



*Série*  
Produtor Rural

nº 73



## Uma visão panorâmica do controle biológico na agricultura moderna

Vitor Gazotto Cassiolato  
Felipe Nogueira de Sá Marto  
Livia Amaral  
Cauê Carmona Groot  
Laura Scovoli Soares Biston  
Bianca Gonçalves Rodrigues  
Fernando Dini Andreote

Universidade de São Paulo  
Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"  
Divisão de Biblioteca

Universidade de São Paulo - USP  
Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" - ESALQ  
Divisão de Biblioteca - DIBD

**Vitor Gazotto Cassiolato**<sup>1</sup>  
**Felipe Nogueira de Sá Marto**<sup>2</sup>  
**Livia Amaral**<sup>3</sup>  
**Cauê Carmona Groot**<sup>4</sup>  
**Laura Scovoli Soares Biston**<sup>5</sup>  
**Bianca Gonçalves Rodrigues**<sup>6</sup>  
**Fernando Dini Andreote**<sup>7</sup>

- <sup>1</sup> Graduando em Engenharia Agrônômica – ESALQ/USP – vitorcassiol@usp.br  
<sup>2</sup> Graduando em Engenharia Agrônômica – ESALQ/USP – felipenogueira@usp.br  
<sup>3</sup> Graduando em Engenharia Agrônômica – ESALQ/USP – liviaamaral@usp.br  
<sup>4</sup> Graduando em Engenharia Agrônômica – ESALQ/USP – cauegroot@usp.br  
<sup>5</sup> Graduando em Engenharia Agrônômica – ESALQ/USP – laurabiston@usp.br  
<sup>6</sup> Graduando em Engenharia Agrônômica – ESALQ/USP – biancarodrigues@usp.br  
<sup>7</sup> Professor Associado – Dep. de Ciência do Solo – ESALQ/USP – fdandreo@usp.br

# **Uma visão panorâmica do controle biológico na agricultura moderna**

DOI: 10.11606/9786587391144

Série Produtor Rural nº 73

Piracicaba  
2022

# UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO

Reitor - Prof. Dr. Carlos Gilberto Carlotti Junior

Vice-reitora - Profa. Dra. Maria Arminda do Nascimento Arruda

## Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"

Diretor - Prof. Dr. Durval Dourado Neto

Vice-diretor - Prof. Dr. João Roberto Spotti Lopes

### DIVISÃO DE BIBLIOTECA - DIBD

Av. Pádua Dias, 11 - Caixa Postal 9

13418-900 - Piracicaba - SP

biblioteca.esalq@usp.br • www.esalq.usp.br/biblioteca

Revisão e edição

Eliana Maria Garcia

Foto da capa

[https://blog.agromove.com.br/wp-content/uploads/2019/05/ladybug-3478620\\_1920.jpg](https://blog.agromove.com.br/wp-content/uploads/2019/05/ladybug-3478620_1920.jpg)

Editoração eletrônica

Maria Clarete Sarkis Hyppolito

Impressão e acabamento

Serviço de Produções Gráficas - ESALQ

Tiragem

300 exemplares

### Catálogo na Publicação

DIVISÃO DE BIBLIOTECA - DIBD/ESALQ/USP

---

Uma visão panorâmica do controle biológico na agricultura moderna / Vitor Gazotto Cassiolato...  
[et al.]. - Piracicaba : ESALQ - Divisão de Biblioteca, 2022.  
87 p. : il. (Série Produtor Rural, n. 73)

ISSN: 1414-4530

ISBN: 978-65-87391-14-4

DOI: 10.11606/9786587391144

1. Controle biológico 2. Agricultura 3. Pragas agrícolas 4. Doenças de plantas I. Cassiolato, V. G. II. Marto, F. N. de Sá III. Amaral L. IV. Groot, C. C. V. Biston, L. S. S. VI. Rodrigues, B. G. VII. Andreote, F. D. VIII. Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz". Divisão de Biblioteca IX. Título X. Série

CDD 632.96

---

Elaborada por Maria Angela de Toledo Leme - CRB-8/3359

Esta obra é de acesso aberto. É permitida a reprodução parcial ou total desta obra, desde que citada a fonte e a autoria e respeitando a Licença Creative Commons indicada



# SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	5
2. ASPECTOS GERAIS DOS PRODUTOS BIOLÓGICOS.....	7
3. MANEJO PREVENTIVO DA MICROBIOTA DO SOLO.....	11
3.1. Nutrição de plantas .....	12
3.2. Sistema plantio direto.....	13
3.3. Plantas de cobertura.....	17
4. GRUPOS DE ORGANISMOS UTILIZADOS NO CONTROLE BIOLÓGICO .	21
4.1. Nematóides.....	21
4.2. Bactérias .....	25
4.2.1. <i>Bacillus thuringiensis</i> .....	25
4.2.2. <i>Bacillus subtilis</i> .....	26
4.2.3. <i>Bacillus amyloliquefaciens</i> .....	28
4.2.4. <i>Bacillus licheniformis</i> e <i>Bacillus methylotrophicus</i> .....	28
4.2.5. <i>Pasteuria nishizawae</i> .....	29
4.3. Protozoários .....	30
4.4. Fungos .....	31
4.4.1. <i>Metarhizium anisopliae</i> .....	31
4.4.2. <i>Metarhizium rileyi</i> .....	33
4.4.3. <i>Beauveria bassiana</i> .....	35
4.4.4. <i>Pochonia chlamydosporia</i> .....	37
4.4.5. <i>Trichoderma</i> spp. ....	40
4.4.6. Filo Microsporidia ou Microspora .....	41
4.5. Ácaros .....	45
4.5.1. <i>Stratiolaelaps scimitus</i> .....	45
4.5.2. <i>Phytoseiulus macropilis</i> e <i>Neoseiulus californicus</i> .....	46
4.5.3. <i>Amblyseius tamatavensis</i> .....	47
4.5.4. Aplicação .....	47

4.6. Vírus .....	48
4.7. Insetos .....	54
4.7.1. <i>Cotesia flavipes</i> .....	54
4.7.2. O Gênero <i>Trichogramma</i> .....	55
4.7.3. <i>Telenomus podisi</i> .....	56
4.7.4. <i>Trissolcus basalís</i> .....	57
4.7.5. <i>Orius insidiosus</i> .....	58
4.7.6. <i>Ceraeochrysa cubana</i> e <i>Chrysoperla externa</i> .....	58
4.7.7. <i>Doru luteipes</i> .....	59
4.7.8. Família Coccinellidae .....	60
4.7.9. Outros insetos usados como agentes de controle .....	61
4.7.10. Aplicação .....	63
5. CONCLUSÃO .....	65
REFERÊNCIAS .....	67
BIBLIOGRAFIA CONSULTADA .....	87

Os defensivos naturais, baseando-se em seu princípio ativo, podem ser divididos em duas partes: as substâncias produzidas por organismos e os agentes biológicos de controle.

