

Institut für Biochemie und Biologie
Arbeitsgruppe Ökologische Mikrobiologie

**Der Einfluss unterschiedlich aggressiver
Fusarium culmorum- und *Fusarium graminearum*-Isolate auf die
Schadbildausprägung bei Winterweizen sowie die Möglichkeit der
Befallskontrolle mit Mykorrhiza**

Dissertation
zur Erlangung des akademischen Grades
"doctor rerum naturalium"
(Dr. rer. nat.)
in der Wissenschaftsdisziplin "Ökologische Mikrobiologie"

eingereicht an der
Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät
der Universität Potsdam

von
Ulrike Korn

Potsdam, im März 2012

Dieses Werk ist unter einem Creative Commons Lizenzvertrag lizenziert:
Namensnennung - Keine kommerzielle Nutzung - Weitergabe unter gleichen Bedingungen
3.0 Deutschland
Um die Bedingungen der Lizenz einzusehen, folgen Sie bitte dem Hyperlink:
<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/3.0/de/>

Online veröffentlicht auf dem
Publikationsserver der Universität Potsdam:
URL <http://opus.kobv.de/ubp/volltexte/2012/6290/>
URN [urn:nbn:de:kobv:517-opus-62908](http://nbn-resolving.org/urn:nbn:de:kobv:517-opus-62908)
<http://nbn-resolving.org/urn:nbn:de:kobv:517-opus-62908>

Abkürzungen

α	Irrtumswahrscheinlichkeit
Ac-DON	Acetyl-Deoxynivalenol
Aggr.	Aggressivitätsgruppe
AM	Arbuskuläre Mykorrhiza
AMP	Arbuskuläre Mykorrhizapilze
BBCH	Entwicklungsstadium der Pflanze
CZID-Agar	Czapek-Dox-Iprodion-Dicloran-Agar
D	Delay, entspricht Hellphase
DAS	Diacetoxyscirpenol
DON	Deoxynivalenol
ERH	extraradikales Hyphensystem
FHB	Fusarium Head Blight
FSL	Forschungsstation Landwirtschaft Müncheberg
FUM	Fumonisin
GRSP	Glomalin Related Soil Proteins
HVL	Havelland
Inok.	Inokulation
IRH	intraradikales Hyphensystem
k. A.	keine Angabe
KbE	Kolonie bildende Einheiten
KGF	Korngrößenfraktionen/-fraktionierung
Kontr.	Kontrolle, Kontrollvarianten
M	Maximum, entspricht Gleichgewicht zwischen Sauerstoffproduktion und Lichtatmung
MOL	Märkisch Oderland
MON	Moniliformin
Mü	Müncheberg
MW	Mittelwert
Myk	Mykorrhiza
n	Anzahl der Wiederholungen
NIV	Nivalenol
NV	Normalverteilung
NWG	Nachweisgrenze
OW	Ontogenesewoche
PDA	Potato-Dextrose-Agar
r	Korrelationskoeffizient

R	Respiration
RT	Raumtemperatur
S	Slope, entspricht Effizienz der Sauerstoffproduktion
SD	Standardabweichung
SNA	Synthetisch nährstoffarmer Agar
spec.	species
TKG	Tausendkorngewicht
TMS	Sprosstrockenmasse
TMW	Wurzeltrockenmasse
TPFA	Trichothecen-produzierende <i>Fusarium</i> -Arten
tri-DNA	Trichothecen-DNA
UM	Uckermark
VH	Varianzhomogenität
V _k	Variationskoeffizient
ZEA	Zearalenon

Abkürzungen für Mikroorganismen

<i>A.</i>	<i>Alternaria</i>
<i>F.</i>	<i>Fusarium</i>
<i>G.</i>	<i>Glomus</i>
<i>T.</i>	<i>Trichoderma</i>

Fusarium-Arten

<i>Fav</i>	<i>F. avenaceum</i>
<i>Fc</i>	<i>F. culmorum</i>
<i>Fcer</i>	<i>F. cerealis</i>
<i>Fequi</i>	<i>F. equiseti</i>
<i>Fg</i>	<i>F. graminearum</i>
<i>Fp</i>	<i>F. poae</i>
<i>Fspor</i>	<i>F. sporotrichioides</i>
<i>F. spp.</i>	<i>Fusarium</i> species pluralis
<i>Ftric</i>	<i>F. tricinctum</i>
Funb	unbekannte <i>Fusarium</i> -Art

1	Einleitung und Zielstellungen	1
2	Schrifttum.....	4
2.1	Bedeutung und Vorkommen von <i>Fusarium</i> spp.....	4
2.2	<i>Fusarium</i> -Toxine – Struktur und Toxizität.....	5
2.2.1	Trichothecene.....	5
2.2.2	Zearalenon.....	6
2.2.3	Gesetzliche Bestimmungen.....	7
2.3	Produktion und Vorkommen von Trichothecenen und Zearalenon in Getreide.....	7
2.3.1	Produktion von Trichothecenen und Zearalenon	7
2.3.2	Vorkommen von Trichothecenen und Zearalenon in Getreide.....	8
2.4	Infektionsprozess und Epidemiologie.....	9
2.5	Einflussfaktoren auf Ährenbefall und Mykotoxin-Akkumulation bei Weizen sowie Maßnahmen zur Befallskontrolle	10
2.5.1	Witterungsfaktoren	10
2.5.2	Topographische Faktoren.....	11
2.5.3	Agrotechnische Maßnahmen.....	11
2.6	Alternative Methoden.....	12
2.7	Mykorrhiza	13
2.7.1	Arbuskuläre Mykorrhiza	13
2.7.2	Nutzen für die Symbiosepartner	14
2.7.3	Einflussfaktoren auf die arbuskuläre Mykorrhiza.....	16
2.7.3.1	Witterungsfaktoren	17
2.7.3.2	Agrotechnische Maßnahmen	18
2.7.4	Einsatzmöglichkeiten arbuskulärer Mykorrhizapilze	19
3	Material und Methoden.....	20
3.1	Materialien.....	20
3.1.1	Chemikalienverzeichnis	20
3.1.2	Nährmedien.....	21
3.1.3	Eingesetzte Mikroorganismen.....	22
3.1.3.1	<i>Fusarium</i> -Isolate.....	22
3.1.3.2	Mykorrhizapilze.....	22
3.2	Methoden.....	24
3.2.1	Bestimmung der Aggressivität von <i>Fusarium</i> -Isolaten <i>in vitro</i>	25
3.2.1.1	Mykotoxinbildungsvermögen der Isolate	25
3.2.1.2	Nekrotische Aktivität der Isolate	26

3.2.1.3	Einteilung der Isolate in Aggressivitätsgruppen.....	27
3.2.2	Überprüfung des Einflusses der <i>in vitro</i> -ermittelten Aggressivität der <i>Fusarium</i> -Isolate auf die Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen.....	27
3.2.2.1	Inokulation von Weizenähren mit 13 unterschiedlich aggressiven <i>F. culmorum</i> - und <i>F. graminearum</i> -Isolaten im Freiland (2007).....	27
3.2.2.1.1	Witterung und Beregnung.....	28
3.2.2.1.2	Quantifizierung von <i>Fusarium</i> spp. und anderen Gattungen filamentöser Pilze in Weizenähren	29
3.2.2.1.3	Real-Time-PCR zur Quantifizierung Trichothecen-produzierender <i>Fusarium</i> -Arten in Weizenähren	30
3.2.2.1.4	Erfassung von Ertragsparametern.....	32
3.2.2.1.5	Quantifizierung von Mykotoxinen in Weizenkörnern.....	33
3.2.2.2	Inokulation von Weizenpflanzen mit vier unterschiedlich aggressiven <i>F. culmorum</i> - und <i>F. graminearum</i> -Isolaten im Freiland (2008).....	33
3.2.3	Überprüfung des Einflusses von Mykorrhizapilzen auf die durch <i>F. culmorum</i> - und <i>F. graminearum</i> -ausgelöste Schadbildentwicklung bei Weizenpflanzen.....	34
3.2.3.1	Inokulation von Weizenpflanzen mit unterschiedlich aggressiven <i>F. culmorum</i> und <i>F. graminearum</i> -Isolaten und Mykorrhizapilzen unter kontrollierten Bedingungen (Klimakammer).....	34
3.2.3.1.1	Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades in Wurzeln von Weizenpflanzen	36
3.2.3.1.2	Quantifizierung von <i>Fusarium</i> spp. und anderen Gattungen filamentöser Pilze in Weizenpflanzen und Substrat	37
3.2.3.1.3	Bestimmung des Stresszustands der Weizenpflanzen auf Basis der Sauerstoffbilanz	38
3.2.3.1.4	Erfassung morphologischer Eigenschaften von Weizenpflanzen..	39
3.2.3.2	Inokulation von Weizenpflanzen mit <i>F. culmorum</i> und Mykorrhizapilzen im Freiland.....	39
3.2.3.2.1	Witterung	40
3.2.3.2.2	Quantifizierung von <i>F. culmorum</i> und anderen Gattungen filamentöser Pilze im Boden.....	40
3.2.3.2.3	Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades in Wurzeln von Weizenpflanzen	41
3.2.3.2.4	Quantifizierung von <i>F. culmorum</i> im Stängel von Weizenpflanzen und Bonitur der Schadsymptome.....	41
3.2.3.2.5	Erfassung morphologischer Eigenschaften von Weizenpflanzen..	42

3.2.3.2.6	Erfassung von Ertragsparametern	42
3.2.3.2.7	Quantifizierung von Mykotoxinen in Weizenkörnern	42
3.2.4	Statistische Auswertung	42
4	Ergebnisse.....	44
4.1	Bestimmung der Aggressivität von <i>Fusarium</i> -Isolaten <i>in vitro</i>	44
4.1.1	Mykotoxinbildungsvermögen der Isolate	44
4.1.2	Nekrotische Aktivität der Isolate	46
4.1.3	Einteilung der Isolate in Aggressivitätsgruppen	47
4.2	Überprüfung des Einflusses der <i>in vitro</i> -ermittelten Aggressivität der <i>Fusarium</i> -Isolate auf die Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen	48
4.2.1	Inokulation von Weizenpflanzen mit 13 unterschiedlich aggressiven <i>F. culmorum</i> - und <i>F. graminearum</i> -Isolaten im Freiland (2007)	48
4.2.1.1	Witterung und Beregnung.....	48
4.2.1.2	Quantifizierung von <i>Fusarium</i> spp. und anderen Gattungen filamentöser Pilze in Weizenähren	49
4.2.1.3	Quantifizierung Trichotheceen-produzierender <i>Fusarium</i> -Arten in Weizenähren	50
4.2.1.4	Erfassung von Ertragsparametern.....	52
4.2.1.5	Quantifizierung von Mykotoxinen in Weizenkörnern.....	53
4.2.1.6	Korrelationen der untersuchten Parameter	54
4.2.2	Inokulation von Weizenpflanzen mit vier unterschiedlich aggressiven <i>F. culmorum</i> - und <i>F. graminearum</i> -Isolaten im Freiland (2008)	55
4.2.2.1	Witterung und Beregnung.....	56
4.2.2.2	Quantifizierung von <i>Fusarium</i> spp. und anderen Gattungen filamentöser Pilze in Weizenähren	56
4.2.2.3	Quantifizierung Trichotheceen-produzierender <i>Fusarium</i> -Arten in Weizenähren	59
4.2.2.4	Erfassung von Ertragsparametern.....	60
4.2.2.5	Quantifizierung von Mykotoxinen in Weizenkörnern.....	61
4.2.2.6	Korrelationen der untersuchten Parameter	62
4.3	Überprüfung des Einflusses von Mykorrhizapilzen auf die durch <i>F. culmorum</i> - und <i>F. graminearum</i> -ausgelöste Schadbildentwicklung bei Weizenpflanzen.....	62
4.3.1	Inokulation von Weizenpflanzen mit unterschiedlich aggressiven <i>F. culmorum</i> - und <i>F. graminearum</i> -Isolaten und Mykorrhizapilzen unter kontrollierten Bedingungen (Klimakammer).....	62

4.3.1.1	Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades in Wurzeln von Weizenpflanzen	62
4.3.1.2	Quantifizierung von <i>Fusarium</i> spp. und anderen Gattungen filamentöser Pilze in Weizenpflanzen und Substrat	63
4.3.1.3	Bestimmung des Stresszustands der Weizenpflanzen auf Basis der Sauerstoffbilanz	65
4.3.1.4	Erfassung morphologischer Eigenschaften von Weizenpflanzen	68
4.3.1.5	Überblick über den Einfluss von <i>Fusarium</i> -Isolaten unterschiedlicher Aggressivität und von Mykorrhiza auf Weizenpflanzen unter kontrollierten Bedingungen	71
4.3.2	Inokulation von Weizenpflanzen mit <i>F. culmorum</i> und Mykorrhizapilzen im Freiland	75
4.3.2.1	Witterung	75
4.3.2.2	Quantifizierung von <i>F. culmorum</i> und anderen Gattungen filamentöser Pilze im Boden	75
4.3.2.3	Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades in Wurzeln von Weizenpflanzen	76
4.3.2.4	Quantifizierung von <i>F. culmorum</i> im Stängel von Weizenpflanzen und Bonitur der Schadsymptome	77
4.3.2.5	Erfassung morphologischer Eigenschaften von Weizenpflanzen	80
4.3.2.6	Erfassung von Ertragsparametern	82
4.3.2.7	Quantifizierung von Mykotoxinen in Weizenkörnern	83
5	Diskussion	85
6	Schlussfolgerungen	101
7	Zusammenfassung	103
8	Literaturverzeichnis	106
9	Anhang	142
Selbständigkeitserklärung		
Danksagung		

1 Einleitung und Zielstellungen

Weizen (*Triticum aestivum* L.) stellt neben Mais (*Zea mays* L.) und Reis (*Oryza sativa* L.) die meistangebaute Nahrungspflanze der Welt dar. Die durch *Fusarium* (F.) spp. hervorgerufene „Partielle Taubährigkeit“ (auch Ährenfusariosen, engl. Fusarium Head Blight, FHB) ist ein ernstes Problem im weltweiten Weizenanbau. Neben Ertrags- und Qualitätseinbußen, die Probleme im Müllerei-, Bäckerei- und Brauereigewerbe mit sich bringen (Fischer 2001, Wang et al. 2005, Eggert et al. 2011, Papoušková et al. 2011), führt eine Erkrankung auch zur Belastung des Ernteguts mit Mykotoxinen. Für *Fusarium* spp. günstige Wachstumsbedingungen lösen weltweit immer wieder Epidemien mit hohen Verlusten aus. So kam es bei der Getreideernte in den USA zwischen 1990 und 1999 zu einem volkswirtschaftlichen Schaden von ca. drei Milliarden US\$ (Windels 2000). Schätzungen von El-Badawy (2001) zufolge konnten in China in den Jahren, in denen *Fusarium*-Epidemien auftraten, die Verluste auf 2,5 Mio. Tonnen Getreide beziffert werden. Über ein außergewöhnlich starkes Auftreten in Deutschland wurde in den Jahren 1981, 1987, 1991, 1992, 1998, 2002 und 2007 berichtet (Ahrens und Fehrmann 1984, Obst 1990, Müller et al. 1997, Ellner 1999, Döll et al. 2000, Matthies et al. 2000, Herold 2008).

Die Hauptschaderreger *F. graminearum* Schwabe [teleomorph *Gibberella zeae* (Schweinitz) Petch] und *F. culmorum* (W. G. Smith) Sacc. sind in der Lage, mehrere Mykotoxine zu bilden. Die am häufigsten in Getreide nachgewiesenen *Fusarium*-Toxine sind Deoxynivalenol (DON; aus der Gruppe der Trichothecene) und Zearalenon (ZEA). Aufgrund des hohen Gesundheitsrisikos, das von diesen Toxinen ausgeht, ist es zum Schutz von Mensch und Tier erforderlich, die Mykotoxine in toxikologisch vertretbaren Grenzen zu halten (MIL 2010). In der Europäischen Union wurden deshalb Höchstmengen für DON und ZEA in Lebensmitteln festgelegt. Für Futtermittel existieren EU-weite Richtwerte für diese Mykotoxine.

Neben human- und tiertoxikologischen Wirkungen (u. a. dermatotoxisch, immunsuppressiv und teratogen) wurde für die von *F. graminearum* und *F. culmorum* gebildeten Mykotoxine auch nachgewiesen, dass sie in der Phytopathogenese involviert sind (Desmond et al. 2008, Torres Acosta et al. 2010). Die Fähigkeit zur Trichothecen-Synthese wird dabei als Aggressivitätsfaktor (Aggressivität = Stärke des Befalls bzw. quantitatives Schädigungspotential des Schaderregers; Vanderplanck 1984) diskutiert (Bai et al. 2001, Mesterházy 2002, Langevin et al. 2004). Der Haupteffekt der Trichothecene beruht auf der Hemmung der eukaryotischen Ribosomen und somit der gesamten Proteinbiosynthese (Ueno 1977, Feinberg und McLaughlin 1989). Es wird vermutet, dass durch diesen Mechanismus pflanzliche Abwehrreaktionen unterdrückt werden (Kang und Buchenauer 1999, Jansen et al. 2005) und dadurch dem Schaderreger die Besiedlung des infizierten Wirtsgewebes möglich ist. Torres Acosta et al. (2010) konnten nachweisen, dass ZEA das Hitzeschockprotein

Hsp90, welches verstärkt bei Stress synthetisiert wird, inhibiert und vermuten, dass auch ZEA eine Rolle für die Aggressivität von *Fusarium* spp. spielt.

Die Schadbildausprägung und die Mykotoxinakkumulation im Feld werden im Wesentlichen von der Witterung (Sutton 1982, Oldenburg et al. 2000, Gilbert und Fernando 2004), aber auch von agrotechnischen Maßnahmen, (Champeil et al. 2004, Lori et al. 2009) und topographischen Gegebenheiten (Müller et al. 2010, 2011) beeinflusst. Zusätzlich spielen mikrobielle Interaktionen sowie die Aggressivität des Schaderregers eine Rolle. Da die Witterung nicht kalkulierbar ist, gilt es in der landwirtschaftlichen Praxis, die agrotechnischen Maßnahmen so zu gestalten, dass das Infektionsrisiko weitestgehend minimiert wird. In diesem Zusammenhang wird empfohlen, Ernterückstände, besonders bei Mais vor Getreide zu pflügen, auf enge Getreide-Mais-Fruchtfolgen zu verzichten und fusariumtolerante Sorten anzubauen. Des Weiteren sollte die Anwendung von Fungiziden termingerecht erfolgen und die Nährstoffversorgung der landwirtschaftlichen Nutzflächen optimiert werden (MIL 2010). Zusätzlich kommen alternative Methoden, die auf dem Einsatz biologischer Pflanzenschutzmittel (z. B. antagonistisch wirkende Mikroorganismen) beruhen, zur Reduzierung von *Fusarium*-Infektionen in Betracht (López-Modéjar et al. 2011).

Der wachsende Trend zur nachhaltigen Landwirtschaft, der u. a. den Verzicht auf Pflugeinsatz sowie die Reduzierung chemischer Pflanzenschutzmittel beinhaltet, erhöht das Risiko einer *Fusarium*-Infektion. Dies erfordert die Entwicklung alternativer Methoden, die Umweltschutz und Sicherung von Qualität und Ertrag der Weizenproduktion gleichermaßen beinhalten. Eine Möglichkeit stellen in diesem Zusammenhang arbuskuläre Mykorrhizapilze (AMP) dar (Akhtar und Siddiqui 2008). Forschungsergebnisse aus Versuchen mit AMP im Gewächshaus lassen auf vielfältige Einsatzmöglichkeiten dieser Organismen, z.B. Schutz vor Pathogenen und reduzierter Düngemiteleinsetz, schließen. Die Pilze sind in der Lage, Pflanzen zu stärken und antagonistisch auf pilzliche Schaderreger zu wirken (Kegler und Gottwald 1998, Matsubara et al. 2004). Somit könnten sie dazu beitragen, den Befall mit *Fusarium* spp. niedrig zu halten.

Zielstellungen

Wurden in vielen Untersuchungen die Aggressivität und die Mykotoxinproduktion als zwei getrennte Parameter der Phytopathogenese betrachtet bzw. die mögliche Rolle der Mykotoxinproduktion für die Aggressivität von *F. culmorum* und *F. graminearum* überprüft, ist es ein Ziel der vorliegenden Arbeit, den Einfluss beider Parameter (hier definiert als Aggressivität) auf die Schadbildausprägung von Weizenpflanzen zu überprüfen. Dafür werden zunächst das Mykotoxinbildungsvermögen (DON und ZEA) und die nekrotische Aktivität (= quantitatives Schädigungspotential) von *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten *in vitro* bestimmt und anhand dieser Merkmale in Aggressivitätsgruppen eingeteilt. Anschließend soll in einem Feldversuch der Frage nachgegangen werden, ob sich die *in*

vitro-ermittelte Aggressivität *in vivo* widerspiegelt. Weizenpflanzen werden dazu sprühinokuliert und das Auftreten von *Fusarium* spp. in Weizenkörnern im Laufe der Vegetationsperiode mittels mikrobiologischer und molekularbiologischer Verfahren analysiert. Des Weiteren soll durch die Erfassung von Qualitätsparametern (Ertrag und Tausendkorngewicht) und der Mykotoxinbelastung (DON und ZEA) geernteter Weizenkörner das Ausmaß der Schädigung quantifiziert werden. Um den Infektionsdruck zu erhöhen, wird eine Beregnungsvariante in die Untersuchungen einbezogen.

Im zweiten Teil des Forschungsvorhabens soll die Möglichkeit der Befallskontrolle von *Fusarium* spp. an Weizen mittels arbuskulärer Mykorrhizapilze getestet und die Wirkung der symbiotischen Pilze eingeschätzt werden. Dazu sollen in einem Klimakammer- und in einem Feldversuch Weizenpflanzen über den Boden mit *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten sowie mit AMP inokuliert werden. Im Laufe der Ontogenese ist die Populationsdynamik von *Fusarium* spp. zu dokumentieren, um das Durchsetzungsvermögen der Schaderreger gegenüber einer zusätzlichen Mykorrhizierung zu überprüfen. Um die Auswirkungen der Interaktionen der inokulierten Pilze auf die Weizenpflanzen zu untersuchen, werden in der Klimakammer die Effizienz der Sauerstoffproduktion und morphologische Eigenschaften der Weizenpflanzen (Spross- und Wurzel-Trockenmasse, Pflanzenlänge, Ährenbildung) erfasst. Im Freiland sollen zu diesem Zweck ebenfalls die morphologischen Eigenschaften (außer Ährenbildung) sowie die Qualitätsparameter (Ertrag und Tausendkorngewicht) und die Mykotoxinbelastung (DON und ZEA) der Weizenpflanzen quantifiziert werden. Letztendlich sollen praxisrelevante Aussagen darüber getroffen werden, ob es möglich ist, durch den Einsatz von AMP den *Fusarium*-Befall an Weizenpflanzen zu reduzieren.

2 Schrifttum

2.1 Bedeutung und Vorkommen von *Fusarium* spp.

Die Symptome der „Partiellen Taubährigkeit“ (Abb. 1) werden durch einen Komplex mehrerer *Fusarium*-Arten verursacht. Neben *F. graminearum* und *F. culmorum* müssen auch *F. avenaceum*, *F. poae*, *F. tricinctum*, *F. cerealis*, *F. equiseti* und *F. sporotrichioides* genannt werden (Parry et al. 1995). Die verschiedenen *Fusarium*-Arten sind nicht wirtsspezifisch, d. h. sie befallen Weizen, Mais und andere Getreidearten gleichermaßen ohne eine Spezialisierung für einen Wirt zu zeigen (Eeuwijk et al. 1995), Weizen ist jedoch besonders anfällig gegenüber Ährenfusariosen (Langevin et al. 2004). Die Zusammensetzung des Artenspektrums an einem Standort wird durch die klimatischen Gegebenheiten und die Standortfaktoren (z. Bsp. agrotechnische Maßnahmen, topographische Faktoren) einer Region bestimmt (Langseth et al. 1995, Magan et al. 2002, Oldenburg et al. 2000, Doohan et al. 2003).

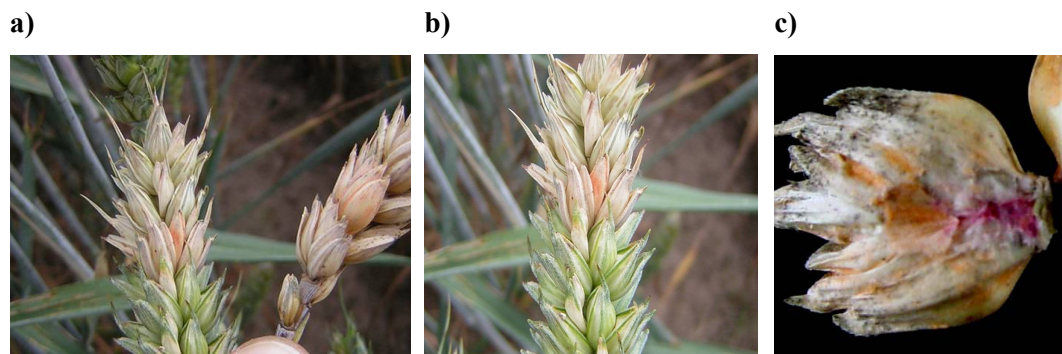


Abb. 1: „Partielle Taubährigkeit“ an Weizen

a) und b) partiell taube Ährchen und orangefarbene Sporenbeläge (Sporodochien)

c) durch *Fusarium*-Befall rötlich verfärbter Spindelknoten (Foto: mit freundlicher Genehmigung von K. Lienemann 2002)

Generell treten *F. culmorum*, *F. avenaceum* und *F. tricinctum* in kühl-maritimen Gebieten mit mittleren Jahrestemperaturen von 5-15°C auf. *F. graminearum* benötigt eine Durchschnittstemperatur von 16°C und *F. poae* wächst optimal in wärmeren/trockeneren Klimaten (Lacey et al. 1999, Obst und Bechtel 2000, Doohan et al. 2003, Xu 2003, Xu et al. 2008a). Weltweit betrachtet dominiert *F. graminearum*, so auch in Nordamerika, China, Neuseeland und Australien (Carter et al. 2000, O'Donnell et al. 2000, Cromey et al. 2002, Akinsanmi et al. 2006). In Europa dominieren *F. graminearum*, *F. culmorum*, *F. avenaceum* und *F. poae* (Vogelgsang et al. 2008). Isebaert et al. (2009) isolierten aus belgischen Winterweizenproben hauptsächlich *F. graminearum* und *F. culmorum*, wobei *F. graminearum* in Gebieten mit Maisanbau überwog und *F. culmorum* in Gebieten mit anderen Getreidearten. Finnische Getreideproben waren überwiegend mit *F. avenaceum* belastet (Logrieco et al. 2002, Jestoi et al. 2004). Im Erntegut von Getreide des Landes Brandenburg dominierten *F. graminearum* und *F. avenaceum* (Müller und Bröther 2002). In Winterweizen im Rheinland traten vor allem *F. avenaceum* und *F. poae* auf (Lienemann 2002) und in bayerischem Weizen *F. graminearum*

und *F. poae* (Büttner 2006).

2.2 *Fusarium*-Toxine – Struktur und Toxizität

Mykotoxine sind im Allgemeinen sekundäre Stoffwechselprodukte filamentöser Pilze, die toxisch auf den tierischen bzw. menschlichen Organismus wirken, aber auch für höhere Pflanzen teilweise giftig sind. Bei diesen, für den Primärstoffwechsel nicht-essentiellen Substanzen, handelt es sich um niedermolekulare, sehr stabile Verbindungen, die aufgrund ihrer unterschiedlichen Molekülstruktur verschiedenste Wirkungen im Organismus hervorrufen (Hussein und Brasel 2001). Zu den Mykotoxinen, die von den verschiedenen *Fusarium*-Arten synthetisiert werden, gehören u. a. die Trichothecene, Zearalenon und seine Derivate, Fumonisine (FUM) und das Moniliformin (MON).

2.2.1 Trichothecene

Trichothecene sind eine Gruppe von Sesquiterpenen mit einer Epoxy-Gruppe an C12, C13 (Abb. 2a). Entsprechend verschiedener Substituenten und Seitenketten erfolgt die Einteilung der Trichothecene in Typ A- bis Typ D-Trichothecene (Ueno 1977). Für *F. culmorum* und *F. graminearum* stellen die Trichothecene des B-Typs, zu denen auch DON (Abb. 2b) gehört, die wichtigste Gruppe dar.

Durch DON-kontaminierte Futtermittel hervorgerufene akute Mykotoxikosen äußern sich bei Tieren durch Erbrechen (frühere Bezeichnung „Vomitoxin“) und Diarrhöe, Futterverweigerung, Hautirritationen, Hämorrhagien und Nervenstörungen (Hussein und Brasel 2001). Chronische Toxikosen haben in der Fütterungspraxis eine größere Bedeutung als akute Toxikosen und werden oft von unspezifischen Symptomen begleitet (unspezifischer Leistungsrückgang). Hauptsymptom einer chronischen Aufnahme von Trichothecenen ist eine reduzierte Gewichtszunahme bei Jungtieren, wobei das Schwein besonders empfindlich reagiert. Trichothecene führen nach chronischer Exposition zur Immunsuppression, die im Zusammenhang mit einer veränderten Immunantwort und einer erhöhten Anfälligkeit der Tiere gegenüber Infektionskrankheiten steht (Eriksen 2003, Goyarts 2006).

Auch beim Menschen verursachen Trichothecene Erkrankungen (Luo 1988, Bhat et al. 1989). In Russland kam es während des 2. Weltkriegs zu vielen Todesfällen, deren Ursache *Fusarium*-belastetes Getreide war (Joffe 1986). Die Krankheit wurde unter dem Namen „Alimentäre toxische Aleukie“ bekannt, da sie zu starken Schädigungen der Blutbildung und des Immunsystems führt (Smith und Moss 1985). Als Auslöser wurde später das zur Gruppe der A-Typ-Trichothecene gehörende T2-Toxin identifiziert (Reiß 1981).

Bei Pflanzen verursachen Trichothecene eine Hemmung der Keimung und des Wachstums der Koleoptilen, sowie eine Verminderung der Wurzel- und Blattmasse (Wakulinski 1989, Bruins et al. 1993, McLean 1996). DON und 3-Acetyldeoxynialenol (3-AcDON) weisen eine höhere Phytotoxizität als T2-, HT2-Toxin und Diacetoxyscirpenol (DAS) auf (Wakulinski 1989, Eudes et al. 2000). Shimada und Otani (1990) und Eudes et al. (1997) beschrieben, dass Nivalenol (NIV) weniger phytotoxisch ist als DON.

2.2.2 Zearalenon

ZEA ist ein Polyketid, strukturell handelt es sich um ein β -Resorcylsäurelakton (Abb. 2c).

Das Toxin konkurriert mit den körpereigenen Östrogenen um die Bindungsstellen an den zytosolischen Östrogenrezeptoren. Über die Beeinflussung der RNA- und Proteinsynthese vermitteln sie dadurch dysregulierte Östrogeneffekte (Seeling und Dänicke 2005). Die östrogenen Eigenschaften des ZEA führen zum Hyperöstrogenismus, wobei insbesondere Ferkel und Sauen betroffen sind. Ferkel reagieren mit Schwellungen von Vulva und Gesäuge sowie mit Bewegungsstörungen (Zittern, Grätschen der Hintergliedmaßen). Symptome bei weiblichen Zuchtsauen sind verringerte Fertilität und erhöhte Raten an Totgeburten. Praxisrelevante ZEA-Konzentrationen von 0,25 mg/kg bzw. 0,05 mg/kg führten bei präpubertären weiblichen Schweinen zu Hyperöstrogenismus bzw. zur vermehrten Bildung von Tertiärfollikeln (Bauer et al. 1987).

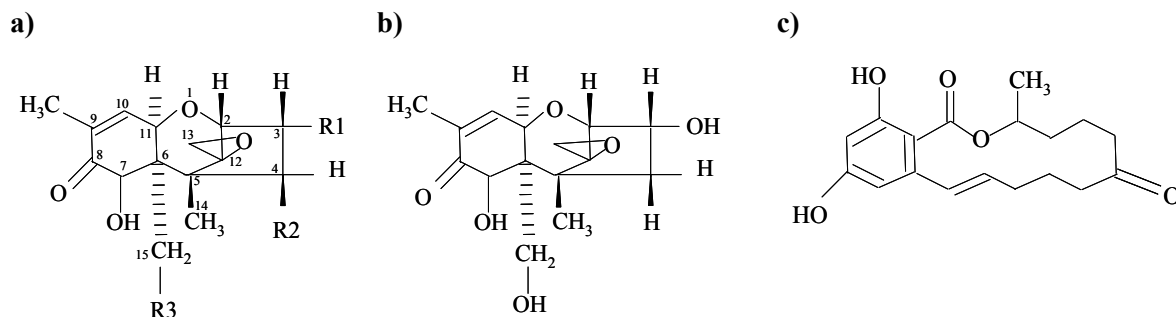


Abb. 2: a) Chemische Grundstruktur der Typ-B-Trichothecene und Strukturformel von b) DON und c) ZEA

Gesicherte Daten über die Auswirkung von ZEA auf den Menschen liegen nicht vor. Es gibt jedoch Vermutungen über einen Zusammenhang zwischen ZEA und früher Thelarche bei Pubertierenden, z.B. in Ungarn, wo in Blutuntersuchungen bei frühreifen Kindern ZEA nachgewiesen werden konnte (Szuetz et al. 1997). Auch in Puerto Rico wurden solche Beobachtungen gemacht und die Ursachen im Einsatz des Leistungsförderers α -Zearalenol (Handelsname: Ralgro®) vermutet (Saenz de Rodriguez 1984).

Biesaga-Koscielniak et al. (2003) wiesen bei Weizenpflanzen in Abhängigkeit von der ZEA-Konzentration einen stimulierenden bzw. hemmenden Effekt auf die Entwicklung der Fruchtknoten, auf die Embryo- und Kallusbildung sowie auf die anschließende Regeneration von Pflanzen nach und beschrieben das Toxin als Auxin-ähnliche Substanz. Wachstumsregulatorische Eigenschaften von ZEA in Weizenpflanzen wurden auch von Filek et al. (2004) beobachtet. Die Applikation von ZEA in Mais resultierte in einer erhöhten Permeabilität von Protonen in den Wurzelzellen und führte zum Zusammenbruch des Transmembranpotentials (Filek et al. 2002). Bei *Arabidopsis thaliana* verursachte ZEA eine Reduzierung des Wurzel- und Sprosswachstums (Utermark 2008).

2.2.3 Gesetzliche Bestimmungen

Um die Gesundheit des Verbrauchers zu schützen, wurden EU-weite Höchstmengen für Kontaminanten in Lebensmitteln, u. a. auch für die Mykotoxine DON und ZEA festgelegt. Diese Höchstmengenregelung ist in der Verordnung (EG) Nr. 1881/2006 verankert. Danach darf z. B. unverarbeitetes Getreide maximal 1.250 µg DON/kg (außer Hartweizen und Hafer) bzw. 100 µg ZEA/kg enthalten. Unverarbeiteter Hartweizen und Hafer sollte höchstens 1.750 µg DON/kg aufweisen. Für Futtermittel bestehen Richtwerte, die laut Empfehlung 2006/576/EG der europäischen Kommission als obere Grenze anzusehen sind. In Alleinfuttermitteln für Schweine sollte demzufolge eine Menge von 900 µg DON/kg bzw. 100 (Ferkel und Jungsauen) oder 250 µg ZEA/kg (Mastschweine und Zuchtsauen) nicht überschritten werden. Für Milchkühe liegen diese Werte bei 5.000 µg DON/kg und bei 500 µg ZEA/kg. Ebenfalls rechtlich geregelt sind die Probenahmeverfahren sowie die Analysemethodik, um repräsentative und vergleichbare Ergebnisse zu erhalten.

2.3 Produktion und Vorkommen von Trichothecenen und Zearalenon in Getreide

2.3.1 Produktion von Trichothecenen und Zearalenon

Die meisten der toxinproduzierenden *Fusarium*-Arten sind in der Lage, zwei oder mehrere Toxine (Mykotoxincocktail) zu bilden. Dabei ist die Toxinbildung artspezifisch (Tab. 1).

Tab. 1: Übersicht der durch *Fusarium* spp. gebildeten Mykotoxine (Zusammenfassung aus: Greenhalgh et al. 1983, Ichinoe et al. 1983, Eriksen und Alexander 1998, Abramson et al. 2001, Bakan et al. 2001, Hestbjerg et al. 2002a, Mateo et al. 2002, Desjardins 2006, Vogelgsang et al. 2008)

<i>Fusarium</i> spp.	Mykotoxine*						
	DON	ZEA	NIV	T2	MON	DAS	FUM
<i>F. avenaceum</i>	- ¹	-	-	-	+	-	-
<i>F. cerealis</i>	-	+	+	-	-	+	-
<i>F. culmorum</i>	+ ²	+	+	-	(+)	-	-
<i>F. equiseti</i>	(+) ³	+	(+)	-	+	+	-
<i>F. graminearum</i>	+	+	+	-	-	-	-
<i>F. poae</i>	-	-	+	+	-	+	-
<i>F. sporotrichioides</i>	-	-	-	+	(+)	+	-
<i>F. tricinctum</i>	-	-	-	-	+	-	-
<i>F. verticillioides</i>	-	-	-	-	-	-	+

* DON = Deoxynivalenol, ZEA = Zearalenon, NIV = Nivalenol, MON = Moniliformin, DAS = Diacetoxyscirpenol, FUM = Fumonisine

¹ - = Produktion nicht nachgewiesen, ² + = Produktion nachgewiesen, ³ (+) = Produktion durch einzelne Isolate

F. culmorum und *F. graminearum* können darüber hinaus anhand ihrer Trichothecen-Produktion in drei Chemotypen eingeteilt werden: (1) 3-AcDON-Chemotyp (Produktion von DON + 3-AcDON), (2) 15-AcDON-Chemotyp (Produktion von DON + 15-AcDON) und (3) NIV-Chemotyp (Produktion von NIV + 4-AcNIV) (Ichinoe et al. 1983, Sydenham et al. 1991, Langseth et al. 1999, Muthomi et al. 2000). Die Bildung von 3-AcDON und 15-AcDON scheint aber chemotaxonomisch nicht determiniert zu sein, da die Produktion beider acetylierten DON-Derivate durch ein einzelnes Isolat nachgewiesen werden konnte (Szécsi et al. 2005, Tóth et al. 2005).

2.3.2 Vorkommen von Trichothecen und Zearalenon in Getreide

DON und ZEA sind weltweit die am häufigsten nachgewiesenen *Fusarium*-Toxine in Getreide, wobei DON häufiger vorkommt als ZEA (Bottalico 1998, Bottalico und Perrone 2002, Curtui et al. 2004, Sutton und Cowger 2004, Xu et al. 2008b, Roigé et al. 2009). Beide Toxine werden als Leittoxine bezeichnet. Aus der Gruppe der Trichothecene treten auch NIV, DAS, T2- und HT2-Toxin immer wieder als Kontaminanten auf. Schollenberger et al. (2006) untersuchten deutsche Weizenproben aus den Jahren 2000 und 2001 hinsichtlich ihrer Gehalte von 16 unterschiedlichen Mykotoxinen (Scirpentriol, 15-Monoacetoxyscirpenol, DAS, T2-Tetraol, T2-Triol, HT2, T2, Neosolaniol, DON, 3-AcDON, 15-AcDON, NIV, Fusarenon X, ZEA, α - und β -Zearalenol). Die Ergebnisse verdeutlichen die dominante Stellung von DON und ZEA: DON wurde in 95% und ZEA in 63% der Proben nachgewiesen. 54% waren mit HT2-Toxin belastet, die anderen analysierten Toxine traten nur in einer geringen Anzahl der Proben auf.

Einen Überblick über die DON- und ZEA-Gehalte von Getreideproben aus Deutschland bietet die besondere Ernteterminierung des Bundesministeriums für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz (BMELV). Dafür werden seit 2001 jährlich und aus jedem Bundesland Weizen- und Roggenproben analysiert, um die bundesweite Belastung mit DON und ZEA (seit 2008 auch T2 und HT2) einschätzen zu können (Tab. 2; BEE 2010).

Bei Untersuchungen brandenburgischer Winterweizenproben (Landkreis Märkisch Oderland) der Jahre 2003, 2004 und 2005 wurden mittlere DON-Werte von 61; 711 und 119 $\mu\text{g}/\text{kg}$ gemessen. Die maximale DON-Belastung betrug 130; 14.349 und 348 $\mu\text{g}/\text{kg}$ (MIL 2010). Weizenproben des Landes Brandenburg (Landkreis Uckermark) des Jahres 2006 wiesen DON-Gehalte von < 20 $\mu\text{g}/\text{kg}$ (= Nachweisgrenze, NWG) bis 2.960 $\mu\text{g}/\text{kg}$ (MW: 349 $\mu\text{g}/\text{kg}$) und ZEA-Gehalte von < 2 $\mu\text{g}/\text{kg}$ (= NWG) bis 6 $\mu\text{g}/\text{kg}$ (MW: 2 $\mu\text{g}/\text{kg}$) auf. Im darauffolgenden Untersuchungsjahr 2007 war die Mykotoxin-Belastung der Weizenproben mit einem maximalen DON-Gehalt von 20.320 $\mu\text{g}/\text{kg}$ (MW: 4.877 $\mu\text{g}/\text{kg}$) und einem maximalen ZEA-Gehalt von 2.543 $\mu\text{g}/\text{kg}$ (MW: 165 $\mu\text{g}/\text{kg}$) am selben Standort deutlich höher als im Vorjahr (Müller et al. 2010).

Die Untersuchungsergebnisse zeigen, dass es immer wieder zu hoch-belasteten Getreiden kommen kann, in denen die festgelegten Höchstmengen für unverarbeitetes Getreide von 1.250 μg DON/kg bzw. 100 μg ZEA/kg überschritten werden.

Tab. 2: Daten der besonderen Erntermittlung des BMELV (BEE 2010): DON- und ZEA-Gehalte von Weizenproben aus den Jahren 2001 bis 2010 (Angaben in $\mu\text{g}/\text{kg}$ Weizen)

Jahr	DON			ZEA		
	n ¹	Mittelwert	Maximum	n	Mittelwert	Maximum
2001	253	246	3.528	k. A. ²		
2002	261	239	3.616	261	24	330
2003	457	148	2.692	457	1	25
2004	505	268	3.965	505	4	574
2005	496	80	4.097	496	6	348
2006	471	88	7.543	k. A.		
2007	481	394	12.249	k. A.		
2008	468	70	2.506	468	< 33	33
2009	473	118	7.236	473	< 33	139
2010	458	127	5.005	460	< 33	364

¹ n = Anzahl der Proben, ² k. A. = keine Angaben

2.4 Infektionsprozess und Epidemiologie

Das Hauptreservoir des Primärinokulums von *F. graminearum* Schwabe [teleomorph *Gibberella zeae* (Schweinitz) Petch] und *F. culmorum* (W. G. Smith) Sacc. für die Infektion der Weizenpflanzen stellen Ernterückstände der Vorfrucht dar (Dill-Macky und Jones 2000, Markell und Francel 2003, Bateman et al. 2007), auf denen die phytopathogenen Pilze in ihrer saprophytischen Phase überdauern können (Bujold et al. 2001, Gilbert et al. 2008). Ausgehend von diesem Inokulum bilden *F. culmorum* und *F. graminearum* ungeschlechtliche Konidien (Abb. 3) aus, die hauptsächlich durch Regen verbreitet werden (Hörberg 2002, Paul et al. 2004). Durch Regenspritzer gelangen die Konidien

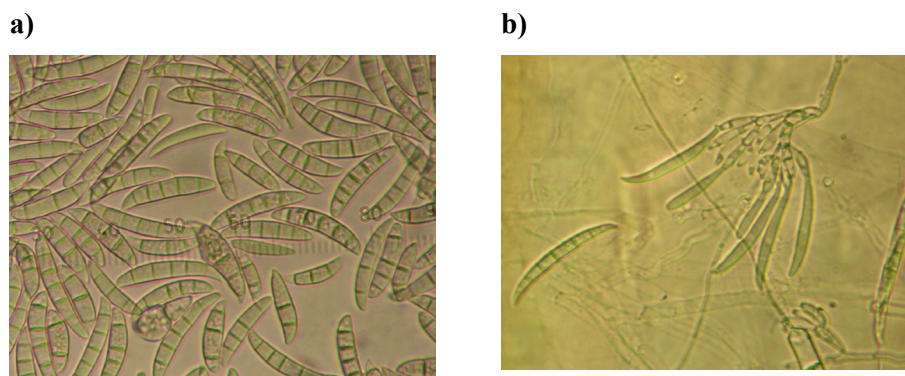


Abb. 3: Konidiosporen von a) *F. culmorum* und b) *F. graminearum*

von Blattetage zu Blattetage und können im Frühjahr zur Ausgangsinfektion führen. *F. culmorum* verbreitet sich rein asexuell, wohingegen von *F. graminearum* auch die Hauptfruchtform *Gibberella*

zeae bekannt ist, deren Askosporen überwiegend mit dem Wind (Fernando et al. 1997), aber auch über Regenspritzer transportiert werden (Paul et al. 2004). Konidio- und Askosporen keimen auf den Deckspelzen der Ährchen und auf den Antheren. Die Hyphen wachsen entlang des Exokarps zwischen Deck- und Hüllspelze und gelangen in das sich entwickelnde Korn. Anschließend werden die Schichten der Fruchtschale und nachfolgend das Endosperm zerstört (Jansen et al. 2005). Die Erreger breiten sich dann auf die Nachbarährchen aus, in dem sie die Ährenspindel durchdringen, sich in dieser basipetal ausdehnen und die darunter liegenden Ährchen besiedeln. Um sich inter- und intrazellulär auszubreiten, geben die Pilze zellwandzersetzende Enzyme wie Xylanasen, Cellulasen und Pektinasen in das Wirtsgewebe ab (Buchenauer und Kang 2002). Durch das Wachstum in der Spindel werden die Nährstoffzufuhr und der Wassertransport der darüberliegenden Ährchen beeinträchtigt und aufgrund der unzureichenden Kornfüllung bilden sich Kümmerkörner. Die infizierten Ährchen oder Ährenstufen bleichen aus, woraus sich der Name „Partielle Taubährigkeit“ ableitet (Snijders und Krechting 1992).

Die Askosporen von *F. graminearum* finden über einen langen Zeitraum durch Wind und Thermik ideale Verbreitungsbedingungen vor. Die konidiale Verbreitung von *F. culmorum* ist hingegen von Regenspritzern abhängig. Diese Art bildet neben Konidien und Mycel auch Chlamydosporen, mit denen sie insbesondere bei hohen Temperaturen und Trockenheit sowie geringem Bodenwasserpotential lange im Boden überdauern kann (Cook 1970, Cook 1980). Ausgehend von diesem bodenbürtigen Inokulum ist *F. culmorum* befähigt, die Wirtspflanzen auch vom Boden aus über die Wurzel und/oder die Halmbasis zu besiedeln (Kropf und Schlüter 2005, Schlüter et al. 2006). Dies führt zu Verbräunungen an den Nodien und den Internodien. Insbesondere bei trockener, warmer Witterung und einem geringen Bodenwasserpotential während der Jungpflanzenentwicklung kann es zu einer systemischen Ausbreitung bis in die Ähre der Wirtspflanze kommen. In Untersuchungen von Snijders (1990) konnte dagegen eine systemische Infektion bis in die Ähre nicht nachgewiesen werden.

2.5 Einflussfaktoren auf Ährenbefall und Mykotoxin-Akkumulation bei Weizen sowie Maßnahmen zur Befallskontrolle

2.5.1 Witterungsfaktoren

F. graminearum benötigt Mindesttemperaturen von 17°C für eine hohe Infektionsrate, während *F. culmorum* die Getreidepflanze bereits bei Temperaturen von 10-14°C infiziert. Beiden Arten ist gemeinsam, dass sie zur Infektion und zur Ausbreitung in der Pflanze hohe Luft- bzw. Blattfeuchten benötigen. Dabei ist weniger die Gesamtniederschlagsmenge als das zeitgenaue Regenereignis zum Zeitpunkt der Blüte ausschlaggebend. Begünstigend für eine Ähreninfektion durch Ascosporen oder Konidiosporen sind mindestens einen Tag Regen ≥ 4 mm oder mehrere Tage Niederschlag mit mind. 2 mm zum Zeitpunkt der Blüte (Entwicklungsstadien 61-63 nach BBCH-Code) und

Temperaturen $>17^{\circ}\text{C}$ (Obst et al. 2000). Die Blühphase ist zwar das anfälligste Stadium, dennoch ist eine Infektion der Ähre vor und nach der Blüte, vom Ährenschieben bis zur Teigreife ebenso möglich (Fernando et al. 2000, Koch et al. 2006, Xu et al. 2007). So haben Freilandexperimente von Mesterházy (2002) sowie die verheerende Epidemie in den USA im Jahre 2003 gezeigt, dass die Witterungsbedingungen nach der Blüte, insbesondere der Niederschlag, einen Einfluss auf das Wachstum und die Ausbreitung des Pilzes in der Ähre haben (Cowger und Sutton 2005). Nachfolgende Untersuchungen von Cowger et al. (2009) sowie von Xu et al. (2007) bestätigen diese Ergebnisse.

2.5.2 Topographische Faktoren

Großflächige Felder können Reliefstrukturen wie Kuppen und Senken aufweisen und Sölle einschließen. Aus der Heterogenität des Feldes ergeben sich variierende Bodeneigenschaften und daraus resultierende Feuchtigkeitsbedingungen, die nicht nur zu differenziertem Pflanzenwachstum sondern auch zu unterschiedlichem Pilzbesatz und unterschiedlichen Mykotoxin-Gehalten innerhalb eines Feldes führen können (Delin 2004, Bongiovanni et al. 2005, Delin 2005, Norng et al. 2005, Müller et al. 2007, Müller et al. 2009, Müller et al. 2011). So wurden in Untersuchungen von Müller et al. (2011) im Untersuchungsjahr 2007 signifikante Unterschiede im mittleren DON- und ZEA-Gehalt in Körnern von Weizenpflanzen aus Kuppen (DON: $6.112\ \mu\text{g}/\text{kg}$, ZEA: $134\ \mu\text{g}/\text{kg}$) und Senken (DON: $9.877\ \mu\text{g}/\text{kg}$, ZEA: $416\ \mu\text{g}/\text{kg}$) eines Feldes nachgewiesen.

2.5.3 Agrotechnische Maßnahmen

Einen potentiellen Risikofaktor stellen enge Fruchtfolgen mit einem hohen Getreide- und Maisanteil dar, da sich hier Pflanzen abwechseln, die bevorzugt von *Fusarium* spp. befallen werden (Dill-Macky und Jones 2000, Bateman et al. 2007). Ein besonders hohes Risiko geht von Mais aus, hierbei insbesondere vom Körnermais, da dieser im Vergleich zu Silomais später geerntet wird und somit länger als Wirt von *Fusarium* spp. dient. Nach der Ernte fungieren die Reste der befallenen Wirtspflanzen als Inokulumquelle für Folgefrüchte (Maiorano et al. 2008). Durch Pflugeinsatz werden die Rückstände zerkleinert und gelangen in tiefere Bodenschichten. Dort werden die Pflanzenreste durch Mikroorganismen abgebaut und dem Pilz die Nahrungsgrundlage entzogen (Bartels und Rodemann 2003, Yuen und Schoneweis 2007) und somit der Infektionsdruck für die Folgefrucht verringert. Bei nichtwendender oder konservierender Bodenbearbeitung bleiben die Ernterückstände auf der Bodenoberfläche und somit kann bereits mit dem ersten Anbaujahr ein hoher Infektionsdruck vorhanden sein (Dill-Macky und Jones 2000, Pereyra et al. 2004, Fernandez et al. 2007).

Verschiedene Weizensorten besitzen eine unterschiedliche Anfälligkeit gegenüber Ährenfusariosen. Resistenzzüchtung basiert auf morphologischen (passive Resistenz) und physiologischen (aktive Resistenz) Resistenzfaktoren (Fauzi und Paulitz 1994, Mesterházy 1995, Mesterházy 2002, Ellner und Schuster 2006). Die Wahl der Sorte sollte entsprechend des Standortes und der Anbaubedingungen

erfolgen. Gerade auf *Fusarium* spp. gefährdeten Flächen (z. B. enge Getreidefruchtfolgen, Vorfrucht Mais, keine Pflugbearbeitung) ist der Anbau gering anfälliger Sorten zu empfehlen (Bartels und Rodemann 2003). Eine vollständige Resistenz bei Winterweizensorten wurde bisher aber nicht gefunden (Engle et al. 2003, Brunotte 2007). Somit können bei hohem Infektionsdruck auch gering anfällige Sorten hohe DON-Gehalte aufweisen (Lehoczki-Krsjak et al. 2010).

Die Widerstandskraft von Weizenpflanzen gegen Pilzbefall ist vom Ernährungszustand abhängig. Einerseits können hohe Stickstoffgaben das Pflanzenwachstum fördern, andererseits führen sie aber auch zu weichem Gewebe, wodurch die Standfestigkeit verringert und die Krankheitsanfälligkeit erhöht werden kann. Die Auswirkungen der Stickstoffdüngung werden unterschiedlich bewertet. Sowohl überhöhte (Heier et al. 2005, van der Burgt und Timmermans 2009) als auch zu niedrige Stickstoff-Versorgung (Yang et al. 2010) können eine *Fusarium*-Infektion begünstigen. Oldenburg et al. (2007) und Yoshida et al. (2008) konnten keinen Einfluss von Stickstoffgaben auf Ährenfusariosen und Toxinbildung nachweisen.

Eine direkte Behandlung von Weizenähren zur Bekämpfung von *Fusarium* spp. kann über den Einsatz von Fungiziden erfolgen. Die meisten der zugelassenen Fungizide basieren auf Triazol-Verbindungen, deren Wirkung auf die Hemmung der Sterol-Biosynthese (Mycelwachstum) zurückzuführen ist (Paul et al. 2008, Paul et al. 2010). Unter Praxisbedingungen können so DON-Gehalte um >50% reduziert werden (Brunotte 2007, Ellner 2006). Dabei hängt die Wirksamkeit vom Anwendungszeitpunkt ab und ist um so größer, je näher die Applikation zum Zeitpunkt der *Fusarium*-Infektion erfolgt (Edwards und Godley 2010). Die Anwendung von Strobilurin-haltigen Wirkstoffen wird kontrovers diskutiert, da es durch den sogenannten „Greening-Effekt“ zu einer Verlängerung der Blühdauer bzw. zu einer Verlängerung der natürlichen Seneszenz kommt und somit u. U. die Toxin-Akkumulation erhöht werden kann (Simpson et al. 2001, Ellner 2004, Blandino et al. 2006). Fungizide mit geringer Wirkung gegenüber *Fusarium* spp., aber wachstumshemmendem Effekt auf andere Saprophyten, können die Besiedlung von Pflanzen mit *Fusarium* spp. und daraus resultierender Mykotoxin-Produktion forcieren, da konkurrierende Antagonisten fehlen (Müllenborn et al. 2008).

