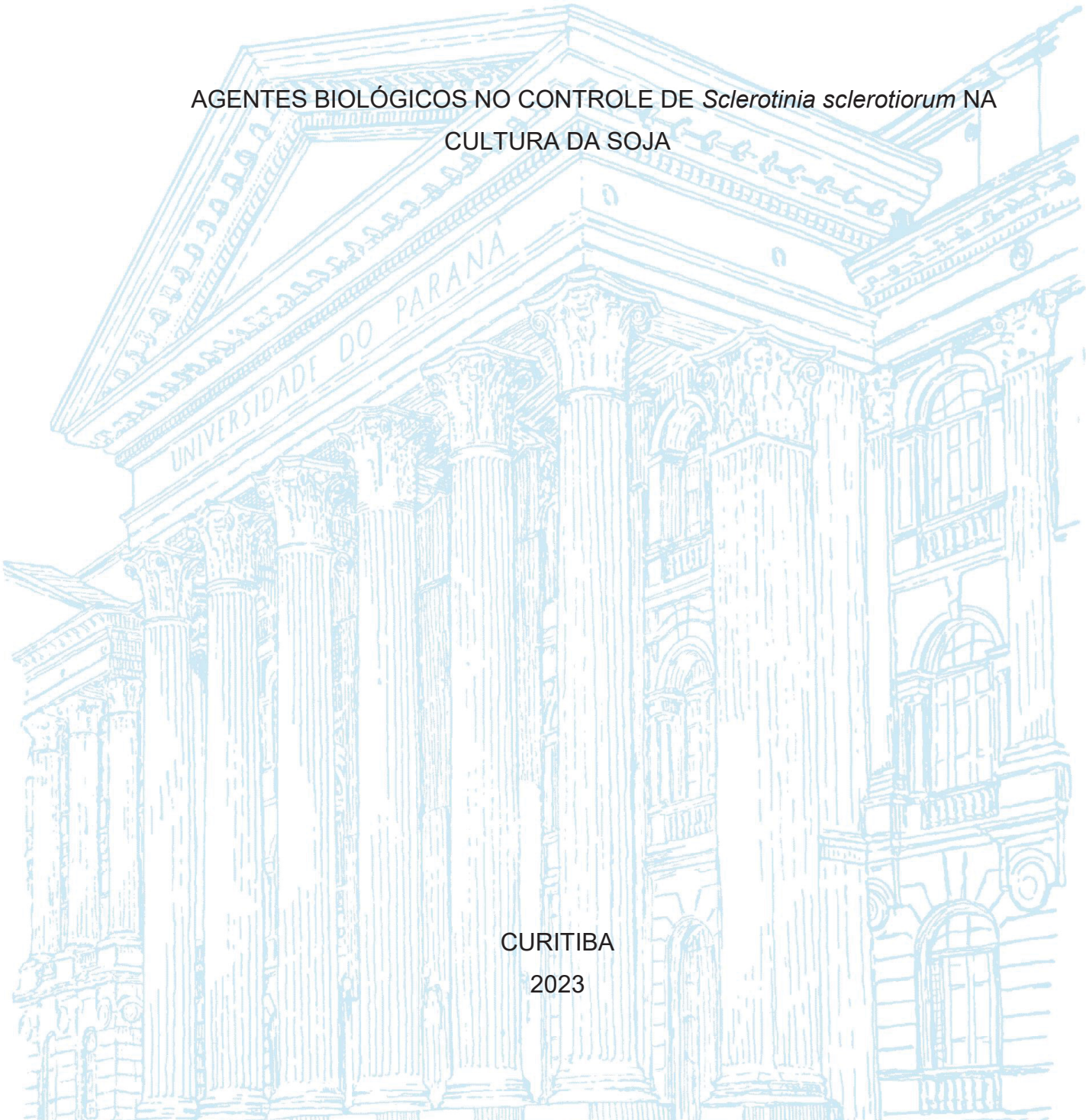
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

LATOYA CRESLEM BATISTA RUSCHEL

AGENTES BIOLÓGICOS NO CONTROLE DE *Sclerotinia sclerotiorum* NA CULTURA DA SOJA



CURITIBA

2023

LATOYA CRESLEM BATISTA RUSCHEL

AGENTES BIOLÓGICOS NO CONTROLE DE *Sclerotinia sclerotiorum* NA CULTURA DA SOJA

TCC apresentado ao curso de Pós-Graduação em fitossanidade, Setor de ciências agrárias, Universidade Federal do Paraná, como requisito parcial à obtenção do título de especialista em fitossanidade.

Orientador: Prof. Dr. Wagner Vicente Pereira

CURITIBA

2023

Dedico este trabalho a minha colega de pós-graduação e de vida Bruna Santi (*in memorian*).

AGRADECIMENTOS

A Deus por me proporcionar perseverança durante toda a minha vida.

Aos meus familiares pelo apoio e incentivo que serviram de alicerce para as minhas realizações.

Ao meu namorado José Leonardo pelo seu amor incondicional e por compreender minha dedicação ao projeto de pesquisa.

Ao meu professor orientador Wagner Pereira pelas valiosas contribuições dadas durante todo o processo.

A todos os meus amigos do curso de pós-graduação que compartilharam dos inúmeros desafios que enfrentamos, sempre com o espírito colaborativo.

Também quero agradecer à Universidade Federal do Paraná e o seu corpo docente que demonstrou estar comprometido com a qualidade e excelência do ensino.

RESUMO

O Brasil é líder mundial em produção de soja, no entanto, por ser um país de clima tropical, pode ser influenciada com alta incidência de pragas e doenças, durante todo o ciclo de cultivo. Dentre as doenças observadas na cultura, o Mofo branco, causado por *Sclereotinia sclerotiorum*, se destaca por ser de difícil controle, uma vez que o patógena forma escleródios que consegue sobreviver na ausência da cultura no campo. Além disso, não há variedades resistentes ao patógeno e muitos fungicidas tem perdido a alta performance de controle. Atualmente, existem no mercado produtos biológicos à base de *Bacillus subtilis*, *Trichoderma harzianum* e *Pseudomonas fluorescens* que podem auxiliar no biocontrole de patógenos. Nesse sentido, o trabalho buscou avaliar a eficiência desses agentes no controle de *Sclerotinia sclerotiorum*. Durante o experimento foram avaliados diferentes produtos biológicos e suas combinações no controle do mofo branco, assim como a interferência desses em variáveis da planta. Verificou-se que a utilização de *B. subtilis* no sulco de semeadura e *T. harzianum* no estádio vegetativo, inibiu significativamente a incidência da doença, assim como reduziu o número de estruturas de resistência. Além disso, essa combinação favoreceu um maior número de nódulos e crescimento radicular. No entanto, para o crescimento de parte aérea, a adição de *P. fluorescens* juntamente aos demais se mostrou ser mais viável. A produtividade não foi afetada pela adição dos microrganismos.

Palavras-chave: Mofo Branco. Biocontrole. *Bacillus subtilis*. *Pseudomonas fluorescens*. *Trichoderma harzianum*.

ABSTRACT

Brazil is a world leader in soybean production, however, as it is a country with a tropical climate, it can be influenced by a high incidence of pests and diseases throughout the cultivation cycle. Among the diseases observed in the crop, white mold, caused by *Sclereotinia sclerotiorum*, stands out for being difficult to control, since the pathogen forms sclerotia that manage to survive in the absence of the crop in the field. In addition, there are no varieties resistant to the pathogen and many fungicides have lost their high control performance. Currently, there are biological products on the market based on *Bacillus subtilis*, *Trichoderma harzianum* and *Pseudomonas fluorescens* that can help in the biocontrol of pathogens. In this sense, the work sought to evaluate the efficiency of these agents in the control of *Sclerotinia sclerotiorum*. During the experiment, different biological products and their combinations were evaluated in the control of white mold, as well as their interference in plant variables. It was verified that the use of *B. subtilis* in the sowing furrow and *T. harzianum* in the vegetative stage, significantly inhibited the incidence of the disease, as well as reduced the number of resistance structures. In addition, this combination favored a greater number of nodules and root growth. However, for shoot growth, the addition of *P. fluorescens* together with the others proved to be more viable. Productivity was not affected by the addition of microorganisms.

