

UNIVERSIDADE ESTADUAL DE PONTA GROSSA
SETOR DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E DE TECNOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA - MESTRADO

POLYANA ELVIRA TOBIAS PINTO CHRISTMANN

PRODUTOS ALTERNATIVOS APLICADOS NA CULTURA DO FEIJÃO PARA
CONTROLE DA ANTRACNOSE

PONTA GROSSA - PR
2019

POLYANA ELVIRA TOBIAS PINTO CHRISTMANN

PRODUTOS ALTERNATIVOS APLICADOS NA CULTURA DO FEIJÃO PARA
CONTROLE DA ANTRACNOSE

Dissertação apresentada à Universidade Estadual de Ponta Grossa para a obtenção do título de Mestre em Agronomia - Área de Concentração: Agricultura.

Orientadora: Prof^a Dr^a Maristella Dalla Pria.

PONTA GROSSA - PR
2019

C555 Christmann, Polyana Elvira Tobias Pinto
Produtos alternativos aplicados na cultura do feijão para controle da antracnose/ Polyana Elvira Tobias Pinto Christmann. Ponta Grossa, 2019.
56 f., il.

Dissertação (Mestrado em Agronomia – Área de concentração - Agricultura), Universidade Estadual de Ponta Grossa.

Orientadora: Profa. Dra. Maristella Dalla Pria

1. *Colletotrichum lindemuthianum*. 2. *Phaseolus vulgaris*. 3. *Trichoderma* spp.. 4. Ácido salicílico. 5. Fosfito de cobre. 6. Acibenzolar-S-metílico. 7. Azoxistrobina. I. Dalla Pria, Maristella. II. Universidade Estadual de Ponta Grossa - Mestrado em Agronomia. III. T.

CDD : 635.652



UNIVERSIDADE ESTADUAL DE PONTA GROSSA
SETOR DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E DE TECNOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

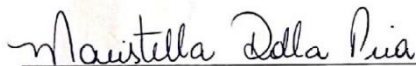
CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

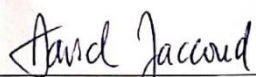
Título da Dissertação: **“Produtos alternativos aplicados na cultura do feijão para controle da antracnose”.**

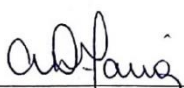
Nome: Polyana Elvira Tobias Pinto Christmann

Orientador:

Aprovado pela Comissão Examinadora:


Prof.^a Dr.^a Maristella Dalla Pria


Prof. Dr. David de Souza Jaccoud Filho


Prof.^a Dr.^a Cacilda Márcia Duarte Rios Faria

Data da Realização: 27 de Fevereiro de 2019.

À minha família,
DEDICO.

AGRADECIMENTOS

À Deus acima de todas as coisas que, além de me dar o dom da vida, esteve ao meu lado em todos os momentos.

À Universidade Estadual de Ponta Grossa (UEPG), ao curso Agronomia e ao curso de Pós-Graduação em Agronomia pela estrutura, suporte e apoio prestado. Aos Professores desta instituição pela qualidade de ensino e contribuição à minha formação na graduação e agora no curso de mestrado. Sem vocês nada disso seria possível.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal e Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de mestrado.

À minha orientadora, Prof^a Dr^a Maristella Dalla Pria, por aceitar me orientar, apoio, paciência e acima de tudo pela sua amizade e ensinamentos desde o início da orientação.

Aos meus pais, Soily Tobias Pinto Christmann e Pedro Volnei Christmann, por me ensinarem desde sempre os verdadeiros valores na vida, trabalhar dignamente, com ética, honestidade e respeito. Além de todo apoio, incentivo e auxílio nos momentos mais difíceis. Tudo que sou e tenho hoje devo a vocês, amo vocês amores da minha vida.

Aos meus avós, Nair Caetano Pinto e Tobias João Pinto, por todas as orações e momentos felizes.

Ao meu namorado, Edinei Steger Rinaldi, por estar comigo desde o início desta jornada aguentando choros, reclamações, me dando suporte emocional para seguir em frente e auxiliando até mesmo nos trabalhos realizados nesta dissertação. Te amo muito.

As técnicas Luciane Henneberg e Zima Richter, por todos conselhos, carinhos, incentivos, abraços, auxílios, amizade e cafezinhos desde que cheguei ao laboratório.

Às colegas do laboratório F-26 que me auxiliaram para realização deste trabalho: Hagata Siqueira Hennipman, Janaina da Silva, Joseane Serber, Rafaela Fernanda Oliveira Dalecio, Pamela Mylene Pinheiro e Mariana Pankio Dutra que me ajudaram durante todo meu projeto, meu muito obrigada.

À Taize Schafranski, por se tornar uma das pessoas mais especiais da minha vida, além de se tornar uma das minhas melhores amigas. Obrigada pela sua amizade e me auxiliar em todos os momentos difíceis, e obrigada pela sociedade na página Fito em Fotos.

À Prof^a Dr^a Cacilda Marcia Duarte Rios e equipe do Laboratório de Fitopatologia da Universidade Estadual do Centro Oeste (UNICENTRO – Campus Guarapuava) por conceder os fungos endofíticos utilizados no trabalho.

À EMBRAPA (sede Ponta Grossa), por ceder sementes e à Syngenta por ceder alguns produtos utilizados para realização dos experimentos.

Aos funcionários da Fazenda Escola, Capão da Onça, por toda ajuda e auxílio durante meus trabalhos no campo.

A todos que direta e indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho, meus sinceros agradecimentos.

“O que planta e o que rega têm um só propósito, e cada um será recompensado de acordo com
o seu próprio trabalho.”
(1 Coríntios: 3.8)

RESUMO

O feijão (*Phaseolus vulgaris*) para os brasileiros é de extrema importância, pois está incluso diariamente na alimentação da maioria da população. Vários fatores afetam negativamente a produtividade desta cultura, em destaque a incidência e severidade de doenças. Uma das principais é a antracnose (*Colletotrichum lindemuthianum*), que pode causar dano total da produção e depreciação do produto final. O estudo e desenvolvimento de novas estratégias para o manejo integrado da antracnose podem reduzir o custo de produção e consequentemente reduzir os impactos ambientais. O objetivo deste trabalho foi avaliar a eficiência de fungos do gênero *Trichoderma* em testes *in vitro* (antagonismo, produção de compostos voláteis e não voláteis) para controle de *C. lindemuthianum*, avaliar a eficiência de fungos endofíticos, ácido salicílico, fosfito de cobre, acibenzolar-S-metílico e fungicida para controle da antracnose em plantas de feijão em casa de vegetação e campo, além de analisar a qualidade sanitária de sementes. Houve controle da antracnose em plantas de feijão com o uso de produtos alternativos. Os fungos endofíticos *T. viride* e *T. tomentosum* inibiram o crescimento micelial de *C. lindemuthianum* nos três testes realizados *in vitro*. Em casa de vegetação, *T. viride*, *T. tomentosum*, ácido salicílico, acibenzolar-S-metílico e fungicida foram eficazes, porém fosfito de cobre não foi eficiente no controle da antracnose. Em campo todos os produtos testados foram eficientes para redução da severidade da antracnose. A incidência de antracnose foi reduzida em sementes oriundas de todos os produtos testados, quando comparados à testemunha.

Palavras chaves: *Colletotrichum lindemuthianum*, *Phaseolus vulgaris*, *Trichoderma* spp., ácido salicílico, fosfito de cobre, acibenzolar-S-metílico, azoxistrobina + difenoconazol.

ABSTRACT

The bean culture (*Phaseolus vulgaris*) for Brazilians is extremely important, because it is included daily in the diet of most of the population. Several factors negatively affect the productivity of this crop, with emphasis on the incidence and severity of diseases. One of the main ones is anthracnose (*Colletotrichum lindemuthianum*), which can cause total production damage and depreciation of the final product. The study and development of new strategies for the integrated management of anthracnose can reduce the cost of production and consequently reduce the environmental impacts. The objective of this study was to evaluate the efficiency of the *Trichoderma* fungi in vitro test (antagonism, production of volatile and non-volatile) for control of *C. lindemuthianum*, evaluate the efficiency of endophytic fungi, salicylic acid, copper phosphite, acibenzolar -S-methyl and fungicide to control the anthracnose in bean plants in greenhouse and field, besides analyzing the sanitary quality of seeds. There was control of anthracnose in bean plants with the use of alternative products. The endophytic fungi *T. viride* and *T. tomentosum* inhibited the mycelial growth of *C. lindemuthianum* in the three tests performed in vitro. In greenhouse, *T. viride*, *T. tomentosum*, salicylic acid, acibenzolar-S-methyl and fungicide were effective, but copper phosphite was not efficient in the control of anthracnose. In the field all the products tested were efficient to reduce the severity of anthracnose. The incidence of anthracnose was reduced in seeds from all tested products when compared to the control.

Keywords: *Colletotrichum lindemuthianum*, *Phaseolus vulgaris*, *Trichoderma* spp., salicylic acid, copper phosphite, acibenzolar-S-methyl, azoxystrobin + difenoconazole.

LISTA DE FIGURAS

- FIGURA 1 - Plantas de feijão (*Phaseolus vulgaris*) cultivadas em casa de vegetação para verificação do controle de *Colletotrichum lindemuthianum* com segundo trifólio protegido com copo plástico no momento da aplicação dos tratamentos (A) e câmara úmida para viabilização de infecção (B). Ponta Grossa - PR, 2018..... 25
- FIGURA 2 - Escala diagramática de severidade da antracnose em feijão causada pelo fungo *Colletotrichum lindemuthianum* (porcentagem de área foliar coberta por sintomas)..... 26
- FIGURA 3 - Área experimental da cultura do feijão (*Phaseolus vulgaris*), localizada na Fazenda Escola Capão da Onça. Ponta Grossa - PR, 2018..... 28
- FIGURA 4 - Sementes de feijão (*Phaseolus vulgaris*) dispostas em folhas de papel germinação para avaliação da qualidade sanitária pelo método de incubação em rolo de papel. Ponta Grossa - PR, 2018. 28
- FIGURA 5 - Método de cultivo pareado de colônias para avaliação do antagonismo dos fungos *Trichoderma viride* e *Trichoderma tomentosum* exercido sobre o fungo *Colletotrichum lindemuthianum*. Ponta Grossa – PR, 2018. 31

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 - Produtos pulverizados em plantas de feijão (<i>Phaseolus vulgaris</i>) cultivadas em casa de vegetação e respectivas doses. Ponta Grossa – PR, 2018	24
TABELA 2 - Produtos pulverizados em plantas de feijão (<i>Phaseolus vulgaris</i>) cultivadas em campo e respectivas doses. Ponta Grossa – PR, 2018	27
TABELA 3 - Inibição (%) do crescimento micelial quanto ao antagonismo dos fungos <i>Trichoderma viride</i> e <i>Trichoderma tomentosum</i> exercido sobre o fungo <i>Colletotrichum lindemuthianum</i> . Ponta Grossa – PR, 2018	30
TABELA 4 - Inibição (%) do crescimento micelial quanto à produção de compostos voláteis pelos fungos <i>Trichoderma viride</i> e <i>Trichoderma tomentosum</i> exercido sobre o fungo <i>Colletotrichum lindemuthianum</i> . Ponta Grossa – PR, 2018.....	32
TABELA 5 - Inibição (%) do crescimento micelial quanto à produção de compostos não voláteis pelos fungos <i>Trichoderma viride</i> e <i>Trichoderma tomentosum</i> exercido sobre o fungo <i>Colletotrichum lindemuthianum</i> . Ponta Grossa – PR, 2018	33
TABELA 6 - Área abaixo da curva de progresso de <i>Colletotrichum lindemuthianum</i> em plantas de feijão (<i>Phaseolus vulgaris</i>) em casa de vegetação. Ponta Grossa – PR, 2018.	35
TABELA 7 - Área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) da antracnose (<i>Colletotrichum lindemuthianum</i>) em plantas de feijão (<i>Phaseolus vulgaris</i>) em campo, safra 2017/18. Fazenda Escola Capão da Onça, Ponta Grossa – PR, 2018.	38
TABELA 8 - Componentes de rendimento, produtividade (kg ha^{-1}), plantas por metro (plantas m^{-1}), vagens por planta (vagens planta^{-1}) e grãos por vagem (grãos vagem^{-1}) em função dos produtos aplicados em plantas de feijão (<i>Phaseolus vulgaris</i>). Fazenda Escola Capão da Onça, Ponta Grossa - PR, 2018.....	41
TABELA 9 - Incidência de antracnose (<i>Colletotrichum lindemuthianum</i>) em sementes em função dos produtos aplicados em campo nas plantas de feijão (<i>Phaseolus vulgaris</i>). Fazenda Escola Capão da Onça, Ponta Grossa - PR, 2018	43

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	12
2 OBJETIVO	13
2.1 OBJETIVO GERAL	13
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	13
3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	14
3.1 CULTURA DO FEIJÃO	14
3.2 ANTRACNOSE	15
3.3 CONTROLE	16
3.3.1 Indução de Resistência	16
3.3.1.1 Fungos Endofíticos	18
3.3.1.2 Ácido Salicílico	18
3.3.1.3 Acibenzolar-S-metílico	19
3.3.1.4 Fosfito	21
4 MATERIAL E MÉTODOS	22
4.1 EXPERIMENTOS <i>in vitro</i>	22
4.2 EXPERIMENTOS EM CASA DE VEGETAÇÃO	23
4.3 EXPERIMENTO EM CAMPO	26
4.4 QUALIDADE SANITÁRIA DE SEMENTES	28
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	30
5.1 EXPERIMENTOS <i>in vitro</i>	30
5.2 EXPERIMENTOS EM CASA DE VEGETAÇÃO	34
5.3 EXPERIMENTO EM CAMPO	37
5.4 QUALIDADE SANITÁRIA DE SEMENTES	42
6 CONCLUSÃO	43
REFERÊNCIAS	44
ANEXO.....	56

1 INTRODUÇÃO

A cultura do feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) possui grande importância para o Brasil, envolvendo aspectos que vão desde o hábito cultural até questões de segurança alimentar. O feijão é considerado um alimento saudável, seu consumo é um hábito generalizado na sociedade brasileira, configurando-se como um item importante da cesta básica (CONAB, 2018).

Entre os fatores que limitam a produtividade da cultura do feijão estão a correção do solo, adubação, arquitetura da planta, competição com plantas daninhas, ocorrência de pragas, em especial, a incidência e severidade de doenças (SILVA; WANDER, 2013). Dentre as principais doenças que ocorrem na cultura do feijão está a antracnose, causada por *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. & Magn. Lams. Scrib), que pode causar dano total da produção, além da depreciação da qualidade do produto final (QUEIROZ et al., 2018).

No manejo integrado de doenças podem ser empregadas várias estratégias, como a adoção de rotação de culturas, cultivares resistentes, controle biológico e controle químico por meio de fungicidas. Todavia, a utilização indiscriminada de agrotóxicos pode acarretar em contaminação ambiental, contaminação de trabalhadores e animais, além da seleção de populações resistentes de fungos aos fungicidas o qual consequentemente eleva o custo de produção da cultura (CAMPANHOLA; BETTIOL, 2003).

O desenvolvimento de novas tecnologias que permitam reduzir o custo de produção e também proporcionem o aumento do espectro de componentes para o controle de doenças é uma estratégia para a produção agrícola brasileira. Por conseguinte, os estudos de alternativas para o controle de doenças, que vão além do clássico controle químico, são de extrema importância (BALLARÉ, 2014; BORSATO; DI PIERO; STADNIK, 2010; DILDEY, 2017).