2.6 Alternative Methoden

Alternative Methoden, die auf der Anwendung biologischer Pflanzenschutzmittel beruhen, stellen ein weiteres Instrument zur Befallskontrolle von *Fusarium* spp. dar. Zahlreiche Untersuchungen beschreiben die mögliche biologische Kontrolle von *Fusarium* spp. mit Antagonisten (Küçük und Kıvanç 2008, Inch und Gilbert 2011). Bujold et al. (2001) und Inch und Gilbert (2007) testeten die Wirkung mykoparasitischer Pilze auf die Inokulumproduktion von *F. graminearum*. Durch die Applikation von *Microsphaeropsis* sp. bzw. *Trichoderma harzianum* im Herbst wurde die Anzahl der Perithezien auf Ernterückständen von Weizen und Mais reduziert. Ähnliche Ergebnisse wurden mit dem Pilz *Clonostachys rosea* erzielt, der die Sporulation von *F. culmorum* und *F. graminearum* auf Weizenstroh sowie von *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. proliferatum* und *F. verticillioides* auf

Maisstoppeln unterdrückte (Luongo et al. 2005). Durch die frühe Anwendung im Herbst werden diese antagonistischen Pilze allerdings über einen langen Zeitraum durch Umweltbedingungen beeinflusst und können dadurch in ihrem antagonistischen Potential begrenzt sein. Bakterien aus der Gattung *Bacillus*, *Streptomyces* und *Lysobacter* sind in der Lage, durch die Produktion lytischer Enzyme pathogene Pilze auf Ernterückständen schnell zu zersetzen (Yuen und Schoneweis 2007).

Eine weitere Möglichkeit stellen Mykorrhizapilze dar, die die Empfindlichkeit von Pflanzen gegenüber Schaderregern reduzieren können (Xavier und Boyetchko 2002, Veresoglou und Rillig 2011).

2.7 Mykorrhiza

Die meisten der höheren Pflanzen bilden unter natürlichen Bedingungen eine intensive Lebensgemeinschaft mit verschiedenen Wurzelpilzen. Diese als Mykorrhiza bezeichneten Wurzelpilz-Symbiosen variieren in Abhängigkeit von klimatischen Bedingungen, Pflanzenart und Bodenfaktoren in ihrer Struktur und Funktionalität. Es gibt zwei Typen von Mykorrhiza: die Ekto- und Endomykorrhiza. Bei der Ektomykorrhiza formt der Pilz einen Mantel um die Wurzelspitzen und dringt mit seinen Hyphen in das Rindengewebe der Wurzeln (Hartig-Netz), aber nicht in die Zellen ein (hauptsächlich an Waldbäumen). Dagegen breiten sich die Hyphen der Endomykorrhiza in und zwischen den Rindenzellen aus.

2.7.1 Arbuskuläre Mykorrhiza

Die zur Endomykorrhiza gehörende arbuskuläre Mykorrhiza (AM) ist die häufigste Form der Mykorrhiza. Sie kommt bei fast allen Landpflanzen (ca. 75-90%) vor (Smith und Read 1997, Fitter et al. 2000, Brundrett 2002, Treseder und Cross 2006) und auch unter den landwirtschaftlichen Nutzpflanzen finden sich zahlreiche Wirte, z. B. Weizen, Mais oder Sojabohne (Singh et al. 2012). Nur in wenigen Pflanzenfamilien, z. B. *Cyperaceae*, *Chenopodiaceae*, *Crucifereae* oder *Brassicaceae* ist keine oder nur eine schwache Bildung der Mykorrhiza vorhanden. Arbuskuläre Mykorrhizapilze (AMP) sind ubiquitär verbreitet und stellen mit 5 – 36% der gesamten Biomasse und 9 – 55% der mikrobiellen Biomasse im Boden (Olsson et al. 1999) eine wichtige Komponente in landwirtschaftlichen und natürlichen Böden dar. Die AM bestimmt die Diversität von Ökosystemen und beeinflusst die Funktionalität und Struktur von Pflanzengesellschaften und mikrobieller Gemeinschaften eines Standortes (Bever et al. 2001, Chaudhry et al. 2005, Marschner und Timonen 2005, Toljander et al. 2007).

Die AM ist eine phylogenetisch sehr alte Symbiose. Der Fund von ähnlichen AM-Pilzstrukturen aus dem Ordovizium weist darauf hin, dass AMP bereits vor ca. 460 Millionen Jahren existiert haben könnten. Molekularbiologische Untersuchungen der 18S rDNA sprechen dafür, dass die AM einen maßgeblichen Anteil bei der Eroberung terrestrischer Ökosysteme durch die Gefäßpflanzen hatte

(Simon et al. 1993, Taylor et al. 1995, Redecker et al. 2000a, b, Redecker 2002, Bonfante und Genre 2008). Systematisch werden die AMP aufgrund neuerer molekularbiologischer Erkenntnisse zum Stamm der *Glomeromycota* gezählt und weiter in die Ordnungen *Glomerales*, *Diversisporales*, *Archaeosporales* und *Paraglomerales* eingeteilt (Schüßler et al. 2001). Innerhalb des Stammes der *Glomeromycota* werden z. B. die Gattungen *Glomus* mit den Gruppen A, B und C, *Gigaspora*, *Scutellospora*, *Acaulospora*, *Paraglomus* und *Diversispora* beschrieben (Redecker und Raab 2006).

Die AM besteht im Wesentlichen aus drei Komponenten, dem intra- (IRH) und extraradikalen Hyphensystem (ERH) sowie der Pflanzenwurzel (Abb. 4). In der Wurzel breitet sich das IRH der Pilze in und zwischen den Zellen aus, die Ausbreitung ist dabei auf die Wurzelrinde beschränkt. Die als Folge der Besiedlung im Zellumen gebildeten Arbuskeln dienen zum Nährstoff- und Kohlenstoffaustausch zwischen Pilz und Pflanze. Inter- und intrazellulär bilden die Pilze außerdem die zur Speicherung von Lipiden dienenden Vesikel. Diese wurzelinternen Strukturen stehen in Verbindung mit dem ERH, das auch als Bodenmycel bezeichnet wird. Damit kann sich der Pilz im Boden ausbreiten und neue Wurzeln besiedeln sowie Nährstoffe aufnehmen und Sporen zur räumlichen Verbreitung bilden (Toljander 2006). Es wird vermutet, dass die Etablierung der Symbiose zwischen AMP und der Wirtspflanze u. a. durch das Pflanzenhormon Strigolaktone stimuliert wird (Akiyama und Hayashi 2006, Besserer et al. 2006, Steinkellner et al. 2007, Gomez-Roldan 2008).

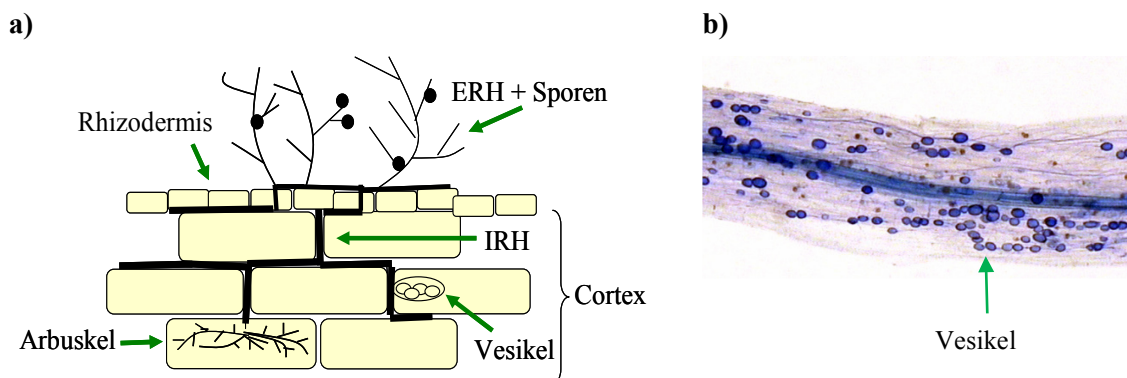


Abb. 4: Mykorrhiza-Strukturen

a) Schematische Darstellung von Mykorrhiza-Strukturen (ERH bzw. IRH = extra- bzw. intraradikales Hyphensystem)

b) Blau gefärbter Wurzelabschnitt - Vesikel arbuskulärer Mykorrhizapilze (Quelle: M. Tauschke, ZALF e.V. Müncheberg)

2.7.2 Nutzen für die Symbiosepartner

In einer Symbiose steht der beidseitige Nutzen der Organismen im Vordergrund. Als obligat biotrophe Wurzelsymbionten sind AMP für ihr Wachstum und ihre Entwicklung auf die autotrophen Wirtspflanzen angewiesen, die die Pilze wiederum mit Assimilaten versorgen (Pfeffer et al. 1999). Bis

zu 20% des Pflanzen-fixierten Kohlenstoffs geht dabei an den Pilz (Parniske 2008). Im Gegenzug ermöglicht die Mykorrhiza den Pflanzen eine höchst effektive Nährstoff- (v. a. Phosphor und Stickstoff) und Wasseraufnahme aus dem Boden (Jia et al. 2004, Bücking und Shachar-Hill 2005, Fusconi et al. 2005, Parniske 2008, Richardson et al. 2009). Die AMP erschließen durch ihr ERH Bodenkompimente, die für die Pflanze über ihre Wurzelhaare und Feinwurzeln nicht erreichbar sind und erweitern so das räumliche Wasser- und Nährstoffaufnahmevermögen des pflanzlichen Symbiosepartners (Goltapeh et al. 2008). Über das ERH werden schwerlösliche Ionen, z. B. Orthophosphate (PO_4^{3-}) sowie immobile Mikronährstoffe wie z. B. Zink, Magnesium und Mangan zur Pflanze transportiert. Neben ihrer wichtigen Funktion bei der Ernährung kommt den AMP auch eine große Bedeutung für die Pflanzengesundheit zu, denn sie schützen die Pflanze vor abiotischen und biotischen Stressfaktoren. Sie verbessern z. B. die Resistenz bzw. Toleranz verschiedenster Pflanzen gegenüber Bodenversalzung (Feng et al. 2002, Giri et al. 2003) und Trockenheit (Nikolaou et al. 2003), ein entscheidender Vorteil für das Wachstum von Pflanzen in ariden und semiariden Gebieten. Weitere positive Einflüsse sind der Schutz der Pflanzen vor Bodenerosion (Vaidya et al. 2007) und Schwermetallen (Khan et al. 2000, Liao et al. 2003, Korade und Fulekar 2009). AMP geben über ihre Hyphen das Glykoprotein Glomalin bzw. sog. „*glomalin-related soil proteins*“ (GRSP; Rillig 2004) in den Boden ab (Driver et al. 2005). Das Glomalin hält wie Klebstoff kleinere Bodenpartikel zusammen und fördert dadurch die Stabilität von Bodenaggregaten (Aumtong et al. 2010). Glomaline spielen außerdem bei der Absorption und Sequestrierung sowie daraus resultierender Reduktion der Bioverfügbarkeit von Schwermetallen bzw. potentiell toxischen Stoffen eine große Rolle (González-Chávez 2004, Cornejo et al. 2008, Vodnik et al. 2008). Auch die Mykorrhiza als strukturelle Einheit mindert den toxischen Einfluss auf die Pflanze, indem sie als Puffer fungiert, der die Ionen in Komplexen bindet und deponiert. Auf diese Weise wird der pflanzliche Partner durch die Filterwirkung der AMP geschützt (Hildebrandt et al. 2007).

Weitere Bedeutung erhalten die AMP durch ihre Fähigkeit, die Resistenz bzw. Toleranz ihrer Wirtspflanzen gegenüber bodenbürtigen pilzlichen Phytopathogenen und Nematoden zu erhöhen. Als Beispiele für pilzliche Schaderreger werden in diesem Zusammenhang die Gattungen *Cylindrocladium*, *Fusarium*, *Macrophomina*, *Phytophthora*, *Pythium*, *Rhizoctonia*, *Sclerotinium*, *Verticillium* und *Thielaviopsis* genannt (Cordier et al. 1998, Salami 2002, Harrier und Watson 2004, Aysan und Demir 2009). Innerhalb der Gattung *Fusarium* wurde dieser hemmende Effekt v. a. auf die Arten *F. solani* und *F. oxysporum* beschrieben, die die *Fusarium*-Welke an garten- und ackerbaulichen Kulturen verursachen (Dugassa et al. 1996, Al-Askar und Rashad 2010).

Worin die Ursachen für die erhöhte Resistenz von mykorrhizierten Pflanzen gegenüber bodenbürtigen Schaderregern liegen und welche Mechanismen hier wirken, ist bisher nur teilweise geklärt (Pozo et al. 2009). Verschiedene Wirkungsmechanismen werden vermutet, u. a. verbesserte

Nährstoffversorgung und höhere Wurzelbiomasse, Veränderungen in der Morphologie der Wurzel und Modifikation antagonistischer mikrobieller Populationen in der Mykorrhizosphäre (Cordier et al. 1998). Um eine exzessive Kolonisierung der Pflanze durch die AMP zu verhindern und das Gleichgewicht zwischen beiden Partnern aufrecht zu erhalten, sind Regulationsmechanismen erforderlich. Als ein möglicher Mechanismus wird in diesem Zusammenhang die sog. „Autoregulation der Mykorrhizierung“ genannt, durch die möglicherweise auch die Besiedlung pathogener Pilze unterdrückt wird (Vierheilig et al. 2008). Des Weiteren wird die Aktivierung pflanzlicher abwehrrelevanter Mechanismen vermutet (García-Garrido und Ocampo 2002, Pozo et al. 2002, Khan et al. 2010), z. B. Aktivierung der Jasmonat- und Salicylatbiosynthese (Blilou et al. 2000a, b, Hause et al. 2002), Akkumulation reaktiver Sauerstoffspezies (Fester und Hause 2005) und Induktion von abwehrbezogenen Genen (Gianinazzi-Pearson et al. 1996, Gao et al. 2004).

Viele der durch die AMP hervorgerufenen Auswirkungen auf die Pflanze resultieren in einem verbesserten Wachstum der Pflanzen und außerdem führt die bessere Nährstoffversorgung und die erhöhte Toleranz gegenüber Schaderregern zusätzlich zu einem höheren Ertrag sowie zu einer höheren Photosyntheserate (Jia et al. 2004).

2.7.3 Einflussfaktoren auf die arbuskuläre Mykorrhiza

Sowohl die einzelnen AM-Strukturen als auch die Etablierung der Symbiose und somit die Pflanzenantwort werden von verschiedenen Faktoren beeinflusst. Tabelle 3 gibt einen Überblick über die einzelnen Faktoren, die nach Feddermann et al. (2010) drei Ebenen zugeordnet werden können und die Komplexität der AM-Symbiose verdeutlichen. Nachfolgend werden einige Faktoren näher erläutert.

Tab. 3: Einflussfaktoren auf die arbuskuläre Mykorrhiza (nach Feddermann et al. 2010)

Pilz-Pflanzengesellschaft	Organismus	Zelluläre/Molekulare Ebene
<i>Abiotische Faktoren</i> - Bodeneigenschaften - Klima - Lichtverhältnisse - Anthropogene Effekte	<i>Faktoren seitens der Pflanze</i> - Reaktion auf und Abhängigkeit von der AM in Bezug auf P-Versorgung - Vermögen, C zu fixieren	- Kompatibilität - Signal- und Genexprimierung - Besiedlungsvermögen und Morphologie - Nährstoffstatus, z. B. Transport und Aufnahme von P
<i>Biotische Faktoren</i> - Struktur und Konkurrenz innerhalb der Pflanzengesellschaft - Diversität der AMP - Interaktionen mit Pathogenen/Parasiten	<i>Faktoren seitens der AMP</i> - Vermögen, Nährstoffe zu mobilisieren - Vermögen des IRH, Nährstoffe zu transportieren - Verhältnis von IRH/ERH	

2.7.3.1 Witterungsfaktoren

Hawkes et al. (2008) untersuchten den Einfluss der Bodentemperatur (14°C, 20°C, 26°C) auf die Struktur und die Allokation des Hyphensystems einer aus unterschiedlichen Arten bestehenden AMP-Gemeinschaft an Spitzwegerich (*Plantago lanceolata*). Beide Parameter wurden durch die Temperatur signifikant verändert, wobei die Anzahl der Vesikel in den kälteren Böden zunahm und das ERH sich in den wärmeren Böden stärker ausbreitete. In einem Gefäßversuch wurde Spitzwegerich mit *G. mosseae*, *G. hoi* oder *Acaulospora* sp. inokuliert und das Wachstum des ERH bei 12°C und 20°C gemessen. Die höheren Temperaturen steigerten das Wachstum des ERH bei den *Glomus*-Varianten signifikant und es konnte ein direkter Zusammenhang zwischen Temperatur und ERM-Wachstum, unabhängig von der Entwicklung der Wirtspflanze ermittelt werden (Heinemeyer und Fitter 2004). Die Untersuchungen von Staddon et al. (2004) und Bunn et al. (2009) bestätigen die begünstigende Wirkung hoher Temperaturen auf das Wachstum des ERH.

Zhu et al. (2010) überprüften die Mykorrhizierungsrate (*G. etunicatum*) von Maispflanzen und die Wurzeltrockenmasse bei einer Bodentemperatur von 5°C, 15°C und 25°C. Die Mykorrhizierungsrate war bei den höheren Temperaturen größer als bei 5°C, eine höhere Wurzeltrockenmasse wurde aber im Vergleich zu den nicht-mykorrhizierten Pflanzen bei allen Temperaturen gemessen. Auch bei Sorghum-Pflanzen (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) war die Mykorrhizierungsrate (*G. intraradices*) bei 23°C höher als bei 10°C und 15°C, das Pflanzenwachstum (gemessen als Sprosstrockenmasse) war dennoch durch die Mykorrhizierung (gegenüber nicht-mykorrhizierten Pflanzen) unabhängig von der Temperatur erhöht (Liu et al. 2004).

Ruiz-Lozano et al. (1995) testeten die Toleranz mykorrhizierter Salatpflanzen (*Lactuca sativa* L. cv. Romana) gegenüber Trockenstress. Dazu wurden die Pflanzen mit sieben verschiedenen *Glomus*-Arten (je eine Art) inokuliert und die Sprosstrockenmasse bestimmt. Sie konnten für alle Arten eine unterschiedliche Wirkung ermitteln, wobei die Art *G. deserticola* den Trockenstress im Vergleich zu normal – bewässerten Pflanzen am stärksten ausgleichen konnte. Im Gegensatz dazu wurde durch die Mykorrhizierung mit *G. occultum* der Trockenstress kaum kompensiert, die Sprosstrockenmasse war um ca. 70% geringer als bei den Vergleichsvarianten. Außerdem begünstigte *G. deserticola* die Transpirationsrate und den P- und N-Gehalt in den Pflanzen mehr als *G. occultum*.

Die Fähigkeit von *G. mosseae* und *G. fasciculatum*, Trockenstress auszugleichen, wurde auch von Al-Karaki et al. (2006) überprüft, indem sie die Entwicklung von Zwiebeln unter normaler Bewässerung und bei Trockenstress beobachteten. In beiden Bewässerungsstufen waren die Wurzeln mykorrhiziert, aber der Trockenstress führte zu einem geringeren Mykorrhizierungsgrad. Trotzdem konnte die Mykorrhiza die Ertragsverluste, die durch die Trockenheit verursacht wurden, ausgleichen und zusätzlich konnte in dieser Studie eine Sortenabhängigkeit festgestellt werden.

2.7.3.2 Agrotechnische Maßnahmen

Das Inokulumpotential der AM im Boden ist von aktiven Reproduktionsformen wie z. B. Sporen, Fragmente mykorrhizierter Wurzeln oder aktiver extraradikaler Hyphen abhängig. In der Literatur ist vielfach beschrieben, dass in intensiv bewirtschafteten landwirtschaftlichen Nutzflächen die AM stark beeinträchtigt wird (Oehl et al. 2003, Gosling et al. 2006, Verbruggen et al. 2010). Durch die konventionelle Bodenbearbeitung in intensiv genutzten Flächen wird das ERH arbuskulärer Mykorrhizapilze zerstört und als Folge dessen nimmt die Dichte aktiver Hyphen ab (Menéndez et al. 2001). In diesem Zusammenhang konnten Cornejo et al. (2009) nachweisen, dass die nicht-wendende Bodenbearbeitung im Vergleich zum Pflugeinsatz zu einer höheren Mykorrhizierung von Haferwurzeln und zu einer höheren Dichte an extraradikalen Hyphen führte. Aus Bodenproben mit konservierender Bodenbearbeitung konnten ebenfalls mehr Mykorrhizasporien und extraradikale Hyphenmasse isoliert werden als von konventionell bearbeiteten Flächen (Borie et al. 2006).

Monokulturen und eingeschränkte Fruchtfolgen reduzieren die Artenanzahl von AMP (Gosling et al. 2006). Um die Vielfalt zu erhöhen, spielt der Anteil mykotropher Nutzpflanzen in der Fruchtfolge eine entscheidende Rolle. Plenchette et al. (1983) untersuchten die Mykorrhizierungsrate verschiedener Pflanzenarten und konnten z. B. eine höhere Mykorrhizierungsrate bei Erbse und Ackerbohne im Vergleich zu Mais und Weizen feststellen. Leguminosen stellen somit ein höheres Inokulumpotential für Folgefrüchte bereit als Gramineen.

Auch Fungizide können die AM beeinflussen (Hernández-Dorrego und Parés 2010). Kjølner und Rosendahl (2000) prüften die Auswirkungen zweier Fungizide (Fenpropimorph und Propiconazol) auf die Aktivität des ERH und des IRH. Fenpropimorph hemmte beide Hyphenarten und Propiconazol nur das ERH. Zudem ist der Einfluss von Fungiziden auf AMP vom Entwicklungsstadium der Wirtspflanze, von der Menge und der Art sowie von der Persistenz der chemischen Verbindungen im Boden abhängig (Johnson und Pflieger 1992).

Die Ausbildung einer funktionsfähigen AM steht im engen Zusammenhang mit der Nährstoffverfügbarkeit, insbesondere dem P- und N-Status im Boden (Gosling et al. 2006, Collins und Foster 2009). Durch hohe Konzentrationen an leichtlöslichen Nährstoffen in der Bodenlösung sinkt die Abhängigkeit der Pflanzen gegenüber ihren pilzlichen Symbiosepartnern. Die Düngung hat somit einen wesentlichen Einfluss auf die AM. Kahiluoto et al. (2001) zeigten in diesem Zusammenhang, dass mit steigendem P-Düngemittel-Einsatz die AMP-Sporendichte abnahm. In einem Gefäßversuch wurde eine höhere Dichte extraradikaler Hyphen in Böden mit 10 mg P/kg Boden im Vergleich zu 40 mg P/kg Boden nachgewiesen (Liu et al. 2000). Eine Artenverschiebung arbuskulärer Mykorrhizapilze sowie eine sinkende Sporenanzahl wurden von Egerton-Warburton und Allen (2000) auf die Zunahme von N im Boden zurückgeführt.

2.7.4 Einsatzmöglichkeiten arbuskulärer Mykorrhizapilze

Arbuskuläre Mykorrhizapilze können aufgrund ihrer Eigenschaften zur Rekultivierung von stark erodierten oder Schwermetall belasteten Böden eingesetzt werden. Durch den Schutz von Pflanzen vor Trockenheit und Salzstress ist eine zunehmende Bedeutung der AMP im Zusammenhang mit den Veränderungen durch den Klimawandel (höhere Temperaturen, stärkere Trockenheit) zu erwarten. Des Weiteren finden sie wegen ihrer positiven Wirkungen auf Stressresistenz und Kontrolle von Pathogenen zunehmend Betrachtung als umweltschonende Alternative und Ergänzung zu Pestiziden und künstlichen Düngemitteln im Gartenbau und in der Landwirtschaft, was besonders für die nachhaltige Landwirtschaft von Bedeutung ist. Um den gezielten Einsatz der AMP zum Schutz vor Pathogenen in der Landwirtschaft zu ermöglichen, ist es nach wie vor notwendig, die Effektivität dieser Pilze zu überprüfen. Dazu sind v. a. Freilandversuche erforderlich, die die unter Praxisbedingungen vorkommenden Einflussfaktoren einschließen.

3 Material und Methoden

3.1 Materialien

3.1.1 Chemikalienverzeichnis

Chemikalie	Hersteller
Acetonitril, ROTISOLV® HPLC Gradient Grade, min. 99%	Roth, Karlsruhe Deutschland
Alpha-Amylase, EC 3.2.1.1	Sigma, St. Louis, USA
Aktivkohle p.a.	Roth, Karlsruhe Deutschland
Aluminiumoxid, Typ WN-3 neutral	Sigma-Aldrich, Steinheim Deutschland
Aureomycin (Chlortetracyclinhydrochlorid)	AppliChem, Darmstadt Deutschland
Chloramphenicol	Roth, Karlsruhe Deutschland
Chloroform, ≥ 99%	Roth, Karlsruhe Deutschland
Dicloran (2,6-Dichlor-4-nitroanilin)	Aldrich, Steinheim Deutschland
Ethanol, ≥99,8 %	Roth, Karlsruhe Deutschland
Iprodion (Handelsname ROVRAL®)	BASF Deutschland
Isopropanol, ≥ 99,5%	Roth, Karlsruhe Deutschland
Kationenaustauscher AG50W-X8 200-400 mesh	Bio-Rad, Hercules, USA
Kinetin, 99%	AlfaAesar, Karlsruhe Deutschland
Laktoglycerol (Milchsäure/Glycerin/Wasser, 1:1:1, v/v)	Roth, Karlsruhe Deutschland
Methanol, ROTISOLV® HPLC Gradient Grade, min. 99%	Roth, Karlsruhe Deutschland
Methylblau (0,05% gelöst in Laktoglycerol)	VWR, Leuven Belgien
Mykotoxinstandards	Biopure, Tulln Österreich
Natriumpyrophosphat	Sigma, St. Louis USA
Penicillin	Serva, Feinbiochemica Heidelberg, New York
Proteinase K, EC 3.4.21.14	Merck, Darmstadt Deutschland
Silicagel 60, Partikelgröße 0,063-0,2 mm	Merck, Darmstadt Deutschland
Streptomycin	Sigma, St. Louis USA

3.1.2 Nährmedien

Alle hier aufgeführten Nährmedien wurden bei 121 °C und 1 bar für 15 Minuten autoklaviert und anschließend in Petrischalen bzw. Erlenmeyerkolben ausgegossen.

Synthetischer nährstoffarmer Agar (SNA, nach Nirenberg 1976)

KH ₂ PO ₄	1,0 g
KNO ₃	1,0 g
MgSO ₄ x 7 H ₂ O	0,5 g
KCl	0,5 g
Glucose	0,2 g
Saccharose	0,2 g
Agar-Agar (Merck)	20 g
Aqua dest.	1000 ml

0,5%iger Wasser-Agar (Diamond und Cooke 1999)

Agar-Agar (Merck)	5 g
Aqua dest.	1000 ml
Kinetin	0,01 g

Nach dem Autoklavieren wurde der Agar auf ca. 55°C im Wasserbad abgekühlt und mit Kinetin versetzt.

Potato-Dextrose-Agar (PDA; Kreisel und Schauer 1987)

Potato-Dextrose-Agar (Merck)	37 g
Aqua dest.	1000 ml

Flüssiger SABOURAUD-1%-Glucose-1%-Maltose-Agar (Sabo-Flüssigmedium; Kreisel und Schauer 1987)

Pepton aus Casein	5,0 g
Pepton aus Fleisch	5,0 g
α-D-Glucose	10,0 g
Maltose	10,0 g
Aqua dest.	1000 ml

Czapek-Dox-Iprodion-Dicloran-Agar (CZID, modifiziert nach Abildgren et al. 1987)

Czapek-Dox-Agar (Fluka)	35 g
CuSO ₄ x 5 H ₂ O	0,005 g
ZnSO ₄ x 7 H ₂ O	0,01 g
Agar-Agar (Merck)	10 g
Aqua dest.	1000 ml
Dicloran (0,2% in Ethanol)	1 ml
Iprodion-Lösung	10 ml
Chloramphenicol	0,05 g
Penicillin	0,05 g
Aureomycin	0,05 g
Streptomycin	0,05 g

Nach Abkühlen des Agars auf ca. 55°C wurden die Fungizide Iprodion und Dicloran hinzugefügt. Zur Herstellung der Iprodion-Lösung wurden 0,3 g ROVRAL® in 50 ml sterilem ca. 40 °C warmen Wasser gelöst. Die Antibiotika wurden in 10 ml sterilem ca. 40 °C warmen Wasser gelöst und ebenfalls dem Agar zugegeben.

Inkubationsbedingungen für die Anzucht der Pilze

Zur Anzucht der Pilze wurden die Petrischalen entweder im Brutschrank bei 25 °C und Dauerdunkel und/oder in einem Lichtschrank bei Raumtemperatur und unter künstlichem Tages- und UV-Licht (Emission ca. 310 – 360 nm) mit einem Hell-Dunkel-Wechsel von 12/12 h inkubiert. Die Inkubationsdauer war vom Versuch abhängig und wird extra angegeben. Im nachfolgenden Text werden für die Beschreibung der Inkubationsbedingungen nur die Begriffe „Brutschrank“ und „Lichtschrank“ verwendet.

3.1.3 Eingesetzte Mikroorganismen

3.1.3.1 *Fusarium*-Isolate

In früheren Freilandversuchen des ZALF wurden aus Weizenpflanzen verschiedene *Fusarium*-Arten isoliert und in der Stammsammlung des Instituts für Landschaftsstoffdynamik in Erdkultur eingelagert. Aus dieser Sammlung wurden 8 *F. culmorum* (Fc)- und 5 *F. graminearum* (Fg)-Isolate ausgewählt und in den Versuchen der vorliegenden Arbeit eingesetzt. Ihre Bezeichnung und ihre Herkunft sind in Tabelle 4 dargestellt.

3.1.3.2 Mykorrhizapilze

Die als Inokulum verwendeten Mykorrhizapilze stammten ebenfalls aus dem Institut für Landschaftsstoffdynamik des ZALF und lagen als Gemisch aus Quarzsand, Mykorrhizapilzsporen,

Hyphen und mykorrhizierten Wurzeln vor (Tab. 5). Alle sieben Isolate wurden als Mykorrhiza-Mischpräparat eingesetzt.

Tab. 4: Herkunft der eingesetzten *Fusarium*-Isolate

Lfd. Nr.	Abkürzung	Isolate	Herkunft		
			Ort ¹	Jahr	Pflanzenteil
1	Fc1	<i>F. culmorum</i> 1	HVL	2006	Blatt
2	Fc13	<i>F. culmorum</i> 13	MOL	2001	Ähre
3	Fc32	<i>F. culmorum</i> 32	UM	2001	Wurzel
4	Fc51	<i>F. culmorum</i> 51	UM	2001	Wurzel
5	Fc53	<i>F. culmorum</i> 53	UM	2001	Wurzel
6	Fc64	<i>F. culmorum</i> 64	UM	2001	Wurzel
7	Fc65	<i>F. culmorum</i> 65	UM	2001	Wurzel
8	Fc67	<i>F. culmorum</i> 67	UM	2001	Wurzel
9	Fg18	<i>F. graminearum</i> 18	UM	2006	Ähre
10	Fg20	<i>F. graminearum</i> 20	MOL	2006	Wurzel
11	Fg21	<i>F. graminearum</i> 21	MOL	2006	Ähre
12	Fg23	<i>F. graminearum</i> 23	MOL	2006	Ähre
13	Fg24	<i>F. graminearum</i> 24	MOL	2006	Ähre

¹ Landkreise im Land Brandenburg: HVL = Havelland, UM = Uckermark, MOL = Märkisch Oderland

Tab. 5: Herkunft der eingesetzten Mykorrhizapilze

Lfd. Nr.	Isolate	Herkunft	
		Quelle	Jahr
1	<i>Glomus (G.) intraradices</i>	Müncheberg (Mü)	1990
2	<i>G. mosseae</i>	Mü	1990
3	<i>G. geosporum</i> ¹	GB	1982
4	<i>G. claroideum</i> ¹	CSSR	1985
5	<i>G. caledonium</i> ¹	GB	unbekannt
6	<i>G. fasciculatum</i>	Mü	1990
7	<i>G. etunicatum</i>	Mü	unbekannt

¹ Stämme wurden von der „International Bank for the Glomeromycota“ bezogen

3.2 Methoden

Nach folgendem Schema wurden die Untersuchungen durchgeführt:



3.2.1 Bestimmung der Aggressivität von *Fusarium*-Isolaten *in vitro*

3.2.1.1 Mykotoxinbildungsvermögen der Isolate

Als ein Merkmal der Aggressivität wurde das Mykotoxinbildungsvermögen (DON und ZEA) von *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten *in vitro* bestimmt. Zu diesem Zweck wurden die Pilze auf SNA angeimpft, wuchsen zwei Tage im Brutschrank und wurden dann bis zum zehnten Tag im Lichtschrank inkubiert. Parallel dazu wurden 100 ml-Erlenmeyerkolben mit 5 g handelsüblichem Langkorn-Reis und 8 ml destilliertem Wasser befüllt, mit Alufolie abgedeckt und an drei aufeinanderfolgenden Tagen je 30 Minuten schonend im Dampftopf sterilisiert. Danach wurden die Reiskörner mit je drei *Fusarium*-bewachsenen Agarstückchen (\varnothing 5 mm), die mit einem sterilem Glasröhrchen ausgestanzt wurden, inokuliert. Die Inkubation erfolgte für drei Wochen im Brutschrank und die Kölbchen wurden regelmäßig per Hand geschüttelt, um ein Verklumpen der mycelbewachsenen Reiskörner zu verhindern. Pro *Fusarium*-Isolat wurden fünf Kölbchen beimpft. Nach drei Wochen wurde das Reis-Pilz-Gemisch aus dem Erlenmeyerkolben entfernt, ausgewogen und unter sukzessiver Zugabe von 75 ml Acetonitril-Methanol-Wasser-Gemisch (80:5:15, v/v) gemörsert. Anschließend wurde die gesamte Masse in einen 300 ml- Erlenmeyerkolben überführt und auf einem Rundschtüttler 30 min bei 300 U/min geschüttelt.

Nach dem Schütteln wurden die Proben über einen Filter (Grad: 4b) und anschließend, zur Abtrennung störender Begleitsubstanzen, über Reinigungssäulen gegeben. Die Reinigungssäulen wurden dafür wie folgt gepackt:

(1) DON (1 Säule)	2,5 g Aluminiumoxid 1,5 g Kationenaustauscherharz 2,0 g Aluminiumoxid-Aktivkohle-Gemisch (20:1, v/v)
(2) ZEA (2 Säulen)	3 g Aluminiumoxid 3 g Silicagel

Für die nachfolgende Eluierung der Mykotoxine wurden jeweils 15 ml des Filtrats über die DON- bzw. ZEA-Säule gegeben. Die ersten 2 ml der DON-Säule wurden verworfen und der Rest in einem Messzylinder gesammelt. Befanden sich nach dem ersten Durchlauf keine 10 ml Eluat im Messzylinder, wurde das fehlende Volumen mit Acetonitril-Methanol-Wasser-Gemisch (80:5:15, v/v) ergänzt. Anschließend wurden die 10 ml Eluat in einen Rundkolben überführt und am Rotationsverdampfer (Ilmvac, Hold-Back-Pumpe von Heidolph) bei 50 °C bis zur Trockne eingengt. Das Eluat der ZEA-Säule wurde ebenfalls in einem Messzylinder aufgefangen und gegebenenfalls durch Zugabe von Acetonitril-Methanol-Wasser-Gemisch (80:5:15, v/v) auf 15 ml aufgefüllt. Diese 15 ml wurden dann in der gleichen Vorgehensweise über die zweite ZEA-Säule

gegeben. Das Endvolumen von 10 ml Eluat wurde in einen Rundkolben überführt und am Rotationsverdampfer bei 50 °C bis zur Trockne eingengt.

Für die Quantifizierung der extrahierten Mykotoxine wurden die Proben in jeweils 1 ml Eluent gelöst, durch einen HPLC-Filter (0,45 µm) filtriert und mittels HPLC (Jasco, PU 1580) analysiert (Tab. 6). Das HPLC-System bestand aus einem UV- und Fluoreszenzdetektor, einem Autosampler, einem Degaser und einer Pumpe. Für die Identifizierung der Toxine wurde ein Photodiodenarray-Detektor unter Verwendung externer Mykotoxinstandards eingesetzt. Jede Analyse wurde zweimal durchgeführt.

Tab. 6: HPLC-Bedingungen für die Analyse von ZEA und DON

	ZEA	DON	
	Reisproben und Weizenkörner	Reisproben	Weizenkörner
Säule	Lichrospher 100 RP 18 150x4,0 mm (Merck)	Lichrospher 100 RP 18 150x4,0 mm (Merck)	Phenomenex Synergi RP 80 Å 4 µm 150x4,6 mm (Phenomenex)
Eluent	Methanol/3 mM H ₃ PO ₄ 65/35 (v/v)	A: Methanol/Wasser 13/87 (v/v) B: Methanol	A: Methanol/Wasser 10/90 (v/v) B: Methanol
Injektionsvolumen	5-40 µl	5-30 µl	3-30 µl
Flow	0,65 ml/min	0,6 ml/min	1 ml/min
Detektion	Fluoreszenz Ex 274 nm Em 456 nm	UV 220 nm	UV 220 nm
Dauer	30 min	42 min	20 min
Temperatur	25°C	25°C	25°C
Nachweisgrenze	5 µg/kg	50 µg/kg	50 µg/kg

3.2.1.2 Nekrotische Aktivität der Isolate

Die Fähigkeit der Isolate, Nekrosen an Pflanzen auszulösen (nekrotische Aktivität) wurde in einem Blatttest nach Diamond und Cooke (1999) quantifiziert. Dazu wurde Winterweizen der Sorte Tuareg (mittlere bis hohe *Fusarium*-Anfälligkeit, Note 6; Anonym 2008) in sterilem Quarzsand ausgesät und in der Klimakammer unter Tag-/Nachtbedingungen (14h Licht/10h Dunkelheit, 20°C/16°C) angezogen. Nach 14 Tagen wurden die Primärblätter geerntet und der mittlere Blattabschnitt in 4 cm große Segmente geschnitten. Diese wurden in der Mitte auf der Blattoberseite durch Einritzen verletzt (1 mm) und auf Wasser-Agar ausgelegt. Anschließend wurden 5 µl einer Sporensuspension auf die Verletzung gegeben und die Platten einen Tag im Brutschrank und vier Tage im Lichtschrank inkubiert. Danach wurde die Länge der Nekrosen ausgemessen.

Für die Sporensuspension wurden die *Fusarium*-Isolate auf SNA, einem Nährmedium auf dem *Fusarium* spp. Konidien in großer Menge bilden, angezogen. Die Inkubation erfolgte für fünf Tage im Brutschrank und für fünf Tage im Lichtschrank. Nach den 10 Tagen wurden die Platten mit ¼ starker

Ringer-Lösung (+ Tween 80; 0,01%) abgeschwemmt und die Lösung über vierlagiges Mulltuch gegeben. Der Titer wurde mit Hilfe der Thoma-Kammer bestimmt und mit ¼ konzentrierter Ringer-Lösung auf die gewünschte Endkonzentration von 2×10^5 Konidien/ml eingestellt.

Dieser Test wurde zweimal mit je 6 Wiederholungen pro Isolat durchgeführt.

3.2.1.3 Einteilung der Isolate in Aggressivitätsgruppen

Basierend auf den Ergebnissen des Mykotoxinbildungsvermögens (DON, ZEA) und der nekrotischen Aktivität wurden die Isolate in Aggressivitätsgruppen eingeteilt. Dafür wurden jedem einzelnen Messwert der einzelnen Parameter Rangzahlen zugeordnet und daraus für jedes Isolat und jeden Parameter die Rangsumme bestimmt. Anschließend wurden die Rangsummen mittels Clusteranalyse (Average linkage, Euclidean Distance; SPSS 15.0) verrechnet.

3.2.2 Überprüfung des Einflusses der *in vitro*-ermittelten Aggressivität der *Fusarium*-Isolate auf die Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen

3.2.2.1 Inokulation von Weizenähren mit 13 unterschiedlich aggressiven *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten im Freiland (2007)

Um zu überprüfen, ob sich die *in vitro* ermittelte Aggressivität der *Fusarium*-Isolate unter Freilandbedingungen widerspiegelt, wurde in 2007 am Standort Müncheberg (Ackerzahl 30, Lehmgiger Sand) der Forschungsstation für Landwirtschaft (FSL) des ZALF ein Feldversuch durchgeführt. Die Bewirtschaftung des Feldes erfolgte nach den Grundsätzen „Guter fachlicher Praxis“ durch die FSL. In Tabelle 7 sind Merkmale der Bestandesführung kurz zusammengefasst.

Tab. 7: Merkmale der Bestandesführung der Inokulationsversuche am Standort Müncheberg in den Jahren 2007, 2008 und 2009

Merkmale	Maßnahme
Vorfrucht	Winterweizen
Bodenbearbeitung	Pflug (25 cm tief)
Besonderheit Pflanzenschutz	Keine Fungizide
Aussaat, -stärke	Oktober des Vorjahres, 330 Körner/m ²
Sorte	Tuareg
Ernte	Ende Juli bei Vollreife der Körner (BBCH 89, Lancashire et al. 1991)

Versuchsaufbau

Um ein breites Spektrum an aggressiven *Fusarium*-Isolaten abzudecken, wurde der Sprühinokulationsversuch im Jahr 2007 als zweifaktorieller Screening-Versuch angelegt und alle 13 *Fusarium*-Isolate verwendet (Abb. 5). Die Parzellen waren 3 m breit und 8 m lang. Zwischen den

einzelnen Versuchspartellen wurden Pufferzellen mit einer Breite von 1 m angelegt, um eine Kreuzkontamination beim Sprühen der Isolate zu verhindern.

Sprühinokulation der Weizenähren

Die Inokulation der Weizenähren erfolgte Anfang Juni, zu Beginn der Blüte (BBCH 63) und wurde in den Morgenstunden innerhalb von zwei Stunden durchgeführt. Dafür wurde eine Sporensuspension mit 5×10^4 Konidien/ml von jedem Isolat hergestellt, die anschließend mittels Sprühflaschen auf die Ähren ausgebracht wurde (100 ml/m²; Herstellung der Sporensuspension vgl. 3.2.1.2).

a ₂				a ₁			
b ₁	b _K	b ₂	b ₃	b ₇	b ₆	b _K	b ₅
a ₁				a ₂			
b ₁₃	b ₁₂	b ₁₁	b _K	b ₈	b _K	b ₉	b ₁₀
a ₂				a ₁			
b ₄	b ₅	b ₆	b ₇	b ₄	b ₃	b ₂	b ₁
a ₁				a ₂			
b _K	b ₁₀	b ₉	b ₈	b ₁₁	b ₁₂	b _K	b ₁₃

Abb. 5: Versuchsanlage des Sprühinokulationsversuches in 2007 mit folgenden Versuchs-faktoren und Faktorstufen

- Versuchsfaktoren** A = Beregnung
 B = Inokulation
- A Faktorstufen** a₁ = ohne Beregnung
 a₂ = mit Beregnung (grau unterlegt)
- B Faktorstufen** b_K = Kontrollpartellen (ohne Inokulation)
- | | | |
|-----------------------|------------------------|------------------------|
| b ₁ = Fc1 | b ₆ = Fc64 | b ₁₁ = Fg21 |
| b ₂ = Fc13 | b ₇ = Fc65 | b ₁₂ = Fg23 |
| b ₃ = Fc32 | b ₈ = Fc67 | b ₁₃ = Fg24 |
| b ₄ = Fc51 | b ₉ = Fg18 | |
| b ₅ = Fc53 | b ₁₀ = Fg20 | |

3.2.2.1.1 Witterung und Beregnung

Die Feldversuchsanlage enthielt vier Großpartellen, deren Pflanzen den natürlichen Witterungsbedingungen ausgesetzt waren und weitere vier Großpartellen, die neben der natürlichen Witterung einer zusätzlichen Beregnung unterlagen (Abb. 5 und 6). Die Beregnungsempfehlungen wurden mit dem Programmpaket BEREST90 berechnet (Wenkel et al. 1978, Wenkel und Mirschel 1991). Um den Infektionsdruck zu erhöhen bzw. um den Inokulationserfolg zu unterstützen, wurde an drei Tagen nach der Inokulation eine Beregnung von je 4 mm pro Tag durchgeführt.

An der von der Versuchsfläche 50 m entfernten Wetterstation wurden die Temperatur (2 m über dem Boden) und die Niederschlagsmenge über den gesamten Versuchszeitraum aufgenommen.



Abb. 6: Überkopfberegnung der Weizenähren mit einem Beregnungswagen

3.2.2.1.2 Quantifizierung von *Fusarium* spp. und anderen Gattungen filamentöser Pilze in Weizenähren

Das Vorkommen von *Fusarium* spp. sowie anderer filamentöser Pilze in Weizenähren wurde zu drei Terminen bestimmt: BBCH 63, BBCH 75 und BBCH 87. Zu jedem Zeitpunkt wurden zufällig zehn Ähren pro Parzelle entnommen und in kleine Teilstücke geschnitten. Diese wurden ausgewogen, für 90 Sekunden mit 0,35%iger Natrium-Hypochlorit-Lösung oberflächlich desinfiziert und anschließend viermal für 60 Sekunden mit sterilem Wasser gewaschen. Die Pflanzenteile wurden auf PDA ausgelegt (3 Petrischalen à 5 Stück) und drei Tage im Brutschrank inkubiert. Daraufhin wurde die Gesamtkeimzahl durch Auszählung der koloniebildenden Einheiten (KbE) bestimmt und die Platten drei weitere Tage im Lichtschrank inkubiert. Anschließend erfolgte die taxonomische Einordnung der Gattungen filamentöser Pilze anhand mikroskopischer (Konidien, Phialiden, Konidiophoren) und makroskopischer Merkmale (Koloniefarbe, Kolonieform; Watanabe 1994, Samson et al. 2002).

Fusarium-Arten bilden auf PDA eine charakteristische Koloniefarbe und ein arttypisches Mycel aus. Für die Differenzierung der *Fusarium*-Arten wurde auf PDA gewachsenes *Fusarium*-Mycel auf SNA überimpft. Die Inkubation dieser Platten erfolgte für sieben Tage im Brutschrank und für fünf Tage im Lichtschrank. Der nährstoffarme SNA und das langwellige UV-Licht fördern die Sporenproduktion. Artspezifische Konidien und Mycelstrukturen werden gebildet, anhand derer die *Fusarium*-Arten mit einem Lichtmikroskop bestimmt werden können (Nelson et al. 1983, Nirenberg 1990, Samson et al. 2002).

3.2.2.1.3 Real-Time-PCR zur Quantifizierung Trichothecen-produzierender *Fusarium*-Arten in Weizenähren

Probenahme

Für die Quantifizierung Trichothecen-produzierender *Fusarium* spp. in Weizenähren wurden drei Probenahmen durchgeführt, zu BBCH 75, BBCH 83 und BBCH 87. Pro Probenahme und Parzelle wurden zehn Ähren geschnitten, bei 60 °C getrocknet und anschließend mit einer Ultrazentrifugalmühle (Siebgröße 0,75 mm; Retsch) fein gemahlen.

DNA-Extraktion

Die Extraktion wurde modifiziert nach Lipp et al. (1999) durchgeführt. 100 mg Probenmaterial, 2 Mahlkugeln aus Stahl und 400 µl 100 mM Kaliumphosphatpuffer (pH 8,0) wurden in einem 1,5 ml-Reaktionsgefäß mit Schraubverschluss gemischt und in einem Homogenisator (MP Biomedicals, FastPrep Instrument) für zwei Minuten auf mittlerer Stufe behandelt. Anschließend wurde die erhaltene Suspension für 20 Minuten bei -70 °C eingefroren. Um die Pflanzenzellen zu lysieren, wurde die aufgetaute Probensuspension mit 1 ml CTAB-Puffer (Tab. 8) versetzt. Zum besseren Stärkeaufschluss der Pflanzenzellen wurden den Proben zu Inkubationsbeginn 10 µl Amylase-Lösung (10 mg/ml) zugegeben und 40 Minuten bei 62 °C in einem temperierbaren Multifunktionsmischer (Scientific Industries, Enviro-Genie) inkubiert. Zur Verbesserung des Proteinaufschlusses wurden die Proben anschließend nach Zugabe von 10 µl Proteinase K-Lösung (20 mg/ml) weitere 40 Minuten inkubiert. Zur Reinigung der DNA wurde die abgekühlte Probensuspension für 10 min bei 12000 x g und 4 °C zentrifugiert (Eppendorf, 5402) und der Überstand in ein neues Reaktionsgefäß überführt. Anschließend wurden 400 µl Chloroform hinzugegeben und das Reaktionsgefäß eine Minute per Hand geschwenkt. Dieser Reinigungsschritt wurde zweimal durchgeführt. Für die DNA-Fällung wurden 0,8 Volumenteile kaltes Isopropanol der Probensuspension hinzugefügt, das Reaktionsgefäß bei Raumtemperatur (RT) sieben Minuten stehen gelassen, anschließend zentrifugiert (10 min; 12000 x g; 4 °C) und der Überstand abgegossen. Danach wurde die DNA mit 500 µl 70%igem Ethanol gewaschen, das Reaktionsgefäß fünf Minuten bei RT stehen gelassen und erneut zentrifugiert (10 min; 12000 x g; 4 °C). Nach Abgießen des Ethanols wurde das Pellet für drei Minuten in einer Vakuumzentrifuge (Savant, SpeedVac DNA 110) auf mittlerer Stufe getrocknet, anschließend in 100 µl sterilem Wasser gelöst und bei -20 °C bis zur weiteren Verwendung aufbewahrt.

Zur Visualisierung der DNA wurde die Agarose-Gelelektrophorese (Elphos) eingesetzt. Je Probe wurden 1 µl Extraktionslösung mit 5 µl Stopp-Puffer (Tab. 8) vermischt und auf das 0,8%ige Agarose-Gel aufgetragen. Als Größenstandard wurde 1 µl des λ DNA Markers EcoRI/HindIII (Roche) in eine Geltasche pipettiert. Zur Auftrennung der Produkte wurde eine Spannung von 140 V bei einer Stromstärke von 40 mA angelegt. Im Anschluss wurde das Gel für zehn Minuten in Ethidiumbromid-

Lösung (1,5 mg/l) gefärbt, in destilliertem Wasser gewaschen und in einem Transilluminator überprüft.

Tab. 8: Zusammensetzung des CTAB-Puffers und des Stopp-Puffers

CTAB-Puffer (für 100 ml)		Stopp-Puffer	
Konzentration	Inhaltsstoff	Konzentration	Inhaltsstoff
100 mM	Tris(hydroxymethyl)-aminomethan-HCl (TRIS-HCL; pH 8,0)	60%	Saccharose
3% (w/v)	Hexadecyltrimethyl-ammoniumbromid (CTAB)	0,1 M	EDTA (pH 8,5)
1,4 M	NaCl	0,15%	Bromphenolblau
0,2% (w/v)	2-Mercaptoethanol	---	---
20 mM	Ethylendiamintetraessigsäure (EDTA)	---	---
1% (w/v)	lösl. Polyvinylpyrrolidon	---	---

Praktische Durchführung der PCR

Zur Einstellung der Standardamplifikationskurve wurde der Pilzstamm *F. graminearum* M22 (Stammsammlung des Instituts für LSD des ZALF) benutzt. Dieser Stamm wurde in Sabo-Flüssigkultur angezüchtet und nach Filtrieren geerntet. Die genomische DNA wurde mit einem Fast DNA Spin Kit for Soil (MP Biomedicals) aus dem Mycel des Pilzes nach Angaben des Herstellers mit einem modifiziertem Lyse-Schritt extrahiert. In Anlehnung an Sarlin et al. (2006) wurde die Lysis-Matrix A mit Keramikugeln verwendet. Die DNA-Qualität wurde durch Elektrophorese (0,8%iges Agarose-Gel) überprüft und die DNA-Menge mit einem Spektrophotometer (NanoDrop, ND-1000) bestimmt. Die Standardamplifikationskurven wurden durch serielle Verdünnungsstufen der gereinigten DNA aus *F. graminearum* M22 dreifach generiert.

Zum Nachweis der Organismen der Gattung *Fusarium* (ITS Assay) und der Trichothecenproduzierenden *Fusarium*-Arten (TRI6 Assay) wurden Primer und Sonden nach Bluhm et al. (2004) eingesetzt (Tab. 9). Die Sonden wurden mit dem Reporterfarbstoff 6-FAM bzw. VIC und mit dem Quencherfarbstoff TAMRA markiert. Alle Nachweisreaktionen der Proben-DNA wurden zweifach durchgeführt.

Die Multiplex-Reaktionen erfolgten mit dem Universal PCR Master Mix (Applied Biosystems) in einem 7500 Fast Real-Time PCR System (Applied Biosystems). Die Reaktionsbedingungen und der Reaktionsansatz sind nachfolgend dargestellt:

- (1) Reaktionsbedingungen
 2 min bei 50°C (AmpErase® Uracil-N-Glycosylase (UNG) Behandlung),
 10 min bei 95°C
 15 s bei 95°C + 2 min bei 60°C (45 Zyklen)
- (2) Bestandteile des Reaktionsmix (pro Ansatz)
 10 µl TaqMan Universal PCR Master Mix (Applied Biosystems)
 1 µl Primer und Sonde (10 µM forward und reverse Primer + 2 µM TRI6 bzw. 4 µM ITS Sonde)
 7 µl Wasser
 2 µl DNA

Tab. 9: Primer und Sonden für die Nachweisreaktionen der Gattung *Fusarium* (ITS Assay) und der Trichothecen-produzierenden *Fusarium* spp. (TRI6 Assay, nach Bluhm et al. 2004)

Primer und Sonden	Sequenz (5' → 3')
ITS forward	AACTCCCAAACCCCTGTGAAACATA
ITS reverse	TTTAACGGCGTGGCCGC
ITS Sonde	CGCTCGAACAGGCATGCCCGCCAGAATAC
TRI6 forward	TGATTTACATGGAGGCCGAATCTCA
TRI6 reverse	TTCGAATGTTGGTGATTCATAGTCGTT
TRI6 Sonde	TTGCCCTCTTTGATCGAGTTGCGTCTCCC

3.2.2.1.4 Erfassung von Ertragsparametern

Die Ernte erfolgte mit einem Parzellenmähdrescher. Pro Parzelle wurde der Ertrag und das Tausendkorngewicht (TKG) bestimmt und eine Probe von ca. 1000 g entnommen, die für die Mykotoxinanalyse benötigt wurde.

Bestimmung der Trockensubstanz (TS)

Zur Bestimmung der Trockensubstanz wurden unmittelbar nach der Ernte 10 g der Probe eingewogen und bei 130 °C für zwei Stunden getrocknet. Nach erneutem Wiegen wurde die Trockensubstanz berechnet:

$$TS (\%) = \text{Trockengewicht (g)} \times 100 / \text{Frischgewicht (g)}$$

Bestimmung des Kornertrags (bei TS 86%)

$$\text{Ertrag (dt/ha)} = \text{Parzellenertrag (kg)} \times TS (\%) \times 100 / TS (86\%) \times \text{Parzellengröße (m}^2\text{)}$$

Bestimmung des Tausendkorngewichts

Pro Parzelle wurde das Gewicht von 4 x 100 luftgetrockneten Körnern mittels eines Zählgeräts (Sortimat der Fa. Pfeuffer, Mess- und Prüfgeräte, Kitzingen/Deutschland) bestimmt und der Mittelwert gebildet.