Keywords: White mold. Biocontrol. *Bacillus subtlis*. *Pseudomonas fluorescens*. *Trichoderma harzianum*.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO 7
1.1 OBJETIVOS 8
1.1.1 Objetivos específicos 8
2 REVISÃO DE LITERATURA 9
2.1 SOJA 9
2.2 MOFO BRANCO (*SCLEROTINIA SCLEROTIORUM*) 10
2.3 CONTROLE BIOLÓGICO DE DOENÇAS DE PLANTAS 12
2.3.1 Bacillus subtilis 13
2.3.2 Pseudomonas fluorescens 15
2.3.3 Trichoderma harzianum 16
3 MATERIAL E MÉTODOS 18
3.1 CONDUÇÃO DO EXPERIMENTO 18
3.2 VELOCIDADE DE EMERGÊNCIA E ESTANDE DE PLANTAS 19
3.3 NODULAÇÃO E RAÍZES 19
3.4 CRESCIMENTO VEGETATIVO 19
3.5 INCIDÊNCIA DE MOFO BRANCO 19
3.6 PRODUTIVIDADE 20
3.7 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL 20
4 RESULTADOS E DISCUSSÕES 21
4.1 VELOCIDADE DE EMERGÊNCIA E ESTANDE DE PLANTAS 21
4.2 NODULAÇÃO E RAÍZES 22
4.3 CRESCIMENTO VEGETATIVO 23
4.4 INCIDÊNCIA DE MOFO BRANCO 24
4.5 PRODUTIVIDADE 25
5 CONSIDERAÇÕES FINAIS 28
5.1 RECOMENDAÇÕES PARA TRABALHOS FUTUROS 28
REFERÊNCIAS 29

1 INTRODUÇÃO

A cultura da soja é uma das mais importantes em nível mundial devido a sua aplicação na indústria alimentar, sendo o óleo e o farelo grandes detentores do Produto Interno Bruto (PIB) (GAZZANI; DALLA'GNOL, 2018). Por ser fortemente influenciada pelo setor alimentício, a cobranças por uma produção sustentável são cada vez maiores.

No entanto, a agricultura sustentável exige grandes esforços, uma vez que há um elevado número de doenças que são dificilmente controladas como por exemplo o mofo branco causado pelo fitopatógeno *Sclerotinia sclerotiorum.* Atualmente, a doença é controlada por um conjunto de manejos, incluindo a utilização de produtos biológicos.

Os bioinsumos já vêm sendo utilizados há algum tempo na agricultura brasileira, porém nos últimos dez anos o consumo vem aumentando em razão, principalmente, da resistência de pragas e doenças a moléculas químicas. Segundo a IHS Markit (2021), o mercado de produtos biológicos de controle no Brasil cresceu a uma taxa anual de 42% (CAGR) em comparação a taxa global de 16% (CAGR). A projeção é que em 2030 este setor alcance R$ 16,9 bilhões, considerando uma taxa de crescimento acumulada GAGR de 35% até 2025 e de 25% até 2030 (BORSARI; VIEIRA, 2022).

Dentre o mercado de biológicos, 17% são compostos por biofungicidas (BORSARI; VIEIRA, 2022). Neste mercado, há um portfólio variado de microrganismos, com destaque ao *Bacillus subtilis, Trichoderma harzianum e Pseudomonas fluorescens* no controle de doenças radiculares.

Os microrganismos biocontroladores de doenças radiculares podem agir por parasitismo (WEINDLING, 1932), através de metabólitos secundários (MONTE et al., 2019), ou ainda por competição de espaço e nutrientes (MASTOURI et al., 2012). Esses agentes podem ser utilizados isoladamente ou em consórcio. O uso consorciado de agentes de controle biológico de doenças deve ser pensado para aumentar a versatilidade, a capacidade de sobrevivência e os mecanismos de ação para controle de patógenos radiculares. Entre os desafios para o consórcio de microrganismos está a compatibilidade biológica, campo com enorme potencial prático que deve avançar amplamente nos próximos anos (MEDEIROS; BAVIA; SEIXAS, 2021).

Portanto, a introdução dos bioinsumos podem auxiliar na formação de solos supressivos, solos que desfavoreçam o estabelecimento de fitopatógenos que podem causar danos a nível econômico. Além disso, algunspodem minimizar os estresses ambientais causados nas culturas, aumentando o seu desenvolvimento e rendimento, e consequentemente garantir uma agricultura mais sustentável.

1.1 OBJETIVOS

O trabalho teve por objetivo geral avaliar diferentes agentes biológicos no controle de mofo branco (*Sclerotinia sclerotiorum*) na cultura da soja.

1.1.1 Objetivos específicos

- Avaliar a interferência dos agentes biológicos na velocidade de emergência e estande de plantas;
- Avaliar a interferência dos agentes biológicos na nodulação e raízes de plantas;
- Avaliar a interferência dos agentes biológicos no crescimento vegetativo de plantas;
- Avaliar a interferência dos agentes biológicos na redução da incidência de mofo branco;
- Avaliar a interferência dos agentes biológicos na produtividade na cultura da soja.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 SOJA

A cultura da soja (*Glycine max*) originou-se na China, há 5.000 anos atrás (MOZZAQUATRO et al., 2017). Inicialmente foi descrita com características de planta rasteira e que se desenvolvia apenas em locais extremamente úmidos. Através do melhoramento genético foi possível agregar diversas características competitivas no mercado (Aprosoja, 2014).

Na safra 2019/20, o Brasil se tornou o maior produtor mundial de soja com 125,55 milhões de toneladas (CONAB, 2021), superando a produção de 96,67 milhões de toneladas dos Estados Unidos (EUA) (USDA, 2021). Além disso, o Brasil é o maior exportador mundial, com 82,97 milhões de toneladas de grãos exportadas em 2020, o que corresponde a 66,46% da produção nacional (AGROSTAT, 2021).

A cultura da soja começou a apresentar importância econômica significativa no Brasil após a década de 1970, com áreas de cultivo concentradas, principalmente, na região Sul do país. Assim, os primeiros genótipos cultivados não eram adaptados às regiões de baixas latitudes, pois o fotoperíodo curto causava florescimento precoce, reduzindo o desenvolvimento das plantas e comprometendo a produtividade de grãos (ALMEIDA et al., 1999).

Devido às limitações do cultivo desta cultura em regiões de baixas latitudes, os programas de melhoramento desempenharam um papel fundamental no desenvolvimento de cultivares adaptadas. Neste sentido, o principal desafio das décadas de 1970 e 1980 foi o desenvolvimento de cultivares adaptadas às condições de dias curtos (HARTWIG, KIIHL, 1979; ALMEIDA et al., 1999). Após essa descoberta, foi possível realizar o cultivo da soja em regiões antes inexploradas com a cultura no Brasil, introduzindo a agricultura moderna nas áreas de Cerrado (SPECHT et al., 2014).

Embora considerado os avanços, há certa dificuldade na interação entre as cultivares de soja e suas pragas, patógenos e plantas daninhas. Aproximadamente 40 doenças causadas por fungos, bactérias, nematóides e vírus já foram identificadas no Brasil. A importância econômica de cada doença varia de ano para ano e de região para região, dependendo das condições climáticas de cada safra. As perdas anuais de produção por doenças são estimadas em cerca de 15% a 20%,

entretanto, algumas doenças podem ocasionar perdas de até 100% sob condições específicas (EMBRAPA, 2008).

A doença foliar com maior destaque para a cultura é a ferrugem asiática (*Pakhopsora pachyrizi)* em decorrência do seu potencial de dano (GODOY, 2017). No entanto, outras doenças devem ser levadas em consideração, como: Antracnose (*Colletotrichum truncatum),* crestamento foliar e mancha púrpura da semente (*Cercospora kikuchii),* mancha alvo (*Corynespora cassiicola),* mancha olho de rã (*Cercospora sojina),* Míldio (*Peronospora manshurica),* oídio (*Microsphaera diffusa)* e mancha parda (*Septoria glycines)* (ITO, 2013).

Além disso, doenças radiculares vêm chamando atenção devido aos custos de controle e perdas de produção (ITO, 2013). Em um levantamento de perdas causadas por doenças em soja no mundo, antes da detecção da ferrugem-asiática Wrather et al. (1997) estimaram que as doenças radiculares respondiam por uma perda global de cerca de dois milhões de toneladas de grãos. Dentre elas, o mofo branco se destaca por ser responsável pelo apodrecimento de tecidos.

2.2 MOFO BRANCO (*Sclerotinia sclerotiorum*)

O mofo branco é causado por um fungo fitopatogênico denominado *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary, o qual é capaz de infectar mais de 400 espécies de plantas mundialmente (Bolton, et al., 2006). *S. sclerotiorum* ocorre em mais de 95 países e em quase todos os continentes, sendo que o patógeno é particularmente bem adaptado em regiões chuvosas e mais frias (Willbur et al., 2019).

A doença causada pelo fungo é uma das mais importantes da cultura da soja no Brasil, estimando-se uma área infestada de aproximadamente 27% do total da área de produção no país (Meyer et al., 2020). O potencial de redução de produtividade pode chegar a 70% em áreas altamente infestadas, quando as condições ambientais forem favoráveis ao desenvolvimento da doença e as medidas de controle não forem adotadas a tempo (Meyer et al., 2016). As perdas de rendimento são causadas pela redução da quantidade e do peso dos grãos, resultante do apodrecimento dos tecidos da planta, principalmente da haste principal e órgãos reprodutivos. Para cada ponto percentual de aumento da incidência de

mofo-branco ocorre uma redução média na produtividade da soja de 17,2 kg/ha, e um incremento na produção de escleródios de 100 g/ha (Lehner et al., 2016).