Desta forma, a utilização de agentes biológicos, a nutrição mineral e o uso de produtos alternativos são escolhas promissoras para o controle de doenças em plantas, além de que os impactos ao meio ambiente e à saúde humana são menores em relação aos produtos químicos utilizados, como os fungicidas (DUTTA et al., 2014; KUMAR, 2014; SHARMA et al., 2017; ZAMBOLIM; VENTURA; ZANÃO JÚNIOR, 2012).

2 OBJETIVO

2.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar a eficácia de produtos alternativos aplicados em plantas de feijão para controle da antracnose.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Analisar características antagonistas dos fungos endofíticos *Trichoderma viride* e *Trichoderma tomentosum* por meio de cultivo pareado, teste de compostos voláteis e não voláteis para controle de *Colletotrichum lindemuthianum in vitro*.

Verificar viabilidade de fontes alternativas para controle da antracnose em feijão em casa de vegetação.

Verificar viabilidade de fontes alternativas para controle da antracnose em feijão em campo.

Averiguar a sanidade de sementes obtidas após a aplicação de produtos para o controle da antracnose em condições de campo.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 CULTURA DO FEIJÃO

O feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) é uma planta originária da América Latina, cultivado principalmente nas regiões tropicais e subtropicais do globo. Sua importância está atrelada à sua relevância como objeto de segurança alimentar. O feijão é uma importante fonte de proteínas para as populações de países em desenvolvimento, sobretudo para as classes de menor renda (BARBOSA; GONZAGA, 2012).

Os principais países produtores de feijões são Índia e Mianmar (16%), Brasil (13%), Estados Unidos, México e Tanzânia (5%), e China (4%). No Brasil, estima-se que a cada 10 habitantes, sete consomem feijão diariamente, com média de consumo de 19 quilos “per capita” ao ano (GADAGA et al., 2017).

A produção de feijão no Brasil possui algumas particularidades quando comparada à de outros grãos. Ao contrário do que ocorre com a soja (*Glycine max* (L.) Merrill) e o milho (*Zea mays* (L.)), a maior parte da produção (em torno de 70%) é proveniente da agricultura familiar. Ocorrem três safras por ano, a safra das “águas” ou a 1ª safra, safra da “seca” ou 2ª safra e por último a safra de inverno que também pode ser conhecida por safra de 3ª época ou safra irrigada. O fato de o grão ser cultivado por todo o país, em várias safras, garante que durante todo o ano, em alguma parte do território nacional, tenha feijão sendo colhido ou semeado (BARBOSA; GONZAGA, 2012; CARVALHO et al., 2014; SILVA; WANDER, 2013).

Segundo a CONAB (2018), a estimativa nacional de área semeada com feijão para a primeira safra de 2018/19 é de 960,7 mil hectares, com redução de 8,8% em relação à safra passada. O feijão tipo preto é o terceiro mais cultivado durante a primeira safra, atrás dos cultivos de feijão dos tipos cores e caupi, com área de 171,8 mil hectares. Neste período, há redução no cultivo de feijão, pois a cultura está competindo por área com soja e milho, fazendo o produtor escolher pela cultura de melhor rentabilidade.

O feijão é uma leguminosa que se adapta a diferentes condições edafoclimáticas, o que permite o seu cultivo durante todo o ano, em quase todos os estados brasileiros, possibilitando constante oferta do produto no mercado. Entretanto, esta ampla adaptabilidade tem favorecido o surgimento de pragas e, principalmente, de doenças que comprometem a produtividade e a qualidade do produto final (BONETT et al., 2006).

3.2 ANTRACNOSE

A antracnose, causada por *Colletotrichum lindemuthianum* (Sacc. & Magn.) Lams. Scrib é a principal doença fúngica da cultura do feijão. É uma doença devastadora em regiões com temperaturas moderadas e alta umidade relativa do ar, podendo causar danos de até 100% no rendimento de grãos em cultivares altamente suscetíveis e comprometendo a qualidade das sementes (PADDER et al., 2017).

A doença pode ocorrer em qualquer fase de desenvolvimento, mas é durante a fase de plântula que ocorre maior suscetibilidade ao patógeno, pois os tecidos são pouco lignificados. As lesões da antracnose podem ocorrer nos cotilédones, hipocótilo, nas folhas, caule, ramos, vagens e sementes (CAMPA et al., 2014).

O agente causal da antracnose pode ocasionar sintomas em todos os órgãos da parte aérea da planta, o que dependerá da intensidade da doença. No caule e no pecíolo, as lesões são deprimidas e escuras, podendo se aprofundar no tecido infectado se as condições ambientais são favoráveis. Os sintomas mais característicos nas folhas surgem na face abaxial com escurecimento ao longo das nervuras. Lesões arredondadas, inicialmente de coloração marrom-clara, evoluindo para lesões deprimidas e escuras com o centro mais claro são observadas nas vagens. Quando as condições são favoráveis, desenvolve-se no centro das lesões uma massa rósea devido à produção de esporos do fungo (PAULA JÚNIOR et al., 2015).

A antracnose está amplamente distribuída em todo território brasileiro, mas principalmente nos Estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, em que são encontradas as condições ambientais favoráveis para sua ocorrência, como temperaturas mais baixas a moderadas e alta umidade relativa, nas quais o patógeno pode se disseminar intensamente a partir de plântulas jovens infectadas e proporcionar danos nas lavouras, além de comprometer a qualidade das sementes (PEREIRA et al., 2018).

A ampla variabilidade da espécie *C. lindemuthianum* está correlacionada ao fator limitante para o controle da antracnose em feijão. Ao todo, já foram identificadas aproximadamente 114 raças deste fungo. No Brasil há ocorrência de mais de 50 delas, porém os patótipos mais frequentes são identificados como 65, 73, 77, 81 e 87 (PAULA JÚNIOR et al., 2015).

Sementes contaminadas pelo fungo constituem a principal forma de sobrevivência e disseminação de *C. lindemuthianum* para áreas indenidas, representando ameaça durante o estabelecimento da cultura e o patógeno também pode sobreviver em restos culturais. A

disseminação secundária ocorre principalmente por respingos de água e pelo vento (SILVA; POZZA; MACHADO, 2013; SINGH; SCHWARTZ, 2010).

A utilização de variedades resistentes é uma alternativa importante que colabora para a diminuição de danos causados pelo patógeno. Apesar disso, a ampla variabilidade patogênica apresentada pelo fungo *C. lindemuthianum* impossibilita a obtenção de variedades com níveis de resistência duráveis (DI PIERO; GARDA, 2008). Contudo, algumas alternativas como o controle biológico e os métodos de controle alternativo são promissores e de grande importância para o manejo de fitopatógenos em diversas culturas (DILDEY, 2017).

Medidas complementares como tratamento de sementes com fungicida, remoção dos restos culturais e rotação de culturas utilizando espécies não hospedeiras, como por exemplo o milho, e a utilização de agentes de controle biológico, podem apresentar resultados promissores para o controle da antracnose em plantas de feijão (WENDLAND et al., 2016).

3.3 CONTROLE

Entre os principais métodos para controle da antracnose em feijão estão o controle químico e o uso de cultivares resistentes. Todavia, o controle químico com fungicidas pode causar contaminação do solo, ambiental e humana, enquanto que a resistência das plantas nas cultivares pode ser quebrada por diferentes agentes patogênicos. Essas preocupações estimularam o desenvolvimento de novas tecnologias (GADAGA et al., 2017).

Novas alternativas para o controle das doenças estão substituindo o uso de produtos químicos (fungicidas) e colaborando para uma agricultura moderna e mais sustentável, com intuito de proteger as plantas e conservar um sistema de defesa contra doenças menos dependente dos agrotóxicos (BALLARÉ, 2014; BORSATO; DI PIERO; STADNIK, 2010). Por isso, uma das possibilidades do controle alternativo é o controle biológico e a indução de mecanismos de defesa existentes nas plantas (MORAES, 1992).

Medidas alternativas de controle de doenças têm sido buscadas como a utilização de indutores de resistência, fosfitos, fungos endofíticos, ácido salicílico, entre outros (ARAÚJO; MENEZES, 2009; DUTTA et al., 2014; GADAGA et al., 2017; YAO; TIAN, 2005).

3.3.1 Indução de resistência

As plantas superiores não possuem um sistema imunológico como os animais, mas elas são favorecidas de um sistema inato de defesas contra os patógenos, constituído por um aparato estrutural e bioquímico que garante sua proteção (CAVALCANTI; PEREIRA; RIBEIRO JÚNIOR, 2014).

Algumas estruturas citológicas, como a parede celular, compõem obstáculos à infecção por fungos, executando importante papel na resistência a doenças. Da mesma maneira, alguns metabólitos, tóxicos ou parcialmente tóxicos, podem ser sintetizados ou modificados no tecido vegetal com o início do processo infeccioso (AHUJA; KISSEN; BONES, 2012; MA; YAMAJI, 2006). Estes mesmos mecanismos que concedem resistência aos fitopatógenos, podem ser desencadeados por estímulos químicos e são conhecidos como indução de resistência (GONTIJO NETO, 2015).

A resistência do hospedeiro a um microrganismo patogênico pode ser definida, sob o aspecto fisiológico, como a capacidade da planta em atrasar ou evitar a entrada e/ou a subsequente atividade do patógeno em seus tecidos. O sistema de defesa vegetal é multicomponente, atuando de maneira dinâmica e coordenada, no momento e local apropriados e com magnitude adequada (GOODMAN; KIRÁLY; WOOD, 1986).

Essa complexidade funcional, espacial e temporal inicia-se com o reconhecimento, pelo hospedeiro, de sinais exógenos provenientes do patógeno ou de elicitores previamente aplicados na planta, continua com os mecanismos de transdução desses sinais e resulta em extensa reprogramação do metabolismo celular vegetal (WALTERS et al., 2005).

A resistência induzida, que explora a defesa natural de plantas, pode ser proposta como uma abordagem alternativa, não convencional e ecológica para proteção de plantas. A sua introdução na prática agrícola pode minimizar a utilização do controle químico, contribuindo para o desenvolvimento de uma agricultura sustentável (EDREVA, 2004).

A indução de resistência leva a um aumento do nível de resistência por meio da utilização de agentes externos, sem qualquer alteração no genoma da planta (STADNIK, 2000). Esse aumento da resistência ocorre de maneira não específica, por meio da ativação de genes que codificam para várias respostas de defesa na planta, entre elas estão as proteínas relacionadas à patogênese PR-proteínas (quitinases e glucanases), enzimas na rota de síntese de fitoalexinas (fenilalanina amônia liase - PAL), acúmulo de lignina em tecidos circunvizinhos ao local de penetração dos microrganismos, entre outros (CAVALCANTI et al., 2005).

As moléculas capazes de desencadear qualquer resposta de defesa nas plantas são conhecidas como elicitores e podem ser de origem biótica ou abiótica (SMITH, 1996). As moléculas elicitoras da resistência induzida possuem natureza variada, o que inclui glicoproteínas, peptídeos, glicolipídeos e oligossacarídeos presentes em fragmentos de parede celular, os quais podem ser encontrados em extratos de tecido vegetal lesionado ou em filtrados fúngicos (BOLLER; FELIX, 2009; CAVALCANTI et al., 2007).

3.3.1.1 Fungos endofíticos

O termo endofítico está relacionado com todos os organismos (bactérias, fungos, algas, vírus, insetos) que vivem de forma mutualística com a planta hospedeira. Os fungos endofíticos são aqueles que habitam plantas sem causar sintomas de doença visíveis e podem resultar em efeitos benéficos para as plantas (SCHULZ; BOYLE, 2005).

A relação entre fungos endofíticos e vegetais apresenta elevada complexidade, o que dificulta o entendimento dos mecanismos de ação e os benefícios envolvidos nessa interação. Evidências constantemente apresentadas relacionam a capacidade desses fungos em promover proteção às plantas hospedeiras, seja pelo controle direto de fitopatógenos ou pela indução de resistência (DUTTA et al., 2014).

Nas interações, os microrganismos produzem ou induzem a produção de metabólitos secundários que podem conferir diversas vantagens, como a indução de resistência pela ativação de mecanismos de defesa, os quais estão ausentes ou presentes em baixos níveis na planta (HAMMERSCHMIDT; KUC, 1995; SCHWAN-ESTRADA; STANGARLIN; PASCHOLATI, 2000 citados por PASCHOLATI et al., 2008).

Os mecanismos de controle biológico podem ocorrer simultaneamente durante todo ciclo de vida do microrganismo antagonista. A capacidade para produzir substâncias e o efeito destas pode variar entre diferentes espécies e inclusive mesmo entre isolados da mesma espécie (PAPAVIZAS, 1985; RIDOUT; COLEY-SMITH; LYNCH, 1988).

Os princípios dos mecanismos de controle baseiam-se em relações antagônicas, como: amensalismo, predação, parasitismo, indução de resistência ou pela produção de metabólitos que inibem o desenvolvimento do outro. Entre eles, o parasitismo parece ser o mecanismo mais eficiente de antagonismo (GRIGOLETTI JUNIOR; SANTOS; AUER, 2000).

Espécies de *Trichoderma* são habitantes do solo muito comuns, que exercem antagonismo a vários fitopatógenos (MASSOLA JÚNIOR, 2018). As formas de ação dos isolados de *Trichoderma* spp. no antagonismo a fungos fitopatogênicos são: antibiose, hiperparasitismo, competição e indução de defesa do hospedeiro (MACHADO et al., 2012).

Pesquisas demonstram que os efeitos de *Trichoderma* em plantas inclui indução de resistência local ou sistêmica. As cepas mais utilizadas mostraram a capacidade de colonizar e crescer em associação com raízes de plantas (GAJERA et al., 2013).

O fungo *Trichoderma* é o agente de biocontrole de doenças de plantas mais estudado e utilizado no Brasil e no mundo. As quitinases produzidas por algumas espécies de

Trichoderma são as enzimas chave no processo de lise das paredes celulares durante a ação micoparasítica contra fungos patogênicos (BETTIOL et al., 2009).

O antagonismo de *Trichoderma* spp. é explicado pela produção de antibióticos e metabólitos secundários, de amplo espectro que têm a capacidade de inibir o desenvolvimento de outros fungos. Além desses compostos, esse microrganismo produz enzimas, como celulase e hemicelulase, as quais degradam materiais lignocelulolíticos e causam lise na parede de células de fungos patogênicos (DENNIS; WEBSTER, 1971; NAHER et al., 2014).

Há relatos que espécies de *Trichoderma* produzem vários compostos secundários, incluindo antibióticos antibacterianos e antifúngicos, como policetídeos, pironas e terpenos. Os metabólitos secundários, incluindo antibióticos, podem desempenhar papéis importantes na resposta de defesa, simbiose ou inibição da formação e germinação de esporos (SIVASITHAMPARAM; GHISALBERTI, 1998).

Muitas espécies de *Trichoderma* são reconhecidamente produtoras de metabólitos secundários, voláteis e não-voláteis, os quais apresentam amplo espectro de ação antimicrobiana. É notável o envolvimento de linhagens dessas espécies fúngicas também na ativação de mecanismos de defesa da planta e na regulação do crescimento vegetal, além de atuarem na complexa interação entre microrganismos no ambiente. Tais metabólitos, cuja produção é atribuída a vários genes, são excretados nas fases de crescimento e esporulação (ISAIAS et al., 2014).

3.3.1.2 Ácido salicílico

O ácido salicílico, assim denominado após ser encontrado na casca do salgueiro branco (*Salix alba* L.), é um hormônio natural. Possui ampla distribuição na planta, como nas folhas e estruturas reprodutivas, com participações funcionando como regulador de crescimento, desenvolvimento, amadurecimento e senescência (TAIZ et al., 2017). Trata-se de um composto fenólico simples que induz a expressão de proteínas relacionadas com a patogênese nas plantas a qual irá agir principalmente contra patógenos biotróficos (KUMAR, 2014).

