

**Untersuchungen mit Bodenpilzen aus der Rebstock-  
Rhizosphäre unterschiedlich bewirtschafteter Rebanlagen  
des Rheingaus unter besonderer Berücksichtigung ihrer  
Pathogenität**

Dissertation  
zur Erlangung des Grades  
„Doktor der Naturwissenschaften“

am Fachbereich Biologie der  
Johannes Gutenberg-Universität in Mainz

Markus Johannes Hammes  
geb. in Heppenheim/Bergstraße

Mainz, den 29. Mai 2008

## Inhaltsverzeichnis

Inhaltsverzeichnis .....	III
1 Einleitung .....	1
1.1 Pathogene Mikroorganismen und Rebensterben	1
1.2 Pathogensuppression und –konduktivität in Böden	3
1.3 Ziel der Untersuchungen	4
2 Bestimmung und Sammlung von Bodenpilzen.....	7
2.1 Ziele	7
2.2 Material und Methoden	7
2.2.1 Standortbeschreibung	7
2.2.1.1 Ökologisch bewirtschaftete Versuchsfläche Geisenheim	7
2.2.1.2 Konventionell bewirtschaftete Versuchsfläche Kiedrich	9
2.2.2 Probenahme und Inkubation	10
2.2.3 Koloniebildende Einheiten (KbE)	12
2.3 Ergebnisse	13
2.3.1 Bodenpilze aus gesunden und geschädigten Wurzeln	13
2.3.2 Koloniebildende Einheiten (KbE)	21
2.4 Zusammenfassung	23
3 Interaktionsversuche .....	25
3.1 Pilz-Pilzmetabolit-Interaktionen	25
3.1.1 Ziele	25
3.1.2 Material und Methoden	25
3.1.3 Ergebnisse	27
3.1.4 Zusammenfassung	30
3.2 Pilz-Pilz-Interaktionen	31
3.2.1 Ziele	31
3.2.2 Material und Methode	31
3.2.3 Ergebnisse	33
3.2.3.1 Boniturnoten und Messwerte	33
3.2.3.2 Bonituren mit starker substratabhängiger Verhaltensänderung	39
3.2.3.3 Bonituren mit schwacher substratabhängiger Verhaltens-änderung	42

3.2.3.4	Interaktionen ohne substratabhängige Verhaltensänderung	42
3.2.4	Zusammenfassung	45
3.3	Pilz-Rebwurzel-Interaktionen im halbsterilen Wurzelsystem	46
3.3.1	Ziele	46
3.3.2	Material und Methode	47
3.3.2.1	Halbsteriles Wurzelsystem	47
3.3.2.2	Pilzinokulation, mechanischer Stress und IES	48
3.3.2.3	Bewertung	49
3.3.3	Ergebnisse	50
3.3.3.1	Boniturnoten und Messwerte der Rebsorte Börner	51
3.3.3.2	Boniturnoten und Messwerte der Rebsorte 5BB	52
3.3.3.3	Boniturnoten und Messwerte der Rebsorte 5C	54
3.3.4	Zusammenfassung	55
3.4	Pilz- <i>Vitis</i> -Interaktionen	57
3.4.1	Ziele	57
3.4.2	Material und Methode	57
3.4.2.1	<i>In-vitro</i> -Pilzinokulation an <i>Vitis</i> spp.	57
3.4.2.2	Wurzel- und Sprossbonituren	59
3.4.3	Ergebnisse	60
3.4.3.1	Sprosslängen	60
3.4.3.2	Trockenmasseanteil der Sprosse	62
3.4.3.3	<i>Vitis</i> spp.: Boniturnoten und Messwerte	63
3.4.4	Zusammenfassung	69
4	Pilzbestimmungen und Interaktionsversuche.....	70
4.1	Ergebnisse	70
4.2	Zusammenfassung	80
5	Diskussion.....	81
5.1	Überblick	81
5.2	Substratabhängige Verhaltensänderung und Pathogenität	82
5.3	Pathogensuppression und Pathogenkonduktivität in Böden	84
5.4	Fungistase und Antibiose	87
6	Zusammenfassung.....	91

7	Literaturliste .....	93
8	Anhang.....	102
8.1	Ökologie der Bodenpilze	102
8.2	Tabellen	120

# 1 Einleitung

## 1.1 Pathogene Mikroorganismen und Rebensterben

Um 1864 wurden mit nordamerikanischen Rebstöcken Rebläuse (*Daktulosphaera vitifoliae*, Fitch) nach Europa eingeschleppt. Sie verbreiteten sich innerhalb weniger Jahre sehr schnell, befielen die Wurzeln der europäischen Kulturreben (*Vitis vinifera* L.) und verursachten ein europaweites Rebensterben (ORDISH 1987, SEELIGER 1933). Die derzeit einzige Möglichkeit, dem durch die Reblaus verursachten Sterben Herr zu werden, zeigte sich in der Verwendung reblaustoleranter amerikanischer Unterlagsrebsorten. Ende des 19. Jahrhunderts wurde deshalb ein Großteil der befallenen Rebstöcke gegen Pfropfreben mit amerikanischen Unterlagen und europäischen Edelreissorten ausgetauscht. Diese waren gegen die Reblaus beständig, wodurch das Rebensterben für mehr als ein Jahrhundert unter Kontrolle gebracht werden konnte.

Seit Mitte der 80er Jahre des letzten Jahrhunderts werden weltweit wieder starke Schäden an Rebstöcken und Rebensterben beobachtet, was mit dem Auftreten von Rebläusen an Rebwurzeln in Zusammenhang gebracht wird (KOPF 2000, PRESSER et al. 1993, WEBER et al. 1996). Selbst die bislang als reblaustolerant eingestufte Unterlage Börner scheint mittlerweile anfällig gegen Reblausbefall zu sein (EL-NADY 2001). Aktuell stehen diesem Problem keine ökologisch vertretbaren Gegenmaßnahmen zur Verfügung. Trotz zahlreicher Untersuchungen zu Themen wie z. B. Populationsentwicklung oder Schadwirkung ist es aber nicht gelungen, die Zusammenhänge aufzuklären (z. B. BÖRNER 1909, FORNECK et al. 2000, FORNECK et al. 2001, GRANETT et al. 1983, OMER et al. 1995, OMER et al. 1997, STELLWAAG 1928).

Durch den Einfluss von Phytopathogenen entstehen der Agrarwirtschaft weltweit gravierende Ernteauffälle, die durch geeignete Pflanzenschutzmaßnahmen reduziert werden können (COOK et al. 1996). Eine dieser Maßnahmen ist die nachhaltige Bodenbewirtschaftung mit organischem Dünger, im Rahmen des integrierten Pflanzenschutzes (Integrated Pest Management, IPM), zur Kontrolle bodenbürtiger phytopathogener Mikroorganismen (DECEUSTER & HOITINK 1999). So wurde beispielsweise in der zweiten Hälfte des letzten Jahrhunderts aufgrund veränderter

Bewirtschaftungsmethoden weit weniger organisches Material in die Weinbergsböden eingebracht als davor (STATISTISCHES BUNDESAMT 1970, BUCHNER & STURM 1980). Da totes organisches Material für viele Bodenmikroorganismen die Lebensgrundlage darstellt, wirkt sich dessen Verfügbarkeit auch auf die Bodenpilze aus: Bei Mangel an Substrat entsteht Konkurrenz. So ist von vielen Bodenpilzen bekannt, dass sie bei ausreichender Verfügbarkeit toter organischer Substanz als Saprobier leben, bei Mangel allerdings mit anderen Mikroorganismen und insbesondere mit Pilzen um die Nährstoffe konkurrieren und in eine parasitische Lebensweise wechseln können (GREGORI & TIZIO 1997, HÖFER 1992).

Bereits 1909 wurde beschrieben, dass Pilzhyphen durch Risse, die durch die Volumenzunahme der Wurzel in der Rhizodermis entstehen, eindringen können (PETRI 1909, MILKO 1961). Das ist möglich, weil nach dem Anstich durch die Reblaus in das Parenchymgewebe junger Wurzeln durch eine Reihe von Interaktionen knotige Verdickungen (Nodositäten) (Abb. 1-1) entstehen.



Abb. 1-1: Nodosität mit saugenden Rebläusen  
Foto: EISENBEIS (Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme)

Die Auswirkungen des Befalls einer auf diese Weise prädisponierten Rebpfanze durch sekundärparasitische Mikroorganismen werden schon lange diskutiert (KAST 1994, MILKO 1961, NIKLOWITZ 1954).

Vieles deutet darauf hin, dass Absterbeerscheinungen an von Rebläusen befallenen Unterlagen nicht durch die Reblaus per se, sondern auch durch den Einfluss phytopathogener Mikroorganismen verursacht werden (GRANETT et al. 1998, HÖFER 1992, PETRI 1909, THÜMEN 1878). So weisen stressbelastete Pflanzen im Vergleich mit weniger belasteten Reben eine reduzierte Pathogenabwehr auf und werden sogar gegen Parasiten anfällig, die gesunde Pflanzen nicht schädigen, wie in phytomedizinischen Untersuchungen gezeigt werden konnte (PRELL 1996, SCHLÖSSER 1997).

## **1.2 Pathogensuppression und –konduktivität in Böden**

Untersuchungen zur Kontrolle bodenbürtiger *Vitis*-Pathogene im Rahmen des integrierten Pflanzenschutzes weisen darauf hin: Pathogenkonduktive und –suppressive Bodeneigenschaften sind für die Schadbilder in den Reblagen verantwortlich (HUBER 2007). Hier konnte eine direkte Verbindung zur Bewirtschaftung, insbesondere der Versorgung der Böden mit organischer Substanz, hergestellt werden. So genannte VOCs (volatile organic compounds) und andere Stoffwechselprodukte können die Keimung verschiedener Pilzarten hemmen (LOCKWOOD 1977, LIEBMAN & EPSTEIN 1992, 1994). CHUANKUN et al. (2004) konnten in diesem Zusammenhang eine ganze Bandbreite an VOCs identifizieren (z. B. Trimethylamin, 3-Methyl-2-Pentanon, Dimethyldisulfit, Methylpyrazin, Benzaldehyd, N, N-Dimetyloctylamin und Nonadecan), von denen einige schon in sehr geringen Konzentrationen eine starke fungistatische Wirkung hervorrufen.

ALABOUVETTE et al. (1979) zeigte, dass bei einigen Böden schon eine schwache Präsenz des Pathogens *Fusarium oxysporum* ausreichte, um ein ausgeprägtes Krankheitsbild (vaskuläre Fusariose) hervorzurufen, während in anderen Böden die Krankheit trotz einer hohen Konzentration des Inokulums nicht auftrat. Aufgrund dieser Ergebnisse werden den Böden bezüglich der Pathogenität, die Mikroorganismen in unterschiedlichen Substraten entwickeln können, Konduktivität

(fördernde Eigenschaften) und Suppressivität (unterdrückende Eigenschaften) zugesprochen. Dazwischen existieren auch intermediäre Verhaltensweisen.

Reben, die in Vorversuchen (HUBER 2007) in Erden aufgezogen wurden, die von den beiden Versuchsflächen, der ökologisch bewirtschafteten Geisenheimer und der konventionell bewirtschafteten Kiedricher stammten, zeigten sehr unterschiedliches Wuchsverhalten. So war der Wuchs von Pflanzen in Geisenheimer Erde zufriedenstellend, der in Kiedricher Erde hingegen geprägt von kümmerlichem Wuchs. Eine Hitzebehandlung (CHEN et al. 1995) der Kiedricher Erde hatte einen mit der Geisenheimer Variante vergleichbaren Wuchs zur Folge. Die in Standard-Anzuchterde gewachsenen Vergleichsreben reduzierten ihren Wuchs deutlich nach Zugabe von Kiedricher Bodenlösung. Die Reaktionen der Pflanzen könnten darauf hinweisen, dass die Wuchsdepressionen durch die von Bodenmikroorganismen produzierten Wuchshemmer und Toxine verursacht wurden (DURBIN 1981).

### **1.3 Ziel der Untersuchungen**

Aufbauend auf diesen Erkenntnissen wurden in dieser Arbeit Untersuchungen zum Einfluss der Bewirtschaftungsmethode auf fakultativ phytopathogene Bodenpilze und deren Einfluss auf die Absterbeerscheinungen von Rebstöcken durchgeführt. Hierfür wurden Bodenpilze von gesunden und geschädigten Rebwurzeln aus zwei unterschiedlich bewirtschafteten Versuchsflächen in Geisenheim und Kiedrich im Rheingau isoliert und artdifferenziert (Institut für Mikrobiologie, Arbeitsgruppe Systematik, Taxonomie und Evolutionsbiologie der Leopold-Franzens-Universität in Innsbruck, Österreich), um Differenzen in den Pilzzönosen im Hinblick auf den jahreszeitlichen Verlauf und die unterschiedlichen Düngevarianten zu zeigen. Um die isolierten Bodenpilze auf ihr pathogenes Potenzial hin zu überprüfen, wurden *in vitro* Konkurrenztests auf unterschiedlichen Nährmedien (Mangel- und Vollmedium) durchgeführt.

In weiterführenden Untersuchungen wurden dann *in vitro* die Auswirkungen der Bodenpilze gegen Rebwurzeln und Rebpflanzen getestet. Dass Bodenpilze mit ihren Hyphen nicht nur in die Rhizodermis, sondern auch ins Parenchym und in den Zentralzylinder eindringen können, haben histologische Wurzeluntersuchungen gezeigt (HAMMES 2002). Im Rahmen dieser Untersuchungen waren Wurzelstücke und Nodositäten aus dem Boden der ökologisch bewirtschafteten Geisenheimer Versuchsfläche sogar stärker von Pilzhypen bewachsen als die aus dem Boden der konventionell bewirtschafteten Kiedricher Anlage. Es ist denkbar, dass durch die von Rebläusen verursachten Wurzelschädigungen auch anderen als obligat pathogenen eingestuft Bodenmikroorganismen, wie z. B. *Sorosphaera viticola* (Abb. 1-2), der Zugang zum Wirt erleichtert wird.

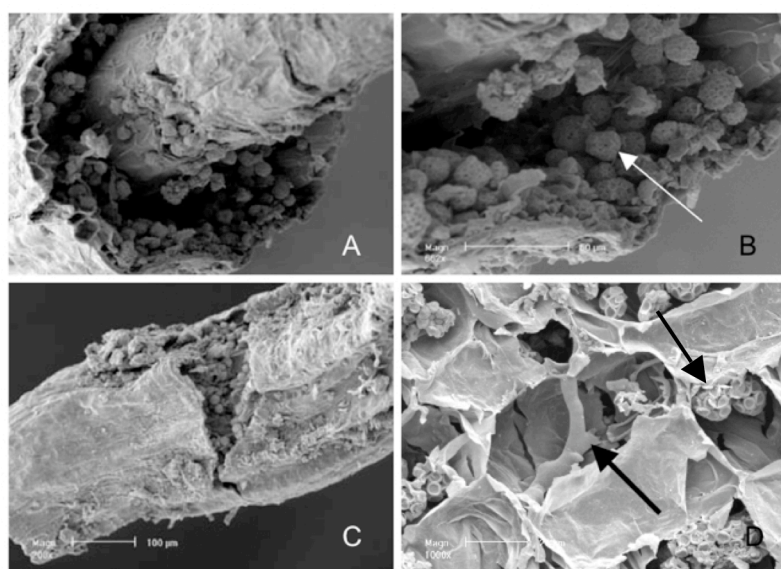


Abb. 1-2: *Sorosphaera viticola* in geschädigten Rebwurzeln  
**A, B:** Rebwurzel: Parenchymgewebe vollständig aufgelöst, Sporosori von *S. viticola*;  
**C:** Riss in einer Rebwurzel: Sporosori von *S. viticola*;  
**D:** Parenchymzellen einer Rebwurzel: Pilzhype und Sporosori von *S. viticola* (Pfeile).  
 Fotos: HAMMES (Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen)

*S. viticola*, ein Plasmodiophorid der Gattung *Sorosphaera*, welche vor allem durch *S. brassica*, ein Pathogen bei Kartoffeln, bekannt ist, wurde vom Autor im Rahmen von Wurzeluntersuchungen im Jahr 2002 erstmals in Kiedricher und Geisenheimer Rebwurzeln nachgewiesen und licht-, raterelektronen- und transmissions-

elektronenmikroskopisch dokumentiert (HAMMES 2002, HUBER et al. 2003). Diese in den obigen Kapiteln beschriebenen Beobachtungen und die Ergebnisse aus Untersuchungen, die im Rahmen von Untersuchungen der Arbeitsgruppe Bodenökologie des Instituts für Zoologie der JohannesGutenberg-Universität in Mainz in Kooperation mit dem Fachgebiet Rebenzüchtung und Rebenveredelung der Forschungsanstalt Geisenheim durchgeführt wurden, sind die Grundlage für die folgenden Arbeitshypothesen:

- Die Absterbeerscheinungen in Rebanlagen werden nicht durch die Reblaus per se verursacht, es besteht vielmehr ein Zusammenhang zwischen der Bewirtschaftungsmethode, dem Verhalten von Bodenmikroorganismen, insbesondere Bodenpilzen, und der Entstehung von Schadbildern an prädisponierten Rebpflanzen.

- Bodenpilze haben Einfluss auf die Pathogenkonduktivität und die Pathogensuppressivität der Böden und können - abhängig von der Bodenbewirtschaftung und der verfügbaren Menge organischen Kohlenstoffs - ihr Wachstums- bzw. Konkurrenzverhalten ändern.

## **2 Bestimmung und Sammlung von Bodenpilzen**

### **2.1 Ziele**

Aus zwei unterschiedlich bewirtschafteten Rheingauer Weinbergen in Geisenheim und Kiedrich stammten die Wurzelproben, aus denen die Pilze für die in dieser Arbeit durchgeführten Untersuchungen isoliert wurden. Die Geisenheimer Anlage diente hierbei als ökologisch bewirtschaftete Vergleichfläche zu der konventionell bewirtschafteten Kiedricher mit vier unterschiedlichen Düngevarianten.

Um ein Artenspektrum der Bodenpilze in den unterschiedlich bewirtschafteten Versuchsflächen beschreiben zu können, wurden Pilze mit Hilfe mikrobiologischer Methoden von der Rhizodermis und aus dem inneren Gewebe der Rebwurzeln isoliert. Dafür wurden geschädigte und ungeschädigte Wurzelstücke verwendet, also solche mit und ohne Nodositäten. Im Verlauf der Beprobung wurde so sukzessive eine Bodenpilzsammlung zusammengestellt, um mit deren Hilfe im Verlauf der Untersuchungen die Präsenz isolierter Pilzarten auf den unterschiedlich bewirtschafteten Versuchsflächen zu zeigen, insbesondere unter Berücksichtigung der unterschiedlichen, geschädigten und ungeschädigten Wurzelgewebe.

### **2.2 Material und Methoden**

#### **2.2.1 Standortbeschreibung**

##### **2.2.1.1 Ökologisch bewirtschaftete Versuchsfläche Geisenheim**

Die Versuchsfläche in der Gemarkung Geisenheim gehört zur Großlage Burgweg (Lage Mönchspfad), liegt 1500 m über NN, hat eine Hangneigung von 2° bis 4° in südlicher bis südwestlicher Richtung und wird der Bodengruppe 3 zugeordnet. Der Boden ist tiefgründig frisch und meist schwach kalkhaltig. Im Rigolhorizont beträgt der Calciumcarbonatgehalt 0-15 %. Der Boden besteht aus sandig-schluffigem Lehm bis Lehm mit einer mittleren Wasserdurchlässigkeit und einer mittleren bis hohen Feldkapazität (HESSISCHES LANDESAMT FÜR BODENFORSCHUNG 1996).

1985 ist in Geisenheim auf der Unterlage 5C (*Vitis berlandieri* x *V. riparia*) die Edelreissorte „Weißer Riesling“ angepflanzt worden. Bei einer Zeilenbreite von 200

cm und einem Stockabstand von 135 cm ergibt sich bei 585 Stöcken auf 1580 m<sup>2</sup> ein Standraum von 2,7 m<sup>2</sup> pro Rebe. Jede zweite Zeile ist im jährlichen Wechsel begrünt. Die Anlage ist in gutem Zustand und wird mit hohem Arbeitseinsatz bewirtschaftet, ohne den Einsatz tiefenlockernder Geräte.

An den Rebstöcken dieser VF wird seit 1985 starker bis sehr starker (abhängig von der Düngevariante) Reblausbefall registriert, jedoch ohne oberirdisch sichtbare Schäden (Abb. 2-1).

Die ökologischen Bewirtschaftungsmaßnahmen waren bis 1997 der Eintrag von Humus auf der Basis von Stallmist (Pferde-, Rinder- oder Hühnermist, jährlich 30 t/ha). Ab dem Jahr 1998 wurde die Düngung modifiziert und die VF Geisenheim mit Fichtensägemehl 1000 m<sup>3</sup> und Kalkammonsalpeter 40 kg N (N: P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>:K<sub>2</sub>O:MgO:S:B:Zn (12:12:17:2:6:0,02:0,01[%])) gedüngt. Im Jahr 2002 wurde mit Volldünger 40 kg N, gefolgt im Jahr 2003 mit 60 t Stallmist (HUBER 2007).

Die Geisenheimer Versuchsfläche wird in dieser Arbeit als ökologisch bewirtschaftete Vergleichsfläche V1 bezeichnet. Sie steht der im folgenden Abschnitt (2.2.1.2) beschriebenen konventionell bewirtschafteten Versuchsfläche mit 4 Düngevarianten V2 - V5 in Kiedrich gegenüber.



Abb. 2-1: Schadbilder an Rebstöcken der VF Kiedrich (**K-** und **K+**) und schadbildfrei: VF Geisenheim; Fotos: HUBER

### 2.2.1.2 Konventionell bewirtschaftete Versuchsfläche Kiedrich

Die VF der Gemarkung Kiedrich in der Großlage Heiligenstock und der Lage Sandgrub liegt auf 150 m über NN und hat eine Hangneigung von 4° bis 7° in östlicher Richtung. Sie wird ebenfalls der Bodengruppe 3 zugeordnet, tiefgründig meist frisch und kalkfrei bis schwach kalkhaltig. Der aus sandigem bis tonigem Lehm bestehende Rigolhorizont ist in einer Tiefe von 60 bis 150 cm zu finden. Der Boden zeichnet sich durch eine hohe Feldkapazität und Wasserdurchlässigkeit aus. Der Calciumcarbonatgehalt liegt bei 0-2 % (HESSISCHES LANDESAMT FÜR BODENFORSCHUNG 1983).

1994 ist die Fläche mit der Edelreissorte „Blauer Spätburgunder“ bepflanzt worden, als Unterlage dient SO4, eine Kreuzung aus *V. berlandieri* und *V. riparia*. Auf 3109 m<sup>2</sup> stehen 1100 Rebstöcke, woraus sich pro Stock ein durchschnittlicher Standraum von 2,8 m<sup>2</sup> errechnet, bei einer Zeilenbreite von 200 cm und einem Stockabstand von 135 cm. Die Zeilen sind nicht begrünt und es werden tiefenlockernde Geräte benutzt. Seit 1997 liegt auf der VF Kiedrich starker Reblausbefall vor, der sich in einem ausgeprägten Schadbild äußert. Unterschieden werden Stöcke mit sichtbaren oberirdischen Schäden (K+) von solchen, die nur ein geringes oder kein Schadbild (K-) aufweisen (Abb. 2-1).

Charakteristisch für diese Anlage ist eine kostenextensive Bewirtschaftung mit geringem Arbeitseinsatz im Bereich der Anlagenpflege. Gedüngt wurde ausschließlich mit Mineraldünger, bis zum Jahr 1997 mit 40 kg/ha und Jahr Volldünger der oben beschriebenen Zusammensetzung. Im Jahr 1998 wurde dann in vier Varianten Dünger eingesetzt: Volldünger 40 kg N, Volldünger 120 kg N, Kalkstickstoff 120 kg N und 1000 m<sup>3</sup> Fichtensägemehl mit Kalkammonsalpeter 40 kg N (Angaben pro ha). 1999 wurde nicht gedüngt und in den Jahren 2000 bis 2002 wieder komplett mit Volldünger 40 kg N. Im Jahr 2003 wurde erneut Dünger in 4 verschiedenen Varianten (V1 - V4) eingesetzt: Volldünger 40 kg N, 500 m<sup>3</sup> Fichtensägemehl mit Kalkammonsalpeter 40 kg N, 40 t Stallmist und Volldünger 40 kg N (HUBER 2007).

In dieser Arbeit werden die Varianten der konventionell bewirtschafteten VF Kiedrich als betriebsübliche Variante 2 (V2), eine mit Stallmist gedüngte als Variante 3 (V3),

die ‚alte‘ Sägemehldüngung als Variante 4 (V4) und die ‚neue‘ Sägemehldüngung als Variante 5 (V5) beschrieben. Die ökologisch bewirtschaftete Geisenheimer Vergleichsfläche wird in dieser Arbeit mit Variante 1 (V1) bezeichnet.

### **2.2.2 Probenahme und Inkubation**

Eine erste Beprobung (PN0) der Versuchsfleichen in Kiedrich und Geisenheim fand im Juni 2003 statt, gefolgt von 4 weiteren Probenahmen (PN1 bis PN4) im Juni, August, September und Oktober des Jahres 2004.

Zur Gewinnung von Wurzelproben wurden auf jeder der 5 Düngvarianten der beiden Versuchsfleichen Kiedrich und Geisenheim 5 zufällig ausgewählte Rebstöcke mit einem Spaten im Abstand von 20-30 cm zum Stamm aufgedraben, Wurzeln mit frischen Nodositäten (gelbe bis dunkelgelbe Farbe) entnommen und in PET-Beutel verpackt. Die Beutel wurden dann sofort in eine mit Kühlaggregaten ausgestattete Kühlbox gelegt, bei 8°C ins Labor transportiert und dort bis zur Verarbeitung im Kühlschrank (8°C) gelagert.

Die Wurzeln wurden vorsichtig von anhaftender Erde befreit und mit Leitungswasser mehrfach gespült. Soweit möglich sollten pro beprobter Pflanze 6 Wurzelstücke mit Nodositäten und 6 ohne Nodositäten inkubiert werden. Waren nicht genug Nodositäten vorhanden, wurden an ihrer Stelle nodositätenfreie, gesunde Wurzelstücke verwendet. Diese Stücke waren 5-12 mm lang und hatten einen Durchmesser von 1-3 mm.

Die Inkubation der Wurzelproben erfolgte nach zwei unterschiedlichen Behandlungsmethoden, zum einen direkt nach dem Waschen mit Leitungswasser und zum anderen nach einer Oberflächensterilisation. Wurden die Proben mit Wasser abgewaschen, konnten die Pilze aus dem inneren Wurzelgewebe und von der Rhizoplane stammen. Mit der Oberflächensterilisation wurde gewährleistet, dass die Pilze nur aus der Wurzel gewachsen sein konnten. Zur Sterilisation wurden die Wurzelstücke 6 Sekunden in eine 10% ige wässrige Natriumhypochlorid-Lösung eingetaucht und danach mehrfach in sterilem Leitungswasser neutralisiert und auf sterilem Filterpapier getrocknet (HUBER et al. 2003). Im Anschluss an die jeweilige Behandlung konnten die Wurzelproben in die Petrischalen gebettet werden (Abb. 2-1). Als Nährmedien wurden das Vollmedium Kartoffel-Dextrose-Agar (PDA) und

synthetischer Nähragar (SNA) als Mangelmedium verwendet (Anhang: Tab. 8-2); letzteres deshalb, weil bestimmte Arten (z. B. der Gattung *Fusarium*) auf nährstoffreichem Medium schnell degenerieren und so eine Bestimmung unmöglich machen. So wurden nach jeder der vier Probenahmen des Jahres 2004 pro beprobtem Weinstock insgesamt 24 Wurzelstücke mit und ohne Nodositäten inkubiert (6 Wurzelproben, 2 Behandlungsmethoden, 2 Nährböden).

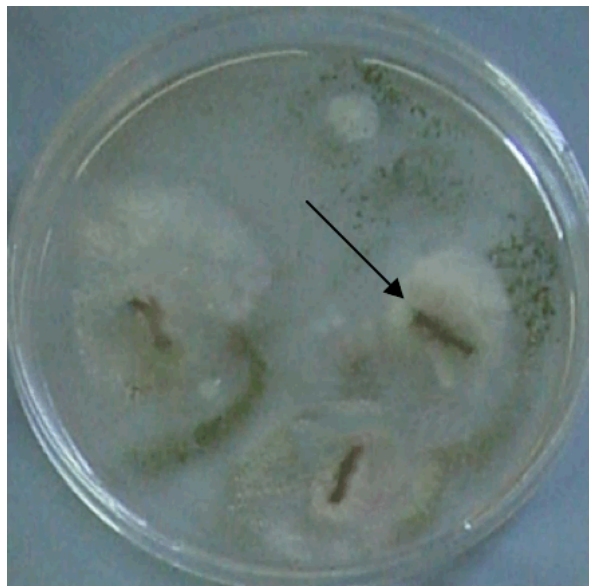


Abb. 2-2: Wurzelstücke auf Nährboden  
Petrischale mit 3 Wurzelstücken. Es sind unterschiedliche  
Pilzkolonien zu sehen, die um die Wurzelproben wachsen (Pfeil).

Zeitgleich wurden die bis zu diesem Zeitpunkt bereits bestimmten und in Reinkultur vorhandenen Pilzarten ebenfalls auf den beiden Nährböden, SNA und PDA, angeimpft, die Petrischalen dann bei 24°C und Dunkelheit im Klimaschrank inkubiert und alle 24 Stunden kontrolliert. Pilze, die aus den Wurzelstücken gewachsen waren, wurden mit den Reinkulturen makroskopisch und mikroskopisch anhand vegetativer und generativer Merkmale verglichen und zugeordnet. Pilze, die sich von bereits bekannten Arten unterschieden, wurden ebenfalls in Reinkultur gebracht und zur Artdifferenzierung an die Universität Innsbruck gesandt.

Für die Inkubation der Wurzelproben wurden dieselben Nährmedien benutzt wie für die Rein- und Dauerkulturen. Die Nährmedien wurden alle in Polystyrol-Petrischalen ( $\varnothing$  80 mm, Fa. Roth) ausgegossen. Beide Nährlösungen wurden mit destilliertem Wasser angesetzt und mit NaOH bzw. HCl als Titrationsmittel auf einen pH-Wert von  $5,6 \pm 0,1$  eingestellt. Die Medien wurden 20 Minuten bei  $121^{\circ}\text{C}$  und 1 Bar autoklaviert.

Mit den während der Untersuchungen isolierten Pilzen wurde eine Reinkultursammlung von Pilzen angelegt, sie diente als Vergleich bei der Bestimmung der Pilze, die aus den Wurzelproben gewachsen waren. Für die Identifizierung der Morphotypen wurden die vegetativen und generativen Merkmale der Pilze makroskopisch und mikroskopisch verglichen. Die Referenz-Pilze wurden während der gesamten Versuche auf zwei Nährböden im Kühlschrank bei  $8^{\circ}\text{C}$  und Dunkelheit in Dauerkultur gehalten.

Diese Reinkulturen waren auch das Ausgangsmaterial für die in den folgenden Kapiteln beschriebenen Interaktionsversuche.

### **2.2.3 Koloniebildende Einheiten (KbE)**

Die Wurzelproben aus den oben beschriebenen Probenahmen wurden auf die Anzahl koloniebildender Einheiten untersucht (WOLLUM 1982). Die Dichtebestimmung wurde im Hinblick auf Unterschiede in den unterschiedlich konventionell bewirtschafteten Düngevarianten (V2-V5) im Vergleich zur ökologisch bewirtschafteten Variante (V1) durchgeführt.

Zur Herstellung der Ausgangssuspension wurde für jede Probe ein 100 ml Schraubdeckel-Schottglas mit 5 g trockenem Quarzsand und 90 ml Aqua dest. befüllt und autoklaviert, dann 2-5 g in sterilem Wasser gewaschene Frischwurzelstücke eingewogen und 20 min mit 150 Umdrehungen pro Minute gerüttelt. Je 0,1 ml der entstandenen Suspension konnte dann mit einer Pipette auf Kartoffel-Dextrose-Agar gebracht und mit einem Drigalski-Spatel ausgestrichen werden. Die Bestimmung der koloniebildenden Einheiten fand immer in 10 Parallelen statt. Inkubiert wurden die Proben bei  $24^{\circ}\text{C}$  und Dunkelheit im Klimaschrank. Kontrollen fanden alle 24 Stunden statt, Ansätze mit weniger als 5 und mehr als 35 Kolonien wurden bei der Berechnung ausgeschlossen (WOLLUM 1982).

Der Inhalt der Schottgläser wurde dann mitsamt dem Quarzsand filtriert, das Filtrat bei 105°C im Trockenschrank 12 Stunden lang getrocknet, im Exsikkator über Kieselgel abgekühlt und dann gewogen, um aus der Differenz zur Sandeinwaage die organische Trockensubstanz der Wurzeln bestimmen zu können.

## **2.3 Ergebnisse**

### **2.3.1 Bodenpilze aus gesunden und geschädigten Wurzeln**

In den Untersuchungen konnte auf Wurzelproben von insgesamt 120 Rebstöcken zurückgegriffen werden. Insgesamt waren es 2388 Wurzelstücke, wovon 233 geschädigt waren und Nodositäten hatten. Es wurden von Wurzeln jeder der 5 Düngevariante 480 Wurzelproben inkubiert (5 Pflanzen x 6 Wurzelproben x 2 Behandlungsmethoden (sterilisiert/nicht sterilisiert) x 2 Nährböden (SNA/PDA) x 4 Probenahmen (PN1-PN4); Ausnahme: PN3, Variante 5 mit 468 Proben, Tab. 2-5). 42 der 233 untersuchten Nodositäten stammten von der Referenzfläche Geisenheim, folglich 191 aus den 4 Kiedricher Düngevarianten. Im Rahmen der ersten Beprobung der Versuchsflächen in Kiedrich und Geisenheim im Juni 2003 (PN0) konnten 11 Pilzarten von Rebwurzeln isoliert, identifiziert und in Reinkultur gebracht werden (Universität Innsbruck).

Zum Zeitpunkt der zweiten Probenahme im Juni 2004 (PN1, Tab. 2-3) standen diese 11 Pilzarten zur Verfügung und dienten als Referenzkulturen, mit deren Hilfe, durch mikroskopisches und makroskopisches Vergleichen vegetativer und generativer Strukturen, die aus den Wurzelstücken wachsenden Pilze bestimmt wurden.

Im Rahmen der dritten Beprobung (PN2: August 2004, Tab. 2-4) standen aus den beiden vorangegangenen Probenahmen (PN0 und PN1) 18 Bodenpilze in Reinkulturen für die Bestimmung zur Verfügung, nach der vierten Probenahme (PN3, Tab. 2-5) waren es 33 und nach der fünften und letzten Probenahme (PN4, Tab.2-6) 49 Pilzarten.

Tab. 2-1: Pilze, die aus Wurzelproben der 5 Düngevarianten der beiden Versuchsflächen in Geisenheim (V1) und Kiedrich (V2-V5) isoliert und mit Hilfe von Referenzkulturen bestimmt wurden, und deren Verteilung auf die verschiedenen Wurzelgewebe

Variante	1				2				3				4				5			
	N	W	W	N	N	W	W	N	N	W	W	N	N	W	W	N	N	W	W	N
Wurzel (W)/ Nodosität (N)	G	G	R	R	G	G	R	R	G	G	R	R	G	G	R	R	G	G	R	R
Wurzelgewebe (G)/ Rhizoplane (R)	G	G	R	R	G	G	R	R	G	G	R	R	G	G	R	R	G	G	R	R
<i>Absidia glauca</i>	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
<i>Acremonium charticola</i> (1)			x				x	x							x				x	x
<i>Acremonium kiliense</i> (3)(4)	x	x	x	x	x	x	x	x		x	x			x	x	x	x	x	x	x
<i>Aspergillus ustus</i> (5)	x	x	x		x	x	x	x	x	x	x	x		x	x	x		x	x	x
<i>Cladosporium cladosporoides</i> (6)			x				x				x				x				x	
<i>Cunninghamella elegans</i>	x	x	x		x	x			x	x	x			x	x				x	x
<i>Cylindrocarpon cf. lichenicola</i> (7)							x													x
<i>Cylindrocarpon destructans</i>			x												x					
<i>Cylindrocarpon magnusianum</i> (8)		x	x	x		x	x	x		x	x			x	x	x			x	x
<i>Cylindrocarpon sp.</i> (9)		x	x			x				x					x				x	x
<i>Fusarium culmorum</i>	x	x	x			x	x			x	x			x	x				x	x
<i>Fusarium detonianum</i>			x							x	x			x	x	x				x
<i>Fusarium spp.</i>	x	x	x	x		x	x	x	x	x	x	x		x	x	x			x	x
<i>Fusarium sp.</i> (13)			x				x				x									
<i>Fusarium sp.</i> (14)										x	x			x	x					x
<i>Fusarium tabacinum</i> (15)(16)							x			x	x			x					x	
<i>Gliocladium roseum</i> (17)		x	x	x	x	x	x			x	x	x		x	x				x	x
<i>Leptosphaeria coniothyrium</i> (18)		x	x			x	x			x				x	x	x				x
<i>Mortierella alpina</i> (19)		x	x							x	x	x		x	x	x			x	x
<i>Mucor hiemalis</i> (20)	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
<i>Nectria inventa</i> (21)				x		x	x			x	x	x			x					x
<i>Penicillium corylophilum</i>							x				x	x			x					x
<i>Penicillium expansum</i> (22)		x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x		x	x	x	x	x	x	x
<i>Penicillium janthinellum</i>		x	x			x	x			x	x			x	x	x			x	x
<i>Penicillium restrictum</i> (23)														x						x
<i>Trichoderma spp.</i>	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x

Die durch den Vergleich vegetativer und generativer Strukturen bestimmten Pilze wurden mit **x** gekennzeichnet. Die an der Universität Innsbruck bestimmten Pilze sind mit blauer Farbe hinterlegt, wobei alle Probenahmen zusammengefasst wurden. Ort der Isolation: Wurzel (**W**)/ Nodosität (**N**), Rhizodermis (**R**)/ Gewebe (**G**).

Bei den Darstellungen isolierter und bestimmter Arten ist zu beachten, dass die Pilze *Acremonium kiliense* (3)(4) und *Fusarium tabacinum* (15)(16) mit je zwei Stämmen vertreten sind (siehe Anhang Tab. 8-2) und *Fusarium spp.* und *Trichoderma spp.* bei der vergleichenden Bestimmungsmethode nur als Gattung bestimmt wurden.

Von insgesamt 49 Pilzspezies und Stämmen (Tab. 2-1, 2-2, Tab. 8-2) wurden durch die Universität Innsbruck 11 Spezies nur aus Geisenheimer und 26 aus Kiedricher Proben isoliert. Lediglich 12 Arten konnten aus Proben beider Versuchsflächen bestimmt werden.

Insgesamt 18 Gattungen mit bis zu 12 Arten (*Fusarium* spp.) sind durch die Universität Innsbruck artdifferenziert worden (Tab. 2-1, 2-2, alle blau hinterlegten Felder).