3.2.2.1.5 Quantifizierung von Mykotoxinen in Weizenkörnern

Für den Nachweis von DON und ZEA in den Weizenkörnern wurden die geernteten und gedroschenen Proben 48 Stunden bei 60 °C getrocknet und dann in einer Ultrazentrifugalmühle fein gemahlen (Siebgröße 0,75 mm; Retsch). Ein aliquoter Teil von 15 g wurde mit 3 g Silicagel 60 gemischt und mit 75 ml Acetonitril-Methanol-Wasser-Gemisch (80:5:15, v/v) versetzt. Die nachfolgenden Reinigungsschritte und die Quantifizierung der Mykotoxine wurden wie in 3.2.1.1 beschrieben, durchgeführt (Tab. 6).

3.2.2.2 Inokulation von Weizenpflanzen mit vier unterschiedlich aggressiven *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten im Freiland (2008)

2008 wurde ein zweiter Sprühinokulationsversuch durchgeführt, bei dem erneut der Einfluss der *in vitro* ermittelten Aggressivität der *Fusarium*-Isolate auf die Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen überprüft wurde. Der Standort und die Bewirtschaftungsmaßnahmen waren wie in 2007 (vgl. 3.2.2.1 und Tab. 7).

Versuchsaufbau

2008 wurden im Gegensatz zu 2007 nur vier Isolate unterschiedlicher Aggressivität eingesetzt und der Versuch als zweifaktorielle randomisierte Spaltanlage mit einer Parzellengröße von 2 m x 3 m durchgeführt (Abb. 7). Zwischen den einzelnen Versuchspartzellen wurden Pufferzellen mit einer Breite von 1 m angelegt, um eine Kreuzkontamination beim Sprühen der Isolate zu verhindern.

Alle Untersuchungen in den Punkten von 3.2.2.2.1 bis 3.2.2.2.5 (vgl. Schema Seite 24) wurden analog wie in den Punkten von 3.2.2.1.1 bis 3.2.2.1.5 beschrieben, durchgeführt.

b ₁	b ₂	b _K	b ₃	b _K	b ₁	b ₂	b ₃
a ₂				a ₁			
b _K	b ₄	b ₁	b ₂	b ₄	b ₂	b _K	b ₁
b ₃	b _K	b ₄	b ₁	b ₁	b _K	b ₂	b ₃
a ₁				a ₂			
b ₄	b ₃	b ₂	b _K	b ₂	b ₁	b ₄	b _K
b ₃	b ₄	b ₁	b _K	b _K	b ₁	b ₂	b ₃
a ₂				a ₁			
b ₂	b _K	b ₃	b ₄	b ₁	b ₄	b _K	b ₂
b ₃	b ₄	b _K	b ₁	b ₃	b ₄	b ₁	b _K
a ₁				a ₂			
b _K	b ₂	b ₃	b ₄	b ₂	b _K	b ₃	b ₄

Abb. 7: Versuchsanlage des Sprühinokulationsversuches in 2008 mit folgenden Versuchsfaktoren und Faktorstufen

Versuchsfaktoren	A = Beregnung
	B = Inokulation
A Faktorstufen	a ₁ = ohne Beregnung
	a ₂ = mit Beregnung (grau unterlegt)
B Faktorstufen	b _K = Kontrollparzellen (ohne Inokulation; n = 8)
	b ₁ = Fc13 (n = 6) b ₃ = Fg23 (n = 6)
	b ₂ = Fg18 (n = 6) b ₄ = Fc53 (n = 6)

3.2.3 Überprüfung des Einflusses von Mykorrhizapilzen auf die durch *F. culmorum*- und *F. graminearum*-ausgelöste Schadbildentwicklung bei Weizenpflanzen

3.2.3.1 Inokulation von Weizenpflanzen mit unterschiedlich aggressiven *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten und Mykorrhizapilzen unter kontrollierten Bedingungen (Klimakammer)

Versuchsaufbau

Um die Effektivität von Mykorrhizapilzen gegenüber einer Infektion mit unterschiedlich aggressiven *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten bei Weizenpflanzen zu ermitteln, wurden Weizenpflanzen der Sorte Tuareg in einem Gefäßversuch in der Klimakammer mit dem Mykorrhiza-Mischpräparat und *F. culmorum*- bzw. *F. graminearum*-Isolaten inokuliert (Tab. 10). Der Versuch wurde als einfaktorielle 18-stufige (= Varianten) Versuchsanlage mit je 5 Wiederholungen pro Variante durchgeführt.

Anzucht der Weizenpflanzen und Inokulation über den Boden

Als Substrat für den Gefäßversuch diente neben dem Quarzsand-Mykorrhiza-Gemisch steriler Quarzsand, der mehrmals gewaschen, bei 106 °C getrocknet und bei 120 °C für eine Stunde

Tab. 10: Varianten des Gefäßversuchs in der Klimakammer

Stufen	Variante (n = 5)	Im Teil „Ergebnisse“ bezeichnet als
1	Ohne Inokulation	nicht-mykorrhizierte Kontrollpflanzen
2	Fc1	Nicht-mykorrhizierte mit <i>Fusarium</i> - inokulierte Weizenpflanzen
3	Fc13	
4	Fc51	
5	Fc53	
6	Fc64	
7	Fc65	
8	Fg21	
9	Fg23	
10	Mykorrhiza-Mischpräparat (Myk) ¹	
11	Fc1 + Myk	Mykorrhizierte mit <i>Fusarium</i> - inokulierte Weizenpflanzen
12	Fc13 + Myk	
13	Fc51 + Myk	
14	Fc53 + Myk	
15	Fc64 + Myk	
16	Fc65 + Myk	
17	Fg21 + Myk	
18	Fg23 + Myk	

¹ n = 10, Fünf Pflanzen wurden nach vier Wochen zur Überprüfung des Mykorrhizierungsgrades geerntet.

autoklaviert wurde. Für die Anzucht des Winterweizens der Sorte Tuareg wurden Pflanzgefäße mit einem Durchmesser von 9 cm verwendet, die vor dem Befüllen mit 70%igem Ethanol desinfiziert wurden. Für die Varianten mit Mykorrhiza wurden 200 g Quarzsand-Mykorrhiza-Gemisch und 200 g steriler Quarzsand, für die Varianten ohne Mykorrhiza 400 g steriler Quarzsand in die Pflanzgefäße gegeben. Einen Tag vor dem Ausbringen der Samen in die Pflanzgefäße wurden diese fünf mal zehn Minuten in sterilem destilliertem Wasser gewaschen und über Nacht im Kühlschrank aufbewahrt. Am Folgetag wurden drei Samen pro Pflanzgefäß ausgebracht und gewässert. Nach ca. zehn Tagen wurden die schwächeren Pflanzen entfernt und die stärkste im Pflanzgefäß belassen. Sie wurden nach Bedarf gewässert und zweimal wöchentlich mit 5 ml Knopscher Nährlösung gedüngt (Tab. 11). Zur Versorgung der Pflanzen mit den Spurenelementen Bor, Mangan und Molybdän sowie mit den Makronährstoffen Eisen und Phosphor erhielten die Pflanzen zusätzlich Volldünger, der einmal im Monat verabreicht wurde (Tab. 11). Die Tagestemperatur betrug 20 °C und die Nachttemperatur 16 °C mit einem Tag/Nacht-Rhythmus von 14/10 Stunden und einer relativen Luftfeuchte von 80%. Zur

Induzierung der Ährenbildung wurde ab der achten Woche nach Aussaat eine 19-tägige Vernalisationsphase mit folgenden Bedingungen (je 14/10 Stunden) zwischengeschaltet:

- 3 Tage 16 °C/12 °C
- 3 Tage 12 °C/8 °C
- 6 Tage 8 °C/4 °C
- 3 Tage 12 °C/8 °C
- 4 Tage 16 °C / 12 °C.

Die Inokulation der Weizenpflanzen mit Mykorrhiza erfolgte bereits zur Aussaat durch Zugabe des Quarzsand-Mykorrhiza-Gemischs. Die *Fusarium*-Isolate wurden vier Wochen nach der Aussaat inokuliert. Dazu wurden die jungen Pflanzen zusammen mit dem Substrat in Pflanzgefäße mit einem Durchmesser von 11 cm umgetopft, die vorher mit weiteren 800 g sterilem Quarzsand befüllt wurden. Gleichzeitig wurden in die obere Schicht des Substrats 5 *Fusarium*-bewachsene SNA-Stückchen (ø 5 mm) gegeben (Herstellung des Inokulums vgl. 3.2.1.2). Die nicht mit *F. culmorum* bzw. *F. graminearum* inokulierten Weizenpflanzen wurden ebenfalls in ein 11 cm-Pflanzgefäß umgetopft.

Tab. 11: Zusammensetzung der Knopschen Nährlösung und des Volldüngers

Knopsche Nährlösung		Volldünger	
Inhaltsstoffe	Menge	Inhaltsstoffe	Menge
Ca(NO ₃) ₂	1,0 g	Phosphorsuperphosphat	27,0 g
KH ₂ PO ₄	0,01 g	NH ₄ NO ₃	24,5 g
MgSO ₄	0,25 g	KCl	14,7 g
KCl	0,12 g	MgSO ₄	2,8 g
FeCl ₃ 5%ig	500 µl	FeCl ₃ 5%ig	45,5 ml
KNO ₃	0,5 g	H ₃ BO ₃	0,19 g
NH ₄ NO ₃	0,5 g	MnSO ₄	0,19 g
Aqua dest.	1000 ml	(NH ₄) ₂ MoO ₄	0,055 g
---	---	Aqua dest.	1000 ml

3.2.3.1.1 Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades in Wurzeln von Weizenpflanzen

Vier Wochen nach Aussaat wurde der Mykorrhizierungsgrad der Weizenpflanzen überprüft. Um die in den Wurzeln gebildeten Mykorrhiza-Strukturen mikroskopisch sichtbar zu machen, wurden diese gefärbt. Nach der Ernte wurden die Wurzeln dazu durch gründliches Waschen von Substratresten befreit. Das Bleichen der Wurzeln (ca. 0,5 g) erfolgte über Nacht bei 50 °C mit 10%iger Kalilauge in einem Schüttelschrank (Rundschüttler). Anschließend wurden die Wurzeln mehrmals mit

Leitungswasser gewaschen. Zur Färbung wurden die Wurzeln 3 bis 4 Minuten in 0,05%iger Methylblau-Lösung im Wasserbad gekocht. Anschließend wurden die Wurzeln gespült und in Laktoglycerol aufbewahrt, um ein Entfärben zu verhindern.

Die so vorbereiteten Wurzelproben wurden mikroskopiert und der Anteil der besiedelten Wurzel nach der „Gridline Intersection Method“ quantifiziert (Giovannetti & Mosse 1980; Brundrett et al. 1996). Dafür wurde ein Teil der gefärbten Wurzelstücke von etwa 1 bis 2 cm Länge gleichmäßig auf einer Petrischale, mit einem Gitternetz verteilt (Abb. 8). Die Schnittpunkte der Wurzelstücke (mindestens 100) mit dem Gitter wurden ausgewertet und als „besiedelt“ oder „nicht besiedelt“ bewertet. Das Ergebnis liefert den Anteil der besiedelten Wurzeln (Engl. „root length colonized“). Zwischen Hyphen, Arbuskeln und Vesikeln wurde dabei nicht unterschieden.

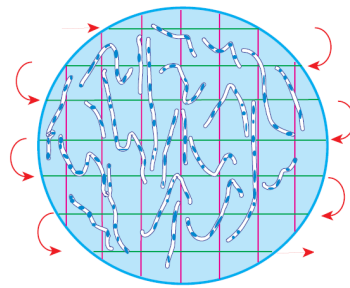


Abb. 8: Petrischale für die Quantifizierung mit Mykorrhiza besiedelter Wurzeln
(Bildquelle: <http://www2.dijon.inra.fr/mychintec/Protocole/Image5.pdf>)

3.2.3.1.2 Quantifizierung von *Fusarium* spp. und anderen Gattungen filamentöser Pilze in Weizenpflanzen und Substrat

Zum Nachweis von *F. culmorum* und *F. graminearum* in den Weizenpflanzen und im Substrat wurden innerhalb des gesamten Ontogenesezeitraums der Weizenpflanzen vier Probenahmen durchgeführt (Tab. 12). Zu diesem Zweck wurden Wurzel-, Stängel- und Ährenstücke abgeschnitten und Substrat

Tab. 12: Probenahmetermine und untersuchtes Probenmaterial des Gefäßversuches

Probenahmetermine nach Aussaat	Probenmaterial
7 Wochen	Substrat, Wurzel
14 Wochen	Substrat, Wurzel
30 Wochen	Substrat, Wurzel, Stängel
40 Wochen	Substrat, Wurzel, Stängel, Ähre

mit einem Korkbohrer entnommen. Pro Variante und pflanzlichem Probenmaterial wurde eine Mischprobe hergestellt und davon die Frischmasse bestimmt. Die Wurzel- (40 sec), Stängel- (40 sec)

und Ährenstücke (90 sec) wurden mit 0,35%iger Natriumhypochloritlösung oberflächlich desinfiziert, je viermal 60 Sekunden mit sterilem, destilliertem Wasser gewaschen und anschließend auf je drei PDA-Platten ausgelegt. Aus der Substratmischprobe wurden 0,3 g ausgewogen und ebenfalls auf drei PDA-Platten ausgebracht. Die Inkubation der Platten sowie die Quantifizierung und taxonomische Einordnung der Pilze erfolgte wie beim Inokulationsversuch (vgl. 3.2.2.1.2).

3.2.3.1.3 Bestimmung des Stresszustands der Weizenpflanzen auf Basis der Sauerstoffbilanz

Gerätesystem

Das Messgerätesystem PlantVital[®]5030 der Firma INNO-Concept GmbH Strausberg erfasst nach einer automatisierten Eichung (Ein-Punkt-Kalibrierung) gegen Luftsauerstoff vier Parameter, die zur Einschätzung der Vitalität chlorophylltragender Pflanzen herangezogen werden können: Dunkelatmung (Respiration, R), lag-Phase nach beginnender Hellphase (Delay, D), Effizienz der Sauerstoffproduktion (Slope, S) und Gleichgewicht zwischen Sauerstoffproduktion und Lichtatmung (Maximum, M; Abb. 9). Die Messung erfolgt mittels eines elektrochemischen Sensors (Clark-Typ) an einer Pt-Kathode und einer Ag/AgCl-Anode in einer klimatisierten Messkammer, in der sich das Zielobjekt in Dunkelheit oder unter Lichteinfall befindet.

<http://www.inno-concept.de/Sauerstoffmessgeraet/downloads/Manual50X0DVersion750.pdf>

(Stand: 10.01.2012)

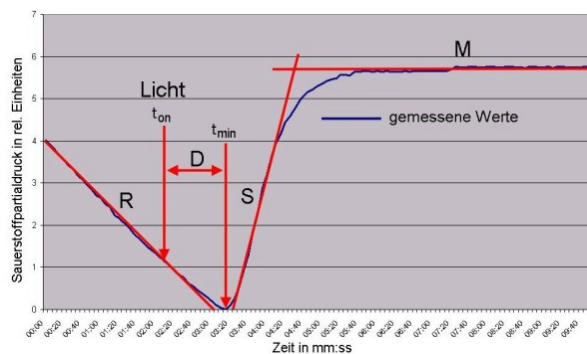


Abb. 9: Idealer Kurvenverlauf und gemessene Parameter bei Messung mit PlantVital[®]5030

Probenaufbereitung und Messung

Die Parameter der Sauerstoffbilanz wurden beim ersten Gefäßversuch von der vierten bis zur zehnten Woche nach Aussaat wöchentlich, danach alle zwei bis drei Wochen und im zweiten Gefäßversuch von der siebten bis zur 17. Woche wöchentlich und noch einmal in der 20. Woche nach Aussaat gemessen. Die Probenahme dazu erfolgte nach mindestens dreistündiger Dunkelphase der Pflanzen. Drei Pflanzen pro Variante wurde jeweils das dritte Blatt von oben entnommen und aus der Blattmitte ein kreisförmiges Blattstück ausgestochen (Durchmesser 1 cm). Mittels Pipette wurde die Membranfläche des Sensorkopfes mit 0,05%iger Kalium- Hydrogencarbonat-Lösung angefeuchtet

und der Blattausstich mit der Blattunterseite auf die Membran des Sensors platziert. Anschließend wurde eine durchsichtige Küvette auf den Sensorkopf geschraubt und der Sensor in die Messkammer eingesetzt. Nach Starten der Messung wurde für 15 Minuten alle fünf Sekunden der Sauerstoffpartialdruck (insgesamt 180 Werte) gemessen. Dabei folgte einer dreiminütigen Dunkelphase eine Lichtphase von 12 min.

3.2.3.1.4 Erfassung morphologischer Eigenschaften von Weizenpflanzen

Zur Erfassung morphologischer Eigenschaften wurden die Pflanzenlänge ab der 5. Ontogenesewoche und die Anzahl der Ähren ab dem Zeitpunkt der Ährenbildung (27. Ontogenesewoche) bestimmt. Dazu wurden wöchentlich die Pflanzen von der Halmbasis bis zum Ende des längsten Blattes gemessen und die Ähren gezählt. Des Weiteren wurde nach der Ernte (40. Ontogenesewoche) der Weizenpflanzen die Wurzel- und Sprosstrockenmasse bestimmt. Zu diesem Zweck wurden die frisch geernteten Pflanzenteile ausgewogen, bei 55 °C über Nacht getrocknet und nach erneutem Auswiegen die Trockenmasse notiert.

3.2.3.2 Inokulation von Weizenpflanzen mit *F. culmorum* und Mykorrhizapilzen im Freiland

Zur Überprüfung des Einflusses von Mykorrhiza auf den Befall von Weizenpflanzen mit *F. culmorum* im Freiland wurde ein weiterer Feldversuch in den Jahren 2008 und 2009 am Standort Müncheberg der FSL (Ackerzahl 30, Lehmgiger Sand) angelegt. Die Bewirtschaftung und Bestandesführung entsprachen denen des Sprühinokulationsversuches (vgl. 3.2.2.1 und Tab. 7), wobei zusätzlich zur Vorfrucht Winterweizen Maishäcksel ausgebracht wurden, um den Infektionsdruck zu erhöhen.

Versuchsaufbau

Der Versuch wurde als einfaktorielle randomisierte Blockanlage durchgeführt (Abb. 10). Die Parzellengröße betrug 3 m x 8 m und zwischen den einzelnen Versuchspartellen wurden Pufferzonen mit einer Breite von 1 m angelegt, um eine Kontamination der nicht-inokulierten Partellen durch die inokulierten Partellen zu vermeiden.

Inokulation der Weizenpflanzen über den Boden

Mykorrhiza

Das Mykorrhiza-Mischpräparat (Tab. 5) wurde zur Aussaat der Weizenpflanzen inokuliert. Pro zu inokulierender Partelle wurden 1,8 kg (ausgehend von 75 g/m²) Quarzsand-Mykorrhiza-Gemisch vor dem Drillen der Weizensamen per Hand gleichmäßig ausgebracht.

F. culmorum

Als Pathogen wurde in diesen Feldversuch das *F. culmorum*-Isolat Fc13 verwendet. Die Inokulation erfolgte über den Boden zu BBCH 12-13.

Autoklavierbare Polypropylen-Beutel wurden mit 600 g (ausgehend von 25 g/m²) ungebeizten Weizenkörnern und 50 ml destilliertem Wasser gefüllt, mit Schnur fest verschlossen und bei 121 °C und 1 bar für 20 Minuten autoklaviert. Die Körner in den Beuteln wurden unter sterilen Bedingungen mit je 10 Fc13-bewachsenen SNA-Stückchen (ø 5 mm) beimpft und für 4 Wochen inkubiert (Herstellung des Inokulums vgl. 3.2.1.2). Alle drei Tage wurden die Beutel gut durchgeknetet, um eine Klumpenbildung der Körner zu verhindern. Die Körner wurden per Hand gleichmäßig zwischen den Pflanzenreihen der zu inokulierenden Parzellen verteilt.

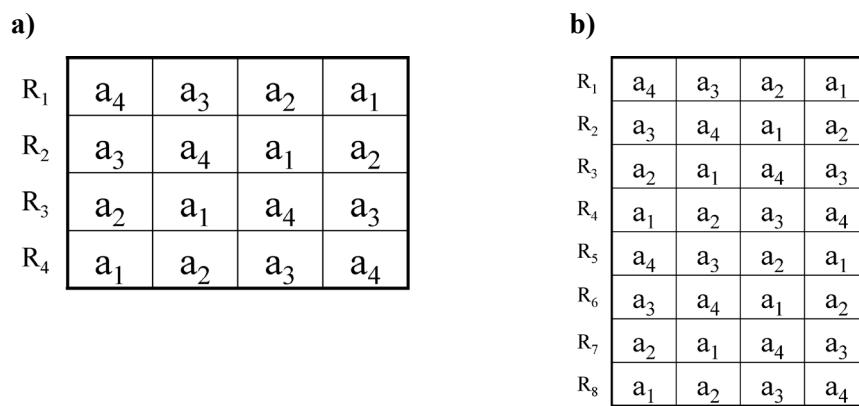


Abb. 10: Versuchsaufbau des Bodeninokulationsversuchs in den Jahren a) 2008 und b) 2009 mit Versuchsfaktor und Faktorstufen (R = Wiederholungen)

- Versuchsfaktor** A = Inokulation
- A Faktorstufen**
- a₁ = ohne Inokulation (Kontrollparzellen)
 - a₂ = Inokulation mit Fc13
 - a₃ = Inokulation mit Mykorrhiza
 - a₄ = Inokulation mit Fc13 und Mykorrhiza

3.2.3.2.1 Witterung

Die Aufnahme der Wetterdaten erfolgte nach denselben Prinzipien des Sprühinokulationsversuches (ohne Beregnungsvarianten; vgl. 3.2.2.1.1). Zusätzlich wurde für diesen Versuch die Bodentemperatur in 5 cm Tiefe durch die Wetterstation aufgenommen.

3.2.3.2.2 Quantifizierung von *F. culmorum* und anderen Gattungen filamentöser Pilze im Boden

Vorbereitend für die Untersuchung der Bodenproben wurden 100 ml-Erlenmeyerkolben mit 5 g Kieselsteinen, Langhalsflaschen mit 90 ml Natriumpyrophosphat-Lösung und Reagenzgläser mit 9 ml Natriumpyrophosphat-Lösung gefüllt und bei 121 °C und 1 bar für 15 Minuten autoklaviert. Die

Probenahme fand zu BBCH 32 statt, bei der drei Proben pro Parzelle aus ca. 10 cm Bodentiefe entnommen und vermischt wurden. Aus der Mischprobe wurden 10 g in die Erlenmeyerkolben eingewogen und mit 90 ml Natriumpyrophosphat-Lösung versetzt. Nach 30-minütigem Schütteln (Rundschüttler) der Erlenmeyerkolben wurde mit der in den Reagenzgläsern enthaltenen Natriumpyrophosphat-Lösung eine Verdünnungsreihe angelegt und jeweils 100 µl der verdünnten Bodensuspension mit einem Drygalski-Spatel auf CZID-Agar (3 Verdünnungsstufen und 3 Platten) verteilt. Die Inkubation erfolgte für vier Tage im Brutschrank und bis zum siebten Tag im Lichtschrank. Nach vier Tagen wurde die Gesamtkeimzahl bestimmt und nach sieben Tagen *Fusarium*-Kolonien identifiziert, die auf SNA und PDA überimpft und nach Inkubation taxonomisch eingeordnet wurden (vgl. 3.2.2.1.2). CZID-Agar ist ein Selektivmedium für *Fusarium* spp. Typische Merkmale für diese Gattung waren die Rotfärbung des Agars und schnellwachsendes Mycel.

3.2.3.2.3 Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades in Wurzeln von Weizenpflanzen

Zur Quantifizierung des Mykorrhizierungsgrads der Wurzeln wurden zu BBCH 42 (2008) bzw. BBCH 34 (2009) 5 Pflanzen pro Parzelle mit einem Spaten entnommen. Die Wurzeln wurden mit Leitungswasser gewaschen, pro Wurzel 0,5 g der Wurzelspitzen entnommen und eine Mischprobe hergestellt. Die Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades erfolgte nach der „Gridline Intersection Method“ (vgl. 3.2.3.1.1).

3.2.3.2.4. Quantifizierung von *F. culmorum* im Stängel von Weizenpflanzen und Bonitur der Schadsymptome

Der Nachweis von *F. culmorum* erfolgte zu BBCH 42 (2008) bzw. BBCH 34 (2009) und, ebenso wie die Bonitur der Schadsymptome zu BBCH 73 und BBCH 86. Unmittelbar nach der Entnahme der Pflanzen (15/Parzelle) mit dem Spaten wurden diese auf typische Halmgrund-/Stängelverbräunungen bonitiert und der Anteil der geschädigten Pflanzen pro Parzelle berechnet. Stängel von 5 der 15 Pflanzen wurden nach Abbildung 11 in ca. 2 cm große Stücke geschnitten und die Frischmasse der Pflanzenteile bestimmt. Diese wurden oberflächlich desinfiziert (vgl. 3.2.3.1.2) und auf PDA (1 Mischprobe/Parzelle auf 3 Platten) ausgelegt. Nach Inkubation der Platten wurden die Pilze quantifiziert und taxonomisch eingeordnet (vgl. 3.2.2.1.2).

Der Befall der Ähren wurde nur zu BBCH 86 bonitiert. Direkt auf dem Feld wurden entlang der Diagonale einer Parzelle zehn Ähren auf Fusariosen untersucht und auch hier der Anteil der befallenen Ähren bestimmt.

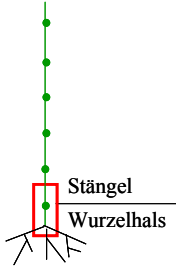
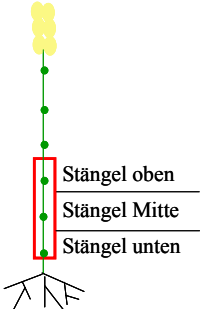
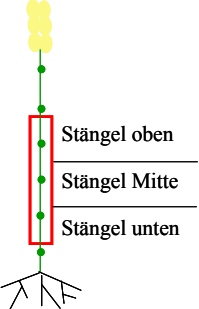
	Probenahme zu BBCH	
42 (2008), 34 (2009)	73	86
Vom Wurzelhals bis zum ersten Internodium	Schnitthöhe Vom ersten Knoten bis zum dritten Internodium	Vom ersten bis zum vierten Internodium
		

Abb. 11: Kennzeichnung der untersuchten Stängelabschnitte (rot eingerahmt) für den Nachweis von *F. culmorum*

3.2.3.2.5 Erfassung morphologischer Eigenschaften von Weizenpflanzen

Die Erfassung der morphologischen Eigenschaften erfolgte parallel zu den Probenahmen für die Untersuchungen im Stängel der Weizenpflanzen. Es wurden Daten zur Pflanzenlänge sowie zur Trockenmasse der Wurzel und des Sprosses erhoben (vgl. 3.2.3.1.4) Insgesamt wurden zehn Pflanzen pro Parzelle untersucht.

3.2.3.2.6 Erfassung von Ertragsparametern

Neben TKG und Ertrag (vgl. 3.2.2.1.4) wurden in diesem Versuch zusätzlich die Korngrößenfraktionen bestimmt:

Korngrößenfraktionierung

Die Fraktionierung der lufttrockenen Körner erfolgte mit dem Sortimat der Fa. Pfeuffer (Mess- und Prüfgeräte, Kitzingen/Deutschland). Es wurden ca. 100 g Körner eingewogen.

3.2.3.2.7 Quantifizierung von Mykotoxinen in Weizenkörnern

Die Quantifizierung der Mykotoxine in den Weizenkörnern wurde nach der Ernte durchgeführt (vgl. 3.2.2.1.5).

3.2.4 Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung erfolgte mit Hilfe der Statistik-Software SPSS 18.0. Signifikante Unterschiede zwischen den einzelnen Varianten wurden nach Abbildung 12 berechnet. In allen Testverfahren wurde eine Irrtumswahrscheinlichkeit von $\alpha = 0,05$ zugrunde gelegt.

Die Werte, die sich signifikant unterschieden, sind in den Tabellen und Abbildungen durch unterschiedliche Buchstaben gekennzeichnet. Um die Stärke einer Beziehung zweier Variablen zu bestimmen, wurde der Korrelationskoeffizient nach Pearson (Normalverteilung gegeben) bzw. Spearman (Normalverteilung nicht gegeben) berechnet.

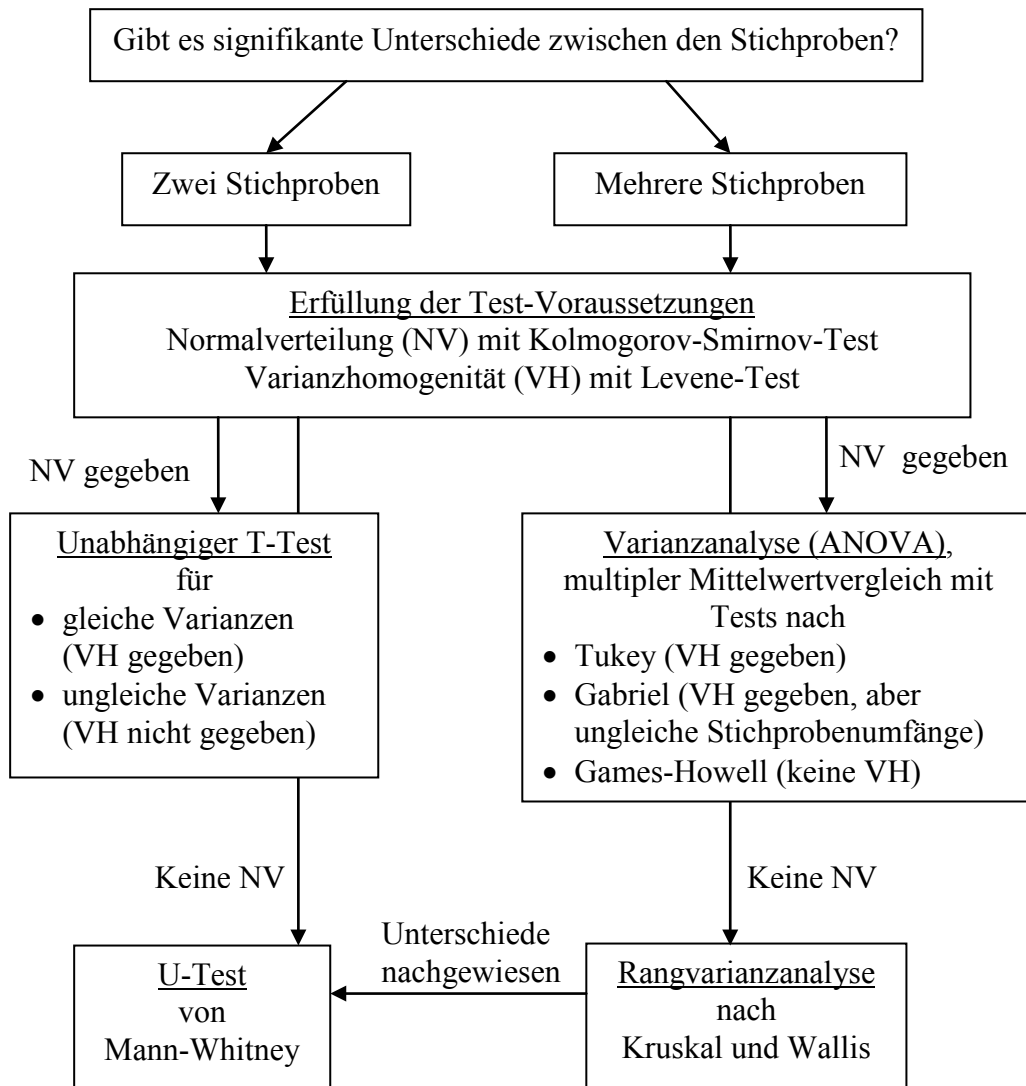


Abb. 12: Schema zur statistischen Berechnung der Signifikanzen

4 ERGEBNISSE

F. culmorum- und *F. graminearum*-Isolate wurden zunächst *in vitro* charakterisiert. Um den Einfluss der *in vitro* ermittelten Aggressivität der *Fusarium*-Isolate auf die Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen zu ermitteln, wurden in den Jahren 2007 und 2008 Freilandversuche durchgeführt. Zusätzlich wurden die Auswirkungen von Mykorrhizapilzen auf die durch *Fusarium* spp. ausgelöste Schadbildentwicklung bei Weizenpflanzen untersucht. Dazu fanden Versuche unter kontrollierten Bedingungen sowie im Freiland in 2008 und 2009 statt.

4.1 Bestimmung der Aggressivität von *Fusarium*-Isolaten *in vitro*

In *in vitro*-Versuchen wurde die Aggressivität von 13 *Fusarium*-Isolaten (Tab. 4) bestimmt. Dafür wurden das Mykotoxinbildungsvermögen (DON, ZEA) auf Reis-Medium und die nekrotische Aktivität der Isolate auf Weizenblättern analysiert.

4.1.1 Mykotoxinbildungsvermögen der Isolate

Alle Isolate bildeten sowohl DON als auch ZEA auf sehr unterschiedlichen Konzentrationsniveaus (Tab. 13). Trotz strenger Anwendung standardisierter Anzucht- und Analyseverfahren wurden teilweise große Schwankungen in der produzierten DON- bzw. ZEA-Menge zwischen den fünf Wiederholungen eines Isolates nachgewiesen.

Insgesamt war die *in vitro*-DON-Bildung der Isolate niedriger als die Bildung von ZEA. Eine besonders hohe DON-Produktion wurde für das Isolat Fc13 nachgewiesen. Fc13 bildete deutlich mehr DON als alle anderen Isolate und lag mit einer mittleren Produktion von 1.504.382 µg/kg als einziges Isolat über dem Gesamtmittel von 120.176 µg/kg. Auch Fg23 synthetisierte im Vergleich zu den anderen 11 Isolaten höhere Mengen an DON, blieb aber mit einem Mittelwert von 26.856 µg/kg deutlich unter der DON-Konzentration des Isolates Fc13. Fc32, Fc64 und Fg21 produzierten DON auf einem mittleren Niveau von ca. 7.200 µg/kg, wobei die Wiederholungen der Isolate Fc64 und Fg21 starke Schwankungen aufwiesen. Fc51, Fc67, Fg18 und Fg20 synthetisierten zwischen 870 und 3.690 µg/kg. Die niedrigste DON-Bildung wurde für Fc1, Fc53, Fc65 und Fg24 (von < NWG bis 1.310 µg/kg) nachgewiesen.

Das Mykotoxin ZEA wurde von allen Isolaten auf einem mittleren Gesamtniveau von 326.225 µg/kg produziert (Tab. 13). Die Isolate Fc64, Fc65, Fg21 und Fg23 lagen mit einer mittleren Produktion von 334.518 bis 2.026.372 µg/kg über dem Gesamtmittel. Die ZEA- Synthese von Fc65 schwankte jedoch von 3.530 bis 9.550.050 µg/kg. In einem mittleren Bereich von 166.852 bis 222.738 µg/kg bildeten die Isolate Fc1, Fc53, Fg18, Fg20 und Fg24 Zearalenon. Über die geringste ZEA-Synthese von < NWG bis 31.700 µg/kg verfügten die Isolate Fc32, Fc51 und Fc67 sowie der starke DON-Bildner Fc13.

Tab. 13: *In vitro* ermittelte DON- und ZEA-Bildung der untersuchten *Fusarium*-Isolate (n = 5) auf Reis-Medium. Angegeben sind Mittelwert (MW), Standardabweichung (SD), Minimum (Min), Maximum (Max) und Median.

Isolat	Mykotoxinbildung				
	DON (µg/kg)				
	MW	± SD	Min	Max	Median
Fc1	136	102	< NWG	230	190
Fc13	1.504.382	283.748	1.214.010	1.855.640	1.398.110
Fc32	6.776	744	6.110	7.760	6.390
Fc51	2.180	983	870	3.120	2.590
Fc53	121	132	< NWG	270	< NWG
Fc64	8.300	8.842	530	20.380	5.220
Fc65	471	507	< NWG	1.310	250
Fc67	1.938	715	1.190	3.000	1.970
Fg18	2.234	1.137	1.080	3.640	196
Fg20	2.202	1.046	1.260	3.690	1.810
Fg21	6.394	5.220	1.200	13.640	4.290
Fg23	26.856	3.090	23.930	31.800	25.430
Fg24	297	470	< NWG	1.110	< NWG
	ZEA (µg/kg)				
Fc1	222.738	40.260	161.280	256.340	238.790
Fc13	368	134	230	540	310
Fc32	170	26	140	200	170
Fc51	45	76	< NWG	180	20
Fc53	176.660	47.770	115.360	234.010	177.640
Fc64	334.518	259.739	10.030	663.680	385.290
Fc65	2.026.372	4.210.292	3.530	9.550.050	69.600
Fc67	9.874	12.838	< NWG	31.700	6.160
Fg18	217.354	7.281	207.970	225.480	215.320
Fg20	222.182	272.898	53.020	685.620	61.570
Fg21	429.556	367.289	125.960	1.039.090	315.000
Fg23	434.224	199.147	109.930	651.230	451.890
Fg24	166.852	74.462	88.510	248.010	185.760

4.1.2 Nekrotische Aktivität der Isolate

Das angewandte Testsystem zur Ermittlung der nekrotischen Aktivität der Pilze führte zu gut reproduzierbaren Ergebnissen. Dabei zeigte sich, dass die Isolate unterschiedlich nekrotisch aktiv waren (Tab. 14, Abb. 13). Die stärkste Aktivität auf den untersuchten Weizenblättern zeigten Fc13 (MW: 17,5 mm) und Fg23 (MW: 9,7 mm), die auch durch ihre hohe DON-Bildung auffielen. Obwohl Fc1 (MW: 13,9 mm) nur sehr wenig DON bildete, verfügt dieses Isolat ebenfalls über ein hohes Nekrosepotential. Die Isolate Fc64 und Fc65 bzw. Fg20 und Fg21 führten zu Nekrosen in einem mittleren Bereich von 6,1 mm bzw. 5,1 mm. Eine geringe Nekroselänge von 2,8 mm bis 4,4 mm wurde für Fc32, Fc51, Fc53, Fc67, Fg18 und Fg24 ermittelt.

Zwischen den gebildeten DON- und ZEA-Mengen sowie zwischen den gebildeten Mykotoxinmengen und der nekrotischen Aktivität der Isolate wurden keine signifikanten Korrelationen nachgewiesen.

Tab. 14: *In vitro* ermittelte nekrotische Aktivität der untersuchten *Fusarium*-Isolate (n = 12) auf Weizenblättern. Angegeben sind Mittelwert (MW), Standardabweichung (SD), Minimum (Min), Maximum (Max) und Median.

Isolat	Nekrotische Aktivität				
	Nekroselänge (mm)				
	MW	± SD	Min	Max	Median
Fc1	13,9	0,42	13,1	14,5	13,85
Fc13	17,5	0,45	16,7	17,9	17,6
Fc32	3,8	0,34	2,9	4,1	3,9
Fc51	4,3	0,26	3,9	4,7	4,25
Fc53	2,8	0,29	2,3	3,3	2,9
Fc64	6,3	0,37	5,5	6,7	6,35
Fc65	6,0	0,35	5,5	6,6	6,0
Fc67	4,3	0,39	3,6	4,8	4,35
Fg18	2,8	0,34	2,1	3,3	2,85
Fg20	5,1	0,36	4,5	5,6	5,15
Fg21	5,2	0,40	4,4	5,9	5,25
Fg23	9,7	0,47	8,7	10,4	9,65
Fg24	4,4	0,45	3,6	5,2	4,4

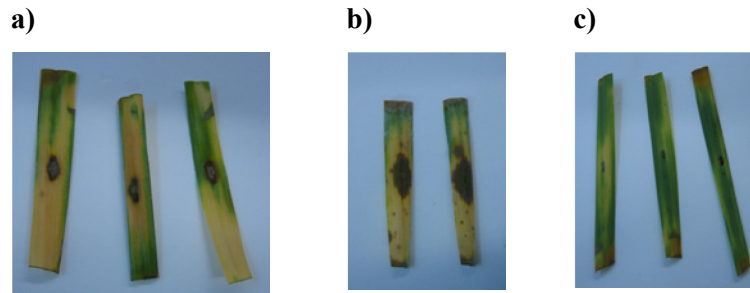


Abb. 13: Weizenblätter mit Nekrosen verursacht durch a) Fc1, b) Fc13 und c) Fc51

4.1.3 Einteilung der Isolate in Aggressivitätsgruppen

Die Einteilung der Isolate in Aggressivitätsgruppen erfolgte mittels Clusteranalyse, wobei das DON- und ZEA-Bildungsvermögen sowie die ermittelte Nekroselänge einbezogen wurden. Durch die Clusteranalyse wurden die untersuchten Isolate drei Aggressivitätsgruppen (niedrig, mittel, hoch) zugeordnet (Abb. 14).

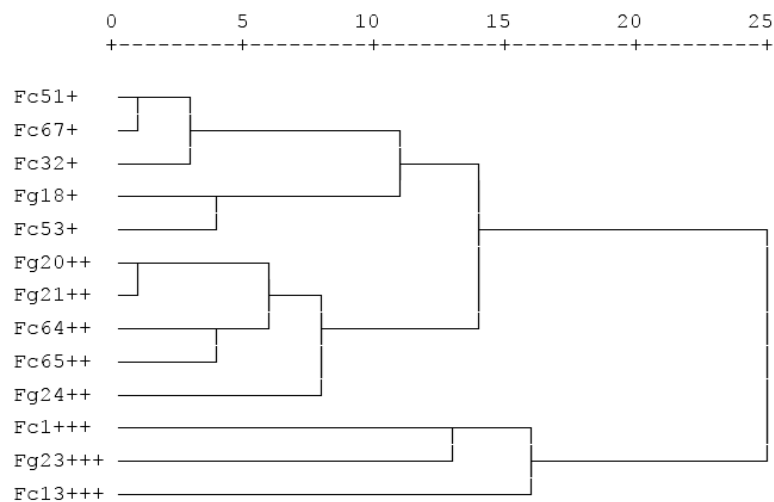


Abb. 14: Zuordnung der *Fusarium*-Isolate zu Aggressivitätsgruppen (+ - niedrige Aggressivität, ++ - mittlere Aggressivität, +++ - hohe Aggressivität), die auf dem DON- und ZEA-Bildungsvermögen sowie der nekrotischen Aktivität der untersuchten Isolate basiert.

Aus Abbildung 15 wird ersichtlich, dass sich die Gruppe hoher Aggressivität durch ein sehr hohes DON-Bildungsvermögen und eine sehr hohe Nekroseaktivität auszeichnet. Die Isolate mit mittlerer Aggressivität weisen ein geringes DON-Bildungsvermögen, sehr hohe ZEA-Syntheseleistung und eine mittlere nekrotische Aktivität auf, während Isolate mit niedriger Aggressivität sowohl ein geringes DON- und ZEA-Bildungsvermögen als auch ein geringes Nekrosepotential besitzen.

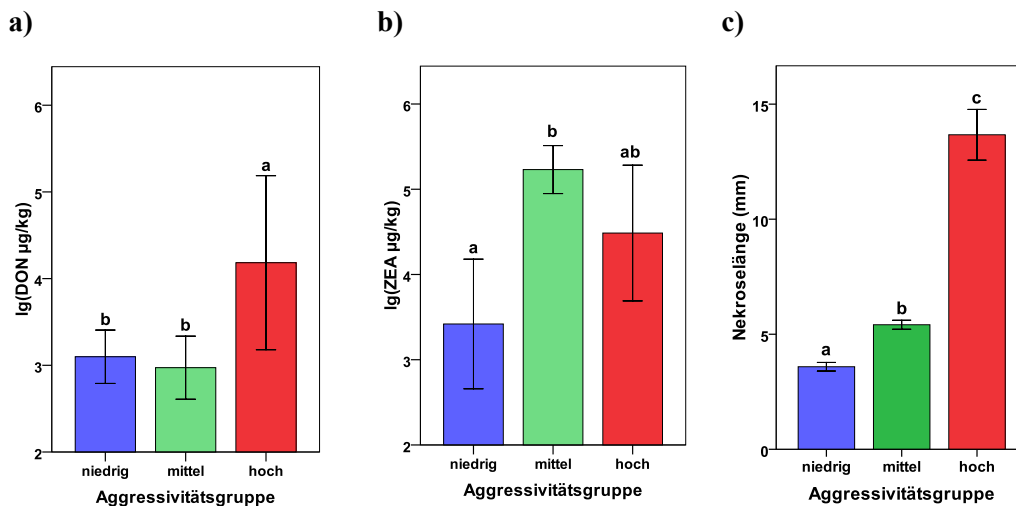


Abb. 15: Mittlere Ausprägung des *in vitro*-ermittelten a) DON- und b) ZEA-Bildungsvermögens sowie der c) nekrotischen Aktivität in den einzelnen Aggressivitätsgruppen (niedrig n = 5; mittel n = 5; hoch n = 3).

4.2 Überprüfung des Einflusses der *in vitro* ermittelten Aggressivität der *Fusarium*-Isolate auf die Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen

4.2.1 Inokulation von Weizenpflanzen mit 13 unterschiedlich aggressiven *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten im Freiland (2007)

Um den Einfluss der *in vitro* ermittelten Aggressivität der *Fusarium*-Isolate auf die Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen zu überprüfen, wurden 2007 in einem Freilandversuch blühende Weizenähren mit 13 unterschiedlich aggressiven *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten durch Besprühen inokuliert. In diesem Zusammenhang wurden die Besiedlung der Weizenähren mit filamentösen Pilzen, die Ertragsbildung und die Mykotoxinbelastung untersucht. Da die Witterung, insbesondere die Niederschläge zum Zeitpunkt der Blüte das Auftreten von *Fusarium* spp. an der Weizenähre beeinflussen, wurde in den Versuch eine Berechnungsvariante einbezogen, um diese Abhängigkeit stärker auszuprägen.

4.2.1.1 Witterung und Beregnung

Der Beobachtungszeitraum Mai bis Juli 2007 war durch eine nass-kühle Witterung gekennzeichnet (Abb. AI), die im Allgemeinen einen Befall von Weizenpflanzen mit *Fusarium* spp. fördert. Im Mai fiel starker Regen mit einer Niederschlagsmenge von 102 mm. Während der Blüte (erste bis dritte Juniwoche) regnete es insgesamt 22 mm, wobei zum Inokulationszeitpunkt kein Niederschlag fiel. Nach der Blüte bis Ende Juli kam es nochmals zu starken Niederschlägen mit einer Gesamtmenge von 145 mm. Die Temperatur lag im Mittel bei 17°C, zum Zeitpunkt der Inokulation betrug sie 21°C.

Trotz relativ hoher Niederschlagsmengen vor und nach der Inokulation wurden die Weizenpflanzen in den Beregnungsvarianten bereits vor der Inokulation mit zwei Gaben à 25 mm, zum

Inokulationszeitpunkt mit 12 mm und unmittelbar danach drei Wochen lang (57 mm) zusätzlich berechnet.

4.2.1.2 Quantifizierung von *Fusarium* spp. und anderen Gattungen filamentöser Pilze in Weizenähren

Die Anzahl filamentöser Pilze in blühenden bzw. in reifenden Weizenähren wurde zu BBCH 63, 75 und 87 durch Auslegen oberflächendesinfizierter Ährenstücke auf PDA bestimmt. Die erste Probenahme zu BBCH 63 erfolgte unmittelbar einen Tag vor der Inokulation mit *Fusarium*-Isolaten, um den Ausgangsstatus zu erfassen.

Von der Blühphase bis zum Reifestadium der Weizenähren war ein Anstieg der Gesamtkeimzahl der filamentösen Pilze zu verzeichnen (Tab. 15). Die Beregnung erhöhte dabei die Gesamtkeimzahl zusätzlich und führte zu einer stärkeren Besiedlung der Weizenähren mit filamentösen Pilzen.

Zu allen drei Probenahmezeitpunkten wurden *Fusarium* spp. aus den Weizenähren isoliert (Tab. 15). Nachgewiesene Arten waren *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. cerealis*, *F. poae*, *F. avenaceum* und *F. sporotrichioides*. Während des gesamten Untersuchungszeitraumes dominierte *F. cerealis*. Des Weiteren wurden Arten der Gattungen *Alternaria* spp., *Cladosporium* spp., *Penicillium* spp., *Aspergillus* spp., *Trichoderma* (*T.*) spp. sowie weitere Schwärzepilze (im Folgenden als „Anderer“ bezeichnet) in den Weizenähren identifiziert.

Bereits vor der Inokulation war der Anteil von *Fusarium* spp. an der Gesamtkeimzahl in den Weizenähren hoch, der Anteil von *F. culmorum* und *F. graminearum* daran aber gering. Zu den nachfolgenden Entwicklungsstadien nahm der Anteil aller *Fusarium* spp. weiterhin zu, wobei der Anstieg von *Fusarium* spp. in den Ähren der inokulierten Weizenpflanzen stärker war als in denen der nicht-inokulierten Kontrollpflanzen. Die inokulierten Arten, insbesondere *F. culmorum*, setzten sich gegenüber den „Anderen“ durch und beeinträchtigten deren Wachstum, was sich in einem niedrigeren Anteil der „Anderen“ an der Gesamtkeimzahl in den inokulierten Ähren widerspiegelt. Zu BBCH 87 wurden auch in den Weizenähren der Kontrollpflanzen *F. culmorum* und *F. graminearum* nachgewiesen, die Häufigkeit der „Anderen“ wurde zu diesem Zeitpunkt aber nicht mehr beeinflusst (Tab. 15).

Die Beregnung führte zu BBCH 63 zu 10% mehr *Fusarium* spp. in den beregneten gegenüber den unberegneten Weizenähren, zu den späteren Probenahmeterminen waren diese Unterschiede nicht mehr nachzuweisen. Die inokulierten Arten nahmen zu BBCH 75 insgesamt 23% der Gesamtkeimzahl in den unberegneten und 31% in den beregneten Weizenähren ein, wobei insbesondere das Auftreten von *F. graminearum* durch die Beregnung signifikant erhöht wurde. Bis zu BBCH 87 entwickelten sich die inokulierten Arten in den unberegneten Weizenähren weiter (46%), in den beregneten hingegen blieben sie auf gleichem Niveau (33%).

Zwischen den Aggressivitätsgruppen gab es keine signifikanten Unterschiede in der Besiedlung der Weizenähren mit *F. culmorum* und *F. graminearum*. Hervorzuheben ist dennoch der hohe Anteil der

inokulierten Arten in den beregneten und mit hoch-aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokulierten Weizenähren bereits zu BBCH 75 (45%), wobei *F. culmorum* in der hoch-aggressiven Gruppe seine Besatzdichte bis BBCH 87 nochmals erhöhte (Tab. 15).

4.2.1.3 Quantifizierung Trichothecen-produzierender *Fusarium*-Arten in Weizenähren

Der Besatz der Weizenähren mit Trichothecen-produzierenden *Fusarium*-Arten (TPFA) wurde durch die Quantifizierung des tri6-Gens in getrockneten und gemahlten Ährenproben mittels quantitativer Real-time PCR bestimmt. Die Probenahmen dazu wurden nach der Inokulation zu BBCH 75, 83 und 87 durchgeführt.

Der Anstieg der *Fusarium* spp.-Zellzahlen von BBCH 75 zu BBCH 87 spiegelt sich auch in einer Zunahme der TPFA in den Weizenähren wider (Abb. 16a). Während zu BBCH 75 bzw. 83 ein mittlerer (über alle Varianten) tri-DNA-Gehalt von 1.202 bzw. 1.624 ng/g TM in den Weizenähren detektiert wurde, konnten zu BBCH 87 4.531 ng/g TM tri-DNA nachgewiesen werden.

Die mykologische Analyse zeigte, dass die Beregnung zu einem schnelleren Anstieg von *Fusarium* spp. bzw. von *F. culmorum* und *F. graminearum* in den Weizenähren führte. Auch der tri-DNA-Gehalt wurde durch die Beregnung zu allen drei Probenahmezeitpunkten signifikant erhöht (Abb. 16b). Nicht nur in den Weizenähren der inokulierten Varianten sondern auch in denen der Kontrollvarianten wurden TPFA nachgewiesen. In den unberegneten Parzellen war die Besiedlungsdichte der TPFA in allen Varianten bis BBCH 83 nahezu gleich. Erst zu BBCH 87 wiesen die inokulierten Pflanzen einen signifikant höheren Gehalt an tri-DNA auf; die unterschiedlichen Inokulationsvarianten variierten dabei aber nicht, wie auch bei den *Fusarium* spp.-Zellzahlen nachgewiesen werden konnte (Abb. 16a).

Dagegen führte die Inokulation mit hoch-aggressiven *Fusarium*-Isolaten unter dem Einfluss der Beregnung bereits zu BBCH 75 zu einem signifikant höheren tri-DNA-Gehalt (Abb. 16a). Außerdem korrelierte der tri-DNA-Gehalt in den beregneten Weizenähren zu diesem Zeitpunkt mit den *in vitro*-ermittelten Aggressivitätsstufen (0 bis 4; 0 = Kontrollgruppe, 4 = hoch-aggressive Gruppe) signifikant ($r = 0,742$; $\alpha = 0,01$). Zu BBCH 87 gab es keine Unterschiede mehr zwischen den Varianten, sogar die unbehandelten Weizenpflanzen wiesen im Vergleich zu den Varianten der unberegneten Parzellen hohe tri-DNA-Gehalte auf.

Tab. 15: Prozentualer Anteil (%) sowie die gesamte (Σ) und mittlere (MW) Anzahl filamentöser Pilze (KbE/g FM) in blühenden und reifenden Weizenähren (oberflächendesinfiziert) vor (BBCH 63) und nach (BBCH 75 und 87) einer Ähreninokulation mit unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten in 2007.