As substâncias produzidas se ramificam em dois tipos: os bioquímicos e os semioquímicos. O primeiro tem papel de estimulador e indutor de resistência em plantas, como hormônios, enzimas e extratos de algas. Já o segundo está relacionado com a comunicação entre organismos, sendo que, se esses forem de espécies diferentes, são tratados como aleloquímicos, enquanto que se forem da mesma espécie o termo empregado é feromônios (ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DAS EMPRESAS DE CONTROLE BIOLÓGICO - ABCBio, 2019). Ambos os princípios podem ser utilizados em sistemas de controle baseados em armadilhas.

Já os agentes biológicos de controle, foco desta apresentação, podem ser microbiológicos - indivíduos predominantemente microscópicos, como bactérias, fungos, vírus, protozoários e nematoides - ou macrobiológicos, os quais podem ser vistos a olho nu, como insetos e ácaros.

Os macrorganismos atuantes no controle biológico são principalmente os insetos, os quais podem ser classificados no geral como predadores, ou seja, que predam diversas presas durante seu desenvolvimento; e parasitoides, os quais exigem um hospedeiro para chegar à fase adulta. Já os microrganismos podem ser classificados de diferentes maneiras, por exemplo, como entomopatógenos - quando caracterizados como causadores de doenças em insetos - biofungicidas ou bionematicidas,

quando empregados no controle de fungos e nematoides, respectivamente. São conhecidas ferramentas de biocontrole com microrganismos distribuídos entre os grupos de vírus, bactérias, fungos e nematoides.

De modo abrangente, as interações biológicas que ocorrem nos diferentes sistemas de biocontrole podem ser divididas em diferentes formas. Segundo Silva (2020), as relações ecológicas entre os organismos podem ocorrer de três maneiras. Em primeiro lugar, tem-se o antagonismo direto, o qual envolve mecanismos de parasitismo e predação. Há também o antagonismo de caminho misto, resultante, por exemplo, da produção de enzimas líticas e antibióticos, e interferências físicas e químicas sobre o desenvolvimento dos organismos. Por último, tem-se o antagonismo indireto, que está relacionado aos mecanismos de competição e de indução de resistência em plantas.

O objetivo deste texto é descrever as características de cada grupo de organismos utilizados como agente biológico de controle na agricultura atual, caracterizada por uma crescente exploração destes recursos de biocontrole no desenvolvimento de um processo mais eficiente e sustentável.

## 2. ASPECTOS GERAIS DOS PRODUTOS BIOLÓGICOS

Os benefícios gerados pelo emprego dos produtos biológicos nos sistemas de produção agrícola são muitos, entre os quais cita-se:

- A redução do impacto ambiental provocado pela agricultura, haja vista que os defensivos químicos tendem a ser substituídos e/ou reduzidos com o uso de produtos de controle biológico. Com isso, garante-se maior segurança ao ambiente, trabalhadores rurais e consumidores, uma vez que não fazem mal à saúde humana e também possuem alta persistência no ambiente. Ademais, possuem alta seletividade, o que diminui o leque de ação desse produto, evitando que atue sobre organismos benéficos, como os inimigos naturais, o que implica no restabelecimento desses organismos na lavoura;
- A difícil seleção de resistência nas pragas-alvo, uma vez que o mecanismo de ação desses organismos consiste em diversas rotas de ação, sejam elas metabólicas ou baseadas na predação/parasitismo;
- Maior oportunidade de uso desses produtos visto que são registrados para o alvo e não para a cultura;
- Menor custo com insumos devido a um ambiente mais equilibrado ecologicamente, já que há o estabelecimento da população do agente de controle;
- Menor despesa envolvida no desenvolvimento de novos agentes de controle em relação aos produtos químicos.

Todavia, há de se ressaltar que o uso de produtos biológicos possui alguns desafios, tais quais:

- A dificuldade na produção em massa desse agente de controle devido à possibilidade de ocorrência de contaminações no caso de microrganismos, à demanda por mão-de-obra especializada, e à necessidade de desenvolvimento de dietas específicas para o crescimento do agente, incluindo também o impasse na obtenção de matérias-primas;
- O entrave na tropicalização dos produtos biológicos, ou seja, na adaptação deles às altas temperaturas e à ecologia local, e no desenvolvimento de um maior tempo de vida, tolerando mais o tempo de prateleira e transporte;
- Uma porcentagem de controle que não erradica a praga ou doença, e, derivado disso, a necessidade de entendimento do conceito de conviver com elas a um nível que não cause danos;
- Exigências de condições ambientais específicas no momento da aplicação, como alta umidade relativa do ar e menor temperatura, velocidade do vento e incidência de raios ultravioletas (após as 16 horas);
- Demanda por conhecimento técnico para correta manutenção e aplicação.

Após terem sido observadas as vantagens e desafios dos produtos biológicos, recomenda-se que o produtor tome alguns cuidados na manutenção desses insumos, como o armazenamento em local seco e fresco, e pulverização (espectro de gotas e abrangência adequada), usando-se espalhante adesivo e potencializando a persistência do produto na planta (VALICENTE, 2009). Demais recomendações são peculiares a cada produto e, por isso, a bula deve ser sempre consultada e seguida. No caso de entomopatógenos, a pulverização deve ser feita após os primeiros sinais do ataque de pragas.

