

Aus dem Institut für Phytopathologie
der Christian–Albrechts–Universität zu Kiel

Potential nicht-chemischer Saatgutbehandlungen zur Kontrolle samen- und bodenbürtiger Pathogene an Mais

Dissertation
zur Erlangung des Doktorgrades
der Agrar- und Ernährungswissenschaftlichen Fakultät
der Christian-Albrechts-Universität zu Kiel

vorgelegt von
M.Sc. Jannika Drechsel
aus Hamburg

Kiel, 2020

Dekan: Prof. Dr. Mühling

1. Berichterstatter: Prof. Dr. Verreet

2. Berichterstatter: Prof. Dr. Cai

Tag der mündlichen Prüfung: 17.02.2021

Inhaltsverzeichnis

Abbildungsverzeichnis.....	V
Tabellenverzeichnis.....	VII
Abkürzungsverzeichnis.....	XIII
1 Einleitung	1
2 Literaturübersicht.....	3
2.1 <i>Fusarium</i> spp.	3
2.1.1 Taxonomie.....	3
2.1.2 Verbreitung und Bedeutung	4
2.1.3 Biologie und Infektionszyklus.....	5
2.1.4 Symptomatik an Mais	8
2.1.5 Mykotoxine	11
2.2 <i>Rhizoctonia solani</i>	14
2.2.1 Taxonomie.....	14
2.2.2 Verbreitung und Bedeutung	15
2.2.3 Biologie und Infektionszyklus.....	15
2.2.4 Symptomatik an Mais	17
2.3 Strategien zur Bekämpfung von <i>Fusarium</i> spp. und <i>Rhizoctonia solani</i>	18
2.3.1 Indirekte Pflanzenschutzmaßnahmen.....	19
2.3.2 Chemische Pflanzenschutzmaßnahmen.....	22
2.3.3 Physikalische Pflanzenschutzmaßnahmen	23
2.3.4 Biologische Pflanzenschutzmaßnahmen	24
3 Material und Methoden.....	34
3.1 Verwendete Materialien.....	34
3.1.1 Technische Geräte	34
3.1.2 Verbrauchsmaterialien und molekularbiologische Kits	34
3.1.3 Chemikalien.....	35
3.1.4 Puffer und Lösungsansätze	36
3.1.5 Enzyme	37

3.1.6	Medien.....	37
3.1.7	Organismen.....	37
3.1.8	Saatgutbehandlung.....	38
3.2	Keimfähigkeitstest von Maissaatgut	39
3.2.1	Untersuchung der Keimfähigkeit verwendeter Sorten	39
3.2.2	Wirkung der Elektronenbehandlung auf die Keimfähigkeit	40
3.3	Bestimmung der Befallshäufigkeit von Maissaatgut mit <i>Fusarium</i> spp.....	40
3.3.1	Vorversuch zur Oberflächensterilisation des Maissaatguts	41
3.3.2	Untersuchung der Befallshäufigkeit verwendeter Sorten.....	41
3.3.3	Wirkung der Elektronenbehandlung auf den Saatgutbefall mit <i>Fusarium</i> spp...41	
3.4	Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen - Gewächshausversuche	41
3.4.1	Saatgutbehandlung.....	42
3.4.2	Herstellung Bodensubstrat.....	43
3.4.3	Inokulumproduktion	44
3.4.4	Versuchsanlage und –durchführung	45
3.4.5	Erfasste Parameter und Probennahme.....	51
3.4.6	Probenaufbereitung	51
3.5	Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Feld	51
3.5.1	Lage der Versuchsstandorte.....	52
3.5.2	Anbauparameter	52
3.5.2.1	Fruchtfolge und Primärbodenbearbeitung	52
3.5.2.2	Sortenwahl.....	52
3.5.2.3	Saatstärke, Saat- und Erntetermine	53
3.5.2.4	Düngung und Pflanzenschutz.....	54
3.5.3	Saatgutbehandlung.....	54
3.5.4	Versuchsanlage und –durchführung	54
3.5.5	Erfasste Parameter und Probennahme.....	55
3.5.6	Erfassung meteorologischer Daten.....	56
3.6	Molekularbiologische Untersuchungen	56
3.6.1	DNA-Extraktion aus Pflanzenproben	56

3.6.2	DNA-Extraktion aus Pilzmyzel	58
3.6.3	Bestimmung der DNA-Konzentration	59
3.6.4	PCR.....	59
3.6.4.1	Untersuchung der Primerspezifität	60
3.6.4.2	Qualitative PCR.....	62
3.6.4.3	Real-time qPCR	63
3.7	Statistische Auswertung	64
4	Ergebnisse	65
4.1	Methodenentwicklung zur Probenaufbereitung, DNA-Extraktion und PCR-Analyse	65
4.1.1.1	Probenaufbereitung und DNA-Extraktion.....	65
4.1.1.2	PCR - Temperaturprofil und Primerspezifität	66
4.2	Keimfähigkeit und <i>Fusarium</i> -Befall des Maissaatgutes.....	71
4.2.1	Methodenentwicklung zur Bestimmung des <i>Fusarium</i> -Saatgutbefalls.....	71
4.2.2	Effekt der Elektronenbehandlung auf Keimfähigkeit und <i>Fusarium</i> -Befall	72
4.2.3	Identifizierung des samenbürtigen Befalls von SY Werena-inokuliert.....	75
4.3	Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen unter kontrollierten Bedingungen	75
4.3.1	Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen auf pflanzenphysiologische Parameter ohne bodenbürtigen Befall	75
4.3.2	Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen gegenüber einem samenbürtigen Befall mit <i>Fusarium verticillioides</i>	79
4.3.3	Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit <i>F. culmorum</i>	84
4.3.4	Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit <i>Rhizoctonia solani</i>	90
4.3.5	Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen unter Berücksichtigung von Temperaturen und gravimetrischen Bodenwassergehalt	96
4.4	Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Feld	108
4.4.1	Ergebnisse Witterung 2018 und 2019.....	108
4.4.2	Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Feld im Jahr 2018	111
4.4.3	Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Feld im Jahr 2019	114

5	Diskussion.....	121
6	Zusammenfassung.....	143
7	Summary.....	145
8	Literaturverzeichnis	147
9	Anhang.....	171

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Taxonomie von <i>Fusarium</i> spp. (Hallmann et al. 2009).	3
Abbildung 2: Symptome der Stängelfäule an Mais. Durch Myzel rötlich verfärbtes Mark (Birr 2013).	9
Abbildung 3: Symptombilder der Kolbenfäule an Mais. (A) Befallener Hauptkolben mit Myzel an Lieschblättern, (B) befallene Körner des Hauptkolbens überzogen mit lachsfarbenem Myzel.	10
Abbildung 4: Lebens- und Infektionszyklus von <i>Rhizoctonia</i> spp. (Tredway und Burpee 2001).	16
Abbildung 5: Symptome einer Infektion des Maiskeimlings mit <i>Rhizoctonia solani</i> AG 2-2 IIIB: (A) Schädigung des Wurzelapparates, (B) korkenzieherartige Verkrümmung des Keimlings, (C) Absterben eines Keimlings kurz nach dem Auflaufen.	18
Abbildung 6: Inokulierte Hirse mit <i>F. culmorum</i> (A) vor der Homogenisierung und (B) nach der Homogenisierung.	44
Abbildung 7: Schematische Darstellung des Versuchsaufbaus von Versuchsanlage VI.	50
Abbildung 8: Elektrophoretische Auftrennung der gDNA verschiedener Aufbereitungsverfahren (Zerkleinerung mit flüssigem Stickstoff, Trocknung bei 60 °C oder Gefriertrocknung mit anschließender Zerkleinerung mit einer Rotormühle) und DNA-Extraktionsmethoden (CTAB, Food- oder Plant-Kit) von Maisproben. 1 - Blattmaterial mit flüssigem Stickstoff zerkleinert, 2 - Wurzelmaterial bei 60 °C getrocknet, 3 - Blattmaterial bei 60 °C getrocknet, 4 - Blattmaterial gefriergetrocknet (gDNA 1:10 mit HPLC-Wasser verdünnt).	66
Abbildung 9: Elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte für das Primerpaar von <i>F. culmorum</i> in Abhängigkeit der DNA-Konzentration von <i>F. culmorum</i> (5 ng/µl; 0,5 ng/µl; 0,05 ng/µl) und des Temperaturgradientens von 64,5 °C bis 72,5 °C zur Bestimmung der optimalen DNA-Konzentration und Annealingtemperatur für die PCR.	67
Abbildung 10: Kreuztest des Primerpaares von <i>F. culmorum</i> mit der gDNA von <i>F. avenaceum</i> , <i>F. culmorum</i> , <i>F. graminearum</i> , <i>F. oxysporum</i> , <i>F. poae</i> , <i>F. verticillioides</i> , <i>F. subglutinans</i> , <i>R. solani</i> und <i>Zea mays</i> und einer No template control (NTC).	68
Abbildung 11: Elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte für das Primerpaar von <i>F. verticillioides</i> in Abhängigkeit der DNA-Konzentration von <i>F. verticillioides</i> (5 ng/µl; 0,5 ng/µl; 0,05 ng/µl) und des Temperaturgradientens von 64,5 °C bis 72,5 °C zur Bestimmung der optimalen DNA-Konzentration und Annealingtemperatur für die PCR.	68
Abbildung 12: Kreuztest des Primerpaares von <i>F. verticillioides</i> mit der gDNA von <i>F. avenaceum</i> , <i>F. culmorum</i> , <i>F. graminearum</i> , <i>F. oxysporum</i> , <i>F. poae</i> , <i>F. verticillioides</i> , <i>F. subglutinans</i> , <i>R. solani</i> und <i>Zea mays</i> und einer No template control (NTC).	69
Abbildung 13: Elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte für das Primerpaar von <i>R. solani</i> in Abhängigkeit der DNA-Konzentration von <i>R. solani</i> (5 ng/µl; 0,5 ng/µl; 0,05 ng/µl) und des Temperaturgradientens von 57,0 °C bis 62,2 °C zur Bestimmung der optimalen DNA-Konzentration und Annealingtemperatur für die PCR.	70
Abbildung 14: Kreuztest des Primerpaares von <i>R. solani</i> mit der gDNA von <i>F. avenaceum</i> , <i>F. culmorum</i> , <i>F. graminearum</i> , <i>F. oxysporum</i> , <i>F. poae</i> , <i>F. verticillioides</i> , <i>F. subglutinans</i> , <i>R. solani</i> und <i>Zea mays</i> und einer No template control (NTC).	70

Abbildung 15: Elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte für das Primerpaar von <i>Zea mays</i> bei einer DNA-Konzentration von 5 ng/µl von <i>Zea mays</i> und des Temperaturgradientens von 55,0 °C bis 64,0 °C zur Bestimmung der optimalen DNA-Konzentration und Annealingtemperatur für die PCR.	71
Abbildung 16: Kreuztest des Primerpaares von <i>Zea mays</i> mit der gDNA von <i>F. avenaceum</i> , <i>F. culmorum</i> , <i>F. graminearum</i> , <i>F. oxysporum</i> , <i>F. poae</i> , <i>F. verticillioides</i> , <i>F. subglutinans</i> , <i>R. solani</i> und <i>Zea mays</i> und einer No template control (NTC).	71
Abbildung 17: Untersuchung verschiedener Verfahren der Oberflächensterilisation von Maissaatgut zur Bestimmung des <i>Fusarium</i> -Befalls.	72
Abbildung 18: (A) Saatgutbefall mit <i>Fusarium</i> spp. (befallene Körner in %) und (B) Keimfähigkeit (%) der Sorten SY Talisman-inokuliert, SY Werena-inokuliert und LIKEit.	73
Abbildung 19: Einfluss verschiedener Elektronenbehandlungsintensitäten (e1 bis e6, in der Intensität aufsteigend) vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (UK) auf (A) den Saatgutbefall mit <i>Fusarium</i> spp. (befallene Körner in %) und (B) die Keimfähigkeit der drei Maissorten (I) SY Talisman-inokuliert, (II) SY Werena-inokuliert und (III) LIKEit. Tukey-Test: ($p < 0,05$), signifikante Abweichung mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.	74
Abbildung 20: Kreuztest einer Körnermaisprobe von SY Werena-inokuliert mit den Primerpaaren von <i>F. verticillioides</i> , <i>F. culmorum</i> , <i>F. poae</i> , <i>F. oxysporum</i> und <i>F. graminearum</i> jeweils im Vergleich zu einer NTC-Kontrolle (-) und einer Positivkontrolle (+).	75
Abbildung 21: Niederschlagssummen (mm) und Temperaturmittel (°C) der (A) Monate Mai bis Oktober des Jahres 2018 im Vergleich zum langjährigen Mittel von 1981 – 2010 (LMW), sowie (B) tägliche Niederschlagssummen (mm) und Temperaturmittel (°C) des Monats Mai 2018.	109
Abbildung 22: Niederschlagssummen (mm) und Temperaturmittel (°C) der (A) Monate April bis Oktober des Jahres 2019 im Vergleich zum langjährigen Mittel von 1981 – 2010 (LMW), sowie (B) tägliche Niederschlagssummen (mm) und Temperaturmittel (°C) vom 20.04. bis 20.05. des Jahres 2019.	110
Abbildung 23: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf den Silomaisertrag (dt 32% TM/ha) der Sorten LIKEit und SY Werena-inokuliert am Standort Hohenschulen im Versuchsjahr 2019. Die einzelnen Varianten wurden als Solobehandlung und in Kombination mit einer Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet.	120

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Wirkmechanismen der Mikroorganismen der Gattungen <i>Bacillus</i> spp., <i>Paenibacillus</i> spp., <i>Pseudomonas</i> spp. und <i>Trichoderma</i> spp. „x“: zutreffender Wirkmechanismus; „-“: nichtzutreffender Wirkmechanismus.	33
Tabelle 2: Für die PCR als Positivkontrollen genutzte <i>Fusarium</i> - und <i>Rhizoctonia</i> -Isolate, sowie deren Herkunft. DSMZ = Deutsche Sammlung von Mikroorganismen und Zellkulturen.	37
Tabelle 3: Für die Versuche genutzte Maissorten, deren zugehörige Chargennummer und Herkunft. Die Inokulation wurde vom JKI unter natürlichen Bedingungen mit einem <i>Fusarium</i> -Gemisch durchgeführt.	38
Tabelle 4: Verwendete chemische und physikalische Saatgutbehandlungen.	38
Tabelle 5: Verwendete Mikroorganismen für die biologische Saatgutbehandlung.....	39
Tabelle 6: Elektronenbehandlungsstufen und deren jeweilige Intensität der Saatgutbehandlung mit niederenergetischen Elektronen. UK=unbehandelte Kontrolle.....	40
Tabelle 7: Varianten der Saatgutbehandlung, deren Zuordnung (Art der Saatgutbehandlung), Formulierungsart (FS= Suspensionskonzentrat, DS= Trockenbeize) und Dosierungsstärke.....	43
Tabelle 8: Varianten der Versuchsanlage VI und die verwendeten Kleber.....	50
Tabelle 9: Geographische Lage, Bodentypen, -arten und Ackerzahl der Standorte der Feldversuche 2018 und 2019 in Schleswig-Holstein. SI = lehmiger Sand; Ss = Reinsand.....	52
Tabelle 10: Angebaute Maissorten an den Standorten Barkhorn und Hohenschulen in Schleswig-Holstein der Versuchsjahre 2018 und 2019.....	53
Tabelle 11: Saat- und Erntetermine an den Standorten Barkhorn und Hohenschulen in Schleswig-Holstein der Versuchsjahre 2018 und 2019.....	53
Tabelle 12: Die Zusammensetzung der aufzutragenden Referenz-DNA und der Proben-DNA für die Bestimmung der DNA-Konzentration mittels Gelelektrophorese.	59
Tabelle 13: Artspezifische Primer der PCR und real-time qPCR zur Identifikation und zum Nachweis eines Befalls in Stängel- und Wurzelproben.....	60
Tabelle 14: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 15 Pflanzen = 100 %), Wuchshöhe (cm) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit ohne samen- und bodenbürtigen Befall (Versuchsanlage I). Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 84.....	76

Tabelle 15: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 9 Pflanzen = 100 %), Wuchshöhe (cm) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit ohne samen- und bodenbürtigen Befall (Versuchsanlage IV). Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 135.....	78
Tabelle 16: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 15 Pflanzen = 100%), Wuchshöhe (cm) und Trockenmasse (g) der Sorte SY Werena-inokuliert gegenüber einem samenbürtigen Befall mit <i>F. verticillioides</i> (Versuchsanlage I). Die Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 84.....	80
Tabelle 17: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf einen samenbürtigen Befall mit <i>F. verticillioides</i> der Körner und Wurzeln (ng/ng Pflanzen-DNA) der Sorte SY Werena-inokuliert (Versuchsanlage I). Die Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n =84.....	83
Tabelle 18: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 15 Pflanzen = 100 %), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzeln (ng/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit <i>F. culmorum</i> (Versuchsanlage II). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n= 42.....	85
Tabelle 19: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 15 Pflanzen = 100 %), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzeln (ng/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit <i>F. culmorum</i> (Versuchsanlage III). Die Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 84.....	87

Tabelle 20: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (% , max. 9 Pflanzen = 100 %), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzeln (ng/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit <i>F. culmorum</i> (Versuchsanlage V). Die Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 135.	88
Tabelle 21: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (% , max. 15 Pflanzen = 100 %), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzel (pg/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit <i>R. solani</i> (Versuchsanlage II). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 42.	91
Tabelle 22: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (% , max. 15 Pflanzen = 100 %), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzeln (pg/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit <i>R. solani</i> (Versuchsanlage III). Die Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 84.	92
Tabelle 23: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (% , max. 9 Pflanzen = 100 %), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzeln (pg/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit <i>R. solani</i> . (Versuchsanlage V). Die Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 135.	94
Tabelle 24. Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 4 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (% , max. 16 Pflanzen = 100 %), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzeln (ng/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit <i>F. culmorum</i> (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+) gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 48.	97

Tabelle 25: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 4 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (% , max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit ohne bodenbürtigen Befall (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+) gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 48.	99
Tabelle 26: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 8 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (% , max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit <i>F. culmorum</i> (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+) gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 48.	100
Tabelle 27: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 8 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (% , max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit ohne bodenbürtigen Befall (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+) gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 48.	101
Tabelle 28: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 12 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (% , max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit <i>F. culmorum</i> (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+) gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 48.	103

Tabelle 29: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 12 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (% , max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit ohne bodenbürtigen Befall (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+) gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 48.	104
Tabelle 30: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 16 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (% , max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit <i>F. culmorum</i> (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+) gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 48.	106
Tabelle 31: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 16 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (% , max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit ohne bodenbürtigen Befall (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+) gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 48.	107
Tabelle 32: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m ²), Wuchshöhe (cm) im 8-Blattstadium und Silomaisertrag (dt TM/ha; 32 % Trockensubstanz) der Sorte Matthew am Standort Barkhorn im Versuchsjahr 2018. Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. n = 92.	112

Tabelle 33: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m ²), Wuchshöhe (cm) im 8-Blattstadium und Silomaisertrag (dt/ha; 32% Trockensubstanz) der Sorte Matthew am Standort Hohenschulen im Versuchsjahr 2018. Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander (p<0,05). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001 gekennzeichnet. n = 92.	113
Tabelle 34: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m ²) und Wuchshöhe (cm) im 8-Blattstadium der Sorte SY Werena-inokuliert am Standort Barkhorn im Versuchsjahr 2019. Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander (p<0,05). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001 gekennzeichnet. n = 44.	115
Tabelle 35: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m ²) und Wuchshöhe (cm) im 8-Blattstadium der Sorte LIKEit am Standort Barkhorn im Versuchsjahr 2019. Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander (p<0,05). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001 gekennzeichnet. n = 44.	116
Tabelle 36: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m ²) und Wuchshöhe (cm) im 8-Blattstadium der Sorte SY Werena-inokuliert am Standort Hohenschulen im Versuchsjahr 2019. Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander (p<0,05). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001 gekennzeichnet. n = 44.	117
Tabelle 37: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m ²) und Wuchshöhe (cm) im 8-Blattstadium der Sorte LIKEit am Standort Hohenschulen im Versuchsjahr 2019. Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander (p<0,05). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001 gekennzeichnet. n = 44.	119

Abkürzungsverzeichnis

%	Prozent
µl	Mikroliter
°C	Grad Celsius
Abb.	Abbildung
AG	Anastomosegruppe
<i>B.</i>	<i>Bacillus</i>
BBCH	phänologisches Entwicklungsstadium (Biologische Bundesanstalt Bundessortenamt und Chemische Industrie)
bp	Basenpaare
bzw.	beziehungsweise
ca.	circa
CCM	Corn-Cob-Mix
CfU	colony forming unit (koloniebildende Einheit)
cm	Zentimeter
CTAB	Cetyltrimethylammoniumbromid
Ct-Wert	cycle threshold bzw. Schwellenwert-Zyklus
d	Tage
ddH ₂ O	doppelt destilliertes Wasser
DNA (DNS)	Desoxyribonukleinsäure
dNTP	Nukleosidtriphosphat
dpi	days post infection
DS	Trockenbeize
dsDNA	doppelsträngige DNA
DSMZ	Deutsche Sammlung von Mikroorganismen und Zellkulturen
DSV	Deutsche Saatveredelung
DWD	deutscher Wetterdienst
Eck	Eckernförde
EDTA	Ethylendiamintetraessigsäure
ET	Ethylen
et al.	et alii (und andere)
EtBr	Ethidiumbromid
EtOH	Ethanol
<i>F.</i>	<i>Fusarium</i>
FM	Frischmasse
FS	Suspensionskonzentrat zur Saatgutbehandlung
g	Gramm

Abkürzungsverzeichnis

gDNA	genomische DNA
gen.	genetische
Gew.	Gewicht
GWC	gravimetrischer Wassergehalt
GWH	Gewächshaus
h	Stunden
ha	Hektar
HPLC	Hochleistungsflüssigkeitschromatographie
ISG	intraspezifische Gruppe
ISR	induzierte systemische Resistenz
ISTA	Internationale Regeln für die Saatgutprüfung
JA	Jasmonsäure
JKI	Julius Kühn-Institut
kb	Kilo-Basenpaare
KK	Klimakammer
M	Mol
mg	Milligramm
min	Minuten
ml	Milliliter
mm	Millimeter
mM	Millimol
MO	Mikroorganismen
NaCl	Natriumchlorid
ng	Nanogramm
NTC	No template control
o.ä.	oder ähnliches
<i>P.</i>	<i>Paenibacillus</i>
PCR	Polymerase-Kettenreaktion
PDA	Potato Dextrose Agar
PGPR	pflanzenwachstumsfördernden Rhizobakterien
ppm	parts per million
qPCR	quantitative Polymerase-Kettenreaktion
<i>R.</i>	<i>Rhizoctonia</i>
RNAse	Ribonuklease
rpm	rounds per minute
SA	Salicylsäure
SAR	systemisch erworbene Resistenz

Abkürzungsverzeichnis

sec.	Sekunden
SNA	Synthetic Nutrient Poor Agar
<i>spp.</i>	<i>species pluralis</i>
Tab.	Tabelle
TAE	Tris-Acetat-EDTA
TM	Trockenmasse
TRIS	Tris(hydroxymethyl)-aminomethan
U	units
UK	unbehandelte Kontrolle
V	Volt
VE	vollentsalzt/ demineralisiert
vgl.	vergleiche
z. B.	zum Beispiel

1 Einleitung

Die Kulturpflanze Mais (*Zea mays* L.) ist nicht nur in Deutschland mit 2,7 Millionen ha eine der wichtigsten Kulturpflanzen, auch weltweit zählt sie zu den bedeutendsten Kulturen und ist auf Platz zwei mit 197 Millionen ha Anbaufläche. Weizen (*Triticum aestivum* L.) wird vergleichend dazu auf 219 Millionen ha angebaut (FAO 2018; DMK 2020). Mit einer jährlich wachsenden Anbaufläche besitzt Mais einen immer größer werdenden Stellenwert in der Landwirtschaft (DMK 2020) und ist mit seinen vielen Nutzungsrichtungen wie Körnermais, Silomais oder Corn-Cob-Mix (CCM) ein wichtiger Bestandteil für die Ernährung von Menschen und Tieren. Aufgrund der hohen Anbaudichte und der damit einhergehenden Zunahme von Krankheitserregern, kommt es vermehrt zum Auftreten von Blattkrankheiten, Kolben- und Stängelfäulen und Auflaufkrankheiten, wodurch quantitative und qualitative Verluste entstehen können (Reifschneider and Arny 1983; Parry et al. 1995; Anees et al. 2010; Oldenburg et al. 2017). Durch die Nutzung phytosanitärer Maßnahmen wie beispielsweise dem Anbau von Mais in einer weit gestellten Fruchtfolge in Kombination mit einer wendenden Bodenbearbeitung und die Wahl toleranter Sorten, kann die Gefahr einer Infektion mit phytopathogenen Erregern deutlich reduziert werden (Sutton 1982; Rovira 1986; Otten et al. 1999; Paulitz et al. 2002; Munkvold 2003a; Hurlle et al. 2005; Schlüter et al. 2006; Blandino et al. 2008; Bernhoft et al. 2012). Gegenüber Auflaufkrankheiten, die durch samen- und bodenbürtige Pathogene wie beispielsweise *Fusarium* spp. oder *R. solani* ausgelöst werden, wird das Maissaatgut in der Regel vor der Aussaat mit chemischen Fungiziden gebeizt (Munkvold and O'Mara 2002; Buddemeyer et al. 2004; Solorzano and Malvick 2011; Thomsen et al. 2018). Die Zahl der zugelassenen Wirkstoffe gegenüber diesen Erregern ist jedoch sehr begrenzt und erst Anfang des Jahres 2019 verlor ein weiterer Standardbeizwirkstoff seine Zulassung (BVL 2020b, 2020a). Zusätzlich fordert der Nationale Aktionsplan zur nachhaltigen Anwendung von Pflanzenschutzmitteln eine Reduktion der Anwendung chemischer Pflanzenschutzmittel. Entsprechend dieser Voraussetzungen müssen Alternativen zur standardmäßigen, chemischen Saatgutbeizung entwickelt werden.

Ziel der vorliegenden Arbeit war es daher, eine alternative, nicht-chemische Saatgutbehandlungsstrategie zum Schutz der Maispflanze im Auflauf- und Jugendstadium gegenüber boden- und samenbürtigen Pathogenen wie *Fusarium* spp. und *Rhizoctonia solani* durch die Anwendung physikalischer und biologischer Pflanzenschutzmaßnahmen zu entwickeln. Im besonderen Fokus standen hierbei das Verfahren der physikalischen Saatgutdesinfektion mittels niederenergetischer Elektronen gegenüber einem samenbürtigen Befall und die Saatgutbehandlung mit antagonistischen Mikroorganismen mit Wirksamkeit gegen bodenbürtige Pathogene. Um das Potential dieser beiden Verfahren als alternative

Einleitung

Saatgutbehandlungsstrategie zu überprüfen, wurden beide Verfahren unabhängig voneinander und als Kombinationsbehandlung getestet, sowohl unter kontrollierten (Klimakammer, Gewächshaus) als auch unter natürlichen Bedingungen im Feld.

2 Literaturübersicht

2.1 *Fusarium* spp.

2.1.1 Taxonomie

Erreger der Gattung *Fusarium* werden der Abteilung der Echten Pilze, der *Eumykota* zugeordnet. Die Zuordnung zur jeweiligen Unterabteilung richtet sich nach der asexuellen (anamorphen) bzw. der sexuellen (teleomorphen) Form der Vermehrung (Abbildung 1). Die teleomorphe Form ist jedoch nicht für jede Art bekannt bzw. vorhanden (Desjardins 2003; Hallmann et al. 2009).

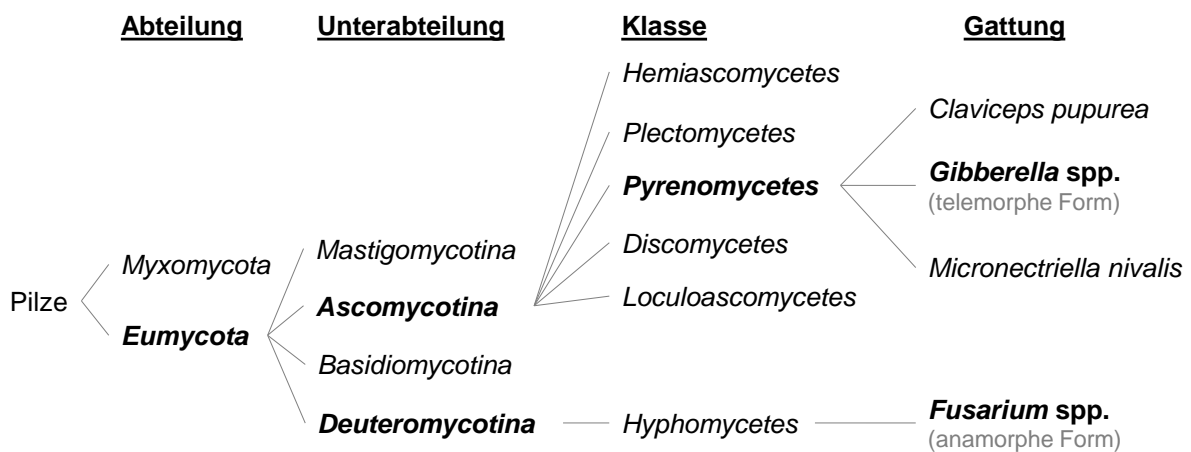


Abbildung 1: Taxonomie von *Fusarium* spp. (Hallmann et al. 2009).

Ist eine teleomorphe Form, auch Hauptfruchtform genannt, vorhanden, so wird diese der Unterabteilung der *Ascomycotina* und dort wiederum der Klasse der *Pyrenomycetes* zugeordnet, bei welchen die Ascosporen in flaschenförmigen Fruchtkörpern, den Perithezien, heranreifen. Die anamorphe Form, auch Nebenfruchtform genannt, wird der Unterabteilung der *Deuteromycotina* und in der weiteren Differenzierung den *Hyphomycetes* zugeordnet. Diese Klasse zeichnet sich durch morphologisch abgesetzte Konidienträger aus (Hallmann et al. 2009).

Fusarien werden häufig als Erreger der Maiskultur nachgewiesen (Roigé et al. 2009; European Food Safety Authority 2017). In der Maiskultur Europas treten insbesondere die *Fusarium*-Arten *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. equiseti*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. proliferatum*, *F. sporotrichoides*, *F. subglutinans*, *F. tricinctum*, *F. venenatum* und *F. verticillioides* auf (Logrieco et al. 2002; Nicolaisen et al. 2009; Musa et al. 2011; Birr 2013). Von den zuvor genannten *Fusarium*-Arten besitzen *F. avenaceum* (*G. avenacea*), *F. equiseti*

(*G. intricans*), *F. graminearum* (*G. zea*), *F. subglutinans* (*G. subglutinans*), *F. tricinctum* (*G. tricincta*) und *F. verticillioides* (*G. monilliformis*) ein Sexualstadium (Leslie and Summerell 2006).

2.1.2 Verbreitung und Bedeutung

Zahlreiche Erreger der Gattung *Fusarium* besitzen phytopathogene und toxische Eigenschaften, die sich auf den Ertrag, Nährwert und Qualität vieler Ackerkulturen weltweit auswirken können. Kulturarten wie Mais (*Zea mays*), Weizen (*Triticum aestivum*), Gerste (*Hordeum vulgare*) und Reis (*Oryza sativa*) sind aufgrund der großen Bedeutung für die Nahrungs- und Futtermittelproduktion und dem damit einhergehenden vermehrten Anbau besonders betroffen (Parry et al. 1995; Scherm et al. 2013; Oldenburg et al. 2017). Da einige *Fusarium*-Arten in der Lage sind mehrerer Kulturarten zu infizieren, führt z. B. die zunehmende Maisanbauintensität in Deutschland, besonders in Norddeutschland, zu einem erhöhten Infektionspotenzial für die Weizenkultur und anderer Gräser in Deutschland (Birr 2013). Im Vergleich zu Weizen wird Mais jedoch von einer größeren Anzahl von *Fusarium*-Arten befallen und das Spektrum der gebildeten Mykotoxine, welche für Tiere und für Menschen zu schweren gesundheitlichen Problemen führen können, ist größer (Musa et al. 2011; Matny 2015). In den Kulturarten Mais und Weizen tritt der Befall vorwiegend am Kolben bzw. den Ähren auf, was im Mais zur Kolbenfäule und im Weizen zur sogenannten partiellen „Taubährigkeit“ führt. Jedes Jahr verursachen Fusarien weltweit sehr hohe Ertragsverluste aufgrund einer Abnahme der Kornqualität, Gewicht, Kohlenhydrat- und Proteingehalt, wodurch zum einen die Ausbeute und zum anderen die Qualität der Getreideproduktion beeinflusst wird (McMullen et al. 2012). Zusätzlich sind Fusarien in der Lage Keimlings- und Auflaufkrankheiten an Weizen und Mais auszulösen (Dodd and White 1999).

Weltweit wird *F. verticillioides* am häufigsten von Mais isoliert und ist damit hauptverantwortlich für erhebliche Ertrags- oder Qualitätsverluste (Fandohan et al. 2003; Pereira et al. 2009a). Im europäischen Maisanbau parasitieren, wie in Kapitel 2.1.1 erwähnt, hauptsächlich die *Fusarium*-Arten *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. equiseti*, *F. graminearum*, *F. langsethiae*, *F. poae*, *F. proliferatum*, *F. sporotrichioides*, *F. tricinctum*, *F. venenatum* und *F. verticillioides*, wobei *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum* und *F. poae* in Nordeuropa am häufigsten auftreten (Parry et al. 1995; Bottalico and Perrone 2002; Logrieco et al. 2002; Kosiak et al. 2003; Birr 2013). In Südeuropa hingegen dominieren *F. proliferatum* und *F. verticillioides* (Musa et al. 2011). Die Wirtspflanzen können von mehreren *Fusarium*-Arten gleichzeitig befallen werden, welche *Fusarium*-Art sich durchsetzt, entscheidet neben der Witterung auch die Konkurrenzfähigkeit der Erreger (Parry et al. 1995; Doohan et al. 2003; Xu et al. 2005). In warmen, trockenen Regionen dominiert *F. graminearum* (Parry et al. 1995; Brennan et al. 2003), während *F. culmorum* und *F. avenaceum* in kühlen, feuchten Regionen am stärksten

verbreitet sind (Parry et al. 1995; Desjardins 2006; Osborne and Stein 2007; Nielsen et al. 2011). Aufgrund des verstärkten Maisanbaus und der reduzierten Bodenbearbeitung gewinnt *F. graminearum* jedoch auch in Nordeuropa an Bedeutung (Mauler-Machnik and Sutý 1997). Bezüglich der Konkurrenzfähigkeit wird vermutet, dass *F. graminearum* Arten wie *F. culmorum* aufgrund von Unterschieden in der Aggressivität und Pathogenität verdrängt (Xu et al. 2005).

2.1.3 Biologie und Infektionszyklus

Fusarien überdauern bzw. überwintern saprophytisch als Myzel hauptsächlich auf oder in pflanzlichen Ernterückständen der Vorfrucht (Sutton 1982; Parry et al. 1995; Xu 2003; Xu et al. 2003) oder in Form von Chlamydosporen, asexuell gebildete dickwandige Dauersporen, direkt im Boden. Einige *Fusarium*-Arten, wie *F. verticillioides*, können keine Chlamydosporen ausbilden und überdauern ausschließlich mittels Pilzmyzel, bei welchem sich einige Zellen verdicken und somit ebenfalls über eine längere Zeitspanne überleben kann (Leslie and Summerell 2006). Anbausysteme, die viele Ernterückstände auf der Bodenoberfläche hinterlassen, erhöhen das Potential der Vermehrungs- und Überdauerungsmöglichkeiten des Erregers dabei erheblich. Eine intensive Bodenbearbeitung, die die Zersetzung der Pflanzenreste beschleunigt und somit die Nahrungsgrundlage reduziert, wirkt sich dabei negativ auf das Potenzial der Vermehrung und Überdauerung aus (Pereyra et al. 2004; Blandino et al. 2010). Da sich Stängelrückstände schlechter abbauen lassen als z. B. Wurzelreste, überlebt das Pathogen auf solchen Rückständen länger (Sutton 1982). Das Ausgangsinokulum wird dementsprechend durch die Vorfrucht, insbesondere durch Weizen und Mais, die Menge an Ernterückständen auf der Fläche und somit ebenfalls durch das Anbausystem bestimmt (Munkvold 2003b; Scaufilaire et al. 2011). Es ist jedoch auch möglich, dass zu tiefes Pflügen die infizierten Pflanzenreste in Bodenschichten verlagert, die biotisch weniger aktiv sind, sodass eine Konservierung des Inokulums, u.a. in Form von Chlamydosporen, erfolgen kann. Bei der darauf folgenden Bodenbearbeitung werden die Chlamydosporen wieder in die oberen Schichten eingemischt, von wo aus sie nach der Aussaat die Keimlinge befallen können (Schlüter et al. 2006).

Im Frühjahr beginnt die sexuelle Vermehrung durch das Ausbilden der Ascosporen, von denen in der Regel acht in einem Ascus enthalten sind. Die Asci reifen in Fruchtkörpern, den sogenannten Perithezien, heran (McMullen et al. 2012). Die sexuelle Vermehrung dient unter anderem der Überdauerung, der Primärfektion und der genetischen Rekombination (Khonga and Sutton 1988; Trail et al. 2005; Börner 2009; Hallmann et al. 2009) und spielt epidemiologisch eine bedeutende Rolle, da eine Korrelation zwischen Perithezienvorkommen und Kolbenbefall besteht. Die Bildung der Perithezien erfolgt während der gesamten Vegetationsperiode in Gruppen an den unteren Halmknoten oder auf Stoppeln verschiedener Getreidearten wie Weizen, Gerste und Mais (Trail et al. 2005). Die reifen Ascosporen werden

von Ende Mai bis Anfang August vorwiegend abends und nachts ausgeschleudert, wenn die Luftfeuchtigkeit hoch ist und es zwei bis vier Tage vorher geregnet hat. Regen fördert die Perithezienreife und nur nasse Perithezien können die Ascosporen ausschleudern (Trail et al. 2002). Durch Wind werden die Ascosporen über große Distanzen bis auf Nachbarfelder auf Narbenfäden und Blätter transportiert (McMullen et al. 2012). Die Produktionsmenge, Entwicklungsgeschwindigkeit und Freilassung der Ascosporen aus den Perithezien werden durch Temperatur ($> 16\text{ °C}$), Niederschlagsmenge, relative Luftfeuchtigkeit ($>80\%$) und Strahlungsintensität beeinflusst (Trail et al. 2005; Osborne and Stein 2007). Während die sexuelle Vermehrung nur bei einigen *Fusarium*-Arten vorhanden ist, so ist die asexuelle Vermehrung bei allen Arten vorhanden. Auf bereits infizierten Pflanzenteilen entstehen für die Massenverbreitung Myzel und Konidien, die an Konidienträgern gebildet werden. Die Konidienbildung findet sowohl auf lebendem Pflanzengewebe wie z. B. dem Maiskolben, als auch auf totem Gewebe, wie den Stoppelresten, in Sporodochien statt. Verbreitet werden die Konidien mit Hilfe von Wind, Regentropfen oder Insekten (Mauler-Machnik and Suty 1997; Munkvold 2003b; Gilbert and Fernando 2004; Börner 2009), hauptsächlich jedoch durch Regenspritzer über kurze Distanzen von Blatt zu Blatt bis zu den Narbenfäden des Kolbens (Mauler-Machnik and Suty 1997; Munkvold 2003b).

Für die Befallsstärke ist neben dem Ausgangsinokulum auch das Infektionspotential von Bedeutung. Das Infektionspotential wiederum wird durch die Stärke des Ausgangsinokulum und den klimatischen Bedingungen während der Vegetation bestimmt. Optimale Bedingungen für *Fusarium* spp. herrschen bei Temperaturen $> 20\text{ °C}$ und einer hohen relativen Luftfeuchtigkeit $> 95\%$ (Bartels and Rodemann 2003; Doohan et al. 2003; Xu 2003). Die jeweiligen *Fusarium*-Arten besitzen jedoch verschiedene Temperaturansprüche (Desjardins 2006). Beispielsweise liegt die optimale Temperatur für das Myzelwachstum von *F. avenaceum* bei 20 °C , das von *F. graminearum* bei 25 °C (Osborne and Stein 2007) und *F. verticillioides* und *F. proliferatum* zeigen bei Temperaturen von 30 °C ein optimales Wachstum (Samapundo et al. 2005).

Eine Infektion findet vor allem an der Wurzel, Stängel oder dem Kolben statt, sodass es verschiedene Infektionszeitpunkte gibt. Zum Zeitpunkt der Blüte ist das Infektionsrisiko des Kolbens besonders hoch, da zu diesem Zeitpunkt die Hyphen, welche aus Ascosporen oder Konidien ausgekeimt sind, über die Narbenfäden zum Fruchtknoten der Körner oder Spindel entlangwachsen können. Hat währenddessen die Kornbildung begonnen, können die Hyphen die Samenschale befallen und in die Randbereiche des Mehlkörpers eindringen. Das *Fusarium*-Myzel setzt dort Mykotoxine frei, welche die Besiedelung des pflanzlichen Gewebes erleichtern. Des Weiteren können die Fusariosen bis in die Spindel eindringen, wodurch der Nährstofftransport der Leitbündel zu den Kornanlagen unterbrochen ist. Das höchste

Infektionsrisiko besteht in den ersten sechs Tagen der Blüte. Nach zehn Tagen ist der Infektionsweg über die Narbenfäden zum Fruchtknoten der Körner oder Spindel abgeschlossen und bereits nach zwei Wochen können die ersten Symptome auftreten. Da die Körner und Kolben von Lieschblättern umgeben sind, sind die Symptome von außen jedoch häufig nur schwer zu erkennen. Sind die Körner bereits hart, ist es für den Erreger nicht möglich die Körner zu infizieren (Munkvold 2003b; Jansen et al. 2005). Bei einer Infektion zum Blühbeginn entwickeln sich keine Körner, während sich bei einer Infektion während der Blüte Kümmerkörner entwickeln. Bei einer sehr späten Infektion sind häufig keine äußerlichen Symptome zu erkennen, die Körner sind allerdings mit den von *Fusarium* spp. gebildeten Mykotoxinen belastet. Werden mit *Fusarium* befallene Körner im darauffolgenden Jahr als Saatgut verwendet, führt dies zu Keimlingskrankheiten im Mais. (Munkvold and O'Mara 2002; Broders et al. 2007; Varela et al. 2013). Die Sporen oder auch das Myzel haften entweder an der Oberfläche des Saatgutes oder sind bereits im Inneren und verursachen von dort Keimlingskrankheiten (Munkvold and Carlton 1997), welche besonders an Standorten mit ungünstigen Witterungsbedingungen zur Aussaat, wie zu geringe Bodentemperaturen, begünstigt werden. Aufgrund der kühlen Witterung verläuft die Keimung langsamer als in wärmeren Regionen, wodurch das Pathogen einen längeren Zeitraum für eine Infektion des Keimlings zur Verfügung hat (Hurle et al. 2005).

Neben dem Hauptkolben können auch die rudimentären Kolben befallen werden. Ausschlaggebend hierfür ist das eindringende Regenwasser, welches mit Pilzsporen und Pollenresten beladen ist, die sich nach der Bestäubung auf der Blattscheidengrenze der Blätter angesammelt haben. Da die Blattscheiden den Stängel eng umschließen, kann das Wasser nicht abfließen und führt zu einer ständigen Feuchtigkeit um die rudimentären Kolben, was eine Infektion der Lieschblätter und Blattscheiden ermöglicht (Oldenburg et al. 2017).

Schädlinge wie Maiswurzelbohrer oder Maiszünsler, die Eintrittsstellen im Stängel für Sporen von *Fusarium* spp. verursachen, begünstigen eine Infektion des Stängels, was unabhängig des Zeitraums der Blüte ist (Gilbertson et al. 1986; Bottalico 1998).

Des Weiteren kann unabhängig von einem Saatgutbefall eine Infektion der Wurzel- und Stängelfraktion während der ersten Entwicklungsstadien der Maispflanze im Frühjahr durch im Boden vorhandene Ascosporen oder Konidien stattfinden. Beschädigte Wurzelabschnitte sowie der Übergangsbereich von Wurzel- zu Stängelabschnitt dienen häufig als Eintrittsstelle. Der Erreger beginnt von dort aus das Gewebe zu parasitieren, was zu Fäuleprozessen führt (Gilbert and Fernando 2004; Bacon et al. 2008).

2.1.4 Symptomatik an Mais

Erreger der Gattung *Fusarium* befallen die Maispflanze während der gesamten Vegetationszeit über verschiedene Infektionswege und können schwere Krankheiten wie Keimlingsfäule, Wurzel- und Stängelfäule oder Kolbenfäule hervorrufen. (Logrieco et al. 2002; Munkvold and O'Mara 2002; Oldenburg and Ellner 2005; Meissle et al. 2010).

Die ersten Symptome sind zu **Anfang der Vegetation** zu erkennen, wenn die Erreger die **Keimlings-** oder **Wurzelfäule** hervorrufen. Dies kann zu einem Absterben oder zu einer Beeinträchtigung der Keimlinge während der Keimung bzw. des Auflaufens führen und somit das Überleben, das Wachstum und den Ertrag der Pflanze beeinflussen (Dodd and White 1999). Keimlingskrankheiten werden in der europäischen Region insbesondere von den Erregern *F. avenaceum*, *F. graminearum*, *F. verticillioides*, *F. proliferatum*, *F. subglutinans*, oder *F. oxysporum* hervorgerufen (Munkvold and O'Mara 2002; Doohan et al. 2003; Broders et al. 2007; Varela et al. 2013) und sind das Resultat von beschädigtem oder *Fusarium*-infiziertem Saatgut minderer Qualität, was das Saatgut nach der Aussaat vor der Keimung zusätzlich anfällig für boden- oder samenbürtige Pathogene macht. Des Weiteren sind Standorte mit ungünstigen Keimungsbedingungen für Mais oder eine zu frühe Aussaat in nicht ausreichend erwärmte Böden für die Keimlingsfäule begünstigend (Hurle et al. 2005). Als Folge der Keimlingsfäule kommt es vor oder nach dem Auflaufen zu einer braunen oder hellgelblichen Verfärbung und Verkümmern des Keimlings, was zu lückigen Maisbeständen führen kann. Ist das Wurzelsystem durch die Infektion betroffen, so variieren die Symptome von braunen Zonen an den Wurzeln, welche zu einer verminderten Triebkraft führen, bis hin zu schwarzen Verfärbungen, was auf eine vollständige Wurzelfäule und auf ein Absterben des Keimlings hinweist. Die Erreger können bei einer Wurzelinfektion bis zur Basis der Maispflanze vordringen, sodass im späteren Stadium an den Stängeln Fäulnisprozesse auftreten (Oldenburg et al. 2017).

Im weiteren Verlauf der Vegetation können vor allem *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. equiseti*, *F. verticillioides* und *F. proliferatum* die **Wurzel- und Stängelfäule** am Mais verursachen, die zu einem vorzeitigen Absterben der Pflanze führen kann. Der Schweregrad der Krankheit hängt zum Einen davon ab, welche *Fusarium*-Art in welchem Wachstumsstadium die Pflanze infiziert hat und zum Anderen von den Witterungsbedingungen während der Vegetation (Scauflaire et al. 2011; Varela et al. 2013). Schwere Verläufe der Krankheit sind oft die Folge von Stressbedingungen wie Trockenheit oder Staunässe, was die Aufnahme von Wasser und Nährstoffen einschränkt. An den befallenen Wurzeln bilden sich im Laufe der Vegetation hellbraune bis schwarze Verfärbungen, die ineinander übergehen, bis das gesamte Wurzelwerk geschädigt ist und seine Funktionalität verliert (Oldenburg et al. 2017). Die Auswirkungen werden an der Pflanze ab dem Zeitpunkt der Kolbenausbildung

sichtbar, wo sich einzelne Pflanzen im Bestand fahlgrün verfärben und Trockensymptome an den Blättern zeigen. Insbesondere der Kolben hängt mit trockenen Lieschblättern am Stängel herab, welcher äußerlich braune bis schwarze Flecken aufweist. Bei einem ausgeprägtem Befall nimmt die Zahl der Körner je Kolben und das Tausendkorngewicht ab, da die Kornfüllung durch eine Notreife stark beeinträchtigt wird (Hurle et al. 2005). Im Stängelinneren sind schwere Infektionen mit *Fusarium* spp. anhand einer bräunlichen bis rosafarbenen oder lachsfarbenen Verfärbung zu erkennen, welche zu einem Zerfall des Stängelmarks führt (Abbildung 2). Daraufhin ist das Stützgewebe geschwächt und die Standfestigkeit der Pflanze nimmt ab, wodurch Pflanzen bei Wind und Starkniederschlägen umknicken können (Hurle et al. 2005; Oldenburg et al. 2017).



Abbildung 2: Symptome der Stängelfäule an Mais. Durch Myzel rötlich verfärbtes Mark (Birr 2013).

Auch Schädlinge wie Maiswurzelbohrer, Maiszünsler oder Drahtwürmer begünstigen Stängel- und Wurzelfäulen, da aufgrund der zugeführten Schäden Eintrittsstellen für *Fusarium* spp. entstehen (Gilbertson et al. 1986; Gatch and Munkvold 2002). In späteren Stadien der Stängelfäule werden weiße bis hellrosa oder lachsfarbene Pilzschichten auf der Außenseite der Knoten infizierter Stängelabschnitte sichtbar, welche bei Wind zum Aufbrechen neigen. In den erkrankten Stängelabschnitten bilden toxinogene *Fusarium*-Arten wie *F. graminearum* oder *F. culmorum* Mykotoxine, sodass der Stängel kontaminiert ist (Bottalico et al. 1985; Lew et al. 1997).

Die Symptome der ***Fusarium*-Kolbenfäule** treten **nach der Blüte** auf, da die *Fusarium*-Arten die Pflanzen zur Blüte infizieren. Unter den *Fusarium*-Maiskrankheiten ist die Kolbenfäule die bedeutendste, da die Krankheit sich auf die Quantität und Qualität der Kornprodukte für die menschliche und tierische Ernährung auswirkt (Munkvold 2003b; Gromadzka et al. 2016). Die Infektion korreliert stark mit der Blütenbildung von Mais und dessen Bestäubung. Der

männliche Blütenstand wird an einer endständigen Rispe gebildet, während die weiblichen Blütenstände in den Achseln der mittleren Stängelblätter als kurz gestielter Kolben, umgeben von Lieschblättern, sitzen (Bortiri and Hake 2007). Zur Blüte bilden sich bei den weiblichen Blüten lange Narbenfäden, die aus dem Ende des Kolbens herausragen. Während die Lieschblätter eine wirksame Barriere gegenüber einem Pathogenbefall darstellen, können die Erreger jedoch über die freiliegenden Narbenfäden in das Innere des Kolbens gelangen. Bei Verletzungen der Lieschblätter können die Pathogene auch über diesen Weg in das Innere gelangen (Warfield and Davis 1996; Duncan and Howard 2010). Je nach *Fusarium*-Art lässt sich die *Fusarium*-Kolbenfäule in *Gibberella ear rot* (Red ear rot) und *Fusarium ear rot* (Pink ear rot) differenzieren. Zu den Erregern der *Gibberella ear rot*, die hauptsächlich in kühleren Regionen auftritt, zählen vor allem *F. graminearum*, aber auch *F. culmorum*, *F. avenaceum*, *F. cerealis*, *F. poae* und *F. equiseti*. Eine Infektion des Kolbens erfolgt vorwiegend über die Narbenfäden und der Erreger breitet sich in Form eines pinkroten Myzels von der Kolbenspitze weiter nach unten aus (Reid et al. 1999; Munkvold 2003b; Duncan and Howard 2010; Oldenburg and Ellner 2015). Zeitlich verzögert werden auch die sich entwickelnden Körner infiziert, angefangen bei den oberen Körnern, die verblassen oder beige-braune Flecken aufweisen. Später ist eine weiße bis rosarote Myzelschicht auf den Körnern zu beobachten, die sich über die Samenschalen nach unten ausbreitet. Nach einigen Wochen wird von außen ein heller, lachsfarbener bis zimtfarbener Belag auf den Lieschblättern als typisches Krankheitssymptom sichtbar (Abbildung 3) (Hurle et al. 2005; Oldenburg and Ellner 2015).

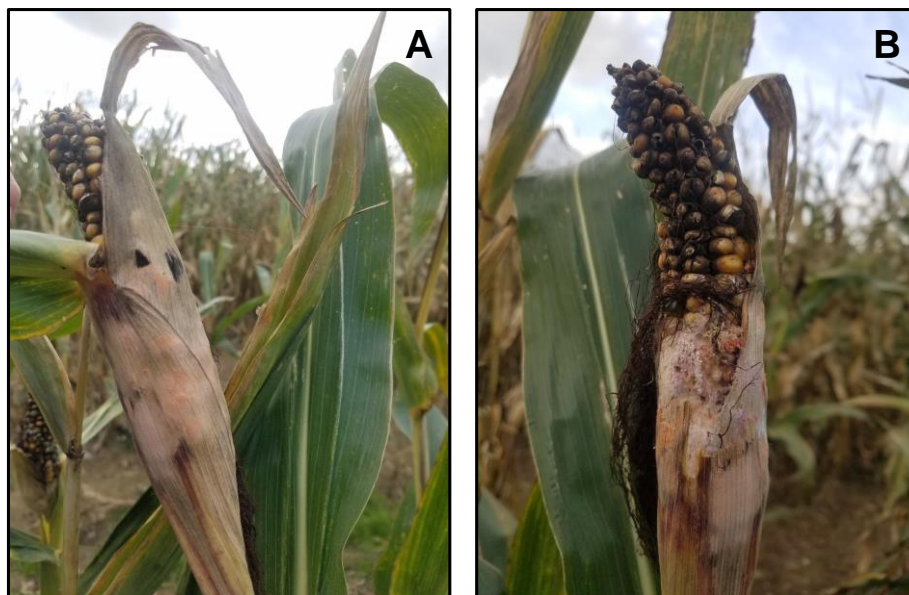


Abbildung 3: Symptombilder der Kolbenfäule an Mais. (A) Befallener Hauptkolben mit Myzel an Lieschblättern, (B) befallene Körner des Hauptkolbens überzogen mit lachsfarbenem Myzel.

In wärmeren und trockeneren Regionen treten insbesondere *F. verticillioides*, *F. proliferatum* und *F. subglutinans* auf, welche die Kolbenfäule *Fusarium ear rot* auslösen (Doohan et al. 2003; Munkvold 2003b). Diese Erreger infizieren den Kolben häufiger über Wunden, verursacht durch Insekten wie den Maiszünsler oder Hagel, als über die Narbenfäden des Kolbens (Desjardins et al. 1998; Munkvold 2003b; Bacon et al. 2008; Duncan and Howard 2010; Scarpino et al. 2015). Typisches Krankheitssymptom der *Fusarium ear rot* ist der Befall einzelner, willkürlicher oder aggregierter Körner mit weißen, leicht rosa gefärbten Myzel und der symptomlose Befall der Körner (Bottalico 1998; Munkvold 2003b).

2.1.5 Mykotoxine

Neben den verursachten Ertragsverlusten ist ein Befall mit *Fusarium* spp. besonders in Hinblick auf die verminderte Qualität von Lebens- oder Futtermitteln durch gebildete Mykotoxine kritisch zu betrachten (Lorenz et al. 2012). Mykotoxine sind Produkte des Sekundärstoffwechsels der *Fusarium*-Arten und werden als sehr giftig, stark kanzerogen und genotoxisch eingestuft. Die Toxizität variiert in den verschiedenen strukturellen Gruppen der Mykotoxine (Desjardins 2006; Nielsen et al. 2011). Die gebildeten Giftstoffe belasten die Ernteprodukte, wodurch es bei dem Verzehr durch Mensch und Tier zu Vergiftungen kommen kann (Bartels and Rodemann 2003) und östrogene, gastrointestinale, urogenitale, vaskuläre und neurologische Erkrankungen ausgelöst werden können. Mutagenen, teratogenen und karzinogenen Auswirkungen sind ebenfalls möglich, sowie eine erhöhte Anfälligkeit für weitere Krankheiten, da sich die Mykotoxine auf das Immunsystem negativ auswirken können (Desjardins 2006). Für die Bewertung der Qualität von Lebens- oder Futtermitteln ist die Analyse der Mykotoxine besonders wichtig, da 20 der 4000 bekannten Substanzen regelmäßig in Nahrungsmitteln vorkommen (Meier 2003).

Mykotoxine können auf verschiedene Wege in die Nahrungsmittel gelangen. Zum einen über die Primär- oder Sekundärkontamination und zum anderen über den sogenannten „carry over“. Bei der Primärkontamination sind die Lebensmittelrohstoffe direkt von Toxinbildnern befallen, welche in „Feld“- und „Lager“-Pilze eingeteilt werden. Die „Feld“-Pilze befallen das Getreide vor der Ernte, während die „Lager“-Pilze bei unsachgemäßer Lagerung im Erntegut entstehen. Zu den „Lager“-Pilzen gehören *Aspergillus*- und *Penicillium*-Arten und zu den „Feld“-Pilzen die *Fusarium*-Erreger, dessen Toxine in den Körnern aber auch in der gesamten Pflanze nachgewiesen werden können, da die Erreger neben den Körnern auch Spindel, rudimentäre Kolbenanlagen und die den Stängel befallen können. Die Gefahr der Mykotoxine ist somit in allen Maisnutzungsrichtungen wie Körnermais, Corn-Cob-Mix (CCM) und Silomais gegeben (Bartels and Rodemann 2003; Oldenburg and Ellner 2011). Die Produktion der Mykotoxine korreliert dabei mit der Stärke des Ausgangsinokulum des Erregers, mit steigender Befallsintensität, steigt auch der Mykotoxingehalt (Birra, 2013). Bei der Sekundärkontamination

hingegen kommt es zum Verderb von Lebensmitteln, wodurch die Mykotoxine gebildet werden können. Bei der dritten Möglichkeit der Kontamination, dem „carry over“, nehmen Tiere mit Mykotoxinen belastete Futtermittel auf. Die Mykotoxine lagern sich in das Gewebe des Tieres ein und können durch dessen Verzehr wiederum vom Menschen aufgenommen werden (Bartels and Rodemann 2003). Mit eins der größten Probleme der Mykotoxine ist die Stabilität gegenüber äußeren Einflüssen wie Hitze, UV-Licht und anderen physikalischen und chemischen Faktoren, sodass weder beim Kochen noch beim Backen die Struktur zerstört wird (Desjardins et al. 1998; Desjardins 2006).

Zu den wichtigsten Gruppen der Mykotoxine zählen die Trichothecene, Fumonisine, und Zearalenone (Desjardins 2006). Aus der Gruppe der **Trichothecene** sind mehr als 40 Substanzen, welche von Fusarien gebildet werden können, bekannt und werden nach ihrem chemischen Aufbau in zwei Gruppen unterteilt. Zum einen in Typ-A Trichothecene und zum anderen in Typ-B Trichothecene. Zu den wichtigsten Mykotoxinen der Typ-A Trichothecene zählen HT-2 und T-2 (Krska et al. 2001), welche z. B. von *F. langsethiae* und *F. sporotrichioides* gebildet werden (Glenn 2007). Bei der Gruppe der Typ-B Trichothecene zählt Deoxynivalenol (DON) zu den wichtigsten Toxinen, da es von allen Mykotoxinen am häufigsten in Getreide und somit auch in Nahrungsmitteln vorkommt (Bartels and Rodemann 2003; Jennings et al. 2004; Schothorst and van Egmond 2004). DON wird hauptsächlich durch *F. graminearum* und *F. culmorum* gebildet, wirkt immunsuppressiv und löst Übelkeit, Erbrechen und Darmblutungen aus (Bartels and Rodemann 2003; Leslie and Summerell 2006). Die Bildung ist eng mit regnerischen Klimata oder warmen-feuchten Bedingungen während der Milchreife verbunden (van der Fels-Klerx et al. 2013) und zeigt auch im Pflanzengewebe negative Auswirkungen, wodurch es zu Welkeerscheinungen und Nekrosen kommt. Neben DON zählt auch Nivalenol (NIV) zu den Typ-B Trichothecenen. Beide hemmen die Synthese von DNA, RNA und Proteinen auf intrazellulärer Ebene und wirken sich somit auf Gewebe mit hoher Zellteilungsrate wie die Leber oder das Immunsystem aus. Des Weiteren beeinflussen sie das zentrale Nervensystem, wodurch es zu neuropsychiatrischen und emotionalen Erkrankungen kommen kann (Desjardins 2006).

Das Mykotoxin **Zearalenon** (ZEA) wird unter anderem von *F. culmorum*, *F. graminearum* und *F. crookwellense* gebildet und zählt zu den Giftstoffen, mit denen die Getreidearten regelmäßig belastet sind (Leslie and Summerell 2006). ZEA konkurriert mit dem körpereigenen Östrogen um die Östrogenrezeptoren und führt bei Warmblütern zu Hyperöstrogenismus, Reproduktions- und Fertilitätsproblemen. Besonders bei Schweinen führt dies zu Scham- und Gesäugeschwellungen, zu einer Vergrößerung des Uterus, Scheinrchtigkeiten, Aborten und Sterilität (Logrieco et al. 2002; Desjardins 2006; Utermark and Karlovsky 2007). ZEA wirkt sich

nicht phytotoxisch auf Pflanzen aus, da z. B. Getreide detoxifizierende Enzyme enthält, welche in der Lage sind ZEA im Pflanzengewebe zu metabolisieren (Desjardins 2006).

Die Mykotoxine Fumonisin B1, B2 und B3 gehören der Gruppe der **Fumonisine** an und werden hauptsächlich von *F. oxysporum*, *F. proliferatum* und *F. verticillioides* gebildet. Die höchste Toxizität von den drei zuvor genannten Fumonisine besitzt das Fumonisin B1, welches auch am häufigsten auftritt (Musser and Plattner 1997; Bottalico 1998; Marín et al. 2004; Santiago et al. 2015; European Food Safety Authority 2017). Die Mykotoxine dieser Gruppe wirken sich hemmend auf die Sphingolidsynthese aus, wodurch das Zellwachstum und die Zelldifferenzierung beeinträchtigt wird (Abbas et al. 1998; Desjardins 2006). Kontaminierte Futtermittel können bei Pferden zu Leukoencephalomalazie (LEM), bei Schweinen zu einem Leber-Syndrom (PSA) und bei Rindern zu einer Veränderung der Leber und der Immunfunktion führen (Harrison et al. 1990). Bei Menschen treten vor allem Herzschwächen auf (Bartels and Rodemann 2003).

Für die Bewertung der Qualität von Lebens- oder Futtermitteln werden diese mittels der Mykotoxin-Analytik im Labor auf Leittoxine wie DON oder ZEA untersucht. Es gibt jedoch auch Mykotoxine, dessen Struktur in der Pflanze durch Enzyme des Entgiftungsprozesses oder während der Lebensmittelherstellung durch chemische Prozesse verändert wurde, welche mit den herkömmlichen analytischen Techniken nicht nachweisbar sind. Diese Derivate werden maskierte Mykotoxine bezeichnet (Gareis et al. 1990, 1990; Humpf and Voss 2004; Tran and Smith 2011; Zachariasova et al. 2012). Der Gesamttoxingehalt wird zur Bewertung somit häufig unterschätzt (Berthiller et al. 2013). Auch Mais ist in der Lage Mykotoxine durch eine Reihe metabolischer Detoxifizierungsschritte zu entgiften. Dass durch *F. culmorum* oder *F. graminearum* gebildete DON wird durch pflanzeigene Enzyme mit Glucose zum nicht phytotoxischen DON-3-Glykosid (D3G) umgewandelt. Es ist somit „maskiert“ (Poppenberger et al. 2003). Pflanzliche Metabolite sind bisher für die Mykotoxine DON, NIV, Fusarenon-X, T-2 Toxin, HT-2 Toxin, ZEA, Ochratoxin, Destruxin und Fusarinsäure identifiziert worden. Die maskierten Mykotoxine können jedoch z. B. während der Verdauung wieder ihre Ausgangsform erlangen, weshalb eine Berücksichtigung im Rahmen der Futter- und Lebensmittelsicherheit erforderlich ist um die tatsächliche Mykotoxinbelastung richtig bewerten zu können (Berthiller et al. 2013). Seit 2006 gilt die EU-weite Mykotoxin-Höchstmengenverordnung (EG Nr. 1881/2006), welche die zulässigen Höchstgehalte für die *Fusarium*-Toxine DON und ZEA aber auch für Fumonisine (Fumonisin B1 + B2) regelt. Diese Verordnung soll den Verbraucher vor den gesundheitlichen Risiken schützen, die mit der Aufnahme von Mykotoxinen verbunden sind. Im Jahr 2007 wurde diese durch eine weitere Verordnung (EG Nr. 1126/2007) geändert. Die Einhaltung der Höchstmengen wird überprüft und bei deren Überschreitung dürfen diese Lebensmittelerzeugnisse nicht vermarktet werden.

Die Grenzwerte variieren je nach Toxin. In unverarbeitetem Mais darf der Grenzwert für DON von 1750 µg/kg nicht überschritten werden, während der Grenzwert von ZEA mit 350 µg/kg deutlich niedriger ist. Für Futtermittel gelten die festgelegten Höchstmengen jedoch nicht. Es bestehen nur Richtwerte, die auf die unterschiedliche Anfälligkeit einzelner Nutztierarten gegenüber bestimmter Mykotoxine aufgebaut sind. Die Richtwerte in den Futtermitteln für Schweine sowie Ferkel und Jungsaugen sind besonders niedrig angesetzt (bei DON beträgt der Richtwert 900 µg/kg, während er für ZEA bei 250 µg/kg liegt), da Monogastrier im Vergleich zu Wiederkäuern besonders empfindlich auf eine Kontamination mit den Mykotoxinen reagieren (Logrieco et al. 2002; Desjardins 2006). Für Rinder liegt der Richtwert einer DON-Belastung bei 5000 µg/kg, während der Richtwert von ZEA 500 µg/kg beträgt.

2.2 *Rhizoctonia solani*

2.2.1 Taxonomie

Eingeordnet wird die Gattung *Rhizoctonia* spp. der Unterabteilung der *Basidiomycota*, genauer in die Klasse der *Agaricomycetes*. Die Arten von *Rhizoctonia* spp. werden anhand der Myzelfarbe, der Anzahl der Kerne pro vegetativer Hyphenzelle und der Morphologie ihrer teleomorphen (sexuellen) Form unterschieden. Die Art *Rhizoctonia solani* stellt die anamorphe (asexuelle) Form dar, während *Tanetophorus cucumeris* die teleomorphe Form des Erregers darstellt (Ogoshi 1975a).

Isolate der Art *R. solani* werden des Weiteren aufgrund ihrer Fähigkeit zur Hyphenfusion (Anastomose) in somatisch inkompatible Gruppen, so genannte Anastomose-Gruppen (AG), eingeteilt (Sneh et al. 1994; Carling et al. 1999; Carling et al. 2002). Isolate einer AG bilden Anastomosen, bei denen die Zellkerne ausgetauscht werden, was eine asexuelle genetische Veränderung ermöglicht (Vilgalys and Cubeta 1994; Carling 1996; Macnish et al. 1997). Aufgrund der Frequenz der Hyphenfusion kann die AG 2 in die Typen AG 2-1 und AG 2-2 differenziert werden, da die Hyphenfusion innerhalb eines Typs häufiger auftritt als zwischen den Typen (Ogoshi 1975b). Eine weitere Unterteilung in intraspezifische Gruppen (ISG) erfolgt nach Pathogenität, Wirtsspezifität, Koloniemorphologie und nach genetischen Unterschieden (Ogoshi 1987; Carling 1996). Im Fall der AG 2-2 ist somit eine weitere Untergliederung in die ISG AG 2-2 IIIB und AG 2-2 IV möglich. So befällt *R. solani* AG 2-2 IIIB vor allem *Gramineen* wie Mais und *Chenopodiaceae* wie die Zuckerrübe, während *R. solani* AG 2-2 IV hingegen ausschließlich *Chenopodiaceae* wie die Zuckerrübe befällt (Anderson 1982).

2.2.2 Verbreitung und Bedeutung

Pilze der Gattung *Rhizoctonia*, welche einen heterogenen Komplex bodenbürtiger Pilze beschreibt, sind weltweit in ackerbaulich genutzten Böden verbreitet und parasitieren an zahlreichen Kulturpflanzen wie z. B. Mais, Zuckerrübe, Reis, Tabak oder auch Kreuzblütler, wo sie Keimlings-, Wurzel- und Fruchtfäulen sowie Blattkrankheiten hervorrufen können. Dies kann zu teils schweren Ertragsverlusten führen (Gonzalez Garcia et al. 2006; Murray and Brennan 2009a, 2009b; Anees et al. 2010). Da sich die Vertreter dieser Gattung in Morphologie und Pathologie unterscheiden, ist die wirtschaftliche Bedeutung eines Befalls mit *Rhizoctonia* spp. immer in Abhängigkeit der betrachteten AG bzw. ISG sowie der Kulturpflanze und dem befallenen Pflanzenorgan zu beurteilen (Ogoshi 1987; Carling 1996). Der Erreger der *Rhizoctonia*-Rübenfäule AG 2-2 IIIB der Art *R. solani* befällt in erster Linie wirtschaftlich bedeutende *Gramineen* wie Mais und Reis, aber auch Leguminosen wie Sojabohnen oder *Chenopodiaceae* wie Zuckerrüben und ist aufgrund der großen Anzahl an Wirtspflanzen ein weltweit auftretendes Pathogen (Anderson 1982; Ogoshi 1987; Sneh et al. 1994). In Deutschland ist dessen Verbreitung in den Anbauregionen der Zuckerrübe besonders stark, aber auch in Mais nimmt die Bedeutung zu (Buddemeyer et al. 2004; Thomsen et al. 2018). Im Mais schädigt dieser Erreger insbesondere den Wurzelapparat und erhöht somit das Risiko der Lagerneigung, was wiederum zu einem reduzierten Ertrag führen kann (Führer Ithurrart et al. 2004). In den Untersuchungen von Buddemeyer et al. 2004 wurde bei einem Befall eine Reduktion der Frischmasse um 37 % und des Kornertrags um 12 % im Vergleich zu einem gesunden Bestand nachgewiesen. Angesichts der steigenden Maisanbaufläche werden die Bedeutung und das Risiko von Ertragsminderungen weiter zunehmen.

2.2.3 Biologie und Infektionszyklus

Für den Entwicklungszyklus der Gattung *Rhizoctonia* spp. wird die anamorphe Phase als dominierend angesehen (Cubeta and Vilgalys 1997). Eine Charakterisierung von *R. solani* erfolgt anhand der vegetativen Hyphen, welche rechtwinklig verzweigt sind und mit einer Septierung am Bildungsort der Verzweigung einhergehen. Die Hyphen werden durch dolipore Septen zellartig unterteilt, die eine freie Bewegung des Cytoplasmas, der Mitochondrien und Kerne ermöglichen. Junge Hyphen sind zunächst hyalin, während das ausgewachsene Myzel aufgrund des Melaningehaltes braun gefärbt ist (Butler and Bracker 1970; Parmeter and Whitney 1970; Ogoshi 1975a). Zusätzlich bildet *R. solani* kompakte Zellen, die als monilioide Zellen bezeichnet werden. Die monilioiden Zellen können miteinander verschmelzen und harte Strukturen bilden, die Sklerotien, welche eine dickwandige Überdauerungsform darstellen und in der Lage sind mehrere Jahre ungünstige Umweltbedingungen, wie Frost oder das Fehlen von Wirtspflanzen, zu überstehen (Tredway and Burpee 2001).

Die Infektion der Wirtspflanze erfolgt primär bodenbürtig über vegetatives Myzel sowie auskeimende Sklerotien (Abbildung 4). Das Myzelwachstum wird durch Wurzelexudate der Wirtspflanze, wie z. B. Aminosäuren, Zucker, organische Säuren oder auch Phenole, angeregt (Flentje et al. 1963). Durch das Bilden von dickwandigen Laufhyphen ist der Erreger in der Lage mehrere Millimeter auf der Oberfläche von Wirtspflanzen, im Boden oder auf Nährmedien zurückzulegen und in Richtung der Wirtspflanze zu wachsen (Tredway and Burpee 2001). Von diesen Laufhyphen aus bilden sich auf der Wirtsoberfläche so genannte Infektionskissen, aus denen eine größere Anzahl an Appressorien hervorgehen, von denen aus das intakte Wirtsgewebe mit Infektionshyphen penetriert wird (Abbildung 4).

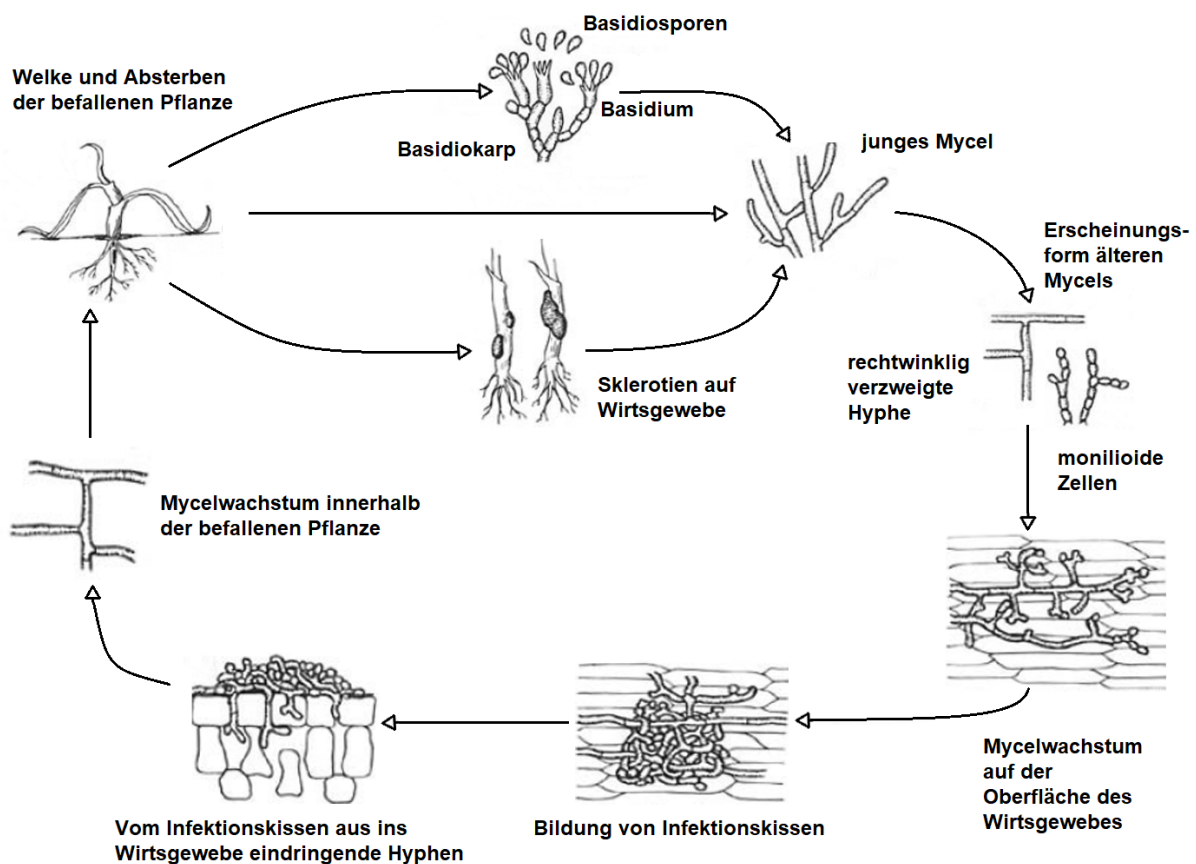


Abbildung 4: Lebens- und Infektionszyklus von *Rhizoctonia* spp. (Tredway und Burpee 2001).