O mofo-branco é considerado uma doença de difícil manejo, uma vez que há ausência de resistência genética em cultivares comerciais, uma ampla gama de hospedeiros alternativos e possui capacidade de produzir escleródios abundantemente, suas estruturas de sobrevivência no solo, que permitem a manutenção de inóculo primário de uma safra para a outra (Willbur et al., 2019).

Os escleródios podem germinar emitindo micélio – germinação miceliogênica – ou formando apotécios – germinação carpogênica, dependendo das condições ambientais. A germinação miceliogênica produz hifas infecciosas, as quais têm a capacidade de colonizar e infectar tecidos vegetais tenros de algumas culturas como o feijão, girassol, canola, batata, nabo-forrageiro e hortaliças, na presença de matéria orgânica como fonte de nutrição do fungo até efetivar a infecção (Saharan; Mehta, 2008). A germinação miceliogênica não é a fonte mais frequente de infecção primária na cultura da soja (Grau; Hartman, 2015).

A germinação carpogênica consiste na formação de apotécios pelos escleródios, que são estruturas em forma de corneta ou taça de coloração bege a amarelo-amarronzado, constituído por uma haste que emerge do escleródio, formando um himênio na extremidade, medindo de 4 mm a 8 mm de diâmetro. No himênio são produzidos os ascósporos, que são os esporos sexuados do patógeno (Peltier et al., 2012).

Cada apotécio leva em média 10 a 14 dias para se formar, em condições de umidade de solo acima de 80% e temperaturas amenas (15° C a 18° C), e permanece produzindo ascósporos por um período de 5 a 10 dias, estimando-se que sejam gerados mais de dois milhões de ascósporos nesse período (Steadman, 1983). Os escleródios precisam estar posicionados em até 5 cm de profundidade no solo para que ocorra a germinação carpogênica, mas a grande maioria dos apotécios observados no campo geralmente se encontram próximos à superfície do solo (Görgen et al., 2010).

A produção de ascósporos ocorre constante e gradualmente dentro das ascas e, à medida que vão madurando, são ejetados simultaneamente dos apotécios em caso de mudança repentina de umidade relativa do ar. Essas descargas forçadas formam bafejos de ascósporos cuja turbulência favorece a dispersão aérea e o alcance do dossel das plantas (Steadman, 1983). De acordo com Clarkson et al.

(2003), em condições favoráveis do ambiente, estas descargas podem chegar a taxa de 1600 ascósporos por hora. Ao alcançar a parte aérea das plantas de soja, os ascósporos necessitam de temperatura amena (15° C a 25° C) e período de molhamento foliar de duas a quatro horas, colonizando preferencialmente flores senescentes, de onde se formam micélios infectivos que podem penetrar diretamente na cutícula mediante degradação enzimática, força mecânica ou através dos estômatos, iniciando as lesões nas hastes e pecíolos da planta. À medida que a doença progride produzindo micélios em abundância, formam-se novos escleródios que irão recompor a fonte primária de inóculo para os cultivos dos anos subsequentes (Willbur et al., 2019).

Desta forma, a integração de medidas de controle é primordial para o sucesso do manejo do mofo branco em áreas infestadas, sejam elas, medidas culturais, controle químico ou controle biológico (Meyer, et al., 2022). O emprego destas medidas de manejo requer conhecimento da dinâmica do patossistema, para que interfiram efetivamente no ciclo biológico de *S. sclerotiorum* e nas suas relações com a planta hospedeira, de modo a evitar a doença. Vários fatores estão relacionados à eficiência do manejo do mofo-branco, como a necessidade de condicionamento de solo para o estabelecimento de agentes antagonistas, a manutenção de cobertura uniforme do solo com palhada, a escolha adequada de culturas não hospedeiras em sucessão, a utilização de cultivares de soja com características agronômicas que reduzam o progresso da doença, a aplicação de agentes de biocontrole em condições ambientais favoráveis, o controle químico preventivo com a pulverização de fungicidas específicos nos momentos de maior favorabilidade de infecção nas plantas, entre outros (Willbur et al., 2019).

2.3 CONTROLE BIOLÓGICO DE DOENÇAS DE PLANTAS

O uso de um organismo para reduzir a densidade populacional de outro organismo é o conceito geral de controle biológico e pode ser aplicado para diferentes áreas. O termo pode ser dividido em cultural, conservacionista, clássico e aumentativo (BETTIOL, 2022).

No controle biológico cultural as populações são mantidas em equilíbrio por ação de antagonistas e inimigos naturais, sem qualquer intervenção humana. No controle biológico conservacionista as ações humanas são para proteger e estimular

a preservação e aumentar naturalmente as populações de agentes benéficos. O controle biológico clássico é baseado na coleta de inimigos naturais em uma área de exploração, geralmente a área de origem do patógeno e liberação em áreas onde se deseja elevar o número de agentes de biocontrole, podendo resultar em população permanente. O controle biológico aumentativo é aquele em que os antagonistas, os entomopatógenos, os parasitóides e os predadores são aplicados de forma massal em uma cultura (Bettiol, 2021).

Os principais microrganismos para o controle biológico de doenças são os fungos e as bactérias. Os mecanismos de interações antagônicas são divididos em antibiose, indução de resistência, parasitismo, predação, competição e promoção de crescimento (MEDEIROS, et al., 2022). Esses mecanismos de ação podem agir individualmente ou em conjunto (DINGLE; MCGEE, 2003).

Dentre as formas de manejo de doenças, o controle biológico de fungos de solo tem ganhado espaço. A classe de produtos comerciais que tem demonstrado potencial para seu manejo são os biofungicidas e com isto o crescimento desse mercado aumenta cada dia mais, tanto em número de empresas como em produtos disponíveis. Esses produtos são introduzidos nos sistemas de produção por meio de inoculação e/ou inundação (MEDEIROS, et al., 2022).

Atualmente, existem no mercado diversos produtos disponíveis. Para os agentes biológicos à base de bactérias, é comum a utilização de *Bacillus* sp., *Pseudomonas* sp., entre outras (LARRAN, et al., 2016). Já para os fungos, os mais conhecidos são as seguintes espécies: *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* e *Trichoderma* sp. (HERRERA, et al., 2016).

Dessa forma, a introdução de produtos à base de agentes de biocontrole podem auxiliar na formação de solos supressivos, solos que inviabilizam o estabelecimento de fitopatógenos que podem causar danos a nível econômico (MEDEIROS, et al., 2022).

2.3.1 Bacillus subtilis

As espécies de *Bacillus* sp. são capazes de formar esporos os quais são altamente resistentes a condições ambientais adversas e de secretar metabólitos que estimulam o crescimento das plantas, assim como prevenir infecções por fitopatógenos (Radhakrishan et al., 2017).

Dentre as espécies de *Bacillus* sp. o *Bacillus subtilis* é um dos agentes de biocontrole mais estudados e aplicado na agricultura (Ahmad, et al., 2016). Além disso, foi uma das primeiras bactérias a serem descritas na literatura, sendo nomeada como *Vibrio subtilis* por Ehrenberg em 1835 e em 1872, renomeada a *Bacillus subtilis* (Gordon, 1981).

O *B. subtilis* é uma bactéria gram-positiva amplamente distribuída pelo mundo, facilmente isolada e cultivada (Zhao et al., 2013). Pesquisas vêm relatando que o efeito desse microrganismo na supressão de doenças se atribui a mecanismos de antibiose, competição por espaço e nutrientes e indução de resistência (ISR) (Li et al., 2013). Ademais, a bactéria é reconhecida pela capacidade em auxiliar na absorção de nitrogênio, solubilizar fósforo, produzir sideróforos e fitohormônios e atuar na promoção de crescimento da planta (Wang et al., 2018).

Dentre os mecanismos de controle, a antibiose se destaca pela produção de antibióticos e por ser a principal rota de controle de fitopatógenos pelo agente biológico. Mais de 24 substâncias antibióticas são conhecidas por serem sintetizadas pelo *B.subtilis,* como peptídeos, proteínas e substâncias não peptídicas. Além disso, o microrganismo é responsável por produzir biofilmes, os quais são ricos em lipopeptídeos aumentando sua capacidade antifúngica no solo (Wang et al., 2015).

A competição por nichos e nutrientes é um mecanismo conhecido também como fundamental na proteção de plantas contra fitopatógenos (Cao et al., 2011). Atrativos químicos são conhecidos como exsudatos radiculares incluindo ácidos orgânicos, aminoácidos e açúcares específicos (Wang et al., 2018). A presença dessas moléculas facilita a colonização das raízes pelo microrganismo e dificulta a chegada dos fitopatógenos (Gao et al., 2016).

O *B. subtilis* é conhecido por ativar mecanismos de defesa da planta quando atingida por fitopatógenos. Através da mudança estrutural e citoquímica de suas células, promove resistência ao hospedeiro. Esse processo é chamado de Resistência Sistêmica Induzida (ISR) e quando ativado pode ser sintetizado pelo agente de biocontrole o ácido jasmônico (JA), etileno (ET), proteínas, compostos antibióticos, elicitadores, entre outros (Pr˘si´c; Ongena, 2020).