Entre outras funções, o acúmulo desse hormônio, parece estar mais envolvido na defesa de plantas, contra-ataques de microrganismos como fungos, bactérias e vírus. Neste caso, o ácido salicílico funciona como elicitor, ou seja, um sinalizador de mecanismos de defesa em plantas, que restringe a infecção do patógeno em uma pequena área ao redor do ponto de penetração inicial onde aparece a lesão necrótica, que é feita por células suicidas, denominada de reação sensitiva, que conduz a resistência sistêmica adquirida (CASTRO; KLUGE; PERES, 2005).

A aplicação exógena do ácido salicílico induz o mecanismo da resistência sistêmica adquirida, que por sua vez, envolve uma série de eventos que se iniciam no momento da interação planta/patógeno ou do tratamento com sinalizadores, culminando com a emissão de sinais moleculares dirigidos para outras partes da planta, promovendo então a redução da severidade da doença (KERBAUY, 2012).

Alguns resultados experimentais sugerem que o ácido salicílico atua como sinal em respostas locais e na resistência sistêmica adquirida. Entre as respostas estão a ativação de genes que codificam enzimas como peroxidase, superóxido-dismutase e proteínas relacionadas à patogênese e que além disso, constatou-se que a aplicação desse ácido em plantas induz resistência contra vários patógenos, e que os vegetais podem sintetizá-lo, acumulá-lo sob certas condições metabólicas e transportá-lo no floema (BARROS et al., 2010).

3.3.1.3 Acibenzolar-S-metílico

A ativação de mecanismos de defesa nas plantas, como a resistência sistêmica adquirida, também pode ser induzida após o tratamento com produtos químicos, como acibenzolar-S-metílico (ASM). O ASM quando usado como agente de proteção de plantas tem um risco toxicológico muito baixo para o meio ambiente em comparação com os fungicidas comumente usados para controlar várias doenças (TRIPATHI; YU-LIN; KUMAR, 2010).

O ASM é um produto químico pertencente ao grupo dos benzotiadiazoles (BTH), considerado como um análogo funcional do ácido salicílico. É utilizado para proteger várias plantas contra um amplo espectro de patógenos, incluindo fungos, bactérias e vírus. Não se trata de um produto com atividade antimicrobiana direta, pois induz a produção de compostos para autodefesa da planta, interferindo em seus processos fisiológicos e bioquímicos. Pode ser aplicado em pulverização foliar ou no solo, tratamento de sementes e até mesmo aplicação em frutos pós-colheita (COLE, 1999; KNIGHT et al., 1997; MYRESIOTIS; VRYZAS; PAPADOPOULOU-MOURKIDOU, 2014).

É capaz de ativar defesas das plantas, fazendo com que a planta ative mecanismos de prevenção contra o ataque de determinados patógenos. Essa indução de resistência é baseada principalmente na ativação de genes cuja expressão resulta na produção de proteínas tais como peroxidases, glucanases e quitinases, bem como na produção de fitoalexinas e modificações na parede celular pela lignificação, conferindo resistência ao ataque de fitopatógenos (KESSMANN; OOSTENDORP; STAUB, 1996; WRÓBEL-KWIATKOWSKA et al., 2004).

3.3.1.4 Fosfito

Na tentativa de praticar uma agricultura com menor contaminação por agrotóxicos, medidas de controle não convencionais podem ser tomadas, como utilizar produtos alternativos que estão disponíveis no mercado. A maioria dos produtores utiliza grandes quantidades de agrotóxicos para o controle de doenças de plantas, não considerando que a nutrição mineral tem papel importante no controle destas (REUVENI, 1997).

Plantas que sofrem com estresse de nutrientes são mais suscetíveis enquanto que aquelas com nutrição adequada tornam-se tolerantes ou resistentes às doenças. Essa resistência das plantas está relacionada à sua genética, ou seja, a capacidade de a planta expressar sua resistência genética a um determinado patógeno é fortemente afetada pela nutrição mineral (ZAMBOLIM; VENTURA; ZANÃO JÚNIOR, 2012).

Os fosfitos, originários da neutralização do ácido fosforoso (H_3PO_3), são úteis na gestão das doenças das plantas. A utilização de fosfito de potássio inibe o crescimento de hifas fúngicas, atuando diretamente como uma toxina no patógeno e também pode ser eficaz no controle de vários agentes patogênicos. Os fosfitos também podem controlar indiretamente patógenos estimulando a indução de resistência nas plantas através da produção de fitoalexinas (GUEST; GRANT, 1991).

Daniel e Guest (2006) demonstraram como ocorreu o processo de indução de resistência em *Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh., que foi tratada com fosfito de potássio e inoculada com *Phytophthora palmivora* (Butler) Butler. A inibição do patógeno foi uma consequência da liberação de superóxidos, seguida de uma reação de hipersensibilidade e acúmulo de compostos fenólicos.

4 MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram realizados na Universidade Estadual de Ponta Grossa, conduzidos em laboratório, casa de vegetação e a campo na Fazenda Experimental Capão da Onça.

4.1 EXPERIMENTOS *in vitro*

Os experimentos *in vitro* consistiram em análises do efeito antagônico e produção de compostos voláteis e não voláteis dos fungos endofíticos *T. viride* e *T. tomentosum* sobre o crescimento do fungo fitopatogênico *C. lindemuthianum*. Os experimentos foram conduzidos no laboratório e repetidos três vezes.

O isolado de *C. lindemuthianum* foi obtido do Instituto Biológico de São Paulo, cultivado em meio de cultura Batata - Dextrose - Ágar (BDA) em tubo de ensaio. Este foi repicado em placa de Petri, com meio BDA logo após sua chegada, para posterior multiplicação e início dos experimentos. As placas com as colônias permaneceram incubadas em câmara tipo BOD a $25^{\circ}\text{C} \pm 2$, no escuro. Após o crescimento do fungo, algumas colônias foram fragmentadas em discos de aproximadamente 5 mm de diâmetro e armazenadas pelo método de Castellani (CASTELLANI, 1963), para manter sua patogenicidade.

Os fungos endofíticos *T. viride* e *T. tomentosum* foram isolados de plantas daninhas (*Brachiara plataginea*, *Rumex obtusiolius* L., *Sida rhombifolia* L., *Euphorbia heterophylla* L.) por Pittner (2017), no Laboratório de Fitopatologia da Universidade Estadual do Centro Oeste (UNICENTRO), Campus Guarapuava. Os fungos também foram multiplicados e armazenados pelo método de Castellani.

Para o estudo do efeito antagônico foi utilizada a técnica de cultivo pareado em placas de Petri (DENNIS; WEBSTER, 1971). Discos de 5 mm de diâmetro de colônias dos fungos endofíticos e do fungo fitopatogênico, previamente cultivados em meio BDA, foram colocados em lados opostos, equidistantes, em placas contendo meio de cultura BDA. Placas contendo somente o patógeno serviram de testemunha.

Para avaliação da produção de metabólitos voláteis foram utilizadas duas placas de Petri contendo meio BDA. Em uma foi colocado um disco de cultura do patógeno e em outra placa um disco de cultura do antagonista. A placa com o patógeno ficou sobreposta à placa com o antagonista e estas foram envolvidas por filme plástico. A testemunha consistiu de uma placa contendo o patógeno sobreposta com outra placa contendo somente o meio BDA (DICK; HUTCHINSON, 1962, citados por MARIANO, 1993).

A avaliação da produção de metabólitos não voláteis foi realizada pelo método do papel celofane, que consiste na transferência de um disco de colônia do antagonista para o centro de placas de Petri contendo meio BDA, sobreposto por papel celofane transparente lavado e esterilizado (GIBBS, 1967 citado por MARIANO, 1993). Após sete dias da transferência do antagonista para a superfície do papel celofane, o papel com o crescimento aderente foi retirado da placa e foi transferido um disco de colônia do patógeno para o centro da placa. A testemunha consistiu no cultivo do patógeno após a retirada do celofane, sem a prévia sobreposição do antagonista.

As placas com as colônias dos três testes foram mantidas em câmara tipo BOD a 25°C $\pm$ 1. O delineamento utilizado foi inteiramente aleatorizado com 3 tratamentos (*T. viride*, *T. tomentosum* e testemunha) e 10 repetições para cada teste, na qual cada placa de Petri contendo as colônias foi considerada uma repetição. Para todos os testes foram realizadas as medições diárias dos raios em dois eixos diametralmente opostos, com auxílio de régua milimetrada.

Ao fim de cada experimento foi realizado o cálculo proposto por Campanile; Ruscelli e Luisi (2007) para determinação do percentual de inibição do crescimento micelial (PICM).

$$\text{PICM} = \frac{T - C}{T} \times 100$$

Na qual T = crescimento da testemunha e C = crescimento do patógeno que recebeu o tratamento.

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Os dados foram transformados em $\text{arc sen } \sqrt{(x + 0,5)/100}$ e as análises foram realizadas com auxílio do software estatístico SASM-Agri (CANTERI et al., 2001).

4.2 EXPERIMENTOS EM CASA DE VEGETAÇÃO

Os experimentos foram conduzidos na casa de vegetação, repetidos duas vezes. O primeiro experimento teve início no dia 27 de outubro de 2017 e o segundo no dia 20 de abril de 2018.

Foi utilizada a cultivar BRS Esteio, que é uma cultivar do grupo preto, com ciclo normal (de 85 a 90 dias), resistência ao acamamento e alto potencial produtivo. Nos experimentos de campo mostrou-se moderadamente resistente à ferrugem (*Uromyces appendiculatus* (Pers.) Unger) e antracnose e moderadamente suscetível à murcha de *Fusarium* (*Fusarium oxysporum* f. sp. *phaseoli* (Kendrick & Snyder)). É suscetível à mancha angular

(*Pseudocercospora griseola* Sacc.) Crous & Braun), cretamento bacteriano comum e vírus do mosaico dourado (PEREIRA et al., 2014).

Duas sementes foram semeadas em cada vaso com capacidade de 3 litros de volume com solo tipo terra preta, com utilização de adubo tipo MAP (mono amônio fosfato), com dose de 21 mg por vaso. Após a emergência foi mantida apenas a planta mais vigorosa em cada vaso. O delineamento experimental utilizado foi de blocos aleatorizados, com 7 tratamentos e 5 repetições, sendo dois vasos com uma planta considerada uma repetição.

Os tratamentos foram pulverizados quando as plantas de feijão estavam no estágio vegetativo V3 (primeiro trifólio desenvolvido). Os produtos dos respectivos tratamentos (Tabela 1) foram pulverizados no primeiro trifólio, com o segundo trifólio (em desenvolvimento) protegido com copo plástico, com finalidade de evitar o contato do mesmo com o produto que estava sendo aplicado. Para todos os tratamentos foram aplicados 20 mL de calda em cada planta com auxílio de pulverizador manual e na testemunha foi aplicado apenas água destilada.

TABELA 1 - Produtos pulverizados em plantas de feijão (*Phaseolus vulgaris*) cultivadas em casa de vegetação e respectivas doses. Ponta Grossa – PR, 2018.

TRATAMENTO	COMPOSIÇÃO	DOSE
<i>Trichoderma viride</i>	conídios	$1,60 \times 10^6$ conídios mL ⁻¹
<i>Trichoderma tomentosum</i>	conídios	$1,60 \times 10^6$ conídios mL ⁻¹
Ácido Salicílico	C ₇ H ₆ O ₃	10 mmol L ⁻¹
Bion®	acibenzolar-S-metílico (ASM)	25 g ha ⁻¹
Amistar Top®	azoxistrobina + difenoconazol	500 mL ha ⁻¹
Fosfito de Cobre	N 11%; P ₂ O ₅ 22%; S 1,76%; Cu 4%	1000 mL ha ⁻¹

Fonte: SEAB (2018).

A inoculação da suspensão de conídios do patógeno *C. lindemuthianum* foi realizada três dias após a aplicação dos tratamentos. Para a produção do inóculo, discos de meio BDA (5 mm de diâmetro) contendo micélio do fungo foram colocados na superfície de vagens de feijão, previamente esterilizadas, cujas bases foram inseridas em meio ágar-água contido em tubos de ensaio (DALLA PRIA et al., 1997).

Esses tubos foram alocados em câmara BOD a 25°C ± 2, no escuro por período de 10 dias. Após o crescimento micelial e a produção de acérvulos contendo conídios, adicionou-se água destilada esterilizada aos tubos para se obter a suspensão de conídios. A suspensão foi filtrada em gaze dupla e ajustada para a concentração de $3,40 \times 10^6$ conídios mL⁻¹ em câmara de Neubauer.

As plantas foram inoculadas por aspersão da suspensão de conídios com auxílio de pulverizador manual (Figura 1). Após a inoculação os vasos foram colocados dentro de sacos

plásticos transparentes umedecidos e mantidos em temperatura ambiente por período de 48 horas, segundo metodologia utilizada por Stangarlin e Pascholati (2000).

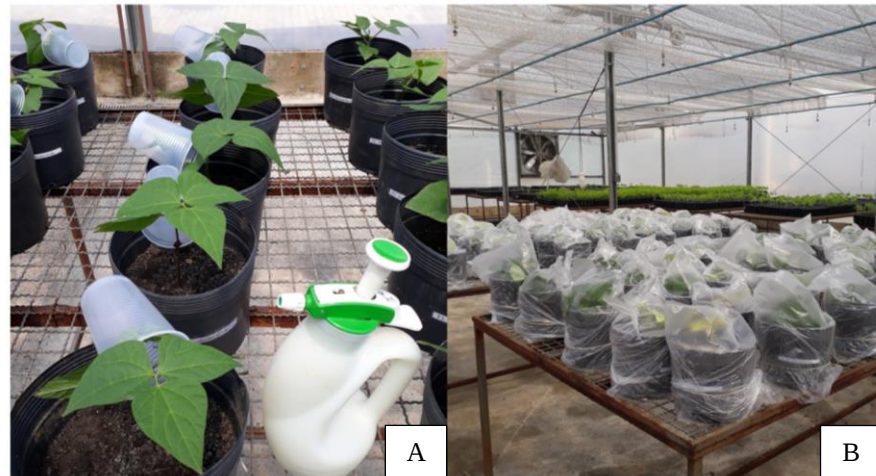


FIGURA 1 - Plantas de feijão (*Phaseolus vulgaris*) cultivadas em casa de vegetação para verificação do controle de *Colletotrichum lindemuthianum* com segundo trifólio protegido com copo plástico no momento da aplicação dos tratamentos (A) e câmara úmida para viabilização de infecção (B). Ponta Grossa - PR, 2018. Fonte: o autor.

A avaliação da severidade da antracnose teve início com o aparecimento dos primeiros sintomas nas folhas e foi realizada segundo a escala diagramática (Figura 2), com intervalo de cinco dias nas folhas cotiledonares até o quarto trifólio, totalizando 10 avaliações. Com os dados de severidade foi calculada a área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) pela fórmula proposta por Shaner e Finney (1977).

$$AACPD = \sum_{i=1}^n \left[\left(\frac{y_{i+n1} + y_i}{2} \right) * (t + t_i) \right]$$

Na qual y_1 e y_2 são duas avaliações consecutivas realizadas nos tempos t_1 e t_2 , respectivamente e n é igual ao número total de observações.

Os valores de AACPD foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste Scott-Knott a 5% de probabilidade, com auxílio do software SASM-Agri (CANTERI et al., 2001).