Des Weiteren kann auch eine Infektion durch das Einwachsen von Hyphen über natürliche Öffnungen wie Stomata oder Verletzungen der Wirtsoberfläche erfolgen (Dodman and Flentje 1970). Um das Eindringen zu erleichtern, produziert *R. solani* Zellwand-abbauende und Gewebe-erweichende Enzyme wie z. B. Cellulasen und Pektinasen (Bateman and Basham 1976; Marcus et al. 1986; Bertagnolli et al. 1996; Lakshman et al. 2008). Die Ausbreitung des Erregers im Inneren der Wirtspflanze wird durch die Bildung hydrolytischer Enzyme und Toxine ermöglicht, welche zu einem Abbau der Zellwände um die Eintrittsstelle führen. Das Hyphenwachstum im Inneren erfolgt somit in dem degradierten Gewebe inter- oder

intrazellulär, was zu örtlich begrenzten Läsionen bzw. zum Absterben des Wurzelapparates führt. Dies deutet auf die nekrotrophe bis hemibiotrophe Ernährungsweise hin. Das vegetative Myzel ist somit in der Lage längere Zeiträume auf abgestorbenen Pflanzenresten zu überdauern (Kenning and Hanchey 1980; Tredway and Burpee 2001; Gonzalez Garcia et al. 2006).

Der Entwicklungszyklus findet nahezu vollständig unterirdisch statt und wird somit direkt von bodenphysikalischen und –chemischen Eigenschaften beeinflusst (Garbeva et al. 2004). Während das Myzelwachstum bei einer Temperatur von 2 bis 36 °C stattfindet, findet eine erfolgreiche Infektion erst ab 20 °C statt. Des Weiteren ist für ein Myzelwachstum ein pH-Wert, der Auswirkungen auf die Permeabilität von Membranen und somit auf die Aufnahmefähigkeit von Nährstoffen hat, von 5,0 bis 8,0 erforderlich (Deacon 1980; Dorrance et al. 2003; Grosch and Kofoet 2003; Kaminski and Verma 2009; Khan et al. 2009). Ein weiterer Einflussfaktor für eine erfolgreiche Infektion stellt die Bodenwasserkapazität von mindestens 25 % dar. Je höher die Bodenwasserkapazität, desto erfolgreicher kann eine Infektion stattfinden (Dorrance et al. 2003; Bolton et al. 2010).

Neben der Infektion der Wirtspflanze über vegetatives Myzel oder auskeimenden Sklerotien, kann ein Befall zusätzlich oberirdisch über sexuelle, windbürtige Basidiosporen erfolgen (Abbildung 4). Basidiosporen tragen zur Verbreitung mittels Wind über größere Distanzen bei und erzeugen eine genetische Variation (Tredway and Burpee 2001). Die Umweltbedingungen unter denen sich Arten von *Rhizoctonia* spp. sexuell vermehren unterscheiden sich aufgrund der genetischen Heterogenität zum Teil sehr stark. Die Sporulation wird unter anderem durch einen kontinuierlichen Luftaustausch und einer Temperatur zwischen 20 und 30 °C gefördert (Gonzalez Garcia et al. 2006). Licht beschleunigt die Bildung der Hyphen, hemmt jedoch die Reifung der Basidiosporen (Uchida et al. 2018). Erfolgt eine Bildung der sexuellen Basidiosporen auf dem Wirtsgewebe oder auf der Bodenoberfläche nahe der Wirtspflanze, können diese durch windbürtige Verbreitung auf allen oberirdischen Organen unter günstigen Umweltbedingungen eine Epidemie auslösen und Blatterkrankungen sowie Stängel- und Fruchtfäulen hervorrufen (Baker 1970; Ogoshi 1987). Die Bildung von asexuellen Sporen ist bislang nicht bekannt (Gonzalez Garcia et al. 2006).

2.2.4 Symptomatik an Mais

Eine Infektion von Mais durch *Rhizoctonia solani* AG 2-2 IIIB zeigt sich in viele Fällen durch ein Absterben des Maiskeimlings vor oder kurz nach dem Auflaufen (Abbildung 5, A). Häufig ist in diesem Fall eine typische kornenzieherartige Verkrümmung des Keimlings zu erkennen (Abbildung 5, B), während an den Kronen- und Adventivwurzeln Einschnürungen zu beobachten sind (Abbildung 5, C). Je nach Befallsstärke kann dies zu einem Absterben der

Wurzeln führen, was wiederum eine Lagerneigung begünstigt (Buddemeyer et al. 2004). Die verursachte Wurzelfäule führt aufgrund der verminderten Aufnahme von Wasser und Nährstoffen zu dem zuvor genannten Absterben des Keimlings (Paulitz et al. 2002). Bei einem geringeren Befall, der nicht zum Absterben des Keimlings führt, können sich an älteren Pflanzen aufgrund der Infektion runde bis elliptische, hell- bis dunkelbraune oder schwarze, eingetrocknete Läsionen bilden (Buddemeyer et al. 2004).

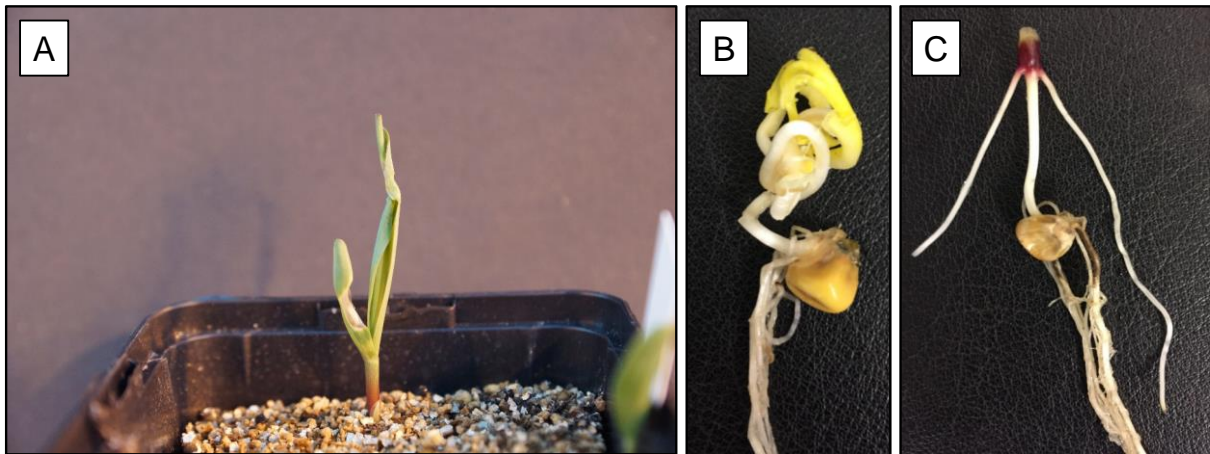


Abbildung 5: Symptome einer Infektion des Maiskeimlings mit *Rhizoctonia solani* AG 2-2 IIIB: (A) Schädigung des Wurzelapparates, (B) kornenzieherartige Verkrümmung des Keimlings, (C) Absterben eines Keimlings kurz nach dem Auflaufen.

2.3 Strategien zur Bekämpfung von *Fusarium* spp. und *Rhizoctonia solani*

Das folgende Kapitel wird mögliche Strategien zur Bekämpfung von *Fusarium* spp. und *Rhizoctonia solani* vorstellen. Aufgrund des Fokus dieser Arbeit auf die Saatgutbehandlungsmethoden im Mais, wird hauptsächlich auf diese in den Kapiteln 2.3.2 und 2.3.3 eingegangen. Auf die Erläuterung der Blütenapplikation o.ä. wird somit verzichtet.

Wie zuvor dargestellt, gibt es einige Faktoren, die einen Befall von Mais mit *Fusarium* spp. oder *R. solani* begünstigen. Neben der nicht steuerbaren Einflussgröße Witterung, ist es möglich das Risiko einer Infektion im Vorwege über indirekte Pflanzenschutzmaßnahmen zu reduzieren. Für die Stärke des Ausgangsinokulum im Boden, sind insbesondere die Vorfrucht sowie die Bodenbearbeitung von besonderer Bedeutung. Des Weiteren ist die Wahl der Sorte wie auch der Saatzeitpunkt ausschlaggebend. Können diese Maßnahmen nicht eingehalten werden oder besteht dennoch ein erhöhtes Risiko einer Infektion, so kann das Saatgut mittels biologischer, physikalischer oder auch chemischer Pflanzenschutzmaßnahmen vor einem boden- oder samenbürtigen Befall geschützt werden. Im Folgenden wird auf alle Maßnahmen eingegangen.

2.3.1 Indirekte Pflanzenschutzmaßnahmen

Zu den wichtigsten Faktoren, die das Risiko eines *Fusarium*-Befalls im Feld erheblich erhöhen, gehören Ernterückstände, Bodenbearbeitungspraktiken oder die Verwendung anfälliger Sorten (Munkvold 2003b; Maiorano et al. 2008; Blandino et al. 2010). Ähnliches gilt auch für das Befallrisiko mit *Rhizoctonia solani*, welches durch eine Fruchtfolge mit vielen Wirtspflanzen, zurückbleibenden Ernterückständen auf der Bodenoberfläche oder auch durch Bodenverdichtung begünstigt wird (Otten et al. 2001; Buddemeyer et al. 2004). Ziel der indirekten Pflanzenschutzmaßnahmen ist es, die Bedingungen, unter denen die Kulturpflanzen angebaut werden, so zu verändern, dass eine Infektion durch den betreffenden Erreger deutlich verringert wird.

Fruchtfolge

Die Fruchtfolge hat bei diversen Erregern eine große Auswirkung auf das Inokulumpotential. *R. solani* ist mit diesem Faktor jedoch nur schwer zu kontrollieren, da der Erreger eine Vielzahl an Wirtspflanzen befällt, die häufig in einer Fruchtfolge angebaut werden (Cook et al. 2002). Enge Fruchtfolgen, die hohe Anteile an Mais und Zuckerrübe enthalten, führen jedoch zu einem deutlichen Anstieg des Inokulumpotentials (Führer Ithurrart et al. 2004).

Das Ausgangsinokulum von *Fusarium* spp. kann mit der Wahl der Vorfrucht deutlich reduziert werden. Die Menge der auf dem Feld verbleibenden Ernterückstände steht hierbei besonders im Fokus, da der Erreger auf den Ernterückständen bis zu 2 Jahren überdauern kann. Das Inokulumpotential ergibt sich somit aus zwei zusammenhängenden Faktoren: Vorfrucht und Bodenbearbeitung, da die Ernterückstände von Wirtspflanzen ausschlaggebend sind (Cotten and Munkvold 1998; Bartels and Rodemann 2003; Blandino et al. 2010). Fruchtfolgen mit hohem Getreide- und Maisanteil weisen ein erhöhtes Inokulumpotential auf, da sie zum einen Wirtspflanzen von *Fusarium* spp. darstellen und zum anderen vermehrt Stoppel- und Erntereste auf dem Feld hinterlassen (Bernhoft et al. 2012). Stängelreste zersetzen sich nur sehr langsam, sodass der Erreger auf diesen besonders lange überdauern kann (Sutton 1982). Im Vergleich zum Getreidestroh dauert die Zersetzung des verholzten Maisstängels länger an, sodass die Erntereste von Mais ein größeres Risiko für die Folgefrucht darstellen. Der stärkste Befall konnte im Weizen festgestellt werden, dessen Vorfrucht Mais war. Für das Inokulumpotential von Mais ist außerdem die Nutzungsrichtung von Bedeutung. Körnermais ist in diesem Zusammenhang noch kritischer als Silomais zu betrachten, da vom Körnermais lediglich die Körner geerntet werden, während der Rest der Pflanze auf dem Feld zurückbleibt. Im Gegensatz dazu wird bei der Nutzungsrichtung Silomais die gesamte Pflanze geerntet, sodass die Menge an verbleibenden Ernteresten bei der Nutzungsrichtung Körnermais um ein Vielfaches höher ist als beim Silomais. Körnermais hinterlässt der Folgefrucht also ein höheres

Inokulumpotential als Silomais (Obst et al. 1997). Je höher der Getreideanteil in der Fruchtfolge, desto mehr verstärkt sich das Inokulumpotential. Am größten ist die Problematik, wenn die Wirtspflanze in Monokultur angebaut wird, z. B. Mais- oder Weizenmonokultur (Munkvold 2003a; Blandino et al. 2010). Blattfrüchte wie Zuckerrübe oder Leguminosen hingegen eignen sich sehr gut als Vorfrucht um das Inokulumpotential zu reduzieren, da diese nicht demselben Wirtschaftskreis angehören (Obst et al. 1997).

Bodenbearbeitung

Wie in Kapitel 2.1.3 und 2.2.3 erläutert, überdauern die Erreger *R. solani* und *Fusarium* spp. im Boden bzw. auf Stoppeln der Vorfrucht auf und im Boden. Die Wahl und Intensität der Bodenbearbeitung und die damit einhergehende Menge an Ernterückständen auf der Bodenoberfläche, beeinflusst somit wie zuvor beschrieben direkt die Inokulumstärke auf und im Boden. Bodenbearbeitungsverfahren wie Direktsaat oder Minimalbodenbearbeitung, welche große Mengen an Stoppelresten auf der Bodenoberfläche bzw. in geringen Bodentiefen (Saathorizont) hinterlassen, fördern die Vermehrung der Pathogene im Boden, da die Erntereste als Nahrungsquelle dienen (Rovira 1986; Paulitz et al. 2002). Es wurde aber auch beobachtet, dass die Überlebensdauer auf Ernteresten, die in 30 cm Tiefe vergraben waren, länger war als auf Ernteresten, die auf der Bodenoberfläche lagen (Nyvall 1970). Die Wachstumsrate des Erregers ist auf der Bodenoberfläche allerdings dreimal so schnell wie im Boden. Grund dafür ist die begrenzte Sauerstoffversorgung im Boden (MacDonald 1994). Allgemein gilt, dass sich Pilzerreger im Boden überwiegend über das luftgefüllte Porenvolumen verbreiten (Otten and Gilligan 1998; Otten et al. 1999). Neben der Vermeidung von Ernteresten ist besonders für die Bekämpfung von *R. solani* die Bodenbeschaffenheit von Bedeutung. Unter nahezu mit Wasser gesättigten Bodenverhältnissen ist die Ausbreitung des Erregers auf ein kleines Volumen beschränkt, sodass sich kleine dichte Kolonien bilden. Bei gut vernetzten luftgefüllten Grobporen bilden sich hingegen größere Kolonien mit geringerer Biomassendichte (Otten et al. 1999). Unter normalen Wasserbedingungen gilt ebenfalls, je niedriger der Anteil an Feinporen, desto besser das Myzelwachstum im Boden, da die Hyphen von *R. solani* bevorzugt den größeren Poren folgen (Otten and Gilligan 2006). Eine wendende Bodenbearbeitung reduziert den Erreger im Boden, indem das Myzelnetz fragmentiert wird und die Ernterückstände in den Boden eingemischt werden, wo Mikroorganismen diese zersetzen (Pumphrey 1987). Werden die infizierten Erntereste zu tief untergepflügt, erfolgt eine Konservierung des Inokulums in den weniger aktiven Bodenschichten. Bei der darauffolgenden Bodenbearbeitung gelangen diese wieder in die oberen Bodenschichten und können einen erneuten Befall bewirken (Schlüter et al. 2006).

Sortenwahl

Zusätzlich zur Fruchtfolge und der Bodenbearbeitung kann die Wahl toleranter bzw. resistenter Sorten eine kostengünstige und effektive Möglichkeit sein, um den Befall zu reduzieren. Studien haben gezeigt, dass es gegenüber *R. solani* wenige tolerante Maissorten gibt, diese jedoch in der Bundessortenliste nicht aufgeführt werden und somit für den Landwirt nur schwer nachzuvollziehen sind (Fähler and Petersen 2004; Bundessortenamt 2019). Gegenüber *Fusarium* spp. sind zur Zeit ebenfalls keine resistenten Sorten verfügbar, es sind jedoch einige QTL's und Kandidatengene identifiziert worden, sodass die Züchtung auf Resistenz beschleunigt werden kann (Maschietto et al. 2017). Tolerante Sorten hingegen sind vorhanden und bekannt, doch gibt es nur vereinzelt eine Klassifizierung bezüglich der Toleranz gegenüber *Fusarium* spp. in der Bundessortenliste. Die Entwicklung von resistenten bzw. toleranten Sorten gegenüber *Fusarium* spp. sollte bei der Reduktion des Befalls vorrangig sein, doch ist die Resistenz ein sehr komplexes quantitatives Merkmal und ist abhängig von der Umwelt und der Genotyp-Umwelt-Wechselwirkung (Buerstmayr et al. 2009). Häufig weisen frühreife Sorten ein geringeres Befallsrisiko im Vergleich zu spätreifen Sorten auf, welche länger grün bleiben und dem Erreger bessere Entwicklungsbedingungen bieten (Sutton 1982; Kebebe et al. 2015). Da bei Mais häufig mit einem *Fusarium*-Befall gerechnet werden muss und sich das Befallsrisiko allein mit Anpassungen der Bodenbearbeitung und der Fruchtfolge nicht ausreichend vermindern lässt, sollte die *Fusarium*-Anfälligkeit der Maissorten möglichst gering sein (Musa et al. 2011).

Saatstärke und -zeitpunkt

Auch die Saatstärke und der –zeitpunkt sind besonders bei bodenbürtigen Erregern von Bedeutung. Hohe Bestandesdichten können zu Wasser- und Nährstoffmangel der Pflanzen führen, wodurch deren Anfälligkeit erhöht wird (Blandino et al. 2008). Um hohe Erträge zu erzielen, ist es erforderlich die Aussaat relativ früh im Jahr durchzuführen, um die Vegetationsperiode voll auszunutzen (Wilson et al. 1994). Die Keimung des Saatguts kann jedoch bei einer frühen Aussaat, aufgrund niedriger Bodentemperaturen im Frühjahr, gehemmt werden (Hayhoe et al. 1996). Verspätetes oder reduziertes Auflaufen kann den Ertrag erheblich verringern. Des Weiteren steuert die Bodentemperatur die Entwicklungsrate von Maispflanzen bis zum Sechsstadium, da das Pflanzenmeristem bis zu diesem Stadium unter dem Bodenniveau liegt (Stone et al. 1999). Mais sollte dementsprechend nur dann ausgesät werden, wenn die Bodentemperatur konstant $> 9\text{ °C}$ ist, unterhalb findet keine Keimung statt (Warrington and Kanemasu 1983). Während die Hyphen von *R. solani* in einem Temperaturbereich von 2 bis 36 °C wachsen, liegt der optimale Bereich bei 20 °C . Ähnliches gilt für *Fusarium* spp. (Dorrance et al. 2003; Khan et al. 2009; Reyes Gaige et al. 2019). Eine frühe Aussaat kann sich dementsprechend bei $> 10\text{ °C}$ positiv auf den Aufgang auswirken, da

das Wachstum der Hyphen langsam verläuft. Bei einer späten Aussaat ist die Wahrscheinlichkeit von Temperaturen um die 20 °C größer, bei welchen die optimalen Bedingungen für eine Infektion mit den Erregern vorherrschen. Aufgrund der kühlen Witterung verläuft jedoch auch die Keimung langsamer ab, sodass das Pathogen einen längeren Zeitraum für eine Infektion des Keimlings zur Verfügung hat (Hurle et al. 2005).

2.3.2 Chemische Pflanzenschutzmaßnahmen

Die Saatgutbehandlung mit Fungiziden zählt zu den möglichen chemischen Pflanzenschutzmaßnahmen gegenüber bodenbürtigen Pathogenen, da oberirdische chemische Pflanzenschutzmaßnahmen den Zielorganismus nicht erreichen und somit nicht wirksam sind. Im Vergleich zu einer Blattapplikation mit Fungiziden stellt die chemische Saatgutbehandlung eine umweltschonendere Maßnahme dar, da aufgrund der lokalen Behandlung geringere Aufwandmengen benötigt werden (Börner et al. 2009). Kommerziell produziertes Saatgut wird in der Regel mit Fungiziden gebeizt im Handel angeboten, um so das Saatgut nach der Aussaat gegenüber einer Infektion mit samen- und bodenbürtigen Pilzerregern zu schützen. Der Einsatz chemischer Pflanzenschutzmittel für die Saatgutbehandlung ist in nahezu allen Kulturarten eine gängige Methode (Leslie and Summerell 2006). Die Zahl der zugelassenen Wirkstoffe ist hierbei jedoch nicht sehr groß, was wiederum die Resistenzentwicklung der Pathogene fördert. Gegenüber dem bodenbürtigen Erreger *R. solani* sind zurzeit zwei Fungizide als Saatgutbehandlung im Mais zugelassen. Zum einen das Vibrance XL[®] (Fludioxonil, Metalaxyl-M + Sedaxane) und das Vibrance 500 FS[®] (Sedaxane). Das Präparat Vibrance XL[®] wirkt ebenfalls gegenüber *Fusarium* spp. Des Weiteren sind die Präparate Maxim Quattro[®] (Thiabendazol + Fludioxonil + Azoxystrobin + Metalaxyl-M), MAXIM XL[®] (Fludioxonil + Metalaxyl-M) und Redigo M[®] (Metalaxyl + Prothioconazol) als Saatgutbehandlung im Mais gegen *Fusarium*-Arten zugelassen (BVL 2020b). Anfang des Jahres 2019 hat der Wirkstoff Thiram seine Zulassung als fungizide Beize gegen *Fusarium*-Arten verloren, sodass vier verschiedene Beizmittel mit diesem Wirkstoff ebenfalls ihre Zulassung verloren (BVL 2020a).

Der Wirkstoff Thiram zählte bis zu dem Entzug der Zulassung zu den Standardbeizmitteln im Mais und wurde aus diesem Grund auch als chemische Referenz in diesem Projekt ausgewählt, weshalb der Wirkstoff im Folgenden näher vorgestellt wird. Thiram (Tetramethylthiuramdisulfid = TMTD) gehört zu der Gruppe der Dimethyl-Dithiocarbamate und zählt zu den protektiven Fungiziden. Der Wirkstoff wurde vor allem im Kernobst-, Gemüse- und Zierpflanzenbau eingesetzt sowie als Beizmittel gegen Auflaufkrankheiten in Rüben, Mais, Reis, Erdnuss, Baumwolle, Zierpflanzen und Gemüse (BVL 2009). Durch eine Saatgutbehandlung bildet sich um das Korn ein Hemmhof, der das Eindringen von bodenbürtigen Pathogenen verhindert und das Wachstum samenbürtiger Pathogene hemmt.

Als nicht systemisches, protektives Kontaktfungizid verhindert Thiram die Sporenkeimung und das Myzelwachstum. Das Saatkorn wird für zwei bis drei Wochen gegen Auflauf- und Wurzelkrankheiten geschützt, je nach Aktivität des Bodens kann die Stabilität des Wirkstoffes beeinflusst werden (Kataria and Gisi 1996). Unter stark humosen Bedingungen kann der Wirkstoff bereits eine Woche nach der Ausbringung abgebaut sein, während der Abbau in sandigem Boden bis zu zwei Monate dauern kann (Richardson 1954).

Aufgrund mangelnder Information zu Abbauprodukten und dem endokrinen Potenzial wurde mit der Durchführungsverordnung (EU) 2018/1500 entschieden, die Zulassung des Wirkstoffes Thiram nicht zu verlängern (Europäische Kommission 2018). Zurzeit sind, wie zuvor erläutert, noch weitere Mittel auf dem Markt, doch ist davon auszugehen, dass weitere Wirkstoffe ihre Zulassung verlieren werden. Die Entwicklung neuer Alternativen, wie die physikalische oder die biologische Saatgutbehandlung zur Bekämpfung von boden- oder samenbürtigen Pathogenen, wird somit immer wichtiger. In den folgenden Kapiteln werden solche Alternativen vorgestellt.

2.3.3 Physikalische Pflanzenschutzmaßnahmen

Eine physikalische Pflanzenschutzmaßnahme stellt die niederenergetische Elektronenbehandlung dar, welche in der Lage ist das Saatgut vor der Aussaat zu desinfizieren (Röder et al. 2009). Dessen kostengünstige Behandlung führte in den letzten Jahren dazu, dass diese Technologie heute eine umweltfreundliche Alternative zur herkömmlichen chemischen Saatgutbehandlung gegen samenbürtige Erreger darstellt (Cutrubinis et al. 2005). Der zunehmende Druck der Öffentlichkeit und die Regulierungen der zugelassenen chemischen Wirkstoffe führen dazu, dass diese Technologie weiter in den Fokus rückt (Ahmed 2001).

Niederenergetische Elektronenstrahlen gehören zur Elektronenstrahlentechnologie, die sich in hochenergetische (> 300 keV) und niederenergetische Elektronenstrahlen (< 300 keV) unterscheiden lassen. Kinetische Energie und Dichte des zu behandelnden Materials bestimmen die Eindringtiefe der Elektronen. Je höher die Energie der Elektronen, desto tiefer die Eindringtiefe. So können hochenergetische Elektronen bis zu einigen Zentimetern tief eindringen und eignen sich zur Dekontamination, Sterilisation und Pasteurisierung von Lebensmitteln, Kosmetika und Pharmazeutika, nicht aber zur Behandlung von Saatgut gegenüber samenbürtigen Erregern. Im Gegensatz dazu eignen sich die niederenergetischen Elektronen für die Desinfektion von Saatgut, wenn der Behandlungsprozess gut angepasst ist und Energien von weniger als 160 keV verwendet werden, da der Embryo im Inneren nicht beschädigt werden darf. Während der Behandlung verlieren die beschleunigten Elektronen durch die Wechselwirkung mit der Materie ihre kinetische Energie und es kommt zu

ionisierenden Effekten (Urgiles et al. 2007). Die ionisierende Wirkung der Elektronen führt bei dem Pathogen zu einer Schädigung der DNA und zu erhöhten Mutationsraten, sodass das weitere Wachstum und die Reproduktion unterbunden werden. Es führt zu einem Absterben des Pathogens (Cutrubinis et al. 2005; Röder et al. 2009). Der Umfang der Schädigung hängt von der Strahlendosis, dem Mikroorganismenstamm und dessen Radiosensitivität ab (Tauxe 2001; Nemțanu et al. 2014). Solch eine Technologie namens e-ventus[®] wurde in Deutschland zur Desinfektion von Saatgut entwickelt, um diverse Krankheitserreger (Pilze, Bakterien, Viren, Schadinsekten) zu bekämpfen. Besonders gute Ergebnisse konnte für die Behandlung im Weizen gegenüber *Tilletia caries* oder *Urocystis occulta* beobachtet werden (Jahn et al. 2005). Der Einsatz der neueren Technologie EVONTA[®] e-3 ermöglicht die automatische Einstellung der Penetration und der Dosis von Elektronen mittels Protokollen, die alle wesentlichen Parameter für die automatische Produktion enthalten. Die Eindringtiefe kann je nach Art und Morphologie des Saatgutes zwischen ca. 10 und 200 µm gesteuert werden. Durch die geringe statistische Streuung der Energiedosis auf der Saatgutoberfläche bei Verwendung der EVONTA[®] e-3 Nenndosis kann eine wesentlich geringere Dosis als die üblichen 12 Kilogray (kGy) appliziert werden. Dadurch wird eine maximale Wirksamkeit gegen die Krankheitserreger ohne Schädigung des Embryos und ein minimaler Energieverbrauch der Maschine gewährleistet (Lindner 1992; Schröder 1999). Die Energiedosis, die die Oberfläche des Saatkorns erreicht, wird als Energie pro Masse in Kilogray (kGy) gemessen. Nemțanu et al. 2014 konnten für bedeutende samenbürtige Pathogene in Mais zeigen, dass eine Elektronenbehandlung das Saatgut bei einer Strahlendosis von 1,7 kGy vollständig von *Penicillium* spp., bei 2,5 kGy vollständig von *Fusarium* spp. und bei 4,8 kGy vollständig von *Aspergillus* spp. befreite. Das EVONTA[®] e-3 Verfahren verursacht keine unerwünschten Rückstände oder Resistenzbildung der Pathogene, sodass sich die Saatgutbehandlung mit niederenergetische Elektronen besonders für den ökologischen Landbau eignet (Haddad et al. 2007; Röder et al. 2009).

2.3.4 Biologische Pflanzenschutzmaßnahmen

Der biologische Pflanzenschutz umfasst im engeren Sinne die Unterdrückung von Krankheitserregern durch andere Organismen oder ihren Derivaten ohne Organismen der Nicht-Zielgruppe zu beeinträchtigen und stellt eine umweltfreundliche Alternative zum Einsatz chemischer Pestizide dar (Alabouvette et al. 2006; Charan et al. 2011). Das soziale und wirtschaftliche Interesse an der Nutzung dieser Mikroorganismen als Pflanzenschutzmittel wird immer stärker (Bailey et al. 2010).

Die Entwicklung solcher biologischer Pflanzenschutzmittel ist allerdings derzeit mit zahlreichen Schwierigkeiten verbunden (Schisler and Slininger 1997; Fravel 2005; Köhl et al. 2011). Zum einen werden nur sehr wenig in Frage kommende Mikroorganismen getestet und zum anderen

werden die getesteten Mikroorganismen nicht auf Grundlage von Ergebnissen ausgewählt, welche die Feldbedingungen wiedergeben (Schisler and Slininger 1997). Solche feldrelevanten Bioassays sind beim Screening einer Vielzahl von Organismen kostspielig und zeitaufwändig, weshalb nur wenig in Frage kommende Mikroorganismen anhand einer solchen Methode getestet werden (Dua and S. Sindhu 2012; Mavrodi et al. 2012). Eine gängige Methode für ein Screening potenzieller biologischer Pflanzenschutzmittel ist das Testverfahren der In-vitro Hemmung von Krankheitserregern durch Mikroorganismen auf Agarplatten. Es besteht jedoch häufig eine geringe Korrelation zwischen In-vitro-Hemmungen und Krankheitsbekämpfungen an der Pflanze (Elsherif and Grossmann 1994; Rainey et al. 1994; Castejón-Muñoz and Oyarzun 1995; Knudsen et al. 1997). Dennoch werden In-vitro Tests immer noch als erste Auswahlkriterien verwendet (Dua and S. Sindhu 2012; Mavrodi et al. 2012). Knudsen et al. (1997) stellten fest, dass bei Tests an Pflanzen in einem unsterilen Feldboden die Ergebnisse mit den Ergebnissen auf dem Feld besser vergleichbar waren als bei der Verwendung eines Sandsubstrats. Des Weiteren zeigten die Stämme mit der besten Wirkung im Feld, in vitro keinen hemmenden Effekt gegenüber dem Erreger. Dieses Ergebnis wird auch von Barnett et al. (2017) unterstützt, deren Stämme ebenfalls In-vitro keine Hemmung gegenüber *R. solani*, *Fusarium* spp., *Pythium* spp. oder *G. graminis* auf den verwendeten Medien zeigten, obwohl diese Stämme in drei Pflanzversuchen in der Lage waren, die *Rhizoctonia*-Wurzelfäule bei Weizen zu reduzieren, der in einem Feldboden angebaut wurde. Die Autoren nehmen an, dass die für die In-vitro Hemmtests verwendeten Medien die Produktion von antimykotischen Metaboliten beeinflussen können, Screening-Tests werden jedoch in der Regel auf einem einzigen Medium durchgeführt (Dua and S. Sindhu 2012; Mavrodi et al. 2012; Yin et al. 2013).

Eine weitere Schwierigkeit bei der Entwicklung biologischer Pflanzenschutzmittel ist die schwankende Leistung, sodass die kommerzielle Anwendung nur eingeschränkt möglich ist (Weller 1988). Diese Variabilität wird auf verschiedene Ursachen wie den Genotyp der Wirtspflanze (Weller 1986; Smith et al. 1999), Anbaupraktiken (Schippers et al. 1990), Mutationen des Bakterienstamms (Duffy and Defago 2000), Pathogenresistenz gegenüber dem Biokontrollmechanismus (Mazzola et al. 1995) und dem Pathogen-Abwehrmechanismus zurückgeführt (Duffy und Defago 1997). Um erfolgreich zu einem kommerziellen biologischen Pflanzenschutzmittel entwickelt werden zu können, muss ein Mikroorganismus eine Reihe von Eigenschaften aufweisen, von denen die Wirksamkeit auf dem Feld die wichtigste ist. Weitere Eigenschaften sind das Überleben der Mikroorganismen während der Lagerung und bei der Anwendung als Saatgutbeize, kosteneffektive Wachstumseigenschaften und die Fähigkeit, als kommerzielles Produkt formuliert werden zu können. Außerdem müssen die Mikroorganismen mit den verwendeten Agrochemikalien wie Düngemittel und den angewandten Anbaupraktiken kompatibel sein (Schisler and Slininger 1997; Fravel 2005; Köhl et al. 2011). Trotz dieser Schwierigkeiten gibt es einige Studien, die das Potenzial der biologischen

Pflanzenschutzmittel hervorheben (Berg 2009; Dutta and Podile 2010). In den letzten hundert Jahren konnte die Wirkung der Mikroorganismen als biologisches Pflanzenschutzmittel von mehreren Forschungsgruppen gezeigt werden (Gardener and Fravel 2002). Besonders *Bacillus*, *Paenibacillus*, *Streptomyces*, *Pseudomonas* und *Trichoderma* waren in der Lage Nutzpflanzen gegen ein breites Spektrum bodenbürtiger Pathogene zu schützen (Handelsmann and Stabb 1996; Fravel 2005; Mavrodi et al. 2006; Raaijmakers et al. 2009; Druzhinina et al. 2011; Brady et al. 2013; Rybakova et al. 2016). Andere wie die Microbakterien der Gattung *Microbacteriaceae* sind weniger bekannt, zeigen jedoch ebenfalls das Potential Pflanzenkrankheiten zu reduzieren (Fukui et al. 1999; Sturz et al. 2005; Barnett et al. 2006; Pereira et al. 2007). Ebenso das Chryseobakterium, was zum einen in der Lage ist die *Fusarium*-Keimlingsfäule am Weizen zu reduzieren und sich zum anderen auch auf die *Rhizoctonia*-Wurzelfäule hemmend auswirkt (Khan et al. 2009; Yin et al. 2013). Auch eine Wirkung gegenüber Blattpathogene konnte nachgewiesen werden (Park et al. 2013).

Die Wirkung dieser Mikroorganismen macht sich die biologische Saatgutbeize zu Nutze. Das Saatgut wird mit den Mikroorganismen in pulverförmiger oder flüssiger Form ummantelt und soll so über das Antagonistenpotential der Mikroorganismen gegenüber Pflanzenpathogenen im Boden geschützt sein. Im Feld zeigt sich diese Wirkung jedoch häufig nicht, was oftmals auf eine unzureichende Besiedelung der Rhizosphäre bei den gegebenen abiotischen und biotischen Umweltbedingungen zurückgeführt werden kann (Howie 1987; Lugtenberg et al. 2001; Lugtenberg 2015). Die Besiedelung der Rhizosphäre ist hierbei entscheidend für die Wirkung der Mikroorganismen als Antagonist gegenüber Pflanzenpathogenen und ist eng mit der Abscheidung von Wurzelexsudaten verbunden (Kloepper et al. 1980; Lugtenberg et al. 2001; Fan et al. 2012). Wurzelexsudate bestehen aus Zucker, Aminosäuren, organischen Säuren und anderen Verbindungen und stellen eine wichtige Kohlenstoff- und Energiequelle für Mikroorganismen dar, weshalb sich die Mikroorganismen im Boden in Richtung der Exsudate bewegen und sich vermehrt um die Wurzel herum ansiedeln (Lugtenberg and Dekkers 1999). Welche Mikroorganismen sich ansiedeln, hängt von den Wurzelexsudaten ab, dessen Zusammensetzung sich je nach Kultur, Wachstumsstadium und dem Maß an biotischem und abiotischem Stress unterscheidet (Lugtenberg et al. 2001; Haichar et al. 2008). Die Mikroorganismen können dabei frei in der Rhizosphäre, an der Wurzeloberfläche oder als Endophyt in der Pflanze vorkommen. Die Wurzelexsudate ziehen jedoch neben den nützlichen Mikroorganismen, auch schädliche an, sodass die Konkurrenzfähigkeit der nützlichen Mikroorganismen entscheidend für die Wirkung der biologischen Saatgutbehandlung ist. Eine einheitliche Besiedelung der Wurzeloberfläche findet nicht statt. Während die Wurzelspitze nahezu frei von Mikroorganismen ist, so ist z. B. die Wurzelhaarzone dicht besiedelt (Newman and Bowen 1974; Grayston et al. 1997; Compant et al. 2010). Im Falle einer Saatgutbehandlung mit Mikroorganismen überdauern diese auf der Samenoberfläche und

besiedeln nach der Aussaat die jungen Wurzeln, angeregt durch Wurzelexsudate (Kloepper et al. 2004). Das Bakterium *Bacillus amyloliquefaciens* z. B. bildet nach dessen Wachstum in der Rhizosphäre und Rhizoplane einen 0,4 bis 0,8 mm dicken Biofilm um die Wurzel der Wirtspflanze (Kloepper et al. 2004; Borriss 2011). Bakterien der Gattung *Bacillus* (*B.*) werden für die Saatgutbehandlung am häufigsten verwendet, da sie in der Lage sind dauerhafte Endosporen zu bilden, mit denen stabile biologische Formulierungen hergestellt werden können (Borriss 2011). Neben der guten Lagerfähigkeit, sind besonders die Vertreter *B. subtilis* und *B. amyloliquefaciens* für ihre wuchsfördernden und pathogenbekämpfenden Wirkungen bekannt (Borriss 2011; Chowdhury et al. 2015a; Kierul et al. 2015). Bakterien die das Pflanzenwachstum unterstützen, werden allgemein als pflanzenwachstumsfördernde Rhizobakterien (PGPR) bezeichnet (Kloepper et al. 1980; Lugtenberg et al. 2001). Der pflanzenwachstumsfördernde Effekt der PGPR's ist häufig mit der Fähigkeit verbunden, bodenbürtige Erreger zu unterdrücken und somit das Ertragsniveau zu sichern (Welbaum et al. 2004). In diesem Zusammenhang gibt es verschiedene Mechanismen: Produktion von antimikrobiellen („Antibiotika“), antiviralen und nematiziden Verbindungen, Stimulation der pflanzeninduzierten systemischen Resistenz (ISR) (van Loon and Glick 2004; Doornbos et al. 2012), eine positive Wirkung auf die Zusammensetzung des Mikrobioms der Wirtspflanze (Konkurrenz) (Erlacher et al. 2014) sowie Abgabe von Pflanzenwachstum stimulierenden Verbindungen (Borriss 2011), welche im Folgenden vor allem an dem Stamm FZB42 des Bakteriums *B. amyloliquefaciens* erläutert werden.

Das grampositive Bakterium *B. amyloliquefaciens* FZB42 z. B. wirkt sich unter anderem hemmend auf Erreger wie *R. solani* und *Fusarium* spp. aus. Genomanalysen ergaben, dass etwa 10 % des Genoms der Synthese antimikrobieller Metaboliten gewidmet sind (Chen et al. 2007; Chowdhury et al. 2013; Cawoy et al. 2015; Chowdhury et al. 2015b), dessen Produktion und Wirkung in-vitro nachgewiesen werden konnten. Zu den Metaboliten zählen nicht-ribosomal synthetisierte zyklische Lipopeptide wie Bacillomycin D, Inturin, Fengycin und Surfactin (Koumoutsis et al. 2004; Chen et al. 2007). Das Bakterium erkennt und reagiert auf bakterielle oder pilzliche Pathogene durch eine vermehrte Produktion von Surfactin und Bacillomycin D, wodurch das Wachstum der Pathogene gehemmt wird (Erlacher et al. 2014; Chowdhury et al. 2015b; Chowdhury et al. 2015a). Des Weiteren verfügen die Bakterien der Gattung *Bacillus* über extrazelluläre, zellwandabbauende Enzyme wie Chitinasen, β -1,3 und β -1,4 Glucanasen und Proteasen, welche die Hauptkomponenten Chitin, β -1,3-Glucan und Protein der pilzlichen Zellwände abbauen und somit besonders wichtig bei der Bekämpfung pilzlicher Pathogene sind (Solanki et al. 2012).

Der Wirkmechanismus der sekundären Metaboliten hat jedoch eine eher geringe Bedeutung bei der Pathogenbekämpfung, da die messbare Konzentration in der Rhizosphäre sehr gering

ist (Chowdhury et al. 2015b), während die induzierte systemische Resistenz (ISR) als Hauptfaktor angesehen wird. Die ISR bezeichnet die Immunreaktion von Pflanzen gegenüber Krankheitserregern, bei welcher eine Reaktion aktiviert wird, die die Pflanze schützt. Ausgelöst wird dieser Prozess durch Metabolite von nicht-pathogenen Mikroorganismen in der Rhizosphäre (Pieterse et al. 2014). Diese Metabolite aktivieren zum einen den Jasmonsäure-(JA) und zum anderen den Ethylen (ET) –Signalweg, über den die Abwehrmechanismen der Pflanze stimuliert werden und diese so besser gegenüber Infektionen geschützt ist (Doornbos et al. 2012). Die ISR unterscheidet sich somit von der systemisch erworbenen Resistenz (SAR), bei der die Reaktion durch pathogene Mikroorganismen ausgelöst wird. Die SAR ist in systemischen Geweben durch erhöhte Konzentrationen des Hormons Salizylsäure (SA) gekennzeichnet (Zhang et al. 2002). Bakterien der Gattung *Bacillus* wie *B. amyloliquefaciens* oder *B. subtilis* stimulieren die ISR beispielsweise über die Abgabe volatile organische Verbindungen und zyklischer Lipopeptide (Chowdhury et al. 2015b). *B. amyloliquefaciens* FZB42 bildet volatile organische Verbindungen wie 2,3 Butandiol und Acetoin (3-Hydroxy-2-Butanon) und zyklische Lipopeptide wie Surfactin und Fengycin, welche nicht nur die ISR stimuliert, sondern sich auch positiv auf das Pflanzenwachstum auswirken (Ryu et al. 2003; Raaijmakers et al. 2010). Ohne Anwesenheit eines Erregers erhöht *B. amyloliquefaciens* FZB42 die Expression des Abwehrproteins bzw. pathogenesis-related protein 1 (PR1), welches ein Markergen für die Salizylsäure darstellt und die Expression des Pflanzenabwehrfaktors 1.2 (PDF1.2), welcher wiederum ein Markergen für Jasmonsäure und Ethylen darstellt. Dies beweist die Beteiligung von *B. amyloliquefaciens* FZB42 an der Hochregulierung der Pflanzenabwehrreaktion (Chowdhury et al. 2015b). Bei Anwesenheit eines Erregers wird die Expression von PDF1.2 deutlich erhöht im Vergleich bei Abwesenheit des Erregers. Dies deutet auf eine synergistische Aktivierung des JA-/ET- Signalwegs hin. Im Gegensatz dazu wird die Expression von SA reduziert. Mutanten von FZB42, bei denen die Synthese von zyklischen Lipopeptiden und Polyketiden nicht stattfindet, waren nicht in der Lage, den pflanzlichen JA-/ET- Signalweg zu stimulieren. Dies bestätigt zum einen die Bedeutung von FZB42 bei der pflanzlichen Abwehr, als auch die Bedeutung der zyklischen Lipopeptide und Polyketide bei der Auslösung der ISR (Chowdhury et al. 2015b). Die Verwendung von FZB42-Stämmen kann somit aufgrund des beschriebenen Mechanismus zur Förderung der Pflanzengesundheit bei Anwesenheit von Pflanzenpathogenen beitragen (Borriss 2015; Chowdhury et al. 2015b).

Auch die Zusammensetzung des Mikrobioms ist bedeutend für die Pflanzengesundheit und deren Resistenz gegenüber Pathogenen. Beeinflusst wird die Zusammensetzung zum einen durch den Bodentyp und zum anderen durch den Genotyp der Wirtspflanze (Bulgarelli et al. 2012). Der Stamm FZB42 des Bakterium *B. amyloliquefaciens* ist in der Lage Wurzeln in sandigen Lehmböden zu besiedeln, jedoch nimmt die Anzahl an vegetativen Zellen an der

Wurzeloberfläche nach ca. sechs Wochen ab. Dies deutet darauf hin, dass FZB42 kein starker Konkurrent der heimischen Wurzelmikroflora ist (Kröber et al. 2014; Borriss 2015). Dennoch ist der Stamm in der Lage die Befallsstärke des Erregers *R. solani* zu reduzieren (Chowdhury et al. 2013). Untersuchungen zeigten, dass eine Applikation mit FZB42 im Feld die Zusammensetzung des Bodenmikrobioms nicht beeinflusste (Chowdhury et al. 2013; Kröber et al. 2014). Ähnliche Ergebnisse sind auch für *B. amyloliquifaciens* BNM122 bekannt (Correa et al. 2009). Eine Inokulation mit dem Erreger *R. solani* verändert diese Zusammensetzung jedoch. Bei Anwesenheit des Erregers konnte eine Zunahme von Bakterien der Klasse der Gammaproteobakterien, zu denen u. a. *Pseudomonas* und *Xanthomonas* gehören, festgestellt werden, während diese Zunahme bei einer vorherigen Applikation mit FZB42 deutlich abgeschwächt ist. Dies deutet auf eine Kompensation des Pathogeneinflusses auf die Zusammensetzung des Mikrobioms durch FZB42 hin (Erlacher et al., 2014).

Bezüglich der Zusammensetzung des Mikrobioms ist vor allem die Konkurrenzfähigkeit der Mikroorganismen von Bedeutung. Mehrere Gruppen pflanzenendophytischer Bakterien besetzen die gleichen Nischen wie viele pilzliche Krankheitserreger und konkurrieren somit um Nährstoffe innerhalb des Apoplasmas. Im Mais konkurrieren gegenüber *F. verticillioides* z. B. die antagonistischen Bakterien *B. amyloliquifaciens* und *M. oleovorans* um Nährstoffe (Pereira et al. 2011b). Pereira et al. (2011a) konnten die Konkurrenzwirkung von *B. amyloliquifaciens* gegenüber *F. verticillioides* durch die fehlende Abwehrreaktion der Pflanze gegenüber dem Erreger nachweisen. Die Pflanzen verfügen über eigene Abwehrmechanismen gegen Pathogeninfektionen, bei welchen unter anderem eine „hypersensitive“ Reaktion der betroffenen Pflanzenzellen ausgelöst wird. Bei diesem Prozess werden reaktive Sauerstoffspezies gebildet (Temple et al. 2005; Magbanua et al. 2007; Ashraf 2009), dessen Überschuss Schäden an Proteinen, Lipiden, Kohlenhydraten und DNA verursacht und letzten Endes zum Zelltod führt (Ahmad et al. 2009). Das Abwehrsystem der Pflanze bewirkt nun, dass diese oxidativen Schäden reduziert werden. Durch verschiedene Enzyme wie Katalasen, Peroxidasen und Superoxid-Dismutasen werden die Sauerstoffradikale abgebaut und der oxidative Stress verhindert (Mittler 2002; Kumar et al. 2009). Pereira et al. 2011a konnten diese Reaktion bei Maiskeimlingen, die mit *B. amyloliquifaciens* behandelt wurden, jedoch in *F. verticillioides* infiziertem Boden heranwachsen, nicht feststellen. Diese Ergebnisse deuten darauf hin, dass das Bakterium die Infektion des Erregers wirksam verhindern kann, ohne das Wachstum der Pflanze zu beeinträchtigen. Betrachtet man die Rhizosphäre, so führt eine Saatgutbehandlung mit *B. amyloliquifaciens* und *M. oleovorans* bei einem bodenbürtigen Befall mit *F. verticillioides* zu einer Reduktion des Erregers am Inneren Wurzelgewebe und ebenfalls zu einer Reduktion der sichtbaren Symptome. In der Rhizoplane konnte jedoch kein Rückgang des Erregers festgestellt werden und auch pflanzenwachstumsfördernde Wirkungen der biologischen

Saatgutbehandlungen konnten nicht beobachtet werden. Es wurde jedoch auch kein hemmender Effekt auf das Wachstum nachgewiesen (Pereira et al. 2009b). Da die Behandlung mit *B. amyloliquefaciens* und *M. oleovorans* den Reichtum und die Vielfalt der einheimischen Mikrobenpopulation nicht beeinflusst, weist dies darauf hin, dass die Wirkung der Bakterien auf der Konkurrenz um die ökologische Nische, welche das Innere Wurzelgewebe darstellt, beruht (Pereira et al. 2009b).

Neben den Auswirkungen auf den Pathogenbefall, wirken sich die PGPR´s zusätzlich durch die Abgabe stimulierender Verbindungen positiv auf das Pflanzenwachstum aus. Im Fall des FZB42 gibt es verschiedene Mechanismen, die dazu beitragen. Zum einen wird die tryptophanabhängige Synthese von Indol-3-Essigsäure (IAA) bei Anwesenheit von FZB42 stimuliert, welche ein Vertreter der Phytohormongruppe der Auxine ist und das ober- und unterirdische Wachstum der Pflanzenorgane fördert (Idris et al. 2007). Zum anderen wirkt sich die Abgabe volatiler organischer Verbindungen wie 2,3-Butandiol und Acetoin (3-Hydroxy-2-Butanon) von FZB42, zusätzlich zur Stimulation der ISR, ebenfalls positiv auf das Pflanzenwachstum aus. Mutanten von FZB42, die in der Synthese von volatilen organischen Verbindungen beeinträchtigt waren, zeigten einen negativen Effekt auf das Pflanzenwachstum (Ryu et al. 2003; Borriss 2011). Des Weiteren besitzt FZB42 eine „Biodünger-Wirkung“, da das extrazelluläre Enzym 3-Phytase produziert wird, welches unlösliches, organisch gebundenes Phosphor mobilisiert. In Form von Phosphat ist dieser dann für die Pflanze verfügbar (Idris et al. 2007). Auch die Stickstofffixierung, die Lösung von Mineralien und die Sekretion von makromolekülabbauenden Enzymen spielt bei Bakterien der Gattung *Bacillus* eine wichtige Rolle bezüglich des positiven Effekts auf das Pflanzenwachstum (Borriss 2011).

Neben den Bakterien der Gattung *Bacillus* üben ebenfalls Bakterien der Gattung *Paenibacillus* und *Pseudomonas* und Pilze der Gattung *Trichoderma* einen positiven Effekt auf das Pflanzenwachstum bzw. eine pathogenhemmende Wirkung aus (Ryu et al. 2005; Borriss 2011). Für *Trichoderma* spp. ist besonders der Wirkmechanismus des Mykoparasitismus von Bedeutung, wobei ein Pilz einen anderen Pilz parasitiert (Kubicek et al. 2011). Verantwortlich dafür sind Gene, die an der Bildung von Sekundärmetaboliten, Chitinasen, Chitosanasen oder zellwandabbauenden Enzymen beteiligt sind (Schuster and Schmoll 2010; Kubicek et al. 2011). Nach der Erkennung eines pilzlichen Antagonisten, wachsen *Trichoderma* spp. mittels der Hyphen in Richtung von beispielsweise *R. solani*. Die Hyphen der *Trichoderma* spp. schlingen sich um die mehr als doppelt so dicken Hyphen von *R. solani* und bilden auf der Wirtsoberfläche Appressorien. Von dort aus dringt der Pilz mit Hilfe zellwandabbauender Enzyme und hochmolekularer fungizider Metabolite als Mycoparasit in die Hyphen von *R. solani* ein und tötet diese ab (Reino et al. 2007; Schuster and Schmoll 2010). Neben den Hyphen können auch Sklerotien und anderen pilzliche Strukturen befallen werden (Abbas et

al. 2017). Zusätzlich wird die Pflanze angeregt selbst verstärkt antimikrobielle Stoffe wie terpenoide Phytoalexine und Peroxidasen abzugeben (Harman et al. 2004). Im Gegensatz zu den meisten Pilzen im Boden sind Vertreter der Gattung *Trichoderma* gegen eine Vielzahl von Toxinen, die von Pflanzen und anderen Mikroorganismen abgegeben werden, deutlich toleranter. Dies macht sie zu konkurrenzstarken Mikroorganismen bei der Besiedelung der Rhizosphäre und damit interessant für nicht-chemische Pflanzenschutzverfahren (Harman et al. 1996).

Des Weiteren fördern *Trichoderma* spp. durch die Abgabe von IAA, Gibberellinen, Cytokininen und volatilen organischen Säuren das pflanzliche Wachstum (Siddiquee 2014; França et al. 2015). Zusätzlich besitzt die Gattung die Fähigkeit Nährstoffe wie Phosphat, Eisen, Kupfer und Mangan zu lösen und somit pflanzenverfügbar zu machen (Harman et al. 2004; França et al. 2015). Auch Vertreter der Gattungen *Paenibacillus* und *Pseudomonas* fördern das pflanzliche Wachstum durch die Abgabe von IAA, Gibberellinen, Cytokininen und volatilen organischen Verbindungen (Haas and Défago 2005; Lee et al. 2012; Hong et al. 2016; Weselowski et al. 2016; Chávez-Ramírez et al. 2020). Des Weiteren sind sie ebenfalls in der Lage Phosphat für die Pflanze zu mobilisieren. *Paenibacillus* spp. besitzt zusätzlich die Fähigkeit der Stickstofffixierung, während *Pseudomonas* spp. durch die Abgabe von Siderophoren Eisen verfügbar machen kann (Cline et al. 1983; Xie et al. 2014; Hong et al. 2016; Weselowski et al. 2016; Chávez-Ramírez et al. 2020). Neben dem Einfluss auf die wuchsfördernden Eigenschaften, zeigen alle drei Gattungen auch einen Einfluss auf Pflanzenpathogene. *Trichoderma* spp. beispielsweise säuern den umliegenden Boden an und verhindern so das Wachstum der Pflanzenpathogene (Benitez et al. 2004). Ein weiterer indirekter Einfluss auf die Pflanzenpathogene konnte bei *Pseudomonas* spp. und *Trichoderma* spp. durch die Abgabe von Metaboliten beobachtet werden, welche einen hemmenden Einfluss auf die Pektinasebildung von pilzlichen Pathogenen ausüben. Diese Hemmung erschwert dem Pathogen das Durchdringen der pflanzlichen Zellwand (Harman et al. 2004; Haas and Défago 2005). Durch das gute Nährstoffaneignungsvermögen von *Paenibacillus* spp., *Pseudomonas* spp. und *Trichoderma* spp. stellen diese starke Konkurrenten für Pathogene bezüglich der Nährstoffe und des Lebensraums dar (Elad 1996; Haas and Défago 2005; Chávez-Ramírez et al. 2020). Als besonders Konkurrenzstark gilt die Gattung *Trichoderma*, welche die am häufigsten nachzuweisende Pilzgattung im Boden darstellt (Benitez et al. 2004; Harman et al. 2004). Es konnte sogar eine bessere Wirkung als bei synthetischen Fungiziden nachgewiesen werden, da der Pilz länger im Boden wirksam bleibt (Gajera et al. 2016). Eine direkte Schädigung des Pflanzenpathogens wird unter anderem durch die Bildung zellwandabbauender Enzyme verursacht. Während *Paenibacillus* spp. und *Trichoderma* spp. Chitinasen, β -Glucanasen und Proteasen bilden, sind *Pseudomonas* spp. lediglich in der Lage Chitinasen zu produzieren (Haas and Défago 2005;

Lorentz et al. 2006; Radjacommare et al. 2010; Solanki et al. 2011). Weitere direkte Schäden entstehen durch die Produktion antimikrobieller Metabolite. Die Art der Metabolite ist abhängig von dem Mikroorganismus. *Paenibacillus* spp. bildet cyclische Lipopeptide, ribosomale und nicht-ribosomale Peptide und Bacteriocine. *Trichoderma* spp. ist in der Lage Polyketide wie Pyrone und Betenolide sowie volatile Terpene zu bilden (Lorentz et al. 2006; Reino et al. 2007) und für *Pseudomonas* spp. konnte die Bildung von zyklischen Lipopeptiden nachgewiesen werden (Haas and Défago 2005).

Wie zuvor erläutert, sind einige Mikroorganismen in der Lage bei Pflanzen eine induzierte systemische Resistenz auszulösen, was für Vertreter der Gattungen *Bacillus*, *Paenibacillus*, *Pseudomonas* und *Trichoderma* zutrifft. *Trichoderma* spp. ist zusätzlich in der Lage auch eine lokale Resistenz auszulösen (Reino et al. 2007; Vinale et al. 2008; Phi et al. 2010; França et al. 2015). Ausgelöst wird die ISR häufig durch Substanzen wie Peptide und Proteine (Reino et al. 2007). Im Fall von *Pseudomonas* spp. wird die ISR jedoch durch die Substanzen 2,3-Butandiol und das Phenol 2,4-Diacetylphloroglucinol, welches charakteristisch für diese Gattung ist, ausgelöst (Haas and Défago 2005; Ryu et al. 2005).

Wie zu Anfang des Kapitels erwähnt, ist eine weitere wichtig Eigenschaft der potenziellen Mikroorganismen, die Eignung zur Lagerung. Es muss möglich sein möglichst wirksame und dauerhafte Formulierungen zu produzieren. *Bacillus* spp. eignet sich aufgrund der Bildung von langlebigen Endosporen besonders gut, dessen Bildung auch bei *Paenibacillus* spp. beobachtet werden kann (Lorentz et al. 2006; Borriss 2011). *Trichoderma* spp. bildet Sporen, die ebenfalls langlebig und auch nach längerer Zeit keimfähig sind (Singh et al. 2014), während jedoch *Pseudomonas*-Präparate aufgrund der fehlenden Bildung von Endosporen lediglich aus Zellsuspensionen bestehen, welche weniger dauerhaft sind (Haas and Défago 2005; Saharan 2011).

Die zuvor erläuterten Wirkmechanismen machen deutlich, dass die Mikroorganismen ein hohes Potenzial besitzen, die Pflanzen zum einen zu schützen und zum anderen im Wachstum zu unterstützen (Tabelle 1). Die Wirkung der Mikroorganismen wird inzwischen von einigen Präparaten genutzt, welche auf dem Markt verfügbar sind. Beispielsweise hat das Präparat Bioten® eine Zulassung als Pflanzenschutzmittel im Gemüse- und Zierpflanzenbau. Das Produkt enthält die Mikroorganismen *Trichoderma gamsii* und *Trichoderma asperellum* und wird als wasserdispergierbares Pulver zur Sprühapplikation, Tröpfchenbewässerung oder zur Bodeneinarbeitung verwendet. Als Saatgutbehandlung ist es jedoch nicht erhältlich (BVL 2012). Der zuvor ausführlich vorgestellte Stamm *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 ist als RhizoVital®42 von der Firma ABiTEP GmbH erhältlich. Eingestuft ist das Präparat jedoch lediglich als biologischer Bodenhilfsstoff und kann durch Tauch- oder Feuchtbeizung, Bodenbehandlung oder durch Zugabe zur Nährlösung angewandt werden (ABiTEP GmbH

2015). Des Weiteren ist das Produkt Cerall® mit dem Stamm *Pseudomonas chlororaphis* MA342 erhältlich, welches als biologisches Beizmittel von Weizen-, Roggen- oder Triticalesaatgut zur Kontrolle von pilzlichen Krankheitserregern wie *Fusarium*-Arten, *Septoria nodorum* und Steinbrand zugelassen ist (Intrachem 2015). Damit ein Mikroorganismenpräparat als Pflanzenschutzmittel in Europa zugelassen wird, muss es einen langen und kostenintensiven Zulassungsprozess durchlaufen, der den Regeln der Zulassung der chemischen Pflanzenschutzmitteln ähnelt (Borriss 2011). Sie sind somit dem Pflanzenschutzgesetz zuzuordnen. Bodenhilfsstoffe wiederum werden dem Düngemittelgesetz zugeordnet und haben somit deutlich geringere Richtlinien zu erfüllen.

Tabelle 1: Wirkmechanismen der Mikroorganismen der Gattungen *Bacillus* spp., *Paenibacillus* spp., *Pseudomonas* spp. und *Trichoderma* spp. „x“: zutreffender Wirkmechanismus; „-“: nichtzutreffender Wirkmechanismus.

	Wirkmechanismus	<i>Bacillus</i> spp.	<i>Paenibacillus</i> spp.	<i>Pseudomonas</i> spp.	<i>Trichoderma</i> spp.
Pflanzenwachstum	tryptophanabhängige Synthese von IAA	x ⁹	x ²	x ⁶	x ⁵
	Abgabe pflanzenwachstumsstimulierender Substanzen	x ⁹	x ²	x ⁶	x ⁵
	Verbesserung der Nährstoffverfügbarkeit	x ⁹	x ²	x ⁶	x ⁵
Pflanzenpathogene	Einfluss auf die Zusammensetzung des Wurzelmikrobioms	x ³	x ²	x ⁶	x ¹
	Bildung antimikrobieller Metabolite	x ³	x ²	x ⁶	x ⁷
	Bildung zellwandabbauender Enzyme	x ¹⁵	x ¹⁰	x ⁶	x ^{11,14}
	Aktivierung einer ISR	x ⁴	x ¹³	x ⁶	x ⁵
	Konkurrenz um Nährstoffe und Platz	x ¹²	x ²	x ⁶	x ⁸
	Hemmung pilzlicher Enzyme	-	-	x ⁶	x ⁸
	Mycoparasitismus	-	-	-	x ^{7,11,14}

IAA-Indol-3-Essigsäure; ISR-induzierte systemische Resistenz; ¹ Benitez et al. 2004; ² Chávez-Ramírez et al. 2020; ³ Chowdhury et al. 2013; ⁴ Chowdhury et al. 2015a; ⁵ França et al. 2015; ⁶ Haas and Défago 2005, ⁷ Hajjehghari et al. 2008; ⁸ Harman et al. 2004; ⁹ Idris et al. 2007; ¹⁰ Jung et al. 2003; ¹¹ Kubicek et al. 2011; ¹² Pereira et al. 2011a; ¹³ Phi et al. 2010; ¹⁴ Radjacomare et al. 2010; ¹⁵ Solanki et al. 2012

3 Material und Methoden

Im Folgenden werden die verwendeten Materialien und Methoden vorgestellt.

3.1 Verwendete Materialien

3.1.1 Technische Geräte

Autoklav Systec D-65	Systec GmbH Labortechnik, Weltenberg, GER
Autoklav Systec VX-150	Systec GmbH Labortechnik, Weltenberg, GER
Gefriertrocknung Beta 1-8 LDplus	Christ, Osterode am Harz, GER
Gel Doc™ XR + Imager	BIO RAD Laboratories, Hercules, Kalifornien, USA
Gelkammer SUB-CELL®GT	BIO RAD Laboratories, Hercules, Kalifornien, USA
PCR-Thermocycler Biometra TOne 96G	Analytik Jena AG, Jena, GER
qTower 2.0/2.2 – Real-Time-Thermocycler	Analytik Jena AG, Jena, GER
Schüttler	Edmund Bühler GmbH, Hechingen – GER
Thermoblock Digital Heatblock	VWR, West Chester, Pennsylvania, USA
Überkopfschüttler	Bachofer, Reutlingen, GER
Vortexer VORTEX-GENIE-MIXER 2	EYDAM KG, Kiel, GER
Wasserbad LAUDA E100	Lauda GmbH & Co KG, Königshofen, GER
Zentrifugalmühle RETSCH ZM 200	RETSCH GmbH, Haan, GER
Zentrifuge Micro Star 17	VWR, West Chester, Pennsylvania, USA
Zentrifuge C1012-E MyFuge	Benchmark, Sayreville, New Jersey, USA
Zentrifuge MPS 1000 Mini Plate Spinner	Labnet International, Edison, New Jersey, USA

3.1.2 Verbrauchsmaterialien und molekularbiologische Kits

1,5 ml Reagiergefäß	Sarstedt AG, Nümbrecht, GER
2,0 ml Reagiergefäß	Sarstedt AG, Nümbrecht, GER
15 ml Schraubgefäß	Sarstedt AG, Nümbrecht, GER
50 ml Schraubgefäß	Sarstedt AG, Nümbrecht, GER
96er Multiply PCR-Platte	Sarstedt AG, Nümbrecht, GER

λ -DNA (10 ng/ μ l)	Thermo Fisher Scientific Inc., Waltham, Massachusetts, USA
Bio-Hirse feinkörnig	Alnatura Produktions- und Handels GmbH, Bickenbach, GER
DNA-Leiter GeneRuler™ 100 bp	Fermentas Life Science, St. Leon-Rot, GER
DNA-Leiter GeneRuler™ 1 kb	Fermentas Life Science, St. Leon-Rot, GER
DNeasy PowerSoil Kit	Qiagen GmbH, Hilden, GER
Einheitserde Profisubstrat Classic	Einheitserdewerke Erkverband e.V., Sinnatal-Altengronau, GER
Filterpapier 6S/N, 145 g/m ²	AHLSTROM MUNKSJÖ, Helsinki, FIN
Kinderspielsand Natur, Körnung 0-2 mm	Bauhaus AG, Belp, CH
Klebefolie (optisch klar) für 96er Multiply	Sarstedt AG, Nümbrecht, GER
NucleoSpin® Plant II	Macherey - Nagel GmbH & Co. KG, Düren - GER
NucleoSpin® Food	Macherey-Nagel GmbH und Co. KG, Duren, GER
Pipettenspitze 1000 μ l	Sarstedt AG, Nümbrecht, GER
Pipettenspitze 200 μ l	Sarstedt AG, Nümbrecht, GER
Pipettenspitze 20 μ l	Sarstedt AG, Nümbrecht, GER
Vermiculite Palabora Körnung 2-3 mm	ISOLA Vermiculite GmbH, Sprockhövel, GER
Wizard® Genomic DNA Purification Kit	Promega GmbH, Walldorf, GER

3.1.3 Chemikalien

β -Mercaptoethanol	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
Biozym LE Agarose	Biozym Scientific GmbH, Hess. Oldendorf, GER
Bromphenolblau	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
Cetyltrimethylammoniumbromid (CTAB)	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
Chloroform	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
DreamTaq™ Puffer (10x)	Fermentas Life Science, St. Leon-Rot, GER
Ethanol (p.a.) (EtOH)	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
Ethidiumbromid (EtBr) (10 mg/ml)	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
Ethylendiamintetraessigsäure (EDTA)	SIGMA-ALDRICH Chemie GmbH, Taufkirchen, GER
Isoamylalkohol	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER

Isopropanol (p.a.)	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
Natriumacetat (p.a.)	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
Natriumchlorid (p.a.) (NaCl)	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
Penicillin	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
Rovral® WG	BASF, Limburgerhof, GER
Sebi5-Kleber	Deutsche Saatveredelung AG (DSV), Lippstadt, GER
Streptomycin	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
SYBR-Green (Sso Advanced™ SYBR®- Green Super-mix)	BIO RAD Laboratories, Hercules, Kalifornien, USA
Tris(hydroxymethyl)-aminomethan (TRIS)	SIGMA-ALDRICH Chemie GmbH, Taufkirchen, GER
Tween®80	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
VE-Wasser (HPLC-Grade)	VWR, West Chester, Pennsylvania, USA

3.1.4 Puffer und Lösungsansätze

2xCTAB	200 ml 1 M TRIS, pH 7,5 280 ml 4M NaCl 40 ml 0,5 M EDTA, pH 8 20 g CTAB 460 ml ddH ₂ O
Ladepuffer	5 ml Glycerin (100 %) 5 ml 2*TAE-Puffer Spatelspitze Bromphenolblau
50xTAE-Puffer	484 g 1 M TRIS (pH 7,5) 114 ml Essigsäure (100%) 200 ml 0,5 M EDTA (pH 8) auf 2 l mit ddH ₂ O auffüllen
Waschlösung I	76 % EtOH 0,2 M Ammoniumacetat 200 ml ddH ₂ O
Waschlösung II	76 % EtOH 10 mM Ammoniumacetat 200 ml ddH ₂ O

3.1.5 Enzyme

DreamTaq DNA-Polymerase (5 u/μl)	Fermentas Life Science, St. Leon-Rot, GER
RNase A	Macherey-Nagel GmbH & Co. KG, Düren, GER

3.1.6 Medien

PDA (Potato Dextrose Agar)	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
PDB (Potato Dextrose Bouillon)	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER
SNA (Synthetic Nutrient Poor Agar)	Carl Roth GmbH + Co. KG, Karlsruhe, GER

3.1.7 Organismen

***Fusarium*- und *Rhizoctonia*-Isolate**

In Tabelle 2 sind die für diese Arbeit als Positivkontrollen für molekulargenetische Untersuchungen (PCR und real time qPCR) genutzten *Fusarium*- und *Rhizoctonia*-Isolate aufgeführt. Die Isolate von *F. culmorum* und *R. solani* wurden zusätzlich für die Inokulation der Gewächshausversuche (Kapitel 3.4.3) verwendet.

Tabelle 2: Für die PCR als Positivkontrollen genutzte *Fusarium*- und *Rhizoctonia*-Isolate, sowie deren Herkunft. DSMZ = Deutsche Sammlung von Mikroorganismen und Zellkulturen.

Isolat	Isolatbezeichnung	Herkunft
<i>Fusarium avenaceum</i>	DSM-21724	DSMZ
<i>Fusarium culmorum</i> *	<i>F. culmorum</i> VIII 18	Institut für Phytopathologie, CAU Kiel
<i>Fusarium graminearum</i>	DSM-1095	DSMZ
<i>Fusarium oxysporum</i>	DSM-2018	DSMZ
<i>Fusarium poae</i>	DSM-62376	DSMZ
<i>Fusarium verticillioides</i>	DSM-62452	DSMZ
<i>Fusarium subglutinans</i>	<i>F. subglutinans</i> He 7	Institut für Phytopathologie, CAU Kiel
<i>Rhizoctonia solani</i> AG2-2 IIIB*	<i>R. solani</i> AG2-2 IIIB	BASF SE, Limburgerhof, GER

* Isolate wurden des Weiteren für die Inokulation des Bodensubstrates verwendet

Mais (*Zea mays* L.)

In der folgenden Tabelle sind die Maissorten aufgelistet, welche in den Versuchen im Gewächshaus, sowie im Feld verwendet wurden. Die Sorten SY Talisman und SY Werena wurden jeweils unter natürlichen Bedingungen zur Blüte vom Julius Kühn-Institut (JKI) mit einem *Fusarium*-Gemisch (*F. graminearum*, *F. culmorum* und *F. verticillioides*) inokuliert. Beide Sorten waren somit nicht inokuliert und inokuliert mit *Fusarium* vorhanden.

Tabelle 3: Für die Versuche genutzte Maissorten, deren zugehörige Chargennummer und Herkunft. Die Inokulation wurde vom JKI unter natürlichen Bedingungen mit einem *Fusarium*-Gemisch durchgeführt.

Maissorte	Chargennummer	Herkunft
LIKEit	2018ZM062	Deutsche Saatveredelung AG (DSV), Lippstadt, GER
Matthew	nicht vorhanden	Deutsche Saatveredelung AG (DSV), Lippstadt, GER
SY Talisman	2018ZM058	Syngenta Agro GmbH, Maintal, GER
SY Talisman-inokuliert*	2018ZM059	Syngenta Agro GmbH, Maintal, GER
SY Werena	2018ZM060	Syngenta Agro GmbH, Maintal, GER
SY Werena-inokuliert*	2018ZM061	Syngenta Agro GmbH, Maintal, GER

* mit einem *Fusarium*-Gemisch (*F. graminearum*, *F. culmorum* und *F. verticillioides*) vom JKI (Julius Kühn-Institut, Braunschweig, GER) inokuliert

3.1.8 Saatgutbehandlung

Nachfolgend sind die in den Versuchen verwendeten chemischen, physikalischen und biologischen Saatgutbehandlungen dargestellt. Die chemische Saatgutbehandlung erfolgte mit dem Fungizid TMTD, die physikalische mit niederenergetischen Elektronen (Tabelle 4) und die biologische Saatgutbehandlung mit verschiedenen Mikroorganismen (Tabelle 5).

Tabelle 4: Verwendete chemische und physikalische Saatgutbehandlungen.

chemische und physikalische Saatgutbehandlungen	Herkunft
chemisch – Fungizid TMTD 98% SATEC®	SATEC GmbH, Bischofswiesen, GER
physikalisch – niederenergetische Elektronenbehandlung	EVONTA-Service GmbH, Radeberg, GER

Tabelle 5: Verwendete Mikroorganismen für die biologische Saatgutbehandlung.

Mikroorganismen	Name des Präparats	Herkunft
<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	RhizoVital	ABiTEP GmbH, Berlin, GER
<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	FZB45	ABiTEP GmbH, Berlin, GER
<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	ABi25	ABiTEP GmbH, Berlin, GER
<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	JKI-01	Julius Kühn-Institut, Darmstadt, GER
<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	JKI-04	Julius Kühn-Institut, Darmstadt, GER
<i>Bacillus atrophaeus</i>	ABi03	ABiTEP GmbH, Berlin, GER
<i>Bacillus atrophaeus</i>	ABi05	ABiTEP GmbH, Berlin, GER
<i>Bacillus siamensis</i>	JKI-03	Julius Kühn-Institut, Darmstadt, GER
<i>Bacillus subtilis</i>	ABi14	ABiTEP GmbH, Berlin, GER
<i>Bacillus subtilis</i>	ABi15	ABiTEP GmbH, Berlin, GER
<i>Paenibacillus polymyxa</i>	ABi18	ABiTEP GmbH, Berlin, GER
<i>Trichoderma</i> spp.	JKI-05	Julius Kühn-Institut, Darmstadt, GER

3.2 Keimfähigkeitstest von Maissaatgut

Nachfolgend werden die Untersuchungen zur Keimfähigkeit der verschiedenen Maissorten ohne Elektronenbehandlung und nach erfolgter Elektronenbehandlung erläutert. Es sollte zum einen untersucht werden, wie hoch die Keimfähigkeit der verwendeten Maissorten ist und zum anderen, ob eine Elektronenbehandlung sich negativ auf diese ausübt.

3.2.1 Untersuchung der Keimfähigkeit verwendeter Sorten

Es wurden die Sorten SY Talisman-inokuliert, SY Werena-inokuliert und LIKEit bezüglich der Keimfähigkeit untersucht. Die Bestimmung der Keimfähigkeit erfolgte nach den internationalen Regeln für die Saatgutprüfung (ISTA 2015). Für jede Sorte wurden je 100 Körner in vierfacher Wiederholung nach folgendem Protokoll getestet.

1. Filterpapier in VE-Wasser tränken, leicht auswringen,
2. Die Körner mittig in Reihe auf einen Bogen Filterpapier legen, Abstand der Körner mindestens 1,5 cm,
3. Einen weiteren in VE-Wasser getränkten Bogen Filterpapier auf die Körner legen, von der Seite aus einrollen,

4. Die Rollen aufrecht in eine Plastiktüte stellen und mit einer Nadel die Tüte leicht perforieren,
5. Die Tüten bei 25 °C und einer Lichtdauer von 8 Stunden lagern,
6. Nach 4 Tagen wird die Anzahl an normalen Keimlingen bestimmt und diese entfernt,
7. Die restlichen Körner werden für weitere 3 Tagen bei den oben genannten Bedingungen gelagert,
8. Nach insgesamt 7 Tagen wird die Keimfähigkeit final ausgewertet,
9. Es wird nach normalen und anormalen Keimlingen (siehe ISTA-Regeln 2015) und nach nicht gekeimten Körnern unterschieden.