A ISR pode ser dividida em dois grupos, resistência ativa e passiva. No primeiro caso, a resposta de defesa só é acionada quando a planta entra em contato

com o patógeno, enquanto no segundo caso o mecanismo é fornecido constantemente (Li, et al., 2020). Isso ocorre, pois, algumas culturas desenvolvem receptores capazes de reconhecer sinais microbianos como: flagelos bacterianos, quitina fúngica, polissacarídeos, sideróforos etc. Este mecanismo é conhecido como Padrão Molecular Associado a Micróbios (PAMP) (Rho; Shon, 2018).

2.3.2 Pseudomonas fluorescens

As bactérias do gênero *Pseudomonas* sp. são conhecidas por serem gram-negativas, possuir motilidade por um ou mais flagelos, formato de bastonetes e não formar esporos. O gênero pode ser dividido em 2 grupos: 1) Bactérias fluorescentes e 2) Bactérias alcaligenes. A *Pseudomonas fluorescens* se encontra no primeiro grupo e é representada por 7 biótipos: A, B, C, D, E, F, G (Stanier et al., 1966).

Esse microrganismo é comumente comercializado com a função de solubilização de fósforo, uma vez que pode quebrar fosfatos inorgânicos e deixá-los solúveis para ser absorvido facilmente pelas plantas. No entanto, a *P.fluorescens*, possui outras funções como biofertilizantes e biopesticidas (Galletti et al., 2020). A primeira função se deve ao fato de ser a bactéria mais popular na promoção de crescimento de plantas (Choudhary et al., 2016), enquanto a segunda é resposta dos mecanismos de controle contra fitopatógenos (Alzandi; Naguib, 2019).

Uma das formas da *P. fluorescens* atuar é através do mecanismo de antibiose. Esse agente é capaz de sintetizar 6 classes de antibióticos, os quais estão associados ao biocontrole de doenças de planta, sendo eles: floroglucinol, fenazinas, pirrolnitrina, pioluteorina, lipopeptídeos cíclicos e hidrogenocianeto (HCN) (Haas; Defago, 2005).

A competição por espaço e nutrientes é outro mecanismo importante no controle de doenças de plantas por esse microrganismo, uma vez que possui crescimento rápido e é facilmente adaptável, favorecendo uma maior competição contra os patógenos presentes na rizosfera. Além disso, a *P. fluorescens* é guiada por respostas químicas e possui a capacidade de se ligar às raízes devido a secreção de enzimas específicas (Zhou et al., 2014).

A síntese de compostos quelantes, como os sideróforos, por *P. fluorescens* é uma característica visível, sendo facilmente identificado em meios de cultura como um halo esverdeado fluorescente sob luz ultravioleta (Budzikiewicz, 1993). O ferro é

um importante nutriente para os microrganismos e por ser altamente insolúvel, é considerado limitante na rizosfera, logo, microrganismos sintetizadores de sideróforos tem uma vantagem competitiva em relação aos demais, uma vez que conseguem absorver ferro mais facilmente (Beneduzi et al., 2013).

Embora a *P. fluorescens* possua vários mecanismos de controle e tem potencial comprovado em controlar algumas doenças radiculares, não existe ainda no mercado produto registrado para o controle de *S. sclerotiorum* (MAPA, 2023).

2.3.3 Trichoderma harzianum

Um fungo que merece destaque entre os biocontroladores é o Trichoderma spp. O gênero compreende várias espécies de fungos filamentosos, avirulentos e simbióticos, podendo ser encontrado no solo de diversos ecossistemas (Hermosa et al., 2012). A presença no ambiente desse agente biológico irá depender de microclima, disponibilidade de substratos e interações ecológicas (Hoyos-Carvajal; Bisset, 2011).

Das 254 espécies de Trichoderma conhecidas, apenas 4% delas são utilizadas no controle biológico. Entre aqueles com aptidão para biocontrole, o *Trichoderma harzianum* se destaca no mercado, sendo encontrado em quase 40% dos produtos sem mistura de microrganismos e em mais de 60% dos produtos com mistura de fungos, bactérias e micorrizas (Bettiol et al., 2019).

O fungo *T. harzianum* possui comportamento antagonista direto contra vários organismos fitopatogênicos, incluindo bactérias, nematóides e especialmente, fungos, ou indireto, promovendo o crescimento e vigor das plantas e aumentando a tolerância a estresses, auxiliando na absorção de nutrientes e na biorremediação da rizosfera e disponibilizando às plantas metabólitos secundários, enzimas e proteínas relacionadas à patogênese (Kumar, 2013). Essa versatilidade de Trichoderma spp. é conferida, em grande parte, pelo seu oportunismo, que garante elevada capacidade de colonização da rizosfera das plantas, nos mais diversos ambientes. Além disso, o gênero pode produzir estruturas de resistência, chamadas de clamidósporos e microescleródios, que permitem sua sobrevivência em condições adversas (Monte et al., 2019).

Um dos principais exemplos de sucesso da utilização de Trichoderma na soja, é o controle biológico do mofo-branco. Assim, um dos principais mecanismos

de ação do Trichoderma é o micoparasitismo do escleródio, que inviabiliza ou reduz a germinação carpogênica e miceliogênica e afeta drasticamente o potencial do inóculo (Weindling, 1932). As etapas de micoparasitismo são: reconhecimento do hospedeiro, ataque, penetração e morte. Nas últimas etapas, metabólitos secundários antifúngicos e enzimas degradadoras de parede celular são secretados (Vinale et al.,2008).

Outro modo de ação do Trichoderma é através da síntese de metabólitos secundários que ativam a imunidade inata da planta (Wonglon, et al., 2019). Esses metabólitos podem ser classificados em três categorias principais: 1) voláteis; 2) solúveis em água e 3) peptídeos interagidos com a membrana (Abdel-Ghany; Bakri, 2019). O último grupo se deve a secreção de peptaiboles inibidores da **β-** (1,3) - glucana sintase. enzima responsável pela síntese de **β-** (1,3) - glucano, que é um dos principais componentes da parede celular (Zin; Badaluddin, 2020). Esses compostos podem também atuar como eliciadores de plantas, ou seja, estimulando respostas de defesa ao ataque de fitopatógenos (Bisen et al., 2016).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 CONDUÇÃO DO EXPERIMENTO

O experimento foi realizado na unidade experimental da fazenda Pamplona do grupo SLC Agrícola em Cristalina - Goiás, a 16°13’42,162 S e 47°37’34,521 W. A semeadura foi realizada em 17 de novembro de 2022 com a cultivar de soja BRASMAX TORMENTA CE3, com espaçamento de 45 cm e 310.000 plantas/ha.

Os produtos foram aplicados no sulco de plantio no momento da semeadura com vazão de 50 L/ha com o Simbiose Jet® acoplado à semeadeira (Quadro 1). Também foi aplicado no sulco de plantio os inoculantes Bioma Mais (*Azospirillum brasilense*) e Bioma Brady (*Bradhryzobium japonicum*).

O experimento foi conduzido com delineamento de blocos ao acaso, com quatro repetições e parcelas de seis linhas de 6 metros de comprimento.

Quadro 1 - Especificação dos tratamentos utilizados

Tratamento	Produto	Microrganismo	Dose (L ou Kg/há)
T1	Testemunha	-	-
T2	BACSUB *	*B. subtilis*	5,0
T3	BACSUB* + TRICHODERMIL	*B. subtilis* + *T. harzianum*	2,5 + 0,1
T4	BACSUB* + BIOGREEN	*B. subtilis* + *T. harzianum*	2,5 + 0,1
T5	BACSUB* + PSEFLU*	*B. subtilis* + *P. fluorescens*	2,5 + 2,5
T6	BACSUB* + PSEFLU *+ TRICHODERMIL	*B. subtilis* + *P.fluorescens* + *T.harzianum*	2,5 + 2,5 + 0,1
T7	BACSUB* + PSEFLU* + BIOGREEN	*B. subtilis* + *P. fluorescens* + *T. harzianum*	2,5 + 2,5 + 0,1
T8	TRICHODERMIL	*T. harzianum*	0,1
T9	BIOGREEN	*T. harzianum*	0,1

T10	BACSUB* (SULCO) + TRICHODERMIL (VEGETATIVO)	*B. subtilis* + *T.harzianum*	2,5 + 0,1
T11	BACSUB*(SULCO) + BIOGREEN (VEGETATIVO)	*B. subtilis* + *T.harzianum*	2,5 + 0,1

Fonte: autor (2023).

* Produtos on farm, sintetizados na unidade Pamplona.

3.2 VELOCIDADE DE EMERGÊNCIA E ESTANDE DE PLANTAS

Sete dias após o plantio (DAP) realizou-se a contagem do número de plantas emergidas em 10 pontos com 2 metros lineares. A mesma metodologia foi seguida para o estande de plantas, no entanto, a contagem foi realizada aos 14 DAP.