Tab. 2-2: Pilze, die aus Wurzelproben der 5 Düngevarianten der beiden Versuchsflächen in Geisenheim (V1) und Kiedrich (V2-V5) isoliert und nur an der Universität Innsbruck bestimmt wurden, und deren Verteilung auf die verschiedenen Wurzelgewebe

Variante	1				2				3				4				5			
Wurzel (W)/ Nodosität (N)	N	W	W	N	N	W	W	N	N	W	W	N	N	W	W	N	N	W	W	N
Wurzelgewebe (G)/ Rhizoplane (R)	G	G	R	R	G	G	R	R	G	G	R	R	G	G	R	R	G	G	R	R
<i>Acremonium furcatum</i> (2)																				
<i>Alternaria alternata</i>																				
<i>Doratomyces stemonitis</i>																				
<i>Fusarium flocciferum</i>																				
<i>Fusarium merismoides</i> var. <i>acetilereum</i>																				
<i>Fusarium nivale</i> var. <i>nivale</i>																				
<i>Fusarium oxysporum</i> (10)																				
<i>Fusarium robustum</i>																				
<i>Fusarium sacchari</i> (11)																				
<i>Fusarium sambucinum</i>																				
<i>Gliocladium catenulatum</i>																				
<i>Mucor racemosus</i>																				
<i>Penicillium aurantiogriseum</i>																				
<i>Penicillium</i> cf. <i>jensenii</i>																				
<i>Penicillium chrysogenum</i>																				
<i>Penicillium echinulatum</i>																				
<i>Penicillium glabrum</i>																				
<i>Penicillium sclerotiorum</i>																				
<i>Penicillium simplicissimum</i>																				
<i>Pestalotiopsis stevensonii</i>																				
<i>Trichoderma harzianum</i>																				
<i>Trichoderma pseudokoningii</i>																				
<i>Ulocladium botrytis</i>																				

Die aufgeführten Spezies konnten nicht anhand vegetativer und generativer Strukturen durch Vergleichen bestimmt werden, da sie zum Zeitpunkt der Bestimmungen nicht in Reinkultur vorhanden waren bzw. aus der letzten Probenahme stammten oder weil sie mit den zur Verfügung stehenden Methoden nicht differenziert werden konnten. Ort der Isolation: Wurzel (**W**)/ Nodosität (**N**), Rhizodermis (**R**)/ Gewebe (**G**).

Von der ökologisch bewirtschafteten Geisenheimer Versuchsfläche konnten insgesamt 22 Arten aus 13 Gattungen isoliert werden und von der konventionell bewirtschafteten Kiedricher VF 37 Arten aus ebenfalls 13 Gattungen. Die Gewebe, in denen die Pilze entdeckt wurden (Rhizoplane oder inneres Gewebe der Wurzel- bzw.

Nodosität) (V1-V5), konnten unterschieden werden, ebenso die Düngevarianten (Tab. 2-1, 2-2 (blau hinterlegte Felder: artdifferenziert durch die Universität Innsbruck)). Es konnten Pilze artdifferenziert werden, die nicht Gegenstand der vergleichenden Pilzbestimmung waren, weil diese zum Zeitpunkt der Pilzbestimmung nicht in Reinkultur verfügbar waren bzw. aus der letzten Probenahme stammten oder weil sie mit der vergleichenden Bestimmungsmethode nicht unterschieden werden konnten. In Tabelle 2-2 werden alle Pilzarten aufgeführt, die nur durch die Universität Innsbruck bestimmt wurden. Es handelt sich hierbei um 24 Arten aus 9 Gattungen (Tab. 2-2). Nach der Beprobung der beiden Versuchsflächen im Juni 2004 (PN1) standen 11 Pilzarten als Referenzkolonien zur Verfügung, hiervon konnten 7 Arten und die Gattungen *Trichoderma* spp. und *Fusarium* spp., anhand ihrer vegetativen und generativen Merkmale, zur Bestimmung herangezogen werden (Tab. 2-3).

Tab. 2-3: PN1- Ergebnisse der Pilzbestimmung anhand vegetativer und generativer Merkmale: Prozentuale Verteilung der Pilzarten in den Wurzelproben der Geisenheimer und Kiedricher Varianten V1 bis V5 sowie auf die Wurzelgewebe, aus denen sie isoliert wurden

Probenart	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG
Variante	1				2				3				4				5			
Proben n ( $\Sigma=600$ )	59	1	59	1	58	2	59	1	57	3	58	2	58	2	58	2	58	2	60	0
<i>Trichoderma</i> spp.	1,7		11,9	100	20,7		8,5		15,8	33,3	12,1		15,5		22,4		19,0		20,0	
<i>Gliocladium roseum</i> (17)	5,1	100	13,6		8,6		5,1		7,0		8,6		15,5		6,9		13,8		8,3	
<i>Fusarium</i> spp.	1,7																			1,7
<i>Mucor hiemalis</i> (20)									1,8	33,3	1,7						5,2		10,0	
<i>Cylindrocarpon destructans</i>	3,4																			
<i>Penicillium expansum</i> (22)			1,7		1,7		1,7		1,8				5,2		1,7		5,2		5,0	
<i>Fusarium detonianum</i>	3,4												1,7				1,7		5,0	
<i>Absidia glauca</i>	15,3		10,2		8,6		6,8		7,0		6,9		5,2		3,4		1,7			
<i>Fusarium culmorum</i>					3,4				1,8		3,4				1,7		3,4		1,7	

Die Zeilen führen die Pilze (chronologisch nach Isolation und Bestimmung) auf und die Spalten die Varianten **V1** bis **V5** und, ob Pilze aus dem inneren Gewebe von Wurzeln (**WG**) oder Nodositäten (**NG**) isoliert wurden oder von deren Rhizodermis (**WR** und **NR**). Die Werte geben an, mit welcher prozentualen Häufigkeit, bezüglich der Probenart, die jeweilige Spezies in entsprechenden Wurzelgeweben der entsprechenden Variante bestimmt werden konnten.

Die Untersuchung ergab, dass z. B. *Trichoderma* spp., *Gliocladium roseum*, *Penicillium expansum* und *Absidia glauca* in Wurzelproben aller Düngevarianten gefunden wurden, sowohl in der Rhizodermis als auch auf im inneren Wurzelgewebe. *Trichoderma* spp. konnte auch im inneren Gewebe von Nodositäten der Geisenheimer VF aufgezeigt werden, aber auch in der Rhizodermis einer Nodosität der Kiedricher Düngevariante 3. In einer Wurzelprobe dieser Variante wurde auch die Spezies *Mucor hiemalis* in der Rhizodermis einer Nodosität identifiziert. *M. hiemalis*

konnte in PN1 in Geisenheimer Proben nicht nachgewiesen werden, genauso wie *Fusarium culmorum*. *Cylindrocarpon destructans* konnte in der Rhizodermis ungeschädigter Geisenheimer Wurzeln gefunden werden. Insgesamt wurden 600 Wurzelstücke inkubiert (pro Düngevariante 120 Stück: 5 Proben x 2 Behandlungsmethoden (sterilisiert/nicht sterilisiert) x 2 Nährböden (SNA/PDA) x 6 Wurzelstücke), davon waren 16 Nodositäten, wovon 2 von der Geisenheimer VF stammten (Tab. 2-3).

Tab. 2-4: PN2- Ergebnisse der Pilzbestimmung anhand vegetativer und generativer Merkmale: Prozentuale Verteilung der Pilzarten in den Wurzelproben der Geisenheimer und Kiedricher Varianten V1 bis V5 sowie auf die Wurzelgewebe, aus denen sie isoliert wurden

Probenart	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG
Variante	1				2				3				4				5			
Proben n (Σ=600)	48	12	55	5	53	7	48	12	55	5	52	8	50	10	46	14	53	7	58	2
<i>Trichoderma</i> spp.	16,7	8,3	7,3	20,0	50,9		60,4	58,3	20,0	40,0	17,3	12,5	58,0	60,0	50,0	42,9	28,3	42,9	20,7	
<i>Gliocladium roseum</i> (17)	6,3	8,3	3,6		1,9		10,4	16,7	7,3		3,8		2,0				1,9		3,4	
<i>Fusarium</i> spp.	6,3		14,5		5,7		4,2		12,7		5,8	37,5	14,0	10,0	4,3		11,3		19,0	
<i>Mucor hiemalis</i> (20)	8,3	25,0	10,9		15,1	28,6	8,3		3,6		3,8		4,0		8,7	7,1	9,4	14,3	10,3	
<i>Cylindrocarpon destructans</i>																				
<i>Penicillium expansum</i> (22)	2,1	8,3	3,6		3,8		14,6	33,3	7,3				12,0	10,0	13,0				14,3	
<i>Fusarium detoniianum</i>									3,6						4,3	7,1				
<i>Absidia glauca</i>	2,1		5,5	40,0	3,8		4,2		1,8		3,8				6,5		5,7	14,3	5,2	
<i>Fusarium culmorum</i>	2,1												2,0		4,3					
<i>Leptosphaeria coniothyrium</i> (18)	2,1		3,6				4,2				3,8		4,0		2,2	7,1				
<i>Cylindrocarpon magnusianum</i> (8)	2,1	16,7	5,5						1,8		1,9				6,5	7,1	5,7			
<i>Aspergillus ustus</i> (5)	8,3		1,8	20,0	5,7	28,6			3,6	20,0	3,8				6,5				3,4	
<i>Cylindrocarpon</i> sp.			1,8																	
<i>Mortierella alpina</i> (19)																	1,9			

Die Zeilen führen die Pilze (chronologisch nach Isolation und Bestimmung) auf und die Spalten die Varianten **V1** bis **V5** und, ob Pilze aus dem inneren Gewebe von Wurzeln (**WG**) oder Nodositäten (**NG**) isoliert wurden oder von deren Rhizodermis (**WR** und **NR**). Die Werte geben an, mit welcher prozentualen Häufigkeit, bezüglich der Probenart, die jeweilige Spezies in entsprechenden Wurzelgeweben der entsprechenden Variante bestimmt werden konnten.

Im Rahmen der zweiten Beprobung des Jahres 2004 (PN2) konnten 12 Pilzarten und wiederum *Trichoderma* spp. und *Fusarium* spp. zum Vergleich herangezogen werden (Tab. 2-4). Von den 120 Geisenheimer Proben hatten 17 Nodositäten, von den 480 Kiedricher Wurzelstücken hatten 65 Nodositäten. Im inneren Gewebe geschädigter Geisenheimer Wurzeln konnten *Trichoderma* spp., *Absidia glauca* und *Aspergillus ustus* identifiziert werden, im inneren Gewebe geschädigter Kiedricher Proben die Pilze *Trichoderma* spp., *M. hiemalis*, *P. expansum*, *A. glauca*, *Leptosphaeria coniothyrium* und *C. magnusianum*. *Trichoderma* spp. konnte auf allen Düngevarianten im inneren Gewebe von geschädigten und von ungeschädigten Wurzeln festgestellt werden (bis zu 60 % der Proben).

*C. destructans*, in PN1 in einer Geisenheimer Probe bestimmt, konnte in PN2 jedoch gar nicht nachgewiesen werden, dafür *F. detonianum* und *Mortierella alpina* nur in Kiedricher und *Cylindrocarpon* sp. nur in Geisenheimer Proben. *M. hiemalis* wurde in PN1 nur in zwei Kiedricher Varianten (V3 und V5) gefunden, in PN2 konnte er auf beiden VF nachgewiesen werden: in der Rhizodermis von ungeschädigten (8,3 %) und geschädigten Wurzeln (25 %) und im inneren Gewebe ungeschädigter Wurzeln (10,9 %). In Kiedrich konnte *M. hiemalis* auf allen Düngevarianten identifiziert werden: immer in der Rhizodermis ungeschädigter Wurzelproben, auf den Varianten 2 und 5 in der Rhizodermis geschädigter Wurzeln und auf V4 im inneren Gewebe einer Nodosität.

Für die Auswertung der dritten Probenahme (PN3, September 2004) war die Liste der Referenzkolonien um 9 Pilze erweitert: insgesamt 20 Bodenpilzarten und *Trichoderma* spp., *Fusarium* spp. und *Acremonium* spp. (Tab. 2-5). 588 Proben wurden inkubiert, davon waren 120 Wurzelstücke (16 Nodositäten) aus dem Boden der Geisenheimer VF und 468 (96 Nodositäten) aus den 4 Kiedricher Varianten. Auch hier fällt *Trichoderma* spp. mit hoher Frequenz in den Proben auf (bis zu 72,6 % der Proben einer Probenart). Auch *M. hiemalis*, *A. glauca*, *P. expansum* und *A. kiliense* waren in den Proben überdurchschnittlich vertreten.

Im inneren Wurzelgewebe von Geisenheimer Proben wurden zu den in PN2 gefundenen Arten weitere identifiziert: *Acremonium kiliense* und *Cladosporium cladosporoides*, im inneren Nodositätengewebe noch *F. culmorum* und *A. kiliense*. *Trichoderma* spp. konnte nicht im inneren Gewebe geschädigter Geisenheimer Wurzeln aufgezeigt werden. Spezies, wie *Leptosphaeria coniothyrium* oder *Cylindrocarpon magnusianum*, die in PN2 vorhanden waren, wurden in PN3 nicht nachgewiesen, auf keiner der 5 Düngevarianten. *P. expansum* konnte in allen Geisenheimer Probenarten außer im inneren geschädigten Wurzelgewebe identifiziert werden (wie in PN2), in Kiedricher Proben im inneren geschädigten Gewebe aller Varianten.

Mit der Auswertung der PN4 (Oktober 2004) wurde die Liste der Referenzpilze um weitere 3 Arten erweitert: *Cunninghamella elegans*, *Penicillium corylophilum* und *P. janthinellum*. Von 600 inkubierten Wurzelproben stammten 120 aus Geisenheim, wovon 7 Nodositäten waren. Aus den 480 Kiedricher Proben konnten 16 Nodositäten inkubiert werden. In diesen Untersuchungen wurden im inneren Gewebe geschädigter Wurzeln der ökologisch bewirtschafteten VF in Geisenheim *M. hiemalis*, *Cunninghamella elegans* und *Trichoderma* spp. bestimmt, letztere diesmal auch im Inneren einer Nodosität. *C. elegans* wurde in geschädigtem inneren Wurzelgewebe

Tab. 2-5: Ergebnisse der Pilzbestimmung anhand vegetativer und generativer Merkmale: Prozentuale Verteilung der Pilzarten in den Wurzelproben der Geisenheimer und Kiedricher Varianten V1 bis V5 sowie auf die Wurzelgewebe, aus denen sie isoliert wurden

Probenart	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG
Variante	1				2				3				4				5			
Proben n (Σ=588)	52	8	52	8	46	14	46	14	53	7	48	12	48	12	48	12	30	18	41	7
<i>Trichoderma</i> spp.	3,8	12,5	13,5		30,4	42,9	37,0	21,4	37,7	57,1	43,8	16,7	60,4	41,7	72,9	41,7	56,7	27,8	34,1	71,4
<i>Gliocladium roseum</i> (17)			3,8						5,7	14,3	4,2								5,6	2,4
<i>Fusarium</i> spp.	7,7	25,0	9,6	25,0	8,7	14,3			1,9	14,3			8,3	25,0			20,0	22,2		
<i>Mucor hiemalis</i> (20)	21,2		1,9		8,7		2,2		7,5	28,6	14,6	8,3	2,1	8,3	2,1		6,7	5,6	4,9	14,3
<i>Cylindrocarpon destructans</i>	1,9																			
<i>Penicillium expansum</i> (22)	11,5	25,0	25,0		19,6	14,3	19,6	7,1	1,9		22,9	8,3	16,7		52,1	33,3	6,7	16,7	14,6	14,3
<i>Fusarium detonianum</i>											2,1								2,4	2,4
<i>Absidia glauca</i>	28,8	25,0	30,8	25,0	4,3	7,1	2,2		5,7	14,3	10,4	8,3	2,1	8,3		16,7	10,0		2,4	14,3
<i>Fusarium culmorum</i>				12,5			2,2				2,1		4,2							
<i>Leptosphaeria coniothyrium</i> (18)					2,2		2,2				2,1		2,1		2,1					2,4
<i>Cylindrocarpon magnusianum</i> (8)					2,2	7,1	2,2				2,1		2,1		2,1		3,3			4,9
<i>Aspergillus ustus</i> (5)			1,9		6,5	7,1	4,3				6,3	8,3	8,3	16,7	4,2					4,9
<i>Cylindrocarpon</i> sp.							2,2						2,1				3,3			2,4
<i>Mortierella alpina</i> (19)			3,8						3,8	28,6	10,4	8,3	2,1	8,3	2,1					2,4
<i>Acremonium</i> spp.	1,9				6,5	7,1							2,1		2,1					2,4
<i>Penicillium restrictum</i> (23)															2,1					2,4
<i>Fusarium tabacinum</i>					2,2				1,9		6,3									28,6
<i>Nectria inventa</i> (21)		12,5			2,2		2,2				2,1	8,3								2,4
<i>Cladosporium cladosporioides</i> (6)			1,9																	14,3
<i>Fusarium</i> sp. (13)									1,9		2,1				8,3	8,3				2,4
<i>Fusarium</i> sp. (14)	1,9				2,2															
<i>Acremonium kiliense</i>	1,9		3,8	12,5	6,5	14,3	6,5		7,5		2,1		6,3	8,3	10,4		10,0	5,6	4,9	14,3
<i>Cylindrocarpon cf. lichenicola</i>					2,2															

Die Zeilen führen die Pilze (chronologisch nach Isolation und Bestimmung) auf und die Spalten die Varianten **V1** bis **V5** und, ob Pilze aus dem inneren Gewebe von Wurzeln (**WG**) oder Nodositäten (**NG**) isoliert wurden oder von deren Rhizodermis (**WR** und **NR**). Die Werte geben an, mit welcher prozentualen Häufigkeit, bezüglich der Probenart, die jeweilige Spezies in entsprechenden Wurzelgeweben der entsprechenden Variante bestimmt werden konnten.

der VF Geisenheim und der Kiedricher Variante 3 nachgewiesen und im ungeschädigten inneren Wurzelgewebe aller fünf Varianten sowie deren Rhizodermis. *P. expansum* wurde in Geisenheim gar nicht und in Kiedrich nur auf drei Varianten identifiziert, dort nur einmal im Inneren einer Nodosität. *Fusarium* spp. ist zwar auf allen Varianten, aber nur in gesundem Wurzelgewebe beobachtet worden. Ebenso wurden im inneren Gewebe und in der Rhizodermis ungeschädigter Wurzeln

der beiden VF *Gliocladium roseum*, *F. detonianum*, *F. culmorum*, *L. coniothyrium*, *M. alpina* und *P. corylophilum* gefunden. Die Arten *C. destructans*, *P. restrictum* und die *Fusarium* sp. (13) und (14) (Anhang Tab. 8-1) wurden in den Untersuchungen nach der letzten Probenahme nicht nachgewiesen.

Tab. 2-6: PN4- Ergebnisse der Pilzbestimmung anhand vegetativer und generativer Merkmale: Prozentuale Verteilung der Pilzarten in den Wurzelproben der Geisenheimer und Kiedricher Varianten V1 bis V5 sowie auf die Wurzelgewebe, aus denen sie isoliert wurden

Probenart	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG	WR	NR	WG	NG
Variante	1				2				3				4				5			
Proben n (Σ=600)	59	1	54	6	59	1	54	6	59	1	59	1	56	4	60	0	58	2	59	1
<i>Trichoderma</i> spp.	6,8		7,4	33,3	37,3		46,3	66,7	30,5		28,8		32,1	100	36,7		39,7	100	23,7	
<i>Gliocladium roseum</i> (17)	1,7						1,9								1,7					
<i>Fusarium</i> spp.	1,7		1,9		5,1				5,1		3,4		1,8				1,7			3,4
<i>Mucor hiemalis</i> (20)	16,9		9,3	16,7	3,4		22,2	16,7	13,6	100	11,9		17,9	25,0	5,0		6,9	50,0	8,5	
<i>Cylindrocarpon destructans</i>									1,7		3,4			25,0	5,0		1,7		11,9	100
<i>Penicillium expansum</i> (22)																	1,7			
<i>Fusarium detonianum</i>	1,7																1,7			
<i>Absidia glauca</i>	11,9		14,8		5,1		1,9	16,7	8,5		8,5		3,6	25,0	5,0		10,3			10,2
<i>Fusarium culmorum</i>	1,7		1,9		3,4				1,7		3,4						1,7			3,4
<i>Leptosphaeria coniothyrium</i> (18)	1,7		1,9		1,7								3,6							
<i>Cylindrocarpon magnusianum</i> (8)																				5,1
<i>Aspergillus ustus</i> (5)					1,7		3,7		5,1		3,4				1,7		8,6			3,4
<i>Cylindrocarpon</i> sp.											1,7									
<i>Mortierella alpina</i> (19)	1,7								3,4								1,7			
<i>Acremonium</i> spp.																				1,7
<i>Penicillium restrictum</i> (23)																				
<i>Fusarium tabacinum</i>															1,7					
<i>Nectria inventa</i> (21)					1,7		1,9		5,1		3,4		5,4							1,7
<i>Cladosporium cladosporioides</i> (6)					3,4				5,1				1,8				3,4			
<i>Fusarium</i> sp. (13)																				
<i>Fusarium</i> sp. (14)																				
<i>Acremonium kiliense</i>			1,9		8,5			16,7	3,4		1,7		3,6		3,3		3,4			3,4
<i>Cylindrocarpon cf. lichenicola</i>																				5,1
<i>Cunninghamella elegans</i>	11,9		22,2	50,0	5,1		13,0		3,4		11,9	100	1,8		6,7		1,7			5,1
<i>Penicillium corylophilum</i>	3,0				1,7		2,0		1,7		3,4		1,8		2,0		3,4			
<i>Penicillium janthinellum</i>	1,7		1,9		6,8		9,3		6,8		6,8		7,1	25,0	10,0		1,7			5,1

Die Zeilen führen die Pilze (chronologisch nach Isolation und Bestimmung) auf und die Spalten die Varianten **V1** bis **V5** und, ob Pilze aus dem inneren Gewebe von Wurzeln (**WG**) oder Nodositäten (**NG**) isoliert wurden oder von deren Rhizodermis (**WR** und **NR**). Die Werte geben an, mit welcher prozentualen Häufigkeit, bezüglich der Probenart, die jeweilige Spezies in entsprechenden Wurzelgeweben der entsprechenden Variante bestimmt werden konnten..

### 2.3.2 Koloniebildende Einheiten (KbE)

Tabelle 2-7 zeigt die Ergebnisse aus den Untersuchungen zur Anzahl der koloniebildenden Einheiten. Hierfür wurden Wurzelstücke aus den 5 verschiedenen Düngewarianten (V1-V5) verwendet. Die ökologisch bewirtschaftete Variante 1 stellte die Referenz für die vier Varianten der konventionell bewirtschafteten Vergleichsfläche dar.

Innerhalb der Varianten wichen die Koloniezählungen der 4 Probenahmen (PN1 bis PN4) stark voneinander ab. So wurden aus den Wurzelproben der ökologisch bewirtschafteten Geisenheimer Versuchsfläche im Juni rund 45000 KbE pro Gramm Wurzeltrockenmasse gezählt, im August gut die Hälfte (ca. 25000), im September mehr als 85000 und im Oktober dann nur noch etwas mehr als 14000. Ähnlich schwankten die Auszählergebnisse bei den Proben der anderen Varianten. Die Mittelwerte aus den Ergebnissen der verschiedenen Varianten ergaben für Variante 1 durchschnittlich ca. 42000, für Variante 2 ca. 48000, für Variante 3 fast 47000, für Variante 4 ca. 41000 und für Variante 5 ca. 34000 koloniebildende Einheiten (Tab. 2 7, Abb. 2-3).

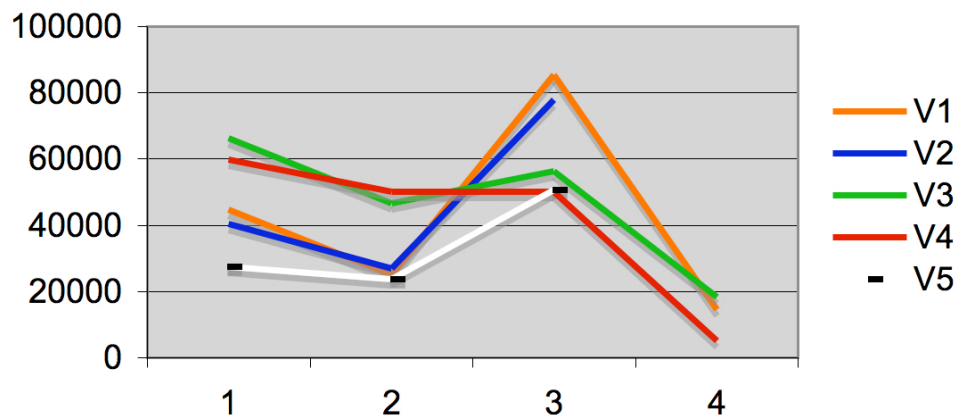


Abb. 2-3: KbE der PN1 bis PN4 aufgeteilt nach Varianten  
Dargestellt ist die Anzahl der KbE im Verlauf von vier Probenahmen (1 bis 4) auf 5 Düngewarianten (V1 bis V5).

Alle Kulturen, die mehr als 35 Kolonien gebildet hatten, wurden aus der Auswertung ausgeschlossen. Interessant ist die Verteilung der Versuchsansätze mit mehr als 35 Kolonien auf die Varianten: So sind in 99 von insgesamt 160 (ca. 62%) Geisenheimer Proben mehr als 35 Pilzkolonien gezählt worden. Bei Variante 2 (betriebsüblich) hatten von 160 angesetzten Kulturen rund die Hälfte (82) mehr als 35 Pilzkolonien. Die Wurzelproben der Variante 3 (Stallmist) zeigten mehr als 35 Kolonien bei 30 der 160 Kulturen (19 %), bei Variante 4 (Sägemehl alt) waren es nur 11 (ca. 7 %) und bei Variante 5 (Sägemehl neu) 39 Kulturen (ca. 24 %).

Tab. 2-7: KbE von Pilzen/Gramm Trockenmasse (KbE/gTM) aus den Wurzelproben der 4 Probenahmen (Juni, August, September, Oktober 2004) der 5 unterschiedlich bewirtschafteten Rheingauer Versuchsflächen V1 bis V5

Variante	PN	KbE/gTM	35+ Kolonien	n gesamt
1	1	44813	12	50
	2	24946	31	50
	3	85389	48	50
	4	14682	8	50
2	1	40516	4	50
	2	27085	23	50
	3	77974	45	50
	4		10	10
3	1	66190	0	50
	2	46576	28	50
	3	56276	2	50
	4	18443	0	10
4	1	59768	4	50
	2	50101	7	50
	3	50246	0	50
	4	5144	0	10
5	1	27558	1	50
	2	23801	12	50
	3	50585	16	50
	4		10	10

Varianten 1-5, V1= ökologisch bewirtschaftete Referenzfläche Geisenheim, V2-V5: konventionell bewirtschaftet mit 4 Düngevarianten. Die Probenahmen 1 bis 3 wurden mit n=50 angesetzt, die PN4 mit n=10.

## 2.4 Zusammenfassung

Insgesamt konnten 49 Pilzarten von Wurzeln der Versuchsflächen isoliert und durch die Universität Innsbruck artdifferenziert werden, 11 wurden nur in Geisenheimer Proben, 26 in Kiedricher und 12 Arten konnten auf beiden Flächen nachgewiesen werden.

Aussagen über die Präsenz bestimmter Pilzarten im Hinblick auf Unterschiede bezüglich der Jahreszeit sind nicht möglich, da die Sammlung der Referenzkolonien sukzessive größer wurde und deshalb zu Beginn der Untersuchungen weit weniger Referenzpilze zum Vergleich zur Verfügung standen als in deren Verlauf. In diesem Zusammenhang muss zudem berücksichtigt werden, dass viele der gefundenen Arten als ubiquitär eingestuft werden (Kap. 8-1, Ökologie der Pilze).

Die in den Untersuchungen isolierten und identifizierten Bodenpilze können, der recherchierten Literatur zufolge (siehe Anhang: Kap. 8-1, Ökologie der Pilze), in vier Klassen eingeteilt werden: 1. Pathogen bei *Vitis* spp. (P1), 2. Pathogen bei anderen Pflanzen (P2), 3. Saprobier (S1) und 4. Saprobier und/oder durch andere Lebensweise (S2).

Aus geschädigtem innerem Gewebe Geisenheimer Wurzeln konnte kein Pilz isoliert werden, aus deren Rhizodermis jedoch 12 Arten, von denen drei der Klasse P1, vier der Klasse P2, einer der Klasse S1 und drei Arten der Klasse S2 zugerechnet wurden. Aus dem inneren Gewebe ungeschädigter Wurzeln konnten vier Spezies erkannt, von denen eine der Klasse S1 und drei der Klasse S2 zugeordnet wurden. Allein 14 Spezies konnten in der Rhizodermis gesunder Wurzelproben bestimmt werden. Zwei Arten wurden der Klasse P1, drei der Klasse P2, zwei Spezies der Klasse S1 und sieben der Klasse S2 zugeteilt.

Aus innerem Gewebe von Nodositäten aller Kiedricher Düngevarianten konnte ein Pilz isoliert werden, welcher der Klasse S2 zugerechnet wurde. Sieben Arten wurden in der Rhizodermis von geschädigtem Wurzelmaterial gefunden, jeweils zwei Arten der Klasse P2 und S1; 4 Arten gehören der Klasse S2 an. Die Isolation aus ungeschädigtem innerem Wurzelgewebe ergab drei Arten mit jeweils einem Vertreter der Klassen P1, P2 und S2. Aus der Rhizodermis ungeschädigter Wurzeln konnten

insgesamt 23 Arten isoliert werden, wovon neun der Klasse P1, sechs der Klasse P2 und jeweils vier den Klassen S1 und S2 zugeordnet werden.

Die Methode, mit Hilfe von Referenzpilzen die aus den Proben wachsenden Pilze zu bestimmen, ergab, dass fünf der zum Vergleich herangezogenen 24 Arten (und 2 Gattungen) nur auf Kiedricher Varianten und eine Art nur in Geisenheim nachgewiesen werden konnte. Mit dieser Methode wurden also 18 Arten (und zwei Gattungen) der Referenzpilzsammlung beiden VF zugeordnet.

Im folgenden Kapitel „Interaktionen“ soll mit Hilfe von *In-vitro*-Interaktionsversuchen das pathogene Potenzial der isolierten Bodenpilzarten näher untersucht werden, insbesondere bei unterschiedlicher Verfügbarkeit von Nährstoffen.

## **3 Interaktionsversuche**

### **3.1 Pilz-Pilzmetabolit-Interaktionen**

#### **3.1.1 Ziele**

Im Kapitel Ökologie der Bodenpilze (Anhang: Kap. 8.1) werden, soweit bekannt, Pilzarten beschrieben, die Gegenstand der folgenden Untersuchungen waren.

Konkurrieren zwei Pilze, wird die Durchsetzungsfähigkeit einer Art gegenüber einer anderen biochemisch und/oder physikalisch beeinflusst, also durch die Metabolite eines Pilzes bzw. durch dessen räumliche Ausdehnung. In den folgenden beiden Kapiteln werden *In-vitro*-Versuche beschrieben, mit denen das Konkurrenzverhalten der im vorangegangenen Kapitel beschriebenen Bodenpilze getestet wurde.

Mit Hinblick auf die unterschiedliche Bewirtschaftung der beiden VF, in Kiedrich und Geisenheim, wurde bei beiden *In-vitro*-Versuchsansätzen das Mangelmedium SNA (synthetischer Nähragar) und das Vollmedium Kartoffel-Dextrose Agar (PDA) verwendet (Tab. 8-2), um substratbedingte Verhaltensänderung zu zeigen.

In einer Petrischale wurde hierfür ein Pilz angeimpft und ein mit Metabolitsuspension (hergestellt von der Universität Innsbruck) getränkter Zellulosestreifen daneben gelegt.

Ob die Anwesenheit der Metabolitsuspension die Größe der Pilzkolonie beeinflusste und ob es Unterschiede auf den verschiedenen Nährmedien gab wurde mit dem Durchmesser der Kolonie erfasst.

#### **3.1.2 Material und Methoden**

Die Metabolitsuspensionen wurden aus mycelbewachsenen Agarstücken (1cm<sup>2</sup>) der jeweiligen Pilze hergestellt: in 100 ml Kulturmedium [(Glucose-Bullion (Fluka), Standard II Nährbullion (Merck); Schüttelwasserbad (25°C, 14 Tage, 120 rpm)] überführt und im Dunkeln inkubiert (HÖFER 1992, GREGORI & TIZIO 1997). Aus dem Überstand wurde dann ein steriles Kulturfiltrat (Nalgene, Merck) gewonnen. Die Kontrollsuspension wurde aus unbewachsenen Agarstücken hergestellt.

In 10 Parallelen je Medium wurde der zu testende Pilz angeimpft und ein mit Pilzmetabolitsuspension getränkter Zellulosestreifen im Abstand von 5 mm neben die Kolonien gelegt. Diese Streifen waren 10 x 40 mm groß, wurden aus Zellulosefiltern geschnitten und bei 105°C im Trockenschrank 2 Stunden lang sterilisiert. Als Kontrolle dienten in Kontroll suspension getauchte Zellulosestreifen (n=10).

Die Bewertung mit einer Boniturnote fand statt, sobald die Pilzkolonie an, um oder über den Zellulosestreifen gewachsen war. Die Messung des Koloniedurchmessers wurde entlang der Linie vorgenommen, die Kolonie und Zellulosestreifen verbindet (Abb. 3-1). Alle Bonituren und Messungen wurden im Vergleich zur Kontrolle auf signifikante Unterschiede getestet (Kruskal-Wallis-Test; Irrtumswahrscheinlichkeit 5 %).

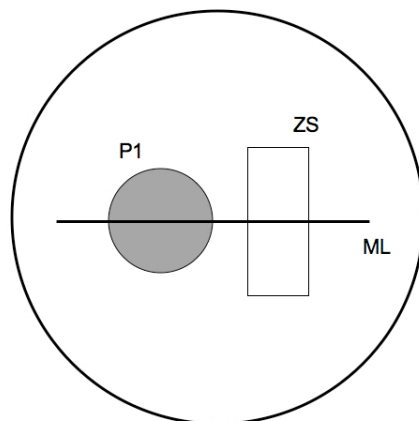


Abb. 3-1: Pilz-Metabolit-Interaktion  
Petrischale mit Pilzkolonie und ein mit Pilzmetabolitsuspension getränkter Zellulosestreifen. Entlang der Messlinie wird der Durchmesser der Pilzkolonie gemessen.

### 3.1.3 Ergebnisse

Alle Pilze, die in Pilz-Metabolit-Interaktionen getestet wurden, haben die mit Pilzmetabolitsuspension getränkten Zellulosestreifen sowohl auf dem Mangelmedium SNA als auch auf dem Vollmedium PDA überwachsen (Abb. 3-2).

Um die getesteten Pilze bezüglich ihrer Reaktion auf die Pilzmetabolitsuspensionen zu unterscheiden, wurden die Koloniedurchmesser im Vergleich zu den Kontrollkolonien mit dem Kruskal-Wallis-Test auf Signifikanz getestet ( $p \leq 0,05$ ). Entweder wuchsen die Pilzkolonien größer oder kleiner oder mit nicht signifikant abweichendem Koloniedurchmesser. Drei Testergebnisse auf zwei Nährböden ergeben neun Kombinationsmöglichkeiten. Jede der 176 Interaktionen (Tab. 3-2) wurde dementsprechend einer von neun Klassen zugeteilt (Tab. 3-1, Code 1-9).

Tab. 3-1: Pilz-Metabolit-Interaktionen: Wachstum der Pilzkolonien auf zwei Nährböden und die Codierung möglicher Testergebnisse

Wachstum auf SNA	Wachstum auf PDA	Code
+	+	1
+	-	2
+	0	3
0	+	4
0	-	5
-	+	6
-	0	7
-	-	8
0	0	9

Pilz-Metabolit-Interaktionsversuche: Mögliche Ergebnis-Kombinationen, wenn ein Pilz auf zwei Nährmedien (SNA und PDA) in Interaktion getestet wurde (+ signifikant größerer Koloniedurchmesser, - signifikant kleinerer Durchmesser, 0 ohne Unterschied, im Vergleich zur Kontrolle). Diese entsprechen den Codes 1-9.

Am Beispiel der Interaktion zwischen dem Bodenzpilz *Absidia glauca* und der Metabolitsuspension von *Acremonium kiliense* wird gezeigt, wie die Tabelle zu lesen ist: Diese Interaktion ist mit dem Code 7 bzw. einem hellblau hinterlegten Feld gekennzeichnet. Das bedeutet, dass *A. glauca* in Interaktion mit der Metabolitsuspension von *A. kiliense* auf dem Mangelmedium (SNA) signifikant kleiner

und auf dem Vollmedium (PDA) ohne signifikanten Unterschied im Vergleich zur Referenzkultur gewachsen ist.

Das Wachstum des Pilzes *Fusarium sacchari* war in Anwesenheit von Metabolitsuspension der Pilze *F. culmorum* und *F. detonianum* sowie *Penicillium expansum* und *Trichoderma harzianum* auf dem Mangel- und auf dem Vollmedium gehemmt (Code 8). *F. sacchari* war in Anwesenheit der Metabolite von *Mortierella alpina*, *Nectria inventa* und *Fusarium* sp. auf SNA größer und auf PDA kleiner als die Kontrolle gewachsen (Code 2). War ein Zellulosestreifen mit der Metabolitsuspension von *T. pseudokoningii* anwesend, wuchs *F. sacchari* auf SNA kleiner und auf PDA größer (Code 6).

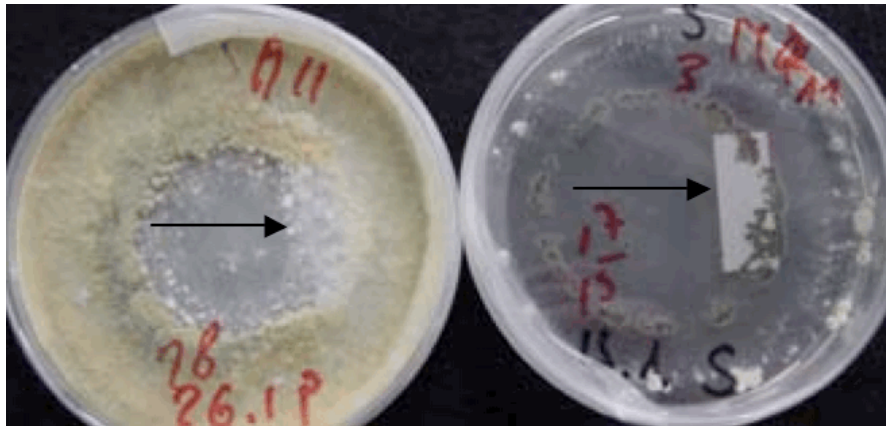


Abb. 3-2: *Trichoderma harzianum* in Interaktion mit der Metabolitsuspension des Pilzes *Fusarium culmorum*. *Trichoderma harzianum* überwächst den mit dem Metabolit von *Fusarium culmorum* getränkten Zellulosestreifen auf beiden Nährmedien, PDA (links) und SNA (rechts).

Die Metabolitsuspension von *T. pseudokoningii* rief die zuletzt beschriebene Wirkung bei den Testpilzen *F. sacchari*, *T. harzianum* und *Cylindrocarpon magnusianum* hervor. *C. magnusianum* reagierte als einziger dieser drei Pilze mit geringerem Wachstum auf SNA und größerem auf PDA, auch bei Anwesenheit weiterer Metabolite: von *F. oxysporum* und *M. alpina*.

Die umgekehrte Reaktion, nämlich dass der Pilz in Interaktion mit bestimmten Metaboliten auf SNA größer und auf PDA kleiner wächst als die Kontrollkolonie, zeigen die Pilze *Aspergillus ustus*, *Cylindrocarpon* sp. und *F. sacchari*.

Die Reaktion des Testpilzes, auf beiden Medien größer als die Kontrollkolonie zu wachsen (Code 1), zeigte die Spezies *C. magnusianum* bei acht von 14 getesteten Metabolitsuspensionen. *F. detonianum* zeigte dieses Verhalten bei sechs von 12 getesteten Metaboliten.