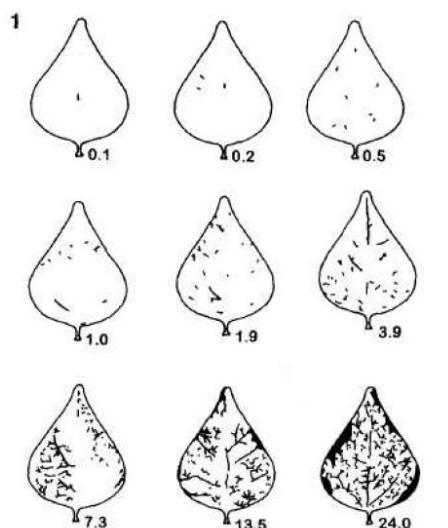


FIGURA 2 - Escala diagramática de severidade da antracnose em feijão causada pelo fungo *Colletotrichum lindemuthianum* (porcentagem de área foliar coberta por sintomas). Fonte: Godoy et al. (1996).

4.3 EXPERIMENTO EM CAMPO

O experimento foi conduzido na Fazenda Escola Capão da Onça pertencente à UEPG (Ponta Grossa- PR), localizada a 25°5'49" de latitude sul, 50°3'11" de longitude leste e altitude de 1.025 m acima do nível do mar.

O clima predominante na região, segundo o sistema de classificação de Köppen é tipo Cfb, com verões frescos e ocorrência de geadas frequentes durante o inverno, sem estação seca definida. As temperaturas máximas e mínimas são de 22 e 13°C, respectivamente, com precipitação média anual de 1.600 a 1.800 mm, onde os meses mais secos são junho e julho com média de 100 a 125 mm e agosto com 75 a 100 mm. Estes mesmos meses também são considerados os mais frios, com média de 13 a 14°C (IAPAR, 2018).

A semeadura do feijão ocorreu no dia 09 de fevereiro de 2018, em sistema de semeadura direta na palha, com espaçamento entre linhas de 0,45 m e população de 15 plantas m⁻¹, resultando numa população de 300.000 plantas ha⁻¹. A emergência das plantas foi observada 10 dias após a semeadura.

O delineamento experimental foi o aleatorizado em blocos, com 7 tratamentos e 5 repetições, totalizando 35 parcelas com área total 22,4 m² (3,2 x 7 m) e 12 m² de área útil (2,4 x 5 m). A cultivar utilizada foi a BRS Esteio, mesma utilizada nos experimentos em casa de vegetação.

O controle de plantas daninhas foi realizado com herbicida tepraloxidim (Aramo[®], 0,1 L i.a ha⁻¹) aos 15 dias após a emergência (DAE) e aos 36 DAE com herbicida bentazona (Basagram 480[®], 720 g i.a ha⁻¹) + fomesafem (Flex[®], 250 g i.a ha⁻¹). O controle de pragas foi realizado 30 DAE com imidacloprido + bifentrina (Galil[®], 62,5 + 12,5 g i.a ha⁻¹).

Os tratamentos utilizados (Tabela 2) foram aplicados com pulverizador costal de pressão constante (CO₂), dotado de uma barra com quatro pontas jato plano leque (XR 11002®) espaçadas de 0,50 m (Figura 3). A pressão foi de 3 kg cm⁻², com vazão aproximada de 200 L ha⁻¹. As aplicações ocorreram aos 16 DAE (estádio V3 – emissão do 1º trifólio), 23 DAE (estádio V5 – emissão do 5º trifólio), 30 DAE (estádio R5 – pré-floração) e 40 DAE (estádio R7 – formação das vagens).

TABELA 2 - Produtos pulverizados em plantas de feijão (*Phaseolus vulgaris*) cultivadas em campo e respectivas doses. Ponta Grossa – PR, 2018.

TRATAMENTO	COMPOSIÇÃO	DOSE
<i>Trichoderma viride</i>	conídios	1,60 x 10 ⁶ conídios mL ⁻¹
<i>Trichoderma tomentosum</i>	conídios	1,60 x 10 ⁶ conídios mL ⁻¹
Ácido Salicílico	C ₇ H ₆ O ₃	10 mmol L ⁻¹
Bion®	acibenzolar-S-metílico (ASM)	25 g ha ⁻¹
Amistar Top®	azoxistrobina + difenoconazol	500 mL ha ⁻¹
Fosfito de Cobre	N 11%; P ₂ O ₅ 22%; S 1,76%; Cu 4%	1000 mL ha ⁻¹

Fonte: SEAB (2018).

Foram realizadas sete avaliações de severidade de antracnose, estimando a porcentagem de tecido foliar atacado, com auxílio de escala diagramática (Figura 2). As avaliações foram realizadas aos 16, 23, 30, 44, 51, 58 e 65 DAE. Para tais avaliações foram analisadas as folhas do terço inferior, médio e superior de 10 plantas das quatro linhas centrais de cada parcela. Com os dados de severidade foi calculada a AACPD (SHANER; FINNEY, 1977).

Ao fim do ciclo da cultura, realizou-se mensuração dos componentes de rendimento, plantas por metro, vagens por planta e grãos por vagem. Após, foi realizada a colheita mecanizada das plantas da área útil das parcelas para realização da estimativa da produtividade (kg ha⁻¹).

Os resultados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste Scott-Knott a 5% de probabilidade, com auxílio do software SASM-Agri (CANTERI et al., 2001).



FIGURA 3 - Área experimental da cultura do feijão (*Phaseolus vulgaris*), localizada na Fazenda Escola Capão da Onça, Ponta Grossa - PR, 2018. Fonte: o autor.

4.4 QUALIDADE SANITÁRIA DE SEMENTES

As sementes colhidas a campo foram submetidas ao teste de patologia pelo método de incubação em rolo de papel (MAPA, 2009).

Foram utilizadas 200 sementes para cada tratamento, divididas em quatro repetições de 50 sementes. As sementes foram dispostas individualmente sobre duas folhas de papel para teste de germinação (28 x 38 cm) esterilizadas e umedecidas com água destilada e esterilizada (Figura 4). Após a distribuição das sementes, uma terceira folha foi utilizada para cobri-las e formar um rolo, o qual foi fechado com auxílio de um elástico. Todos os rolos foram incubados em câmara para germinação com temperatura de $20^{\circ}\text{C} \pm 2$, com atmosfera próxima a saturação, no escuro por período de sete dias.

A avaliação foi realizada examinando-se individualmente todas as sementes, com a retirada de seu respectivo tegumento e contabilizando-se as sementes que possuíam sintomas típicos de infecção por *C. lindemuthianum*. A identificação foi realizada a olho nu, com auxílio de uma pinça, sendo a incidência expressa em porcentagem.

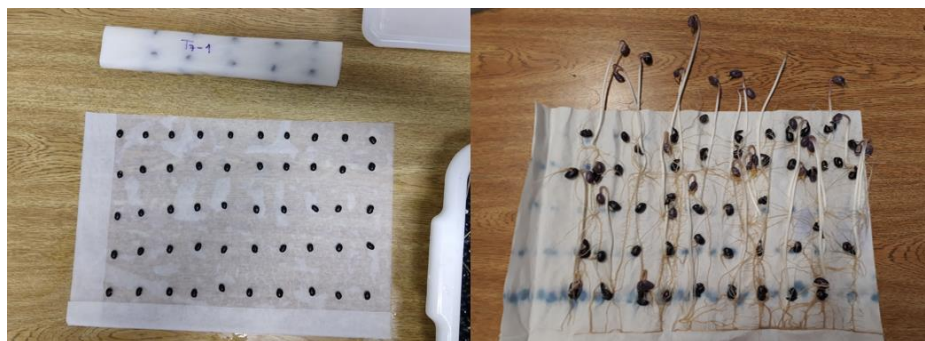


FIGURA 4 - Sementes de feijão (*Phaseolus vulgaris*) dispostas em folhas de papel germinação para avaliação da qualidade sanitária pelo método de incubação em rolo de papel. Ponta Grossa - PR, 2018. Fonte: o autor.

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância e as médias quando significativas foram comparadas pelo teste Scott-Knott a 5% de probabilidade. Os dados de

sanidade de sementes foram transformados em $\text{arc sen } \sqrt{(x + 0,5)/100}$ e as análises foram realizadas com auxílio do software estatístico SASM-Agri (CANTERI et al., 2001).

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 EXPERIMENTOS *in vitro*

O período de avaliação do crescimento micelial do fungo *Colletotrichum lindemuthianum* foi de sete dias para os três testes, com mensuração do tamanho das colônias diariamente. Os fungos endofíticos (*T. viride* e *T. tomentosum*) afetaram o fungo patogênico *C. lindemuthianum* em todos os testes.

Para o teste de efeito antagônico dos fungos endofíticos sobre o fungo patogênico verificou-se que houve diferença significativa entre os tratamentos utilizados (Tabela 3). O fungo *T. tomentosum* obteve maior porcentagem de inibição do crescimento micelial do fungo patogênico, diferindo-se de *T. viride* e ambos diferiram da testemunha, quando avaliados diariamente. Em média, os fungos endofíticos diferiram apenas da testemunha, sem diferenças entre si.

TABELA 3 - Inibição (%) do crescimento micelial quanto ao antagonismo dos fungos *Trichoderma viride* e *Trichoderma tomentosum* exercido sobre o fungo *Colletotrichum lindemuthianum*. Ponta Grossa – PR, 2018.

TRATAMENTOS	DIAS DE AVALIAÇÃO						
	2º	3º	4º	5º	6º	7º	MÉDIA
<i>C. lindemuthianum</i> x <i>T. tomentosum</i>	73,47 a*	80,00 a	78,71 a	75,61 a	67,42 a	61,94 a	72,86 a
<i>C. lindemuthianum</i> x <i>T. viride</i>	65,89 b	83,25 a	71,37 b	63,35 b	58,30 b	54,68 b	66,14 a
Testemunha	0,00 c	0,00 b	0,00 c	0,00 c	0,00 c	0,00 c	0,00 b
C.V. (%)	11,20	16,65	8,89	6,54	6,23	7,14	12,00

*Médias seguidas de mesma letra minúscula nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de significância. Dados originais, para análise foram transformados em $\arcsin \sqrt{(x + 0,5)/100}$; C.V.= coeficiente de variação.

Observou-se que a maior porcentagem de inibição ocorreu no terceiro dia de avaliação, com 83,25% para o fungo *T. viride* e 80,0% para o fungo *T. tomentosum*, ou seja, o fungo patogênico cresceu apenas 16,75% e 20,0%, respectivamente. Porém, em média não houve diferença estatística significativa entre os fungos endofíticos.

Após o terceiro dia, a porcentagem de inibição dos fungos endofíticos sobre o patogênico diminui para ambos tratamentos até o final das avaliações ao sétimo dia. Isso pode ser explicado pelo fato de que fungos do gênero *Trichoderma* apresentam índice de velocidade de crescimento micelial (IVCM) muito acelerado, já os do gênero *Colletotrichum* apresentam IVCM inferior. Com IVCM acelerado, os fungos endofíticos já haviam ocupado a maior parte da placa de Petri ao fim do experimento.

As colônias de ambos fungos endofíticos tornam-se esverdeadas com o passar do tempo (Figura 5), resultado de intensa esporulação. Com isso, a colônia torna-se velha e

consequentemente ocorre a redução da porcentagem de inibição do fungo patogênico. Pode-se observar também que os fungos endofíticos não crescem sobre o fungo patogênico, ou seja, provavelmente há produção de substâncias pelos fungos endofíticos que impedem o crescimento do patógeno, não havendo micoparasitismo entre os organismos.

Em estudo realizado por Sharma et al. (2017) também observaram redução do crescimento de *Colletotrichum capsici* (Syd. & P. Syd.) e *Colletotrichum truncatum* (Schwein) por *T. harzianum* quando realizado o teste de pareamento em placas, não se constatando crescimento do fungo endofítico sobre os patogênicos.



FIGURA 5 - Método de cultivo pareado de colônias para avaliação do antagonismo dos fungos *Trichoderma viride* e *Trichoderma tomentosum* exercido sobre o fungo *Colletotrichum lindemuthianum*. Ponta Grossa – PR, 2018. Fonte: o autor.

Para Duffy; Schouten e Raaijmakers (2003) os antagonistas empregam mecanismos diferentes de domínio nas interações com patógenos, os quais apresentam distintas respostas para neutralizar o antagonismo. Já Howell (2003) cita que a melhor maneira de se obter um potencial agente de biocontrole talvez seja isolar espécies de *Trichoderma* de solos em áreas em que haja plantas da cultura e a doença em questão esteja ocorrendo. Este método de cultivo para averiguar o antagonismo entre microrganismos é de extrema importância para seleção de isolados com maior atividade antagonística e de micoparasitismo (MELLO et al., 2007).

O crescimento e enrolamento de hifas são fatores importantes na interação parasítica, porém por si só não garantem o sucesso do controle biológico (ALMEIDA et al., 2007). Determinados autores mencionam que a ação sinérgica é atribuída à produção de enzimas e antibióticos possa explicar tal sucesso. O interesse principal é nos compostos que proporcionem atividade antibiótica e que, possivelmente, estão envolvidos na eficácia do isolado atuar como agente de biocontrole (REINO et al., 2008).

A diversidade e o número de substâncias encontradas produzidas por espécies de *Trichoderma* são admiravelmente altos, incluindo enzimas líticas e hormônios, além de vários metabólitos secundários com funções biológicas importantes (LORITO et al., 2010). Em quase 90% das utilizações de antagonistas no controle de fungos patogênicos são utilizadas diferentes espécies/linhagens de *Trichoderma* e um dos principais mecanismos de ação destes microrganismos é a antibiose (BENÍTEZ et al., 2004; REINO et al., 2008).

Nos testes realizados por Sundaramoorthy e Balabaskar (2013), a porcentagem de inibição do crescimento micelial de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* ((Sacc.) Snyder & Hansen) pelo antagonismo de diferentes espécies de *Trichoderma* pelo método de cultivo pareado foi de apenas 39,12% quando se utilizou *T. viride*, contrariando os resultados deste presente trabalho.

Na avaliação da suscetibilidade de *C. lindemuthianum* aos compostos voláteis produzidos pelos fungos endofíticos testados, verificou-se que houve diferenças significativas apenas entre os endofíticos e a testemunha tanto nas avaliações diárias quanto na média final (Tabela 4).

TABELA 4 - Inibição (%) do crescimento micelial quanto à produção de compostos voláteis pelos fungos *Trichoderma viride* e *Trichoderma tomentosum* exercido sobre o fungo *Colletotrichum lindemuthianum*. Ponta Grossa – PR, 2018.

TRATAMENTOS	DIAS DE AVALIAÇÃO						
	2º	3º	4º	5º	6º	7º	MÉDIA
<i>C. lindemuthianum</i> x <i>T. tomentosum</i>	78,57 a*	70,14 a	54,18 a	47,91 a	40,71 a	39,71 a	55,20 a
<i>C. lindemuthianum</i> x <i>T. viride</i>	72,36 a	65,11 a	52,55 a	47,40 a	39,95 a	39,00 a	52,73 a
Testemunha	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b
C.V. (%)	15,69	21,81	20,01	20,89	20,09	20,37	22,66

*Médias seguidas de mesma letra minúscula nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de significância. Dados originais, para análise foram transformados em $\arcsin \sqrt{(x + 0,5)/100}$; C.V.= coeficiente de variação.

A maior porcentagem de inibição micelial de ambos fungos endofíticos foi verificada no segundo dia de avaliações, na qual *T. tomentosum* resultou em 78,57% e *T. viride* em 72,36% de inibição do patógeno. Neste teste também houve diminuição da porcentagem de inibição com o decorrer dos dias, como averiguado no teste para o efeito antagônico. Estes dados confirmam a maior interação antagônica para inibição de *C. lindemuthianum* verificada nos estudos de pareamento anteriormente discutidos.

Isaias et al. (2014) avaliaram a suscetibilidade de *Sclerotium rolfsii* (Sacc) e *Verticillium dahliae* (Kleb) aos metabólitos voláteis e não voláteis secretados por isolados de *Trichoderma* e verificaram que houve variação no percentual de inibição do crescimento micelial desses patógenos. Os resultados demonstram que houve redução de crescimento em

torno de 60% do fungo *S. rolfsii* quando submetido a alguns isolados apenas. Já para *V. dahlie*, todos os isolados de *Trichoderma* mostraram ação inibitória de 80%, aproximadamente.