3.2.2 Wirkung der Elektronenbehandlung auf die Keimfähigkeit

Der Einfluss der Elektronenbehandlung auf die Keimfähigkeit wurde wie in Kapitel 3.2.1 beschrieben, bestimmt. Für diese Untersuchung wurde das Saatgut mit sechs verschiedenen Behandlungsstufen von niederenergetischen Elektronen behandelt. Die Behandlungsstufen unterschieden sich in drei Behandlungsintensität (niedrig, mittel und hoch) und je Behandlungsintensität gab es zwei verschiedene Dosen (D1 und D2) (Tabelle 6).

Tabelle 6: Elektronenbehandlungsstufen und deren jeweilige Intensität der Saatgutbehandlung mit niederenergetischen Elektronen. UK=unbehandelte Kontrolle.

Sorten	EVONTA e-3-behandlungsstufe	Eindringtiefe	Dosis, kGy (Ws/kg)
	UK	-	-
	e1	niedrig	6
SY Talisman-inokuliert	e2	niedrig	12
SY Werena-inokuliert	e3	mittel	6
LIKEit	e4	mittel	12
	e5	hoch	6
	e6	hoch	12

3.3 Bestimmung der Befallshäufigkeit von Maissaatgut mit *Fusarium* spp.

Es wurde die Befallshäufigkeit mit *Fusarium* spp. für jede verwendete Sorte in Gewächshaus- und Feldversuchen bestimmt, sowie der Effekt der Elektronenbehandlung auf diesen Befall. Die verwendete Methode wird im Folgenden erläutert.

3.3.1 Vorversuch zur Oberflächensterilisation des Maissaatguts

Bezüglich der Oberflächensterilisation gibt es verschiedene Verfahren, sodass ein Vorversuch durchgeführt wurde, um die Auswirkung auf das Ergebnis der Befallshäufigkeit zu ermitteln. Es wurden für diese Fragestellung vier Varianten der Oberflächensterilisation angelegt:

1. NaOCL 2% 5 Minuten, dreimal mit sterilem VE-Wasser abspülen
2. Dreimal mit sterilem VE-Wasser abspülen
3. Mit 70 %igem Ethanol einsprühen
4. Ohne Oberflächensterilisation

3.3.2 Untersuchung der Befallshäufigkeit verwendeter Sorten

Die Befallshäufigkeit der jeweiligen Sorten wurde prozentual erfasst. Für jede Sorte wurden 100 Körner in vierfacher Wiederholung auf einen Befall mit *Fusarium* untersucht. Für diese Untersuchung wurde ein spezieller Agar, bestehend aus SNA-Agar, Antibiotika (100 ppm Streptomycin und 100 ppm Penicillin) und Fungiziden (Dicloran und Iprodion) verwendet, um die Entwicklung anderer Erreger zu unterdrücken. Der Agar wurde in Petrischalen gegossen und es wurde jeweils ein Korn ohne vorherige Oberflächensterilisation pro Petrischale ausgelegt. Bei Entwicklung eines Myzels aus dem Maiskorn, wurde dies mikroskopisch untersucht. Die Anzahl der befallenen Körner mit *Fusarium* wurde in Prozent an der Gesamtanzahl verwendeter Körner pro Wiederholung angegeben. Aus den vier Wiederholungen wurde abschließend der Mittelwert gebildet.

3.3.3 Wirkung der Elektronenbehandlung auf den Saatgutbefall mit *Fusarium* spp.

Die Maissorten SY Talisman-inokuliert, SY Werena-inokuliert und LIKEit wurden mit sechs verschiedenen Elektronenbehandlungsstufen behandelt (Tabelle 6). Mit der in Kapitel 3.3.2 vorgestellten Methode wurde der Effekt der jeweiligen Elektronenbehandlungsstufen auf die Befallsstärke mit *Fusarium* spp. nachgewiesen. Es wurden je Variante 100 Körner in vierfacher Wiederholung untersucht.

3.4 Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen - Gewächshausversuche

Im Gewächshaus wurden Versuche mit den nicht-chemischen Saatgutbehandlungsverfahren (physikalisch und biologisch) durchgeführt, um den Effekt auf pflanzenphysiologische Parameter (Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und oberirdische Trockenmasse) festzustellen und um die Wirkung gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *R. solani* bzw. *F. culmorum* und gegenüber einem samenbürtigen Befall mit *F. verticillioides* zu untersuchen.

In allen Versuchen wurde neben den nicht-chemischen Varianten eine chemische Variante (Fungizid – TMTD) und eine unbehandelte Kontrollvariante untersucht. Nachfolgend werden der Versuchsaufbau und die Versuchsdurchführung erläutert.

3.4.1 Saatgutbehandlung

Die Saatgutbehandlung lässt sich in die physikalische, chemische und biologische Saatgutbehandlung unterteilen. In den folgenden Versuchen wurde zum einen die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlung als Solobehandlung, als auch als Kombinationsbehandlung aus physikalischer und biologischer Saatgutbehandlung getestet. Die physikalische Behandlung wurde im Falle der Kombinationsbehandlung, vor der Behandlung mit den biologischen Mikroorganismen durchgeführt.

Die physikalische Saatgutbehandlung mit niederenergetischen Elektronen wurde von der EVONTA Service GmbH durchgeführt.

Neben der chemischen Beize, lagen auch die biologischen Beizen in flüssiger Form (FS) vor, lediglich JKI-05 lag als Trockenbeize (DS) vor. Um die Haftfähigkeit der Präparate am Mais Korn zu verbessern, wurde der adhäsive Kleber Sebi5 verwendet. Der Kleber wurde als 15 %ige Lösung angesetzt, von welcher pro kg Saatgut 10 ml verwendet wurden. Lediglich bei der Variante JKI-05, der Trockenbeize, wurden 30 ml/kg Saatgut benötigt. Die Dosierung der jeweiligen Varianten ist in der folgenden Tabelle 7 aufgelistet. Die Konzentration der biologischen Beizen, welche in flüssiger Form vorlagen, war die vom Hersteller übliche Konzentration für das jeweilige Präparat.

Die Durchführung der Saatgutbehandlung fand unter sterilen Bedingungen statt. Für die benötigte Menge an Saatgut wurde das Suspensionskonzentrat und der Kleber Sebi5 zusammen in einem Reagiergefäß vermengt und somit als Gemisch mit einer Pipette in einem Erlenmeyerkolben auf das Saatgut aufgetragen. Durch stetiges Schütteln wurde die Beize gleichmäßig auf das Mais Korn verteilt. Im Falle der Trockenbeize, wurde zunächst die Hälfte der benötigten Menge an Kleber Sebi5 auf das Saatgut aufgetragen, dann das Trockenpulver hinzugegeben bis es gleichmäßig auf den Körnern anhaftete und abschließend mit der restlichen Menge an Kleber versiegelt. Das gebeizte Saatgut wurde zwei Stunden bei 20 °C getrocknet.

Tabelle 7: Varianten der Saatgutbehandlung, deren Zuordnung (Art der Saatgutbehandlung), Formulierungsart (FS= Suspensionskonzentrat, DS= Trockenbeize) und Dosierungsstärke.

Variantenname (Abkürzung)	Art der Saatgutbehandlung	Formulierung	Dosierung (pro kg Saatgut)
Kontrolle (UK)	unbeh. -	-	-
Eventus (E)	physik. Elektronen	-	-
TMTD (cK)	chem. Thiram	FS	11,7 ml/kg
RhizoVital (RV)	biolog. <i>B. amyloliquefaciens</i>	FS	22,5 ml/kg
FZB45 (FZB)	biolog. <i>B. amyloliquefaciens</i>	FS	22,5 ml/kg
ABi03 (A3)	biolog. <i>B. atrophaeus</i>	FS	30,0 ml/kg
ABi05 (A5)	biolog. <i>B. atrophaeus</i>	FS	22,5 ml/kg
ABi14 (A14)	biolog. <i>B. subtilis</i>	FS	22,5 ml/kg
ABi15 (A15)	biolog. <i>B. subtilis</i>	FS	30,0 ml/kg
ABi18 (A18)	biolog. <i>P. polymyxa</i>	FS	30,0 ml/kg
ABi25 (A25)	biolog. <i>B. amyloliquefaciens</i>	FS	22,5 ml/kg
JKI-01 (J1)	biolog. <i>B. amyloliquefaciens</i>	FS	22,5 ml/kg
JKI-03 (J3)	biolog. <i>B. siamensis</i>	FS	22,5 ml/kg
JKI-04 (J4)	biolog. <i>B. amyloliquefaciens</i>	FS	22,5 ml/kg
JKI-05 (J5)	biolog. <i>Trichoderma</i> spp.	DS	28,0 g/kg

3.4.2 Herstellung Bodensubstrat

Da die MO sehr sensibel auf schwankende Bedingungen reagieren, wurde das Bodensubstrat grundsätzlich für den jeweiligen Versuch auf einen bestimmten Wassergehalt eingestellt, um einheitliche Bedingungen für die Gewächshausversuche zu schaffen. Das Bodensubstrat besteht aus einem Masseanteil von 60 % Erde und 40 % Sand und wurde im Vorwege hergestellt und autoklaviert. Anschließend wurde der gravimetrische Wassergehalt (GWC) des Substrats bestimmt. Hierfür wurde eine Mischprobe in dreifacher Wiederholung für 17 h bei 105 °C getrocknet. Das Verhältnis aus Masse Wasser und Masse trockener Boden entspricht dem gravimetrischen Wassergehalt „GWC(ist)“.

Mit folgender Formel wurde die Menge an Wasser berechnet, die einer definierten Masse des Substrats hinzugegeben werden musste, um den erforderlichen GWC zu erhalten.

$$\frac{GWC(soll) - GWC(ist)}{1 + GWC(ist)} * (Substrat \text{ in } kg) = (Wasser \text{ in } l)$$

Wurde der GWC auf den erforderlichen Wert eingestellt, so konnte das Substrat für die Gewächshausversuche verwendet werden.

Für Versuche mit einem normalen Wassergehalt wurde ein GWC von 0,6 verwendet und für Versuche mit einem geringen Wassergehalt ein GWC von 0,45.

3.4.3 Inokulumproduktion

Für die Gewächshausversuche mit bodenbürtigen Erregern, wurden zum einen *F. culmorum* und zum anderen *R. solani* verwendet. Für jeden Erreger gab es eine eigene Methode, welche unter sterilen Bedingungen angewendet wurde.

F. culmorum

Für die Herstellung des Inokulums wurde im ersten Schritt eine Sporensuspension von *F. culmorum* hergestellt. Für die Sporensuspension wurde eine mit dem Erreger überwachsene SNA-Platte mit VE-Wasser + Tween80 abgeschwemmt und die Sporenkonzentration mit Hilfe einer Thoma-Kammer bestimmt. Durch Zugabe von VE-Wasser + Tween80 wurde die gewünschte Konzentration auf $1 \cdot 10^5$ Sporen verdünnt und anschließend mit VE-Wasser 1:5 verdünnt. Um eine ausreichende Sporenkonzentration von der SNA-Platte abschwemmen zu können, musste der Erreger auf dieser mindestens sieben Tagen gewachsen sein. Inkubiert wurden die SNA-Platten bei Raumtemperatur ($\sim 20 \text{ }^\circ\text{C}$) und 10 Stunden Licht am Tag.

Für den zweiten Schritt wurde 100 g Hirse als Nährmedium in einem Erlenmeyerkolben eingewogen und autoklaviert. Anschließend wurden 30 ml der Sporensuspension hinzugegeben, der Kolben verschlossen und für vier Tage bei $20 \text{ }^\circ\text{C}$ und 10 h Lichtdauer inkubiert. Für ein gleichmäßiges Bewachsen der Hirse wurde diese regelmäßig homogenisiert (Abbildung 6).

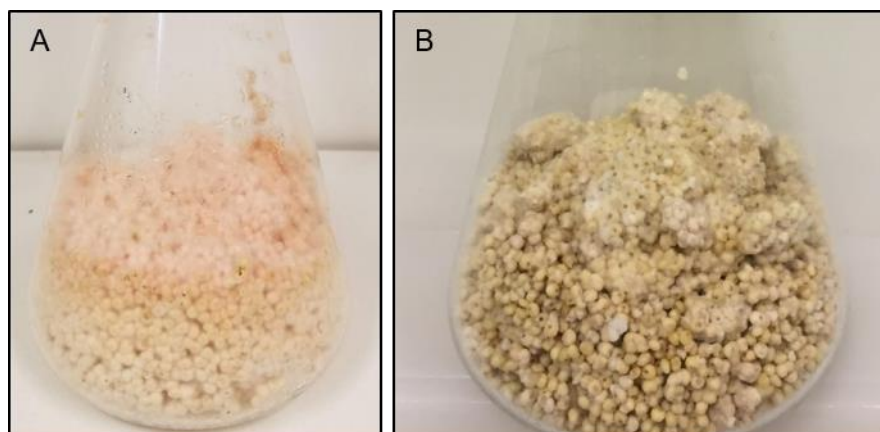


Abbildung 6: Inokulierte Hirse mit *F. culmorum* (A) vor der Homogenisierung und (B) nach der Homogenisierung.

Von diesem Gemisch wurden 1,5 % (Gewichtsanteil vom Bodensubstrat) dem Bodensubstrat der Versuche, welche einen bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* untersuchten, hinzugefügt und gründlich homogenisiert.

Rhizoctonia solani

Wie zuvor für *F. culmorum*, wurde auch für die Herstellung des Inokulums von *R. solani* 100 g Hirse in einem Erlenmeyerkolben eingewogen und autoklaviert. Des Weiteren wird eine mit dem Erreger überwachsene PDA-Platte benötigt, welche bei Raumtemperatur (~ 20 °C) und 10 Lichtdauer am Tag für mindestens zwei Wochen inkubiert wurde. Aus dieser Platte wurden zehn Agarstücken, welche mit Myzel von *R. solani* überwachsen waren, mit einem 5 mm großen Korkbohrer ausgestanzt und der Hirse hinzugefügt. Abschließend wurde dem Kolben 30 ml VE-Wasser hinzugegeben, der Erlenmeyerkolben wurde verschlossen und für zehn Tage in einer Klimakammer bei 20 °C und 10 h Lichtdauer inkubiert. Durch regelmäßiges Homogenisieren wurde ein gleichmäßiges Bewachsen der Hirse gewährleistet. Von diesem Gemisch wurden 3 % dem Bodensubstrat der Versuche, welche einen bodenbürtigen Befall mit *R. solani* untersuchten, hinzugefügt und gründlich homogenisiert

3.4.4 Versuchsanlage und –durchführung

Alle Versuche im Gewächshaus wurden in 9*9*9 cm großen Töpfen durchgeführt. Es wurden 250 g Bodensubstrat pro Topf eingewogen und das Maissaatgut in einer Tiefe von 4 cm abgelegt. Anschließend wurde das Substrat verdichtet und mit einer Schicht aus Vermiculit bedeckt, um den Wasserverlust zu reduzieren. Das Gewicht bestehend aus Topf, Bodensubstrat, Maiskörnern und Vermiculit wurde bestimmt und notiert. Die Bewässerung der Töpfe erfolgte nach Gewicht. Jeden Tag im laufenden Versuch wurde den Töpfen so viel Wasser hinzugegeben, dass das Endgewicht 10 g über dem notierten Gewicht lag. Diese Vorgehensweise gewährleistete eine einheitliche Wasserversorgung aller Töpfe im laufenden Versuch, sodass für alle Mikroorganismen diese Bedingung vergleichbar war.

Im Rahmen dieser Arbeit gab es sechs verschiedene Versuchsanlagen, die wie folgt gegliedert werden können:

Versuchsanlage I

Es wurden zwei Versuche **ohne bodenbürtigen Befall** durchgeführt. Ein Versuch mit dem zertifizierten Saatgut der Sorte LIKEit, welche als nicht befallen galt und ein Versuch mit dem Saatgut der Sorte SY Werena, welches mit *Fusarium* spp. künstlich infiziert wurde. Beide Versuche wurden als randomisierte vollständige Blockanlage mit drei Blöcken und jeweils 28 Varianten angelegt. Es wurde die Wirkung der chemische Saatgutbehandlung (TMTD) und der biologischen Saatgutbehandlungen (RV, FZB, A3, A5, A14, A15, A18, A25, J1, J3, J4 und J5),

jeweils als Solobehandlung als auch als Kombinationsbehandlung mit der physikalischen Elektronenbehandlung gegenüber der unbehandelten Kontrolle (UK) und der Elektronenbehandlung (E) auf pflanzenphysiologische Parameter (Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe, oberirdische Trockenmasse, Kapitel 3.4.5) und im Falle der künstlich infizierten Sorte auf den samenbürtigen Befall (real-time qPCR, Kapitel 3.6.4.3) untersucht. Die Saatgutbehandlungen sind in Tabelle 7 aufgelistet. Je Saatgutbehandlung und Block wurden 5 Töpfe mit jeweils 3 Saatkörnern angelegt. Durchgeführt wurde diese Versuchsanlage im Gewächshaus bei einer Nachttemperatur von 13 °C und einer Tagestemperatur von 20 °C. Die Lichtdauer betrug 12 Stunden.

Es wurden durch diesen Versuchsaufbau zwei Fragestellungen untersucht:

Fragestellung 1: Wie wirken sich die chemischen, physikalischen und biologischen Saatgutbehandlungen auf die pflanzenphysiologischen Parameter aus?

Fragestellung 2: Bewirkt die Elektronenbehandlung einen negativen Effekt auf die pflanzenphysiologischen Parameter bzw. auf die Wirkung der Mikroorganismen aus?

Fragestellung 3: Wie wirken sich die chemischen, physikalischen und biologischen Saatgutbehandlungen und insbesondere die Kombination mit der Elektronenbehandlung auf einen samenbürtigen Saatgutbefall mit *Fusarium* spp. aus?

Versuchsanlage II:

Es wurden zwei Versuche jeweils mit der Sorte LIKEit **und einem bodenbürtigen Befall** als randomisierte vollständige Blockanlage mit drei Blöcken und jeweils 16 Varianten angelegt. Die bodenbürtige Inokulation erfolgte im ersten Versuch mit *F. culmorum* und in dem zweiten mit *R. solani*. Da keine Wirkung der Elektronenbehandlung gegenüber einem bodenbürtigen Befall zu erwarten war, wurde die Wirkung der chemischen Variante (TMTD) und der biologischen Varianten (RV, FZB, A3, A5, A14, A15, A18, A25, J1, J3, J4 und J5) lediglich als Solobehandlung gegenüber der unbehandelten Kontrolle (UK) und der Elektronenbehandlung (E) auf pflanzenphysiologischen Parameter (Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe, oberirdische Trockenmasse, Kapitel 3.4.5) und den quantitativen Befall der Pflanzen mit *F. culmorum* und *R. solani* (real-time qPCR, Kapitel 3.6.4.3) untersucht. Die Saatgutbehandlungen sind in Tabelle 7 aufgelistet. Zusätzlich zu diesen Varianten wurde die unbehandelte Kontrolle ohne einen bodenbürtigen Befall angelegt, um den Erfolg der Bodeninokulation bestätigen zu können. Auch für diese Versuchsanlage wurden je Variante und Block 5 Töpfe mit jeweils 3 Saatkörnern angelegt. Die Temperatur betrug nachts 13 °C und am Tag 20 °C bei einer Lichtdauer von 12 Stunden.

Mit Hilfe dieses Versuchsaufbaus wurden zwei Fragestellungen untersucht:

Fragestellung 1: Wie wirken die chemischen, physikalischen und biologischen Saatgutbehandlungen gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum*?

Fragestellung 2: Wie wirken die chemischen, physikalischen und biologischen Saatgutbehandlungen gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *R. solani*?

Versuchsanlage III:

Diese Versuche wurden jeweils mit der Sorte LIKEit und **einem bodenbürtigen Befall** als randomisierte vollständige Blockanlage mit drei Blöcken und jeweils 30 Varianten angelegt. Wie bei Versuchsanlage II, wurde auch bei dieser Versuchsanlage die Wirkung der Saatgutbehandlungen gegenüber den bodenbürtigen Pathogenen *F. culmorum* und *R. solani* analysiert. Es wurden hierbei ebenfalls pflanzenphysiologische Parameter (Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe, oberirdische Trockenmasse, Kapitel 3.4.5) und der quantitative Befall der Pflanzen mit *F. culmorum* und *R. solani* (real-time qPCR, Kapitel 3.6.4.3) erfasst. Es wurde je Pathogen ein Versuch durchgeführt.

Es wurden die chemische Saatgutbehandlung (TMTD) und die biologischen Saatgutbehandlungen (RV, FZB, A3, A5, A14, A15, A18, A25, J1, J3, J4 und J5), jeweils als Solobehandlung als auch als Kombinationsbehandlung mit der physikalischen Elektronenbehandlung gegenüber der unbehandelten Kontrolle (UK) und der Elektronenbehandlung (E) getestet. Die Saatgutbehandlungen sind in Tabelle 7 aufgelistet. Wie bei der Versuchsanlage II wurde die unbehandelte Kontrollvariante zusätzlich ohne bodenbürtigen Befall angelegt, um den Erfolg der Bodeninokulation bestätigen zu können. Auch wenn keine Wirkung der Elektronenbehandlung gegenüber einem bodenbürtigen Befall zu erwarten ist, kann somit die Verträglichkeit der Mikroorganismen mit der Elektronenbehandlung bei einem bodenbürtigen Befall untersucht werden. Auch für diese Versuchsanlage wurden je Variante und Block 5 Töpfe mit jeweils 3 Saatkörnern angelegt. Die Temperatur betrug nachts 13 °C und am Tag 20 °C bei einer Lichtdauer von 12 h.

Mit Hilfe dieses Versuchsaufbaus wurden zwei Fragestellungen untersucht:

Fragestellung 1: Wie wirken die chemischen, physikalischen und biologischen Saatgutbehandlungen und insbesondere die Kombinationsbehandlung gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum*?

Fragestellung 2: Wie wirken die chemischen, physikalischen und biologischen Saatgutbehandlungen und insbesondere die Kombinationsbehandlung gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *R. solani*?

Versuchsanlage IV:

Der Versuch wurde mit der Sorte LIKEit **ohne bodenbürtigen Befall** als randomisierte vollständige Blockanlage mit neun Blöcken und jeweils 15 Varianten angelegt. Dieser diente als abschließender Versuch zur Bestimmung der Effekte nicht-chemischer Saatgutbehandlungen auf pflanzenphysiologische Parameter (Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe, oberirdische Trockenmasse, Kapitel 3.4.5). Die biologischen Saatgutbehandlungen, welche in Tabelle 7 dargestellt wurden, wurden auf folgende reduziert: A05, A14, A15, A18, J3 und J5, während die Blöcke auf neun erhöht wurden. Die biologischen Saatgutbehandlungen wurden jeweils als Solobehandlung als auch als Kombinationsbehandlung mit der physikalischen Elektronenbehandlung gegenüber der unbehandelten Kontrolle (UK), der Elektronenbehandlung (E) und der chemischen Kontrolle getestet. Je Saatgutbehandlung und Block wurden 3 Töpfe mit jeweils 3 Saatkörnern angelegt. Die Temperatur betrug nachts 13 °C und am Tag 20 °C bei einer Lichtdauer von 12 Stunden.

Mit Hilfe dieser Versuchsanlage wurde folgende Fragestellung untersucht:

Wie wirken sich die chemischen, physikalischen und biologischen Saatgutbehandlungen als Solobehandlung und als Kombinationsbehandlung mit der Elektronenbehandlung auf pflanzenphysiologische Parameter ohne einen bodenbürtigen Befall aus?

Versuchsanlage V:

Es wurden zwei Versuche mit der Sorte LIKEit **mit einem bodenbürtigen Befall** als randomisierte vollständige Blockanlage mit neun Blöcken und jeweils 15 Varianten angelegt. Die bodenbürtige Inokulation erfolgte im ersten Versuch mit *F. culmorum* und im zweiten Versuch mit *R. solani*. Beide Versuche dienten der abschließenden Bestimmung der Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* und *R. solani*. Erfasst wurden pflanzenphysiologische Parameter (Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe, oberirdische Trockenmasse, Kapitel 3.4.5) und der quantitative Befall der Pflanze mit *F. culmorum* und *R. solani* (real-time qPCR, Kapitel 3.6.4.3). Die biologischen Saatgutbehandlungen, welche in Tabelle 7 dargestellt wurden, wurden auf folgende reduziert: A05, A14, A15, A18, J3 und J5, während die Blockanzahl auf neun erhöht wurden. Die chemische Saatgutbehandlung (TMTD) wurde lediglich als Solobehandlung getestet, während die biologischen Saatgutbehandlungen (A5, A14, A15, A18, J3 und J5), jeweils als Solobehandlung als auch als Kombinationsbehandlung mit der physikalischen Elektronenbehandlung gegenüber der unbehandelten Kontrolle (UK) und der Elektronenbehandlung (E) analysiert wurden. Auf eine zusätzliche anlage der nicht inokulierten Kontrollvariante konnte verzichtet werden, da diese Versuche zeitgleich zu dem Versuch der Versuchsanlage IV stattfand, bei welchem die Kontrollvariante ohne

bodenbürtigen Befall untersucht wurde. Je Saatgutbehandlung und Block wurden 3 Töpfe mit jeweils 3 Saatkörnern angelegt. Die Temperatur betrug nachts 13 °C und am Tag 20 °C bei einer Lichtdauer von 12 Stunden.

Mit Hilfe dieser Versuchsanlage wurden folgende zwei Fragestellungen untersucht:

Fragestellung 1: Wie wirken die chemischen, physikalischen und biologischen Saatgutbehandlungen und insbesondere die Kombinationsbehandlung gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum*?

Fragestellung 2: Wie wirken die chemischen, physikalischen und biologischen Saatgutbehandlungen und insbesondere die Kombinationsbehandlung gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *R. solani*?

Versuchsanlage VI:

Es wurden vier Versuche mit der Sorte LIKEit durchgeführt, welche zum einen in der Klimakammer und zum anderen im Gewächshaus durchgeführt wurden. Je Versuch wurde die Wirkung der chemischen, physikalischen und biologischen Saatgutbehandlungen zeitgleich **ohne und mit bodenbürtigen Befall** mit *F. culmorum* untersucht. Erfasst wurden die pflanzenphysiologischen Parameter Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und oberirdische Trockenmasse (Kapitel 3.4.5) und im Falle der bodenbürtigen Inokulation der quantitative Befall der Pflanze mit *F. culmorum* (Kapitel 3.6.4.3). Um die **Auswirkung des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC)** auf die Wirkung der Saatgutbehandlungen zu untersuchen, wurde je Versuch ein GWC von 0,6 (optimale Bedingungen) und 0,45 (trockene bis normale Bedingungen) angelegt. Des Weiteren wurde der **Einfluss der Bodentemperatur** auf die Wirkung der Saatgutbehandlungen untersucht. Während alle vier Versuche jeweils bei 20 °C im Gewächshaus (GWH) vorgekeimt wurden, so wurde in dem ersten Versuch die Temperatur in der Klimakammer (KK) auf 4 °C, in dem zweiten Versuch auf 8 °C, in dem dritten Versuch auf 12 °C und in dem vierten Versuch auf 16 °C eingestellt. Alle Töpfe des laufenden Versuchs standen für 10 Tage in der Klimakammer und wurden nach diesem Zeitraum in das Gewächshaus umgestellt, wo eine Temperatur von 20 °C herrschte. Dies sollte eine Untersuchung der Auswirkung der Temperatur bzw. einer längeren Kälteperiode während des Aufwuchses auf die Wirkung der Saatgutbehandlungen ermöglichen. Der Versuchsaufbau ist in der folgenden Abbildung 7 schematisch dargestellt. In dem Gewächshaus betrug die Temperatur nachts 13 °C und am Tag 20 °C bei einer Lichtdauer von 12 h. Die Lichtdauer in der Klimakammer betrug dort ebenfalls 12 h, während die Temperatur für 24 h gleich blieb.

Je Saatgutbehandlung wurden in jedem laufenden Versuch vier Teilaspekte getestet, für welche jeweils 4 Töpfe mit 4 Saatkörnern in 3 Blöcken angelegt wurden. Die

Saatgutbehandlungen sind in der folgenden Tabelle 8 aufgelistet. Neben der chemischen und den biologischen Varianten wurde zusätzlich die Wirkung des Klebers auf die Wirkung des sensiblen Stamms von *B. atrophaeus* (ABi05) getestet.

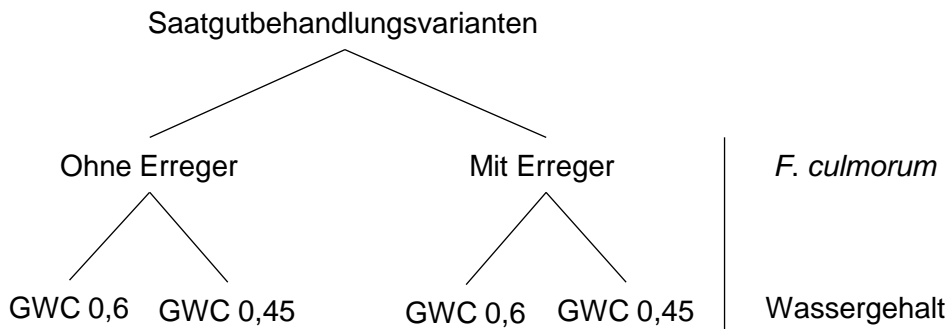


Abbildung 7: Schematische Darstellung des Versuchsaufbaus von Versuchsanlage VI.

Mit Hilfe dieser Versuchsanlage wurden somit zwei Fragestellungen untersucht:

Fragestellung 1: Wie wirkt sich der Bodenwassergehalt in Kombination mit verschiedenen Bodentemperaturen auf die Wirkung der chemischen, physikalischen und biologischen Saatgutbehandlungen ohne bodenbürtigen Befall und in Gegenwart des bodenbürtigen Erregers *F. culmorum* aus?

Fragestellung 2: Wie wirkt sich der Kleber auf die Parameter Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und Trockenmasse der unbehandelte Kontrollvariante und auf die Wirkung von *B. atrophaeus* (ABi05) aus?

Tabelle 8: Varianten der Versuchsanlage VI und die verwendeten Kleber.

Variantenname	Kleber	Art der Saatgutbehandlung	
Kontrolle (UK)	ohne	unbehandelt	-
Kontrolle (2)	Kleber A	unbehandelt	-
Kontrolle (3)	Kleber Sebi5	unbehandelt	-
TMTD	Kleber A	chemisch	Thiram
Eventus	ohne	physikalisch	Elektronen
JKI-05	Kleber A	biologisch	<i>Trichoderma</i> spp.
ABi05 (1)	Kleber A	biologisch	<i>B. atrophaeus</i>
ABI05 (2)	Kleber Sebi5	biologisch	<i>B. atrophaeus</i>

3.4.5 Erfasste Parameter und Probennahme

Um den Einfluss der chemischen, physikalischen und vor allem biologischen Saatgutbehandlung auf die pflanzenphysiologischen Parameter zu untersuchen, wurden folgende Parameter erhoben: die Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und Frisch- bzw. Trockenmasse. Die Auswertung der Versuche fand einheitlich zum BBCH (Lancashire et al. 1991) 13 statt. Die Anzahl der aufgelaufenen Pflanzen wurde durch das Zählen aller oberirdisch sichtbaren Pflanzen einer Wiederholung bestimmt, während die Wuchshöhe (cm) die oberirdische Pflanzenhöhe ab dem Wurzelknoten darstellt. Es wurde die Wuchshöhe aller aufgelaufenen Pflanzen einer Wiederholung bestimmt und aus diesen Werten der Mittelwert gebildet, sodass man einen Wert pro Wiederholung erhalten hat. Für die Bestimmung der Frischmasse (g) wurden alle aufgelaufenen Pflanzen einer Wiederholung oberirdisch an dem Wurzelknoten abgetrennt und mit einer analytischen Waage als Gesamtmasse gewogen. Das Pflanzenmaterial wurde gefriergetrocknet, wodurch die Trockenmasse (g) bestimmt werden konnte. Zusätzlich wurde molekularbiologisch der Befall mit dem jeweiligen Erreger in der Wurzel und in dem Spross ermittelt (Kapitel 3.6.4.3).

3.4.6 Probenaufbereitung

Neben dem oberirdischen Pflanzenmaterial wurde ebenfalls das unterirdische Pflanzenmaterial aus dem Bodensubstrat herausgetrennt, von restlichem Bodensubstrat gesäubert und mittels Gefriertrocknung getrocknet. Anschließend wurde das ober- und unterirdische Material mit einer Zentrifugalmühle auf 0,2 mm vermahlen und bei – 80 °C gelagert. Die aufbereiteten Proben wurden nachfolgend molekularbiologisch untersucht (Kapitel 3.6).

3.5 Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Feld

In den Jahren 2018 und 2019 wurden Feldversuche mit der Nutzungsrichtung Silomais mit den nicht-chemischen Saatgutbehandlungsverfahren (physikalisch und biologisch) durchgeführt, um den Effekt auf pflanzenphysiologische Parameter (Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und Ertrag) festzustellen. Um das Potenzial der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsverfahren zu untersuchen, wurden Standorte mit einem möglichst hohen Inokulumpotential ausgewählt. Aufgrund der Erkenntnisse zur Wirkung der nicht chemischen Saatgutbehandlungsverfahren im Gewächshaus, variierten die jeweiligen Saatgutbehandlungen zwischen den Jahren. Die Untersuchungen fanden in den beiden Jahren 2018 und 2019 an zwei Standorten statt.

3.5.1 Lage der Versuchsstandorte

2018 und 2019 wurden die Feldversuche an den Standorten Hohenschulen und Barkhorn durchgeführt. Während der Standort Barkhorn auf der Geest lokalisiert ist, liegt der Standort Hohenschulen im östlichen Hügelland. Beide Standorte unterscheiden sich bezüglich der Bodentypen, Bodenart und Ackerzahl (Tabelle 9). Der Standort Barkhorn weist mit einer Ackerzahl von 30 ein geringeres Ertragspotenzial auf als der Standort Hohenschulen mit einer Ackerzahl von 50.

Tabelle 9: Geographische Lage, Bodentypen, -arten und Ackerzahl der Standorte der Feldversuche 2018 und 2019 in Schleswig-Holstein. Sl = lehmiger Sand; Ss = Reinsand.

Standort	Landkreis	Bodentyp	Bodenart	Ackerzahl
Barkhorn	Rendsburg-Eckernförde	Podsol	Ss	30
Hohenschulen	Rendsburg-Eckernförde.	Parabraunerde	Sl	50

3.5.2 Anbauparameter

Nachfolgend werden die jeweiligen acker- und pflanzenbaulichen Parameter der Standorte und Jahre erläutert.

3.5.2.1 Fruchtfolge und Primärbodenbearbeitung

An beiden Versuchsstandorten wurde die Kultur Mais unabhängig der Jahre in Selbstfolge angebaut. Ebenfalls identisch blieb die Primärbodenbearbeitung beider Standorte unabhängig der Jahre. Es wurde jeweils eine nicht-wendende Bodenbearbeitung mit Grubber und Kreiselegge durchgeführt. Aufgrund dieser beiden Faktoren (Mais in Selbstfolge, nicht-wendende Bodenbearbeitung), konnte an beiden Standorten von einem erhöhten Inokulumpotential mit bodenbürtigen Pathogenen im Vergleich zu Standorten mit wendender Bodenbearbeitung oder einer mehrgliedrigen Fruchtfolge ausgegangen werden, da es durch die Maisselbstfolge und der nicht-wendenden Bodenbearbeitung zu einer Anhäufung wirtspflanzenspezifische Erreger auf und nahe (Saathorizont) der Bodenoberfläche kam.

3.5.2.2 Sortenwahl

Die Sortenwahl variierte zwischen den Jahren (Tabelle 10). Im Versuchsjahr 2018 wurde an den Standorten Barkhorn und Hohenschulen die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen in der Sorte Matthew untersucht, welche eine Siloreifezahl von 270, eine „gute“ *Fusarium*-Resistenz und einen „sehr guten/sehr hohen“ TM-Ertrag aufweist (Deutsche Saatveredelung 2020b). Im Jahr 2019 wurden die Untersuchungen an zwei Sorten, LIKEit und SY Werena, und an zwei Standorten, Barkhorn und Hohenschulen, durchgeführt.

Beide Sorten haben eine sehr starke Jugendentwicklung, einen hohen Ertrag und gehören zur frühen Reifegruppe (LIKEit = S180, SY Werena = S210). Während die Sorte LIKEit in die Kategorie „gute“ *Fusarium*-Resistenz eingestuft wird, gibt es für die Sorte SY Werena keine Einstufung bezüglich einer *Fusarium*-Resistenz (Syngenta 2019; Deutsche Saatveredelung 2020a).

Tabelle 10: Angebaute Maissorten an den Standorten Barkhorn und Hohenschulen in Schleswig-Holstein der Versuchsjahre 2018 und 2019.

Standort	Versuchsjahr	
	2018	2019
Barkhorn	Matthew	LIKEit SY Werena-inokuliert*
Hohenschulen	Matthew	LIKEit SY Werena-inokuliert*

*mit einem *Fusarium*-Gemisch (*F. culmorum*, *F. graminearum* und *F. verticillioides*) vom JKI unter natürlichen Bedingungen zur Blüte inokuliert

3.5.2.3 Saatstärke, Saat- und Erntetermine

Die Maisaussaat erfolgte standortübergreifend in beiden Versuchsjahren mit einer praxisüblichen Saatstärke von 10 Körnern/m² Ende April (2019) bzw. Anfang Mai (2018) (Tabelle 11). Die Ernte fand im Jahr 2018 witterungsbedingt sehr früh (Anfang September) statt, während 2019 die Ernte am Standort Hohenschulen verhältnismäßig spät erfolgte (Ende Oktober). Am Standort Barkhorn wurde der Versuch im Jahr 2019 aufgrund der unzureichenden Bestandesdichte nicht beerntet

Tabelle 11: Saat- und Erntetermine an den Standorten Barkhorn und Hohenschulen in Schleswig-Holstein der Versuchsjahre 2018 und 2019.

Standort	Versuchsjahr			
	2018		2019	
	Aussaat	Ernte	Aussaat	Ernte
Barkhorn	09.05	06.09	25.04	-
Hohenschulen	04.05	10.09	29.04	23.10

3.5.2.4 Düngung und Pflanzenschutz

Es wurde an beiden Standorten und in jedem Jahr eine praxisübliche Unterfußdüngung mit einem NP- Dünger (Stickstoff [N] und Phosphor [P]) zur Aussaat durchgeführt. Alle weiteren Düngungs- und Pflanzenschutzmaßnahmen erfolgten betriebsüblich.

3.5.3 Saatgutbehandlung

Die physikalische Saatgutbehandlung wurde durch den Projektpartner EVONTA Service GmbH durchgeführt. Die chemische und biologische Saatgutbeizung erfolgte durch den Projektpartner DSV.

3.5.4 Versuchsanlage und –durchführung

Die Wirkung der biologischen Saatgutbehandlungen wurde in jedem Versuch je Sorte mit einer unbehandelten Kontrolle, einer chemischen und der physikalischen Saatgutbehandlung verglichen. Die biologischen Saatgutbehandlungen variierten aufgrund der gewonnenen Erkenntnisse dabei zwischen den Jahren und werden somit im Folgenden, nach den Jahren getrennt, erläutert.

Versuchsjahr 2018

Im Versuchsjahr 2018 wurde die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen an den zwei Standorten, Barkhorn und Hohenschulen, in der Sorte Matthew untersucht. Neben der unbehandelten Kontrolle, der chemischen (TMTD) und der physikalischen (Elektronenbehandlung) Saatgutbehandlung wurden folgende biologischen Saatgutbehandlungen verwendet: RV, FZB, A3, A5, A18, A25, J1, J3 und J4 (Tabelle 7). Die biologischen Saatgutbehandlungen wurden zum einen als Solobehandlung als auch als Kombinationsbehandlung mit einer vorherigen Elektronenbehandlung getestet. Es gab somit insgesamt 23 Saatgutbehandlungsvarianten, welche als randomisierte Blockanlage mit 4 Blöcken angelegt wurden. Eine Einzelparzelle mit der Größe von 18 m² bestand aus 4 Einzelreihen, von denen nur die inneren zwei für die Beerntung und Beprobung verwendet wurden. Untersucht wurde die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen auf die pflanzenphysiologischen Parameter (Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und oberirdische Trockenmasse, Kapitel 3.5.5) und dessen Wirkung bei einem potenziellen bodenbürtigen Befall untersucht.

Versuchsjahr 2019

Im Versuchsjahr 2019 wurde die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen ebenfalls an den Standorten Barkhorn und Hohenschulen untersucht, jedoch mit den Sorten LIKEit und SY Werena-inokuliert. Neben der unbehandelten Kontrolle, der chemischen

(TMTD) und der physikalischen (Elektronenbehandlung) Saatgutbehandlung wurden folgende biologischen Saatgutbehandlungen je Sorte verwendet: RV, A5, J1 und J5 (Tabelle 7). Die biologischen Saatgutbehandlungen wurden zum einen als Solobehandlung als auch als Kombinationsbehandlung mit einer vorherigen Elektronenbehandlung getestet. Es gab somit insgesamt 11 Saatgutbehandlungen je Sorte, welche als randomisierte Blockanlage mit 4 Blöcken angelegt wurden. Eine Einzelparzelle mit der Größe von 18 m² bestand aus 4 Einzelreihen, von denen nur die inneren zwei für die Beerntung und Beprobung verwendet wurden.

Untersucht wurde die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen auf die pflanzenphysiologischen Parameter (Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und oberirdische Trockenmasse, Kapitel 3.5.5) und dessen Wirkung bei einem potenziellen bodenbürtigen bzw. samenbürtigen Befall untersucht.

3.5.5 Erfasste Parameter und Probennahme

Für die Untersuchungen zur Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen im Feld an den Standorten Barkhorn und Hohenschulen in den Versuchsjahren 2018 und 2019, wurde die Bestandesdichte und die Wuchshöhe im Anfangsstadium der Maisentwicklung bestimmt, sowie der Ertrag der einzelnen Parzellen zur Siloreife.

Bestandesdichte

Die Bestandesdichte wurde zum Zeitpunkt des BBCH-Stadiums 14 bestimmt. Ausgezählt wurden lediglich die Inneren beiden Reihen einer Parzelle. Von der ersten Zählreihe wurden die ersten drei Meter der sechs Meter langen Parzelle ausgezählt und von der zweiten Zählreihe die hinteren drei Meter der sechs Meter langen Parzelle. Die Anzahl aufgelaufener Pflanzen wurde somit pro Quadratmeter bestimmt.

Wuchshöhe

Zusätzlich zur Bestandesdichte wurde die Wuchshöhe zum BBCH-Stadium 16 aller Parzellen bestimmt. Die Messung wurde an zehn Pflanzen der inneren beiden Reihen pro Parzelle durchgeführt, fünf Pflanzen wurden in der ersten Messreihe gemessen und fünf Pflanzen in der zweiten Messreihe. Wie zuvor bei der Bestandesdichte, wurden auch bei der Wuchshöhe für die erste Messreihe lediglich die ersten drei Meter und bei der zweiten Messreihe die hinteren drei Meter der sechs Meter langen Parzelle für die Messung verwendet.

Ertrag

Es wurde zum Zeitpunkt der Siloreife die Inneren beiden Reihen mit einem Parzellenhäcksler beerntet. Im Zuge dieser Kernbeerntung wurde der Ertrag der beiden geernteten Reihen einer

Parzelle bestimmt und eine Mischprobe von je 1 kg aus dem Häckselgutstrom der Maschine entnommen. Für die Bestimmung der absoluten Trockenmasse des Silomaises wurde die Mischprobe 12 Stunden bei 105 °C bis zur Gewichtskonstanz getrocknet. Die Ertragsdaten aller Parzellen wurden so auf die einheitliche Trockensubstanz von 32 % bezogen.

3.5.6 Erfassung meteorologischer Daten

Im Versuchsjahr 2018 erfolgte die Datenerfassung der Witterungsparameter durch die Messstation des Instituts für Acker- und Pflanzenbau an dem Standort Hohenschulen, welche in unmittelbarer Nähe des Versuchsschlages lokalisiert war. Aufgrund der geographischen Nähe beider Standorte Hohenschulen und Barkhorn, konnten die Witterungsparameter von Hohenschulen ebenfalls für Barkhorn verwendet werden. Im Jahr 2019 wurden für beide Standorte Barkhorn und Hohenschulen ebenfalls die Witterungsparameter der Messstation des Instituts für Acker- und Pflanzenbau an dem Standort Hohenschulen verwendet. Erfasst wurden die Parameter Lufttemperatur in 2 m Höhe und Niederschlag in 1,5 m Höhe.

Im Versuchsjahr 2018 erfolgte die Datenerfassung der Witterungsparameter durch die Messstation des Deutschen Wetterdienstes (DWD) in Osterfeld für den Standort Barkhorn und für den Standort Hohenschulen durch eine Messstation des Instituts für Acker- und Pflanzenbau, welche in unmittelbarer Nähe des Versuchsschlages lokalisiert war. Im Jahr 2019 wurden für den Standort Hohenschulen ebenfalls die Witterungsparameter dieser Messstation verwendet, während am Standort Barkhorn die Aufzeichnung der Witterungsdaten durch eine eigens installierte Wetterstation (Thies Klima, Göttingen) erfolgte, welche direkt im Bestand lokalisiert war. Erfasst wurden die Parameter Lufttemperatur in 2 m Höhe und Niederschlag in 1,5 m Höhe.

3.6 Molekularbiologische Untersuchungen

3.6.1 DNA-Extraktion aus Pflanzenproben

Die Extraktion genomischer DNA aus den Stängel- und Wurzelproben erfolgte mit einer veränderten CTAB-Methode nach (Murray and Thompson 1980):

1. Einwaage von 0,05 g Probe (vermahlen auf 0,2 mm) in ein 2,0 ml Reagiergefäß,
2. Herstellung Mastermix (1,15 ml 2xCTAB + 3 µl β-Mercaptoethanol pro Probe),
3. Mastermix im Wasserbad bei 65 °C erwärmen,
4. Zugabe von 1 ml Mastermix, invertieren, vortexen,
5. Inkubation im Wasserbad bei 65 °C für 1 h (alle 15 min invertieren),
6. Kurz abkühlen lassen, Zugabe von 2 µl RNase A (1 ng/µl),
7. Inkubation bei 37 °C im Thermoblock für 30 min,

8. Zugabe von 500 µl Chloroform-Isoamylalkohol (24:1),
9. Proben für 10 min in Überkopfschüttler,
10. Zentrifugieren für 10 min bei 13.000 rpm,
11. Überführen von 700 µl der oberen Phase in ein neues Reagiergefäß,
12. Zugabe von 700 µl Isopropanol,
13. Invertieren, bis keine Schlieren mehr sichtbar sind,
14. Inkubation auf Eis für 1 h,
15. Zentrifugieren für 10 min bei 13.000 rpm,
16. Überstand verwerfen,
17. Zugabe von 1 ml Waschlösung I,
18. Proben für 10 min in Überkopfschüttler,
19. Zentrifugieren für 4 min bei 13.000 rpm,
20. Überstand verwerfen,
21. Zugabe von 500 µl Waschlösung II,
22. Proben für 10 min in Überkopfschüttler,
23. Zentrifugieren für 4 min bei 13.000 rpm,
24. Überstand verwerfen,
25. Pellet bei Raumtemperatur trocknen lassen,
26. Rücklösung in 70 µl H₂O (HPLC-Grade),
27. Über Nacht bei 4 °C auf Schüttler.

Die Zusammensetzungen von 2x CTAB und den Waschlösungen sind in Kapitel 3.1.4 dargestellt.

Vergleich verschiedener Probenaufbereitungs- und DNA-Extraktionsmethoden

Es wurden verschiedene Verfahren der Probenaufbereitung und der DNA-Extraktion verglichen, um zu prüfen, welches Verfahren bezüglich der Qualität und der Quantität der DNA am geeignetsten ist.

Zum einen wurde ein Maisblatt mit flüssigem Stickstoff eingefroren und in diesem Zustand zermörsert und zum anderen wurde eine Stängel-, Wurzel- und Bodenprobe bei 60 °C getrocknet und mit Hilfe einer Zentrifugalmühle auf 0,2 mm zerkleinert. Aus allen Proben wurden anschließend mittels CTAB-Methode (Kapitel 3.6.1) die DNA extrahiert.

Ebenfalls wurde die DNA aus dem mit flüssigem Stickstoff zerkleinerten Maisblattes mit Hilfe des NucleoSpin® Food Kits und des NucleoSpin® Plant II Kits nach Herstellerangaben extrahiert, um beide Verfahren mit der CTAB-Methode zu vergleichen.

Die DNA wurde anschließend auf ein 1 %iges Agarosegel aufgetragen und bei 70 V für 45 Minuten aufgetrennt (Kapitel 3.6.3).

3.6.2 DNA-Extraktion aus Pilzmyzel

Für die Positivkontrollen der PCR bzw. real-time qPCR (Kapitel 3.6.4) wurde die DNA aus Pilzmyzel mit Hilfe des Wizard® Genomic DNA Purification Kits extrahiert. Für die jeweiligen Isolate wurde von einer schon bewachsenen PDA-Platte ein bewachsenes Agarstück mit einem 5 mm Korkbohrer herausgetrennt und dieses Agarstück auf eine neue PDA-Platte übertragen. Ist diese Platte komplett mit Myzel bewachsen, kann die Extraktion erfolgen.

Myzelentnahme von PDA-Platte:

1. Pilzmyzel mit einem autoklavierten Spatel von der Platte abkratzen,
2. Mit flüssigem Stickstoff zermörsern, in 1,5 ml Reagiergefäß überführen (Weiter mit DNA-Extraktion),

Oder:

1. Zircosil-Kügelchen in 2 ml Reagiergefäß füllen
2. Myzel und 600 µl Nuclei Lysis Solution hinzugeben
3. Für 2 Minuten in die Kugelmühle,
4. danach mit Inkubation bei 65°C weiter (Schritt 2 der DNA-Extraktion),

DNA-Extraktion:

1. Zugabe von 600 µl Nuclei Lysis Solution, vortexen,
2. Inkubation für 15 Minuten bei 65 °C ,
3. Zugabe von 3 µl Rnase A Solution, vortexen,
4. Inkubation für 15 Minuten bei 37 °C, 5 Minuten abkühlen lassen,
5. Zugabe von 200 µl Protein Precipitation Solution., vortexen,
6. Zentrifugation für 4 Min. bei 13.000 rpm ,
7. Überstand (600 µl) in neues Reagiergefäß, Rest verwerfen,
8. Zugabe von 600 µl Isopropanol, invertiert,
9. Inkubation für 15 Min. auf Eis,
10. Zentrifugation für 1 Min. bei 13.000 rpm. Überstand verwerfen,
11. Zugabe von 600 µl 70 %igen Ethanol, vortexen,
12. Zentrifugation für 1 Min. bei 13.000 rpm. Überstand verwerfen,
13. Pellet 10 Minuten trocknen lassen,
14. Zugabe von 50 µl DNA Rehydration Solution. 1 Std. ins Wasserbad (65 °C),
15. Lagerung bei mind. -20 °C.

3.6.3 Bestimmung der DNA-Konzentration

Für die weiteren molekularbiologischen Untersuchungen wurde die DNA-Konzentration der Proben auf eine einheitliche Konzentration eingestellt. Die Bestimmung der Konzentration erfolgte mit Hilfe der Gel-Elektrophorese. Für diese Methode wurde eine Referenzprobe benötigt, bei welcher die genaue DNA-Konzentration bekannt ist. Hierfür wurde DNA des Phagen λ verwendet.

Die Proben- und die λ -DNA als Referenz wurden dazu, wie in folgender Tabelle 12 dargestellt, mit autoklaviertem VE-Wasser (HPLC-Grade) und Bromphenolblau-Ladepuffer (BPB) angesetzt.

Tabelle 12: Die Zusammensetzung der aufzutragenden Referenz-DNA und der Proben-DNA für die Bestimmung der DNA-Konzentration mittels Gelelektrophorese.

	DNA-Eluat	BPB	VE-Wasser
Proben	2 μ l	2 μ l	16 μ l
10 ng λ -DNA	1 μ	2 μ l	17 μ l
30 ng λ -DNA	3 μ	2 μ l	15 μ l
50 ng λ -DNA	5 μ	2 μ l	13 μ l

Anschließend wurde ein 1 %iges Agarosegel, bestehend aus 1 g Agarose, 100 ml TAE-Puffer und 5 μ l Ethidiumbromid hergestellt. Es wurde die exakte Menge des Ansatzes der Proben bzw. der Referenz-DNA in die Taschen des Gels gegeben. Die Auftrennung erfolgte mittels der Gelelektrophorese bei 70 V für 45 Minuten in einer mit TAE-Puffer gefüllten Gelkammer. Anschließend wurde das Gel mit Hilfe eines Gel-DocTM XR fotografiert. Die DNA-Konzentration konnte mit der Software Image Lab anhand der Referenz-DNA bestimmt werden. Jede Probe wurde in einer dreifachen Wiederholung gemessen und daraus ein Mittelwert berechnet, welcher für die weiteren molekularbiologischen Untersuchungen verwendet wurde.

3.6.4 PCR

Die Identifizierung der *Fusarium*-Arten bzw. der Nachweis eines vorhandenen Befalls in Körner-, Wurzel- oder Stängelproben mit *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. proliferatum*, *F. subglutinans*, *F. verticillioides* und *R. solani* wurde mit artspezifischen Primern über eine qualitative PCR durchgeführt (Tabelle 13). Wurde in den Stängel- bzw. Wurzelproben aus den Gewächshausversuchen, welche mit *F. culmorum*, *F. verticillioides* oder *R. solani* inokuliert waren, ein Befall mit nachgewiesen, so wurde

anschließend eine quantitative Bestimmung der pilzlichen DNA-Menge mit Hilfe einer real-time quantitativen PCR durchgeführt.

3.6.4.1 Untersuchung der Primerspezifität

Zur Identifizierung der *Fusarium*-Arten und von *R. solani* mittels PCR wurden die in Tabelle 13 aufgeführten Primer verwendet, für welche zuvor die optimale Annealingtemperatur bestimmt und die Primerspezifität untersucht wurde. Zusätzlich wurde mit Hilfe der PCR-Reaktion das Primerpaar für *Zea mays*, welches für die real-time qPCR benötigt wurde, auf dessen Primerspezifität untersucht.

Die PCR-Reaktion wurde mit einem PCR-Thermocycler und einem Gesamtvolumen von 25 µl je Probe in 96er Multiply PCR-Platten durchgeführt. Der Reaktionsansatz bestand aus 19,75 µl autoklaviertes VE-Wasser (HPLC - Grade), 2,5 µl DreamTaq Puffer, 0,5 µl dNTPs, je 0,5 µl vom Forward- und Reverse-Primer (10 pmol/µl), 0,25 µl taq-Polymerase (5 u/µl) sowie jeweils 1 µl Proben-DNA (5 ng/µl).

Tabelle 13: Artspezifische Primer der PCR und real-time qPCR zur Identifikation und zum Nachweis eines Befalls in Stängel- und Wurzelproben.

Art	Primer	Sequenz (5' → 3')	Produkt [bp]	Quelle ^a
<i>F. avenaceum</i>	JIA-F JIA-R	GCTAATTCTTAACCTACTACTAGGGGC C CTGTAATAGGTTATTTACATGGGCG	220	C
<i>F. culmorum</i>	Fc01-F Fc01-R	ATGGTGAACCTCGTCGTGGC CCCTTCTTACGCCAATCTCG	570	A
<i>F. graminearum</i>	Fg16-F Fg16-R	CTCCGGATATGTTGCGTCAA GGTAGGTATCCGACATGGCAA	450	A
<i>F. oxysporum</i>	CLOX-F CLOX-R	CAGCAAAGCATCAGACCACTATAACTC CTTGTCAGTAACTGGACGTTGGTACT	534	D
<i>F. poae</i>	Fp82-F Fp82-R	CAAGCAAACAGGCTCTTCACC TGTTCCACCTCAGTGACAGGTT	220	B
<i>F. proliferatum</i>	PRO-1-F PRO-2-R	CTTTCCGCCAAGTTTCTTC TGTCAGTAACTCGACGTTGTTG	585	E
<i>F. subglutinans</i>	SUB1 SUB 2	CTGTCGCTAACCTCTTTATCCA CAGTATGGACGTTGGTATTATATCTAA	631	E
<i>F. verticillioides</i>	VERT-1-F VERT-2-R	GTCAGAATCCATGCCAGAACG CACCCGCAGCAATCCATCAG	800	F
<i>R. solani</i>	2-2 IIIB f 2-2 IIIB r	AAATGTATTGGGACCCCTA CCAACCTTTTTATCGGGTG	428	G
<i>Zea mays</i>	UBCP-f UBCP-r	CAGGTGGGGTATTCTTGGTG ATGTTCCGGGTGGAAAACCTT	231	H

^a A - (Nicholson et al. 1998); B - (Parry and Nicholson 1996); C - (Turner et al. 1998); D - (Mulè et al. 2004b); E - (Mulè et al. 2004a); F - (Patiño et al. 2004); G - (Thomsen et al. 2018); H - (Manoli et al. 2012)

Die erfolgreiche Bindung der Primerpaare (Tabelle 13) an die Zielsequenz hängt unter anderem von der optimalen Annealingtemperatur ab. Grundsätzlich gilt, je höher diese Temperatur, desto spezifischer binden die Primer. Dementsprechend muss für jedes Primerpaar die höchstmögliche Temperatur ermittelt werden, bei welcher eine vollständige Bindung an die Zielsequenz stattfindet. Die Bestimmung der optimalen Annealingtemperatur der jeweiligen Primerpaare erfolgte durch eine Temperaturgradienten-PCR. Ebenfalls wurde die benötigte Konzentration an genomischer DNA der Positivkontrollen untersucht. Als Positivkontrollen wurden die in Tabelle 2 genannten Isolate verwendet. Die Anzucht der Isolate erfolgte für zwei Wochen auf PDA-Nährmedium. Anschließend wurde die genomische DNA aus dem gebildeten Myzel extrahiert (siehe Kapitel 3.6.2). In der Temperaturgradienten-PCR wurde des Weiteren die Auswirkung der DNA-Konzentration von 5 ng/µl, 0,5 ng/µl und 0,05 ng/µl auf eine erfolgreiche Bindung der Primerpaare an die genomische DNA untersucht. Für die Primer der *Fusarium*-Arten wurde jeweils der Temperaturgradient von 61,3 – 69,3 °C untersucht (lediglich für *F. verticillioides* und *F. culmorum* lag der Gradient zwischen 64,5 – 72,5 °C), für die Primer von *R. solani* wurde der Gradient von 57,0 – 62,6 °C untersucht und für die Primer von *Zea mays* wurde der Gradient zwischen 55 – 64 °C analysiert. Für das Primerpaar von *Zea mays* wurde im Gegensatz zu den anderen Primerpaaren ausschließlich die DNA-Konzentration von 5 ng/µl untersucht, da für dieses Primerpaar der Nachweis höherer DNA-Mengen erforderlich ist.

Nach der Bestimmung der optimalen Annealingtemperatur, wurde mit jedem Primerpaar ein Kreuztest mit allen Isolaten aus Tabelle 2 durchgeführt. Zusätzlich wurde der Kreuztest auch mit gDNA von Mais durchgeführt, um zu gewährleisten, dass während der PCR-Reaktion lediglich bei dem dazugehörigen Isolat eine Bindung der Primer an die Sequenz stattfindet. Würde das Primerpaar zusätzlich zu dem dazugehörigen Isolat noch an die Sequenz eines anderen Isolats oder an der Sequenz von Mais binden, so hätte man die Primer verwerfen müssen.

Damit die PCR-Produkte, welche mit einem Agarosegel aufgetrennt wurden, interpretiert werden können, muss je verwendeter Gelkamm eine NTC (No template control) der PCR-Reaktion hinzugefügt werden, damit diese mit aufgetragen werden kann.

Nach der PCR-Reaktion wurde ein Agarosegel hergestellt. Für die PCR-Produkte der Primerpaare von *F. avenaceum*, *F. poae* und *Zea mays* wurde ein 2 %iges Agarosegel hergestellt, bestehend aus 2 g Agarose, 100 ml TAE-Puffer und 5 µl Ethidiumbromid. Für die PCR-Produkte der restlichen Primerpaare wurde ein 1 %iges Agarosegel hergestellt, bestehend aus 1 g Agarose, 100 ml TAE und 5 µl Ethidiumbromid. Für das Beladen der Tasche mit dem PCR-Reaktionsansatzes musste diesem noch 2,5 µl BPB-Ladepuffer hinzugefügt werden. Das PCR-Produkt wurde bei 70 V für 60 min aufgetrennt. Anschließend wurde das

Gel auf einem UV-Leuchttisch ausgelegt, fotografiert und mit Hilfe der Software Image Lab ausgewertet.

3.6.4.2 Qualitative PCR

Die PCR-Reaktion zur Identifizierung der *Fusarium*-Arten bzw. von *R. solani* wurde mit den in Tabelle 13 aufgeführten Primern und dem zuvor aufgeführten Reaktionsansatz (Kapitel 3.6.4.1) durchgeführt.

Das PCR-Protokoll variierte in Abhängigkeit von dem jeweiligen Primerpaar. Für die *Fusarium*-Arten *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. proliferatum*, *F. subglutinans* und *F. verticillioides* und dem Primerpaar für *Zea mays* bestand es aus einer Initialdenaturierung von 5 min bei 95 °C, 30 Zyklen mit 95 °C für 30 sec, einer Annealing-Temperatur für 30 sec, welche in Abhängigkeit des Primerpaares variierte (*F. culmorum*: 64 °C; *F. graminearum*: 64 °C; *F. oxysporum*: 65 °C; *F. proliferatum*: 61 °C; *F. subglutinans*: 64 °C, *F. verticillioides*: 68 °C und *Zea mays*: 64 °C) und 72 °C für 30 sec, gefolgt von einer Elongation für 5 min bei 72 °C. Abschließend wurde der Reaktionsansatz auf 16 °C abgekühlt. Für die Arten *F. avenaceum*, *F. poae* und *R. solani* wurde ebenfalls eine Initialdenaturierung von 5 min bei 95 °C und eine abschließende Elongation von 72 °C für 5 min angewandt, jedoch änderte sich die Zyklenanzahl bzw. die Temperaturen und deren Dauer. Für *F. avenaceum* und *F. poae* wurde die Zyklenanzahl auf 25 reduziert. Während der Zyklen wurden die Denaturierung bei 95 °C und die Elongation bei 72 °C ebenfalls von 30 sec auf 25 sec reduziert. Die Annealingtemperatur, welche für 25 sec gehalten wurde, betrug bei *F. avenaceum* 64 °C und bei *F. poae* 66 °C. Für *R. solani* blieb die Zyklenanzahl 30, jedoch wurde die Denaturierung bei 95 °C und die Elongation bei 72 °C während der Zyklen ebenfalls auf 20 sec reduziert. Die Annealingtemperatur betrug 58 °C und wurde für 25 sec gehalten.

Damit die PCR-Produkte, welche mit dem Gel aufgetrennt wurden, interpretiert werden können, musste je verwendeter Gelkamm eine Positivkontrolle und eine NTC aufgetragen werden. Als Positivkontrollen wurden die in Tabelle 2 genannten Isolate verwendet. Die DNA-Konzentration der Positivkontrollen wurde jeweils auf 0,5 ng/µl mit VE-Wasser (HPLC - Grade) verdünnt. Lediglich für *F. poae* musste diese Konzentration auf 5 ng/µl verdünnt werden.

Sämtliche PCR-Reaktionen wurden, wie in Kapitel 3.6.4.1 erläutert, zur Auswertung der Ergebnisse auf ein Agarosegel aufgetragen und mittels eines UV-Leuchttisches die Banden der PCR-Produkte sichtbar gemacht. Anhand der Fragmentgröße der Positivkontrollen der jeweiligen *Fusarium*-Arten und von *R. solani* konnten sichtbare Banden der PCR-Produkte den einzelnen *Fusarium*-Arten bzw. *R. solani* zugeordnet werden.

Wie im Kapitel 3.4 vorgestellt, wurde unter anderem der Effekt der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen gegenüber einem samenbürtigen Befall untersucht, welcher mittels

PCR identifiziert werden musste. Das Saatgut wurde mit einer Zentrifugalmühle auf 0,2 mm zerkleinert und die gDNA, wie in Kapitel 3.6.1 beschrieben, extrahiert. Anschließend wurde die Konzentration der gDNA mit VE-Wasser (HPLC-Grade) auf 5 ng/μl verdünnt und die PCR-Reaktionen mit den Primerpaaren der *Fusarium*-Arten aus Tabelle 13 durchgeführt und ausgewertet. Mit diesem Vorgehen konnte die *Fusarium*-Art des Saatgutbefalls identifiziert werden.

3.6.4.3 Real-time qPCR

Die Bestimmung der DNA-Befallsstärke der Wurzel- und Stängelproben mit *F. culmorum*, *F. verticillioides* oder *R. solani*, erfolgte anhand der DNA-Menge des Erregers im Verhältnis zur Mais-DNA, welches mit Hilfe der real-time qPCR bestimmt wurde. Bei der real-time qPCR wird bereits während der Reaktion mit Hilfe eines Fluoreszenzfarbstoffs, der bei Bindung in die dsDNA fluoresziert, die Menge des gebildeten Produkts gemessen. Je mehr Produkt gebildet wird, desto mehr Farbstoff kann binden. Die real-time qPCR wurde ausschließlich bei den Proben durchgeführt, in denen ein Befall mit Hilfe der PCR nachgewiesen wurde. Es wurden die in Tabelle 13 genannten Primerpaare für die jeweiligen Erreger bzw. von *Zea mays* verwendet.

Der Reaktionsansatz der real-time qPCR bestand aus einem Gesamtvolumen von 20 μl, welches sich aus 10 μl SYBR-Green, 8 μl autoklaviertem VE-Wasser (HPLC-Grade), je 0,5 μl vom Forward- und Reverse-Primer (10 pmol/μl) und 1 μl Proben-DNA (5 ng/μl) zusammensetzte. Je Probe wurde ein Triplet angelegt und 96er Multiply PCR-Platten mit Klebefolie verwendet.

Die PCR-Protokolle variierten leicht zwischen den jeweiligen Primerpaaren. Das Thermocycler-Programm für die Mais-DNA begann mit einer 5-minütigen Denaturierung bei 95 °C. Daran schlossen sich 40 Zyklen mit 30 sec bei 95 °C, 30 sec bei 64 °C und 20 sec bei 72 °C an. Anschließend folgte die Elongation für 2 min bei 72 °C. Das Programm für *F. culmorum* hingegen durchlief die 40 Zyklen mit 25 sec bei 95 °C, 25 sec bei 64 °C und 30 sec bei 72 °C. Bei *F. verticillioides* bestanden die 40 Zyklen aus 30 sec bei 95 °C, 30 sec bei 68 °C und 30 sec bei 72 °C. Für *R. solani* bestanden die 40 Zyklen aus 30 sec 95 °C, 20 sec 62 °C und 20 sec 72 °C. Die abschließende Elongation nach den 40 Zyklen war bei allen Protokollen mit 2 min bei 72 °C gleich. Ebenfalls folgte bei allen Protokollen nach der Elongation eine Schmelzkurvenanalyse, bei der die Temperatur schrittweise in dem Bereich von 65 bis 95 °C über 6 Zyklen erhöht wurde. Der während der PCR gebildete Doppelstrang denaturiert bei einer für das Fragment spezifischen Schmelztemperatur zu zwei einzelsträngigen Molekülen. Der Fluoreszenzfarbstoff SYBR Green wird somit freigesetzt und die Änderung der Fluoreszenz wird registriert. Die Schmelzkurvenanalyse gibt Auskunft über

die Spezifität der PCR-Reaktion, da die doppelsträngige DNA von spezifischen PCR-Produkten einen höheren Schmelzpunkt hat als unspezifisch entstehende Primerdimere.

Die Quantifizierung des Befalls (ng Erreger-DNA/ng Mais-DNA) erfolgte anhand einer jeweiligen Standardreihe. Es wurde somit für die Proben eine qPCR-Reaktion für die Bestimmung der Erreger-DNA-Menge und eine qPCR-Reaktion für die Bestimmung der Mais-DNA-Menge durchgeführt. Bei jeder qPCR-Reaktion wurde eine Standardreihe der Ziel-DNA und 3 NTCs (No template control) mit auf die Platte aufgetragen. Die Standardreihe bestand aus 3 Verdünnungsschritten (1; 1:10; 1:100 und 1:1000) mit VE-Wasser (HPLC-Grade). Anhand der Ct-Werte (cycle threshold bzw. Schwellenwert-Zyklus, Zykluszahl bei der das Fluoreszenzsignal erstmalig signifikant über die Hintergrundfluoreszenz ansteigt) der bekannten DNA-Konzentration der Standardreihe, kann die DNA-Menge einer Probe mit unbekanntem DNA-Gehalt über den gemessenen Ct-Wert abgeleitet werden.

Über die Standardreihe kann eine Geradengleichung gebildet werden, anhand derer die unbekannte DNA-Konzentration einer Probe berechnet werden kann, indem man die Geradengleichung nach x umstellt.

$$\text{Geradengleichung: } y = m * \log(x) + b$$

Y entspricht dem Ct-Wert, m der Steigung, x der DNA-Konzentration (ng/ μ l) und b dem y -Achsenabschnitt.

Für jede Probe wurde anschließend die Erreger DNA-Menge durch den Faktor der Mais DNA-Menge dividiert, sodass der Befall in ng Erreger-DNA pro ng Mais-DNA angegeben wird.

3.7 Statistische Auswertung

Zur Auswertung der Daten wurde die Statistiksoftware R (2020) verwendet. Die Datenauswertung begann mit der Definition eines geeigneten statistischen Mischmodells (Laird and Ware 1982; Pinheiro and Bates 2004). Das Modell umfasste Saatgutbehandlung und die Kombination mit der Elektronenbehandlung. Der Block wurde als Zufallsfaktor betrachtet. Die Residuen wurden als normal verteilt und als heteroskedastisch in Bezug auf die verschiedenen Ebenen der Saatgutbehandlung angenommen. Diese Annahmen basieren auf einer graphischen Residuenanalyse. Basierend auf diesem Modell wurde ein Pseudo R^2 berechnet (Nakagawa et al. 2013) und eine Varianzanalyse (ANOVA) durchgeführt, gefolgt von geeigneten multiplen Kontrasttests (Schaarschmidt and Vaas 2009; Bretz et al. 2011), um alle Mittelwerte gegenüber der unbehandelten Kontrolle bzw. die Kombination der Saatgutbehandlungen mit der Elektronenbehandlung gegenüber der Soloanwendung zu vergleichen.

4 Ergebnisse

In diesem Kapitel werden die Ergebnisse dargestellt, aufgeteilt in Ergebnisse der Methodenentwicklung der DNA-Extraktion, PCR und qPCR (Kapitel 4.1), Untersuchungen zur Keimfähigkeit und *Fusarium*-Befall des Maissaatgutes (Kapitel 4.2), der Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen unter kontrollierten Bedingungen (Kapitel 4.3) und der Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen unter Feldbedingungen (Kapitel 4.4).

4.1 Methodenentwicklung zur Probenaufbereitung, DNA-Extraktion und PCR-Analyse

In dem folgenden Kapitel werden die Ergebnisse der Entwicklung der Methode zur Probenaufbereitung, DNA-Extraktion und PCR dargestellt. Mit dieser optimierten Methode wurden die folgenden Versuche bezüglich der Bestimmung des Befalls mit dem jeweiligen Erreger untersucht.

4.1.1.1 Probenaufbereitung und DNA-Extraktion

Zur Auswahl einer geeigneten Methode bezüglich Probenaufbereitung und DNA-Extraktion wurden verschiedene Verfahren auf Qualität und Quantität der DNA überprüft. Zunächst wurden drei verschiedene Aufbereitungsverfahren untersucht, nach denen einheitlich die DNA der Proben mit der CTAB-Methode (Kapitel 3.6.1) extrahiert wurden. Die Aufbereitungsverfahren unterschieden sich in: Blattmaterial mit flüssigem Stickstoff zerkleinert (DNA der Probe 1 Abbildung 8), Blatt- und Wurzelmaterial bei 60 °C getrocknet und anschließend mit einer Rotormühle zerkleinert (DNA der Probe 2 und 3, Abbildung 8) und Blattmaterial gefriergetrocknet und anschließende Zerkleinerung mit der Rotormühle (DNA der Probe 4, Abbildung 8). Die Trocknung des Blatt- und Wurzelmaterials bei 60 °C zeigte einen negativen Effekt auf die Qualität der extrahierten DNA, während die Probenaufbereitung mit flüssigem Stickstoff oder mit der Gefriertrocknung die Qualität und Quantität der DNA nicht negativ beeinträchtigt. Die Qualität der DNA beider Verfahren war sehr hoch und auch die DNA-Menge war vergleichbar. Aufgrund der besseren Eignung der Gefriertrocknung für große Mengen an Probenmaterial, wurde diese Methode der Probenaufbereitung für die folgenden Untersuchungen ausgewählt.

Die DNA des mit flüssigem Stickstoff zerkleinertem Blattmaterials (Probe 1, Abbildung 8) wurde zum einen mit der CTAB-Methode und zum anderen mit dem Food- und Plant-Kit nach Herstellerangaben extrahiert. Betrachtet man die Qualität und Quantität der DNA, so kann man erkennen, dass die Qualität und Quantität der DNA der CTAB-Extraktion höher ist als bei den Extraktionen mit Hilfe der Extraktionskits. Das Pflanzenmaterial der folgenden Versuche wird

somit gefriergetrocknet, mit einer Rotormühle zerkleinert und die DNA mit der CTAB-Methode extrahiert.

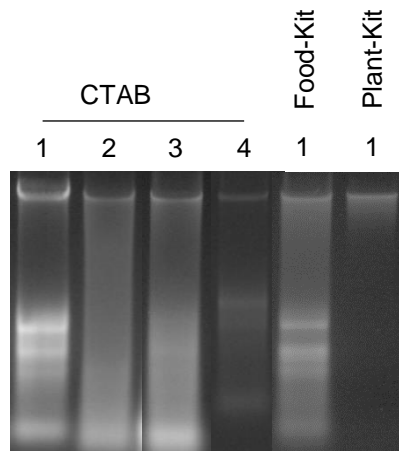


Abbildung 8: Elektrophoretische Auftrennung der gDNA verschiedener Aufbereitungsverfahren (Zerkleinerung mit flüssigem Stickstoff, Trocknung bei 60 °C oder Gefrier Trocknung mit anschließender Zerkleinerung mit einer Rotormühle) und DNA-Extraktionsmethoden (CTAB, Food- oder Plant-Kit) von Maisproben. 1 - Blattmaterial mit flüssigem Stickstoff zerkleinert, 2 - Wurzelmaterial bei 60 °C getrocknet, 3 - Blattmaterial bei 60 °C getrocknet, 4 - Blattmaterial gefriergetrocknet (gDNA 1:10 mit HPLC-Wasser verdünnt).