Tab. 3-2: Ergebnisse aller Pilz-Metabolit-Interaktionsversuche: Testergebnisse aus den Messdaten von Interaktionen auf zwei Nährböden, SNA (S) und PDA (P), codiert mit Farb- und Zahlencodes (Legende)

METABOLITE	METABOLITE																			
	<i>Absidia glauca</i>	<i>Acremonium furcatum</i> (4)	<i>Acremonium kiliense</i> (5)	<i>Aspergillus ustus</i> (5)	<i>Cylindrocarpon destructans</i>	<i>Cylindrocarpon magnusianum</i>	<i>Cylindrocarpon sp. (9)</i>	<i>Fusarium culmorum</i>	<i>Fusarium detonianum</i>	<i>Fusarium oxysporum</i> (10)	<i>Fusarium sacchari</i> (11)	<i>Fusarium sp. (13)</i>	<i>Gliocladium roseum</i> (17)	<i>Leptosphaeria coniothyrium</i> (18)	<i>Mortierella alpina</i> (19)	<i>Mucor hiemalis</i> (20)	<i>Nectria inventa</i> (21)	<i>Penicillium expansum</i> (22)	<i>Trichoderma harzianum</i>	<i>Trichoderma pseudokoningii</i>
<i>Absidia glauca</i>			7	5		9	5	9	9	7	8	9	8	7	1	9	4	7	5	7
<i>Acremonium kiliense</i> (4)	3				1		5	3	3	3	9	3	3		3	3	9	1	1	3
<i>Aspergillus ustus</i> (5)		5			2		9			2	9	3	2		3	2				3
<i>Cylindrocarpon destructans</i>	1							4	4	4			9			9		9	9	9
<i>Cylindrocarpon magnusianum</i> (8)	1	1					1	1	1	6	1	9	4		6	4	1	1		6
<i>Cylindrocarpon sp. (9)</i>	2	8						3	3	5	2	2	9		7	9	9	1	1	1
<i>Fusarium detonianum</i>	3			1			1			9	1	1	7	3	1	9	1	9	3	9
<i>Fusarium oxysporum</i> (10)	9			9				3	9				9			3		4	9	9
<i>Fusarium sacchari</i> (11)	8	7					5	8	8	7		2	7		2	9	2	8	8	6
<i>Gliocladium roseum</i> (17)	9			9				9	9	9						9		9	9	9
<i>Leptosphaeria coniothyrium</i> (18)		4			1		3	3		4	9	3	4		3	4	9			1
<i>Mucor hiemalis</i> (20)	5			9				5	9									5	5	7
<i>Penicillium expansum</i> (22)	9		3	3		3	9	3	4	4	3	9	4	3	4	4	1		5	4
<i>Trichoderma harzianum</i>	7		9	5		5		5	5	7	5	5	9	5	9	9	9	8		6

Messung		
S	P	T
+	+	1
+	-	2
+	0	3
0	+	4
0	-	5
-	+	6
-	0	7
-	-	8
0	0	9

Beispiel *Absidia glauca* in Interaktion mit der Pilzmetabolitsuspension von *Acremonium kiliense*: Code 7 bedeutet, dass *A. glauca* in Interaktion mit der Pilzmetabolitsuspension von *A. kiliense* auf dem Mangelmedium SNA signifikant kleiner als die Kontrollkolonie gewachsen ist. Auf dem Vollmedium war kein signifikanter Unterschied zur Kontrollkolonie festzustellen (S = SNA, P = PDA, T = Code für Testergebnisse, + = signifikant größer, - = kleiner, 0 = ohne Unterschied; Weiße Felder wurden nicht getestet).

*Acremonium kiliense* fällt in der Tabelle auf, weil er bei neun der 15 getesteten Metabolite mit einem signifikant größeren Wachstum auf SNA und ohne Unterschied auf PDA reagiert hat (Code 3). Die umgekehrte Situation trat vor allem bei den Arten *Penicillium expansum*, *Leptosphaeria coniothyrium* und *C. destructans* auf.

Einige Spezies reagierten tendenziell in eine Richtung oder hatten deutlich weniger Varianzen als andere. Ein Beispiel hierfür ist *Gliocladium roseum*, der auf keine der Metabolitsuspensionen sensibel reagierte. Hingegen zeigte *C. destructans* entweder

keine Reaktion (Code 9), wuchs nur auf PDA größer (Code 4) oder auf beiden Nährmedien größer (Code 1).

So hatte die Metabolitsuspension von *A. ustus* auf den Pilz *A. glauca* auf dem Vollmedium eine das Koloniewachstum fördernde Wirkung und auf SNA keine Auswirkung, gegenüber dem Pilz *F. detonianum* auf beiden Medien fördernde und gegenüber der Spezies *P. expansum* eine nur auf SNA fördernde Wirkung. Die Metabolitsuspension von *F. detonianum* und *F. oxysporum* zeigten in Interaktion als einzige die Codes 2 (*A. ustus*) und 6 (*C. magnusianum*). Die Suspension von *F. culmorum*, gegen 12 Spezies getestet, wirkte auf fünf der getesteten Pilze mit Code 3, also nur Wachstum fördernd auf SNA. Beispiel für Metabolitsuspensionen, die auf viele der getesteten Pilze keine Wirkung hatten, sind: *Mucor hiemalis* und *Nectria inventa*.

### 3.1.4 Zusammenfassung

Es wurden 14 Bodenpilze gegen bis zu 17 verschiedene Metabolitsuspensionen anderer Pilze getestet. In allen Pilz-Metabolit-Interaktionen waren die Pilze über die Zellulosestreifen gewachsen. Bei 50 der 176 Interaktionen wurden keine signifikanten Unterschiede zu den Kontrollen festgestellt, fünf der Bodenpilzarten (*Aspergillus ustus*, *Cylindrocarpon magnusianum*, *Cylindrocarpon* sp., *Fusarium sacchari*, *Trichoderma harzianum*) hatten aber in 15 Interaktionen signifikante substratabhängige Reaktionen gezeigt (Code 2 und Code 6). Bestimmte Pilzarten wurden biochemisch, durch die Metabolitensuspension in ihrem Wachstum beeinflusst und die Reaktion bestimmter getesteter Arten war auf Voll- und Mangelmedium unterschiedlich. Diese und die Ergebnisse aus den anderen Kapiteln werden in die abschließende Besprechung mit einbezogen.

## **3.2 Pilz-Pilz-Interaktionen**

### **3.2.1 Ziele**

Im letzten Kapitel wurden Bodenpilze in Interaktion mit verschiedenen Pilzmetabolitsuspensionen unter Berücksichtigung bestimmter Nahrungsvoraussetzungen untersucht. Die Untersuchungen in diesem Kapitel konzentrieren sich auf die Interaktion zwischen zwei Pilzen. Der Einfluss eines Pilzes auf den anderen wurde hierbei mit Messdaten und Boniturnoten festgehalten. Mit einer Auswahl von Pilzen wurden auf zwei unterschiedlichen Nährmedien, dem Mangelmedium SNA und dem Vollmedium PDA, Competitionstests durchgeführt. Hierfür wurden immer zwei Pilze in einer Petrischale angeimpft und die Durchmesser der Pilzkolonien gemessen. Konkurrenz und Durchsetzungsfähigkeit eines Interaktionspartners gegenüber anderen Bodenpilzen wurden zudem mit Boniturnoten bewertet. Diese Werte wurden mit dem Kruskal-Wallis-Test auf Signifikanz getestet ( $p \leq 0,05$ ), um Aussagen über eine substratabhängige Verhaltensänderung treffen zu können.

### **3.2.2 Material und Methode**

Die aus den Wurzeln Rheingauer Rebstöcke isolierten und reinkultivierten Bodenpilze waren die Basis für die Pilz-Pilz-Interaktionsversuche. Für die Tests gab es keine Priorität spezieller Arten, die Pilze wurden chronologisch nach Verfügbarkeit der Reinkulturen nummeriert und sukzessive eingesetzt.

In den Interaktionstests wurden Pilze aus den Probenahmen der Jahre 2003/2004 gegeneinander getestet. Alle Interaktionen wurden, genauso wie die jeweiligen Kontrollen, immer in 10 Parallelen angesetzt: jeweils auf einem mageren synthetischen Nähragar und dem Standardvollmedium Kartoffel-Dextrose Agar.

Für die Interaktionsversuche wurden immer zwei der zu testenden Pilze in Petrischalen mit einer Impföse im Abstand von ca. 20 mm immer zwei der zu testenden Pilze angeimpft. Die Inkubation fand in Dunkelheit im Brutschrank bei 22°C statt und alle 24 Stunden wurden die Kulturen kontrolliert.

Sobald die Kolonien angewachsen waren, konnte auf der Unterseite der Petrischale die erste Messung entlang der Linie, die beide Kolonien kreuzte, erfolgen (Abb. 3-3). Wenn deutlich war, wie die Pilze wuchsen, wurden sie ein zweites Mal gemessen und das Über- oder Heranwachsen nach dem unten beschriebenen Boniturschema (Tab. 3-3) dokumentiert.

Nach der zweiten Messung wurden die Petrischalen noch so lange inkubiert, bis erkennbar war, dass z. B. ein „heranwachsender Pilz“ nicht doch noch zum überwachsenden würde. Als Kontrolle dienten Petrischalen, in denen jeweils nur eine Pilzspezies in jeweils 10 Parallelen (n=10) angeimpft war, deren Messung und Dokumentation fand alle 24 Stunden statt.

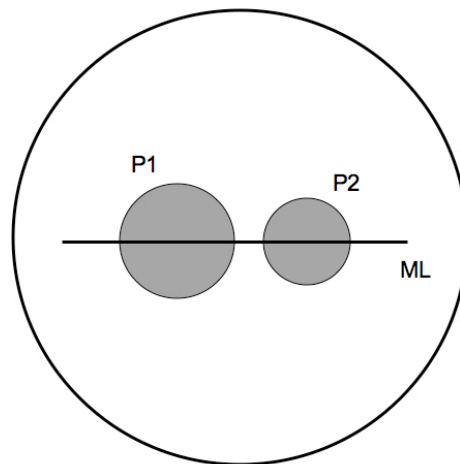


Abb. 3-3: Pilz-Pilz-Interaktion  
In Petrischalen werden 2 Pilze (P1 und P2) angeimpft. Entlang der Mittellinie (ML) wird nach Anwachsen der Pilze deren Koloniedurchmesser gemessen.

Die Messzeitpunkte wurden am Wachstumsstadium beider Kolonien festgelegt. Die zeitliche Spanne, in der die beiden Interaktionspartner so groß waren, dass sie gemessen und bonitiert werden konnten, war sehr breit, so dass bei einer ganzen Reihe der Interaktionsversuche ein Interaktionspartner nach kürzester Zeit einen Großteil der Petrischale überwachsen hatte, während der andere Partner sich nicht messbar vergrößerte (Abb. 3-4) Ein Beispiel für ein solches Verhalten ist die Interaktion zwischen *Trichoderma pseudokoningii* und *Cylindrocarpon* sp.: In der linken Petrischale ist innerhalb von 48 Stunden *T. pseudokoningii* über

*Cylindrocarpon* sp. gewachsen, während letzterer die Größe des Impfösendurchmessers nicht überschritten hat. Die Interaktion hat in diesem Fall auf PDA stattgefunden.

Auf SNA (Abb. 3-4, rechte Petrischale) ist *T. pseudokoningii* binnen 48 Stunden ebenfalls über den gesamten Nährboden gewachsen, *Cylindrocarpon* sp. wuchs jedoch größer als auf PDA und hatte seinen Partner überwachsen. In solchen Fällen wurden die Petrischalen weiter inkubiert, von der „kleineren“ Kolonie ein weiterer Messwert erhoben und die Boniturnote erst danach festgelegt.

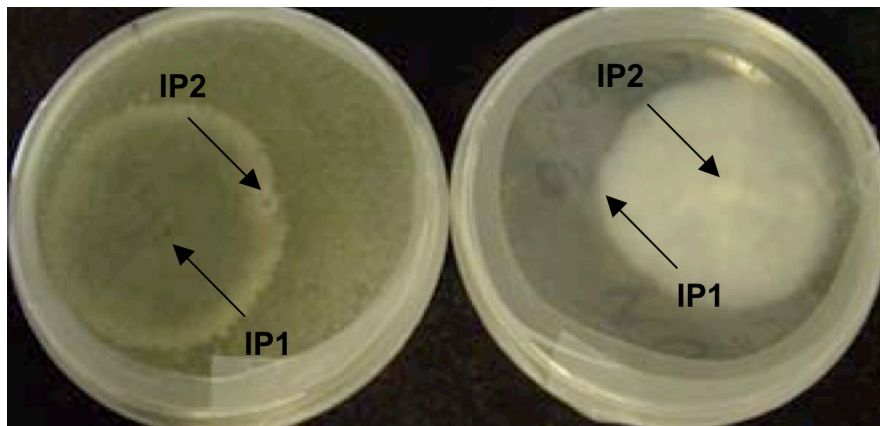


Abb. 3-4: Pilz-Pilz-Interaktion mit *Trichoderma pseudokoningii* und *Cylindrocarpon* sp.  
 In der linken Petrischale (PDA) ist innerhalb von 48 Stunden *T. pseudokoningii* (linke Hälfte, **IP1**) über *Cylindrocarpon* sp. gewachsen. In der rechten Petrischale (SNA) überwächst *Cylindrocarpon* sp. (rechte Hälfte, **IP2**) die *Trichoderma*-Kolonie in der gleichen Zeitspanne

### 3.2.3 Ergebnisse

#### 3.2.3.1 Boniturnoten und Messwerte

Die Messergebnisse wurden im Vergleich zur jeweiligen Kontrolle mit dem Kruskal-Wallis-Test auf Signifikanz überprüft. Jede Pilz-Pilz-Interaktion fand auf zwei verschiedenen Nährmedien statt und es wurde unterschieden, ob ein Pilz im Vergleich zur Referenzkolonie größer (+), kleiner (-) oder ohne Unterschied (0) gewachsen war. Aus diesem Grund ergaben sich für die Bewertung einer Spezies neun Kombinationsmöglichkeiten. Tabelle 3-4 zeigt diese für jeden Pilz unter Berücksichtigung zweier Nährböden im Vergleich zur Kontrolle. Die Größe der

Durchmesser der in den Pilz-Pilz-Interaktionen untersuchten Pilzkolonien wurde auf Signifikanz getestet ( $p \leq 0,05$ ): Entweder wuchsen die Pilze größer oder kleiner als die Kontrollen oder ohne Unterschied zu den Kontrollen.

Die Boniturnote gibt unabhängig von der statistischen Auswertung wieder, wie sich die Testkolonie gegenüber ihrem Interaktionspartners verhält: Der Pilz wächst nicht, er überwächst den Partner, er wächst bis zum Partner oder er wächst bis zum Partner und bildet einen Hof. Genauso wie die Messergebnisse wurden die Boniturnoten, also das individuelle Verhalten einer Art gegenüber einer zweiten Art auf unterschiedlichen Nährmedien zusammengefasst (Tab. 3-4).

Es gab zwar 4 Boniturnoten (Tab. 3-3), jedoch wurde keine Interaktion nach Boniturnote 1 festgestellt. Da jede Pilz-Pilz-Interaktion auf zwei Nährböden getestet wurde und die Pilze entsprechend den drei Boniturnoten 2, 3 und 4 reagierten, ergaben sich hieraus neun Kombinationsmöglichkeiten, die als Code A bis I bezeichnet wurden (Tab.3-2).

Tab. 3-3: Boniturschema: Boniturnoten und Definitionen

Boniturnote	Verhalten des Pilzes
1	Testpilz wächst nicht
2	Wachstum bis zum Interaktionspartner ohne Hofbildung
3	Überwachsen des Interaktionspartners
4	Wachstum bis zum Interaktionspartner mit Hofbildung

Getestet und ausgewertet wurden auf dem Mangelmedium SNA und dem Vollmedium PDA jeweils 292 Pilz-Pilz-Interaktionen, an denen insgesamt 26 Pilzspezies beteiligt waren. In jeder Interaktion wurden beide Pilze bewertet, weshalb auf jedem der beiden Nährmedien 584 Datensätze (mit  $n=10$ ) erhoben und gegen die entsprechenden Kontrollen getestet wurden (Tab. 3-5, 3-6). Versuchsansätze, die mit Bakterien oder Pilzen kontaminiert waren, wurden nicht in die Auswertung einbezogen.

*Absidia glauca*, der gegen 25 gegnerische Pilze getestet wurde, soll in Interaktion mit *Acremonium charticola* im Folgenden als Beispiel dienen, wie die Ergebnistabellen 3-5 und 3-6 zu lesen sind (Box *A. glauca*, Zeilen 1-4, Spalte *A. charticola*).

Den Testergebnissen der Interaktion zwischen *A. glauca* mit *Acremonium charticola* wurde der Code 2 zugeordnet, das heißt: *A. glauca* war in Interaktion mit *A. charticola* auf dem Mangelmedium SNA signifikant größer als die Kontrollkolonie und auf dem Vollmedium PDA hingegen kleiner gewachsen. Code C bedeutet nach der Schlüsseltabelle, dass *A. glauca* in Interaktion auf SNA bis zum Interaktionspartner *A. charticola* gewachsen war (Boniturnote 2) und auf PDA den Interaktionspartner überwachsen hatte (Boniturnote 3). *A. charticola* wurde als Testpilz mit Code 1 bewertet, was besagt: *A. charticola* war in Interaktion mit *A. glauca* sowohl auf SNA als auch auf PDA signifikant größer gewachsen. Die Boniturnoten wurden mit Code A zusammengefasst: *A. charticola* ist sowohl auf SNA als auch auf PDA bis an die Kolonie des Partners herangewachsen (Boniturnote 2).

Tab. 3-4: Schlüsseltabelle für die Zahlen-, Buchstaben- und Farbcodes

Bonitur			Messung		
S	P	B	S	P	T
2	2	A	+	+	1
3	2	B	+	-	2
2	3	C	+	0	3
3	3	D	0	+	4
4	2	E	0	-	5
4	3	F	-	+	6
2	4	G	-	0	7
3	4	H	-	-	8
4	4	I	0	0	9

Mit Hilfe der Schlüsseltabelle können alle Ergebnisse aus den Tabellen der Pilz-Pilz-Interaktionsversuche gelesen werden. Die Tabellen zeigen die Möglichkeiten, wie die Testergebnisse aus Messungen und Bonituren kombiniert werden können: **S** steht für SNA, **P** für PDA. Die Abkürzungen **B** und **T** bedeuten Boniturnoten (**A-I**) und Testergebnisse (**1-9**). **+**, **-** und **0** stehen für signifikant größer (**+**), kleiner (**-**) und ohne Unterschied (**0**) zur Kontrolle. Die Boniturnoten **2**, **3** und **4** bedeuten, dass der bonitierte Pilz bis zum Partner wächst (2), ihn überwächst (3) oder bis zum Partner wächst und ein Hof gebildet wird (4).

Alle untersuchten Testpilze reagierten in Pilz-Pilz-Interaktionen, die auf unterschiedlichen Nährmedien stattfanden, gegenüber bestimmten Pilzarten mit einer substratabhängigen Verhaltensänderung und induzierten diese auch. Auf Grund

dieser Tests konnten Rückschlüsse auf das Durchsetzungsvermögen einer Art gegenüber einer anderen, in Abhängigkeit von der Verfügbarkeit bestimmter Nährstoffe, gezogen werden.

In den folgenden Abschnitten werden alle Untersuchungsergebnisse in Gruppen differenziert, die grundlegend verschiedene Reaktionen beschreiben. Das Hauptaugenmerk wird auf die Boniturnoten gelegt, da diese konkrete Verhaltensweisen, die Messergebnisse aber lediglich Verhaltenstendenzen beschreiben.

Tab. 3-5: Testergebnisse aller Pilz-Pilz-Interaktionsversuche: Boniturnoten und Testergebnisse auf den Nährmedien SNA und PDA, dargestellt mit den Codes A bis I und 1 bis 9, Teil 1 (Erklärung: Seite 39)

	BEWERTUNG	<i>Absidia glauca</i>	<i>Acremonium charticola</i> (1)	<i>Acremonium furcatum</i> (2)	<i>Acremonium kiliense</i> (4)	<i>Acremonium kiliense</i> (3)	<i>Acremonium kiliense</i> (5)	<i>Aspergillus ustus</i> (5)	<i>Cladosporium cladosporoides</i> (6)	<i>Cylindrocarpon destructans</i>	<i>Cylindrocarpon magnusianum</i>	<i>Cylindrocarpon sp. (9)</i>	<i>Fusarium culmorum</i>	<i>Fusarium detonianum</i>	<i>Fusarium oxysporum</i> (10)	<i>Fusarium sacchari</i> (11)	<i>Fusarium sp. (13)</i>	<i>Fusarium sp. (14)</i>	<i>Fusarium tabacinum</i> (15)	<i>Glocladium roseum</i> (17)	<i>Leptosphaeria coniothyrium</i> (18)	<i>Morfarella alpina</i> (19)	<i>Mucor hiemalis</i> (20)	<i>Nectria inventa</i> (21)	<i>Penicillium expansum</i> (22)	<i>Penicillium restrictum</i> (23)	<i>Trichoderma pseudokoningii</i>	<i>Trichoderma harzianum</i>
<i>A. glauca</i>	1		2	2	1	2	1	1	1	1	1	1	3	6	3	3	1	1	1	1	1	1	1	3	1	2	4	1
	2	C	C	C	D	A	C	C	A	C	A	C	A	C	A	C	A	C	A	C	C	C	A	A	F	A	C	A
	3	1	1	1	1	1	1	1	4	4	6	6	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1	4	1
	4	A	A	A	A	A	A	A	B	A	A	A	A	B	C	A	A	C	A	A	A	A	A	A	E	A	D	B
<i>A. charticola</i> (1)	1	1			1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	3	3	
	2	A			A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	B		A	A	A	
	3	2			9	1	1	9	1	1	1	1	1	7	2	4	1	1	4	1	2				1	2	7	
	4	C			D	C	A	A	A	A	A	A	C	C	C	C	C	C	A	D	A	C		C	C	C	D	
<i>A. furcatum</i> (2)	1	1			1	1	1	8	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	6	1	1	
	2	A			A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	B		E	A	A	A	
	3	2			4	1	1	1	6	4	1	4	1	1	1	4	4	1	1	1	3			1	1	1	2	
	4	C			A	A	A	A	C	C	D	C	C	C	C	A	D	A	C				E	C	A	C	A	
<i>A. kiliense</i> (4)	1	1	9	4		4	1	4	4	1	1	1	6	4	1	4	6		4	6	1	1	1	4	1	4		
	2	A	D	A		G	A	A	A	A	A	A	B	A	A	A	C		A	B	A	A	A	A	A	A		
	3	1	1	1		1	1	4	1	6	6	1	3	1	2	2	1		1	1	1	1	1	1	1	2		
	4	C	A	A		G	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A		A	C	A	A	A	A	A	C	C	
<i>A. kiliense</i> (3)	1	1		1			4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1		
	2	A	A				A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A		
	3	2		1			1	1	1	1	4	1	4	1	4	2	1	1	2	1	1	1	2	4	1	1		
	4	D	A				A	C	A	D	A	A	C	A	A	D	A	C	D	A	C	D	A	A	A	D		
<i>A. ustus</i> (5)	1	1	1	1	1		1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
	2	A	C	A	G		A	A	G	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	G	A	I	A	A	A	B		
	3	1	1	1	4		1	4	1	1	6	8	3	1	3	6	4	1	1	1	1	1	1	1	1	2		
	4	A	A	A	G		A	A	G	A	A	A	A	C	A	A	G	A	A	I	B	A	A	A	C	A		
<i>C. cladosporoides</i> (6)	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1	4	1	1		
	2	A	A	A	A	A		A	A	A	A	A	G	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A		
	3	1	1	8	1	4	1	4	4	4	1	6	4	6	4	1	5	1	3	4	1	3	4	1	1	2		
	4	C	A	A	A	A	A	C	A	B	C	G	C	D	D	A	D	C	D	D		C	B	C	C	C		
<i>C. destructans</i>	1	4	9	6	4	1	4	4		7	7	1	1	4	4	1	4	6	6	4	6	1	6	4	4	4		
	2	B	A	A	A	C	A	C		A	A	A	A	A	A	A	A	C	A	A	B	B	A	A	A	A		
	3	1	1	1	4	1	1	1	4	3	1	6	9	1	3	8	4	1	1	3	2	3	1	1	3	9		
	4	C	A	A	A	A	A	A	A	D	C	A	A	A	C	A	A	C	A	A	C	B	A	A	A	D		
<i>C. magnusianum</i>	1	4	1	4	1	1	1	4	4		1	1	1	1	1	1	4	4		1	1	4	1	1	1	4		
	2	A	A	C	A	A	G	A	A		A	A	A	A	A	A	C	A	A	A	B	G	A	A	A	B		
	3	1	1	1	4	1	1	1	7		1	6	1	3	1	3	2	1	1	1	4	1	1	6	2			
	4	A	A	A	A	A	G	A	A		A	D	A	A	A	B	C	A		A	C	G	A	B	A	C		
<i>Cylindrocarpon sp. (9)</i>	1	6	1	1	6	1	1	3	1		4	1	4	1	1	6	1	4	6	1	4	6	1	4	1	4		
	2	A	A	C	A	A	G		A		A	A	A	A	A	C	A	A	A	A	A	A	A	A	A	B		
	3	1	1	1	1	1	1	7		1	4	1	1	1	1	6	4	8	1	1	1	1	1	6	2			
	4	C	A	A	A	A	G		A		D	A	A	A	A	D	A	A		A	C	G	A	B	A	C		
<i>F. culmorum</i>	1	6	4	6	4	6	4	1	6	4		4	6	4	4	4	6	4	6	4	6	4	4	6	4	4		
	2	A	D	A	D	A	B	D	D		A	A	A	A	D	A	A	A	D	A	A	A	A	D	A	A		
	3	3		1	1	1	1	4	1	1	4		1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	6	1	1		
	4	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	B	A		
<i>F. detonianum</i>	1	1	7	1	1		8	1	6	1	1	1	1	7	1	1	1	6		1	1	1	1	3	1	1		
	2	B	C	C	A		A	C	C	A	A	A		A	A	G	A	C	A		A	A	I	A	C	A		
	3	6	1	1	1		1	1	1	1	4		1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1	1			
	4	C	A	A	A		A	A	A	A	A	A		A	G	A	A	D		D	C	I	A	A	A			
<i>F. oxysporum</i> (10)	1	1	1	3	1	3	6	9	3	1		1	1	1	1	1	4	3	1	1	1	1	1	1	4			
	2	C	C	A	A	A	G	A	A	A		A	A	A	A	A	A	A	C	A	A	A	A	A	A	A		
	3	3		1	6	1	1	1	4	1	4		1	1	1	1	1	1	1	1	1	3	1	1	1			
	4	A	A	A	B	A	A	G	A	A	A	A		A	A	A	A	A	A	C	A	A	A	A	C	A		

Bonitur		
S	P	B
2	2	A
3	2	B
2	3	C
3	3	D
4	2	E
4	4	I

Messung		
S	P	T
+	+	1
+	-	2
+	0	3
0	+	4
0	-	5
-	0	7
-	-	8
0	0	9

Tab. 3-6: Testergebnisse aller Pilz-Pilz-Interaktionsversuche: Boniturnoten und Testergebnisse auf den Nährmedien SNA und PDA, dargestellt mit den Codes A bis I und 1 bis 9, Teil 2 (Erklärung: Seite 39)

	BEWERTUNG		Absidia glauca	Acremonium charticola (1)	Acremonium furcatum (2)	Acremonium kilianse (4)	Acremonium kilianse (3)	Aspergillus ustus (5)	Cladosporium cladosporioides (6)	Cylindrocarpon destructans	Cylindrocarpon magnusianum	Cylindrocarpon sp. (9)	Fusarium culmorum	Fusarium detonianum	Fusarium oxysporum (10)	Fusarium sacchari (11)	Fusarium sp. (13)	Fusarium sp. (14)	Fusarium tabacinum (15)	Glotiocladium roseum (17)	Leptosphaeria coniothyrium (18)	Mortierella alpina (19)	Mucor hiemalis (20)	Nectria inventa (21)	Penicillium expansum (22)	Penicillium restrictum (23)	Trichoderma pseudokoningii	Trichoderma harzianum
<i>F. sacchari</i> (11)	1	1	2	1	4	1	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
	2	A	C	A	C	A	C	A	C	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	C	A	A	B	C	A	A	A	A
	3	3	1	4	1	1	1	1	4	1	1	6	7	1	1	1	1	1	3	1	1	2	1	1	1	2	1	
	4	C	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	C	A	A	C	A	
<i>Fusarium sp.</i> (13)	1	1	4	4	2	1	1	6	3	3	1	1	1	1	1	1	1	1	6	1	1	4	1	5	1	1	1	
	2	A	C	C	A	A	D	A	B	A	A	G	A	A	A	A	A	A	A	A	A	D	A	A	A	B	A	
	3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
	4	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	G	A	A	A	A	A	A	A	D	A	A	A	A	A	A	A	
<i>Fusarium sp.</i> (14)	1	1	1	4	2	2	3	4	8	2	6	1	1	1	1	1	1	1	6	1	6	1	1	1	1	1	1	
	2	G	C	C	A	A	C	D	C	C	A	A	A	A	A	A	A	A	D	A	A	B	A	A	A	B	A	
	3	1	1	1	4	1	1	1	4	4	6	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	
	4	G	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	Y	A	A	A	A	A	
<i>F. tabacinum</i> (15)	1	1	1	1	1	1	6	1	4	1	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1	1	4	1	1	
	2	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	B	A	A	A	A	B	
	3	1	1	1	6	1	1	1	6	4	1	4	1	1	1	1	1	1	6	6	5	1	2	4	1	1	2	
	4	C	A	A	C	A	A	A	C	A	C	D	C	A	A	A	A	A	D	A	D	C	A	B	A	A	C	
<i>G. roseum</i> (17)	1	1	4	1	1	4	4	5	1	1	1	1	1	3	1	1	5	1	1	1	4	9	1	1	6	1	2	
	2	A	D	D	D	A	A	D	A	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D	A	D	D	C	B	A	
	3	1	1	1	1	1	1	1	6	1	1	1	1	6	4	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	2	1	
	4	C	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	C	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	
<i>L. coniothyrium</i> (18)	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	
	2	A	A	A	A	A	G	C	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	B	A	A	A	A	A	
	3	1	1	1	4	1	1	1	4	1	6	6	1	1	3	1	1	6	1	4	1	1	1	1	1	1	4	
	4	C	A	A	A	A	G	A	A	A	A	D	C	A	A	A	A	A	A	A	A	A	B	B	A	A	A	
<i>M. alpina</i> (19)	1	1	2	3	1	2	1	3	3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1	2	4	1	1		
	2	A	C	C	C	A	D	C	C	A	A	D	C	A	A	C	C	A	A	A	A	C	C	A	A	A	A	
	3	1	1	1	6	1	1	4	6	1	1	4	1	1	1	4	1	1	9	1	1	6	1	1	1	2		
	4	A	B	B	B	A	A	B	B	A	A	A	D	B	B	D	B	B	B	D	B	B	B	D	A	C		
<i>M. hiemalis</i> (20)	1	1	1	1	1	4	1	4	2	4	1	1	3	2	1	1	4	1	6	1	6	4	1	1	1	1		
	2	A	A	A	D	I	D	C	G	A	C	A	C	A	A	A	A	A	B	B	A	B	B	B	B	A		
	3	1	1	1	1	1	1	4	6	1	1	4	1	1	4	1	1	4	1	1	1	1	1	1	3	1		
	4	A	A	A	I	A	B	G	A	A	A	B	A	A	A	A	A	A	C	A	A	B	G	B	D	B		
<i>N. inventa</i> (21)	1	1	1	1	1	1	1	1	3	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
	2	E	E	A	A	B	B	A	A	A	A	I	A	A	A	A	A	A	B	A	B	B	B	E	I	A		
	3	3	1	1	2	1	1	6	1	4	4	1	1	2	5	1	1	1	1	1	2	4	4	1	2	1		
	4	F	E	A	A	A	A	A	A	A	A	I	A	C	A	A	A	A	A	C	B	E	I	C	C	A		
<i>P. expansum</i> (22)	1	4	1	1	1	1	1	1	1	1	6	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1	4	4		
	2	A	C	C	A	A	C	A	B	A	B	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	D	G	E	A	A		
	3	1	1	1	1	1	1	4	4	1	1	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	4	1	1	1	1		
	4	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	D	A	G	E	A	A	A		
<i>P. restrictum</i> (23)	1	1	1	1	1	1	1	6	6	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1		
	2	A	A	A	A	A	B	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	I	A	A	A	A		
	3	2	6	4	1	1	1	4	1	4	6	3	1	1	6	4	1	1	1	1	1	1	1	1	2	9		
	4	C	A	A	A	A	A	A	A	D	C	A	A	A	D	A	A	B	C	I	A	I	A	C	D	A		
<i>T. pseudokoningii</i>	1	4	2	2	2	2	2	3	2	2	1	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	3	2	1	2	1		
	2	D	C	C	C	D	C	C	C	C	A	C	C	A	C	A	A	A	A	A	A	C	D	C	A	A		
	3	4	3	1	1	1	1	4	4	9	1	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	4		
	4	A	A	A	A	B	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	B	A	C	A	A	A	A	A	A	A		
<i>T. harzianum</i>	1	1	7	6	1	1	1	9	4	3	1	4	1	1	1	1	1	1	1	1	4	9	1	1	1	9		
	2	B	D	A	C	A	C	D	A	C	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	D	B	C	A	D	A		
	3	1	3	1	4	1	1	4	4	4	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	4	1		
	4	A	A	B	A	A	B	A	B	B	A	B	A	A	A	A	A	B	B	A	A	A	B	A	A	A		

Bonitur		
S	P	B
2	2	A
3	2	B
2	3	C
3	3	D
4	2	E
4	3	F
2	4	G
3	4	H
4	4	I

Messung		
S	P	T
+	+	1
+	-	2
+	+	3
0	+	4
0	-	5
-	+	6
-	0	7
-	-	8
0	0	9

Tabelle 3-5 und 3-6: Testergebnisse und Boniturnoten aus den Pilz-Pilz-Interaktionsversuchen. Beispiel: Die Box *Absidia glauca* zeigt alle Pilz-Pilz-Interaktionen, die mit *A. glauca* getestet wurden.

In Zeile **1** sind die Testergebnisse mit Farb- bzw. Zahlencodes dargestellt. Im Fall *A. glauca* gegen *Acremonium charticola* ist der Code 2 bzw. das Feld rot hinterlegt. Dies bedeutet, dass der Pilz *A. glauca* in Interaktion mit *A. charticola* auf dem Mangelmedium (SNA) signifikant größer und auf dem Vollmedium (PDA) signifikant kleiner gewachsen war als die jeweilige Kontrolle. Die Zeile **2**, mit Code C bzw. der Farbe Gelb hinterlegt, zeigt, dass *A. glauca* in Interaktion mit *A. charticola* auf SNA mit Boniturnote 2 bewertet wurde, er also bis zum Interaktionspartner gewachsen war und auf PDA mit Note 3 bewertet wurde, er also seinen Partner *A. charticola* überwachsen hatte.

Zeile **3** beleuchtet die Interaktion von der gegnerischen Seite: Der Code 1 bzw. das grau hinterlegte Feld besagt, dass *A. charticola* sowohl auf SNA als auch auf PDA signifikant größer gewachsen war als die entsprechenden Kontrollen.

In Zeile **4** sind die Boniturergebnisse für *A. charticola* codiert: Der Pilz *A. charticola* wird in Interaktion mit *A. glauca* sowohl auf SNA als auch auf PDA mit Note 2 bewertet, was bedeutet, dass *A. charticola* auf beiden Medien bis zum Partner wächst: Der Code ist A bzw. das Feld grau hinterlegt.

In Tabelle 3-2 sind alle Farb- bzw. Zahlencodes aufgeschlüsselt. Weiße Felder stehen für nicht auswertbare Ergebnisse bzw. nicht getestete Interaktionen.

### 3.2.3.2 Bonituren mit starker substratabhängiger Verhaltensänderung

Bei den substratabhängigen Verhaltensänderungen konnte nach dem Gesichtspunkt unterschieden werden, ob sich die Testpilze in Interaktion überwachsen oder ob sie sich mit oder ohne Hofbildung gegenseitig abgrenzten.

In diesem Abschnitt werden substratabhängige Verhaltensänderungen besprochen, bei denen sich Partner überwachsen. Den stärksten Ausdruck von Verhaltensänderung beschreiben die Codes B und C bzw. Code F und H (Tab. 3-4). Bei diesen Bewertungen verhielten sich die Testpilze gegenüber demselben Partner auf den beiden Nährmedien gegensätzlich. Ein Testpilz wuchs beispielsweise auf SNA über die gegnerische Kolonie und auf PDA nicht oder umgekehrt: Er überwuchs ihn auf PDA und auf SNA nicht. Die Codes F und H beschreiben das gleiche Verhalten, aber statt bis zum Partner zu wachsen, bildete sich zwischen den beiden

Kolonien auf einem der Medien ein Hof, auf dem anderen Medium grenzten sich die beiden Kolonien gegeneinander ab, ohne einen Hof zu bilden.

Ein Beispiel für Pilz-Pilz-Interaktionen mit dem Code B ist *Mucor hiemalis* in Interaktion mit dem Pilz *T. harzianum* (Abb. 3-5): Beide Pilzkolonien waren auf PDA bis zum Partner gewachsen (Boniturnote 2), auf dem Mangelmedium hatte *T. harzianum* die Kolonie von *M. hiemalis* überwachsen, weshalb *T. harzianum* der Code B zugeteilt wurde.

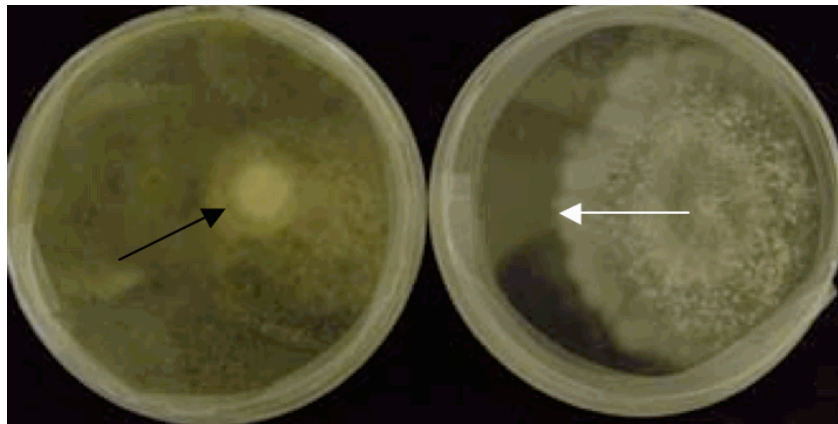


Abb. 3-5: Code B für *Trichoderma harzianum* in Interaktion mit *Mucor hiemalis*  
 Auf PDA (linken Petrischale) wächst *T. harzianum* bis zum Interaktionspartner *T. harzianum* (schwarzer Pfeil): Boniturnote 2; In der rechten Petrischale (SNA Nährboden) überwächst *T. harzianum* *M. hiemalis* (weißer Pfeil): Boniturnote 3.

Da beide Pilze auf SNA und PDA signifikant größer gewachsen waren, wurde beiden der Code 1 zugeordnet. *M. hiemalis* bot bei 11 von 20 Partnern ein dem Code 1 entsprechendes Verhalten: *Fusarium culmorum* zeigte in seiner Gegenwart auf SNA kleinere und auf PDA größere Kolonien (Code 6). In zwei Fällen, gegen *C. magnusianum* und *P. expansum*, war er auf SNA direkt bis zur gegnerischen Kolonie gewachsen und hatte auf PDA einen Hof gebildet, gegen *A. ustus* wurde sogar auf beiden Medien ein Hof gebildet (Code I). Dass *M. hiemalis* nur auf einem Nährboden seinen Partner überwachsen hatte (Code B und C), kam für SNA und für PDA wiederholt vor: Zum Beispiel gegen *C. destructans* und *F. sacchari* bzw. gegen *Mortierella alpina*. *M. alpina* reagiert auf *M. hiemalis* mit größerem Koloniewachstum auf Vollmedium und mit kleinerem Wachstum auf dem Magermedium (Code 6). Die Pilze *Leptosphaeria coniothyrium*, *Nectria inventa* oder *T. harzianum* hatte *M. alpina*

auf SNA überwachsen, während er auf PDA nur bis an deren Kolonien herangewachsen war.