Pilze	Berechnung									
	Ohne Berechnung					Mit Berechnung				
	Aggressivitätsgruppen					Aggressivitätsgruppen				
	Kontrolle (n = 3)	Niedrig (n = 5)	Mittel (n = 5)	Hoch (n = 3)	Gesamt (n = 16)	Kontrolle (n = 3)	Niedrig (n = 5)	Mittel (n = 5)	Hoch (n = 3)	Gesamt (n = 16)
Probenahmetermin BBCH 63										
<i>Fc</i> ¹ (%)	0	0	0	13	3	5	3	10	7	6
<i>Fg</i> ² (%)	8	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Fcer</i> ³ (%)	32	63	43	65	52	61	64	50	68	60
<i>Fp</i> ⁴ (%)	16	0	5	0	4	11	3	3	4	5
<i>Fav</i> ⁵ (%)	16	0	4	7	6	0	7	7	0	4
<i>Fspor</i> ⁶ (%)	0	0	16	0	4	5	3	10	0	5
Funb ⁷ (%)	2	10	5	3	6	5	7	6	6	7
Anderer (%)	25	27	27	12	23	13	12	14	16	13
Σ (KbE/g FM)	41	69	61	51	222	61	104	100	49	313
MW (KbE/g FM)	14	14	12	17	14	20	21	20	16	20
Probenahmetermin BBCH 75										
<i>Fc</i> (%)	0	27	17	9	18	0	20	13	27	17
<i>Fg</i> (%)	0	3	7	13	5	0	14	17	18	14
<i>Fcer</i> (%)	50	52	60	57	55	44	29	46	23	35
<i>Fp</i> (%)	8	4	2	6	4	0	2	5	3	3
<i>Fav</i> (%)	4	2	2	6	3	8	7	6	0	5
<i>Fspor</i> (%)	6	7	1	0	4	14	11	11	12	11
Funb (%)	21	2	4	4	5	19	9	2	16	9
Anderer (%)	11	3	6	5	5	16	8	1	2	5
Σ (KbE/g FM)	47	158	141	45	390	66	187	191	113	557
MW (KbE/g FM)	16	32	28	15	24	22	37	38	38	35
Probenahmetermin BBCH 87										
<i>Fc</i> (%)	11	52	28	45	37	5	25	21	32	24
<i>Fg</i> (%)	5	8	16	3	9	13	3	17	7	9
<i>Fcer</i> (%)	52	30	40	35	37	69	58	45	42	51
<i>Fp</i> (%)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fav</i> (%)	0	5	7	5	5	0	5	1	10	5
<i>Fspor</i> (%)	10	1	4	9	5	0	6	6	3	5
Funb (%)	4	2	3	3	3	3	3	6	3	4
Anderer (%)	18	2	3	1	4	10	1	3	1	3
Σ (KbE/g FM)	139	278	266	220	903	159	524	468	436	1586
MW (KbE/g FM)	46	56	53	73	56	53	105	94	145	99

¹ *Fc* = *F. culmorum*, ² *Fg* = *F. graminearum*, ³ *Fcer* = *F. cerealis*, ⁴ *Fp* = *F. poae*,
⁵ *Fav* = *F. avenaceum*, ⁶ *Fspor* = *F. sporotrichioides*, ⁷ Funb = *F. unbekannt* (= nicht identifizierte *Fusarium*-Arten)

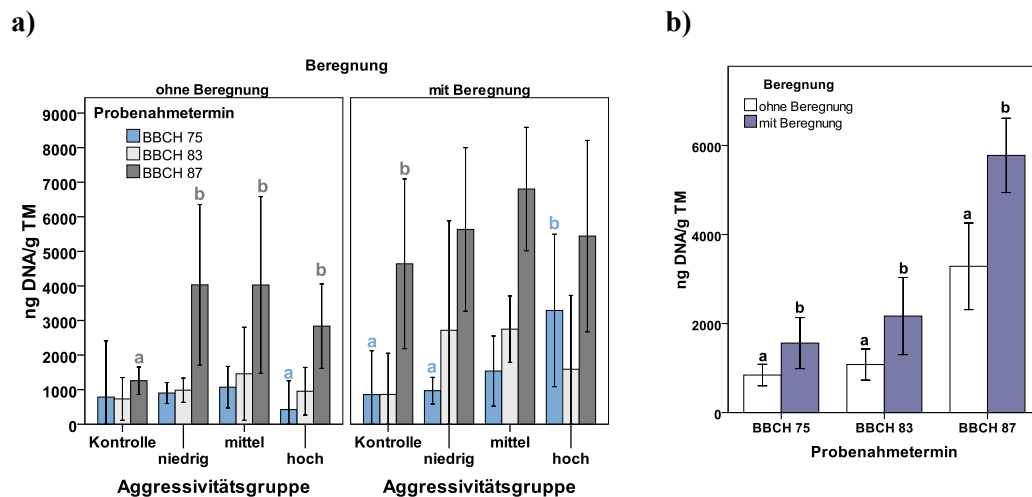


Abb. 16: Mittlerer a) tri-DNA-Gehalt (als Äquivalent der Trichothecen-produzierenden *Fusarium*-Arten) von Weizenähren zu BBCH 75, 83 und 87, die zur Blüte in 2007 mit unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden (Kontrolle $n = 3$; niedrig $n = 5$, mittel $n = 5$, hoch $n = 3$) in b) unberegneten und beregneten Parzellen (gemittelt über alle Inokulationsvarianten $n = 16$). Die angegebenen Signifikanzen beziehen sich auf jeweils einen Probenahmezeitpunkt.

4.2.1.4 Erfassung von Ertragsparametern

Nach der Ernte wurden der Parzellenertrag und das Tausendkorngewicht bestimmt.

Insgesamt erbrachten die Weizenpflanzen aller Varianten einen durchschnittlichen Ertrag von 58 dt/ha. Die Beregnung und die Inokulation hatten in den meisten Fällen keine Auswirkungen auf die Ertragsbildung der Weizenpflanzen. Nur die Inokulation mit hoch-aggressiven *Fusarium*-Isolaten führte unter dem Einfluss der Beregnung zu einer signifikanten Ertragsdepression (Tab. 16).

Tab. 16: Mittelwerte und Standardabweichungen (\pm) des Ertrags und des TKG von unberegneten und beregneten Weizenpflanzen, die zur Blüte in 2007 mit unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden. Die indizierten Signifikanzen (^a,^b) beziehen sich innerhalb der Parameter auf Zeilen und Spalten.

Aggressivitäts- gruppe	Ertrag (dt/ha)		TKG (g)	
	Unberegnet	Beregnet	Unberegnet	Beregnet
Kontrolle (n = 3)	58,5 (\pm 4,8)	57,8 (\pm 4,1) ^a	31,6 (\pm 1,5)	32,8 (\pm 0,4) ^a
Niedrig (n = 5)	58,2 (\pm 4,0)	59,5 (\pm 5,9) ^a	30,7 (\pm 2,7)	31,6 (\pm 2,4) ^a
Mittel (n = 5)	60,7 (\pm 4,1)	60,3 (\pm 4,4) ^a	31,8 (\pm 2,6)	29,5 (\pm 3,0)
Hoch (n = 3)	59,2 (\pm 3,0) ^a	50,0 (\pm 2,6) ^b	32,8 (\pm 0,8) ^a	25,6 (\pm 1,1) ^b
Gesamt (n = 16)	59,2 (\pm 3,8)	57,6 (\pm 5,7)	31,6 (\pm 2,2)	30,1 (\pm 3,2)

Ein ähnliches Bild ergibt sich für das TKG. Im Gesamtmittel erreichten die Weizenpflanzen ein TKG von 31 g. Die Weizenpflanzen der beregneten Parzellen, die mit hoch-aggressiven *Fusarium*-Isolaten

inokuliert wurden, erreichten ein mittleres TKG von 26 g und hatten somit ein signifikant kleineres TKG als die nicht-inokulierten bzw. die mit niedrig-aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokulierten Weizenpflanzen in den beregneten Parzellen sowie die mit hoch-aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokulierten Weizenpflanzen in den unberegneten Parzellen (Tab. 16). Das TKG der beregneten Weizenpflanzen korrelierte signifikant mit den Aggressivitätsstufen ($r = -0,693$; $\alpha = 0,01$).

4.2.1.5 Quantifizierung von Mykotoxinen in Weizenkörnern

Die Belastung von Weizenkörnern mit DON und ZEA wurde nach der Ernte mittels HPLC analysiert. Die zusätzliche Beregnung erhöhte den DON- und ZEA-Gehalt in den Weizenkörnern signifikant (Abb. 17a und 17b). Während die Weizenpflanzen der unberegneten Parzellen im Durchschnitt mit 1.214 $\mu\text{g/kg}$ DON und 39 $\mu\text{g/kg}$ ZEA belastet waren, wiesen die der beregneten Parzellen einen mittleren Gehalt an DON von 2.434 $\mu\text{g/kg}$ und an ZEA von 71 $\mu\text{g/kg}$ auf. 60% der beregneten und 13% der unberegneten Weizenpflanzen enthielten DON-Gehalte über der festgelegten Höchstgrenze

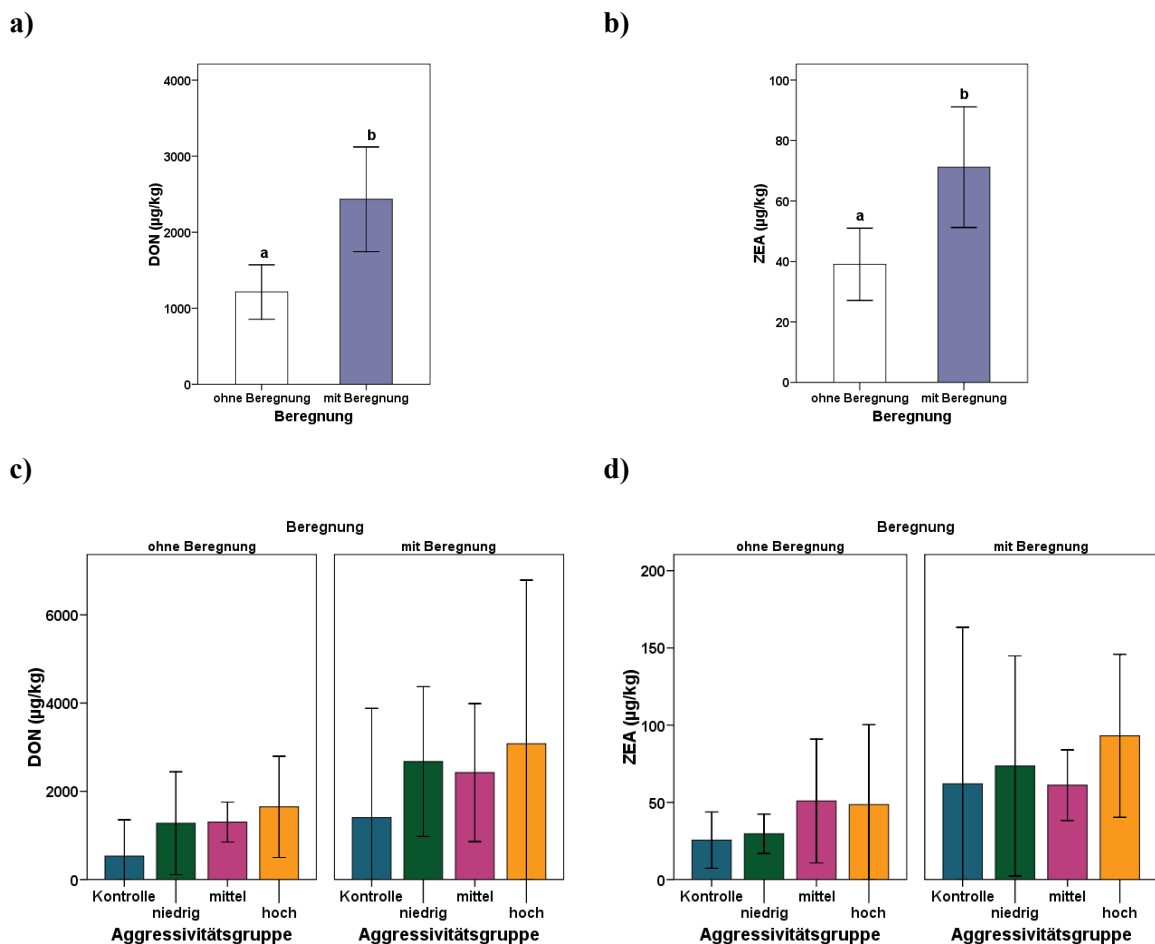


Abb. 17: Mittlerer a) und c) DON- und b) und d) ZEA-Gehalt von Körnern unberegneteter und beregneteter Weizenpflanzen (gemittelt über alle Inokulationsvarianten, $n = 16$), die zur Blüte in 2007 mit unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden (Kontrolle $n = 3$; niedrig $n = 5$, mittel $n = 5$, hoch $n = 3$).

von 1.250 µg/kg. Der ZEA-Höchstgrenzwert von 100 µg/kg wurde insgesamt in vier Proben überschritten. Ein Einfluss der Inokulation auf die Mykotoxinbelastung der Weizenkörner bzw. Unterschiede zwischen den Inokulationsvarianten wurden nicht festgestellt (Abb. 17c und 17d).

4.2.1.6 Korrelationen der untersuchten Parameter

Um die Frage zu klären, ob zwischen den Zellzahlen der inokulierten Arten bzw. dem tri-DNA-Gehalt und den Ertragsparametern sowie der DON- und ZEA-Belastung der untersuchten Weizenähren Zusammenhänge bestehen, wurden diese Parameter in Korrelation zueinander gesetzt (Tab. AI).

Auffallend war, dass für die Weizenähren, die beregnet und mit hoch-aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden, sowohl erhöhte Zellzahlen und ein hoher tri-DNA-Gehalt zu BBCH 75 als auch ein niedriger Ertrag und ein niedriges TKG nachgewiesen wurden. Dies lässt einen Einfluss erhöhter Zellzahlen bzw. erhöhter tri-DNA-Gehalte auf die Kornausbildung zu BBCH 75 in dieser Variante vermuten. Signifikante Korrelationen in diesem Zusammenhang wurden jedoch nicht nachgewiesen (Abb. 18).

Dagegen wurde ein signifikant positiver Zusammenhang zwischen dem DON-Gehalt und dem Auftreten trichothecen-produzierender *Fusarium*-Arten zu BBCH 87 in den unberegneten sowie zu BBCH 83 in den beregneten Weizenähren ermittelt. Die DON-Belastung und das TKG der beregneten Weizenähren korrelierten signifikant negativ (Tab AI).

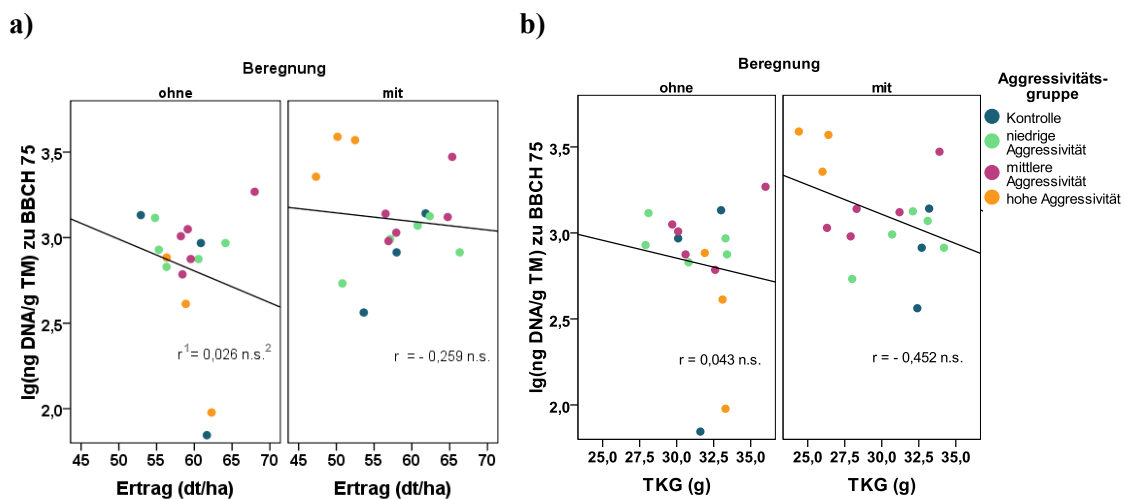


Abb. 18: Korrelationen zwischen dem tri-DNA-Gehalt zu BBCH 75 und dem a) Ertrag bzw. b) TKG von unberegneten und beregneten Weizenähren, die zur Blüte in 2007 mit unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden.¹ r = Korrelationskoeffizient nach Pearson; ² n.s. = nicht signifikant

Insgesamt wurde 2007 ein starker Einfluss der Beregnung, aber nur teilweise ein Einfluss der unterschiedlichen Aggressivitätsgruppen auf die untersuchten Parameter nachgewiesen. Auffallend waren die hohen Standardabweichungen in den einzelnen Aggressivitätsgruppen. Es ist zu vermuten,

dass die Einzelisolate, die in den jeweiligen Aggressivitätsgruppen zusammengeführt wurden, zu unterschiedlichen Reaktionen an den Weizenpflanzen führten und demzufolge zu unterschiedlichen Messwerten. Um die angewandte Methode der Gruppenbildung einzuschätzen, wurde der Variationskoeffizient berechnet. Der Variationskoeffizient, auch als relative Standardabweichung bezeichnet, ist der Quotient aus der Standardabweichung und dem Mittelwert von Messwerten einer Stichprobe ($V_k (\%) = SD/MW * 100$). Dabei gilt, je größer der V_k , desto geringer ist die Vergleichbarkeit der Fälle der untersuchten Stichprobe (hier Aggressivitätsgruppe) und desto geringer ist der Effekt des Prüffaktors (hier Inokulation). Aus Tabelle 17 geht hervor, dass die Variabilität der Messwerte bei der tri-DNA-Analyse zu BBCH 75 und 83 und der Mykotoxinbestimmung besonders hoch, bei den Ertragsparametern sehr niedrig war. Demnach ist die Einteilung der Einzelisolate in die Aggressivitätsgruppen nur teilweise geeignet, um den Einfluss der *in vitro* bestimmten Aggressivität der *Fusarium*-Isolate auf die Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen zu charakterisieren.

Tab. 17: Variationskoeffizient für die unterschiedlichen Aggressivitätsgruppen der untersuchten Parameter des Versuchsjahres 2007. Ist der Variationskoeffizient > 25% (grau markiert), so ist die Streuung der Messwerte sehr groß. Liegt er über 50% (blau markiert), so ist der Mittelwert kein geeigneter Repräsentant der Einzelwerte.

Beregnung	Aggressivitätsgruppe	tri-DNA-Gehalt BBCH			Ertrag	TKG	DON	ZEA
		75	83	87				
		Variationskoeffizient (%)						
Ohne	Kontrolle (n = 3)	83	34	13	8	5	63	29
	Niedrig (n = 5)	27	29	46	7	9	74	35
	Mittel (n = 5)	45	74	51	7	8	28	63
	Hoch (n = 3)	79	29	17	5	2	28	43
Mit	Kontrolle (n = 3)	60	56	21	7	1	71	66
	Niedrig (n = 5)	32	94	34	10	8	51	78
	Mittel (n = 5)	53	28	21	7	10	52	30
	Hoch (n = 3)	27	54	20	5	4	48	23

4.2.2 Inokulation von Weizenpflanzen mit vier unterschiedlich aggressiven *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten im Freiland (2008)

2008 wurde ein zweiter Freilandversuch durchgeführt, bei dem erneut der Einfluss der *in vitro* ermittelten Aggressivität von *Fusarium*-Isolaten auf die Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen überprüft wurde. Im Gegensatz zu 2007 wurden 2008 vier Isolate (Fc53+, Fg18+, Fc13+++, Fg23+++) mit je sechs Wiederholungen zur Inokulation eingesetzt, um die oben beschriebene Variabilität der Messwerte zu reduzieren. Die Kontrollvarianten wiesen je acht Wiederholungen auf. Alle weiteren Untersuchungen wurden wie in 2007 durchgeführt und eine Berechnungsvariante ebenfalls einbezogen.

4.2.2.1 Witterung und Beregnung

Im Gegensatz zu 2007 war der Beobachtungszeitraum Mai bis Juli 2008 durch eine trockenere Witterung gekennzeichnet (Abb. AII). Fielen 2007 insgesamt 269 mm Niederschlag, waren es im gleichen Zeitraum 2008 insgesamt 70 mm. Der Mai war mit einer Gesamtniederschlagsmenge von 3 mm sehr trocken. Erst zu Beginn der Blüte des Weizens regnete es wieder. Bis Ende Juni fielen 25 mm, danach bis Ende Juli nochmals 43 mm. Die Temperaturen waren ähnlich wie in 2007 und lagen im Mittel bei 18°C. Zur Inokulation betrug die Temperatur 16°C und war damit um 5°C niedriger als in 2007 zu diesem Zeitpunkt.

2008 wurde im Vergleich zu 2007 mehr beregnet. Bereits vor der Inokulation waren es 82 mm Zusatzberegnung, zum Inokulationszeitpunkt wie in 2007 12 mm und danach wurden nochmals bis Ende Juni 111 mm in drei Gaben verabreicht.

4.2.2.2 Quantifizierung von *Fusarium* spp. und anderen Gattungen filamentöser Pilze in Weizenähren

Wie in 2007 war auch im zweiten Versuchsjahr ein Anstieg der filamentösen Pilze in den Weizenähren von der Blühphase bis zum Reifestadium zu verzeichnen. Der Besatz der Weizenähren mit filamentösen Pilzen war im niederschlagsärmeren Jahr 2008 aber auf einem deutlich niedrigeren Niveau. Auch durch die Beregnung wurden die Gesamtkeimzahlen der filamentösen Pilze während des gesamten Untersuchungszeitraumes nicht erhöht (Tab. 18).

Zu allen drei Probenahmezeitpunkten wurden *Fusarium* spp. und die unter „Anderen“ zusammengefassten Arten aus den Weizenähren isoliert. Im Gegensatz zum vorangegangenen Versuchsjahr dominierten während des gesamten Untersuchungszeitraumes die „Anderen“, unter denen wiederum Arten der Gattung *Alternaria* spp. vorherrschten (Abb. 19, Tab. 18).

Das *Fusarium*-Spektrum war 2008 etwas breiter als im Jahr zuvor und nahm von BBCH 63 zu BBCH 87 zu (Tab. 18). Als *Fusarium*-Arten wurden vor der Inokulation *F. poae*, *F. equiseti*, *F. tricinctum* und *F. culmorum* in den Weizenähren nachgewiesen. Nach der Inokulation, zu BBCH 75 und 87 wurden zusätzlich *F. avenaceum*, *F. graminearum* und *F. sporotrichioides* in den Weizenähren identifiziert. War *F. cerealis* in 2007 die dominierende Art, wurde sie 2008 auf den gleichen Flächen zu BBCH 63 und 75 gar nicht und zu BBCH 87 in einer Probe nachgewiesen. 2008 war *F. poae* die dominierende *Fusarium*-Art.

Die inokulierten *Fusarium*-Arten *F. culmorum* und *F. graminearum* wurden im Unterschied zu 2007 in 2008 nicht in erhöhten Keimzahlen nach der Inokulation nachgewiesen. Zurückzuführen auf die trockenen Witterungsbedingungen in diesem Versuchsjahr konnten die Isolate die Weizenähren nicht erfolgreich infizieren, selbst die Beregnung beeinflusste das Infektionsgeschehen nicht (Tab. 18).

Tab. 18: Prozentualer Anteil (%) sowie die gesamte (Σ) und mittlere (MW) Anzahl filamentöser Pilze (KbE/g FM) in blühenden und reifenden Weizenähren (oberflächendesinfiziert) vor (BBCH 63) und (BBCH 75 und 87) nach einer Ähreninokulation mit unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten in 2008.

Pilze	Beregnung											
	Ohne Beregnung						Mit Beregnung					
	Inokulation						Inokulation					
	Kontrolle (n = 8)	Fc53 (n = 6)	Fg18 (n = 6)	Fe13 (n = 6)	Fg23 (n = 6)	Gesamt (n = 32)	Kontrolle (n = 8)	Fc53 (n = 6)	Fg18 (n = 6)	Fe13 (n = 6)	Fg23 (n = 6)	Gesamt (n = 32)
Probenahmetermin BBCH 63												
<i>Fc</i> ¹ (%)	0	3	0	0	3	1,2	2	0	0	0	0	0,4
<i>Fg</i> ² (%)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Fequi</i> ³ (%)	3	0	3	0	0	1,0	6	0	5	0	0	2,4
<i>Fp</i> ⁴ (%)	3	0	4	8	4	3,8	2	7	0	7	5	3,8
<i>Ftric</i> ⁵ (%)	0	3	3	0	0	1,2	0	3	0	0	0	0,6
Andere (%)	94	94	90	92	93	92,8	90	90	95	93	95	92,8
Σ (KbE/g FM)	52	50	42	56	53	253	60	57	73	50	54	294
MW (KbE/g FM)	7	8	7	9	9	8	8	10	12	8	9	9
Probenahmetermin BBCH 75												
<i>Fc</i> (%)	0	0	0	2	3	0,9	0	2	3	0	0	0,9
<i>Fg</i> (%)	0	0	3	2	0	0,9	0	1	0	0	0	0,2
<i>Fav</i> ⁶ (%)	4	2	2	2	0	1,7	2	2	0	0	0	0,8
<i>Fequi</i> (%)	0	3	2	0	4	1,7	2	0	0	3	2	1,3
<i>Fp</i> (%)	6	5	7	5	4	5,3	7	7	6	5	7	6,3
<i>Ftric</i> (%)	4	3	0	0	0	1,4	0	0	0	3	0	0,6
<i>Funb</i> ⁷ (%)	0	0	0	0	3	0,6	0	0	0	0	2	0,3
Andere (%)	86	87	86	89	86	87,5	89	88	91	89	89	89,6
Σ (KbE/g FM)	75	89	86	87	87	424	82	88	76	84	81	411
MW (KbE/g FM)	9	15	15	15	15	13	10	15	13	14	14	13

Fortsetzung Tab. 18: Prozentualer Anteil (%) sowie die gesamte (Σ) und mittlere (MW) Anzahl filamentöser Pilze (KbE/g FM) in blühenden und reifenden Weizenähren (oberflächendesinfiziert) vor (BBCH 63) und (BBCH 75 und 87) nach einer Ähreninokulation mit unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten in 2008.

Pilze	Berechnung											
	Ohne Berechnung						Mit Berechnung					
	Inokulation						Inokulation					
	Kontrolle (n = 8)	Fc53 (n = 6)	Fg18 (n = 6)	Fc13 (n = 6)	Fg23 (n = 6)	Gesamt (n = 32)	Kontrolle (n = 8)	Fc53 (n = 6)	Fg18 (n = 6)	Fc13 (n = 6)	Fg23 (n = 6)	Gesamt (n = 32)
Probenahmetermin BBCH 87												
<i>Fc</i> (%)	0	1	2	0	0	0,7	0	2	0	4	0	1,1
<i>Fg</i> (%)	0	1	1	0	1	0,8	1	0	2	0	2	1,2
<i>Fav</i> (%)	4	2	0	8	1	2,9	2	2	0	1	0	1,0
<i>Fcer</i> ⁸ (%)	0	0	0	0	1	0,3	0	0	0	0	0	0
<i>Fequi</i> (%)	0	2	0	1	0	0,6	0	1	0	0	1	0,4
<i>Fp</i> (%)	7	6	5	1	6	4,9	7	4	5	2	4	4,1
<i>Fspor</i> ⁹ (%)	0	0	0	0	2	0,3	0	3	2	3	0	1,4
<i>Ftric</i> (%)	0	0	2	1	0	0,6	0	1	1	0	0	0,5
<i>Funb</i> (%)	1	1	1	1	2	1,3	0	1	2	4	0	1,3
Andere (%)	88	87	89	88	87	87,7	90	86	88	86	93	89,1
Σ (KbE/g FM)	109	110	100	104	97	520	102	114	94	105	117	533
MW (KbE/g FM)	14	18	17	17	16	16	13	19	16	18	20	17

¹ *Fc* = *F. culmorum*, ² *Fg* = *F. graminearum*, ³ *Fequi* = *F. equiseti*, ⁴ *Fp* = *F. poae*, ⁵ *Ftric* = *F. tricinctum*, ⁶ *Fav* = *F. avenaceum*, ⁷ *Funb* = *F.* unbekannt (= nicht identifizierte *Fusarium*-Arten), ⁸ *Fcer* = *F. cerealis*, ⁹ *Fspor* = *F. sporotrichioides*

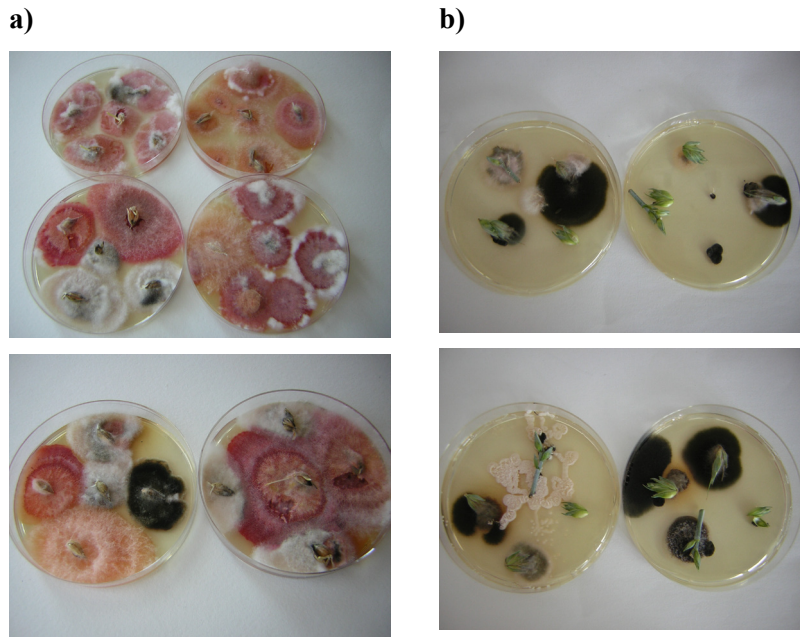


Abb. 19: Auf PDA ausgelegte oberflächendesinfizierte Ährenstücke von Weizenpflanzen, die zur Blüte mit *F. culmorum* und *F. graminearum* inokuliert wurden:

- a) Überwiegend mit *Fusarium* spp.-infizierte Ährenstücke der Probenahme von BBCH 87 (2007)
 b) Überwiegend mit *Alternaria* spp.-infizierte Ährenstücke der Probenahme von BBCH 75 (2008).

4.2.2.3 Quantifizierung Trichothecen-produzierender *Fusarium*-Arten in Weizenähren

Wie schon bei der mikrobiologischen Analyse der *Fusarium* spp. ersichtlich, war die Besiedlung der Weizenähren mit TPFA in 2008 im Vergleich zu 2007 deutlich geringer. Aufgrund niedriger Mengen an tri-DNA in den Weizenähren der dritten Probenahme, wurden die Proben der vorangegangenen Probenahmen nicht analysiert. Wurden in den Weizenähren von BBCH 87 in 2007 1.095 bis 9.020 ng tri-DNA/g TM nachgewiesen, war der tri-DNA-Gehalt in 80% aller Proben von BBCH 87 in 2008 < 10 ng/g TM (Abb. 20a). Das Maximum betrug 856 ng/g TM und wurde in den Ähren der berechneten mit Fg18-inokulierten Weizenpflanzen ermittelt. In dieser Variante wurden aber auch Werte von 0,2 bis 3,2 ng tri-DNA/g TM festgestellt. Eine starke Streuung der Messwerte um ihren Mittelwert wurde in den anderen Varianten ebenfalls beobachtet.

Die Ergebnisse der mikrobiologischen Analyse zeigten zum Einen, dass die Beregnung das Vorkommen von *Fusarium* spp. in den Weizenähren nicht beeinflusste und zum Anderen, dass die inokulierten *Fusarium*-Isolate keinen Infektionserfolg hatten. Dementsprechend variierten auch die tri-DNA-Gehalte, im Gegensatz zu 2007, zwischen den Beregnungs- (Abb. 20b) und den Inokulationsvarianten nicht signifikant.

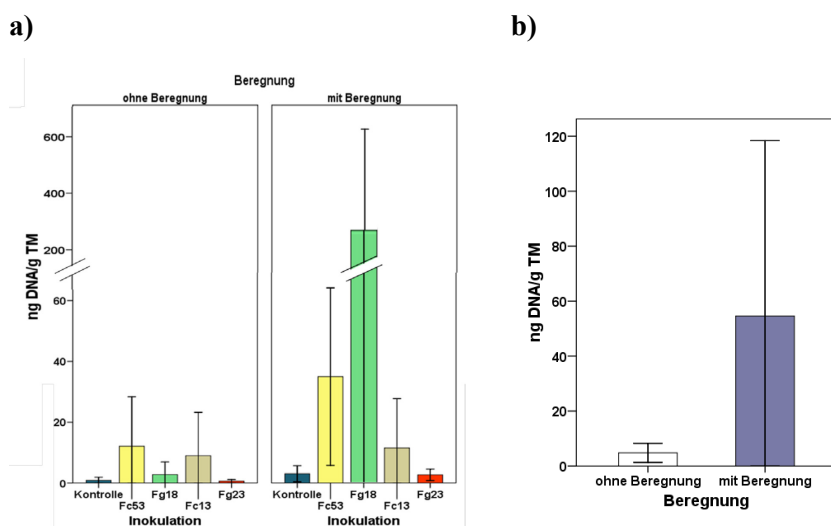


Abb. 20: Mittlerer a) tri-DNA-Gehalt (als Äquivalent der Tricothecen-produzierenden *Fusarium* Arten) von Weizenähren zu BBCH 87, die zur Blüte in 2008 mit unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden (Kontrolle n = 8; Fc53, Fg18, Fc13, Fg23 n = 6) in b) unberegneten und beregneten Parzellen (gemittelt über alle Inokulationsvarianten n = 32).

4.2.2.4 Erfassung von Ertragsparametern

In Tabelle 19 sind die Ergebnisse zu den Untersuchungen der Ertragsparameter dargestellt. 2008 erreichten die Weizenpflanzen der gesamten Versuchsfläche einen mittleren Ertrag von 48 dt/ha und lagen damit um ca. 10 dt/ha unter dem Durchschnitt von 2007. Dagegen war das TKG mit einem Gesamtmittel von 35 g um durchschnittlich 4 g höher als im vorangegangenen Versuchsjahr. Demzufolge bildeten die untersuchten Weizenpflanzen in 2008 weniger aber größere Körner aus. Die einzelnen Parzellenerträge variierten von 25 dt/ha bis 75 dt/ha und die TKG von 31 g bis 40 g. Die Beregnung und die Inokulation hatten dabei jedoch keinen signifikanten Einfluss auf die Ertragsparameter.

Tab. 19: Mittelwerte und Standardabweichungen (\pm) des Ertrags und des TKG von unberegneten und beregneten Weizenpflanzen, die zur Blüte in 2008 mit unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden

Aggressivitäts- gruppe	Ertrag (dt/ha)		TKG (g)	
	Unberegnert	Beregnert	Unberegnert	Beregnert
Kontrolle (n = 8)	50,2 (\pm 9,8)	45,3 (\pm 13,2)	35,4 (\pm 3,2)	35,0 (\pm 1,6)
Fc53 (n = 6)	51,2 (\pm 16,2)	43,9 (\pm 11,4)	35,2 (\pm 2,4)	34,5 (\pm 2,0)
Fg18 (n = 6)	43,5 (\pm 11,5)	51,9 (\pm 14,9)	34,6 (\pm 2,4)	35,8 (\pm 3,3)
Fc13 (n = 6)	43,6 (\pm 16,8)	49,8 (\pm 11,0)	35,5 (\pm 1,4)	36,1 (\pm 2,5)
Fg23 (n = 6)	49,8 (\pm 8,4)	53,4 (\pm 12,6)	34,3 (\pm 1,2)	35,7 (\pm 1,2)
Gesamt (n = 32)	47,8 (\pm 12,4)	48,6 (\pm 12,5)	35,0 (\pm 2,2)	35,4 (\pm 2,1)

4.2.2.5 Quantifizierung von Mykotoxinen in Weizenkörnern

Die Kontamination der Weizenkörner mit DON und ZEA war in 2008 deutlich geringer als im niederschlagsreichen Jahr 2007. Die Grenzwerte für DON oder ZEA wurden in keiner der Proben überschritten. Wurden 2007 signifikante Unterschiede im Toxingehalt der unberegneten und beregneten Weizenkörner nachgewiesen, hatte die Beregnung in 2008 keinen signifikanten Einfluss auf die DON- und ZEA-Belastung der Weizenkörner. (Abb. 21a und 21b). Die Körner der unberegneten Weizenpflanzen wiesen durchschnittlich 78 $\mu\text{g}/\text{kg}$ und die der beregneten 94 $\mu\text{g}/\text{kg}$ DON auf. Der ZEA-Gehalt der Weizenkörner der unberegneten Pflanzen lag bei fast allen Behandlungsvarianten, mit Ausnahme der Variante „Fc53“, unterhalb der Nachweisgrenze. Die Beregnung erhöhte (nicht signifikant) die ZEA-Belastung und führte zu einem mittleren Gehalt von 12 $\mu\text{g}/\text{kg}$. Signifikante Änderungen der Toxinbelastung durch die Inokulation wurden nicht nachgewiesen (Abb. 21c und 21d).

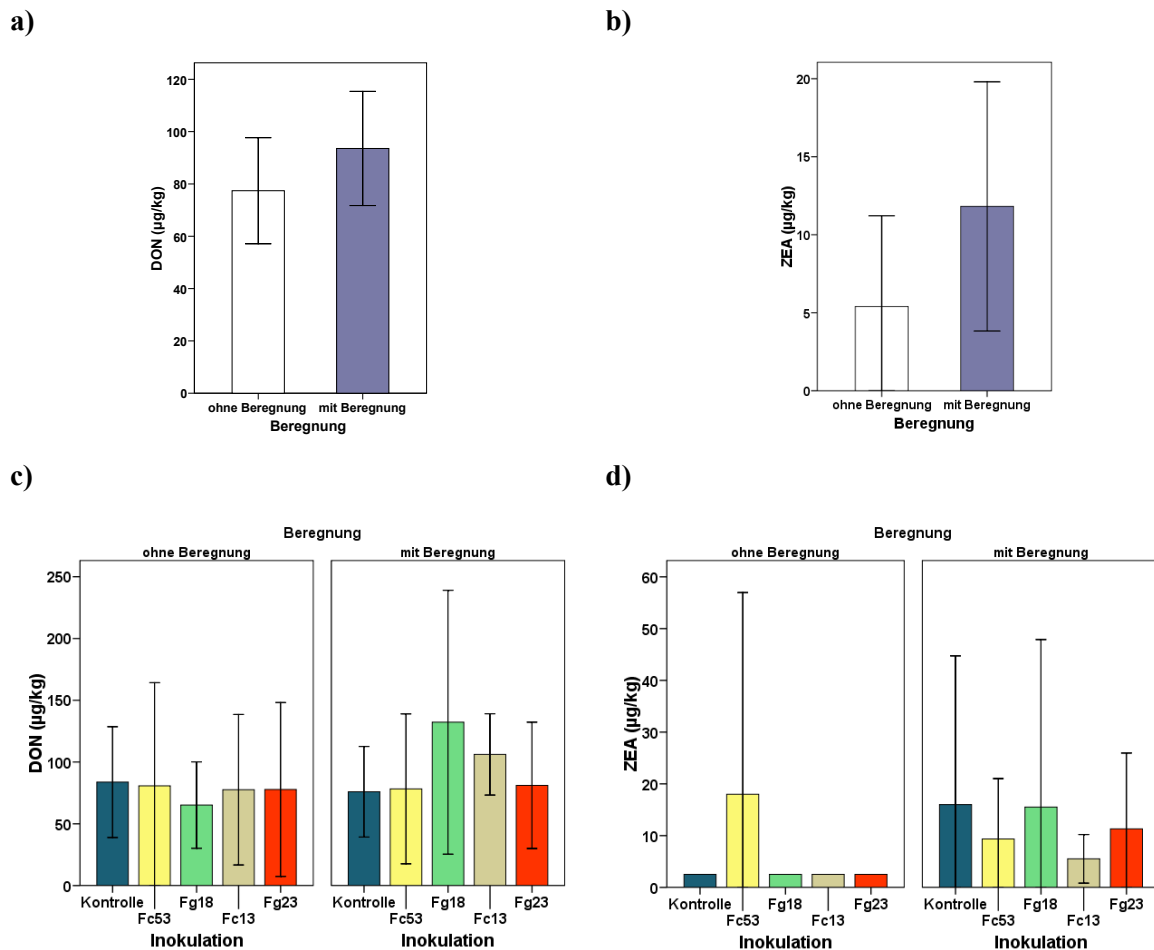


Abb. 21: Mittlerer a) und c) DON- und b) und d) ZEA-Gehalt von Körnern unberegneter und beregneter Weizenpflanzen (gemittelt über alle Inokulationsvarianten, $n = 32$), die zur Blüte in 2008 mit unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden (Kontrolle $n = 8$; Fc53, Fg18, Fc13, Fg23 $n = 6$).

4.2.2.6 Korrelationen der untersuchten Parameter

Für die in 2008 untersuchten Parameter wurden keine signifikanten Korrelationen ermittelt.

Wie in 2007 wurden auch in 2008 starke Schwankungen innerhalb der einzelnen Varianten festgestellt, obwohl die inokulierten Isolate als Einzelisolate in mehrfacher Wiederholung eingesetzt wurden.

4.3 Überprüfung des Einflusses von Mykorrhizapilzen auf die durch *F. culmorum*- und *F. graminearum*-ausgelöste Schadbildentwicklung bei Weizenpflanzen

Um den Einfluss von Mykorrhizapilzen auf die durch *F. culmorum*- und *F. graminearum*-ausgelöste Schadbildentwicklung bei Weizenpflanzen zu überprüfen, wurden Weizenpflanzen unter kontrollierten Bedingungen und im Freiland (2008 und 2009) mit einem Mykorrhizagemisch und *F. culmorum* bzw. *F. graminearum* beimpft. Dabei wurden sowohl die Mykorrhizierung der Weizenwurzeln als auch die Besiedlungsdynamik von *F. culmorum* und *F. graminearum* in den Weizenpflanzen während der Ontogenese untersucht. Die Interaktionen dieser antagonistisch wirkenden Pilze können das Wachstum und die Vitalität der Pflanzen ändern. Dazu wurden im Gefäßversuch in der Klimakammer während der Ontogenese der Stresszustand der Weizenpflanzen auf Basis der Sauerstoffbilanz bestimmt sowie morphologische Eigenschaften erfasst. Im Freiland wurden ebenfalls Daten über die morphologischen Eigenschaften der Weizenpflanzen erhoben und zusätzlich Ertragsparameter und Mykotoxinbelastung untersucht.

4.3.1 Inokulation von Weizenpflanzen mit unterschiedlich aggressiven *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten und Mykorrhizapilzen unter kontrollierten Bedingungen (Klimakammer)

Für die Inokulation der Weizenpflanzen im Gefäßversuch wurden ein Gemisch aus Mykorrhizapilzen und 6 *F. culmorum*- bzw. 2 *F. graminearum*-Isolaten mit unterschiedlicher Aggressivität eingesetzt. Die Mykorrhizapilze wurden direkt zur Aussaat des Weizens und die *Fusarium*-Isolate vier Wochen danach in das Substrat (Quarzsand) eingebracht.

4.3.1.1 Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades in Wurzeln von Weizenpflanzen

Der Mykorrhizierungsgrad wurde vier Wochen nach der Inokulation der Mykorrhiza mittels „Gridline Intersection Method“ ermittelt. Zu diesem Zeitpunkt waren die mit dem Mykorrhizagemisch inokulierten Pflanzen stark mykorrhiziert und wiesen einen durchschnittlichen Mykorrhizierungsgrad von 88% (83 bis 96%) auf.

4.3.1.2 Quantifizierung von *Fusarium* spp und anderen Gattungen filamentöser Pilze in Weizenpflanzen und Substrat

Das Vorkommen von *F. culmorum* und *F. graminearum* im Substrat sowie in der Wurzel, im Stängel und in der Ähre wurde in der 7., 14., 30. und 40. Ontogenesewoche mittels mikrobiologischer Methoden untersucht.

Die inokulierten *Fusarium*-Arten wurden in der 7. Ontogenesewoche, drei Wochen nach deren Inokulation, im Quarzsand aller nicht-mykorrhizierten Varianten nachgewiesen (Tab. 20). Bis zu diesem Zeitpunkt wiesen Fg21 den größten und Fc65 den kleinsten Anteil an der Gesamtkeimzahl auf. Bis zum Ende der Ontogenese (40. Ontogenesewoche) zeigte sich jedoch, dass Fg21 sich im Quarzsand nicht durchsetzen konnte. Auch Fc51, Fc65 und Fg23 wurden in der 40. Ontogenesewoche nicht bzw. nur in geringem Umfang nachgewiesen. Dagegen nahmen Fc1, Fc13 und Fc64 72%, 75% und 100% der Gesamtkeimzahl ein.

In den mykorrhizierten mit *Fusarium*-inokulierten Varianten wurde bis zur 14. Ontogenesewoche keine der inokulierten *Fusarium*-Arten im Quarzsand nachgewiesen. Bis zur 40. Woche wurden Fc1, Fc13 und Fc64 in hohen Anteilen und Fc51, Fc53, Fc65 und Fg21 in niedrigen Anteilen im Quarzsand gefunden (Tab. 20). Fg23 wurde bis zur 40. Ontogenesewoche nicht isoliert. Beide Kontrollvarianten wiesen während der Ontogenese keine *Fusarium*-Arten im Quarzsand auf. Der Quarzsand der mykorrhizierten Kontrollpflanzen sowie der mykorrhizierten mit *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen war teilweise mit pflanzenassoziierten *T. spec.* besiedelt, die wahrscheinlich über das Mykorrhizapräparat eingetragen wurden (Abb. 22).

Aus den Wurzeln der nicht-mykorrhizierten *Fusarium*-belasteten Weizenpflanzen wurden bereits in der 7. Ontogenesewoche Fc1, Fc13, Fc64 und Fc65 in hohen Keimzahlen isoliert. Mit Ausnahme des Fc65 stiegen die Keimdichten der drei hoch (Fc1, Fc13)- und mittel-aggressiven (Fc64) Isolate bis zum Ende der Ontogenese stark an. Die niedrig-aggressiven Isolate Fc51 und Fc53 wurden ab der 14. Ontogenesewoche in niedrigen Keimzahlen, die beiden *F. graminearum*-Isolate während der gesamten Ontogenese in sehr geringen Keimzahlen bzw. gar nicht nachgewiesen (Tab. 20).

Die mykorrhizierten Wurzeln der mit *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen waren bis zur 7. Woche der Ontogenese nicht mit den inokulierten *Fusarium*-Arten besiedelt. Ab der 14. Woche wurden Fc13, Fc53 und Fc64, ab der 30. Woche zusätzlich Fc1 in den mykorrhizierten Wurzeln gefunden. Bei allen anderen mykorrhizierten Varianten konnten die inokulierten *Fusarium*-Arten im Laufe der Ontogenese nicht in die Wurzeln der Weizenpflanzen eindringen, auch die beiden Kontrollvarianten wiesen keine *Fusarium*-Arten in den Wurzeln auf (Tab. 20). Ebenso wie der Quarzsand waren auch die mykorrhizierten Wurzeln teilweise mit *T. spec.* belastet (Abb. 22).

In der Besiedlung des Stängels und der Ähre mit den inokulierten *Fusarium*-Isolaten in der 30. bzw. 40. Ontogenesewoche gab es kaum Unterschiede zwischen den nicht-mykorrhizierten und den mykorrhizierten Varianten. Der untere Stängelabschnitt war in der 30. und 40. Woche der Ontogenese

Tab. 20: Prozentualer Anteil (%) von *F. culmorum* bzw. *F. graminearum* an der Gesamtkeimzahl in 1 g Quarzsand sowie das Vorkommen von *F. culmorum* bzw. *F. graminearum* (KbE/g FM) in Wurzel, Stängel und Ähre in der 7., 14., 30. und 40. Ontogenesewoche von Weizenpflanzen, die mit Mykorrhiza und unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden. Die angegebenen Werte beziehen sich auf jeweils eine Mischprobe, die ausgewogen und auf je drei Petrischalen untersucht wurde.

Variante	Aggr.*	Quarzsand				Wurzel				Stängel		Ähre				
		%				KbE/g FM				KbE/g FM		KbE/g FM				
		7.	14.	30.	40.	7.	14.	30.	40.	unten	Mitte	unten	Mitte			
Fe1	+++ ¹	42	40	67	72	35	114	135	40.	40.	30.	40.	15	18	15	9
Fe13	+++	65	75	78	75	43	230	327	40.	40.	9	14	5	14	5	6
Fe51	+ ²	18	0	7	0	0	13	8	40.	40.	3	10	1	10	1	3
Fe53	+	32	25	27	25	0	63	39	40.	40.	3	10	9	10	9	5
Fe64	++ ³	32	100	100	100	83	176	402	40.	40.	72	101	7	101	7	4
Fe65	++	17	26	5	0	24	33	8	40.	40.	5	5	3	5	3	10
Fg21	++	75	35	10	0	5	0	7	40.	40.	1	0	0	0	0	3
Fg23	+++	42	11	10	2	5	0	0	40.	40.	4	1	0	1	0	0
Kontrolle		0	0	0	0	0	0	0	40.	40.	0	0	0	0	0	1
Fe1 + Myk	+++	0	0	15	46	0	0	58	40.	40.	7	18	14	18	14	10
Fe13 + Myk	+++	0	0	20	37	0	13	46	40.	40.	10	11	8	11	8	8
Fe51 + Myk	+	0	0	0	10	0	0	5	40.	40.	2	1	0	1	0	2
Fe53 + Myk	+	0	0	0	5	0	11	22	40.	40.	6	14	8	14	8	7
Fe64 + Myk	++	0	0	31	57	0	21	41	40.	40.	52	61	9	61	9	6
Fe65 + Myk	++	0	0	13	0	0	0	0	40.	40.	0	3	0	3	0	0
Fg21 + Myk	++	0	0	6	7	0	0	0	40.	40.	0	0	2	0	2	0
Fg23 + Myk	+++	0	0	0	0	0	0	0	40.	40.	0	0	2	0	2	1
Mykorrhiza		0	0	0	0	0	0	0	40.	40.	0	0	0	0	0	0

* Aggr. = Aggressivitätsgruppe des *Fusarium*-Isolats; ¹ +++ = hohe Aggressivität; ² ++ = niedrige Aggressivität; ³ + = mittlere Aggressivität; ⁴ ++ = mittlere Aggressivität

in fast allen Varianten mit der entsprechenden inokulierten *Fusarium*-Art besiedelt. Die höchsten Keimzahlen wurden auch hier wieder für Fc64 ermittelt. Fg21 und Fg23 wurden aus dem unteren Stängelabschnitt der nicht-mykorrhizierten Varianten kaum und dem der mykorrhizierten Varianten gar nicht isoliert. Fc1 wies die höchsten Keimzahlen im mittleren Stängelabschnitt und in der Ähre, zusammen mit Fc65 auf. Wiederum waren die Kontrollvarianten im Stängel und die mykorrhizierte Kontrollvariante in der Ähre nicht mit *F. culmorum* bzw. *F. graminearum* besiedelt (Tab. 20).

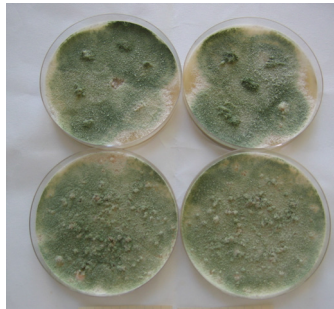


Abb. 22: Nachweis (auf PDA) von *T. spec* in Quarzsand (unten) und in Wurzeln von Weizenpflanzen (oben), die mit Mykorrhiza und unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden.

4.3.1.3 Bestimmung des Stresszustands der Weizenpflanzen auf Basis der Sauerstoffbilanz

Die Parameter der Sauerstoffbilanz während der Photosynthese (R, D, S, M) wurden mit dem Messgerät PlantVital®5000 im Verlauf der Ontogenese der Weizenpflanzen gemessen. Für die Auswertung wurde nur die Effizienz der Sauerstoffproduktion (S) herangezogen.

Die mittlere S der nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen während des gesamten Untersuchungszeitraums betrug 0,032 mg/l*sec, die aller nicht-mykorrhizierten mit *F. culmorum* bzw. *F. graminearum* inokulierten Weizenpflanzen lag bei 0,023 mg/l*sec (Abb. 23). Der Befall der Weizenpflanzen mit unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten führte demnach zu einer Reduzierung der Photosyntheseaktivität. Dabei wiesen die Weizenpflanzen der hoch-aggressiven Variante „Fc1“ mit 0,019 mg/l*sec eine signifikant niedrigere S im Vergleich zu den nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen auf (Abb. 23). Während des gesamten Untersuchungszeitraums wurde für die mykorrhizierten Kontrollpflanzen die höchste mittlere S (0,049 mg/l*sec) gemessen (Abb. 23 und 24a). Die Photosyntheseaktivität dieser Varianten war damit gegenüber der der nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen (Abb. 23 und 24a), der mit *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen (Abb. 23) sowie der mit Mykorrhiza- und *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen (Ausnahmen: „Fc53+Myk“, „Fc13+Myk“) signifikant erhöht (Abb. 23). Der positive Effekt der Mykorrhizierung zeigte sich auch bei den Weizenpflanzen, die mit Mykorrhiza und *F. culmorum* bzw. *F. graminearum* inokuliert wurden. Die mittlere S dieser Varianten lag bei 0,034 mg/l*sec und war somit im Durchschnitt um 0,01 mg/l*sec höher als die S der nicht-mykorrhizierten Weizenpflanzen unter Pathogenbefall (Abb. 24a). Durch die Mykorrhizierung der Weizenwurzeln wurde der negative Effekt der *Fusarium*-Isolate auf die Photosyntheseaktivität reduziert. In diesem Zusammenhang

unterschieden sich im Einzelnen die nicht-mykorrhizierten Varianten „Fc1“, „Fc13“, „Fc51“, „Fc65“ und „Fg21“ signifikant von ihren entsprechenden mykorrhizierten Vergleichsvarianten „Fc1+Myk“ (Abb. 24b), „Fc13+Myk“ (Abb. 24c), „Fc51+Myk“ (ohne Abb.), „Fc65+Myk“ (ohne Abb.) und „Fg21+Myk“ (Abb. 24d).

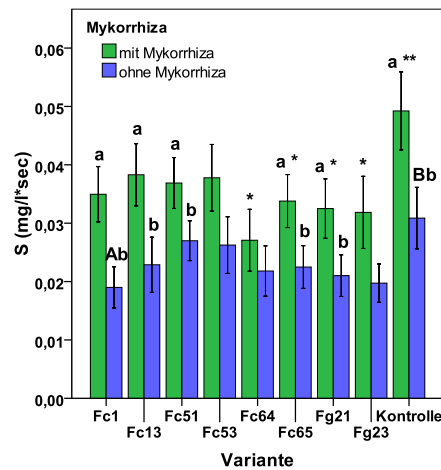


Abb. 23: Mittlere Effizienz der Sauerstoffproduktion (S) von Weizenpflanzen in der 4. bis zur 31. Ontogenesewoche, die mit Mykorrhiza und unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden. Der Mittelwert ergibt sich aus jeweils drei Pflanzen pro Variante und allen durchgeführten Messungen von der 4. bis zur 31. Ontogenesewoche (n = 42). Die angegebenen Signifikanzen „a, b“ beziehen sich auf jeweils eine Variante „A, B“ ist der Vergleich zwischen nicht-mykorrhizierten mit *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen und nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen und „*,**“ bedeutet der Vergleich mykorrhizierter mit *Fusarium*-inokulierter Weizenpflanzen zur mykorrhizierten Kontrollvariante.