4.1.1.2 PCR - Temperaturprofil und Primerspezifität

Für die erfolgreiche Bindung der Primerpaare (Tabelle 13) an die Zielsequenz musste für jedes Primerpaar die optimale Annealingtemperatur ermittelt werden. Es wurde die höchstmögliche Temperatur ausgewählt, um eine möglichst hohe Primerspezifität zu gewährleisten. Außerdem ist es von Bedeutung, in welcher Konzentration die gDNA für eine erfolgreiche Bindung vorliegen muss. Aus diesem Grund wurde ebenfalls der Einfluss von verschiedenen DNA-Konzentrationen (5 ng/µl; 0,5 ng/µl; 0,05 ng/µl) untersucht. Des Weiteren wurde für jedes Primerpaar ein Kreuztest mit den in Tabelle 2 genannten Arten *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und *Zea mays* durchgeführt, um die Spezifität der Primerpaare zu überprüfen. Hierbei ist insbesondere der Nachweis von Bedeutung, dass keine Bindung der Primerpaare von *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans* und *R. solani* an der gDNA von *Zea mays* erfolgt, da in den nachfolgenden Untersuchungen Maismaterial auf die genannten Erreger untersucht werden soll. Im Folgenden wird der Temperaturgradient, sowie der Kreuztest für die Primerpaare von *F. culmorum*, *F. verticillioides*, *R. solani* und *Zea mays* dargestellt. Die Ergebnisse für die Primerpaare von *F. avenaceum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae* und *F. subglutinans* sind im Anhang (Abbildung A 1 bis Abbildung A 10).

F. culmorum

Für das Primerpaar von *F. culmorum* wurde für die optimale Annealingtemperatur ein Gradient von 64,5 bis 72,5 °C unter Einfluss verschiedener DNA-Konzentrationen (5 ng/μl; 0,5 ng/μl; 0,05 ng/μl) untersucht. Während bei einer DNA-Konzentration von 5 ng/μl kein PCR-Produkt nachgewiesen werden konnte, erfolgte eine Bindung des Primerpaares bei den DNA-Konzentrationen 0,5 ng/μl und 0,05 ng/μl. Die DNA-Konzentration von 0,05 ng/μl erzeugte jedoch nur schwache Banden, während bei einer DNA-Konzentration von 0,5 ng/μl deutliche Banden nachgewiesen werden. Die optimale Annealingtemperatur lag bei dieser Konzentration bei 66 °C (Abbildung 9). Für die folgenden Untersuchungen wurde für den Nachweis von *F. culmorum* eine Annealingtemperatur von 66 °C gewählt und eine Positivkontrolle mit einer DNA-Konzentration von 0,5 ng/μl.

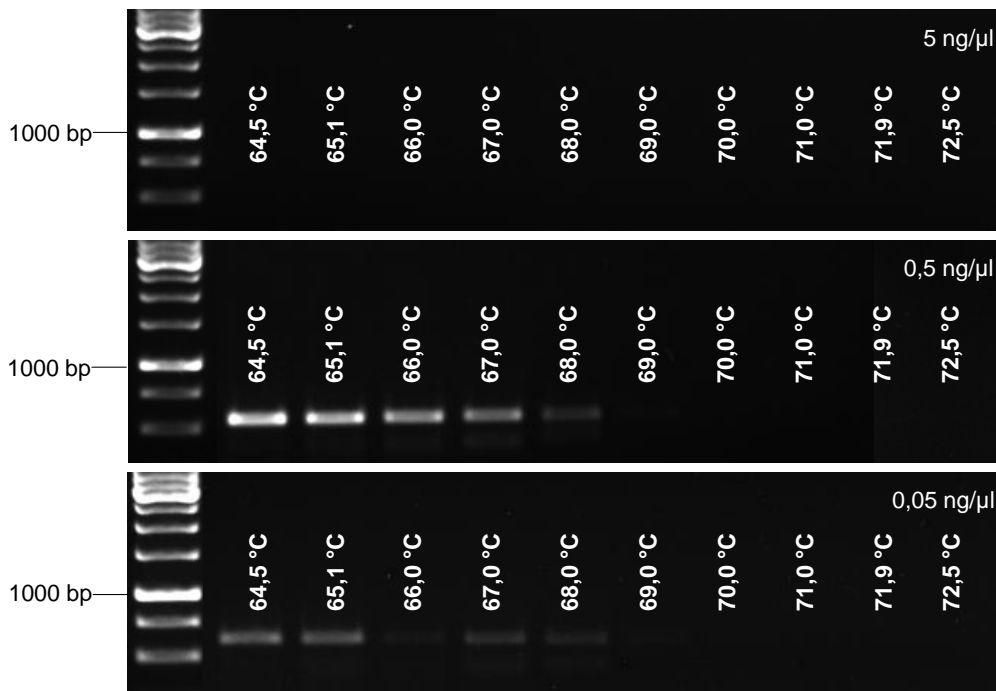


Abbildung 9: Elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte für das Primerpaar von *F. culmorum* in Abhängigkeit der DNA-Konzentration von *F. culmorum* (5 ng/μl; 0,5 ng/μl; 0,05 ng/μl) und des Temperaturgradientens von 64,5 bis 72,5 °C zur Bestimmung der optimalen DNA-Konzentration und Annealingtemperatur für die PCR.

Des Weiteren wurde für das Primerpaar von *F. culmorum* ein Kreuztest mit der gDNA der Arten *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und der gDNA von *Zea mays* durchgeführt, um die Spezifität des Primerpaares für den Nachweis von *F. culmorum* zu überprüfen. Es konnte nachgewiesen werden, dass das Primerpaar von *F. culmorum* lediglich an der gDNA von *F. culmorum* bindet (Abbildung 10). Das Primerpaar kann somit für den Nachweis von *F. culmorum* mittels PCR verwendet werden.



Abbildung 10: Kreuztest des Primerpaares von *F. culmorum* mit der gDNA von *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und *Zea mays* und einer No template control (NTC).

F. verticillioides

Für das Primerpaar von *F. verticillioides* wurde für die optimale Annealingtemperatur ein Temperaturgradient von 64,5 bis 72,5 °C unter Einfluss verschiedener DNA-Konzentrationen (5 ng/µl; 0,5 ng/µl; 0,05 ng/µl) untersucht. Bei den DNA-Konzentrationen von 0,5 ng/µl und 0,05 ng/µl konnte eine erfolgreiche Bindung des Primerpaares an die DNA von *F. verticillioides* nachgewiesen werden, während bei einer DNA-Konzentration von 5 ng/µl lediglich bei der Annealingtemperatur von 64,5 °C eine Bindung erfolgte. Bei den DNA-Konzentrationen 0,5 ng/µl und 0,05 ng/µl konnte jeweils die Annealingtemperatur von 68 °C als optimale Annealingtemperatur bestimmt werden (Abbildung 11). Für die folgenden Untersuchungen wurde für den Nachweis von *F. verticillioides* eine Annealingtemperatur von 68 °C gewählt und eine Positivkontrolle mit einer DNA-Konzentration von 0,5 ng/µl.

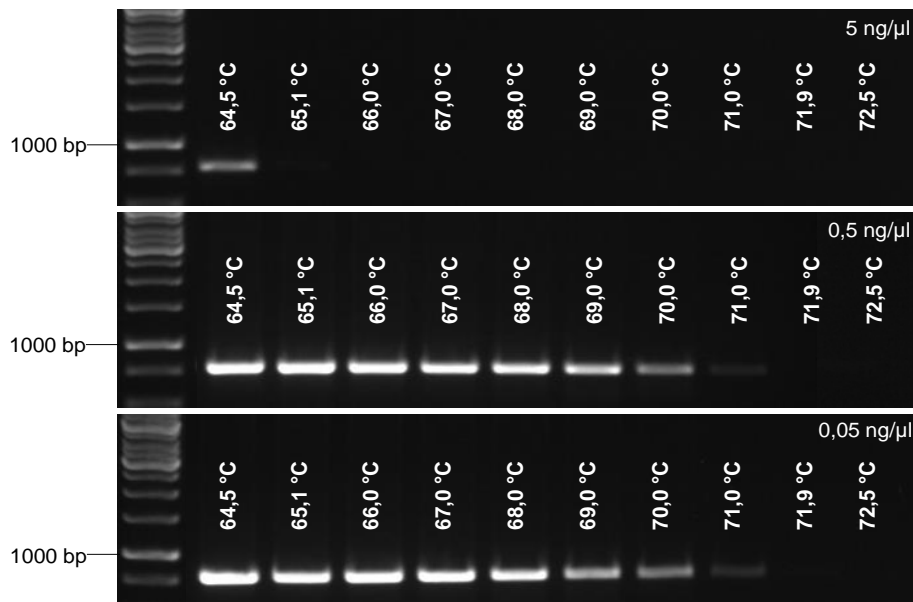


Abbildung 11: Elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte für das Primerpaar von *F. verticillioides* in Abhängigkeit der DNA-Konzentration von *F. verticillioides* (5 ng/µl; 0,5 ng/µl; 0,05 ng/µl) und des Temperaturgradientens von 64,5 bis 72,5 °C zur Bestimmung der optimalen DNA-Konzentration und Annealingtemperatur für die PCR.

Des Weiteren wurde für das Primerpaar von *F. verticillioides* ein Kreuztest mit der gDNA von *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und *Zea mays* durchgeführt, um die Spezifität des Primerpaares für den Nachweis von *F. verticillioides* zu überprüfen. Es konnte nachgewiesen werden, dass das Primerpaar von *F. verticillioides* an der gDNA von *F. verticillioides* und *F. poae* bindet (Abbildung 12). Aufgrund der unterschiedlichen Fragmentgrößen der PCR-Produkte von *F. poae* und *F. verticillioides*, können diese jedoch voneinander unterschieden werden. Das Primerpaar von *F. verticillioides* kann somit für den Nachweis von *F. verticillioides* mittels PCR verwendet werden.



Abbildung 12: Kreuztest des Primerpaares von *F. verticillioides* mit der gDNA von *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und *Zea mays* und einer No template control (NTC).

R. solani

Für das Primerpaar von *R. solani* wurde für die optimale Annealingtemperatur ein Temperaturgradient von 57,0 bis 62,2 °C unter Einfluss verschiedener DNA-Konzentrationen (5 ng/µl; 0,5 ng/µl; 0,05 ng/µl) untersucht. Die Untersuchungen ergaben, dass bei jeder DNA-Konzentration eine erfolgreiche Bindung des Primerpaares erfolgt, dennoch wird die Intensität der elektrophoretisch aufgetrennten Banden mit abnehmender Konzentration geringer (Abbildung 13). Betrachtet man die PCR-Produkte der DNA-Konzentration 0,5 ng/µl, so kann eine optimale Annealingtemperatur bei 58 °C festgestellt werden. Für die folgenden Untersuchungen wurde für den Nachweis von *R. solani* die Annealingtemperatur 58 °C gewählt und eine Positivkontrolle mit 0,5 ng/µl.

Des Weiteren wurde für das Primerpaar von *R. solani* ein Kreuztest mit der gDNA von *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und *Zea mays* durchgeführt, um die Spezifität des Primerpaares für den Nachweis von *R. solani* zu testen. Es konnte bewiesen werden, dass das Primerpaar von *R. solani* ausschließlich an der gDNA von *R. solani* bindet (Abbildung 14). Das Primerpaar von *R. solani* kann somit für dessen Nachweis mittels PCR verwendet werden.

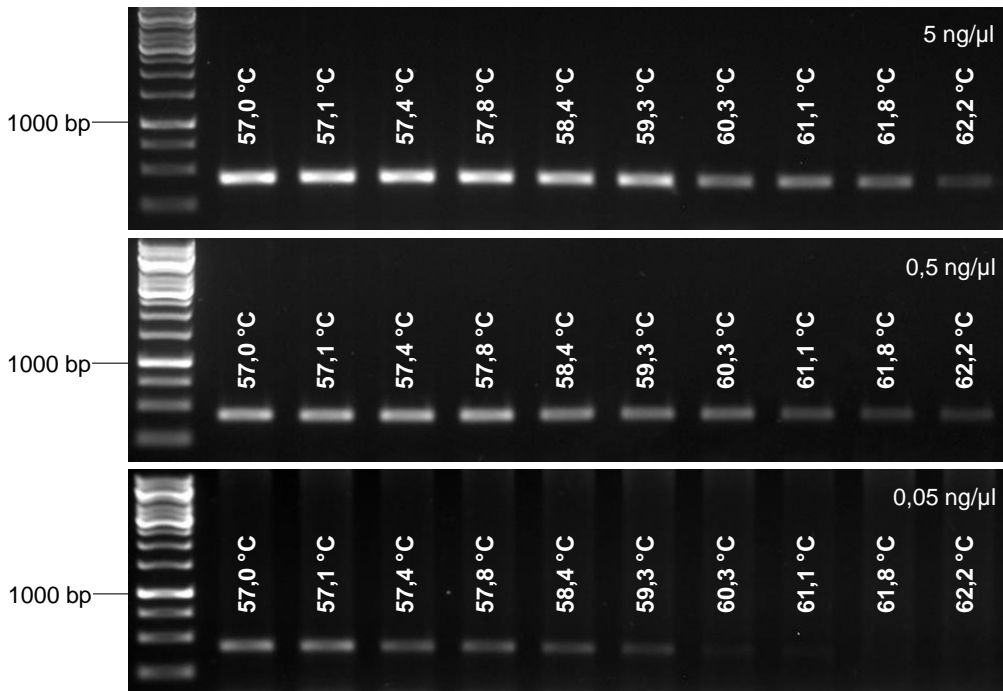


Abbildung 13: Elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte für das Primerpaar von *R. solani* in Abhängigkeit der DNA-Konzentration von *R. solani* (5 ng/μl; 0,5 ng/μl; 0,05 ng/μl) und des Temperaturgradientens von 57,0 bis 62,2 °C zur Bestimmung der optimalen DNA-Konzentration und Annealingtemperatur für die PCR.

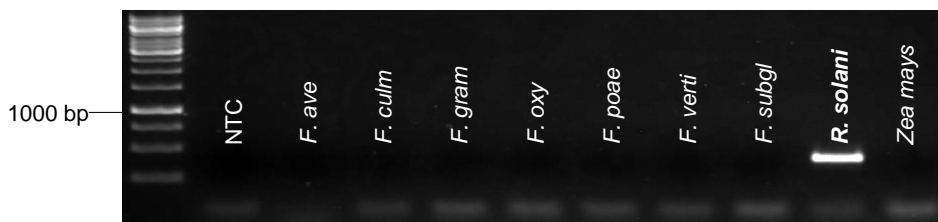


Abbildung 14: Kreuztest des Primerpaares von *R. solani* mit der gDNA von *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und *Zea mays* und einer No template control (NTC).

***Zea mays* L.**

Für das Primerpaar von *Zea mays* wurde für die optimale Annealingtemperatur ein Gradient von 55,0 bis 64,0 °C untersucht. In diesem Fall wurde keine geringere DNA-Konzentration als 5 ng/μl untersucht, da das Primerpaar für die Untersuchungen mit der real-time qPCR verwendet werden sollte, in welcher die Proben mit 5 ng/μl analysiert wurden. Bei allen Temperaturschritten konnte eine erfolgreiche Bindung des Primerpaares nachgewiesen werden. Für die weiteren Versuche mit dem Primerpaar wurde eine Annealingtemperatur von 64,0 °C verwendet (Abbildung 15).

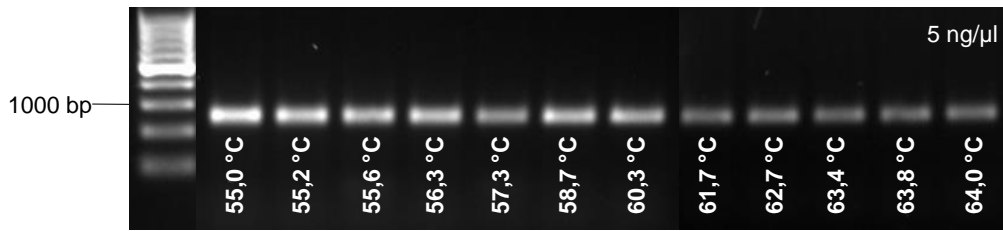


Abbildung 15: Elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte für das Primerpaar von *Zea mays* bei einer DNA-Konzentration von 5 ng/µl von *Zea mays* und des Temperaturgradientens von 55,0 bis 64,0 °C zur Bestimmung der optimalen DNA-Konzentration und Annealingtemperatur für die PCR.

Des Weiteren wurde für das Primerpaar von *Zea mays* ein Kreuztest mit der gDNA von *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und *Zea mays* durchgeführt, um die Spezifität des Primerpaares für den Nachweis von *Zea mays* zu untersuchen. Es konnte nachgewiesen werden, dass das Primerpaar von *Zea mays* lediglich an der gDNA von *Zea mays* bindet (Abbildung 16). Das Primerpaar eignet sich somit für die Untersuchungen mit der real-time qPCR von *Zea mays*.

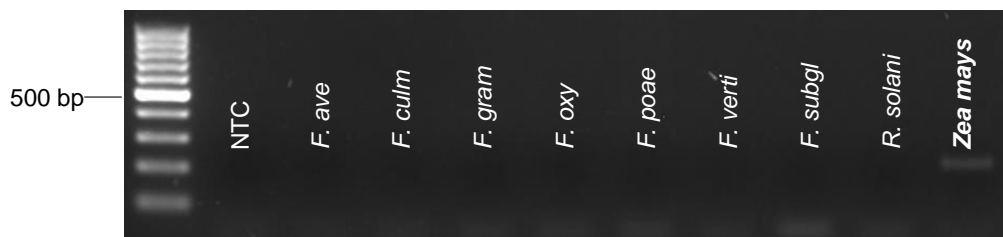


Abbildung 16: Kreuztest des Primerpaares von *Zea mays* mit der gDNA von *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und *Zea mays* und einer No template control (NTC).

4.2 Keimfähigkeit und *Fusarium*-Befall des Maissaatgutes

Es wurde die Keimfähigkeit und der *Fusarium*-Befall von drei verschiedenen Sorten (SY Talisman inokuliert, SY Werena inokuliert und LIKEit) bestimmt. Für die Untersuchung des *Fusarium*-Befalls wurde zuvor die Auswirkung der Oberflächensterilisation auf den *Fusarium*-Befall ermittelt und die optimale Methode für die Fragestellung ausgewählt (Kapitel 4.2.1). Des Weiteren wurde der Einfluss verschieden starker Intensitätsstufen der Elektronenbehandlung auf die Keimfähigkeit und den *Fusarium*-Befall im Saatgut untersucht.

4.2.1 Methodenentwicklung zur Bestimmung des *Fusarium*-Saatgutbefalls

Zur Bestimmung des *Fusarium*-Befalls des Saatgutes, wurde jeweils ein Korn auf eine Petrischale mit SNA-Agar kombiniert mit Antibiotika und Fungiziden gelegt. Bezüglich der Oberflächensterilisation der Körner gibt es verschiedene Verfahren, weshalb diese untersucht wurden, um das geeignete für diese Art von Untersuchung auszuwählen. Insgesamt wurden

vier Varianten getestet: das Saatgut wurde 5 Minuten lang in NaOCL 2% getaucht und wurde danach mit sterilem VE-Wasser abgespült, das Saatgut wurde ausschließlich mit sterilem VE-Wasser abgespült, es wurde mit 70 %igem Ethanol eingesprüht und es wurde gar keine Oberflächensterilisation durchgeführt (Abbildung 17).

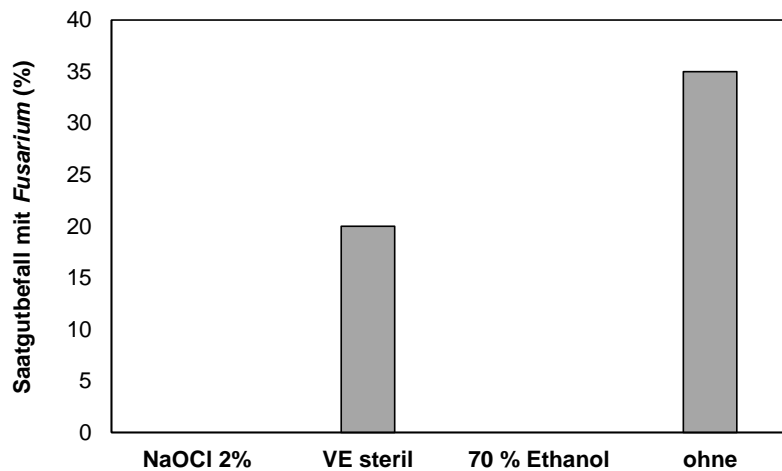


Abbildung 17: Untersuchung verschiedener Verfahren der Oberflächensterilisation von Maissaatgut zur Bestimmung des *Fusarium*-Befalls.

Die Untersuchung ergab, dass jede Art der Oberflächensterilisation den *Fusarium*-Befall deutlich reduziert hat und eine Anwendung den wahren Befall unterschätzen würde (Abbildung 17). Während ohne Oberflächensterilisation 35 % des Saatgutes mit *Fusarium* spp. befallen war, führte das Abspülen mit VE-Wasser zu einer Reduktion des Befalls auf 20 %. Die Varianten mit NaOCL 2% und 70 %igem Ethanol führten zu einer vollständigen Eliminierung des Erregers und es konnte kein Befall nachgewiesen werden. Die folgenden Untersuchungen bezüglich des Saatgutbefalls mit *Fusarium* spp. wurden somit ohne Oberflächensterilisation durchgeführt.

4.2.2 Effekt der Elektronenbehandlung auf Keimfähigkeit und *Fusarium*-Befall

Das Saatgut der drei Sorten SY Talisman-inokuliert, SY Werena-inokuliert und LIKEit wurde auf den samenbürtigen Befall mit *Fusarium* spp. und Keimfähigkeit untersucht. Des Weiteren wurde der Effekt der Saatgutbehandlung mit sechs verschiedenen Elektronenintensitäten (Tabelle 6) auf die beiden zuvor genannten Parameter analysiert. Während SY Talisman und SY Werena jeweils künstlich zur Blüte inokuliert wurden, gilt LIKEit als gesund. Der Saatgutbefall der unbehandelten Kontrolle (UK) war für die Sorte LIKEit mit 20 % befallener Körner am geringsten, während bei den Sorten SY Werena-inokuliert und SY Talisman-inokuliert 28 % bzw. 32 % der Körner befallen waren und somit einen stärkeren Saatgutbefall aufwiesen (Abbildung 18).

Ergebnisse

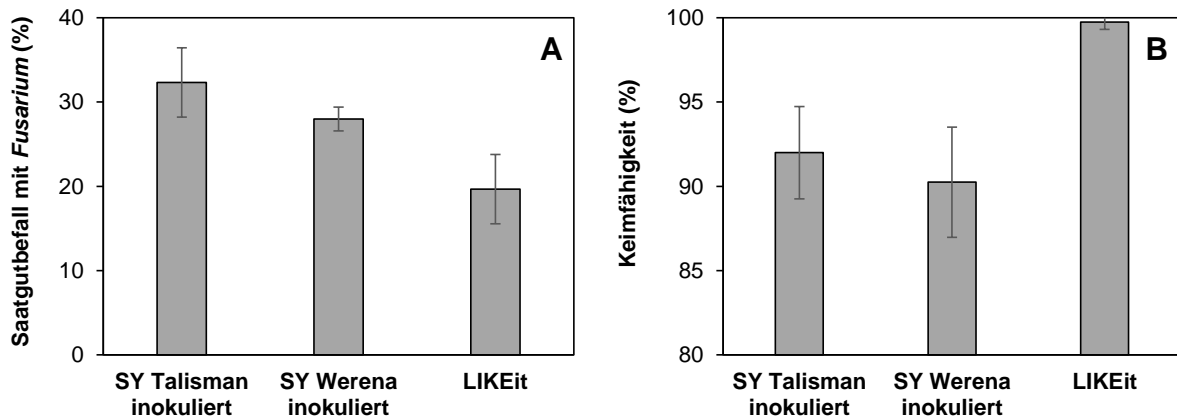


Abbildung 18: (A) Saatgutbefall mit *Fusarium* spp. (befallene Körner in %) und (B) Keimfähigkeit (%) der Sorten SY Talisman-inokuliert, SY Werena-inokuliert und LIKEit.

Vergleichend dazu war die höchste Keimfähigkeit in der Sorte LIKEit zu beobachten (100 %), während die Sorten SY Talisman-inokuliert und SY Werena-inokuliert geringere, aber untereinander vergleichbare Keimfähigkeiten von 92 % bzw. 90 % aufwiesen.

Der Einfluss verschiedener Elektronenbehandlungsintensitäten auf den *Fusarium*-Befall und die Keimfähigkeit des Saatguts der Sorten SY Talisman-inokuliert, SY Werena-inokuliert und LIKEit ist in Abbildung 19 dargestellt.

Eine Saatgutbehandlung mit niederenergetischen Elektronen führte unabhängig der Sorte und der Elektronenintensitätsstufe zu einer signifikanten Reduktion des *Fusarium*-Befalls (Abbildung 19). Zwischen den Elektronenintensitätsstufen e1 bis e6 hingegen gab es keine signifikanten Unterschiede. Eine Steigerung der Intensität führte somit nicht zu einer weiteren Reduktion des Befalls. Die geringste Elektronenbehandlungsintensität (e1) reduzierte den Befall in der Sorte SY Talisman-inokuliert von 32 % in der unbehandelten Kontrolle auf einen Befall von 7 %. In der Sorte SY Werena-inokuliert wurde der Befall durch die geringste Elektronenbehandlungsintensität (e1) von 28 % auf 6 % reduziert, während der Befall der Sorte LIKEit fast vollständig eliminiert wurde (0,3 %). Lediglich die Stufen e1 und e4 der Elektronenbehandlungsintensität wiesen einen Befall von 0,3 % auf, während bei den Stufen e2, e3, e5 und e6 kein Befall nachgewiesen werden konnte.

Ergebnisse

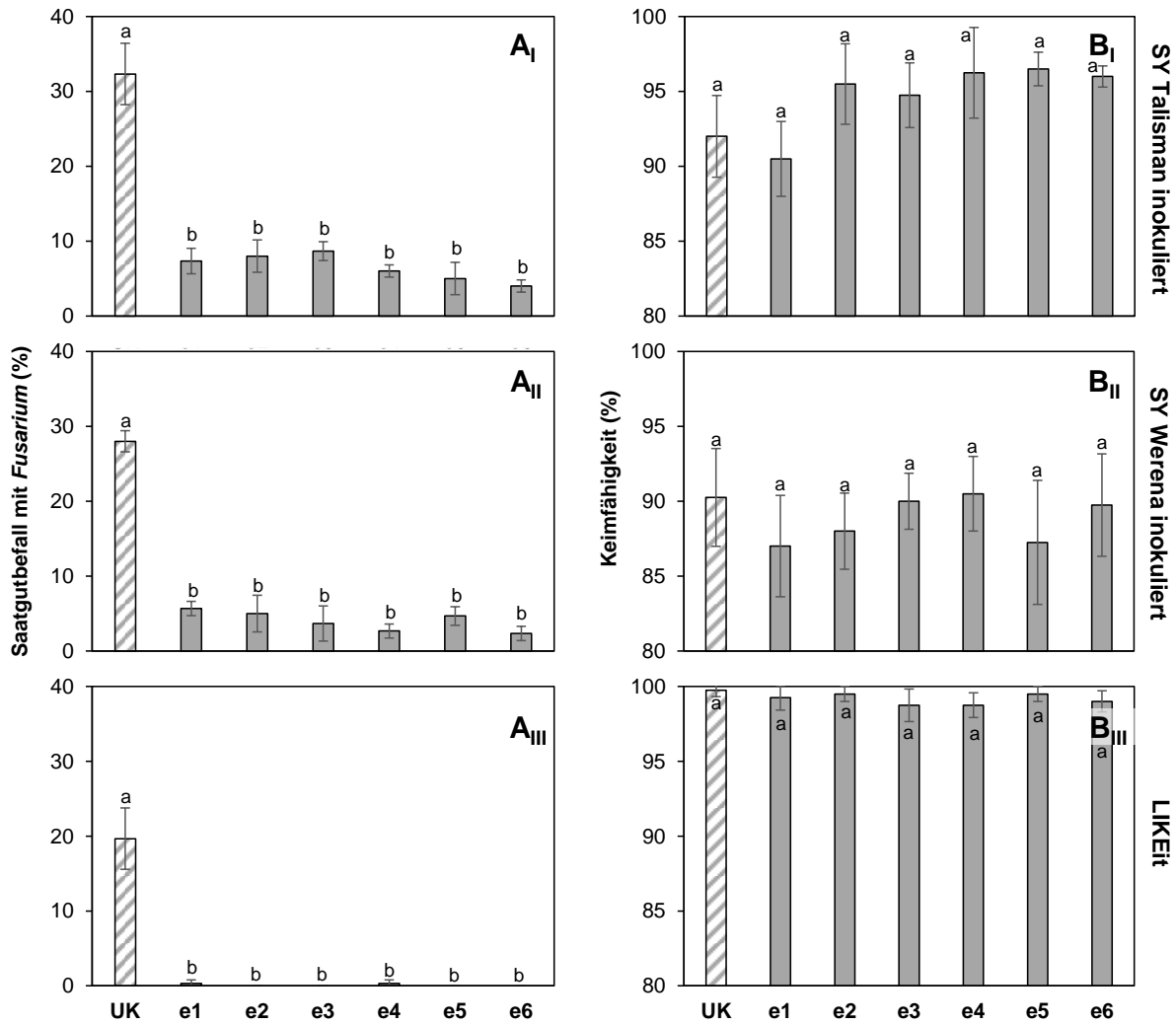


Abbildung 19: Einfluss verschiedener Elektronenbehandlungsintensitäten (e1 bis e6, in der Intensität aufsteigend) vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (UK) auf (A) den Saatgutbefall mit *Fusarium* spp. (befallene Körner in %) und (B) die Keimfähigkeit der drei Maissorten (I) SY Talisman-inokuliert, (II) SY Werena-inokuliert und (III) LIKEit. Tukey-Test: ($p < 0,05$), signifikante Abweichung mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet.

Im Vergleich dazu wurde kein signifikant positiver oder negativer Effekt auf die Keimfähigkeit der drei Sorten durch die verschiedenen Elektronenbehandlungsintensitäten festgestellt (Abbildung 19). Lediglich in der Sorte SY Talisman-inokuliert, welche in der unbehandelten Kontrolle den höchsten Befall der drei Sorten zeigte (32 %), konnte eine positive Tendenz der steigenden Intensitätsstufen der Elektronenbehandlung auf die Keimfähigkeit beobachtet werden. Die unbehandelte Kontrolle wies eine Keimfähigkeit von 92 % auf, während die Variante mit der stärksten Intensitätsstufe (e6) eine Keimfähigkeit von 96 % aufwies. Dieser Effekt war jedoch nicht signifikant.

4.2.3 Identifizierung des samenbürtigen Befalls von SY Werena-inokuliert

Für den Versuch bezüglich der Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten gegenüber einem samenbürtigen Befall der Sorte SY Werena-inokuliert, musste der genaue *Fusarium*-Befall identifiziert werden, um so die Wirkung der Varianten auf den Befall mittels real-time qPCR zu untersuchen. Die extrahierte gDNA wurde mit den Primerpaaren der *Fusarium*-Arten *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae* und *F. verticillioides* aus der Tabelle 13 mittels PCR kreuzgetestet.

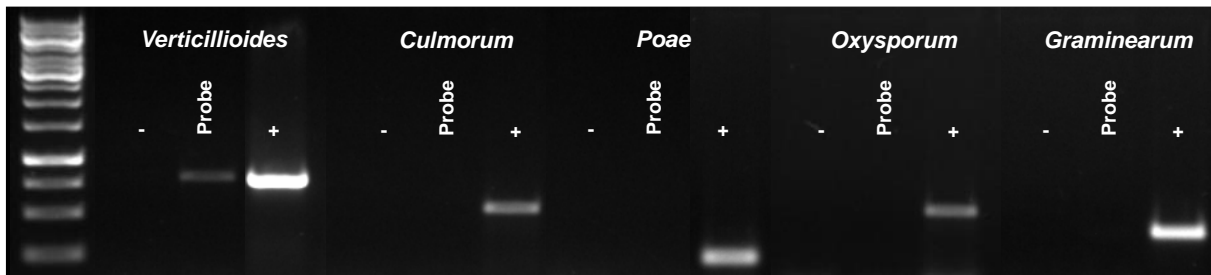


Abbildung 20: Kreuztest einer Körnermaisprobe von SY Werena-inokuliert mit den Primerpaaren von *F. verticillioides*, *F. culmorum*, *F. poae*, *F. oxysporum* und *F. graminearum* jeweils im Vergleich zu einer NTC-Kontrolle (-) und einer Positivkontrolle (+).

Es konnte ein Saatgutbefall der Sorte SY Werena-inokuliert mit *F. verticillioides* nachgewiesen werden.

4.3 Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen unter kontrollierten Bedingungen

In dem folgenden Kapitel werden die Ergebnisse der Versuche unter kontrollierten Bedingungen im Gewächshaus vorgestellt. Es wurden die pflanzenphysiologischen Parameter Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und Trockenmasse erfasst, sowie der Befall des Pflanzenmaterials.

4.3.1 Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen auf pflanzenphysiologische Parameter ohne bodenbürtigen Befall

Es wurde der Einfluss der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen (Solo- und Kombinationsbehandlung mit der Elektronenbehandlung) auf pflanzenphysiologische Parameter (Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und Trockenmasse) der Sorte LIKEit ohne einen samen- und bodenbürtigen Befall untersucht (Tabelle 14). Neben dem Einfluss der Mikroorganismen und der Elektronenbehandlung im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle

Ergebnisse

(Kontrolle -) sollte ebenfalls der Einfluss der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen analysiert werden.

Tabelle 14: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 15 Pflanzen = 100 %), Wuchshöhe (cm) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit ohne samen- und bodenbürtigen Befall (Versuchsanlage I). Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 84.

Variante	EVENTUS (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Wuchshöhe (cm)		Trockenmasse (g)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)
Kontrolle	-	100 ± 0 ^a	0	30,3 ± 1,1 ^a	0	1,93 ± 0,13 ^a	0
	+	100 ± 0 ^a	0	28,8 ± 1,1 ^a	-5	1,63 ± 0,13 ^a	-16
chemische Kontrolle	-	100 ± 0 ^a	0	27,9 ± 1,5 ^a	-8	1,53 ± 0,15 ^a	-21
	+	100 ± 0 ^a	0	28,9 ± 1,5 ^a	-5	1,63 ± 0,15 ^a	-16
RhizoVital	-	98 ± 3 ^a	-2	26,7 ± 1,3 ^a **	-12	1,43 ± 0,12 ^a **	-26
	+	100 ± 0 ^a	0	29,2 ± 1,3 ^a	-4	1,67 ± 0,12 ^a	-14
FZB45	-	100 ± 0 ^a	0	29,0 ± 1,0 ^a	-5	1,67 ± 0,12 ^a	-14
	+	98 ± 3 ^a	-2	28,8 ± 1,0 ^a *	-5	1,60 ± 0,12 ^a	-17
ABi25	-	100 ± 0 ^a	0	29,1 ± 1,2 ^a	-4	1,70 ± 0,11 ^a	-12
	+	100 ± 0 ^a	0	27,8 ± 1,2 ^a *	-8	1,63 ± 0,11 ^a	-16
JKI-01	-	100 ± 0 ^a	0	29,9 ± 1,1 ^a	-1	1,77 ± 0,11 ^a	-9
	+	100 ± 0 ^a	0	27,8 ± 1,1 ^b **	-8	1,53 ± 0,11 ^a **	-21
JKI-04	-	100 ± 0 ^a	0	28,0 ± 1,1 ^a *	-8	1,63 ± 0,10 ^a *	-16
	+	100 ± 0 ^a	0	28,2 ± 1,1 ^a *	-7	1,60 ± 0,10 ^a *	-17
ABi03	-	100 ± 0 ^a	0	29,8 ± 1,0 ^a	-2	1,70 ± 0,11 ^a	-12
	+	100 ± 0 ^a	0	31,0 ± 1,0 ^b	2	1,87 ± 0,11 ^a	-3
ABi05	-	100 ± 0 ^a	0	28,7 ± 1,1 ^a	-5	1,63 ± 0,11 ^a	-16
	+	100 ± 0 ^a	0	28,5 ± 1,1 ^a	-6	1,60 ± 0,11 ^a *	-17
ABi14	-	100 ± 0 ^a	0	28,2 ± 1,2 ^a	-7	1,60 ± 0,12 ^a	-17
	+	100 ± 0 ^a	0	30,2 ± 1,2 ^a	0	1,77 ± 0,12 ^a	-9
ABi15	-	100 ± 0 ^a	0	28,7 ± 1,2 ^a	-5	1,57 ± 0,11 ^a *	-19
	+	98 ± 3 ^a	-2	27,2 ± 1,2 ^a **	-10	1,43 ± 0,11 ^a ***	-26
JKI-03	-	100 ± 0 ^a	0	27,9 ± 1,2 ^a	-8	1,53 ± 0,12 ^a *	-21
	+	100 ± 0 ^a	0	29,3 ± 1,2 ^a	-3	1,73 ± 0,12 ^a	-10
ABi18	-	100 ± 0 ^a	0	29,6 ± 1,1 ^a	-2	1,70 ± 0,11 ^a	-12
	+	98 ± 3 ^a	-2	27,3 ± 1,1 ^b ***	-10	1,73 ± 0,12 ^a *	-19
JKI-05	-	100 ± 0 ^a	0	29,0 ± 1,1 ^a	-4	1,70 ± 0,11 ^a *	-19
	+	100 ± 0 ^a	0	30,0 ± 1,1 ^a	-1	1,77 ± 0,11 ^a	-9

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

In der unbehandelten Kontrolle ohne Elektronenbehandlung (-) waren 100 % der ausgesäten Pflanzen aufgelaufen. In allen anderen Saatgutbehandlungsvarianten konnten vergleichbare Ergebnisse nachgewiesen werden, es gab keine signifikanten Abweichungen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) (Tabelle 14). Die Elektronenbehandlung der unbehandelten Kontrolle (Kontrolle +) hatte ebenfalls keinen negativen Effekt auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen, sowie auf die Wirkung der Mikroorganismen.

Die Wuchshöhe der unbehandelten Kontrolle betrug 30,3 cm. Ein signifikant positiver Effekt konnte für keine Saatgutbehandlungsvariante nachgewiesen werden, jedoch signifikant negative. Eine signifikant verminderte Wuchshöhe konnte für die Varianten RhizoVital und JKI-04 ohne Elektronenbehandlung und für die Kombination der Varianten FZB45, ABi25, JKI-01, JKI-04, ABi15 und ABi18 mit der Elektronenbehandlung festgestellt werden. Die größte negative Abweichung vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) wurde für die Variante RhizoVital als Solobehandlung beobachtet (-12 %), gefolgt von den Kombinationsbehandlungen der Varianten ABi15 und ABi18 mit der Elektronenbehandlung (jeweils -10 %). Die Elektronenbehandlung der Kontrolle wirkte sich im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle nicht auf die Wuchshöhe aus. Signifikant negative Effekte der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen konnten bei den Varianten JKI-01 und ABi18 bezüglich der Wuchshöhe nachgewiesen werden.

Vergleichbar zur Wuchshöhe, konnte der höchste Trockenmasseertrag für die unbehandelte Kontrolle (-) mit 1,93 g nachgewiesen werden. Ein signifikant reduzierter Trockenmasseertrag wurde für die Varianten RhizoVital, JKI-04, ABi15, JKI-03 und JKI-05 ohne Elektronenbehandlung und für die Varianten JKI-01, JKI-04, ABi05, ABi15 und ABi18 in Kombination mit der Elektronenbehandlung beobachtet. Die geringsten Trockenmasseerträge wurden mit 1,43 g für die Varianten RhizoVital als Solobehandlung und ABi15 in Kombination mit der Elektronenbehandlung gemessen, was einer Reduktion von 26 % im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle entspricht. Beim Vergleich der Kontrollen mit (+) und ohne (-) Elektronenbehandlung zeigte sich, dass sich die Elektronenbehandlung negativ auf den Trockenmasseertrag auswirkte (-16 %). Des Weiteren zeigte sich ein tendenziell negativer Effekt der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Variante JKI-01, während positive Effekte für die Varianten RhizoVital, ABi03, JKI-03 und JKI-05 beobachtet wurden. Signifikante Effekte der Elektronenbehandlung auf dessen Wirkung gab es keine.

Es wurde des Weiteren ein Versuch nach der Versuchsanlage IV (Kapitel 3.4.4) durchgeführt, bei welchem die Saatgutbehandlungsvarianten reduziert und die Anzahl der Blöcke von drei auf neun erhöht wurde. Mit den Varianten unbehandelte Kontrolle mit und ohne Elektronenbehandlung (+/-), chemische Kontrolle (-), ABi05 (+/-), ABi14 (+/-), ABi15 (+/-), ABi18 (+/-), JKI-03 (+/-) und JKI-05 (+/-) wurde wie im vorherigen Versuch der Einfluss der

Ergebnisse

nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten auf pflanzenphysiologische Parameter (Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und Trockenmasse) untersucht (Tabelle 15). Neben dem Einfluss der Mikroorganismen und der Elektronenbehandlung (Kontrolle +) im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (Kontrolle -) sollte ebenfalls der Einfluss der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen analysiert werden.

Tabelle 15: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 9 Pflanzen = 100 %), Wuchshöhe (cm) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit ohne samen- und bodenbürtigen Befall (Versuchsanlage IV). Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 135.

Variante	EVENTUS (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Wuchshöhe (cm)		Trockenmasse (g)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)
unbehandelte Kontrolle	-	98 ± 5 ^a	0	26,5 ± 1,3 ^a	0	1,33 ± 0,12 ^a	0
	+	99 ± 3 ^a	1	27,9 ± 1,3 ^a	5	1,23 ± 0,12 ^a	-8
chemische Kontrolle	-	100 ± 0 ^a	3	29,4 ± 1,3 ^{a**}	11	1,35 ± 0,07 ^a	1
ABi05	-	99 ± 3 ^a	1	28,9 ± 1,3 ^a	9	1,24 ± 0,07 ^a	-7
	+	99 ± 3 ^a	1	28,5 ± 1,3 ^a	8	1,23 ± 0,07 ^a	-8
ABi14	-	100 ± 0 ^a	3	24,6 ± 1,5 ^a	-7	1,01 ± 0,08 ^{a*}	-24
	+	99 ± 3 ^a	1	26,9 ± 1,5 ^a	2	1,11 ± 0,08 ^a	-17
ABi15	-	99 ± 3 ^a	1	25,3 ± 1,5 ^a	-5	0,99 ± 0,12 ^a	-26
	+	98 ± 5 ^a	0	27,2 ± 1,5 ^a	3	1,01 ± 0,12 ^a	-25
JKI-03	-	99 ± 3 ^a	1	24,7 ± 1,4 ^a	-7	1,06 ± 0,11 ^a	-21
	+	99 ± 3 ^a	1	28,4 ± 1,4 ^b	7	1,20 ± 0,11 ^a	-10
ABi18	-	99 ± 3 ^a	1	25,8 ± 1,3 ^a	-3	1,05 ± 0,07 ^a	-21
	+	100 ± 0 ^a	3	27,9 ± 1,3 ^b	5	1,20 ± 0,11 ^a	-9
JKI-05	-	100 ± 0 ^a	3	24,2 ± 1,3 ^a	-9	1,05 ± 0,07 ^a	-19
	+	100 ± 0 ^a	3	23,9 ± 1,3 ^{a*}	-10	1,03 ± 0,07 ^{a*}	-23

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

In allen Varianten waren die Pflanzen nahezu vollständig aufgelaufen. Für die Elektronenbehandlung konnte kein Einfluss auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen der unbehandelten Kontrolle oder auf die Wirkung der Mikroorganismen nachgewiesen werden.

In der unbehandelten Kontrolle (-) wurde eine Wuchshöhe von 26,5 cm gemessen. Während in der chemischen Kontrolle die höchste Wuchshöhe mit 29,4 cm nachgewiesen wurde, wurde in der Variante JKI-05 in Kombination mit der Elektronenbehandlung der niedrigste Wert mit 23,9 cm bestimmt. Die chemische Kontrolle wich signifikant positiv um 11 % von der unbehandelten Kontrolle (-) ab und JKI-05 (+) signifikant negativ um 10 %. Weitere signifikante

Abweichungen vergleichend zur Kontrolle (-) wurden nicht nachgewiesen. Die Elektronenbehandlung der Kontrolle zeigte keinen Einfluss auf die Wuchshöhe vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-), während für die Varianten JKI-03 (+) und ABi18 (+) ein signifikant positiver Effekt der Elektronenbehandlung im Vergleich zu JKI-03 (-) und ABi18 (-) als Solobehandlung auf die Wuchshöhe nachgewiesen werden konnte.

Im Gegensatz zur Wuchshöhe wurde in der chemischen Kontrolle eine vergleichbare Trockenmasse wie in der unbehandelten Kontrolle (-) mit 1,33 g festgestellt. In keiner Variante wurde eine signifikant positive Abweichung der Trockenmasse vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) beobachtet, während in der Variante ABi14 als Solobehandlung und JKI-05 in Kombination mit der Elektronenbehandlung eine signifikant reduzierte Trockenmasse von 24 % bzw. 23 % nachgewiesen wurde. Unabhängig der Elektronenbehandlung konnte für die Varianten ABi15 (-) und ABi15 (+) ebenfalls ein verminderter Trockenmasseertrag von 25 % bzw. 26 % festgestellt werden. Die Elektronenbehandlung hatte einen negativen, nicht signifikanten Einfluss auf die Trockenmasse bei der Betrachtung beider Kontrollvarianten mit und ohne Elektronenbehandlung. Die Trockenmasse der elektronenbehandelten Kontrolle (+) war um 8 % reduziert im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-). Ein signifikanter Effekt der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen bezüglich der Trockenmasse konnte nicht nachgewiesen werden. Es zeigten sich aber positive Tendenzen bei den Varianten JKI-03 und ABi18.

4.3.2 Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen gegenüber einem samenbürtigen Befall mit *Fusarium verticillioides*

Es wurde die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf pflanzenphysiologische Parameter (Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und Trockenmasse) und den Befall der Körner und Wurzel der Sorte SY Werena-inokuliert gegenüber einem samenbürtigen Befall mit *F. verticillioides* untersucht (Versuchsanlage I, Kapitel 3.4.4). Neben dem Einfluss der Mikroorganismen und der Elektronenbehandlung (Kontrolle +) im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (Kontrolle -) sollte ebenfalls der Einfluss der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen analysiert werden (Tabelle 16 und Tabelle 17).

Ergebnisse

Tabelle 16: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 15 Pflanzen = 100%), Wuchshöhe (cm) und Trockenmasse (g) der Sorte SY Werena-inokuliert gegenüber einem samenbürtigen Befall mit *F. verticillioides* (Versuchsanlage I). Die Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 84.

Variante	EVENTUS (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Wuchshöhe (cm)		Trockenmasse (g)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)
Kontrolle	-	87 ± 5 a	0	25,1 ± 1,8 a	0	1,13 ± 0,22 a	0
	+	84 ± 5 a	-3	30,6 ± 1,8 b *	22	1,47 ± 0,22 a	29
chemische Kontrolle	-	96 ± 3 a	10	29,1 ± 2,1 a	16	1,60 ± 0,23 a	41
	+	91 ± 3 a	5	29,3 ± 2,1 a	17	1,60 ± 0,23 a	41
RhizoVital	-	98 ± 3 a	13	27,5 ± 1,5 a	10	1,63 ± 0,21 a	44
	+	87 ± 3 a	0	29,7 ± 1,5 a *	18	1,50 ± 0,21 a	32
FZB45	-	82 ± 3 a	-5	28,6 ± 1,9 a	14	1,23 ± 0,16 a	9
	+	80 ± 3 a	-8	28,4 ± 1,9 a	13	1,30 ± 0,16 a	15
ABi25	-	98 ± 6 a	13	29,7 ± 1,4 a *	18	1,57 ± 0,17 a	38
	+	76 ± 6 a	-13	30,6 ± 1,4 a **	22	1,33 ± 0,17 a	18
JKI-01	-	87 ± 6 a	0	33,3 ± 2,0 a **	33	1,90 ± 0,21 a *	68
	+	82 ± 6 a	-5	29,3 ± 2,0 a	17	1,37 ± 0,21 a	21
JKI-04	-	93 ± 3 a	8	27,8 ± 2,1 a	11	1,30 ± 0,15 a	15
	+	98 ± 3 a	13	28,6 ± 2,1 a	14	1,43 ± 0,15 a	27
ABI03	-	85 ± 6 a	-2	29,0 ± 1,7 a	15	1,43 ± 0,25 a	26
	+	87 ± 6 a	0	30,2 ± 1,7 a	20	1,57 ± 0,25 a	38
ABi05	-	89 ± 3 a	3	28,4 ± 2,5 a	13	1,43 ± 0,15 a	26
	+	89 ± 3 a	2	31,1 ± 2,5 a	24	1,67 ± 0,15 a	47
ABi14	-	89 ± 6 a	2	29,7 ± 1,5 a *	18	1,47 ± 0,23 a	29
	+	89 ± 6 a	2	32,4 ± 1,5 a ***	29	1,87 ± 0,23 a	65
ABi15	-	89 ± 4 a	2	31,1 ± 1,5 a **	24	1,63 ± 0,17 a	44
	+	80 ± 4 a	-8	31,1 ± 1,5 a **	24	1,43 ± 0,17 a	27
JKI-03	-	80 ± 1 a	-8	30,6 ± 1,5 a **	22	1,53 ± 0,17 a	35
	+	91 ± 1 b	5	28,1 ± 1,5 a	12	1,43 ± 0,17 a	27
ABi18	-	91 ± 3 a	5	30,3 ± 1,8 a	21	1,53 ± 0,20 a	35
	+	89 ± 3 a	3	31,1 ± 1,8 a *	24	1,57 ± 0,20 a	38
JKI-05	-	95 ± 4 a	10	29,3 ± 1,8 a	17	1,50 ± 0,21 a	32
	+	89 ± 4 a	3	28,7 ± 1,8 a	14	1,33 ± 0,21 a	18

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

In der unbehandelten Kontrolle (-) waren 87 % der Pflanzen aufgelaufen. Keine der Saatgutbehandlungsvarianten zeigten signifikant positive oder negative Abweichungen

vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-). In den Varianten RhizoVital (-) und ABi25 (-) ohne vorherige Elektronenbehandlung, sowie JKI-04 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung konnte eine um +13 % erhöhte Anzahl aufgelaufener Pflanzen von 98 % im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) festgestellt werden. Im Gegensatz dazu waren in der Variante ABi25 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung lediglich 76 % der Pflanzen aufgelaufen, also 13 % weniger als in der unbehandelten Kontrolle (-). Die Elektronenbehandlung der unbehandelten Kontrolle zeigte keinen Einfluss auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen, während ein signifikant positiver Einfluss auf die Wirkung der Variante JKI-03 nachgewiesen werden konnte. Ein tendenziell negativer Effekt der Elektronenbehandlung auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen konnte in der Variante ABi25 beobachtet werden. Ohne vorherige Elektronenbehandlung waren bei dieser Variante 98 % der Pflanzen aufgelaufen, während mit vorheriger Elektronenbehandlung lediglich 76 % aufgelaufen waren.

Gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) mit 25,1 cm zeigte keine Saatgutbehandlungsvariante einen negativen Effekt auf die Wuchshöhe. Signifikant positive Abweichungen vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) wurden für die Varianten ABi25 (-), JKI-01 (-), ABi14 (-), ABi15 (-) und JKI-03 (-) als Solobehandlung und für die Varianten Kontrolle (+), RhizoVital (+), ABi25 (+), ABi14 (+), ABi15 (+) und ABi18 (+) in Kombination mit einer vorherigen Elektronenbehandlung nachgewiesen. Die höchste Wuchshöhe von 33,3 cm wurde für die Variante JKI-01 (-) als Solobehandlung gemessen, eine Steigerung von 33 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-). In der elektronenbehandelten Kontrolle (+) wurde ebenfalls eine Steigerung der Wuchshöhe um +22 % im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) festgestellt. Auf die Wirkung der Mikroorganismen zeigte die Elektronenbehandlung keinen signifikanten Effekt. Lediglich bei der Variante JKI-01 zeigte sich eine negative Tendenz der elektronenbehandelten Variante im Vergleich zur Solobehandlung.

Die Trockenmasse der unbehandelten Kontrolle (-) betrug 1,13 g und war damit der geringste gemessene Trockenmasseertrag aller untersuchten Varianten. Der höchste Trockenmasseertrag wurde in der Variante JKI-01 (-) als Solobehandlung mit 1,90 g gemessen, was einer signifikanten Steigerung von 68 % im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) entspricht. Weitere statistisch signifikant erhöhte Trockenmassen vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) gab es nicht, jedoch positive Tendenzen. Unabhängig der Elektronenbehandlung wurde für beide chemischen Kontrollen (-/+) eine um 41 % gesteigerte Trockenmasse vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) ermittelt. Eine erhöhte Trockenmasse war auch für die Varianten RhizoVital (-) mit 44 %, ABi05 (+) mit 47 % und ABi14 (+) mit 65 % feststellbar. Die Elektronenbehandlung der unbehandelten Kontrolle (+) zeigte einen positiven Effekt von 29 % auf die Trockenmasse gegenüber der unbehandelten

Kontrolle (-). Signifikante Effekte der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen gab es nicht. In der Variante ABi14 zeigte sich jedoch eine positive Tendenz der Elektronenbehandlung von 27 % auf die Trockenmasse im Vergleich zur Solobehandlung, während in der Variante JKI-01 eine negative Tendenz von 28 % beobachtet werden konnte.

Neben der Bestimmung pflanzenphysiologischer Parameter wurde der Befall mit dem samenbürtigen Erreger *F. verticillioides* der Körner und Wurzeln (ng/ng Pflanzen-DNA) untersucht (Tabelle 17). Insgesamt konnte beobachtet werden, dass der Befall der Körner deutlich höher war als der Befall der Wurzeln.

Der Körnerbefall der unbehandelten Kontrollvariante (-) betrug 0,00527 ng/ng Pflanzen-DNA. Lediglich in der chemischen Kontrolle (-) ohne Elektronenbehandlung und in der Elektronenbehandlung der Kontrolle (+) konnte eine signifikante Reduktion des Befalls um 97 % bzw. um 80 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen werden. Weitere signifikante Effekte gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) gab es nicht. Dennoch zeigte sich in den Varianten JKI-01 (-) und ABi15 (-) als Solobehandlung und JKI-04 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung tendenziell ein reduzierter Körnerbefall. Ein erhöhter Befall der Körner wurde in den Varianten FZB45 (-), ABi03 (-), ABi05 (-), JKI-03 (-) und JKI-05 (-), jeweils ohne Elektronenbehandlung, beobachtet, welcher jedoch nicht signifikant war. In der Elektronenbehandlung der unbehandelten Kontrolle (+) wurde ein um 80 % reduzierter Körnerbefall vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen. Ein signifikanter Einfluss der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen wurde nicht beobachtet.

Der Wurzelbefall der unbehandelten Kontrolle (-) mit *F. verticillioides* betrug 0,00006 ng/ng Pflanzen-DNA. Es wurde kein signifikanter Effekt der verschiedenen, getesteten Saatgutbehandlungen auf den Wurzelbefall im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) festgestellt. In den Varianten JKI-01 (-), ABi15 (-) und ABi18 (-) ohne Elektronenbehandlung war der Befall um 100 % vergleichend zur Kontrolle (-) reduziert, dies war jedoch nicht signifikant. Die Elektronenbehandlung der unbehandelten Kontrolle (+) zeigte ebenfalls eine Reduktion des Befalls der Wurzeln um 26 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-), hatte jedoch keinen signifikanten Einfluss auf den Befall der Kontrolle bzw. auf die Wirkung der Mikroorganismen.

Ergebnisse

Tabelle 17: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf einen samenbürtigen Befall mit *F. verticillioides* der Körner und Wurzeln (ng/ng Pflanzen-DNA) der Sorte SY Werena-inokuliert (Versuchsanlage I). Die Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 84.

Variante	EVENTUS (-/+)	Körnerbefall (ng/ng Pflanzen-DNA)		Wurzelbefall (ng/ng Pflanzen-DNA)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)
Kontrolle	-	0,00527 ± 0,00124 ^a	0	0,00006 ± 0,00003 ^a	0
	+	0,00107 ± 0,00124 ^{b **}	-80	0,00005 ± 0,00003 ^a	-26
chemische Kontrolle	-	0,00018 ± 0,00157 ^{a *}	-97	0,00002 ± 0,00005 ^a	-62
	+	0,00227 ± 0,00157 ^a	-57	0,00007 ± 0,00005 ^a	15
RhizoVital	-	0,00657 ± 0,00375 ^a	25	0,00023 ± 0,00012 ^a	263
	+	0,00209 ± 0,00375 ^a	-60	0,00024 ± 0,00012 ^a	279
FZB45	-	0,01491 ± 0,00581 ^a	183	0,00012 ± 0,00008 ^a	86
	+	0,00191 ± 0,00581 ^a	-64	0,00011 ± 0,00008 ^a	69
ABi25	-	0,00389 ± 0,00380 ^a	-26	0,00001 ± 0,00001 ^a	-82
	+	0,00677 ± 0,00380 ^a	29	0,00002 ± 0,00001 ^a	-76
JKI-01	-	0,00099 ± 0,00768 ^a	-81	0,00000 ± 0,00002 ^a	-100
	+	0,01016 ± 0,00768 ^a	93	0,00005 ± 0,00002 ^a	-19
JKI-04	-	0,00559 ± 0,00200 ^a	6	0,00009 ± 0,00005 ^a	47
	+	0,00091 ± 0,00200 ^a	-83	0,00009 ± 0,00005 ^a	40
ABi03	-	0,01486 ± 0,00656 ^a	182	0,00006 ± 0,00005 ^a	0
	+	0,00432 ± 0,00656 ^a	-18	0,00013 ± 0,00005 ^a	113
ABi05	-	0,02207 ± 0,01421 ^a	319	0,00006 ± 0,00037 ^a	-9
	+	0,00568 ± 0,01421 ^a	8	0,00076 ± 0,00037 ^a	1104
ABi14	-	0,00743 ± 0,00242 ^a	41	0,00013 ± 0,00006 ^a	101
	+	0,00371 ± 0,00242 ^a	-30	0,00017 ± 0,00006 ^a	176
ABi15	-	0,00033 ± 0,00197 ^a	-94	0,00000 ± 0,00002 ^a	-100
	+	0,00221 ± 0,00197 ^a	-58	0,00006 ± 0,00002 ^a	-8
JKI-03	-	0,05173 ± 0,03538 ^a	882	0,00007 ± 0,00004 ^a	10
	+	0,00620 ± 0,03538 ^a	18	0,00013 ± 0,00004 ^a	103
ABi18	-	0,00326 ± 0,00244 ^a	-38	0,00000 ± 0,00002 ^a	-100
	+	0,00625 ± 0,00244 ^a	19	0,00004 ± 0,00002 ^a	-32
JKI-05	-	0,02146 ± 0,01301 ^a	307	0,00010 ± 0,00003 ^a	64
	+	0,01528 ± 0,01301 ^a	190	0,00005 ± 0,00003 ^a	-26

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

4.3.3 Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum*

Die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen und Trockenmasse als auch auf den Befall der Wurzeln der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* wurde in drei Versuchen untersucht. Im ersten Versuch wurden die Saatgutbehandlungen der Mikroorganismen (RhizoVital, FZB45, ABi25, JKI-01, JKI-04, ABi03, ABi05, ABi14, ABi15, JKI-03, ABi18 und JKI-05) als Solobehandlung ohne Kombination mit der Elektronenbehandlung gegenüber dem bodenbürtigen Befall analysiert (Versuchsanlage II, Kapitel 3.4.4), während im zweiten Versuch zusätzlich die Kombination der Saatgutbehandlungsvarianten mit der Elektronenbehandlung getestet wurde (Versuchsanlage III, Kapitel 3.4.4). Der dritte Versuch galt als Abschlussversuch, bei welchem die Varianten auf ABi05, ABi14, ABi15, JKI-03, ABi18 und JKI-05 reduziert und die Anzahl der Blöcke auf neun erhöht wurde (Versuchsanlage V, Kapitel 3.4.4).

Es werden zunächst die Ergebnisse des ersten Versuchs bezüglich der Wirkung der Solobehandlungen der Mikroorganismen gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* erläutert (Tabelle 18). In der unbehandelten Kontrolle liefen von der maximal möglichen Anzahl aufgelaufener Pflanzen lediglich 29 % auf. In den Varianten ABi03 und FZB45 liefen mit 24 % bzw. 13 % um 15 % bzw. 54 % weniger Pflanzen vergleichend zur unbehandelten Kontrolle auf, dessen Abweichung jedoch nicht statistisch signifikant war. Signifikant positive Effekte auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle zeigten die Varianten chemische Kontrolle (+208 %), JKI-04 (+146 %), ABi14 (+92 %) und JKI-05 (+231 %). In der Variante JKI-05 und der chemischen Kontrolle waren mit 96 % und 89 % nahezu alle Pflanzen aufgelaufen

Ähnliche Ergebnisse zeigten sich bei der Trockenmasse. Die unbehandelte Kontrolle wies eine Trockenmasse von 0,18 g auf, während diese in den Varianten FZB45 und ABi03 um 25 % und 68 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle reduziert war. Eine signifikant erhöhte Trockenmasse wurden in den Varianten chemische Kontrolle (+1175 %), JKI-04 (+449 %), ABi15 (+219 %), ABi18 (+270 %) und JKI-05 (+1023 %) im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle festgestellt. Die höchste Trockenmasse betrug 2,25 g in der Variante chemische Kontrolle.

Der Wurzelbefall (ng/ng Pflanzen-DNA) mit *F. culmorum* war im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (1,62 ng/ng Pflanzen-DNA) in alle Saatgutbehandlungsvarianten reduziert, lediglich in der Variante ABi03 war dieser vergleichbar mit dem der unbehandelten Kontrolle. Eine signifikante Reduktion des Wurzelbefalls vergleichend zur unbehandelten Kontrolle wurde in

Ergebnisse

den Varianten chemische Kontrolle (-91 %), JKI-04 (-89 %), ABi14 (- 73 %) ABi15 (-91 %), ABi18 (-86 %) und JKI-05 (-97 %) nachgewiesen.

Tabelle 18: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 15 Pflanzen = 100 %), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzeln (ng/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* (Versuchsanlage II). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle sind mit * p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001 gekennzeichnet. N = 42

Variante	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)		Wurzelbefall (ng/ng Pflanzen-DNA)	
	MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)
unbehandelte Kontrolle	29 ± 8	0	0,18 ± 0,07	0	1,62 ± 0,48	0
chemische Kontrolle	89 ± 3 ***	208	2,25 ± 0,29 ***	1175	0,15 ± 0,03 **	-91
RhizoVital	31 ± 3	8	0,28 ± 0,22	60	0,95 ± 0,83	-41
FZB45	13 ± 14	-54	0,13 ± 0,14	-25	0,92 ± 0,19	-43
ABi25	42 ± 6	46	0,29 ± 0,13	64	0,61 ± 0,18	-62
JKI-01	42 ± 8	46	0,41 ± 0,19	132	0,88 ± 0,33	-46
JKI-04	71 ± 8 ***	146	0,97 ± 0,13 ***	449	0,18 ± 0,09 **	-89
ABi03	24 ± 3	-15	0,06 ± 0,05	-68	1,73 ± 0,91	7
ABi05	33 ± 0	15	0,25 ± 0,15	40	0,9 ± 0,17	-44
ABi14	56 ± 14 *	92	0,66 ± 0,33	275	0,44 ± 0,29 *	-73
ABi15	53 ± 9	85	0,56 ± 0,07 ***	219	0,14 ± 0,04 **	-91
JKI-03	38 ± 14	31	0,34 ± 0,25	94	1,35 ± 1,23	-16
ABi18	44 ± 3	54	0,65 ± 0,26 *	270	0,22 ± 0,05 **	-86
JKI-05	96 ± 3 ***	231	1,98 ± 0,41 ***	1023	0,05 ± 0,03 ***	-97

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Anschließend wurde in einem weiteren Versuch zusätzlich zu der Wirkung der Mikroorganismen, der Einfluss der Elektronenbehandlung auf dessen Wirkung gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* untersucht (Tabelle 19). Es wurden somit 30

Varianten getestet, die Kontrolle, die chemische Kontrolle und die Mikroorganismen jeweils als Solobehandlung und in Kombination mit der Elektronenbehandlung. Analysiert wurden die Parameter Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%), Trockenmasse (g) und Wurzelbefall (ng/ng Pflanzen-DNA). Von der maximal möglichen Anzahl an Pflanzen waren in der unbehandelten Kontrolle (-) lediglich 13 % aufgelaufen. In allen anderen Saatgutbehandlungsvarianten konnte ausschließlich eine erhöhte Anzahl aufgelaufener Pflanzen vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) festgestellt werden. Eine signifikant erhöhte Anzahl aufgelaufener Pflanzen wurde in den Varianten chemische Kontrolle (- und +), JKI-04 (- und +), JKI-03 (- und +) und JKI-05 (- und +) sowohl als Solobehandlung als auch in Kombination mit der Elektronenbehandlung nachgewiesen. Am meisten Pflanzen waren in den beiden chemischen Kontrollen aufgelaufen, 91 % in der chemischen Soloanwendung und 82 % in Kombination mit der Elektronenbehandlung. Darauf folgten die Varianten JKI-05 ohne und in Kombination mit der Elektronenbehandlung mit 78 % bzw. 73 % aufgelaufener Pflanzen. Die Varianten JKI-04 und JKI-03 zeigten sowohl als Soloanwendung als auch in Kombination mit der Elektronenbehandlung vergleichbare Ergebnisse mit durchschnittlich 50 % aufgelaufener Pflanzen. Ein signifikanter Einfluss der Kombination der Elektronenbehandlung mit den Varianten im Vergleich zur Soloanwendung konnte nicht nachgewiesen werden.

Die geringste Trockenmasse wurde mit 0,03 g in der unbehandelten Kontrolle (-) festgestellt. In allen anderen Saatgutbehandlungen wurde eine höhere Trockenmasse vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen, von welchen die der Varianten chemische Kontrolle und JKI-05 sowohl als Soloanwendung als auch in Kombination mit der Elektronenbehandlung, sowie die Trockenmassen der Soloanwendungen der Varianten JKI-01 und JKI-03 statistisch signifikant höher waren. Die höchsten Trockenmassen wurden in der chemischen Kontrolle und in der Variante JKI-05 unabhängig der Elektronenbehandlung mit einem Anstieg von bis zu 5700 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) festgestellt. Die Elektronenbehandlung der Kontrolle (+) zeigte keinen Einfluss auf die Trockenmasse im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-), während die Elektronenbehandlung die Wirkung des Mikroorganismus der Variante JKI-01 negativ beeinflusste. Auf die Wirkung der weiteren Mikroorganismen hatte die Elektronenbehandlung keinen Einfluss.

In den Wurzeln der unbehandelten Kontrolle (-) konnte ein Befall mit *F. culmorum* von 2,49 ng/ng Pflanzen-DNA nachgewiesen werden. Ein stärkerer Befall von 100 % im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) wurde lediglich in der Variante ABi18 (-) als Solobehandlung gemessen. Eine signifikante Reduktion des Befalls konnte wiederum in den Varianten chemische Kontrolle (- und +), JKI-03 (-) und JKI-05 (- und +) nachgewiesen werden. Der Befall war um über 90 % geringer im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-). Ein Einfluss der Elektronenbehandlung auf den Wurzelbefall der unbehandelten Kontrolle (-) bzw. auf die

Ergebnisse

Wirkung der Mikroorganismen im Vergleich zur Soloanwendung konnte nicht beobachtet werden.

Tabelle 19: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 15 Pflanzen = 100 %), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzeln (ng/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* (Versuchsanlage III). Die Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 84.

Variante	EVENTUS (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)		Wurzelbefall (ng/ng Pflanzen-DNA)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)
Kontrolle	-	13 ± 6 ^a	0	0,03 ± 0,03 ^a	0	2,49 ± 0,75 ^a	0
	+	18 ± 6 ^a	33	0,03 ± 0,03 ^a	13	3,63 ± 0,75 ^a	46
chemische Kontrolle	-	91 ± 5 ^a ***	583	1,56 ± 0,16 ^a ***	5737	0,08 ± 0,02 ^a *	-97
	+	82 ± 5 ^a ***	517	1,26 ± 0,16 ^a ***	4638	0,08 ± 0,02 ^a *	-97
RhizoVital	-	36 ± 10 ^a	167	0,17 ± 0,05 ^a	537	2,52 ± 0,49 ^a	1
	+	20 ± 10 ^a	50	0,11 ± 0,05 ^a	300	0,47 ± 0,49 ^a	-81
FZB45	-	31 ± 5 ^a	133	0,11 ± 0,05 ^a	312	0,72 ± 0,14 ^a	-71
	+	29 ± 5 ^a	117	0,07 ± 0,05 ^a	163	0,51 ± 0,14 ^a	-80
ABi25	-	27 ± 8 ^a	100	0,12 ± 0,04 ^a	337	1,39 ± 0,8 ^a	-44
	+	16 ± 8 ^a	17	0,05 ± 0,04 ^a	100	2,52 ± 0,8 ^a	2
JKI-01	-	47 ± 12 ^a	250	0,24 ± 0,04 ^a ***	787	0,56 ± 1,97 ^a	-77
	+	33 ± 12 ^a	150	0,07 ± 0,04 ^b	175	3,26 ± 1,97 ^a	31
JKI-04	-	51 ± 6 ^a **	283	0,27 ± 0,10 ^a	900	0,61 ± 0,22 ^a	-76
	+	51 ± 6 ^a **	283	0,33 ± 0,10 ^a	1150	0,36 ± 0,22 ^a	-85
ABi03	-	22 ± 6 ^a	67	0,13 ± 0,04 ^a	375	1,33 ± 1,02 ^a	-47
	+	20 ± 6 ^a	50	0,03 ± 0,04 ^a	13	2,24 ± 1,02 ^a	-10
ABi05	-	38 ± 11 ^a	183	0,23 ± 0,09 ^a	750	0,72 ± 0,4 ^a	-71
	+	27 ± 11 ^a	100	0,19 ± 0,09 ^a	613	1,22 ± 0,4 ^a	-51
ABi14	-	38 ± 10 ^a	183	0,18 ± 0,06 ^a	562	0,61 ± 0,19 ^a	-76
	+	27 ± 10 ^a	100	0,20 ± 0,06 ^a	663	0,74 ± 0,19 ^a	-70
ABi15	-	31 ± 8 ^a	133	0,13 ± 0,05 ^a	387	1,07 ± 0,6 ^a	-57
	+	27 ± 8 ^a	100	0,13 ± 0,05 ^a	388	1,47 ± 0,6 ^a	-41
JKI-03	-	44 ± 7 ^a *	233	0,33 ± 0,09 ^a *	1137	0,23 ± 0,06 ^a *	-91
	+	56 ± 7 ^a ***	317	0,29 ± 0,09 ^a	975	0,28 ± 0,06 ^a	-89
ABi18	-	20 ± 5 ^a	50	0,07 ± 0,06 ^a	150	4,98 ± 1,43 ^a	100
	+	24 ± 5 ^a	83	0,11 ± 0,06 ^a	300	1,17 ± 1,43 ^a	-53
JKI-05	-	78 ± 6 ^a ***	483	1,39 ± 0,29 ^a ***	5112	0,07 ± 0,04 ^a *	-97
	+	73 ± 6 ^a ***	450	1,12 ± 0,29 ^a *	4100	0,09 ± 0,04 ^a *	-96

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Ergebnisse

Abschließend zu den Untersuchungen hinsichtlich der Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%), Trockenmasse (g) und *Fusarium*-Befall der Wurzeln (ng/ng Pflanzen-DNA) gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum*, wurde die Anzahl der Varianten reduziert und die der Blöcke von drei auf neun erhöht. Es wurden in dem folgenden Versuch die Varianten Kontrolle, chemische Kontrolle, ABi05, ABi14, ABi15, JKI-03, ABi18 und JKI-05 untersucht. Bis auf die chemische Kontrolle wurden die Varianten als Solobehandlung (-) sowie in Kombination mit der Elektronenbehandlung (+) analysiert, während die chemische Kontrolle ausschließlich als Solobehandlung getestet wurde (Tabelle 20).

Tabelle 20: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 9 Pflanzen = 100 %), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzeln (ng/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* (Versuchsanlage V). Die Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 135.

Variante	EVENTUS (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)		Wurzelbefall (ng/ng Pflanzen-DNA)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)
Kontrolle	-	84 ± 5 ^a	0	0,43 ± 0,04 ^a	0	0,05 ± 0,02 ^a	0
	+	84 ± 5 ^a	0	0,49 ± 0,04 ^a	15	0,03 ± 0,02 ^a	-40
chemische Kontrolle	-	96 ± 2 ^a	15	0,70 ± 0,03 ^a ***	64	0,02 ± 0,01 ^a	-51
ABi05	-	69 ± 5 ^a	-18	0,30 ± 0,04 ^a	-31	0,13 ± 0,03 ^a	185
	+	70 ± 5 ^a	-16	0,37 ± 0,04 ^a	-14	0,08 ± 0,03 ^a	66
ABi14	-	79 ± 6 ^a	-6	0,33 ± 0,03 ^a	-24	0,08 ± 0,39 ^a	70
	+	30 ± 6 ^b ***	-65	0,06 ± 0,03 ^b ***	-87	1,75 ± 0,41 ^b **	3634
ABi15	-	23 ± 5 ^a ***	-72	0,04 ± 0,01 ^a ***	-90	0,67 ± 0,28 ^a	1320
	+	14 ± 5 ^a ***	-84	0,02 ± 0,01 ^a ***	-95	2,07 ± 0,28 ^b ***	4322
JKI-03	-	41 ± 5 ^a ***	-51	0,09 ± 0,02 ^a ***	-80	0,52 ± 0,21 ^a	1017
	+	30 ± 5 ^a ***	-65	0,10 ± 0,02 ^a ***	-78	0,72 ± 0,21 ^a *	1445
ABi18	-	73 ± 5 ^a	-13	0,36 ± 0,05 ^a	-17	0,14 ± 0,04 ^a	194
	+	83 ± 5 ^a	-2	0,10 ± 0,02 ^a	-7	0,10 ± 0,04 ^a	119
JKI-05	-	67 ± 6 ^a	-21	0,36 ± 0,05 ^a *	-49	0,70 ± 0,10 ^a ***	1395
	+	70 ± 6 ^a	-16	0,32 ± 0,05 ^a	-25	0,25 ± 0,10 ^b	432

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Ausschließlich in der chemischen Kontrolle waren mit 96 % mehr Pflanzen als in der unbehandelten Kontrolle (-) aufgelaufen, bei welcher 84 % der ausgesäten Pflanzen aufgelaufen waren. In allen anderen Saatgutbehandlungen waren es weniger Pflanzen

vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-). Die Anzahl der Pflanzen war in der Variante ABi14 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung und in den Varianten ABi15 (- und +) und JKI-03 (- und +) sowohl als Solobehandlung als auch in Kombination mit der Elektronenbehandlung signifikant geringer im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-). Die geringste Anzahl aufgelaufener Pflanzen wurde mit 14 % in der Variante ABi15 in Kombination mit der Elektronenbehandlung festgestellt. Die Elektronenbehandlung der unbehandelten Kontrolle (+) wirkte sich im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) nicht auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen aus. Ein signifikant negativer Effekt der Elektronenbehandlung wurde jedoch auf die Wirkung des Mikroorganismus der Variante ABi14 nachgewiesen.