Das Beispiel für eine Pilz-Pilz-Interaktion, bei der ein Testpilz dem Code C zugerechnet wurde, war die zwischen *F. detonianum* und *M. hiemalis* (Abb. 3-6). *F. detonianum* wurde auf PDA von *M. hiemalis* überwachsen, auf SNA waren beide Kolonien aufeinander zugewachsen, ohne einen Hof zu bilden: *M. hiemalis* wurde deshalb nach Code C bewertet und *F. detonianum* wurde dem Code A zugeordnet.

Da beide Interaktionspartner signifikant größer gewachsen waren als ihre Kontrollkolonien, ergab dies auch für beide Testpilze Code 1. *A. ustus* hatte in

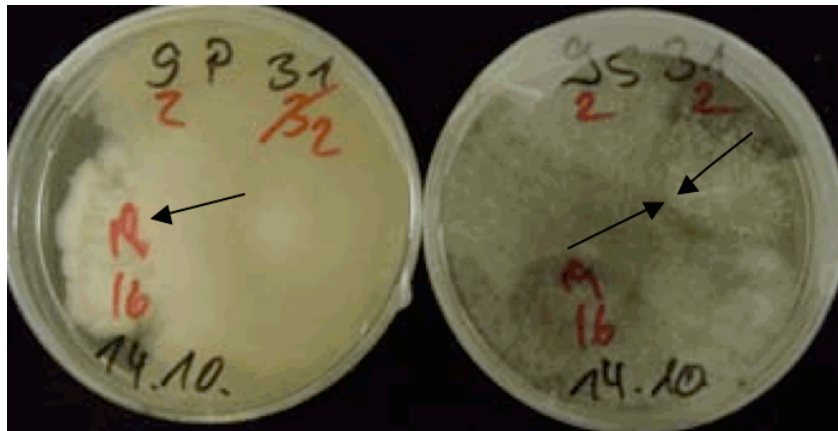


Abb. 3-6: Code C für *Fusarium detonianum* in Interaktion mit *Mucor hiemalis*

*F. detonianum* (linke Petrischalenhälfte) und *M. hiemalis* (rechte Hälfte) in Interaktion. Code C für *M. hiemalis*: Auf PDA überwächst *M. hiemalis* *F. detonianum* (Pfeil); Boniturnote 3. Auf SNA wachsen beide Partner aufeinander zu (Pfeile), ohne einen Hof zu bilden: Boniturnote 2.

Interaktion mit *F. detonianum* auf beiden Nährmedien signifikant kleinere Kolonien (Code 8), ein seltenes Ereignis, welches in der Gesamtheit aller Interaktionen nur sechsmal gezählt wurde. Die Interaktionstests mit *Cylindrocarpon destructans* und *Gliocladium roseum* hatten für *F. detonianum* auf SNA kleinere und auf PDA größere Kolonien zur Folge, *F. detonianum* hatte sechs Pilzarten auf PDA überwachsen, nicht aber auf SNA (Code C). Ein Hof wurde in Interaktion mit *Fusarium* sp. nach Code G und gegen *N. inventa* nach Code I gebildet und gegen *A. ustus* war er auf beiden Nährböden kleiner gewachsen (Code 8).

### 3.2.3.3 Bonituren mit schwacher substratabhängiger Verhaltensänderung

Folgender Abschnitt handelt von Interaktionen mit substratabhängiger Verhaltensänderung, bei denen sich die Testpilze gegenseitig abgrenzten. Auf dem einen Nährmedium bildete sich ein Hof zwischen den Pilzkolonien und auf dem anderen wuchsen die Pilze bis an die gegnerische Kolonie heran, ohne sich zu überwachsen. Diese Verhaltensänderung beschreiben die Codes E und G

Ein Beispiel für die Bewertung mit Code E ist die Interaktion zwischen *P. expansum* und *N. inventa*. Code E wurde für beide Interaktionspartner vergeben, da sie jeweils in Interaktion auf SNA einen Hof gebildet hatten und auf PDA beide bis zur gegnerischen Kolonie vorgedrungen waren. Die Kolonie von *N. inventa* war auf beiden Nährböden größer geworden (Code 1), die von *P. expansum* nur auf PDA (Code 4). Außer gegen *P. expansum* wurde Code E noch gegen *A. furcatum* und gegen *A. glauca* vergeben.

Die Pilz-Pilz-Interaktion zwischen *C. magnusianum* und *A. ustus* ist an dieser Stelle das Beispiel für den Code G. Auf dem Vollmedium breitete sich *C. magnusianum* unter Bildung eines Hofes bis zum Interaktionspartner *A. ustus* aus, unter mageren Nährstoffbedingungen wuchs er ohne Hofbildung; beide Pilzkolonien waren signifikant größer, sowohl auf SNA als auch auf PDA. Diese eher seltene Art der Reaktion, der Hofbildung, fand auch in Interaktion mit *M. hiemalis* statt. *A. ustus* bildete in Interaktion mit den Spezies *A. kiliense* (4), *C. magnusianum*, *Cylindrocarpon* sp. und *L. coniothyrium* Höfe gemäß Code G und in Interaktion mit *M. hiemalis* reagierte er gemäß Code I, also auf beiden Medien. Die Kolonien von *F. detonianum* waren in Gegenwart von *A. ustus* auf beiden Nährböden signifikant kleiner (Code 8).

### 3.2.3.4 Interaktionen ohne substratabhängige Verhaltensänderung

Pilz-Pilz-Interaktionen, die keine Unterschiede bei der Bonitur zeigten, wurden mit den Codes A, D und I beschrieben. Hier reagierte der Testpilz auf beiden Medien gleich: Entweder er wuchs bis zum Partner, ohne einen Hof zu bilden (Code A), oder bis zum Partner und bildete einen Hof (Code I) oder er überwuchs den Partner (Code D).

Ein Beispiel für eine Bewertung nach Code A war der Test mit den Spezies *Acremonium furcatum* und *A. kiliense* (3) (Abb. 3-7).

Beide Interaktionspartner verhielten sich auf dem Voll- und auf dem Mangelmedium gleich: Sie wuchsen bis zum Interaktionspartner, ohne einen Hof zu bilden, weshalb jeweils die Boniturnote 2 vergeben wurde. Beide Spezies hatten zum Messzeitpunkt auf beiden Nährböden eine größere Kolonie im Vergleich zu den jeweiligen Referenzkolonien. *A. furcatum* wurde gegen 22 Pilze getestet und zeigte bis auf zwei Ausnahmen (*Cladosporium cladosporoides* und *Penicillium restrictum*) stets das gleiche Verhalten bezüglich seines Größenwachstums: Er hatte in diesen Interaktionen immer einen größeren Koloniedurchmesser als die Kontrollen.

Nur fünf der 22 getesteten Partner wurden der Kombination Code 1A zugeordnet (*A. furcatum* verhielt sich gegen 17 Partner nach Code 1A).

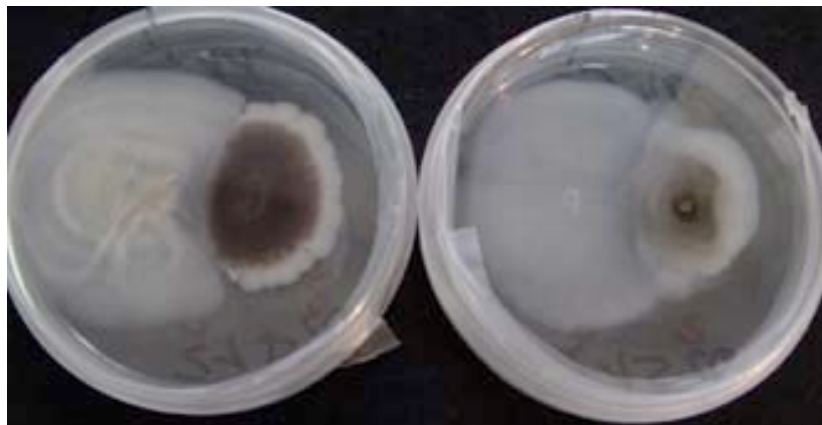


Abb. 3-7: Code A für *Acremonium furcatum* in Interaktion mit *Acremonium kiliense*  
*A. furcatum* (linke Petrischalenhälfte) in Interaktion mit *A. kiliense*.  
 Ein Beispiel für Pilze, die in Interaktion mit Boniturnote 2 bewertet werden, da beide aufeinander zuwachsen und keinen Hof bilden.  
 Beide Pilze verhalten sich auf den Nährböden SNA und PDA gleich, woraus eine Bewertung mit Code A folgt.

Bei Interaktionen nach Code D überwächst ein Pilz seinen Interaktionspartner auf beiden Nährböden. *T. harzianum* tat dies bei seinen Interaktionspartnern *A. charticola*, *C. destructans*, *Mortierella alpina* und *Penicillium restrictum*, wobei die Koloniegrößen keinen Unterschied zu den Kontrollen zeigten.

Der Code I steht für Pilz-Pilz-Interaktionen, in denen der bewertete Pilz auf beiden Nährmedien bis zum Partner wächst, aber einen Hof bildet, eine Bewertung, die insgesamt nur bei sechs verschiedenen Interaktionen beobachtet wurde. Ein Beispiel für Code I ist die Interaktion zwischen *N. inventa* und *P. restrictum* (Abb. 3-8).

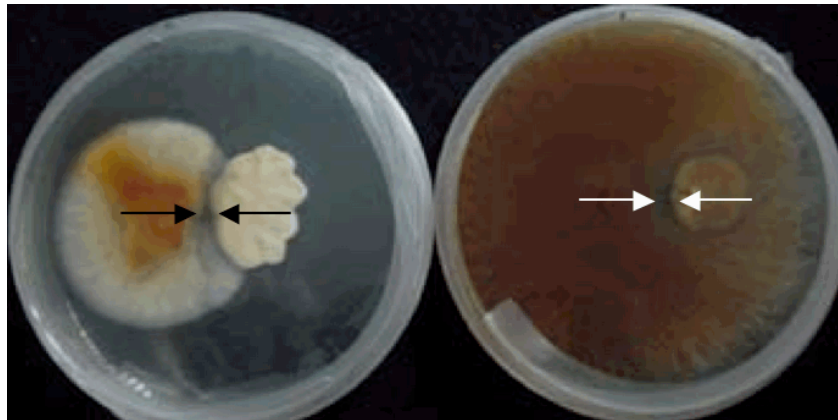


Abb. 3-8: Code I für *Nectria inventa* und *Penicillium restrictum*  
*Nectria inventa* (linke Petrischalenhälfte) in Interaktion mit *Penicillium restrictum* (rechts). Beide wachsen aufeinander zu und bilden einen Hof: Boniturnote 4. Da dies auf beiden Nährböden gleichermaßen passiert, werden beide Interaktionspartner dem Code I zugeordnet.

Beide Interaktionspartner wuchsen größer als die Referenzkolonien ohne Partner. Code I kam zudem noch in Interaktion mit der Spezies *F. detonianum* vor. *N. inventa* fällt aber auch auf, weil er bei *A. glauca* den seltenen Code F auslöst, der insgesamt nur zweimal vorkam (noch zwischen den Pilzen *A. kiliense* und *M. alpina*). Bei dieser Interaktion war der Pilz *A. glauca* (*M. alpina*) auf PDA über den Interaktionspartner *N. inventa* gewachsen und auf SNA hatte sich zwischen den Pilzen ein Hof gebildet, wobei *A. glauca* auf SNA größer gewachsen war und auf PDA ohne Unterschied zu den Kontrollen. *N. inventa* hingegen hatte sich auf beiden Nährmedien weiter ausgebreitet als die Referenzkolonien.

### 3.2.4 Zusammenfassung

Im Rahmen der Pilz-Pilz-Interaktionsversuche wurden 26 Pilzarten *in vitro* gegeneinander auf ihr Durchsetzungsvermögen getestet. Diese Konkurrenztests fanden unter unterschiedlichen Nährstoffbedingungen statt. Ein synthetischer Nähragar diente als Magermedium und Kartoffel-Dextrose-Agar als Vollmedium. Mit Hilfe von Boniturnoten wurde die Verhaltensänderung festgehalten, die auf die unterschiedlichen Nährmedien zurückzuführen waren. In Interaktion hatten Testpilze gegnerische Kolonien auf dem einem Medium überwachsen und auf dem anderen Medium nicht, dort waren sie bis zu den Partnern herangewachsen. Das Überwachsen des Partners konnte entweder auf dem Vollmedium oder auf dem Magermedium geschehen, beim Heranwachsen an die Kolonie konnte als Variante ein Hof gebildet werden. Eine zweite grundlegende Verhaltensvariante war, dass sich die Kolonien generell nicht überwachsen und auf einem der Medien einen Hof bildeten. Die dritte Variante war ein substratunabhängiges, also auf Mager- und Vollmedium gleiches Verhalten der Testpilze: Sie wuchsen bis zum Partner ohne oder mit Hofbildung oder sie überwachsen den Partner. Zu den Bonituren wurden Messwerte erhoben, mit deren Hilfe das Verhalten bestimmter Pilze in der abschließenden Besprechung weiter differenziert und interpretiert werden kann.

### **3.3 Pilz-Rebwurzel-Interaktionen im halbsterilen Wurzelsystem**

#### **3.3.1 Ziele**

Für die Pilz-Wurzel-Interaktionsversuche wurden Bodenpilze von den Versuchsflächen in Kiedrich und Geisenheim benutzt. Diese wurden von der Rhizodermis, aber auch aus dem inneren Wurzelgewebe gesunder sowie geschädigter Wurzelstücke (Nodositäten) isoliert. Reblausinduzierte Wurzelgallen stehen als Wegbereiter für pathogene Pilze in Form eines Sekundärbefalls im Verdacht (GRANETT et al. 1998). Sie entstehen, wenn Rebläuse mit ihrem Saugrüssel die Rhizodermis junger Weinwurzeln durchdringen, um Pflanzensaft zu saugen. Eine wichtige Substanz bei der Bildung von reblausinduzierten Wurzelgallen ist Indol-3-Essigsäure (IES)(SCHÄLLER 1968). Sie und viele andere chemische Substanzen bilden einem komplexen Mechanismus, durch den die Nodositäten entstehen (EL-NADY 2001). Wie schon in früheren Untersuchungen gezeigt werden konnte, besiedeln Pilze die Rhizodermis und dringen auch tief in das innere Wurzelgewebe bis in den Zentralzylinder ein (GRANETT et al. 1998, HAMMES 2002). Pilze können die Rebwurzel aber auch schädigen, ohne in sie einzudringen (DURBIN 1981, PRELL 1996). Mit Hilfe eines halbsterilen Wurzelsystems (EL-NADY 2001, OMER et al. 1995) wurde die Reaktion der Wurzel auf IES, im Zusammenwirken mit Bodenpilzen aus den Versuchsflächen, untersucht. Für diese Versuche standen Wurzeln der Sorten 5C, 5BB und Börner zur Verfügung (Abteilung Rebenzucht, Forschungsanstalt Geisenheim).

Mit diesen Untersuchungen wurde der Einfluss Geisenheimer und Kiedricher Bodenpilze auf die Physiologie des Wurzelmaterials mit messbaren Parametern, wie Neutriebbildung und deren Länge, Nodositätenbildung, Verbräunung und Kallusbildung, dargestellt und überprüft, ob Nodositäten die schädigende Wirkung von Bodenpilzen begünstigen können.

### 3.3.2 Material und Methode

#### 3.3.2.1 Halbsteriles Wurzelsystem

Für diese Untersuchungen wurden gläserne Petrischalen (Ø 80mm) zur Hälfte mit einem Gemisch aus Gips, Aktivkohle und Wasser (200g/10g/160g) gefüllt und autoklaviert (20 min, 121°C). Die Petrischalen wurden dann mit sterilisiertem Leitungswasser befüllt und umgedreht, damit überschüssiges Wasser abfließen konnte. In steriler Blumenerde gezogene Reben der Sorten 5C, 5BB und Börner dienten als Ausgangsmaterial für die Pilz-Wurzel-Interaktionsversuche. Das Probenmaterial wurde so ausgesucht, dass alle Wurzeln für den jeweiligen Versuchsansatz gleiche Voraussetzungen in Wachstumszustand, Größe und Farbe aufwiesen. Hierfür wurden 4 - 5 cm lange und 1 - 3 mm dicke Wurzelstücke entnommen und diese durch Waschen mit sterilisiertem Leitungswasser von anhaftender Erde befreit und je 5 Stücke nebeneinander in die Petrischalen gelegt.



Abb. 3-9: Mechanischer Stress  
Rhizodermis und inneres Gewebe einer  
Wurzel werden mit einer Kanüle verletzt.

### 3.3.2.2 Pilzinokulation, mechanischer Stress und IES

Ein Drittel der Wurzelstücke wurde mechanisch gestresst, indem ihnen mit einer sterilen Kanüle im Abstand von 10 – 20 mm zu beiden Enden je 5 Stiche zugefügt wurden (Abb. 3-9). Ein weiteres Drittel wurde mit IES behandelt, um Wurzelgallen (Nodositäten) zu induzieren. Dazu wurde eine Kanüle in ein Gemisch aus Indol-3-Essigsäure (IES) und Ethanol ( $10\mu\text{g IES}/\mu\text{l Ethanol 95\%}$ , IES;  $\text{C}_{10}\text{H}_9\text{NO}_2$ ; GRANETT 1990, SCHÄLLER 1968) getaucht und dann im Abstand von 5 - 8 mm von beiden Enden der Wurzelstücke 5 mal transversal eingestochen.

Anschließend wurden alle Wurzelstücke mit Pilzen geimpft; dafür wurde ein ca.  $1\text{ cm}^2$  großes Agarosestück mit Mycel der jeweiligen Reinkultur über die Wurzelstücke gestreift (Abb. 3-10). Für die Kontrollvariante wurden Agarosestücke ohne Pilzmycel benutzt.

Eine Bewertung fand statt, nachdem die Testwurzelstücke im Vergleich zu den Kontrollen eine physiologische Veränderung aufwiesen. Es wurden Parameter wie Wurzelfarbe, Triebbildung und Trieblänge sowie die Bildung von Kallusgewebe und Nodositäten festgehalten.



Abb. 3-10: Beimpfen mit Pilzen  
Wurzelstücke werden mit einem mycelbewachsenen Agarosestück beimpft.

### 3.3.2.3 Bewertung

Noch vor der Inokulation der Pilze bzw. der Behandlung mit IES wurden die Wurzelstücke bonitiert und dokumentiert, um später eine Veränderung der Wurzel im Vergleich zum Ausgangszustand feststellen zu können.

Die Boniturnote beschreibt den Zustand des Wurzelstücks. Die Wurzel ist mit Boniturnote 1 gesund bei Ausbildung neuer Seitenwurzeln; mit Boniturnote 2 ist sie teilweise verbräunt und hat kaum neuen Seitenwurzeln. Die Boniturnoten 3 und 4 beschreiben starke Veränderungen im Zustand, wie Schwärzungen und Vermorschung oder abgestorbene Wurzeln (Tab. 3-7).

Tab. 3-7: Wurzelboniturschema: Wurzelboniturnoten und Definitionen

Boniturnote	Zustand der Wurzel
1	Wurzel gesund, Ausbildung neuer Wurzeln
2	Wurzeln teilweise verbräunt, kaum neue Seitenwurzeln
3	Wurzeln stark verbräunt bzw. geschwärzt, starke Vermorschung, keine neuen Seitenwurzeln
4	Wurzel abgestorben

Nach einem Zeitraum von 10 bis 25 Tagen, abhängig von Rebsorte und Pilz, fand die Bonitur statt. Sie wurde dann durchgeführt, wenn deutliche Unterschiede zwischen den getesteten und den Kontrollwurzeln zu erkennen waren.

Neben den Boniturnoten wurde bei jeder Wurzel auch Triebanzahl und Trieblänge sowie die Bildung von Nodositäten und Kalli festgehalten. Diese Daten wurden mit dem Kruskal-Wallis-Test auf Irrtumswahrscheinlichkeit überprüft, bei einem Signifikanzniveau von  $p \leq 0,05$ . Die Ergebnisse aus den Tests sind eine Grundlage, um die Wirkung der Pilze unter bestimmten Bedingungen zu klassifizieren. Die erste Boniturnote gilt als Referenz, um die Ausgangssituation vergleichen zu können. Alle Interaktionsversuche und Kontrollen wurden in 10 Parallelen angesetzt.

### 3.3.3 Ergebnisse

Für die Pilz-Wurzel-Interaktionsversuche stand Wurzelmaterial der Sorten Börner, 5BB und 5C zur Verfügung, es wurde gegen 17 Bodenpilze getestet (Tab. 3-8, 3-9, 3-10).

Nach der Punktion mit einer in IES getauchten Kanüle konnte an gesundem Wurzelmaterial nodositätenartige Wurzelgallen festgestellt werden (Abb. 3-11).

Entsprechend den Messkriterien Triebanzahl und Trieblänge konnten bis zu mehrere Zentimeter lange Seitentriebe und an Schnittstellen die Bildung von Kallusgewebe beobachtet werden (Abb. 3-12).

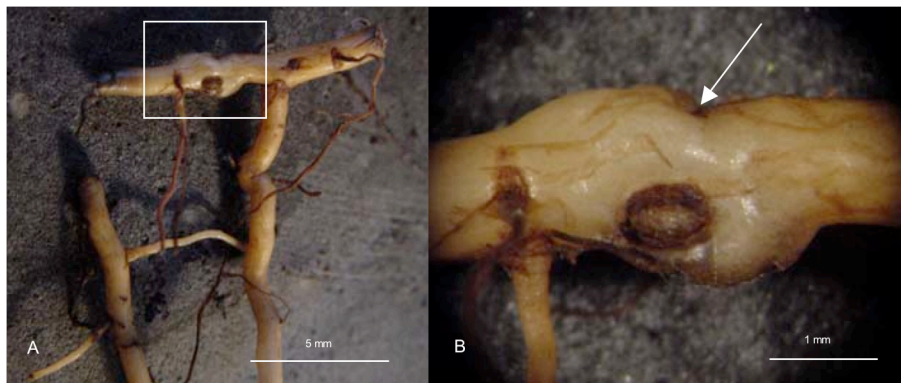


Abb. 3-11: Rebwurzel mit knotiger Verdickung, hervorgerufen durch IES  
Rebwurzel mit nodositätenartiger Gewebewucherung. Die Wurzel wurde mit einer in IES getauchten Kanüle punktiert (Pfeil) und 3 Wochen inkubiert.

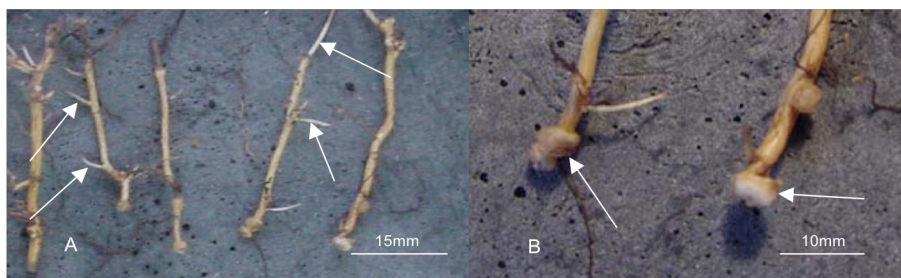


Abb. 3-12: Trieb- und Kallusbildung an Rebwurzeln  
Bild A zeigt Seitentriebe an Wurzeln. Bild B zeigt Kallusbildung an den Schnittstellen.

### 3.3.3.1 Boniturnoten und Messwerte der Rebsorte Börner

Die Wurzeln der Sorte Börner in Versuchsvariante (O), ohne Behandlung und mit Pilzen infiziert, zeigten gegen *Cylindrocarpon* sp. (9) eine, im Vergleich zur Kontrolle, signifikant höhere Boniturnote (-) (Tab. 3-8).

Tab. 3-8: Testergebnisse aller Pilz-Wurzel-Interaktionsversuche mit Wurzeln der Rebsorte Börner nach Behandlung mit IES und mechanischem Stress durch Punktion

Börner																		
Bewertung	Behandlung	Absidia glauca	Acremonium kiliense (4)	Acremonium furcatum (2)	Aspergillus ustus (5)	Cylindrocarpon magnusianum (8)	Cylindrocarpon sp. (9)	Fusarium culmorum	Fusarium detonianum	Fusarium sacchari (11)	Fusarium oxysporum	Fusarium sp. (13)	Gliocladium roseum (17)	Leptosphaeria coniothyrium (18)	Nectria inventa (21)	Penicillium expansum (22)	Trichoderma harzianum	Trichoderma pseudokoningii
B	I	0	-	-	-	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	0	-	-
K	I	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
N	I	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
TL	I	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
TZ	I	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
V	I	0	-	-	-	-	-	-	-	0	-	0	-	-	-	0	0	0
B	M	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	-
K	M	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
N	M	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
TL	M	+	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	+	0	0
TZ	M	+	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	+	0	0
V	M	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
B	O	0	0	0	0	0	-	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
K	O	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
N	O	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
TL	O	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
TZ	O	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
V	O	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Die Großbuchstaben **I**, **M** und **O** stehen für eine Punktion der Wurzel mit IES, Punktion ohne IES und ohne Behandlung. In der oberen Zeile sind die Pilze angegeben, die inokuliert wurden. Mit - und + sind signifikante Unterschiede zu den unbehandelten Kontrollen gekennzeichnet. Ein - stellt für die Pflanze eine Verschlechterung ihres Zustandes im Vergleich zur Kontrolle dar, + eine Verbesserung (**B** = Bonitur, **K** = Kallusbildung, **N** = Nodositätenbildung, **TL** = Triebblängen, **TZ** = Triebzahl, **V** = Verbräunung, **0** = kein Unterschied zur Kontrolle).

Das gesamte restliche Probenmaterial dieser Variante hatte in keinem der Bewertungs- oder Messkriterien ein von den Kontrollen signifikant abweichendes Ergebnis (0). Die Proben der Versuchsvariante (M) hatten höhere Boniturergebnisse in Interaktion mit *Trichoderma pseudokoningii*. Waren die Probestücke mit den Pilzen

*Absidia glauca* und *Penicillium expansum* inokuliert, hatten die Börner-Wurzeln längere Triebe und die in größerer Anzahl.

Die Wurzeln der Variante (I) waren insgesamt mit höheren Werten bonitiert worden als die Wurzeln, die nur mechanisch unter Stress gesetzt worden waren. Diese verhielten sich in allen Interaktionen, bis auf zwei Ausnahmen, ohne Unterschied zu den Kontrollen. Bei Wurzeln, die ohne zusätzlichen Stress den Pilzen ausgesetzt waren, zeigten sich keine Unterschiede zu den Kontrollwurzeln, bis auf eine Ausnahme. Zusammengefasst waren die Wurzeln der Variante (I) Pilz-Wurzel-Interaktionen in schlechterem Zustand als die der anderen Varianten.

### 3.3.3.2 Boniturnoten und Messwerte der Rebsorte 5BB

Wurzeln der Unterlagssorte 5BB der Behandlungsvariante (I) hatten in Interaktion mit den Pilzen *A. glauca*, *Fusarium sacchari*, *G. roseum*, *N. inventa*, *P. expansum* und *T. pseudokoningii* höhere Boniturnoten, weniger Kallusbildung, keine Nodositätenbildung, weniger und kürzere Triebe und waren verbräunt. Wurzeln in Interaktion mit *Fusarium* sp. und *Trichoderma harzianum* hatten zudem mehr Nodositäten als die Vergleichswurzeln ohne Behandlung. In Interaktion mit den Pilzen *A. kiliense*, *Cylindrocarpon* sp., *F. culmorum*, *F. detonianum* und *L. coniothyrium* gab es keinen Unterschied zu den Kontrollwurzeln. Bei Interaktionen mit den Pilzen *A. glauca*, *A. ustus*, *C. magnusianum*, *P. expansum* und *T. harzianum* hatte sich in Versuchsvariante (M) an den Schnittstellen der Wurzeln weniger Kallusgewebe gebildet. Höhere Boniturnoten hatten Wurzeln, die in Interaktion mit den Arten *C. magnusianum*, *G. roseum* und *Penicillium expansum* standen. Die Wurzeln der mit Pilzen inokulierten, aber ansonsten unbehandelten Variante (O) zeigten in Interaktion mit den Pilzen *A. kiliense*, *Cylindrocarpon* sp. und *L. coniothyrium* eine niedrigere Boniturnote und waren weniger verbräunt als die unbehandelten Kontrollwurzeln. Höhere Boniturnoten bekamen Wurzeln, die in Interaktion mit den Spezies *Fusarium culmorum*, *F. detonianum*, *N. inventa*, *Trichoderma harzianum* und *T. pseudokoningii* standen. Im Vergleich der Varianten fielen die Bonituren und Messwerte der Variante (I), also des geschädigten Gewebes unter Einfluss von Pilzen und IES, am schlechtesten aus, was auch mit der überdurchschnittlichen Qualität der

Kontrollwurzeln zusammenhing. Interaktionen der Variante (M) waren nur bei Einfluss von drei Pilzen mit höheren Boniturnoten bewertet worden.

Bei Variante (O) war die Qualität der Kontrollen unterdurchschnittlich, sodass drei der Pilz-Wurzel-Interaktionen eine niedrigere Boniturnote erhielten, also einen besseren Gesundheitszustand hatten als die Kontrollen. Insgesamt waren die Wurzeln, die nach Variante (I) behandelt wurden und unter Einfluss der Bodenpilze standen, in einem schlechteren Zustand als die der Varianten (O) und (I) (Tab. 3-9).

Tab. 3-9: Testergebnisse aller Pilz-Wurzel-Interaktionsversuche mit Wurzeln der Rebsorte 5BB nach Behandlung mit IES und mechanischem Stress durch Punktion

5BB																	
Bewertung	Behandlung	<i>Absidia glauca</i>	<i>Acremonium kilense</i> (4)	<i>Aspergillus ustus</i> (5)	<i>Cylindrocarpon magnusianum</i> (8)	<i>Cylindrocarpon</i> sp. (9)	<i>Fusarium culmorum</i>	<i>Fusarium detonianum</i>	<i>Fusarium sacchari</i> (11)	<i>Fusarium oxysporum</i>	<i>Fusarium</i> sp. (13)	<i>Gladiolium roseum</i> (17)	<i>Leptosphaeria coniothyrium</i> (18)	<i>Nectria inventa</i> (21)	<i>Penicillium expansum</i> (22)	<i>Trichoderma harzianum</i>	<i>Trichoderma pseudokoningii</i>
B	I	-	0	0	0	0	0	0	-	-	0	-	0	-	-	-	-
K	I	-	0	-	-	0	0	0	-	-	-	-	0	-	-	-	-
N	I	0	0	0	0	0	0	0	+	0	0	-	0	0	0	+	0
TL	I	-	0	-	-	0	0	0	-	-	-	-	0	-	-	-	-
TZ	I	-	0	-	-	0	0	0	-	-	0	-	0	-	-	-	-
V	I	-	0	0	0	0	0	0	-	-	0	-	0	-	-	-	-
B	M	0	0	0	-	0	0	0	0	0	0	-	0	0	-	0	0
K	M	-	0	-	-	0	0	0	0	0	0	0	0	-	-	-	0
N	M	0	0	0	0	0	0	0	-	0	0	0	0	0	0	0	0
TL	M	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
TZ	M	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
V	M	0	0	0	-	0	0	0	0	0	0	-	0	0	-	0	0
B	O	0	+	0	0	+	-	-	0	0	0	0	+	-	0	-	-
K	O	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
N	O	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
TL	O	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
TZ	O	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
V	O	-	+	0	0	+	0	0	0	0	0	0	+	-	0	-	-

Die Großbuchstaben **I**, **M** und **O** stehen für eine Punktion der Wurzel mit IES, Punktion ohne IES und ohne Behandlung. In der oberen Zeile sind die Pilze angegeben, die inokuliert wurden. Mit - und + sind signifikante Unterschiede zu den unbehandelten Kontrollen gekennzeichnet. Ein - stellt für die Pflanze eine Verschlechterung ihres Zustandes im Vergleich zur Kontrolle dar, + eine Verbesserung (**B** = Bonitur, **K** = Kallusbildung, **N** = Nodositätenbildung, **TL** = Triebblängen, **TZ** = Triebzahl, **V** = Verbräunung, **0** = kein Unterschied zur Kontrolle).

### 3.3.3.3 Boniturnoten und Messwerte der Rebsorte 5C

Die Wurzeln der Unterlagssorte 5C (Tab. 3-10), der mit IES punktierten Variante (I), hatten in Interaktion mit den Pilzen *A. glauca*, *Gliocladium roseum* und *P. expansum* signifikant höhere Boniturnoten (-). Wurzelstücke in Interaktion mit den Pilzen *A. glauca* und *Acremonium furcatum* waren verbräunt.

Tab. 3-10: : Testergebnisse aller Pilz-Wurzel-Interaktionsversuche mit Wurzeln der Rebsorte 5C nach Behandlung mit IES und mechanischem Stress durch Punktion

5C																			
Bewertung	Behandlung	<i>Absidia glauca</i>	<i>Acremonium kiliense</i> (4)	<i>Acremonium furcatum</i> (2)	<i>Aspergillus ustus</i> (5)	<i>Cylindrocarpon magnusianum</i> (6)	<i>Cylindrocarpon</i> sp. (9)	<i>Fusarium culmorum</i>	<i>Fusarium detonianum</i>	<i>Fusarium sacchari</i> (11)	<i>Fusarium oxysporum</i>	<i>Fusarium</i> sp. (13)	<i>Gliocladium roseum</i> (17)	<i>Leptosphaeria coniothyrium</i> (18)	<i>Nectria inventa</i> (21)	<i>Penicillium expansum</i> (22)	<i>Trichoderma harzianum</i>	<i>Trichoderma pseudokoningii</i>	
B	I	-	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	-	0	0	-	0	0	
K	I	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	+	0	0	0	
N	I	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	+	0	0	0	
TL	I	0	+	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	+	0	0	0	
TZ	I	0	0	0	+	0	0	0	0	0	0	0	0	0	+	0	0	0	
V	I	-	0	-	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
B	M	-	0	-	0	0	0	0	0	0	0	0	-	0	0	-	-	-	
K	M	-	0	-	0	-	-	0	0	-	0	-	-	0	0	-	-	-	
N	M	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
TL	M	0	0	-	0	0	0	+	-	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
TZ	M	0	0	-	0	0	0	0	-	0	0	0	0	0	-	0	0	0	
V	M	-	0	-	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	-	-	-	
B	O	0	-	0	0	-	-	0	-	0	0	0	-	-	-	0	0	0	
K	O	0	0	-	0	0	0	0	-	0	0	0	0	0	-	0	0	0	
N	O	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
TL	O	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
TZ	O	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
V	O	0	0	-	0	0	-	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	

Die Großbuchstaben **I**, **M** und **O** stehen für eine Punktion der Wurzel mit IES, Punktion ohne IES und ohne Behandlung. In der oberen Zeile sind die Pilze angegeben, die inokuliert wurden. Mit - und + sind signifikante Unterschiede zu den unbehandelten Kontrollen gekennzeichnet. Ein - stellt für die Pflanze eine Verschlechterung ihres Zustandes im Vergleich zur Kontrolle dar, + eine Verbesserung (**B** = Bonitur, **K** = Kallusbildung, **N** = Nodositätenbildung, **TL** = Triebblängen, **TZ** = Triebzahl, **V** = Verbräunung, **0** = kein Unterschied zur Kontrolle).

Mit den Spezies *A. kiliense*, *Aspergillus ustus* und *Nectria inventa* waren die Triebe länger als bei den Kontrollen. Mit *A. ustus* und *N. inventa* war die Triebzahl erhöht,

wobei Wurzeln in Interaktion mit letztgenanntem Pilz mehr Nodositäten und Kallusgewebe gebildet hatten. Wurzeln der Variante (M) hatten bei *A. glauca*, *A. furcatum*, *G. roseum*, *P. expansum* und den beiden *Trichoderma* Spezies höhere Boniturnoten und waren verbräunt. Im Vergleich mit unbehandelten Kontrollwurzeln hatten mechanisch gestresste Wurzeln in Interaktion mit *A. furcatum*, *F. detonianum* und *Nectria inventa* weniger Triebe gebildet.

Bei zehn der 17 getesteten Pilze hatte sich weniger Kallusgewebe gebildet als bei den Kontrollen. Die Wurzeln der Variante (O) waren in Interaktion mit den Arten *A. furcatum* und *Cylindrocarpon* sp. verbräunt und hatten eine höhere Boniturnote. Mit ebenfalls höheren Boniturnoten bewertet wurden Wurzeln in Interaktion mit den Spezies *A. kiliense*, *F. culmorum*, *F. sacchari*, *G. roseum*, *Leptosphaeria coniothyrium* und *N. inventa*. Die Ergebnisse der Interaktionen der Variante (I) zeigten keinen Unterschied zu den Kontrollen, abgesehen von drei Ausnahmen. Drei Ausreißer wurden bezüglich ihrer Triebbildung besser bewertet als die Kontrollen. Die Wurzeln der Variante (M) waren schlechter bewertet als die der Variante (O). Verantwortlich hierfür war der überdurchschnittliche Zustand der Kontrollwurzeln. Die Wurzeln der Variante (O) hatten bei den Interaktionen gegen zehn Pilze ein schlechteres Ergebnis als die Kontrollen.

### **3.3.4 Zusammenfassung**

17 Bodenpilze wurden gegen Wurzeln der Rebsorten Börner, 5BB und 5C getestet. Bei Börner-Wurzeln hatten die Pilze weder ohne noch mit mechanischem Stress Auswirkungen auf die Wurzeln. In Kombination mit Pilz, mechanischem Stress und IES waren die Boniturergebnisse schlechter. Die Sorte 5BB zeigte in rund der Hälfte der IES-Interaktionen eine schlechtere Bewertung, die aber auf überdurchschnittlich gut bewertete Kontrollen zurückzuführen war. Mechanischer Stress und Pilze bzw. nur Pilze hatten auf 5BB Wurzeln im Rebsortenvergleich einen schädlicheren Einfluss als auf Börner-Wurzeln. Von allen getesteten Reben zeigten die Wurzeln von 5C in Interaktion mit Pilzen und IES bessere Boniturnoten als die anderen Rebsorten. Dieses Ergebnis war den unterdurchschnittlichen Boniturergebnissen der Kontrollen zuzuschreiben. Die Variante mechanisch gestresster Wurzeln in Kombination mit Pilzen hatte mehr negative Bewertungen als die zusätzlich mit IES behandelten.

Wurzeln in Interaktion ohne mechanischen Stress schnitten bei der Rebsorte 5C am schlechtesten ab: Fast die Hälfte der Interaktionsergebnisse war schlechter als die der Kontrollwurzeln. Aufgrund der großen Anzahl an Versuchsreihen und der daraus resultierenden breiten Varianz an Ergebnissen, vor allem bei den Kontrollwurzeln, aber auch bei den Interaktionen, ist die Frage, ob ein Pilz an verschiedenen Rebsorten und zusätzlichen Behandlungen unterschiedliche Auswirkungen hat, nicht eindeutig zu beantworten.