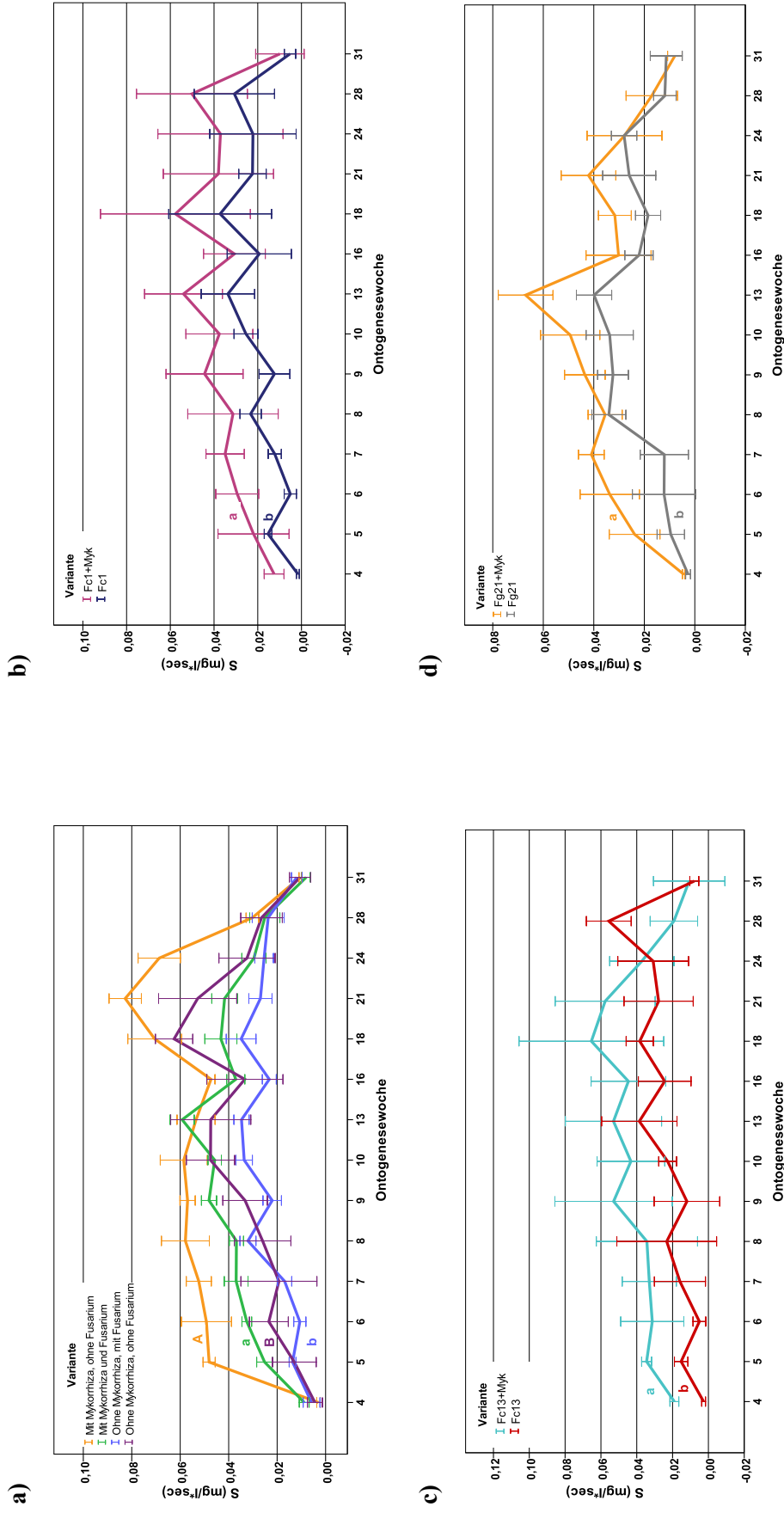


Abb. 24: Mittlere Effizienz der Sauerstoffproduktion (S) von Weizenpflanzen in der 4. bis zur 31. Ontogenesewoche, die mit Mykorrhiza und unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden.

a) Gemittelt über alle mykorrhizierten bzw. nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen (n = 3) und über alle mit Mykorrhiza und *Fusarium*-inokulierten bzw. nur mit *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen (n = 24). Die angegebenen Signifikanzbeziehungen beziehen sich auf alle Messzeitpunkte. Es wurden jeweils die Kontrollvarianten (A, B) und die mykorrhizierten bzw. nicht-mykorrhizierten *Fusarium*-belasteten Varianten verglichen (a, b).
 b-d) Gemittelt über 3 Weizenpflanzen pro Variante. Die angegebenen Signifikanz (a, b) beziehen sich auf alle Messzeitpunkte.

4.3.1.4 Erfassung morphologischer Eigenschaften von Weizenpflanzen

Zur Erfassung der morphologischen Eigenschaften der Weizenpflanzen wurde die Pflanzenlänge ab der 5. Ontogenesewoche gemessen, ab dem Zeitpunkt der Ährenbildung die Anzahl der Ähren erfasst und die Spross- und Wurzeltrockenmasse nach der Ernte in der 40. Ontogenesewoche bestimmt.

Pflanzenlänge

Die kürzesten Pflanzen wurden von der 5. bis zur 7. und von der 13. bis zur 18. Ontogenesewoche bei der nicht-mykorrhizierten Kontrollvariante gemessen, von der 8. bis zur 12. Ontogenesewoche waren die nicht-mykorrhizierten mit *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen am kürzesten (Abb. 25a). Bei diesem Vergleich wird deutlich, dass der Befall der Weizenpflanzen mit *Fusarium* nur teilweise einen Einfluss auf die Pflanzenlänge hatte. Deutlichere Unterschiede in der Pflanzenlänge waren zwischen den mykorrhizierten und den nicht-mykorrhizierten Weizenpflanzen zu verzeichnen, wobei dieser Effekt besonders deutlich in der vegetativen Phase der Weizenpflanzen ausgeprägt war (Abb. 26). So waren die mykorrhizierten Kontrollpflanzen während des gesamten Untersuchungszeitraums im Mittel signifikant länger als die nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen (Abb. 25a). Ebenso wiesen die mykorrhizierten mit *Fusarium*-inokulierten Varianten signifikant längere Pflanzen auf als die nicht-mykorrhizierten mit *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen (Abb. 25a). Signifikante Unterschiede wurden dabei im Einzelnen für die mykorrhizierten Varianten „Fc13+Myk“, „Fc53+Myk“ und „Fc64+Myk“ gegenüber den nicht-mykorrhizierten Vergleichsvarianten „Fc13“, „Fc53“ und „Fc64“ zu allen Messzeitpunkten nachgewiesen (Abb. 25b-d und 26).

Ährenbildung

Aus Abbildung 27a wird ersichtlich, dass die Weizenpflanzen ab der 27. Ontogenesewoche Ähren bildeten und es bis zur 29. Woche der Pflanzenentwicklung keine Unterschiede in der Anzahl der Ähren zwischen mykorrhizierten und nicht-mykorrhizierten mit *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen gab. Danach nahm die Anzahl der Ähren stark zu und bis zur 40. Ontogenesewoche bildeten die mykorrhizierten *Fusarium*-belasteten Weizenpflanzen (214 Ähren) mehr als doppelt so viele Ähren im Vergleich zu den nicht-mykorrhizierten mit *Fusarium*-inokulierten Varianten (94 Ähren).

Am Ende der Ontogenese wiesen die Weizenpflanzen der Varianten „Fc1“ und „Fc64“ (je 1 Ähre) im Mittel die wenigsten Ähren auf und variierten damit signifikant gegenüber den nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen (5 Ähren). Durch die Mykorrhizierung der Weizenwurzeln wurde der negative Effekt von *F. culmorum* auf die Ährenbildung kompensiert und resultierte bei den Vergleichsvarianten „Fc1+Myk“ und „Fc64+Myk“ sowie bei der Variante „Fc53+Myk“ in einer signifikant höheren Ährenanzahl (Abb. 27b). Auffallend war die höhere Anzahl von Ähren der mykorrhizierten Varianten „Fc64+Myk“ (8 Ähren) und „Fg23+Myk“ (10 Ähren) gegenüber den mykorrhizierten Kontrollpflanzen (7 Ähren). Weizenpflanzen der „Variante „Fg23+Myk“ bildeten außerdem signifikant mehr Ähren als

die der nicht-mykorrhizierten Vergleichsvariante „Fg23“. Letztere wiesen aber im Gegensatz zu „Fc1“ und „Fc64“ nicht weniger Ähren als die nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen auf (Abb. 27b).

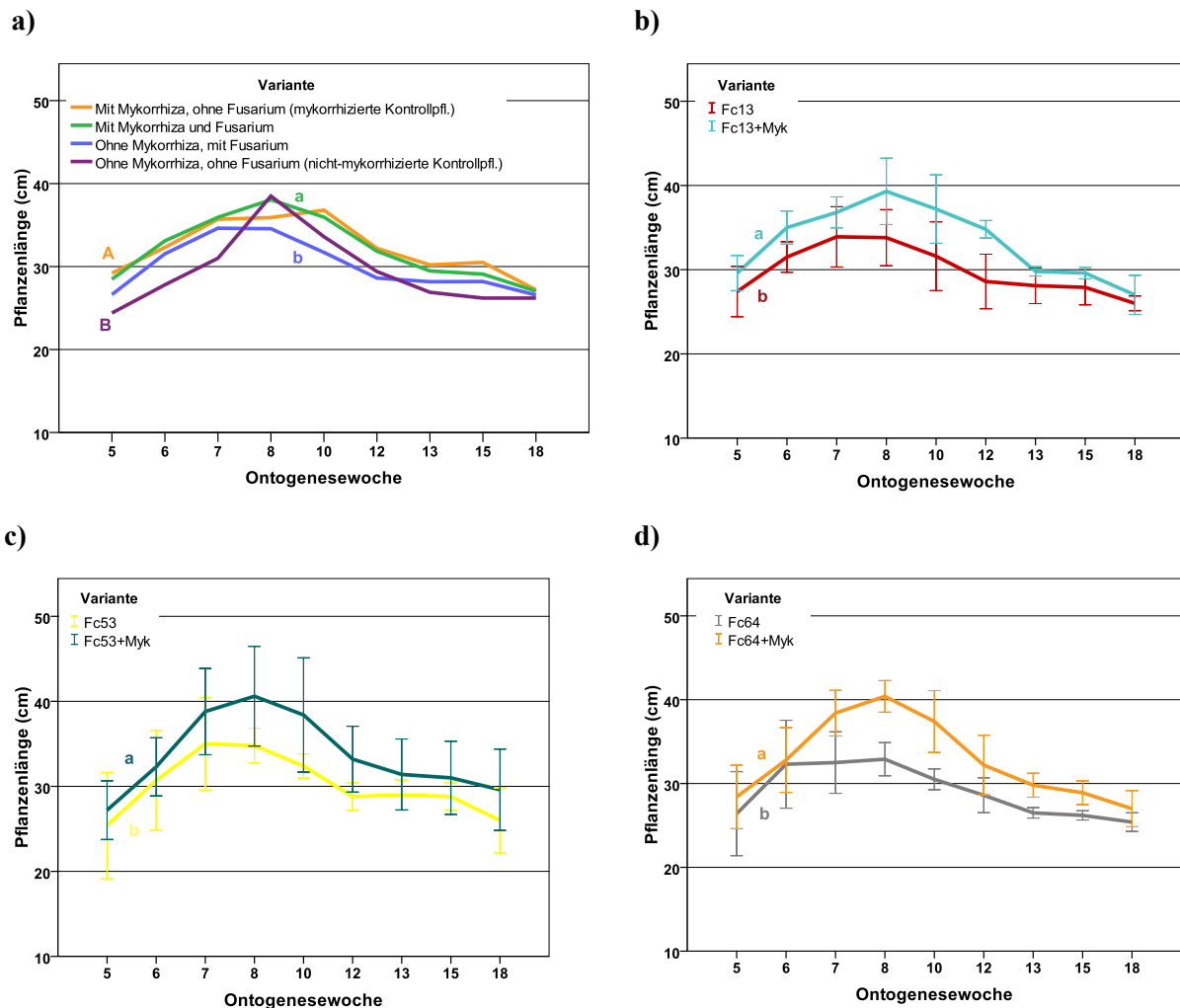


Abb. 25: Mittlere Länge von Weizenpflanzen in der 5. bis zur 18. Ontogenesewoche, die mit Mykorrhiza und unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden.

a) Gemittelt (ohne Angabe der Standardabweichungen) über alle mykorrhizierten bzw. nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen ($n = 3$) und über alle mit Mykorrhiza und *Fusarium*-inokulierten bzw. nur mit *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen ($n = 24$). Die angegebenen Signifikanzen beziehen sich auf alle Messzeitpunkte. Es wurden jeweils die Kontrollvarianten (A, B) und die mykorrhizierten bzw. nicht-mykorrhizierten *Fusarium*-belasteten Varianten verglichen (a, b).

b-d) Gemittelt über 3 Weizenpflanzen pro Variante. Die angegebenen Signifikanzen (a, b) beziehen sich auf alle Messzeitpunkte.



Abb. 26: Weizenpflanzen in der Klimakammer mit unterschiedlichen Pflanzenlängen in der 5. Ontogenesewoche, inokuliert mit (links) Mykorrhiza und *F. culmorum* Fc53 (30 cm) und inokuliert (rechts) nur mit *F. culmorum* Fc53 (18 cm)

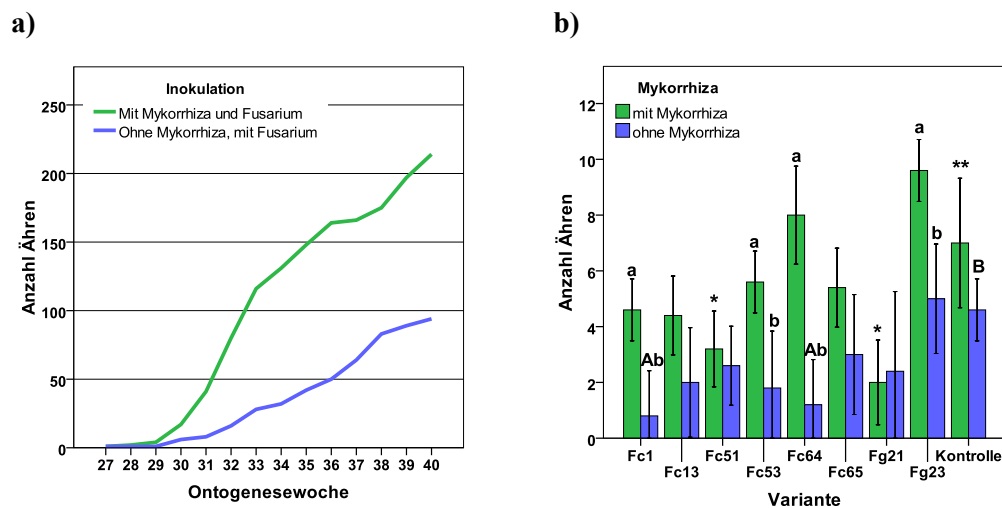


Abb. 27: Ährenbildung von Weizenpflanzen, die mit Mykorrhiza und unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden.

a) Anzahl der Ähren der Weizenpflanzen von der 27. bis zur 40. Ontogenesewoche. Angegeben ist die Summe der Ähren aller mit Mykorrhiza und *Fusarium* inokulierten Weizenpflanzen bzw. aller nur mit *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen (exkl. Kontrollvarianten) in den einzelnen Ontogenesewochen (n = 40).

b) Mittlere Anzahl der Ähren der einzelnen Varianten in der 40. Ontogenesewoche (n = 5). Die angegebenen Signifikanzen „a, b“ beziehen sich auf jeweils eine Variante. „A, B“ ist der Vergleich zwischen nicht-mykorrhizierten mit *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen und nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen und „*, **“ kennzeichnet den Vergleich mykorrhizierter mit *Fusarium*-inokulierter Weizenpflanzen zur mykorrhizierten Kontrollvariante.

Spross- und Wurzelrockenmasse

Mit 34 g und 33 g wiesen die mykorrhizierten und die nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen ähnliche Sprosstrockenmassen auf (Abb. 28a). Größere Unterschiede in der Sprosstrockenmasse

wurden dagegen bei den mykorrhizierten und nicht-mykorrhizierten Weizenpflanzen mit *Fusarium*-Befall gemessen. So waren die Sprosse der nur mit *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen im Durchschnitt 7 g leichter als die der mit Mykorrhiza- und *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen (37 g). Statistisch gesichert waren die niedrigeren Sprosstrockenmassen der nicht-mykorrhizierten Varianten „Fc53“ und „Fg23“ gegenüber deren mykorrhizierten Vergleichsvarianten „Fc53+Myk“ und „Fg23+Myk“ (Abb. 28a). Eine Ausnahme stellten die Varianten „Fc64“ (32 g) und „Fc64+Myk“ (29 g) dar, bei denen die Sprosstrockenmasse der mykorrhizierten Weizenpflanzen um durchschnittlich 3 g geringer war als die der nicht-mykorrhizierten Weizenpflanzen.

Die mittlere Wurzeltrockenmasse der Weizenpflanzen aller Varianten lag bei 26 g, die der Variante „Fc13+Myk“ war mit 54 g mehr als doppelt so groß, aber nicht signifikant erhöht (Abb. 28b). Es wurde weder ein Einfluss der Mykorrhiza- noch der *Fusarium*-Inokulation auf die Wurzeltrockenmasse beobachtet.

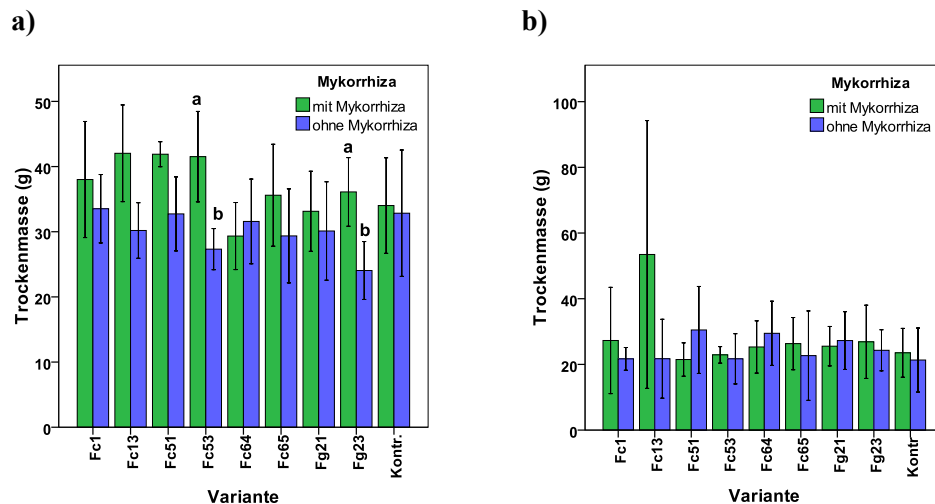


Abb. 28: Mittlere Trockenmasse von a) Spross und b) Wurzel nach der Ernte (40. Ontogenesewoche) von Weizenpflanzen, die mit Mykorrhiza und unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden (n = 5). Die angegebenen Signifikanzen „a, b“ beziehen sich auf jeweils eine Variante.

4.3.1.5 Überblick über den Einfluss von *Fusarium*-Isolaten unterschiedlicher Aggressivität und von Mykorrhiza auf Weizenpflanzen unter kontrollierten Bedingungen

Tabelle 21 gibt einen Überblick über die Ergebnisse der Untersuchungen des Gefäßversuchs und fasst die Wirkungen der unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolate und der Mykorrhizapilze auf die Weizenpflanzen zusammen.

Während der gesamten Ontogenese der Weizenpflanzen konnten sich die Isolate Fc1+++ , Fc13+++ und Fc64++ am stärksten im Quarzsand und in der Pflanze von der Wurzel über den Stängel bis zur Ähre ausbreiten. Für Fc53+ wurde eine mittlere, für Fc51+ , Fc65++ , Fg21++ und Fg23+++ eine niedrige bis sehr niedrige Besiedlungsaktivität nachgewiesen. In Gegenwart von Mykorrhiza

besiedelten Fc1+++ , Fc13+++ , Fc64++ und auch Fc53+ mit Verzögerung ebenfalls die Weizenpflanzen, waren in ihrer Ausbreitung aber begrenzt. Alle anderen Isolate wurden fast vollständig gehemmt (Tab. 21).

Der Einfluss der *Fusarium*-Isolate auf die Weizenpflanzen war unterschiedlich ausgeprägt, stand dabei aber nicht, mit Ausnahme der Ährenbildung, im Zusammenhang mit der Besiedlungsaktivität. Durch eine Mykorrhizierung wurden die durch *Fusarium* verursachten negativen Effekte auf die Weizenpflanzen kompensiert, wobei eine starke Reduktion deutlich und eine schwache Reduktion weniger kompensiert wurde (Tab. 21). So wurde die starke Reduktion der Effizienz der Sauerstoffproduktion durch Fc1+++ (-41%), Fg21++ (-34%) und Fg23+++ (-37%) stärker kompensiert (84%, 57% und 60%) als die der Isolate Fc51+ (37%), Fc53+ (46%), Fc64++ (23%) und Fc65++ (31%). Die durch Fc1+++ (-83%), Fc13+++ (-56%), Fc53% (-61%) und Fc64++ (-74%) stark beeinträchtigte Ährenbildung wurde durch die Mykorrhizierung um 120 bis 567% ausgeglichen. Dagegen betrug der Ausgleich bei den Varianten „Fc51+Myk“, „Fc65+Myk“ und „Fg23+Myk“ 23, 80 und 92%. Der hohe Verlust der Sprosstrockenmasse durch die Isolate Fc53+ (-17%) und Fg23+++ (-26%) wurde bei deren mykorrhizierten Vergleichsvarianten mit 52% („Fc53+Myk“) und 50% („Fg23+Myk“) stärker kompensiert als bei den anderen mykorrhizierten Varianten (4 bis 39%).

Pflanzenlänge und Wurzeltrockenmasse wurden von den *Fusarium*-Isolaten nicht reduziert. Die Mykorrhizierung führte in den meisten Fällen zu längeren Pflanzen, die Wurzeltrockenmasse war teilweise erhöht und teilweise erniedrigt (Tab. 21).

Tab. 21: Zusammenfassung der Ergebnisse des Gefäßversuchs, bei dem Weizenpflanzen unter kontrollierten Bedingungen mit *Fusarium*-Isolaten unterschiedlicher Aggressivität und Mykorrhizapilzen inokuliert wurden.

- Zeilen 1 bis 9: Besiedlung des Quarzsands (QS), der Wurzel (nach Oberflächensterilisation) und des unteren Stängelabschnitts (nach Oberflächensterilisation) in der 40. Ontogenesewoche (OW) sowie die prozentuale Reduktion („Hemmung“) der Ausbreitung von *Fusarium* durch Mykorrhiza ($100 - y * 100\% / x$).
- Zeilen 10 bis 29: Ergebnisse der untersuchten Parameter (angegeben ist der Mittelwert) sowie der Einfluss von *Fusarium* und Mykorrhiza. Der „Einfluss von *Fusarium*“ bedeutet die prozentuale Veränderung ($\Delta \%$) des jeweiligen Parameters der nicht-mykorrhizierten *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen zur nicht-mykorrhizierten Kontrollvariante ($x * 100\% / x_{\text{(Kontrolle)}} - 100$). Der „Einfluss von Mykorrhiza“ ist die prozentuale Veränderung des jeweiligen Parameters der nicht-mykorrhizierten mit *Fusarium*-inokulierten Weizenpflanzen zur mykorrhizierten mit *Fusarium*-inokulierten Variante ($y * 100\% / x - 100$).

Lfd. Nr.	Parameter	Einheit	Kontr. ¹	Fg1	Fg3	Fg51+	Fg33+	Fg64	Fg65	Fg21	Fg23
1	Anteil der Isolate an Gesamtkeimzahl im QS ohne Myk ² (40. OW)	%	0	72	75	0	25	100	0	0	2
2	Anteil der Isolate an Gesamtkeimzahl im QS mit Myk (40. OW)	%	0	46	37	1	5	57	0	3	0
3	„Hemmung“ von <i>Fusarium</i> in mykorrhizierten Varianten	%	---	36	51	-	80	43	0	-	0
4	Vorkommen der Isolate in Wurzel ohne Myk (40. OW)	KbE/g FM	0	135	327	8	39	402	8	0	0
5	Vorkommen der Isolate in Wurzel mit Myk (40. OW)	KbE/g FM	0	107	86	0	17	121	0	0	0
6	„Hemmung“ von <i>Fusarium</i> in mykorrhizierten Varianten	%	---	21	74	0	56	70	0	0	0
7	Vorkommen der Isolate im Stängel _(unten) ohne Myk (40. OW)	KbE/g FM	0	18	14	10	10	101	5	0	1
8	Vorkommen der Isolate im Stängel _(unten) mit Myk (40. OW)	KbE/g FM	0	18	11	1	14	61	3	0	0
9	„Hemmung“ von <i>Fusarium</i> in mykorrhizierten Varianten	%	---	0	21	90	-40	40	40	0	0

Fortsetzung Tab. 21

Lfd. Nr.	Parameter	Einheit	Kontr.	F1	F13	F51+	F53+	F64	F65	Fg21	Fg23
10	Mittlere S ³ nicht-mykorrhizierter Weizenpflanzen (über ges. Ont.) ⁴	x	0,032	0,019	0,023	0,027	0,026	0,022	0,026	0,021	0,02
11	<i>Einfluss von Fusarium</i>		---	-41	-28	-16	-19	-31	-19	-34	-37
12	Mittlere S mykorrhizierter Weizenpflanzen (über ges. Ont.)	y	0,049	0,035	0,038	0,037	0,038	0,027	0,034	0,033	0,032
13	<i>Einfluss von Mykorrhiza</i>		53	84	65	37	46	23	31	57	60
14	Mittlere PL ⁵ nicht-mykorrhizierter Weizenpflanzen (über ges. Ont.)	x	29,3	30,2	29,9	30,6	30,1	29	30,9	30,2	29,6
15	<i>Einfluss von Fusarium</i>		---	3	2	4	3	-1	6	3	1
16	Mittlere PL mykorrhizierter Weizenpflanzen (über ges. Ont.)	y	32,2	31,1	33,2	33,1	33,6	32,8	30,6	31,1	31,3
17	<i>Einfluss von Mykorrhiza</i>		10	3	11	8	12	13	-1	3	6
18	Mittlere AA ⁶ nicht-mykorrhizierter Weizenpflanzen (40. OW)	x	4,6	0,8	2	2,6	1,8	1,2	3	2,4	5
19	<i>Einfluss von Fusarium</i>		---	-83	-56	-43	-61	-74	-35	-48	9
20	Mittlere AA mykorrhizierter Weizenpflanzen (40. OW)	y	7	4,6	4,4	3,2	5,6	8	5,4	2	9,6
21	<i>Einfluss von Mykorrhiza</i>		52	475	120	23	211	567	80	-17	92
22	Mittlere TMW ⁷ nicht-mykorrhizierter Weizenpflanzen	x	21,3	21,7	21,7	30,5	21,7	29,5	22,7	27,3	24,3
23	<i>Einfluss von Fusarium</i>		---	2	2	43	2	39	7	28	14
24	Mittlere TMW mykorrhizierter Weizenpflanzen	y	23,5	27,3	53,5	21,5	22,9	25,3	26,3	25,6	26,9
25	<i>Einfluss von Mykorrhiza</i>		10	26	147	-30	6	-14	16	-6	11
26	Mittlere TMS ⁸ nicht-mykorrhizierter Weizenpflanzen	x	32,8	33,5	30,2	32,7	27,3	31,6	29,4	30,1	24,1
27	<i>Einfluss von Fusarium</i>		---	2	-8	-0,3	-17	-4	-10	-8	-26
28	Mittlere TMS mykorrhizierter Weizenpflanzen	y	34	38	42,0	41,9	41,5	29,3	35,6	33,1	36,1
29	<i>Einfluss von Mykorrhiza</i>		4	13	39	28	52	-7	21	10	50

¹ Kontr. = Kontrolle, ² Myk = Mykorrhiza-Inokulation, ³ S = Effizienz der Sauerstoffproduktion, ⁴ über ges. Ont. = gemittelt über den gesamten Ontogenesezeitraum, ⁵ PL = Pflanzenlänge, ⁶ AA = Anzahl Ähren, ⁷ TMW = Wurzelrockenmasse ⁸ TMS = Sprossrockenmasse

4.3.2 Inokulation von Weizenpflanzen mit *F. culmorum* und Mykorrhizapilzen im Freiland

In einem zweijährigen Freilandversuch wurden Weizenpflanzen mit einem Gemisch aus Mykorrhizapilzen beimpft. Als Pathogen wurde das *F. culmorum*-Isolat Fc13 zur Inokulation eingesetzt.

4.3.2.1 Witterung

Die Witterung und die Bodentemperatur vom Zeitpunkt der Aussaat bis zur Ernte (Juli 2008, August 2009) sind in Abbildung AIII und AIV dargestellt.

Der Untersuchungszeitraum 2007/2008 war durch einen trockenen Herbst, feuchte Winter- und Frühjahrsmonate sowie einen trockenen Frühsommer gekennzeichnet. 2008/2009 fiel im Herbst mehr Niederschlag als im Vorjahr und der Winter war kälter und trockener. Im Frühjahr 2009 regnete es etwas weniger als 2008, der Frühsommer 2009 war durch deutlich mehr Niederschlag geprägt.

Die Bodentemperaturen unterschieden sich in beiden Untersuchungszeiträumen nur gering voneinander: Während der Boden im Januar und Februar 2008 im Mittel 3°C kalt war, schwankte die Bodentemperatur im selben Zeitraum 2009 um den Gefrierpunkt.

4.3.2.2 Quantifizierung von *F. culmorum* und anderen Gattungen filamentöser Pilze im Boden

Weizenpflanzen wurden zu BBCH 12-13 in 2007 und 2008 durch die Ausbringung mit Fc13-infizierter Weizenkörner auf den Boden inokuliert. Um die autochthone Flora filamentöser Pilze bzw. die *F. culmorum*-Population im Boden zu quantifizieren, wurden zu BBCH 32 in 2008 und 2009 aus den zu untersuchenden Parzellen Bodenproben entnommen und auf CZID-Agar untersucht.

Die Gesamtkeimzahl der filamentösen Pilze im Boden lag in beiden Jahren im Gesamtmittel bei $4,0 \times 10^5$ KbE/g FM, die einzelnen Inokulationsvarianten unterschieden sich dabei nicht voneinander. Dominierende Pilze in den Bodenproben waren Arten der Gattungen *Trichoderma* spp., *Aspergillus* spp., *Penicillium* spp. und *Trichothecium* spp. Des Weiteren wurden die Gattungen *Paecilomyces* spp., *Scopulariopsis* spp., *Alternaria* spp. und *Cladosporium* spp. identifiziert. Als *Fusarium*-Arten wurden neben *F. culmorum* auch *F. solani*, *F. oxysporum*, *F. equiseti* und *F. moniliforme* aus den Bodenproben isoliert. Die *F. culmorum*-Keimzahlen im Boden sind in Abbildung 29 dargestellt. Im Untersuchungsjahr 2008 wurden im Durchschnitt $7,3 \times 10^2$ KbE/g FM und in 2009 $6,6 \times 10^2$ KbE/g FM nachgewiesen. Während 2008 keine Unterschiede in der Besiedlung des Bodens mit *F. culmorum* zwischen den Inokulationsvarianten festgestellt wurden (Abb. 29a), wiesen 2009 die Bodenproben der mit Fc13 inokulierten Parzellen eine signifikant höhere *F. culmorum*-Keimzahl im Vergleich zur Kontrollvariante und zur Variante „Myk“ auf (Abb. 29b).

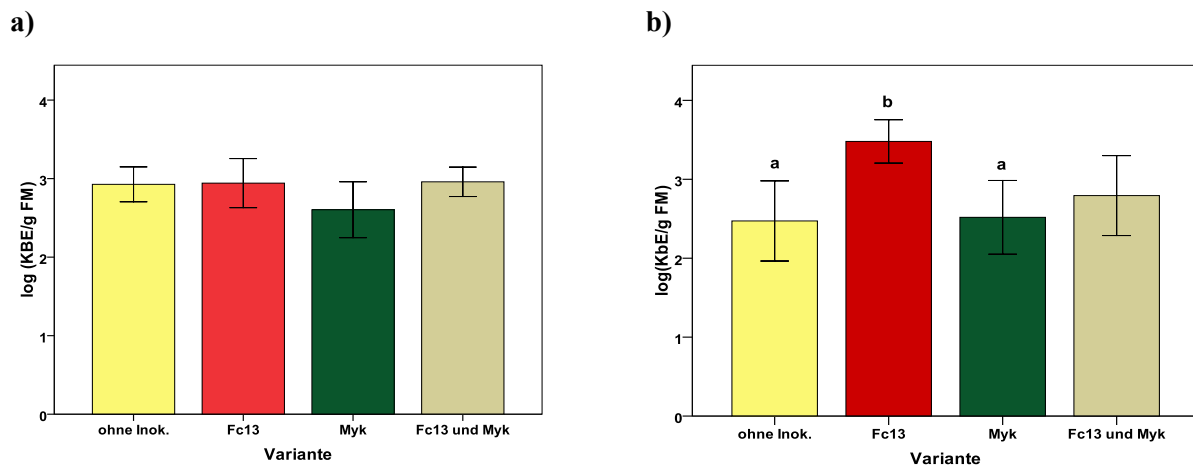


Abb. 29: Keimzahlen von *F. culmorum* im Boden zu BBCH 32 in Parzellen unterschiedlicher Inokulationsvarianten in a) 2008 (n = 4) und b) 2009 (n= 8).

4.3.2.3 Bestimmung des Mykorrhizierungsgrades in Wurzeln von Weizenpflanzen

Das Mykorrhizagemisch wurde im Oktober 2007 bzw. 2008 zur Aussaat (BBCH 0) der Weizenpflanzen ausgebracht. Der Mykorrhizierungsgrad an den Weizenwurzeln wurden zu BBCH 42 in 2008 und zu BBCH 34 in 2009 bestimmt.

Nach der ersten Mykorrhiza-Inokulation wurden keine Unterschiede in der Mykorrhizierung der Weizenwurzeln zwischen den einzelnen Inokulationsvarianten nachgewiesen (Abb. 30a). Der Mykorrhizierungsgrad lag 2008 im Gesamtmittel bei 43%. So wie die Inokulation mit Fc13 im zweiten Versuchsjahr zu einer Veränderung des Vorkommens von *F. culmorum* im Boden führte, so

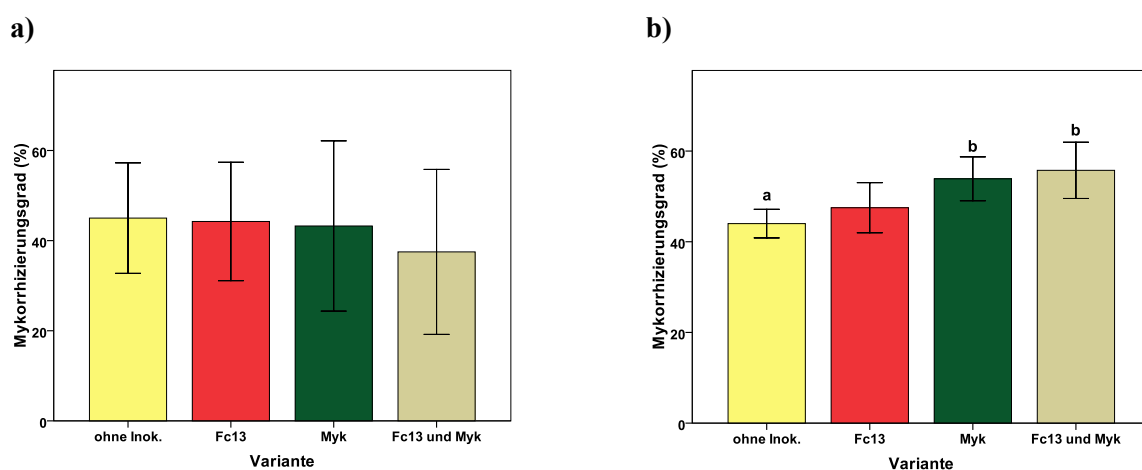


Abb. 30: Mykorrhizierungsgrad von Weizenwurzeln in Parzellen unterschiedlicher Inokulationsvarianten zu a) BBCH 42 in 2008 (n = 4) und b) BBCH 34 in 2009 (n = 8).

führte auch die Inokulation mit Mykorrhiza im zweiten Versuchsjahr zu einer Veränderung des Mykorrhizierungsgrades. Es wurde eine Erhöhung des Mykorrhizierungsgrades der Weizenwurzeln bei den mit Mykorrhiza behandelten Parzellen von 43% auf 54% bzw. von 38% auf 56%

nachgewiesen (Abb. 30b). Die Pflanzen dieser Parzellen wiesen eine signifikant stärkere Mykorrhizierung der Wurzeln im Vergleich zu den Pflanzen der nicht-inokulierten Kontrollvariante (44%) auf.

4.3.2.4 Quantifizierung von *F. culmorum* im Stängel von Weizenpflanzen und Bonitur der Schadsymptome

Um einen möglichen Einfluss der Mykorrhiza auf das Vorkommen von *F. culmorum* innerhalb des Pflanzengewebes und auf die Schadbildausprägung zu bestimmen, wurde zum einen mit mikrobiologischen Methoden die Keimzahl dieses Pilzes in oberflächensterilisierten Pflanzenteilen quantifiziert und zum anderen typische *Fusarium*-Symptome (Stängelverbräunungen) bonitiert.

F. culmorum wurde im Wurzelhals bzw. im unteren Stängelabschnitt zu BBCH 42 (2008) bzw. BBCH 34 (2009) nachgewiesen und breitete sich bis BBCH 73 und 86 in die obersten Stängelabschnitte direkt unter der Ähre aus. (Tab. 22). Im Allgemeinen lässt sich eine Zunahme der Zellzahlen von *F. culmorum* von Mai bis Juli in der Pflanze verzeichnen, wobei in 2009 die zu BBCH 86 untersuchten Stängelabschnitte stärker mit *F. culmorum* besiedelt waren als im gleichen Zeitraum in 2008. Die höchste Besiedlungsdichte (bis zu 16 KbE/g FM) mit *F. culmorum* wurde für den unteren Stängelabschnitt zu BBCH 86 ermittelt (Tab. 22).

Die Unterschiede in der Besiedlung des Pflanzengewebes mit *F. culmorum* zwischen den einzelnen Beimpfungsvarianten waren gering, dennoch deutete sich ein Einfluss der Inokulation mit Fc13 an. Im Jahr 2009, in dem ein signifikanter Anstieg der *F. culmorum*-Keimzahlen im Boden nachgewiesen wurde, wiesen auch die mittleren Stängelabschnitte der mit Fc13-behandelten Pflanzen zu BBCH 86 höhere *F. culmorum*-Keimzahlen im Vergleich zu den Varianten ohne Fc13-Inokulation auf.

Ein Einfluss der signifikant erhöhten Mykorrhizierung in 2009 auf die Keimzahl von *F. culmorum* im Pflanzengewebe ist nicht erkennbar (Tab. 22).

Die Bonitur von Stängelverbräunungen (Abb. 31) an Weizenpflanzen erfolgte parallel zu den Untersuchungen über das Vorkommen von *F. culmorum* im Pflanzengewebe zu BBCH 73 und 86.

In 2008 wiesen zu BBCH 73 durchschnittlich 16 bis 31% und zu BBCH 86 32 bis 62% der Weizenpflanzen in den unterschiedlichen Behandlungsvarianten Schadsymptome auf. Im darauffolgenden Jahr wurde eine Zunahme der Pflanzen mit Schadsymptomen beobachtet, zu BBCH 73 waren es im Mittel 45 bis 50% und zu BBCH 86 58 bis 72% (Abb. 32).

Obwohl in 2008 noch keine Unterschiede in den Keimzahlen von *F. culmorum* im Boden zwischen den Inokulationsvarianten festgestellt wurden, deutete sich ein Einfluss der Fc13-Inokulation auf die Stängelverbräunungen zu BBCH 73 in 2008 bereits an und manifestierte sich zu BBCH 86 durch einen signifikant höheren mittleren Anteil an Pflanzen mit Stängelverbräunungen in den Parzellen der Varianten „Fc13“ und „Fc13 und Myk“ im Vergleich zur Kontrollvariante (Abb. 32a).

2009 spiegelte sich der signifikante Anstieg der *F. culmorum*-Keimzahlen im Boden und des Mykorrhizierungsgrades in der Schadsymptomausprägung wieder. Sowohl zu BBCH 73 als auch zu BBCH 86 wiesen die Parzellen, die nur mit Fc13 inokuliert wurden signifikant mehr geschädigte Pflanzen auf als die, die nur mit Mykorrhiza beimpft wurden (Abb. 32b). Zu BBCH 86 wiesen auch die nicht-inokulierten Kontrollparzellen signifikant weniger geschädigte Pflanzen im Vergleich zur Variante „Fc13“ auf.



Abb. 31: Weizenstängel ohne (oben) und mit (unten) durch *F. culmorum* verursachte Stängelverbräunung

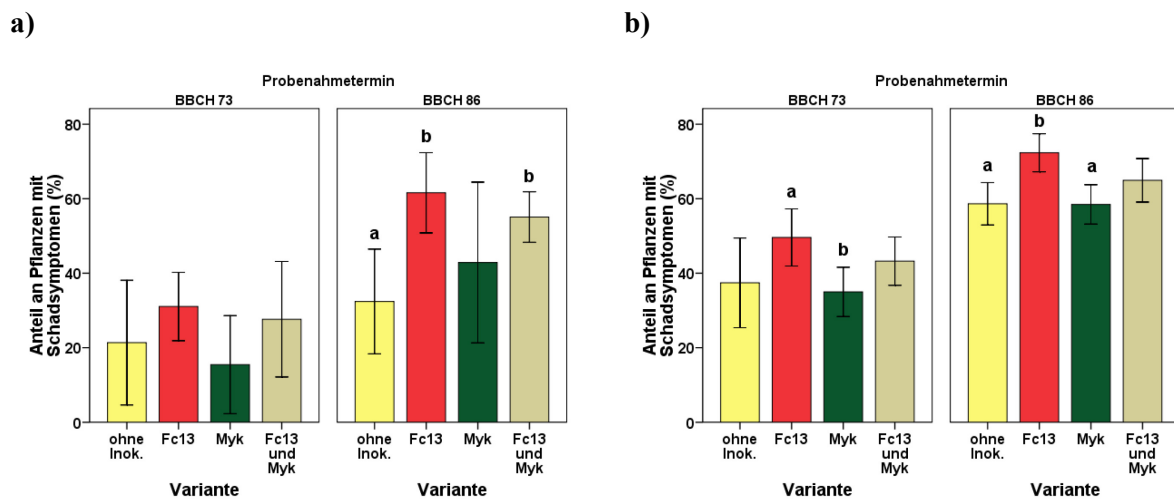


Abb. 32: Prozentualer Anteil an Weizenpflanzen mit typischen durch *F. culmorum* verursachten Stängelverbräunungen in Parzellen unterschiedlicher Inokulationsvarianten in a) 2008 (n = 60) und b) 2009 (n = 120). Die angegebenen Signifikanzen beziehen sich auf den jeweiligen Probenahmetermin.

Bei der Bonitur der Ähren zu BBCH 86 wurden in beiden Versuchsjahren keine Ährenfusariosen beobachtet.

Tab. 22: Gesamtkeimzahl von *F. culmorum* (KbE/g FM) im Wurzelhals und in verschiedenen Stängelabschnitten (nach Oberflächensterilisation; siehe Abb. 11) von Weizenpflanzen unterschiedlicher Inokulationsvarianten zu BBCH 42 (2008) bzw. 34 (2009), BBCH 73 und BBCH 86 in 2008 (n = 4) und 2009 (n = 8).

Jahr	Variante	Parameter	BBCH 42/34		BBCH 73			BBCH 86		
			Wurzelhals	Stängel	Stängel	Stängel	Stängel	Stängel	Stängel	Stängel
			unten	unten	unten	Mitte	oben	unten	Mitte	oben
2008	ohne Inok.	MW (± SD)	6,7 (± 6,2)	3,8 (± 2,9)	1,4 (± 0,7)	0,3 (± 0,3)	0,9 (± 1,1)	10,7 (± 2,4)	0,3 (± 0,6)	0,9 (± 1,0)
			10,8 (± 4,4)	4,3 (± 2,9)	2,4 (± 1,0)	0,5 (± 0,6)	0,6 (± 1,3)	14,9 (± 2,5)	2,2 (± 2,1)	2,4 (± 2,0)
			6,9 (± 3,8)	2,5 (± 0,7)	1,4 (± 0,3)	0,1 (± 0,3)	0,4 (± 0,8)	10,5 (± 5,3)	0,9 (± 1,1)	1,3 (± 1,6)
	Fc13+Myk	MW (± SD)	7,9 (± 4,6)	5,7 (± 2,1)	2,3 (± 0,9)	0,3 (± 0,5)	1,1 (± 1,3)	14,4 (± 2,0)	4,3 (± 1,7)	3,0 (± 3,2)
			0,9 (± 1,1)	0,5 (± 0,7)	1,3 (± 1,0)	0,4 (± 0,5)	0,2 (± 0,5)	7,5 (± 5,5)	5,3 (± 2,2)	3,6 (± 2,3)
			5,7 (± 2,5)	1,1 (± 0,9)	4,0 (± 1,5)	1,5 (± 1,1)	0,9 (± 0,9)	16,4 (± 5,9)	11,2 (± 5,5)	7,6 (± 4,2)
2009	ohne Inok.	MW (± SD)	1,5 (± 1,4)	0,4 (± 0,7)	0,7 (± 0,6)	0,5 (± 0,9)	0,1 (± 0,3)	6,6 (± 5,8)	3,7 (± 2,0)	3,3 (± 3,1)
			3,6 (± 1,5)	0,8 (± 1,1)	2,6 (± 1,0)	1,1 (± 0,9)	0,8 (± 0,7)	10,9 (± 6,1)	10,54 (± 8,7)	5,5 (± 3,1)

4.3.2.5 Erfassung morphologischer Eigenschaften von Weizenpflanzen

Zur Erfassung der morphologischen Eigenschaften der Weizenpflanzen im Freiland wurden zu BBCH 42 (2008) bzw. 34 (2009), BBCH 73 und BBCH 86 Weizenpflanzen entnommen und Daten über Pflanzenlänge und Trockenmasse von Wurzel und Spross erhoben (Tab. 23).

Pflanzenlänge

Die mittlere Pflanzenlänge lag bei der ersten Probenahme 2008 bei 53 cm und 2009 bei 33 cm. Zu BBCH 73 in 2008 und 2009 wiesen die Pflanzen mit durchschnittlich 71 cm die größte gemessene Pflanzenlänge auf. Die verschiedenen Beimpfungsmaßnahmen beeinflussten die Pflanzenlänge im Freiland nicht (Tab. 23).

Wurzeltrockenmasse

Deutliche Unterschiede zwischen den Inokulationsvarianten zeigten sich in den Trockenmassen der Wurzel und des Sprosses (Tab. 23). Zu BBCH 42 (2008) lag die mittlere Wurzeltrockenmasse aller untersuchten Weizenpflanzen zwischen 0,7 und 0,8 g. Zu BBCH 73 (2008) nahm die Wurzeltrockenmasse auf durchschnittlich 0,8 bis 1,2 g zu und war bis BBCH 86 (2008) gleichbleibend. Für die Wurzeln in den Parzellen der Variante „Fc13“ wurde zu allen drei Probenahmezeitpunkten die geringste Trockenmasse gemessen. Während der Reifephase (BBCH 73 bzw. 86) waren sie mit einer mittleren Trockenmasse von 0,78 g signifikant leichter als die Wurzeln der Parzellen, die nur mit Mykorrhiza (1,20 bzw. 1,07 g) inokuliert wurden.

Bei den Proben des zweiten Untersuchungszeitpunktes wurde zusätzlich ein Einfluss der Inokulation von Fc13 und Mykorrhiza auf das Wurzelwachstum festgestellt: Die Wurzeln dieser Variante wiesen mit durchschnittlich 1,06 g eine signifikant höhere Trockenmasse im Vergleich zu denen der Parzellen auf, die nur mit Fc13 beimpft wurden. Durch die Mykorrhizierung wurde der negative Einfluss von *F. culmorum* auf die Wurzeltrockenmasse reduziert.

2009 waren die Weizenwurzeln insgesamt etwas leichter (< 1 g; Tab. 23). Zu BBCH 34 betrug die Wurzeltrockenmasse im Mittel 0,32 bis 0,36 g. Auswirkungen der verschiedenen Inokulationen konnten zu diesem Zeitpunkt noch nicht beobachtet werden. In der Reifephase wogen die Wurzeln aller Pflanzen im Mittel 0,7 bis 0,9 g. Wie im Versuchsjahr 2008 wiesen auch in 2009 die Wurzeln der Parzellen der Variante „Fc13“ die niedrigste Trockenmasse (0,73 bzw. 0,71 g) auf und waren damit signifikant verschieden von den Wurzeln der nicht-inokulierten Kontrollparzellen (0,87 bzw. 0,92 g), nicht aber zu den mykorrhizierten Varianten.

Sprosstrockenmasse

Wie bei den Wurzeltrockenmassen in 2008 war im selben Versuchsjahr auch ein Einfluss der unterschiedlichen Inokulationen auf die Sprosstrockenmasse erkennbar (Tab. 23). Die mittlere Sprosstrockenmasse aller untersuchten Pflanzen lag zur ersten Probenahme 2008 zwischen 2,5 bis

2,9 g, wobei in den Parzellen der Variante „Myk“ die höchsten Trockenmassen gemessen wurden. Zu BBCH 73 stieg die Trockenmasse auf durchschnittlich 4,0 bis 4,5 g an und nahm bis zur dritten Probenahme wieder auf 3,0 bis 3,9 g ab. In diesem Zeitraum wurde für die Pflanzen der mit Fc13-inokulierten Parzellen die niedrigste Sprosstrockenmasse gemessen, die zu BBCH 86 mit durchschnittlich 3,02 g um 0,89 g signifikant niedriger war als die der Variante „Myk.“

2009 waren die Unterschiede der Sprosstrockenmasse zwischen den Beimpfungsmaßnahmen gering, insbesondere zu BBCH 34 (Ø 1,1 bis 1,3 g) und BBCH 73 (Ø 3,9 bis 4,1 g). Im Gegensatz zu den bisherigen Ergebnissen standen die Resultate der Probenahme zu BBCH 86: Zu diesem Zeitpunkt wiesen die Sprosse der Variante „Fc13“ signifikant höhere Trockenmassen als die der Varianten „Ohne Inok.“ und „Myk“ auf (Tab. 23).

Tab. 23: Morphologische Eigenschaften (Mittelwerte, MW und Standardabweichungen, ± SD) von Weizenpflanzen unterschiedlicher Inokulationsvarianten in 2008 (n = 40) und 2009 (n = 80). Die angegebenen Signifikanzen (^{a,b,c}) beziehen sich auf jeweils einen Probenahmetermin innerhalb eines Parameters.

Variante	Probe- nahme- termin	Parameter					
		Pflanzenlänge (cm)		TM Wurzel (g)		TM Spross (g)	
		MW	(± SD)	MW	(± SD)	MW	(± SD)
2008							
Ohne Inok.	BBCH 42	52,2	(± 4,7)	0,82	(± 0,52)	2,70	(± 1,39)
Fc13		53,1	(± 4,1)	0,66	(± 0,38)	2,52	(± 0,82)
Myk		52,8	(± 5,2)	0,79	(± 0,67)	2,87	(± 1,61)
Fc13+Myk		51,9	(± 5,0)	0,71	(± 0,45)	2,46	(± 1,39)
Ohne Inok.	BBCH 73	70,9	(± 4,5)	1,02	(± 0,49)	4,54	(± 1,86)
Fc13		71,4	(± 4,0)	0,78 ^a	(± 0,34)	3,96	(± 1,89)
Myk		71,2	(± 4,4)	1,20 ^b	(± 0,5)	4,63	(± 1,74)
Fc13+Myk		69,7	(± 4,8)	1,06 ^b	(± 0,46)	4,46	(± 2,30)
Ohne Inok.	BBCH 86	66,6	(± 7,1)	1,00	(± 0,41)	3,46	(± 1,16)
Fc13		69,4	(± 7,3)	0,78 ^a	(± 0,41)	3,02 ^a	(± 1,48)
Myk		66,9	(± 7,3)	1,07 ^b	(± 0,52)	3,91 ^b	(± 1,61)
Fc13+Myk		66,6	(± 7,0)	0,98	(± 0,51)	3,58	(± 1,53)

Fortsetzung Tab. 23

Variante	Probe- nahme- termin	Parameter					
		Pflanzenlänge (cm)		TM Wurzel (g)		TM Spross (g)	
		MW	(± SD)	MW	(± SD)	MW	(± SD)
2009							
Ohne Inok.	BBCH 34	33,2	(± 3,3)	0,34	(± 0,24)	1,19	(± 0,55)
Fc13		33,9	(± 3,0)	0,34	(± 0,20)	1,19	(± 0,48)
Myk		32,6	(± 3,7)	0,32	(± 0,21)	1,11	(± 0,52)
Fc13+Myk		33,8	(± 4,1)	0,36	(± 0,19)	1,29	(± 0,64)
Ohne Inok.	BBCH 73	70,3	(± 6,4)	0,87 ^a	(± 0,48)	3,94	(± 1,81)
Fc13		71,1	(± 5,5)	0,73 ^b	(± 0,55)	3,95	(± 2,36)
Myk		70,5	(± 5,0)	0,81	(± 0,56)	4,12	(± 2,27)
Fc13+Myk		71,9	(± 6,5)	0,82	(± 0,57)	4,03	(± 1,93)
Ohne Inok.	BBCH 86	66,0	(± 7,3)	0,92 ^a	(± 0,52)	3,10 ^b	(± 1,06)
Fc13		66,6	(± 7,6)	0,71 ^b	(± 0,38)	3,50 ^a	(± 0,83)
Myk		65,0	(± 6,5)	0,78	(± 0,38)	3,03 ^b	(± 0,97)
Fc13+Myk		65,6	(± 6,3)	0,79	(± 0,35)	3,38	(± 0,86)

4.3.2.6 Erfassung von Ertragsparametern

Die Auswirkungen der Besiedlung von Weizenpflanzen mit *F. culmorum* und Mykorrhizapilzen auf die Ertragsparameter Ertrag, TKG und die KGF wurden nach der Ernte bestimmt.

Die unbehandelten Weizenpflanzen erbrachten in 2008 einen mittleren Ertrag von 80,4 dt/ha und in 2009 72,7 dt/ha (Tab. 24). In beiden Untersuchungsjahren wurde keine Änderung des Ertrages durch die Inokulation der Pflanzen mit Fc13 und/oder Mykorrhiza bewirkt.

Im Gegensatz dazu wurden in 2008 Unterschiede im TKG und in einzelnen KGF zwischen den Behandlungsvarianten nachgewiesen. Die Körner der nur mit *Fusarium*-inokulierten Parzellen waren signifikant kleiner (53% KGF > 2,8 mm und 31% KGF 2,5-2,8 mm) und leichter (TKG 39 g) als die Körner der mykorrhizierten Weizenpflanzen (Tab. 24). Die mykorrhizierten Weizenpflanzen produzierten Körner mit dem höchsten TKG (41 g), dem höchsten prozentualen Anteil (65%) der Körner mit einer Größe von mehr als 2,8 mm sowie den kleinsten prozentualen Anteil (22%) der Körner mit einer Größe von 2,5-2,8 mm.