Auch bezüglich des Parameters Trockenmasse konnte in allen Saatgutbehandlungen bis auf in der chemischen Kontrolle eine reduzierte Trockenmasse im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) mit 0,43 g festgestellt werden. In der chemischen Kontrolle weicht die Trockenmasse mit 0,70 g um 64 % signifikant positiv gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) ab. In den Varianten ABi14 in Kombination mit der Elektronenbehandlung, JKI-05 als Solobehandlung und ABi15 und JKI-03 sowohl als Solobehandlung als auch in Kombination mit der Elektronenbehandlung war die Trockenmasse im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) reduziert. Die geringsten Trockenmassen wurden mit 0,04 g bzw. 0,02 g in den Varianten ABi15 als Solobehandlung bzw. in Kombination mit der Elektronenbehandlung nachgewiesen, was eine Reduktion der Trockenmasse der unbehandelten Kontrolle (-) um 90 % bzw. 95 % bedeutet. Die Elektronenbehandlung der unbehandelten Kontrolle (+) zeigte keinen Effekt auf den Trockenmasseertrag der unbehandelten Kontrolle (-), beeinflusste jedoch die Wirkung des Mikroorganismus der Variante ABi14 im Vergleich zur Soloanwendung.

Für die Wurzeln der unbehandelten Kontrolle konnte ein Befall mit *F. culmorum* von 0,05 ng/ng Pflanzen-DNA analysiert werden. Während in der elektronenbehandelten Kontrolle (+) und in der chemischen Kontrolle der Befall tendenziell um 40 % bzw. um 51 % im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle reduziert war, war in den anderen Saatgutbehandlungen ein erhöhter Befall zu beobachten. In den Varianten ABi14, ABi15 und JKI-03 in Kombination mit der Elektronenbehandlung und in der Variante JKI-05 als Solobehandlung wurde ein signifikant stärkerer Befall im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen. Der stärkste Befall mit *F. culmorum* wurde dabei in der Variante ABi15 in Kombination mit der Elektronenbehandlung mit 2,07 ng/ng Pflanzen-DNA quantifiziert. Die elektronenbehandelte Kontrolle (+) wies einen tendenziell geringeren Befall als die unbehandelte Kontrolle (-) auf, während in den Varianten ABi14 und ABi15 in Kombination mit der Elektronenbehandlung ein signifikanter Anstieg des Befalls im Vergleich zu den Soloanwendungen nachgewiesen wurde.

4.3.4 Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *Rhizoctonia solani*

Neben der Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Trockenmasse und den Befall der Wurzeln der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* wurde die Wirkung zusätzlich gegenüber dem bodenbürtigen Erreger *R. solani* analysiert. Es wurden ebenfalls drei Versuche durchgeführt. In dem ersten Versuch wurden die Saatgutbehandlungen als Sololanwendung gegenüber dem bodenbürtigen Befall mit *R. solani* untersucht (Tabelle 21).

Es waren 80 % der ausgesäten Pflanzen in der unbehandelten Kontrolle (-) aufgelaufen. Für keine Saatgutbehandlung konnte ein signifikanter Unterschied in der Anzahl aufgelaufener Pflanzen vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen werden. Die geringste Anzahl aufgelaufener Pflanzen wurde in der Variante FZB45 mit 64 % erfasst, was eine reduzierte Anzahl der Pflanzen um 19 % vergleichend zur Kontrolle darstellt. Im Gegensatz dazu konnte ein tendenziell positiver Anstieg um 14 % in der Variante JKI-05 beobachtet werden.

Bezüglich der Trockenmasse war diese in den Varianten chemische Kontrolle, ABi05 und JKI-05 signifikant höher im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-). Die Trockenmassen der Varianten ABi05 und JKI-05 wichen mit 0,39 g um +92 % bzw. mit 0,38 g um +89 % von der Trockenmasse der unbehandelten Kontrolle (-; 0,20 g) ab. In der chemischen Kontrolle war die Trockenmasse mit 0,33 g um 64 % höher als die der unbehandelten Kontrolle (-).

Der Wurzelbefall mit *R. solani* wurde in pg/ng Pflanzen-DNA bestimmt und betrug in der unbehandelten Kontrolle 7,26 pg/ng Pflanzen-DNA. In der Variante ABi14 wurde ein signifikant stärkerer Befall von 129 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle festgestellt. Ein tendenzieller Anstieg des Befalls konnte ebenfalls in der Variante FZB45 beobachtet werden, während der Befall in den Varianten chemische Kontrolle und JKI-05 tendenziell reduziert war. Der Wurzelbefall in der chemischen Kontrolle war um 88 % und in der Variante JKI-05 um 90 % geringer als der Befall der unbehandelten Kontrolle.

Ergebnisse

Tabelle 21: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 15 Pflanzen = 100 %), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzel (pg/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *R. solani* (Versuchsanlage II). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle sind mit * p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001 gekennzeichnet. N = 42.

Variante	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)		Wurzelbefall (pg/ng Pflanzen-DNA)	
	MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)
unbehandelte Kontrolle	80 ± 5	0	0,20 ± 0,01	0	7,26 ± 3,17	0
chemische Kontrolle	87 ± 9	8	0,33 ± 0,04 **	64	0,89 ± 0,80	-88
RhizoVital	76 ± 6	-6	0,20 ± 0,01	0	8,68 ± 2,59	19
FZB45	64 ± 11	-19	0,19 ± 0,04	-7	14,93 ± 4,33	106
ABi25	76 ± 6	-6	0,21 ± 0,08	3	7,83 ± 3,12	8
JKI-01	69 ± 3	-14	0,14 ± 0,04	-30	7,77 ± 5,53	7
JKI-04	71 ± 17	-11	0,24 ± 0,02	16	7,73 ± 2,76	6
ABi03	71 ± 13	-11	0,19 ± 0,04	-7	11,70 ± 3,03	61
ABi05	87 ± 5	8	0,39 ± 0,06 **	92	9,25 ± 4,10	27
ABi14	71 ± 8	-11	0,23 ± 0,05	15	16,60 ± 2,43 *	129
ABi15	67 ± 11	-17	0,25 ± 0,07	23	3,91 ± 2,83	-46
JKI-03	84 ± 14	6	0,23 ± 0,06	11	3,03 ± 0,58	-58
ABi18	84 ± 8	6	0,20 ± 0,01	0	3,87 ± 0,26	-47
JKI-05	91 ± 3	14	0,38 ± 0,02 **	89	0,73 ± 0,49	-90

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Anschließend wurde in einem weiteren Versuch zusätzlich zu der Wirkung der Mikroorganismen als Solobehandlung, der Einfluss der Elektronenbehandlung auf dessen Wirkung gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *R. solani* getestet (Tabelle 22). Es wurden somit 30 Varianten getestet, die Kontrolle, die chemische Kontrolle und die Mikroorganismen jeweils als Solobehandlung und in Kombination mit der Elektronenbehandlung

Ergebnisse

(Versuchsanlage III, Kapitel 3.4.4). Analysiert wurden die Parameter Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%), Trockenmasse (g) und Wurzelbefall mit *R. solani* (pg/ng Pflanzen-DNA).

Tabelle 22: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzeln (pg/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *R. solani* (Versuchsanlage III). Die Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 84.

Variante	EVENTUS (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)		Wurzelbefall (pg/ng Pflanzen-DNA)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)
Kontrolle	-	100 ± 0 ^a	0	1,15 ± 0,11 ^a	0	0,27 ± 0,12 ^a	0
	+	100 ± 0 ^a	0	1,04 ± 0,1 ^a	-10	0,4 ± 0,1 ^a	47
chemische Kontrolle	-	98 ± 3 ^a	-2	1,25 ± 0,12 ^a	8	0,11 ± 0,06 ^a	-61
	+	98 ± 3 ^a	-2	1,28 ± 0,12 ^a	11	0 ± 0,06 ^a	-100
RhizoVital	-	93 ± 5 ^a	-7	1,05 ± 0,1 ^a	-9	0,27 ± 0,3 ^a	1
	+	98 ± 3 ^a	-2	0,94 ± 0,1 ^a	-18	0,55 ± 0,3 ^a	104
FZB45	-	100 ± 6 ^a	0	1,07 ± 0,14 ^a	-8	0,54 ± 0,76 ^a	98
	+	93 ± 6 ^a	-7	1,19 ± 0,14 ^a	3	2,31 ± 0,76 ^a	751
ABi25	-	95 ± 3 ^a	-5	1,06 ± 0,08 ^a	-8	0,15 ± 0,42 ^a	-43
	+	100 ± 0 ^a	0	1,2 ± 0,08 ^b	4	0,75 ± 0,42 ^a	178
JKI-01	-	98 ± 3 ^a	-2	1,08 ± 0,09 ^a	-7	0,73 ± 0,18 ^a	168
	+	100 ± 0 ^a	0	1,24 ± 0,09 ^a	8	0,55 ± 0,18 ^a	103
JKI-04	-	98 ± 3 ^a	-2	1,17 ± 0,09 ^a	1	0,14 ± 0,46 ^a	-49
	+	100 ± 0 ^a	0	1,07 ± 0,09 ^a	-8	0,86 ± 0,46 ^a	217
ABi03	-	93 ± 5 ^a	-7	1,22 ± 0,09 ^a	6	0,41 ± 0,38 ^a	50
	+	98 ± 3 ^a	-2	1,01 ± 0,09 ^a	-13	1,5 ± 0,38 ^a	451
ABi05	-	100 ± 0 ^a	0	1,21 ± 0,09 ^a	5	0,2 ± 0,09 ^a	-26
	+	98 ± 3 ^a	-2	1,1 ± 0,09 ^a	-4	0,26 ± 0,09 ^a	-5
ABi14	-	95 ± 3 ^a	-5	1,2 ± 0,08 ^a	4	0,84 ± 0,48 ^a	209
	+	96 ± 6 ^a	-4	1,07 ± 0,08 ^b	-8	2,76 ± 0,48 ^a ***	916
ABi15	-	98 ± 3 ^a	-2	1,05 ± 0,09 ^a	-9	0,64 ± 0,26 ^a	137
	+	95 ± 3 ^a	-5	1,09 ± 0,09 ^a	-5	0,38 ± 0,26 ^a	40
JKI-03	-	98 ± 3 ^a	-2	1,18 ± 0,12 ^a	3	1,47 ± 0,83 ^a	440
	+	98 ± 3 ^a	-2	1,31 ± 0,12 ^a	13	0,93 ± 0,83 ^a	243
ABi18	-	96 ± 6 ^a	-4	0,97 ± 0,1 ^a	-16	1,01 ± 0,41 ^a	273
	+	100 ± 0 ^a	0	1,31 ± 0,12 ^a	-3	0,67 ± 0,41 ^a	146
JKI-05	-	98 ± 3 ^a	-2	0,97 ± 0,1 ^a	3	0,19 ± 0,05 ^a	-29
	+	96 ± 6 ^a	-4	1,53 ± 0,09 ^b ***	33	0,34 ± 0,05 ^b	26

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Die Anzahl aufgelaufener Pflanzen in den Saatgutbehandlungsvarianten unterschied sich kaum bzw. nicht von der Anzahl aufgelaufener Pflanzen in der unbehandelten Kontrolle (-; 100 %). Die geringste Anzahl wurde mit 93 % in den Varianten RhizoVital (-) und ABi03 (-) als Solobehandlung und in der Variante FZB45 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung festgestellt. Die Elektronenbehandlung zeigte weder auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen der Kontrolle (+) im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) einen Einfluss, noch auf die Wirkung der Mikroorganismen im Vergleich zur Soloanwendung.

In der unbehandelten Kontrolle (-) wurde eine Trockenmasse von 1,15 g bestimmt. Der geringste Trockenmasseertrag wurde mit 0,94 g in der Variante RhizoVital (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung festgestellt, während der höchste Ertrag mit 1,53 g in der Variante JKI-05 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung nachgewiesen wurde. Lediglich die Abweichung der Trockenmasse der Variante JKI-05 (+) war mit 33 % signifikant positiv im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-). Weitere signifikante Abweichungen gab es nicht. Die Elektronenbehandlung zeigte keinen signifikanten Effekt auf die Trockenmasse der Kontrolle (+) im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-). Für die Varianten ABi25, ABi14 und JKI-05 konnte ein signifikanter Effekt der Elektronenbehandlung auf die Wirkung dessen Mikroorganismen im Vergleich zur Soloanwendung festgestellt werden, wobei der Effekt auf die Wirkung von ABi25 und JKI-05 positiv und von ABi14 negativ war.

Der Wurzelbefall mit *R. solani* in der unbehandelten Kontrolle lag bei 0,27 pg/ng Pflanzen-DNA und war in der chemischen Kontrolle als Solobehandlung (-) um 61 % bzw. in Kombination mit der Elektronenbehandlung (+) um 100 % geringer vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-). In der Variante ABi14 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung wurde vergleichend zum Befall der unbehandelten Kontrolle (-) ein signifikanter Anstieg um 916 % auf 2,76 pg/ng Pflanzen-DNA nachgewiesen. Ein Effekt der Elektronenbehandlung der unbehandelten Kontrolle (+) auf den Befall mit *R. solani* im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) konnte nicht beobachtet werden, während sich die Elektronenbehandlung jedoch signifikant auf die Wirkung des Mikroorganismus der Variante JKI-05 im Vergleich zur Soloanwendung auswirkte. Ohne Elektronenbehandlung war dessen Befall geringer als bei der Kombination von JKI-05 und der Elektronenbehandlung. Auf die Wirkung der anderen Mikroorganismen hatte die Elektronenbehandlung keinen Einfluss.

Abschließend zu den Untersuchungen hinsichtlich der Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%), Trockenmasse (g) und *Rhizoctonia*-Befall der Wurzeln (pg/ng Pflanzen-DNA) gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *R. solani*, wurde die Anzahl der Varianten von vierzehn auf acht reduziert und die der Blöcke von drei auf neun erhöht. Es wurden in dem folgenden Versuch die Varianten Kontrolle, chemische Kontrolle, ABi05, ABi14, ABi15, JKI-03, ABi18 und JKI-05 untersucht

Ergebnisse

(Versuchsanlage V, Kapitel 3.4.4). Bis auf die chemische Kontrolle wurden die Varianten als Solobehandlung (-) und in Kombination mit der Elektronenbehandlung (+) analysiert, während die chemische Kontrolle ausschließlich als Solobehandlung getestet wurde (Tabelle 23).

Tabelle 23: Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 9 Pflanzen = 100 %), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzeln (pg/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *R. solani*. (Versuchsanlage V). Die Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 135.

Variante	EVENTUS (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)		Wurzelbefall (pg/ng Pflanzen-DNA)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)
Kontrolle	-	86 ± 3 ^a	0	0,29 ± 0,02 ^a	0	4,5 ± 1,6 ^a	0
	+	95 ± 3 ^a	10	0,34 ± 0,02 ^a	16	6,7 ± 1,6 ^a	49
chemische Kontrolle	-	96 ± 2 ^a	11	0,46 ± 0,03 ^{a ***}	55	1,6 ± 0,4 ^a	-65
ABi05	-	81 ± 4 ^a	-6	0,28 ± 0,03 ^a	-6	11,4 ± 3,2 ^a	154
	+	84 ± 4 ^a	-3	0,26 ± 0,03 ^a	-11	10,6 ± 3,2 ^a	137
ABi14	-	74 ± 5 ^a	-14	0,15 ± 0,02 ^{a ***}	-48	15,0 ± 3,7 ^a	235
	+	80 ± 5 ^a	-7	0,14 ± 0,02 ^{a ***}	-53	31,8 ± 3,7 ^{b ***}	610
ABi15	-	63 ± 6 ^{a **}	-27	0,12 ± 0,02 ^{a ***}	-59	20,0 ± 3,5 ^{a **}	347
	+	73 ± 6 ^a	-16	0,21 ± 0,02 ^{b *}	-29	14,3 ± 3,5 ^a	219
JKI-03	-	79 ± 5 ^a	-9	0,20 ± 0,02 ^{a **}	-31	10,1 ± 4,2 ^a	124
	+	75 ± 5 ^a	-13	0,15 ± 0,02 ^{a ***}	-50	23,4 ± 4,2 ^{a ***}	422
ABi18	-	84 ± 6 ^a	-3	0,24 ± 0,03 ^a	-19	10,6 ± 4,3 ^a	137
	+	69 ± 6 ^a	-20	0,15 ± 0,02 ^{b ***}	-59	21,9 ± 4,3 ^{a **}	388
JKI-05	-	86 ± 4 ^a	0	0,24 ± 0,03 ^a	12	10,5 ± 3,3 ^a	134
	+	86 ± 4 ^a	0	0,31 ± 0,03 ^a	6	11,0 ± 3,3 ^a	146

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

In der unbehandelten Kontrolle (-) waren 86 % der möglichen Pflanzen aufgelaufen. Eine höhere Anzahl konnte mit 95 % bzw. 96 % lediglich in den Varianten Kontrolle (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung und der chemischen Kontrolle (-) beobachtet werden. In den biologischen Saatgutbehandlungsvarianten wurde unabhängig der Elektronenbehandlung eine reduzierte Anzahl bzw. eine vergleichbare Anzahl aufgelaufener Pflanzen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen. Signifikant negativ im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) war die Anzahl der Variante ABi15 als

Soloanwendung (-27 %). Wie zuvor erwähnt war die Anzahl aufgelaufener Pflanzen der Elektronenbehandlung der unbehandelten Kontrolle (+) um 10 % höher im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-). Ein weiterer Effekt der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen im Vergleich zu deren Soloanwendung konnte nicht beobachtet werden.

In den meisten Saatgutbehandlungen wurde eine geringere Trockenmasse im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) festgestellt. Während die unbehandelte Kontrolle einen Trockenmasseertrag von 0,29 g aufwies, wurde in den Varianten ABi14 (- und +), ABi15 (- und +) und JKI-03 (- und +) unabhängig der Elektronenbehandlung und in der Variante ABi18 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung eine signifikant geringere Trockenmasse nachgewiesen. Der geringste Ertrag lag bei 0,15 g und wurde in den Varianten ABi15 (-) als Solobehandlung und ABi18 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung gemessen. Eine signifikant höhere Trockenmasse im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) konnte in der chemischen Kontrolle mit 0,46 g nachgewiesen werden. Die Elektronenbehandlung der unbehandelten Kontrolle beeinflusst die Trockenmasse im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) nicht, während es signifikante Effekte der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen der Varianten ABi15 und ABi18 im Vergleich zur Soloanwendung der Mikroorganismen gab. Die Kombination der Variante ABi15 wies mit der Elektronenbehandlung eine bessere Trockenmasse auf, die Kombination der Variante ABi18 eine geringere.

Der Wurzelbefall mit *R. solani* der chemischen Kontrolle war um -65 % geringer als der Befall der unbehandelten Kontrolle (-; 4,5 pg/ng Pflanzen-DNA). In den Varianten der Mikroorganismen, sowohl als Solobehandlung als auch in Kombination mit der Elektronenbehandlung, wurden ausschließlich höhere Befallswerte im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle quantifiziert. In den Varianten ABi14 (+), JKI-03 (+) und JKI-05 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung und die Variante ABi15 (-) als Solobehandlung wurde ein signifikant stärkerer Befall vergleichend zur unbehandelten Kontrolle nachgewiesen. Der stärkste Befall wich dabei mit 31,8 pg/ng Pflanzen-DNA um 610 % von dem Befall der unbehandelten Kontrolle ab und wurde in der Variante ABi14 in Kombination mit der Elektronenbehandlung bestimmt. Die Elektronenbehandlung der unbehandelten Kontrolle (+) hatte keinen Einfluss auf den Befall der unbehandelten Kontrolle (-), während die Elektronenbehandlung einen signifikant negativen Effekt auf die Wirkung der Variante ABi14 hatte.

4.3.5 Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen unter Berücksichtigung von Temperaturen und gravimetrischen Bodenwassergehalt

Um die Auswirkung des gravimetrischen Bodenwassergehaltes und der Bodentemperatur auf die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen zu untersuchen, wurden vier Versuche mit der Sorte LIKEit durchgeführt. Die getesteten Saatgutbehandlungen waren neben der unbehandelten Kontrolle, die Kombination der Kontrolle mit zwei verschiedenen Klebern (Kleber A und Kleber Sebi5), die chemische Kontrolle, die Elektronenbehandlung der Kontrolle mit EVENTUS und die Behandlung des Saatguts mit den Mikroorganismen der Varianten JKI-05 und ABi05. Anhand der Variante ABi05 wurde zusätzlich der Einfluss der Kleber Kleber A und Kleber Sebi5 getestet. Die vier Versuche unterschieden sich hinsichtlich der Temperatur (4, 8, 12 und 16 °C) während der ersten zehn Tage. Die Wirkung der Saatgutbehandlungen wurde zeitgleich ohne bodenbürtigen Befall und gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* getestet bei zwei unterschiedlichen gravimetrischen Bodenwassergehalten von 0,6 und 0,45. Erfasst wurden die pflanzenphysiologischen Parameter Anzahl aufgelaufener Pflanzen und Trockenmasse und zusätzlich im Falle der bodenbürtigen Inokulation, der quantitative Befall der Wurzeln mit *F. culmorum*.

In dem folgenden Versuch wurde die Auswirkung des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC = 0,45 und GWC = 0,6) und der Bodentemperatur von 4 °C während der ersten zehn Tage auf die Wirkung der Saatgutbehandlungen mit einem bodenbürtigen Befall des Erregers *F. culmorum* (Tabelle 24) und ohne bodenbürtigen Befall untersucht (Tabelle 25).

Wurde der Boden mit *F. culmorum* inokuliert und ein GWC von 0,45 (-) angelegt, so sind in der unbehandelten Kontrolle 63 % der möglichen Pflanzen aufgelaufen (Tabelle 24). Wurde die Kontrolle zusätzlich mit dem Kleber A behandelt, so waren 75 % und bei einer Behandlung mit dem Kleber Sebi5 54 % der Pflanzen aufgelaufen. Am meisten Pflanzen waren in der chemischen Kontrolle 96 % aufgelaufen. Diese Abweichungen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) waren jedoch nicht signifikant. Signifikant negative Abweichungen wurden in den Varianten JKI-05, ABi05+Kleber A und ABi05+Kleber Sebi5 nachgewiesen. In der Variante JKI-05 waren 21 % der Pflanzen aufgelaufen, während in den Varianten ABi05+Kleber A und ABi05+Kleber Sebi5 lediglich 13 % aufgelaufen waren. Bei einem angelegten GWC von 0,6 waren in der unbehandelten Kontrolle (+) 58 % der Pflanzen aufgelaufen. Grundsätzlich wurde in allen Saatgutbehandlungen eine höhere Anzahl an Pflanzen festgestellt. Die Behandlung der Kontrolle mit dem Kleber A führte zu einer Steigerung der Pflanzenanzahl um 36 % und mit dem Kleber Sebi5 zu einer Steigerung um 64 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (+). Ebenfalls 64 % mehr aufgelaufener Pflanzen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (+) konnten in der chemischen Kontrolle beobachtet werden. Für die Variante ABi05+Kleber A wurde eine signifikant positive Steigerung von 71 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle

Ergebnisse

(+) nachgewiesen. Negative Abweichungen gab es nicht. Betrachtet man den Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes, so beeinflusst dieser die Anzahl aufgelaufener Pflanzen der Varianten Kontrolle+Kleber Sebi5, JKI-05, ABi05+Kleber A und ABi05+Kleber Sebi5 signifikant.

Tabelle 24. Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 4 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%), Trockenmasse (g) und Befall der Wurzeln (ng/ng Pflanzen-DNA) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+) gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 48.

Variante	Wasser (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)		Wurzelbefall (ng/ng Pflanzen-DNA)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)
unbehandelte Kontrolle	-	63 ± 27 ^a	0	0,10 ± 0,03 ^a	0	0,012 ± 0,009 ^a	0
	+	58 ± 21 ^a	0	0,19 ± 0,03 ^a	0	0,024 ± 0,009 ^a	0
Kontrolle+Kleber A	-	75 ± 10 ^a	20	0,13 ± 0,04 ^a	26	0,057 ± 0,030 ^a	364
	+	79 ± 6 ^a	36	0,21 ± 0,04 ^a	10	0,056 ± 0,030 ^a	132
Kontrolle+Kleber Sebi5	-	54 ± 6 ^a	-13	0,11 ± 0,04 ^a	10	0,005 ± 0,005 ^a	-57
	+	96 ± 6 ^b	64	0,34 ± 0,04 ^{b*}	76	0,013 ± 0,005 ^a	-48
chemische Kontrolle	-	96 ± 6 ^a	53	0,23 ± 0,05 ^a	126	1,152 ± 0,373 ^a	9213
	+	96 ± 6 ^a	64	0,36 ± 0,05 ^{a*}	86	0,010 ± 0,373 ^a	-57
EVENTUS	-	58 ± 24 ^a	-7	0,07 ± 0,05 ^a	-32	0,008 ± 0,004 ^a	-32
	+	67 ± 12 ^a	14	0,23 ± 0,05 ^a	21	0,002 ± 0,004 ^a	-94
JKI-05	-	21 ± 16 ^{a*}	-67	0,01 ± 0,04 ^a	-94	0,696 ± 0,113 ^{a***}	5527
	+	75 ± 10 ^b	29	0,21 ± 0,04 ^b	10	0,039 ± 0,113 ^b	61
ABi05+Kleber A	-	13 ± 0 ^{a**}	-80	0,00 ± 0,04 ^a	-100	0,009 ± 0,003 ^a	-28
	+	100 ± 0 ^{b*}	71	0,28 ± 0,04 ^b	45	0,000 ± 0,003 ^a	-100
ABi05+Kleber Sebi5	-	13 ± 10 ^{a**}	-80	0,02 ± 0,02 ^{a*}	-84	0,288 ± 0,054 ^{a***}	2231
	+	88 ± 10 ^b	50	0,18 ± 0,02 ^b	-7	0,001 ± 0,054 ^b	-94

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Bei einem GWC von 0,45 (-) wurde eine oberirdische Trockenmasse von 0,1 g in der unbehandelte Kontrolle bestimmt. Die Behandlung mit Kleber A und Kleber Sebi5 führte zu einem tendenziell positiven Anstieg der Trockenmasse um 26 % bzw. 10 % und die Behandlung mit der chemischen Beize zu einem Anstieg um 126 %. Geringere Trockenmassen als in der unbehandelten Kontrolle (-) wurden in den Varianten JKI-05 (-94%), ABi05+Kleber A (-100 %) und ABi05+Kleber Sebi5 (-84 %) nachgewiesen. Bei dem höheren GWC von 0,6 (+) betrug die Trockenmasse in der unbehandelten Kontrolle 0,19 g. Lediglich

die Trockenmasse der Variante ABi05+Kleber Sebi5 zeigte eine leichte negative Tendenz von 7 %. Für die Varianten Kontrolle+Kleber Sebi5 und chemische Kontrolle wurden mit 0,34 g und 0,36 g signifikant höhere Trockenmassen nachgewiesen. Der Bodenwassergehalt beeinflusst die Trockenmassen der Varianten Kontrolle+Kleber Sebi5, JKI-05 und ABi05+Kleber Sebi5 signifikant.

Der Wurzelbefall in der unbehandelten Kontrolle (-) betrug 0,012 ng/ng Pflanzen-DNA bei einem GWC von 0,45. Ein signifikant stärkerer Befall konnte in den Varianten JKI-05 und ABi05+Kleber Sebi 5 nachgewiesen werden. In keiner Variante wurde ein signifikant reduzierter Befall beobachtet. Tendenziell war jedoch der Befall der Varianten Kontrolle+Kleber Sebi5, EVENTUS und ABi05+Kleber A geringer im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-). Bei einem GWC von 0,6 war der Befall in der unbehandelten Kontrolle (+) doppelt so hoch wie beim GWC von 0,45. Signifikant positive oder negative Abweichungen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (+) gab es keine. In den Varianten Kontrolle+Kleber Sebi5, chemische Kontrolle, EVENTUS, ABi05+Kleber A und ABi05+Kleber Sebi5 war der Befall tendenziell geringer als der Befall der unbehandelten Kontrolle (+). Ein signifikanter Einfluss des Bodenwassergehaltes zeigte sich bei den Varianten JKI-05 und ABi05+Kleber Sebi5.

Zeitgleich wurden die Varianten bei 4 °C in den ersten zehn Tagen ohne eine bodenbürtige Inokulation getestet (Tabelle 25). Ohne bodenbürtige Inokulation liefen unabhängig des GWC's bei 4 °C in den ersten zehn Tagen bei allen Saatgutbehandlungen nahezu alle Pflanzen auf. Bei einem GWC von 0,45 (-) wurde in der unbehandelten Kontrolle eine Trockenmasse von 0,37 g bestimmt, während die Trockenmasse in der Kombination der Kontrolle mit dem Kleber A um 45 % und mit dem Kleber Sebi5 um 19 % erhöht war. In der chemischen Kontrolle war die Trockenmasse ebenfalls um 55 % erhöht und brachte so den höchsten Ertrag. In den Varianten JKI-05, ABi05+Kleber A und ABi05+Kleber Sebi5 war die Trockenmasse tendenziell geringer im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-). Die Trockenmasse der unbehandelten Kontrolle wurde durch den höheren GWC von 0,37 g (-) auf 0,53 g (+) erhöht. Die Behandlung der Kontrolle mit dem Kleber A bzw. Kleber Sebi5 führte zu einer tendenziellen Reduktion der Trockenmasse um 8 % bzw. 15 %, vergleichbares galt für die Elektronenbehandlung bzw. für die Behandlung der Kontrolle mit den Mikroorganismen. Lediglich in der chemischen Kontrolle konnte ein tendenziell positiver Anstieg der Trockenmasse um 18 % beobachtet werden. Vergleichbar zu dem Parameter Anzahl aufgelaufener Pflanzen, gab es auch hinsichtlich der Trockenmasse keinen signifikanten Einfluss des GWC's auf die Wirkung der Varianten.

Ergebnisse

Tabelle 25: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 4 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit ohne bodenbürtigen Befall (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+ gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+ sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 48.

Variante	Wasser (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)
unbehandelte Kontrolle	-	100 ± 0 ^a	0	0,37 ± 0,06 ^a	0
	+	96 ± 6 ^a	0	0,53 ± 0,06 ^a	0
Kontrolle+Kleber A	-	100 ± 0 ^a	0	0,54 ± 0,07 ^a	45
	+	100 ± 0 ^a	4	0,49 ± 0,07 ^a	-8
Kontrolle+Kleber Sebi5	-	100 ± 0 ^a	0	0,44 ± 0,03 ^a	19
	+	100 ± 0 ^a	4	0,45 ± 0,03 ^a	-15
chemische Kontrolle	-	100 ± 0 ^a	0	0,58 ± 0,07 ^a	55
	+	96 ± 6 ^a	0	0,62 ± 0,07 ^a	18
EVENTUS	-	100 ± 0 ^a	0	0,47 ± 0,08 ^a	26
	+	96 ± 6 ^a	0	0,43 ± 0,08 ^a	-18
JKI-05	-	100 ± 0 ^a	0	0,32 ± 0,04 ^a	-13
	+	92 ± 6 ^a	-4	0,40 ± 0,04 ^a	-23
ABi05+Kleber A	-	92 ± 12 ^a	-8	0,35 ± 0,05 ^a	-5
	+	96 ± 6 ^a	0	0,39 ± 0,05 ^a	-26
ABi05+Kleber Sebi5	-	92 ± 6 ^a	-8	0,23 ± 0,06 ^a	-39
	+	96 ± 6 ^a	0	0,41 ± 0,06 ^a	-22

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Des Weiteren wurde die Wirkung der Varianten unter Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes bei einer Bodentemperatur von 8 °C in den ersten zehn Tagen getestet (Tabelle 26 und Tabelle 27).

In Tabelle 26 wird trotz der Inokulation des Bodens mit *F. culmorum* der Wurzelbefall nicht gezeigt, da für die notwendigen Analysen nicht genügend Probenmaterial vorhanden war. Bei einer bodenbürtigen Inokulation mit *F. culmorum* und einer Temperatur von 8 °C in den ersten zehn Tagen, waren bei einem GWC von 0,45 (-) lediglich 4 % der ausgesäten Pflanzen in der unbehandelten Kontrolle (-) aufgelaufen. Ausschließlich in der chemischen Kontrolle konnte eine signifikante Steigerung der Anzahl aufgelaufener Pflanzen auf 46 % beobachtet werden. In den weiteren Varianten war die Anzahl aufgelaufener Pflanzen vergleichbar zu der Anzahl der unbehandelten Kontrolle (-). Ähnliches konnte bei einem GWC von 0,6 beobachtet werden.

Ergebnisse

In der unbehandelten Kontrolle (+) waren 8 % der Pflanzen aufgelaufen, während die Anzahl aufgelaufener Pflanzen der chemischen Kontrolle mit 33 % signifikant höher war. Die Anzahl aufgelaufener Pflanzen der weiteren Varianten ähnelte der Anzahl der unbehandelten Kontrolle (+). Der GWC beeinflusste die Wirkung der Varianten nicht.

Tabelle 26: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 8 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+ gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+ sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 48.

Variante	Wasser (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)
unbehandelte Kontrolle	-	4 ± 6 ^a	0	0,001 ± 0,002 ^a	0
	+	8 ± 6 ^a	0	0,050 ± 0,036 ^a	0
Kontrolle+Kleber A	-	4 ± 6 ^a	0	0,010 ± 0,020 ^a	926
	+	8 ± 12 ^a	0	0,030 ± 0,042 ^a	-40
Kontrolle+Kleber Sebi5	-	4 ± 6 ^a	0	0,010 ± 0,010 ^a	669
	+	4 ± 6 ^a	-50	0,020 ± 0,028 ^a	-60
chemische Kontrolle	-	46 ± 16 ^{a ***}	1000	0,200 ± 0,040 ^{a ***}	15541
	+	33 ± 16 ^{a *}	300	0,237 ± 0,098 ^{a ***}	373
EVENTUS	-	4 ± 6 ^a	0	0,030 ± 0,040 ^a	2208
	+	4 ± 6 ^a	-50	0,002 ± 0,003 ^a	-96
JKI-05	-	0 ± 0 ^a	-100	0,000 ± 0,000 ^a	-100
	+	4 ± 6 ^a	-50	0,001 ± 0,001 ^a	-99
ABi05+Kleber A	-	0 ± 0 ^a	-100	0,000 ± 0,000 ^a	-100
	+	4 ± 6 ^a	-50	0,013 ± 0,019 ^a	-73
ABi05+Kleber Sebi5	-	0 ± 0 ^a	-100	0,000 ± 0,000 ^a	-100
	+	0 ± 0 ^a	-100	0,000 ± 0,000 ^a	-100

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Die Trockenmasse in der unbehandelten Kontrolle (-) betrug 0,001 g bei einem GWC von 0,45 (Tabelle 26). Während die Trockenmasse der Varianten JKI-05, ABi05+Kleber A und ABi05+Kleber Sebi5 0 g aufwies, war die Trockenmasse der Varianten Kontrolle+Kleber A, Kontrolle+Kleber Sebi5, chemische Kontrolle und EVENTUS höher als die der unbehandelten Kontrolle (-). Für die Trockenmasse der chemischen Kontrolle (0,2 g) konnte im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle ein signifikanter Anstieg nachgewiesen werden. Bei einem GWC von 0,6 (+) betrug die Trockenmasse der unbehandelten Kontrolle (+) 0,05 g. Ausschließlich die

Ergebnisse

chemische Kontrolle wies eine signifikant höhere Trockenmasse auf. Für die weiteren Varianten wurden tendenziell geringere Trockenmassen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (+) beobachtet. Wie zuvor bei der Anzahl aufgelaufener Pflanzen, beeinflusste der GWC die Wirkung der Varianten auf die Trockenmasse nicht.

Die nachfolgende Tabelle 27 zeigt die Ergebnisse des zeitgleich durchgeführten Versuchs bei 8 °C in den ersten zehn Tagen, aber ohne bodenbürtige Inokulation.

Tabelle 27: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 8 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit ohne bodenbürtigen Befall (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+ gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+ sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 48.

Variante	Wasser (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)
unbehandelte Kontrolle	-	42 ± 6 ^a	0	0,150 ± 0,040 ^a	0
	+	67 ± 6 ^a	0	0,467 ± 0,043 ^b	0
Kontrolle+Kleber A	-	58 ± 21 ^a	40	0,120 ± 0,100 ^a	-18
	+	83 ± 12 ^a	25	0,630 ± 0,096 ^b	35
Kontrolle+Kleber Sebi5	-	75 ± 10 ^a	80	0,290 ± 0,060 ^a	95
	+	83 ± 16 ^a	25	0,643 ± 0,065 ^b	38
chemische Kontrolle	-	88 ± 0 ^a **	110	0,340 ± 0,040 ^a **	130
	+	100 ± 0 ^a	50	0,933 ± 0,042 ^b ***	100
EVENTUS	-	67 ± 6 ^a	60	0,260 ± 0,070 ^a	77
	+	79 ± 6 ^a	19	0,600 ± 0,073 ^b	29
JKI-05	-	38 ± 18 ^a	-10	0,090 ± 0,030 ^a	-36
	+	63 ± 10 ^a	-6	0,383 ± 0,030 ^b	-18
ABi05+Kleber A	-	42 ± 12 ^a	0	0,090 ± 0,070 ^a	-41
	+	71 ± 16 ^a	6	0,590 ± 0,067 ^b	26
ABi05+Kleber Sebi5	-	21 ± 16 ^a	-50	0,050 ± 0,040 ^a	-68
	+	67 ± 6 ^b	0	0,397 ± 0,037 ^b	-15

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Ohne bodenbürtige Inokulation bei 8 °C in den ersten zehn Tagen und einem GWC von 0,45 (-) wurden 42 % aufgelaufene Pflanzen in der unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen. Die Behandlung der Kontrolle mit dem Kleber A bzw. Kleber Sebi5 führte zu 58 % bzw. 75 % aufgelaufener Pflanzen. Eine signifikant höhere Anzahl aufgelaufener Pflanzen vergleichend

zur unbehandelten Kontrolle (-) wurde in der chemischen Kontrolle mit 88 % nachgewiesen, während in der Variante ABi05+Kleber Sebi5 die Anzahl um 50 % reduziert war. Bei einem GWC von 0,6 waren 67 % der ausgesäten Pflanzen in der unbehandelten Kontrolle (+) aufgelaufen. In der chemischen Kontrolle waren hingegen alle ausgesäten Pflanzen aufgelaufen. Signifikant negative Abweichungen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (+) wurden nicht beobachtet. Der GWC beeinflusst ausschließlich den Effekt der Variante ABi05+Kleber Sebi5 auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen.

Die Trockenmasse in der unbehandelten Kontrolle (-) bei einem GWC von 0,45 betrug 0,15 g. Eine geringere Trockenmasse konnte in den Varianten Kontrolle+Kleber A, JKI-05, ABi05+Kleber A und ABi05+Kleber Sebi5 festgestellt werden, während die Trockenmasse in der chemischen Kontrolle mit 0,34 g signifikant höher war vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-). Bei einem GWC von 0,6 (+) war ebenfalls die Trockenmasse in der chemischen Kontrolle mit 0,933 g signifikant höher als die Trockenmasse der unbehandelten Kontrolle (+) mit 0,467 g. Eine geringere Trockenmasse vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (+) wurde in den Varianten JKI-05 und ABi05+Kleber Sebi5 festgestellt. Der GWC beeinflusst die Wirkung aller Varianten auf die Trockenmasse signifikant.

Die Ergebnisse des Versuchs bezüglich der Wirkung der Varianten bei einer Bodentemperatur von 12 °C werden mit bodenbürtiger Inokulation mit *F. culmorum* in der Tabelle 28 Tabelle 29 dargestellt. Die Anzahl aufgelaufener Pflanzen betrug 21 % in der unbehandelten Kontrolle (-) bei einem GWC von 0,45. Signifikante Abweichungen von diesem Wert konnte in keiner Variante nachgewiesen werden. Tendenziell wurde jedoch eine geringere Anzahl in den Varianten beobachtet. In den Varianten Kontrolle+Kleber A, JKI-05 und ABi05+Kleber A wurde die geringste Anzahl aufgelaufener Pflanzen mit 4 % festgestellt, während ausschließlich in der chemischen Kontrolle eine höhere Anzahl aufgelaufener Pflanzen um 140 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) beobachtet wurde. Im Vergleich zu diesen Ergebnissen, wurde bei einem GWC von 0,6 neben der chemischen Kontrolle auch in der Variante Kontrolle+Kleber A eine höhere Anzahl aufgelaufener Pflanzen nachgewiesen. Die chemische Beize steigerte die Anzahl aufgelaufener Pflanzen um 86 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (+) und die Kombination der Kontrolle mit dem Kleber A um 43 %. Negativ ist besonders die Variante ABi05+Kleber Sebi5 mit einer reduzierten Anzahl Pflanzen von 71 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (+) aufgefallen. Für die Variante Kontrolle+Kleber A wurde ein signifikanter Einfluss des GWC's auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen nachgewiesen, für die anderen Varianten jedoch nicht.

Bei einem GWC von 0,45 (-) wurde in der unbehandelten Kontrolle eine Trockenmasse von 0,12 g bestimmt. Während die Trockenmasse in der chemischen Kontrolle um 25 % höherer war, wurde für alle anderen Varianten eine geringere bestimmt. In der Variante

Ergebnisse

Kontrolle+Kleber A lediglich 0,003 g. Bei einem GWC von 0,6 wurde die gleiche Trockenmasse mit 0,28 g für die chemische Kontrolle wie für die unbehandelte Kontrolle (+) nachgewiesen, während die anderen Varianten ausschließlich geringere Trockenmassen aufwiesen. Die Trockenmasse der Variante ABi05+Kleber Sebi5 war mit 0,02 g um 93 % reduziert im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle. Für die Auswirkungen des GWC's auf die Wirkung der Varianten konnte lediglich ein signifikanter Einfluss auf die Wirkung der Variante Kontrolle+Kleber A nachgewiesen werden.

Tabelle 28: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 12 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+) gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 48.

Variante	Wasser (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)		Wurzelbefall (ng/ng Pflanzen-DNA)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)
unbehandelte Kontrolle	-	21 ± 7 ^a	0	0,120 ± 0,082 ^a	0	0,227 ± 0,144 ^a	0
	+	29 ± 7 ^a	0	0,277 ± 0,082 ^a	0	0,081 ± 0,144 ^a	0
Kontrolle+Kleber A	-	4 ± 7 ^a	-80	0,003 ± 0,050 ^a	-97	1,692 ± 0,709 ^a	646
	+	42 ± 7 ^b	43	0,250 ± 0,050 ^b	-10	0,022 ± 0,709 ^a	-73
Kontrolle+Kleber Sebi5	-	8 ± 7 ^a	-60	0,027 ± 0,029 ^a	-78	1,581 ± 0,465 ^a	597
	+	17 ± 7 ^a	-43	0,073 ± 0,029 ^a	-74	0,084 ± 0,465 ^a	3
chemische Kontrolle	-	50 ± 12 ^a	140	0,150 ± 0,045 ^a	25	0,146 ± 0,110 ^a	-36
	+	54 ± 12 ^a	86	0,277 ± 0,045 ^a	0	0,242 ± 0,110 ^a	198
EVENTUS	-	17 ± 9 ^a	-20	0,067 ± 0,046 ^a	-44	0,414 ± 0,159 ^a	83
	+	13 ± 9 ^a	-57	0,063 ± 0,046 ^a	-77	0,425 ± 0,159 ^a	423
JKI-05	-	4 ± 12 ^a	-80	0,020 ± 0,036 ^a	-83	1,621 ± 0,461 ^a	615
	+	29 ± 12 ^a	0	0,090 ± 0,036 ^a	-68	0,277 ± 0,461 ^a	241
ABi05+Kleber A	-	4 ± 7 ^a	-80	0,013 ± 0,047 ^a	-89	0,538 ± 0,165 ^a	137
	+	17 ± 7 ^a	-43	0,123 ± 0,047 ^a	-55	0,216 ± 0,165 ^a	165
ABi05+Kleber Sebi5	-	8 ± 8 ^a	-60	0,020 ± 0,020 ^a	-83	0,812 ± 0,458 ^a	258
	+	8 ± 8 ^a	-71	0,020 ± 0,020 ^{a*}	-93	1,390 ± 0,458 ^a	1611

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Die unbehandelte Kontrolle (-) wies bei einem GWC von 0,45 einen Wurzelbefall von 0,227 ng/ng Pflanzen-DNA auf (Tabelle 28). Ein signifikant erhöhter oder reduzierter Befall konnte in keiner Variante nachgewiesen werden. Lediglich in der chemischen Kontrolle war der Befall tendenziell um 36 % reduziert, während die anderen Varianten einen tendenziell

Ergebnisse

höheren Befall aufwiesen. Auch bei einem GWC von 0,6 (+) wurde kein signifikant geringerer oder stärkerer Befall im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (+) festgestellt. Ausschließlich in der Variante Kontrolle+Kleber A war der Befall tendenziell geringer als der Befall der unbehandelten Kontrolle (+) mit 0,081 ng/ng Pflanzen-DNA. In den anderen Varianten wurde ein tendenzieller stärkerer Befall festgestellt. Die Wirkung der Varianten wurde nicht signifikant durch den GWC beeinflusst.

Die Ergebnisse des zeitgleich angelegten Versuchs ohne bodenbürtige Inokulation sind in der folgenden Tabelle 29 dargestellt.

Tabelle 29: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 12 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit ohne bodenbürtigen Befall (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+ gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+ sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 48.

Variante	Wasser (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)
unbehandelte Kontrolle	-	88 ± 10 ^a	0	0,080 ± 0,056 ^a	0
	+	100 ± 0 ^a	0	1,253 ± 0,056 ^b	0
Kontrolle+Kleber A	-	92 ± 6 ^a	5	0,620 ± 0,137 ^a	-23
	+	96 ± 6 ^a	-4	1,163 ± 0,137 ^b	-7
Kontrolle+Kleber Sebi5	-	100 ± 0 ^a	14	0,797 ± 0,098 ^a	0
	+	100 ± 0 ^a	0	1,213 ± 0,098 ^b	-3
chemische Kontrolle	-	100 ± 0 ^a	14	0,870 ± 0,109 ^a	9
	+	100 ± 0 ^a	0	1,677 ± 0,109 ^{b**}	34
EVENTUS	-	96 ± 6 ^a	10	0,670 ± 0,136 ^a	-16
	+	96 ± 6 ^a	-4	1,540 ± 0,136 ^b	23
JKI-05	-	71 ± 41 ^a	-19	0,570 ± 0,113 ^a	-29
	+	92 ± 40 ^b	-8	1,363 ± 0,113 ^b	9
ABi05+Kleber A	-	88 ± 10 ^a	0	0,760 ± 0,102 ^a	-5
	+	88 ± 10 ^a	-13	1,063 ± 0,102 ^a	-15
ABi05+Kleber Sebi5	-	96 ± 6 ^a	10	0,757 ± 0,088 ^a	-5
	+	100 ± 0 ^a	0	1,150 ± 0,088 ^b	-8

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Während die Anzahl aufgelaufener Pflanzen der unbehandelten Kontrolle 88 % bei einem GWC von 0,45 (-) betrug, waren die ausgesäten Pflanzen bei einem GWC von 0,6 (+) vollständig aufgelaufen. Bei einem GWC von 0,45 (-) wurde in den anderen Varianten

vergleichbare Ergebnisse wie in der unbehandelten Kontrolle (-) beobachtet. Die geringste Anzahl aufgelaufener Pflanzen wurde in der Variante JKI-05 mit 71 % festgestellt, während 100 % der Pflanzen in den Varianten Kontrolle+Kleber Sebi5 und der chemischen Kontrolle aufgelaufen waren. Bei einem GWC von 0,6 waren in der Variante ABi05 + Kleber A am wenigsten Pflanzen mit 88 % aufgelaufen. Der GWC beeinflusst lediglich die Wirkung der Variante JKI-05 signifikant, während es bei den anderen Varianten keinen Effekt gab.

In der unbehandelten Kontrolle bei einem GWC von 0,45 (-) wurde eine Trockenmasse von 0,8 g und 1,25 g bei einem GWC von 0,6 festgestellt. In keiner Variante wurde bei einem GWC von 0,45 eine signifikant höhere oder geringere Trockenmasse vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen. Lediglich in der Variante JKI-05 war die Trockenmasse um 29 % geringer vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-). Bei einem GWC von 0,6 wurde in der chemischen Kontrolle eine um 34 % höhere Trockenmasse im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (+) nachgewiesen. Weitere signifikante Effekte wurden nicht festgestellt. Der GWC beeinflusste die Wirkung der Varianten auf die Trockenmasse signifikant bis auf bei der Variante ABi05+Kleber A.

Der letzte Versuch bezüglich der Wirkung der Varianten unter Einfluss zweier GWC's, wurde bei einer Bodentemperatur von 16 °C in den ersten zehn Tagen durchgeführt (Tabelle 30 und Tabelle 31). Zunächst werden die Ergebnisse der Varianten gegenüber einer bodenbürtigen Inokulation mit *F. culmorum* erläutert. In der unbehandelten Kontrolle waren bei einem GWC von 0,45 75 % der Pflanzen bzw. 96 % der Pflanzen bei einem GWC von 0,6 aufgelaufen. Unabhängig des GWC's konnte in keiner Variante ein signifikanter positiver oder negativer Effekt auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-/+) nachgewiesen werden. Bei einem GWC von 0,45 (-) wirkte sich die chemische Beize tendenziell positiv auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen auf. In dieser Variante waren 88 % der Pflanzen aufgelaufen. Die geringste Anzahl an Pflanzen war in der Variante JKI-05 mit 46 % aufgelaufen. Die Anzahl aufgelaufener Pflanzen der einzelnen Varianten bei einem GWC von 0,6 unterschied sich kaum und war vergleichbar mit der Anzahl aufgelaufener Pflanzen der unbehandelten Kontrolle (+). Die Wirkung der Varianten Kontrolle+Kleber A, Kontrolle+Kleber Sebi5, EVENTUS und ABi05+Kleber Sebi5 wurde signifikant durch den GWC beeinflusst.

Ähnlich wie bei der Anzahl aufgelaufener Pflanzen, wurde auch bei der Trockenmasse unabhängig vom GWC kein signifikanter Effekt im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-/+) für die einzelnen Varianten nachgewiesen. Die Trockenmasse der unbehandelten Kontrolle betrug 0,25 g bei einem GWC von 0,45 (-) und bei einem GWC von 0,6 (+) 0,47 g. Die Trockenmasse in der chemischen Kontrolle war bei einem GWC von 0,45 um 52 % höher vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-). Bis auf die Kombination der Kontrolle mit dem

Ergebnisse

Kleber Sebi5, dessen Trockenmasse vergleichbar mit der Trockenmasse der unbehandelten Kontrolle (-) war, konnten des Weiteren nur geringere Trockenmassen in den Varianten beobachtet werden. Bei einem GWC von 0,6 waren die Trockenmassen der Varianten vergleichbar mit der Trockenmasse der unbehandelten Kontrolle (+). Die höchste Trockenmasse wurde in der chemischen Kontrolle mit 0,55 g und die geringste in der Variante ABi05+Kleber Sebi5 mit 0,32 g. Der GWC beeinflusste die Wirkung der Varianten Kontrolle+Kleber A, Kontrolle+Kleber Sebi5, EVENTUS, JKI-05 und ABi05+Kleber A signifikant.

Tabelle 30: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 16 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+) gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 48.

Variante	Wasser (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)		Wurzelbefall (ng/ng Pflanzen-DNA)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)
unbehandelte Kontrolle	-	75 ± 9 ^a	0	0,25 ± 0,10 ^a	0	0,074 ± 0,008 ^a	0
	+	96 ± 9 ^a	0	0,47 ± 0,10 ^a	0	0,012 ± 0,008 ^b	0
Kontrolle+Kleber A	-	54 ± 7 ^a	-28	0,08 ± 0,07 ^a	-67	0,315 ± 0,081 ^a	328
	+	96 ± 7 ^b	0	0,52 ± 0,07 ^b	12	0,000 ± 0,081 ^a	-100
Kontrolle+Kleber Sebi5	-	75 ± 5 ^a	0	0,25 ± 0,07 ^a	1	0,142 ± 0,058 ^a	93
	+	100 ± 5 ^b	4	0,55 ± 0,07 ^b	17	0,000 ± 0,058 ^a	-100
chemische Kontrolle	-	88 ± 7 ^a	17	0,38 ± 0,10 ^a	52	0,056 ± 0,039 ^a	-24
	+	88 ± 7 ^a	-9	0,55 ± 0,10 ^a	19	0,004 ± 0,039 ^a	-70
EVENTUS	-	54 ± 4 ^a	-28	0,10 ± 0,09 ^a	-60	0,181 ± 0,069 ^a	145
	+	92 ± 4 ^b	-4	0,44 ± 0,09 ^b	-5	0,002 ± 0,069 ^a	-81
JKI-05	-	46 ± 12 ^a	-39	0,07 ± 0,07 ^a	-72	0,171 ± 0,013 ^{a ***}	132
	+	92 ± 12 ^a	-4	0,42 ± 0,07 ^b	-10	0,001 ± 0,013 ^b	-92
ABi05+Kleber A	-	58 ± 8 ^a	-22	0,09 ± 0,08 ^a	-64	0,199 ± 0,095 ^a	171
	+	92 ± 8 ^a	-4	0,43 ± 0,08 ^b	-9	0,100 ± 0,095 ^a	744
ABi05+Kleber Sebi5	-	54 ± 8 ^a	-28	0,09 ± 0,08 ^a	-65	0,233 ± 0,06 ^a	216
	+	96 ± 8 ^b	0	0,32 ± 0,08 ^a	-31	0,004 ± 0,06 ^a	-62

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Die unbehandelte Kontrolle (-) wies bei einem GWC von 0,45 einen Wurzelbefall mit 0,074 ng/ng Pflanzen-DNA auf (Tabelle 30). Dieser Befall war in der Variante JKI-05 signifikant

Ergebnisse

um 132 % erhöht, während der Befall in der chemischen Kontrolle 24 % reduziert war. Weitere reduzierende Effekte auf den Befall konnten nicht beobachtet werden. Im Gegensatz dazu konnten bei einem GWC von 0,6 lediglich in der Variante ABI05+Kleber A ein tendenzieller Anstieg des Befalls im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (+) beobachtet werden. In den Varianten Kontrolle+Kleber A, Kontrolle +Kleber Sebi5, chemische Kontrolle, EVENTUS, JKI-05 und ABi05+Sebi5 wurde ein tendenziell geringerer Befall festgestellt. Die Wirkung der Varianten unbehandelte Kontrolle und JKI-05 wurde signifikant durch den GWC beeinflusst.

Nachfolgend wird die Wirkung der Varianten bei einer Bodentemperatur von 16 °C in den ersten Tagen ohne bodenbürtige Inokulation erläutert (Tabelle 31).

Tabelle 31: Einfluss des gravimetrischen Bodenwassergehaltes (GWC) von 0,45 (Wasser -) und 0,6 (Wasser +) bei einer Bodentemperatur von 16 °C während der ersten 10 Tage auf die Wirkung nicht chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%; max. 16 Pflanzen = 100 %) und Trockenmasse (g) der Sorte LIKEit ohne bodenbürtigen Befall (Versuchsanlage VI). Mittelwerte der Varianten mit einem GWC von 0,45 und 0,6, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten (-/+ gegenüber der dazugehörigen unbehandelten Kontrolle (-/+ sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet. N = 48.

Variante	Wasser (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (%)		Trockenmasse (g)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle -/+ (%)
unbehandelte Kontrolle	-	100 ± 0 ^a	0	0,43 ± 0,10 ^a	0
	+	100 ± 0 ^a	0	0,85 ± 0,10 ^b	0
Kontrolle+Kleber A	-	100 ± 0 ^a	0	0,42 ± 0,13 ^a	-4
	+	96 ± 6 ^a	-4	0,78 ± 0,13 ^a	-9
Kontrolle+Kleber Sebi5	-	92 ± 12 ^a	-8	0,35 ± 0,10 ^a	-20
	+	100 ± 0 ^a	0	1,02 ± 0,10 ^b	20
chemische Kontrolle	-	100 ± 0 ^a	0	0,52 ± 0,14 ^a	19
	+	100 ± 0 ^a	0	1,00 ± 0,14 ^b	17
EVENTUS	-	100 ± 0 ^a	0	0,49 ± 0,14 ^a	13
	+	100 ± 0 ^a	0	0,91 ± 0,14 ^a	7
JKI-05	-	96 ± 41 ^a	-4	0,51 ± 0,19 ^a	18
	+	96 ± 40 ^a	-4	0,95 ± 0,19 ^a	11
ABi05+Kleber A	-	100 ± 0 ^a	0	0,52 ± 0,10 ^a	19
	+	100 ± 0 ^a	0	0,84 ± 0,10 ^b	-2
ABi05+Kleber Sebi5	-	96 ± 6 ^a	-4	0,58 ± 0,12 ^a	35
	+	100 ± 0 ^a	0	0,62 ± 0,12 ^a	-27

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Unabhängig des GWC´s liefen in der unbehandelten Kontrolle (-/+) und den anderen Varianten die ausgesäten Pflanzen nahezu vollständig auf.

Die Trockenmasse der unbehandelten Kontrolle (+) war bei einem GWC von 0,6 circa doppelt so hoch (0,85 g) wie bei einem GWC von 0,45 (0,43 g). Bei einem GWC von 0,45 wurde die geringste Trockenmasse mit 0,35 g in der Variante Kontrolle+Kleber Sebi5 nachgewiesen und die höchste Trockenmasse in der Variante ABi05+Kleber Sebi5 (0,58 g). Bei einem GWC von 0,6 wiederum wurde die geringste Trockenmasse in der Variante ABi05+Kleber Sebi5 (0,62 g) und die höchste in der Variante Kontrolle+Kleber Sebi5 (1,02 g) festgestellt. Der GWC beeinflusste die Wirkung der Varianten unbehandelte Kontrolle, Kontrolle+Kleber Sebi5, chemische Kontrolle und ABi05 +Kleber A signifikant.

4.4 Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Feld

In diesem Kapitel werden die Ergebnisse der Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Feld dargestellt. Zunächst wird auf die Witterung der Jahre 2018 und 2019 eingegangen. Anschließend werden die Ergebnisse der untersuchten Parameter Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und Ertrag der beiden Standorte Barkhorn und Hohenschulen in Schleswig-Holstein für beide Versuchsjahre 2018 und 2019 beschrieben.

Aufgrund der Erkenntnisse zur Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsverfahren im Gewächshaus, variierten die jeweiligen Saatgutbehandlungen zwischen den Jahren. An beiden Versuchsstandorten wurde die Kultur Mais unabhängig der Jahre in Selbstfolge angebaut und eine nicht-wendende Bodenbearbeitung durchgeführt.

4.4.1 Ergebnisse Witterung 2018 und 2019

Die Witterung in dem Versuchsjahr 2018 von Mai bis Oktober, sowie die detaillierte Darstellung des Monats Mai ist der Abbildung 21 zu entnehmen. Abgebildet sind das langjährige Mittel (LMW) von 1981 – 2010 der monatlichen Temperaturmittel und Niederschlagssummen (Deutscher Wetterdienst) vergleichend zu den monatlichen Temperaturmitteln und Niederschlagssummen des Versuchsjahres 2018 (Abbildung 21, A). Der Monat Mai wird dabei genauer betrachtet, da die Witterung zur Keimung für die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen besonders von Bedeutung ist (Abbildung 21, B). Für den Monat Mai wurde im Jahr 2018 eine Monatsmitteltemperatur von 15,5 °C gemessen, während das LMW mit 11,9 °C deutlich kühler war. Auch für die Monate Juni bis Oktober wurde für das Jahr 2018 jeweils eine höhere Temperatur gemessen als die für das LMW übliche Temperatur. Im Gegensatz dazu, wurden für das Jahr 2018 geringere Niederschlagssummen als für das LMW gemessen. Der Mai 2018 wies eine Niederschlagssumme von 19,5 mm auf, während für das

LMW 57,0 mm der Durchschnitt war. Insgesamt war das Jahr 2018 von Mai bis Oktober deutlich wärmer und trockener als das LMW der Jahre 1981 – 2010.

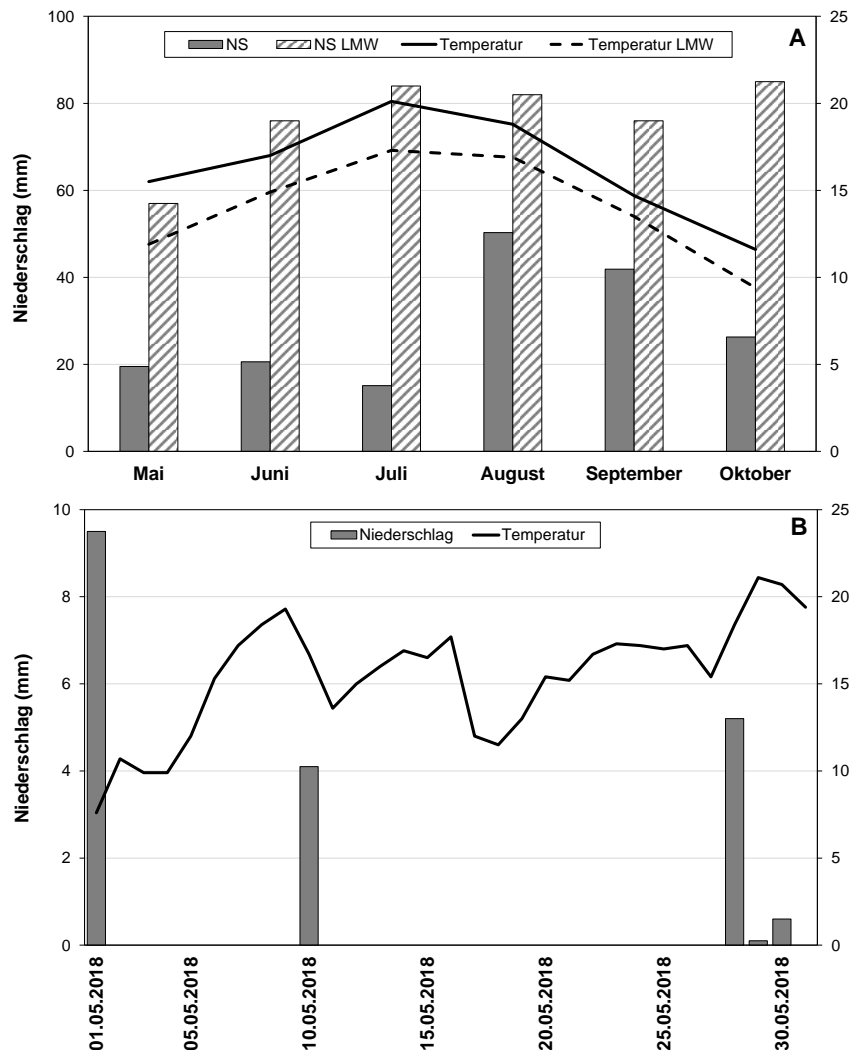


Abbildung 21: Niederschlagssummen (mm) und Temperaturmittel (°C) der (A) Monate Mai bis Oktober des Jahres 2018 im Vergleich zum langjährigen Mittel von 1981 – 2010 (LMW), sowie (B) tägliche Niederschlagssummen (mm) und Temperaturmittel (°C) des Monats Mai 2018.

Für den Monat Mai wurden fünf Niederschlagsereignisse gemessen, von denen ein stärkeres zu Beginn des Monats erfolgte, während im restlichen Verlauf des Monats kaum noch Niederschläge erfasst wurden. Lediglich am 10. und 28. Mai wurden Niederschlagsmengen von 4 mm bzw. 5 mm gemessen. Die Temperatur war nur am 01.05. unter 10 °C und stieg im Verlauf des Monats auf 20 °C an. Die Aussaat in Hohenschulen hat am 04.05. stattgefunden und in Barkhorn am 09.05. Die Temperatur war zur Aussaat an beiden Standorten somit über 10 °C.

Die Witterung im Versuchsjahr 2019 von April bis Oktober, sowie die detaillierte Darstellung von Mitte April bis Mitte Mai ist der Abbildung 22 zu entnehmen. In diesem Fall wird der

Ergebnisse

Zeitraum vom 20.04 bis zu dem 20.05 genauer betrachtet, da die Aussaat in 2019 an den Standorten Hohenschulen und Barkhorn am 29.04 bzw. 24.04 erfolgte.

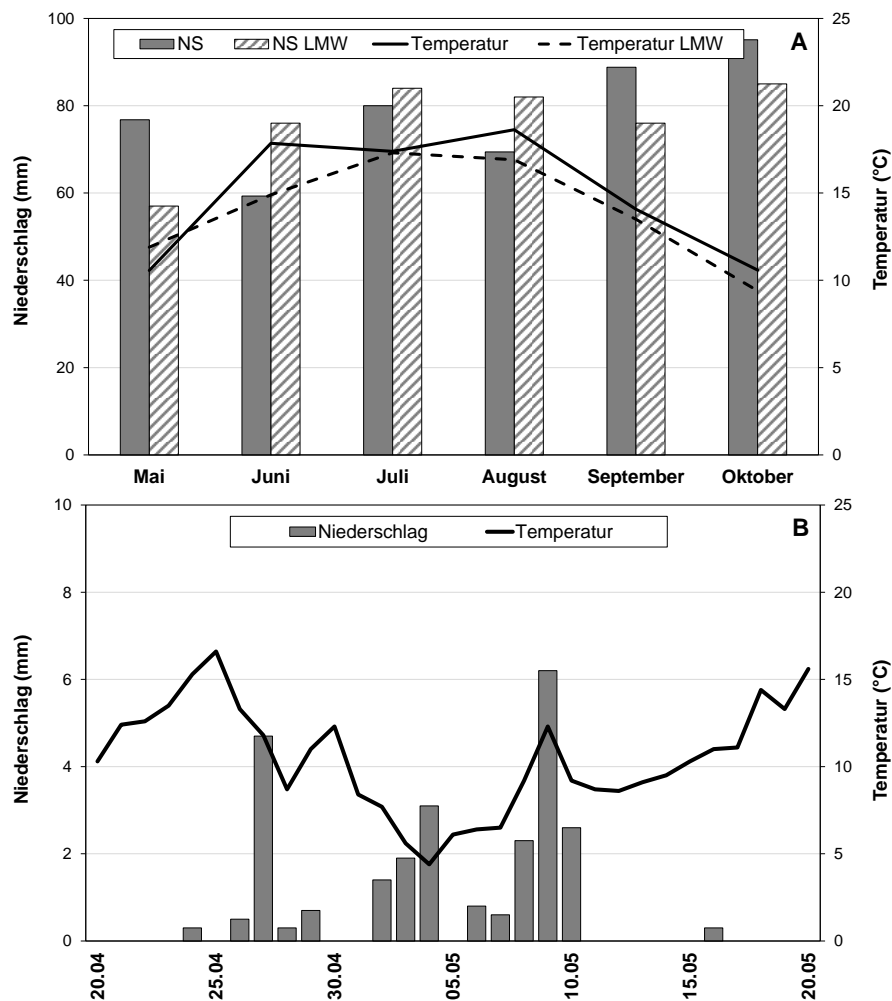


Abbildung 22: Niederschlagssummen (mm) und Temperaturmittel (°C) der (A) Monate April bis Oktober des Jahres 2019 im Vergleich zum langjährigen Mittel von 1981 – 2010 (LMW), sowie (B) tägliche Niederschlagssummen (mm) und Temperaturmittel (°C) vom 20.04. bis 20.05. des Jahres 2019.

Das monatliche Temperaturmittel des Jahres 2019 wich in den Monaten April bis Oktober nur sehr gering vom Temperaturmittel des langjährigen Mittels ab. Auch die monatlichen Niederschlagssummen waren vergleichbar. Lediglich im April war die Niederschlagssumme mit 12,5 mm deutlich niedriger als die Summe des langjährigen Mittels (42,0 mm).

Betrachtet man den Zeitraum nach den beiden Aussaatterminen (25.04 und 29.04), so konnte ab dem 29.04 eine stetig fallende Tagesmitteltemperatur festgestellt werden, die ihr Minimum mit 4 °C am 04.05 erreichte. Erst ab dem 15.05 lagen die Tagesmitteltemperaturen wieder konstant über 10 °C. Nahezu tägliche Niederschlagsereignisse konnten im Zeitraum 24.04 bis 10.05 beobachtet werden. Hauptsächlich lagen die täglichen Niederschlagssummen unter 2 mm, während der höchste Niederschlag mit 9,2 mm am 09.05 gefallen war. Kurz nach der

Aussaat herrschten somit sehr kühle Bedingungen vor, die von regelmäßigen Niederschlägen begleitet waren.

4.4.2 Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Feld im Jahr 2018

Die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen wurde im Versuchsjahr 2018 an den Standorten Barkhorn (Tabelle 32) und Hohenschulen (Tabelle 33) in der Sorte Matthew getestet. Diese Sorte zählt mit einer Siloreifezahl von 270 zu der Reifegruppe mittelspät bis spät und weist eine „gute“ *Fusarium*-Resistenz auf (Deutsche Saatveredelung 2020b).

Die Wirkung der nicht-chemischen Behandlungsvarianten RhizoVital, FZB45, ABi25, JKI-01, JKI-04, ABi03, ABi05, JKI-03, ABi18 und JKI-05 wurden sowohl als Solobehandlung, als auch in Kombination mit der Elektronenbehandlung EVENTUS auf die Parameter Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und Silomaisertrag gegenüber der unbehandelten (-) und der mit Elektronen behandelten Kontrolle (+), sowie der chemischen Kontrolle getestet.

Im Versuchsjahr 2018 wurde am Standort Barkhorn in der völlig unbehandelten Kontrolle (-) ein Feldaufgang von 8,3 Pflanzen/m² festgestellt. Die Variante ABi18 (+) zeigte in Kombination mit der Elektronenbehandlung einen reduzierten Feldaufgang von 14 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-), während für die chemische Kontrolle eine signifikant erhöhte Anzahl aufgelaufener Pflanzen von 12 % nachgewiesen werden konnte. Für die anderen nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten konnte kein Effekt auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen werden. Die Elektronenbehandlung der Varianten hatte keinen Einfluss auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen im Vergleich zur Soloanwendung.

Bezüglich des Parameters Wuchshöhe wurden ausschließlich positive Effekte der nicht-chemischen Behandlungsvarianten im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) beobachtet. Die Kontrolle wies mit 97 cm die geringste Wuchshöhe auf und die Variante JKI-05 (-) als Solovariante die höchste (115,3 cm). Vergleichend zur unbehandelten Kontrolle wurden für die Varianten chemische Kontrolle und JKI-05 (-) signifikant positive Effekte auf die Wuchshöhe nachgewiesen. Die Elektronenbehandlung der Kontrolle zeigte einen tendenziell positiven Effekt von 12 % auf die Wuchshöhe im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-), hatte jedoch keinen Einfluss auf die Wirkung der Mikroorganismen.

Im Gegensatz dazu wurden vermehrt tendenziell negative Effekte der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten auf den Ertrag festgestellt. Für die unbehandelte Kontrolle (-) wurde ein Ertrag von 440,5 dt 32 % TM/ha ermittelt, während der höchste Ertrag für die Variante ABi05 (-) als Solobehandlung mit 479,8 dt 32 % TM/ha festgestellt wurde. Der Ertrag der chemischen Kontrolle war etwas niedriger mit 466,4 dt 32 % TM/ha. Der geringste Ertrag

Ergebnisse

wurde mit 372,5 dt 32 % TM/ha, einer Abweichung von -15 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-), für die Variante JKI-03 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung bestimmt. Ein signifikanter Effekt konnte nicht nachgewiesen werden. Die Elektronenbehandlung der Kontrolle, führte zu einem um 7 % geringeren Ertrag im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-), hatte aber keinen signifikanten Einfluss auf die Wirkung der Mikroorganismen.

Tabelle 32: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m²), Wuchshöhe (cm) im 8-Blattstadium und Silomaisertrag (dt TM/ha; 32 % Trockensubstanz) der Sorte Matthew am Standort Barkhorn im Versuchsjahr 2018. Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander (p<0,05). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001 gekennzeichnet. N = 92.

Variante	EVENTUS (+/-)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m ²)		Wuchshöhe (cm)		Ertrag (dt 32% TM/ha)	
		MW ¹ ± SD ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SD	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SD	Abw. zur Kontrolle - (%)
Kontrolle	-	8,3 ± 0,3 ^a	0	97,0 ± 4,5 ^a	0	440,5 ± 28,5 ^a	0
	+	8,5 ± 0,3 ^a	3	109,0 ± 4,5 ^a	12	408,3 ± 28,5 ^a	-7
chemische Kontrolle	-	9,4 ± 0,1 [*]	12	113,0 ± 2,7 [*]	17	466,4 ± 24,2	6
RhizoVital	-	8,4 ± 0,4 ^a	0	109,3 ± 2,3 ^a	13	425,4 ± 20,2 ^a	-3
	+	8,0 ± 0,4 ^a	-4	108,0 ± 2,3 ^a	11	399,2 ± 20,2 ^a	-9
FZB45	-	7,8 ± 0,4 ^a	-6	109,2 ± 1,9 ^a	13	404,5 ± 23,3 ^a	-8
	+	8,0 ± 0,4 ^a	-4	109,9 ± 1,9 ^a	13	383,4 ± 23,3 ^a	-13
ABi25	-	8,4 ± 0,2 ^a	0	108,4 ± 4,2 ^a	12	427,2 ± 28,4 ^a	-3
	+	7,7 ± 0,2 ^a	-8	105,4 ± 4,2 ^a	9	415,0 ± 28,4 ^a	-6
JKI-01	-	7,8 ± 0,3 ^a	-6	110,7 ± 5,2 ^a	14	438,1 ± 38,6 ^a	-1
	+	8,1 ± 0,3 ^a	-3	107,9 ± 5,2 ^a	11	412,8 ± 38,6 ^a	-6
JKI-04	-	7,8 ± 0,4 ^a	-7	110,4 ± 2,8 ^a	14	393,8 ± 22,8 ^a	-11
	+	8,1 ± 0,4 ^a	-3	107,1 ± 2,8 ^a	10	433,1 ± 22,8 ^a	-2
ABi03	-	8,2 ± 0,4 ^a	-2	106,3 ± 4,2 ^a	10	400,7 ± 28,1 ^a	-9
	+	7,8 ± 0,4 ^a	-6	107,8 ± 4,2 ^a	11	432,6 ± 28,1 ^a	-2
ABi05	-	8,4 ± 0,1 ^a	1	112,5 ± 4,7 ^a	16	479,8 ± 26,6 ^a	9
	+	8,4 ± 0,1 ^a	0	105,3 ± 4,7 ^a	9	440,9 ± 26,6 ^a	0
JKI-03	-	8,8 ± 0,5 ^a	6	108,8 ± 4,2 ^a	12	418,0 ± 29,0 ^a	-5
	+	7,7 ± 0,5 ^a	-7	100,8 ± 4,2 ^a	4	372,5 ± 29,0 ^a	-15
ABi18	-	8,3 ± 0,4 ^a	0	108,4 ± 1,2 ^a	12	428,0 ± 24,5 ^a	-3
	+	7,2 ± 0,4 ^a	-14	109,2 ± 1,2 ^a	13	411,0 ± 24,5 ^a	-7
JKI-05	-	8,5 ± 0,3 ^a	2	115,3 ± 3,0 ^{a*}	19	401,2 ± 22,1 ^a	-9
	+	8,1 ± 0,3 ^a	-2	109,4 ± 3,0 ^a	13	424,4 ± 22,1 ^a	-4

¹, Mittelwert; ² Standardabweichung

Ergebnisse

Die Ergebnisse zur Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten am Standort Hohenschulen sind der Tabelle 33 zu entnehmen.