## 3.4 Pilz-*Vitis*-Interaktionen

### 3.4.1 Ziele

Für diese Untersuchungen wurden Rebwurzeln unter kontrollierten Bedingungen mit verschiedenen Bodenpilzen beimpft. Mit Hilfe von Boniturnoten und Messwerten wurden dann die Auswirkungen der Pilze auf den Spross und die Wurzel bewertet. Hierfür wurden in einem aseptischen Zuchtgefäß zur Kultivierung von Mikroorganismen (*Magentacontainer*) Reben der Sorten 5BB, Börner, Riesling und SO4 (Abteilung Rebenzucht, Forschungsanstalt Geisenheim) angezogen und mit Bodenpilzen beimpft. Mit diesem *In-vitro*-System lassen sich platz sparend und in großer Zahl Mikrostecklinge unter standardisierten Bedingungen in Interaktion z. B. mit Bodenpilzen beobachten, ohne die Organismen zu stören.

Mit Sprosslängenmessungen und der Bestimmung von Frisch- und Trockenmassen war der vegetative Wuchs quantitativ erfasst worden, mit Boniturnoten wurde eine Aussage über den vegetativen Zustand der Pflanzen getroffen, ob der Spross gesund war oder z. B. Chlorose- oder Welkerscheinungen hatte. Zudem fand eine Bewertung des Zustands der Wurzeln statt: Waren die Wurzeln gesund, hatten sich neue Triebe gebildet oder waren die Wurzeln verbräunt und morsch oder abgestorben?

### 3.4.2 Material und Methode

#### 3.4.2.1 *In-vitro*-Pilzinokulation an *Vitis* spp.

Als Versuchsgefäß wurde ein rechteckiger durchsichtiger Kunststoffbehälter (Maße 77 x 77 x 97 mm) mit aufsetzbarem Deckel benutzt, der für *In-vitro*-Versuche unter dem Namen *Magentacontainer* (Magenta GA-7 Vessel, V-8505 Sigma Chemical Co.) Verwendung findet. Als Nährmedium wurden 25 ml eines modifizierten MS-Mediums (MURASHIGE & SKOOG 1962) verwendet (siehe Anhang). Die Kulturgefäße wurden nach dem Autoklavieren schräg gelagert (ca. 25°), sodass das Nährmedium nach Erstarren noch ca. 2/3 des Containerbodens bedeckte. Pro *Magentacontainer* wurden zwei Einaugenstecklinge in das Medium intubiert und in der Klimakammer aufrecht kultiviert.

Hierfür standen Stecklinge der Sorten 5BB, Börner, Riesling und SO4 zur Verfügung (Abb. 3-13). Nachdem die Stecklinge angewachsen waren, konnten die Zuchtgefäße dann so gedreht werden, dass die Wurzeln entsprechend der geotropen Polarität verstärkt in den mediumfreien Raum wuchsen. Die Klimaparameter der Kammer betragen  $23 \pm 1$  °C Tagestemperatur,  $20 \pm 1$  °C Nachttemperatur, 50 % relative Luftfeuchte und 14 h Photoperiode (Osram Universal-White (36 W), Osram Warmton Lumilux (36 W)).



Abb. 3-13: Magentacontainer mit zwei Rebsprösslingen

Nachdem die Stecklinge Wurzeln gebildet hatten und die Sprösslinge angewachsen waren, konnten Pilze angeimpft werden. In der Sterilbank wurden hierfür die Deckel der *Magentacontainer* abgenommen und dann ein Pilz der jeweiligen Spezies mit einer Impföse auf dem Agar und den herauswachsenden Wurzeln angeimpft. Die erste Bonitur fand vor der Beimpfung statt. Außerdem wurden die Sprosslängen gemessen und die Pflanzen fotografiert. Die Interaktionsversuche wurden alle in 10 Parallelen angesetzt, ebenso die Kontrollen. Nach der abschließenden Bonitur wurden die Sprosse von den Wurzeln abgetrennt, gewogen, bei 105°C 12 Stunden lang getrocknet, im Exsikkator abgekühlt und dann deren Trockenmassen bestimmt. Die Ergebnisse wurden mit dem Kruskal-Wallis-Test auf die Irrtumswahrscheinlichkeit überprüft ( $p \leq 0,05$ ).

### 3.4.2.2 Wurzel- und Sprossbonituren

Mit Hilfe der Spross- und Wurzelbonituren wurde der vegetative Zustand der Pflanzen nach Pilzinokulation bewertet (Tab. 3-11, 3-12). So konnte der physiologische Zustand jeder Pflanze eingestuft und mit unbehandelten Kontrollpflanzen verglichen werden.

Tab. 3-11: Sprossboniturnoten: Boniturnoten und Definitionen

Boniturnote	Sprossboniturschema
0	Spross gesund
1	Beginnende Chlorosen
2	Starke Chloroseerscheinungen, übergehend zu Blattnekrosen und ersten Welkeerscheinungen
3	Triebspitze eingetrocknet bzw. plötzliches Abknicken des noch grünen Triebes; starke Welkeerscheinung
4	Verbräunung von der Sprossbasis in akropetaler Richtung
5	Pflanze abgestorben

Tab. 3-12: Wurzelboniturschema: Boniturnoten und Definitionen

Boniturnote	Zustand der Wurzel
1	Wurzel gesund, Ausbildung neuer Wurzeln
2	Wurzeln teilweise verbräunt, kaum neue Seitenwurzeln
3	Wurzeln stark verbräunt bzw. geschwärzt, starke Vermorschung, keine neuen Seitenwurzeln
4	Wurzel abgestorben

### 3.4.3 Ergebnisse

#### 3.4.3.1 Sprosslängen

Im Rahmen der Bewertung wurden Messwerte erhoben und Boniturnoten vergeben. Die Sprosslängen und die Trockenmassen waren Werte, die der Beurteilung der Pflanze einen quantitativen Aspekt verliehen. Die Sprosslängen wurden zu Beginn und bei der abschließenden Bonitur gemessen sowie der Trockenmassenanteil jedes Sprosses bestimmt.

Tab. 3-13: Prozentuale Zunahme der Sprosslänge von Reben nach Inkubation der Sorten Börner, 5BB, 5C und SO4 mit verschiedenen Bodenpilzen

	Börner			5BB			Riesling			SO4		
	MW (mm)	STAB	Zuwachs (%)	MW (mm)	STAB	Zuwachs (%)	MW (mm)	STAB	Zuwachs (%)	MW (mm)	STAB	Zuwachs (%)
Kontrolle	92	25	69,4	107	14	53,2	85	31	0,0	107	8	36,3
<i>Gliocladium roseum</i>	98	36	4,4	95	23	25,1	88	18	4,1	86	18	16,3
Kontrolle	92	25	69,4	97	13	126,2	85	31	0,0	107	8	36,3
<i>Fusarium oxysporum</i>	88	23	5,4	39	9	11,1	83	34	3,1	80	26	6,7
Kontrolle	92	25	69,4	107	14	53,2	85	31	0,0	107	8	36,3
<i>Trichoderma pseudokoningii</i>	82	11	0,0	81	14	11,4	58	10	0,0	95	12	5,0
Kontrolle	92	25	69,4	97	13	126,2				107	8	36,3
<i>Fusarium semitectum</i>	69	20	0,0	39	9	11,1				82	12	1,9
Kontrolle	92	25	69,4	107	14	53,2				107	8	36,3
<i>Trichoderma harzianum</i>	92	27	24,5	58	22	20,4				81	24	13,3
Kontrolle	86	48	0,0	97	13	126,2				107	8	36,3
<i>Penicillium expansum</i>	64	18	0,0	36	15	5,2				83	13	2,5
Kontrolle	86	48	0,0	98	28	14,4						
<i>Fusarium detonianum</i>	83	16	0,0	100	25	11,7						
Kontrolle	86	48	0,0	107	14	53,2				107	8	36,3
<i>Absidia glauca</i>	85	22	0,0	83	23	27,2				70	35	6,9
Kontrolle	86	48	0,0	98	28	14,4						
<i>Fusarium culmorum</i>	70	29	0,0	84	39	9,1						
Kontrolle				97	13	126,2				49	12	61,7
<i>Leptosphaeria coniothyrium</i>				80	17	141,5				43	14	34,9
Kontrolle				98	28	14,4						
<i>Acremonium kiliense</i>				93	31	11,8						
Kontrolle				98	28	14,4				49	12	61,7
<i>Cylindrocarpon magnusianum</i>				86	38	21,7				44	10	14,3
Kontrolle				107	14	53,2				107	8	36,3
<i>Aspergillus ustus</i>				88	31	29,1				76	31	19,8
Kontrolle				107	14	53,2				107	8	36,3
<i>Mortierella alpina</i>				97	13	31,3				94	17	26,4
Kontrolle				107	14	53,2				49	12	61,7
<i>Fusarium sacchari</i>				91	9	7,1				28	11	5,8

Sprosslängen bei vier Rebsorten nach Interaktion mit Pilzen (**MW**: Mittelwerte, **STAB**: Standardabweichung).

Es gab mehrere Versuchsansätze, zu denen immer parallel Kontrollen angesetzt wurden. Aus den Längenmessergebnissen wurde der Mittelwert gebildet und die Standardabweichung errechnet.

Zudem wurde der durchschnittliche prozentuale Längenzuwachs im Vergleich zur ersten Messung berechnet. Die beimpften Pflanzen sowie die Kontrollpflanzen wiesen unterschiedliche Ergebnisse auf, beispielsweise wurden die Interaktionsversuche der Sorte Börner in zwei Versuchsreihen angesetzt, dementsprechend auch zwei Kontrollen. Hatten die Kontrollpflanzen im ersten Ansatz einen Längenzuwachs von fast 70 %, so war im zweiten Ansatz an den Kontrollpflanzen kein Wuchs zu verzeichnen (Tab. 3-13). Bei den Interaktionsversuchen zeigten die mit Pilzen beimpften Pflanzen des ersten Ansatzes, im Vergleich zu den Kontrollen, weniger Längenwachstum. In Interaktion mit dem Pilz *Gliocladium roseum* wurde an den Sprossen der Reben durchschnittlich 4,4 % Längenzunahme festgestellt, bei *Fusarium oxysporum* 5,4 %, *Trichoderma pseudokoningii* 0 %, *Fusarium semitectum* 0 % und bei *T. harzianum* 24,5 %. Bei den Börner-Pilz-Interaktionen des zweiten Ansatzes gab es kein Längenwachstum.

Die Kontrollpflanzen der Sorte 5BB, in vier Ansätzen getestet, hatten jeweils einen durchschnittlichen Längenzuwachs zwischen 14 % und 126 %. In den vier Ansätzen konnten 15 verschiedene Pilze getestet werden. In 13 Interaktionen zeigte 5BB immer eine geringere Zunahme an Längenwachstum als die Kontrollen ohne Pilz. Die beiden Ausnahmen waren *Leptosphaeria coniothyrium* mit 142 % (Kontrolle: 126 %) und *Cylindrocarpon magnusianum* mit 22 % (Kontrolle: 14 %) Zunahme. Bei den anderen Interaktionsversuchen bewegen sich die Werte zwischen 5 % und 29 %.

Die drei Riesling-Pilz-Interaktionsversuche wurden mit einem Versuchsansatz durchgeführt, wobei an den Kontrollpflanzen kein Längenzuwachs festgestellt werden konnte, genauso wie bei den Pflanzen, die mit *T. pseudokoningii* beimpft worden waren. Einen durchschnittlichen Zuwachs von 4,1 % hatten die Pflanzen im Test mit *G. roseum* und 3,1 % jene, die mit *F. oxysporum* interagierten.

SO4 wurde in zwei Ansätzen gegen 12 Pilze getestet. Die Kontrollpflanzen nahmen im Schnitt 36 % und 62 % an Sprosslänge zu und in Interaktion mit den Pilzen wuchsen alle Pflanzen kleiner als die Kontrollpflanzen (zwischen 2 % und 35 %) (Tab. 3-13).

Die Pilze *G. roseum*, *F. oxysporum* und *T. pseudokoningii* wurden gegen alle vier Rebsorten getestet. Die Interaktionen der vier Rebsorten gegen *G. roseum* werden im Folgenden als Beispiel erläutert. Die Börner-Pflanzen hatten gegen *G. roseum* die bereits erwähnten 4,4 % Längenzuwachs (Kontrolle 69,4 %). Die Riesling-Pflanzen unterschieden sich nur gering mit einem Zuwachs von 4,1 % (Kontrolle 0 %), die Pflanzen der Sorte SO4 waren um 16,3 % (Kontrolle 36,3 %) im Vergleich zur ersten Messung gewachsen und 5BB-Pflanzen durchschnittlich um 25,1 % (Kontrolle 53,2 %).

### 3.4.3.2 Trockenmasseanteil der Sprosse

Der Trockenmasseanteil der Rebsprosse, nach Interaktion mit den unterschiedlichen Bodenpilzen, war der zweite mittels Messwerten erfassbare Parameter bei der Bewertung (Tab. 3-14). Die Bestimmung des Trockenmasseanteils fand im Rahmen der zweiten Sprosslängenmessung statt. Die Kontrollen der beiden Börner Versuchsansätze hatten einen Anteil von 14,9 % und 16,1 %. Die Testpflanzen hatten nach Interaktion mit den acht Bodenpilzen einen durchschnittlichen Trockenmasseanteil zwischen 14,7 % (*G. roseum*) und 28 % (*F. semitectum*).

Während sich die Trockenmasseanteile der beiden Kontrollen der 5BB Versuchsansätze bei 14,6 % und 15,9 % bewegten, lagen die Anteile von Reben in Interaktion mit Pilzen durchschnittlich zwischen 17,4 % (*M. alpina*) und 36,7 % (*F. semitectum*). Die Riesling Kontrollpflanzen hatten einen Trockenmasseanteil von durchschnittlich 17 %, die Pflanzen in Interaktion einen zwischen 19,4 % (*G. roseum*) und 35,7 % (*T. pseudokoningii*). Der Anteil der Pflanzen in Interaktion mit *F. oxysporum* betrug bei 25,3 %. Die Trockenmasseanteile der Kontrollpflanzen der Sorte SO4 lagen bei 14,6 % und 15,8 %, die der Anteile der Pflanzen in Interaktion zwischen 12,3 % (*Mortierella alpina*) und 34,5 % (*F. semitectum*).

Alle Kontrollpflanzen hatten durchschnittlich einen Trockenmasseanteil zwischen 14,6 % und 17 %. Ergebnisse der Interaktionen mit *G. roseum*: Börner zeigte einen Trockenmasseanteil von 14,7 %, 5BB mit 36,9 %, Riesling mit 19,4 % und SO4 mit 15,8 %. Der zweite gegen Pflanzen aller Rebsorten getestete Pilz war *F. oxysporum*. Pflanzen in Interaktion mit ihm hatten einen Trockenmasseanteil zwischen 21 % und 25,3 %. In Interaktion mit *T. pseudokoningii* lagen die Werte zwischen 26,8 % und

35,7 %. Trockenmassenanteile von 28 % bis 36,7 % hatten Pflanzen, die mit dem Pilz *Fusarium semitectum* inokuliert waren.

Tab. 3-14: Pilz-*Vitis*-Interaktionsversuche: 4 Rebsorten in Interaktion mit Bodenpilzen aus unterschiedlich bewirtschafteten Versuchsfeldern im Vergleich zu unbehandelten Kontrollpflanzen: Trockenmasseanteile am Frischgewicht (%) der Sprosse

	Börner	5BB	Riesling	SO4
Kontrolle	14,9	15,9	17,0	14,6
<i>Gliocladium roseum</i>	14,7	36,9	19,4	15,8
Kontrolle	14,9	14,6	17,0	14,6
<i>Fusarium oxysporum</i>	21,0	23,2	25,3	24,3
Kontrolle	14,9		17,0	14,6
<i>Trichoderma pseudokoningii</i>	27,3		35,7	26,8
Kontrolle	14,9	14,6		14,6
<i>Fusarium semitectum</i>	28,0	36,7		34,5
Kontrolle	14,9	15,9		14,6
<i>Trichoderma harzianum</i>	16,1	21,8		17,3
Kontrolle	16,1	14,6		14,6
<i>Penicillium expansum</i>	23,0	30,3		23,9
Kontrolle	16,1			
<i>Fusarium detonianum</i>	15,5			
Kontrolle	16,1	15,9		14,6
<i>Absidia glauca</i>	15,7	28,6		16,2
Kontrolle		14,6		15,8
<i>Leptosphaeria coniothyrium</i>		17,9		16,0
Kontrolle				15,8
<i>Cylindrocarpon magnusianum</i>				18,4
Kontrolle		15,9		14,6
<i>Aspergillus ustus</i>		22,5		14,7
Kontrolle		15,9		14,6
<i>Mortierella alpina</i>		17,4		12,3

(Leerstellen: nicht getestet).

### 3.4.3.3 *Vitis* spp.: Boniturnoten und Messwerte

Die Rebsorte Börner wurde gegen neun Bodenpilze in zwei Versuchsreihen getestet. Die Kontrollen hatten durchweg gesunde Sprosse und Wurzeln, bei durchschnittlichen Sprossboniturnoten von 0,2 und 0,8 bzw. Wurzelboniturnoten von 1,1 und 1,6. Die Pflanzen in Interaktion mit den Pilzen *G. roseum*, *F. detonianum*, *T. harzianum* und *Absidia glauca* zeigten keine oder nur leichte Schädigungen. In Interaktion mit den Spezies *F. oxysporum*, *T. pseudokoningii*, *F. semitectum*,

*Penicillium expansum* und *F. culmorum* waren Sprosse und Wurzeln im Vergleich zu den Kontrollpflanzen stark geschädigt bzw. abgestorben.

Tab. 3-15: Spross- und Wurzelbonituren: Mittelwerte der Spross- und Wurzelboniturnoten bei Pilz-*Vitis*-Interaktionen mit 4 verschiedenen Rebsorten (Börner, 5BB, Riesling und SO4)

	SB	WB	SB	WB	SB	WB	SB	WB
	Börner		5BB		Riesling		SO4	
Kontrolle	0,8	1,6	0,2	1,3	1,2	1,4	0,2	1,1
<i>Gliocladium roseum</i>	1,4	2	1,9	3	2,6	2,7	1,1	2
Kontrolle	0,8	1,6	0	1	1,2	1,4	0,2	1,1
<i>Fusarium oxysporum</i>	3,6	2,8	4,7	3	3,5	3,4	3,8	3
Kontrolle	0,8	1,6	0,2	1,3	1,2	1,4	0,2	1,1
<i>Trichoderma pseudokoningii</i>	5	2,3	4,4	3	4,7	2,1	4	2,3
Kontrolle	0,8	1,6	0	1			0,2	1,1
<i>Fusarium semitectum</i>	4,9	3,2	4,7	3,7			5	4
Kontrolle	0,8	1,6	0,2	1,3			0,2	1,1
<i>Trichoderma harzianum</i>	1,7	2,2	1,7	3			1,4	2,8
Kontrolle	0,2	1,1	0	1			0,2	1,1
<i>Penicillium expansum</i>	4,4	3,4	3,8	3,3			3,5	2,4
Kontrolle	0,2	1,1	0,4	1,1				
<i>Fusarium detonianum</i>	0,2	2,4	1,2	2,2				
Kontrolle	0,2	1,1	0,2	1,3			0,2	1,1
<i>Absidia glauca</i>	0,7	1	2,6	2,5			2,4	2,6
Kontrolle	0,2	1,1	0,4	1,1				
<i>Fusarium culmorum</i>	5	4	4,9	3,9				
Kontrolle				1			0,2	1
<i>Leptosphaeria coniothyrium</i>				2			1,6	2,4
Kontrolle			0,4	1,1				
<i>Acremonium kiliense</i>			0,3	2				
Kontrolle			0,4	1,1			0,2	1
<i>Cylindrocarpon magnusianum</i>			0,6	2,3			2,1	3
Kontrolle			0,2	1,3			0,2	1,1
<i>Aspergillus ustus</i>			1,9	2,3			2,6	2,7
Kontrolle			0,2	1,3			0,2	1,1
<i>Mortierella alpina</i>			1,5	1,2			1,2	1
Kontrolle			0,2	1,3			0,2	1
<i>Fusarium sacchari</i>			4,5	4			4,8	3

Grün, Gelb und Rot stehen für den physiologischen Zustand der Pflanzen. Grün bedeutet, dass die Pflanze gesund ist oder nur wenig geschädigt. Bei Gelb ist die Pflanze geschädigt und bei Rot schwer geschädigt oder abgestorben (weiße/ graue Felder wurden nicht getestet; **SB**: Sprossbonitur, **WB**: Wurzelbonitur).

Pilz-*Vitis*-Interaktionsversuche mit der Sorte 5BB wurden in drei Versuchsreihen angesetzt, es konnten Daten mit 15 verschiedenen Bodenpilzen erhoben werden. Die

Sprossboniturnoten der Kontrollen der Sorte 5BB lagen zwischen 0 und 0,4 und für die Wurzeln zwischen 1 und 1,3. Die Pilzarten *F. oxysporum*, *T. pseudokoningii*, *T. harzianum*, *F. semitectum*, *Penicillium expansum* und *F. culmorum* hatten eine stark schädigende bzw. tödliche Wirkung auf die Pflanzen (Abb. 3-14, 3-15, 3-16). Die Sprosse und Wurzeln der Riesling-Kontrollpflanzen wurden durchschnittlich mit Boniturnote 1,2 bzw. 1,4 bewertet. Gegen *G. roseum* waren die Pflanzen stark geschädigt und gegen die Arten *F. oxysporum* und *T. pseudokoningii* abgestorben. Weitere Interaktionen wurden mit Riesling nicht getestet (Tab. 3-15).

Der Durchschnitt der Kontrollboniturnoten der Sorte SO4 lag für die Sprosse im Durchschnitt bei 0,2 und für die Wurzeln bei 1 und 1,1. Wie bei den anderen Sorten waren die Pflanzen in Interaktion mit den Spezies *F. oxysporum*, *T. pseudokoningii*, *F. semitectum*, *Penicillium expansum*, *Cylindrocarpon magnusianum* und *Fusarium sacchari* auch stark geschädigt oder abgestorben. *Absidia glauca*, *Leptosphaeria coniothyrium* und *Aspergillus ustus* hatten ein schwächeres Schadbild verursacht (Tab. 3-15).

Tab. 3-16: Pilz-Vitis-Interaktionsversuche: Testergebnisse der Spross- und Wurzelbonituren bei 4 Rebsorten (Börner, 5BB, Riesling und SO4)

	SB	WB	SB	WB	SB	WB	SB	WB
	Börner		5BB		Riesling		SO4	
<i>Gliocladium roseum</i>								
<i>Fusarium oxysporum</i>								
<i>Trichoderma pseudokoningii</i>								
<i>Fusarium semitectum</i>								
<i>Trichoderma harzianum</i>								
<i>Penicillium expansum</i>								
<i>Fusarium detonianum</i>								
<i>Absidia glauca</i>								
<i>Fusarium culmorum</i>								
<i>Leptosphaeria coniothyrium</i>								
<i>Acremonium kiliense</i>								
<i>Cylindrocarpon magnusianum</i>								
<i>Aspergillus ustus</i>								
<i>Cylindrocarpon sp.</i>								
<i>Fusarium sacchari</i>								

Interaktionen mit rotem Hintergrund: Pflanzen signifikant stärker geschädigt als die Kontrolle. Gelb zeigt keinen signifikanten Unterschied (**SB**=Sprossbonitur, **WB**=Wurzelbonitur, weiße Felder wurden nicht getestet).

Alle vier Rebsorten hatten nach Interaktion mit den Pilzen *Fusarium oxysporum*, *F. semitectum*, *F. culmorum*, *Penicillium expansum*, *Trichoderma pseudokoningii* und *F. sacchari* starke Schäden oder waren abgestorben.

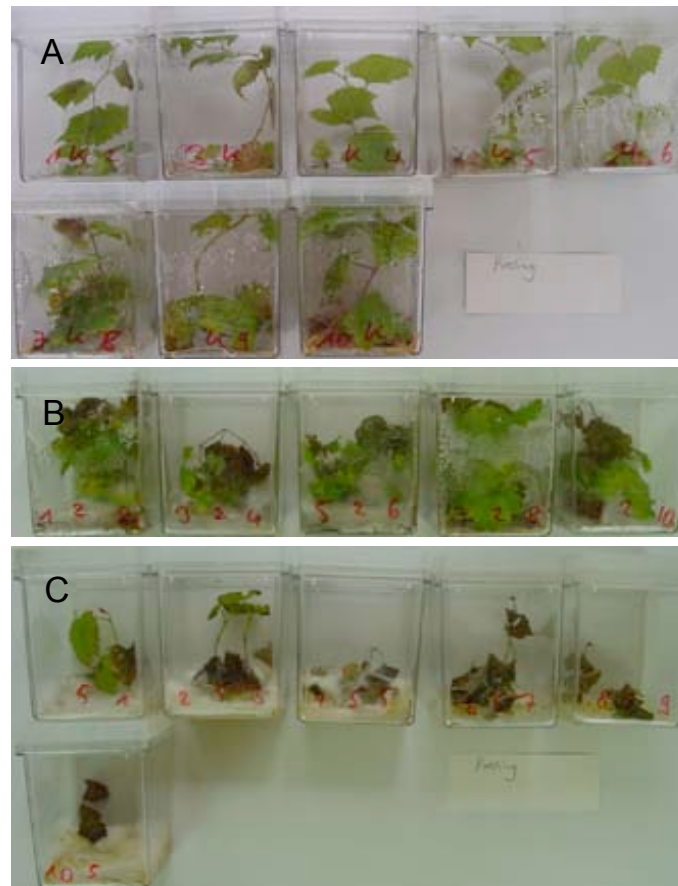


Abb. 3-14: Sprosse der Sorte Riesling  
Sprosse der Sorte Riesling nach zweiwöchiger Pilzinkubation. Bild A: unbehandelte Kontrollpflanzen; Bild B: mit *Fusarium oxysporum*; Bild C: mit *Trichoderma pseudokoningii*. Es sind stark geschädigte und abgestorbene Sprosse zu sehen.

Weniger Schaden wurde durch die Arten *Gliocladium roseum*, *T. harzianum*, *Fusarium detonianum*, *Absidia glauca*, *Cylindrocarpon magnusianum* und *Aspergillus ustus* verursacht. Schwache Reaktionen zeigten die Pflanzen der Sorten Börner und SO4 gegenüber *Gliocladium roseum* und die Sorten 5BB und SO4 gegenüber *Mortierella alpina*. Bei 5BB war noch gegenüber *Acremonium kiliense* wenig Schaden zu erkennen. 5BB war die einzige Rebsorte, die gegen diesen Pilz getestet wurde (Tab. 3-15, Tab. 3-16).

In Interaktion mit *G. roseum* und *A. glauca* hatte Börner, im Vergleich zu den Kontrollpflanzen, keinen schlechteren physiologischen Zustand, weder die Sprosse noch die Wurzeln. In Interaktion mit *Trichoderma pseudokoningii* und *T. harzianum* waren Schäden nur am Spross feststellbar, aber nicht an den Wurzeln, dort gab es keine Unterschiede zu den Kontrollpflanzen. *Fusarium detonianum* hatte bei Börner und 5BB nur auf die Wurzeln einen negativen Einfluss, nicht auf die Sprosse.

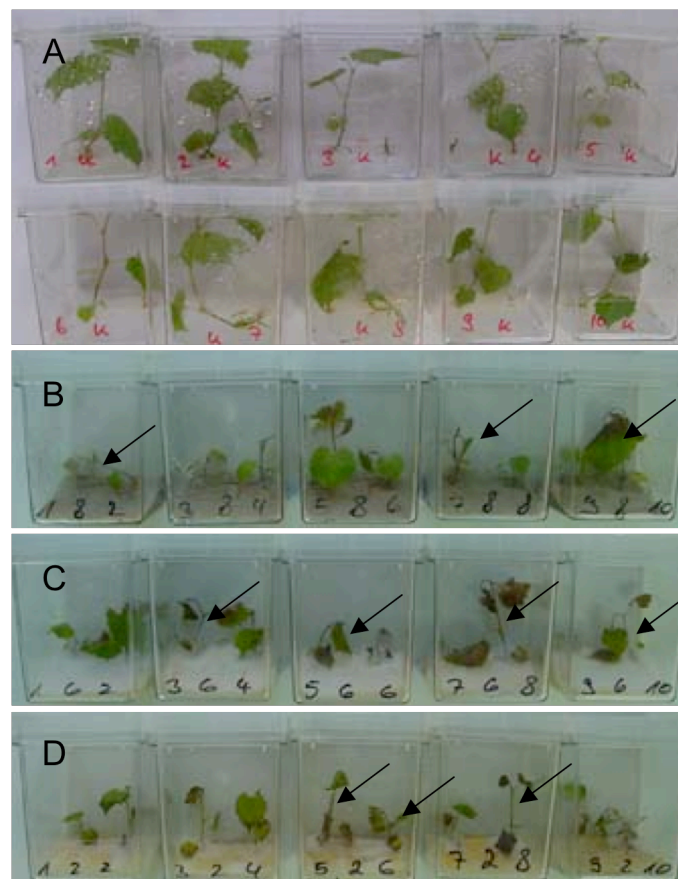


Abb. 3-15: Sprosse der Rebsorte 5BB

Sprosse der Sorte 5BB nach zweiwöchiger Pilzinkubation. Bild A: unbehandelte Kontrollpflanzen; Bild B: mit *Penicillium expansum*; Bild C: mit *Fusarium semitectum*; Bild D: *F. oxysporum*. Es sind stark verbräunte und morsche bzw. abgestorbene Wurzeln zu sehen. Im Gegensatz dazu die Wurzeln der Kontrollpflanzen: gesund mit Seitentrieben.

Die Sorte 5BB wies keine Schäden am Spross auf, wenn die Pilze *Acremonium kiliense* bzw. *Cylindrocarpon magnusianum* angeimpft waren.

*Cylindrocarpon* sp. hatte keine Auswirkungen auf den Zustand der Wurzeln bei den Sorten 5BB und SO4, aber auf deren Sprosse. Alle Bewertungen aus den Pilz-*Vitis*-Interaktionen wurden mit dem Kruskal-Wallis-Test auf signifikante Unterschiede getestet ( $p \leq 0,05$ ) (Tab. 3-16).

Nach statistischer Auswertung hatte *Fusarium oxysporum* auf alle vier Rebsorten eine schädigende Wirkung. Riesling-Reben, die mit den Pilzen *G. roseum*, *F. oxysporum* und *T. pseudokoningii* interagierten, hatten signifikant schlechtere Benotungen als die Kontrollen. Die Reben der Sorte SO4 in Interaktion wurden alle schlechter eingestuft als die Kontrollen. Gegenüber *Cylindrocarpon* sp. zeigte, genauso wie bei 5BB, nur der Spross ein Schadbild.

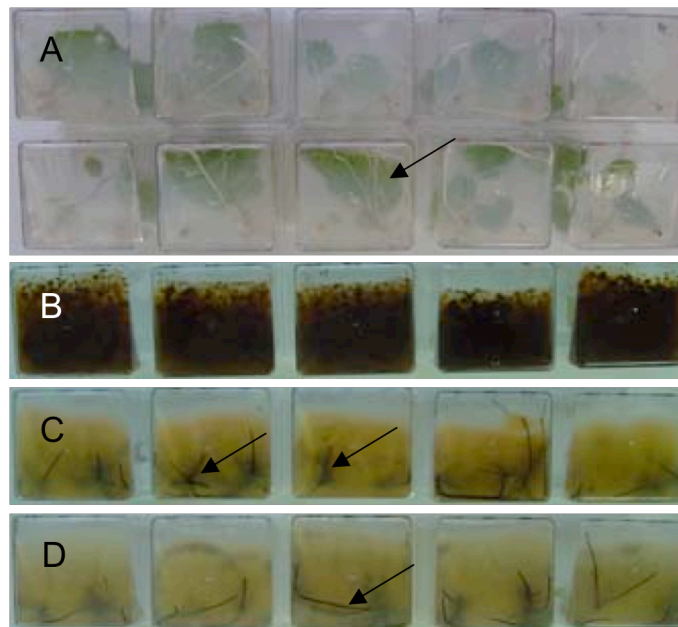


Abb. 3-16: Wurzeln der Rebsorte 5BB  
Wurzeln der Sorte 5BB nach zweiwöchiger Pilzinkubation. Bild A: unbehandelte Kontrollpflanzen; Bild B: mit *Penicillium expansum*; Bild C: mit *Fusarium semitectum*; Bild D: *F. oxysporum*. Es sind stark verbräunte und morsche bzw. abgestorbene Wurzeln zu sehen. Im Gegensatz dazu die Wurzeln der Kontrollpflanzen: gesund mit Seitentrieben.

### 3.4.4 Zusammenfassung

Mit dem Magenta System konnten Bodenpilze unter kontrollierten Bedingungen auf ihr pathogenes Potential gegenüber Weinreben überprüft werden, wobei das Kulturmedium, bezogen auf den Kohlenstoffgehalt, dem des in den Pilz-Pilz- und Pilz-Metabolit-Interaktionsversuchen benutzten Vollmedium glich. Die Boniturnoten für Sprosse und Wurzeln gaben dabei ein detailliertes Bild über den Gesundheitszustand der Pflanzen ab. Ein direkter Vergleich mit den unbehandelten Kontrollpflanzen, die nie geschädigt waren, bekräftigte dieses Bild. Die Sprosslängenmessungen, deren Ergebnisse einen quantitativen Aspekt bei der Beurteilung des vegetativen Zustandes der Pflanze boten, bestätigen die Ergebnisse aus den Bonituren nur bedingt. Die Kontrollpflanzen und die Pflanzen in Interaktion vergeliten oder wuchsen nicht. Dies wirkte sich auch auf die Ergebnisse der Trockenmassebestimmungen aus. Die beiden Bewertungskriterien, Sprosslänge und Trockenmassebestimmung, wurden deswegen in der Beurteilung der Schadwirkung eines Pilzes bzw. der Reaktion der Pflanze entsprechend geringer gewichtet als die Boniturnoten. Diese zeigten, dass die Applikation der Bodenpilze *Fusarium oxysporum*, *F. semitectum*, *F. culmorum*, *Penicillium expansum*, *Trichoderma pseudokoningii*, *T. harzianum* und *F. sacchari* in einem *In-vitro*-System an Rebpflanzen schwere Schäden verursachen und zum Absterben der Pflanzen führen kann, *Gliocladium roseum* hatte bei allen Sorten bis auf Börner eine schwer schädigende Wirkung (Abb. 3-14, 3-15, 3-16). Soweit die unterschiedlichen Rebsorten, bezüglich ihrer Reaktion auf die Bodenpilze, verglichen werden konnten, zeigte sich bei den Spezies *Fusarium semitectum* und *F. culmorum* ein einheitliches Schadbild, während beispielsweise die Pilze *Trichoderma harzianum* und *Cylindrocarpon magnusianum* unterschiedliche Reaktionen bei den Pflanzen hervorriefen. Die Pilze *Mortierella alpina* und *Acremonium kiliense* hatten auf die Reben weniger Schadwirkung. Laut Statistik hatten alle getesteten Pilze, in Interaktion mit *Vitis* spp. (Ausnahmen: Sorte Börner in Interaktion mit *Absidia glauca* und *Gliocladium roseum*) eine negative Zustandsänderung der Sprosse und/oder der Wurzeln zur Folge.

## 4 Pilzbestimmungen und Interaktionsversuche

### 4.1 Ergebnisse

Dieses Kapitel gibt einen Überblick über die Ergebnisse der vorangegangenen Kapitel. Beginnend mit den Pilz-*Vitis*-Interaktionen, werden im Folgenden die Erkenntnisse aus den Untersuchungen miteinander und im Kontext mit recherchierter Literatur betrachtet.

Die Pilz-*Vitis*-Interaktionen haben gezeigt, dass alle Bodenpilze - mit Ausnahme von *G. roseum* und *Absidia glauca* bei der Sorte Börner - die Rebstöcke schädigen. Die Statistik bestätigt es: Fast alle getesteten Rebpflanzen reagieren mit der Verschlechterung ihres Gesundheitszustands. Die mit den Pilzen *Fusarium oxysporum*, *Fusarium semitectum*, *F. culmorum*, *Penicillium expansum*, *Trichoderma pseudokoningii* und *F. sacchari* inokulierten Pflanzen waren abgestorben. Der Kohlenstoffgehalt des benutzten Kulturmediums ähnelte dem Vollmedium der Pilz-Pilz-Interaktionsversuche.

Die Pilz-Wurzel-Interaktionsversuche lieferten sehr unterschiedliche Ergebnisse. Vitalitätsparameter wie Triebbildung, Trieblänge oder die Bildung von Kallusgewebe traten so unregelmäßig auf, dass diese Werte wenig Orientierung bei der Beurteilung des Gesundheitszustands einer Wurzel gaben. Eine bessere Darstellung des gesundheitlichen Zustandes der Wurzeln konnte mit dem Bonitursystem erzielt werden. Dieses war auch die Grundlage für die Einschätzung der schädigenden Auswirkungen eines Bodenpilzes. Alle Ergebnisse nach entsprechender Gewichtung zusammengefasst machen deutlich: Fast alle getesteten Pilze haben einen schädigenden Einfluss auf Wurzeln und die IES-Behandlung und/oder mechanischer Stress können diese Wirkung verstärken. Die Ergebnisse aus den Untersuchungen mit dem halbsterilen Wurzelsystem weisen eine starke Varianz auf, sowohl bei den behandelten Wurzeln als auch bei den unbehandelten Kontrollwurzeln.

In den Pilz-Pilz- und Pilz-Metabolit-Interaktionsversuchen, die auf einem mageren und auf einem Vollmedium stattfanden, wurde deutlich, wie stark das Verhalten eines

Pilzes gegenüber den unterschiedlichen Partnern bzw. den verschiedenen Pilzmetabolitsuspensionen, abhängig vom Nährmedium, variieren konnte.

Der folgende Abschnitt bringt die Erkenntnisse aus der Literaturrecherche (Kap. 8-1: Ökologie der Bodenpilze) über das pathogene Potenzial gefundener Rheingauer Bodenpilze mit Ergebnissen aus den Interaktionsversuchen in Zusammenhang. Das Gewebe, aus dem die Pilze isoliert wurden, spielt hierbei eine tragende Rolle. So wurde beispielsweise *Trichoderma pseudokoningii* und sein Verwandter *T. harzianum* auf beiden Versuchflächen in allen Geweben gefunden: in der Rhizodermis und im inneren Gewebe geschädigter sowie ungeschädigter Wurzeln (Nodositäten) (Tab. 2-1, 2-2). Beiden wird, der Literaturrecherche zufolge, antagonistisches Potenzial gegen Phytopathogene zugeschrieben. *T. harzianum* ist eine gut bekannte, weltweit verbreitete Spezies, die zur biologischen Kontrolle von Pathogenen eingesetzt wird. *Trichoderma* spp. produziert ein breites Spektrum biologisch aktiver Substanzen und wirkt antifungal. Untersuchungen im Rahmen dieser Arbeit haben gezeigt, dass *T. harzianum* und *T. pseudokoningii* in der Lage waren, Rebpflanzen *in vitro* massiv zu schädigen und abzutöten (Abb. 3-14, 3-15, 3-16). Außerdem haben die Pilz-Pilz-Interaktionsversuche deutlich gemacht, dass beide Spezies gegenüber anderen Pilzen zu substratabhängigen Verhaltensänderungen neigten und diese auch bei anderen Pilzen induzierten. Auf Vollmedium waren 13 von 26 Bodenpilzen in Gegenwart von *T. pseudokoningii* größer und auf SNA kleiner gewachsen. Dabei hatten die Partner ihn fast immer auf PDA überwachsen, während sich die Testpilze auf SNA gegeneinander abgrenzten. *Aspergillus ustus* und *Fusarium* sp. hatte er auf SNA überwachsen, nicht aber auf PDA. In Pilz-Metabolit-Interaktionen zeigte *T. harzianum* gegenüber den Metaboliten von *A. ustus* und *Fusarium* spp. auf SNA ein vermindertes Wachstum und auf PDA keinen Unterschied im Vergleich mit den Kontrollen. *Aspergillus ustus* und *Fusarium* sp. hatten in Pilz-Vitis-Interaktionen die Reben schwer geschädigt oder abgetötet. Viele *Fusarium*-Arten wurden als Pathogene an Ertragspflanzen nachgewiesen (siehe Anhang: Kap. 8-1, Ökologie der Bodenpilze).