A respeito do tempo de prateleira dos agentes controle, salienta-se que os microbiológicos apresentam maior tempo de prateleira quanto menor a temperatura, com alguns produtos suportando 6 meses de tempo de prateleira a

15°C. Já os microbiológicos não possuem tempo de prateleira, demandando uma venda programada.

Vale lembrar ainda que quando se trata de agentes microbiológicos de controle, um ponto importante é a identificação da cepa ou estirpe com que se está trabalhando. Ou seja, não basta apenas se identificar a espécie do microrganismo, mas também a cepa, uma vez que dentro de uma espécie, cepas diferentes podem apresentar funções muito distintas. Como exemplo dessa identificação cita-se o "*Bacillus amyloliquefaciens* BV03", onde "BV03" identifica a cepa do organismo.

Em relação aos macrorganismos, por fim, um ponto a se lembrar é o de que ao se comparar parasitas com parasitoides, os parasitas possuem maior número de presas durante o seu ciclo do que os parasitoides, o qual tem um hospedeiro por ciclo. Desta forma, a ação de controle dos parasitas tenderia a ser mais rápida. Ademais, comparando os macrorganismos com os microrganismos, o segundo tem elevada dependência da presença dos hospedeiros para que se torne eficiente, salvo casos excepcionais que tais organismos sobrevivem sem o hospedeiro. Somando esse fato ao aspecto de que o tempo de ação deles não é muito rápido, conclui-se que este é um ponto que deve ser mais aprimorado para melhorar a eficiência destes produtos.



### 3. MANEJO PREVENTIVO DA MICROBIOTA DO SOLO

Mediante todas as alternativas que serão apresentadas, trazemos uma que tem grande importância no ambiente agrícola e que, na sua ausência, as demais alternativas de controle tornam-se menos eficientes. Isso, conseqüentemente, tem uma influência direta tanto no custo de produção, quanto na produtividade das culturas. Abordaremos, portanto, a importância do manejo preventivo, tanto para potencializar o que já está presente na área de cultivo, quanto para proporcionar melhor rendimento do que é adicionado mediante outras práticas de manejo.

Nesse sentido, mantemos a ciência de que a biota do solo tem influência direta em processos e ciclos biogeoquímicos, sendo a sua conservação e manutenção necessárias para a conservação da saúde do solo e funcionalidade. Dentre esses processos podemos citar a ciclagem de nutrientes, manutenção dos fluxos de energia, decomposição e ciclagem da matéria orgânica, produção de metabólitos (como fitormônios, sideróforos, ácidos orgânicos), a degradação de agroquímicos, decomposição de xenobióticos, a fixação de nitrogênio atmosférico, além da influência na estrutura física do solo, sendo a microbiota protagonista na produção de substâncias agregantes e cimentantes, como polissacarídeos e glomalina (SOBUCKI et al., 2019; ANTUNES, 2018).

As práticas conservacionistas estimulam a atividade de microrganismos benéficos presentes no solo, cuja ocorrência é estimada em 10 a 50 mil espécies por grama, dos quais, apenas uma pequena fração são passíveis de serem cultivados em laboratório. Elas também resultam no sequestro de carbono e na manutenção da quali-

dade do solo (SOBUCKI et al., 2019). Podemos listar, entre essas práticas, as que estão expostas a seguir.

### 3.1. Nutrição de plantas

Nesse tópico podemos voltar a atenção à adubação nitrogenada. A presença do nitrogênio é essencial para as plantas, as quais possuem etapas de processos fisiológicos que dependem inteiramente da disponibilidade desse nutriente, tais como fotossíntese, respiração desenvolvimento e atividade das raízes, absorção iônica de outros nutrientes, crescimento, diferenciação celular e genética (PRADO, 2004). Todavia, tratando-se do solo, a adubação nitrogenada resulta na acidificação do solo, o que interfere no equilíbrio da comunidade microbiana (ANTUNES, 2018).

A ação da microbiota no solo, por meio da liberação de enzimas responsáveis pela hidrólise enzimática gerada por atividade bioquímica, atuantes no processo de mineralização conferem ao solo o nitrogênio em forma inorgânica, sendo dividido em amônio ( $\text{NH}_4^+$ ) e/ou nitrato ( $\text{NO}_3^-$ ). Mas isso corresponde apenas a 2% do N encontrado no solo. O restante, aproximadamente 98% do N é encontrado sob forma orgânica. Para que haja equilíbrio, portanto, o recomendado à prática de manejo de adubação do solo é que seja incluída a aplicação prévia de calcário, cuja ação é a neutralização da ação acidificante, além do estímulo à nitrificação em solos ácidos (ANTUNES, 2018).

Considerando que tratamos de manejo preventivo como um todo, vale a observação de que as práticas conservacionistas são interligadas, portanto, a resposta de um fator é comumente influenciado por outros fatores, como veremos a seguir, considerando que a nutrição de plantas está estreitamente vinculada à atividade enzimática do solo, a qual, antecipando a discussão, é fortemente influenciada pelo manejo proporcionado pelo sistema de plantio direto (SPD).

De acordo com o que é exposto na literatura, a atividade da enzima urease, participante do ciclo do nitrogênio, não diferiu quando comparada em diferen-

tes épocas do ano ou com diferentes rotações de culturas, mas difere quando o sistema de manejo é comparado. Essa enzima catalisa a reação de hidrólise da uréia em duas moléculas de amônia e uma de dióxido de carbono. No trabalho realizado por Barbieri (2017), a resposta obtida foi de maior atividade da enzima urease no SPD não escarificado, o que também foi observado por outros autores.

Já a fosfatase ácida, que é fundamental para a mineralização do fósforo no solo, transformando o P orgânico em inorgânico e, portanto, prontamente disponível para as plantas, apresentou uma grande variação entre as épocas de coleta e quanto às diferentes culturas usadas em rotação, mas não em relação ao tipo de manejo.