Im feuchten Sommer 2009 wurden trotz einer signifikanten Erhöhung der *F. culmorum*-Keimzahlen im Boden und des Mykorrhizierungsgrades keine signifikanten Unterschiede im TKG bzw. in den KGF zwischen den Inokulationsvarianten festgestellt.

Tab. 24: Ertrag, Tausendkorngewicht (TKG) und prozentualer Anteil der Korngrößenfraktionen (KGF; Mittelwerte, MW und Standardabweichungen, \pm SD) von Weizenpflanzen unterschiedlicher Inokulationsvarianten in 2008 (n = 4) und 2009 (n = 8). Die angegebenen Signifikanzen (^{a,b}) beziehen sich auf jeweils einen Parameter.

Parameter	Variante							
	ohne Inok.		Fc13		Myk		Fc13 und Myk	
	MW	\pm SD	MW	\pm SD	MW	\pm SD	MW	\pm SD
2008								
Ertrag (dt/ha)	80,4	(\pm 3,2)	79,0	(\pm 8,8)	80,2	(\pm 2,3)	78,3	(\pm 4,5)
TKG (g)	39,7	(\pm 1,0)	38,5 ^a	(\pm 0,7)	41,1 ^b	(\pm 1,1)	39,3	(\pm 0,9)
KGF > 2,8 mm (%)	57,7	(\pm 5,3)	53,3 ^a	(\pm 2,6)	65,1 ^b	(\pm 5,5)	57,4	(\pm 1,6)
KGF 2,5-2,8 mm (%)	25,8	(\pm 3,8)	30,9 ^a	(\pm 2,2)	21,5 ^b	(\pm 3,0)	27,0	(\pm 1,7)
KGF 2,2-2,5 mm (%)	7,4	(\pm 1,4)	7,8	(\pm 1,0)	6,0	(\pm 1,7)	7,9	(\pm 0,9)
KGF 2,0-2,2 mm (%)	2,6	(\pm 0,3)	2,6	(\pm 0,4)	2,3	(\pm 0,3)	2,4	(\pm 0,3)
KGF < 2,0 mm (%)	6,5	(\pm 1,8)	5,33	(\pm 1,2)	5,1	(\pm 1,1)	5,2	(\pm 1,3)
2009								
Ertrag (dt/ha)	72,7	(\pm 6,6)	73,4	(\pm 12,6)	73,2	(\pm 5,2)	75,8	(\pm 3,5)
TKG (g)	38,3	(\pm 2,5)	38,0	(\pm 1,3)	37,5	(\pm 2,0)	37,4	(\pm 1,3)
KGF > 2,8 mm (%)	55,8	(\pm 9,0)	54,3	(\pm 7,6)	55,5	(\pm 4,9)	54,3	(\pm 6,3)
KGF 2,5-2,8 mm (%)	30,2	(\pm 5,1)	31,0	(\pm 4,4)	30,5	(\pm 2,6)	30,6	(\pm 3,6)
KGF 2,2-2,5 mm (%)	9,7	(\pm 2,7)	10,2	(\pm 2,6)	9,4	(\pm 1,6)	10,5	(\pm 2,1)
KGF 2,0-2,2 mm (%)	2,0	(\pm 0,7)	2,2	(\pm 0,6)	2,0	(\pm 0,4)	2,2	(\pm 0,4)
KGF < 2,0 mm (%)	2,3	(\pm 1,0)	2,3	(\pm 0,4)	2,7	(\pm 1,2)	2,4	(\pm 0,5)

4.3.2.7 Quantifizierung von Mykotoxinen in Weizenkörnern

Der Gehalt an DON und ZEA in den Weizenkörnern wurde nach der Ernte der Weizenpflanzen bestimmt.

Die Toxinbelastung war in beiden Jahren gering. Grenzwerte für DON und ZEA wurden nicht überschritten. 2008 wurde in 4 der insgesamt 16 Körnerproben DON und in 3 ZEA nachgewiesen. Die maximalen Mengen waren dabei 78 μ g DON/kg und 6 μ g ZEA/kg.

2009 waren alle Körnerproben mit DON belastet und wiesen im Gesamtmittel 79 μ g/kg auf. Zwischen den einzelnen Inokulationsvarianten wurden dabei aber keine signifikanten Unterschiede festgestellt (Abb. 33). ZEA wurde von 3 μ g/kg bis 10 μ g/kg in 6 von insgesamt 32 Proben nachgewiesen.

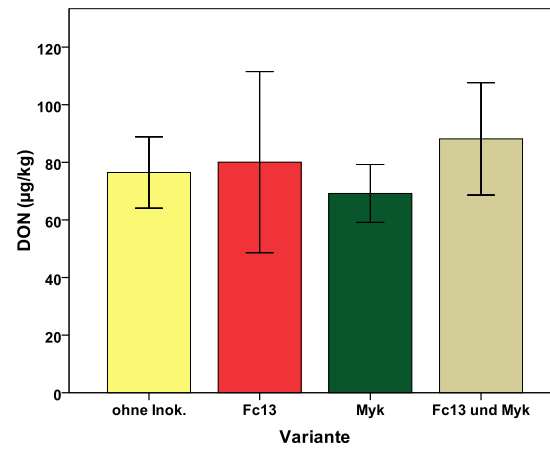


Abb. 33: DON-Gehalt von Körnern von Weizenpflanzen unterschiedlicher Inokulationsvarianten (n = 8) in 2009.

5 Diskussion

Im Rahmen dieser Arbeit wurde die Aggressivität verschiedener *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolate auf Basis der nekrotischen Aktivität und der Mykotoxinproduktion *in vitro* bestimmt und die Auswirkungen der Aggressivität auf die Schadbildausprägung *in vivo* untersucht. Des Weiteren wurde die Möglichkeit der Befallskontrolle von *F. culmorum* und *F. graminearum* an Weizenpflanzen durch den Einsatz von AMP in Gefäßversuchen und im Freiland getestet. Die Ergebnisse dieser Untersuchungen werden im Folgenden diskutiert.

Untersuchungen zum Einfluss der *in vitro*-ermittelten Aggressivität von *Fusarium*-Isolaten auf Qualitätsparameter von Weizenpflanzen

Aggressivität *in vitro*

Die biologische Funktion von Mykotoxinen ist nach wie vor nicht vollständig geklärt. Für die von *F. culmorum* und *F. graminearum* gebildeten Mykotoxine konnte nachgewiesen werden, dass sie in der Phytopathogenese involviert sind. Geninaktivierungsstudien zeigten, dass *Fusarium*-Mutanten (TRI5-), deren Trichothecen-Synthese gehemmt ist, weniger Krankheitssymptome hervorriefen bzw. sich weniger im infizierten Wirtsgewebe ausbreiteten als deren Wildtypen (Proctor et al. 1995, Desjardins et al. 1996, Langevin et al. 2004). Diese nicht-Trichothecen-produzierenden *Fusarium*-Isolate waren nicht in der Lage, pflanzliche Abwehrreaktionen wie die Verdickung der Zellwände zu unterdrücken und ihre Besiedlung vom Infektionsort fortzusetzen (Jansen et al. 2005, Maier et al. 2006). DON führt aber nicht nur zur Unterdrückung pflanzlicher Abwehrreaktionen sondern löst diese auch aus. Desmond et al. (2008) beobachteten beispielsweise, dass das Mykotoxin DON die Produktion von Wasserstoffperoxid auslösen und Apoptose in Weizenpflanzen verursachen kann.

Für ZEA deuten die Untersuchungen von Torres Acosta et al. (2010) und Utermark (2008) ebenfalls die Unterdrückung pflanzlicher Abwehrreaktion an. Torres Acosta et al. (2010) konnten die Inhibierung des Chaperons Hsp90 durch ZEA (und β -ZOL) in *Arabidopsis thaliana* nachweisen. Hsp90 ist ein Protein, das u. a. im Zusammenhang mit der Resistenz von Krankheiten steht und z. B. für diverse Gen-für-Gen-Resistenz-Interaktionen erforderlich ist.

Die Bedeutung der Mykotoxine in der Phytopathogenese lässt auch einen Einfluss dieser auf die Aggressivität des Erregers vermuten. Wurden die Mykotoxinproduktion und die Aggressivität in vielen Untersuchungen als zwei getrennte Parameter betrachtet bzw. die mögliche Rolle der Mykotoxine als Aggressivitätsfaktor überprüft (Mesterházy 2002, Ludewig et al. 2005), wurde in der vorliegenden Arbeit zur Bestimmung der Aggressivität ein System entwickelt, das sowohl die Fähigkeit der Pilze, sich in der Pflanze auszubreiten (hier: nekrotische Aktivität) als auch Mykotoxine zu bilden, beinhaltet.

Die festgestellte Stärke der Mykotoxinbildung der Isolate auf Reis und die gemessenen Nekroselängen, als Maß für die nekrotische Aktivität, variierten beträchtlich (Tab. 13 und 14). Auch

die Untersuchungen von Gilbert et al. (2001), Bakan et al. (2002), Toth et al. (2004), Burlakoti et al. (2008) und Asran und Amal (2011) spiegeln die hohe quantitative Variabilität von *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten im Toxinbildungsvermögen und in der Fähigkeit, sich auszubreiten wider. Dabei wurden nicht nur Unterschiede zwischen den beiden Arten *F. culmorum* und *F. graminearum* sondern auch zwischen Isolaten innerhalb einer Art nachgewiesen. Bakan et al. (2002) überprüften 30 *F. culmorum*-Isolate aus Frankreich hinsichtlich ihres Mykotoxinbildungsvermögens auf Weizenkörnern. Davon wiesen 17 Isolate eine hohe DON-Produktion (> 1 mg/kg) und 13 eine geringe DON-Produktion ($< 0,07$ mg/kg) auf. Das unterschiedliche Niveau des Toxinbildungs- und des quantitativen Schädigungspotentials der Isolate in den einzelnen Arbeiten lässt sich auf verschiedene Substrate, Kulturbedingungen und unterschiedliche Herkunft der Isolate zurückführen.

Signifikante Korrelationen zwischen der DON- bzw. ZEA-Produktion und der nekrotischen Aktivität konnten nicht nachgewiesen werden. Dieses Ergebnis wird durch die Untersuchungen von Gilbert et al. (2001), Walker et al. (2001) und Ludewig et al. (2005) bestätigt, wonach die *in vitro*-Toxinproduktion verschiedener *Fusarium*-Isolate nicht mit dem quantitativen Schädigungspotential in der Ähre bzw. in Weizenkeimlingen signifikant korrelierte. Diese Resultate sprechen dafür, dass *F. culmorum* und *F. graminearum* andere Substanzen bilden, die bei der Besiedlung von Pflanzen eine Rolle spielen können, z. B. Zellulasen, Xylanasen, Pektinasen und Culmorin (Kang und Buchenauer 2002, Langseth et al. 2001). Des Weiteren zeigen die Ergebnisse von Gaffoor et al. (2005), Kim et al. (2005) und Lysoe et al. (2006), dass der Verlust der ZEA-Produktion (durch Gen-Inaktivierung) keinen Einfluss auf das quantitative Schädigungspotential von *Fusarium* spp. hatte.

Im Gegensatz dazu stehen die Studien von Kang und Buchenauer (1999), Buchenauer und Kang (2002), Hestbjerg et al. (2002b) und Torres Acosta et al. (2010). Das von Kang und Buchenauer eingesetzte Verfahren der Immunogold-Markierung wasserlöslicher Trichothecen-Verbindungen ermöglichte den Autoren, die Toxine im infizierten Ährengewebe während der Pathogenese zu lokalisieren. Die Resultate ergaben eine enge Beziehung zwischen der Akkumulation von DON und 3-Ac-DON und den pathologischen Veränderungen der Wirtszellen sowie der Symptomentwicklung. Hestbjerg et al. inokulierten Gersten-Körner mit *F. culmorum*, bonitierten die Keimlinge nach sieben Tagen und bestimmten den DON-Gehalt dieser Proben nach 19 Tagen. Die Autoren ermittelten eine signifikante Korrelation zwischen dem quantitativen Schädigungspotential und dem DON-Gehalt. Nach Torres Acosta et al. (2010) kann auch für ZEA ein Einfluss auf das quantitative Schädigungspotential von *Fusarium* spp. angenommen werden.

Alle untersuchten Isolate synthetisierten DON und ZEA, eine quantitative Korrelation zwischen diesen Toxinen konnte aber nicht festgestellt werden. Für weitere Untersuchungen in diesem Kontext wäre eine zeitliche Studie der DON- und ZEA-Akkumulation *in vitro* wünschenswert, da möglicherweise der DON- und ZEA-Gehalt in anderen Entwicklungsstadien der Pilze korrelieren. Möglich ist aber auch, dass es aufgrund der unterschiedlichen Regulation der verschiedenen Biosynthesewege – ZEA

(Polyketid) über den Acetat-Malonat-Weg und DON (Sesquiterpenoid) über den Acetat-Mevalonat-Weg - überhaupt keinen Zusammenhang gibt (Ludewig 2002).

Einfluss der *in vitro* ermittelten Aggressivität auf die untersuchten Qualitätsparameter der Weizenpflanzen *in vivo*

Ein signifikanter Einfluss des *in vitro*-ermittelten Aggressivitätsniveaus auf die Schadbildausprägung bei Winterweizen im Freilandversuch wurde für die hoch-aggressiven Isolate unter dem Einfluss der Beregnung in 2007 nachgewiesen. Die Weizenähren, die mit Isolaten dieser Gruppe inokuliert und beregnet wurden, wiesen einen erhöhten Besatz mit den inokulierten und Trichothecen-produzierenden *Fusarium*-Arten zu BBCH 75 (Abb. 16) auf. Zusätzlich wurde ein signifikanter Zusammenhang zwischen den Aggressivitätsstufen *in vitro* und dem Gehalt der Trichothecen-produzierenden *Fusarium*-Arten zu BBCH 75 in den beregneten Weizenpflanzen ermittelt (vgl. 4.2.1.3). Daraus wird deutlich, dass sich unter diesen Witterungsbedingungen die inokulierten Isolate vom Zeitpunkt der Blüte (bzw. Inokulation) bis zur Milchreife in Abhängigkeit ihrer Aggressivität in der Ähre ausbreiten und gegenüber anderen Mikroorganismen durchsetzen konnten. Am Ende der Vegetationsperiode war der Besatz der beregneten Weizenähren mit Trichothecen-produzierenden *Fusarium*-Arten unabhängig von der Inokulation aber nahezu gleich. Ein Einfluss der Aggressivität auf das Wachstum der Weizenpflanzen war also nur in den ersten Phasen der Fruchtentwicklung bei ausreichender Wasserverfügbarkeit nachzuweisen. Als Konsequenz dessen wurden der Ertrag und das TKG dieser Parzellen beeinflusst (Tab. 16). Im Gegensatz dazu verursachten die hoch-aggressiven Isolate bei den Weizenähren, die zum Zeitpunkt der Inokulation nicht beregnet wurden, keine Veränderungen im Ertrag und im TKG. Dies ist durch die verzögerte Besiedlung der Weizenähren mit den inokulierten und den Trichothecen-produzierenden *Fusarium*-Arten, die erst zu BBCH 87 in vergleichsweise hohen Mengen nachgewiesen werden konnten, zu erklären.

Die hoch-aggressiven Isolate verursachten bei den beregneten Weizenpflanzen die höchste Ertragsdepression und das niedrigste TKG. Die niedrig- bzw. mittel-aggressiven Isolate beeinträchtigten den Ertrag nicht, das TKG wenig bzw. auf mittlerem Niveau. Die signifikant negative Korrelation (vgl. 4.2.1.4) zwischen den Aggressivitätsstufen und dem TKG der beregneten Weizenähren zeigt, dass die Korngrößenverteilung mit steigender Aggressivität zu kleineren Körnern verschoben wird. Ein ähnliches Bild ergibt sich für die Ergebnisse von Ludewig (2002), wobei hier die Aggressivität als Anzahl von Befallssymptomen an Weizenpflanzen definiert (inokuliert an Sprossbasis) und die Kornverteilung an inokulierten Weizenähren unter kontrollierten Bedingungen überprüft wurde.

Zwischen den Aggressivitätsstufen *in vitro* und dem Mykotoxin-Gehalt *in vivo* wurde kein signifikanter Zusammenhang festgestellt. Ein Grund für die fehlende Korrelation zwischen der Aggressivität *in vitro* und dem DON-Gehalt *in vivo* könnte der Untersuchungszeitpunkt des Mykotoxingehalts sein. Die Körner wurden nach der Ernte, zur Vollreife, untersucht. Miller et al.

(1983) und Scott et al. (1984) konnten in Feldversuchen einen Rückgang des DON-Gehalts in Mais- bzw. Weizenkörnern feststellen. Demnach entspricht der DON-Gehalt in vollreifen Körnern nicht dem Gehalt von Körnern früherer Reifestadien der Pflanzen. In der Annahme, dass DON unmittelbar nach der Infektion und während der Ausbreitung gebildet und in das pflanzliche Gewebe abgegeben wird, um als Proteinsynthesemmer postinfektionelle pflanzliche Abwehrreaktionen zu unterdrücken und die weitere Besiedlung zu ermöglichen (Kang und Buchenauer 1999, Buchenauer und Kang 2002, Kang et al. 2008), ist eine Korrelation zwischen der Aggressivität *in vitro* und dem DON-Gehalt *in vivo* zu einem früheren Reifestadium der Pflanze wahrscheinlich eher zu erwarten. Unterstützt wird diese Vermutung durch die nachgewiesene signifikante Korrelation zwischen den Aggressivitätsstufen und dem Besatz mit Trichothecen-produzierenden *Fusarium*-Arten zu BBCH 75 als Maß für die Ausbreitung der Erreger und dem daraus resultierenden DON- bzw. Trichothecen-Gehalt.

Untersuchungen zum ZEA zeigen, dass dieses Toxin erst zu einem späteren Zeitpunkt als DON in Weizen- bzw. Maiskörnern detektiert werden kann (Miller et al. 1983, Martins und Martins 2002, Matthäus et al. 2004). Möglicherweise dient die Bildung von ZEA seinem Produzenten nach Ausbreitung in der Pflanze dem Schutz vor konkurrierenden Mikroorganismen und somit der Etablierung bzw. dem Überleben in seiner ökologischen Nische (Kim et al. 2005, Utermark und Karlovsky 2007, Awais 2010). Dieser Sachverhalt lässt ebenso wie die Ergebnisse von Gaffoor et al. (2005) vermuten, dass ZEA keine Rolle in der Phytopathogenese spielt und folglich kein Zusammenhang zwischen der Aggressivität *in vitro* und dem ZEA-Gehalt *in vivo* zu erwarten ist. Gaffoor und Mitarbeiter inokulierten Weizenähren mit *F. graminearum*-Isolaten ohne die Fähigkeit zur ZEA-Synthese und konnten die gleiche Symptomausprägung wie nach der Inokulation mit dem entsprechenden Wildtyp feststellen.

Andererseits deuten die Untersuchungen von Utermark (2008) und Torres Acosta et al. (2010) eine Unterdrückung pflanzlicher Abwehrreaktion durch ZEA an, so dass eine Korrelation zwischen der Aggressivität *in vitro* und dem ZEA-Gehalt *in vivo* möglich scheint. Eventuell könnte wie bei DON auch beim ZEA eine Untersuchung des ZEA-Gehalts zu einem früheren Reifestadium der Weizenpflanzen in eine signifikante Korrelation resultieren. Wie bei den *in vitro*-Versuchen könnte auch in diesem Kontext eine zeitliche Studie zum Verlauf der DON- und ZEA-Akkumulation in Weizen zur weiteren Klärung beitragen.

Unter natürlichen Bedingungen werden Weizenpflanzen von verschiedenen Arten filamentöser Pilze besiedelt. In Konkurrenz um Ressourcen interagieren diese miteinander, wobei die einzelnen Arten unterschiedliche Mechanismen entwickelt haben, um sich einen Wettbewerbsvorteil zu verschaffen. Für *F. culmorum* und *F. graminearum* wird in diesem Zusammenhang die Produktion von Mykotoxinen vermutet (Kim et al. 2005). Die Konkurrenzfähigkeit und somit auch die Mykotoxin-Synthese wird zum Einen von der Toleranz der Mikroorganismen gegenüber abiotischen Faktoren wie Witterung (besonders Mikroklima) und zum Anderen von biotischen Faktoren wie mikrobiellen Interaktionen beeinflusst. Der Einfluss der Witterung in den Untersuchungsjahren 2007 und 2008 auf

die Mykotoxin-Produktion von *F. culmorum* und *F. graminearum* wird in einem späteren Abschnitt diskutiert. Erwähnt sei an dieser Stelle aber, dass die im Vergleich zu 2008 hohen Niederschlagsmengen in 2007 zu höheren DON- und ZEA-Gehalten (Abb. 17) in den Weizenkörnern führten. Eine begünstigende Wirkung hoher Wasseraktivität auf die Produktion von DON und ZEA durch *F. culmorum* und *F. graminearum* konnten auch Jiménez et al. (1996), Hope et al. (2005) und Ramirez et al. (2006) in *in vitro*-Versuchen nachweisen. In Untersuchungen von Gautam und Dill-Macky (2012) wurden Weizenpflanzen nach einer Inokulation mit *F. graminearum* 14, 21, 28 oder 35 Tage lang beregnet und der DON-Gehalt der Körner nach der Ernte bestimmt. Der DON-Gehalt war in den Körnern der Weizenpflanzen, die 14 Tage lang beregnet wurden signifikant höher als in denen, die 35 Tage lang beregnet wurden. Die Autoren erklären die Reduktion des DON-Gehalts durch das sog. „leaching“, der Auswaschung organischer und anorganischer Stoffe aus dem Pflanzengewebe durch Flüssigkeiten, z. B. Regen und Bewässerung.

Die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit zeigen, dass aus den untersuchten Weizenpflanzen neben einem breiten Spektrum an *Fusarium*-Arten auch weitere filamentöse Pilzarten der Gattungen *Alternaria* (*A.*) spp., *Cladosporium* (*C.*) spp. und *Penicillium* (*P.*) spp. isoliert werden konnten (vgl. 4.2.1.2). Magan et al. (2010) untersuchten die Auswirkungen der Wechselwirkungen zwischen Wachstumsbedingungen und *C. herbarum*, *Microdochium* (*M.*) *nivale*, *M. nivale* var. *majus*, *P. verrucosum*, *F. poae* und *A. tenuissima* auf die DON-Produktion von *F. culmorum*. Bei 25°C und einer Wasserverfügbarkeit (a_w) von 0,955 synthetisierte *F. culmorum* in Dualkultur (Substrat: Agar mit Weizenmehl) mit *C. herbarum*, *M. nivale* oder *P. verrucosum* mehr DON als bei gleichen Bedingungen in Dualkultur mit *F. poae*, *A. tenuissima* oder *M. nivale* var. *majus*. Lag die a_w bei 0,995 war die DON-Synthese in allen Dualkulturen im Vergleich zur Einzelkultur von *F. culmorum* signifikant reduziert. Bei einer Inkubationstemperatur von 15°C und einer a_w von 0,995 bzw. 0,955 wurde die DON-Synthese von *F. culmorum* in keiner der Dualkulturen beeinflusst. Cooney et al. (2001), Busko et al. (2008) und Siebert (2010) berichten, dass in *in vitro*-Kulturen durch die Ko-Inokulation von *Trichoderma* spp., der ebenfalls in den eigenen untersuchten Weizenpflanzen identifiziert werden konnte, die Trichothecen-Produktion von *F. graminearum* bzw. *F. culmorum* stimuliert oder inhibiert wurde. Sogar das Spektrum der gebildeten Mykotoxine wurde – vermutlich durch enzymatische Reaktionen – verändert (Siebert 2010). Für ZEA wird ein enzymatischer Abbau durch den Mykoparasiten *Gliocladium roseum* dokumentiert (Utermark und Karlovsky 2007).

Aus diesen Untersuchungsergebnissen lässt sich ableiten, dass die Mykotoxingehalte in vollreifen Körnern von Weizenpflanzen im Freiland hauptsächlich ein Ergebnis mikrobieller Interaktionen und Umwelteinflüssen und weniger der *in vitro*-ermittelten Aggressivität sind. Ferner kann der Mykotoxingehalt in Weizenkörnern durch Verlagerungsprozesse sowie durch enzymatischen Abbau seitens der Pflanze beeinflusst werden. Buchenauer und Kang (2002) beobachteten, dass Trichothecene im Phloem und Xylem sowohl akropetal als auch basipetal transloziert wurden. Savard et al. (2000) fanden heraus, dass der DON-Gehalt von Spindel und Spelzen von Weizenpflanzen etwa

doppelt so hoch war wie der der Körner. Snijders und Krechting (1992) vermuten in diesem Zusammenhang die Verlagerung von DON ins Korn.

Die Konjugation von DON mit Glucose wurde 1992 von Sewald et al. beschrieben. Sie zeigten, dass DON primär zu 3- β -D-glucopyranosyl-4-deoxynivalenol (Medium: Mais-Suspension) konjugiert wird. Die Klonierung der verantwortlichen Glucosyltransferase wurde in Studien von Lulin et al. (2010) und Schweiger et al. (2010) getestet. Für ZEA wurde die Inaktivierung durch Glykosylierung und Sulfatierung in *Arabidopsis thaliana* festgestellt (Berthiller et al. 2006, Torres Acosta et al. 2010).

Einfluss der Witterung auf die untersuchten Qualitätsparameter der Weizenpflanzen

Es besteht Einigkeit darüber, dass die Luft- und Bodenfeuchte sowie die Witterung den wichtigsten Einfluss auf den Infektionsprozess von *Fusarium* spp. an Weizen, die weitere Krankheitsentwicklung und die Mykotoxinproduktion haben (DePonte et al. 2007, Müller et al. 2011). In dieser Studie wurde die Auswirkung einer Inokulation von *F. culmorum* und *F. graminearum* auf die Qualitätsparameter von Weizen über zwei Jahre, die von deutlich unterschiedlichen Witterungsverhältnissen geprägt waren, untersucht.

2007 war es während der Anthese trocken und während der frühen Milchreife fiel vergleichsweise wenig Niederschlag (gesamt 30,3 mm; Abb. AI). Vier Wochen vor der Ernte aber war die Niederschlagsmenge hoch (111,6 mm). Es wurde festgestellt, dass durch die zusätzliche Beregnung zwischen der Anthese und der Reifephase der Körner (gesamt 69 mm) das Pilzwachstum (Abb. 16) und die Mykotoxinproduktion (Abb. 17) signifikant erhöht wurden. Als Konsequenz daraus können die Unterschiede zwischen den unberegneten und beregneten Weizenähren auf die unterschiedliche Wasserverfügbarkeit in diesen Parzellen zwischen der Anthese und der Reifephase zurückgeführt werden. Diese Beobachtungen stimmen mit denen von Lacey et al. (1999) und Koch et al. (2006) überein, die darüber berichten, dass eine hohe Infektionsrate und bedenkliche DON-Gehalte mit dem Auftreten hoher Beregnungs- oder Niederschlagsmengen zum Zeitpunkt der Anthese verbunden sind. Allerdings traten neben den Unterschieden zwischen den unberegneten und beregneten Parzellen auch in den unberegneten Weizenkörnern relativ hohe DON-Konzentrationen auf. Dies könnte auf die hohen Niederschlagsmengen im Juli zurückzuführen sein und spiegelt die Ergebnisse von Mesterházy (2002) wider, die verdeutlichen, dass hohe Regenmengen während der Reifephase der Körner ebenfalls die Infektionsrate, die DON-Kontamination und Ertragsverluste bei Weizen erhöhen können. Ein extrem trockener Sommer in der Zeit von der Anthese bis zur Reifephase im Juni und im Juli (gesamt 63 mm; Abb. AII) verhinderte die Infektion der Antheren durch die inokulierten *Fusarium*-Isolate und ein anschließendes Pilzwachstum in den Ähren im Versuchsjahr 2008. Besonders deutlich wird dies durch den sehr geringen Besatz der Weizenähren mit Trichothecen-produzierenden *Fusarium*-Arten (Abb. 20). Wider Erwarten förderte nicht einmal die zusätzliche Beregnung (gesamt 123 mm) die angestrebte *Fusarium*-Infektion. Möglicherweise war die Beregnungsmenge bei der

vorherrschenden Trockenheit nicht ausreichend, um die Luft- und Blattfeuchte so zu erhöhen, dass eine *Fusarium*-Infektion begünstigt werden konnte.

Mykorrhiza und *F. culmorum*/*F. graminearum* an Winterweizen unter kontrollierten Bedingungen und im Freiland

Da es bisher nur wenige Untersuchungen zu den Interaktionen zwischen Mykorrhiza und *F. culmorum*/*F. graminearum* an Weizen gibt, wurden zur Interpretation und Bewertung der Ergebnisse auch Versuche herangezogen, in denen als Symbiosepartner der Mykorrhiza weitere Kulturpflanzen und andere Pilze als Antagonisten eingesetzt wurden.

Untersuchungen in der Klimakammer

Inokulationserfolg der Mykorrhizapilze und von *F. culmorum* bzw. *F. graminearum*

Die Entwicklung einer Symbiose zwischen Mykorrhizapilz und Pflanze und deren quantitative Ausprägung ist von der Kombination der Symbiosepartner abhängig (van der Heijden und Kuyper 2001). Generell kann eine Pflanzenart von mehr als einer Pilzart besiedelt werden und eine Pilzart ist in der Lage, mit mehr als einer Pflanzenart eine Symbiose einzugehen. Der Mykorrhizierungsgrad variiert dabei in Abhängigkeit von der Pilz- und Pflanzenart (Smith und Read 1997). Die Angaben in der Literatur zum Mykorrhizierungsgrad bei Weizenpflanzen sind unterschiedlich. Während Hetrick et al. (1996), Al-Karaki et al. (2004) und Li et al. (2005) Werte zwischen 10% und 30% ermittelten, geben Baltruschat (1993) 53%, Ryan und Graham (2002) 46% und Li et al. (2005) sogar bis zu 70% an. Verglichen mit diesen Literaturwerten waren die zur Überprüfung in der Klimakammer herangezogenen Weizenpflanzen mit 88% auf hohem Niveau mykorrhiziert (vgl. 4.3.1.1), so dass von einer erfolgreichen Etablierung der inokulierten Mykorrhizapilzen unter den gegebenen Bedingungen ausgegangen werden kann. *F. culmorum* und *F. graminearum* konnten in der siebten Ontogenesewoche bzw. drei Wochen nach der Inokulation im Quarzsand aller nicht-mykorrhizierten und zu einem späteren Zeitpunkt auch im Quarzsand der mykorrhizierten Varianten (außer Kontrollpflanzen; Ausnahme: Fg23) nachgewiesen werden, so dass die Inokulation der *Fusarium*-Isolate ebenfalls erfolgreich war.

Die anschließende Entwicklung der *Fusarium*-Pilze und die Besiedlung der Weizenpflanzen im Laufe der Ontogenese waren unterschiedlich ausgeprägt, dabei aber nicht von der Aggressivität der Isolate abhängig (Tab. 20). Die *F. culmorum*-Isolate konnten die Weizenpflanzen über die Wurzel und den Stängel bis hin zur Ähre systemisch infizieren. Eine systemische Infektion von Weizenpflanzen durch *F. culmorum* beobachteten auch Kropf und Schlüter (2005) und Schlüter et al. (2006). *F. graminearum* konnte in den Wurzeln der nicht-mykorrhizierten Weizenpflanzen (7. und 30. Ontogenesewoche) sowie vereinzelt im Stängel und in der Ähre der mykorrhizierten und nicht-mykorrhizierten Weizenpflanzen nachgewiesen werden.

Einfluss von *Trichoderma spec.* auf AMP und *Fusarium spp.*

Die Untersuchungen von Larsen et al. (2003) zeigen, dass durch den AMP *G. intraradices* die Populationsdichte des Schaderregers *Pythium ultimum* im Boden reduziert wurde. Dieses Ergebnis deckt sich mit den eigenen Beobachtungen, dass die Entwicklung von *F. culmorum* und *F. graminearum* im Quarzsand sowie die anschließende Besiedlung der Weizenpflanzen in den mykorrhizierten Varianten gehemmt war. Daraus lässt sich schlussfolgern, dass Unterschiede in der Besiedlung der Weizenpflanzen mit *Fusarium spp.* und in den weiteren untersuchten Parametern zwischen den mykorrhizierten und nicht-mykorrhizierten Varianten hauptsächlich auf die Kolonisierung der Wurzeln mit AMP zurückgeführt werden können.

Pilze der Gattung *Trichoderma spp.* sind ubiquitär verbreitet und können antagonistisch wirken. So berichten Wyss et al. (1992) und Martinez et al. (2004) über einen inhibitorischen Effekt von *T. harzianum* bzw. *T. pseudokoningii* auf AMP. Auch das Wachstum von *Fusarium spp.* kann durch *Trichoderma spp.* reduziert werden (Hajjehgrari et al. 2008, Sempere Ferre und Santamarina 2010). Filion et al. (1999) fanden heraus, dass durch *G. intraradices* die Sporulation von *T. harzianum* stimuliert wurde. Neben der antagonistischen Wirkung gegenüber Mikroorganismen wurde für *T. harzianum* zusätzlich eine positive Beeinflussung des Pflanzenwachstums dokumentiert (Vinale et al. 2008a, b). Synergistische oder additive Effekte von AMP und *Trichoderma spp.* auf das Pflanzenwachstum konnten Calvet et al. (1993), Datnoff et al. (1995) und Chandanie et al. (2009) nachweisen.

Da in den eigenen Untersuchungen in den mykorrhizierten, nicht aber in den nicht-mykorrhizierten Weizenpflanzen der Pilz *Trichoderma (T.) spec.* im Quarzsand und in den Wurzeln identifiziert wurde (vgl. 4.3.1.2), ist nicht auszuschließen, dass sowohl die Entwicklung der Mykorrhizapilze und der *Fusarium*-Isolate als auch deren Auswirkungen auf die Weizenpflanzen durch *T. spec.* beeinflusst worden sein könnten. Möglicherweise wurde *T. spec.* über das Mykorrhiza-Präparat eingetragen, da dieser auch bei einer Wiederholung des Klimakammerversuches in den mykorrhizierten Varianten nachgewiesen werden konnte. AMP sind obligate Symbionten und dadurch auf Wirtspflanzen angewiesen. Eine Kultivierung nicht-kontaminierter AMP-Stämme ist nicht möglich (Redecker et al. 1999). Sporen können zwar erfolgreich zum Keimen gebracht werden, die Hyphen sterben aber spätestens nach zwei Wochen ab, wenn sie keinen Kontakt zu einer Wirtswurzel finden. Auch unterschiedlichste Kombinationen von Kohlenstoff-Substraten konnten den Pilz nicht zur Vollendung seines Lebenszyklus anregen (Bago 2000).

Auswirkungen der inokulierten Pilze auf die Schadbildentwicklung bei Weizenpflanzen

Die Inokulation mit AMP und *F. culmorum* bzw. *F. graminearum* führte zu unterschiedlichem Wachstum der Weizenpflanzen in der Klimakammer. Während die Pflanzenlänge nur durch die Mykorrhizierung, nicht aber durch die *Fusarium*-Isolate beeinflusst wurde, waren die Unterschiede

zwischen den Inokulationsvarianten besonders deutlich bei der Effizienz der Sauerstoffproduktion, der Ährenbildung und der Sprosstrockenmasse ausgeprägt (vgl. 4.3.1.5, Tab. 21).

Lu und Koide (1994) und Gange et al. (2005) beobachteten eine Zunahme der Pflanzenlänge von Zierpflanzen (Margerite, Malve), die mit AMP inokuliert wurden. Die eigenen Ergebnisse zeigten ebenfalls, dass die mykorrhizierten Weizenpflanzen länger waren als die nicht-mykorrhizierten Varianten, wobei diese Unterschiede besonders zu Beginn der vegetativen Phase ausgeprägt waren (Abb. 25 und 26). Solche unterschiedlichen Pflanzenantworten auf AMP in der vegetativen und generativen Phase beschrieben auch Graham und Abbott (2000) und Zhu et al. (2001). Allerdings beobachteten die Autoren in der vegetativen Phase Wachstumsdepressionen der Pflanzen und führten diese auf die gesteigerte Kohlenhydratmobilisierung (für die Entwicklung der AMP) in dieser Phase zurück.

Durch Stress kann die Photosynthese von Pflanzen reduziert werden (Maxwell und Johnson 2000). So beobachteten Pshibytko et al. (2006) und Nogués et al. (2002) eine Reduzierung der Photosynthese, induziert durch den Einfluss von *F. oxysporum* auf Tomatenpflanzen. Nach Rodriguez-Brljevich et al. (2010) wird die Photosynthese bei *Fusarium*-infizierten Wirtspflanzen durch die Schädigung der Wurzel und des Mesokotylgewebes sowie durch die systemische Infektion, bei der die Absorption und der Transport von Wasser und Nährstoffen beeinträchtigt werden, reduziert. In den eigenen Untersuchungen resultierte die systemische Infektion von *F. culmorum* und die Besiedlung der Wurzeln durch *F. graminearum* bei den nicht-mykorrhizierten Weizenpflanzen ebenfalls in eine niedrigere Effizienz der Sauerstoffproduktion (Abb.23 und 24).

Des Weiteren führte bei den nicht-mykorrhizierten Weizenpflanzen der Befall mit *F. culmorum* und *F. graminearum* zu einer Reduzierung der Ährenzahl (Abb. 27) und der Sprosstrockenmasse (Abb. 28a).

Die Kolonisierung von Pflanzen mit AMP resultiert in einen erhöhten „sink“ von Kohlenstoff in die Wurzeln der Wirtspflanze. Fitter (1991) und Wright (1998) vermuten in diesem Zusammenhang, dass der erhöhte C-Bedarf zu einer Zunahme der C-Assimilationsrate der Wirtspflanzen führt. Black et al. (2000) geben als Ursache für die Erhöhung der Photosyntheserate eine Steigerung des Phosphatgehalts an, der wiederum die Konzentration und Aktivität der Rubisco und somit die Regeneration der Intermediate im Calvin-Zyklus beeinflusst (Lauer et al. 1989). Im Klimakammerversuch wiesen die mykorrhizierten Kontrollpflanzen ebenfalls eine signifikant höhere Effizienz der Sauerstoffproduktion gegenüber den nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen auf. Die Ursachen wurden in der vorliegenden Arbeit aber nicht untersucht. Obwohl die Effizienz der Sauerstoffproduktion der mykorrhizierten und nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen signifikant variierte, unterschieden sich die Ährenzahl und die Sprosstrockenmasse nicht zwischen diesen beiden Varianten.

Bei den Weizenpflanzen, die dem Stress durch *Fusarium*-Befall ausgesetzt waren, war der positive Einfluss der AMP noch deutlicher ausgeprägt. Die durch *Fusarium* spp. verursachte Schwächung wurde durch die Mykorrhizierung bei einigen Varianten so stark kompensiert, dass die Effizienz der Sauerstoffproduktion, die Anzahl der Ähren und die Sprosstrockenmasse auf dem Niveau der nicht-mykorrhizierten Kontrollpflanzen lagen. Sheng et al. (2008) inokulierten Maispflanzen im Gewächshaus mit *G. mosseae* und setzten die Pflanzen unter Salzstress. Die Resultate ihrer Untersuchungen zeigen ebenfalls, dass die mykorrhizierten Pflanzen eine höhere Photosynthesekapazität aufwiesen als die nicht-mykorrhizierten Pflanzen. Auch Ruiz-Sanchez et al. (2010) dokumentierten eine Erhöhung der Photosyntheseaktivität um 40% bei mykorrhizierten Reispflanzen unter Trockenstress. Abas-Ali et al. (2007) und Sheng et al. (2008) berichten über eine Zunahme der Spross- bzw. Wurzelrockenmasse bei Gerste bzw. Mais unter Salzstress durch eine Mykorrhizierung.

Die eigenen Ergebnisse verdeutlichen, dass die Kompensation durch die Mykorrhizierung umso höher war, je stärker die *Fusarium*-Isolate die Weizenpflanzen negativ beeinflussten (Tab. 21). Ein ähnliches Bild ergibt sich für die Untersuchungen von Zuccarini (2007) und Mohammad et al. (2003). Zuccarini (2007) untersuchte u. a. Wachstumsparameter, Chlorophyll- und Nährstoffgehalt von Salatpflanzen unter dem Einfluss von Salzstress (0,84; 3,23 und 5,8 dS/m) und der Inokulation von AMP. Der Autor fand heraus, dass die Effektivität der AMP am höchsten bei 5,8 dS/m war. Auch Mohammad et al. (2003) beobachteten, dass der Effekt der Inokulation von AMP bei Gerstenpflanzen unter Salzstress erst ab einer Leitfähigkeit von 16,6 dS/m (im Vergleich zu 2,4 und 6,2 dS/m) zum Tragen kam. Diese Untersuchungsergebnisse führen zu der Annahme, dass die Effektivität von AMP besonders ausgeprägt ist, wenn die Pflanzen keine optimalen Wachstumsbedingungen vorfinden.

Untersuchungen im Freiland

Inokulationserfolg

Der Mykorrhizierungsgrad hängt nicht nur von der Kombination der Symbiosepartner ab, sondern auch von den Umweltbedingungen, z. B. vom Bodentyp. Karagiannidis und Hadjisavva-Zinoviadi (1998) überprüften die Auswirkungen von *G. mosseae* auf das Wachstum, den Ertrag und die Nährstoffaufnahme von Weizen in zehn verschiedenen Böden und ermittelten Mykorrhizierungsraten von 23 bis 78%. In der vorliegenden Arbeit wurden die Untersuchungen auf einem lehmigen Sandboden durchgeführt und der mittlere Mykorrhizierungsgrad der Weizenwurzeln in den Parzellen, die nicht mit Mykorrhiza inokuliert wurden lag in 2008 (BBCH 42) bei 45% und in 2009 (BBCH 34) bei 46% (Abb. 30). Bereits ohne Inokulation mit AMP waren die Weizenpflanzen auf mittlerem Niveau mykorrhiziert. Eine signifikante Erhöhung des Mykorrhizierungsgrades der mit Mykorrhiza-inokulierten gegenüber den nicht-inokulierten Weizenpflanzen konnte erst im zweiten Versuchsjahr festgestellt werden.

F. culmorum gehört zur autochthonen Mykoflora und wurde in beiden Versuchsjahren (zu BBCH 32) aus den Bodenproben aller untersuchten Parzellen isoliert. Die Inokulation führte in den Parzellen, die nur mit *F. culmorum* beimpft wurden, wie bei den Mykorrhizapilzen erst im zweiten Versuchsjahr zu einer signifikanten Erhöhung der *F. culmorum*-Populationsdichte im Boden (Abb. 29). Wie in der Klimakammer wurden auch die Weizenpflanzen im Freiland über die Wurzel bis zum Stängel, nicht aber bis zur Ähre durch *F. culmorum* besiedelt (Tab. 22).

Zusammenhang zwischen den Auswirkungen der inokulierten Pilze auf Weizenpflanzen und abiotischen und biotischen Einflussfaktoren

Um die Auswirkungen der inokulierten Pilze auf die Weizenpflanzen zu untersuchen wurden wie schon beim Klimakammerversuch die Pflanzenlänge und die Wurzel- und Sprosstrockenmasse zu unterschiedlichen Probenahmezeitpunkten bestimmt. Zusätzlich wurden im Freiland Ertragsparameter und der Mykotoxingehalt in den Weizenkörnern untersucht. Die unterschiedlichen Wachstumsbedingungen in den Versuchssystemen führten zu unterschiedlichen Ergebnissen in der Klimakammer und im Freiland. Dies ist auf den Einfluss abiotischer und biotischer Faktoren auf die Entwicklung von AMP und *F. culmorum* sowie das Pflanzenwachstum im Freiland zurückzuführen. Dazu gehören u.a. Witterung, Bodeneigenschaften und pflanzenbauliche Maßnahmen. Im folgenden Abschnitt werden einige Einflussfaktoren im Zusammenhang mit den Auswirkungen von AMP und *F. culmorum* auf Weizenpflanzen diskutiert.

Im Gegensatz zur Klimakammer wurde die Länge der Weizenpflanzen im Freiland in beiden Versuchsjahren durch die Mykorrhizierung nicht beeinflusst. Auch die Inokulation mit *F. culmorum* wirkte sich nicht auf die Pflanzenlänge aus (Tab. 23).

Ebenso unterschiedlich waren die Ergebnisse zur Wurzelrockenmasse, die in der Klimakammer kein einheitliches Bild ergaben und im Freiland in signifikante Unterschiede zwischen den Inokulationsvarianten resultierten. Auch Abas-Ali et al. (2007) und Sheng et al. (2008) beobachteten eine höhere Wurzelrockenmasse bei mykorrhizierten Gersten- und Maispflanzen, allerdings in Gewächshausversuchen.

Im Freiland war der Einfluss der Inokulationsvarianten auf die Wurzel- bzw. die Sprosstrockenmasse besonders im ersten Versuchsjahr 2008 ausgeprägt. Die Untersuchungen von Trent et al. (1989) zeigen, dass eine erhöhte Mykorrhizierung von Winterweizen im Freiland erst in der Reifephase (Kornfüllungsphase) zu einer Erhöhung der Biomasse und zu einer Ertragssteigerung bei Vollreife führte. Nach Hayman (1970) beeinflussen AMP das Pflanzenwachstum nicht vor der Blüte. Auch in den eigenen Untersuchungen führte die Mykorrhiza-Inokulation erst in der generativen Phase (BBCH 73 und 86) zu einer signifikanten Erhöhung der Wurzel- und Sprosstrockenmasse gegenüber der Inokulation mit Fc13. Graham und Abbott (2000) und Zhu et al. (2001) führen solche Unterschiede zwischen der vegetativen und der generativen Phase auf die gesteigerte Kohlenhydratmobilisierung seitens der Pflanze in der vegetativen Phase zurück. Bryla und Koide (1990) und Koide und Dickie

(2002) geben als Ursache einen gesteigerten P-Bedarf in der generativen Phase aufgrund einer hohen Respiration und Photosyntheserate an.

Möglich ist aber auch, dass jahreszeitlich bedingte Schwankungen der Mykorrhizierungsrate (Jakobsen und Nielsen 1983, Land und Schönbeck 1991, Mohammad et al. 1998) ebenfalls zu unterschiedlich ausgeprägten Reaktionen der Wirtspflanze im Laufe der Vegetationsperiode führen. Jakobsen und Nielsen (1983) beschreiben, dass die Mykorrhizierungsrate von Winterweizen im Winter bei 15% lag und dann vom Frühling zum Sommer auf ca. 50% anstieg. Der Autor führt die Unterschiede in der Mykorrhizierungsrate auf das unterschiedliche Wurzelwachstum in Abhängigkeit von der Temperatur in den Jahreszeiten zurück und vermutet besonders im Frühling eine hohe Wachstumsrate von Wurzel und AMP. Die Bodentemperatur betrug im März und April 2008 durchschnittlich 7°C und stieg dann von 15°C im Mai auf 21°C im Juli an (Abb. AIII). Dieser Zusammenhang führt zusätzlich zu der Annahme, dass eine spätere Untersuchung des Mykorrhizierungsgrades eventuell in einen noch höheren Mykorrhizierungsgrad in den eigenen Versuchen resultiert und auch signifikante Unterschiede im Mykorrhizierungsgrad zwischen den Inokulationsvarianten ergeben hätte.

Die Ertragsbildung wurde durch die Bestimmung des Ertrags, des TKG und der KGF charakterisiert (Tab. 24). Während in der Klimakammer bei einer doppelten Anzahl von Ähren der mykorrhizierten im Vergleich zu den nicht-mykorrhizierten Varianten (Abb. 27) von einer Ertragssteigerung durch die Mykorrhizierung ausgegangen werden kann, konnte dieser Sachverhalt im Freiland nicht festgestellt werden. Ein ähnliches Bild ergibt sich für die Inokulation mit *F. culmorum*, die in der Klimakammer zu einer Reduzierung der Anzahl der Ähren führte, im Freiland aber keinen Einfluss hatte.

Die Angaben zur Ertragssteigerung von Weizen durch Mykorrhiza sind in der Literatur ebenfalls unterschiedlich. Behn (2008) konnte unter kontrollierten Bedingungen einen höheren Ertrag von mykorrhizierten Weizenpflanzen im Vergleich zu nicht-mykorrhizierten Weizenpflanzen ebenso feststellen wie Karagiannidis und Hadjisavva-Zinoviadi (1998) und Kumar et al. (2011) im Freiland. Xavier und Germida (1998) beobachteten eine Sortenabhängigkeit bei der Ertragssteigerung durch Mykorrhiza und wiesen nur für eine von vier Weizensorten eine Erhöhung des Ertrages unter kontrollierten Bedingungen nach. Wachstums- und Ertragssteigerungen werden meist auf eine Erhöhung der P-Aufnahme in mykorrhizierten Pflanzen zurückgeführt (Jakobsen et al. 1992). Im Gegensatz dazu stehen die Ergebnisse von Xavier und Germida (1998), die bei mykorrhizierten Weizenpflanzen keinen Zusammenhang zwischen Ertragssteigerung und erhöhter P-Aufnahme finden konnten.

Im Gegensatz zum Ertrag wurden das TKG und die KGF in 2008 durch die Inokulation von AMP und *F. culmorum* beeinflusst. Die mykorrhizierten Weizenpflanzen bildeten im Vergleich zu den mit *F. culmorum*-inokulierten Varianten ein signifikant höheres TKG und signifikant mehr größere Körner (> 2,8 mm). Während der Fruchtentwicklung können Umweltbedingungen, insbesondere die

Wasserversorgung, das Korngewicht beeinflussen (Geisler 1983). Möglicherweise konnten durch die Mykorrhizierung die Weizenpflanzen besser mit Wasser versorgt und dadurch der trockene Frühsommer besser kompensiert werden (Kautz und Ellmer 2004).

In beiden Versuchsjahren wurde *F. culmorum* in der Wurzel und im Stängel nachgewiesen (Tab. 22), löste aber in den Weizenpflanzen keine Ährenfusariosen aus. Auch die DON- und ZEA-Gehalte lagen deutlich unter den Grenzwerten (vgl. 4.3.2.7). Anhand dieser Ergebnisse ist eine Aussage darüber, ob durch eine Mykorrhizierung von Weizenpflanzen Ährenfusariosen reduziert werden können nicht möglich. Larsen und Yohalem (2004) fanden heraus, dass die Symbiose zwischen Gurke (*Cucumis sativus* L.) und *G. intraradices* keinen Einfluss auf den Befall mit dem Blattpathogen Mehltau (*Podosphaera xanthii*) hatte. Mit *G. intrardices* kolonisierte Tabakpflanzen wiesen stärkere Krankheitssymptome (Erreger: *Botrytis cinerea* und Tabak-Mosaik-Virus) auf ihren Blättern auf als nicht-mykorrhizierte Pflanzen (Shaul et al. 1999). Diese Untersuchungen zeigen, dass die protektiven Eigenschaften von AMP nicht grundsätzlich auf die Gesamtpflanze bezogen werden können, sondern eher für bodenbürtige Pathogene in der Rhizosphäre gelten. In den eigenen Untersuchungen wurde zu BBCH 73 in 2008 ein Ausgleich der durch *F. culmorum* verursachten Reduzierung der Wurzeltrockenmasse durch die Mykorrhizierung der Weizenpflanzen festgestellt (Tab. 23).

In der vorliegenden Arbeit wurden in den Bodenproben neben *F. culmorum* auch *Alternaria* spp. und als *Fusarium*-Arten *F. equiseti* und *F. solani* identifiziert (vgl. 4.3.2.2). McAllister et al. (1996, 1997) fanden in ihren Untersuchungen heraus, dass die Sporenkeimung von *G. mosseae* und die Besiedlung von Pflanzenwurzeln (Mais, Salat) mit *G. mosseae* durch *F. equiseti* und *A. alternata* gehemmt werden können. Die Besiedlung von Pflanzenwurzeln mit AMP kann auch durch die Präsenz anderer Organismen in der Wurzel blockiert werden, wobei die Geschwindigkeit des Wachstums im Wurzelinneren eine bedeutende Rolle spielt. So wächst der AMP *G. macrocarpon* schneller als *F. solani* und hat dadurch einen Kolonisationsvorsprung. Hat sich *F. solani* aber im Wurzelgewebe etabliert, werden diese Bereiche nicht mehr durch AMP besiedelt (Fitter und Garbaye 1994). Möglicherweise beeinflussten solche mikrobiellen Aktivitäten die Effektivität der AMP und verhinderten somit die direkte Wirkung der AMP auf *F. culmorum*, die in der Klimakammer zu einer Hemmung der Entwicklung und Ausbreitung von *F. culmorum* im Quarzsand und in den Weizenpflanzen führte (Tab. 20).

Viele Bakterien haben einen fördernden Effekt auf AMP. So korrelierte beispielsweise die Konzentration volatiler Substanzen, die durch Actinomyceten und *Streptomyces orientalis* ausgeschieden wurden mit der Sporenkeimung von *Gigaspora margarita* (Carpenter-Boggs et al. 1995). Für Stickstoff-fixierende Bakterien werden ebenfalls synergistische Effekte auf AMP vermutet (Johansson et al. 2004). Das Auftreten von Bakterienpopulationen wurde in dieser Arbeit nicht untersucht. Versuche, bei denen die Interaktionen von AMP, pathogenen Pilzen und Bakterien

untersucht werden, sind aber für den Einsatz von AMP als „bio control agent“ unbedingt notwendig, um die Sicherheit in der Wirkung zu erhöhen.

Anwendung von AMP in der Praxis

Die Anzahl der Firmen, die AMP als Inokulum produzieren und verkaufen, ist in den letzten Jahren gestiegen (Vosátka et al. 2008). Die Produkte liegen als Gemisch aus granulierten Substraten, z. B. Vermiculit oder Perlit und mykorrhizierten Wurzelsegmenten, Sporen und Hyphen vor (Dalpé und Monreal 2004). Die am häufigsten eingesetzte Art ist *G. intraradices* Schenck & Smith, da diese gut für *in vitro*- und *in vivo*-Vermehrung geeignet, weit verbreitet und lagerfähig ist sowie eine Vielzahl von Pflanzenarten besiedelt. Die Applikation des Inokulums erfolgt manuell oder maschinell. Wichtig ist dabei, das Inokulum so nah wie möglich an die Samen oder Wurzeln der zu inokulierenden Pflanzen zu bringen (Baar 2008).

In der Vergangenheit war es Ziel der Züchtung, Sorten zu schaffen, die resistent gegenüber pilzlichen und bakteriellen Pathogenen sind (Singh et al. 2012). Dieser Selektionsdruck kann zu inkompatiblen Reaktionen zwischen Wirtspflanzen und AMP führen. Weizenpflanzen weisen eine hohe Abhängigkeit von Düngemitteln und weniger von AMP auf (Hetrik et al. 1993). Dies hat zur Folge, dass auf landwirtschaftlichen Flächen die Effektivität der Symbiose zwischen AMP und der Kulturpflanze oft reduziert ist. Dennoch existieren unter den modernen hexaploiden Züchtungen und ihren Wildtypen Sorten, die positiv auf AMP reagieren (Yücel et al. 2009). Die Nutzung dieses genetischen Potentials in der Landwirtschaft sollte Gegenstand weiterer Forschung sein, um Sorten zu etablieren, die von der AMP-Symbiose besser profitieren können. In diesem Zusammenhang ist es auch notwendig, die der Symbiose zugrundeliegenden genetischen Prozesse weiter aufzuklären, um als Grundlage für die Züchtung neuer Sorten zu dienen.