3.3 NODULAÇÃO E RAÍZES

Após os 21 DAP foram coletadas três plantas em cinco pontos por tratamento. As plantas foram encaminhadas para o laboratório, onde foi medido o comprimento da raiz com auxílio de uma régua e a contagem de nódulos. Posteriormente, tanto as raízes quanto os nódulos, foram pesados em balança analítica.

3.4 CRESCIMENTO VEGETATIVO

Aos 42 DAPs foram coletadas duas plantas a cada três pontos por tratamento. As plantas foram encaminhadas para o laboratório, onde foi medido a altura da parte aérea com auxílio de uma régua. Posteriormente, a parte aérea foi pesada em balança analítica.

3.5 INCIDÊNCIA DE MOFO BRANCO

A incidência de mofo branco foi avaliada nos estágios vegetativos R2 e R5.5. Para a avaliação avaliou a incidência da doença nas duas linhas centrais. Os escleródios quando encontrados foram contabilizados e levados ao laboratório para pesagem em balança analítica.

3.6 PRODUTIVIDADE

A colheita do experimento foi realizada no dia 17 de março de 2023 com auxílio de uma colheitadeira John Deere. O peso obtido de cada tratamento foi ajustado para sc/ha e posteriormente foi realizado o Peso de Mil Sementes (PMS).

3.7 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL

De acordo com a natureza dos dados, foi feita a análise de regressão ou teste de médias, em que as médias entre os tratamentos foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Foi utilizado o programa estatístico GENES para a análise das variáveis.

4 RESULTADOS E DISCUSSÕES

4.1 VELOCIDADE DE EMERGÊNCIA E ESTANDE DE PLANTAS

A velocidade de emergência e o estande de plantas podem ser visualizados na Tabela 1. Verifica-se que os tratamentos não diferiram estatisticamente entre si. Segundo Bewley & Black (1978), a emergência da plântula pode ser estimulada pela acidificação da parede celular durante o processo germinativo, sendo nesse caso a presença de auxina essencial, a qual já foi comprovada ser sintetizada por microrganismos como o *B.subtilis* (ARAÚJO et al., 2005). Ambientes desfavoráveis, como alta população de patógenos, baixa matéria orgânica e umidade, pode desfavorecer a germinação da semente e, assim, comprometer o estande de plântulas (SILVA et al., 2017). Entretanto, não foi notada essa associação neste trabalho. Da mesma forma, Ferreira (2015) não observou diferença siginificativa na velocidade de emergência de sementes de soja inoculadas ou não com *Trichoderma harzianum* em ambiente desfavorável.

Tabela 1 - Velocidade de emergência e estande de plantas

Tratamento	**Emergência (Plantas/ha)**	**Estande (Plantas/ha)**
Testemunha	121075ª*	125775ª
2	122850ª	126900ª
3	124650ª	127125ª
4	123300ª	126225ª
5	122625ª	125775ª
6	123525ª	125325ª
7	121500ª	125775ª
8	118800ª	124650ª
9	123300ª	126900ª
10	118125ª	124875ª
11	121275ª	121280ª
CV (%)	3,52	2,64
DMS	10585,58	8,15

Fonte: autor (2023).

*Médias seguidas da mesma letra não diferem entre sí pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

4.2 NODULAÇÃO E RAÍZES

A Tabela 2 representa a nodulação e desenvolvimento radicular das plantas em diferentes tratamentos. Segundo Hungria (2021), uma planta para ser considerada bem nodulada deve apresentar de 15 a 30 nódulos. Dessa forma, verifica-se que todos os tratamentos obtiveram quantidade suficiente de nódulos para o processo de fixação de nitrogênio.

O Tratamento 9 composto pelo produto comercial Biogreen (*Trichoderma harzianum*), assim como os tratamentos 10 e 11, se destacaram em relação ao número e peso de nódulos. MWEETWA e colaboradores (2016), encontraram resultados semelhantes, no qual concluíram que a adição de *Trichoderma* spp. juntamente aos rizóbios aumenta significativamente o número de nódulos em feijão. Esse aumento pode estar atribuído a interação direta e indireta dos rizóbios e *Trichoderma* spp. com a planta. De forma indireta, os rizóbios e fungos do gênero *Trichoderma* desempenham modificações na fertilidade do solo devido a decomposição da matéria orgânica e solubilização de nutrientes (MWEETWA et al., 2014). Já de forma direta, esses microrganismos podem aumentar a absorção de nutrientes e água (PEREIRA et al., 2014). Esse aumento na absorção influencia na formação de nódulos e em sua atividade fixadora de nitrogênio (MWEETWA et al., 2014).

Tabela 2 - Nodulação e desenvolvimento radicular

Tratamento	**Número nódulos**	**Peso nódulos (g)**	**Comprimento raiz (cm)**	**Peso raiz (g)**
1	47^{bc*}	$0,56^{bc}$	$11,63^{b}$	$1,38^{b}$
2	35^{c}	$0,33^{de}$	$11,65^{b}$	$1,25^{b}$
3	46^{bc}	$0,49^{bcd}$	$11,58^{b}$	$1,33^{b}$
4	45^{bc}	$0,25^{e}$	$11,18^{b}$	$1,30^{b}$
5	41^{c}	$0,58^{b}$	$11,48^{b}$	$1,60^{b}$
6	44^{bc}	$0,38^{cde}$	$11,28^{b}$	$1,33^{b}$
7	40^{c}	$0,50^{bcd}$	11,23b	$1,43^{b}$
8	39^{c}	$0,47^{bcd}$	$11,90^{b}$	$1,45^{b}$
9	64^{a}	$0,96^{a}$	$13,25^{ab}$	$2,08^{a}$
10	56^{ab}	$0,86^{a}$	$15,55^{a}$	$2,08^{a}$
11	59^{ab}	$0,80^{a}$	$13,28^{ab}$	$2,13^{a}$
CV (%)	12,85	13,75	10,45	11,41

DMS	14,79	0,18	3,13	0,45

Fonte: autor (2023).

* Médias seguidas da mesma letra não diferem entre sí pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Em relação ao desenvolvimento radicular, o tratamento 9, 10 e 11 compostos por *Trichoderma harzianum* aplicado no estádio vegetativo da planta se destacaram, acarretando um maior comprimento e peso radicular, de acordo com a Tabela 2.

4.3 CRESCIMENTO VEGETATIVO

De acordo com a tabela 3, o tratamento 7 composto por *B. subtilis*, *P. fluorescens* e *T. harzianum* (Biogreen) apresentou maior média de comprimento da parte aérea, entretanto não diferiu estatisticamente dos tratamentos 4, 5, 6, 8, 9, 10 e 11.

Tabela 3 - Crescimento vegetativo dos tratamentos

Tratamento	**Comprimento parte aérea (cm)**	**Peso parte aérea (g)**
1	82^{c*}	69^{a}
2	84^{bc}	68^{a}
3	84^{bc}	73^{a}
4	88^{abc}	72^{a}
5	89^{abc}	86^{a}
6	88^{abc}	78^{a}
7	93^{a}	87^{a}
8	92^{a}	78^{a}
9	91^{ab}	86^{a}
10	92^{a}	82^{a}
11	92^{a}	74^{a}
CV (%)	3,17	10,39
DMS	6,91	19,78

Fonte: autor (2023).

* Médias seguidas da mesma letra não diferem entre sí pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

4.4 INCIDÊNCIA DE MOFO BRANCO

De acordo com a Tabela 4 verifica-se que o tratamento 10 (Bacsub – sulco/ Trichodermil – vegetativo) foi o que apresentou menor incidência de mofo branco, assim como menor peso de escleródios, tanto em R2 quanto em R5.5. Rezende (2011), obteve 0,83 g de escleródios no tratamento contendo somente o Trichodermil, o que demonstra que o *Bacillus subtilis* teve influência positiva na redução do peso das estruturas de resistência nesse trabalho.