### **3.2. Sistema plantio direto**

O sistema plantio direto é o que mais se destaca no quesito de práticas de conservação relacionadas ao aumento de produtividade. A adoção da rotação de culturas, um dos pilares que caracterizam o SPD, é determinante no aumento do aporte de matéria orgânica no solo, além da promoção da ciclagem de nutrientes.

A matéria orgânica, por sua vez, é a principal responsável pela união entre todos os processos biológicos, físicos e químicos. Dentre as suas funcionalidades podemos listar o aumento da porosidade do solo, que resulta na maior infiltração de água e capacidade de retenção de umidade, além da promoção de maior diversidade e atividade biológicas, do aumento da disponibilidade de nutrientes e consequente melhora na fertilidade do solo. Todos esses atributos tornam a matéria orgânica um indicador chave, dada a sua sensibilidade às modificações de caráter antrópico (ANTUNES, 2018; SILVA et al., 2021; QUADROS et al., 2012).

Conforme citado por Barbieri (2017), o SPD proporciona o incremento nos valores de carbono da biomassa microbiana e a menor interferência na atividade microbiológica do solo. Conclui-se, a partir disso, que esse sistema propor-

ciona, pelo aumento da biomassa, a menor perda relativa de carbono via respiração, proporcionando a possibilidade de determinar o acúmulo de carbono no longo prazo. Outro fator a ser comentado é o fato do incremento da atividade enzimática resultado pelo SPD. O sistema de preparo convencional (SPC), por sua vez, apresentou maiores valores de quociente metabólico ( $qCO_2$ ). Apesar das singularidades de cada um dos sistemas, ambos influenciam o perfil de distribuição das propriedades biológicas do solo, principalmente quando o ponto de referência é um sistema de vegetação nativa.

No estudo realizado por Barbieri (2017), objetivou-se recolher informação sobre a qualidade, diversidade e atividade biológica do solo, mediante os parâmetros de atividade enzimática (urease, fosfatase ácida), a hidrólise do diacetato de fluoresceína, carbono e nitrogênio da biomassa microbiana, além da taxa de respiração basal e análise da diversidade genética a partir da comparação entre os sistemas de plantio convencional e direto e respectivos manejos.

Os primeiros termos já foram previamente abordados, mas para explanar brevemente o significado dos demais e a importância da análise de cada um deles torna-se necessária a seguinte sequência:

### **a) Biomassa microbiana (BMS) e respiração do solo, o quociente metabólico ( $qCO_2$ )**

A combinação dessas medidas determina a quantidade de  $CO_2$  evoluída por unidade de biomassa, também denominada quociente metabólico ou respiratório ( $qCO_2$ ). Simplificando, essa variável indica a eficiência da biomassa microbiana em processar o carbono disponível, além de possuir sensibilidade suficiente para ser considerado um indicador para estimar a atividade biológica no substrato.

A fertilidade natural do solo depende unicamente da ciclagem de matéria orgânica e é mediada pela taxa de respiração microbiana. Conclui-se, portanto, que o declínio na atividade microbiana resulta no impacto à fertilidade natural do solo, afetando tanto ecossistemas naturais, quanto os implementados.

O aumento da biomassa microbiana está relacionado à adoção do plantio direto e com o aumento da quantidade de resíduos culturais na superfície do solo. Os altos níveis de BMS podem ser atribuídos à disponibilidade de nutrientes, carbono orgânico e resíduos de plantas no solo, além do aumento nos teores de umidade e redução de temperatura (BARBIERI, 2017).

## **b) Respiração basal**

A taxa de respiração basal é um indicador sensível e revela de forma rápida as alterações nas condições ambientais que afetam a vida microbiana e é definida como a soma total de todas as funções metabólicas nas quais o  $\text{CO}_2$  é produzido. É influenciada por fatores como presença e quantidade de matéria orgânica no solo, temperatura, umidade, aeração (SILVA; AZEVEDO; DE-POLLI, 2007).

A escolha do sistema de manejo é um dos principais fatores que determina se o solo é capaz de atuar como fonte ou dreno de  $\text{C-CO}_2$ . O aumento dos resíduos vegetais e a consequente retenção do carbono no solo aumentam a capacidade de dreno do  $\text{C-CO}_2$  atmosférico e a mitigação de acontecimentos como o aquecimento global.

O revolvimento do solo resulta na fragmentação de agregados, e intensa oxigenação do solo, o que culmina na liberação de  $\text{CO}_2$  preso nos espaços porosos, e intensa atividade catalítica oxidativa, o que aumenta a liberação de  $\text{CO}_2$  para a atmosfera. Isso também interfere na dinâmica da comunidade microbiana, que sofre com a influência de altas temperaturas, principalmente no período do verão, somado à ausência de cobertura no solo, tendo como consequência o aumento da amplitude térmica. Tudo isso ocasiona uma maior difusividade e aumento do fluxo de  $\text{C-CO}_2$  no sistema, dada a maior degradação da matéria orgânica do solo.

No caso da presença da cobertura do solo em sistemas conservacionistas, a matéria orgânica é afetada pelos processos microbianos, dependendo de diversos fatores relacionados aos aspectos ambientais (clima e condições

físico-químicas do solo), às características do material orgânico, à biologia do solo, e outros. Assim, visto o número de variáveis que controlam esse processo, as transformações que ocorrem sobre matéria orgânica podem apresentar diferentes intensidades e produtos.

### **c) Diversidade genética**

O solo é constituído por uma infinidade de funções metabólicas e diversidade genética advindas dos microrganismos. Dada a grande diversidade microbiana e o gigantesco potencial, a maioria dos impactos sobre processos microbiológicos do solo tendem a passar despercebidos. Um bom exemplo para isso é o fato de não haver espécies de microrganismos classificadas em risco de extinção, além de sua projeção ser distinta ao observado para outros grupos de organismos (BUENO; MENDES, 2021).