Os resultados obtidos por Bonett et al. (2013), avaliando o efeito de compostos voláteis produzidos por diferentes espécies de *Trichoderma* sobre o crescimento micelial de *Colletotrichum musae* (Berk & Curtis), demonstraram que o isolado de *T. viride* apresentou maior porcentagem de inibição do patógeno com média de 57,20%.

Não foi observada nenhuma inibição no crescimento micelial de *Sclerotinia sclerotiorum* ((Lib.) de Bary) quando utilizado *T. tomentosum* por Qualhato et al. (2013), sugerindo que os metabólitos voláteis produzidos por essa espécie não possuem nenhum efeito sobre o crescimento micelial do fungo patogênico. No entanto, os metabólitos voláteis desta espécie foram efetivos em inibir o crescimento de *Fusarium solani* (Mart.) Sacc e *Rhizoctonia solani* (Kühn), corroborando com os resultados deste trabalho no qual os compostos voláteis produzidos por *T. tomentosum* foram eficazes na inibição do crescimento de *C. lindemuthianum*.

Quando se analisa a secreção de compostos não voláteis pelas espécies de *Trichoderma*, conclui-se que houve alta inibição do fungo patogênico com ápice no segundo dia de avaliação (Tabela 5), na qual *T. tomentosum* e *T. viride* foram similares (89,40 e 83,87% de inibição respectivamente).

A partir do terceiro dia houve decréscimo da inibição para ambos os fungos testados. Porém, houve diferenças estatísticas entre os fungos testados nas avaliações diárias, sendo o fungo *T. tomentosum* com maiores porcentagens de inibição. Na média geral, não foram observadas diferenças estatísticas significativas entre os dois fungos endofíticos.

TABELA 5 - Inibição (%) do crescimento micelial quanto à produção de compostos não voláteis pelos fungos *Trichoderma viride* e *Trichoderma tomentosum* exercido sobre o fungo *Colletotrichum lindemuthianum*. Ponta Grossa – PR, 2018.

TRATAMENTOS	DIAS DE AVALIAÇÃO						
	2º	3º	4º	5º	6º	7º	MÉDIA
<i>C. lindemuthianum</i> x <i>T. tomentosum</i>	89,40 a*	89,42 a	87,20 a	79,13 a	72,31 a	67,70 a	80,86 a
<i>C. lindemuthianum</i> x <i>T. viride</i>	83,87 a	81,42 b	81,30 b	74,27 b	69,50 b	65,29 b	75,94 a
Testemunha	0,00 b	0,00 c	0,00 c	0,00 c	0,00 c	0,00 c	0,00 b
C.V. (%)	20,33	12,23	4,15	2,85	2,36	2,60	11,64

*Médias seguidas de mesma letra minúscula nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de significância. Dados originais, para análise foram transformados em $\sqrt{(x + 0,5)/100}$; C.V.= coeficiente de variação.

Os resultados obtidos por Isaias et al. (2014) demonstraram que há produção de compostos voláteis e não voláteis por espécies de *Trichoderma* que inibiram o crescimento micelial de microrganismos patogênicos, porém tais microrganismos podem ser suscetíveis aos

compostos ou não. No presente trabalho, fica claro que o fungo *C. lindemuthianum* é sensível aos compostos voláteis (Tabela 4) e não voláteis (Tabela 5) produzidos pelas espécies de *Trichoderma* testadas.

Raza et al. (2013) verificaram que os compostos não voláteis produzidos por *T. harzianum* SQR-T037 inibiram significativamente o crescimento micelial de *Fusarium oxysporum* f. sp. *niveum* (Smith). Em outro experimento, Joshi et al. (2016) verificaram que compostos não voláteis produzidos por 33 espécies diferentes de *Trichoderma* inibiram em torno de 40 - 55% o crescimento micelial do fungo *Colletotrichum falcatum* (Went), agente causal da podridão vermelha em cana de açúcar.

Ajith e Lakshmidevi (2010) relataram a diminuição do crescimento micelial de *Colletotrichum capsici* (Syd.) Butler Bisby, fungo responsável pela antracnose em pimentões, pela produção de compostos voláteis e não voláteis por espécies de *Trichoderma* spp. Compostos como *n*-alcanos, ácidos graxos, álcoois, ésteres, compostos contendo enxofre e derivados de benzeno foram identificados em culturas de *T. harzianum* e *T. atroviride* (SIDDIQUEE et al., 2012).

5.2 EXPERIMENTOS EM CASA DE VEGETAÇÃO

As avaliações de severidade da antracnose em casa de vegetação tiveram início com o aparecimento dos primeiros sintomas aos três dias após a inoculação do patógeno no 1º experimento e cinco dias após a inoculação no 2º experimento, onde a severidade apresentou-se mais baixa que na 1ª repetição do experimento.

Em ambos os experimentos os sintomas foram observados primeiramente nas folhas cotiledonares, progredindo para os trifólios conforme a planta se desenvolvia. No primeiro experimento, as condições de temperatura eram mais propícias para o desenvolvimento tanto do patógeno quanto das plantas de feijão dentro da casa de vegetação (Anexo A).

Observou-se que na 1ª repetição do experimento (Tabela 6) todos os tratamentos foram estatisticamente iguais e diferiram apenas do tratamento fosfito de cobre, que apresentou maior AACPD em relação aos demais até mesmo superior que a testemunha.

Estes resultados contrariam os obtidos por Gadaga et al. (2017), onde os autores aplicaram diferentes formulações de fosfito e avaliaram a severidade da antracnose em casa de vegetação, tendo como resultado que todos os produtos aplicados ocasionaram redução da doença e menores AACPD que a testemunha. Hennipman (2017) constatou diminuição da severidade de mancha angular em plantas de feijão em casa de vegetação utilizando fosfito de cobre, resultados estes que contrariam os obtidos neste trabalho.

TABELA 6 - Área abaixo da curva de progresso de *Colletotrichum lindemuthianum* em plantas de feijão (*Phaseolus vulgaris*) em casa de vegetação. Ponta Grossa – PR, 2018.

TRATAMENTO	1º EXPERIMENTO	2º EXPERIMENTO
<i>Trichoderma viride</i>	166,56 b*	23,63 d
<i>Trichoderma tomentosum</i>	193,53 b	30,25 d
Ácido Salicílico	229,63 b	41,20 c
Acibenzolar-S-metílico (Bion®)	212,66 b	38,85 c
Azoxistrobina + difenoconazol (Amistar Top®)	267,01 b	40,23 c
Fosfito de cobre (Strong®)	389,68 a	81,28 a
Testemunha	200,89 b	53,13 b
C.V (%)	20,59	17,82

*Médias seguidas de mesma letra minúscula nas colunas não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de significância. C.V.= coeficiente de variação.

Para o 2º experimento as plantas que receberam o tratamento *T. viride* e *t. tomentosum* foram as que apresentaram menor severidade (Tabela 6), diferindo-se estatisticamente demais tratamentos. Os tratamentos ácido salicílico, acibenzolar-S-metílico e fungicida não diferiram entre si, mas foram estatisticamente superiores à testemunha e ao fosfito de cobre. O tratamento fosfito de cobre apresentou maior AACPD em relação aos demais, como observado no 1º experimento.

As condições climáticas no período em que o segundo experimento foi realizado não foram as mais favoráveis. Mesmo nas condições da casa de vegetação, as temperaturas não foram adequadas para o desenvolvimento das plantas de feijão nem para a doença (Anexo A).

A esporulação e a infecção do hospedeiro por *C. lindemuthianum* são favorecidas por temperaturas entre 13 e 27°C e, para germinação de conídios, é necessária umidade relativa superior a 92%. Temperaturas acima de 28°C tendem a reduzir o número e o tamanho das lesões (DALLA PRIA; SILVA; 2010). Neste contexto, podem ocorrer danos na estrutura e fisiologia de conídios e apressórios, reprimindo o crescimento do fungo de forma que, acima de 33°C, pode não ocorrer infecção (DALLA PRIA; AMORIM; BERGAMIN FILHO, 2003; GARCIA et al., 2007).

A capacidade dos agentes de biocontrole reconhecerem e mediar eventos moleculares na presença de um potencial hospedeiro é de suma importância para a implantação de suas armas contra seu hospedeiro predador. A nível molecular, *Trichoderma* spp. é conhecido por exibir diferentes respostas transcriptômicas em diferentes estágios de interação contra seus hospedeiros (ATANASOVA et al., 2013).

Em experimento realizado em casa de vegetação para controle da antracnose em feijão, Dilley (2014) utilizando 21 isolados de *Trichoderma*, observou que todos os isolados controlaram eficazmente a doença diferindo da testemunha. *Trichoderma strigosum* (IB 28/07)

proporcionou proteção sistêmica de plantas de feijão a *C. lindemuthianum* em função da concentração de inóculo utilizada, em casa de vegetação (PEDRO et al., 2012).

De Meyer et al. (1998) aplicaram *T. harzianum* T30 sete dias antes da inoculação de *Botrytis cinerea* (De Bary) Whetzel, em alface, tomate, pimentão, fumo e feijão, e observaram reduções significativas da doença em todas as culturas. Em plantas de feijão, os autores relataram redução de 35% na severidade da doença, e, como não encontraram o fungo nas folhas, eles atribuíram a diminuição dos sintomas da doença à indução de resistência ativada pelo antagonista.

Surekha et al. (2014) afirmam que a aplicação de *T. viride* pode elicitar uma série respostas de defesa nas plantas como acúmulo de fenóis, indução de enzimas, deposição de lignina, entre outros. Os autores recomendam a utilização deste fungo endofítico como alternativa promissora aos fungicidas químicos, minimizando o impacto ambiental e garantindo o controle de doenças em plantas.

As plantas apresentam elaborados mecanismos de proteção contra patógenos, mas quando há aplicação exógena de ácido salicílico, há tendência de aumento desses compostos de defesa, de forma a restringir a propagação de infecções fúngicas, bacterianas ou virais por meio da reação de hipersensibilidade (TAIZ et al., 2017). Este mecanismo por sua vez, pode levar à resistência adquirida, principalmente quando fornecido nos estádios iniciais da cultura (WALTERS; RATSEP; HAVIS, 2013).

Em trabalho realizado por Pittner (2016), com duas cultivares de trigo em casa de vegetação, a aplicação de *T. tomentosum*, ácido salicílico e acibenzolar-S-metílico acarretou na diminuição da severidade da mancha marrom (*Bipolaris sorokiniana* (Sacc.) Shoemaker) em relação à testemunha, porém o melhor resultado foi alcançado com a aplicação do fungicida (azoxistrobina + tebuconazol).

O produto a base de acibenzolar-S-metílico (Bion[®]) não possui ação fungistática como os fungicidas e desenvolve um papel semelhante ao ácido salicílico na via de transdução do sinal que leva à resistência sistêmica adquirida da planta contra patógenos (YAMAGUCHI, 1998). A diminuição da severidade de doenças em função do uso deste produto está relacionada ao aumento da atividade de enzimas que exercem ação antimicrobiana e proteção antioxidativa (ANDRADE et al., 2013).

Em experimento realizado em casa de vegetação, Gontijo Neto et al. (2016) observaram que plantas de feijão tratadas com ASM apresentaram severidade apenas 10,30% menor que tratamento onde não houve controle da antracnose. Já as plantas que foram

pulverizadas com fungicida (tiofanato metílico + epoxiconazol + piraclostrobina) obtiveram redução de 54,60% no progresso doença.

O controle do crestamento bacteriano comum (*Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* (Xap.)) em feijão com o uso de ASM e *Bacillus cereus* (Frank & Frank.) foi eficaz. O uso do produto químico ocasionou redução de 79% da doença, já em contrapartida a bactéria utilizada como controle biológico reduziu apenas 37% a severidade da doença (KUHN; PASCHOLATI, 2010).

Resultados alcançados por Moraes; Maringoni e Lima (2004) demonstram que a aplicação de ASM em plantas de feijão, em casa de vegetação, foi ineficiente tanto para induzir resistência à murcha de *Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* (Hedges)) na cultivar suscetível (IAC Carioca), como para incrementar os níveis de resistências nas cultivares resistentes (IAC Akytã e IAC Carioca Piatã). Esses resultados contrariam com os deste trabalho, uma vez que as aplicações do produto resultaram em controle mediano da antracnose, o qual se igualou estatisticamente ao melhor tratamento (*T. viride*).

5.3 EXPERIMENTO EM CAMPO

A primeira avaliação foi realizada antes da primeira aplicação dos produtos (17 DAE) onde não se constatou a presença da doença. Os primeiros sintomas da antracnose foram observados na segunda avaliação, aos 24 DAE.

As plantas que receberam aplicação dos tratamentos *T. viride*, *T. tomentosum*, ASM e fungicida (azoxistrobina + difenoconazol) apresentaram as menores severidades e diferiram estatisticamente dos demais (Tabela 7). Os tratamentos ácido salicílico e fosfito de cobre acarretaram em controle da antracnose, diferindo-se apenas da testemunha.

Os resultados alcançados em casa de vegetação e campo foram semelhantes. Nota-se que os valores da AACPD obtidos na casa de vegetação na primeira repetição dos experimentos (Tabela 6) foram maiores que os constatados sob condições de campo (Tabela 7).

A precipitação durante o período de condução do experimento a campo foi relativamente baixa (Anexo a). Houve intervalos de dias em que não foi registrada nenhuma precipitação, ao contrário do que ocorreu na casa de vegetação, onde há sistema de irrigação por aspersão. Essas condições desfavorecem o patógeno *C. lindemuthianum*, pois este necessita de alta umidade para esporulação e infecção do hospedeiro (DALLA PRIA; SILVA, 2010).

A utilização de bioagentes para controle de doenças também pode ser realizado pelo tratamento de sementes. Amin; Teshele e Tesfay (2014) constataram reduções significativas na

severidade da antracnose em feijão em condições de campo com o uso de *T. harzianum* e *T. viride*, com redução de 65,90 e 57,90%, respectivamente, quando comparado com a testemunha. Neste presente trabalho, o tratamento com *T. viride* resultou em redução da doença, porém diferiu apenas da testemunha.

TABELA 7 - Área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) da antracnose (*Colletotrichum lindemuthianum*) em plantas de feijão (*Phaseolus vulgaris*) em campo, safra 2017/18. Fazenda Escola Capão da Onça, Ponta Grossa – PR, 2018.

TRATAMENTO	AACPD
<i>Trichoderma viride</i>	114,35 c*
<i>Trichoderma tomentosum</i>	116,39 c
Ácido Salicílico	143,20 b
Acibenzolar-S-metílico (Bion®)	121,02 c
Azoxistrobina + difenoconazol (Amistar Top®)	127,93 c
Fosfito de cobre (Strong®)	146,25 b
Testemunha	186,29 a
C.V (%)	10,61

*Médias seguidas de mesma letra minúscula nas colunas não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de significância. C.V.= coeficiente de variação.

Análises indicam que respostas bioquímicas associadas são essenciais para entender o mecanismo de controle biológico realizado por *T. viride* e que o controle de doenças está relacionado com a resistência sistêmica. Surekha et al. (2014) afirmam que o controle de *Fusarium oxysporum* (Schldtl.) e *Alternaria alternata* (Fr.) Keissl. em plantas feijão-da-china (*Vigna mungo* L. Hepper) com aplicações de *T. viride* está correlacionado com indução de enzimas de defesa (peroxidase, polifenoloxidase e fenilalanina-amônio liase) e conteúdo fenólico total.