Tabelle 33: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m²), Wuchshöhe (cm) im 8-Blattstadium und Silomaisertrag (dt/ha; 32% Trockensubstanz) der Sorte Matthew am Standort Hohenschulen im Versuchsjahr 2018. Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander (p<0,05). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001 gekennzeichnet. N = 92.

Variante	EVENTUS (+/-)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m ²)		Wuchshöhe (cm)		Ertrag (dt 32% TM/ha)	
		MW ¹ ± SD ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SD	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SD	Abw. zur Kontrolle - (%)
Kontrolle	-	8,2 ± 0,3 ^a	0	89,0 ± 3,4 ^a	0	527,1 ± 14,6 ^a	0
	+	8,2 ± 0,3 ^a	0	88,5 ± 3,4 ^a	-1	519,3 ± 14,6 ^a	-2
chemische Kontrolle	-	8,6 ± 0,3	4	90,6 ± 1,9	2	515,4 ± 24,8	-2
RhizoVital	-	7,9 ± 0,5 ^a	-3	88,3 ± 2,1 ^a	-1	487,3 ± 22,3 ^a	-8
	+	7,5 ± 0,5 ^a	-9	85,7 ± 2,1 ^a	-4	502,1 ± 22,3 ^a	-5
FZB45	-	8,1 ± 0,3 ^a	-2	87,5 ± 2,6 ^a	-2	500,6 ± 16,9 ^a	-5
	+	8,2 ± 0,3 ^a	-1	87,8 ± 2,6 ^a	-1	474,5 ± 16,9 ^a	-10
ABi25	-	8,3 ± 0,3 ^a	1	87,7 ± 2,5 ^a	-2	499,5 ± 17,5 ^a	-5
	+	7,4 ± 0,3 ^a	-10	86,2 ± 2,5 ^a	-3	507,2 ± 17,5 ^a	-4
JKI-01	-	8,2 ± 0,4 ^a	-1	82,9 ± 1,8 ^a	-7	488,0 ± 23,8 ^a	-7
	+	8,4 ± 0,4 ^a	2	85,7 ± 1,8 ^a	-4	508,4 ± 23,8 ^a	-4
JKI-04	-	8,0 ± 0,3 ^a	-3	86,5 ± 1,1 ^a	-3	460,4 ± 18,1 ^a	-13
	+	8,1 ± 0,3 ^a	-2	88,7 ± 1,1 ^a	0	503,4 ± 18,1 ^a	-5
ABI03	-	8,0 ± 0,3 ^a	-3	88,2 ± 1,6 ^a	-1	504,2 ± 13,2 ^a	-4
	+	8,1 ± 0,3 ^a	-1	87,1 ± 1,6 ^a	-2	513,1 ± 13,2 ^a	-3
ABi05	-	8,6 ± 0,2 ^a	4	88,2 ± 1,5 ^a	-1	519,3 ± 13,4 ^a	-1
	+	8,2 ± 0,2 ^a	0	87,4 ± 1,5 ^a	-2	498,3 ± 13,4 ^a	-6
JKI-03	-	7,9 ± 0,3 ^a	-4	83,1 ± 2,9 ^a	-7	482,2 ± 20,9 ^a	-9
	+	8,4 ± 0,3 ^a	3	82,3 ± 2,9 ^a	-8	496,1 ± 20,9 ^a	-6
ABi18	-	7,9 ± 0,3 ^a	-3	91,1 ± 1,7 ^a	2	498,4 ± 18,6 ^a	-5
	+	8,4 ± 0,3 ^a	3	85,8 ± 1,7 ^a	-4	518,4 ± 18,6 ^a	-2
JKI-05	-	8,3 ± 0,2 ^a	1	88,9 ± 2,0 ^a	0	483,9 ± 19,4 ^a	-8
	+	8,2 ± 0,2 ^a	0	85,3 ± 2,0 ^a	-4	518,0 ± 19,4 ^a	-2

¹ Mittelwert; ² Standardabweichung

Am Standort Hohenschulen war die Anzahl aufgelaufener Pflanzen pro m² zwischen den einzelnen Varianten vergleichbar. In der unbehandelten Kontrolle (-) wurde ein Feldaufgang von 8,2 Pflanzen/m² festgestellt, während bei ABi25 (+) in Kombination mit der

Elektronenbehandlung die niedrigste Anzahl aufgelaufener Pflanzen mit 7,4 Pflanzen/m² bestimmt wurde, was einer Abweichung von -10 % gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) entspricht. Die Elektronenbehandlung zeigte keinen signifikanten Einfluss auf die Wirkung der Mikroorganismen.

Die Wuchshöhen der einzelnen Saatgutbehandlungsvarianten wiesen ebenfalls kaum Unterschiede untereinander auf. Es konnte kein signifikanter Unterschied im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen werden, bei welcher die Wuchshöhe 89 cm betrug. Die geringste Wuchshöhe wurde mit 82,3 cm in der Variante JKI-03 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung gemessen, was lediglich eine Reduktion der Wuchshöhe um 10 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) darstellt. Die Elektronenbehandlung der Varianten hatte keinen Einfluss auf die Wuchshöhe im Vergleich zur Soloanwendung.

Wie zuvor bei den Parametern Anzahl aufgelaufener Pflanzen und Wuchshöhe, wurde beim Silomaisertrag ebenfalls kein signifikanter Effekt der einzelnen Saatgutbehandlungsvarianten auf den Ertrag im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen. Der Ertrag der unbehandelten Kontrolle betrug 527,1 dt 32 % TM/ha und war der höchste gemessene Ertrag vergleichend zu den weiteren Varianten. Der geringste Ertrag wurde bei der Variante JKI-04 (-) als Solobehandlung mit 460,4 dt 32 % TM/ha geerntet, was eine Abweichung von -13 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) entspricht. Ein Einfluss der Elektronenbehandlung der Varianten auf die Wirkung der Mikroorganismen im Vergleich zur Soloanwendung wurde nicht beobachtet.

4.4.3 Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Feld im Jahr 2019

Im Versuchsjahr 2019 wurden die Untersuchungen bezüglich der Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsverfahren ebenfalls an den zwei Standorten Barkhorn und Hohenschulen durchgeführt, jedoch an zwei Sorten. Die Sorten LIKEit und SY Werena-inokuliert zählen mit einer Siloreifezahl von 180 (LIKEit) und 210 (SY Werena-inokuliert) zur Reifegruppe früh. Die Sorte LIKEit weist eine „gute“ *Fusarium*-Resistenz auf, während es für die Sorte SY Werena-inokuliert keine Einstufung bezüglich einer *Fusarium*-Resistenz gibt (Syngenta 2019; Deutsche Saatveredelung 2020a).

Im Folgenden wird je Standort nach den Sorten SY Werena-inokuliert und LIKEit getrennt die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und Silomaisertrag dargestellt. Am Standort Barkhorn war der Feldaufgang für eine Beerntung des Versuchs jedoch zu gering, sodass der Versuch vorher abgebrochen werden musste und kein Ernteparameter erfasst werden konnte. An diesem Standort wurden für die Sorten SY Werena-

Ergebnisse

inokuliert und LIKEit lediglich die Parameter Anzahl aufgelaufener Pflanzen und Wuchshöhe erhoben (Tabelle 34 und Tabelle 35).

Tabelle 34: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m²) und Wuchshöhe (cm) im 8-Blattstadium der Sorte SY Werena-inokuliert am Standort Barkhorn im Versuchsjahr 2019. Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander (p<0,05). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001 gekennzeichnet. N = 44.

Variante	EVENTUS (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m ²)		Wuchshöhe (cm)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)
unbehandelte Kontrolle	-	0,8 ± 0,1 ^a	0	29,6 ± 1,4 ^a	0
	+	0,3 ± 0,1 ^b	-64	27,8 ± 1,4 ^a	-6
chemische Kontrolle	-	4,5 ± 0,3 ^{***}	482	41,6 ± 1,5 ^{***}	40
RhizoVital	-	0,5 ± 0,1 ^a	-39	31,7 ± 2,9 ^a	7
	+	0,2 ± 0,1 ^{b **}	-75	25,2 ± 2,9 ^a	-15
JKI-01	-	0,4 ± 0,2 ^a	-54	31,2 ± 5,1 ^a	5
	+	0,3 ± 0,2 ^a	-61	28,8 ± 5,1 ^a	-3
ABi05	-	0,4 ± 0,2 ^a	-50	22,2 ± 2,2 ^{a **}	-25
	+	0,3 ± 0,2 ^a	-68	28,8 ± 2,2 ^a	-3
JKI-05	-	0,4 ± 0,2 ^a	-50	25,9 ± 3,6 ^a	-13
	+	0,7 ± 0,2 ^a	-11	33,6 ± 3,6 ^a	13

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Für die Sorte SY Werena-inokuliert wurde am Standort Barkhorn ein sehr geringer Feldaufgang beider unbehandelten Kontrollen (-/+) und der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten festgestellt (Tabelle 34). In der unbehandelten Kontrolle (-) waren lediglich 0,8 Pflanzen/m² aufgelaufen, während in der chemischen Kontrolle eine signifikant erhöhte Anzahl aufgelaufener Pflanzen von 4,5 Pflanzen/m² festgestellt wurde, wobei auch in dieser Variante von 10 möglichen Pflanzen lediglich 45 % aufgelaufen waren. Die Anzahl aufgelaufener Pflanzen war in den Varianten der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen noch geringer als in der unbehandelten Kontrolle. Bezüglich der Elektronenbehandlung wurde ein signifikant negativer Effekt der Behandlung auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen der Kontrolle und auf die Wirkung von RhizoVital nachgewiesen im Vergleich zur Soloanwendung (-).

Ergebnisse

Auch beim Parameter Wuchshöhe wurde ein signifikant positiver Effekt der chemischen Kontrolle im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen. In der chemischen Kontrolle wurde eine Wuchshöhe von 41,6 cm ermittelt, während die unbehandelte Kontrolle lediglich eine Wuchshöhe von 29,6 cm aufwies. Ein signifikant negativer Effekt auf die Wuchshöhe im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle wurde für die Variante ABi05 (-) als Solobehandlung nachgewiesen. Ein signifikanter Einfluss der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen auf die Wuchshöhe wurde nicht nachgewiesen.

Nachfolgend wird die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten am Standort Barkhorn in der Sorte LIKEit dargestellt (Tabelle 35).

Tabelle 35: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m²) und Wuchshöhe (cm) im 8-Blattstadium der Sorte LIKEit am Standort Barkhorn im Versuchsjahr 2019. Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander (p<0,05). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001 gekennzeichnet. N = 44.

Variante	EVENTUS (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m ²)		Wuchshöhe (cm)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle - (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle - (%)
Kontrolle	-	1,7 ± 0,3 ^a	0	34,3 ± 3,4 ^a	0
	+	0,8 ± 0,3 ^a	-50	35,0 ± 3,4 ^a	2
chemische Kontrolle	-	7,9 ± 0,3 ^{***}	377	52,8 ± 1,2 ^{***}	54
RhizoVital	-	2,3 ± 0,2 ^a	37	37,2 ± 2,4 ^a	9
	+	0,8 ± 0,2 ^b	-50	31,6 ± 2,4 ^a	-8
JKI-01	-	1,8 ± 0,3 ^a	5	34,8 ± 2,9 ^a	2
	+	0,6 ± 0,3 ^{b*}	-65	29,5 ± 2,9 ^a	-14
ABi05	-	1,7 ± 0,1 ^a	0	32,5 ± 3,0 ^a	-5
	+	0,6 ± 0,1 ^{b**}	-65	32,1 ± 3,0 ^a	-6
JKI-05	-	2,4 ± 0,2 ^a	45	35,5 ± 2,5 ^a	4
	+	1,1 ± 0,2 ^b	-33	34,9 ± 2,5 ^a	2

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

In der unbehandelten Kontrolle (-) der Sorte LIKEit waren 1,7 von 10 möglichen Pflanzen pro m² aufgelaufen, während es in der chemischen Kontrolle 7,9 Pflanzen pro m² waren. Die Anzahl aufgelaufener Pflanzen pro m² der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten war grundsätzlich sehr gering. In der elektronenbehandelten Kontrolle (+) war der Feldaufgang vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) um die Hälfte reduziert. Die niedrigste Anzahl an Pflanzen pro m² wurde mit 0,6 in den Varianten JKI-01 (+) und ABi05 (+) ermittelt, jeweils in

Ergebnisse

Kombination mit der Elektronenbehandlung und war signifikant geringer zur Anzahl aufgelaufener Pflanzen der unbehandelten Kontrolle (-). Die Elektronenbehandlung führte in den Varianten RhizoVital, JKI-01, ABi05 und JKI-05 zu einem signifikant negativen Effekt auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen im Vergleich zur Soloanwendung.

Die Wuchshöhe war ebenfalls in der chemischen Kontrolle signifikant um 54 % erhöht im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-). Die Wuchshöhe in der chemischen Kontrolle betrug 52,8 cm und in der unbehandelten Kontrolle (-) lediglich 34,3 cm. Eine signifikant reduzierte Wuchshöhe konnte in keiner Saatgutbehandlung nachgewiesen werden. Ebenfalls wurde kein signifikanter Effekt der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen im Vergleich zur Soloanwendung festgestellt.

Des Weiteren wurde die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten in der Sorte SY Werena-inokuliert am Standort Hohenschulen untersucht (Tabelle 36)

Tabelle 36: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m²) und Wuchshöhe (cm) im 8-Blattstadium der Sorte SY Werena-inokuliert am Standort Hohenschulen im Versuchsjahr 2019. Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander (p<0,05). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001 gekennzeichnet. N = 44.

Variante	Wasser (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m ²)		Wuchshöhe (cm)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle (%)
Kontrolle	-	3,3 ± 0,4 ^a	0	87,9 ± 3,2 ^a	0
	+	1,7 ± 0,4 ^{b **}	-49	79,7 ± 3,2 ^a	-9
chemische Kontrolle	-	5,0 ± 1,0	50	91,5 ± 3,3	4
RhizoVital	-	2,3 ± 0,4 ^a	-30	88,1 ± 3,0 ^a	0
	+	1,6 ± 0,4 ^{a **}	-51	82,3 ± 3,0 ^a	-6
JKI-01	-	1,2 ± 0,3 ^{a ***}	-64	63,1 ± 7,9 ^{a *}	-28
	+	1,3 ± 0,3 ^{a ***}	-60	72,8 ± 7,9 ^a	-17
ABi05	-	1,5 ± 0,2 ^{a ***}	-56	81,0 ± 4,9 ^a	-8
	+	1,2 ± 0,2 ^{a ***}	-63	70,4 ± 4,9 ^{a *}	-20
JKI-05	-	2,0 ± 0,3 ^{a **}	-39	83,7 ± 3,3 ^a	-5
	+	1,8 ± 0,3 ^{a ***}	-47	77,0 ± 3,3 ^{a *}	-12

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Am Standort Hohenschulen wurden für die Sorte SY Werena-inokuliert deutliche Unterschiede bei der Anzahl aufgelaufener Pflanzen beobachtet. In der unbehandelten Kontrolle (-) waren

im Mittel 3,3 Pflanzen/m² aufgelaufen, während bei allen nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten (außer RhizoVital (-)) jeweils eine signifikant reduzierte Anzahl aufgelaufener Pflanzen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen wurde. Lediglich in der chemischen Kontrolle wurde eine erhöhte Anzahl von 59 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (-) festgestellt. In dieser Variante waren 5 Pflanzen von 10 möglichen aufgelaufen. Die Elektronenbehandlung der Kontrolle (+) wirkte sich signifikant negativ auf die Anzahl der aufgelaufenen Pflanzen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) aus, während die Wirkung der Mikroorganismen durch eine Elektronenbehandlung im Vergleich zur Soloanwendung nicht signifikant beeinträchtigt wurde.

Ähnliche Effekte wurden beim Parameter Wuchshöhe beobachtet. Während die Wuchshöhe der unbehandelten Kontrolle 87,9 cm betrug, war diese in allen nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten (außer RhizoVital (-)) im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) reduziert. Für die Varianten JKI-05 (+) und ABi05 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung und der Variante JKI-01 (-) als Solobehandlung konnte eine signifikant verringerte Wuchshöhe im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) nachgewiesen werden. Die Wuchshöhe in der chemischen Kontrolle war vergleichbar mit der Wuchshöhe der unbehandelten Kontrolle (-). Ein signifikanter Einfluss der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen im Vergleich zur Soloanwendung wurde nicht festgestellt.

Die Ergebnisse der Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten am Standort Hohenschulen in der Sorte LIKEit sind in der folgenden Tabelle 37 dargestellt.

In der Sorte LIKEit waren 3,9 Pflanzen/m² in der unbehandelten Kontrolle (-) aufgelaufen. Vergleichend dazu zeigten alle nicht-chemische Saatgutbehandlungsvarianten einen negativen Effekt auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen, während in der chemischen Kontrolle ein signifikanter Anstieg von 100 % beobachtet werden konnte. Mit 7,8 Pflanzen/m² wurde für die chemische Kontrolle der stärkste Feldaufgang beobachtet. Im Gegensatz dazu war die Anzahl aufgelaufener Pflanzen der Varianten RhizoVital (+), ABi05 (+) und JKI05 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung und die Variante JKI-01 (- und +) unabhängig der Elektronenbehandlung signifikant im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) reduziert. Der Einfluss der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen war jedoch vergleichend zur Soloanwendung der Mikroorganismen nicht signifikant. Der geringste Feldaufgang von 1,4 Pflanzen/m² wurde in der Variante JKI-01 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung festgestellt.

Die Wuchshöhe der chemischen Kontrolle war vergleichbar mit der Wuchshöhe der unbehandelten Kontrolle (-). In der unbehandelten Kontrolle (-) betrug die Wuchshöhe 109,1 cm und in der chemischen Kontrolle 113,8 cm. Ein signifikanter Effekt wurde ausschließlich für die Variante JKI-01 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung

Ergebnisse

nachgewiesen, dessen Wuchshöhe um 10 % geringer war als die der unbehandelten Kontrolle (-). Tendenziell war die Wuchshöhe der restlichen nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten ebenfalls reduziert, jedoch waren die Abweichungen im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle (-) mit -2 % (Kontrolle (+) und JKI-01 (-)) bis 7 % (RhizoVital (+)) relativ gering.

Tabelle 37: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m²) und Wuchshöhe (cm) im 8-Blattstadium der Sorte LIKEit am Standort Hohenschulen im Versuchsjahr 2019. Die einzelnen Varianten wurden ohne (-) und mit (+) vorheriger Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander (p<0,05). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001 gekennzeichnet. N = 44.

Variante	Wasser (-/+)	Anzahl aufgelaufener Pflanzen (pro m ²)		Wuchshöhe (cm)	
		MW ¹ ± SEM ²	Abw. zur Kontrolle (%)	MW ± SEM	Abw. zur Kontrolle (%)
Kontrolle	-	3,9 ± 0,4 ^a	0	109,1 ± 1,8 ^a	0
	+	2,4 ± 0,4 ^{a**}	-37	106,7 ± 1,8 ^a	-2
chemische Kontrolle	-	7,8 ± 0,5 ^{***}	100	113,8 ± 3,7	4
RhizoVital	-	3,5 ± 0,4 ^a	-9	105,2 ± 3,5 ^a	-4
	+	2,6 ± 0,4 ^{a*}	-32	101,8 ± 3,5 ^a	-7
JKI-01	-	2,2 ± 0,3 ^{a***}	-44	106,4 ± 3,0 ^a	-2
	+	1,4 ± 0,3 ^{a***}	-63	98,7 ± 3,0 ^{a**}	-10
ABi05	-	2,9 ± 0,4 ^a	-26	105,4 ± 3,5 ^a	-3
	+	2,6 ± 0,4 ^{a*}	-33	104,0 ± 3,5 ^a	-5
JKI-05	-	3,2 ± 0,2 ^a	-18	103,7 ± 3,3 ^a	-5
	+	2,1 ± 0,2 ^{a***}	-46	104,5 ± 3,3 ^a	-4

¹ Mittelwert; ² Standard error of the mean

Der Silomaisertrag am Standort Hohenschulen der Sorten SY Werena-inokuliert und LIKEit ist der Abbildung 23 zu entnehmen. Der Ertrag der unbehandelten Kontrolle ohne Elektronenbehandlung der Sorte SY Werena-inokuliert betrug 228,3 dt 32 % TM/ha. Ein um 24 % höherer Ertrag war für die chemische Kontrolle nachweisbar, während alle nicht-chemischen Behandlungsvarianten einen verminderten Ertrag gegenüber der unbehandelten Kontrolle (ohne Elektronenbehandlung) aufwiesen. Ein signifikanter Minderertrag wurde für die Varianten unbehandelte Kontrolle mit Elektronenbehandlung und JKI-05 in Kombination mit der Elektronenbehandlung und für JKI-01 und ABi05 unabhängig der Elektronenbehandlung gegenüber dem Ertrag der unbehandelten Kontrolle festgestellt. Die Elektronenbehandlung

Ergebnisse

zeigte lediglich bei der Variante JKI-05 einen signifikanten Einfluss auf dessen Wirkung im Vergleich zur Solobehandlung.

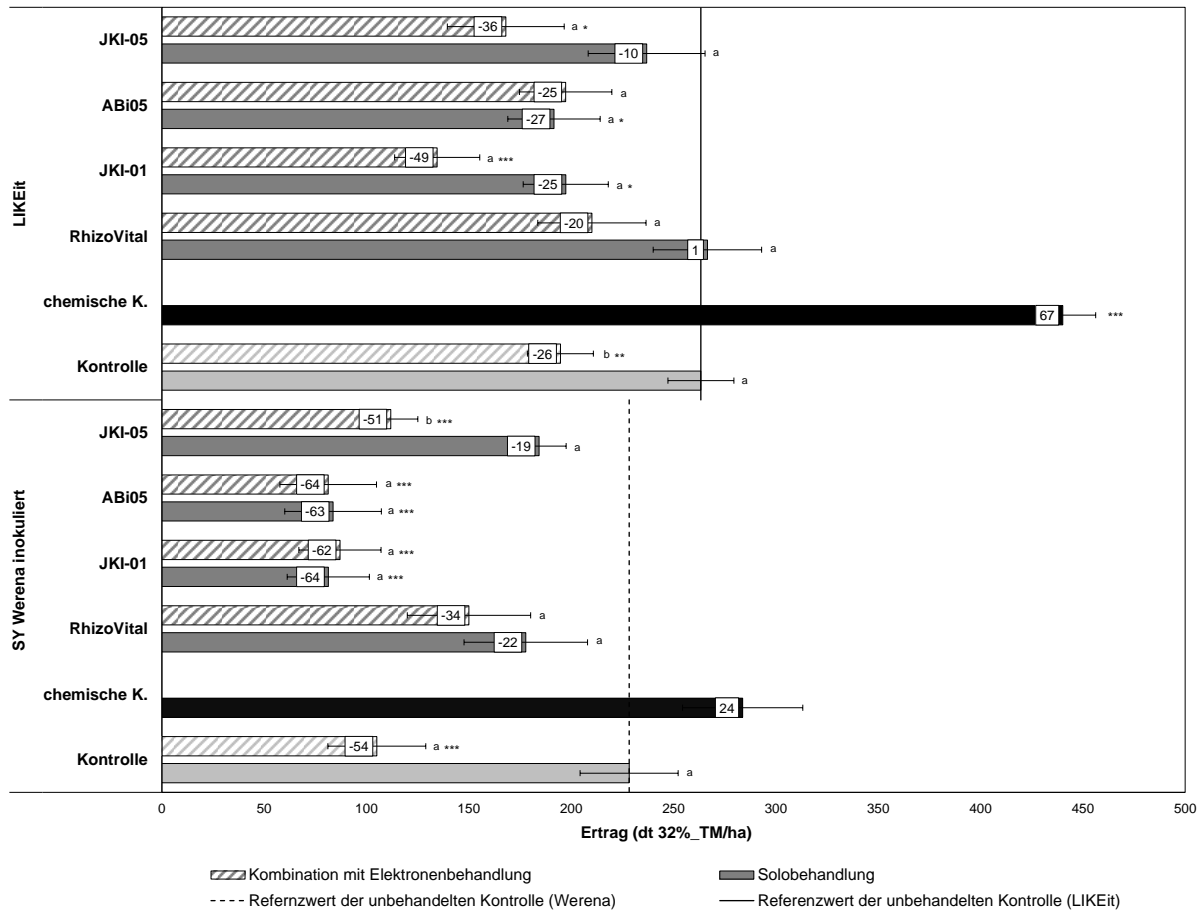


Abbildung 23: Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Vergleich zur unbehandelten und chemischen Kontrolle auf den Silomaiserertrag (dt 32% TM/ha) der Sorten LIKEit und SY Werena-inokuliert am Standort Hohenschulen im Versuchsjahr 2019. Die einzelnen Varianten wurden als Solobehandlung und in Kombination mit einer Elektronenbehandlung (EVENTUS) angelegt. Mittelwerte der Varianten mit und ohne EVENTUS, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p < 0,05$). Signifikante Abweichung der Mittelwerte der einzelnen Varianten gegenüber der unbehandelten Kontrolle (-) sind mit * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$ gekennzeichnet.

In der Sorte LIKEit wurde lediglich für die chemische Kontrolle eine signifikanter Mehrertrag gegenüber der unbehandelten Kontrolle ohne Elektronenbehandlung nachgewiesen, während in den nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten ein ähnlicher bzw. reduzierter Silomaisertrag vergleichend zur unbehandelten Kontrolle (ohne Elektronenbehandlung) festgestellt wurde. Eine signifikante Ertragsminimierung wurde für die Varianten Kontrolle (+) und JKI-05 (+) in Kombination mit der Elektronenbehandlung, für ABi05 (-) als Solobehandlung und für JKI-01 (- und +) unabhängig der Elektronenbehandlung festgestellt. Die Elektronenbehandlung der Kontrolle wirkte sich signifikant negativ auf den Ertrag aus, während die Wirkung der Mikroorganismen nicht beeinflusst wird.

5 Diskussion

Mais (*Zea mays* L.) zählt weltweit zu den wichtigsten Kulturpflanzen und wird auf 197 Millionen ha angebaut, während es bei Weizen 219 Millionen ha sind (FAO 2018). Auch in Deutschland zählt Mais mit 2,7 Millionen ha Anbaufläche neben Weizen zu den wichtigsten Kulturarten und hat mit einer jährlich wachsenden Anbaufläche einen immer größer werdenden Stellenwert in der Landwirtschaft (DMK 2020). Mit seinen vielen Nutzungsrichtungen wie Körnermais, Silomais oder CCM ist Mais ein wichtiger Bestandteil der menschlichen und tierischen Ernährung, der industriellen Produktion sowie als Energielieferant in der Bioenergiegewinnung. Aufgrund der hohen Anbaudichte und der damit einhergehenden Zunahme pilzlicher Krankheitserreger, kommt es vermehrt zum Auftreten von Blattkrankheiten, Kolben- und Stängelfäulen und Auflaufkrankheiten, wodurch quantitative und qualitative Verluste entstehen können (Reifschneider and Arny 1983b; Parry et al. 1995; Anees et al. 2010; Oldenburg et al. 2017). Die Befallswahrscheinlichkeit kann hierbei durch mehrere indirekte, phytosanitäre Pflanzenschutzmaßnahmen reduziert werden (weitgestellte Fruchtfolge, wendende Bodenbearbeitung, Reduktion der Ernterestmengen auf dem Boden, später Saatzeitpunkt, Wahl toleranter Sorten) (Sutton 1982; Rovira 1986; Otten et al. 1999; Paulitz et al. 2002; Munkvold 2003a; Hurle et al. 2005; Schlüter et al. 2006; Blandino et al. 2008; Bernhoft et al. 2012). Gegenüber phytopathogenen Pilzen, die im Auflauf- und Jugendstadium die Pflanze befallen, wird das Maissaatgut in der Regel mit chemischen Fungiziden gebeizt (Solorzano and Malvick 2011). Auflaufkrankheiten im Mais werden vor allem durch samen- und bodenbürtige Pathogene der Gattung *Fusarium* (u.a. *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. proliferatum*, *F. oxysporum*, *F. verticillioides*) sowie durch den bodenbürtigen Erreger *R. solani* hervorgerufen (Munkvold and O'Mara 2002, Buddemeyer et al. 2004, Thomsen et al. 2018). Die Zahl der zugelassenen fungiziden Wirkstoffe gegenüber diesen Erregern ist jedoch gering. Gegenüber *R. solani* sind zurzeit lediglich zwei Fungizide (Vibrance XL[®] und Vibrance 500 FS[®]) und gegenüber *Fusarium* spp. vier Fungizide (Vibrance XL[®], Maxim Quattro[®], MAXIM XL[®] und Redigo M[®]) (BVL 2020b) als Saatgutbeize zugelassen. Der Wirkstoff Thiram verlor Anfang des Jahres 2019 die Zulassung und somit auch vier fungizide Beizen, welche auf Basis dieses Wirkstoffes hergestellt wurden (BVL 2020a). Aufgrund der geringen Anzahl an verfügbaren chemischen Saatgutbehandlungsmitteln und der zusätzlich angestrebten Reduktion der Anwendung chemischer Pflanzenschutzmittel im Rahmen des Nationalen Aktionsplans zur nachhaltigen Anwendung von Pflanzenschutzmitteln, ist es daher notwendig nicht-chemische Alternativen zu entwickeln.

Ziel dieser Arbeit war es nicht-chemische Saatgutbehandlungsstrategien an Mais zur Bekämpfung samen- und bodenbürtige Pathogene (*Fusarium* spp. und *R. solani*) zu entwickeln. Als nicht-chemische Strategien wurde die Wirkung von biologischen

Saatgutbehandlungsmethoden auf Basis von verschiedenen Mikroorganismen und von der physikalischen Saatgutbehandlung mit niederenergetischen Elektronen untersucht. Hierbei standen vor allem die Anwendung der Elektronenbehandlung zur Saatgutdesinfektion und die Nutzung antagonistischer Mikroorganismen als alternative Saatgutbehandlung im Fokus.

Wirkung der Elektronenbehandlung gegenüber einem samenbürtigen Befall mit *Fusarium* spp.

Für die Untersuchungen bezüglich des Saatgutbefalls mit *Fusarium* spp. wurde zunächst ein Agarplattentest entwickelt und optimiert, bei welchem ein Nährmedium verwendet wurde, was vor allem das Myzelwachstum von *Fusarium* spp. fördert. Insbesondere die Art der Oberflächensterilisierung wurde untersucht und bewertet. Autoren wie Solorzano and Malvick (2011) führten zur Analyse des *Fusarium*-Befalls von 100 Körnern eine Oberflächensterilisierung mit 0,5 %iger NaOCL-Lösung für 1 Minute durch und spülten diese anschließend mit sterilem Wasser ab. Auch Roháčik and Hudec (2005) führten eine Oberflächensterilisierung mit 1 %igem NaOCL für 2 Minuten durch. Im Rahmen dieser Arbeit wurden verschiedene Methoden der Oberflächensterilisierung durchgeführt und verglichen. Die Körner wurden hierzu für 2 Minuten in 2 %iger NaOCL-Lösung, in sterilem VE-H₂O und in 70 %igem Ethanol getaucht. Für jede Variante wurde der *Fusarium*-Befall der Körner bestimmt und mit dem Befall ohne Oberflächensterilisierung verglichen. Eine Behandlung mit NaOCL oder Ethanol führte zu einer vollständigen Reduktion des Befalls, während eine Behandlung mit sterilem VE-H₂O den Befall von 35 %, ohne Oberflächensterilisierung, auf 20 % reduzierte. Trotz der üblichen Vorgehensweise das Saatgut mit NaOCL zu desinfizieren, um ein Wachstum diverser Bakterien zu unterdrücken, wurde von dieser Methode abgewichen, da unabhängig der Art der Oberflächensterilisierung der wahre *Fusarium*-Befall unterschätzt werden würde. Aufgrund des spezifischen Nährmediums wurde das Wachstum anderer Erreger gehemmt, sodass das Myzel von *Fusarium* spp. ungehindert wachsen konnte. Erst nach dem Abbau der Antibiotika und Fungizide waren auch die anderen Erreger in der Lage auf dem Nährmedium zu wachsen, wurden in dem Stadium jedoch bereits von *Fusarium* spp. im Wachstum unterdrückt. Für die weiteren Untersuchungen des Saatgutbefalls mit *Fusarium* spp. wurde somit auf eine Oberflächensterilisierung verzichtet.

Die Wirkung der Elektronenbehandlung gegenüber einem samenbürtigen Befall mit *Fusarium* spp. wurde an drei verschiedenen Sorten untersucht. Zum einen standen mit den beiden Sorten SY Talisman und SY Werena zwei Saatgutposten zur Verfügung, die zur Blüte mit einem *Fusarium*-Gemisch bestehend aus den Arten *F. culmorum*, *F. graminearum* und *F. verticillioides* inokuliert wurden. Zum anderen wurde mit der Sorte LIKEit eine kommerziell im Handel verfügbare Sorte untersucht. Die Saatgutbehandlung mit niederenergetischen

Elektronen mit unterschiedlichen Intensitätsstufen (e1 bis e6, Eindringtiefe mit zugehöriger Dosis aufsteigend) führte unabhängig der Sorte zu einer signifikanten Reduktion des Saatgutbefalls mit *Fusarium* spp. Die geringste Behandlungsintensitätsstufe e1 (geringe Eindringtiefe bei 6 kGy) reduzierte in der Sorte SY Talisman-inokuliert den Saatgutbefall von 32 % auf 7 %, in der Sorte SY Werena-inokuliert von 28 % auf 6 % und in der Sorte LIKEit von 20 % auf lediglich 0,3 %. Die Erhöhung der Intensitätsstufe und die damit verbundene erhöhte Eindringtiefe der Elektronen in das Saatkorn, führte unabhängig der Sorten zu keiner weiteren signifikanten Reduktion des Saatgutbefalls. Es ist daher anzunehmen, dass der Erreger hauptsächlich auf der Samenschale lokalisiert war, sodass durch höhere Elektronenbehandlungsintensitäten und der damit verbundenen höheren Eindringtiefe der Elektronen keine weitere Befallsreduktion erreicht werden konnte. Zu dieser Annahme kamen auch Rasheed et al. (2004), die nach einer Oberflächensterilisation ebenfalls einen geringeren *Fusarium*-Befall nachweisen konnten. Trotz des signifikant reduzierten Saatgutbefalls durch die Elektronenbehandlung konnte in dieser Arbeit keine signifikante Verbesserung der Keimfähigkeit festgestellt werden. Lediglich in der Sorte SY Talisman wurde eine positive Tendenz auf die Keimfähigkeit nachgewiesen, während in den Sorten LIKEit und SY Werena-inokuliert zwischen den einzelnen Elektronenbehandlungsintensitäten keinerlei Unterschiede in der Keimfähigkeit zu beobachten waren. Besonders hervorzuheben ist die Tatsache, dass es über alle untersuchten Elektronenbehandlungsintensitäten hinweg zu keiner Beeinträchtigung der Keimfähigkeit kam, womit eine Beschädigung des Embryos im Saatkorn auch bei der höchsten Behandlungsintensität ausgeschlossen werden kann. Untersuchungen von Todoriki and Hayashi (2000) zeigten ebenfalls, dass durch unterschiedliche Elektronenbehandlungsintensitäten die Keimfähigkeit des Saatguts von Adzukibohnen, Senf oder Linsenbohnen nicht negativ beeinflusst wurde, während durch die Steigerung der Behandlungsintensitäten die Anzahl der Mikroorganismen auf der Saatgutoberfläche reduziert werden konnte.

Betrachtet man den Effekt der Elektronenbehandlung unter kontrollierten Bedingungen im Gewächshaus der Sorte SY Werena-inokuliert auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und Trockenmasse, so konnte ein positiver Effekt auf die Parameter Wuchshöhe und Trockenmasse vergleichend zur unbehandelten Kontrolle festgestellt werden. Bezüglich der Anzahl aufgelaufener Pflanzen wurde kein Effekt der Elektronenbehandlung im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle beobachtet. Diese Beobachtung stimmt mit den Untersuchungen der Keimfähigkeit nach ISTA (2015) überein, bei welcher kein Einfluss der Elektronenbehandlung auf die Keimfähigkeit der Sorte SY Werena-inokuliert festgestellt wurde. Vergleichend zur unbehandelten Kontrolle wurde eine signifikante Steigerung der Wuchshöhe von 22 % nachgewiesen, während die Trockenmasse um 29 % erhöht wurde. Die *Fusarium*-Art, welche das Saatgut der Sorte SY Werena-inokuliert befallen hatte, wurde als

F. verticillioides identifiziert, welche bereits weltweit von Mais isoliert wurde (Leslie 1995; Shephard et al. 1996; Desjardins 2006). Der Befall in den Körnern wurde signifikant um 80 % im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle reduziert, während der Wurzelbefall um 26 % vermindert wurde. Der mittels real-time qPCR analysierte Befall der Wurzel war jedoch grundsätzlich sehr gering. In der Wurzel betrug die DNA-Befallsstärke der unbehandelten Kontrolle lediglich 0,06 pg/ng Pflanzen-DNA, während der Befall der Körner mit 5,27 pg/ng Pflanze-DNA deutlich höher lag. Der Erreger scheint sich somit nur in sehr geringem Maß vom Saatkorn aus in die Wurzeln auszubreiten.

Unter Feldbedingungen hingegen zeigte die Elektronenbehandlung einen negativen Effekt bezüglich der Anzahl aufgelaufener Pflanzen und des Silomaisertrages vergleichend zur unbehandelten Kontrolle. Auf die Wuchshöhe hatte die Elektronenbehandlung keinen Effekt. Der Feldversuch wurde im Jahr 2019 an zwei Standorten, Barkhorn und Hohenschulen, mit dem Saatgut der Sorte SY Werena-inokuliert durchgeführt, welches schon in den Platten- und Gewächshausversuchen untersucht wurde. Die Temperatur zum Zeitpunkt der Aussaat lag bei 15 °C, während sich die Temperatur zum Zeitpunkt der Keimung in den folgenden zwei Wochen auf 4 °C abkühlte. Nachfolgend wird lediglich die Wirkung der Elektronenbehandlung erläutert, während der gesamte Feldversuch später ausführlich dargestellt wird. Am Standort Barkhorn waren in der unbehandelten Kontrolle 0,8 von 10 möglichen Pflanzen pro m² aufgelaufen, während am Standort Hohenschulen 3,3 von 10 möglichen Pflanzen pro m² aufgelaufen waren. In der elektronenbehandelten Variante war die Anzahl aufgelaufener Pflanzen vergleichend zur unbehandelten Kontrolle in Barkhorn um 64 % und in Hohenschulen um 49 % reduziert. Auf die Wuchshöhe zeigte die Elektronenbehandlung im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle keinen Einfluss. Da der Versuch am Standort Barkhorn aufgrund des unzureichenden Feldaufgangs abgebrochen wurde, konnte lediglich der Versuch am Standort Hohenschulen bis zur Silomaisernte weitergeführt werden. Der Ertrag der unbehandelten Kontrolle betrug dort 228 dt 32 % TM/ha, während der Ertrag der elektronenbehandelten Kontrolle mit 105 dt 32 % TM/ha signifikant reduziert war.

Wie zuvor erläutert, beeinträchtigt die Elektronenbehandlung die Keimfähigkeit nicht, sodass eine Beeinträchtigung der Keimfähigkeit nicht ausschlaggebend für den reduzierten Feldaufgang sein kann. Hingegen ist zu vermuten, dass die Elektronenbehandlung das Auftreten und die Zusammensetzung weiterer Mikroorganismen neben *Fusarium* spp. beeinflusst. Die Oberfläche des Maissaatguts wird neben *Fusarium*-Arten unter anderem auch von *Penicillium* spp. oder *Aspergillus* spp. besiedelt (Niaz and Dawar 2009), welche unterschiedlich sensibel auf die Elektronenbehandlung reagieren (Nemțanu et al. 2014). Es könnte somit eine Möglichkeit sein, dass ein Erreger von der Elektronenbehandlung weniger reduziert wurde als *F. verticillioides* und nach dessen Reduktion unter gewissen

Umweltfaktoren die Pflanze stärker beeinflussen kann oder dass neben *F. verticillioides* auch nützliche Mikroorganismen, welche die Pflanze bei ungünstigen klimatischen Bedingungen unterstützen (Rosenblueth and Martínez-Romero 2006), reduziert wurden. Alle Pflanzen verfügen über eine mikrobielle Gemeinschaft in gesundem Gewebe, von welchen *Bacillus* spp. als endophytische Bakterienart besonders häufig von Maissaatgut isoliert wurde (Figueiredo et al. 2009; Johnston-Monje and Raizada 2011; Gond et al. 2015). *Bacillus* spp. zählt zu den Mikroorganismen, die das Pflanzenwachstum durch Mechanismen wie Bildung antimikrobieller Verbindungen oder Pflanzenwachstumshormone oder Lösen von mineralischem Phosphat fördern (Ahemad and Kibret 2014). Gond et al. (2015) wiesen in ihren Untersuchungen nach, dass alle *Bacillus*-Arten, die sie von verschiedenen Maissorten isolierten, eine antimykotische Aktivität zeigten. Die Autoren konnten ebenfalls eine Hochregulierung mit der Pathogenese zusammenhängender Gene in den Maispflanzen nachweisen. Diese Ergebnisse unterstützen die Hypothese, dass aufgrund der Elektronenbehandlung auch für die Pflanze nützliche Mikroorganismen reduziert wurden, sodass das mit Elektronen behandelte Maissaatgut im Vergleich zum unbehandelten Maissaatgut bei den sehr ungünstigen Witterungsbedingungen von 2019 und möglichen bodenbürtigen Pathogenen zum Zeitpunkt der Keimung im Nachteil war und somit eine reduzierte Anzahl aufgelaufener Pflanzen aufwies. Unter Gewächshausbedingungen wurde dies nicht beobachtet, da in den Versuchen sterile Erde verwendet wurde. Der samenbürtige Befall wurde reduziert und somit war der Keimling keinen weiteren biotischen Stressfaktoren ausgesetzt, bei welchen das Fehlen von nützlichen Mikroorganismen negativ hätte auffallen können. Dies widerlegt somit auch die Hypothese, dass durch die unterschiedliche Sensivität der Mikroorganismen gegenüber der Elektronenbehandlung ein Erreger mit einer geringeren Sensivität aufgrund seiner Überlegenheit gegenüber den anderen Mikroorganismen phytotoxisch reagieren kann. Wäre dies der Fall, so hätte auch im Gewächshaus ein negativer Effekt auf pflanzenphysiologische Parameter zu beobachten sein müssen. Da dies nicht beobachtet wurde, kann diese Hypothese verworfen werden.

Es konnte nachgewiesen werden, dass die Elektronenbehandlung in der Lage ist den Befall des Maissaatgutes mit *Fusarium* spp. fast vollständig zu reduzieren. Die Elektronenbehandlung beeinflusst weder bei einem Keimfähigkeitstest nach ISTA auf Filterpapier, noch bei Versuchen in Erde unter kontrollierten Bedingungen im Gewächshaus die Keimfähigkeit des Saatgutes, wirkt sich unter kontrollierten Bedingungen aber wuchsfördernd aus. Unter Feldbedingungen wurde dies jedoch nicht beobachtet, dort wurde ein geringerer Feldaufgang und ein reduzierter Silomaisertrag der elektronenbehandelten Variante im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle festgestellt.

Im Rahmen dieser Arbeit wurde neben der desinfizierenden Wirkung der physikalischen Saatgutbehandlung mit Elektronen zusätzlich die Wirkung der biologischen Saatgutbehandlung mit den Mikroorganismen untersucht. Die physikalische Saatgutbehandlung sollte zur Kontrolle samenbürtiger Pathogene verwendet werden, während die Mikroorganismen einen Schutz gegenüber bodenbürtiger Pathogene gewährleisten. Die in dieser Arbeit verwendeten Mikroorganismen waren verschiedene Stämme von *B. amyloliquefaciens* (RhizoVital, FZB45, ABi25, JKI-01 und JKI-04), *B. atrophaeus* (ABi03 und ABi05), *B. subtilis* (ABi14 und ABi15), *B. siamensis* (JKI-03), *P. polymyxa* (ABi18) und *Trichoderma* spp. (JKI-05). Aufgrund des Kenntnisstands, dass Mikroorganismen in der Lage sind wuchsfördernde Effekte an Kulturpflanzen hervorzurufen (Klopper et al. 1980; Lugtenberg et al. 2001; Borriss 2011; Chowdhury et al. 2015a; Kierul et al. 2015), wurde dieser Effekt ebenfalls für die zuvor genannten Mikroorganismen untersucht und nachfolgend erläutert. Des Weiteren wird die Wirkung der Mikroorganismen gegenüber einem samenbürtigen Befall mit *F. verticillioides* und einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* bzw. *R. solani* diskutiert. Abschließend wird die Wirkung im Feld bzw. unter Einfluss verschiedener Temperaturen näher betrachtet.

Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen auf pflanzenphysiologische Parameter ohne samen- bzw. bodenbürtigen Befall

Die Wirkung verschiedener Stämme der Mikroorganismen *B. amyloliquefaciens* (RhizoVital, FZB45, ABi25, JKI-01 und JKI-04), *B. atrophaeus* (ABi03 und ABi05), *B. subtilis* (ABi14 und ABi15), *B. siamensis* (JKI-03), *P. polymyxa* (ABi18) und *Trichoderma* spp. (JKI-05) auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe und Trockenmasse wurde im Gewächshaus unter kontrollierten Bedingungen und in sterilem, nährstoffreichem Boden vergleichend zur unbehandelten und chemischen Kontrolle getestet. Es wurde sowohl die Solobehandlung der Varianten als auch die Kombination mit der Elektronenbehandlung getestet. In einem weiteren Versuch wurden lediglich die Varianten ABi05, ABi14, ABi15, JKI-03, ABi18 und JKI-05 untersucht. In allen Varianten waren nahezu alle ausgesäten Pflanzen aufgelaufen, unabhängig der Elektronenbehandlung und des Versuchs. Auch Martínez-Álvarez et al. (2016), Accinelli et al. (2018) und Coninck et al. (2020) beobachteten, dass sich eine Saatgutbehandlung mit *Trichoderma atriviride*, *B. subtilis* bzw. *B. cereus* nicht auf die Keimfähigkeit des Maissaatgutes ohne Erregerbefall auswirkten. Egamberdiyeva (2007) untersuchte den Einfluss von wachstumsfördernden Bakterien wie z. B. *P. polymyxa* auf das Wachstum und die Nährstoffaufnahme von Mais in zwei verschiedenen Bodentypen, welche sich hinsichtlich der Nährstoffversorgung unterschieden. Im nährstoffreichen Boden, in welchem mehr Kohlenstoff, Stickstoff und Phosphor enthalten war, wurde kein signifikanter

Effekt auf das Wachstum nachgewiesen, während bei einem Nährstoffdefizit im Boden das Wachstum und die Nährstoffaufnahme durch die Saatgutbehandlung mit dem Bakterium im Vergleich zur Kontrolle signifikant verbessert wurden. In dieser Arbeit wurden bei den Parametern Wuchshöhe und Trockenmasse unabhängig des Versuchs keine bzw. lediglich signifikant negative Effekte im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle beobachtet. Ein pflanzenwachstumsfördernder Effekt konnte somit für keine Variante nachgewiesen werden, was mit den Ergebnissen von Egamberdiyeva (2007) bei einem nährstoffreichem Boden übereinstimmt. Auch Kozdrój et al. (2004) untersuchten den Effekt zweier potentieller biologischer Saatgutbehandlungsvarianten (*P. chlororaphis* und *P. putida*). Die Autoren beobachteten trotz des guten Wachstums beider Mikroorganismen in der Mais-Rhizosphäre für beide Mikroorganismen einen wachstumshemmenden Effekt auf die oberirdische Trockenmasse von Mais. Als Grund vermuteten sie die hohe Dichte der Mikroorganismen, die die Wirtspflanze durch die Produktion von z. B. Sekundärmetaboliten wie Siderophore oder Antibiotika und durch die Nährstoffkonkurrenz beeinträchtigt haben könnten. Des Weiteren wiesen sie ebenfalls einen signifikanten Einfluss auf die Mikroflora der Rhizosphäre nach. Je nach verwendetem Mikroorganismus nimmt dies auf die Population der Rhizosphäre Einfluss. Der Effekt von *B. amyloliquefaciens* und *B. subtilis* auf das Wachstum von Maispflanzen wurde von Lobo et al. (2019) im Gewächshaus untersucht. Während *B. amyloliquefaciens* keinen Effekt auf die Wuchshöhe oder Trockenmasse vergleichend zur Kontrolle zeigte, wurde für ein *B. subtilis* Isolat ein signifikant positiver Effekt nachgewiesen. Andere *B. subtilis*-Isolate wiederum wiesen negative Effekte auf die Parameter auf. Im Gegensatz dazu wiesen Dicko and Verma (2014) für eine Saatgutbehandlung von Mais mit *Pseudomonas* spp. einen signifikant positiven Effekt auf die Wuchshöhe und die Trockenmasse nach. Keine der zuvor genannten Studien untersuchte den Effekt der Kombination von Mikroorganismen und Elektronenbehandlung, welcher in dieser Arbeit betrachtet wurde. Bezüglich der Wuchshöhe hatte die Elektronenbehandlung im ersten Versuch einen negativen Einfluss auf die Wirkung der Mikroorganismen *B. amyloliquefaciens* und *P. polymyxa* der Varianten JKI-01 und ABi18 und einen positiven Einfluss auf die Wirkung von *B. atrophaeus* der Variante ABi03, während dieser Effekt bei der Trockenmasse nicht beobachtet werden konnte. Im zweiten Versuch wurde von den eben genannten Varianten lediglich die Variante ABi18 untersucht. Auch in diesem Versuch beeinflusste die Elektronenbehandlung die Wirkung von *P. polymyxa* auf die Wuchshöhe. Statt negativ, jedoch positiv. Des Weiteren wurde ein signifikant positiver Einfluss der Elektronenbehandlung auf die Wirkung von *B. siamensis* der Variante JKI-03 festgestellt, welcher im ersten Versuch nicht beobachtet werden konnte. Vergleichbar mit dem ersten Versuch konnte bei der Trockenmasse kein Einfluss der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen festgestellt werden. Warum sich die Elektronenbehandlung so unbeständig auf die Wirkung der Mikroorganismen auswirkte, konnte nicht abschließend

geklärt und keiner speziellen Mikroorganismen-Art zugeordnet werden. Ein Ansatz wäre, wie zuvor erläutert, die durch die Elektronenbehandlung reduzierte Anzahl an nützlichen Mikroorganismen auf der Saatgutoberfläche bzw. das dadurch entstandene Ungleichgewicht bezüglich der Konkurrenzfähigkeit von Mikroorganismen der Saatgutbehandlung und Mikroorganismen der Saatgutoberfläche.

Die Ergebnisse der verschiedenen Studien zeigen, dass bei einem Boden mit guter Nährstoffversorgung und ohne boden- oder samenbürtigen Befall die Mikroorganismen in den seltensten Fällen einen wuchsfördernden Effekt der Pflanze hervorrufen. Für viele Mikroorganismen wurde sogar ein wachstumshemmender Effekt bei den Maispflanzen festgestellt.

Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten gegenüber einem samenbürtigen Befall mit *F. verticillioides*

Die Untersuchungen bezüglich der Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen verschiedener Stämme der Mikroorganismen *B. amyloliquifaciens* (RhizoVital, FZB45, ABi25, JKI-01 und JKI-04), *B. atrophaeus* (ABi03 und ABi05), *B. subtilis* (ABi14 und ABi15), *B. siamensis* (JKI-03), *P. polymyxa* (ABi18) und *Trichoderma* spp. (JKI-05) als Solobehandlung und in Kombination mit der Elektronenbehandlung gegenüber einem samenbürtigen Befall mit *F. verticillioides* in der Sorte SY Werena-inokuliert zeigten, dass in den nicht-chemischen Varianten tendenziell positive Effekte im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle beobachtet werden konnten. Lediglich bei der Anzahl aufgelaufener Pflanzen wurde zwischen den Varianten kein Unterschied festgestellt, während in mehreren Varianten ein signifikanter Anstieg der Wuchshöhe nachgewiesen werden konnte. Die gesteigerte Wuchshöhe führte trotz der unveränderten Anzahl aufgelaufener Pflanzen zu einer höheren oberirdischen Trockenmasse. Der positive Effekt auf die Trockenmasse war jedoch aufgrund der hohen Abweichungen nicht signifikant, dennoch konnte eine deutliche Zunahme beobachtet werden. Die geringste Steigerung der Trockenmasse im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle wurde für *B. amyloliquifaciens* in der Variante FZB45 von 9 % (Solobehandlung, -) bzw. 15 % (in Kombination mit der Elektronenbehandlung, +) gemessen, die höchste mit 68 % für *B. amyloliquifaciens* in der Variante JKI-01 (-). Statt 1,13 g (unbehandelte Kontrolle) wurden 1,90 g für die oberirdische Trockenmasse ermittelt. Die Erde, sowie die kontrollierten Temperaturbedingungen, unter denen die Maispflanzen wuchsen, waren die gleichen wie in dem zuvor beschriebenen Versuch ohne boden- und samenbürtigen Befall. Während ohne Befall kein bzw. ein negativer Effekt der Mikroorganismen auf die pflanzenphysiologischen Parameter zu beobachten war, so wurde gegenüber dem samenbürtigen Befall ein positiver Effekt festgestellt. Viele Mikroorganismen sind in der Lage

eine Toleranz der Wirtspflanze gegenüber abiotischem oder biotischem Stress zu bewirken (Rosenblueth and Martínez-Romero 2006). Trotz der optimalen Nährstoffversorgung waren die Pflanzen dem biotischen Stress des Saatgutbefalls ausgesetzt, bei welchem die Mikroorganismen einen wuchsfördernden Effekt bei der Pflanze hervorriefen. Eine Kombination der Mikroorganismen mit einer vorherigen Elektronenbehandlung des Saatguts führte bei der Wuchshöhe und der oberirdischen Trockenmasse zu keinem signifikanten Unterschied im Vergleich zur Solobehandlung mit Mikroorganismen. Ausschließlich die Elektronenbehandlung der Kontrolle führte zu einem signifikant positiven Effekt auf die Wuchshöhe. Die Steigerung der Wuchshöhe betrug im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle 22 % und die der Trockenmasse 29 %, dessen Wert circa die Steigerung der Mikroorganismen beträgt. In Bezug auf die Wuchshöhe gab es keinen signifikanten Unterschied der Kombinationsbehandlungen der Mikroorganismen mit der Elektronenbehandlung im Vergleich zur Elektronenbehandlung der Kontrolle. Nur für die Solobehandlungen der Mikroorganismen der Varianten ABi25 (*B. amyloliquefaciens*), JKI-01 (*B. amyloliquefaciens*), ABi14 (*B. subtilis*), ABi15 (*B. subtilis*) und JKI-03 (*B. siamensis*) wurden signifikante Unterschiede im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle nachgewiesen. Es ist möglich, dass bei den Kombinationsbehandlungen aus Mikroorganismus und Elektronenbehandlung lediglich die Elektronenbehandlung für die positive Steigerung der Wuchshöhe verantwortlich war, da die Kombination mit den Mikroorganismen zu keinem signifikanten Unterschied im Vergleich zur Kontrolle in Kombination mit der Elektronenbehandlung führte. Da aufgrund der Elektronenbehandlung der samenbürtige Befall deutlich reduziert wurde, stand die Maispflanze nicht unter biotischem Stress. Der Versuch bezüglich der Auswirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten auf die pflanzenphysiologischen Parameter ohne boden- oder samenbürtigen Befall ergab, dass ohne abiotischen oder biotischen Stress keine positive Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten auf das Wachstum zu beobachten war. Dies würde erklären, warum die Kombinationsbehandlungen von Mikroorganismus und Elektronen, bei welchen kein biotischer Stress durch den samenbürtigen Befall gegeben war, einen ähnlichen Effekt aufwiesen, wie die Elektronenbehandlung ohne Mikroorganismen. Eine ähnliche Beobachtung wurde von Amein et al. (2011) an Kohl gemacht. Dort wurde die Kombination aus Elektronenbehandlung und biologischer Behandlung mit *Pseudomonas chlororaphis* und jeweils die Soloanwendungen gegenüber dem samenbürtigen Erreger *Alternaria brassicicola* auf die Anzahl aufgelaufener gesunder Pflanzen untersucht. Es konnte beobachtet werden, dass die Anzahl aufgelaufener Pflanzen in der elektronenbehandelten Variante um ca. 45 % höher war im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle. In der biologisch behandelten Variante betrug der Anstieg 40 %, während in der Kombination beider Behandlungen ein Anstieg von 45 % beobachtet wurde. Auch in dieser Studie wurde durch die Kombination beider Behandlungen keine zusätzliche Effektsteigerung

der biologischen Behandlung auf den Effekt der Elektronenbehandlung beobachtet, sodass die Wirkung auf den Effekt der Elektronenbehandlung gegenüber des samenbürtigen Erregers zurückzuführen ist.

Der Befall der Körner bzw. der Wurzel mit *F. verticillioides* (ng/ng Pflanzen-DNA) ist grundsätzlich sehr gering. Vergleicht man den Körnerbefall der unbehandelten Kontrolle des samenbürtigen Befalls mit der unbehandelten Kontrolle eines bodenbürtigen Befalls mit *F. culmorum*, so war der samenbürtige Befall in etwa um ein Tausendstel geringer. Des Weiteren war der Wurzelbefall des samenbürtigen Befalls geringer als der Körnerbefall, was darauf schließen lässt, dass der Erreger nur minimal in die Wurzel wächst. Beim Körnerbefall reduzierte die Elektronenbehandlung der Kontrolle dessen Befall signifikant um 80 %. In der Solobehandlung der chemischen Kontrolle konnte ebenfalls eine signifikante Reduktion des Befalls um 97 % nachgewiesen werden. Weiter wurden keine Unterschiede bezüglich des Befalls im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle beobachtet, was unter anderem an dem sehr großen Standardfehler der Mittelwerte lag.

Der Einfluss mikrobieller Saatgutbehandlungen auf einen Saatgutbefall wurde schon von anderen Autoren analysiert. Neben der Wirkung im Mais untersuchten Shawki et al. (2020) die Wirkung von *Trichoderma harzianum*, *T. hamatum* und *B. subtilis* unter kontrollierten Bedingungen im Gewächshaus gegenüber dem samenbürtigen Pathogen *F. moniliforme* an der Zuckerrübe und stellten ebenfalls eine signifikante Steigerung der Wurzel- und Blattlänge fest. Pereira et al. (2009b) hingegen untersuchten im Mais den Einfluss von *B. amyloliquefaciens* und *Microbacterium oleovorans* auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen, Wuchshöhe, oberirdische Trockenmasse und die Wurzelmasse gegenüber einer samenbürtigen Inokulation mit *F. verticillioides*. Getestet wurde der Effekt der beiden biologischen Saatgutbehandlungen im Vergleich zu nicht inokuliertem und mit *F. verticillioides* inokuliertem Saatgut ohne Behandlung mit den Mikroorganismen. Die Inokulation des Saatguts mit *F. verticillioides* reduzierte im Vergleich zur nicht inokulierten Kontrolle die Wuchshöhe und die Wurzelmasse, beeinflusste aber nicht die Anzahl aufgelaufener Pflanzen oder die oberirdische Trockenmasse. Eine zusätzliche Behandlung des inokulierten Saatguts mit den beiden Mikroorganismen, führte zu einem signifikanten Anstieg der Wuchshöhe und der Wurzelmasse, zeigte jedoch ebenfalls keine Wirkung auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen oder die oberirdische Trockenmasse. Die Ergebnisse ähneln den Beobachtungen dieser Arbeit. Es wurde ein Anstieg der Wuchshöhe festgestellt, aber nicht von der oberirdischen Trockenmasse. Im Fall dieser Arbeit war jedoch eine deutlich positive Tendenz auf die Trockenmasse zu erkennen. Da die Ergebnisse der oberirdischen Trockenmasse von Pereira et al. (2009b) nicht dargestellt wurden, können diese nicht weiter bewertet werden. Außerdem analysierten Pereira et al. (2009b) den Gehalt von *F. verticillioides* am inneren

Wurzelgewebe. Dieser wurde durch die Behandlung mit *B. amyloliquefaciens* und *Microbacterium oleovorans* im Vergleich zur inokulierten Kontrolle signifikant reduziert, die Population indigener Mikroorganismen wurde jedoch nicht beeinflusst. Die Wirkung der biologischen Varianten könnte durch die Konkurrenz um die ökologische Nische, die das Innere Wurzelgewebe darstellt, zustande kommen. Auch in dieser Arbeit könnte der positive Effekt der Mikroorganismen auf pflanzenphysiologische Parameter auf die Konkurrenz von Erreger zu Mikroorganismus zurückzuführen sein, da trotz der hohen Standardabweichung bei einigen Mikroorganismen eine negative Tendenz auf den Körnerbefall zu erkennen war (Harman et al. 2004; Haas and Défago 2005; Pereira et al. 2011a; Chávez-Ramírez et al. 2020). Eine weitere Möglichkeit besteht darin, dass die Mikroorganismen pflanzenwachstumsstimulierende Substanzen abgegeben haben und sich so positiv auf die Wuchshöhe ausgewirkt haben (Haas and Défago 2005; Idris et al. 2007; França et al. 2015; Chávez-Ramírez et al. 2020), welche in vielen Fällen signifikant höher war im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle.

Zusammenfassend bedeutet dies, dass die nicht-chemischen Varianten gegenüber einem samenbürtigen Befall mit *F. verticillioides* einen positiven Effekt auf die Wuchshöhe und die Trockenmasse ausüben können. Ob der positive Effekt der Kombinationsbehandlung auf die Elektronenbehandlung oder Mikroorganismenbehandlung zurückzuführen ist, lässt sich nicht abschließend bewerten. Dies würde bedeuten, dass gegenüber einem samenbürtigen Befall ohne weitere Stressfaktoren die Behandlung mit Elektronen und Mikroorganismen jeweils als Solobehandlung positive Effekte auf die pflanzenphysiologischen Parameter ausüben können. Kommt zum Stressfaktor des samenbürtigen Befalls noch ein weiterer Stressfaktor wie z. B. Nährstoffmangel hinzu, gegen den die Elektronenbehandlung nicht wirksam ist, so könnte die Kombination mit den Mikroorganismen eine gute Lösung sein damit die Pflanze toleranter gegenüber weiteren Stressfaktoren ist. Dies müsste in weiteren Versuchen untersucht werden.

Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum*

Neben der Wirkung gegenüber einem samenbürtigen Befall wurde auch die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen verschiedener Stämme der Mikroorganismen *B. amyloliquefaciens* (RhizoVital, FZB45, ABi25, JKI-01 und JKI-04), *B. atrophaeus* (ABi03 und ABi05), *B. subtilis* (ABi14 und ABi15), *B. siamensis* (JKI-03), *P. polymyxa* (ABi18) und *Trichoderma* spp. (JKI-05) vergleichend zur unbehandelten und chemischen Kontrolle gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* untersucht.

Betrachtet man die ersten beiden der drei durchgeführten Versuche, so kann grundsätzlich in den nicht-chemischen Saatgutbehandlungen eine erhöhte Anzahl aufgelaufener Pflanzen und

eine Zunahme der Trockenmasse vergleichend zur unbehandelten Kontrolle beobachtet werden. Im Gegensatz dazu waren im dritten Versuch lediglich negative Effekte festzustellen. In den ersten beiden Versuchen zeigten insbesondere die Mikroorganismen der Varianten JKI-01, JKI-04 (*B. amyloliquifaciens*), ABi14, ABi15 (*B. subtilis*) und JKI-05 (*Trichoderma* spp.) neben der chemischen Kontrolle einen positiven Effekt auf die Trockenmasse bei einem reduzierten Wurzel-Befall mit *F. culmorum*. Neben der chemischen Kontrolle waren die höchste Zunahme der Trockenmasse und die stärkste Reduktion des Wurzelbefalls in der Variante JKI-05 zu beobachten, gefolgt von JKI-04. Im dritten Versuch konnte in keiner Variante ein positiver Effekt auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen oder auf die Trockenmasse festgestellt werden, während der Wurzelbefall in den Varianten stärker war vergleichend zur unbehandelten Kontrolle. Auch der positive Effekt von *Trichoderma* spp. (JKI-05) und *B. amyloliquifaciens* (JKI-04) bestätigte sich in diesem Versuch nicht. Ausschließlich in der chemischen Kontrolle wurden ein signifikanter Anstieg der Trockenmasse um 64 % und eine Reduktion des Wurzelbefalls um 51 % nachgewiesen. Die Kombination der Mikroorganismen mit der Elektronenbehandlung bewirkte in den Versuchen bei keinem Mikroorganismus einen reproduzierbaren Einfluss auf dessen Wirkung im Vergleich zur Solobehandlung, sondern war sehr unbeständig. Insgesamt konnten in den ersten beiden Versuchen wuchsfördernde und befallsreduzierende Effekte der Saatgutbehandlungsvarianten beobachtet werden, während im dritten Versuch, trotz gleicher Bedingungen, das Gegenteil festgestellt wurde. Der einzige Unterschied zwischen den Versuchen bestand in der Befallsstärke. Betrachtet man jeweils die unbehandelte Kontrolle in Bezug auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen, so sind im ersten Versuch 29 %, im zweiten 13 % und im dritten 84 % der Pflanzen aufgelaufen. Der Wurzelbefall mit *F. culmorum* hingegen lag im ersten Versuch bei 1,62 ng/ng Pflanzen-DNA, im zweiten bei 2,49 ng/ng Pflanzen-DNA und im dritten Versuch bei 0,05 ng/ng Pflanzen-DNA. Dies bedeutet, dass aus einem stärkeren Wurzel-Befall mit *F. culmorum* auch eine geringere Anzahl aufgelaufener Pflanzen resultierte. Beim dritten Versuch war der Wurzelbefall deutlich geringer als bei den beiden vorherigen Versuchen, deren Befallsstärken ähnlich waren. Lediglich im dritten Versuch wurde eine negative Wirkung der Mikroorganismen festgestellt, was auf die geringere Befallsstärke von *F. culmorum* zurückzuführen sein könnte. Während in der elektronenbehandelten und der chemischen Kontrolle ein reduzierter Befall nachgewiesen wurde, so verstärkt die Behandlung des Saatguts mit den Mikroorganismen diesen unabhängig davon, ob es die Solobehandlung der Mikroorganismen oder die Kombination von Mikroorganismen und Elektronen war. Eine mögliche Erklärung für die Wirkungsunterschiede in Abhängigkeit der Befallsstärke könnte darin liegen, dass bei der geringen Befallsstärke der Konkurrenzdruck des Erregers nicht groß genug war, sodass die Mikroorganismen mit dem Erreger im Einvernehmen existierten. Eine Gefahr der Verdrängung bzw. eine Konkurrenz um die Nährstoffe bestand nicht. Marshall and Alexander (1960) stellten ebenfalls fest, dass der

hemmende bzw. der Konkurrenz-Effekt der Bakterien auf die Pilzpopulation von *F. oxysporum* durch die Zugabe von Stickstoff behoben werden konnte, da somit eine ausreichende Nährstoffversorgung sichergestellt war. Aufgrund der Fähigkeit der Mikroorganismen zur Nährstoffaneignung (Haas and Défago 2005; Idris et al. 2007; França et al. 2015; Chávez-Ramírez et al. 2020), wirkte sich der erhöhte Nährstoffgehalt ebenfalls positiv auf das Wachstum des Erregers aus (Smith and Snyder 1971; Kurek and Jaroszuk-Ścisiel 2003), weshalb dieser vermehrt die Wurzeln befallen konnte, sodass es zu dem erhöhten Wurzelbefall im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle kam. In den Versuchen mit dem höheren Befall war der Konkurrenzdruck des Erregers im Boden gegenüber der Mikroorganismen um Nährstoffe und Lebensraum hingegen sehr stark (Marshall and Alexander 1960), sodass die Mikroorganismen antimikrobielle Stoffe ausgestoßen haben, um nicht aus ihrem Habitat verdrängt zu werden. Dies könnte auch der Grund für den reduzierten Wurzelbefall im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle sein. Das Bilden antimikrobieller Stoffe, wie beispielsweise Surfactin oder Bacillomycin D bei *B. amyloliquefaciens*, ist für alle verwendeten Mikroorganismen bekannt und nachgewiesen (Haas and Défago 2005; Hajieghrari et al. 2008; Chowdhury et al. 2013; Chávez-Ramírez et al. 2020). Auch Rousk et al. (2008) berichten von einer negativen Interaktion zwischen Pilz und Bakterien und führen dies auf einen Konkurrenzeffekt zurück. Da die pathogenunterdrückenden und wachstumsfördernden Effekte in Versuchen mit Mikroorganismen stark von äußeren Faktoren wie Nährstoffgehalt, Temperatur, Lichteinstrahlung, Bodensauerstoff- und Wassergehalt abhängig sind, stellt die Reproduzierbarkeit der Ergebnisse ein großes Problem dar (Weller 1988; Cipriano et al. 2016).

Zahlreiche Studien belegen die Wirkung von Mikroorganismen als biologisches Pflanzenschutzmittel in den verschiedensten Kulturpflanzen wie beispielsweise in Rosmarin, Kichererbse, Mungbohne und Weizen gegenüber *Fusarium* spp. (Bacon et al. 2001; Toussaint et al. 2008; Smitha and Singh 2014; Figueroa-López et al. 2016; Ramzan et al. 2016; Barnett et al. 2017; Coninck et al. 2020), während es nur sehr wenige Studien gibt, welche die Wirkung von Mikroorganismen gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *Fusarium* spp. an Mais untersuchen. Pereira et al. (2009b) untersuchten im Gewächshaus den Effekt von Mikroorganismen im Mais gegenüber *F. verticillioides*, jedoch gegenüber einem samenbürtigen Befall. Der Befall konnte durch eine Saatgutbehandlung mit den Mikroorganismen *B. amyloliquefaciens* und *Microbacterium oleovorans* reduziert werden. *Trichoderma harzianum* ist ebenfalls in der Lage den Befall mit *F. verticillioides* zu reduzieren, Nayaka et al. (2010) inokulierten jedoch nicht den Boden, sondern das Blatt der aufgelaufenen Pflanze. Coninck et al. (2020) hingegen untersuchten im Gewächshaus die Wirkung der Saatgutbehandlung von Mais mit *Trichoderma atroviride* gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. avenaceum* bzw. *F. culmorum*. Vergleichbar mit den durchgeführten Versuchen

dieser Arbeit, wurden beide Erreger auf einem Medium angezogen und dann zu 1 Gew.-% in das Substrat gemischt. Gegenüber beiden Erregern wurde die Anzahl aufgelaufener Pflanzen und die Wuchshöhe durch die Saatgutbehandlung mit *Trichoderma atroviride* positiv erhöht. Für *B. subtilis* wiesen Cavaglieri et al. (2005) nach, dass die Maiswurzelbesiedelung mit *F. verticillioides* reduziert wurde. Ungeachtet dessen gibt es wenige Erkenntnisse bezüglich des Einflusses der Befallsstärke bodenbürtiger Erreger auf die Interaktion von Mikroorganismus und Maispflanze oder bezüglich der Reproduzierbarkeit der Ergebnisse. Zahlreiche Studien untersuchen jedoch die Wirkung von biologischen Bekämpfungsstrategien gegenüber Ährenfusariosen im Weizen (Khan et al. 2001; Schisler et al. 2002; Khan et al. 2004; Dunlap et al. 2011; Crane et al. 2013; Xue et al. 2014; Schisler et al. 2015; Palazzini et al. 2016).

Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *R. solani*

Neben der antagonistischen Wirkung der Mikroorganismen gegenüber *Fusarium* ist auch die Wirkung gegenüber *Rhizoctonia* bekannt (Broadbent et al. 1971; Mavrodi et al. 2012; Yin et al. 2013; Barnett et al. 2017). Wie zuvor für den Erreger *F. culmorum* dargestellt, wurden ebenfalls drei Versuche mit den gleichen Saatgutbehandlungsvarianten (unbehandelte Kontrolle, chemische Kontrolle, RhizoVital, FZB45, ABi25, JKI-01, JKI-04, ABi03, ABi05, ABi14, ABi15, JKI-03, ABi18 und JKI-05) gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *R. solani* durchgeführt. Betrachtet man die Anzahl aufgelaufener Pflanzen aller drei Versuche, so fällt auf, dass im zweiten Versuch grundsätzlich mehr Pflanzen aufgelaufen waren als in dem ersten und in dem dritten Versuch. Auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen konnte in keinem Versuch ein signifikant positiver Effekt der Saatgutbehandlungsvarianten vergleichend zur unbehandelten Kontrolle nachgewiesen werden, lediglich in einem der drei Versuche wurde eine signifikant reduzierte Anzahl an Pflanzen in der Variante ABi15 festgestellt. Im Gegensatz dazu wurde im ersten Versuch in den Varianten chemische Kontrolle, ABi05 (*B. atrophaeus*) und JKI-05 (*Trichoderma* spp.) eine signifikant erhöhte Trockenmasse von 64, 92 bzw. 89 % nachgewiesen. Gleichzeitig war der Wurzelbefall (pg/ng Pflanzen-DNA) in der chemischen Kontrolle um 88 % bzw. in der Variante JKI-05 um 90 % geringer als der Wurzelbefall der unbehandelten Kontrolle (-; 7,26 pg/ng Pflanzen-DNA). Trotz der erhöhten Trockenmasse der Variante ABi05, war der Wurzelbefall dieser Variante vergleichbar mit dem der unbehandelten Kontrolle. Nach Aleti et al. (2016) ist *B. atrophaeus* jedoch in der Lage Surfactin zu bilden, ein cyclisches Lipopeptid mit antifungaler und antibakterieller Wirkung, was zu einer Reduktion des Wurzelbefalls führen müsste. Dies konnte in diesem Versuch jedoch nicht beobachtet werden. Im zweiten Versuch war lediglich die Trockenmasse in der Variante JKI-05

vergleichend zur unbehandelten Kontrolle signifikant erhöht bei einem vergleichbaren Wurzelbefall mit *R. solani*. In der chemischen Kontrolle war die Trockenmasse vergleichbar mit der der unbehandelten Kontrolle, der Wurzelbefall jedoch um 61 % reduziert. Auch im dritten Versuch wurde neben der chemischen Kontrolle ausschließlich in der Variante JKI-05 eine Zunahme der Trockenmasse beobachtet. Während der Wurzelbefall mit *R. solani* in der chemischen Kontrolle reduziert war, war der Befall in der Variante JKI-05 erhöht. Einen wiederholt positiven Effekt von *Trichoderma harzianum* beobachteten auch Kubheka et al. (2018) in einem zweijährigen Feldversuch auf die Maiserträge gegenüber einer bodenbürtigen Inokulation mit *R. solani*. Betrachtet man den Einfluss der Kombination mit der Elektronenbehandlung im Vergleich zur Soloanwendung, so konnte bezüglich der Trockenmasse kein reproduzierbarer Einfluss der Elektronenbehandlung auf die Wirkung eines bestimmten Mikroorganismus festgestellt werden.