Dada a possibilidade de avaliação por meio de técnicas moleculares, é possível identificar o número de espécies microbianas presentes no solo, e tem-se como resultado comum a observação de números muito maiores do que os encontrados quando as análises são baseadas nos cultivos em laboratório. Mais de 50.000 diferentes sequências de DNA de bactérias foram encontradas em um grama de solo. Destas, 90-99% não são conhecidas (BUENO; MENDES, 2021).

Há alguns questionamentos, também propostos por Bueno e Mendes (2021), como: “Quando convertemos uma área nativa de cerrado para um plantio de soja ocorrem perdas da diversidade microbiana semelhantemente ao que ocorre com as plantas e animais? Essas perdas são relevantes? Perdemos espécies que eram únicas? Essas perdas poderiam acarretar perdas de alguma função do solo (por exemplo, degradação de algum composto agroquímico)?”.

Os estudos mais recentes têm sido focados em compreender e atender a estes questionamentos. O que já se obtém de resultado pode ser atribuído aos diferentes sistemas de manejo. Resultados sugerem que o solo sob plantio direto apresenta uma estrutura da comunidade bacteriana mais similar à presente sob Cerrado nativo, quando comparado ao plantio convencional, o que também significa maior diversidade microbiana.

O sucesso do SPD se deve, majoritariamente, ao fato da permanência da palha deixada tanto pela cultura comercial, quanto pela cultura de cobertura eventualmente incluída no manejo. A soma de ambos os resíduos das culturas resulta na maior estabilidade de produção, da recuperação e manutenção da estrutura do solo, o que interfere diretamente no fluxo de água e ar. Comparado ao SPC, o revolvimento do solo, em linha geral, resulta na sua degradação, devido à redução no teor de matéria orgânica, perda da estabilidade dos agregados e redução na capacidade produtiva do solo. É preciso salientar que todas as propriedades do solo são inter-relacionadas, bem como a fauna edáfica, isto é, o conjunto de animais que vive dependendo diretamente do solo, e a comunidade microbiana, sendo ambas influenciadas pelo manejo de preparo do solo, dadas todas as transformações acarretadas a partir dele.

### **3.3. Plantas de cobertura**

Um dos desafios do plantio direto reside no combate de pragas de solo, como os fitonematoides, por exemplo. Como todo manejo na agricultura, é de conhecimento geral que nada mais eficiente quando há a integração de práticas de modo a potencializar a resposta de todas as envolvidas. No presente exemplo, essa é uma das possibilidades: a integração entre o SPD e o uso de culturas de cobertura.

A ausência do revolvimento do solo e constante cobertura favorecem a presença de algumas pragas e para prevenir ou até mesmo remediar essa situação o uso de plantas não hospedeiras é uma boa alternativa. Isso também vale para a inclusão de culturas não hospedeiras no ciclo de rotação de culturas.

Seguindo o exemplo de fitonematoides, que pode ser estendido às demais pragas e doenças, para que a escolha da cultura a ser incluída no sistema seja eficiente há alguns princípios a serem atendidos, conforme citado por Freire et al. (2011), sendo:

- i) Espécie ou espécies de fitonematoides na área;
- ii) Abundância populacional do fitonematoide;

iii) Suscetibilidade das espécies/cultivares/híbridos aos nematoides.

O benefício do uso de culturas de cobertura se dá pela possibilidade de geração de biomassa e posterior incorporação do material vegetal ao solo, o que, conforme já anteriormente citado, não possui apenas as propriedades fitorremediadoras, mas também contribuem para a incorporação e aumento de matéria orgânica. Voltando ao foco de controle biológico, o controle propriamente dito se dá pela ausência de hospedeiros e também pela ação direta de moléculas tóxicas aos nematoides presentes na planta. Inclusive, esses compostos nematicidas são isolados, identificados e usados como extratos de plantas para adubação verde ou biofumigação, constituindo importantes ferramentas de controle contra esses patógenos (FREIRE et al., 2011). Adicionalmente, esta diversificação das fontes de matéria orgânica promovem maior diversidade e atividade microbiana nos solos.

Um exemplo pertence à família Asteraceae, gênero *Tagetes*, espécie *T. patula* (conhecida como cravo-de-defunto), cuja folhagem quando incorporada ao solo confere uma redução na infecção de nematoide *Meloidogyne incognita*. Outro grupo de plantas que pode ser citado é o do Feijão-de-Porco (*Canavalia ensiformis*), cujo uso como adubo verde proporcionou uma redução de 63% na população do fitonematoide *Tubixaba tuxaua* no cultivo de milho. O último caso se trata de uma planta que é fonte natural de lectinas, que são capazes de interferir na atração e na consequente migração dos nematoides até os hospedeiros, bloqueando o sistema quimiorreceptor dos nematoides, o que reduz ou até mesmo impossibilita a sua capacidade de iniciar o processo de infecção (FREIRE et al., 2011).

Além disso, pensando na construção do ambiente, ao incluir plantas de cobertura no sistema agrícola há uma alteração na concentração de plantas, as quais podem atuar como recurso alimentar e abrigo para insetos que são inimigos naturais das pragas que acometem a cultura em questão, além da maior quantidade de alimento suplementar, como néctar e pólen, o que também incrementa a capacidade reprodutiva desses inimigos. Por outro lado, também atua sobre insetos especialistas que apresentam funções específicas no meio

e dificuldade de colonizar e permanecer no ambiente diversificado, o que não ocorre no caso de área com monocultura (ANDOW, 1991). Para exemplificar, são insetos classificados como polinizadores (abelhas, borboletas, mariposas), predadores (joaninhas, tesourinhas) e parasitoides (vespinhas) (ARAUJO, 2021).

Pensando nisso, há ainda outro fator que precisa ser avaliado na escolha das plantas de cobertura:

iv) Inflorescência em grande quantidade: a fim de fornecer néctar e pólen também em grande quantidade para os inimigos naturais.