Pflanzenbauliche Maßnahmen wie Düngung, Anwendung von Pflanzenschutzmitteln, Bodenbearbeitung und Fruchtfolgegestaltung verändern die chemischen, physikalischen und biologischen Eigenschaften des Bodens und somit auch die ökologische Nische von Mykorrhizapilzen. Bei der Anwendung von AMP in der Landwirtschaft sollten pflanzenbauliche Maßnahmen so gestaltet werden, dass sich die AMP optimal entwickeln können. Das erfordert Erkenntnisse über die Zusammenhänge zwischen der AMP-Symbiose und ihren Einflussfaktoren. Als ein Beispiel wird im folgenden Abschnitt die Düngung dargestellt. Eine hohe P- und N-Düngung reduziert die Effektivität von AMP (Gosling et al. 2006) und somit auch die Erhöhung der Nährstoffaufnahme der Wirtspflanzen durch eine Mykorrhizierung. Nachhaltige Landwirtschaft wird durch den Ersatz von Mineraldüngern und chemischen Pestiziden durch biologische Alternativen erreicht, so dass der Einsatz von AMP in diesem System durchaus erfolversprechend ist. In einem organisch wirtschaftenden Betrieb in Australien wurde 30 Jahre lang Superphosphat durch schwer lösliche P-Dünger ersetzt. Dies führte zu einer geringeren P-Verfügbarkeit im Boden und erhöhte den Mykorrhizierungsgrad, die P-Aufnahme der Wirtspflanzen (Weizen) war aber nicht erhöht (Ryan et al.

1994). Somit ist die Prämisse, AMP könnten auf Grund ihrer Fähigkeit, die Nährstoffaufnahme der Wirtspflanzen zu erhöhen, als „biologische P-Düngemittel“ eingesetzt werden, nicht grundsätzlich gültig. Zusätzlich entsteht ein Konflikt zwischen ökologischen Maßnahmen und ökonomischen Zielen wie höhere Erträge, die aber weder in den Untersuchungen von Ryan et al. (1994) noch in den eigenen Versuchen im Freiland durch eine Mykorrhizierung erreicht werden konnten.

In der Klimakammer konnte eine hemmende Wirkung des Mykorrhiza-Gemischs auf *Fusarium* spp. nachgewiesen werden (Tab. 20 und 21). In Gewächshausversuchen mit Weizenpflanzen war der Schaderreger *Gaeumannomyces graminis*, der die Schwarzbeinigkeit verursacht, ebenfalls durch eine Mykorrhizierung (*G. mosseae*) gehemmt (Behn 2008). Obwohl ein Schutz vor bodenbürtigen Pathogenen durch AMP möglich sein kann, ist die Anzahl der auf dem Markt verfügbaren „biological control agents“ inkl. AMP nach wie vor sehr gering (Tripathi et al. 2008). Die größten Erfolge in der Anwendung biologischer Pflanzenschutzmittel wurden bisher unter kontrollierten Bedingungen erreicht. Weitere grundlagenorientierte Untersuchungen sind notwendig, um die komplexen Zusammenhänge der Mykorrhiza-Symbiose und ihren abiotischen bzw. biotischen Einflussfaktoren aufzuklären mit dem Ziel, besonders im Freiland chemische Pestizide durch biologische Pflanzenschutzmittel zu ersetzen und somit die natürlichen Ressourcen des Bodens besser zu erhalten. Dafür wiederum sind v. a. verstärkte praxisbezogene Forschungen, insbesondere Freilandversuche nötig, um die Effektivität besser einschätzen und bewerten zu können.

Um bei einem Einsatz von AMP eine hohe Effektivität zu erreichen, sollte die Bodenart bekannt sein. Die chemischen und physikalischen Eigenschaften verschiedener Bodenarten, z. B. Lehm und Sand, unterscheiden sich deutlich voneinander und beeinflussen die Entwicklung von AMP-Symbiosen. Die eigenen Versuche wurden auf einem lehmigen Sandboden durchgeführt, auf dem eine Reaktion der Weizenpflanzen auf AMP teilweise nachgewiesen werden konnte (Tab. 23 und 24). Aus Beobachtungen von Baar (2008) und Carrenho et al. (2007) geht hervor, dass die Effektivität von Mykorrhizapilzen auf Sandboden höher war als auf Lehmboden. Sandboden verfügt über ein größeres Porenvolumen als Lehmboden und somit über eine bessere Bodendurchlüftung, die für eine optimale AMP-Entwicklung notwendig ist (Saif 1981). Sandboden ist außerdem durch einen niedrigeren pH-Wert als Lehmboden charakterisiert. Saure Böden weisen ein verringertes Wurzelwachstum und geringes Wasserhaltevermögen auf. Außerdem führt die Azidität des Bodens zu einer Abnahme der Kationenaustauschkapazität, die wiederum in einer geringeren Nährstoffverfügbarkeit resultiert, insbesondere der P-verfügbarkeit aufgrund einer verstärkten Bildung schwer pflanzenlöslicher Phosphatverbindungen. Diese Faktoren verringern die Bodenfruchtbarkeit von Sandböden und limitieren das Pflanzenwachstum, erhöhen aber gleichzeitig die Abhängigkeit von AMP-Symbiosen (Siqueira und Saggin Júnior 1995). Unter solchen Bedingungen wachsen AMP extensiver in der Wurzel und steigern die Entwicklung extraradikaler Hyphen (Sanders et al. 1977).

Die Qualität von AMP-Produkten kann ebenfalls ein Grund für eine geringe Effektivität von AMP sein. Da AMP nur schwer axenisch kultiviert werden können, ist die Herstellung von Produkten bester

Qualität nach wie vor eine Herausforderung. Es entsteht der Bedarf an Qualitäts- und Quantitätskontrollen, mit deren Hilfe das Potential des Produktes abgeschätzt sowie eine mögliche Kontaminierung durch Produktionsfehler und lange Lagerung ausgeschlossen werden kann (Dodd et al. 2000).

6 Schlussfolgerungen

Ein Ziel der vorliegenden Arbeit war, den Einfluss der Aggressivität von *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten auf die Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen zu überprüfen. Durch die Analyse des Mykotoxinbildungsvermögens und der nekrotischen Aktivität konnten die untersuchten Isolate unterschiedlichen Aggressivitätsstufen zugeordnet werden. Im sich anschließenden Feldversuch wurde ein Einfluss der *in vitro*-ermittelten Aggressivität nur auf den Gehalt Trichothecenproduzierender *Fusarium*-Arten zu BBCH 75 und das TKG der berechneten Weizenpflanzen ermittelt. Damit war das angewandte Test-System zur Bestimmung der Aggressivität wenig geeignet, um einen Zusammenhang zwischen der *in vitro*-ermittelten Aggressivität und der Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen *in vivo* nachzuweisen. In weiteren Untersuchungen, bei denen der Einfluss der *in vitro*-ermittelten Aggressivität auf die Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen *in vivo* überprüft werden soll, wäre eine zeitliche Freilandstudie, in der der DON- und ZEA-Gehalt sowie der Ertrag und das TKG in regelmäßigen Abständen von der Blüte bis zur Ernte überprüft würde, von großem Interesse, da es möglicherweise zu früheren Zeitpunkten als der Ernte engere Korrelationen gibt.

Die unterschiedliche Witterung in beiden Versuchsjahren sowie die Berechnungsvariante, die zu unterschiedlichen Ergebnissen in einzelnen Parametern führte, belegen erneut die Bedeutung der Wasserverfügbarkeit für das Ausmaß einer *Fusarium*-Infektion.

Ein weiteres Ziel beinhaltete die Überprüfung der möglichen Befallskontrolle von *Fusarium* spp. mittels arbuskulärer Mykorrhizapilze in einem Klimakammer- und einem Freilandversuch. Im Klimakammerversuch konnte eine Wachstumshemmung von *Fusarium* spp. durch die Wirkung der arbuskulären Mykorrhizapilze in den meisten Fällen belegt werden. Des Weiteren wurde eine Kompensation des negativen Einflusses von *Fusarium* spp. auf die Effizienz der Sauerstoffproduktion, die Ährenbildung und die Sprosstrockenmasse bei den mykorrhizierten Weizenpflanzen beobachtet. Somit konnte unter kontrollierten Bedingungen nachgewiesen werden, dass es möglich ist, den Befall von *Fusarium* spp. und deren schädigenden Auswirkungen auf die Wirtspflanzen mittels arbuskulärer Mykorrhizapilze zu reduzieren.

Im Freiland konnte im Gegensatz zum Klimakammerversuch in keinem der beiden Versuchsjahre eine Wachstumshemmung von *F. culmorum* durch die Mykorrhizierung nachgewiesen werden. Ein Ausgleich des negativen Einflusses von *F. culmorum* auf die Wurzeltrockenmasse wurde nur im ersten Versuchsjahr zur Milchreife beobachtet. Anhand der vorliegenden Ergebnisse lassen sich noch keine Aussagen darüber treffen, ob es im Freiland möglich ist, den Befall von Weizenpflanzen mit *Fusarium* spp. mittels AMP zu kontrollieren und die negativen Auswirkungen der Schaderreger zu reduzieren. Es ist unbedingt notwendig, den Freilandversuch über mehrere Jahre fortzuführen, um dabei die langfristige und dauerhafte Etablierung der inokulierten AMP im Boden zu fördern und deren Verlauf in Abhängigkeit von Witterung, Fruchtfolge und *Fusarium*-Vorkommen zu

dokumentieren. Ferner könnten Klimakammerversuche, in denen Weizenpflanzen mit den einzelnen AMP und nicht dem Mykorrhiza-Mischpräparat inokuliert werden, Aufschluss über die Effektivität der einzelnen AMP geben. Die effektivsten AMP sollten anschließend in einem mehrjährigen Freilandversuch überprüft und mit der Effizienz des Mischpräparates verglichen werden.

7 Zusammenfassung

Die durch *Fusarium* spp. hervorgerufene partielle Taubährigkeit ist ein ernstes Problem im weltweiten Weizenanbau. Eine für die Schaderreger günstige feuchte Witterung zum Zeitpunkt der Weizenblüte in Kombination mit befallsfördernden agrotechnischen Maßnahmen löst immer wieder Epidemien aus. Hauptsächlich verursacht durch *F. culmorum* und *F. graminearum* führt eine Erkrankung zu Ertrags- und Qualitätseinbußen sowie zu einer Belastung des Ernteguts mit Mykotoxinen. Die am häufigsten vorkommenden *Fusarium*-Toxine in Weizen sind Deoxynivalenol (DON) und Zearalenon (ZEA), die toxisch auf den tierischen und menschlichen Organismus wirken. Beide Mykotoxine sind in der Phytopathogenese involviert und stehen somit möglicherweise im Zusammenhang mit der Aggressivität (= quantitatives Schädigungspotential) von *F. culmorum* und *F. graminearum*.

Nachhaltige Landwirtschaft ist ein wichtiges Element der EU-Politik und beinhaltet u. a. Boden- und Grundwasserschutz, dem z. B. durch Verzicht auf Pflug-Einsatz und durch Reduzierung chemischer Pflanzenschutzmittel nachgegangen werden soll. Daraus ergibt sich ein erhöhtes Risiko für *Fusarium*-Infektionen, das u. a. auch die Entwicklung alternativer Methoden zur Befallskontrolle von *Fusarium* spp. notwendig macht. Eine Möglichkeit stellen arbuskuläre Mykorrhizapilze (AMP) dar, die die Pflanzen stärken und antagonistisch auf pilzliche Schaderreger wirken können.

Ziele der vorliegenden Untersuchungen waren zum Einen die Überprüfung des Einflusses der Aggressivität von *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten auf die Schadbildausprägung bei Weizen. Zum Anderen sollte die Möglichkeit der Befallskontrolle von *Fusarium* spp. mittels AMP getestet und die Eignung der AMP als biologisches Pflanzenschutzmittel gegen *Fusarium*-Infektionen eingeschätzt werden.

Im ersten Teil der Arbeit wurde zunächst die Aggressivität von *F. culmorum*- und *F. graminearum*-Isolaten *in vitro* bestimmt. Zu diesem Zweck wurden das DON- und ZEA-Bildungspotential mittels HPLC sowie die nekrotische Aktivität der Isolate in einem Blatttest quantifiziert. Anschließend wurden die Isolate anhand dieser Merkmale mittels Clusteranalyse in Aggressivitätsgruppen eingeteilt.

Um den Einfluss der *in vitro* ermittelten Aggressivität auf die Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen *in vivo* zu überprüfen, wurden Weizenpflanzen in einem zweijährigen Feldversuch (2007-2008) sprühhinokuliert und das Auftreten filamentöser Pilze zu drei Probenahmezeitpunkten mittels mikrobiologischer und molekularbiologischer Verfahren bestimmt. Des Weiteren wurden der Ertrag und das Tausendkorngewicht (TKG) sowie die DON- und ZEA-Belastung geernteter Weizenkörner untersucht. Eine Berechnungsvariante wurde in die Untersuchungen einbezogen, um den Infektionsdruck zu erhöhen.

Die *in vitro*-Bestimmung der Aggressivität ergab eine hohe Variabilität der Isolate in den einzelnen Merkmalen. Die auf diesen Merkmalen basierende Clusteranalyse resultierte in drei Aggressivitätsgruppen (hoch, mittel, niedrig).

Nur im ersten Versuchsjahr 2007 konnte ein signifikanter Einfluss der Aggressivität und der Berechnung im Feldversuch nachgewiesen werden. Der mittels PCR analysierte Gehalt der

Trichotheecen-produzierenden *Fusarium*-Arten (TPFA) der beregneten Weizenpflanzen sowie das TKG der beregneten Weizenpflanzen korrelierten mit den *in vitro*-ermittelten Aggressivitätsstufen. Die Inokulation mit den hoch-aggressiven *Fusarium*-Isolaten führte unter dem Einfluss der Beregnung zu einem signifikant höheren Gehalt an TPFA zu BBCH 75 sowie zu einem signifikant niedrigeren Ertrag und TKG gegenüber den Kontrollvarianten und den Weizenpflanzen, die mit Isolaten niedriger Aggressivität inokuliert wurden.

Die zusätzliche Beregnung führte zu einer signifikanten Erhöhung des Pilzwachstums und der Mykotoxinproduktion. Hohe Niederschlagsmengen während der Reifephase (Mai bis Juli 2007: 269 mm) verursachten aber auch in den unberegneten Parzellen relativ hohe DON-Konzentrationen. 60% der beregneten und 13% der unberegneten Weizenpflanzen enthielten DON-Gehalte über der festgelegten Höchstgrenze von 1.250 µg/kg. Der ZEA-Höchstgrenzwert von 100 µg/kg wurde insgesamt in vier Proben überschritten.

Der zweite Teil der Arbeit bestand aus einem Klimakammerversuch und einem zweijährigen Feldversuch (2008-2009). Um die Wirkung von AMP gegenüber *Fusarium* spp. zu überprüfen, wurden Weizenpflanzen mit Mykorrhizapilzen und *Fusarium*-Isolaten über den Boden inokuliert (Klimakammer: Mykorrhizagemisch, *F. culmorum* und *F. graminearum*-Isolate; Freiland: Mykorrhizagemisch und ein *F. culmorum*-Isolat). Im Laufe der Ontogenese wurde die Populationsdynamik von *Fusarium* spp. dokumentiert, um das Durchsetzungsvermögen des Schaderregers gegenüber einer zusätzlichen Mykorrhizierung zu ermitteln. Des Weiteren wurden die Auswirkungen der Interaktionen beider Organismen auf die Wirtspflanzen erfasst. Dazu wurden in der Klimakammer die Effizienz der Sauerstoffproduktion, die Pflanzenlänge und die Ährenbildung während der Ontogenese sowie nach der Ernte die Spross- und Wurzeltrockenmasse bestimmt. Im Freiland wurde zu drei Probenahmezeitpunkten die Pflanzenlänge und die Wurzel- und Sprosstrockenmasse ermittelt und nach der Ernte der Ertrag, das TKG und die Korngrößenfraktionen (KGF) sowie der DON- und ZEA-Gehalt der Weizenkörner quantifiziert.

Unter kontrollierten Bedingungen konnte *F. culmorum* die Weizenpflanzen systemisch besiedeln, *F. graminearum* war nur vereinzelt in den Pflanzen nachzuweisen. Durch die Mykorrhizierung war die Entwicklung und Ausbreitung der Isolate verzögert bzw. vollständig gehemmt. Die Inokulation mit AMP und *F. culmorum*- bzw. *F. graminearum*-Isolaten beeinflusste das Wachstum der Pflanzen unterschiedlich. Dabei waren die Unterschiede zwischen den einzelnen Inokulationsvarianten besonders deutlich bei der Effizienz der Sauerstoffproduktion, der Ährenbildung und der Sprosstrockenmasse ausgeprägt. Während *Fusarium* spp. die Effizienz der Sauerstoffproduktion, die Anzahl der Ähren und die Sprosstrockenmasse signifikant reduzierten, führte eine Mykorrhizierung zu einer signifikanten Erhöhung dieser Parameter (im Vergleich zu nicht-mykorrhizierten Kontrollvarianten). Bei den Weizenpflanzen, die mit beiden Organismen inokuliert waren, wurde der negative Einfluss von *Fusarium* spp. auf die Effizienz der Sauerstoffproduktion, die Ährenbildung und

die Sprosstrockenmasse in den meisten Fällen durch eine Mykorrhizierung kompensiert, wobei die Kompensation umso größer war, je höher die Reduktion durch *F. culmorum* und *F. graminearum*.

Unter Freilandbedingungen wurden die Pflanzen wie in der Klimakammer auch von *F. culmorum* über die Wurzel bis zum Stängel besiedelt, in den Ähren wurde der Schaderreger aber nicht nachgewiesen. Auch eine Verzögerung der Ausbreitung von *F. culmorum* wurde im Freiland nicht festgestellt. Im ersten Versuchsjahr (2008), zur Milch- und Teigreife der Weizenpflanzen wiesen die mit *F. culmorum*-inokulierten Pflanzen eine signifikant niedrigere Wurzel- und Sprosstrockenmasse auf als die nur mit Mykorrhiza-inokulierten Weizenpflanzen. Des Weiteren wurde zur Milchreife ein Ausgleich der durch *F. culmorum* verursachten Reduzierung der Wurzeltrockenmasse durch die AMP beobachtet. Im selben Jahr wurden zusätzlich signifikante Unterschiede im TKG und in der KGF zwischen den Inokulationsvarianten nachgewiesen. Die Körner der nur mit *F. culmorum*-inokulierten Weizenpflanzen waren signifikant kleiner und leichter als die Körner der mykorrhizierten Weizenpflanzen. Die mykorrhizierten Weizenpflanzen produzierten Körner mit dem höchsten TKG und dem höchsten prozentualen Anteil der größten KGF. Im zweiten Versuchsjahr konnten die Ergebnisse des ersten Versuchsjahres nicht wiederholt werden, signifikante Unterschiede wurden nur in der Wurzeltrockenmasse zwischen den mit Fc13-inokulierten Weizenpflanzen und den nicht-inokulierten Kontrollpflanzen zur Milch- und Teigreife ermittelt. Da in beiden Versuchsjahren keine Ährenfusariosen und nur geringe Mykotoxingehalte festgestellt wurden, ist eine Aussage über den Einfluss von AMP auf diese Parameter nicht möglich.

Mögliche Ursachen für den in dieser Arbeit festgestellten Einfluss der *in vitro*-ermittelten Aggressivität auf die Schadbildausprägung bei Weizenpflanzen *in vivo* sowie für den geringen Erfolg der Kontrolle von *Fusarium* spp. mittels AMP im Freiland werden diskutiert.

8 Literaturverzeichnis

Abas-Ali N, Elham F, Farhad R, Atieh S, Mohammad-Reza A (2007): Evaluation effects of symbiosis of mycorrhiza on yield components and some physiological parameters of barley genotypes under salinity stress. *Asian Journal of Plant Sciences* 6, 1108-1112.

Abildgren MP, Lund F, Thrane U, Elmholt S (1987): Czapek-Dox agar containing iprodione and dicloran as a selective medium for the isolation of *Fusarium* species. *Letters in Applied Microbiology* 5, 83-86.

Abramson D, Clear RM, Gaba D, Smith DM, Patrick SK, SaydakD (2001): Trichothecene and moniliformin production by *Fusarium* species from Western Canadian wheat. *Journal of Food Protection* 64, 1220–1225.

Ahrens W, Fehrmann H (1984): Attack of wheat by *Septoria nodorum* and *Fusarium* ear blight. 1. Crop loss analysis. *Journal of Plant Disease and Protection* 91, 42-58.

Akthar MS, Siddiqui ZA (2008): Arbuscular mycorrhizal fungi as potential bioprotectants against plant pathogens. In: Siddiqui et al. (Eds.): *Mycorrhizae: Sustainable Agriculture and Forestry*, Springer Netherlands, Dordrecht, The Netherlands, p. 61-97.

Akinsanmi OA, Backhouse D, Simpfendorfer S, Chakraborty S (2006): Genetic diversity of Australian *Fusarium graminearum* and *F. pseudograminearum*. *Plant Pathology* 55, 494-504.

Akiyama K, Hayashi H (2006): Strigolactones: Chemical signals for fungal symbionts and parasitic weeds in plant roots. *Annals of Botany* 97, 925-931.

Al-Askar AA, Rashad YM (2010): Arbuscular mycorrhizal fungi: A biocontrol agent against Common Bean *Fusarium* Root Rot Disease. *Plant Pathology Journal* 9, 31-38.

Al-Karaki G, McMichael B, Zak J (2004): Field response of wheat to arbuscular mycorrhizal fungi and drought stress. *Mycorrhiza* 14, 263-269.

Al-Karaki G, Abu-Qobah N, Othman Y (2006): Influence of mycorrhizal fungi and water stress on growth and yield of two onion cultivars. *Arab gulf journal of scientific research* 24, 206-214.

Asran MR, Amal MIE (2011): Aggressiveness of Certain *Fusarium graminearum* Isolates on wheat seedlings and relation with their trichothecene production. *Plant Pathology Journal* 10, 36-41.

Aumtong S, Sirinikorn P, Susingsa P, Maungjai N (2010): Glomalin-related soil protein influence on soil aggregate stability in soils of cultivated areas and secondary forests from Northern Thailand. *Proceedings of the 19th World Congress of Soil Science, Brisbane, Australia.* p. 21-24.

Awais A (2010): The biological role of *Fusarium graminearum* mycotoxins. Dissertation Universität Göttingen.

Aysan E, Demir S (2009): Using arbuscular mycorrhizal fungi and *Rhizobium leguminosarum* Biovar *phaseoli* against *Sclerotinia Sclerotiorum* (Lib.) de Bary in the Common Bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Plant Pathology Journal* 8, 74-78.

Baar J (2008): From production to application of arbuscular mycorrhizal fungi in agricultural systems: requirements and needs. In: Varma (2008), p. 361-373.

Bago B, Pfeffer PE, Schachar-Hill Y (2000): Carbon metabolism and transport in arbuscular mycorrhizas. *Plant Physiology* 124, 949-957.

Bai GH, Desjardins AE, Plattner RD (2001): Deoxynivalenol-nonproducing *Fusarium graminearum* causes initial infection, but does not cause disease spread in wheat spikes. *Mycopathologia* 153, 91-98.

Bakan B, Pinson L, Cahagnier B, Melcion D, Semon E, Richard-Molard D (2001): Toxigenic potential of *Fusarium culmorum* strains isolated from French wheat. *Food Additives and Contaminants* 18, 998-1003.

Bakan B, Giraud-Delville C, Pinson L, Richard-Molard D, Fournier E, Brygoo Y (2002): Identification by PCR of *Fusarium culmorum* strains producing large and small amounts of Deoxynivalenol. *Applied Environmental Microbiology* 68, 5472-5479.

Baltruschat H (1993): Zur ökosystemaren Bedeutung der VA Mykorrhiza in Agrarökosystemen und Möglichkeiten der praktischen Nutzung dieser Symbiose. In: Kautz und Ellmer (2004).

Bartels G, Rodemann B (2003): Strategien zur Vermeidung von Mykotoxinen im Getreide (Prevention strategies of mycotoxins in grain). *Gesunde Pflanzen* 55, 125-135.

Bateman GL, Gutteridge RJ, Gherbawy Y, Thomsett MA, Nicholson P (2007): Infection of stem bases and grains of winter wheat by *Fusarium culmorum* and *F. graminearum* and effects of tillage method and maize-stalk residues. *Plant Pathology* 56, 604-615.

Bauer JK, Heinritzi M, Gareis, Gedek B (1987): Veränderungen am Genitaltrakt des weiblichen Schweines nach Verfütterung praxisrelevanter Zearalenonmengen. *Tierärztliche Praxis* 15, 33-36.

BEE (2010): Besondere Ernte- und Qualitätsermittlung. Reihe: Daten-Analysen. S. 41-42. Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz.
<http://berichte.bmelv-statistik.de/EQB-1002000-2010.pdf> (Stand: 09.01.2012)

Behn O (2008): Influence of *Pseudomonas fluorescens* and arbuscular mycorrhiza on the growth, yield, quality and resistance of wheat infected with *Gaeumannomyces graminis*. *Journal of Plant Diseases and Protection* 115, 4-8.

Berthiller F, Werner U, Sulyok M, Krska R, Hauser MT, Schuhmacher R (2006): Liquid chromatography coupled to tandem mass spectrometry (LC-MS/MS) determination of phase II metabolites of the mycotoxin zearalenone in the model plant *Arabidopsis thaliana*. *Food Additives and Contaminants* 23, 1194-1200.

Besserer A, Puech-Pagès V, Kiefer P, Gomez-Roldan V, Jauneau A, Roy S, Portais JC, Roux C, Becard G, Sejalon-Delmas N (2006): Strigolactones stimulate arbuscular mycorrhizal fungi by activating mitochondria. *PLoS Biology* 4, 1239-1247.

Bever JD, Schultz PA, Pringle A, Morton JB (2001): Arbuscular mycorrhizal fungi: More diverse than meets the eye, and the ecological tale of why. *Bioscience* 51, 923-931.

Bhat RV, Beedu SR, Ramakrishna Y, Munshi KL (1989): Outbreak of trichothecene mycotoxicosis associated with consumption of mould-damaged wheat production in Kashmir Valley, India. *The Lancet* 333, 35-37.

Biesaga-Kościelniak J, Marcińska I, Wedzony M, Kościelniak J (2003): Effect of zearalenone treatment on the production of wheat haploids via the maize pollination system. *Plant Cell Reports* 21, 1035–1039.

Black KG, Mitchell DT, Osborne BA (2000): Effect of mycorrhizal-enhanced leaf phosphate status on carbon partitioning, translocation and photosynthesis in cucumber. *Plant, Cell and Environment* 23, 797-809.

Blandino M, Minelli L, Reyneri A (2006): Strategies for the chemical control of Fusarium head blight: Effect on yield, alveographic parameters and deoxynivalenol contamination in winter wheat grain. *European Journal of Agronomy* 25, 193-201.

Blilou I, Bueno P, Ocampo JA, García-Garrido JM (2000a): Induction of catalase and ascorbate peroxidase activities in tobacco roots inoculated with the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. *Mycological Research* 104, 722–725.

Blilou I, Ocampo JA, García-Garrido JM (2000b): Induction of Ltp (Lipid transfer protein) and Pal (phenylalanine ammonia-lyase) gene expression in rice roots colonized by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. *Journal of Experimental Botany* 51, 1969–1977.

Bluhm BH, Cousin MA, Woloshuk CP (2004): Multiplex real-time PCR detection of fumonisin-producing and trichothecene-producing groups of *Fusarium* species. *Journal of Food Protection* 67, 536-543.

Bonfante P, Genre A (2008): Plants and arbuscular mycorrhizal fungi: an evolutionary-developmental perspective. *Trends in Plant Science* 13, 492–498.

Bongiovanni R, Méndez A, Robledo W, Bragachini M, Proietti F, Scaramuzza F, Speranza F (2005): Site-Specific Quality Management in Wheat Results from the 2003 field trials in Argentina. *Developments in Plant Breeding* 12, 203-208.

Borie F, Rubio R, Rouanet JL, Morales A, Borie G, Rojas C (2006): Effects of tillage systems on soil characteristics, glomalin and mycorrhizal propagules in a Chilean Ultisol. *Soil and Tillage Research* 88, 253-261.

Bottalico A (1998): *Fusarium* diseases of cereals: Species complex and related mycotoxin profiles, in Europe. *Journal of Plant Pathology* 80, 85-103.

Bottalico A, Perrone G (2002): Toxigenic *Fusarium* species and mycotoxins associated with Head Blight in Small-Grain Cereals in Europe. *European Journal of Plant Pathology* 108, 611-624.

- Bruins MBM, Karsai I, Schepers J, Snijders CHA (1993):** Phytotoxicity of deoxynivalenol to wheat tissue with regard to *in vitro* selection for Fusarium head blight resistance. *Plant Science* 94, 195–206.
- Brundrett M, Bougher N, Dell B, Grove T, Malajczuk N (1996):** Working with mycorrhizas in Forestry and Agriculture. ACIAR Monographie 32, Canberra.
- Brundrett MC (2002):** Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New Phytologist* 154, 275-304.
- Brunotte J (2007):** Konservierende Bodenbearbeitung als Beitrag zur Minderung von Bodenschadverdichtungen, Bodenerosion, Run off und Mykotoxinbildung im Getreide. *Landbauforschung Völkenrode, Sonderheft* 305.
- Bryla DR, Koide RT (1990):** Regulation of reproduction in wild and cultivated *Lycopersicon esculentum* Mill. by vesicular-arbuscular mycorrhizal infection. *Oecologia* 84, 74-81.
- Buchenauer H, Kang Z (2002):** Cytologische Studien zur Infektion und Ausbreitung von Fusarien in Weizenähren sowie zur Abwehrreaktion in der Ähre resistenter und anfälliger Weizensorten. Tagungsband der 13. und 14. Wissenschaftlichen Fachtagung: *Fusarium*-Befall und Mykotoxinbelastung von Getreide und Schadverdichtung in Ackerböden. 5. Dezember 2001, 45-54.
- Bücking H, Shachar-Hill Y (2005):** Phosphate uptake, transport and transfer by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* is stimulated by increased carbohydrate availability. *New Phytologist* 165, 899-912.
- Bujold I, Paulitz TC, Carisse O (2001):** Effect of *Microsphaeropsis* sp. on the production of perithecia and ascospores of *Gibberella zeae*. *Plant Disease* 85, 977-984.
- Bunn R, Lekberg Y, Zabinski C (2009):** Arbuscular mycorrhizal fungi ameliorate temperature stress in thermophilic plants. *Ecology* 90, 1378-1388.
- Burlakoti RR, Ali S, Secor GA, Neate SM, McMullen MP, Adhikari TB (2008):** Comparative mycotoxin profiles of *Gibberella zeae* populations from barley, wheat, potatoes, and sugar beets. *Applied and Environmental Microbiology* 74, 6513-6520.

Busko M, Chelkowski J, Popiel D, Perkowski J (2008): Solid substrate bioassay to evaluate impact of *Trichoderma* on trichothecene mycotoxin production by *Fusarium* species. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 88, 533-541.

Büttner P (2006): Das Artenspektrum der Gattung *Fusarium* an Weizen und Roggen in Bayern in den Jahren 2003 und 2004. *Gesunde Pflanzen* 58, 28-33.

Calvet C, Barea JM, Pera J (1993): Growth response of marigold (*Tagetes erecta* L.) to inoculation with *Glomus mosseae*, *Trichoderma aureoviride* and *Pythium ultimum* in a peat-perlite mixture. *Plant and Soil* 148, 1-6.

Carpenter-Boggs L, Loynachan TE, Stahl PD (1995): Spore Germination of *Gigaspora margarita* stimulated by volatiles of soil-isolated Actinomycetes. *Soil Biology and Biochemistry* 27, 1445-1451.

Carrenho R, Trufem SFB, Bononi VLR, Silva ES (2007): The effect of different soil properties on arbuscular mycorrhizal colonization of peanuts, sorghum and maize. *Acta Botanica Brazilica* 21, 723-730.

Carter JP, Rezanoor HN, Desjardins AE, Nicholson P (2000): Variation in *Fusarium graminearum* isolates from Nepal associated with their host of origin. *Plant Pathology* 49, 452-460.

Champeil A, Dore T, Fourbet JF (2004): *Fusarium* head blight: epidemiological origin of the effects of cultural practices on head blight attacks and the production of mycotoxins by *Fusarium* in wheat grains. *Plant Science* 166, 1389-1415.

Chandanie WA, Kubota M, Hyakumachi M (2009): Interactions between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* and plant growth-promoting fungi and their significance for enhancing plant growth and suppressing damping-off of cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Applied Soil Ecology* 41, 336-341.

Chaudhry MS, Batool Z, Khan AG (2005): Preliminary assessment of plant community structure and arbuscular mycorrhizas in rangeland habitats of Cholistan desert, Pakistan. *Mycorrhiza* 15, 606-611.

Collins CD, Foster BL (2009): Community-level consequences of mycorrhizae depend on phosphorus availability. *Ecology* 90, 2567-2576.

Cook RJ (1970): Factors affecting saprophytic colonization of wheat straw by *Fusarium roseum* f. sp. *cerealis* 'culmorum'. *Phytopathology* 60, 1672–1676. In: Schlüter et al. (2006).

Cook RJ (1980): *Fusarium* foot rot in wheat and its control in the Pacific Northwest. *Plant Disease* 64, 1061–1066. In: Schlüter et al. (2006).

Cooney JM, Lauren DR, die Menna ME (2001): Impact of competitive fungi on trichothecene production by *Fusarium graminearum*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 49, 522-526.

Cordier C, Pozo MJ, Barea JM, Gianinazzi S, Gianinazzi-Pearson V (1998): Cell defense responses associated with localized and systemic resistance to *Phytophthora parasitica* induced in tomato by an arbuscular mycorrhizal fungus. *Molecular Plant-Microbe Interactions* 11, 1017-1028.

Cornejo P, Meiera S, Borie G, Rillig MC, Borie F (2008): Glomalin-related soil protein in a Mediterranean ecosystem affected by a copper smelter and its contribution to Cu and Zn sequestration. *Science of the Total Environment* 406, 154-160.

Cornejo P, Rubio R, Borie F (2009): Mycorrhizal propagule persistence in a succession of cereals in a disturbed and undisturbed Andisol fertilized with two nitrogen sources. *Chilean Journal of Agricultural Research* 69, 426-434.

Cowger C, Sutton AL (2005): The Southeastern U. S. *Fusarium* head blight Epidemic of 2003. Online. Plant Health Progress.

<http://ddr.nal.usda.gov/bitstream/10113/11869/1/IND43806073.pdf> (Stand: 04.01.2012)

Cowger C, Patton-Özkurt J, Brown-Guedira G, Perugini L (2009): Post-anthesis moisture increase *Fusarium* Head Blight and deoxynivalenol levels in North Carolina winter wheat. *Phytopathology* 99, 320-327.

Cromei MG, Parkes RA, Sinclair KI, Lauren DR, Butler RC (2002): Effects of fungicides applied at anthesis on *Fusarium* head blight and mycotoxins in wheat. *New Zealand Plant Protection* 55, 341–346.

Curtui V, Brockmeyer A, Dietrich R, Kappenstein O, Klaffke H, Lepschy J, Märtilbauer E, Schneider E, Seidler C, Thielert G, Usleber E, Weber R, Wolff J (2004): Deoxynivalenol in food. *Mycotoxin Research* 21, 83-88.

Dalpé Y, Monreal M (2004): Arbuscular mycorrhiza inoculum to support sustainable cropping systems. Crop management. Online.

<http://www.plantmanagementnetwork.org/pub/cm/review/2004/amfungi/> (Stand: 12.03.2012)

Datnoff LE, Nemeček S, Pernezny K (1995): Biological control of *Fusarium* crown and root rot of tomato in Florida using *Trichoderma harzianum* and *Glomus intraradices*. Biological Control 5, 427-431.

Delin S (2004): Within-field variations in grain protein content – Relationships to yield and soil nitrogen and consistency in maps between years. Precision Agriculture 5, 565-577.

Delin S (2005): Site-specific nitrogen fertilization demand in relation to plant available soil nitrogen and water - Potential for prediction based on soil characteristics. Doctoral thesis Swedish University Skara.

DelPonte EM, Fernandes JMC, Bergstrom GC (2007): Influence of growth stage on *Fusarium* head blight and deoxynivalenol production in wheat. Journal of Phytopathology 155, 577-581.

Desjardins AE, Proctor RH, Bai G, McCormick SP, Shaner G, Buechley G, Hohn IM (1996): Reduced virulence of trichothecene-nonproducing mutant of *Gibberella Zeae* in wheat field tests. Molecular Plant-Microbe Interactions 9, 775-781.

Desjardins AE (2006): *Fusarium* Mycotoxins: Chemistry, Genetics and Biology. APS Press, St. Paul, USA.

Desmond OJ, Manners JM, Stephens AE, MacLeann DJ, Schenk PM, Gardiner DM, Munn AL, Kazan K (2008): The *Fusarium* mycotoxin deoxynivalenol elicits hydrogen peroxide production, programmed cell death and defence responses in wheat. Molecular Plant Pathology 9, 435-445.

Diamond H, Cooke BM (1999): Towards the development of a novel *in vitro* strategy for early screening of *Fusarium* ear blight resistance in adult winter wheat plants. European Journal of Plant Pathology 105, 363-372.

Dill-Macky R, Jones RK (2000): The effect of previous crop residues and tillage on *Fusarium* head blight of wheat. Plant Disease 84, 71-76.

Dodd JC, Boddington CL, Rodriguez A, Gonzalez-Chavez C, Mansur I (2000): Mycelium of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) from different genera: from, function and detection. *Plant and Soil* 226, 131-151.

Döll S, Valenta H, Kirchheim U, Dänicke S, Flachowsky G. (2000): *Fusarium* mycotoxins in conventionally and organically grown grain from Thuringia/Germany. *Mycotoxin Research* 16, 38-41.

Doohan FM, Brennan J, Cooke BM (2003): Influence of climatic factors on *Fusarium* species pathogenic to cereals. *European Journal of Plant Pathology* 109, 755–768.

Driver JD, Holben WE, Rillig MC (2005): Characterization of glomalin as a hyphal wall component of arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Biology and Biochemistry* 37, 101-106.

Dugassa, GD, von Alten H, Schönbeck F (1996): Effects of arbuscular mycorrhiza (AM) on health of *Linum usitatissimum* L. infected by fungal pathogens. *Plant and Soil* 185, 173-182.

Edwards SG, Godley NP (2010): Reduction of *Fusarium* head blight and deoxynivalenol in wheat with early fungicide applications of prothioconazole. *Food Additives and Contaminants* 27, 629-635.

Eeuwijk FA, Mesterházy Á., Kling CI, Ruckenbauer P, Saur L, Bürstmayr H, Lemmens M, Keizer LCP, Maurin N, Snijders CHA (1995): Assessing non-specificity of resistance in wheat to head blight caused by inoculation with European strains of *Fusarium culmorum*, *F. graminearum* and *F. nivale* using a multiplicative model for interaction. *Theoretical and Applied Genetics* 90, 221-228.

Egerton-Warburton LM, Allen EB (2000): Shifts in arbuscular mycorrhizal communities along an anthropogenic nitrogen deposition gradient. *Ecological Applications* 10, 484–496.

Eggert K, Rawel HM, Pawelzik E (2011): *In vitro* degradation of wheat gluten fractions by *Fusarium graminearum* proteases. *European Food Research and Technology* 233, 697-705.

El-Badawy ME-ZM (2001): Localization and characterization of quantitative trait loci for *Fusarium* head blight resistance in wheat by means of molecular markers. Dissertation Technische Universität München.

Ellner FM (1999): 1998 – Ein Jahr für *Fusarium*toxine. Proceedings of the 21st Mycotoxin Workshop Jena, Germany 1999, p. 1-4.

- Ellner, F.M. (2004):** Ergebnisse mehrjähriger Feldversuche zur Wirkung Strobilurin-haltiger Fungizide auf die Mykotoxin-Bildung in unterschiedlichen Weizensorten. Proceedings of the 26th Mycotoxin Workshop Herrsching am Ammersee, Germany, p. 30.
- Ellner FM (2006):** Einfluss von Fungiziden auf die Mykotoxinproduktion in Weizen – ein Kurzsüme der Arbeiten am Institut. Nachrichtenblatt Deutscher Pflanzenschutzdienst, 58, 67–69.
- Ellner F, Schuster R (2006):** Untersuchungen zum Blühvorgang des Weizens und dessen Einfluss auf *Fusarium*-Infektion und Mykotoxinbildung. BBA-Mitteilungen, 55. Deutsche Pflanzenschutztagung, 65.
- Engle JS, Madden LV, Lipps PE (2003):** Evaluation of inoculation methods to determine resistance reactions of wheat to *Fusarium graminearum*. Plant Disease 87, 1530-1535.
- Eriksen GS, Alexander J (eds.), (1998):** *Fusarium* toxins in cereals – a risk assessment. Nordic Council of Ministers; TemaNord 1998: 502, p. 7-27 and 45-58; Copenhagen. In: SCF (1999).
- Eriksen GS (2003):** Metabolism and Toxicity of Trichothecenes. Doctoral thesis Swedish University Uppsala.
- Eudes F, Collin J, Rioux S, Comeau A (1997):** The trichothecenes, a major component of wheat scab pathogenesis. Proceedings of the 5th European *Fusarium* Seminar Szeged, Hungary. Cereal Research Communications 25, 495-496.
- Eudes F, Comeau A, Rioux S, Collin J (2000):** Phytotoxicité de huit mycotoxines associées à la fusariose de l'épi chez le blé. Canadian Journal of Plant Pathology 22, 286–292. In: Rocha et al. (2005): Effects of Trichothecene mycotoxins on eukaryotic cells: A review. Food Additives and Contaminants 22, 369-378.
- Fauzi MT, Paulitz TC (1994):** The effect of plant growth regulators and nitrogen on Fusarium Head Blight of the spring wheat cultivar Max. Plant Disease 78, 289-292.
- Feddermann N, Finlay R, Boller T, Elfstrand M (2010):** Functional diversity in arbuscular mycorrhiza – the role of gene expression, phosphorus nutrition and symbiotic efficiency. Fungal Ecology 3, 1-8.

Feinberg B, McLaughlin CS (1989): Biochemical mechanism of action of trichothecene mycotoxins. In: Beasley VR (Ed.): Trichothecene mycotoxicosis: Pathophysiological effects. Volume I, CRC Press Inc. Boca Raton, Florida, 27-35.

Feng G, Zhang FS, Li XL, Tian CY, Tang C, Rengel Z (2002): Improved tolerance of maize plants to salt stress by arbuscular mycorrhiza is related to higher accumulation of soluble sugars in roots. *Mycorrhiza* 12, 185-190.

Fernandez MR, Zentner RP, DePauw RM, Gehl D, Stevenson FC (2007): Impacts of crop production factors on Fusarium Head Blight in barley in Eastern Saskatchewan. *Crop Science* 47, 1574–1584.

Fernando WGD, Paulitz TC, Seaman WL, Dutilleul P, Miller JD (1997): Head blight gradients caused by *Gibberella zeae* from area sources of inoculum in wheat field plots. *Phytopathology* 87, 414-421.

Fernando WGD, Miller JD, Seaman WL, Seifert K, Paulitz, TC (2000): Daily and seasonal dynamics of airborne spores of *Fusarium graminearum* and other *Fusarium* species sampled over wheat plots. *Canadian Journal of Botany* 78, 497-505.

Fester T, Hause G (2005): Accumulation of reactive oxygen species in arbuscular mycorrhizal roots. *Mycorrhiza* 15, 373-379.

Filek M, Biesaga-Kościelniak J, Marcińska I, Machackova I, Krekule J (2004): The influence of growth regulators on membrane permeability in cultures of winter wheat cells. *Zeitschrift für Naturforschung (C)* 59, 673-678.

Filek M, Zembala M, Szechynska-Hebda M (2002): The influence of phytohormones on zeta potential and electrokinetic charges of winter wheat cells. *Zeitschrift für Naturforschung (C)* 57, 696-704.

Filion M, St-Arnaud M, Fortin JA (1999): Direct interaction between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* and different rhizosphere microorganisms. *New Phytologist* 141, 525–533.

Fischer S (2001): Blasenbildung von in Flüssigkeiten gelösten Gasen. Dissertation TU München.

Fitter AH (1991): Costs and benefits of mycorrhiza: Implications for functioning under natural conditions. *Experientia* 47, 350-355.

Fitter AH, Garbaye J (1994): Interactions between mycorrhizal fungi and other soil organisms. *Plant and Soil* 159, 123-132.

Fitter AH, Heinemeyer A, Staddon PL (2000): The impact of elevated CO₂ and global climate change on arbuscular mycorrhizas: a myco-centric approach. *New Phytologist* 147, 179-187.

Fusconi A, Lingua G, Trotta A, Berta G (2005): Effects of arbuscular mycorrhizal colonization and phosphorus application on nuclear ploidy in *Allium porrum* plants. *Mycorrhiza* 15, 313-321.

Gaffoor I, Brown DW, Plattner R, Proctor RH, Qi W, Trail F (2005): Functional analysis of the polyketide synthase genes in the filamentous fungus *Gibberella zeae* (Anamorph *Fusarium graminearum*). *Eukaryotic Cell* 4, 1926–1933.

Gange AC, Brown VK, Aplin DM (2005): Ecological specificity of arbuscular mycorrhizae: evidence from foliar- and seed-feeding insects. *Ecology* 86, 603-611.

Gao LL, Knogge W, Delp G, Smith FA, Smith SE (2004): Expression patterns of defense-related genes in different types of arbuscular mycorrhizal development in wild-type and mycorrhiza-defective mutant tomato. *Molecular Plant-Microbe Interactions* 17, 1103-1113.

Garcia-Garrido JM, Ocampo JA (2002): Regulation of the plant defence response in arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Journal of Experimental Botany* 53, 1377-1386.

Gautam P, Dill-Macky R (2012): Impact of moisture, host genetics and *Fusarium graminearum* isolates on Fusarium head blight development and trichothecene accumulation in spring wheat. *Mycotoxin Research* 281, 45-58.

Geisler G (1983): Ertragsphysiologie von Kulturarten des gemäßigten Klimas. Parey, Berlin. In: Kautz und Ellmer (2004).

Gianinazzi-Pearson V, Dumas-Gaudot E, Gollotte A, Tahiri-Alaoui A, Gianinazzi S (1996): Cellular and molecular defence-related root responses to invasion by arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 133, 45-57.

Gilbert J, Abramson D, McCallum B, Clear R (2001): Comparison of Canadian *Fusarium graminearum* isolates for aggressiveness, vegetative compatibility, and production of ergosterol and mycotoxins. *Mycopathologia* 153, 209-215.

Gilbert J, Fernando WGD (2004): Epidemiology and biological control of *Gibberella zeae*/*Fusarium graminearum*. *Canadian Journal of Plant Pathology* 26, 464-472.

Gilbert J, Woods SM, Kromer U (2008): Germination of ascospores of *Gibberella zeae* after exposure to various levels of relative humidity and temperature. *Phytopathology* 98, 504-508.

Giovannetti M, Mosse B (1980): An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New Phytologist* 84,489–500.

Giri B, Kapoor R, Mukerji KG (2003): Influence of arbuscular mycorrhizal fungi and salinity on growth, biomass, and mineral nutrition of *Acacia auriculiformis*. *Biology and Fertility of Soils* 38, 170-175.

Goltapeh EM, Danesh YR, Prasad R, Varma A (2008): Mycorrhizal Fungi: What we know and what should we know? In: Varma (2008), p. 3-27.

Gomez-Roldan V, Fermas S, Brewer PB, Puech-Pagès V, Dun EA, Pillot JP, Letisse F, Matusova R, Danoun S, Portais JC, Bouwmeester H, Becard G, Beveridge CA, Rameau C, Rochange SF (2008): Strigolactone inhibition of shoot branching. *Nature* 455, 189-194.

Gonzalez-Chavez MC, Carrillo-Gonzalez R, Wright SF, Nichols K (2004): The role of glomalin, a protein produced by arbuscular mycorrhizal fungi, in sequestering potentially toxic elements. *Environmental Pollution* 130, 317-323.

Gosling P, Hodge A, Goodlass G, Bending GD (2006): Arbuscular mycorrhizal fungi and organic farming. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 113, 17-35.

Goyarts T (2006): Effects of the *Fusarium* toxin deoxynivalenol (DON) on proteinsynthesis, immunological parameters and DON-kinetics in the pig. Dissertation Tierärztliche Hochschule Hannover.

Graham JH, Abbott LK (2000): Wheat responses to aggressive and non-aggressive arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 220, 207-218.

Greenhalgh R, Neish GA, Miller JD (1983): Deoxynivalenol, acetyl deoxynivalenol, and zearalenone formation by Canadian isolates of *Fusarium graminearum* on solid substrates. *Applied and Environmental Microbiology* 46, 625-629.

Hajieghrari B, Torabi-Giglou M, Mohammadi MR, Davar M (2008): Biological potential of some Iranian *Trichoderma* isolates in control of soil borne plant pathogenic fungi. *African Journal of Biotechnology* 7, 967-976.

Harrier LA, Watson CA (2004): The potential role of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi in the bioprotection of plants against soil-borne pathogens in organic and/or other sustainable farming systems. *Pest Management Science* 60, 149-159.

Hause B, Maier W, Miersch O, Kramell R, Strack D (2002): Induction of jasmonate biosynthesis in arbuscular mycorrhizal barley roots. *Plant Physiology* 130, 1213-1220.

Hawkes CV, Hartley IP, Ineson P, Fitter AH (2008): Soil temperature affects carbon allocation within arbuscular mycorrhizal networks and carbon transport from plant to fungus. *Global Change Biology* 14, 1181-1190.

Hayman DS (1970): Endogene spore numbers in soil and vesicular-arbuscular mycorrhiza in wheat as influenced by season and soil treatment. *Transactions of the British Mycological Society* 54, 53-63.

Heier T, Jain SK, Kogel K-H, Pons-Kühnemann, J (2005): Influence of N-fertilization and fungicide strategies on *Fusarium* Head Blight severity and mcotoxin content in winter wheat. *Journal of Phytopathology* 153, 551-557.

Heinemeyer A, Fitter AH (2004): Impact of temperature on the arbuscular mycorrhizal (AM) symbiosis: growth responses of the host plant and its AM fungal partner. *Journal of Experimental Botany* 55, 525-534.

Hernández-Dorrego A, Parés JM (2010): Evaluation of some fungicides on mycorrhizal symbiosis between two *Glomus* species from commercial inocula and *Allium porrum* L. seedlings. *Spanish Journal of Agricultural Research* 8, S43-S50.

Herold (2008): Risikoüberwachung auf *Fusarium*/Mykotoxine bei Winterweizen in Thüringen und Empfehlungen für die Vorernteuntersuchung. Thüringer Ministerium für Landwirtschaft, Naturschutz und Umwelt.

<http://www.tll.de/ainfo/pdf/fusa1008.pdf> (Stand: 04.01.2012)

Hestbjerg H, Nielsen KF, Thrane U, Elmholt S (2002a): Production of trichothecenes and other secondary metabolites by *Fusarium culmorum* and *F. equiseti* on common laboratory media and a soil organic matter agar: An ecological interpretation. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 50, 7593-7599.

Hestbjerg H, Felding G, Elmholt S (2002b): *Fusarium culmorum* Infection of Barley Seedlings: Correlation between Aggressiveness and Deoxynivalenol Content. *Journal of Phytopathology* 150, 308-312.

Hetrick BAD, Wilson GWT, Cox TS (1993): Mycorrhizal dependence of modern wheat varieties and ancestors: a synthesis. *Canadian Journal of Botany* 71, 512-518.

Hetrick BAD, Wilson GWT, Todd TC (1996): Mycorrhizal response in wheat cultivars: relationship to phosphorus. *Canadian Journal of Botany* 74, 19-25.

Hildebrandt U, Regvar M, Bothe H (2007): Arbuscular mycorrhiza and heavy metal tolerance. *Phytochemistry*, 139-146.

Hope R, Aldred D, Magan N (2005): Comparison of environmental profiles for growth and deoxynivalenol production by *Fusarium culmorum* and *F. graminearum* on wheat grain. *Letters in Applied Microbiology* 40, 295-300.

Hörberg HM (2002): Patterns of splash dispersed conidia of *Fusarium poae* and *Fusarium culmorum*. *European Journal of Plant Pathology* 108, 73-80.

Hussein SH, Brasel JM (2001): Toxicity, metabolism, and impact of mycotoxins on humans and animals. *Toxicology* 167, 101-134.

Ichinoe M, Kurata H, Sugiura Y, Ueno Y (1983): Chemotaxonomy of *Gibberella zeae* with special reference to production of trichothecenes and zearalenone. *Applied and Environmental Microbiology* 46, 1364-1369.

Inch S, Gilbert J (2007): Effect of *Trichoderma harzianum* on perithecial production of *Gibberella zeae* on wheat straw. *Biocontrol Science and Technology* 17, 635-646.

Inch S, Gilbert J (2011): Scanning electron microscopy observations of the interaction between *Trichoderma harzianum* and perithecia of *Gibberella zeae*. *Mycologia* 103, 1-9.

Isebaert S, De Saeger S, Devreese R, Verhoeven R, Meane P, Heremans B, Heesaert G (2009): Mycotoxin-producing *Fusarium* species occurring in winter wheat in Belgium (Flanders) during 2002 - 2005. *Journal of Phytopathology* 157, 108-116.

Jakobsen I, Nielsen NE (1983): Vesicular-arbuscular mycorrhiza in field-grown crops. I. Mycorrhizal infection in cereals and peas at various times and soil depths. *New Phytologist* 93, 401-413.

Jakobsen I, Abbott LK, Robson AD (1992): External hyphae of vesicular–arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Trifolium subterraneum* L. I: Spread of hyphae and phosphorus inflow into roots. *New Phytologist* 120, 371–380.

Jansen C, v. Wettstein D, Schäfer W, Kodel K-H, Felk A, Maier FJ (2005): Infection patterns in barley and wheat spikes inoculated with wild type and trichodiene synthase gene disrupted *Fusarium graminearum*. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 102, 16892-16897.

Jestoi M, Rokka M, Yli-Mattila T, Parikka P, Rizzo A, Peltonen K (2004): Presence and concentrations of the *Fusarium*-related mycotoxins beauvericin, enniatins and moniliformin in Finnish grain samples. *Food Additives and Contaminants* 21, 794-802.

Jia Y, Gray VM, Straker CJ (2004): The influence of Rhizobium and arbuscular mycorrhizal fungi on nitrogen and phosphorus accumulation by *Vicia faba*. *Annals of Botany* 94, 251-258.

Jiménez M, Máñez M, Hernández E (1996): Influence of water activity and temperature on the production of zearalenone in corn by three *Fusarium* species. *International Journal of Food Microbiology* 29, 417-421.

Joffe AZ (1986): *Fusarium* species: Their biology and toxicology. John Wiley & Sons Inc. New York, NY. In: Eriksen (2003).

Johansson JF, Leslie RP, Finlay RD (2004): Microbial interactions in the mycorrhizosphere and their significance for sustainable agriculture. *FEMS Microbiology Ecology* 48, 1–13.