Vergleicht man den Wurzelbefall der drei Versuche, so fällt auf, dass die Befallsstärke des zweiten Versuchs geringer war als beim ersten und dritten Versuch. Dies erklärt auch die hohe Anzahl aufgelaufener Pflanzen des zweiten Versuchs. Im Gegensatz zur Wirkung der Mikroorganismen gegenüber *F. culmorum*, scheint sich die Befallsstärke von *R. solani* jedoch nicht auf die Wirkung der Mikroorganismen auszuwirken. In allen drei Versuchen konnte in der chemischen Kontrolle eine erhöhte Trockenmasse und ein reduzierter Wurzelbefall im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle nachgewiesen werden. Von den Saatgutbehandlungen mit den Mikroorganismen zeigte lediglich *Trichoderma* spp. der Variante JKI-05 einen beständigen positiven Effekt auf die Trockenmasse, jedoch keinen reproduzierbar reduzierenden Effekt auf den Wurzelbefall. Neben den positiven Effekten von *Trichoderma* spp. zeigten die anderen getesteten Mikroorganismen vermehrt negative Effekte auf die Trockenmasse und erhöhte Befallsstärken in der Wurzel. Nach Chowdhury et al. (2015a) beeinflussen die Mikroorganismen eher die ISR (induzierte systemische Resistenz) der Pflanze, als den Erreger direkt durch das Absondern antimikrobieller Metaboliten. Für *R. solani* AG1-IB wiederum konnte die Fähigkeit der Bildung antibakterieller Metaboliten nachgewiesen werden (Wibberg et al. 2014), weshalb die Anzahl der Mikroorganismen, mit welcher Saatgut von Salat behandelt wurde, mit der Zeit stetig abnahm. (Chowdhury et al. 2015b). Ob auch die an Mais parasitierende Anastomosegruppe *R. solani* AG2-2IIIB die Fähigkeit zur Bildung antibakterieller Metabolite besitzt, konnte nicht abschließend geklärt werden. Auch *B. subtilis* ist in der Lage antibiotische Substanzen zu bilden, zeigte jedoch in Abhängig der Anwendung als biologisches Pflanzenschutzmittel keinen antagonistischen Effekt gegenüber *R. solani*. Während die direkte Impfung des Bodens mit dem Bakterium zur Bildung der antibiotischen Substanzen und Bekämpfung von *R. solani* führte, konnte dies bei der Anwendung als Saatgutbehandlung nicht beobachtet werden (Szczech and Shoda 2006). Ma et al. (2015) beobachteten bei der Ausbringung von *B. subtilis* in flüssiger Form in den

Boden ebenfalls eine Reduktion des *R. solani* Befalls im Boden. Die Art der Anwendung scheint somit neben vieler anderer abiotischer und biotischer Faktoren auch einen Einfluss auf die Wirkung der Mikroorganismen zu haben.

Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen im Feld

Neben den Gewächshausversuchen wurden des Weiteren Feldversuche an zwei Standorten durchgeführt. Die Schwierigkeit, die Bioaktivität eines Stammes unter Feldbedingungen nachzuweisen, für welchen bereits im Labor vielversprechende Ergebnisse beobachtet werden konnte, wurde durch mehrere Forschungsgruppen beschrieben (Butt et al. 2001; O'Callaghan 2016; Coninck et al. 2020). Coninck et al. (2020) beispielsweise analysierten die Wirkung von *Trichoderma atroviride* in Mais im Jahr 2017 auf vier verschiedenen Standorten, welche ein hohes Inokulumpotential besaßen. Die Autoren untersuchten die Kombination aus biologischer und chemischer Saatgutbehandlung (Mesurool FS 500®) im Feld. Zuvor hatten sie die Wirkung der biologischen Saatgutbehandlung als Sololanwendung im Gewächshaus untersucht. Im Gewächshaus konnte eine positive Wirkung auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen nachgewiesen werden, während im Feld dieser Effekt nur an zwei von vier Standorten und nur in der anfälligen Sorte Torres beobachtet werden konnte. Dubey et al. (2011) hingegen konnten unter kontrollierten und zusätzlich unter Feldbedingungen eine positive Wirkung der Saatgutbehandlung mit *Trichoderma viride* und *T. harzianum* auf den Feldaufgang bzw. auf den Ertrag von Mungbohnen gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *R. solani* nachweisen.

Auch in dieser Arbeit konnte die unter kontrollierten Bedingungen gezeigte Wirksamkeit einiger Mikroorganismen unter Feldbedingungen nicht bestätigt werden. Die Feldversuche wurden an zwei Standorten in Schleswig-Holstein in den Jahren 2018 und 2019 durchgeführt. Beide Standorte wiesen aufgrund der Minimalbodenbearbeitung und dem Anbau von Mais in Selbstfolge ein erhöhtes Inokulumpotential auf. Die Witterung des Jahres 2018 zur Keimungs- und Auflaufphase unterschied sich erheblich von der Witterung des Jahres 2019. Während die durchschnittliche Temperatur 2018 im Monat Mai, also zur Aussaat und Keimung, 3,5 °C über dem langjährigen Mittel von 11,9 °C lag, war diese im Jahr 2019 um 1,5 °C kühler als das langjährige Mittel. Die Niederschlagsmenge hingegen betrug im Mai des Jahres 2018 19,5 mm vergleichend zu 57,0 mm des langjährigen Mittels, während im Jahr 2019 mit 77,0 mm eine höhere Niederschlagsmenge als im Vorjahr erfasst wurde. Der Monat Mai des Jahres 2018 war somit deutlich wärmer und trockener als das Jahr 2019.

Im Versuchsjahr 2018 wurde die Wirkung der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen verschiedener Stämme der Mikroorganismen *B. amyloliquefaciens* (RhizoVital, FZB45, ABi25, JKI-01 und JKI-04), *B. atrophaeus* (ABi03 und ABi05), *B. siamensis* (JKI-03), *P. polymyxa*

(ABi18) und *Trichoderma* spp. (JKI-05) vergleichend zur unbehandelten und chemischen Kontrolle als Solobehandlung und in Kombination mit der Elektronenbehandlung ausschließlich an einer kommerziell verfügbaren, gesunden Sorte untersucht. Am Standort Hohenschulen betrug die Anzahl aufgelaufener Pflanzen der unbehandelten Kontrolle 8,2 Pflanzen pro m² bei einem Silomaisertrag von 527 dt 32% TM/ha. In keiner Behandlungsvariante, einschließlich der chemischen Kontrolle, wurde eine signifikante Abweichung bei den beiden zuvor genannten Parametern vergleichend zur unbehandelten Kontrolle festgestellt. Der Feldaufgang der unbehandelten Kontrolle war an beiden Standorten vergleichbar, der Ertrag am Standort Barkhorn war jedoch um 16 % geringer. Während der Feldaufgang in der chemischen Kontrolle 12 % höher war, war der Silomaisertrag ähnlich, wie auch der Feldaufgang und der Silomaisertrag der nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten. Unter ähnlichen Witterungsbedingungen während der Keimungsphase untersuchten auch Pereira et al. (2010) die Wirkung von *B. amyloliquefaciens* in einer zweijährigen Feldstudie an Mais gegenüber einem künstlich hergestelltem Bodenbefall mit *F. verticillioides*. Die Bodentemperaturen während der Keimung betrugen konstant über 15 °C. Die Autoren konnten ebenfalls keinen signifikanten Effekt auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen bzw. auf den Silomaisertrag nachweisen.

Im Versuchsjahr 2019, dessen Monat Mai deutlich kühler und von mehr Niederschlägen geprägt war als der Vorjahresmonat, wurden die nicht chemischen Saatgutbehandlungsvarianten der Mikroorganismen *B. amyloliquefaciens* (RhizoVital, JKI-01), *B. atrophaeus* (ABi05) und *Trichoderma* spp. (JKI-05) als Solobehandlung und in Kombination mit der Elektronenbehandlung an den beiden Standorten Barkhorn und Hoheschulen und je Standort an zwei verschiedenen Sorten getestet, einer künstlich inokulierten (SY Werena-inokuliert) und einer gesunden Sorte (LIKEit). Am Standort Hohenschulen unterschied sich der Feldaufgang der unbehandelten Kontrollen der Sorten SY Werena-inokuliert und LIKEit nicht voneinander. Bei beiden Sorten war ausschließlich in der chemischen Kontrolle ein signifikant erhöhter Feldaufgang um 50 % bzw. 100 % zu beobachten, wohingegen in den nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten der Feldaufgang in beiden Sorten vergleichend um bis zu 64 % reduziert war. In beiden Sorten wurde somit in den nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten ein deutlich reduzierter Ertrag vergleichend zur unbehandelten Kontrolle festgestellt, während eine Zunahme des Ertrags in der chemischen Kontrolle beobachtet wurde. Betrachtet man den Effekt der Elektronenbehandlung auf die Wirkung der Mikroorganismen, so ist kein Unterschied im Vergleich zur Solobehandlung nachzuweisen. Am Standort Barkhorn hingegen konnte der Silomaisertrag aufgrund eines sehr geringen Feldaufgangs nicht erfasst werden, da der Versuch vorher abgebrochen werden musste. In beiden Sorten SY Werena-inokuliert und LIKEit wurde ein sehr geringer Feldaufgang nachgewiesen. Wie zuvor am Standort Hohenschulen, wurde lediglich in der chemischen

Kontrolle beider Sorten ein deutlich erhöhter Feldaufgang vergleichend zur unbehandelten Kontrolle festgestellt. In der Sorte SY Werena-inokuliert war in allen nicht-chemischen Varianten ein geringerer Feldaufgang zu beobachten, während dies in der Sorte LIKEit lediglich für die Kombination der Kontrolle und der Mikroorganismen mit der Elektronenbehandlung galt. Die Solobehandlungen der Mikroorganismen zeigten vergleichbare Ergebnisse wie die unbehandelte Kontrolle. Die Ursache für die Wirkung der chemischen Beize auf den Feldaufgang beider Standorte, war auf die Wirkung des Wirkstoffes Thiram gegenüber einem bodenbürtigen Pathogenbefall zurückzuführen. Dieser Befall konnte durch einen Agrarplattentest unter Verwendung der ausgesäten, nicht gekeimten Körner bestätigt werden.

Im Jahr 2019 konnte somit nur für die chemische Saatgutbehandlung ein deutlich erhöhter Feldaufgang und Mehrertrag vergleichend zur unbehandelten Kontrolle festgestellt werden. Die Mikroorganismen wirkten sich hingegen negativ aus. Als Ursache für das schlechte Abschneiden der nicht-chemischen Saatgutbehandlungen im Versuchsjahr 2019, wird unter anderem die kühle Temperatur zur Keimungsphase vermutet. Grundsätzlich liegen in der Kulturart Mais die erforderlichen Minimumtemperaturen für die Keimung bei 10 °C, während die optimale Temperatur bei 28 °C liegt. Für das Wurzelwachstum liegen die jeweiligen Temperaturen bei 13 bzw. 26 °C (Sánchez et al. 2014). Aufgrund eines Kälteeinbruchs im Jahr 2019 nach der Aussaat, lag das Saatgut über zwei Wochen in der Erde, ohne dass die Keimung fortgeschritten war. Erst danach lag die Lufttemperatur wieder konstant über 10 °C, sodass die Bodentemperatur anstieg und die Keimung fortgesetzt wurde. Auch die Bodenmikroorganismen, wie Bakterien und Pilze haben in den meisten Fällen eine optimale Wachstumstemperatur von 25 bis 30 °C. Den Einfluss der Temperaturen auf die mikrobielle Bodengemeinschaft in landwirtschaftlichen Böden untersuchten Pietikäinen et al. (2005) von 0 bis 45 °C getrennt nach Pilz- bzw. Bakteriengemeinschaft. Bei Temperaturen über 30 °C wurde insgesamt eine geringere Wachstumsrate für Pilze und Bakterien festgestellt, während das Wachstum der Pilze stärker zurückging als das der Bakterien. Bei Temperaturen unter 25 °C wurde ebenfalls ein Rückgang der Wachstumsrate festgestellt, jedoch war in diesem Fall der Rückgang bei den Bakterien stärker als bei den Pilzen. Die Wirkung der chemischen Saatgutbehandlung hingegen ist unabhängig von der Temperatur, sodass trotz der kalten Temperaturen im Versuchsjahr 2019 ein Mehrertrag in der chemischen Kontrolle nachgewiesen werden konnte. Für die Wirksamkeit der Mikroorganismen ist jedoch besonders die gute Kolonisierung des Saatgutes eine Voraussetzung (Weller 1988), da eine geringe Besiedelung zu einer verminderten Biokontrollaktivität gegenüber bodenbürtigen Pathogenen führt (Schippers et al. 1987). Viele Mikroorganismen wie beispielsweise *B. subtilis* benötigen jedoch Temperaturen von über 10 °C für eine ausreichende Besiedelung (Kilian et al. 2000). Aufgrund der zum Teil unterhalb dieser kritischen Temperatur liegenden Bodentemperaturen,

kam es im Feldversuch im Jahr 2019 zu einer unzureichenden Besiedelung des Maiskorns und somit zu einem mangelnden Schutz gegenüber bodenbürtigen Pathogenen. Dies führte zu einem sehr geringen Feldaufgang in den nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten. Ein weiterer Grund für eine unzureichende Besiedelung der biologischen Saatgutbehandlungen auf dem Saatgut oder der Rhizosphäre kann auf eine starke Konkurrenz um Nährstoffe mit ansässigen mikrobiellen Populationen zurückzuführen sein (O'Callaghan 2016). Eine erfolgreiche biologische Bekämpfung setzt voraus, dass die Dichte der Biokontrollmikroorganismen unabhängig von den Umweltbedingungen zu einem ausreichenden Niveau, zur richtigen Zeit am richtigen Ort vorhanden ist (Gamalero et al. 2009).

Trotz der Wirksamkeit einiger Mikroorganismen unter kontrollierten Bedingungen im Gewächshaus, konnte dies unter Feldbedingungen nicht bestätigt werden. Um den Einfluss der Temperatur genauer auf die Wirkung der Mikroorganismen zu untersuchen, wurde anschließend ein Versuch im Gewächshaus bei unterschiedlichen Temperaturen durchgeführt, welcher im folgenden Absatz näher erläutert werden.

Einfluss von Temperatur und Bodenwassergehalt auf die Wirkung nicht-chemischer Saatgutbehandlungen gegenüber einem bodenbürtigen Befall

Aufgrund des schlechten Feldaufgangs im Feldversuch 2019 wurde der Einfluss von unterschiedlichen Temperaturen (4, 8, 12 und 16 °C) während der ersten zehn Tage nach der Aussaat und der Einfluss verschiedener Bodenwassergehalte (GWC 0,45 und GWC 0,6) auf die Wirkung der Mikroorganismen *Trichoderma* spp. (JKI-05) und *B. atrophaeus* (ABi05) gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* sowie ohne bodenbürtigen Befall untersucht. Beide Mikroorganismen wurden zuvor in den Feldversuchen auf dessen Wirkung untersucht. Des Weiteren wurden zwei verschiedene Kleber, Kleber A und Kleber Sebi5, in Kombination mit der Variante ABi05 untersucht, um dessen Effekt auf die Wirkung von *B. atrophaeus* festzustellen. Betrachtet man die Versuche ohne bodenbürtigen Befall, so sind in den Versuchen bei 4 und 16 °C in allen Varianten nahezu alle ausgesäten Pflanzen unabhängig des Bodenwassergehaltes aufgelaufen. In der chemischen Kontrolle war dies grundsätzlich in allen Versuchen unabhängig von der Temperatur und des Bodenwassergehaltes zu beobachten. Bei einer Temperatur von 12 °C waren in der unbehandelten Kontrolle bei einem GWC von 0,45 lediglich 88 % aufgelaufen, während es 100 % bei einem GWC von 0,6 waren. Die geringste Anzahl aufgelaufener Pflanzen wurde in der unbehandelten Kontrolle bei 8 °C festgestellt. Bei einem GWC von 0,45 waren nur 42 % und bei einem GWC von 0,6 waren 67 % der Pflanzen aufgelaufen. In den biologischen Saatgutbehandlungsvarianten wurde unabhängig von der Temperatur und des GWC's kein signifikanter Unterschied vergleichend zur unbehandelten Kontrolle nachgewiesen. In allen

Variante konnte beobachtet werden, dass bei dem höheren GWC mehr Pflanzen aufgelaufen waren als bei dem geringeren GWC. Ähnliches konnte für die Trockenmasse festgestellt werden, wo bei den Temperaturen 8, 12 und 16 °C in allen Varianten die Trockenmasse bei einem GWC von 0,6 höher war als bei einem GWC von 0,45. Bei einer Temperatur von 4 °C wirkt sich der Bodenwassergehalt jedoch nicht auf die Trockenmasse aus. In den Varianten wurden die geringsten Trockenmassen bei 8 °C festgestellt, wie zuvor bei der Anzahl aufgelaufener Pflanzen. Des Weiteren wurde bei 4 und 8 °C in allen Varianten der Mikroorganismen unabhängig vom GWC eine reduzierte Trockenmasse festgestellt, lediglich in der Variante ABi05+Kleber A wurde bei 8 °C und einem GWC von 0,6 eine Zunahme um 26 % nachgewiesen. Signifikant waren diese Abweichung jedoch nicht. Bei 12 °C hingegen konnte ausschließlich für die Variante JKI-05 mit einem GWC von 0,6 eine tendenzielle Zunahme der Trockenmasse um 9 % vergleichend zur unbehandelten Kontrolle beobachtet werden, während bei 16 °C die Zunahme in der Variante JKI-05 unabhängig vom GWC war. Mastouri et al. (2010) konnten für einen *Trichoderma harzianum* Stamm einen lindernden Effekt von abiotischem Stress wie Wassermangel, Kälteschock oder osmotischen Stress in Tomaten feststellen. Die Autoren untersuchten den Kälteschock durch abkühlen der Temperatur auf 10 °C ohne den Einfluss des Bodenwassergehaltes. Bei 12 °C konnte in dieser Arbeit ebenfalls für *Trichoderma* spp. bei einer ausreichenden Wasserversorgung ein positiver Effekt nachgewiesen werden. Für *B. atrophaeus* wurde unabhängig des Klebers lediglich bei einem geringen Bodenwassergehalt und einer Temperatur von 16 °C eine positive Tendenz auf die Trockenmasse vergleichend zur unbehandelten Kontrolle beobachtet, während in der chemischen Kontrolle unabhängig der Temperatur und des Bodenwassergehaltes eine Zunahme der Trockenmasse festgestellt werden konnte. Eine Temperatur von 8 °C scheint die Maispflanze somit am stärksten zu beeinflussen bzw. zu stressen. Auch ohne einen Befall im Boden, wurden dort ein deutlicher Rückgang der Keimung und eine Abnahme der Trockenmasse beobachtet, was ausschließlich durch die chemische Beize abgeschwächt werden konnte.

Betrachtet man die Versuche mit einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum*, so wurde grundsätzlich wie zuvor der größte hemmende Effekt bei einer Bodentemperatur von 8 °C auf das Wachstum der Maispflanze festgestellt. Die Anzahl aufgelaufener Pflanzen in der unbehandelten Kontrolle war unabhängig des Bodenwassergehaltes bei 8 °C am geringsten. Darauf folgten die Versuche bei 12 und bei 4 °C. Bei einer Temperatur von 16 °C waren bei einem GWC von 0,45 75 % und bei einem GWC von 0,6 96 % der ausgesäten Pflanzen aufgelaufen. Ist die Wasserversorgung im Boden ausreichend und nähert sich die Bodentemperatur der optimalen Temperatur von 28 °C während der Keimung an (Sánchez et al. 2014), so scheint die Maispflanze gegenüber einem Bodenbefall mit steigender Temperatur aufgrund des schnelleren Wachstums toleranter zu werden. Nur bei 4 °C wurde nach

Erhöhung der Temperatur ein besseres Wachstum der unbehandelten Kontrolle als bei einer Kälteperiode von 8 oder 12 °C beobachtet. Bei 4 °C scheint das Wachstum des Pathogens stärker gehemmt zu sein, als bei 8 °C. Betrachtet man den Wurzelbefall der unbehandelten Kontrolle, so ist dieser bei 12 °C auch doppelt so hoch wie bei 4 °C, was für ein erhöhtes Wachstum des Pathogens bei 12 °C sprechen würde (Clayton 1923; Farrell and Rose 1967). Dies wurde auch für den Erreger *Botrytis cinerea* beobachtet, sowie für dessen Antagonisten *B. amyloliquifaciens* (Ahlem et al. 2012). In den Varianten der Mikroorganismen wurde ausschließlich bei dem Versuch bei 4 °C und einem GWC von 0,6 ein Anstieg der Anzahl aufgelaufener Pflanzen vergleichend zur unbehandelten Kontrolle festgestellt, während in allen anderen Versuchen ausschließlich reduzierende Effekte beobachtet wurden. Da die Mikroorganismen bei 4 °C bei einem GWC von 0,45 einen reduzierenden Effekt auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen bewirken und bei einem GWC von 0,6 einen steigernden Effekt, beeinflusst der Bodenwassergehalt bei sehr geringen Temperaturen scheinbar die Wirkung der Mikroorganismen. Bezüglich der Trockenmasse wurde ausschließlich in der Variante ABi05 in Kombination mit dem Kleber A eine Zunahme der Trockenmasse bei einem GWC von 0,6 beobachtet, während JKI-05 und ABi05+Kleber Sebi5 ähnliche Trockenmassen wie die unbehandelte Kontrolle aufwiesen. Bei einem GWC von 0,45 wurde in allen biologischen Saatgutbehandlungen eine reduzierte Trockenmasse festgestellt. Das der positive Effekt der Mikroorganismen ausschließlich bei 4 °C und einem GWC von 0,6 zu beobachten war, könnte damit zusammenhängen, dass bei einer höheren Temperatur das Wachstum des Pilzes stärker zunimmt als das der untersuchten Mikroorganismen. Die chemische Beizung hingegen wirkt sich unabhängig von der Temperatur und des Bodenwassergehaltes positiv auf die Anzahl aufgelaufener Pflanzen und die Trockenmasse aus. Wie zuvor erwähnt, ist der stärkste hemmende Effekt bei einer Temperatur von 8 °C auf die Maispflanze zu beobachten. Dies deckt sich auch mit den Ergebnissen aus dem Feldversuch 2019. Die Temperatur lag dort während der ersten beiden Wochen nach der Aussaat zwischen 5 und 10 °C und es konnte grundsätzlich eine starke Wachstumshemmung der Maispflanze beobachtet werden. Die Varianten der Mikroorganismen zeigten des Weiteren einen noch stärker hemmenden Effekt auf das Wachstum vergleichend zur unbehandelten Kontrolle. Es müssen weitere Untersuchungen erfolgen, um den genauen Mechanismus des hemmenden Effektes zu verstehen. So kann abschließend nicht geklärt werden, ob dies an einem Konkurrenzeffekt von Mikroorganismen und Pathogen liegt oder womöglich an dem Ausstoßen von toxischen Stoffen der Mikroorganismen, die sich auch schädlich auf die Pflanze auswirken können.

Grundsätzlich beeinflusst die Wahl des Mikroorganismen-Stammes dessen Wirkung erheblich (Hong et al. 2016). Es besteht die Möglichkeit, dass einige Stämme deutlich toleranter gegenüber Veränderungen der Umweltfaktoren sind, als die Stämme, die in dieser Arbeit untersucht wurden. Auch wenn einzelne Stämme unter kontrollierten Bedingungen gegenüber

beispielsweise den samenbürtigen Befall mit *F. verticillioides* oder den bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* eine gute Wirkung zeigen konnten, war dies selten reproduzierbar und auf andere Faktoren wie Kältestress übertragbar. Keine der getesteten nicht-chemischen Saatgutbehandlungen war somit als Alternative zur chemischer Saatgutbeizung geeignet, da für diesen Zweck die Mikroorganismen eine reproduzierbare und von Umweltbedingungen unabhängige Wirkung aufweisen müssten. In Zukunft sollte schon im Gewächshaus neben der Wirkung gegenüber samen- oder bodenbürtiger Pathogene gleichzeitig der Effekt physikalischer Parameter wie pH-Wert und Temperatur auf die Wirkung der Mikroorganismen berücksichtigt werden, um so eine bessere Vorauswahl geeigneter Mikroorganismen für Feldversuche treffen zu können.

6 Zusammenfassung

Der vermehrte Maisanbau deutschland- und weltweit führt zu einem erhöhten Befallsdruck mit phytopathogenen Erregern, die unter anderem Kolben- und Stängelfäulen, Blattkrankheiten oder auch Auflaufkrankheiten an Mais hervorrufen. Üblicherweise werden Auflaufkrankheiten, die vor allem durch samen- oder bodenbürtige Pathogene der pilzlichen Gattungen *Fusarium* und *Rhizoctonia* verursacht werden, mittels chemischer Saatgutbeizungen bekämpft. Diese Strategie gestaltet sich zunehmend problematischer, da zum einen immer weniger chemische Beizen auf dem Markt zugelassen sind und zum anderen im Rahmen des Nationalen Aktionsplans zur nachhaltigen Anwendung von Pflanzenschutzmitteln eine Reduktion der Anwendung chemischer Pflanzenschutzmittel gefordert wird. Aus diesen Gründen wurden im Rahmen dieser Arbeit alternative, nicht-chemische Saatgutbehandlungen gegenüber samen- und bodenbürtigen Krankheitserregern (*Fusarium* spp., *R. solani*) getestet, zu denen die physikalische Saatgutdesinfektion mit niederenergetischen Elektronen und die biologische Saatgutbehandlung mit Mikroorganismen zählen, die sowohl als Solobehandlung als auch als Kombinationsbehandlung eingesetzt wurden.

Gegenüber einem samenbürtigen Befall mit *F. verticillioides* ist insbesondere die physikalische Saatgutdesinfektion mit Elektronen geeignet, um den Saatgutbefall vor der Aussaat zu vermindern. Der Befall des Saatkorns konnte fast vollständig reduziert werden, während die Keimfähigkeit nicht beeinträchtigt wurde. Unter kontrollierten Bedingungen im Gewächshaus und im sterilen Bodensubstrat wurde aufgrund des reduzierten Befalls ein Anstieg der Wuchshöhe und eine Zunahme der Trockenmasse beobachtet, was jedoch unter Feldbedingungen nicht nachgewiesen werden konnte.

Durch die biologischen Saatgutbehandlungen mit Mikroorganismen verschiedener Stämme von *B. amyloliquefaciens*, *B. atrophaeus*, *B. subtilis*, *B. siamensis*, *P. polymyxa* und *Trichoderma* spp. in Soloanwendung, konnte ebenfalls unter kontrollierten Bedingungen gegenüber einem samenbürtigen Befall mit *F. verticillioides* ein Anstieg der Wuchshöhe und eine Zunahme der Trockenmasse beobachtet werden, während im Gegensatz dazu ohne samen- bzw. bodenbürtigen Befall reduzierende Effekte auf die Wuchshöhe und Trockenmasse festgestellt wurden. Gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* zeigten insbesondere *Trichoderma* spp., aber auch zwei Stämme von *B. amyloliquefaciens* und zwei Stämme von *B. subtilis* bei einem starken Befall einen positiven Effekt auf die Trockenmasse bzw. einen reduzierenden Effekt auf den Wurzelbefall. Dieser Effekt konnte gegenüber einem geringen Befall nicht beobachtet werden. Im Vergleich dazu wurde gegenüber einem bodenbürtigen Befall mit *R. solani* lediglich für *Trichoderma* spp. ein positiver Effekt auf die Trockenmasse nachgewiesen, während jedoch kein reduzierender Effekt auf den Wurzelbefall mit *R. solani* festgestellt wurde. Eine vorherige Saatgutdesinfektion mit

niederenergetischen Elektronen beeinflusste nur in Einzelfällen die Wirkung der Mikroorganismen und konnte bei Wiederholung des Versuchs nicht bestätigt werden.

In einem zweijährigen Feldversuch konnte kein positiver Effekt der Mikroorganismen beobachtet werden, weder als Soloanwendung noch in Kombination mit der Elektronenbehandlung. Unter warmen und trockenen, nicht befallsfördernden Witterungsbedingungen zum Zeitpunkt der Keimung des Versuchsjahres 2018 beeinflussten die nicht-chemischen Saatgutbehandlungen als auch die chemische Saatgutbeizung vergleichend zur unbehandelten Kontrolle den Feldaufgang nicht und führten zu keinem Mehrertrag. Hingegen konnte unter den kühleren Witterungsbedingungen (5 bis 10 °C) während der Keimungsphase des Jahres 2019, ein deutlicher Mehrertrag in der chemischen Saatgutbehandlungsvariante gegenüber der unbehandelten Kontrolle festgestellt werden, wohingegen aber deutlich reduzierte Erträge (-64 %) und ein reduzierter Feldaufgang in den nicht-chemischen Saatgutbehandlungsvarianten vergleichend zur unbehandelten Kontrolle nachgewiesen wurden. Ein daraufhin angelegter Temperaturversuch zeigte, dass bei 8 °C während der Keimung der hemmende Effekt auf die Maispflanze am stärksten war und die Mikroorganismen diesen bei einem geringen Bodenwassergehalt ohne bodenbürtigen Befall verstärkten. Bei einem bodenbürtigen Befall mit *F. culmorum* ist dieser Effekt unabhängig vom Bodenwassergehalt zu beobachten.

Es konnte in dieser Arbeit das Potential einiger Mikroorganismen bzw. der Elektronenbehandlung bezüglich einer Befallsreduktion samen- und bodenbürtiger Pathogene und Trockenmassesteigerung unter kontrollierten Bedingungen gezeigt werden, jedoch ließ sich dieser Effekt nicht unter Feldbedingungen bestätigen. Nach derzeitigem Stand stellen die in dieser Arbeit getesteten nicht-chemischen Saatgutbehandlungen mit niederenergetischen Elektronen und Mikroorganismen keine Alternative zur chemischen Saatgutbeizung in der Kulturart Mais dar. Es müssen daher in zukünftigen Studien Wechselwirkungen zwischen potentiellen Mikroorganismen und weiteren Einflussfaktoren wie beispielsweise Temperatur und pH-Wert des Bodens berücksichtigt werden, um so ein wirksames Verfahren unter Feldbedingungen zu gewährleisten.

7 Summary

The increased cultivation of maize in Germany and around the world has led to an increased pressure of infestation with phytopathogenic pathogens, which among other things can cause cob and stem rot, leaf diseases and emergence diseases in maize. Emergence diseases, which are mainly caused by seed- or soil-borne pathogens of the fungal genus *Fusarium* and *Rhizoctonia*, are usually managed by chemical seed treatments. This strategy is becoming more problematic because fewer chemical agents are permitted on the market and as part of the National Action Plan for the sustainable use of plant protection products, a reduction in the use of chemical plant protection products is required. For these reasons, alternative, non-chemical seed treatments against seed- and soil-borne pathogens (*Fusarium* spp., *R. solani*) were tested within the scope of this work, which include physical seed disinfection with low-energy electrons and biological seed treatment with microorganisms that were both individually tested and tested as a combination treatment.

Compared to a seed-borne infestation with *F. verticillioides*, physical seed disinfection with electrons is particularly suitable to reduce the seed infestation before sowing. The infestation of the seed could be reduced almost completely, while the germination capacity was not impaired. Under controlled conditions in the greenhouse and in the sterile soil substrate, an increase in growth height and an increase in dry matter was observed due to the reduced infestation, but this could not be observed under field conditions.

The biological seed treatments based on microorganisms from different strains of *B. amyloliquefaciens*, *B. atrophaeus*, *B. subtilis*, *B. siamensis*, *P. polymyxa* and *Trichoderma* spp. In a solo application, an increase in growth height and an increase in dry matter weight could be observed under controlled conditions compared to a seed-borne infestation with *F. verticillioides*. However in contrast, without seed-borne or soil-borne infestation, reduced effects on growth height and dry matter were found as compared to a soil-borne infestation with *F. culmorum*, *Trichoderma* spp. in particular. However also two strains of *B. amyloliquefaciens* and two strains of *B. subtilis*, showed a positive effect on the dry matter weight or a reduced effect on the root infestation. This effect could not be observed compared to a low infestation. In comparison to a soil-borne infestation with *R. solani*, only with *Trichoderma* spp. was a reproducible positive effect on dry matter observed, while no reducing effect on root infestation was found with *R. solani*. A previous seed disinfection with low-energy electrons only influenced the effect of the microorganisms in individual cases and could not be confirmed when the experiment was repeated.

In a two-year field test, no positive effects of the microorganisms could be observed, neither as a solo application nor in combination with the electron treatment. In 2018, warm and dry

conditions did not promote infestation at germination and the non-chemical seed treatment and the chemical seed treatments did not influence field emergence or yield as compared to the non-treated control. In 2019, cooler weather conditions at germination (5 ° C to 10 ° C) resulted in an increase in yield with the chemically treated seed as compared to the non-treated control. However, with the non-treated seed, reduced yield of up to 64% were observed compared to the non-treated control. A temperature test was carried out to show that the inhibiting effect on the maize plant was strongest at 8 °C during germination and that the microorganisms were intensify this with a low soil water content without any soil-borne infestation. In the case of soil-borne infestation with *F. culmorum*, this effect can be observed regardless of the soil water content.

In this work, the potential to reduce the infestation and increase the dry matter content of some microorganisms or electron treatment could be shown under controlled conditions, but this effect could not be repeated under field conditions. According to the current status, the non-chemical seed treatments with low-energy electrons and microorganisms tested in this thesis are not an alternative to chemical seed treatments in maize. Additionally, future work investigating the interactions between potential microorganisms and other factors such as temperature and pH of the soil should be tested in order to validate the effectiveness under field conditions.

8 Literaturverzeichnis

- Abbas, A.; Jiang, D.; Fu, Y. (2017): *Trichoderma* spp. as Antagonist of *Rhizoctonia solani*. *J Plant Pathol Microbiol* 08 (03). DOI: 10.4172/2157-7471.1000402.
- Abbas, H. K.; Shier, W. T.; Seo, J. A.; Lee, Y. W.; Musser, S. M. (1998): Phytotoxicity and cytotoxicity of the fumonisin C and P series of mycotoxins from *Fusarium* spp. fungi. *Toxicon* 36 (12), S. 2033–2037. DOI: 10.1016/S0041-0101(98)00115-9.
- ABiTEP GmbH (2015): Sicherheitsdatenblatt. RhizoVital® 42. Online verfügbar unter https://www.belchim-agro.de/pdf/MSDS/RhizoVital_MSDS.pdf, zuletzt geprüft am 17.06.2020.
- Ahemad, M.; Kibret, M. (2014): Mechanisms and applications of plant growth promoting rhizobacteria. *Journal of King Saud University - Science* 26 (1), S. 1–20. DOI: 10.1016/j.jksus.2013.05.001.
- Ahlem, H.; Mohammed, E.; BAdoc, A.; Ahmed, L. (2012): Effect of pH, temperature and water activity on the inhibition of *Botrytis cinerea* by *Bacillus amyloliquefaciens* isolates. *Afr. J. Biotechnol.* 11 (9). DOI: 10.5897/AJB11.645.
- Ahmad, P.; Jaleel, C.A.; Azooz, M.M.; Nabi, G. (2009): Generation of ROS and Non-Enzymatic Antioxidants During Abiotic Stress in Plants. *Bot. Res. Int.* (2), S. 11–20.
- Ahmed, M. (2001): Disinfestation of stored grains, pulses, dried fruits and nuts, and other dried foods. In: Ricardo A. Molins (Hg.): Food irradiation. Principles and applications. New York, NY: Wiley, S. 77–112.
- Alabouvette, C.; Olivain, C.; Steinberg, C. (2006): Biological Control of Plant Diseases. *Eur J Plant Pathol* 114 (3), S. 329–341. DOI: 10.1007/s10658-005-0233-0.
- Aleti, G.; Lehner, S.; Bacher, M.; Compant, S.; Nikolic, B.; Plesko, M. et al. (2016): Surfactin variants mediate species-specific biofilm formation and root colonization in *Bacillus*. *Environmental microbiology* 18 (8), S. 2634–2645. DOI: 10.1111/1462-2920.13405.
- Amein, T.; Wright, S. A. I.; Wikström, M.; Koch, E.; Schmitt, A.; Stephan, D. et al. (2011): Evaluation of non-chemical seed treatment methods for control of *Alternaria brassicicola* on cabbage seeds. *J Plant Dis Prot* 118 (6), S. 214–221. DOI: 10.1007/BF03356406.
- Anderson, N. A. (1982): The genetics and pathology of *Rhizoctonia solani*. *Annual Review of Phytopathology* (20), S. 329–347.
- Anees, M.; Edel-Hermann, V.; Steinberg, C. (2010): Build up of patches caused by *Rhizoctonia solani*. *Soil Biology and Biochemistry* 42 (10), S. 1661–1672. DOI: 10.1016/j.soilbio.2010.05.013.
- Ashraf, M. (2009): Biotechnological approach of improving plant salt tolerance using antioxidants as markers. *Biotechnology advances* 27 (1), S. 84–93. DOI: 10.1016/j.biotechadv.2008.09.003.
- Bacon, C. W.; Glenn, A. E.; Yates, I. E. (2008): *FUSARIUM VERTICILLIOIDES*. *Toxin Reviews* 27 (3-4), S. 411–446. DOI: 10.1080/15569540802497889.
- Bacon, C. W.; Yates, I. E.; Hinton, D. M.; Meredith, F. (2001): Biological control of *Fusarium moniliforme* in maize. *Environmental health perspectives* 109 Suppl 2, S. 325–332. DOI: 10.1289/ehp.01109s2325.
- Bailey, K. L.; Boyetchko, S. M.; Längle, T. (2010): Social and economic drivers shaping the future of biological control. *Biological Control* 52 (3), S. 221–229. DOI: 10.1016/j.biocontrol.2009.05.003.

- Baker, K.F. (1970): Types of *Rhizoctonia* diseases and their occurrence. In: J.R. Jr. Parmeter (Hg.): *Rhizoctonia solani*, biology and pathology. Berkley: University of California Press, S. 125–148.
- Barnett, S.; Zhao, S.; Ballard, R.; Franco, C. (2017): Selection of microbes for control of *Rhizoctonia* root rot on wheat using a high throughput pathosystem. *Biological Control* 113, S. 45–57. DOI: 10.1016/j.biocontrol.2017.07.003.
- Barnett, S. J.; Roget, D. K.; Ryder, M. H. (2006): Suppression of *Rhizoctonia solani* AG-8 induced disease on wheat by the interaction between *Pantoea*, *Exiguobacterium*, and *Microbacteria*. *Soil Res.* 44 (4), S. 331. DOI: 10.1071/SR05113.
- Bartels, G.; Rodemann, B. (2003): Strategien zur Vermeidung von Mykotoxinen im Getreide. *Gesunde Pflanzen* 55 (5), S. 125–135. DOI: 10.1046/j.1439-0345.2003.03020.x.
- Bateman, D. F.; Basham, H. G. (1976): Degradation of Plant Cell Walls and Membranes by Microbial Enzymes. In: R. Heitefuss und P. H. Williams (Hg.): *Physiological Plant Pathology*. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, S. 316–355.
- Benitez, T.; Rincón, A.M.; Limón, M.C.; Codón, A.C. (2004): Biocontrol mechanisms of *Trichoderma* strains. *International Microbiology* (7), S. 249–260.
- Berg, G. (2009): Plant-microbe interactions promoting plant growth and health. *Appl Microbiol Biotechnol* 84 (1), S. 11–18. DOI: 10.1007/s00253-009-2092-7.
- Bernhoft, A.; Torp, M.; Clasen, P.-E.; Løes, A.-K.; Kristoffersen, A. B. (2012): Influence of agronomic and climatic factors on *Fusarium* infestation and mycotoxin contamination of cereals in Norway. *Food Additives & Contaminants: Part A* 29 (7), S. 1129–1140. DOI: 10.1080/19440049.2012.672476.
- Bertagnolli, B. L.; Dal Soglio, F. K.; Sinclair, J. B. (1996): Extracellular enzyme profiles of the fungal pathogen *Rhizoctonia solani* isolate 2B-12 and of two antagonists, *Bacillus megaterium* strain B153-2-2 and *Trichoderma harzianum* isolate Th008. I. Possible correlations with inhibition of growth and biocontrol. *Physiological and Molecular Plant Pathology* 48 (3), S. 145–160. DOI: 10.1006/pmpp.1996.0013.
- Berthiller, F.; Crews, C.; Dall'Asta, C.; Saeger, S. D.; Haesaert, G.; Karlovsky, P. et al. (2013): Masked mycotoxins. *Mol. Nutr. Food Res.* 57 (1), S. 165–186. DOI: 10.1002/mnfr.201100764.
- Birr, T. (2013): Überregionales Monitoring zur Epidemie- und Schadensdynamik von *Fusarium*serregern sowie Strategien zur Befalls- und Risikominimierung der Mykotoxinbelastung in der Weizen- und Maiskultur Schleswig-Holsteins (2008 – 2012). Christian-Albrechts-Universität zu Kiel, Kiel. Institut für Phytopathologie. Online verfügbar unter <http://nbn-resolving.de/urn:nbn:de:gbv:8-diss-135260>.
- Blandino, M.; Pilati, A.; Reyneri, A.; Scudellari, D. (2010): Effect of maize crop residue density on *Fusarium* head blight and on deoxynivalenol contamination of common wheat grains. *Cereal Research Communications* 38 (4), S. 550–559. DOI: 10.1556/CRC.38.2010.4.12.
- Blandino, M.; Reyneri, A.; Vanara, F. (2008): Effect of plant density on toxigenic fungal infection and mycotoxin contamination of maize kernels. *Field Crops Research* 106 (3), S. 234–241. DOI: 10.1016/j.fcr.2007.12.004.
- Bolton, M. D.; Panella, L.; Campbell, L.; Khan, M. F. R. (2010): Temperature, moisture, and fungicide effects in managing *Rhizoctonia* root and crown rot of sugar beet. *Phytopathology* 100 (7), S. 689–697. DOI: 10.1094/PHYTO-100-7-0689.
- Börner, Horst (2009): Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz. Unter Mitarbeit von Klaus Schlüter und Jens Aumann. 8., neu bearb. und aktualisierte Aufl. Berlin, Heidelberg: Springer (Springer-Lehrbuch). Online verfügbar unter <http://www.springerlink.com/content/v32438>.

- Borriss, R. (2011): Use of plant-associated *Bacillus* strains as biofertilizers and biocontrol agents in agriculture. In: Dinesh K. Maheshwari (Hg.): *Bacteria in Agrobiolgy. Plant Growth Responses*. Berlin, Heidelberg: Springer-Verlag Berlin Heidelberg, S. 41–76.
- Borriss, R. (2015): *Bacillus*, a plant beneficial bacterium. In: Ben Lugtenberg (Hg.): *Principles of plant-microbe interactions. Microbes for sustainable agriculture*. Cham: Springer (Life sciences), S. 379–391.
- Bortiri, E.; Hake, S. (2007): Flowering and determinacy in maize. *Journal of Experimental Botany* 58 (5), S. 909–916. DOI: 10.1093/jxb/erm015.
- Bottalico, A. (1998): *Fusarium* diseases of cereals: species complex and related mycotoxin profiles. *Eur J Plant Pathol* (80), S. 85–103.
- Bottalico, A.; Perrone, G. (2002): Toxigenic *Fusarium* species and mycotoxins associated with head blight in small-grain cereals in Europe. In: A. Logrieco, John A. Bailey und B. M. Cooke (Hg.): *Mycotoxins in plant disease. Under the aegis of COST Action 835 "Agriculturally important toxigenic fungi 1998-2003," EU project (QLK 1-CT-1998-01380), and ISPP "Fusarium Committee"*. Dordrecht: Springer-Science+Business Media (European journal of plant pathology, volume 108, number 7 (Special issue)), S. 611–624.
- Bottalico, A.; Visconti, A.; Logrieco, A.; Solfrizzo, M.; Mirocha, C.J. (1985): Occurrence of zearalenols (dioastomeric mixture) in corn stalk rot and their production by associated *Fusarium* species. *Appl. Environ. Microbiol.* (49), S. 547–551.
- Brady, C.; Cleenwerck, I.; Venter, S.; Coutinho, T.; Vos, P. de (2013): Taxonomic evaluation of the genus *Enterobacter* based on multilocus sequence analysis (MLSA). *Systematic and applied microbiology* 36 (5), S. 309–319. DOI: 10.1016/j.syapm.2013.03.005.
- Brennan, J. M.; Fagan, B.; van Maanen, A.; Cooke, B. M.; Doohan, F. M. (2003): Studies on in vitro Growth and Pathogenicity of European *Fusarium* Fungi. *Eur J Plant Pathol* 109 (6), S. 577–587. DOI: 10.1023/A:1024712415326.
- Bretz, Frank; Hothorn, Torsten; Westfall, Peter H. (2011): *Multiple comparisons using R*. Boca Raton, Fla.: Chapman & Hall/CRC Press.
- Broadbent, P.; Baker, K. F.; Waterworth, Y. (1971): Bacteria and Actinomycetes Antagonistic to Fungal Root Pathogens in Australian Soils. *Aust. Jnl. Of Bio. Sci.* 24 (4), S. 925. DOI: 10.1071/BI9710925.
- Broders, K. D.; Lipps, P. E.; Paul, P. A.; Dorrance, A. E. (2007): Evaluation of *Fusarium graminearum* Associated with Corn and Soybean Seed and Seedling Disease in Ohio. *Plant Disease* 91 (9), S. 1155–1160. DOI: 10.1094/PDIS-91-9-1155.
- Buddemeyer, J.; Pfähler, B.; Petersen, J.; Märlander, B. (2004): Genetic variation in susceptibility of maize to *Rhizoctonia solatii* (AG 2-IIIB) - symptoms and damage under field conditions in Germany. *Journal of Plant Diseases and Protection* 111 (6), S. 521–533.
- Buerstmayr, H.; Ban, T.; Anderson, J. A. (2009): QTL mapping and marker-assisted selection for *Fusarium* head blight resistance in wheat. *Plant Breeding* 128 (1), S. 1–26. DOI: 10.1111/j.1439-0523.2008.01550.x.
- Bulgarelli, D.; Rott, M.; Schlaeppi, K.; van Loren Themaat, E. ver; Ahmadinejad, N.; Assenza, F. et al. (2012): Revealing structure and assembly cues for *Arabidopsis* root-inhabiting bacterial microbiota. *Nature* 488 (7409), S. 91–95. DOI: 10.1038/nature11336.
- Bundessortenamt (2019): Beschreibende Sortenliste. Getreide, Mais, Öl- und Faserpflanzen, Leguminosen, Rüben, Zwischenfrüchte 2019. Hg. v. Bundessortenamt. Online verfügbar unter

- https://www.bundessortenamt.de/bsa/media/Files/BSL/bsl_getreide_2019.pdf, zuletzt geprüft am 26.06.2020.
- Butler, E. E.; Bracker, C. (1970): Morphology and cytology of *Rhizoctonia solani*. In: J.R. Jr. Parmeter (Hg.): *Rhizoctonia solani*, biology and pathology. Berkley: University of California Press, S. 32–51.
- Butt, T. M.; Jackson, C.; Magan, N. (2001): 14. Fungal biological control agents – Appraisal and recommendations.
- BVL (2009): PSM-Zulassungsbericht. TMTD 98% Satec. Hg. v. Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit. Online verfügbar unter https://www.bvl.bund.de/SharedDocs/Downloads/04_Pflanzenschutzmittel/01_zulassungsberichte/043798-00-00.pdf?__blob=publicationFile&v=3, zuletzt geprüft am 25.06.2020.
- BVL (2012): PSM-Zulassungsbericht. Bioten. Hg. v. Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit. Online verfügbar unter https://www.bvl.bund.de/SharedDocs/Downloads/04_Pflanzenschutzmittel/01_zulassungsberichte/007137-00-00.pdf?__blob=publicationFile&v=3, zuletzt aktualisiert am 27.11.2014, zuletzt geprüft am 16.06.2020.
- BVL (2020a): Beendete Zulassungen von Pflanzenschutzmitteln. Hg. v. Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit. Online verfügbar unter https://www.bvl.bund.de/SharedDocs/Downloads/04_Pflanzenschutzmittel/Beendete_PSM.html?nn=11031326, zuletzt geprüft am 25.06.2020.
- BVL (2020b): Online-Datenbank Pflanzenschutzmittel. Hg. v. Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit. Online verfügbar unter https://www.bvl.bund.de/DE/Arbeitsbereiche/04_Pflanzenschutzmittel/01_Aufgaben/02_ZulassungPSM/01_ZugelPSM/01_OnlineDatenbank/psm_onlineDB_node.html, zuletzt geprüft am 24.06.2020.
- Carling, D. E.; Baird, R. E.; Gitaitis, R. D.; Brainard, K. A.; Kuninaga, S. (2002): Characterization of AG-13, a Newly Reported Anastomosis Group of *Rhizoctonia solani*. *Phytopathology* 92 (8), S. 893–899. DOI: 10.1094/PHYTO.2002.92.8.893.
- Carling, D. E.; Pope, E. J.; Brainard, K. A.; Carter, D. A. (1999): Characterization of Mycorrhizal Isolates of *Rhizoctonia solani* from an Orchid, Including AG-12, a New Anastomosis Group. *Phytopathology* 89 (10), S. 942–946. DOI: 10.1094/PHYTO.1999.89.10.942.
- Carling, D.E. (1996): Grouping in *Rhizoctonia Solani* by Hyphal Anastomosis Reaction. In: Baruch Sneh, Suha Jabaji-Hare, Stephen Neate und G. Dijst (Hg.): *Rhizoctonia Species: Taxonomy, Molecular Biology, Ecology, Pathology and Disease Control*. Dordrecht: Springer Netherlands, S. 37–47.
- Castejón-Muñoz, M.; Oyarzun, P. J. (1995): Soil receptivity to *Fusarium solani* f. sp. *lisi* and biological control of root rot of pea. *Eur J Plant Pathol* 101 (1), S. 35–49. DOI: 10.1007/BF01876092.
- Cavaglieri, L.; Orlando, J.; Rodríguez, M. I.; Chulze, S.; Etcheverry, M. (2005): Biocontrol of *Bacillus subtilis* against *Fusarium verticillioides* in vitro and at the maize root level. *Research in microbiology* 156 (5-6), S. 748–754. DOI: 10.1016/j.resmic.2005.03.001.
- Cawoy, H.; Debois, D.; Franzil, L.; Pauw, E. de; Thonart, P.; Ongena, M. (2015): Lipopeptides as main ingredients for inhibition of fungal phytopathogens by *Bacillus subtilis/amyloliquefaciens*. *Microbial biotechnology* 8 (2), S. 281–295. DOI: 10.1111/1751-7915.12238.

- Charan, A.R.; Reddy, V.P.; Reddy, P.N.; Reddy, S.S. (2011): Assessment of genetic diversity in *Pseudomonas fluorescens* using PCR-based methods. *Biorem. Biodiv. Bioavail* (5), S. 10–16.
- Chávez-Ramírez, B.; Kerber-Díaz, J. C.; Acotzi-Conde, M. C.; Ibarra, J. A.; Vásquez-Murrieta, M.-S.; Estrada-de Los Santos, P. (2020): Inhibition of *Rhizoctonia solani* RhCh-14 and *Pythium ultimum* PyFr-14 by *Paenibacillus polymyxa* NMA1017 and *Burkholderia cenocepacia* CACua-24. *Microbiological Research* 230, S. 126347. DOI: 10.1016/j.micres.2019.126347.
- Chen, X. H.; Koumoutsis, A.; Scholz, R.; Eisenreich, A.; Schneider, K.; Heinemeyer, I. et al. (2007): Comparative analysis of the complete genome sequence of the plant growth-promoting bacterium *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42. *Nature biotechnology* 25 (9), S. 1007–1014. DOI: 10.1038/nbt1325.
- Chowdhury, S. P.; Dietel, K.; Rändler, M.; Schmid, M.; Junge, H.; Borriss, R. et al. (2013): Effects of *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 on lettuce growth and health under pathogen pressure and its impact on the rhizosphere bacterial community. *PLoS one* 8 (7), e68818. DOI: 10.1371/journal.pone.0068818.
- Chowdhury, S. P.; Hartmann, A.; Gao, X.; Borriss, R. (2015a): Biocontrol mechanism by root-associated *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 - a review. *Frontiers in microbiology* 6, S. 780. DOI: 10.3389/fmicb.2015.00780.
- Chowdhury, S. P.; Uhl, J.; Grosch, R.; Alquéres, S.; Pittroff, S.; Dietel, K. et al. (2015b): Cyclic Lipopeptides of *Bacillus amyloliquefaciens* subsp. plantarum Colonizing the Lettuce Rhizosphere Enhance Plant Defense Responses Toward the Bottom Rot Pathogen *Rhizoctonia solani*. *Molecular plant-microbe interactions : MPMI* 28 (9), S. 984–995. DOI: 10.1094/MPMI-03-15-0066-R.
- Cipriano, M. A. P.; Lupatini, M.; Lopes-Santos, L.; da Silva, M. J.; Roesch, L. F. W.; Destéfano, S. A. L. et al. (2016): Lettuce and rhizosphere microbiome responses to growth promoting *Pseudomonas* species under field conditions. *FEMS microbiology ecology* 92 (12). DOI: 10.1093/femsec/fiw197.
- Clayton, E. E. (1923): The Relation of Temperature to the *Fusarium* Wilt of the Tomato. *American Journal of Botany* 10 (2), S. 71. DOI: 10.2307/2435575.
- Cline, G.R.; Powell, P.E.; Szaniszió, P.J.; Reid, C.P.P. (1983): Comparison of the abilities of hydroxamic and other organic acids to chelate iron and other ions in soils. *Soil Science* (137), S. 145–157.
- Compant, S.; Clément, C.; Sessitsch, A. (2010): Plant growth-promoting bacteria in the rhizo- and endosphere of plants. *Soil Biology and Biochemistry* 42 (5), S. 669–678. DOI: 10.1016/j.soilbio.2009.11.024.
- Coninck, E.; Scaufflaire, J.; Gollier, M.; Liénard, C.; Foucart, G.; Manssens, G. et al. (2020): *Trichoderma atroviride* as a promising biocontrol agent in seed coating for reducing *Fusarium* damping-off on maize. *Journal of applied microbiology* 129 (3), S. 637–651. DOI: 10.1111/jam.14641.
- Cook, R. J.; Schillinger, W. F.; Christensen, N. W. (2002): *Rhizoctonia* root rot and take-all of wheat in diverse direct-seed spring cropping systems. *Canadian Journal of Plant Pathology* 24 (3), S. 349–358. DOI: 10.1080/07060660209507020.
- Correa, O. S.; Montecchia, M. S.; Berti, M. F.; Fernández Ferrari, M. C.; Pucheu, N. L.; Kerber, N. L.; García, A. F. (2009): *Bacillus amyloliquefaciens* BNM122, a potential microbial biocontrol agent applied on soybean seeds, causes a minor impact on rhizosphere and soil microbial communities. *Applied Soil Ecology* 41 (2), S. 185–194. DOI: 10.1016/j.apsoil.2008.10.007.

- Cotten, T. K.; Munkvold, G. P. (1998): Survival of *Fusarium moniliforme*, *F. proliferatum*, and *F. subglutinans* in Maize Stalk Residue. *Phytopathology* 88 (6), S. 550–555. DOI: 10.1094/PHYTO.1998.88.6.550.
- Crane, J. M.; Gibson, D. M.; Vaughan, R. H.; Bergstrom, G. C. (2013): Iturin levels on wheat spikes linked to biological control of *Fusarium* head blight by *Bacillus amyloliquefaciens*. *Phytopathology* 103 (2), S. 146–155. DOI: 10.1094/PHYTO-07-12-0154-R.
- Cubeta, M. A.; Vilgalys, R. (1997): Population Biology of the *Rhizoctonia solani* Complex. *Phytopathology* 87 (4), S. 480–484. DOI: 10.1094/PHYTO.1997.87.4.480.
- Cutrubinis, M.; Delincée, H.; Stahl, M.; Röder, O.; Schaller, H. J. (2005): Preliminary results on detection of maize treated with electrons for seed dressing and according decontamination and infestation. *Gesunde Pflanzen* 57 (5), S. 129–136. DOI: 10.1007/s10343-005-0074-y.
- Deacon, J.W. (1980): Introduction to Modern Mycology. 2nd. Oxford: Blackwell Scientific.
- Desjardins, A. E. (2003): *Gibberella* from A (*venaceae*) to Z (*ae*). *Annu. Rev. Phytopathol.* 41, S. 177–198. DOI: 10.1146/annurev.phyto.41.011703.115501.
- Desjardins, A. E.; Plattner, R. D.; Lu, M.; Claflin, L. E. (1998): Distribution of Fumonisin in Maize Ears Infected with Strains of *Fusarium moniliforme* that Differ in Fumonisin Production. *Plant Disease* 82 (8), S. 953–958. DOI: 10.1094/PDIS.1998.82.8.953.
- Desjardins, Anne E. (2006): *Fusarium* mycotoxins. Chemistry, genetics and biology. St. Paul: APS Press.
- Deutsche Saatveredelung (2020a): LIKEit. neusta webservices GmbH - www.neusta-webservices.de. Online verfügbar unter <https://www.dsv-saaten.de/mais/sorten/likeit.html>, zuletzt geprüft am 11.05.2020.
- Deutsche Saatveredelung (2020b): MATTHEW. neusta webservices GmbH - www.neusta-webservices.de. Online verfügbar unter <https://www.dsv-saaten.de/mais/sorten/matthew.html>, zuletzt geprüft am 11.05.2020.
- Dicko, A. H.; Verma, R.K. (2014): Effect of growth promoting microbes on initial growth of maize. *Indian Journal of Tropical Biodiversity* 22 (1), S. 64–69.
- DMK (2020): Maisanbaufläche in deutschland 2005 bis 2020. Online verfügbar unter <https://www.maiskomitee.de/fakten.aspx/statistik/deutschland>, zuletzt aktualisiert am Juli.2020, zuletzt geprüft am 02.11.2020.
- Dodd, J.; White, D. (1999): Seed rot, seedling blight, and damping-off. In: DG White (Hg.): Compendium of corn diseases. Saint Paul: The American Phytopathological Society, S. 10–11.
- Dodman, R.L.; Flentje, N.T. (1970): mechanism and physiology of plant penetration by *Rhizoctonia solani*. In: J.R. Jr. Parmeter (Hg.): *Rhizoctonia solani*, biology and pathology. Berkley: University of California Press, S. 149–160.
- Doohan, F.M.; Brennan, J.; Cooke, B.M. (2003): Influence of climatic factors on *Fusarium* species pathogenic to cereals. *European Journal of Plant Pathology* (109), S. 755–768.
- Doornbos, R. F.; van Loon, L. C.; Bakker, P. A. H. M. (2012): Impact of root exudates and plant defense signaling on bacterial communities in the rhizosphere. A review. *Agron. Sustain. Dev.* 32 (1), S. 227–243. DOI: 10.1007/s13593-011-0028-y.
- Dorrance, A. E.; Kleinhenz, M. D.; McClure, S. A.; Tuttle, N. T. (2003): Temperature, Moisture, and Seed Treatment Effects on *Rhizoctonia solani* Root Rot of Soybean. *Plant Disease* 87 (5), S. 533–538. DOI: 10.1094/PDIS.2003.87.5.533.

- Druzhinina, I. S.; Seidl-Seiboth, V.; Herrera-Estrella, A.; Horwitz, B. A.; Kenerley, C. M.; Monte, E. et al. (2011): *Trichoderma*. *Nature reviews. Microbiology* 9 (10), S. 749–759. DOI: 10.1038/nrmicro2637.
- Dua, S.; S. Sindhu, S. (2012): Effectiveness of Rhizosphere Bacteria for Control of Root Rot Disease and Improving Plant Growth of Wheat (*Triticum aestivum* L). *MICROBIOLOGY* 2 (2), S. 26–35. DOI: 10.5923/j.microbiology.20120202.05.
- Dubey, S. C.; Bhavani, R.; Singh, B. (2011): Integration of soil application and seed treatment formulations of *Trichoderma* species for management of wet root rot of mungbean caused by *Rhizoctonia solani*. *Pest Management Science* 67 (9), S. 1163–1168. DOI: 10.1002/ps.2168.
- Duffy, B. K.; Defago, G. (2000): Controlling Instability in *gacS-gacA* Regulatory Genes during Inoculant Production of *Pseudomonas fluorescens* Biocontrol Strains. *Appl. Environ. Microbiol.* 66 (8), S. 3142–3150. DOI: 10.1128/AEM.66.8.3142-3150.2000.
- Duncan, K. E.; Howard, R. J. (2010): Biology of Maize Kernel Infection by *Fusarium verticillioides*. *Molecular plant-microbe interactions : MPMI* 23 (1), S. 6–16. DOI: 10.1094/MPMI-23-1-0006.
- Dunlap, C. A.; Schisler, D. A.; Price, N. P.; Vaughn, S. F. (2011): Cyclic lipopeptide profile of three *Bacillus subtilis* strains; antagonists of *Fusarium* head blight. *Journal of microbiology (Seoul, Korea)* 49 (4), S. 603–609. DOI: 10.1007/s12275-011-1044-y.
- Dutta, S.; Podile, A. R. (2010): Plant growth promoting rhizobacteria (PGPR). *Critical reviews in microbiology* 36 (3), S. 232–244. DOI: 10.3109/10408411003766806.
- Egamberdiyeva, D. (2007): The effect of plant growth promoting bacteria on growth and nutrient uptake of maize in two different soils. *Applied Soil Ecology* 36 (2-3), S. 184–189. DOI: 10.1016/j.apsoil.2007.02.005.
- Elad, Y. (1996): Mechanisms involved in the biological control of *Botrytis cinerea* incited diseases. *Eur J Plant Pathol* 102 (8), S. 719–732. DOI: 10.1007/BF01877146.
- Elsharif, M.; Grossmann, F. (1994): Comparative investigations on the antagonistic activity of fluorescent *pseudomonads* against *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici* in vitro and in vivo. *Microbiological Research* 149 (4), S. 371–377. DOI: 10.1016/S0944-5013(11)80084-4.
- Erlacher, A.; Cardinale, M.; Grosch, R.; Grube, M.; Berg, G. (2014): The impact of the pathogen *Rhizoctonia solani* and its beneficial counterpart *Bacillus amyloliquefaciens* on the indigenous lettuce microbiome. *Frontiers in microbiology* 5, S. 175. DOI: 10.3389/fmicb.2014.00175.
- Europäische Kommission (2018): DURCHFÜHRUNGSVERORDNUNG (EU) 2018/1500 DER KOMMISSION. Online verfügbar unter <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/DE/TXT/PDF/?uri=CELEX:32018R1500&from=EN>, zuletzt geprüft am 25.06.2020.
- European Food Safety Authority (2017): Peer review of the pesticide risk assessment of the active substance thiram. *EFSA* 15 (7), S. 622. DOI: 10.2903/j.efsa.2017.4700.
- Fähler, B.; Petersen, P. (2004): Rapid Greenhouse Screening of Maize for Resistance to *Rhizoctonia Solani* AG2-2IIIB / Ein Schnelles Screening Von Mais Auf Resistenz Gegenüber *Rhizoctonia Solani* AG2-2IIIB Im Gewächshaus. *Journal of Plant Diseases and Protection* 111 (3), S. 292–301.
- Fan, B.; Borriss, R.; Bleiss, W.; Wu, X. (2012): Gram-positive rhizobacterium *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 colonizes three types of plants in different patterns. *Journal of microbiology (Seoul, Korea)* 50 (1), S. 38–44. DOI: 10.1007/s12275-012-1439-4.

- Fandohan, P.; Hell, K.; Marasas, W.; Wingfield, M. (2003): Infection of maize by *Fusarium* species and contamination with fumonisin in africa. *Afr. J. Biotechnol.* 2 (12), S. 570–579. DOI: 10.5897/AJB2003.000-1110.
- FAO (2018): global area of Maize and Wheat in 2018. Online verfügbar unter <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>.
- Farrell, J.; Rose, A. (1967): TEMPERATURE EFFECTS ON MICROORGANISMS. *Annual Review of Microbiology* (21), S. 101–120.
- Figueiredo, J. E. F.; Gomes, E. A.; Guimarães, C. T.; Lana, U. G. d. P.; Teixeira, M. A.; Lima, G. V. C.; Bressan, W. (2009): Molecular analysis of endophytic bacteria from the genus *Bacillus* isolated from tropical maize (*Zea mays* L.). *Braz. J. Microbiol.* 40 (3), S. 522–534. DOI: 10.1590/S1517-83822009000300014.
- Figuroa-López, A. M.; Cordero-Ramírez, J. D.; Martínez-Álvarez, J. C.; López-Meyer, M.; Lizárraga-Sánchez, G. J.; Félix-Gastélum, R. et al. (2016): Rhizospheric bacteria of maize with potential for biocontrol of *Fusarium verticillioides*. *SpringerPlus* 5, S. 330. DOI: 10.1186/s40064-016-1780-x.
- Flentje, N. T.; Dodman, R. L.; Kerr, A. (1963): The Mechanism of Host Penetration by *Thanatephorus Cucumeris*. *Aust. Jnl. Of Bio. Sci.* 16 (4), S. 784. DOI: 10.1071/BI9630784.
- França, S. K. S. de; Cardoso, A. F.; Lustosa, D. C.; Ramos, E. M. L. S.; Filippi, M. C. C. de; da Silva, G. B. (2015): Biocontrol of sheath blight by *Trichoderma asperellum* in tropical lowland rice. *Agron. Sustain. Dev.* 35 (1), S. 317–324. DOI: 10.1007/s13593-014-0244-3.
- Fravel, D. R. (2005): Commercialization and implementation of biocontrol. *Annu. Rev. Phytopathol.* 43, S. 337–359. DOI: 10.1146/annurev.phyto.43.032904.092924.
- Führer Ithurrart, M. E.; Büttner, G.; Petersen, J. (2004): Rhizoctonia root rot in sugar beet (*Beta vulgaris* ssp. *altissima*) - Epidemiological aspects in relation to maize (*Zea mays*) as a host plant. *Journal of Plant Diseases and Protection* 111 (3), S. 302–312.
- Fukui, R.; Fukui, H.; Alvarez, A. M. (1999): Comparisons of single versus multiple bacterial species on biological control of anthurium blight. *Phytopathology* 89 (5), S. 366–373. DOI: 10.1094/PHYTO.1999.89.5.366.
- Gajera, H. P.; Hirpara, D. G.; Katakpara, Z. A.; Patel, S. V.; Golakiya, B. A. (2016): Molecular evolution and phylogenetic analysis of biocontrol genes acquired from SCoT polymorphism of mycoparasitic *Trichoderma koningii* inhibiting phytopathogen *Rhizoctonia solani* Kuhn. *Infection, genetics and evolution : journal of molecular epidemiology and evolutionary genetics in infectious diseases* 45, S. 383–392. DOI: 10.1016/j.meegid.2016.09.026.
- Gamalero, Elisa; Lingua, Guido; Berta, Graziella; Lemanceau, Philippe (2009): Methods for Studying Root Colonization by Introduced Beneficial Bacteria: Springer Netherlands (Sustainable Agriculture).
- Garbeva, P.; van Veen, J. A.; van Elsas, J. D. (2004): Microbial diversity in soil. *Annu. Rev. Phytopathol.* 42, S. 243–270. DOI: 10.1146/annurev.phyto.42.012604.135455.
- Gardener, B. B. M.; Fravel, D. R. (2002): Biological Control of Plant Pathogens. *Plant Health Progress* 3 (1), S. 17. DOI: 10.1094/PHP-2002-0510-01-RV.
- Gareis, M.; Bauer, J.; Thiem, J.; Plank, G.; Grabley, S.; Gedek, B. (1990): Cleavage of Zearalenone-Glycoside, a “Masked” Mycotoxin, during Digestion in Swine. *Journal of Veterinary Medicine, Series B* 37 (1-10), S. 236–240. DOI: 10.1111/j.1439-0450.1990.tb01052.x.

- Gatch, E. W.; Munkvold, G. P. (2002): Fungal Species Composition in Maize Stalks in Relation to European Corn Borer Injury and Transgenic Insect Protection. *Plant Disease* 86 (10), S. 1156–1162. DOI: 10.1094/PDIS.2002.86.10.1156.
- Gilbert, J.; Fernando, W. G. D. (2004): Epidemiology and biological control of *Gibberella zeae* / *Fusarium graminearum*. *Canadian Journal of Plant Pathology* 26 (4), S. 464–472. DOI: 10.1080/07060660409507166.
- Gilbertson, R. L.; Brown, W. M.; Ruppel, E. G.; Caoinera, J. L. (1986): Association of Corn Stalk Rot *Fusarium* spp. and Western Corn Rootworm Beetles in Colorado. *Phytopathology* 76 (12), S. 1309. DOI: 10.1094/Phyto-76-1309.
- Glenn, A. E. (2007): Mycotoxigenic *Fusarium* species in animal feed. *Animal Feed Science and Technology* 137 (3-4), S. 213–240. DOI: 10.1016/j.anifeedsci.2007.06.003.
- Gond, S. K.; Bergen, M. S.; Torres, M. S.; White, J. F. (2015): Endophytic *Bacillus* spp. produce antifungal lipopeptides and induce host defence gene expression in maize. *Microbiological Research* 172, S. 79–87. DOI: 10.1016/j.micres.2014.11.004.
- Gonzalez Garcia, V.; Portal Onco, M. A.; Rubio Susan, V. (2006): Review. Biology and systematics of the form genus *Rhizoctonia*. *Span J Agric Res* 4 (1), S. 55. DOI: 10.5424/sjar/2006041-178.
- Grayston, S. J.; Vaughan, D.; Jones, D. (1997): Rhizosphere carbon flow in trees, in comparison with annual plants. *Applied Soil Ecology* 5 (1), S. 29–56. DOI: 10.1016/S0929-1393(96)00126-6.
- Gromadzka, K.; Górna, K.; Chełkowski, J.; Waśkiewicz, A. (2016): Mycotoxins and related *Fusarium* species in preharvest maize ear rot in Poland. *Plant Soil Environ.* 62 (No. 8), S. 348–354. DOI: 10.17221/119/2016-PSE.
- Grosch, R.; Kofoet, A. (2003): Influence of temperature, pH and inoculum on bottom rot on lettuce caused by *Rhizoctonia solani*. *Journal of Plant Diseases and Protection* 110 (4), S. 366–378.
- Haas, D.; Défago, G. (2005): Biological control of soil-borne pathogens by fluorescent *pseudomonads*. *Nature reviews. Microbiology* 3 (4), S. 307–319. DOI: 10.1038/nrmicro1129.
- Haddad, M.; Herent, M.-F.; Tilquin, B.; Quetin-Leclercq, J. (2007): Effect of gamma and e-beam radiation on the essential oils of *Thymus vulgaris thymoliferum*, *Eucalyptus radiata*, and *Lavandula angustifolia*. *Journal of agricultural and food chemistry* 55 (15), S. 6082–6086. DOI: 10.1021/jf063540+.
- Haichar, F. e. Z.; Marol, C.; Berge, O.; Rangel-Castro, J. I.; Prosser, J. I.; Balesdent, J. et al. (2008): Plant host habitat and root exudates shape soil bacterial community structure. *The ISME journal* 2 (12), S. 1221–1230. DOI: 10.1038/ismej.2008.80.
- Hajieghrari, B.; Torabi-Giglou, M.; Mohammadi, M.; Davari, M. (2008): Biological potential of some Iranian *Trichoderma* isolates in the control of soil borne plant pathogenic fungi. *Afr. J. Biotechnol.* (7), S. 967–972.
- Hallmann, Johannes; Quadt-Hallmann, Andrea; Tiedemann, Andreas von (2009): *Phytomedizin. Grundwissen Bachelor. 2., überarb. Aufl.* Stuttgart: Ulmer (UTB Agrarwissenschaften, Gartenbauwissenschaften, Forstwissenschaften, Biologie, 2863). Online verfügbar unter <http://www.utb-studi-e-book.de/9783838528632>.
- Handelsmann, J.; Stabb, E. V. (1996): Biocontrol of Soilborne Plant Pathogens. *The Plant Cell* (8), S. 1855–1869.
- Harman, G. E.; Howell, C. R.; Viterbo, A.; Chet, I.; Lorito, M. (2004): *Trichoderma* species--opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nature reviews. Microbiology* 2 (1), S. 43–56. DOI: 10.1038/nrmicro797.