Tabela 4 - Incidência de mofo branco

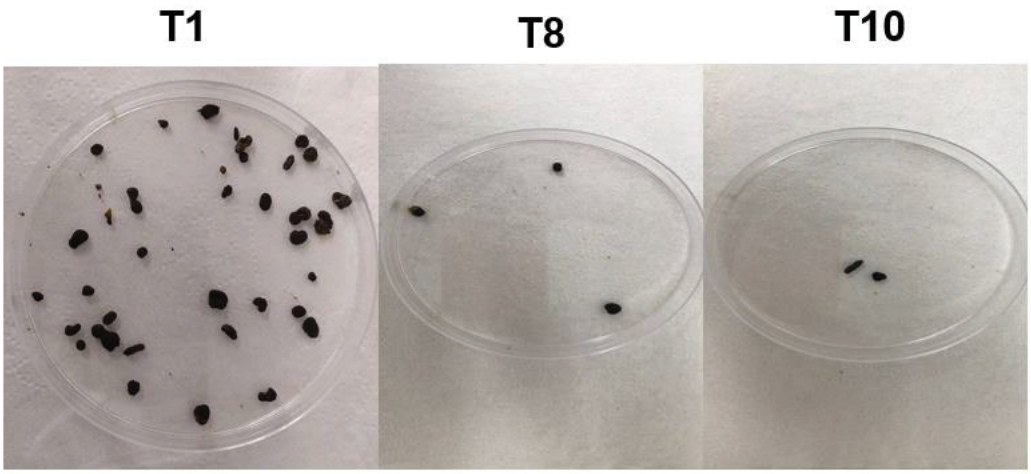
Tratamento	**Incidência R2**	**Peso de escleródios R2 (g)**	**Incidência R5.5**	**Peso de escleródios R5.5 (g)**
1	4,50^{ab}	0,54^{a}	17,50^{ab}	0,00^{b}
2	6,25^{ab}	0,40^{a}	14,00^{abc}	0,23^{ab}
3	7,00^{ab}	0,44^{a}	15,00a^{abc}	0,19^{ab}
4	7,25^{ab}	0,60^{a}	17,50a^{b}	0,09^{ab}
5	11,75^{a}	0,62^{a}	18,25^{a}	0,58^{a}
6	9,50^{ab}	0,53^{a}	6,25^{bc}	0,11^{ab}
7	5,25^{ab}	0,34^{a}	5,25^{c}	0,21^{ab}
8	2,50^{b}	0,14^{a}	5,25^{c}	0,13^{ab}
9	2,75^{ab}	0,15^{a}	9,75^{abc}	0,17^{ab}
10	1,25^{b}	0,06^{ab}	5,75^{c}	0,00^{b}
11	3,00^{ab}	0,13^{a}	12,00^{abc}	0,27^{ab}
CV (%)	66,41	12,04	39,93	9,19
DMS	9,06	0,87	11,30	0,57

Fonte: autor (2023).

* Médias seguidas da mesma letra não diferem entre sí pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

A ação dos dois agentes de forma isolada reduziu significativamente o peso de escleródios, de acordo com a Figura 2. Schmoller (2021), demonstrou também em seus estudos uma potencialização de efeito quando combinados *Trichoderma* sp. com *Bacillus* sp.

Figura 1 - Escleródios encontrados nas 2 linhas centrais de cada tratamento em R2. T1) Tratamento controle; T8) Trichodermil e T10) Bacsub (sulco) e Trichodermil (vegetativo)



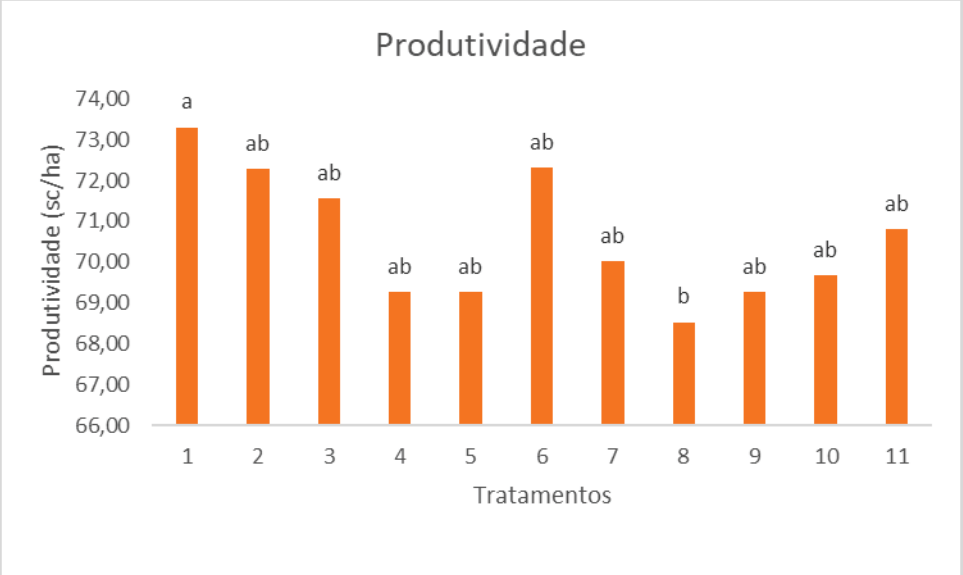
Fonte: autor (2023).

A mistura *B. subtilis* + *P. fluorescens* não foi eficiente no controle de mofo branco, apresentando uma maior quantidade de plantas contaminadas e maior peso de escleródios. *Pseudomonas* spp. fluorescens caracteriza o principal grupo produtor, com capacidade de suprimir doenças radiculares. Alguns trabalhos mostraram que isolados de *Pseudomonas* foram capazes de suprimir fungos causadores de *damping-off* como *Pythium ultimum* (Fenton et al., 1992) e causadores de podridão radicular, como *Fusarium* (Duffy; Défago, 1997). Além disso, existe uma enorme diversidade de antibióticos com amplo espectro e estruturas diversas secretadas por *B. subtilis*, que incluem peptídeos, proteínas (enzimas) e produtos não peptídicos (Woo et al., 2014). *Bacillus subtilis* QST-713 produz iturina, agrastatina/plipastatina e surfactina, entre outros compostos que inibem a germinação de esporos e o crescimento do tubo germinativo de patógenos (Bettiol et al., 2012).

4.5 PRODUTIVIDADE

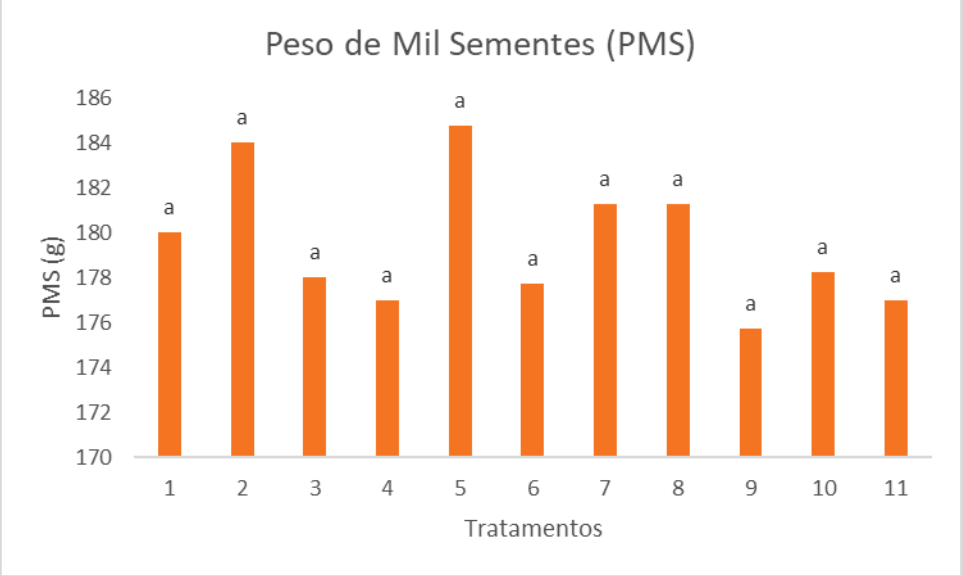
A produtividade e o Peso de Mil Sementes (PMS) do experimento por tratamento podem ser visualizados no Gráfico 1 e Gráfico 2.

Gráfico 1 - Produtividade obtida nos tratamentos



Fonte: autor (2023).

Gráfico 2 - PMS dos diferentes tratamentos



Fonte: autor (2023).

Verifica-se que a testemunha apresentou valor de produtividade maior que os demais tratamentos. O mesmo aconteceu com Marikovic et al. (2016), em que observou um queda de produtividade de 144 kg/ha nos tratamentos com inoculação de *B. subtilis* quando comparado a testemunha somente com *Bradhryzobium japonicum*

Além disso, os tratamentos não diferiram estatisticamente em relação ao PMS.

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os agentes biológicos promoveram, em alguns casos, a promoção do crescimento das plantas com exceção da produtividade, todas as demais variáveis estudadas se destacaram na presença de microrganismos como o *A. brasilense, B. japonicum, B. subtilis, T. harzianum e P. fluorescens*, quando em comparação a testemunha, a qual foi inoculada somente com *A. brasilense e B. japonicum.*

Em relação a velocidade de emergência e estande de plantas não se obteve uma diferença estatística significativa entre os tratamentos.

O número de nódulos e desenvolvimento radicular foram favorecidos com a ação do *B. subtilis e T.harzianum*, no entanto, o trabalho mostrou que a aplicação dos agentes biológicos de forma isolada, como por exemplo um no sulco de semeadura e outro em estádio vegetativo tem a melhor performance.

A incidência de mofo branco foi significativamente reduzida quando os agentes biológicos *B. subtilis e T. harzianum* foram aplicados de forma isolada.

Dessa forma, conclui-se que os agentes biológicos possuem potencial e precisam de mais estudos para entender o posicionamento destes no manejo da cultura.

5.1 RECOMENDAÇÕES PARA TRABALHOS FUTUROS

Com base no exposto, verifica-se que os agentes biológicos estudados apresentam não somente potencial de controle do mofo branco, mas também podem ter capacidade de atuar no desenvolvimento da planta.