Tabelle 4-1 und 4-2 zeigen alle Testergebnisse und Boniturnoten aus den Pilz-Pilz-Interaktionsversuchen sowie die Ergebnisse der Pilzbestimmungen und deren originalen Isolationsorten in Kiedrich und Geisenheim (**WR, WG, NR, NG**: Rhizodermis, inneres Wurzelgewebe, Nodosität Rhizodermis, inneres Gewebe Nodosität) durch die Universität Innsbruck (**blaue Felder**). Die Bestimmungen mit Hilfe der Referenzkulturen sind mit **X** gekennzeichnet. Zudem sind die Ergebnisse aus der Literaturrecherche aufgeführt (**P1**: Pathogen bei *Vitis* spp.; **P2**: Pathogen bei anderen Pflanzen; **S1**: Saprobier; **S2**: Saprobier und/oder andere Lebensweise).

Beispiel: Die Box *Absidia glauca* zeigt alle Pilz-Pilz-Interaktionen, die mit *A. glauca* getestet wurden.

In Zeile **1** sind die Testergebnisse mit Farb- bzw. Zahlencodes dargestellt. Im Fall *A. glauca* gegen *Acremonium charticola* ist der Code 2 bzw. das Feld rot hinterlegt. Dies bedeutet, dass der Pilz *A. glauca* in Interaktion mit *A. charticola* auf dem Mangelmedium (SNA) signifikant größer und auf dem Vollmedium (PDA) signifikant kleiner gewachsen war als die jeweilige Kontrolle. Die Zeile **2**, mit Code C bzw. der Farbe Gelb hinterlegt, zeigt dass *A. glauca* in Interaktion mit *A. charticola* auf SNA mit Boniturnote 2 bewertet, er also bis zum Interaktionspartner gewachsen war, und auf PDA mit Note 3 bewertet wurde, er also seinen Partner *A. charticola* überwachsen hatte.

Zeile **3** beleuchtet die Interaktion von der gegnerischen Seite: Der Code 1 bzw. das grau hinterlegte Feld besagt, dass *A. charticola* sowohl auf SNA als auch auf PDA signifikant größer gewachsen war als die entsprechenden Kontrollen.

In Zeile **4** sind die Boniturergebnisse für *A. charticola* codiert: Der Pilz *A. charticola* wird in Interaktion mit *A. glauca* sowohl auf SNA als auch auf PDA mit Note 2 bewertet, was bedeutet, dass *A. charticola* auf beiden Medien bis zum Partner wächst: Der Code ist A bzw. das Feld grau hinterlegt.

In Tabelle 3-2 sind alle Farb- bzw. Zahlencodes aufgeschlüsselt. Weiße Felder stehen für nicht auswertbare Ergebnisse bzw. nicht getestete Interaktionen.

*Absidia glauca* wurde in Wurzeln beider VF und in allen Geweben nachgewiesen. Die Literaturrecherche ergab, dass *A. glauca* saprobische und/oder andere Lebensweise praktiziert.

Pathogenes sowie pathogensuppressives Potenzial wurde *T. harzianum* durch die Pilz-Pilz-Interaktionsversuche bestätigt, dabei variierte sein Verhalten diesbezüglich substratabhängig. *T. harzianum* hatte die Pilze *Cladosporium cladosporoides*, *Cylindrocarpon magnusianum*, *Fusarium detonianum*, *Gliocladium roseum* und *Nectria inventa* auf SNA überwachsen und auf PDA nicht. *C. cladosporoides*, *C. magnusianum* und *G. roseum* sind als Pathogene, zum Teil auch bei *Vitis* spp., nachgewiesen worden. Die übrigen zeichnen sich durch saprobische und/oder andere Lebensweisen aus. Bis auf *N. inventa* hatten alle eben genannten Pilze in Pilz-*Vitis*-Interaktionen einen schädigenden Einfluss auf die Rebpflanzen, wobei Pflanzen in Interaktion mit *T. harzianum* am stärksten geschädigt bzw. abgetötet wurden. Das Beispiel *T. harzianum* zeigt, wie unterschiedlich Wechselwirkungen zwischen Pilzen sein können, und gibt eine Vorstellung davon, wie komplex diese unter Einbeziehung des Ökosystems Rebwurzeln und bei Einsatz verschiedener Substrate sein können (Tab. 4-1, 4-2).

An der Universität Innsbruck wurden 12 Pilze bestimmt, die auf beiden VF vorkamen, 11 Arten stammten aus Wurzeln der Geisenheimer VF und 24 Arten aus Kiedricher Wurzeln. Die Methode, mit Hilfe von Referenzpilzen die aus den Proben wachsenden Pilze zu bestimmen, ergab, dass fünf der zum Vergleich herangezogenen 24 Arten (und 2 Gattungen), nur auf Kiedricher Varianten und eine Art nur in Geisenheim entdeckt werden konnten. Mit dieser Methode wurden 18 Arten und zwei Gattungen auf den beiden VF gezeigt, insgesamt waren es 26 Pilzarten, die auf beiden VF durch die Universität Innsbruck und die Vergleichsmethode mit Referenzkulturen nachgewiesen wurden. Von diesen 26 Pilzarten konnten zwölf auf ihr pathogenes Potenzial gegenüber *Vitis* spp. untersucht werden. Die Inokulation dieser zwölf Arten hatte für alle Reben eine signifikant schlechtere Bonitur zur Folge. Von diesen Pilzen sind *F. oxysporum*, *F. sacchari*, *F. culmorum* und *Cylindrocarpon magnusianum* als Pathogene bei anderen Ertragspflanzen bekannt (P2). Reben, die in Pilz-*Vitis*-Interaktionsversuchen mit diesen Spezies inokuliert wurden, waren abgestorben. Die Pilze *Aspergillus ustus* und *Gliocladium roseum* sind in der recherchierten Literatur als pathogen an *Vitis* spp. beschrieben und hatten in den Tests starke Schäden an den Rebpflanzen hervorgerufen.

Die restlichen Arten wurden den Saprobiern oder anderen trophischen Gruppen zugeordnet, hatten aber ebenfalls starke Schäden an den Pflanzen verursacht. Weitere Arten, die auf beiden VF gefunden wurden, konnten nur in Pilz-Pilz-Interaktionen auf substratabhängige Verhaltensänderung, nicht aber in Pilz-*Vitis*-Interaktionen auf Pathogenität gegenüber *Vitis* getestet werden (Tab. 4-1, 4-2).

Die mit Abstand am häufigsten bestimmten Arten auf den Versuchsflächen waren *Mucor hiemalis*, *Absidia glauca*, *Penicillium expansum*, *Acremonium kiliense*, *Aspergillus ustus* und *Cylindrocarpon magnusianum* und Spezies der Gattungen *Trichoderma* und *Fusarium*. Weniger häufig, aber doch auf beiden VF, konnten die Arten *Mortierella alpina* und *Gliocladium roseum* aufgezeigt werden. Bis auf *M. hiemalis* wurden die genannten Arten gegen *Vitis* getestet mit dem Ergebnis, dass alle Spezies die verschiedenen Rebsorten *in vitro* schädigten (Ausnahmen: Rebsorte Börner versus *G. roseum* und *A. glauca*). Eine weitere Art, die *Vitis* spp. ebenfalls schädigte, aber nicht in Pilz-Pilz-Interaktionen auf substratabhängige Verhaltensänderung getestet wurde, war *Fusarium semitectum*, der aus der Literatur als Parasit an Ertragspflanzen bekannt ist und auch an *Vitis* spp. gezeigt werden konnte. Bei *Cylindrocarpon* sp. und *Leptosphaeria coniothyrium* konnte ebenfalls *in vitro* pathogenes Verhalten gegenüber *Vitis* spp. festgestellt werden, allerdings ohne dass deren Verhalten auf substratabhängige Änderung getestet werden konnte. Einige Arten der Gattung *Cylindrocarpon* sind in der Literatur als Phytopathogene beschrieben worden, *C. magnusianum*, der auch an Ertragspflanzen als Pathogen bekannt ist, wurde in Versuchen mit *Vitis* pathogene Wirkung nachgewiesen. Den meisten Spezies der Gattung *Leptosphaeria* wird eine saprobische Lebensweise zugeschrieben, die aber auch in eine parasitische wechseln kann. In den Pilz-*Vitis*-Interaktionsversuchen konnte *L. coniothyrium* Schadwirkung *in vitro* nachgewiesen werden.

Von den genannten Arten konnten fünf in geschädigtem inneren Wurzelgewebe beider Versuchsflächen gezeigt werden: Die Spezies *A. glauca*, *Acremonium kiliense* (Stämme (3) und (4)) und *Mucor hiemalis*, die in Klasse S2 eingeteilt eine saprobische und/oder andere Lebensformn pflegen, und das an *Vitis* nachgewiesene Phytopathogen *Aspergillus ustus* (P1). Eine nur aus geschädigtem inneren Gewebe

Geisenheimer Wurzeln (NG) isolierte und in Pilz-Pilz-Interaktionen getestete Art ist das an anderen Ertragspflanzen als Schädling nachgewiesene Phytopathogen (P2) *Fusarium culmorum*. Dieses hatte auch auf *Vitis* in den Interaktionsversuchen eine schädigende Wirkung. Arten, die nur im inneren Gewebe geschädigter Wurzeln (NG) der Kiedricher VF gefunden wurden waren die Phytopathogene *Cylindrocarpon magnusianum* (P2) und *Gliocladium roseum* (P1). Als Saprobier bzw. Pilze mit saprobischen und/oder anderen Ernährungsformen gelten *Fusarium detonianum* (S2), *Mortierella alpina* (S2), *Mucor hiemalis* (S1) und *Penicillium expansum* (S1). Wie schon beschrieben hatten diese, soweit gegen *Vitis* getestet, ebenfalls einen schädigenden Einfluss auf die Pflanzen.

In innerem ungeschädigtem Wurzelgewebe (WG) beider Versuchflächen konnten zehn Bodenpilzarten gezeigt werden, die sich mit den im letzten Abschnitt beschriebenen Arten überschneiden, wobei die einzige, nur in Kiedrich nachgewiesene Art *Fusarium detonianum* war (Tab. 4-1, 4-2). Auf der Rhizodermis ungeschädigter Wurzeln (WR) beider VF wurden 14 der in Pilz-*Vitis*- und Pilz-Pilz-Interaktionen getesteten 15 Arten gefunden. Ergänzt werden müssen die oben aufgeführten Befunde durch die beiden Spezies *Trichoderma harzianum* und *T. pseudokoningii*, die auf beiden Versuchflächen und in allen Geweben aufgezeigt werden konnten. Diese beiden Arten wurden, da sie mit den methodischen Möglichkeiten nicht voneinander artdifferenziert werden konnten, als *Trichoderma* spp. zusammengefasst.

Alle in Pilz-*Vitis*-Interaktionen getesteten Pilze hatten Schadbilder bei den Rebpflanzen verursacht. All diesen potenziell pathogenen Bodenpilzen wurde in Pilz-Pilz- und Pilz-Metabolit-Interaktionsversuchen substratabhängige Verhaltensänderung nachgewiesen.

Im überwiegenden Teil (58,1 %) der Pilz-Pilz-Interaktionen waren beide Interaktionspartner auf beiden Nährböden signifikant größer gewachsen als die Kontrollen. Mit einem Anteil von 17,9 % folgen Pilz-Pilz-Interaktionen, bei denen der Testpilz auf PDA größer gewachsen war und auf SNA ohne Unterschied zu den Kontrollen. Bei je 7,3 % der Interaktionen waren die Testpilze auf SNA größer und auf PDA kleiner gewachsen bzw. umgekehrt: auf SNA kleiner und auf PDA größer. Ohne Unterschied im Größenwachstum waren 1,7 % der Testpilze. Bei 0,9 % der Interaktionen war der Testpilz auf beiden Medien kleiner gewachsen und bei weiteren 1,1 % war der Testpilz auf SNA kleiner gewachsen und auf PDA ohne Unterschied zu den Kontrollen (Abb. 4-1).

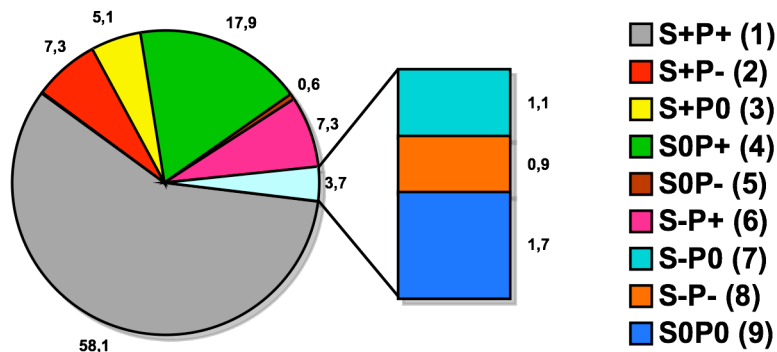


Abb. 4-1: Messergebnisse aller Pilz-Pilz-Interaktionen. Prozentuale Verteilung der Messergebnisse aller Pilz-Pilz-Interaktionen: Auf Mager- (**S**) und Vollmedium (**P**) wurden die Durchmesser der Pilzkolonien gemessen und getestet, ob sie signifikant größer, kleiner oder ohne Unterschied zur Kontrolle gewachsen waren (**+**, **-**, **0**) (In Klammern sind die **Codes 1-9** angegeben).

62 % der Testpilze waren auf SNA und auf PDA bis zum Interaktionspartner vorgedrungen. Bei einem Anteil von 16,5 % war der Testpilz auf SNA bis zum Partner und auf PDA über den Interaktionspartner gewachsen. 7,9 % der Testpilze hatten sich umgekehrt verhalten: Der gegnerische Pilz wurde auf SNA überwachsen, auf PDA fand Wachstum statt, bis sich beide Interaktionspartner gegeneinander abgrenzten, ohne einen Hof zu bilden. Bei weiteren Interaktionen hatte der Testpilz

den Partner auf beiden Nährmedien überwachsen (8,1 %). Geringeren Anteil hatten Interaktionen, bei denen sich zwischen den Pilzen auf beiden Nährböden ein Hof bildete (0,6 %). Abgrenzung auf SNA und Hofbildung auf PDA zeigten 3,8 % der Tests. Hofbildung auf beiden Medien wurde in 0,6 % der Fälle beobachtet. Dass ein Pilz auf SNA den Partner überwachsen hatte und auf PDA einen Hof bildete, konnte nicht gezeigt werden, genauso wenig wie Interaktionen, bei denen auf SNA ein Hof gebildet wurde und auf PDA sich die Partner ohne Hofbildung abgrenzten (Abb. 4-2).

Die Boniturergebnisse zeigen, dass bei 24,4 % der Interaktionen ein Testpilz mit ausgeprägter substratbedingter Verhaltensänderung reagiert (Code B, C), wobei der Partner auf einem Nährmedium überwachsen wurde. Werden Interaktionen mit Verhaltensänderung hinzugezogen, bei denen sich der Testpilz auf beiden Nährböden mit oder ohne Hofbildung gegen den Interaktionspartner abgrenzt (Code E und G), erhöht sich der Anteil auf 28,2 %. Bei 70,7 % der Tests wurde keine substratabhängige Verhaltensänderung festgestellt (Code A, D, I).

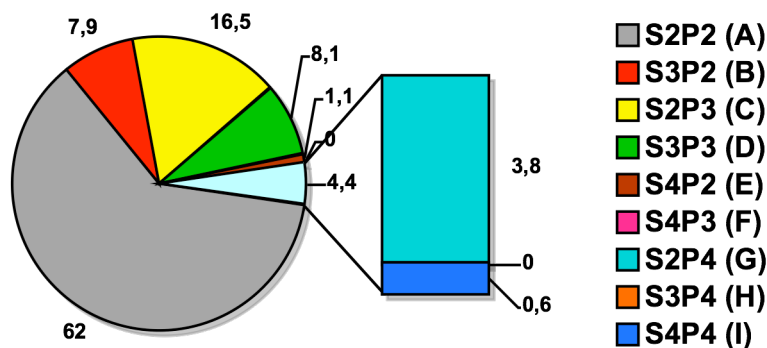


Abb. 4-2: Boniturnoten aller Pilz-Pilz-Interaktionen. Prozentuale Verteilung der Ergebnisse aller Pilz-Pilz-Interaktionen: Auf einem mageren (S) und einem Vollmedium (P) wurde mit Boniturnoten bewertet, ob die getesteten Pilzkolonien auf den beiden Nährböden bis zum Partner gewachsen waren (2), ob sie einen Hof bilden (4) oder ob sie den Partner überwachsen hatten (3) (In Klammern sind die **Codes A-I** angegeben).

## 4.2 Zusammenfassung

Aus Wurzeln und Nodositäten der beiden Versuchsflächen in Kiedrich und Geisenheim wurden insgesamt 49 Pilzarten aus unterschiedlichen Wurzelgeweben, geschädigten wie ungeschädigten, isoliert. Mehr als die Hälfte der Arten davon konnten als Schnittmenge (durch Innsbruck und die Referenzkulturenmethode) auf beiden VF gezeigt werden. Diese wurden ebenfalls sowohl in und auf gesunden als auch geschädigten Wurzelproben nachgewiesen. Mit Hilfe der Pilz-Pilz-Interaktionen konnte gezeigt werden, dass jeder der getesteten Bodenpilze, abhängig von Interaktionspartner und Nährmedium, eine ausgeprägte Verhaltensänderung aufwies. Insgesamt waren nach den Messergebnissen bei 14,6 % der Tests starke Verhaltensänderungen beobachtet worden (Code 6 und 2). Mit Boniturnoten wurde dieses Verhalten in 24,4 % der Tests gezeigt (Code B, C, F und H). Die Tests mit Pilzmetabolitsuspensionen bestätigten substratabhängige Verhaltensänderung bei Bodenpilzen. Zwar hatten alle Pilze die gegnerischen Pilzmetabolitsuspensionen überwachsen, jedoch hatten die Koloniegrößen auf den unterschiedlichen Nährmedien teils signifikante Unterschiede verglichen mit den Kontrollen. Die Messergebnisse aus den Pilz-Wurzel-Interaktionen erwiesen sich als wenig aussagekräftig, die Boniturnoten bestätigten aber den negativen Einfluss bestimmter Bodenpilze. Eine zufällige Auswahl von 15 Spezies wurde gegen unterschiedliche Rebsorten im Rahmen der Pilz-*Vitis*-Interaktionsversuche auf ihr pathogenes Potenzial untersucht. Es zeigte sich, dass fast alle getesteten Pilze auf die Reben eine schädigende Wirkung hatten, die zu deren Absterben führen konnte, auch wenn organischer Kohlenstoff verfügbar war.

## 5 Diskussion

### 5.1 Überblick

Die europaweite Verbreitung der Reblaus seit Ende des vorletzten Jahrhunderts und das damit verbundene Rebensterben konnte bis in die 80er Jahre des letzten Jahrhunderts durch die Einführung reblaustoleranter Unterlagen reduziert werden. Seit ca. 20 Jahren wird jedoch wiederholt - auch an reblaustoleranten Unterlagssorten - Rebensterben beobachtet, das in Verbindung mit der Reblaus stehen könnte (z. B. KOPF 2000, PRESSER et al. 1993, WEBER et al. 1996). Auslöser für das Sterben scheint aber nicht alleine die Reblaus zu sein, sondern das komplexe Zusammenwirken bodenbürtiger phytopathogener Mikroorganismen (z. B. Bodenpilze) und der Reblaus als Wegbereiter für diese und der Einfluss extensiver konventioneller Bewirtschaftung. Die Folge dieser Bewirtschaftung ist z. B. eine reduzierte Verfügbarkeit organischen Kohlenstoffs in den Böden, was wiederum Auswirkungen auf das pathogene Potenzial bodenbürtiger Mikroorganismen, insbesondere der Bodenpilze, haben kann (HUBER 2007). Schon zu Beginn der Erforschung über die Ursachen des Absterbens von Rebstöcken nach Reblausbefall lag der Verdacht nahe, dass Pilze maßgeblich an der Pathogenese beteiligt und Pilzbefall nicht Folge, sondern Ursache der Schädigung der Wurzeln ist (MILLARDET 1878). Diese Erkenntnisse gaben Anlass, Bodenpilze aus konventionell und ökologisch bewirtschafteten Weinbergen zu isolieren und *in vitro* auf ihr fakultativ pathogenes Potenzial gegenüber Rebpflanzen zu untersuchen. Der Artenreichtum von Pilzen in Weinbergsböden und das Wissen, dass Pilze, abhängig von der Verfügbarkeit organischen Kohlenstoffs, ihre Trophik variieren können, war Grund, mit Interaktionsversuchen das Durchsetzungsvermögen der Arten untereinander zu überprüfen.

## 5.2 Substratabhängige Verhaltensänderung und Pathogenität

Pilze wie *Trichoderma harzianum* und *Penicillium expansum*, aber auch andere im Rahmen dieser Untersuchungen gefundene Arten, werden in der Literatur als Saprophyten beschrieben, da sie sich von abgestorbenem organischem Material ernähren. Andere Pilze wie *Gliocladium roseum*, *Aspergillus ustus* oder *Cylindrocarpon magnusianum* gelten als biotroph, weil sie z. B. parasitär von pflanzlichen Wirten leben. Wieder andere gehen mit anderen Organismen Symbiosen ein, wovon beide Partner profitieren (z. B. Mykorrhizapilze). Es gibt aber auch Arten, die saprophytisch und parasitär leben können, was von der Verfügbarkeit toten organischen Materials abhängig ist. Sie können ihren Metabolismus auf parasitische Lebensweise umstellen, sobald weniger organische Kohlenstoffquellen vorhanden sind oder die Konkurrenz um Nährstoffe groß ist. Als Parasit besiedeln sie dann beispielsweise die Wurzeln eines Rebstocks und schädigen diese oder töten sie ab (z. B. HÖFER 1992). Ein solcher Parasit würde somit als fakultativ pathogen bezeichnet werden, da dieser im Gegensatz zu obligaten Parasiten nicht zwingend auf einen Wirt angewiesen ist, sondern seine Ernährung der Nahrungssituation entsprechend anpasst. Bei Besiedelung einer Rebwurzel durchdringt dabei ein Parasit mit seinen Hyphen die Rhizodermis und gibt Verdauungsenzyme in Form von Carbohydrasen, Proteasen und Lipasen ab, um die so gelösten Aminosäuren und Zucker absorbieren zu können (GISI 1997, WEBER 1993). So konnte HÖFER (1992) zeigen, dass Hyphen von *Roesleria subterranea* gesundes Wurzelgewebe von Rebstöcken besiedelten und tief ins Gewebe eindringen. Die Folge war ein Verschluss der Leitungsbahnen, wodurch der Wasser- und Nährstofftransport unterbrochen wurde, was zum Absterben der Wurzeln und oberirdisch zu Kümmerwuchs und Welkerscheinungen führte. Mikroorganismeninfektion, aber auch tierische Schädlinge können so die Schutzmechanismen der Rebwurzel schwächen. PETRI beschrieb in diesem Zusammenhang bereits 1909, wie durch den Einstich einer Reblaus und der dadurch entstehenden knotigen Verdickung (Nodosität) der Zugang zum Wirt für einen parasitären Pilz erleichtert wurde.

Eine langjährige konventionelle Bodenbewirtschaftung und die daraus folgende Reduktion des organischen Materials (z. B. STATISTISCHES BUNDESAMT 1970,

BUCHNER & STURM 1980) könnte die Nahrungskonkurrenz unter den Bodenpilzen so verstärken, dass selbst Pilze, die als Saprophyten leben, wie z. B. *T. harzianum*, *Fusarium detonianum*, *Absidia glauca*, *Penicillium* sp. (Kap. 8-1, Ökologie der Bodenpilze), eine in der Pathogenabwehr geschwächte Pflanze besiedeln. Andererseits ist ein Wurzelsystem kein statisches, sondern ein dynamisches von Auf- und Abbau geprägtes Gefüge, was bedeutet, dass geschädigte und ungeschädigte Wurzeln naturgemäß degenerieren und deswegen auch von Mikroorganismen besiedelt werden (DAVIES & ZANG 1991, STOLL et al. 2000). Diese können untereinander auch in Nahrungskonkurrenz stehen und so an der Entstehung von Schadbildern an Reben beteiligt sein (HUBER 2007). Auch aus diesem Grund kann saprobischen Pilzen, die in Konkurrenz um Nahrung stehen, ein Mitwirken an der Entstehung eines Schadbildes bei Rebpflanzen unterstellt werden. Zu diesen saprobischen Bodenpilzen, die sich nach den Erkenntnissen der *In-vitro*-Tests fakultativ parasitär verhalten können, müssen Spezies wie *Trichoderma harzianum* und *Fusarium detonianum* (Tab. 4-1, 4-2) gezählt werden. Sie wurden im Rahmen dieser Untersuchungen auf beiden Versuchsflächen gefunden und wirkten in Pilz-*Vitis*-Interaktionen unter Nahrungsstress pathogen. Alle im Zusammenhang mit dieser Arbeit gefundenen und in Competitionstests untersuchten Spezies zeigten in Interaktion mit anderen Spezies, abhängig vom Nährmedium, Unterschiede in Koloniegröße und Verhalten verglichen mit Kontrollen, die ohne Partner wuchsen. Da sich die beiden Nährmedien bezüglich der Verfügbarkeit organischen Kohlenstoffs unterschieden, konnte die Ursache für dieses Verhalten direkt auf die Konkurrenz um den Kohlenstoff zurückgeführt werden. Die Ergebnisse der Pilz-Pilz- und Pilz-Metabolit-Interaktionsversuche zeigten aber auch, dass das Wachstum von Interaktionspartnern auf beiden Nährmedien unterdrückt wurde, was auf den direkten, substratunabhängigen Einfluss eines Pilzes schließen lässt. So hatten bestimmte Pilze den Interaktionspartner aktiv überwachsen und dadurch dessen Wachstum unterdrückt. Zudem konnte gezeigt werden, dass auch die Metabolite das Koloniewachstum eines Interaktionspartners hemmen.

Bodenpilze konkurrieren um Nahrungsquellen, was von vielen Autoren als Ursache für eine Pathogensuppression beschrieben wird (ANDRATE et al. 1994, PRELL 1996). Mangelt es also dem Substrat an organischen Kohlenstoffverbindungen und ist die

Nahrungskonkurrenz deswegen unter den Mikroorganismen groß, ist es möglich, dass phytopathogene Pilze die Rebwurzeln der Kiedricher VF stärker besiedeln, als dies auf der Geisenheimer VF der Fall ist. Hier ist die Nahrungskonkurrenz gering und pathogene Pilze können geschädigtes Wurzelgewebe nicht besiedeln, weil andere, z. B. nichtpathogene Arten diese schon bewachsen haben.

### 5.3 Pathogensuppression und Pathogenkonduktivität in Böden

Als Folge eines Substratmangels entsteht eine starke Konkurrenz unter den saprobischen Bodenmikroorganismen um Nährstoffe, besonders um organische Kohlenstoffverbindungen (DE BOER 2003). Die Verfügbarkeit von organischer Substanz führt dagegen auf der ökologisch bewirtschafteten Fläche zu vermindertem Konkurrenzverhalten phytopathogener Bodenpilze bzw. einer Pathogensuppression (ANDRATE et al. 1994, PRELL 1996). Hinweise hierfür gaben Düngeversuche auf der konventionell bewirtschafteten VF: Nach der Applikation unüblich hoher Mengen an Mineraldünger (120 kg N/ha) hatten die geschädigten Rebpflanzen eine kurzfristige, nach Gabe von organischem Dünger (Fichtensägemehl und 40 kg N/ha Mineraldünger) aber eine nachhaltigere Verbesserung des Wuchses erfahren (HUBER 2007). Auf der anderen Seite ist es denkbar, dass die Zusammensetzung der Mikroorganismenzönose eine pathogensuppressive Wirkung hat: Die Nodositäten könnten durch die Pilzbesiedelung eines gegen andere pilzliche Pathogene antagonistisch wirkenden Bodenpilzes vor der Degeneration durch ein Pathogen geschützt werden (BURGESS & KEANE 1997). So konnte aus ökologisch bewirtschafteten Geisenheimer Rebwurzeln die Spezies *Gliocladium roseum* isoliert werden, die antagonistisch auf andere pathogene Pilze wirkt (*Botrytis* sp.) und auf diese Weise die Entstehung eines Schadbildes unterdrückt haben könnte.

Denkbar ist aber auch, dass eine erhöhte Verfügbarkeit an organischem Material im Boden der ökologisch bewirtschafteten Versuchsfläche eine durch saprobische Mikroorganismen verursachte erhöhte Produktion von CO<sub>2</sub> zur Folge hatte und dieses fungistatisch auf pathogene Pilze wirken konnte (BAKER 1968). Die Wurzelproben, von denen die gefundenen Bodenpilze isoliert wurden, stammten aus rebstocknahen Regionen, also aus unverdichteten Böden und aus einer Bodentiefe von bis zu ca. 30 cm, einer Tiefe, bei der von guter Bodendurchlüftung und deshalb nicht von einem

erhöhtem CO<sub>2</sub>-Gehalt ausgegangen werden kann. Diese Bedingungen stützen die oben beschriebene mikrobiell verursachte pathogensuppressive Wirkung des organisch gedüngten Bodens der Geisenheimer Versuchsfläche bzw. könnten das Ausbleiben dieses Effektes bzw. eine durch Bodenpilze verursachte Schadbildentstehung auf der konventionell bewirtschafteten Anlage erklären. Ein weiterer Faktor, der in diesem Zusammenhang diese Effekte auf der Geisenheimer Versuchsfläche zukünftig verstärken könnte, wäre die zu erwartende Erhöhung der Bodentemperaturen, hervorgerufen durch klimatische Veränderung. Diese könnten eine verstärkte Demineralisierung und somit eine erhöhte CO<sub>2</sub>- Emission im Boden zur Folge haben, unter der Voraussetzung, dass ausreichend organische Kohlenstoffverbindungen zur Verfügung stehen. So ist zum Beispiel bekannt, dass die Zufuhr organischer Substanz das pathogensuppressive Potenzial eines Bodens gegen *Fusarium* spp. erhöht und somit zu seiner Reduktion geführt hatte (BOCHOW & SEIDEL 1964, BOCHOW 1966, HEITFUß 1975, LUMSDEN et al. 1983, PHILIPP 1988, SUN & HUANG 1985). Umgekehrt konnte in anderen Untersuchungen an Standorten mit geringem Kohlenstoffgehalt (< 0,9%) ein starker Befall mit *Fusarium* spp. festgestellt werden, während Flächen mit höherem Kohlenstoffgehalt nahezu befallsfrei waren (GEHLKER & SCHOLL 1974). Von der auch im Rahmen dieser Untersuchungen gefundenen Gattung *Trichoderma* spp., die auf der konventionell bewirtschafteten Versuchsfläche in und auf bis zu 70% gesunder bzw. prädisponierter Wurzelproben gefunden wurde (Tab. 2-3 bis 2-6), weiß man: Sein Einfluss auf bodenbürtige Mikroorganismen kann sowohl konduktive als auch suppressive Effekte haben. *T. harzianum* gilt als Antagonist gegen *F. oxysporum* (ARRIOLA et al. 2000), er wurde auf der konventionell als auch auf der ökologisch bewirtschafteten Versuchfläche in geschädigten und ungeschädigten Geweben nachgewiesen, genauso wie sein Verwandter *T. pseudokoningii* und *Fusarium* spp. (Tab. 4-1, 4-2). Diese Ergebnisse stützen die Annahme über das pathogensuppressive Potenzial von *Trichoderma* spp. in Böden mit ausreichend organischen Kohlenstoffverbindungen. Nach Untersuchungen von HORNBY et al. (1983) und PHILIPP (1988) nutzt der mikrobiologische Pflanzenschutz neben den Symbiosen zwischen Organismus und Pflanze vor allem die antagonistischen Wechselwirkungen der Mikroorganismen untereinander, die so biotische Begrenzungsfaktoren für Pathogene darstellen und

somit dem Boden, auch aufgrund einer hohen Diversität an Antagonistenpopulationen, ein pathogensuppressives Potenzial verleihen.

Die im Rahmen dieser Arbeit auf beiden Versuchsfeldern gefundenen Spezies *Cylindrocarpon magnusianum*, *Gliocladium roseum* und *Aspergillus ustus* hatten in den Pathogenitätstests gegenüber *Vitis* spp. ein ausgeprägtes Schadbild verursacht. Alle drei Arten sind auf beiden VF gefunden worden und in Pilz-Pilz-Interaktionstests konnte ihnen substratabhängige Verhaltensänderung nachgewiesen werden, mit der sie andere, ebenfalls auf beiden Versuchsfeldern nachgewiesene Arten in ihrem Wuchsverhalten beeinflussten: Dies sind Hinweise, dass konventionelle Düngung pathogenkonduktive Bodeneigenschaften fördert und somit auch ein Schadbild an den Rebstöcken auf den konventionell bewirtschafteten Versuchsfeldern hervorrufen kann. So fand HUBER (2007) Hinweise, dass pathogenkonduktive und –suppressive Bodeneigenschaften verantwortlich sind, ob es zu Ausfallerscheinungen auf einer Rebanlage kommt oder nicht, und stellte einen direkten Zusammenhang zur Bewirtschaftung, insbesondere der Versorgung der Böden mit organischer Substanz her.

Die von NEDOV & GULER (1987) getesteten und als Phytopathogene bekannten Arten *Fusarium culmorum* und *Cylindrocarpon destructans* verursachten bei *In-vitro*-Pathogenitätstests Schadbilder an *Vitis* spp.. Beide Arten wurden ebenfalls auf Kiedricher und Geisenheimer VF nachgewiesen, *F. culmorum* sogar im inneren Gewebe von Geisenheimer Wurzeln. *F. culmorum* hatte in Pilz-Pilz-Interaktionsversuchen ausgeprägte substratabhängige Reaktion gegenüber aus der Literatur bekannten phytopathogenen Pilzen wie *A. ustus* und *C. magnusianum* gezeigt (Tab. 4-1, 4-2). Auch diese Spezies wurden im inneren Gewebe von Nodositäten der ökologisch bewirtschafteten VF gefunden, wobei der oberirdische Teil der Reben keine Schadbilder zeigte. Die auch aus der Literatur bekannte Pathogenität der beschriebenen Spezies wurde in Interaktionsversuchen im Rahmen dieser Arbeit *in vitro* bestätigt. Durch den Einfluss der Bewirtschaftungsmethode und der daraus resultierenden Verfügbarkeit organischer Kohlenstoffverbindungen könnte ihr pathogener Einfluss auf die Reben supprimiert worden sein. Oder umgekehrt: Diese Pilzarten könnten auf der konventionell bewirtschafteten VF an den Pflanzen

Schaden verursacht haben, weil diese (konventionelle) Düngung nicht ausgereicht hat, den mangelnden Gehalt an Humus, insbesondere die mangelnde Versorgung des Bodens mit organischen Kohlenstoffverbindungen zu ergänzen, und weil dieser Mangel an organischem Substrat die Konkurrenz unter den Mikroorganismen gefördert und somit die Konduktivität des Bodens für fakultativ pathogene Bodenpilze erhöht hat. Diese besondere Rolle des Humusgehaltes (bzw. der Versorgung eines Bodens mit organischem Material) mit seinen Auswirkungen zum Beispiel auf die Verfügbarkeit von organischen Kohlenstoffquellen wurde schon seit den 60er Jahren von vielen Autoren beschrieben (z. B. ALABOUVETTE et al. 1985, BAKER 1968). In diesem Zusammenhang konnte im Rahmen der in dieser Arbeit durchgeführten *In-vitro*-Kompetitionstests, bezogen auf die Verfügbarkeit organischen Kohlenstoffs, eine Verhaltensänderung bei saprobischen Pilzen bzw. Pilzen, die saprobische und/oder andere Lebensweisen zeigen (*Leptosphaeria coniothyrium*, *Mucor hiemalis*, *Penicillium restrictum*), festgestellt werden. Auf allen Wurzelproben konnten Pilze identifiziert werden, wobei z. B. *Trichoderma* spp. bei den vier Probenahmen auf teils über 70 % der Wurzelproben nachgewiesen werden konnte (Tab. 2-3 bis 2-6).

Die Ergebnisse aus den Untersuchungen und die der Literaturrecherche zeigen, wie komplex die Wechselwirkungen zwischen Pilzen und Wurzeln sind und wie diese durch den Einfluss der Bodenbewirtschaftung geprägt werden können. Zehn der zwölf Pilzarten, die auf beiden VF gefunden wurden, wirkten in Laborversuchen unter Nährstoffmangel in Interaktion mit *Vitis* spp. pathogen, auch wenn bestimmte Arten in der Literatur als Saprobier beschrieben werden (Kap. 8-1).

#### **5.4 Fungistase und Antibiose**

In engem Zusammenhang mit Pathogensuppression und Pathogenkonduktivität in Böden stehen die Begriffe Fungistase und Antibiose. Die Fungistase wurde erstmalig 1953 von DOBBS & HINSON als ein von vielen Faktoren abhängiger Prozess beschrieben. Sie gilt als ein wichtiger Regulator bodenbürtiger Pilzpopulationen und verhindert spontane Keimung, wenn kein Substrat zur Verfügung steht (WICKLOW & ZAK 1979). Das Ausmaß eines fungistatischen Effektes ist unter anderem abhängig von der physikalischen und chemischen Behandlung des Bodens, aber auch vom Pilz selbst und der Zusammensetzung der Mikroorganismen sowie deren metabolischen

Aktivitäten (DE BOER 2003). Im Rahmen zahlreicher Untersuchungen zur Fungistase wurden mehrere Hypothesen entwickelt. Die beiden gängigsten sind die des Nährstoffmangels (nutrient deprivation hypothesis) (LOCKWOOD 1964, 1977) und die der Keimungshemmung (antibiosis hypothesis) (ROMINE & BAKER 1973). Die Hypothese der Keimungshemmung geht davon aus, dass die Fungistase durch Antimykotika anderer Bodenmikroorganismen ausgelöst wird. Eine Reihe von Untersuchungen fanden in den letzten Jahren statt, die sich mit mikrobiologischer Aktivität und der Fungistase beschäftigten (z. B. ALABOUVETTE 1999, ELLIS et al. 2000, MONDAL & HYAKUMACHI 1998, TOYOTA et al. 1996), aber bis dato können keine definitiven Aussagen über die Mechanismen getroffen werden.