- Harman, G. E.; Latorre, B.; Agosin, E.; San Martin, R.; Riegel, D. G.; Nielsen, P. A. et al. (1996): Biological and Integrated Control of *Botrytis* Bunch Rot of Grape Using *Trichoderma* spp. *Biological Control* 7 (3), S. 259–266. DOI: 10.1006/bcon.1996.0092.
- Harrison, L. R.; Colvin, B. M.; Greene, J. T.; Newman, L. E.; Cole, J. R. (1990): Pulmonary Edema and Hydrothorax in Swine Produced by Fumonisin B1, a Toxic Metabolite of *Fusarium Moniliforme*. *J VET Diagn Invest* 2 (3), S. 217–221. DOI: 10.1177/104063879000200312.
- Hayhoe, H. N.; Dwyer, L. M.; Stewart, D. W.; White, R. P.; Culley, J.L.B. (1996): Tillage, hybrid and thermal factors in corn establishment in cool soils. *Soil and Tillage Research* 40 (1-2), S. 39–54. DOI: 10.1016/S0167-1987(96)80005-5.
- Hong, C. E.; Kwon, S. Y.; Park, J. M. (2016): Biocontrol activity of *Paenibacillus polymyxa* AC-1 against *Pseudomonas syringae* and its interaction with *Arabidopsis thaliana*. *Microbiological Research* 185, S. 13–21. DOI: 10.1016/j.micres.2016.01.004.
- Howie, W.J. (1987): Effects of soil matric potential and cell motility on wheat root colonization by fluorescent *Pseudomonads* suppressive to take-all. *Phytopathology* 77 (2), S. 286–292.
- Humpf, H.-U.; Voss, K. A. (2004): Effects of thermal food processing on the chemical structure and toxicity of fumonisin mycotoxins. *Mol. Nutr. Food Res.* 48 (4), S. 255–269. DOI: 10.1002/mnfr.200400033.
- Hurle, Karl; Mehrtens, Jörg; Meinert, George (2005): Mais. Unkräuter, Schädlinge, Krankheiten. 2. Aufl. Gelsenkirchen: Mann.
- Idris, E. E.; Iglesias, D. J.; Talon, M.; Borriss, R. (2007): Tryptophan-dependent production of indole-3-acetic acid (IAA) affects level of plant growth promotion by *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42. *Molecular plant-microbe interactions : MPMI* 20 (6), S. 619–626. DOI: 10.1094/MPMI-20-6-0619.
- Intrachem (2015): EG-Sicherheitsdatenblatt Cerall®. Hg. v. Intrachem Bio Deutschland GmbH & Co. KG. Online verfügbar unter https://www.raiffeisen.com/agrar_sdb/25891/7df74cf91f7a39e834ae13f0953bfcf3?variante=, zuletzt geprüft am 17.06.2020.
- Jahn, Marga; Röder, Olaf; Tigges, Jana (2005): Die Elektronenbehandlung von Getreidesaatgut. Zusammenfassende Wertung der Freilandergebnisse = Electron treatment of cereal crop seeds. [Elektronische Ressource]. Berlin: Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft (Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem, 399). Online verfügbar unter <https://ojs.openagrar.de/index.php/MittBBA/article/download/718/653>.
- Jansen, C.; Wettstein, D. von; Schafer, W.; Kogel, K.-H.; Felk, A.; Maier, F. J. (2005): Infection patterns in barley and wheat spikes inoculated with wild-type and trichodiene synthase gene disrupted *Fusarium graminearum*. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 102 (46), S. 16892–16897. DOI: 10.1073/pnas.0508467102.
- Jennings, P.; Coates, M. E.; Turner, J. A.; Chandler, E. A.; Nicholson, P. (2004): Determination of deoxynivalenol and nivalenol chemotypes of *Fusarium culmorum* isolates from England and Wales by PCR assay. *Plant Pathology* 53 (2), S. 182–190. DOI: 10.1111/j.0032-0862.2004.00985.x.
- Johnston-Monje, D.; Raizada, M. N. (2011): Conservation and diversity of seed associated endophytes in *Zea* across boundaries of evolution, ethnography and ecology. *PloS one* 6 (6), e20396. DOI: 10.1371/journal.pone.0020396.
- Jung, W. J.; An, K. N.; Jin, Y. L.; Park, R. D.; Lim, K. T.; Kim, K. Y.; Kim, T. H. (2003): Biological control of damping-off caused by *Rhizoctonia solani* using chitinase-

- producing *Paenibacillus illinoisensis* KJA-424. *Soil Biology and Biochemistry* 35 (9), S. 1261–1264. DOI: 10.1016/S0038-0717(03)00187-1.
- Kaminski, D. A.; Verma, P. R. (2009): Cultural characteristics, virulence, and in vitro temperature effect on mycelial growth of *Rhizoctonia* isolates from rapeseed. *Canadian Journal of Plant Pathology* 7 (3), S. 256–261. DOI: 10.1080/07060668509501688.
- Kataria, H.R.; Gisi, U. (1996): Chemical Control of *Rhizoctonia* Species. In: Baruch Sneh, Suha Jabaji-Hare, Stephen Neate und G. Dijst (Hg.): *Rhizoctonia* Species: Taxonomy, Molecular Biology, Ecology, Pathology and Disease Control. Dordrecht: Springer Netherlands, S. 537–547.
- Kebebe, A. Z.; Reid, L. M.; Zhu, X.; Wu, J.; Woldemariam, T.; Voloaca, C.; Xiang, K. (2015): Relationship between kernel drydown rate and resistance to *gibberella* ear rot in maize. *Euphytica* 201 (1), S. 79–88. DOI: 10.1007/s10681-014-1185-2.
- Kenning, L.A.; Hanchey, P. (1980): Ultrastructure of lesions in *Rhizoctonia*-infected bean hypocotyls. *Phytopathology* 70 (10), S. 998–1004.
- Khan, M.F.R.; Quandah, I.; Bolton, M.D. (2009): The effect of temperature on *Rhizoctonia* disease development and fungicide efficacy in controlling *Rhizoctonia* root rot on sugarbeet. *Journal of Sugarbeet Research* (46), S. 101–102.
- Khan, N. I.; Schisler, D. A.; Boehm, M. J.; Slininger, P. J.; Bothast, R. J. (2001): Selection and Evaluation of Microorganisms for Biocontrol of *Fusarium* Head Blight of Wheat Incited by *Gibberella zeae*. *Plant Disease* 85 (12), S. 1253–1258. DOI: 10.1094/PDIS.2001.85.12.1253.
- Khan, N.I.; Schisler, D.A.; Boehm, M.J.; Lipps, P.E.; Slininger, P.J. (2004): Field testing of antagonists of *Fusarium* head blight incited by *Gibberella zeae*. *Biological Control* 29 (2), S. 245–255. DOI: 10.1016/S1049-9644(03)00157-9.
- Khonga, E. B.; Sutton, J. C. (1988): Inoculum production and survival of *Gibberella zeae* in maize and wheat residues. *Canadian Journal of Plant Pathology* 10 (3), S. 232–239. DOI: 10.1080/07060668809501730.
- Kierul, K.; Voigt, B.; Albrecht, D.; Chen, X.-H.; Carvalhais, L. C.; Borriss, R. (2015): Influence of root exudates on the extracellular proteome of the plant growth-promoting bacterium *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42. *Microbiology (Reading, England)* 161 (Pt 1), S. 131–147. DOI: 10.1099/mic.0.083576-0.
- Kilian, M.; Steiner, U.; Krebs, B.; Junge, H.; Schiedeknecht, G.; Hain, R. (2000): FZB24 *Bacillus subtilis* - mode of action of a microbial agent enhancing plant vitality. *Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer* (1), S. 72–93.
- Kloepper, J. W.; Leong, J.; Teintze, M.; Schroth, M. N. (1980): Enhanced plant growth by siderophores produced by plant growth-promoting rhizobacteria. *Nature* 286 (5776), S. 885–886. DOI: 10.1038/286885a0.
- Kloepper, J. W.; Ryu, C.-M.; Zhang, S. (2004): Induced Systemic Resistance and Promotion of Plant Growth by *Bacillus* spp. *Phytopathology* 94 (11), S. 1259–1266. DOI: 10.1094/PHYTO.2004.94.11.1259.
- Knudsen, I.M.B.; Hockenhull, J.; Funck Jense, D.; Gerhardson, B.; Hökeberg, M.; Tahvonen, R. et al. (1997): Selection of biological control agents for controlling soil and seed-borne diseases in the field. *European Journal of Plant Pathology*, S. 775–784.
- Köhl, J.; Postma, J.; Nicot, P.; Ruocco, M.; Blum, B. (2011): Stepwise screening of microorganisms for commercial use in biological control of plant-pathogenic fungi and bacteria. *Biological Control* 57 (1), S. 1–12. DOI: 10.1016/j.biocontrol.2010.12.004.

- Kosiak, B.; Torp, M.; Skjerve, E.; Thrane, U. (2003): The Prevalence and Distribution of *Fusarium* species in Norwegian Cereals. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B - Soil & Plant Science* 53 (4), S. 168–176. DOI: 10.1080/090647103100181118.
- Koumoutsis, A.; Chen, X.-H.; Henne, A.; Liesegang, H.; Hitzeroth, G.; Franke, P. et al. (2004): Structural and Functional Characterization of Gene Clusters Directing Nonribosomal Synthesis of Bioactive Cyclic Lipopeptides in *Bacillus amyloliquefaciens* Strain FZB42. *Journal of Bacteriology* 186 (4), S. 1084–1096. DOI: 10.1128/JB.186.4.1084-1096.2004.
- Kozdrój, J.; Trevors, J. T.; van Elsas, J. D. (2004): Influence of introduced potential biocontrol agents on maize seedling growth and bacterial community structure in the rhizosphere. *Soil Biology and Biochemistry* 36 (11), S. 1775–1784. DOI: 10.1016/j.soilbio.2004.04.034.
- Kröber, M.; Wibberg, D.; Grosch, R.; Eikmeyer, F.; Verwaaijen, B.; Chowdhury, S. P. et al. (2014): Effect of the strain *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 on the microbial community in the rhizosphere of lettuce under field conditions analyzed by whole metagenome sequencing. *Frontiers in microbiology* 5, S. 252. DOI: 10.3389/fmicb.2014.00252.
- Krska, R.; Baumgartner, S.; Josephs, R. (2001): The state-of-the-art in the analysis of type-A and -B trichothecene mycotoxins in cereals. *Fresenius J Anal Chem* 371 (3), S. 285–299. DOI: 10.1007/s002160100992.
- Kubheka, B. P.; Laing, M. D.; Yobo, K. S. (2018): An integrated approach to managing *Rhizoctonia solani* on maize in marginal soils. *Archives Of Phytopathology And Plant Protection* 51 (7), S. 373–386. DOI: 10.1080/03235408.2018.1484329.
- Kubicek, C. P.; Herrera-Estrella, A.; Seidl-Seiboth, V.; Martinez, D. A.; Druzhinina, I. S.; Thon, M. et al. (2011): Comparative genome sequence analysis underscores mycoparasitism as the ancestral life style of *Trichoderma*. *Genome Biol* 12 (4), S. 269. DOI: 10.1186/gb-2011-12-4-r40.
- Kumar, M.; Yadav, V.; Tuteja, N.; Johri, A. K. (2009): Antioxidant enzyme activities in maize plants colonized with *Piriformospora indica*. *Microbiology (Reading, England)* 155 (Pt 3), S. 780–790. DOI: 10.1099/mic.0.019869-0.
- Kurek, E.; Jaroszuk-Ścisiel, J. (2003): Rye (*Secale cereale*) growth promotion by *Pseudomonas fluorescens* strains and their interactions with *Fusarium culmorum* under various soil conditions. *Biological Control* 26 (1), S. 48–56. DOI: 10.1016/S1049-9644(02)00115-9.
- Laird, N. M.; Ware, J. H. (1982): Random-Effects Models for Longitudinal Data. *Biometrics* 38 (4), S. 963. DOI: 10.2307/2529876.
- Lakshman, D. K.; Natarajan, S. S.; Lakshman, S.; Garrett, W. M.; Dhar, A. K. (2008): Optimized protein extraction methods for proteomic analysis of *Rhizoctonia solani*. *Mycologia* 100 (6), S. 867–875. DOI: 10.3852/08-065.
- Lancashire, P. D.; Bleiholder, H.; van den Boom, T.; Langelüddeke, P.; Stauss, R.; Weber, E.; Witzemberger, A. (1991): A uniform decimal code for growth stages of crops and weeds. *Ann Applied Biology* 119 (3), S. 561–601. DOI: 10.1111/j.1744-7348.1991.tb04895.x.
- Lee, B.; Farag, M. A.; Park, H. B.; Kloepper, J. W.; Lee, S. H.; Ryu, C.-M. (2012): Induced resistance by a long-chain bacterial volatile. *PloS one* 7 (11), e48744. DOI: 10.1371/journal.pone.0048744.
- Leslie, J. F. (1995): *Gibberella fujikuroi* : available populations and variable traits. DOI: 10.1139/B95-258.

- Leslie, J.F.; Summerell, B.A. (2006): The *Fusarium* laboratory manual. Iowa: Blackwell Publishing.
- Lew, H.; Adler, A.; Edinger, W. (1997): Dynamics of *Fusarium* toxin distribution in maize plants affected by stalk rot. *Cereal Res Commun* (25), S. 467–470.
- Lindner, K. (1992): Untersuchungen zur phytosanitären Wirkung einer Behandlung von Winteweizensaatgut mit niederenergetischen Elektronen. Dissertation. Humboldt Universität zu Berlin.
- Lobo, L. L. B.; Santos, R. M. d.; Rigobelo, E. C. (2019): Promotion of maize growth using endophytic bacteria under greenhouse and field conditions. *Aust J Crop Sci* 13 (12), S. 2067–2074. DOI: 10.21475/ajcs.19.13.12.p2077.
- Logrieco, A.; Bailey, John A.; Cooke, B. M. (Hg.) (2002): Mycotoxins in plant disease. Under the aegis of COST Action 835 "Agriculturally important toxigenic fungi 1998-2003," EU project (QLK 1-CT-1998-01380), and ISPP "Fusarium Committee". COST Action 835 (Project). Dordrecht: Springer-Science+Business Media (European journal of plant pathology, volume 108, number 7 (Special issue)).
- Lorentz, R. H.; Artico, S.; da Silveira, A. B.; Einsfeld, A.; Corção, G. (2006): Evaluation of antimicrobial activity in *Paenibacillus* spp. strains isolated from natural environment. *Letters in applied microbiology* 43 (5), S. 541–547. DOI: 10.1111/j.1472-765X.2006.01995.x.
- Lorenz, N.; Klaffke, H.-S.; Kemmlin, S.; Itter, H.; Lahrssen-Wiederholt, M. (2012): Report. *J. Verbr. Lebensm.* 7 (4), S. 359–365. DOI: 10.1007/s00003-012-0786-8.
- Lugtenberg, B. J.; Dekkers, L.; Bloemberg, G. V. (2001): Molecular determinants of rhizosphere colonization by *Pseudomonas*. *Annu. Rev. Phytopathol.* 39, S. 461–490. DOI: 10.1146/annurev.phyto.39.1.461.
- Lugtenberg, B. J.; Dekkers, L. C. (1999): What makes *Pseudomonas* bacteria rhizosphere competent? *Environmental microbiology* 1 (1), S. 9–13. DOI: 10.1046/j.1462-2920.1999.00005.x.
- Lugtenberg, Ben (Hg.) (2015): Principles of plant-microbe interactions. Microbes for sustainable agriculture. Cham: Springer (Life sciences).
- Ma, X.; Wang, X.; Cheng, J.; Nie, X.; Yu, X.; Zhao, Y.; Wang, W. (2015): Microencapsulation of *Bacillus subtilis* B99-2 and its biocontrol efficiency against *Rhizoctonia solani* in tomato. *Biological Control* 90, S. 34–41. DOI: 10.1016/j.biocontrol.2015.05.013.
- MacDonald, J.D. (1994): The soil environment. In: C. Lee Campbell und D. Michael Benson (Hg.): Epidemiology and Management of Root Diseases. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg.
- Macnish, G. C.; Carling, D. E.; Brainard, K. A. (1997): Relationship of microscopic and macroscopic vegetative reactions in *Rhizoctonia solani* and the occurrence of vegetatively compatible populations (VCPs) in AG-8. *Mycological Research* 101 (1), S. 61–68. DOI: 10.1017/S0953756296002171.
- Magbanua, Z. V.; Moraes, C. M. de; Brooks, T. D.; Williams, W. P.; Luthe, D. S. (2007): Is catalase activity one of the factors associated with maize resistance to *Aspergillus flavus*? *Molecular plant-microbe interactions : MPMI* 20 (6), S. 697–706. DOI: 10.1094/MPMI-20-6-0697.
- 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 (2), S. 182–188. DOI: 10.1016/j.cropro.2007.05.004.
- Manoli, A.; Sturaro, A.; Trevisan, S.; Quaggiotti, S.; Nonis, A. (2012): Evaluation of candidate reference genes for qPCR in maize. *Journal of plant physiology* 169 (8), S. 807–815. DOI: 10.1016/j.jplph.2012.01.019.

- Marcus, L.; Barash, I.; Sneh, B.; Koltin, Y.; Finkler, A. (1986): Purification and characterization of pectolytic enzymes produced by virulent and hypovirulent isolates of *Rhizoctonia solani* Kuhn. *Physiological and Molecular Plant Pathology* 29 (3), S. 325–336. DOI: 10.1016/S0048-4059(86)80049-2.
- Marín, S.; Magan, N.; Ramos, A. J.; Sanchis, V. (2004): Fumonisin-Producing Strains of *Fusarium*. *Journal of Food Protection* 67 (8), S. 1792–1805. DOI: 10.4315/0362-028X-67.8.1792.
- Marshall, K. C.; Alexander, M. (1960): Competition between soil bacteria and *fusarium*. *Plant Soil* 12 (2), S. 143–153. DOI: 10.1007/BF01377367.
- Martínez-Álvarez, J. C.; Castro-Martínez, C.; Sánchez-Peña, P.; Gutiérrez-Dorado, R.; Maldonado-Mendoza, I. E. (2016): Development of a powder formulation based on *Bacillus cereus* sensu lato strain B25 spores for biological control of *Fusarium verticillioides* in maize plants. *World journal of microbiology & biotechnology* 32 (5), S. 75. DOI: 10.1007/s11274-015-2000-5.
- Maschietto, V.; Colombi, C.; Pirona, R.; Pea, G.; Strozzi, F.; Marocco, A. et al. (2017): QTL mapping and candidate genes for resistance to *Fusarium* ear rot and fumonisin contamination in maize. *BMC plant biology* 17 (1), S. 20. DOI: 10.1186/s12870-017-0970-1.
- Mastouri, F.; Björkman, T.; Harman, G. E. (2010): Seed Treatment with *Trichoderma harzianum* Alleviates Biotic, Abiotic, and Physiological Stresses in Germinating Seeds and Seedlings. *Phytopathology* 100 (11), S. 1213–1221. DOI: 10.1094/phyto-03-10-0091.
- Matny, O.N. (2015): *Fusarium* Head Blight and Crown Rot on Wheat & Barley: Losses and Health Risks. *APAR* 2 (1). DOI: 10.15406/apar.2015.02.00039.
- Mauler-Machnik, A.; Suty, A. (1997): New findings on the epidemiology, importance and control of *Fusarium* ear blight on wheat. *Cereal Research Communications* 25 (3), S. 705–709.
- Mavrodi, D. V.; Blankenfeldt, W.; Thomashow, L. S. (2006): Phenazine compounds in fluorescent *Pseudomonas* spp. biosynthesis and regulation. *Annu. Rev. Phytopathol.* 44, S. 417–445. DOI: 10.1146/annurev.phyto.44.013106.145710.
- Mavrodi, O. V.; Walter, N.; Elateek, S.; Taylor, C. G.; Okubara, P. A. (2012): Suppression of *Rhizoctonia* and *Pythium* root rot of wheat by new strains of *Pseudomonas*. *Biological Control* 62 (2), S. 93–102. DOI: 10.1016/j.biocontrol.2012.03.013.
- Mazzola, M.; Fujimoto, D. K.; Thomashow, L. S.; Cook, R. J. (1995): Variation in Sensitivity of *Gaeumannomyces graminis* to Antibiotics Produced by Fluorescent *Pseudomonas* spp. and Effect on Biological Control of Take-All of Wheat. *Appl. Environ. Microbiol.* 61 (7), S. 2554–2559.
- McMullen, M.; Bergstrom, G.; Wolf, E. de; Dill-Macky, R.; Hershman, D.; Shaner, G.; van Sanford, D. (2012): A Unified Effort to Fight an Enemy of Wheat and Barley. *Plant Disease* 96 (12), S. 1712–1728. DOI: 10.1094/PDIS-03-12-0291-FE.
- Meier, A. (2003): Zur Bedeutung von Umweltbedingungen und pflanzenbaulichen Maßnahmen auf den *Fusarium*-Befall und die Mykotoxinbelastung von Weizen. Rheinische Friedrich-Wilhelm-Universität Bonn.
- Meissle, M.; Mouron, P.; Musa, T.; Bigler, F.; Pons, X.; Vasileiadis, V. P. et al. (2010): Pests, pesticide use and alternative options in European maize production. *Journal of Applied Entomology* 134 (5), S. 357–375. DOI: 10.1111/j.1439-0418.2009.01491.x.
- Mittler, R. (2002): Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. *Trends in Plant Science* 7 (9), S. 405–410. DOI: 10.1016/S1360-1385(02)02312-9.

- Mulè, G.; Susca, A.; Stea, G.; Moretti, A. (2004a): A Species-Specific PCR Assay Based on the Calmodulin Partial Gene for Identification of *Fusarium Verticillioides*, *F. Proliferatum* and *F. Subglutinans*. *Eur J Plant Pathol* 110 (5/6), S. 495–502. DOI: 10.1023/B:EJPP.0000032389.84048.71.
- Mulè, G.; Susca, A.; Stea, G.; Moretti, A. (2004b): Specific detection of the toxigenic species *Fusarium proliferatum* and *F. oxysporum* from asparagus plants using primers based on calmodulin gene sequences. *FEMS microbiology letters* 230 (2), S. 235–240. DOI: 10.1016/S0378-1097(03)00926-1.
- Munkvold, G. P. (2003a): Cultural and genetic approaches to managing mykotoxins in maize. *Annu. Rev. Phytopathol.* 41 (1), S. 99–116. DOI: 10.1146/annurev.phyto.41.052002.095510.
- Munkvold, G. P. (2003b): Epidemiology of *Fusarium* diseases and their mycotoxins in maize ears. *Eur J Plant Pathol* 109 (7), S. 705–713. DOI: 10.1023/A:1026078324268.
- Munkvold, G. P.; Carlton, W. M. (1997): Influence of Inoculation Method on Systemic *Fusarium moniliforme* Infection of Maize Plants Grown from Infected Seeds. *Plant Disease* 81 (2), S. 211–216. DOI: 10.1094/PDIS.1997.81.2.211.
- Munkvold, G. P.; O'Mara, J. K. (2002): Laboratory and Growth Chamber Evaluation of Fungicidal Seed Treatments for Maize Seedling Blight Caused by *Fusarium* Species. *Plant Disease* 86 (2), S. 143–150. DOI: 10.1094/PDIS.2002.86.2.143.
- Murray, Gordon M.; Brennan, John P. (2009a): The current and potential costs from diseases of barley in Australia. Barton, ACT: Grains Research and Development Corporation.
- Murray, Gordon M.; Brennan, John P. (2009b): The current and potential costs from diseases of wheat in Australia. Barton, ACT: Grains Research and Development Corporation.
- Murray, M. G.; Thompson, W. F. (1980): Rapid isolation of high molecular weight plant DNA. *Nucleic acids research* 8 (19), S. 4321–4325. DOI: 10.1093/nar/8.19.4321.
- Musa, T.; Jenny, E.; Forrer, H.-R.; Vogelsang, S. (2011): Fusarien und Mykotoxine bei Körnermais in der Schweiz. *Agrarforschung Schweiz* (2), S. 520–525.
- Musser, S. M.; Plattner, R. D. (1997): Fumonisin Composition in Cultures of *Fusarium moniliforme*, *Fusarium proliferatum*, and *Fusarium nygami*. *J. Agric. Food Chem.* 45 (4), S. 1169–1173. DOI: 10.1021/jf960663t.
- Nakagawa, S.; Schielzeth, H.; O'Hara, R. B. (2013): A general and simple method for obtaining R^2 from generalized linear mixed-effects models. *Methods Ecol Evol* 4 (2), S. 133–142. DOI: 10.1111/j.2041-210x.2012.00261.x.
- Nayaka, C. S.; Niranjana, S. R.; Uday Shankar, A. C.; Niranjan Raj, S.; Reddy, M. S.; Prakash, H. S.; Mortensen, C. N. (2010): Seed biopriming with novel strain of *Trichoderma harzianum* for the control of toxigenic *Fusarium verticillioides* and fumonisins in maize. *Archives Of Phytopathology And Plant Protection* 43 (3), S. 264–282. DOI: 10.1080/03235400701803879.
- Nemțanu, M. R.; Brașoveanu, M.; Karaca, G.; Erper, İ. (2014): Inactivation effect of electron beam irradiation on fungal load of naturally contaminated maize seeds. *Journal of the science of food and agriculture* 94 (13), S. 2668–2673. DOI: 10.1002/jsfa.6607.
- Newman, E. I.; Bowen, H. J. (1974): Patterns of distribution of bacteria on root surfaces. *Soil Biology and Biochemistry* 6 (4), S. 205–209. DOI: 10.1016/0038-0717(74)90052-2.
- Niaz, I.; Dawar, S. (2009): Detection of seed borne mycoflora in maize (*zea mays* L.). *Pak. J. Bot* 41 (1), S. 443–451.
- Nicholson, P.; Simpson, D.R.; Weston, G.; Rezanoor, H.N.; Lees, A.K.; Parry, D.W.; Joyce, D. (1998): Detection and quantification of *Fusarium culmorum* and *Fusarium*

- graminearum* in cereals using PCR assays. *Physiological and Molecular Plant Pathology* 53 (1), S. 17–37. DOI: 10.1006/pmpp.1998.0170.
- Nicolaisen, M.; Suproniene, S.; Nielsen, L. K.; Lazzaro, I.; Spliid, N. H.; Justesen, A. F. (2009): Real-time PCR for quantification of eleven individual *Fusarium* species in cereals. *Journal of microbiological methods* 76 (3), S. 234–240. DOI: 10.1016/j.mimet.2008.10.016.
- Nielsen, L. K.; Jensen, J. D.; Nielsen, G. C.; Jensen, J. E.; Spliid, N. H.; Thomsen, I. K. et al. (2011): *Fusarium* head blight of cereals in Denmark. *Phytopathology* 101 (8), S. 960–969. DOI: 10.1094/PHYTO-07-10-0188.
- Nyvall, R. F. (1970): Saprophytism and Survival of *Fusarium moniliforme* in Corn Stalks. *Phytopathology* 60 (8), S. 1233. DOI: 10.1094/Phyto-60-1233.
- Obst, A.; Lepschy-Von Gleissenthall, J.; Beck, R. (1997): On The Etiology of *Fusarium* Head Blight of Wheat in South Germany - Preceding Crops, Weather Conditions for Inoculum Production and Head Infection, Proneness of The Crop to Infection and Mycotoxin Production. *Cereal Research Communications* 25 (3), S. 699–703. DOI: 10.1007/BF03543816.
- O'Callaghan, M. (2016): Microbial inoculation of seed for improved crop performance. *Applied microbiology and biotechnology* 100 (13), S. 5729–5746. DOI: 10.1007/s00253-016-7590-9.
- Ogoshi, A. (1975a): Grouping of *Rhizoctonia solani* Kühn and their perfect stages. *Review of Plant Protection Research* (8), S. 93–103.
- Ogoshi, A. (1975b): Studies on the anastomosis groups of *Rhizoctonia solani* Kuhn and on their perfect stages. *Japan Agricultural Research Quarterly* 9 (4), S. 198–203.
- Ogoshi, A. (1987): Ecology and pathogenicity of anastomosis and intraspecific groups of *Rhizocotonia solani* Kühn. *Annual Review of Phytopathology* (25), S. 125–143.
- Oldenburg, E.; Ellner, F. (2005): *Fusarium* mycotoxins in forage maize — Detection and evaluation. *Mycotoxin Research* 21 (2), S. 105–107. DOI: 10.1007/BF02954430.
- Oldenburg, E.; Ellner, F. (2011): Infection process and mycotoxin production in *Fusarium culmorum*-infected maize ears. *Plant Breeding and Seed Science* 63 (1), S. 89. DOI: 10.2478/v10129-011-0016-z.
- Oldenburg, E.; Ellner, F. (2015): Distribution of disease symptoms and mycotoxins in maize ears infected by *Fusarium culmorum* and *Fusarium graminearum*. *Mycotoxin Research* 31 (3), S. 117–126. DOI: 10.1007/s12550-015-0222-x.
- Oldenburg, E.; Höppner, F.; Ellner, F.; Weinert, J. (2017): *Fusarium* diseases of maize associated with mycotoxin contamination of agricultural products intended to be used for food and feed. *Mycotoxin Research* 33 (3), S. 167–182. DOI: 10.1007/s12550-017-0277-y.
- Osborne, L. E.; Stein, J. M. (2007): Epidemiology of *Fusarium* head blight on small-grain cereals. *International journal of food microbiology* 119 (1-2), S. 103–108. DOI: 10.1016/j.ijfoodmicro.2007.07.032.
- Otten, W.; Gilligan, C. A. (1998): Effect of physical conditions on the spatial and temporal dynamics of the soil-borne fungal pathogen *Rhizoctonia solani*. *New Phytol* 138 (4), S. 629–637. DOI: 10.1046/j.1469-8137.1998.00154.x.
- Otten, W.; Gilligan, C. A. (2006): Soil structure and soil-borne diseases. *Eur J Soil Science* 57 (1), S. 26–37. DOI: 10.1111/j.1365-2389.2006.00766.x.
- Otten, W.; Gilligan, C.A.; Watts, C.W.; Dexter, A.R.; Hall, D. (1999): Continuity of air-filled pores and invasion thresholds for a soil-borne fungal plant pathogen, *Rhizoctonia*

- solani*. *Soil Biology and Biochemistry* 31 (13), S. 1803–1810. DOI: 10.1016/S0038-0717(99)00099-1.
- Otten, W.; Hall, D.; Harris, K.; Ritz, K.; Young, I. M.; Gilligan, C. A. (2001): Soil physics, fungal epidemiology and the spread of *Rhizoctonia solani*. *New Phytol* 151 (2), S. 459–468. DOI: 10.1046/j.0028-646x.2001.00190.x.
- Palazzini, J. M.; Alberione, E.; Torres, A.; Donat, C.; Köhl, J.; Chulze, S. (2016): Biological control of *Fusarium graminearum* sensu stricto, causal agent of *Fusarium* head blight of wheat, using formulated antagonists under field conditions in Argentina. *Biological Control* 94, S. 56–61. DOI: 10.1016/j.biocontrol.2015.12.009.
- Park, J.-K.; Lee, S.-H.; Lee, J.-H.; Han, S.; Kang, H.; Kim, J.-C. et al. (2013): Sampling and Selection Factors that Enhance the Diversity of Microbial Collections. *The plant pathology journal* 29 (2), S. 144–153. DOI: 10.5423/PPJ.SI.01.2013.0015.
- Parmeter, J.R.; Whitney, H.S. (1970): Taxonomy and nomenclature of the imperfect state. In: J.R. Jr. Parmeter (Hg.): *Rhizoctonia solani*, biology and pathology. Berkley: University of California Press, S. 7–19.
- Parry, D. W.; Jenkinson, P.; McLeod, L. (1995): *Fusarium* ear blight (scab) in small grain cereals—a review. *Plant Pathology* 44 (2), S. 207–238. DOI: 10.1111/j.1365-3059.1995.tb02773.x.
- Parry, D. W.; Nicholson, P. (1996): Development of a PCR assay to detect *Fusarium poae* in wheat. *Plant Pathology* 45 (2), S. 383–391. DOI: 10.1046/j.1365-3059.1996.d01-133.x.
- Patiño, B.; Mirete, S.; González-Jaén, M. T.; Mulé, G.; Rodríguez, M. T.; Vázquez, C. (2004): PCR detection assay of fumonisin-producing *Fusarium verticillioides* strains. *Journal of Food Protection* 67 (6), S. 1278–1283. DOI: 10.4315/0362-028X-67.6.1278.
- Paulitz, T. C.; Smiley, R. W.; Cook, R. J. (2002): Insights into the prevalence and management of soilborne cereal pathogens under direct seeding in the Pacific Northwest, U.S.A. *Canadian Journal of Plant Pathology* 24 (4), S. 416–428. DOI: 10.1080/07060660209507029.
- Pereira, P.; Ibáñez, S. G.; Agostini, E.; Etcheverry, M. (2011a): Effects of maize inoculation with *Fusarium verticillioides* and with two bacterial biocontrol agents on seedlings growth and antioxidative enzymatic activities. *Applied Soil Ecology* 51, S. 52–59. DOI: 10.1016/j.apsoil.2011.08.007.
- Pereira, P.; Nesci, A.; Castillo, C.; Etcheverry, M. (2010): Impact of bacterial biological control agents on fumonisin B1 content and *Fusarium verticillioides* infection of field-grown maize. *Biological Control* 53 (3), S. 258–266. DOI: 10.1016/j.biocontrol.2010.02.001.
- Pereira, P.; Nesci, A.; Castillo, C.; Etcheverry, M. (2011b): Field Studies on the Relationship between *Fusarium verticillioides* and Maize (*Zea mays* L.). *International Journal of Agronomy* 2011 (2), S. 1–7. DOI: 10.1155/2011/486914.
- Pereira, P.; Nesci, A.; Etcheverry, M. (2007): Effects of biocontrol agents on *Fusarium verticillioides* count and fumonisin content in the maize agroecosystem. *Biological Control* 42 (3), S. 281–287. DOI: 10.1016/j.biocontrol.2007.05.015.
- Pereira, P.; Nesci, A.; Etcheverry, M. (2009a): Impact of two bacterial biocontrol agents on bacterial and fungal culturable groups associated with the roots of field-grown maize. *Letters in applied microbiology* 48 (4), S. 493–499. DOI: 10.1111/j.1472-765X.2009.02558.x.
- Pereira, P.; Nesci, A.; Etcheverry, M. G. (2009b): Efficacy of bacterial seed treatments for the control of *Fusarium verticillioides* in maize. *BioControl* 54 (1), S. 103–111. DOI: 10.1007/s10526-007-9148-3.

- Pereyra, S. A.; Dill-Macky, R.; Sims, A. L. (2004): Survival and Inoculum Production of *Gibberella zeae* in Wheat Residue. *Plant Disease* 88 (7), S. 724–730. DOI: 10.1094/PDIS.2004.88.7.724.
- Phi, Q.; Park, Y.; Seul, K.; Ryu, C.; Park, S.; Kim, J.; Ghim, S.-Y. (2010): Assessment of Root-Associated *Paenibacillus polymyxa* Groups on Growth Promotion and Induced Systemic Resistance in Pepper. *Journal of Microbiology and Biotechnology* 20 (12), S. 1605–1613.
- Pieterse, C. M. J.; Zamioudis, C.; Berendsen, R. L.; Weller, D. M.; van Wees, S. C. M.; Bakker, P. A. H. M. (2014): Induced systemic resistance by beneficial microbes. *Annu. Rev. Phytopathol.* 52, S. 347–375. DOI: 10.1146/annurev-phyto-082712-102340.
- Pietikäinen, J.; Pettersson, M.; Bååth, E. (2005): Comparison of temperature effects on soil respiration and bacterial and fungal growth rates. *FEMS microbiology ecology* 52 (1), S. 49–58. DOI: 10.1016/j.femsec.2004.10.002.
- Pinheiro, José C.; Bates, Douglas M. (Hg.) (2004): Mixed-effects models in S and S-PLUS. [Nachdr.]. New York, NY: Springer (Statistics and Computing).
- Poppenberger, B.; Berthiller, F.; Lucyshyn, D.; Sieberer, T.; Schuhmacher, R.; Krska, R. et al. (2003): Detoxification of the *Fusarium* Mycotoxin Deoxynivalenol by a UDP-glucosyltransferase from *Arabidopsis thaliana*. *J. Biol. Chem.* 278 (48), S. 47905–47914. DOI: 10.1074/jbc.M307552200.
- Pumphrey, F. V. (1987): Influence of Tillage and Nitrogen Fertilizer on *Rhizoctonia* Root Rot (Bare Patch) of Winter Wheat. *Plant Disease* 71 (2), S. 125. DOI: 10.1094/PD-71-0125.
- Raaijmakers, J. M.; Bruijn, I. de; Nybroe, O.; Ongena, M. (2010): Natural functions of lipopeptides from *Bacillus* and *Pseudomonas*. *FEMS microbiology reviews* 34 (6), S. 1037–1062. DOI: 10.1111/j.1574-6976.2010.00221.x.
- Raaijmakers, J. M.; Paulitz, T. C.; Steinberg, C.; Alabouvette, C.; Moënne-Loccoz, Y. (2009): The rhizosphere. *Plant Soil* 321 (1-2), S. 341–361. DOI: 10.1007/s11104-008-9568-6.
- Radjacommare, R.; Venkatesan, S.; Samiyappan, R. (2010): Biological control of phytopathogenic fungi of vanilla through lytic action of *Trichoderma* species and *Pseudomonas fluorescens*. *Archives Of Phytopathology And Plant Protection* 43 (1), S. 1–17. DOI: 10.1080/03235400701650494.
- Rainey, P. B.; Bailey, M. J.; Thompson, I. P. (1994): Phenotypic and genotypic diversity of fluorescent *pseudomonads* isolated from field-grown sugar beet. *Microbiology (Reading, England)* 140 (Pt 9), S. 2315–2331. DOI: 10.1099/13500872-140-9-2315.
- Ramzan, N.; Noreen, N.; Perveen, Z.; Shahzad, S. (2016): Effect of seed pelleting with biocontrol agents on growth and colonisation of roots of mungbean by root-infecting fungi. *Journal of the science of food and agriculture* 96 (11), S. 3694–3700. DOI: 10.1002/jsfa.7553.
- Rasheed, S.; Dawar, S.; ghaffar, A.; Shaukat, S. S. (2004): seed borne mycoflora of groundnut. *Pak. J. Bot* 36 (1), S. 199–202.
- Reid, L. M.; Nicol, R. W.; Ouellet, T.; Savard, M.; Miller, J. D.; Young, J. C. et al. (1999): Interaction of *Fusarium graminearum* and *F. moniliforme* in Maize Ears. *Phytopathology* 89 (11), S. 1028–1037. DOI: 10.1094/PHYTO.1999.89.11.1028.
- Reifschneider, F. J. B.; Arny, D. C. (1983): Yield loss of maize caused by *Kabatiella zeae*. *Phytopathology* 73 (4), S. 607–609.
- Reino, J. L.; Guerrero, R. F.; Hernández-Galán, R.; Collado, I. G. (2007): Secondary metabolites from species of the biocontrol agent *Trichoderma*. *Phytochem Rev* 7 (1), S. 89–123. DOI: 10.1007/s11101-006-9032-2.

- Reyes Gaige, A.; Giraldo, M.; Todd, T.; Stack, J. P. (2019): Growth and colonization of organic matter in soil by *Fusarium proliferatum*. *Canadian Journal of Plant Pathology* 41 (2), S. 242–250. DOI: 10.1080/07060661.2018.1522374.
- Richardson, L. T. (1954): THE PERSISTENCE OF THIRAM IN SOIL AND ITS RELATIONSHIP TO THE MICROBIOLOGICAL BALANCE AND DAMPING-OFF CONTROL. *Can. J. Bot.* 32 (2), S. 335–346. DOI: 10.1139/b54-029.
- Röder, O.; Jahn, M.; Schröder, T.; Stahl, M.; Kotte, M.; Beuermann, S. (2009): Die e-ventus Technologie – eine Innovation zur nachhaltigen Reduktion von Pflanzenschutzmitteln mit Empfehlung für Bio-Saatgut. *J. Verbr. Lebensm.* 4 (2), S. 107–117. DOI: 10.1007/s00003-009-0476-3.
- Rohácik, T.; Hudec, K. (2005): Influence of agro-environmental factors on *Fusarium* infestation and population structure in wheat kernels. *Ann Agric Environ Med* (12), S. 39–45.
- Roigé, M. B.; Aranguren, S. M.; Riccio, M. B.; Pereyra, S.; Soraci, A. L.; Tapia, M. O. (2009): Mycobiota and mycotoxins in fermented feed, wheat grains and corn grains in Southeastern Buenos Aires Province, Argentina. *Revista iberoamericana de micología* 26 (4), S. 233–237. DOI: 10.1016/j.riam.2009.03.003.
- Rosenblueth, M.; Martínez-Romero, E. (2006): Bacterial endophytes and their interactions with hosts. *Molecular plant-microbe interactions : MPMI* 19 (8), S. 827–837. DOI: 10.1094/MPMI-19-0827.
- Rousk, J.; Demoling, L. A.; Bahr, A.; Bååth, E. (2008): Examining the fungal and bacterial niche overlap using selective inhibitors in soil. *FEMS microbiology ecology* 63 (3), S. 350–358. DOI: 10.1111/j.1574-6941.2008.00440.x.
- Rovira, A. D. (1986): Influence of crop rotation and tillage on *Rhizoctonia* bare patch of wheat. *Phytopathology* (76), S. 669–673.
- Rybakova, D.; Cernava, T.; Köberl, M.; Liebinger, S.; Etemadi, M.; Berg, G. (2016): Endophytes-assisted biocontrol. *Plant Soil* 405 (1-2), S. 125–140. DOI: 10.1007/s11104-015-2526-1.
- Ryu, C.-M.; Farag, M. A.; Hu, C.-H.; Reddy, M. S.; Wei, H.-X.; Paré, P. W.; Kloepper, J. W. (2003): Bacterial volatiles promote growth in Arabidopsis. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 100 (8), S. 4927–4932. DOI: 10.1073/pnas.0730845100.
- Ryu, C.-M.; Kim, J.; Choi, O.; Park, S.-Y.; Park, S.-H.; Park, C.-S. (2005): Nature of a root-associated *Paenibacillus polymyxa* from field-grown winter barley in Korea. *Journal of Microbiology and Biotechnology* 15 (5), S. 984–991.
- Saharan, B.S. (2011): Plant growth promoting Rhizobacteria. A critical review. *Life Science and Medicine Research* 21 (1), S. 1–30.
- Sánchez, B.; Rasmussen, A.; Porter, J. R. (2014): Temperatures and the growth and development of maize and rice. *Global Change Biology* 20 (2), S. 408–417. DOI: 10.1111/gcb.12389.
- Santiago, R.; Cao, A.; Butrón, A. (2015): Genetic Factors Involved in Fumonisin Accumulation in Maize Kernels and Their Implications in Maize Agronomic Management and Breeding. *Toxins* 7 (8), S. 3267–3296. DOI: 10.3390/toxins7083267.
- Scarpino, V.; Reyneri, A.; Vanara, F.; Scopel, C.; Causin, R.; Blandino, M. (2015): Relationship between European Corn Borer injury, *Fusarium proliferatum* and *F. subglutinans* infection and moniliformin contamination in maize. *Field Crops Research* 183, S. 69–78. DOI: 10.1016/j.fcr.2015.07.014.

- Scauflaire, J.; Mahieu, O.; Louvieux, J.; Foucart, G.; Renard, F.; Munaut, F. (2011): Biodiversity of *Fusarium* species in ears and stalks of maize plants in Belgium. *Eur J Plant Pathol* 131 (1), S. 59–66. DOI: 10.1007/s10658-011-9787-1.
- Schaarschmidt, F.; Vaas, L. (2009): Analysis of Trials with Complex Treatment Structure Using Multiple Contrast Tests. *horts* 44 (1), S. 188–195. DOI: 10.21273/HORTSCI.44.1.188.
- Scherm, B.; Balmas, V.; Spanu, F.; Pani, G.; Delogu, G.; Pasquali, M.; Migheli, Q. (2013): *Fusarium culmorum*. *Molecular plant pathology* 14 (4), S. 323–341. DOI: 10.1111/mpp.12011.
- Schippers, B.; Bakker, A. W.; Bakker, P. A. H. M. (1987): Interactions of deleterious and beneficial rhizosphere microorganisms and the effect of cropping practices. *Annu. Rev. Phytopathol.* (25), S. 339–358.
- Schippers, B.; Bakker, A. W.; Bakker, P. A. H. M.; van Peer, R. (1990): Beneficial and deleterious effects of HCN-producing pseudomonads on rhizosphere interactions. *Plant Soil* 129 (1), S. 75–83. DOI: 10.1007/BF00011693.
- Schisler, D. A.; Boehm, M. J.; Paul, P. A.; Rooney, A. P.; Dunlap, C. A. (2015): Reduction of *Fusarium* head blight using prothioconazole and prothioconazole-tolerant variants of the *Fusarium* head blight antagonist *Cryptococcus flavescens* OH 182.9. *Biological Control* 86, S. 36–45. DOI: 10.1016/j.biocontrol.2015.04.002.
- Schisler, D. A.; Khan, N. I.; Boehm, M. J.; Slininger, P. J. (2002): Greenhouse and Field Evaluation of Biological Control of *Fusarium* Head Blight on Durum Wheat. *Plant Disease* 86 (12), S. 1350–1356. DOI: 10.1094/PDIS.2002.86.12.1350.
- Schisler, D. A.; Slininger, P. J. (1997): Microbial selection strategies that enhance the likelihood of developing commercial biological control products. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology* 19 (3), S. 172–179. DOI: 10.1038/sj.jim.2900422.
- Schlüter, K.; Kropf, U.; Karlovsky, P. (2006): Untersuchungen zur systemischen Infektion von *Fusarium culmorum* an Winterweizen in Schleswig-Holstein. *Gesunde Pflanzen* 58 (2), S. 107–116. DOI: 10.1007/s10343-006-0119-x.
- Schothorst, R. C.; van Egmond, H. P. (2004): Report from SCOOP task 3.2.10 “collection of occurrence data of *Fusarium* toxins in food and assessment of dietary intake by the population of EU member states”. *Toxicology Letters* 153 (1), S. 133–143. DOI: 10.1016/j.toxlet.2004.04.045.
- Schröder, T. (1999): Über die Eignung verschiedener physikalisch-technischer Verfahren zur phytosanitären Behandlung und zur Lagerung von Forstsaatgut unter besonderer Berücksichtigung der Stiel- und Traubeneiche. *Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem*, S. 360.
- Schuster, A.; Schmoll, M. (2010): Biology and biotechnology of *Trichoderma*. *Appl Microbiol Biotechnol* 87 (3), S. 787–799. DOI: 10.1007/s00253-010-2632-1.
- Shawki, K.; Elsayed, A.; Abido, W.; Shabana, Y. (2020): Using Green Chemicals and Biological Control Agents for Controlling the Seed-Borne Pathogen *Fusarium moniliforme* in Sugar Beet. *Journal of Plant Protection and Pathology* 11 (2), S. 63–72. DOI: 10.21608/jppp.2020.78905.
- Shephard, G. S.; Thiel, P. G.; Stockenström, S.; Sydenham, E. W. (1996): Worldwide Survey of Fumonisin Contamination of Corn and Corn-Based Products. *Journal of AOAC INTERNATIONAL* 79 (3), S. 671–687. DOI: 10.1093/jaoac/79.3.671.
- Siddiquee, S. (2014): Recent Advancements on the Role and Analysis of Volatile Compounds (VOCs) from *Trichoderma*. In: *Biotechnology and Biology of Trichoderma*: Elsevier, S. 139–175.

- Singh, A.; Sarma, B. K.; Singh, H. B.; Upadhyay, R. S. (2014): *Trichoderma*. A silent worker of plant rhizosphere. In: V.K. Gupta, M. Schmoll, A. Herrera-Estrella, R.S. Upadhyay, I. Druzhinina und M.G. Tuohy (Hg.): *Biotechnology and Biology of Trichoderma*. Amsterdam: Elsevier, S. 533–542.
- Smith, K. P.; Handelsman, J.; Goodman, R. M. (1999): Genetic basis in plants for interactions with disease-suppressive bacteria. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 96 (9), S. 4786–4790. DOI: 10.1073/pnas.96.9.4786.
- Smith, S. N.; Snyder, W. C. (1971): Relationship of Inoculum Density and Soil Types to Severity of *Fusarium*. *Phytopathology* (61), S. 1049–1051.
- Smitha, M. S.; Singh, R. (2014): Biocontrol of phytopathogenic fungi using mycolytic enzymes produced by rhizospheric bacteria of *Cicer arietinum*. *Indian J Agric Biochem* 27, S. 215–218.
- Sneh, Baruch; Burpee, Lee; Ogoshi, Akira (1994): Identification of *Rhizoctonia* species. 2. print. St. Paul, Minn.: APS Press.
- Solanki, M. K.; Kumar, S.; Pandey, A. K.; Srivastava, S.; Singh, R. K.; Kashyap, P. L. et al. (2012): Diversity and antagonistic potential of *Bacillus* spp. associated to the rhizosphere of tomato for the management of *Rhizoctonia solani*. *Biocontrol Science and Technology* 22 (2), S. 203–217. DOI: 10.1080/09583157.2011.649713.
- Solanki, M. K.; Singh, N.; Singh, R. K.; Singh, P.; Srivastava, A. K.; Kumar, S. et al. (2011): Plant defense activation and management of tomato root rot by a chitin-fortified *Trichoderma/Hypocrea* formulation. *Phytoparasitica* 39 (5), S. 471–481. DOI: 10.1007/s12600-011-0188-y.
- Solorzano, C. D.; Malvick, D. K. (2011): Effects of fungicide seed treatments on germination, population, and yield of maize grown from seed infected with fungal pathogens. *Field Crops Research* 122 (3), S. 173–178. DOI: 10.1016/j.fcr.2011.02.011.
- Stone, P. J.; Sorensen, I. B.; Jamieson, P. D. (1999): Effect of soil temperature on phenology, canopy development, biomass and yield of maize in a cool-temperate climate. *Field Crops Research* 63 (2), S. 169–178. DOI: 10.1016/S0378-4290(99)00033-7.
- Sturz, A. V.; Peters, R. D.; Carter, M. R.; Sanderson, J. B.; Matheson, B. G.; Christie, B. R. (2005): Variation in antibiosis ability, against potato pathogens, of bacterial communities recovered from the endo- and exoroots of potato crops produced under conventional versus minimum tillage systems. *Canadian journal of microbiology* 51 (8), S. 643–654. DOI: 10.1139/w05-041.
- Sutton, J. C. (1982): Epidemiology of wheat head blight and maize ear rot caused by *Fusarium graminearum*. *Canadian Journal of Plant Pathology* 4 (2), S. 195–209. DOI: 10.1080/07060668209501326.
- Syngenta (2019): SY Werena | Syngenta. Online verfügbar unter <https://www.syngenta.de/produkte/saatgut/mais/sy-werena>, zuletzt geprüft am 11.05.2020.
- Szczecz, M.; Shoda, M. (2006): The Effect of Mode of Application of *Bacillus subtilis* RB14-C on its Efficacy as a Biocontrol Agent Against *Rhizoctonia solani*. *J Phytopathol* 154 (6), S. 370–377. DOI: 10.1111/j.1439-0434.2006.01107.x.
- Tauxe, R. V. (2001): Food safety and irradiation. *Emerging infectious diseases* 7 (3 Suppl), S. 516–521. DOI: 10.3201/eid0707.017706.
- Temple, M. D.; Perrone, G. G.; Dawes, I. W. (2005): Complex cellular responses to reactive oxygen species. *Trends in cell biology* 15 (6), S. 319–326. DOI: 10.1016/j.tcb.2005.04.003.

- Thomsen, G.; Birr, T.; Klink, H.; Verreet, J.-A. (2018): Geographic distribution and disease severity of different *Rhizoctonia* species pathogenic towards maize in different regions in Germany and France. *J Plant Dis Prot* 125 (5), S. 461–468. DOI: 10.1007/s41348-018-0178-0.
- Todoriki, S.; Hayashi, T. (2000): Disinfection of seeds and sprout inhibition of potatoes with low energy electrons. *Radiation Physics and Chemistry* 57 (3-6), S. 253–255. DOI: 10.1016/S0969-806X(99)00389-8.
- Toussaint, J.-P.; Kraml, M.; Nell, M.; Smith, S. E.; Smith, F. A.; Steinkellner, S. et al. (2008): Effect of *Glomus mosseae* on concentrations of rosmarinic and caffeic acids and essential oil compounds in basil inoculated with *Fusarium oxysporum* f.sp. *basilici*. *Plant Pathology* 57 (6), S. 1109–1116. DOI: 10.1111/j.1365-3059.2008.01895.x.
- Trail, F.; Gaffoor, I.; Vogel, S. (2005): Ejection mechanics and trajectory of the ascospores of *Gibberella zeae* (anamorph *Fusarium graminearum*). *Fungal Genetics and Biology* 42 (6), S. 528–533. DOI: 10.1016/j.fgb.2005.03.008.
- Trail, F.; Xu, H.; Loranger, R.; Gadoury, D. (2002): Physiological and environmental aspects of ascospore discharge in *Gibberella zeae* (anamorph *Fusarium graminearum*). *Mycologia* 94 (2), S. 181–189. DOI: 10.1080/15572536.2003.11833223.
- Tran, S. T.; Smith, T. K. (2011): Determination of optimal conditions for hydrolysis of conjugated deoxynivalenol in corn and wheat with trifluoromethanesulfonic acid. *Animal Feed Science and Technology* 163 (2-4), S. 84–92. DOI: 10.1016/j.anifeedsci.2010.10.008.
- Tredway, L. P.; Burpee, L. L. (2001): *Rhizoctonia* Diseases of Turfgrass. *PHI*. DOI: 10.1094/PHI-I-2001-1109-01.
- Turner, A. S.; Lees, A. K.; Rezanoor, H. N.; Nicholson, P. (1998): Refinement of PCR-detection of *Fusarium avenaceum* and evidence from DNA marker studies for phenetic relatedness to *Fusarium tricinctum*. *Plant Pathology* 47 (3), S. 278–288. DOI: 10.1046/j.1365-3059.1998.00250.x.
- Uchida, J. Y.; Aragaki, M.; Yahata, P. S. (2018): Basidiospore Formation by *Ceratobasidium* Sp. on Agar. *Mycologia* 78 (4), S. 587–592. DOI: 10.1080/00275514.1986.12025293.
- Urgiles, E.; Wilcox, J.; Montes, O.; Osman, S.; Venkateswaran, K.; Cepeda, M. et al. (2007): Electron beam Irradiation for Microbial Reduction on Spacecraft Components. In: 2007 IEEE Aerospace Conference. 2007 IEEE Aerospace Conference. Big Sky, MT, USA, 03.03.2007 - 10.03.2007: IEEE, S. 1–15.
- Utermark, J.; Karlovsky, P. (2007): Role of Zearalenone Lactonase in Protection of *Gliocladium roseum* from Fungitoxic Effects of the Mycotoxin Zearalenone. *Appl. Environ. Microbiol.* 73 (2), S. 637–642. DOI: 10.1128/AEM.01440-06.
- van der Fels-Klerx, H. J.; van Asselt, E. D.; Madsen, M. S.; Olesen, J. E.; Nelson, J. C. (2013): Impact of Climate Change Effects on Contamination of Cereal Grains with Deoxynivalenol. *PloS one* 8 (9), e73602. DOI: 10.1371/journal.pone.0073602.
- van Loon, L. C.; Glick, B. R. (2004): Increased Plant Fitness by Rhizobacteria. In: Heinrich Sandermann (Hg.): *Molecular ecotoxicology of plants*. Berlin, New York: Springer (Ecological studies, volume 170), S. 177–205.
- Varela, C. P.; Casal, O. A.; Padin, M. C.; Martinez, V. F.; Oses, M. J. S.; Scauflaire, J. et al. (2013): First Report of *Fusarium temperatum* Causing Seedling Blight and Stalk Rot on Maize in Spain. *Plant Disease* 97 (9), S. 1252. DOI: 10.1094/PDIS-02-13-0167-PDN.
- Vilgalys, R.; Cubeta, M. A. (1994): Molecular systematics and population biology of *Rhizoctonia*. *Annual Review of Phytopathology* (32), S. 135–155.

- Vinale, F.; Sivasithamparam, K.; Ghisalberti, E. L.; Marra, R.; Woo, S. L.; Lorito, M. (2008): *Trichoderma*–plant–pathogen interactions. *Soil Biology and Biochemistry* 40 (1), S. 1–10. DOI: 10.1016/j.soilbio.2007.07.002.
- Warfield, C.Y.; Davis, R.M. (1996): Importance of husk covering on the susceptibility of corn hybrids to *Fusarium* ear rot. *Plant Disease* (80), S. 208–210.
- Warrington, I. J.; Kanemasu, E. T. (1983): Corn Growth Response to Temperature and Photoperiod I. Seedling Emergence, Tassel Initiation, and Anthesis 1. *Agron. J.* 75 (5), S. 749–754. DOI: 10.2134/agronj1983.00021962007500050008x.
- Welbaum, G. E.; Sturz, A. V.; Dong, Z.; Nowak, J. (2004): Managing Soil Microorganisms to Improve Productivity of Agro-Ecosystems. *Critical Reviews in Plant Sciences* 23 (2), S. 175–193. DOI: 10.1080/07352680490433295.
- Weller, D. M. (1986): Effects of wheat genotype on root colonization by a take-all suppressive strain of *Pseudomonas fluorescens*. *Phytopathology* (76), S. 1059.
- Weller, D. M. (1988): Biological control of soilborne plant pathogens in the rhizosphere with bacteria. *Annu. Rev. Phytopathol.* (26), S. 379–407.
- Weselowski, B.; Nathoo, N.; Eastman, A. W.; MacDonald, J.; Yuan, Z.-C. (2016): Isolation, identification and characterization of *Paenibacillus polymyxa* CR1 with potentials for biopesticide, biofertilization, biomass degradation and biofuel production. *BMC Microbiol* 16 (1), S. 953. DOI: 10.1186/s12866-016-0860-y.
- Wibberg, D.; Jelonek, L.; Rupp, O.; Kröber, M.; Goesmann, A.; Grosch, R. et al. (2014): Transcriptome analysis of the phytopathogenic fungus *Rhizoctonia solani* AG1-IB 7/3/14 applying high-throughput sequencing of expressed sequence tags (ESTs). *Fungal biology* 118 (9-10), S. 800–813. DOI: 10.1016/j.funbio.2014.06.007.
- Wilson, D. R.; Johnstone, J. V.; Salinger, M. J. (1994): Maize production potential and climatic risk in the South Island of New Zealand. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science* 22 (3), S. 321–334. DOI: 10.1080/01140671.1994.9513841.
- Xie, J.-B.; Du, Z.; Bai, L.; Tian, C.; Zhang, Y.; Xie, J.-Y. et al. (2014): Comparative genomic analysis of N₂-fixing and non-N₂-fixing *Paenibacillus* spp. *PLoS genetics* 10 (3), e1004231. DOI: 10.1371/journal.pgen.1004231.
- Xu, X. (2003): Effects of environmental conditions on the development of *Fusarium* ear blight. In: Xiangming Xu, John A. Bailey und B. Michael Cooke (Hg.): *Epidemiology of Mycotoxin Producing Fungi*. Dordrecht: Springer Netherlands, S. 683–689.
- Xu, X.-M.; Parry, D. W.; Nicholson, P.; Thomsett, M. A.; Simpson, D.; Edwards, S. G. et al. (2005): Predominance and association of pathogenic fungi causing *Fusarium* ear blight in wheat in four European countries. *Eur J Plant Pathol* 112 (2), S. 143–154. DOI: 10.1007/s10658-005-2446-7.
- Xu, Xiangming; Bailey, John A.; Cooke, B. Michael (Hg.) (2003): *Epidemiology of Mycotoxin Producing Fungi*. Dordrecht: Springer Netherlands.
- Xue, A. G.; Chen, Y.; Voldeng, H. D.; Fedak, G.; Savard, M. E.; Längle, T. et al. (2014): Concentration and cultivar effects on efficacy of CLO-1 biofungicide in controlling *Fusarium* head blight of wheat. *Biological Control* 73, S. 2–7. DOI: 10.1016/j.biocontrol.2014.02.010.
- Yin, C.; Hulbert, S. H.; Schroeder, K. L.; Mavrodi, O.; Mavrodi, D.; Dhingra, A. et al. (2013): Role of bacterial communities in the natural suppression of *Rhizoctonia solani* bare patch disease of wheat (*Triticum aestivum* L.). *Appl. Environ. Microbiol.* 79 (23), S. 7428–7438. DOI: 10.1128/AEM.01610-13.
- Zachariasova, M.; Vaclavikova, M.; Lacina, O.; Vaclavik, L.; Hajslova, J. (2012): Deoxynivalenol Oligoglycosides. *J. Agric. Food Chem.* 60 (36), S. 9280–9291. DOI: 10.1021/jf302069z.

Zhang, S.; Moyne, A.-L.; Reddy, M.S.; Kloepper, J. W. (2002): The role of salicylic acid in induced systemic resistance elicited by plant growth-promoting rhizobacteria against blue mold of tobacco. *Biological Control* 25 (3), S. 288–296. DOI: 10.1016/S1049-9644(02)00108-1.

9 Anhang

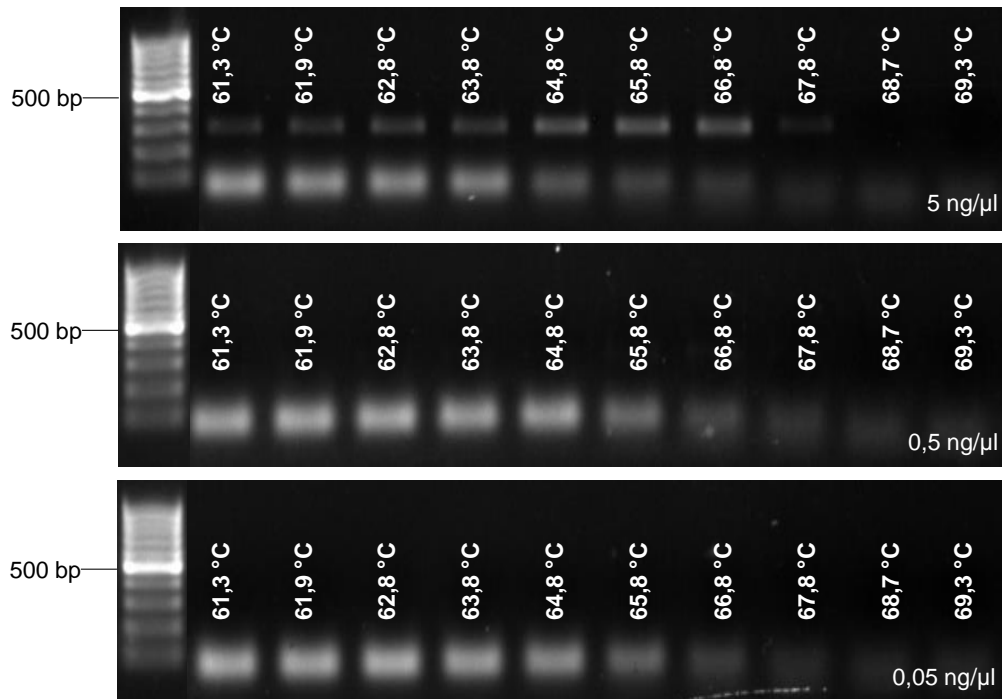


Abbildung A 1: Elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte für das Primerpaar von *F. avenaceum* in Abhängigkeit der DNA-Konzentration von *F. avenaceum* (5 ng/μl; 0,5 ng/μl; 0,05 ng/μl) und des Temperaturgradientens von 61,3 °C bis 69,3 °C zur Bestimmung der optimalen DNA-Konzentration und Annealingtemperatur für die PCR.



Abbildung A 2: Kreuztest des Primerpaares von *F. avenaceum* mit der gDNA von *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und *Zea mays* und einer No template control (NTC).

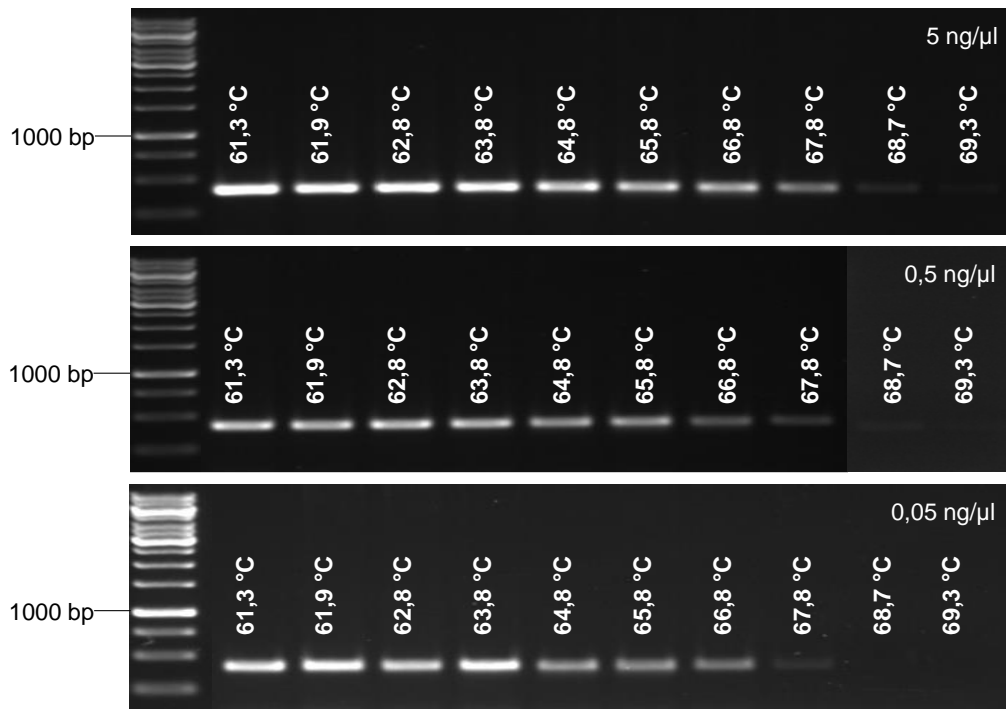


Abbildung A 3 : Elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte für das Primerpaar von *F. graminearum* in Abhängigkeit der DNA-Konzentration von *F. graminearum* (5 ng/μl; 0,5 ng/μl; 0,05 ng/μl) und des Temperaturgradientens von 61,3 °C bis 69,3 °C zur Bestimmung der optimalen DNA-Konzentration und Annealingtemperatur für die PCR.

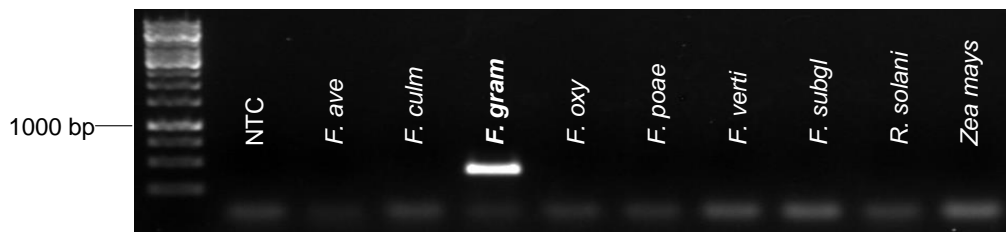


Abbildung A 4: Kreuztest des Primerpaares von *F. graminearum* mit der gDNA von *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und *Zea mays* und einer No template control (NTC).

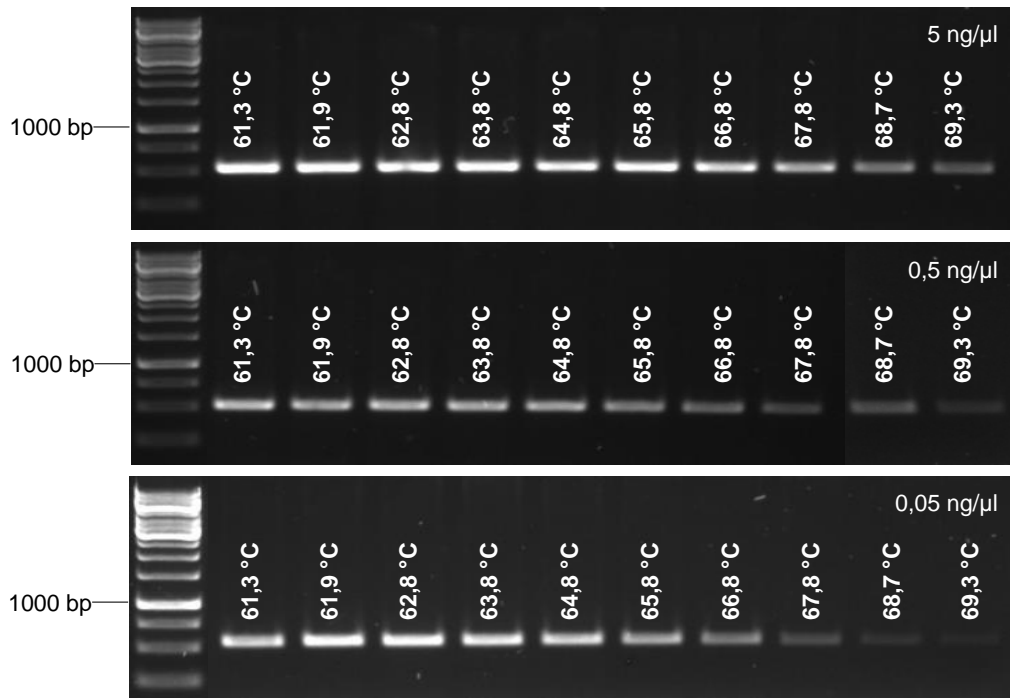


Abbildung A 5: Elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte für das Primerpaar von *F. oxysporum* in Abhängigkeit der DNA-Konzentration von *F. oxysporum* (5 ng/μl; 0,5 ng/μl; 0,05 ng/μl) und des Temperaturgradientens von 61,3 °C bis 69,3 °C zur Bestimmung der optimalen DNA-Konzentration und Annealingtemperatur für die PCR.

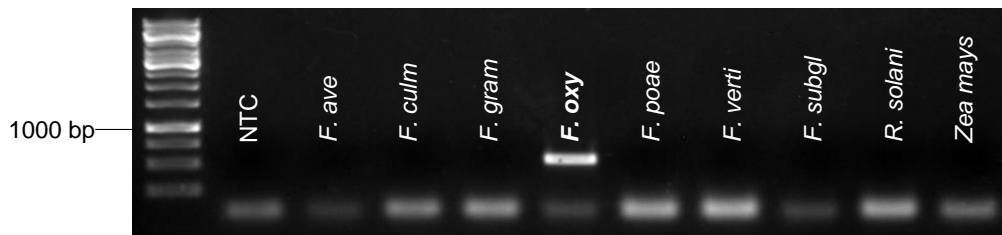


Abbildung A 6: Kreuztest des Primerpaares von *F. oxysporum* mit der gDNA von *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und *Zea mays* und einer No template control (NTC).

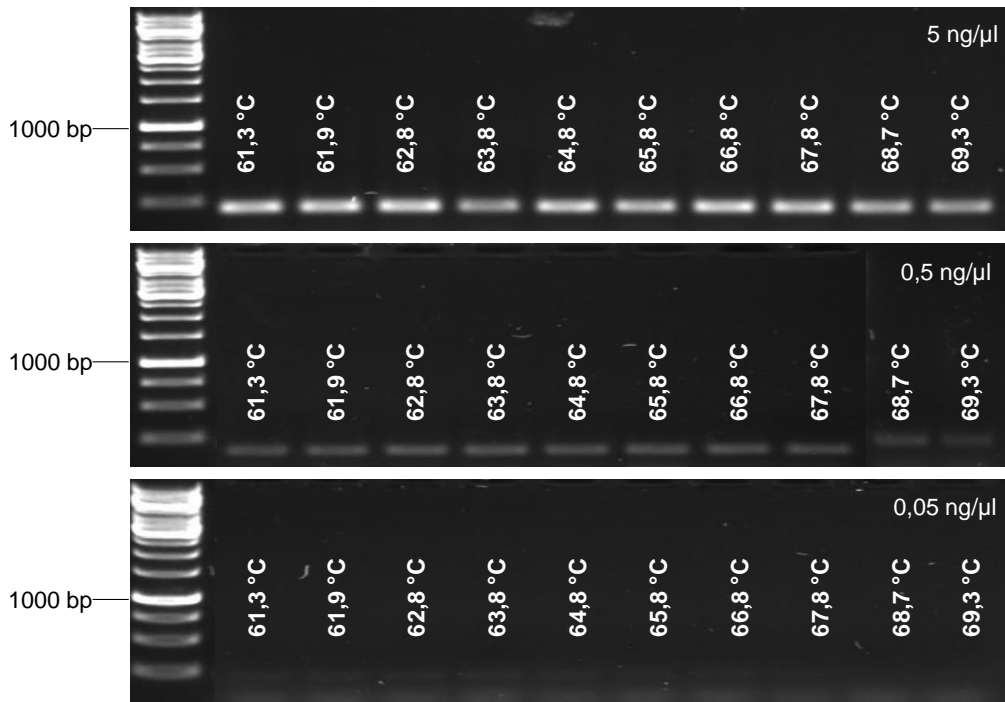


Abbildung A 7: Elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte für das Primerpaar von *F. poae* in Abhängigkeit der DNA-Konzentration von *F. poae* (5 ng/μl; 0,5 ng/μl; 0,05 ng/μl) und des Temperaturgradientens von 61,3 °C bis 69,3 °C zur Bestimmung der optimalen DNA-Konzentration und Annealingtemperatur für die PCR.



Abbildung A 8: Kreuztest des Primerpaares von *F. poae* mit der gDNA von *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und *Zea mays* und einer No template control (NTC).

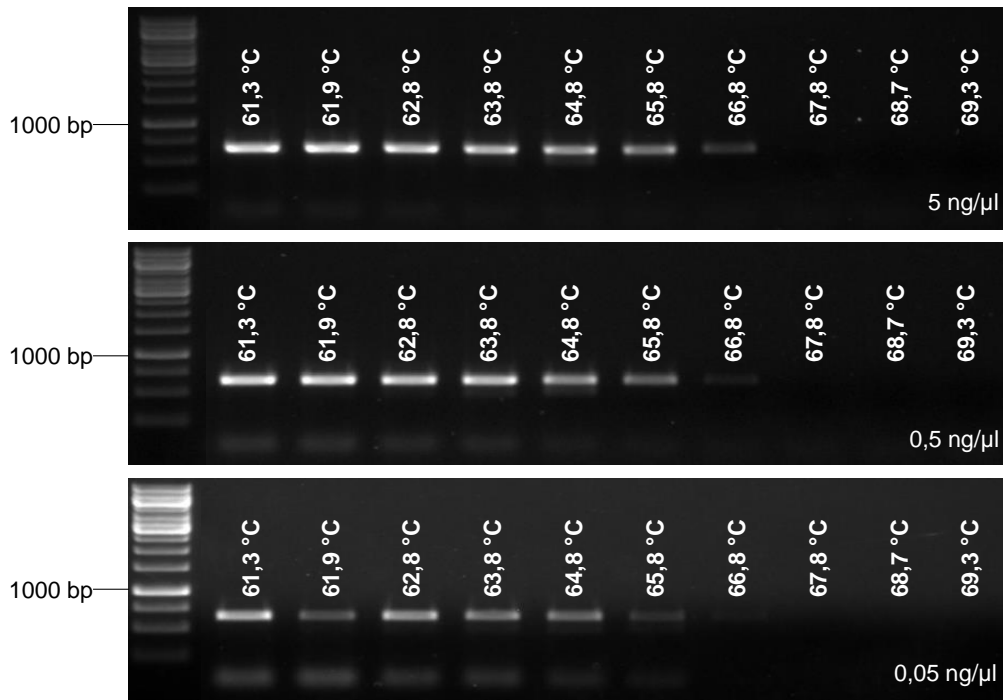


Abbildung A 9: Elektrophoretische Auftrennung der PCR-Produkte für das Primerpaar von *F. subglutinans* in Abhängigkeit der DNA-Konzentration von *F. subglutinans* (5 ng/μl; 0,5 ng/μl; 0,05 ng/μl) und des Temperaturgradientens von 61,3 °C bis 69,3 °C zur Bestimmung der optimalen DNA-Konzentration und Annealingtemperatur für die PCR.



Abbildung A 10: Kreuztest des Primerpaares von *F. subglutinans* mit der gDNA von *F. avenaceum*, *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. verticillioides*, *F. subglutinans*, *R. solani* und *Zea mays* und einer No template control (NTC).

Danksagung

An dieser Stelle möchte ich mich herzlich bei allen bedanken, ohne dessen Hilfsbereitschaft und Wissbegierde die Abfassung dieser Dissertation nicht möglich gewesen wäre.

Ich danke besonders Herrn Prof. Verreet für die Möglichkeit der Promotion am Institut für Phytopathologie, für das Vertrauen und den Freiraum für eigene Ideen und deren Umsetzung.

Ebenfalls möchte ich aufrichtig meinem Projektbetreuer Herrn Dr. Tim Birr danken, ohne dessen Unterstützung ich diese Arbeit niemals abgeschlossen hätte. Du hattest stets ein offenes Ohr für meine Probleme und hast diese immer konstruktiv mit mir diskutiert. Auch bedanken möchte ich mich für die kritische Durchsicht meiner Vorträge und dieser Arbeit. Vielen Dank!

Ebenfalls danken möchte ich Herrn Dr. Holger Klink für die aufbauenden und auch kritischen Gespräche.

Bei Bettina Bastian und Susanne Kleingarn möchte ich mich herzlich für die Geduld und die unermüdliche Hilfe bei der Bearbeitung der Vielzahl an Proben bedanken. Auf euch war zu jeder Zeit Verlass und dafür habt ihr meinen größten Respekt! Auch bedanken möchte ich mich bei Michael Wingen und Susanne Hermann.

Außerdem möchte ich mich bei allen Projektpartnern bedanken. Mein Dank gilt Herrn Dr. Eckhard Koch und Tobias Pfeiffer vom JKI aus Darmstadt, Frau Elisa Schwarz und Dr. Kristin Dietel von der ABiTEP GmbH aus Berlin, Herrn Olaf Röder und Matthias Kotte von der EVONTA Service GmbH und Herrn Dr. Ulf Feuerstein von der DSV aus Asendorf. Danke für die nette Zusammenarbeit.

Für die fachliche Unterstützung möchte ich mich besonders bei meinen Kondoktoranden Thomas und Markus bedanken. Ich konnte euch jederzeit um Hilfe im Labor bitten und nur dank euch konnte ich dort einige Probleme lösen! Aber nicht nur auf dem molekularbiologischen Gebiet habt ihr meinen Horizont erweitert. Für alle weiteren Diskussionen möchte ich mich ebenfalls bedanken. Auch bedanken möchte ich mich bei Tolke für die schönen Radlerpausen, sowie bei Stefan, Ketel und Wilken für die schöne Zeit am Institut.

Zuletzt möchte ich meiner Familie und Roland danken, die stets an mich geglaubt haben und mich besonders in den schwierigen Zeiten unterstützt haben. Vielen Dank für alles!