O emprego de ácido salicílico pode ser uma alternativa para auxiliar o controle de doenças em plantas. Campos et al. (2004) verificaram que a aplicação de ácido salicílico na concentração de 0,01M em plantas de feijão fez com que a atividade das enzimas peroxidase e polifenoloxidase, e também o teor de compostos fenólicos aumentasse, acarretando em controle da antracnose em diferentes cultivares de feijão. No presente trabalho, o uso deste produto ocasionou redução da severidade, diferindo-se da testemunha e corroborando os dados obtidos no trabalho citado anteriormente.

O produto contendo ASM foi descoberto e caracterizado como um análogo funcional do ácido salicílico, o qual possui função de ativar as defesas latentes pré-existentes nas plantas, as quais irão protegê-las de ataques de patógenos (DALLAGNOL et al., 2006; KNIGHT et al., 1997).

Segundo Kessmann; Oostendorp e Staub (1996) o ácido salicílico proporciona nas células das plantas a produção de proteínas que são específicas e relacionadas à patogênese, como β -1,3 glucanase e quitinase, que são capazes de degradar a parede celular de fungos patogênicos às plantas. Alguns estudos têm demonstrado que o ASM pode interferir nos processos bioquímicos e fisiológicos das plantas, como a síntese de proteínas que é capaz de ativar a resistência sistêmica aos patógenos (SOARES; MARINGONI; LIMA, 2004).

O desempenho do tratamento com fosfito de cobre neste trabalho foi satisfatório para o controle da antracnose em feijão, com AACPD menor estatisticamente que a testemunha e comportando-se semelhantemente ao ácido salicílico. Truylio (2015) não observou efeito positivo do fertilizante foliar no controle da antracnose em feijão sob condições de campo.

O uso de fosfito na agricultura está se tornando cada vez mais constante, uma vez que esses compostos, sustentáveis, não causam impacto ambiental, fornecem nutrição para planta, visto que são tipos de fertilizantes, por apresentarem alta solubilidade em água, são absorvidos mais rapidamente por raízes e folhas (RIBEIRO JUNIOR et al., 2006). Existem dois modos de ação dos fosfitos relacionados ao controle de doenças de plantas, ação direta na inibição do crescimento dos patógenos quando estes entram em contato com o fosfito acumulado nos tecidos das plantas e o estímulo da defesa das plantas, na ausência ou presença dos patógenos (DELIOPOULOS; KETTLEWELL; HARE, 2010; WALTERS; NEWTON; LYON, 2014).

O emprego de fosfito de potássio reduziu a severidade da ferrugem asiática (*Phakopsora pachyrhizi* Syd. & P. Syd.) na cultura da soja com uma ou duas aplicações e quando aplicado após a pulverização dos fungicidas piraclostrobina + epoxiconazol, tiofanato metílico + flutriafol e tebuconazol (NEVES; BLUM, 2014).

Nozaki e Kliemann (2016) efetuaram aplicações de fosfito de potássio, fungicida (azoxistrobina + ciproconazol), isoladamente, e a junção de ambos para o controle de antracnose nas plantas de feijão em condições de campo. Para a severidade da doença, não foram observadas diferenças significativas entre os produtos aplicados nos estádios iniciais de R6 e R7. Porém, nos estádios R8 e R9 houve diferenças, resultando em controle em relação à testemunha, quando este apresentou índices médios de severidade 30% superiores quando comparado aos demais tratamentos.

Silva et al. (2013) avaliando diferentes fontes de fosfito e ASM para controle de doenças da soja em condições de campo, constataram que a aplicação de ASM reduziu significativamente a severidade de míldio, porém foi inferior às fontes de fosfito utilizadas. Estes dados corroboram com os obtidos neste trabalho, no qual o tratamento com ASM foi estatisticamente superior ao tratamento com fosfito de cobre.

Os nutrientes minerais desempenham inúmeras funções no metabolismo das plantas. Uma nutrição mineral bem balanceada pode interferir tanto na anatomia quanto na composição química das plantas, o que pode influenciar na resistência dessas à patógenos (BETTIOL; ASTIARRAGA, 1998).

A utilização produtos alternativos em associação com a aplicação de fungicidas pode ser uma alternativa eficaz. Gontijo Neto (2015) constatou que a utilização do fungicida triflotrobina + protioconazol juntamente com diferentes produtos à base de fertilizantes foliares e ASM, em condições de campo, afetou de forma significativa a incidência e severidade de antracnose em feijão. Houve redução de 18,70% na severidade e 21,40% na incidência. A combinação de fungicida + ASM não aumentou a eficácia do controle da doença. A melhor combinação de controle foi observada com fungicida + ortofosfato.

O mesmo autor afirma que a eficiência dos produtos alternativos no controle de doenças a campo foi influenciada pelas condições ambientais, uma vez que os diferentes produtos testados influenciaram de maneira diferente o progresso da antracnose e da mancha angular nas plantas de feijão.

O controle de doenças através do uso de fungicidas é o mais comum e mais utilizado entre os agricultores em todo Brasil, porém esta estratégia está cada vez menos eficaz devido ao seu mau uso, seleção de populações resistentes dos patógenos às moléculas e alto risco de contaminação ambiental. Neste trabalho, a utilização de um fungicida com dois princípios ativos (azoxistrobina + difenoconazol) ocasionou em redução da antracnose nas folhas do feijão, superior a testemunha, mas estatisticamente igual aos tratamentos *T. viride*, *T. tomentosum* e ASM (Tabela 7).

As estrobilurinas agem no bloqueio da transferência de elétrons entre o citocromo b e o citocromo c1 no sítio Q₀, afetando a produção de adenosina trifosfato (ATP) e inibindo a respiração mitocondrial. Dentre as estrobilurinas estão azoxistrobina, piraclostrobina, trifloxistrobina e picoxistrobina. Os triazóis são fungicidas que atuam na seletividade da membrana plasmática, agindo como curativo na formação do haustório e crescimento micelial no interior dos tecidos do hospedeiro. Como protetores, possuem ação tóxica, inibindo a germinação do esporo, formação do tubo germinativo e do apressório. Destacam-se entre os triazóis: difenoconazol, tebuconazol, flutriafol, propiconazol, entre outros (REIS; REIS; FORCELINI, 2007; ZAMBOLIM et al., 2007).

Cerbaro (2013) alcançou resultados significativos com a aplicação de trifenil hidróxido de estanho + azoxistrobina em plantas de feijão. Este produto resultou em maior

controle da antracnose quando comparado aos outros fungicidas utilizados (trifloxistrobina + tebuconazol e carbendazin + azoxistrobina) e à testemunha.

A colheita foi realizada mecanicamente aos 87 DAE e com os dados obtidos observou-se que houve diferenças significativas apenas para a variável plantas por metro e que as demais, produtividade, vagens planta⁻¹ e grãos por vagem⁻¹, não foram afetadas com a aplicação dos diferentes produtos (Tabela 8).

Para a variável plantas por metro, os tratamentos *T. viride*, *T. tomentosum* e fosfito de cobre foram estatisticamente superiores aos demais, já ácido salicílico, ASM e fungicida foram semelhantes e superiores apenas ao valor observado para a testemunha.

A produtividade média obtida no experimento a campo foi de 1.678,51 kg ha⁻¹, a qual é muito próxima a média nacional e à média do Estado do Paraná na safra 2017/18, que, segundo a Conab (2018), foi de 1.655 kg ha⁻¹ e 1.670 kg ha⁻¹, respectivamente.

O uso de microrganismos benéficos para o combate de patógenos pode ocasionar em aumento de produção na cultura. Amin; Teshele e Tesfay (2014) utilizaram *Pseudomonas fluorescens*, *T. harzianum* e *T. viride* em tratamento de sementes de feijão para controle da antracnose e observaram que os mesmos evitaram danos na produção. A proteção com *P. fluorescens* resultou em maior produtividade diferindo-se estatisticamente dos demais, já o número de grãos por vagem e vagens por planta não se diferiram entre os tratamentos.

TABELA 8 - Componentes de rendimento, produtividade (kg ha⁻¹), plantas por metro (plantas m⁻¹), vagens por planta (vagens planta⁻¹) e grãos por vagem (grãos vagem⁻¹) em função dos produtos aplicados em plantas de feijão (*Phaseolus vulgaris*). Fazenda Escola Capão da Onça, Ponta Grossa - PR, 2018.

TRATAMENTO	PRODUTIVIDADE	PLANTAS M ⁻¹	VAGENS PLANTA ⁻¹	GRÃOS VAGEM ⁻¹
<i>Trichoderma viride</i>	1695,23 ^{ns}	15,70 a*	17,00 ^{ns}	6,05 ^{ns}
<i>Trichoderma tomentosum</i>	1554,66	15,35 a	17,00	6,20
Ácido Salicílico	1595,80	12,85 b	14,40	5,70
Acibenzolar-S-Metílico (Bion [®])	1724,79	13,10 b	15,90	5,90
Azoxistrobina + Difenconazol (Amistar Top [®])	1776,90	11,90 b	17,35	6,05
Fosfito de Cobre	1663,93	14,40 a	13,35	5,80
Testemunha	1738,25	10,50 c	13,60	5,60
C.V (%)	9,39	9,68	24,60	5,97

*Médias seguidas de mesma letra minúscula nas colunas não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de significância; ns = não significativo; C.V.= coeficiente de variação.

O uso de ativadores de plantas, como o acibenzolar-S-metílico, pode ocasionar em aumento no metabolismo da planta e conseqüentemente redução da produtividade. Kuhn e Pascholati (2010) utilizaram ASM em plantas de feijão para proteção contra o crestamento

bacteriano e observaram que houve decréscimo da produtividade após 4 aplicações do produto, a ponto de se diferenciar da testemunha (sem controle da doença).

O controle da antracnose em feijão pelo uso de fungicidas é uma das alternativas mais utilizadas em todo mundo. O controle da doença com fungicidas pode evitar danos a produção da cultura, como relatado por Harms (2016), a qual alcançou produtividades estatisticamente superiores aos demais tratamentos nas safras 2014/15 e 2015/16, contrariando os resultados deste trabalho onde não se observou diferenças estatísticas.

O uso de fosfitos na agricultura como fungicida tem sido amplamente difundido, porém sua aplicação não contribui para a nutrição de fósforo das plantas (THAO; YAMAKAWA, 2009). A aplicação foliar de fosfito de potássio por Araujo et al. (2014) não ocasionou em aumento de crescimento e produtividade em plantas de feijão, corroborando com os resultados obtidos neste trabalho.

Em experimento realizado em condições de campo, Nozaki e Kliemann (2016) observaram controle da antracnose em plantas de feijão com o uso de fungicida (azoxistrobina + ciproconazol) associado com fosfito de potássio, o qual apresentou rendimento 3,15% superior em relação às plantas que receberam apenas o fungicida e 15,08% acima da testemunha. Isto demonstra que a ação do fungicida e do fosfito de potássio no controle da doença colaboram para obtenção de maiores produtividades.

5.4 QUALIDADE SANITÁRIA DE SEMENTES

Após teste de incubação em rolo de papel (MAPA, 2009), observou-se que houve incidência de antracnose nas sementes, apesar do uso de produtos para controle foliar da doença (Tabela 9). Todos os tratamentos foram estatisticamente iguais, diferindo apenas da testemunha a qual apresentou maior incidência do patógeno *C. lindemuthianum*.

As sementes constituem o mais eficiente agente de transporte e disseminação dos patógenos, e ainda são abrigo seguro para sua sobrevivência (SILVA et al., 2014). A distribuição de sementes é aleatória e propicia focos primários de infecção no campo, na fase inicial da cultura (BARROS, 2011).

A principal fonte de disseminação do fungo *C. lindemuthianum* em cultivos de feijão são as sementes (AMIN; TESHELE; TESFAY, 2014). Sementes infectadas são geralmente descoloridas e podem apresentar lesões levemente deprimidas de coloração marrom (BIANCHINI; MARINGONI; CARNEIRO, 2005).

Nota-se a importância do controle foliar da antracnose, uma vez que plantas que receberam pulverizações com o fungicida (azoxistrobina + difenoconazol) resultaram em

incidência 59,82% menor do que o obtido na testemunha (Tabela 9). Migliorini (2018) observou que a incidência da antracnose em cotilédones de feijão variou de 35 a 84% após incubação em rolo de papel.

TABELA 9 - Incidência de antracnose (*Colletotrichum lindemuthianum*) em sementes em função dos produtos aplicados em campo nas plantas de feijão (*Phaseolus vulgaris*). Fazenda Escola Capão da Onça, Ponta Grossa - PR, 2018.

TRATAMENTO	INCIDÊNCIA (%)
<i>Trichoderma viride</i>	30,50 b
<i>Trichoderma tomentosum</i>	33,00 b
Ácido Salicílico	37,50 b
Bion	32,50 b
Amistar Top	22,50 b
Fosfito de Cobre	34,50 b
Testemunha	56,00 a
C.V (%)	16,28

*Médias seguidas de mesma letra minúscula nas colunas não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de significância. Dados originais, para análise foram transformados em $\arcsin \sqrt{(x + 0,5)/100}$; C.V.= coeficiente de variação.

A falta de sementes certificadas no mercado restringe o desempenho de qualquer sistema de produção. Independentemente da época escolhida, sementes salvas não seguem aos padrões estabelecidos de produção de sementes, o que pode resultar em falhas na germinação, atraso na emergência de plântulas, disseminação de patógenos, dentre outros problemas (LOBO JÚNIOR; BRANDÃO; MARTINS, 2013).

O comércio e a utilização de sementes salvas são realidade em países em desenvolvimento. Neste sistema, mais de 80% dos agricultores estão envolvidos na seleção, produção, disseminação, vendas, trocas ou doações que ocorrem na comunidade local (LOUWAARS; DE BOEF, 2012). No Brasil, os produtores de feijão normalmente utilizam parte dos grãos produzidos como sementes em safras posteriores (ZAMBOLIM, 2005).

Após a utilização de *Trichoderma* spp. para o controle de antracnose em plantas de feijão, Alves e Nunes (2016) realizaram o teste para sanidade de sementes e detectaram que sementes oriundas de plantas tratadas com *Trichoderma* não apresentaram incidência do fungo *C. lindemuthianum*, contrariando os resultados obtidos neste trabalho, em que sementes oriundas dos tratamentos *T. viride* e *T. tomentosum* apresentaram incidência do fungo (30,50 e 33,00 % respectivamente).

Os resultados obtidos neste teste de patologia de sementes demonstraram que mesmo havendo controle da antracnose via aplicação foliar dos produtos, poderá haver incidência da doença nos grãos e que o uso destes como sementes para cultivo em campos futuros poderá

ocasionar transmissão do patógeno para as plantas e consequentemente redução da produção e qualidade dos grãos.

6 CONCLUSÃO

Os produtos alternativos controlaram a antracnose em plantas de feijão.

Os fungos endofíticos *T. viride* e *T. tomentosum* inibiram o crescimento micelial de *C. lindemuthianum* nos três testes realizados *in vitro*.

Em casa de vegetação os tratamentos *T. viride*, *T. tomentosum*, ácido salicílico, acibenzolar-S-metílico e fungicida foram eficazes, porém fosfito de cobre não foi eficiente no controle da antracnose.

Em campo todos os produtos foram eficientes para redução da severidade da antracnose.

Houve menor incidência de antracnose em sementes oriundas de todos os produtos testados.