As plantas mais estudadas no Brasil, visando à eficácia do controle de pragas pela atração de inimigos naturais são:

- a) Nabo forrageiro (Familia Brassicaceae, sp. *Raphanus sativus*)
- b) Trigo mourisco (Familia Polionaceae, sp. *Fagopyrum esculentum*)
- c) Cravo de defunto (Familia Asteraceae, spp. *Tagete patula*, *Tagete erecta*)
- d) Coentro (Familia Apiaceae, sp. *Coriandrum sativum*)
- e) Endro (Familia Apiaceae, sp. *Anethum graveolens*)

Exemplo prático citado por Gonçalves (2020) são os predadores da família Coccinillidae, popularmente chamados joaninhas e que são predadores naturais de pulgões. A população desses insetos é favorecida pela presença das Apiáceas Coentro, Funcho (*Foeniculum vulgare*) e Endro.

A confusão ou repelência causada por odores das plantas e os contrastes de cores são responsáveis pelo bloqueio da orientação do inseto até sua planta de preferência, dado que também terá uma maior área para explorar, já que há maior quantidade de plantas no ambiente. Além disso, os efeitos do microclima, tais como sombreamento, proteção contra o vento, mudança na temperatura e redução de insolação favorecem a migração de insetos de áreas de entorno (GONÇALVES, 2020).

Para fins de manejo há, ainda, outras questões que devem ser observadas, podendo ser listadas da seguinte forma:

- i) Observar o estado da planta hospedeira;
- ii) Saber qual a época ideal para dessecação, roçada ou incorporação ao solo;
- iii) Entender qual a fitotoxicidade para as culturas;
- iv) Conhecer a estabilidade dos compostos nematicidas no solo;
- v) Saber qual o tipo de solo.

A razão para essa última observação consiste na possibilidade de que os compostos ativos sejam adsorvidos pela argila e inativados, possuindo, portanto, menor eficiência quando usados em solos de textura argilosa.

Para mostrar a amplitude de variáveis envolvidas nessa prática de manejo, outro fator que pode ser observado é o da incorporação dos nutrientes do material vegetal, uma vez em decomposição no solo. Podem ter influência na indução de resistência de plantas a doenças, uma vez que resultam na possível modificação anatômica das plantas por meio de mecanismos como tornar a epiderme mais grossa, lignificada e com acúmulo de silício, além das possíveis interferências nas propriedades fisiológicas e bioquímicas (MARSCHNER; RIMMINGTON 1988; FREIRE et al., 2011).

Há, ainda, outro grupo de microrganismos que vale ser citado e que é favorecido pelos efeitos da presença das plantas de cobertura em áreas agrícolas: os decompositores. De acordo com Duarte, Cardoso e Fávero (2008), a composição e a atividade da comunidade microbiológica depende de fatores como as condições do solo, aeração, umidade, temperatura, pH, disponibilidade de nutrientes e quantidade e qualidade do material orgânico disponível para decomposição.

Desta forma, a biodiversidade em sistemas agrícolas, seja ela de organismos vegetais ou microbiológica, proporcionará maior equilíbrio e resiliência ao agroecossistema frente ao ataque de pragas, patógenos e plantas infestantes. Logo, o manejo preventivo provê maior eficiência, sanidade e sustentabilidade aos sistemas agrícolas, sempre buscando a menor necessidade de intervenção humana e uso de insumos.

#### 4.1. Nematoides

Os nematoides são organismos milimétricos que vivem em muitos ambientes, inclusive no solo, onde as espécies apresentam diversos hábitos alimentares. Apesar de serem conhecidos de forma ampla pelos danos causados às raízes das plantas cultivadas, alguns nematoides podem ser aplicados no combate a insetos e outros organismos que atacam algumas culturas. É possível citar, dentre os nematoides usados para o controle biológico, as espécies *Heterorhabditis bacteriophora*, *Heterorhabditis baujardi*, *Steinernema brazilense*, *Steinernema feltiae*, *Heterorhabditis indica*, *Romanomermis culicivorax*, *Steinernema rarium* e *Deladenus siricidicola*. Contudo, pode-se dizer que o uso de nematoides no controle biológico ainda é limitado quando comparado com fungos e bactérias.

A espécie *H. bacteriophora* é indicada para qualquer cultura onde ocorram os seus alvos biológicos, sendo eles a vaquinha-verde-amarela, a broca-do-cupuaçu e o bicudo-da-cana-de-açúcar. O controle promovido por esta espécie ocorre a partir da penetração dos nematoides no corpo dos insetos por meio de seus orifícios naturais e, uma vez dentro do organismo, passam a liberar bactérias do gênero *Photorhabdus* que causam septicemia em insetos - ou seja, causando a ruptura dos tecidos internos - causando sua morte em aproximadamente 48 horas. Nesse processo, observa-se uma relação de simbiose entre o nematoide e a bactéria, visto que as bactérias não conseguem sobreviver em ambientes livres, abrigando-se, portanto, no intestino dos nematoides. Dessa forma, além de fornecer abrigo, os nematoides levam as bactérias até o hospedeiro. Em contrapartida, as bactérias produzem

enzimas que digerem o tecido dos insetos, disponibilizando alimento para o nematoide.

Além disso, os nematoides *Steinernema* spp. e *Heterorhabditis* spp. possuem uma associação mutualística que estabelecem com as bactérias *Xenorhabdus* e *Photorhabdus*, respectivamente, resultando em uma morte rápida dos insetos parasitados. Assim, o mecanismo de ação dos dois grupos é muito similar, como mostrado na Figura 1.