Para trabalhos futuros, recomenda-se trabalhar somente com aqueles tratamentos que se destacaram e a partir desses, estudar dosagens e número de aplicações. Além disso, mensurar a quantidade de fitopatógeno na área experimental antes das aplicações será de grande importância a fim de quantificar de forma mais precisa a eficiência de controle.

REFERÊNCIAS

ABBASI, S. et al. Streptomyces strains induce resistance to *Fusarium oxyposrum* f. sp. lycopersici race 3 in tomato through different molecular mechanisms. **Front Microbiol**.10,105. 2019.

AGROSTAT. **Estatísticas de Comércio Exterior do Agronegócio Brasileiro. Exportação Importação – Soja em Grãos.** Disponível em: Acesso 22 Abr 2021.

ALMEIDA, L.A., KIIHL, R.A.S., MIRANDA, M.A.C., CAMPELO, G.J.A. **Melhoramento da soja para regiões de baixas latitudes. Recursos Genéticos e Melhoramento de Plantas para o Nordeste brasileiro.** 1999. Disponível em: https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/- /publicacao/458966/melhoramento-da-soja-para-regioes-de-baixas-latitudes.

ALZANDI, A. A.; NAGUIB, D.M. *Pseudomonas fluorescens* metabolites as biopriming agent for systemic resistance induction in tomato against *Fusarium* wilt. **Rhizosphere,** v.19, 2019. DOI: https://doi.org/10.1016/j.rhisph.2019.100168.
and Spatial Distribution. **IntechOpen,** Rijeka. 2011. https://doi.org/10.5772/23378.
ARAUJO, F. F.; HENNING, A.; HUNGRIA, M. Phytohormones and antibiotics produced by Bacillus subtilis and their effects on seed pathogenic fungi and on soybean root development. **World Journal of Microbiology & Biotechnology,** Dordrecht, v. 21, p. 16391645, 2005.

BENEDUZI A, AMBROSINI A, LUCIANE, PASSAGLIA M.P. Plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR): Their potential as antagonists and biocontrol agents. **Genetics and Molecular Biology.** 2013; 35:1044-1051.

BETTIOL, W. et al. **Produtos comerciais à base de agentes de biocontrole de doenças de plantas.** Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2012. 155 p. (Embrapa Meio Ambiente. Documentos, 88).

BETTIOL, W. et al. Produtos comerciais à base de Trichoderma. In: MEYER, M. C.; MAZARO, S. M.; SILVA, J. C. (Eds.). **Trichoderma: uso na agricultura**. Brasília, DF: Embrapa, 2019. p. 45-160.

BEWLEY, J.D.; BLACK, M. Physiology and biochemistry of seeds in relation to germination. New York, Springer-Verlag. 378 p. 1978. https://doi.org/10.1007/978-3-642-68643-6.

BISEN, K. et al.Trichoderma spp.: eficiente inducers of systemic resistance in plants. Microbial-mediated Induced Systemic Resistance in Plants. **Springer,** Singapore, pp. 185–195.

BOLTON, M. D.; THOMMA, B. P. H. J.; NELSON, B. D. Sclerotinia sclerotiorum (Lib.) de Bary: biology and molecular traits of a cosmopolitan pathogen. **Molecular Plant Pathology**, v. 7, n. 1, p. 1–16, 2006. DOI:10.1111/j.1364-3703.2005.00316.x.

BORGMANN, S.W.I. Bactérias promotoras de crescimento para soja em terras baixas. 2022. 83p. Dissertação. (Mestrado em produção vegetal). Universidade Federal de Santa Maria. Santa Maria. Rio Grande do Sul.

BORSARI, P.C.A.; VIEIRA, C. L. Mercado e perspectivas dos bioinsumos no Brasil. In: MEYER, C.M. et al. **Bioinsumos na cultura da soja.** 550p. Brasília, 2022.

BRAGA, A. F. **Interação de *Trichoderma asperellum* e *Bacillus spp.* utilizados no controle biológico de doenças na soja.** 2021. 36p. Dissertação (Mestrado em Bioenergia e Grãos) Programa de Pós-graduação em bioenergia e grãos. Instituto Federal Goiano. Rio Verde. Goiás. Disponível em: https://repositorio.ifgoiano.edu.br/handle/prefix/1979. Acessado em: 10 de jul de 2023.CAO, Y. et al. *Bacillus subtilis* SQR 9 can control Fusarium wilt in cucumber by colonizing plant roots. **Biol Fert Soils**. v.78. p.495-506. 2011.

CHOUDHARY, D. K. et al. Bacterial mediated tolerance and resistance to plants under abiotic and biotic stresses**. J. Plant Growth Regul**., 35 (1) (2016), pp. 276-300.

CLARKSON, J. P. et al. Ascospore release and survival in *Sclerotinia sclerotiorum*. **Mycological Research**, v. 107, p. 213–222, 2003.

COSTA, M.M. et al. Ganho genético por diferentes critérios de seleção em populações segregantes de soja. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v.39, n.11, p.1095-1102, 2004.

DUFFY, B. K.; DÉFAGO, G. Zinc improves biocontrol of Fusarium crown and root rot of tomato by *Pseudomonas fluorescens* and represses the production of pathogen metabolites inhibitory to bacterial antibiotic biosynthesis. **Phytopathology,** v. 87, n. 12, p. 1250-1257, 1997.

EMBRAPA. **Tecnologia de Produção de Soja: região central do Brasil 2009 e 2010.** Londrina: Embrapa Soja, 2008. 261 p.

FENTON, A. M. et al. Exploitation of gene (s) involved in 2, 4-diacetylphloroglucinol biosynthesis to confer a new biocontrol capability to a Pseudomonas strain. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 58, n. 12, p. 3873-3878, 1992.

FERNÁNDEZ, E.; TRILLAS, M.; SEGARRA, G. Increasead Rhizosphere populations of *Trichoderma asperellum* strains T34 inoculated with Botrytis cinerea. **Plant. Pathol.** 66 (7), 1110 -1116. 2017.

FERREIRA, T.C. **Níveis de inóculo de *Sclerotinia sclerotiorum* em relação à desempenho de sementes de soja tratadas com fungicidas e agentes biológicos** 2015. 68f. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fitopatologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras.

GALLETTI, S., PARIS, R., CIANCHETTA, S. Selected isolates of Trichoderma gamsii induce different pathways of systemic resistance in maize upon Fusarium

verticillioides challenge. **Microbiol. Res.** 233, 126406. 2020. https://doi.org/10.1016/j.micres.2019.126406.

GAO, S.F. et al. Swarming motility plays the major role in migration during tomato root colonization by *Bacillus subtilis* SWR01. **Bio Control**. v. 98. p. 11-17.2016.

GAZZONI, D. L.; DALL'AGNOL, A. **A saga da soja: de 1050 aC a 2050 dC**. Embrapa Soja-Livro científico (ALICE), 2018.

GODOY, C. V. **Manejo de doenças na cultura da soja.** Embrapa Soja. 2017. Disponível em: https://www.alice.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/1074366/1/ID380530001.pdf. Acessado em: 03 de jul de 2023.

GÖRGEN, C. A. et al. Mofo-branco (Sclerotinia sclerotiorum). In: ALMEIDA. A. M. R.; SEIXAS, C. D. S. (Eds.). **Soja: doenças radiculares e de hastes e inter-relações com o manejo do solo e da cultura.** Londrina: Embrapa Soja, 2010. p. 73-104.

GRAU, C. R.; HARTMAN, G. L. Sclerotinia stem rot. In: HARTMAN, G. L. et al. Compendium of soybean diseases and pests. 5. ed. St. Paul, MN: **American Phytopathological Society**, 2015. p. 59-62.

GRILLO, O. The Dynamical Processes of Biodiversity – Case Studies of Evolution. In: HARTWIG, E.E.; KIIHL, R.A.S. **Identification and utilization of a delayed flowering character in soybean for short-day conditions**. Field Crops Research, v.2, p.145-151, 1979.

HASS D, DEFAGO G. Biological control of soilborne pathogens by fluorescent Pseudomonas. **Nature Reviews of Microbiology**. 2005; 3:307-319.

HERMOSA, R. et al. Plant-beneficial effects of Trichoderma and of its genes. **Microbiology** 158, 17–25. 2012. https://doi.org/10.1099/mic.0.052274-0.
HOYOS-CARVAJAL, L., BISSETT, J. Biodiversity of Trichoderma in Neotropics. In: https://doi.org/10.1017/S0953756203007512.

HUNGRIA, M.; NOGUEIRA, M.A. Fixação biológica de nitrogênio. In: MEYER, C.M. et al. **Bioinsumos na cultura da soja**. 550p.2022.

IHS MARKIT. **Annual New Product Introductions: Biological vs Conventional.** Disponível em: https://ihsmarkit.com/research-analysis/biologicalsinnovation.html. Acessado em: 15 jul de 2023.