REFERÊNCIAS

- AHUJA, I.; KISSEN, R.; BONES, A. M. Phytoalexins in defense against pathogens. **Trends in Plant Science**, Amsterdam, v. 17, n. 2, p. 73-90. 2012.
- AJITH, P. S.; LAKSHMIDEVI, N. Effect of volatile and non-volatile compounds from *Trichoderma* spp. against *Colletotrichum capsici* incitant of anthracnose on bell peppers. **Nature and Science**, Nova Iorque, v. 8, n. 9, p. 265–269. 2010.
- ALMEIDA, F. B. et al. Mycoparasitism studies of *Trichoderma harzianum* strains against *Rhizoctonia solani*: evaluation of coiling and hydrolytic enzyme production. **Biotechnology Letters**, Heidelberg, v. 29, n. 8, p. 1189-93. 2007.
- AMIN, M.; TESHELE, J.; TESFAY, A. Evaluation of bioagents seed treatment against *Colletotrichum lindemuthianum*, in haricot bean anthracnose under field condition. **Research in Plant Sciences**, Newark, v. 2, n. 1, p. 22-26. 2014.
- ANDRADE, C. C. L. et al. Indutores de resistência no controle da pinta bacteriana do tomateiro e na atividade de enzimas de defesa. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 38, n. 1, p. 28-34. 2013.
- ARAÚJO, F. F.; MENEZES, D. Indução de resistência a doenças foliares em tomateiro por indutores biótico (*Bacillus subtilis*) e abiótico (Acibenzolar-S-Metil). **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 35, n. 3, p. 169-172. 2009.
- ARAUJO, J. L. et al. Crescimento e acúmulo de fósforo pelo feijoeiro tratado com fosfato e fosfito via foliar. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 35, n. 4, p. 2381-2394. 2014.
- ATANASOVA, L. et al. Comparative transcriptomics reveals different strategies of *Trichoderma* mycoparasitism. **BMC Genomics**, Londres, v. 121, n. 14, p. 1-15. 2013.
- BALLARÉ, C. L. Light regulation of plant defense. **Annual Review of Plant Biology**, Palo Alto, v. 65, n. 1, p. 335-363. 2014.
- BARBOSA, F. R.; GONZAGA, A. C. O. **Informações técnicas para cultivo do feijoeiro comum na Região Central-Brasileira: 2012-2014**. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2012. 247 p.
- BARROS, E. S. **Qualidade sanitária e fisiológica de sementes de feijão comum no grupo carioca procedente da região centro sul do estado do Sergipe**. 2011, 43 f. Dissertação (Mestrado em Agrossistemas) – Universidade Federal do Sergipe, São Cristóvão, 2011.
- BARROS, F. C. et al. Indução de resistência em plantas contra fitopatógenos. **Bioscience Journal**, Umuarama, v. 26, n. 2, p. 231-239, mar./abr. 2010.
- BENÍTEZ, T. et al. Biocontrol mechanisms of *Trichoderma* strains. **International Microbiology**, Barcelona, v. 7, n. 4, p. 249-260. 2004.

BETTIOL, W.; ASTIARRAGA, B. D. Controle de *Sphaerotheca fuliginea* em abobrinha com resíduo da fermentação glutâmica do melaço e produto lácteo fermentado. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 7, p. 431-435. 1998.

BETTIOL, W. et al. Bioprotetores comerciais para o controle de doenças de plantas. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v.17, n. 1, p.111-147, 2009.

BIANCHINI, A.; MARINGONI, A. C.; CARNEIRO, S. M. T. P. Doenças do feijoeiro. IN: KIMATI, H. et al. **Manual de Fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 4. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. 663 p.

BOLLER, T.; FELIX, G. A renaissance of elicitors: perception of microbe-associated molecular patterns and danger signals by pattern-recognition receptors. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 60, n. 1, p. 379-406. 2009.

BONETT, L. P. et al. Divergência genética em germoplasma de feijoeiro comum coletado no estado do Paraná, Brasil. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 27, n. 4, p. 547-560, out./dez. 2006.

BONETT, L. P. et al. Biocontrole *in vitro* de *Colletotrichum musae* por isolados de *Trichoderma* spp. **Uniciências**, Cuiabá, v. 17, n. 1, p. 5-10, dez. 2013.

BORSATO, L. C.; DI PIERO, R. M.; STADNIK, M. J. Mecanismos de defesa eliciados por ulvana contra *Uromyces appendiculatus* em três cultivares de feijoeiro. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 35, n. 5, p. 318-322. 2010.

CAMPA, A. et al. Genetic analysis of the response to eleven *Colletotrichum lindemuthianum* races in a RIL population of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). **BMC Plant Biology**, Londres, v. 14, n. 1, p.115-127. 2014.

CAMPANHOLA, C.; BETTIOL, W. **Métodos alternativos de controle fitossanitário**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2003. 279 p.

CAMPANILE, G.; RUSCELLI, A.; LUISI, N. Antagonistic activity of endophytic fungi towards *Diplodia corticola* assessed by *in vitro* and in planta tests. **European Journal Plant Pathology**, Dordrecht, v. 117, n. 1, p. 237-246. 2007.

CAMPOS, A. D. et al. Atividade de peroxidase e polifenoloxidase na resistência do feijão à antracnose. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 39, n. 7, p. 637-643, jul. 2004.

CANTERI, M. G. et al. SASM-Agri: sistema para análise e separação de médias em experimentos agrícolas pelos métodos Scott-Knott, Tukey e Duncan. **Revista Brasileira de Agrocomputação**, Ponta Grossa, v. 1, n. 2, p. 18-24. 2001.

CARVALHO, J. J. de. et al. Teor e acúmulo de nutrientes em grãos de feijão comum em semeadura direta, sob déficit hídrico. **Irriga**, Botucatu, v. 1, n. 1, p. 104-117, 2014.

CASTELLANI, A. Further researches on the long viability and growth of many pathogenic fungi and some bacteria in sterile distilled water. **Mycopathologia et Mycologia Applicata**, Chennai, v. 20, n. 1, p. 1-6, 1963.

CASTRO, P. R. C.; KLUGE, R. A.; PERES, L. E. P. **Manual de fisiologia vegetal: teoria e prática**. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. 650 p.

CAVALCANTI, F. R. et al. An aqueous suspension of *Crinipellis pernicios* mycelium activates tomato defence responses against *Xanthomonas vesicatoria*. **Crop Protection**, Guildford, v. 26, n. 5, p. 729-738. 2007.

CAVALCANTI, F. R.; PEREIRA, V. F.; RIBEIRO JÚNIOR, P. M. **Aspectos da indução de resistência em plantas de videira**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2014. 20p. (Documentos, 88).

CAVALCANTI, L. S. et al. **Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos**. 1. ed. Piracicaba: FEALQ, 2005.

CERBARO, L. **Dispersão e controle da antracnose em feijão**. 2013, 142 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade de Passo Fundo, Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária. Passo Fundo, 2013.

COLE, D. L. The efficacy of Acibenzolar-S-Methyl, an inducer of systemic acquired resistance, against bacterial and fungal diseases of tobacco. **Crop Protection**, Guildford, v. 18, n. 4, p. 267-273. 1999.

CONAB (Companhia Brasileira de Abastecimento). **Acompanhamento da safra brasileira de grãos – terceiro levantamento, safra 2018/19**. Disponível em: < <https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/graos/boletim-da-safra-de-graos> >. Acesso em: 13.dez.2018.

DALLA PRIA, M. et al. Avaliação de diferentes meios de cultura na esporulação de *Colletotrichum lindemuthianum*, *Phaeoisariopsis griseola* e *Alternaria* sp. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 23, n. 2, p. 181-183. 1997.

DALLA PRIA, M.; AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A. Quantificação de componentes monocíclicos da antracnose do feijoeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 4, p. 401-407. 2003.

DALLA PRIA, M.; SILVA, O. C. da. **Cultura do feijão: doenças e controle**. 1. ed. Ponta Grossa: Editora UEPG, 2010.

DALLAGNOL, L. J. et al. Use of Acibenzolar-S-methyl to control foliar diseases of soybean. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 32, n. 3, p. 255-259. 2006.

DANIEL, R.; GUEST, D. Defense responses induced by potassium phosphonate in *Phytophthora palmivora*-challenged *Arabidopsis thaliana*. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, Amsterdam, v. 67, n. 3, p. 194-201. 2006.

DE MEYER, G. et al. Induced systemic resistance in *Trichoderma harzianum* T39 biocontrol of *Botrytis cinerea*. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 104, n. 5, p. 279-286. 1998.

DELIOPOULOS, T.; KETTLEWELL, P. S.; HARE, M. C. Fungal disease suppression by inorganic salts: A review. **Crop Protection**, Guildford, v. 29, n. 10, p. 1059-1075. 2010.

DENNIS, C.; WEBSTER, J. Antagonistic properties of species groups of *Trichoderma*: hyphal interactions. **Transactions of the British Mycological Society**, Londres, v. 57, n. 3, p. 363-369. 1971.

DI PIERO, R. M.; GARDA, M. V. Quitosana reduz a severidade da antracnose e aumenta a atividade de glucanase em feijoeiro-comum. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 43, n. 9, p. 1121-1128, set. 2008.

DILDEY, O. D. F. **Interação *Trichoderma*-feijoeiro e seus efeitos na fisiologia e indução de resistência contra antracnose (*Colletotrichum lindemuthianum*)**. 2014, 74 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual do Oeste do Paraná. Marechal Cândido Rondon, 2014.

DILDEY, O. D. F. **Indução de resistência à antracnose do feijoeiro por frações de filtrado de cultura e extrato de micélio de *Trichoderma longibrachiatum***. 2017, 101 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Estadual do Oeste do Paraná. Marechal Cândido Rondon, 2017.

DUFFY, B.; SCHOUTEN, A.; RAAIJMAKERS, J.M. Pathogen Self-Defense: mechanisms to counteract microbial antagonism. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 41, n. 1, p.501-538. 2003.

DUTTA, D. et al. Endophytes: exploitation as a tool in plant protection. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, v. 57, n. 5, p. 621-629, sep./oct. 2014.

EDREVA, A. A novel strategy for plant protection: induced resistance. **Journal of Cell and Molecular Biology**, Istambul, v. 3, n. 1, p. 61-69. 2004.

GADAGA, S. J. C. et al. Phosphites for the control of anthracnose in common bean. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 52, n. 1, p. 36-44, jan. 2017.

GAJERA, H.; et al. Molecular mechanism of *Trichoderma* as biocontrol agents against phytopathogen system – a review. **Current Research in Microbiology and Biotechnology**, Nova Deli, v. 1, n. 4, p.133-142, jul. 2013.

GARCIA, A. et al. Influência das variáveis ambientais no progresso da antracnose do feijoeiro e eficiência de tiofanato metílico + clorotalonil no controle da doença. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 31, n. 6, p. 1709-1715, nov./dez. 2007.

GODOY, C. V. et al. Diagrammatic scales for bean diseases: Diagrammatic scales for bean diseases: development and validation. **Journal of Plant Diseases and Protection**, Heidelberg, v. 104, n. 4, p. 336-345. 1996.

GONTIJO NETO, G. F. **Uso de indutores de resistência na cultura do feijoeiro comum**. 2015, 68 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras. 2015.

GONTIJO NETO, G. F. et al. Controle da antracnose e da mancha angular do feijoeiro comum com indutores de resistência. **Nucleus**, Ituverava, v. 13, n. 2, p. 199-218, out. 2016.

GOODMAN, R. N.; KIRÁLY, Z.; WOOD, K. R. **The biochemistry and physiology of plant disease**. 1. ed. Columbia: University of Missouri Press, 1986. 433p.

GRIGOLETTI JUNIOR, A.; SANTOS, Á. F. dos.; AUER, C. G. Perspectivas do uso do controle biológico contra doenças florestais. **Floresta**, Curitiba, v. 30, n.1, p. 155-165. 2000.

GUEST, D.; GRANT, B. The complex action of phosphonate antifungal agents. **Biological Review**, Londres, v. 66, n. 1, p. 59-187. 1991.

HAMMERSCHMIDT, R.; KUC, J. **Induced resistance to disease in plants**. 1. ed. Londres: Kluwer Academic, 1995. 182 p.

HARMS, M. G. **Controle da antracnose em feijão com produtos alternativos**. 2016, 74 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa. 2016.

HENNIPMAN, H. S. **Produtos bióticos e abióticos no controle de mofo branco na canola e mancha angular no feijoeiro**. 2017, 166 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa. 2017.

HOWELL, C. R. Mechanisms employed by *Trichoderma* species in the biological control of plant diseases: the history and evolution of current concepts. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 87, n. 1, p. 4-10. 2003.

IAPAR (Instituto Agronômico do Paraná). **Cartas Climáticas do Paraná**. Disponível em: <<http://www.iapar.br/modules/conteudo/conteudo.php?conteudo=863>>. Acesso em: 07.jun.2018.

ISAIAS, C. O. et al. Ação antagonica e de metabólitos bioativos de *Trichoderma* spp. contra os patógenos *Sclerotium rolfsii* e *Verticillium dahliae*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 40, n. 1, p. 34-41. 2014.

JOSHI, D. et al. Antifungal potential of metabolites from *Trichoderma* sp. against *Colletotrichum falcatum* went causing red rot of sugarcane. **Sugar Tech**, Nova Deli, v. 18, n. 5, p. 529-536, 2016.

KERBAUY, G. B. **Fisiologia vegetal**. 2. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2012. 431 p.

KESSMANN, H.; OOSTENDORP, M.; STAUB, T. CGA 2455704: mode of action of a new plant activator. **Brighton Crop Protection Conference Pests and Diseases**, Londres, v. 3, n. 1, p. 961-966. 1996.

KNIGHT, S. C. et al. Rationale and perspectives on the development of fungicides. **Annual Review of Plant Pathology**, Palo Alto, v. 35, n. 1, p. 349-372. 1997.

KUHN, O. J.; PASCHOLATI, S. F. Custo adaptativo da indução de resistência em feijoeiro mediada pela rizobactéria *Bacillus cereus* ou Acibenzolar-S-Metil: atividade de enzimas,

síntese de fenóis e lignina e biomassa. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 36, n. 2, p. 107-114. 2010.

KUMAR, D. Salicylic acid signaling in disease resistance. **Plant Science**, v. 228, n. 1, p. 127-134, nov. 2014.

LOBO JÚNIOR, M.; BRANDÃO, L. T. D.; MARTINS, B. E. de. M. **Testes para avaliação da qualidade de sementes de feijão comum**. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2013. 4 p. (Embrapa Arroz e Feijão, Circular Técnica, 90).

LOUWAARS, N. P.; DE BOEF, W. S. Integrated seed sector development in Africa: a conceptual framework for creating coherence between practices, programs, and policies. **Journal of Crop Improvement**, Manhattan, v. 26, n. 1, p. 39-59. 2012.

LORITO, M. et al. Translational research on *Trichoderma*: from omics to the field. **Annual Review of Phytopathology**, v. 48, n. 1, p. 395-417. 2010.

MA, J. F.; YAMAJI, N. Silicon uptake and accumulation in higher plants. **Trends in Plant Science**, Amsterdam, v. 11, n. 8, p. 392-397. 2006.

MACHADO, D. F. M. et al. *Trichoderma* no Brasil: o fungo e o bioagente. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 35, n. 1, p. 274-288. 2012.

MAPA (Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento). **Manual de Análise Sanitária de Sementes**. 1. ed. Brasília: Binagri, 2009. 201 p.

MARIANO, R. L. R. Métodos de seleção *in vitro* para o controle microbiológico de patógenos de plantas. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 1, n. 1, p. 369-409. 1993.

MASSOLA JÚNIOR, N. S. **Fungos fitopatogênicos**. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de Fitopatologia: princípios e conceitos**. 5. ed. Ouro Fino: Agronômica Ceres. p. 107-141. 2018.

MELLO, S. C. M. et al. Cepas de *Trichoderma* spp. para el control biológico de *Sclerotium rolfsii* Sacc. **Fitosanidad**, Havana, v. 11, n. 1, p. 3-9. 2007.