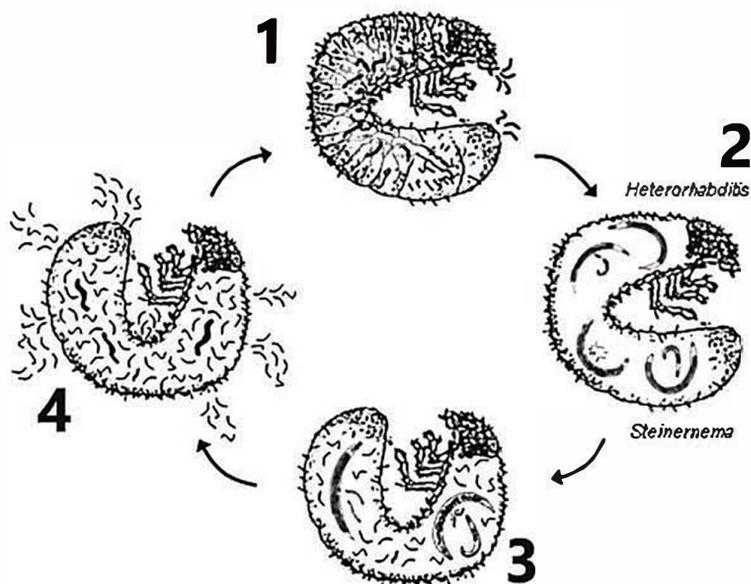


Figura 1 - Ciclo biológico dos nematoides dos gêneros *Steinernema* e *Heterorhabditis*. (1) Juvenis infectivos penetram no inseto pelas aberturas naturais; (2) A bactéria é liberada, o inseto morre, e o nematoide alcança a fase adulta; (3) O nematoide se reproduz em 2 a 3 gerações; (4) Juvenis infectivos emergem do cadáver a procura de novos hospedeiros

Fonte: Leite (2020)

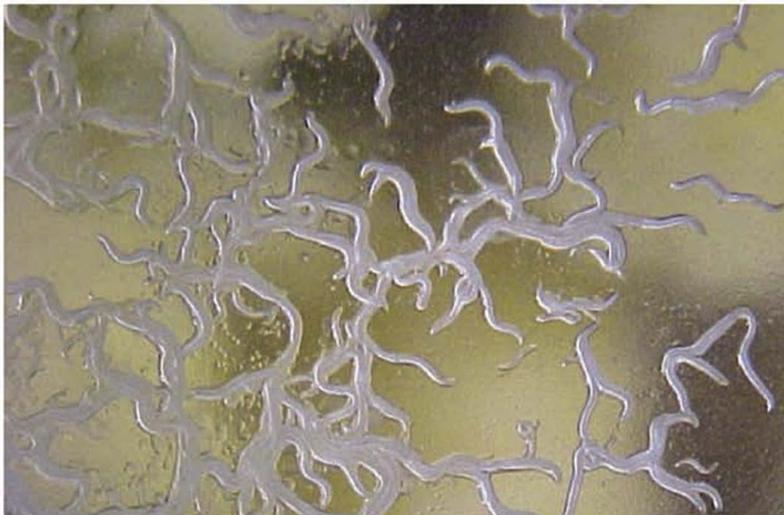


Figura 2 - Juvenis infectivos do nematoide *Steinemema* sp.

Fonte: Leite (2020)

Em relação à espécie *Deladenus siricidicola*, seu principal alvo biológico é a vespa-da-madeira, a qual ataca a cultura do Pinus. Nesse caso, o nematoide age por meio da esterilização das fêmeas do inseto, processo que se dá pela penetração das fêmeas do nematoide na larva da vespa com auxílio do seu estilete. Essa penetração ocorre na fase de pupa do hospedeiro e, quando os nematoides juvenis migram para os órgãos reprodutores do hospedeiro, penetram nos ovos e impedem o desenvolvimento dos ovários, tornando-os estéreis (PENTEADO et al., 2002).

Uma informação relevante é a de que existe a possibilidade de ocorrer a perda da eficiência por conta da manutenção da cultura do nematoide em laboratório, visto que o organismo tem uma fase de vida livre, na qual ele se alimenta de fungos, e outra fase parasitária, que é quando penetra nas larvas dos hospedeiros e tornando-as estéreis. Dessa maneira, a manutenção da cultura em laboratório pode fazer com que o nematoide perca a capacidade de se transformar na forma parasitária, limitando, assim, sua capacidade de infecção. Logo, para evitar esse processo, é adequado que todo ano

sejam realizadas coletas em campo para obtenção novas linhagens de nematoides infectivos a partir de insetos adultos.

Dos produtos comerciais que empregam estes nematoides, cada dose pode conter aproximadamente 1 milhão de indivíduos, o que faz com que uma dose aplicada em dez árvores de Pinus resulte em uma aplicação de cerca de 100.000 desses indivíduos por árvore.

O nematoide *R. culicivorax* foi muito utilizado na década de 1970 para o controle biológico de larvas de mosquito. Atualmente, no entanto, essa espécie não é mais comercializada devido a dificuldades em sua produção em grandes quantidades, tendo sido substituído pela bactéria *Bacillus thuringiensis*.

Visto isso, vale frisar que os nematoides possuem potencial para o controle biológico, mas ainda são pouco empregados no Brasil. Isso deriva da grande dificuldade para criá-los de forma massiva, uma vez que a tecnologia de produção ainda não foi completamente dominada. Dessa maneira, assim que esse impasse se resolver, o cenário brasileiro deverá ser alterado, visto que os nematoides possuem muitas vantagens em sua utilização (Tabela 1).

Tabela 1 - Nematoides para controle de pragas agrícolas e seus respectivo alvos de atuação

Agente de controle	Principais alvos *
<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	<i>Diabrotica speciosa</i> (vaquinha-verde-amarela) <i>Conotrachelus humeropictus</i> (broca-do-cupuaçu) <i>Sphenophorus levis</i> (bicudo-da-cana-de-açúcar)
<i>Heterorhabditis baujardi</i>	<i>Conotrachelus psidii</i> (gorgulho-da-goiaba)
<i>Steinernema brazilense</i>	<i>Sphenophorus levis</i> (bicudo-da-cana-de-açúcar)
<i>Heterorhabditis indica</i>	
<i>Steinernema feltiae</i>	<i>Bradysia</i> sp. (fungus gnats)
<i>Steinernema rarum</i>	
<i>Deladenus siricidicola</i>	<i>Sirex noctilio</i> (vespa-da-madeira)
<i>Romanomermis culicivorax</i>	Larvas de mosquito

\*Uso em qualquer cultura na qual ocorram

## 4.2. Bactérias

As bactérias são organismos que possuem muitas aplicações na agricultura, podendo atuar em importantes processos, como na suplementação nutricional (ex.: fixação biológica de nitrogênio) ou na proteção das plantas, atuando com ação inseticida, nematicida, fungicida, dentre outras.