ITO, M. F. Principais doenças da cultura da soja e manejo integrado. **Encontro técnico sobre as culturas da soja e do milho no noroeste paulista**, v.10, n.3, 2013.

KHEIRI, H. et al. Beta glucanase (Bgn13.1) expressed in transgenic Brassica napus confers antifungal activity against *Sclerotinia sclerotiorum*. J. **Crop Protect**. 3, 31–42. 2014.

KUMAR, S. Trichoderma: A biological weapon for managing plant diseases and promoting sustainability. **International Journal of Agricultural Science and Medicine Veterinary,** v. 1, n. 3, p. 106-121, 2013.

LARRAN, M.R. Endophytes from wheat as biocontrol agents against tan spot disease, **Biological Control,** Volume 92, 2016. p.17-23, ISSN 1049-9644, https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2015.09.002.

LEHNER, M. S. et al. Meta-analytic modelling of the incidence-yield and incidence-sclerotial production relationships in soybean white mold epidemics. **Plant Pathology**, v.66, n. 3, p 460-468, 2016.

LI, S. et al. Antagonist Bacillus subtilis HJ5 control *Verticillium* wilt of cotton by root colonization and biofilm formation. **Biol Fertil Soils**. v. 49. p. 295-303. 2013.

LIU, L. et al. Watermelon planting is capable to restructure the soil microbiome that regulated by reductive soil desinfestation. **Appl. Soil Ecol.** 129, 52-60. 2018.

MAPA. Agrofit: consulta aberta. 2023. Disponível em: https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 25 mar. 2023.

MARINKOVIĆ, J. et al., Effects of soybean co-inoculation with plant growth promoting rhizobacteria in field trial. **Romanian Biotechnological Letters.** 2016.

MASTOURI, F.; BJÖRKMAN, T.; HARMAN, G. E. Trichoderma harzianum enhances antioxidant defense of tomato seedlings and resistance to water deficit. **Molecular plant-microbe interactions**, v. 25, n. 9, p. 1264-1271, 2012.

MEDEIROS V.H.F.; BAVIA, P. G.; SEIXAS, S.D.C. Manejo de doenças fúngicas radiculares da soja. In: MEYER, C.M. et al. Bioinsumos na cultura da soja. p. 297-313. Brasília. 2021.

MEYER, C.M., MAZARO, M.S. GODOY, V.C. Controle Biológico de mofo branco na cultura da soja. In: MEYER, C.M. et al. **Bioinsumos na cultura da soja.** 550p. Embrapa. 2022.

MEYER, M. C. et al. **Ensaios cooperativos de controle biológico de mofo branco na cultura da soja - safras 2012 a 2015.** Londrina: Embrapa Soja, 2016. 46 p. (Embrapa Soja, Documentos, 368).

MEYER, M. C. et al. **Experimentos cooperativos de controle biológico de *Sclerotinia sclerotiorum* na cultura da soja: resultados sumarizados da safra 2019/2020.** Londrina: Embrapa Soja, 2020. 19 p. (Embrapa Soja. Circular técnica, 163).

MONTE, E; BETTIOL, W.; HERMOSA, R. Trichoderma e seus mecanismos de ação para o controle de doenças de plantas. In: MEYER, M. C.; MAZARO, S. M.; SILVA, J. C. **Trichoderma: uso na agricultura**. Brasília, DF: Embrapa, 2019. p. 181-199.

MOZZAQUATRO, E. M. S.et al. Viabilidade econômica da cultura da soja em uma propriedade rural. **Revista congrega-mostra de trabalhos de conclusão de curso.** v.1, p. 806-824, 2017.

MUNDT, C.C., 2014. Durable resistance: a key to sustainable management of pathogens and pests. **Genetic Evol**. 27, 446-455.

MWEETWA, A. M. et al. Response of compea soya beans and groundnuts to non-indigenous legume inoculants. **Sustainable Agricultura Research**. V. 3, 84-95.2014.

PELTIER, A. J. et al. Biology, yield loss and control of Sclerotinia stem rot of soybean. **Journal of Integrated Pest Management**, v. 3, n. 2, p. 1-7, 2012. DOI: 10.1603/ipm11033.

PEREIRA, J.L. et al. Analysis of *Phaseolus vulgaris* responde to its association with Trichoderma harzianum (ALL-42) in the presence or absence of the phytopathogenic fungi *Rhizoctonia Solani* and *Fusarium solani.* **Plos One.** 2014. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0098234.

PETER, J. MCGEE, A. Some endophytic fungi reduce the density of pustules of *Puccinia recondita* f. sp. tritici in wheat, **Mycological Research**, Volume 107, Issue 3, 2003, Pages 310-316, ISSN 0953-7562, **Phytopathology** 22, 837–845. 1932.

PRˇSI´C, J., ONGENA, M. Elicitors of Plant Immunity Triggered by Beneficial Bacteria. **Front. Plant Sci**. 11, 1–12. 2020. https://doi.org/10.3389/fpls.2020.594530.

REZENDE, A.A. **Eficiência de diferentes produtos comerciais à base de Trichoderma spp. no controle da podridão branca da haste da soja**. 2011. 133p. Dissertação (Mestrado em fitopatologia). Universidade Federal de Uberlândia. Uberlândia. Minas Gerais. Disponível em: https://repositorio.ufu.br/handle/123456789/12196. Acessado em 12 jul de 2023.

ROH J S, SOHN D H. Damage-associated molecular patterns in inflammatory diseases. **Immune network**. 18. 2018.

SAHARAN, G. S.; MEHTA, N. **Sclerotinia diseases of crop plants: biology, ecology and disease management.** Dordrecht: Springer, 2008. 486 p.

SCHMOLLER, I. **Biocontrole com *Trichoderma* e *Bacillus* à *Sclerotinia sclerotiorum* na cultura da soja.** 2021. 43p. Dissertação (Mestrado em manejo e conservação de agroecossistemas). Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Dois Vizinhos. Paraná. Disponível em: chrome-extension://efaidnbmnnnibpcajpcglclefindmkaj/https://repositorio.utfpr.edu.br/jspui/bitstream/1/26280/1/biocontroletrichodermabacillusmofobranco.pdf. Acessado em: 12 jul 2023.

SILVA, J. S. et al. Formononetin stimulates mycorrhizal fungi colonization on the surface of active root nodules in soybean. **Symbiosis,** v. 71, p. 27-34, 2017.

SIVAN, A.; CHET, I. The possible role of competition between Trichoderma harzianum and Fusarium oxysporum of rhizosphere colonization. **Phytopathology,** v. 79, n. 2, p. 198-203, 1989.

STANIER R. Y.; PALLERONI N. J.; DOUDOROFF M. The aerobic pseudomonads a taxonomic study. **Microbiol** 43(2):159–271. 1966.

STEADMAN, J. R. White mold – a serious yield-limiting disease of bean. **Plant Disease**, v. 67, n. 4, p. 346-350, 1983. DOI: 10.1094/PD-67-346.
USDA – United States Department of Agriculture – **Foreign Agricultural Service. World Agricultural Production**. Circular Series, WAP 5-21, May 2021. Disponível em: Acesso em: 26 Mai 2021.

VINALE, F. et al. Trichoderma–plant–pathogen interactions. **Soil Biol. Biochem**. 40 (1), 1–10. 2008. https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2007.07.002.

WEINDLING, R. *Trichoderma lignorum* as a parasite of other soil fungi. In:
WONGLOM, P. et al. **Biological control of Sclerotium fruit rot of snake fruit and stem rot of lettuce by Trichoderma sp. T76-12/2 and the mechanisms involved**, Physiol. Mol. Plant Pathol**.** 107 (2019) 1–7.

WEINDLING, R. Trichoderma lignorum as a parasite of other soil fungi. **Phytopathology**, v. 22, n. 8, p. 837-845, 1932.

WOO, S. L. et al. Trichoderma-based products and their widespread use in agriculture. **The Open Mycology Journal**, v. 8, n. 1, 2014.

WRATHER, J. A. et al. Soybean disease loss estimates for the top 10 soy-bean producing countries in 1994. **Plant Disease**, v. 81, p. 107-110, 1997.

YEDIDIA, I., BENHAMOU, N., CHET, I. Induction of defense responses in cucumber plants (Cucumis sativus L.) by the biocontrol agent Trichoderma harzianum. **Appl. Environ. Microbiol.** 65, 1061–1070. 1999.

ZHAO, Q. et al. Biocontrol of *Fusarium* wilt disease in muskmmelon with *Bacillus subtilis* Y-IVI. **BioControl** v. 58, p.283-292.2013.

ZHOU J.Y.; ZHAO X.Y.; DAI C. Antagonistic mechanisms of endophytic *Pseudomonas fluorescens* against Athelia rolfsii, **Journal of Applied Microbiology.** 2014; 117(4):1144-1158.

ZIN, A. N.; BADALUDDIN, N.A. Biological functions Trichoderma spp. for agriculture aplicattions. **Annals of Agriculture Sciences.** v.65. p. 168-178. 2020.