Weitere Untersuchungen zum Thema Fungistasis zeigten, dass lösliche organische Bodenbestandteile, so genannte VOCs (volatile organic compounds) wie z. B. Ethylen (HORA & BAKER 1970, SMITH 1973), Ammoniak (KO et al. 2001, KO & HORA 1974) und andere Stoffwechselprodukte die Keimung verschiedener Pilzarten hemmen und dass dies vorwiegend auf alkalischen oder neutralen Böden geschieht (LOCKWOOD 1977, LIEBMAN & EPSTEIN 1992, 1994). Wurden Böden aber sterilisiert, führte dies zur Reduktion der Fungistase (DE BOER 2003). CHUANKUN et al. (2004) unterscheiden hier zwei Arten der Fungistase: soil direct fungistasis und soil volatile fungistasis. Bei der ersten wird die Keimung von Pilzsporen durch direkte Auswirkung des Bodens gehemmt, bei der zweiten durch die in den Böden vorhandenen VOCs. Beide Typen der Fungistase wurden auf unterschiedlichen Böden beobachtet. Außerdem konnten CHUANKUN et al. (2004) einen direkten Zusammenhang zwischen der Boden-Fungistase und der VOC-Fungistase nachweisen und auch eine ganze Bandbreite an VOCs identifizieren (z. B. Trimethylamin, 3-Methyl-2-Pentanon, Dimethyldisulfit, Methylpyrazin, Benzaldehyd, N, N-Dimetyloctylamin und Nonadecan), von denen einige schon in sehr geringen Konzentrationen eine starke fungistatische Wirkung hervorrufen. Wie die Ergebnisse aus den Pilz-Metabolit-Interaktionsversuchen zeigen, hatten die löslichen Bestandteile von Bodenpilzen in Form von Metabolitsuspensionen auf Pilzkolonien abhängig vom Substrat, auf dem diese wuchsen, gegenüber den Testkolonien wachstumshemmenden und wachstumsfördernden Einfluss, ebenso wie die Präsenz der Pilzkolonien in den Pilz-

Pilz-Interaktionsversuchen. Diese löslichen Bestandteile der Pilzmetabolit-suspensionen könnten die Ursache dafür sein, dass z. B. *Trichoderma* spp. nicht nur räumlich, sondern auch biochemisch reduzierend auf obligate oder fakultative Phytopathogene wirkte. Da *Trichoderma* spp. in der Lage ist, Antibiotika zu bilden und eine ganze Reihe von Enzymen, darunter Chitinasen,  $\beta$ -Glucanasen sowie Cellulasen, zu aktivieren (MÜLLER 1992, SCHLEGEL 1992, SCHOLZE & KERNS 1998), konnte er mit der Hilfe lytischer Enzyme Dauersporen, Sklerotien und Hyphen effektiv zerstören und den Populationsaufbau schädlicher dormanter Spezies begrenzen und so einen fungistatischen Effekt auslösen. In Untersuchungen von D'AMBRA & MUTTER (1986) konnte gezeigt werden, wie *T. harzianum* dem Erreger der Rübenkrankheit in das Pflanzeninnere folgte und dort dessen Sporenbehälter (Cystosori) lytisch zersetzte. Dieses Beispiel macht deutlich, wie komplex das Mikrohabitat Rhizosphäre durch die verschiedenen Exsudate der Wurzel, aber auch die der sie besiedelnden Mikroorganismen beeinflusst wird. Pflanzliche Stoffwechselprodukte wie die oben beschriebenen Enzyme, aber auch Aminosäuren, Kohlenhydrate, Phytohormone und andere Stoffwechselprodukte, die von der Pflanze in die Rhizosphäre abgegeben werden, haben direkten Einfluss auf die Mikroorganismen. Diese äußern sich z. B. in Form inhibitorischer oder chemotaktischer Effekte, welche sich auch auf die Zusammensetzung und die Aktivität der Mikroorganismenzönosen auswirken (SCHROTH & HIDEBRAND 1964, SCHENK et al. 1991). Wie CURL & TRUELOVE (1965) herausfanden, haben auch Umweltfaktoren und Bodenbeschaffenheit einen entscheidenden Einfluss auf die Quantität und die Qualität der Wurzelexsudate und wirken indirekt auf die assoziative Mikroflora. Abiotische Faktoren wie zum Beispiel Bodenverdichtung oder Staunässe und biotische Stressfaktoren können so zu einer gesteigerten Ausscheidung von Ethanol führen, durch den bestimmte Wurzelpathogene gefördert werden.

Wie in Kapitel 8.1 beschrieben, existiert ein Großteil der isolierten Pilze ubiquitär, was auch mit deren Verbreitungsstrategien zusammenhängt, beispielsweise mit der Hilfe von Luftkeimen. Im Hinblick auf die Verbreitung von Bodenpilzen muss auch der Einfluss von Bodentieren erwähnt werden, wobei Springschwänze (Collembola) hier zu den häufigsten Bodentieren zählen und einen Beitrag zur Dekomposition und

Bodenbildung leisten (RUSEK 1998). Sie ernähren sich hauptsächlich von totem organischem Material, aber auch von Hyphen, womit sie potenziell zur Verbreitung teils assoziierter Bodenpilze beitragen (LEONARD & ANDERSON 1991, DROMPH 2001, DROMPH & VESTERGAARD 2002), was auch eine Erklärung für die große Schnittmenge der gefundenen Pilzarten sein könnte, die im Rahmen dieser Untersuchungen auf den konventionell bzw. ökologisch bewirtschafteten Versuchsflächen gefunden wurden.

Im Rahmen der Pilz-Pilz- und Pilz-Metabolit-Interaktionsversuche wurde *in vitro* festgestellt, wie unter bestimmten Nahrungsbedingungen das Wachstum von Pilzkolonien biochemisch und physikalisch beeinflusst wird. Diese Versuche und die Ergebnisse aus den Pathogenitätstests mit *Vitis* spp. bestätigen den meisten Pilzen ein fakultativ pytopathogenes Potenzial auf der einen Seite, machen aber auch deutlich, dass die Wechselwirkungen im System Rebwurzel sehr komplex sind. Am Beispiel Bodenpilze wurde gezeigt, wie unterschiedlich diese z. B. auf die Bewirtschaftungsmethode reagieren und wie Pilze aufgrund antibiotischer und fungistatischer Effekte so zur Pathogenkonduktivität bzw. -suppressivität der Böden beitragen können.

## 6 Zusammenfassung

Ziel der Untersuchungen war, Pilze aus geschädigtem und ungeschädigtem Wurzelmaterial konventionell und ökologisch bewirtschafteter Weinbergsböden zu isolieren und diese auf ihre Durchsetzungsfähigkeit gegenüber den anderen Arten bzw. deren Pilzmetabolitsuspensionen unter unterschiedlichen Nahrungsbedingungen zu prüfen und eine eventuelle substratabhängige Verhaltensänderung bei den Spezies in Interaktion festzustellen. Zudem wurde in weiteren *In-vitro*-Versuchen das pathogene Potenzial der gefundenen Arten gegenüber *Vitis* spp. getestet. Hintergrund dieser Untersuchungen war die Hypothese, dass Absterbeerscheinungen in Rebanlagen nicht durch die Reblaus per se verursacht werden, sondern dass ein Zusammenhang zwischen der Bewirtschaftungsmethode und dem Schadbild in reblausbefallenen Rebanlagen besteht und dessen Entstehung auf pathogenkonduktive und –suppressive Eigenschaften des Bodens zurückgeführt werden kann. Aus rund 2400 Wurzelproben konnten insgesamt 49 Pilzarten isoliert und bestimmt und mehr als die Hälfte davon in Wurzeln beider Versuchsflächen nachgewiesen werden. Ein Großteil der Pilze wurde sowohl in geschädigten als auch in ungeschädigten Wurzelgeweben identifiziert. Darunter waren Arten, die in der Literatur als Parasiten und Saprobier beschrieben werden, aber auch Arten, die eine andere Lebensweise pflegen oder deren Lebensweise nicht bekannt ist. Mit Hilfe von Interaktionsversuchen auf unterschiedlichen Nährmedien (einem Voll- und einem Mangelmedium) konnte bei den untersuchten Arten teilweise starke substratabhängige Verhaltensänderung in Interaktion mit bestimmten Pilzkolonien festgestellt und auf die Verfügbarkeit von organischem Kohlenstoff zurückgeführt werden. Starke Konkurrenz um organischen Kohlenstoff und dadurch entstehende fungistatische und antibiotische Effekte können in diesem Zusammenhang pathogenkonduktive bzw. pathogensuppressive Bodeneigenschaften fördern oder hemmen. Weiterhin konnte gezeigt werden, dass alle 15 *in vitro* an *Vitis* spp. inokulierten Pilze (*Absidia glauca*, *Acremonium kiliense*, *Aspergillus ustus*, *Cylindrocarpon magnusianum*, *Cylindrocarpon* sp., *Fusarium culmorum*, *F. detonianum*, *F. oxysporum*, *F. sacchari*, *F. semitectum*, *Gliocladium roseum*, *Leptosphaeria coniothyrium*, *Penicillium expansum*, *Trichoderma harzianum*,

*T. pseudokoningii*), unter denen sich auch als Saprobier bekannte Arten befanden (*P. expansum*, *T. harzianum*), selbst bei Verfügbarkeit organischer Kohlenstoffverbindungen im Substrat, gegenüber *Vitis* spp. ein fakultativ pathogenes Potenzial besitzen. Diese aus *In-vitro*-Interaktionsversuchen gewonnenen Erkenntnisse geben Hinweise darauf, welchen Einfluss die Bewirtschaftung, insbesondere die Versorgung der Weinbergsböden mit organischem Kohlenstoff, auf fakultativ pathogene Sekundärparasiten in Form von Bodenpilzen und folglich auf die Entwicklung von Schadbildern an durch die Reblaus prädispositionierten Rebpflanzen *in vivo* haben kann.

## 7 Literaturliste

- ALABOUVETTE, C. (1999): Fusarium wilt suppressive soils: An example of disease suppressive soil.- *Australasia Plant Pathology* 28: 57-64.
- ALABOUVETTE, C., COUTEAUDIER, Y. & J. LOUVET (1985): Recherches sur la résistance des sols aux maladies. XI. Etude comparative du comportement des Fusarium.-*Agronomie* 5: 63–68.
- ALABOUVETTE, C., ROUXEL, F. & J. LOUVET (1979): Characteristics of Fusarium wilt-suppressive soils and prospects for their utilization in biological control.- In: SCHOPPERS, B., GAMS, W. *Soil-Borne Plant Pathogens*.- Academic Press: 165-182.
- ANDRATE, O.A., MATHRE, D.E. & D.C. SANDS (1994): Natural suppression of take-all disease of wheat in montana soils.- *Plant and Soil* 64(1): 9-18.
- ARRIOLA, L.L., HAUSBECK, M.K., ROGER, J. & G.R. SAFIR (2000): The Effect of *Trichoderma harzianum* and arbuscular Mycorrhizae on Fusarium root rot in Asparagus.- *Hortechology* 10(1): 141-143.
- BAKER, R. (1968): Mechanisms of biological control of soil-borne pathogens. Colorado Agricultural Experiment Station.- Scientific Series Paper No. 1276. Colorado State University.
- BOCHOW, H. (1966): Fruchtfolge und organische Düngung in ihrem Einfluß auf das antiphytopathogene Potential des Bodens. Tagungsbericht Deutsch. Akad. Landwirtschaftswiss. Berlin 72: 71-83.
- BOCHOW, H. & D. SEIDEL (1964): Beiträge zur Frage des Einflusses einer organischen Düngung auf den Befall von Pflanzen durch parasitische Pilze.- *Phytopathologische Zeitschrift* 51: 291-310.
- BÖRNER, C. (1909): Untersuchungen über die Phylloxerinen.- 4. Jahresbericht, Mitteilungen aus der kaiserl. Biolog. Anstalt: 1-10.
- BUCHNER, A. & H. STURM (1980): Gezielter düngen.- DLG-Verlag, Frankfurt
- BURGESS, D.R. & P.J. KEANE (1997): Biological control of *Botrytis cinerea* on chickpea seed with *Trichoderma* spp. and *Gliocladium roseum*: indigenous versus non- indigenous isolates.- *Plant Pathology* 46(6): 910-918.

- CAMASSOLA, M. & A.J. DILLON (2007): Production of cellulases and hemicellulases by *Penicillium echinulatum* grown on pretreated sugar cane bagasse and wheat bran in solid-state fermentation.- *J. Appl. Microbiol.* 103(6): 2196-204.
- CARMARÁN, C.C. & M.V. NOVAS (2003): A review of Spegazzini taxa of *Periconia* and *Sporocybe* after over 115 years.- *Fungal Diversity* 14: 67-76.
- CURL, E. & B. TRUELOVE (1965): *The rhizosphere*.- Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York, Barcelona, Budapest, Hing Kong, London, Mailand, Paris, Santa Clara, Singapur, Tokyo.
- CHEN S.Y., DICKSON, D.W. & D.J. MITCHELL (1995): Effects of soil treatments on the survival of soil microorganisms.- *J. Nematology* 27(4S): 661-663.
- CHUANKUN, X., MINGHE, M., LEMING, Z. & K. ZHANG (2004): Soil volatile fungistasis and volatile fungistatic compounds.- *Soil Biology & Biochemistry* 36: 1997-2004.
- COLHOUN, J. & G.S. TAYLOR (1963): Disease of cereals caused by *Fusarium nivale*.- *Nature* 200, 597.
- COOK, J., BRUCKART, W.L., COULSON, J.R., GOETTEL, M.S., HUMBER, R.A., LUMSDEN, R.D., MADDOX, J.V., MCMANUS, M.L., MOORE, L., MEYER, S.F., QUIMBY, P.C., STACK, J.P. & J.L. VAUGHN (1996): Safety of microorganisms intended for pest and plant disease control: A framework for scientific evaluation.- *Biological Control* 7(3): 333-351.
- D`AMBRA, V. & S. MUTTER (1986): Parasitism of *Trichoderma harzianum* on cystosori of *Polymyxa betae*.- *Phytopathologische Zeitschrift* 115: 62-71.
- DAVIES, W.J. & J. ZHANG (1991): Root signals and the regulation of growth and development of plants in drying soil.- *Annual Review of Plant Physiology* 42: 55-76.
- DE BOER, W., VERHEGGEN, P, GUNNEWIEK P, JAK KOWALCHUK, G.A. & J.A. VAN VEEN (2003): Microbial community composition affects soil fungistasis.- *Applied and Environmental Microbiology* 69(2): 835-844.

- DE CEUSTER, T.J.J. & H.A.J. HOITINK (1999): Prospects for composts and biocontrol agents as substitutes for methyl bromide in biological control of plant diseases.- *Compost Science & Utilization* 7(3): 6-15.
- DOBBS, C.G. & W.H. HINSON (1953): A widespread fungistasis in soil.- *Nature* 172: 197–199.
- DOMSCH, K.H. & W. GAMS (1993): *Compendium of soil fungi*.- IHW-Verlag, Eching.
- DROMPH, K.M. (2001): Dispersal of entomopathogenic hyphomycete fungi by collembolans.- *Soil Biology and Biochemistry* 33: 2047–2051.
- DROMPH, K.M. & S. VESTERGAARD (2002): Pathogenicity and attractiveness of entomopathogenic hyphomycete fungi to collembolans.- *Appl. Soil Ecol.* 21: 197–210.
- DURBIN, R.D. (1981): *Toxins in Plant Disease*. New York: Academic Press.
- ELLIS, R.J., TIMMS-WILSON, T.M. & M.J. BAILEY (2000): Identification of conserved traits in fluorescent pseudomonads with antifungal activity.- *Environmental Microbiology* 2: 274–284.
- FATI EL-NADY, M. (2001): Untersuchungen zum Mechanismus der Reblausresistenz der Unterlagsrebsorte 'Börner'.- Dissertation Johannes Gutenberg Universität Mainz (Fachbereich Biologie), Deutschland.
- FLETCHER, J.T. & K.L. LORD (1985): A stem rot of tomato caused by *Fusarium merismoides*.- *Plant Pathology* 34(3): 443-445.
- FORNECK, A., WALKER, M.A. & R.V. BLAICH (2001): An *in vitro* assessment of phylloxera (*Daktulosphaira vitifoliae* Fitch) (Homoptera Phylloxeridae) life cycle.- *J. Appl. Entomol.* 125: 443-447.
- FORNECK, A., WALKER, M.A. & R.V. BLAICH (2000): Genetic structure of an introduced pest, grape phylloxera (*Daktulosphaira vitifoliae* Fitch), in Europe.- *Genome* 43(4): 669-678.
- GEHLKER, H. & H. SCHOLL (1974): Ökologische Faktoren und Anbauprobleme bei der parasitären Wurzelfäule des Spargels.- *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* 6-7: 394-406.
- GISI, U. (1997): *Bodenökologie*.- Thieme Verlag, Stuttgart.
- GRANETT, J., OMER, A.D., PESSEREAU, P. & M.A. WALKER (1998): Fungal infections of grapevine roots in phylloxera-infested vineyards.- *Vitis* 37: 39-42.

- GRANETT, J, BISABRI-ERSHADI, B. & J. CAREY (1983): Life tables of phylloxera on resistant and susceptible grape rootstocks.- Tnt. exp. appl. 34: 13-19.
- GREGORI, M.T. & R. TIZIO (1997): Effects of the mycelium, diffused substances and extracts of the fungus *Cladosporium herbarum* (Pers.) Link on the *in vitro* and *in vivo* growth of grapevine (*Vitis vinifera* L.) cv Carbernet Sauvignon.- *Vitis* 36(2): 61-65.
- HALLEEN, F., SCHROERS, H.J., GROENEWALD, J.Z. & P.W. CROUS (2004): Novel species of *Cylindrocarpon* (*Neonectria*) and *Campylocarpon* gen. nov associated with black foot disease of grapevines (*Vitis* spp.).- *Studies in Mycology* 50: 431-455.
- HALLEEN, F., SCHROERS, H.J., GROENEWALD, J.Z., REGO, C., OLIVEIRA, H. & P.W. CROUS (2006): *Neonectria liriodendri* sp. nov., the main causal agent of black foot disease of grapevines.- *Studies in Mycology* 55: 227-234.
- HAMMES, M. (2002): Licht- und Rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen an Wurzelgewebe reblausbefallener Unterlagsreben (*Vitis* spp.).- Diplomarbeit Johannes Gutenberg Universität Mainz (Fachbereich Biologie), Deutschland.
- HARINANTENAINA, L., NOMA, Y. & Y. ASAKAWA (2005): *Penicillium sclerotiorum* catalyzes the conversion of herbertenediol into its dimers: Mastigophorenes A and B.- *Chemical & Pharmaceutical Bulletin* 53(2): 256-257.
- HEITFUß, R. (1975): Pflanzenschutz. Grundlagen der praktischen Phytomedizin.- Gustav Thieme Verlag, Stuttgart: 49-55.
- HESSISCHES LANDESAMT FÜR BODENFORSCHUNG (1983): Weinbau-Standortkarte 1:5000, Blatt Kiedrich.- Wiesbaden.
- HORA, T.S., & R. BAKER (1970): Volatile factor in soil fungistasis.- *Nature* 225(5237): 1071-1072.
- HORNBY, D., BATEMAN, G.L., PAYNE, R.W., BROWN. M.E., HENDEN, D.R. & R. CAMPBELL (1993): Field tests of bacteria and soil-applied fungicides as control for take-all in winter wheat.- *Annals of Applied Biology* 122: 253-270.

- HÖFER, M. (1992): Untersuchungen über *Roesleria hypogaea* Thüm. & Pass. als Erreger des Wurzelschimmels der Weinrebe.- Geisenheimer Bericht 13.
- HUBER, L. (2007): Schaderreger im Wurzelraum von Reben (*Vitis* spp.) - Vorkommen, Wirkung, Interaktionen - und Möglichkeiten zu deren Kontrolle durch Maßnahmen des Intergratiertes Pest Management (IPM).- Dissertation Johannes Gutenberg Universität Mainz (Fachbereich Biologie), Deutschland.
- HUBER, L., PORTEN, M., EISENBEIS, G., & E.H. RÜHL (2003): The influence of organically managed vine yard-soils on the phylloxera-populations and the vigour of grapevines.- *Acta Horticulturae* 617: 55-59.
- HUBER, L., HAMMES, M., EISENBEIS, G., PÖDER, R. & M. KIRCHMAIR (2004): First record of a plasmodiophorid parasite in grapevine.- *Vitis* 43(4): 187-189.
- IWEN, P.C., TARANTOLO, S.R., SUTTON, D.A., RINALDI, M.G. & S.H. HINRICHS (2000): Cutaneous infection caused by *Cylindrocarpon lichenicola* in a patient with acute myelogenous leukemia.- *Journal of Clinical Microbiology* 38(9): 3375-3378.
- KAST, W.K. (1994): Esca-Syndrom – auffällige Erkrankung einzelner Rebstöcke.- *Das Deutsche Weinmagazin* (10): 18-19.
- KO, W.H & F.K. HORA (1974): Factors affecting the activity of a volatile fungistatic substance in certain alkaline soils.- *Phytopathology* 64: 1042–1043.
- KO, E.M., LEEM, Y.E. & H.T. CHOI (2001): Purification and characterization of laccase isozymes from the white-rot basidiomycete *Ganoderma lucidum*.- *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 57: 98–102.
- KOPF, A. (2000): Untersuchungen zur Abundanz der Reblaus (*Dactylophaera vitifolii* Shimer) und zur Nodositätenbildung in Abhängigkeit von Umweltfaktoren.- Dissertation Universität Hohenheim (Fachbereich Phytomedizin), Deutschland.
- LEONARD, M.A. & J.M. ANDERSON (1991): Grazing interactions between a collembola and fungi in a leaf litter matrix.- *Pedobiologia* 35: 239–246.
- LIEBMAN, J.A. & L. EPSTEIN (1992): Activity of fungistasis compounds from soil.- *Phytopathology* 82: 147–153.

- LIEBMAN, J.A. & L. EPSTEIN (1994): Partial characterization of volatile fungistatic compound(s) from soil.- *Phytopathology* 84: 442–446.
- LOCKWOOD, J.L. (1964): Soil fungistasis.- *Annual Review of Phytopathology* 2: 351–362.
- LOCKWOOD, J.L. (1977): Fungistasis in soils.- *Biological Reviews* 52: 1-43.
- LUMSDEN, R.D., LEWIS, J.A. & P.D. MILLNER (1983): Effect of composted sewage sludge on several soilborne pathogens and diseases. *Phytopathology* 73: 1543-1548.
- MILKO, A.A. (1961): Vine root rotting caused by *Phylloxera* damages.- *Phylloxera and measures of fighting it [russ.]*, (1), Shtiintsa, Kishinev.
- MILLARDET, A. (1878): De la résistance au *Phylloxera* - De quelques esèces de vines américanes.- *J. Agr. prat.* 42: 767-770.
- MONDAL, S.N. & M. HYAKUMACHI (1998): Carbon loss and germinability, viability and virulence of chlamydospores of *Fusarium solani f.sp. phaseoli* after exposure to soil at different pH levels, temperatures and matric potentials.- *Phytopathology* 88: 148-155.
- MÜLLER, E. (1992): *Mykologie*.- Georg Thieme Verlag, Stuttgart, New York.
- MUKHERJEE, P.K., SHERKHANE, P.D. & N.B. MURTHY (1999): Induction of stable benomyl-tolerant phenotypic mutants of *Trichoderma pseudokoningii* MTCC 3011, and their evaluation for antagonistic and biocontrol potential.- *Indian J. Exp. Biol.* 37(7): 710-712.
- MULLER-STOVER, D. & J. KROSCHER (2005): The potential of *Ulocladium botrytis* for biological control of *Orobancha* spp.- *Biological Control* 33(3): 301-306.
- MURASHIGE, T & F. SKOOG (1962): A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures.- *Physiol Plant* 15(3): 473-497.
- NEDOV, P.N. & A.P. GULER (1987): Normal and pathological anatomy of vine roots.- Shtiintsa, Kishinev.
- NIKLOWITZ, W. (1954): Histologische Studien an Reblausgallen und Reblausabwehrnekrosen.- *Phytopathology* 24: 299-340.
- OLIVEIRA, L.A., PORTO, A.L. & E.B. TAMBOURGI (2006): Production of xylanase and protease by *Penicillium janthinellum* CRC 87M-115 from different agricultural wastes.- *Bioresour Technol.* 97(6): 862-867.

- OMER, A.D., DE BENEDICTIS, J.A. & J. GRANETT (1995): Grape phylloxera, *Dactulosphaira vitifoliae* (Fitch) (Hom., Phylloxeridae), population response to preformed tuberosities.- J. Appl. Ent. 119: 653-657.
- OMER, A.D., GRANETT, J., DANDEKAR, A.M., DRIVER, J.A., URATSU, S.L. & F.A. TANG (1997): Effects of transgenic petunia expressing *Bacillus thuringiensis* toxin on selected lepidopteran pests.- Biocontrol Science and Technology 7(3): 437-448.
- ORDISH, G. (1987) The Great Wine Blight.- Sidgwick and Jackson, London.
- PETRI, L. (1909): Über die Wurzelfäule phylloxerierter Weinstöcke.- Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten 19: 24-46.
- PHILIPP, W. D. (1988): Biologische Bekämpfung von Pflanzenkrankheiten.- Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart.
- PRELL, H.H. (1996): Interaktionen von Pflanzen und phytopathogenen Pilzen.- Fischer, Jena.
- PRESSER, C., SCHMID, J. & E.H. RÜHL (1993): Die Reblaus- kein Problem mehr?- Das Deutsche Winmagazin 23: 22-25.
- REAVES, J.L. & R.H. CRAWFORD (1994): *In vitro* antagonism by *Ulocladium botrytis* of *Phellinus weirii*, *Heterobasidion annosum* and *Armillaria ostoyae*.- European Journal of Forest Pathology 24(6-7): 364-375.
- ROMINE, M. & R. BAKER (1973): Soil fungistasis: Evidence for an inhibitory factor.- Phytopathology 63: 756-759.
- RUSEK, J. (1998): Biodiversity of Collembola and their functional role in the ecosystem.- Biodivers. Conserv. 7: 1207-1219.
- SCHÄLLER, G. (1968): Biochemische Analyse des Aphidenspeichels und seine Bedeutung für die Gallenbildung.- Zool. Jb Physiol 74: 54-87.
- SCHENK, S. U., LAMBEIN, F. & D. WERNER (1991): Broad antifungal activity of  $\beta$ -isoxazolinonyl-alanine, a non-protein amino acid from roots of pea (*Pisum sativum* L.) seedlings.- Biology and Fertility of Soils 11: 203-209.
- SCHLEGEL, H. G. (1992): Allgemeine Mikrobiologie.- Georg Thieme Verlag, Stuttgart, New York.

- SCHLÖSSER, E. (1997): Epidemiology and management of *Polymyxa betae* and *beet necrotic yellow vein virus*.- In: J.I. COOPER AND M.J.C. ASHER (Eds.): Viruses with Fungal Vectors.- Development in Applied Biology 2: 281-292.
- SCHOLZE, P. & G. KERNS (1998): Einsatz von *Trichoderma* gegen Dauersporen der Kohlhernie (*Plasmodiophora brassicae*).- Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Berlin-Dahlem, Heft 357: 347.
- SCHROTH, M.N. & D.C. HILDEBRAND (1964): Influence of plant exudates on root infecting fungi.- Annual Review Phytopathology 2: 101-132.
- SEELIGER, R. (1933): Der neue Weinbau-Grundlagen des Anbaues von Pfropfreben.- Verlagsbuchhandlung P. Parey, Berlin.
- SMITH, A.M., (1973): Ethylene as a cause of soil fungistasis.- Nature 246: 311–313.
- STATISTISCHES BUNDESAMT (1970): Statistische Jahrbuch für die Bundesrepublik Deutschland.- Kohlhammer, Stuttgart.
- STELLWAAG, F. (1928): Die Weinbauinsekten der Kulturländer.- Paul Paray, Berlin.
- STOLL, M., LOVEYS, B. & P. DRY (2000): Hormonal changes induced by partial rootzone drying of irrigated grapevine.- Journal of Experimental Botany 51: 1627–1634.
- SUN, S.K. & J.W. HUANG (1985): Formulated soil amendment for controlling Fusarium wilt and other soilborne diseases.- Plant Disease 69: 917-920.
- TOYOTA, K., RITZ, K. & I.A. YOUNG (1996): Microbiological factors affecting colonization of soil aggregates by *Fusarium oxysporum* f. sp. *raphani*.- Soil Biology & Biochemistry 28: 1513–1521.
- THÜMEN, F. (1878): Die Pilze des Weinstockes.- Wilhelm Braumüller, Wien.
- VALERO, A., SANCHIS, V., RAMOS, A.J. & S. MARÍN (2007): Studies on the interaction between grape-associated filamentous fungi on a synthetic medium.- Int. J. Food Microbiol. 113(3): 271-276.
- VINALE, F., SIVASITHAMPARAM, K., GHISALBERTI, E.L., MARRA, R., WOO, S.L. & M. LORITO (2008): Trichoderma-plant-pathogen interactions.- Soil Biologie & Biochemistry 40(1): 1-10.

- WANG, L., ZHANG, Y., GAO, P., SHI, D., LIU, H. & H. GAO (2006): Changes in the structural properties and rate of hydrolysis of cotton fibers during extended enzymatic hydrolysis.- *Biotechnol Bioeng.* 93(3): 443-456.
- WEBER, E., DE BENEDICTIS, J., SMITH, R. & J. GRANETT (1996): Enzone does little to improve health of phylloxera-infested vineyards.- *California Agriculture* 50(4): 19-23.
- WEBER, H. (1993): *Allgemeine Mykologie.* - Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart 1993.
- WEBSTER, J. & R.W.S. WEBER (2007): *Introduction to fungi.*- Cambridge University Press.
- WICKLOW, D.T. & J.C. ZAK (1979): *Mycologia.*- 71(2): 238-242.
- WOLLUM, A.G. (1982): Cultural methods for soil microorganisms.- In: PAGE, MILLER, R.H. & D.R. KEENEY (Eds.): *Methods of soil analysis. Part 2. Chemical and microbiological properties.*- Agronomy, Madison: 781-802.

## 8 Anhang

### 8.1 Ökologie der Bodenpilze

Im folgenden Kapitel werden Bodenpilze aufgeführt, die im Laufe der Untersuchungen auf den Versuchsflächen isoliert, bestimmt und zum Teil in die Interaktionsversuche einbezogen wurden. Da für verschiedene Spezies Teleo- und Anamorpha bzw. Synonyma existieren, orientieren sich die Beschreibungen an dem Sammelwerk von DOMSCH, K.H. & W. GAMS (1993): Compendium of soil fungi.- IHW-Verlag, Eching. Alle Spezies wurden mit den elektronischen Datenbanken des „Index Fungorum“ (CABI Bioscience, CBS, Landcare Research) von Pubmed<sup>®</sup> und ISI Web of Science<sup>®</sup> abgeglichen. Zudem wurde die Literatursammlung der Arbeitsgruppe Bodenökologie der Universität Mainz genutzt.

#### ***Absidia glauca*** Hagem (1908)

Mucoraceae, Mucorales, Incertae sedis, Zygomycetes, Zygomycota, Fungi

Synonym: *Tieghemella glauca* (Hagem) Naumov., *Absidia glauca* var. *Paradoxa* Namysl., *Absidia glauca* var. *asparagi* Burgeff, *Absidia sphaerosporangioides* Mańka & Truszk.

*A. glauca* ist weltweit vertreten, von Europa, Asien über Australien bis nach Zentralamerika. Isoliert wurde *A. glauca* von Laubwaldböden, Kulturfleichen, aber auch aus Mooren, Dünen und Grasland. Sein Wuchs wird durch Düngung stimuliert unabhängig von Bodentiefe und pH-Wert. Nachgewiesen wurde *A. glauca* u.a. an Wurzeln von *Festuca*, *Lolium perenne* und *Trifolium repens* und an verschiedenen Getreide und Waldpflanzen sowie in der Rhizosphaere von Weizen und an Weizenkörnern.

*A. glauca* ist assoziiert mit dem Ambrosiakäfer *Crossotarsus niponicus*. Er konnte in Nestern, Federn und Gewölle frei lebender Vögel nachgewiesen werden.

*A. glauca* produziert Thiamin und Folsäure. Im Vergleich zu anderen *Absidia*-Arten assimiliert *A. glauca* keine Zucker, wie Meliose oder Raffinose. Er verflüssigt Gelatine und spaltet Pectin. *A. glauca* metabolisiert *in vitro* das Herbizid Linuron in

3,4-Dichlorphenyl-1-Methoxyurea. Außerdem hemmt der Pilz *in vitro* das Wachstum von *Chalara elegans*.

***Acremonium charticola*** (J. Lindau) W. Gams (1971)

Incertae sedis, Hypocerales. Sordariomycetidae, Ascomycetes, Ascomycota

Synonym: *Cephalosporium charticola* J. Lindau

***Acremonium furcatum*** Moreau & R. Moreau (1969)

Incertae sedis, Hypocerales. Sordariomycetidae, Ascomycetes, Ascomycota

Synonym: *Cephalosporium furcatum* (F. & V. Moreau 1941) Bevorzugt sandige und salzige Böden und ist weltweit verbreitet in Kulturböden und faulenden Pflanzen. Das Pathogen *Rhizoctonia solani* reagiert sensibel auf *A. furcatum*.

***Acremonium kiliense*** Grütz (1925)

Incertae sedis, Hypocerales, Sordariomycetidae, Ascomycetes, Ascomycota,

Synonym: *Cephalosporium acremonium* var., *cereum* Sukapure & Thirum., *Cephalosporium candidum* Sukapure & Thirum. (1966), *Cephalosporium incarnatum* Sukapure & Thirum. (1966), *Cephalosporium infestans* Govindu & Thirum. (1962), *u.v.a.*

*A. kiliense* ist in Europa, Asien und Afrika aus Graslandböden, Getreidefeldern aber auch aus Gemüse und Obst isoliert worden. In wärmeren Klimaten erregt *A. kiliense* immer mehr Aufmerksamkeit, unter anderem als Erreger von Maduromycosen. Phenoloxidasetests auf Tyrosin und Dopa waren positiv, außerdem oxidiert er im Boden Magnesium und produziert alkalische Proteinase und Amylasen. Norethisteron wird in 1 $\alpha$ -Hydroxy-Derivate umgewandelt. *A. kiliense* wirkt vermutlich antagonistisch gegen *Alternaria alternata*.

***Aspergillus ustus*** (Bainier) Thom & Church (1926)

Trichocomaceae, Eurotiales, Eurotiomycetidae, Eurotiomycetes, Ascomycota

Synonym: *Sterigmatocystis ustus* (Bainier)

*A. ustus* ist ubiquitär, in allen Klimaten, in Getreide, Gemüse, Gräsern, Hölzern und sogar in Uranbergwerken nachgewiesen worden. Auf Böden, die mit Formaldehyd

behandelt wurden, zählte er zu den ersten Neubesiedlern. Es konnte gezeigt werden, dass *A. ustus* als einziger von mehr als 50 getesteten Arten resistent gegen *Stachybotrys chartarum* war.

In *Vitis* nachgewiesen und schwach am Absterbeprozess von Nodositäten beteiligt (HUBER 2007).

***Cladosporium cladosporioides*** (Fresn.) G.A. de Vries 1952

Mycosphaerellaceae, Capnodiales, Dothideomycetidae, Dothideomycetes, Ascomycota

Synonym: *Penicillium cladosporioides* Fresn. (1850) *Hormodendrum cladosporioides* (Fres.) Sacc. (1880), *Cladosporium hypophyllum* Fuckel (1870) und *Monilia humicola* Oudem. (1902)

*C. cladosporioides* wächst auf unterschiedlichen Kohlenstoffquellen; dazu gehören L-arabinose, Zellulose, D-Galactose, D-Glucose, D-Xylose, aber auch Stärke und Pectin. Es wurde Xylanase-Aktivität nachgewiesen, die bei vermehrten N-Quellen sinkt. Nitrit und Nitrat werden als N-Quellen genutzt, DDT kann das Wachstum des Pilzes stimulieren.

*C. cladosporioides* ist bekannt als Sekundärparasit an verschiedenen Pflanzen und als Antagonist von *Botrytis fabae*. Er ist an *Vitis*-Blättern und -Beeren nachgewiesen worden (HUBER 2007).

***Cunninghamella elegans*** Lendn. (1905)

Cunninghamellaceae, Mucorales, Incertae sedis, Zygomycetes, Zygomycota

Synonym: *Cunninghamella bertolletiae* Stadel (1911), *Cunninghamella japonica* (Saito) sensu Pidopl. & Milko (1971), *Cunninghamella batistae* H.P. Upadhyay & T. Ramos, *Cunninghamella echinulata* var. *elegans* (Lendn.) Lunn & Shipton (1983)

*Cunninghamella elegans* ist weltweit in kultivierten und unkultivierten Böden verbreitet. Auf Weinbergen ist er nachgewiesen worden und auch in vielen anderen Kulturpflanzen. Tryptamine können von ihm zu Indol-3-Essigsäure und Tryptophol oxidiert werden. Im Gegensatz zu Zellulose kann er Hemizellulose als C-Quelle nutzen. Er produziert auch sporostatische Faktoren in Form von Nonanonsäure, einer auch unter dem Namen Pelargonsäure bekannten Verbindung, die auch als

umweltfreundliches Herbizid Verwendung findet. *Fusarium oxysporum* wirkt antagonistisch.

***Cylindrocarpon destructans*** (Zinssm.) Scholten (1964)

Nectriaceae, Hypocreales, Hypocreomycetidae, Sordariomycetes, Ascomycota

Synonym: *Neonectria radiciola* (Gerlach & L. Nilsson) Mantiri & Samuels (2001), *Ramularia destructans* Zinssm. (1918)

*Cylindrocarpon destructans* ist weltweit verbreitet und an Wurzeln nachgewiesen worden. Er ist bekannt als Phytopathogen und auch an *Vitis* als solches gezeigt worden (z. B. HALLEEN et al. 2006, 2004)

Seine Dichte sinkt bei Stallmistdüngung und steigt bei N-Düngung an. *C. destructans* kann verschiedene C-Quellen nutzen und ist als Saprophyt gering konkurrenzfähig. Wird von *Trichoderma viride*, *Penicillium simplicissimum* und *Gliocladium roseum* *in vitro* inhibiert. Er wurde mit dem Absterben reblausbefallener Wurzeln in Zusammenhang gebracht und aus geschädigtem sowie gesundem Wurzelgewebe isoliert. Antagonisten werden durch unterschiedliche Bewirtschaftung beeinflusst (HUBER 2007).

***Cylindrocarpon cf. Lichenicola*** (C. Massal.) D. Hawksw. (1979)

Nectriaceae, Hypocreales, Hypocreomycetidae, Sordariomycetes, Ascomycota

Synonym: *Fusarium lichenicola* C. Massal. (1903) *Bactridium lichenicola* (C. Massal.) Wollenw. (1916) *Cylindrocarpon tonkinense* Bugnic. (1939), *Mastigosporium heterosporum* R.H. Petersen (1961). Saprophytischer Bodenpilz (IWEN et al. 2000).

***Cylindrocarpon magnusianum*** Wollenw. (1928)

Nectriaceae, Hypocreales, Hypocreomycetidae, Sordariomycetes, Ascomycota

Ist in Europa, Afrika, Asien und Amerika nachgewiesen worden. Er besiedelt Waldböden, Wurzeln von Zwiebeln und Weizen. Er ist Saprophyt und in der Lage, die Sideramine Fusigen und Fusigen B zu produzieren. In *In-vitro*-Versuchen konnte nachgewiesen werden, dass *C. magnusianum* antagonistische Wirkung gegenüber *Gaeumannomyces graminis*, *Rhizoctonia solani*, *Pytium ultimum* zeigt und einen

hemmenden Einfluss auf das Wachstum von *Chlorella pyrenoidosa* hat. Er ist als Phytopathogen bekannt und baut Xylan, Stärke, Zellulose, Holz und Gallussäure ab.

***Doratomyces stemonitis*** (Pers. Ex Steud.) Morton & G. Sm. (1963)

Synonym: *Isaria stemonitis* Pers. (1797), *Periconia stemonitis* (Pers.) Pers. (1801), *Cephalotrichum stemonitis* (Pers.) Link ex Steud. (1824), *Doratomyces neesii* Corda (1829), *Stysanus stemonitis* (Pers. Ex Steud.) Corda (1837), *Echinobotryum atrum* Corda (1831) und viele andere.

*Doratomyces stemonitis* ist ein ubiquitärer Bodenpilz und nachgewiesen auf abgestorbenen und lebenden organischen Substraten. Er wird von *Streptomyces* spp. gehemmt und baut Xylan, Hemizellulose und Zellulose ab. Zur Produktion von zellulolytischen Enzymen nutzt er verschiedene organische und anorganische N-Quellen. Er ist ein bekanntes Phytopathogen: Verursacher der Fleckfäule bei Kartoffeln. *Doratomyces* spp. wächst auf totem organischem Material (WEBSTER & WEBER 2007) und konnte auch an *Vitis vinifera* Wurzeln nachgewiesen werden (CARMARÁN & NOVAS 2003).