MIGLIORINI, P. **Recobrimento de sementes com silício e seu efeito no desenvolvimento da antracnose e murcha de Fusarium na cultura do feijão**. 2018, 134 f. Tese (Doutorado em Ciências) – Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2018.

MORAES, W. B. C. Controle alternativo de fitopatógenos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 27, n. 13, p. 175-190. 1992.

MORAES, R. M.; MARINGONI, A. C.; LIMA, G. P. P. Ineficiência de acibenzolar-s-methyl na indução de resistência de feijoeiro comum à murcha-de-curtobacterium. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 4, p. 373-377, 2004.

MYRESIOTIS, C. K.; VRYZAS, Z.; PAPADOPOULOU-MOURKIDOU, E. Enhanced root uptake of acibenzolar-S-methyl (ASM) by tomato plants inoculated with selected *Bacillus* plant

growth-promoting rhizobacteria (PGPR). **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 77, n. 1, p. 26-33. 2014.

NAHER, L. et al. *Trichoderma* spp.: a biocontrol agent for sustainable management of plant diseases. **Pakistan Journal of Botany**, Karachi, v. 46, n. 4, p. 1489-1493. 2014.

NEVES, J. da. S.; BLUM, L. E. B. Influência de fungicidas e fosfito de potássio no controle da ferrugem asiática e na produtividade da soja. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 27, n. 1, p. 75-82, jan./mar. 2014.

NOZAKI, M. de. H.; KLIEMANN, O. A. Avaliação do uso de fosfito no controle da antracnose em feijoeiro comum. **Revista Agrarian**, Dourados, v. 9, n. 31, p. 19-25. 2016.

PADDER, B. A. et al. *Colletotrichum lindemuthianum*, the causal agent of bean anthracnose. **Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 99, n. 2, p. 317-330. 2017.

PAPAVIZAS, G. C. *Trichoderma* and *Gliocladium*: biology ecology and potential for biocontrol. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 23, n. 1, p. 23-54. 1985.

PASCHOLATI, S. F. et al. **Interação Planta Patógeno**: fisiologia, bioquímica e biologia molecular. 1. ed. Piracicaba: FEALQ. 2008.

PAULA JÚNIOR, T. J. de. et al. Doenças do feijoeiro: estratégias integradas de manejo. In: CARNEIRO, J. E.; PAULA JÚNIOR, T. J. de; BORÉM, A. **Feijão - do plantio à colheita**. Editora UFV: Viçosa, p.270-299. 2015.

PEDRO, E. A. de S. et al. Promoção do crescimento do feijoeiro e controle da antracnose por *Trichoderma* spp. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 47, n. 11, p. 1589-1595, 2012.

PEREIRA, H. S. et al. **BRS Esteio - cultivar de feijoeiro-comum com grãos pretos, alto potencial produtivo e moderada resistência à antracnose**. Disponível em: < <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/105967/1/166-1.pdf> >. Acesso em: 17 dez. 2018.

PEREIRA, H. S. et al. Genotype by environment interaction for disease resistance and other important agronomic traits supporting the indication of common bean cultivars. **Euphytica**, Berlin, v. 214, n. 12, p. 1-11. 2018.

PITTNER, E. **Fungos endofíticos de plantas daninhas no controle da mancha marrom do trigo**. 2016, 173 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Estadual do Centro Oeste, Guarapuava. 2016.

QUALHATO, T. F. et al. Mycoparasitism studies of *Trichoderma* species against three phytopathogenic fungi: evaluation of antagonism and hydrolytic enzyme production. **Biotechnology Letters**, Heidelberg, v. 35, n. 9, p. 1461-1468, may. 2013.

QUEIROZ, C. B. de. et al. Comparative analysis of the mitochondrial genome of the fungus *Colletotrichum lindemuthianum*, the causal agent of anthracnose in common beans. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 102, n. 6, p. 2763-2778, 2018.

RAZA, W. et al. Volatile and non-volatile antifungal compounds produced by *Trichoderma harzianum* SQR-T037 suppressed the growth of *Fusarium oxysporum* f. sp. *niveum*. **Science Letters**, v. 1, n. 1, p. 21-24. 2013.

REINO, J. L. et al. Secondary metabolites from species of the biocontrol agent *Trichoderma*. **Phytochemistry Reviews**, v. 7, n. 1, p. 89-123. 2008.

REIS, E. M.; REIS, A. C.; FORCELINI, C. A. **Manual de fungicidas**: guia para controle químico de doenças de plantas. 5. ed. Passo Fundo: Editora UPF. 2007. 153 p.

REUVENI, M. Post-infection applications of K_3PO_3 , phosphorous acid and dimethomorph inhibit development of downy mildew caused by *Plasmopara viticola* on grapevines. **Journal of Small Fruit & Viticulture**, v. 5, n. 2, p. 27-38. 1997.

RIBEIRO JUNIOR, P. M. et al. Fosfito de potássio na indução de resistência a *Verticillium dahliae* Kleb. em mudas de cacaueiro (*Theobroma cacao* L.). **Ciências Agrotécnicas**, Lavras, v. 30, n. 4, p. 629-636. 2006.

RIDOUT, C. J.; COLEY-SMITH, J. R.; LYNCH, J. M. Fractionation of extracellular enzymes from mycoparasitic strain of *Trichoderma harzianum*. **Enzyme and Microbial Technology**, v.10, n. 3, p. 180-187. 1988.

SCHULZ, B.; BOYLE, C. The endophytic continuum. **Mycological Research**, v. 109, n. 6, p. 661-686, jun. 2005.

SEAB (Secretaria da Agricultura e do Abastecimento). **Pesquisa de Agrotóxicos**. Disponível em: < <http://celepar07web.pr.gov.br/agrotoxicos/pesquisar.asp> >. Acesso em: 24 mai. 2018.

SHANER, G.; FINNEY, R. E. The effect of nitrogen fertilization on the expression of slow-mildewing resistance in knox wheat. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 67, n. 8, p. 1051-1056. 1977.

SHARMA, V. et al. Elucidation of biocontrol mechanisms of *Trichoderma harzianum* against different plant fungal pathogens: universal yet host specific response. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 95, n. 1, p. 72-79. 2017.

SIDDIQUEE, S. et al. Separation and identification of volatile compounds from liquid cultures of *Trichoderma harzianum* by GC-MS using three different capillary columns. **Journal of Chromatographic Science**, v. 50, n. 1, p. 358-367. 2012.

SILVA, O. C. et al. Fontes de fosfito e acibenzolar-S-metílico associados a fungicidas para o controle de doenças foliares na cultura da soja. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 38, n. 1, p. 72-77. 2013.

SILVA, M. G.; POZZA, E. A.; MACHADO, J. C. Influence of contaminated crop remains and seed health quality on the intensity of bean anthracnose. **Journal of Agricultural Science**, v. 5, n. 10, p. 56-66. 2013.

SILVA, O. F. da.; WANDER, A. E. **O feijão-comum no Brasil**: passado, presente e futuro. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2013. 62 p.

SILVA, M. S. et al. Uso de antagonistas e produtos alternativos no manejo pós-colheita de podridão mole em pimentão. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 45, n. 4, p. 718-725, out./dez. 2014.

SINGH, S. P.; SCHWARTZ, H. F. Breeding common bean for resistance to diseases: a review. **Crop Science**, v. 50, n. 1, p. 2199-2223. 2010.

SIVASITHAMPARAM, K.; GHISALBERTI, E. L. **Secondary metabolism in *Trichoderma* and *Gliocladium***. In: KUBICEK, C. P.; HARMAN, G. E. ***Trichoderma* and *Gliocladium*: basic biology, taxonomy and genetics**. 1. ed. Londres: Taylor and Francis. p. 139-192. 1998.

SMITH, C. J. Accumulation of phytoalexins: defense mechanisms and stimulus response system. **The New Phytologist**, v. 132, n. 86, p. 1-45, 1996.

SOARES, R. M.; MARINGONI, A. C.; LIMA, G. P. P. Ineficiência de acibenzolar-S-methyl na indução de resistência de feijoeiro à murcha-de-Curtobacterium. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 4, p. 373-377, 2004.

STADNIK, M. Indução de resistência a oídios. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 26, n. 1, p. 175-177. 2000.

STANGARLIN, J. R.; PASCHOLATI, S. F. Atividades de ribulose-1,5-bifosfato carboxilase-oxigenase (rubisco), clorofilase, β -1,3 glucanase e quitinase e conteúdo de clorofila em cultivares de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*) infectados com *Uromyces appendiculatus*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 26, n. 1, p. 34-42. 2000.

SUNDARAMOORTHY, S.; BALABASKAR, P. Biocontrol efficacy of *Trichoderma* spp. against wilt of tomato caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*. **Journal of Applied Biology & Biotechnology**, v. 1, n. 3, p. 36-40, oct. 2013.

SUREKHA, C. H. et al. Induction of defense enzymes and phenolic content by *Trichoderma viride* in *Vigna mungo* infested with *Fusarium oxysporum* and *Alternaria alternata*. **International Journal of Agricultural Science and Research**, Chhattisgarh, v. 4, n. 4, p.31-40, 2014.

TAIZ, L. et al. **Fisiologia e Desenvolvimento Vegetal**. 6. ed. Porto Alegre: Artmed, 2017. 888 p.

THAO, H. T. B; YAMAKAWA, T. Phosphite (phosphorous acid): fungicide, fertilizer or bio-stimulator? **Soil Science and Plant Nutrition**, Santiago, v. 55, n.1, p. 228–234. 2009.

TRIPATHI, D.; YU-LIN, J.; KUMAR, D. SABP2, a methyl salicylate esterase is required for the systemic acquired resistance induced by acibenzolar-S-methyl in plants. **FEBS Letters**, Heidelberg, v. 584, n. 15, p. 3458–3463. 2010.

TRUYLIO, C. E. C. **Efeito de produtos alternativos para o controle da antracnose em feijão**. 2015, 79 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa, 2015.

TSUKAHARA, R. Y et al. Sistema de Monitoramento Agrometeorológico do Grupo ABC: Análise Climática da Safra 2017/18. Disponível em: < <http://sma.fundacaoabc.org> >. Acesso em: 10.ago.2018.

WALTERS, D. et al. Induced resistance for plant disease control: maximizing the efficacy of resistance elicitors. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 95, n. 12, p. 1368–1373. 2005.

WALTERS, D. R.; RATSEP, J.; HAVIS, N. D. Controlling crop diseases using induced resistance: challenges for the future. **Journal of Experimental Botany**, Londres, v. 64, n. 5, p. 1263-1280. 2013.

WALTERS, D.; NEWTON, A.; LYON, G. **Induced resistance for plant defence** – a sustainable approach to crop protection. 2. ed. Oxford: Blackwell, 2014. 332p.

WENDLAND, A. et al. **Doenças do feijoeiro**. IN: AMORIM, L. et al. **Manual de Fitopatologia: doenças de plantas cultivadas**. 5. ed. Ouro Fino: Agronômica Ceres. p. 383-396. 2016.

WRÓBEL-KWIATKOWSKA, M. et al. Expression of β -1,3-glucanase in flax causes increased resistance to fungi. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, Amsterdam, v. 65, n. 5, p. 245-256. 2004.

YAMAGUCHI, I. Activators for systemic acquired resistance. In: HUTSON, D.; MYAMAMAMOTO, J. **Fungicidal Activity**. 1. ed. New York: Wiley. 1998.

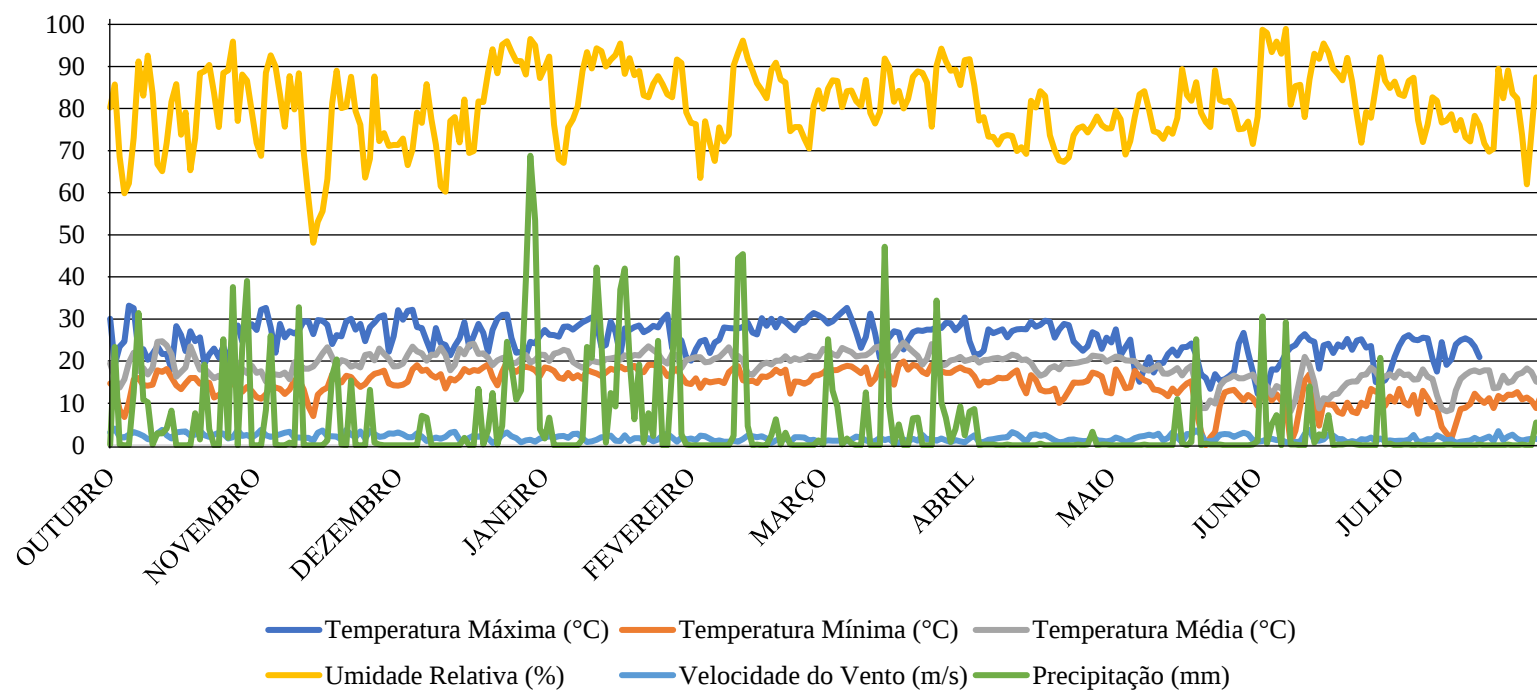
YAO, H.; TIAN, S. Effects of pre- and post-harvest application of salicylic acid or methyl jasmonate on inducing disease resistance of sweet cherry fruit in storage. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 35, n. 3, p. 253–262. 2005.

ZAMBOLIM, L. **Sementes: qualidade fitossanitária**. 1. ed. Viçosa: Editora UFV. 2005. 502 p.

ZAMBOLIM, L.; VENANCIO, W. S.; OLIVEIRA, S. H. F. **Manejo de resistência de fungos a fungicidas**. 1. ed. Viçosa: Editora UFV. 2007. 168 p.

ZAMBOLIM, L.; VENTURA, J. A.; ZANÃO JÚNIOR, L. A. **Efeito da nutrição mineral no controle de doenças de plantas**. 1. ed. Viçosa: Suprema, 2012.

ANEXO A - Temperatura máxima (°C), temperatura mínima (°C), temperatura média (°C), umidade relativa (%), velocidade do vento (m/s) e precipitação (mm) durante a condução dos experimentos na cultura do feijão (*Phaseolus vulgaris*) no período de outubro/2017 a julho 2018. Ponta Grossa – PR.



Fonte: Tsukahara et al. (2018).