Johnson NC, Pflieger FL (1992): Vesicular-Arbuscular mycorrhizae and cultural stresses. In: Bethlenfalvay und Linderman (Eds.). *VA Mycorrhizae in Sustainable Agriculture*. ASA/SSSA Special Publication No. 54. American Society of Agronomy, Madison, Wisconsin, p. 71-99.

Kahiluoto H, Ketoja E, Vestberg M, Saarela I (2001): Promotion of AM utilization through reduced P fertilization 2. Field studies. *Plant and Soil* 231, 65-79.

Kang Z, Buchenauer H (1999): Immunocytochemical localization of *Fusarium* toxins in infected wheat spikes by *Fusarium culmorum*. *Physiological and Molecular Plant Pathology* 55, 275-288.

Kang Z, Buchenauer H (2002): Studies on the infection process of *Fusarium culmorum* in wheat spikes: Degradation of host cell wall components and localization of trichothecene toxins in infected tissue. *European Journal of Plant Pathology* 108, 653-660.

Kang Z, Buchenauer H, Huang L, Han Q, Zhang H (2008): Cytological and immunocytochemical studies on responses of wheat spikes of the resistant Chinese cv. Sumai 3 and the susceptible cv. Xiaoyan 22 to infection by *Fusarium graminearum*. *European Journal of Plant Pathology* 12, 383-396.

Karagiannidis N, Hadjisavva-Zinoviadi S (1998): The mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* enhances growth, yield and chemical composition of a durum wheat variety in 10 different soils. *Nutrient Cycling in Agroecosystems* 52, 1-7.

Kautz T, Ellmer F (2004): Einfluss organisch-mineralischer Düngung auf Ertrag, Ertragsstruktur und Mykorrhizierung von Sommergerste (*Hordeum vulgare* L.) auf schluffigem Sandboden. *Pflanzenbauwissenschaften* 8, 34-39.

Kegler H, Gottwald J (1998): Einfluss der Mykorrhiza auf Wachstum und Resistenz von Spargel. [Influence of mycorrhizas on the growth and resistance of asparagus.] *Archives of Phytopathology and Plant Protection* 31, 435-438.

Khan AG, Kuek C, Chaudhry TM, Khoo CS, Hayes WJ (2000): Role of plants, mycorrhizae and phytochelators in heavy metal contaminated land remediation. *Chemosphere* 41, 197–207.

Khan MH, Megyhansi MK, Panwar V, Gogoi HK, Singh L (2010): Arbuscular mycorrhizal fungi-induced signalling in plant defence against phytopathogenes. *Journal of Phytology* 2, 53-69.

Kim YT, Lee YR, Jin JM, Han KH, Kim H, Kim JC, Lee T, Yun SH, Lee YW (2005): Two different polyketide synthase genes are required for synthesis of zearalenone in *Gibberella zeae*. *Molecular Microbiology* 58, 1102–1113.

Kjøller R, Rosendahl S (2000): Effects of fungicides on arbuscular mycorrhizal fungi: differential responses in alkaline phosphatase activity of external and internal hyphae. *Biology and Fertility of Soils* 31, 361-365.

Koch HJ, Pringas C, Maerlaender B (2006): Evaluation of environmental and management effects on Fusarium head blight infection and deoxynivalenol concentration in the grain of winter wheat. *European Journal of Agronomy* 24, 357-366.

Koide RT, Dickie IA (2002): Effects of mycorrhizal fungi on plant populations. *Plant and Soil* 244, 307-317.

Korade DL, Fulekar MH (2009): Development and evaluation of mycorrhiza for rhizosphere bioremediation. *Journal of Applied Biosciences* 17, 922-929.

Kreisel H, Schauer F (1987): Methoden des mykologischen Laboratoriums. Gustav Fischer Verlag Stuttgart, New York.

Kropf U, Schlüter K (2005): Ährenfusarium: Gefahr nicht nur während der Blüte! *top agrar* 6, 42-45.

Küçük Ç, Kıvanç M (2008): Mycoparasitism in the biological control of *Gibberella zeae* and *Aspergillus ustus* by *Trichoderma harzianum* strains. *Journal of Agricultural Technology* 4, 49-55.

Kumar A, Sharma KD, Gera R (2011): Arbuscular mycorrhizae (*Glomus mosseae*) symbiosis for increasing the yield and quality of wheat (*Triticum aestivum*). *Indian Journal of Agricultural Sciences* 81, 478-480.

Lacey J, Bateman GL, Mirocha CJ (1999): Effects of infection time and moisture on development of ear blight and deoxynivalenol production by *Fusarium* spp. in wheat. *Annals of Applied Biology* 134, 277–283.

Land S, Schönbeck F (1991): Influence of different soil types on abundance and seasonal dynamics of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in arable soils of North Germany. *Mycorrhiza* 1, 39-44.

Langevin F, Eudes F, Comeau A (2004): Effect of trichothecenes produced by *Fusarium graminearum* during Fusarium Head Blight development in six cereal species. *European Journal of Plant Pathology* 110, 735-746.

Langseth W, Hoie R, Gullord M (1995): The influence of cultivars, location and climate on deoxynivalenol contamination in Norwegian oats 1985-1990. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B – Soil & Plant Science* 45, 63-67.

Langseth W, Bernhoft A, Rundberget T, Kosiak B, Gareis M (1999): Mycotoxin production and cytotoxicity of *Fusarium* strains isolated from Norwegian cereals. *Mycopathologia* 144, 103-113.

Langseth W, Ghebreskel M, Kosiak B, Kolsaker P, Miller JD (2001): Production of culmorin compounds and other secondary metabolites by *Fusarium culmorum* and *F. graminearum* strains isolated from Norwegian cereals. *Mycopathologia* 152, 23-24.

Larsen J, Yohalem D (2004): Interactions between mycorrhiza and powdery mildew of cucumber. *Mycological Progress* 3, 123-128.

Larsen J, Ravnskov S, Jakobsen I (2003): Combined effect of an arbuscular mycorrhizal fungus and a biocontrol bacterium against *Pythium ultimum* in soil. *Folia Geobotanica* 38, 145–154.

Lauer MJ, Pallardy SG, Blevins DG, Randall DG (1989): Whole leaf carbon exchange characteristics of phosphate-deficient soybean (*Glycine max* L.). *Plant Physiology* 91, 848-854.

Lehoczki-Krsjak S, Szabó-Hevér A, Tóth B, Kótai C, Bartók T, Varga M, Farády L, Mesterházy A (2010): Prevention of *Fusarium* mycotoxin contamination by breeding and fungicide application to wheat. *Food Additives and Contaminants* 27, 616-628.

Li HY, Zhu YG, Marschner P, Smith FA, Smith SE (2005): Wheat responses to arbuscular mycorrhizal fungi in a highly calcareous soil differ from those of clover, and change with plant development and P supply. *Plant and Soil* 277, 221-232.

Liao JP, Lin XG, Cao ZH, Shi YQ, Wong MH (2003): Interactions between arbuscular mycorrhizae and heavy metals under sand culture experiment. *Chemosphere* 50, 847–853.

Lienemann K (2002): Auftreten von *Fusarium*-Arten an Winterweizen im Rheinland und Möglichkeiten der Befallskontrolle unter besonderer Berücksichtigung der Weizensorte. Dissertation Universität Bonn.

Lipp M, Broadmann P, Pietsch K, Pauwels J, Anklam E (1999): IUPAC collaborative trial study of a method to detect genetically modified soybeans and maize in dried powder. *Journal of the AOAC International* 82, 923-928.

Liu A, Hamel C, Hamilton RI, Ma BL, Smith DL (2000): Acquisition of Cu, Zn, Mn and Fe by mycorrhizal maize (*Zea mays* L.) grown in soil at different P and micronutrient levels. *Mycorrhiza* 9, 331-336.

Liu A, Wang B, Hamel C (2004): Arbuscular mycorrhiza colonization and development at suboptimal root zone temperature. *Mycorrhiza* 14, 93-101.

Logrieco A, Rizzo A, Ferracane R, Ritieni A (2002): Occurrence of beauvericin and enniatins in wheat affected by *Fusarium avenaceum* Head Blight. *Applied and Environmental Microbiology* 68, 82-85.

López-Modéjar R, Ros M, Pascual JA (2011): Mycoparasitism-related genes expression of *Trichoderma harzianum* isolates to evaluate their efficacy as biological control agent. *Biological Control* 56, 59-66.

Lori GA, Sisterna MN, Sarandón SJ, Rizzo I, Chidichimo H (2009): *Fusarium* head blight in wheat: Impact of tillage and other agronomic practices under natural infection. *Crop Protection* 28, 495-502.

Lu X, Koide RT (1994): The effects of mycorrhizal infection on components of plant growth and reproduction. *New Phytologist* 128, 211-218.

Ludwig A (2002): Zur Bedeutung des Mykotoxins Deoxynivalenol im Wirt/Parasit-System Weizen/*Fusarium graminearum*. Dissertation Universität Kiel.

Ludwig A, Kabsch U, Verreet JA (2005): Comparative deoxynivalenol accumulation and aggressiveness of isolates of *Fusarium graminearum* on wheat and the influence on yield as affected by fungal isolate and wheat cultivar. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* 112, 329-342.

Lulin M, Yi S, Aizhong C, Zengjun Q, Liping X, Peidu C, Dajun L, Xiu-e W (2010): Molecular cloning and characterization of an up-regulated UDP-glucosyltransferase gene induced by DON from *Triticum aestivum* L. cv. Wangshuibai. *Molecular Biology Reports* 37, 785-795.

Luo XY (1988): *Fusarium* toxins contamination of cereals in China. Proceedings of the Japanese Association of Mycotoxicology *Supplement No. 1*, 97-98. In: Eriksen (2003).

Luongo L, Galli M, Corazza L, Meekes E, De Haas L, Van Der Plas CL, Köhl J (2005): Potential of fungal antagonists for biocontrol of *Fusarium* spp. in wheat and maize through competition in crop debris. *Biocontrol Science and Technology* 15, 229-242.

Lysøe E, Klemsdal S, Bone KR, Frandsen RJN, Johansen T, Thrane U, Giese H (2006): The PKS4 gene of *Fusarium graminearum* is essential for zearalenone production. *Applied and Environmental Microbiology* 72, 3924-3932.

Magan N, Hope R, Colleate A und Baxter ES (2002): Relationship between growth and mycotoxin production by *Fusarium* species, biocides and environment. *European Journal of Plant Pathology* 108, 685-690.

Magan N, Aldred D, Hope R, Mitchell D (2010): Environmental factors and interactions with mycobiota of grain and grapes: Effects on growth, deoxynivalenol and ochratoxin production by *Fusarium culmorum* and *Aspergillus carbonarius*. *Toxins* 2, 353-366.

Maier FJ, Miedaner T, Haderl B, Felk A, Salomon S, Lemmens M, Kassner H, Schäfer W (2006): Involvement of trichothecenes in fusarioses of wheat, barley and maize evaluated by gene disruption of the trichodiene synthase (*tri5*) gene in three field isolates of different chemotype and virulence. *Molecular Plant Pathology* 7, 449-461.

Maiorano A, Blandino M, Reyneri A, Vanara F (2008): Effects of maize residues on the *Fusarium* spp. infection and deoxynivalenol (DON) contamination of wheat grain. *Crop Protection* 27, 182-188.

Markell SG, Francl LJ (2003): *Fusarium* Head Blight inoculum: Species prevalence and *Gibberella zeae* spore type. *Plant Disease* 87, 814-820.

Marschner P, Timonen S (2005): Interactions between plant species and mycorrhizal colonization on the bacterial community composition in the rhizosphere. *Applied Soil Ecology* 28, 23-36.

Marsh JF, Schultze M (2001): Analysis of arbuscular mycorrhizas using symbiosis-defective plant mutants. *New Phytologist* 150, 525-532.

Martinez A, Obertello M, Pardo A, Ocampo JA, Godeas A (2004): Interactions between *Trichoderma pseudokoningii* strains and the arbuscular mycorrhizal fungi *Glomus mosseae* and *Gigaspora rosea*. *Mycorrhiza* 14, 79-84.

Martins ML, Martins HM (2002): Influence of water activity, temperature, and incubation time on the simultaneous production of deoxynivalenol and zearalenone in corn (*Zea mays*) by *Fusarium graminearum*. *Food Chemistry* 79, 315-318.

Mateo JJ, Mateo R, Jiménez M (2002): Accumulation of type A trichothecenes in maize, wheat and rice by *Fusarium sporotrichioides* isolates under diverse culture conditions. *International Journal of Food Microbiology* 72, 115–123.

Matsubara Y, Hirano I, Sassa D, Koshikawa K (2004): Alleviation of high temperature stress in strawberry (*Fragaria ananassa*) plants infected with arbuscular mycorrhizal fungi. *Environment Control in Biology* 42, 105–111.

Matthäus K, Dänicke S, Strumpf A, Valenta H, Zieseniß H, Flachowsky G (2004): Progression of the mycotoxin and nutrient concentration in wheat after inoculation with *Fusarium culmorum*. *Archives of Animal Nutrition* 58, 19–35.

Matthies A, Flatter A, Semar M, Bleiholder H, Oppitz K (2000): *Fusarium* in wheat: importance and toxin production in the field - possibilities and limits of fungicide treatments. *Mycotoxin Research* 16, 6-10.

Maxwell K, Johnson GN (2000): Chlorophyll fluorescence - a practical guide. *Journal of Experimental Botany* 51, 659-668.

McAllister CB, Garcia-Garrido JM, Garcia-Romero I, Godeas A, Ocampo JA (1996): Interactions between *Alternaria alternata*, *Fusarium equiseti* and *Glomus mosseae*. I. Endophyte-saprophyte interactions *in vitro*. *Symbiosis* 20, 163-174.

McAllister CB, Garcia-Garrido JM, Garcia-Romera I, Godeas A, Ocampo JA (1997): Interaction between *Alternaria alternata* or *Fusarium equiseti* and *Glomus mosseae* and its effects on plant growth. *Biology and Fertility of Soils* 24, 301-305.

McLean M (1996): The phytotoxicity of *Fusarium* metabolites: An update since 1989. *Mycopathologia* 133, 163–179.

Menendez AB, Scervino JM, Godeas AM (2001): Arbuscular mycorrhizal populations associated with natural and cultivated vegetation on a site of Buenos Aires province, Argentina. *Biology and Fertility of Soils* 33, 373-381.

Mesterházy Á (1995): Types and components of resistance to *Fusarium* head blight. *Plant Breeding* 114, 377-386.

Mesterházy Á (2002): Role of Deoxynivalenol in Aggressiveness of *Fusarium graminearum* and *F. culmorum* and in Resistance to *Fusarium* Head Blight. *European Journal of Plant Pathology* 108, 675-684.

MIL (2010): Mykotoxine : Vorkommen und Bekämpfungsstrategien in Brandenburg, 80 S.; Potsdam (Ministerium für Infrastruktur und Landwirtschaft des Landes Brandenburg).

http://lis4.zalf.de/publ/publ1/M%C3%BCller_M.htm (Stand: 09.01.2012)

Miller JD, Young JC, Trenholm HL (1983): *Fusarium* toxins in field corn. I. Time course of fungal growth and production of deoxynivalenol and other mycotoxins. *Canadian Journal of Botany* 61, 3080-3087.

Mohammad MJ, Pan WL, Kennedy AC (1998): Seasonal mycorrhizal colonization of winter wheat and its effect on wheat growth under dryland field conditions. *Mycorrhiza* 8, 139-144,

Mohammad MJ, Malkawi HI, Shibli R (2003): Effects of arbuscular mycorrhizal fungi and phosphorus fertilization on growth and nutrient uptake of barley grown on soils with different levels of salts. *Journal of Plant Nutrition* 26, 125-137.

Müllenborn C, Steiner U, Ludwig M, Oerke E-C (2008): Effect of fungicides on the complex of *Fusarium* species and saprophytic fungi colonizing wheat kernels. *European Journal of Plant Pathology* 120, 157-166.

Müller C, Bröther H (2002): Untersuchungen zum Artenspektrum von *Fusarium*-Pilzen im Erntegut von Getreide im Land Brandenburg. *Gesunde Pflanzen* 54, 33-37.

Müller HM, Reiman J, Schumacher U, Schwadorf K (1997): *Fusarium* toxins in wheat harvested during six years in an area of southwest Germany. *Natural Toxins* 5, 24-30.

Müller M, Koszinski S, Verch G, Sommer M (2007): Auswirkungen von kleinräumigen Feldheterogenitäten im Boden und im Bestand auf den Mykotoxin Gehalt von Winterweizen. Proceedings of the 29th Mycotoxin Workshop Fellbach, Germany, p. 37.

Müller M, Brenning A, Verch G, Koszinski S, Sommer M (2009): Multifactorial spatial analysis of mycotoxin contamination of winter wheat. Proceedings of the 31st Mycotoxin Workshop Münster, Germany, p 69.

Müller MEH, Brenning A, Verch G, Koszinski S, Sommer M (2010): Multifactorial spatial analysis of mycotoxin contamination of winter wheat at the field and landscape scale. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 139, 245-254.

Müller MEH, Koszinski S, Brenning A, Verch G, Korn U, Sommer M (2011): Within-field variation of mycotoxin contamination of winter wheat is related to indicators of soil moisture. *Plant and Soil* 342, 289-300.

Muthomi JW, Schütze A, Dehne H-W, Mutitu EW, Oerke E-C (2000): Characterization of *Fusarium culmorum* isolates by mycotoxin production and aggressiveness to winter wheat. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* 107, 113-123.

Nelson PE, Tousson TA, Marasas WFO (1983): "*Fusarium* Species: an Illustrated Manual for Identification". University Park, Pennsylvania: Pennsylvania State University Press.

Nirenberg H (1990): Recent advances in the taxonomy of *Fusarium*. *Studies in Mycology* 32, 91-101.

Nirenberg H (1976): Untersuchungen über die morphologische Differenzierung in der *Fusarium*-Sektion Liseola. Mitteilung Biologische Bundesanstalt Land- und Forstwirtschaft, Berlin Dahlem 169.

Nikolaou N, Angelopoulos K, Karagiannidis N (2003): Effects of drought stress on mycorrhizal and non-mycorrhizal Cabernet Sauvignon grapevine, grafted onto various rootstocks. *Experimental Agriculture* 39, 241-252.

Nogués S, Cotxarrera L, Alegre L, Trillas MI (2002): Limitations to photosynthesis in tomato leaves induced by *Fusarium* wilt. *New Phytologist* (2002) 154, 461–470.

Norng S, Pettitt AN, Kelly RM, Butler DG, Strong WM (2005): Investigating the relationship between site-specific yield and protein of cereal crops. *Precision Agriculture* 6, 41-51.

Obst A, Bechtel A (2000): Witterungsvoraussetzungen für den Ährenbefall des Weizens mit *Fusarium graminearum*. *Schriftenreihe der Landesanstalt für Bodenkultur und Pflanzenbau* 4, 81-88.

Obst A, Lepschy J, Beck R, Bauer G, Bechtel A. (2000a): The risk of toxins by *Fusarium graminearum* in wheat – interactions between weather and agronomic factors. *Mycotoxin Research* 16, 16-20.

Obst A, Obst L, Streckert G (1990): Natürliche Gifte im Getreide - eine Gefahr für unsere Lebensmittel? Fördergemeinschaft Integrierter Pflanzenbau 6, Bonn.

O'Donnell K, Kistler HC, Tacke BK, Casper HH (2000): Gene genealogies reveal global phylogeographic structure and reproductive isolation among lineages of *Fusarium graminearum*, the fungus causing wheat scab. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA* 97, 7905–7910.

Oehl F, Sieverding E, Ineichen K, Mäder P, Boller T, Wiemken A (2003): Impact of Land Use Intensity on the Species Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Agroecosystems of Central Europe. *Applied and Environmental Microbiology* 69, 2816-2824.

Oldenburg E, Valenta H, Sator CH (2000): Risikoabschätzung und Vermeidungsstrategien bei der Futtermittelerzeugung. In: Dänicke und Oldenburg (Hrsg.): *Risikofaktoren für die Fusariumtoxinbildung und Vermeidungsstrategien bei der Futtermittelerzeugung und Fütterung*. *Landbauforschung Völkenrode, Sonderheft Nr. 216, S. 5-34*.

Oldenburg E, Bramm A, Valenta H (2007): Influence of nitrogen fertilization on deoxynivalenol contamination of winter wheat — experimental field trials and evaluation of analytical methods. *Mycotoxin Research* 23, 7-12.

Olsson PA, Thingstrub I, Jakobsen I, Bååth E (1999): Estimation of the biomass of arbuscular mycorrhizal fungi in a linseed field. *Soil Biology and Biochemistry* 31, 1879-1887.

Papoušková L, Capouchová I, Kostelanská M, Škeříková A, Prokinová E, Hajšlová J, Salava J, Faměra O (2011): Changes in baking quality of winter wheat with different intensity of *Fusarium* spp. contamination detected by means of new rheological system mixolab. Czech Journal of Food Sciences 29, 420-429.

Parniske M (2008): Arbuscular mycorrhiza: the mother of plant root endosymbioses. Nature Reviews Microbiology 6,763–775.

Parry DW, Jenkinson P, McLeod L (1995): Fusarium ear blight (Scab) in small grain cereals - a review. Plant Pathology 44, 207-238.

Paul PA, El-Allaf SM, Lipps PE, Madden LV (2004): Rain splash dispersal of *Gibberella zeae* within wheat canopies in Ohio. Phytopathology 94, 1342-1349.

Paul PA, Lipps PE, Hershman DE, McMullen MP, Draper MA, Madden LV (2008): Efficacy of triazole-based fungicides for Fusarium head blight and deoxynivalenol control in wheat: A multivariate meta-analysis. Phytopathology 98, 999-1011.

Paul PA, McMullen MP, Hershman DE, Madden LV (2010): Meta-analysis of the effects of triazole-based fungicides on wheat yield and test weight as influenced by Fusarium head blight intensity. Phytopathology 100, 160-71.

Pereyra SA, Dill-Macky R, Sims AL (2004): Survival and inoculum production of *Gibberella zeae* in wheat residue. Plant Disease 88, 724-730.

Pfeffer PE, Douds DD, Becard G, Shachar-Hill Y (1999): Carbon uptake and the metabolism and transport of lipids in an arbuscular mycorrhiza. Plant Physiology 120, 587-598.

Plenchette C, Fortin JA, Furlan V (1983): Growth responses of several plant species to mycorrhizae in a soil of moderate P-fertility. I. Mycorrhizal dependency under field conditions. Plant and Soil 70, 199-209.

Pozo MJ, Cordier C, Dumas-Gaudot E, Gianinaazzi S, Barea JM, Azcón-Aguilar C (2002): Localized versus systemic effect of arbuscular mycorrhizal fungi on defence responses to *Phytophthora* infection in tomato plants. Journal of Experimental Botany 53, 525-534.

Pozo MJ, Verhage A, García-Andrade J, García JM, Azcón-Aguilar C (2009): Priming Plant Defence Against Pathogens by Arbuscular Mycorrhizal Fungi. In: Azcón-Aguilar et al. (Eds.): Mycorrhizas - Functional Processes and Ecological Impact, p. 123-135.

Proctor RH, Hohn TM, McCormick SP (1995): Reduced virulence of *Gibberella zeae* caused by disruption of a trichothecene toxin biosynthetic gene. *Molecular Plant-Microbe Interactions* 8, 593-601.

Pshibytko NL, Zenevich LA, Kabashnikova LF (2006): Changes in the photosynthetic apparatus during *Fusarium* wilt of tomato. *Russian Journal of Plant Physiology* 53, 25-31.

Ramirez ML, Chulze S, Magan N (2006) : Temperature and water activity effects on growth and temporal deoxynivalenol production by two Argentinian strains of *Fusarium graminearum* on irradiated wheat grain. *International Journal of Food Microbiology* 106, 291-296.

Redecker D, Hijri M, Dulieu H, Sanders IR (1999): Phylogenetic analysis of a dataset of fungal 5.8S rDNA sequences shows that highly divergent copies of internal transcribed spacers reported from *Scutellospora castanea* are of Ascomycete origin. *Fungal Genetics and Biology* 28, 238-244.

Redecker D, Kodner R, Graham LE (2000a): Glomalean fungi from the Ordovician. *Science* 289, 1920-1921.

Redecker D, Morton JB, Bruns TD (2000b): Ancestral lineages of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 14, 276–284.

Redecker D (2002): Molecular identification and phylogeny of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 244, 67–73.

Redecker D, Raab P (2006): Phylogeny of the *Glomeromycota* (arbuscular mycorrhizal fungi): Recent developments and new gene markers. *Mycologia* 98, 885–895.

Reiß J. (1981): Schädigungen beim Menschen durch Mykotoxine. In: Reiß J (Hrsg.): Mykotoxine in Lebensmitteln. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, S. 199-222.

Richardson A, Barea J-M, McNeill A, Prigent-Combaret C (2009): Acquisition of phosphorus and nitrogen in the rhizosphere and plant growth promotion by microorganisms. *Plant and Soil* 321, 305-339.

Rillig MC (2004): Arbuscular mycorrhizae, glomalin, and soil aggregation. *Canadian Journal of Soil Science* 84, 355–363.

Rodriguez-Brljevich C, Kanobe C, Shanahan JF, Robertson AE (2010): Seed treatments enhance photosynthesis in maize seedlings by reducing infection with *Fusarium* spp. and consequent disease development in maize. *European Journal of Plant Pathology* 126, 343-347.

Roigé MB, Aranguren SM, Riccio MB, Pereyra S, Soraci AL, Tapia MO (2009): Mycobiota and mycotoxins in fermented feed, wheat grains and corn grains in Southeastern Buenos Aires Province, Argentina. *Revista Iberoamericana de Micología* 26, 233-237.

Ruiz-Lozano JM, Azcon R, Gomez M (1995): Effects of arbuscular-mycorrhizal *Glomus* species on drought tolerance: physiological and nutritional plant responses. *Applied and Environmental Microbiology* 61, 456-460.

Ruiz-Sánchez M, Aroca R, Muñoz Y, Polón R, Ruiz-Lozano JM (2010): The arbuscular mycorrhizal symbiosis enhances the photosynthetic efficiency and the antioxidative response of rice plants subjected to drought stress. *Journal of Plant Physiology* 167, 862-869.

Ryan MH, Graham JH (2002): Is there a role for arbuscular mycorrhizal fungi in production agriculture? *Plant and Soil* 244, 263-271.

Ryan MH, Chilvers GA, Dumaresq DC (1994): Colonisation of wheat by VA mycorrhizal fungi was found to be higher on a farm managed in an organic manner than on a conventional neighbour. *Plant and Soil* 160, 33-40.

Saenz de Rodriguez CA (1984): Environmental hormone contamination in Puerto Rico. *New England Journal of Medicine* 310, 1741-1742.

Saif SR (1981): The influence of soil aeration on the efficiency of vesicular-arbuscular mycorrhiza. I. Effect of soil oxygen on the growth and mineral uptake of *Eupatorium odoratum* L. inoculated with *Glomus macrocarpus*. *New Phytologist* 88, 649-659.

Salami AO (2002): Influence of mycorrhizal inoculation on disease severity and growth of pepper (*Capsicum annum* Linn.). *Archives of Agronomy and Soil Science* 48, 257-262.

Samson RA, Hoekstra ES, Frisvad JC, Filtenborg O (2002): Introduction to food- and airborne fungi. 6th edition. Centraalbureau voor Schimmelcultures, Utrecht, Netherlands.

Sanders FE, Tinker PB, Black RLB, Palmerley SM (1977): The development of endomycorrhizal root systems. I. Spread of infection and growth-promoting effects with four species of vesicular-arbuscular endophyte. *New Phytologist* 78, 553-559.

Sarlin T, Yli-Mattila T, Jestoi M, Rizzo A, Paavanen-Huhtala, Haikara A (2006): Real-time PCR for quantification of toxigenic *Fusarium* species in barley and malt. *European Journal of Plant Pathology* 114,371-380.

Savard ME, Sinha RC, Seman WL, Fedak G (2000): Sequential distribution of the mycotoxin deoxynivalenol in wheat spikes after inoculation with *Fusarium graminearum*. *Canadian Journal of Plant Pathology* 22, 280-285.

SCF (1999): Europäische Kommission. Scientific Committee on Food. Opinion on *Fusarium* Toxins – Part 1: Deoxynivalenol (expressed on 2 December 1999).
http://ec.europa.eu/food/fs/sc/scf/out44_en.pdf (Stand: 03.01.2012)

Schlüter K, Kropf U, Karlovsky P (2006): Untersuchungen zur systemischen Infektion von *Fusarium culmorum* an Winterweizen in Schleswig-Holstein. *Gesunde Pflanzen* 58, 107-116.

Schollenberger M, Müller HM, Rühle M, Suchy S, Plank S, Drochner W (2006): Natural occurrence of 16 *Fusarium* toxins in grains and feedstuffs of plant origin from Germany. *Mycopathologia* 161, 43-52.

Schübler A, Schwarzott D, Walker C (2001): A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution, *Mycological Research*, 105, 1413-1424.

Schweiger W, Boddu J, Shin S, Poppenberger B, Berthiller F, Lemmens M, Muehlbauer GJ, Adam G (2010): Validation of a candidate deoxynivalenol-inactivating UDP-glucosyltransferase from barley by heterologous expression in yeast. *Molecular Plant-Microbe Interactions* 23, 977–986.

Scott PM, Nelson K, Kanhere SR, Karpinski KF, Hayward S, Neish GA, Teich AH (1984): Decline in deoxynivalenol (Vomitoxin) concentrations in 1983 Ontario winter wheat before harvest. *Applied and Environmental Microbiology* 48, 884-886.

Seeling K, Dänicke S (2005): Relevance of the *Fusarium* toxins deoxynivalenol and zearalenone in ruminant nutrition. A review. *Journal of Animal and Feed Sciences* 14, 3–40.

Sempere Ferre F, Santamarina MP (2010): Efficacy of *Trichoderma harzianum* in suppression of *Fusarium culmorum*. *Annals of Microbiology* 60, 335-340.

Sewald N, Lepschy von Gleissenthall J, Schuster M, Müller G, Aplin RT (1992): Structure elucidation of a plant metabolite of 4-desoxynivalenol. *Tetrahedron* 3, 953-960.

Shaul O, Galili S, Volpin H, Ginzberg I, Elad Y, Chet I, Kapulnik Y (1999) Mycorrhiza-induced changes in disease severity and PR protein expression in Tobacco leaves. *Molecular Plant-Microbe Interactions* 12, 1000-1007.

Sheng M, Tang M, Chen H, Yang BW, Zhang FF, Huang YH (2008): Influence of arbuscular mycorrhizae on photosynthesis and water status of maize plants under salt stress. *Mycorrhiza* 18, 287-296.

Shimada T, Otani M (1990): Effects of *Fusarium* mycotoxins on the growth of shoots and roots at germination in some Japanese wheat cultivars. *Cereals Research Communication* 18, 229–232.

Simon L, Bousquet J, Lévesque RC, Lalinde M (1993): Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. *Nature* 363, 67-69.

Simpson DR, Weston GE, Turner JA, Jennings P, Nicholson P (2001): Differential control of Head Blight Pathogens of wheat by fungicides and consequences for mycotoxin contamination of grain. *European Journal of Plant Pathology* 107, 421-431.

Singh AK, Hamel C, DePauw RM, Knox RE (2012): Genetic variability in arbuscular mycorrhizal fungi compatibility supports the selection of durum wheat genotypes for enhancing soil ecological services and cropping systems in Canada. *Canadian Journal of Microbiology* 58, 293-302.

Siqueira JO, Saggin-Júnior OJ (1995): The importance of mycorrhizal association in natural low-fertility soils. In: Carrenho et al. 2007.

Smith JE, Moss MO (1985): *Mycotoxins: Formation, Analysis and Significance*. Chichester, New York, John Wiley and Sons.

- Smith SE, Read DJ (1997):** Mycorrhizal symbiosis. 2nd edition. Academic Press, London.
- Snijders CHA (1990):** Systemic fungal growth of *Fusarium culmorum* in stems of winter wheat. Journal of Phytopathology 129, 133-140.
- Snijders CHA, Krechting CH (1992):** Inhibition of deoxynivalenol translocation and fungal colonization in *Fusarium* head blight resistant wheat. Canadian Journal of Botany 70, 1570-1576.
- Staddon PL, Gregersen R, Iver Jakobsen (2004):** The response of two *Glomus* mycorrhizal fungi and a fine endophyte to elevated atmospheric CO₂, soil warming and drought. Global Change Biology 10, 1909-1921.
- Steinkellner S, Lenzemo V, Langer I, Schweiger P, Khaosaad T; Toussaint JP, Vierheilig HM (2007):** Flavonoids and strigolactones in root exudates as signals in symbiotic and pathogenic plant-fungus interactions. Molecules 12, 1290-1306.
- Sutton JC (1982):** Epidemiology of wheat head blight and maize ear rot caused by *Fusarium graminearum*. Canadian Journal of Plant Pathology 4, 195-209.
- Sutton AL, Cowger C (2004):** The *Fusarium* head blight epidemic of 2003 in the South eastern United States.
http://passthrough.fw-notify.net/download/587946/http://www.scabusa.org/pdfs/se-don_report_11-04.pdf (Stand: 03.01.2012)
- Sydenham EW, Marasas WFO, Thiel PG, Shepard GS, Nieuwenhuis JJ (1991):** Production of mycotoxins by selected *Fusarium graminearum* and *F. crookwellense* isolates. Food Additives and Contaminants 8, 31-41.
- Szécsi Á, Bartók T, Varga M, Magyar D, Mesterházy Á (2005):** Determination of trichothecene chemotypes of *Fusarium graminearum* strains isolated in Hungary. Journal of Phytopathology 153, 445-448.
- Szuetz P, Mesterhazy A, Falkay GY, Bartok T(1997):** Early telearche symptoms in children and their relations to zearalenone contamination in foodstuffs. Cereals Research Communication 25, 429-436.

Taylor TN, Remy W, Hass H, Kerp H (1995): Fossil mycorrhizae: a case for symbiosis. *Science* 237, 59-60.

Toljander JF (2006): Interactions between soil bacteria and arbuscular mycorrhizal fungi. Doctoral thesis Swedish University Uppsala.

Toljander JF, Lindahl BD, Paul LR, Elfstrand M, Finlay RD (2007): Influence of arbuscular mycorrhizal mycelial exudates on soil bacterial growth and community structure. *FEMS Microbiology Ecology* 61, 295-304.

Torres Acosta JA, Berthiller F, Wiesenberger G, Mitterbauer R, Werner U, Merz D, Hauser M-T, Shams M, Krska R, Adam G (2010): The *Fusarium* mycotoxin zearalenone inhibits Hsp90 ATPase activity and is inactivated in planta by glucosylation and sulfatation. *Vereinigung der Pflanzenzüchter und Saatgutkaufleute Österreichs Höhere Bundeslehr- und Forschungsanstalt für Landwirtschaft Raumberg Gumpenstein. Tagungsband der 60. Tagung der Vereinigung der Pflanzenzüchter und Saatgutkaufleute Österreichs.* 121-123.

Tóth B, Mesterházy Á, Nicholson P, Téren J, Varga J (2004): Mycotoxin production and molecular variability of European and American isolates of *Fusarium culmorum*. *European Journal of Plant Pathology* 110, 587-599.

Tóth B, Mesterházy Á, Horváth Z, Bartók T, Varga M, Varga J (2005): Genetic variability of central European isolates of the *Fusarium graminearum* species complex. *European Journal of Plant Pathology* 113, 35-45.

Trent JD, Svejcar TJ, Christensen S (1989): Effects of fumigation on growth, photosynthesis, water relations and mycorrhizal development of winter wheat in the field. *Canadian Journal of Plant Sciences* 69, 535-540.

Treseder KK, Cross A (2006): Global distributions of arbuscular mycorrhizal fungi. *Ecosystems* 9, 305-316.

Tripathi S, Kamal S, Sheramati R, Oelmüller R, Varma A (2008): Mycorrhizal fungi and other root endophytes as biocontrol agents against root pathogens. In: Varma A (2008), p. 281-306.

Ueno Y (1977): Mode of action of trichothecenes. *Pure and Applied Chemistry* 49, 1737-1745.

Utermark J, Karlovsky P (2007): Role of zearalenone lactonase in protection of *Gliocladium roseum* from fungitoxic effects of the mycotoxin zearalenone. *Applied and Environmental Microbiology* 73, 637-642.

Utermark J (2008): Ecological role of mycotoxin zearalenone in interactions among fungi and its enzymatic detoxification. Dissertation Universität Göttingen.

Vaidya GS, Shrestha K, Khadge BR, Johnson NC, Wallander H (2007): Organic matter stimulates bacteria and arbuscular mycorrhizal fungi in *Bauhinia purpurea* and *Leucaena diversifolia* plantations on eroded slopes in Nepal. *Restoration Ecology* 16, 79-87.

Van der Burgt GJHM, Timmermans BGH (2009): *Fusarium* in wheat - Effects of soil fertility strategies and nitrogen levels on mycotoxins and seedling blight. Report© [2009] Louis Bolk Instituut. http://orgprints.org/15859/1/Fusarium_in_wheat.pdf (Stand: 04.01.2012)

Van der Heijden EW, Kuyper TW (2001): Does origin of mycorrhizal fungus or mycorrhizal plant influence effectiveness of the mycorrhizal symbiosis? *Plant and Soil* 230, 161-174.

Vanderplanck JE (1984): Disease Resistance in Plants. 2nd edition Academic, New York.

Varma A (Ed.; 2008): Mycorrhiza – State of the Art, Genetics and Molecular Biology, Eco-Function, Biotechnology, Eco-Physiology, Structure and Systematics. 3rd edition, Springer Berlin Heidelberg.

Verbruggen E, Rölting WFM, Gamper HA, Kowalchuk GA, Verhoef HA, van der Heijden MGA (2010): Positive effects of organic farming on below-ground mutualists: large-scale comparison of mycorrhizal fungal communities in agricultural soils. *New Phytologist* 186, 968-979.

Veresoglou SD, Rillig MC (2011): Suppression of fungal and nematode plant pathogens through arbuscular mycorrhizal fungi. *Biology Letters* October 2011. <http://rsbl.royalsocietypublishing.org/content/early/2011/10/04/rsbl.2011.0874.full.pdf+html> (Stand 04.01.2012)

Vierheilig H, Steinkellner S, Khaosaad T, Garcia-Garrido JM (2008): The biocontrol effect of mycorrhization on soilborne fungal pathogens and the autoregulation of the AM symbiosis: One mechanism, two effects? In: Varma A (2008), p. 307-320.

Vinale F, Sivasithamparam K, Ghisalberti EL, Marra R, Woo SL, Lorito M (2008a): *Trichoderma* plant pathogen interactions. *Soil Biology and Biochemistry* 40, 1-10.

Vinale F, Sivasithamparam K, Ghisalberti EL, Marra R, Barbetti MJ, Li H, Woo SL, Lorito M (2008b): A novel role for *Trichoderma* secondary metabolites in the interactions with plants. *Physiology and Molecular Plant Pathology* 72, 80-86.

Vodnik D, Grčman H, Maček I, van Elteren JT, Kovačević M (2008): The contribution of glomalin-related soil protein to Pb and Zn sequestration in polluted soil. *Science of the Total Environment* 392, 130-136.

Vogelgsang S, Sulyok M, Hecker A, Jenny E, Krska R, Schuhmacher R, Forrer HR (2008): Toxigenicity and pathogenicity of *Fusarium poae* and *Fusarium avenaceum* on wheat. *European Journal of Plant Pathology* 122, 265-276.

Vosátka M., Albrechtová J, Patten R (2008): The international market development for mycorrhizal technology. In: Varma (2008), p. 419-438.

Wakulinski W (1989): Phytotoxicity of the secondary metabolites of fungi causing wheat head fusariosis (Head Blight). *Acta Physiologiae Plantarum* 11, 301–306.

Walker SL, Leath S, Hagler WM Jr, Murphy JP (2001): Variation among isolates of *Fusarium graminearum* associated with Fusarium head blight in North Carolina. *Plant Disease* 85, 404-410.

Wang J, Wieser H, Pawelzik E, Weinert J, Keutgen AJ, Wolf GA (2005): Impact of fungal protease produced by *Fusarium culmorum* on the protein quality and breadmaking properties of winter wheat. *European Food Research and Technology* 220, 552-559.

Watanabe T (1994): Pictorial Atlas of Soil and Seed Fungi, Morphologies of Cultured Fungi and Key to Species. Boca Raton: CRC Press.

Wenkel K-O, Mirschel W (1991): BERSIM und BEREST 90 - Modelle zur Simulation der Bodenfeuchte und Evapotranspiration sowie zur operativen Berechnungseinsatzsteuerung im integrierten Landbau. *Agrarinformatik*, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart (1991) Bd. 21, 349 - 360

Wenkel K-O, Förkel H, Koitzsch R, Neumeyer M, Jantzen K-C, Schirach F, Maye H-W (1978): Methodik und Verfahren der EDV-Berechnungsberatung in der DDR. Tag.-Ber. Akad. Landwirtschaftswiss. der DDR, Berlin (1978) 166, 539-546.

Windels CE (2000): Economic and social impacts of Fusarium head blight: Changing farms and rural communities in the Northern Great Plains. *Phytopathology* 90, 17-21.

Wright DP, Scholes JD, Read DJ (1998): Effects of VA mycorrhizal colonization on photosynthesis and biomass production of *Trifolium repens* L. *Plant Cell and Environment* 21, 209-216.

Wyss P, Boller TH, Wiemken A (1992): Testing the effect of biological control agents on the formation of vesicular-arbuscular mycorrhiza. *Plant and Soil* 147: 159-162.

Xavier LJC, Germida JJ (1998): Response of spring wheat cultivars to *Glomus clarum* NT4 in a P-deficient soil containing arbuscular mycorrhizal fungi. *Canadian Journal of Soil Science*. 78, 481-484.

Xavier LJC, Boyetchko SM (2002): Arbuscular mycorrhizal fungi as biostimulants and bioprotectants of crops. *Applied Mycology and Biotechnology* 2, 311-340.

Xu X (2003): Effects of environmental conditions on the development of Fusarium Ear Blight. *European Journal of Plant Pathology* 109, 683-689.

Xu X-M, Monger W, Ritieni A, Nicholson P (2007): Effect of temperature and duration of wetness during initial infection periods on disease development, fungal biomass and mycotoxin concentrations on wheat inoculated with single, or combinations of, *Fusarium* species. *Plant Pathology* 56, 943–956.

Xu X-M, Nicholson P, Thomsett MA, Simpson D, Cooke BM, Doohan FM, Brennan J, Monaghan S, Moretti A, Mule G, Hornok L, Beki E, Tatnell J, Ritieni A, Edwards SG (2008a): Relationship between the fungal complex causing Fusarium head blight of wheat and environmental conditions. *Phytopathology* 98, 69-78.

Xu X-M, Parry DW, Nicholson P, Thomsett MA, Simpson D, Edwards SG, Cooke BM, Doohan FM, Monaghan S, Moretti A, Tocco G, Mule G, Hornok L, Béki E, Tatnell J, Ritieni A (2008b): Within-field variability of Fusarium head blight pathogens and their associated mycotoxins. *European Journal of Plant Pathology* 120, 21-34.

Yang F, Jensen JD, Spliid NH, Svensson B, Jacobsen S, Jørgensen LN, Jørgensen HJL, Collinge DB, Finnie C (2010): Investigation of the effect of nitrogen on severity of Fusarium Head Blight in barley. *Journal of Proteomics* 73, 743-752.

Yoshida M, Nakajima T, Tonooka T (2008): Effect of nitrogen application at anthesis on Fusarium head blight and mycotoxin accumulation in breadmaking wheat in the western part of Japan. *Journal of General Plant Pathology* 74, 355-363.

Yuen GY, Schoneweis SD (2007): Strategies for managing Fusarium head blight and deoxynivalenol accumulation in wheat. *International Journal of Food Microbiology* 119, 126-130.

Yücel C, Özkan H, Ortaş I, Yağbasanlar T (2009): Screening of wild emmer wheat accessions (*Triticum turgidum* subsp. *dicoccoides*) for mycorrhizal dependency. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry* 33, 513-523.

Zhu YG, Smith SE, Barritt AR, Smith FA (2001): Phosphorus (P) efficiencies and mycorrhizal responsiveness of old and modern wheat cultivar. *Plant and Soil* 237, 249-255.

Zhu XC, Song FB, Xu H-W (2010): Arbuscular mycorrhizae improves low temperature stress in maize via alterations in host water status and photosynthesis. *Plant and Soil* 331, 129-137.

Zuccarini P (2007): Mycorrhizal infection ameliorates chlorophyll content and nutrient uptake of lettuce exposed to saline irrigation. *Plant, Soil and Environment* 53, 283-289.

9 Anhang

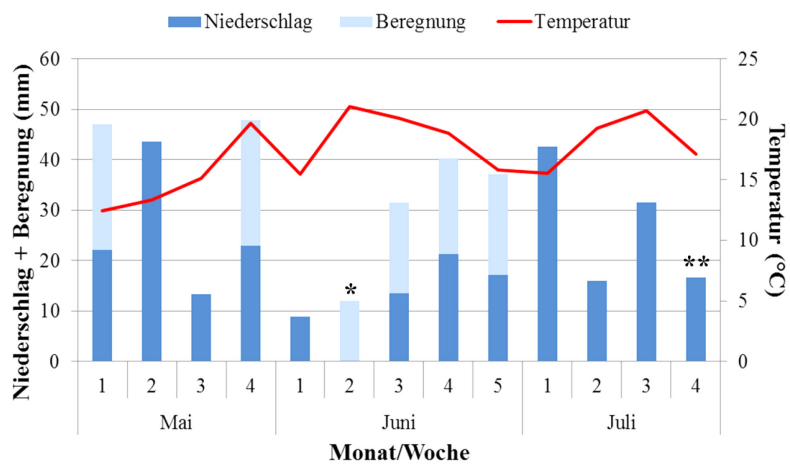


Abb. AI: Menge des Niederschlags und der Beregnung (Wochensumme) sowie der Temperaturverlauf (Wochenmittel) während der Reifephase in den einzelnen Wochen (1-5) der Monate Mai bis Juli im Jahr 2007. „*“ kennzeichnet den Zeitpunkt der Inokulation (BBCH 63) und „**“ den Erntezeitpunkt (BBCH 89).

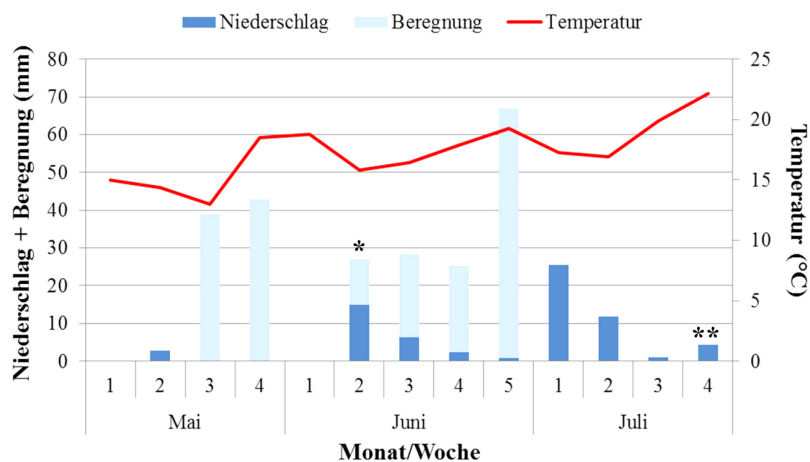


Abb. AII: Menge des Niederschlags und der Beregnung (Wochensumme) sowie der Temperaturverlauf (Wochenmittel) während der Reifephase der Winterweizenpflanzen in den einzelnen Wochen (1-5) der Monate Mai bis Juli im Jahr 2008. „*“ kennzeichnet den Zeitpunkt der Inokulation (BBCH 63) und „**“ den Erntezeitpunkt (BBCH 89).

Tab. AI: Korrelationen zwischen der DON-/ZEA-Belastung und dem tri-DNA-Gehalt zu BBCH 75, 83 und 87 sowie den Ertragsparametern von unberechneten und berechneten Weizenähren, die zur Blüte in 2007 mit unterschiedlich aggressiven *Fusarium*-Isolaten inokuliert wurden

		Ohne Beregnung				Mit Beregnung			
		Ertrag	TKG	DON	ZEA	Ertrag	TKG	DON	ZEA
Ohne Beregnung	ZZ 75 ¹	0,084 ³ n.s.	- 0,191 n.s.	0,342 n.s.	0,044 n.s.				
	ZZ 87	0,112 n.s.	0,163 n.s.	0,351 n.s.	0,193 n.s.				
	tri 75 ²	0,026 n.s.	0,043 n.s.	- 0,075 n.s.	0,072 n.s.				
	tri 83	0,307 n.s.	0,443 n.s.	0,028 n.s.	0,283 n.s.				
	tri 87	- 0,026 n.s.	- 0,288 n.s.	0,689 ** ⁴	0,094 n.s.				
	Ertrag		---	- 0,347 n.s.	- 0,103 n.s.				
	TKG			- 0,240 n.s.	0,096 n.s.				
Mit Beregnung	ZZ 75					- 0,257 n.s.	- 0,414 n.s.	0,430 n.s.	0,091 n.s.
	ZZ 87					- 0,126 n.s.	- 0,312 n.s.	0,108 n.s.	0,180 n.s.
	tri 75					- 0,259 n.s.	- 0,452 n.s.	0,206 n.s.	0,196 n.s.
	tri 83					- 0,178 n.s.	- 0,300 n.s.	0,614 * ⁵	- 0,116 n.s.
	tri 87					0,199 n.s.	- 0,250 n.s.	0,362 n.s.	- 0,109 n.s.
	Ertrag						---	- 0,347 n.s.	0,044 n.s.
	TKG							- 0,502 *	- 0,083 n.s.

¹ ZZ = Summe der Zellzahlen der inokulierten *Fusarium*-Arten in Weizenähren zu BBCH 75 bzw. 87; ² tri = tri-DNA-Gehalt in Weizenähren zu BBCH 75, 83 und 87;

³ Korrelationskoeffizient nach Pearson; ⁴ signifikant ($\alpha = 0,01$); ⁵ signifikant ($\alpha = 0,05$)

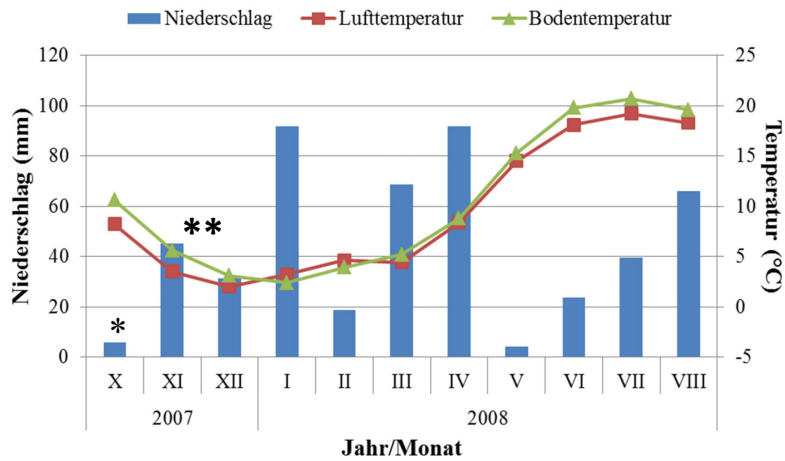


Abb. AIII: Niederschlagsmenge (Monatssumme) und Luft- und Bodentemperatur (Monatsmittel) von Oktober 2007 bis August 2008. „*“ markiert den Zeitpunkt der Mykorrhiza-Inokulation, „**“ den Zeitpunkt der *Fusarium*-Inokulation.

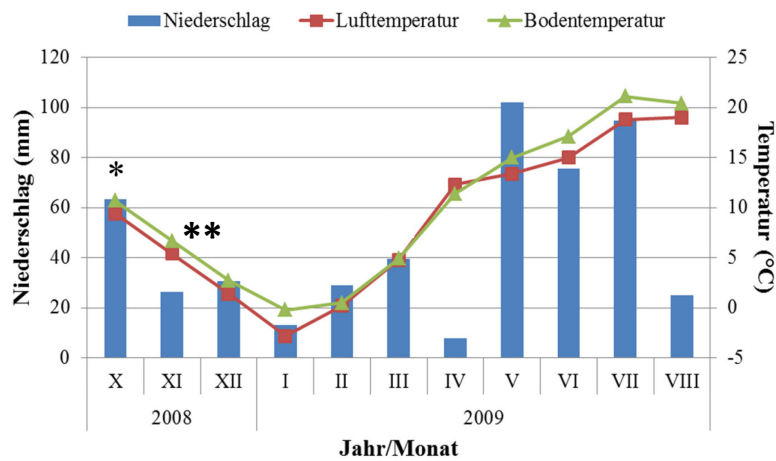


Abb. AIV: Niederschlagsmenge (Monatssumme) und Luft- und Bodentemperatur (Monatsmittel) von Oktober 2008 bis August 2009. „*“ markiert den Zeitpunkt der Mykorrhiza-Inokulation, „**“ den Zeitpunkt der *Fusarium*-Inokulation.

Selbständigkeitserklärung

Hiermit versichere ich, die vorliegende Dissertation selbständig verfasst und keine anderen als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel benutzt zu haben.

Berlin, im März 2012
Ulrike Kötz

Danksagung

An dieser Stelle möchte ich mich bei allen bedanken, die auf die eine oder andere Weise zum Gelingen dieser Dissertation beigetragen haben:

Mein besonderer Dank gilt Herrn Prof. Dr. Ingo Schneider, der die Betreuung dieser Arbeit übernommen hat und mir stets mit Rat und Tat zur Seite stand.

Mein Dank gilt des Weiteren Frau Dr. Marina Müller und Frau Dr. Marion Tauschke, die mir die Durchführung der Arbeit im Institut für Landschaftsbiogeochemie am Zentrum für Agrarlandschaftsforschung in Müncheberg ermöglichten. Marina, bei Dir möchte ich mich besonders bedanken. Mit Deinem mir entgegengebrachten Vertrauen, Deiner unendlichen Geduld und Deiner fachlichen Kompetenz hast Du mir bei der Bewältigung der Arbeit sehr geholfen.

Zusätzlich danke ich allen Mitarbeitern des Instituts für Landschaftsbiogeochemie, die mir in Ihrer schier unerschöpflichen Tatkraft immer zur Seite standen und eine angenehme Arbeitsatmosphäre schafften: Petra Lange, Dr. Thomas Müller, Martina Peters, Beate Selch, Dr. Andreas Ulrich, Grit von der Waydrink und Sigune Weinert.

Für die Durchführung der Feldversuche möchte ich mich bei der Forschungsstation für Landwirtschaft Müncheberg und ihren Mitarbeitern sehr herzlich bedanken.

Mein besonderer Dank gilt Herrn Dr. Bernd Pieper, der mich in vielfältiger Art und Weise unterstützt und im großen Maße zum Gelingen der Arbeit beigetragen hat.

Ebenso danke ich Herrn Prof. Dr. Edgar Klose für die großzügige Unterstützung.

Zu guter Letzt gebührt meiner Familie und meinen Freunden großer Dank. Ihr habt mir Rückhalt gegeben, habt mir geholfen, nicht den Kopf zu verlieren und das Chaos zu bewältigen und habt euch liebevoll um mich gesorgt.