***Fusarium culmorum*** (W.G.Sm.) Sacc. (1895)

Nectriaceae, Hypocreales, Sordariomycetidae, Ascomycetes, Ascomycota

Synonyme: *Fusisporium culmorum* W.G. Sm. (1884), *Fusarium culmorum* var. *cerrealis* (Cooke) Wollenw. (1931), *Fusarium roseum* Link ex Gray emend. Syn. & Hans. 1945 pro parte, *Fusarium cerealis* Cooke 1878.

*F. culmorum* ist ein Kosmopolit, der unter anderem auf Waldböden, Grünflächenböden nachgewiesen wurde, wo er auch Wurzelgewebe und Samen besiedelte. Hier zeigte er sowohl saprophytische als auch parasitische Lebensweisen. Als C-Quelle nutzt *F. culmorum* L-Arabinose, Mannitol, Michsäure. Abbau von: Pectin, Zellulose, Natriumglutamat, Kohlenstoff, Ammoniumnitrat, Ammoniumsulfat, Ligninsulfonate. Abbau von Simazine. N-Quellen: Nitrat, Ammoniumsalze, Gluten, L-Leucin, L-Tryptophan. Metabolite: Indol-3-Essigsäure. Extrazelluläre Produktion von: Phosphatasen und L-Asparaginasen. Weitere Metabolite: Fuscofusarin, Rubrofusarin, Aurofusarin, Culmorin, Cyclonerodiol und Cyclonerotriol (Sesquiterpenoide), Culmomarasmin (wilt toxin).

Er wirkt pathogen auf viele Wirte, hat aber auch hohe saprophytische Konkurrenzfähigkeit: Er wird unter anderem durch *Gliocladium roseum* und *Trichoderma harzianum* suppressiert und verursacht bei Infektion zusammen mit Viren signifikante Ertragsverluste (HUBER 2007).

***Fusarium detonianum* Sacc. (1886)**

Nectriaceae, Hypocreales, Hypocreomycetidae, Sordariomycetidae, Ascomycetes, Ascomycota

Synonym: *Fusarium detonianum* Sacc., Syll. fung. Abellini (1886), *Fusarium miniatum* (Sacc.) (1877), *Fusarium avenaceum* var. *detonianum* (Sacc.) *Fusarium herbarum* var. *detonianum* (Sacc.) Wollenw. (1930), *Fusarium miniatum* Sacc. (1877).

***Fusarium flocciferum* Corda (1828)**

Nectriaceae, Hypocreales, Sordariomycetidae, Ascomycetes, Ascomycota

Synonym: *Giberella heterochroma* Wollenw. (1917)

*F. flocciferum* ist in Europa und Nordamerika weit verbreitet und auf überirdischen Pflanzenteilen wie auch auf Pflanzenwurzeln gefunden worden. Er löst bei Kartoffeln die Schwarzfäule aus. Er kann Xylan, eine Hemizellulose, aber auch Zellulose in Form von Papierfiltern abbauen. *F. flocciferum* ist Saprophyt und zeigt antagonistische Aktivität in Gegenwart von *Gaeumannomyces graminis* und *Rhizoctonia solani*.

***Fusarium merismoides* Corda (1938)**

Nectriaceae, Hypocreales, Hypocreomycetidae, Sordariomycetidae, Ascomycetes, Ascomycota

Synonym: *Fusarium merismoides* f. *merismoides* Corda, *Icon. fung.* (Abellini) (1838), *Fusarium episphaeria* (Tode) Fr. emend. Syn. & Hans. (1945), Anamorph: *Giberella*

*F. merismoides* ist Kosmopolit und wurde auch in Wald-, Acker-, Grünflächenböden gefunden. Er ist Saprophyt, baut Pectin aber nur in geringen Mengen ab genauso wie Zellulose. Glycerol, Glucose, Mannitol, Ethanol, 2-Butyn-1,4-diol, 1,2-Ethandiol, 1,3-Propandiol, 1,4-Butandiol, 1,6-Hexandiol, 3-Butyn-1-ol, Methanol, Calciumligninsulfonat sind Substanzen, die sein Wachstum fördern. Folgende

organische Verbindungen werden ebenfalls genutzt: Fumerate, Acrylate, Acetate, Lactate, Propionate, Succinate und  $\beta$ -Hydroxypropionate. Antagonistische Wirkung konnte gegenüber *Rhizoctonia solani*, *Phytophthora cactorum*, *Fusarium culmorum* und *Phytium* spp. gezeigt werden.

Verursacht Stammfäule an Tomatenpflanzen (FLETCHER & LORD 1985).

***Fusarium merismoides* var. *acetilereum*** Tubaki, C. Booth & T. Harada (1976)

Nectriaceae, Hypocreales, Sordariomycetidae, Ascomycetes, Ascomycota

*F. merismoides* produziert 2-Alkyn-1-ol-Dehydrogenase.

***Fusarium nivale*** Ces. Ex Berl. & Voglino (1886)

Nectriaceae, Hypocreales, Sordariomycetidae, Ascomycetes, Ascomycota

Synonym: *Monographella nivalis* var. *nivalis* (Schaffnit) E. Müll (1977)

Bekannt als Pathogen bei Getreide (Colhoun & Taylor 1963).

***Fusarium oxysporum*** Schltdl. (1824)

Nectriaceae, Hypocreales, Sordariomycetidae, Ascomycetes, Ascomycota

Synonym: *Fusarium bulbigenum* Cooke & Masee (1887) und viele andere

Teleomorph: *Gibberella pulicaris* (Fr.) Sacc. (1877).

*F. oxysporum* kommt in den unterschiedlichsten Böden weltweit als Saprophyt und auch als Pathogen vor. Er wurde aus mit Stalldünger behandelten Böden häufiger isoliert als aus Böden, die konventionell oder gar nicht gedüngt waren. *F. oxysporum* verhält sich *in vitro* antagonistisch gegenüber *Streptomyces*, *Trichoderma* spp., *Zygorrhynchus moelleri*, *Paecilomyces lilacinus*, *Penicillium janthinellum*, *Gliocladium roseum* und *Lactarius* spp.. Allerdings konnte auch gezeigt werden, dass *Bacillus cereus*, *B. megaterium*, *Actinomyces* und *Pseudomonas* Spezies in der Lage waren, tote und auch lebende Hyphen zu lysieren. In anderen Untersuchungen wurde Lyse durch Glutanasen und Chitinasen nachgewiesen. *F. oxysporum* wird durch Cochliodinol, einem antibiotischen Metabolit aus *Chaetomium* spp, gehemmt. Durch den Nematoden *Aphelenchus avenae* kann *F. oxysporum* kontrolliert werden, nicht aber durch *Bacillus* spp.. Organischer Materialeintrag, chitinhaltig oder angereichert

mit Streptomycin, verringert die Dichte von *F. oxysporum* signifikant. Bestimmten Ameisenarten dient er als Nahrung.

Kohlenstoffquellen: Stärke, Mannitol, Succininsäure, Milchsäure, Glycerol, Zellulose, Maltose, Sucrose, Lactose, Xylose. Baut DDT und andere Herbizide ab und wird durch mykostatistische Bodenfaktoren inhibiert. Er produziert eine Reihe von Verbindungen, z. B. Bicaverin.

*F. oxysporum* ist als Pathogen im Zusammenhang mit Reblausbefall bekannt, er soll am Absterben von Tuberositäten und Nodositäten beteiligt sein. Zudem gilt *F. oxysporum* als starker Stressfaktor an Wurzeln, was sich in oberirdischer Wuchsdepression äußert, weshalb *F. oxysporum* als fakultativer Parasit eingestuft wird (HUBER 2007).

***Fusarium robustum*** Gerlach (1977)

Nectriaceae, Hypocreales, Hypocreomycetidae, Sordariomycetes, Ascomycota  
Verursacher der Stammfäule an Koniferen (GERLACH 1977).

***Fusarium sacchari*** (E.J. Butler & Hafiz Khan) W. Gams (1971)

Nectriaceae, Hypocreales, Hypocreomycetidae, Sordariomycetes, Ascomycota  
Synonym: *Cephalosporium sacchari* Butler & Hafiz Khan (1913), *Gibberella moniliformis* var. *subglutinans* Wollenw. & Reinking  
Teleomorph: *Gibberella pulicaris* (Fr.) Sacc. (1877)

Nach HUBER (2007) ist *F. sacchari* in gemäßigten und tropischen Regionen in den unterschiedlichsten Böden verbreitet, baut Zellulose ab und bildet das Phytotoxin Enniatin (antibiotisch und insektizid), Trichthecene und Deoxynivalenol. Er ist ein Phytopathogen, seine Hyphen konnten auch in Wurzeln nachgewiesen werden. Er kann die Phytoalexine Rishitin, Chaconin, Solanin und Tomatin abbauen.

***Fusarium sambucinum*** Fuckel (1869)

Nectriaceae, Hypocreales, Hypocreomycetidae, Sordariomycetes, Ascomycota  
Teleomorph: *Gibberella pulicaris* (Fr.) Sacc. (1877)

Nach HUBER (2007) ist *F. sambucinum* in gemäßigten und tropischen Regionen in unterschiedlichen Böden verbreitet. Er bildet Diacetoxyscirpenol, Fusacandin A und B

(antimycotisch), Trichothecene, Sesquipertene, Sambutoxin und wird suppresiert durch *Gliocladium catenulatum*, *Trichoderma lignorum*, *T. viride*, *Bacillus cereus* und *B. thuringiensis* var. *galleriae*. *F. sambucinum* konnte an *Vitis* nachgewiesen werden.

***Fusarium semitectum*** Berk. & Ravenel (1875)

Nectriaceae, Hypocreales, Hypocreomycetidae, Sordariomycetes, Ascomycota

Synonym: *Pseudofusarium semitectum* Berk. & Rav. Matsush. (1975), *Fusarium incarnatum* (Desm.) Sacc. (1886)

*F. semitectum* ist weltweit in Pflanzengewebe anzutreffen und verursacht in gelagerten Früchten und Gemüse Fäule, wirkt in lebenden Pflanzen jedoch selten pathogen. Anzutreffen ist er auf Kulturflächen und in unkultivierten Böden. *In vitro* konnte gezeigt werden, dass *Memnoniella echinata* sein Wachstum hemmt. Er baut Stärke, Glycogen, Inulin und Zellulose ab. Geeignete C-Quellen sind z. B. Glucose, Mannose, Galactose, Fructose, Sorbose, Rhamnose und auch Aminosäuren oder Milchsäuren. Stellen Raffinose und Glycin die einzigen C-Quellen, ist sein Wachstum geringer, verglichen mit den anderen getesteten Spezies. *F. semitectum* ist in der Lage, diverse Polyphenole abzubauen. Er produziert Enzyme, wie z. B. Penicillinamidasen und Phosphomonoesterasen. Es wurde auch gezeigt, dass *F. semitectum* Konidien und Konidiophoren von *Cercospora mori* parasitiert.

*F. semitectum* konnte an Zweigen von *Vitis* nachgewiesen werden (HUBER 2007).

***Fusarium tabacinum*** (J.F.H. Beyma) W. Gams (1968)

Incertae sedis, Xylariales, Xylariomycetidae, Sordariomycetes, Ascomycota

Synonym: *Monographella cucumerina* (Lindf.) Arx (1984), *Cephalosporiopsis imperfecta* Moreau (1941), *Cephalosporium ciferrii* Verona (1939), *Cephalosporium tabacinum* J.F.H. Beyma (1933), *Microdochium tabacinum* (J.F.H. Beyma) Arx (1984), *Micronectriella cucumeris* (Kleb.) C. Booth (1971), *Plectosphaerella cucumerina* (Lindf.) W. Gams (1972), *Plectosphaerella cucumeris* Kleb. (1929), *Plectosporium tabacinum* (J.F.H. Beyma) M.E. Palm, W. Gams & Nirenberg (1995), *Venturia cucumerina* Lindf. (1919)

***Gliocladium catenulatum*** J.C. Gilman & E.V. Abbott (1927)

Hypocreaceae, Hypocreales, Hypocreomycetidae, Sordariomycetes, Ascomycota

Synonym: *Clonostachys rosea* f. *catenulata* (J.C. Gilman & E.V. Abbott) Schroers 2001

*G. catenulatum* ist weltweit verbreitet und kommt in den verschiedensten Böden vor, wie Waldböden und Grasland, aber auch in kultivierten Böden. Er wächst in Böden mit pH-Werten zwischen 3 und 8,2 und ist in Böden, die mit dem Insektizid Mirex behandelt wurden, öfter anzutreffen als in unbehandelten. Signifikant seltener nachweisbar war er nach dem Anbau von Weizen. Die bevorzugte C-Quelle ist Sucrose, gefolgt von D-Fructose, D-Glucose, Maltose, Stärke und Zellulose. Die optimale C-Konzentration lag bei 0,4 - 0,8 % und das beste C/N Verhältnis lag bei 10. In *G. catenulatum* konnte Aktivität von beta-Glucosidase, Amylase und Zellulase nachgewiesen werden. Er baut Pectin ab und durch Pepton und verschiedene Aminosäuren wird sein Wuchs mehr gefördert als durch Nitrit. In Anwesenheit von Keratinchips,  $Mg^{2+}$  und  $PO_4^{3-}$  Ionen und große Mengen von  $NH_4MgPO_4 \cdot 6H_2O$  gab es keinen Wuchs. An Sämlingswurzeln von Bohnen, Weizen und Raps verursachte er Schäden.

*Vitis*: Holz und Blätter (HUBER 2007).

***Gliocladium roseum*** Bainier (1907)

Hypocreaceae, Hypocreales, Hypocreomycetidae, Sordariomycetes, Ascomycota

*Clonostachys araucaria* Corda (1839), *Clonostachys araucaria* var. *confusa* Pinkerton (1936), *Clonostachys rosea* (Link) Schroers, Samuels, Seifert & W. Gams (1999), *Gliocladium aureum* Rader (1948), *Haplotrichum roseum* (Link) Corda, *Penicillium roseum* Link (1816)

Teleomorph: *Sphaerostibella* (Henn.) Sacc. & D. Sacc. (1905), Typa species *Sphaerostibella lutea* Henn. (1901)

*G. roseum*, ein Kosmopolit, besiedelt vorwiegend verrottende Pflanzen. Er kommt in den verschiedensten Böden und Klimaten vor. NPK Dünger stimuliert sein Wachstum. Gegenüber Formaldehyd behandelten Böden ist er sensibler als in Böden, die mit Fungiziden, wie Captan, Quintozen, Thiram, Benomyl, Dichloran, Milcol und Triarimol, behandelt wurden. *G. roseum* tritt auf in Kompost und in

Weinbergsböden mit erhöhtem Kupfergehalt. Auf lebenden und toten Wurzeln verschiedener Pflanzen nachgewiesen, aber auch in den obersten Zellschichten und in der Rhizosphaere. *G. roseum* konnte eher in alten als in jungen Wurzeln nachgewiesen werden. Als C-Quelle nutzt *G. roseum* Maltose, Glucose, Sucrose, D-Glucose, D-Fructose, Acetat, Glycerol, Stärke, und Glycogen. Bis zu einem Gehalt von 4,6 % werden auch Tannine toleriert bzw. genutzt. Die optimale Konzentration der C-Quelle liegt bei 1,2 % und das optimale Verhältnis zwischen C und N bei 21 - 22.

Nach HUBER (2007) hat er möglicherweise Potenzial zur biologischen Kontrolle von Pathogenen, wird aber gleichzeitig auch für Fäulnis an Tuberositäten und Nodositäten verantwortlich gemacht.

***Leptosphaeria coniothyrium*** (Fuckel) Sacc. (1875)

Leptosphaeriaceae, Pleosporales, Pleosporomycetidae, Dothideomycetes, Ascomycota

Synonym: *Coniothyrium fuckelii* Sacc. (1878), *Diapleella coniothyrium* (Fuckel) M.E. Barr (1986), *Kalmusia coniothyrium* (Fuckel) Huhndorf (1992), *Melanomma coniothyrium* (Fuckel) L. Holm (1957), *Microsphaeropsis fuckelii* (Sacc.) Boerema (2003), *Sphaeria coniothyrium* Fuckel (1870)

*Leptosphaeria coniothyrium* gehört zu den 700 beschriebenen Spezies der *Leptosphaeriidae*. Die meisten leben saprophytisch, können aber auch parasitieren. *L. coniothyrium* lebt auf toten Holzgewächsen (*Herbacea*) und konnte auch auf *Rosacea* (*Rubus*) nachgewiesen werden. Er ist weltweit in Waldböden und Ackerböden, aber auch in der Rhizosphaere verschiedenster Kulturpflanzen gefunden worden, sein optimaler pH-Wert liegt zwischen 5 und 6. Er wird von der Streptomyces Spezies *Chalara elegans* gehemmt und bei Hyphenkontakt auch von *Tuber melanosporum*. *L. coniothyrium* kann  $Mg^{2+}$  Salze oxidieren, ist ausschließlich heterotroph bezüglich Thiamin und unter bestimmten Bedingungen auch für Biotin und Inositol. Er baut Pectin, Xylan und Zellulose ab. In Nährmedien toleriert er bis zu 6 % Tannin. Es konnte Beta-Glucosidase zur Heteroglucosidspaltung nachgewiesen werden. Geringe antagonistische Wirkung gegen *Colletotrichum coccodes*, *C. linicola*,

*Rhizoctonia solani*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Aspergillus niger* und *Botrytis aclada* ist bekannt.

***Mortierella alpina* Peyronel (1913)**

Mortierellaceae, Mortierellales, Incertae sedis, Zygomycetes, Zygomycota

Synonym: *Mortierella acuminata* Linnem. (1941), *Mortierella alpina* var. *renispora* (Dixon-Stew.) Linnem. (1941), *Mortierella alpina* var. *renispora* (Dixon-Stew.) Linnem. (1936), *Mortierella renispora* Dixon-Stew. (1932), *Mortierella thaxteri* Björl. (1936) u.v.a.

*Mortierella alpina* ist die häufigste Art des Genus und ist weltweit auf den unterschiedlichsten Böden nachgewiesen worden. Er tritt im Zusammenhang mit *Tuber magnatum* auf und hat antibiotische Wirkung, er ist in feuchten Böden häufiger als in trockenen anzutreffen. Sein minimaler pH-Wert liegt bei 6,0. Hohen Kupferwerten im Boden gegenüber ist er intolerant und formaldehydbehandelte Böden werden erst langsam wieder besiedelt. *M. alpina* wird von *Dimargaris verticillata* parasitiert. Peptonhaltige Nährmedien lassen ihn gut wachsen, L-Glutaminsäure und Glycin sind gute N-Quellen. Chitin wird abgebaut, ebenso Hexadecan und Paraffine. *M. alpina* produziert Mycoferritin, Ethanol und Essigsäure, aber auch vierfach ungesättigte Fettsäuren. Mineraldünger können seine Dichte erhöhen. Er hat antagonistische Wirkung gegen *Rhizoctonia solani* und *Gaeumannomyces graminis*. Kulturfiltrat von *M. alpina* wirkt auf Weizensetzlinge toxisch.

***Mucor hiemalis* Wehmer (1903)**

Mucoraceae, Mucorales, Incertae sedis, Zygomycetes, Zygomycota

Synonym: *Mucor adventitius* var. *aurantiacus* Lendn. (1908), *Mucor humicolus* Raillo (1929), *Mucor intermedius* Naumov (1915), *Mucor vallesiacus* Lendn. (1919), u.v.a.

*M. hiemalis* ist ein häufiger Bodenpilz, der weltweit anzutreffen ist und aus vielen unterschiedlichen Böden isoliert werden konnte. Er fällt durch sein schnelles Wachstum auf und stabilisiert mit seinem Mycel Böden. Das Mycel wird aber auch schnell wieder abgebaut. Er reagiert sensibel auf Chloroform und starke Hemmung wurde mit Captan, TMTD, Nabam, Vapam und Allylalkohol erreicht. *M. hiemalis*

besiedelt wurzelnah unterschiedlichste Kulturpflanzen und wird von verschiedenen obligat parasitisch lebenden Pilzen besiedelt, z. B. von Dimargaritaceae und von Piptocephalis, die ihm wenig Schaden zufügen, und *Syncephalis* spp., die ihn erheblich schädigt. *M. hiemalis* wird in Anwesenheit von *Trichoderma koningii* und *T. viride* gehemmt. Werden Sporangioophoren von *M. hiemalis* von hyperparasitischen Pilzen, wie z. B. *Fusarium solani*, penetriert, entstehen Zellwandverdickungen (Callositäten). Er wächst zwischen pH 2,5 und über 8,8 und nutzt als Kohlenstoffquelle Pectin, Hemizellulose, Stärke und Chitin, Nitrat jedoch nicht. Er produziert Fettsäuren, z. B.: Palmitinsäure, Ölsäure. Zudem konnten viele andere Substanzen, wie z. B. das Alkaloid Ergosin, Glucuronsäure, Fucose, Galactose und Mannose, *in vitro* aufgezeigt werden. Auch Ethylen, Ethanol, Essigsäure und pyruvatische und 2-oxoglutarische Säuren gehören zu seinen Stoffwechselprodukten. *M. hiemalis* gilt als Hyperparasit bei einigen *Sclerotinia* Arten und er parasitiert Lepidoptera, Coleoptera und Diptera. Außerdem hat er antibakterielle und antifungale, auf verschiedene Setzlinge auch pathogene Wirkung. *M. hiemalis* konnte an *Vitis* nachgewiesen werden.

### ***Mucor racemosus*** Bull (1791)

Mucoraceae, Mucorales, Incertae sedis, Zygomycetes, Zygomycota

Synonym: *Botrytis racemosa* (Bull.) DC., *Spicularia racemosa* (Bull.) Pers. (1822)

*M. racemosus* ist der am weitesten verbreitete Bodenpilz seiner Gattung. Er zeigt eine breite pH-Wert- und Fungizidtoleranz, seine toxischen Isolate sind thermophil (psychrophil). Als Kohlenstoffquelle kann er Epoxidharz nutzen und die Herbizide Simazine und Atrazine dienen ihm als N-Quelle. Indol-3-Essigsäure und Herbizide werden oxidiert, das Herbizid Carbaryl wird hydroxyliert. Mycel und Kulturfiltrate wirken auf Hafer und Gerstesetzlinge wachstumshemmend. Die Sporenreifung der Moosart *Tetraphis pellucida* wird angeregt.

### ***Nectria inventa*** Pethybr. (1919)

Nectriaceae, Hypocreales, Sordariomycetidae, Ascomycetes, Ascomycota

*Nectria inventa* ist weltweit verbreitet und wurde aus vielen verschiedenen Böden, aber auch von den unterschiedlichsten Pflanzen isoliert. Sein Vorkommen ist pH-

unabhängig. Es sind keine Akkumulationen an Pflanzenwurzeln bekannt, jedoch konnte er in der Rhizosphäre verschiedener Kulturpflanzenwurzeln nachgewiesen werden. Ebenso ist der Abbau von Pectin, Stärke und Zellulose sowie Chitin, Urea (C-Quelle) und Ligninsulfonate beschrieben worden. *N. inventa* produziert Piperazinderivate mit antibiotischer Wirkung und Biotin. In Bezug auf Wachstumssubstanzen ist er autotroph. *In vitro* konnte ihm antagonistische Wirkung gegen die Pilze *Phytophthora cactorum*, *Aspergillus fumigatus*, *Gaeumannomyces graminis* und *Alternaria brassicae* nachgewiesen werden. *N. inventa* kann das Wachstum von Gerstesämlingen hemmen und das von Zitronensämlingen fördern. Infiziertes Getreide konnte auf Warmblüter toxisch wirken.

***Penicillium aurantiogriseum* Dierckx (1901)**

Trichocomaceae, Eurotiales, Eurotiomycetidae, Ascomycetes, Ascomycota

Synonym: *Penicillium aurantiocandidum* Dierckx & Biourge (1901), *Penicillium brunneoviolaceum* Biourge (1923), *Penicillium cyclopium* Westling (1911), *Penicillium johanniolii* K.M. Zalesky (1927), *Penicillium verrucosum* var. *cyclopium* (Westling) Samson, Stolk & Hadlok (1976), u.v.a.

Teleomorph: *Eupenicillin* F. Ludw. (1892), Type species *Eupenicillium crustaceum* F. Ludw. (1892)

*P. aurantiogriseum* wurde weltweit in den unterschiedlichen Böden nachgewiesen. Er nutzt unterschiedliche C-Quellen, wie Stärke und Glukose. Er baut Zellulose ab und bildet Pektinase, Proteinase, Lipase und organische Säuren. Die Herbizide Simazine, Atrazine und Prometryne werden abgebaut und Viridicatol, Cyclopinin, Penicillinsäure und weitere fungitoxische Substanzen gebildet. *P. aurantiogriseum* lebt als Sprophyt und ist Antagonist gegenüber vielen Pilzen und Bakterien. *P. aurantiogriseum* wurde an gesunden *Vitis*-Wurzeln nachgewiesen.

***Penicillium chrysogenum* Thom (1910)**

Trichocomaceae, Eurotiales, Eurotiomycetidae, Eurotiomycetes, Ascomycota

Synonym: *Penicillium aromaticum* f. *microsporium* Romankova (1955), *Penicillium camerunense* R. Heim (1949), *Penicillium harmonense* Baghd. (1968), *Penicillium meleagrinum* Biourge (1923), *Penicillium notatum* Westling (1911)

Teleomorph: *Eupenicillin* F. Ludw. (1892), Type species *Eupenicillium crustaceum* F. Ludw. (1892)

*P. chrysogenum* ist der bekannteste Penicillin produzierende Pilz und weltweit anzutreffen. In temperierten Zonen konnte er in allen Bodenvarianten und auf den unterschiedlichen Kulturpflanzen, seltener auch auf nicht kultivierten Pflanzen nachgewiesen werden. Er nutzt verschiedene Zucker als C-Quelle und kann keine Zellulose abbauen. In Weinbergen ist er gefunden worden und er konnte aus der Rhizosphäre einer ganzen Reihe von Kulturpflanzen sowie aus Uranbergwerken isoliert werden. Pestizide wie Simazine, Propanil und Propham wurden abgebaut. Einigen Ameisenarten dient er als Nahrung.

*P. chrysogenum* konnte an *Vitis* nachgewiesen werden, wirkte antifungal und antagonistisch gegenüber *Fusarium oxysporum* (HUBER 2007).

***Penicillium corylophilum*** Dierckx (1901)

Trichocomaceae, Eurotiales, Eurotiomycetidae, Eurotiomycetes, Ascomycota

Synonym: *Penicillium barcinonense* C. Ramírez & A.T. Martínez

Teleomorph: *Eupenicillin* F. Ludw. (1892), Type species *Eupenicillium crustaceum* F. Ludw. (1892)

*Penicillium corylophilum* ist weltweit anzutreffen, tritt aber in warmen Klimaten häufiger auf als in kalten. Er baut Stärke ab und wächst auf tanninhaltigen (5 %) Medien. Ebenso wächst er auf Substraten, die Hexadecan, Dodecan, Octadecan, Cyclohexan, Toluene, Benzene, Kerosene als einzige Kohlenstoffquelle bieten.

*P. corylophilum* produziert D-Xylonsäure, Ethylen und ein mit Viridicatin verwandtes Metabolit. Er nutzt Nitrit als N-Quelle und oxidiert Tryptamin in Indol-3-Essigsäure und Tryptophol. Seine antibakterielle Wirkung konnte aufgezeigt werden sowie seine toxische gegenüber Hühnerembryos.

***Penicillium echinulatum*** E. Dale (1923)

Trichocomaceae, Eurotiales, Eurotiomycetidae, Eurotiomycetes, Ascomycota

*P. echinulatum* produziert Xylanasen und Zellulasen und (Camassola & Dillon 2007).

***Penicillium expansum*** Link (1809)

Trichocomaceae, Eurotiales, Eurotiomycetidae, Eurotiomycetes, Ascomycota

Synonym: *Penicillium crustaceum* Link (1809), *Penicillium glaucum* Stoll (1809)

*P. expansum* wächst auf rottendem Obst und Substrat. Er wurde aus den unterschiedlichen Böden isoliert und ist global anzutreffen. *In-vitro*-Untersuchungen haben gezeigt, dass sein Wachstum durch Cochliodinol gehemmt wird. Cochliodinol ist ein antibiotisches Metabolit von *Chaetomium* spp.. Mit Rubratoxin B kann die Conidiogenese gehemmt werden. Rubratoxin B wird von *P. purpurogenum* und *P. rubrum* gebildet.

***Penicillium glabrum*** Wehmer (Westling) (1911)

Trichocomaceae, Eurotiales, Eurotiomycetidae, Eurotiomycetes, Ascomycota

Synonym: *Penicillium frequentans* Westling (1912), *Penicillium terlikowskii* K.M. Zalesky (1927)

***Penicillium cf. jensenii*** K.M. Zalesky (1927)

Trichocomaceae, Eurotiales, Eurotiomycetidae, Eurotiomycetes, Ascomycota

Synonym: *Penicillium godlewskii* K.M. Zalesky (1927)

*P. jensenii* ist weltweit verbreitet und konnte aus Waldböden, unkultivierten und kultivierten Böden isoliert werden. Er produziert das Mykotoxin Gliotoxin und Citrinin, außerdem kann er *Oniscus asellus* als Nahrung dienen. Pectin, Stärke, Gelatine und Zellulose werden abgebaut. *P. jensenii* bildet u. a. Oxal- und Zitronensäure. Er hemmt *Staphylococcus aureus*, *Candida albicans*, *Botrytis aclada*, *Rhizoctonia solani* und *Aspergillus fumigatus in vitro* und wirkt antagonistisch gegenüber verschiedenen Bakterien.

***Penicillium restrictum*** J.C. Gilman & E.V. Abbott (1927)

Trichocomaceae, Eurotiales, Eurotiomycetidae, Eurotiomycetes, Ascomycota

*Penicillium gorlenkoanum* Baghd. (1968), *Penicillium kazachstanicum* Novobr. (1974), *Penicillium kursanovii* Chalab. (1950), *Penicillium striatisporum* Stolk (1969), *Scopulariopsis striata* E. Müll. & Pacha-Aue (1969)

*P. restrictum* ist weltweit verbreitet in Wald- und Ackerböden und nach Bodensterilisation die am häufigsten vorkommende Spezies. Nitrit wird als N-Quelle genutzt. Er konnte aus der Rhizosphäre verschiedener Kulturpflanzen isoliert werden und wirkt antagonistisch gegenüber folgender Bakterien: *Staphylococcus aureus*, *Bacillus subtilis*, *B. cereus* var. *mycoides*, *Proteus vulgaris* und *Erwinia cratovara*. *P. restrictum* wird inhibiert durch *Phytium ultimum*, *Fusarium culmorum* und *Pseudocercospora herpotrichoides*.

Nach HUBER (2007) konnte er an *Vitis*-Blättern nachgewiesen werden.

### ***Penicillium sclerotiorum* J.F.H. Beyma (1937)**

Trichocomaceae, Eurotiales, Eurotiomycetidae, Eurotiomycetes, Ascomycota

*P. sclerotiorum* produziert Xylanasen und Proteasen (OLIVEIRA et al. 2006) und baut das Sesquiterpen Herbertenediol ab (HARINANTENAINA et al. 2005).

### ***Penicillium simplicissimum* (Oudem.) Thom (1930)**

Trichocomaceae, Eurotiales, Eurotiomycetidae, Eurotiomycetes, Ascomycota

Synonym: *Penicillium janthinellum* Biourge (1923), *Penicillium cieglerei* Quintan. (1982), *Penicillium cremeogriseum* Chalab. (1950), *Penicillium echinulonalgrovense* S. Abe (1956), u.v.a.

Teleomorph: *Eupenicillin* F. Ludw. (1892), Type species *Eupenicillium crustaceum* F. Ludw. (1892)

Nach HUBER (2007) erhöht die Applikation von Stallmist und Mineraldünger seine Sporendichte in Böden. Er produziert Citrat, Succinate, das antibiotische Xanthoepoctin,  $\alpha$ -Galactosidase und Xylanase. Außerdem wirkt er antibiotisch gegen verschiedene Pilze und Bakterien, er konnte an *Vitis* nachgewiesen werden.

### ***Pestalotiopsis stevensonii* Peck (1877)**

Amphisphaeriaceae, Xylariales, Xylariomycetidae, Sordariomycetes, Ascomycota

Synonym: *Pestalotiopsis stevensonii* (Peck) Nag Raj (1993)

***Trichoderma harzianum*** Rifai (1969)

Hypocreaceae, Hypocreales, Hypocreomycetidae, Sordariomycetes, Ascomycota

Synonym: *Sporotrichum narcissi* Tochinai & Shimada (1930), *Trichoderma lignorum* var. *narcissi* (Tochinai & Shimada) Pidopl. (1953), *Trichoderma narcissi* (Tochinai & Shimada) Tochinai & Shimada (1931)

Teleomorph: *Hypocrea albofulva* Berk. & Br. (1873), *Hypocrea* sp. I. J. Webster 1964, *Hypocrea microrufa* Doi (1972), *Hypocrea gelationperidia* Doi (1972), *Hypocrea pseudogelatinosa* Komatsu & Doi (1973), *Hypocrea subalbocornea* Doi (1973)

*T. harzianum* ist weltweit auf unterschiedlichen Substraten verbreitet und wurde aus Wurzeln und Rhizosphaeren isoliert. Nach Bodenbehandlung mit Allylalkohol wurde er häufiger isoliert. Er dient *Pygmephorus mesembrinae* und *P. quadratus* als Nahrung.

*Trichoderma* spp. produziert ein breites Spektrum biologisch aktiver Substanzen und wirkt antifungal (VINALE et al. 2008). *T. harzianum* wird zur biologischen Kontrolle von Phytopathogene eingesetzt.

*T. harzianum* wurde in *Vitis* nachgewiesen (VALERO et al. 2007).

***Trichoderma pseudokoningii*** Rifai (1969)

Hypocreaceae, Hypocreales, Hypocreomycetidae, Sordariomycetes, Ascomycota

*T. pseudokoningii* produziert Zellulase (WANG et al. 2006) und hat antagonistisches Potenzial gegen *Sclerotioa rolfsii* (MUKHERJEE et al. 1999).

***Ulocladium botrytis*** Preuss (1851)

Pleosporaceae, Pleosporales, Pleosporomycetidae, Dothideomycetes, Ascomycota

Synonym: *Stemphylium botryosum* var. *ulocladium* (Preuss) Sacc. (1886)

*U. botrytis* ist als Pathogen bekannt (MULLER-STOVER & KROSCHEL 2005). *In vitro* als Antagonist der Wurzelpathogene *Phellinus weirii*, *Heterobasidion annosum* und *Armillaria ostoyae*: Auslöser fungistatischer Effekte (REAVES & CRAWFORD 1994).

## 8.2 Tabellen

Tab. 8-1: Zusammensetzung des Nährmediums für Pilz-*Vitis*-Interaktionen und die Medien SNA und PDA für Pilz-Pilz- bzw. Pilz-Metabolit-Interaktionen

### Makronährstoffe:

$\text{NH}_4\text{NO}_3$	8,0 g/l
$\text{KNO}_3$	19,0 g/l
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \times 4 \text{H}_2\text{O}$	4,5 g/l
$\text{MgSO}_4 \times 7\text{H}_2\text{O}$	4,0 g/l
$\text{KH}_2\text{PO}_4$	2,5 g/l

### Mikronährstoffe:

$\text{MnSO}_4 \times 4\text{H}_2\text{O}$	2,0 g/l
$\text{ZnSO}_4 \times 7 \text{H}_2\text{O}$	0,5 g/l
$\text{H}_3\text{BO}_3$	1,5 g/l
$\text{CuSO}_4 \times 5\text{H}_2\text{O}$	2,5 mg/l
$\text{Na}_2\text{MoO}_4 \times 2\text{H}_2\text{O}$	25 mg/l
$\text{Co}(\text{NO}_3)_2 \times 6\text{H}_2\text{O}$	2,5 mg/l
KäF	100 mg/l

### Sonstige Zutaten:

Fe-EDTA	2,5 g/l
Thiamin	40 mg/l
NES (Naphthyllessigsäure)	1 mg/l
BAP (6- Benzylaminopurin)	30 $\mu\text{l/l}$
myo-Inositol	100 mg/l
Saccharose	30 g/l
Bacto-Agar	7,5 g/l
PH-Wert	5,8 - 6,0

### SNA (nach Nierenberg 1976)

$\text{KH}_2\text{PO}_4$	1 g/l
$\text{KNO}_3$	1 g/l
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,5 g/l
KCl	0,5 g/l
Glucose	0,2 g/l
Saccharose	0,2 g/l
Agar	20 g/l

### PDA

Standart Kartoffeldextroseagar	39 g/l
-----------------------------------	--------

Tab. 8-2: Alle Bodenpilze- Stämme und Nummerierungen

Pilz	Text: Nummerierung der Spezies	Stämme/ Innsbruck	Rohdaten: Pilznummerierung in Interaktionen
<i>Absidia glauca</i>			10
<i>Absidia spinosa</i>			
<i>Acremonium charticola</i>	1	AA50	19
<i>Acremonium furcatum</i>	2	AA25	21
<i>Acremonium kiliense</i>	3	AA46	26
<i>Acremonium kiliense</i>	4	AA24	13
<i>Alternaria alternata</i>			
<i>Aspergillus ustus</i>	5	BB23	15
<i>Cladosporium cladosporoides</i>	6	AA5	24
<i>Cunninghamella elegans</i>			
<i>Cylindrocarpon</i> cf. <i>lichenicola</i>	7	426	
<i>Cylindrocarpon destructans</i>			4
<i>Cylindrocarpon magnusianum</i>	8	4/3/2-1	14
<i>Cylindrocarpon</i> sp.	9	BB104	16
<i>Doratomyces stemonitis</i>			
<i>Fusarium culmorum</i>			11
<i>Fusarium detonianum</i>			9
<i>Fusarium flocciferum</i>			
<i>Fusarium merismoides</i> var. <i>acetilerum</i>			
<i>Fusarium nivale</i> var. <i>nivale</i>			
<i>Fusarium oxysporum</i>	10	4/3/1-1	2
<i>Fusarium robustum</i>			
<i>Fusarium sacchari</i>	11	6-3-2/1	18
<i>Fusarium sambucinum</i>			
<i>Fusarium semitectum</i>	12	512	6
<i>Fusarium</i> sp.	13	AA 72	27
<i>Fusarium</i> sp.	14	4/2/2-2	28
<i>Fusarium tabacinum</i>	15	AA32	22
<i>Fusarium tabacinum</i>	16	AA36	
<i>Gliocladium catenulatum</i>			
<i>Gliocladium roseum</i>	17	415	1
<i>Leptosphaeria coniothyrium</i>	18	AA41	12
<i>Mortierella alpina</i>	19	BB38	17
<i>Mucor hiemalis</i>	20	423	31
<i>Mucor racemosus</i>			
<i>Nectria inventa</i>	21	AA17	23
<i>Penicillium aurantiogriseum</i>			
<i>Penicillium</i> cf. <i>jensenii</i>			
<i>Penicillium chrysogenum</i>			
<i>Penicillium corylophilum</i>			
<i>Penicillium echinulatum</i>			
<i>Penicillium expansum</i>	22	AA35	8
<i>Penicillium glabrum</i>			
<i>Penicillium janthinellum</i>			
<i>Penicillium restrictum</i>	23	BB63	20
<i>Penicillium sclerotiorum</i>			
<i>Penicillium simplicissimum</i>			
<i>Pestalotiopsis stevensonii</i>			
<i>Trichoderma harzianum</i>			7
<i>Trichoderma pseudokoningii</i>			5
<i>Trichoderma</i> sp.			
<i>Ulocladium botrytis</i>			