Existem produtos biológicos capazes de disponibilizar esses organismos que agem controlando pragas e doenças. De acordo com as bulas, a concentração de microrganismos nestes produtos é muito alta. Por exemplo, em aplicações de *Bacillus thuringiensis* em soja, a quantidade varia em torno de 462 bilhões de esporos viáveis por hectare. Já no caso de *Pasteuria nishizawae*, essa concentração pode ser de 4,5 trilhões por cada 100 quilogramas de sementes tratadas.

Em sua atuação como inseticida, as bactérias têm destaque no controle de insetos como lagartas, moscas e besouros, sendo sua eficácia maior em lagartas jovens de borboletas e mariposas (POLANCZYK; ALVES, 2004). O mecanismo de ação das bactérias no controle de insetos, nematoides e ácaros é bastante diversificado, tendo como principais exemplos a síntese de substâncias antibióticas e toxinas.

### 4.2.1. *Bacillus thuringiensis*

O gênero *Bacillus* é amplamente utilizado nessa área, sendo a espécie *B. thuringiensis* a de maior destaque. Seu mecanismo de ação é muito eficaz, baseando-se na produção de cristais de proteínas tóxicas aos insetos. Esses cristais são ingeridos pelas larvas do inseto e, em função do pH alcalino do aparelho digestivo da praga, os cristais se solubilizam e liberam as toxinas. Estas impactam as células, resultando no rompimento da estrutura, o que paralisa e mata a praga (MACHADO et al., 2012). A eficiência deste processo se comprova no fato de que essa mesma bactéria é a doadora do material genético (gene “*cry*”) da proteína presente na tecnologia de plantas transgênicas BT.

#### 4.2.2. *Bacillus subtilis*

Uma espécie amplamente utilizada no mercado de biológicos é *Bacillus subtilis*. Esta espécie é um caso para o que descrevemos acerca das cepas/estirpes. A variar da estirpe com que se trabalha, os mecanismos de ação podem consistir na indução de crescimento e resistência da planta, além da produção de compostos que demonstram efeitos antagônicos em outros microrganismos (LANNA FILHO; FERRO; PINHO, 2010).

Naturalmente as plantas apresentam um mecanismo de resistência capaz de retardar ou paralisar o desenvolvimento de um patógeno. Os mecanismos que agem para realizar essa defesa natural são: resistência sistêmica adquirida (SAR) e a resistência sistêmica induzida (ISR), ambas controladas por uma proteína (denominada NPR1) que pode ser ativada por microrganismos e se caracterizam por serem adquiridas com o tempo (LANNA FILHO; FERRO; PINHO, 2010).

Quando o patógeno penetra na planta, é desencadeada a produção de ácido salicílico (AS) responsável por ativar a SAR. Com a presença de substâncias produzidas por *B. subtilis* (ou outros microrganismos) nos tecidos vegetais, são induzidas as produções de ácido jasmônico (JA) e etileno (ET) que ativam a ISR. Essas duas formas de indução de resistência se cruzam na rota de sinalização com a proteína NPR1, o que resulta na defesa da planta contra o agente patogênico (LANNA FILHO; FERRO; PINHO, 2010).

Segundo Lanna Filho, Ferro e Pinho (2010), essa bactéria também pode atuar na indução de crescimento da planta, pois melhora as condições do solo e aumenta a fixação biológica de nitrogênio, a produção de hormônios vegetais e a solubilização de nutrientes. Com essas melhorias nas condições, é possível que a planta se desenvolva de uma forma mais expressiva, podendo aumentar sua resistência aos patógenos. *B. subtilis* também pode agir liberando compostos que inibem o desenvolvimento de outros organismos ou competindo com eles. A produção de substâncias tóxicas promove tais mecanismos de ação, sendo muito eficientes no controle de doenças, principalmente de fungos fitopatogênicos.

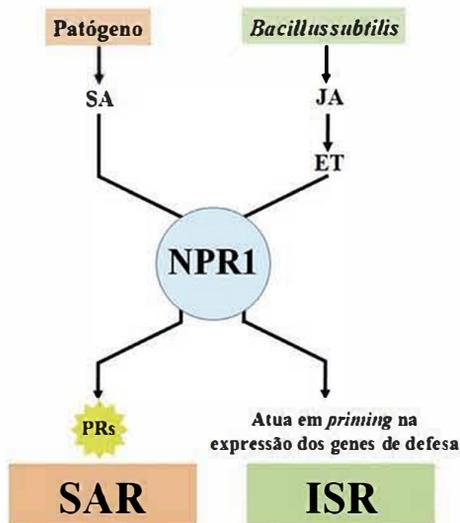


Figura 3 - Representação esquemática das rotas de sinalização desencadeada por patógenos e agentes de biocontrole. O patógeno atua desencadeando a biossíntese do ácido salicílico (SA), que irá promover a resistência sistêmica adquirida (SAR). Em contrapartida, a bactéria inicia a biossíntese de ácido jasmônico (JA) e etileno (ET) que irá promover a resistência sistêmica induzida (ISR). Ambas as rotas de sinalização são governadas pela proteína NPR1

Fonte: Lanna Filho, Ferro e Pinho (2010)

De acordo com Vallad e Goodman (2004), os dois mecanismos de resistência, SAR e ISR, podem ser estimulados por condições ambientais específicas, além da ação dos microrganismos. A SAR mais tradicional pode ser acionada pelo acúmulo de ácido salicílico (SA) após exposição da planta a organismos virulentos ou não e a microrganismos não patogênicos, ou artificialmente com substâncias químicas como ácido salicílico (GARCIA-AGUSTIN; LAPEÑA, 2016).

Já a ISR é potencializada por outras bactérias promotoras de crescimento, como *Pseudomonas*, mas também pode ser induzida por antibióticos, surfactantes ou indutores químicos. Diferente da SAR, seu mecanismo de ação não depende do acúmulo de proteínas relacionadas à patogênese ou ao acúmulo de ácido salicílico (SA), mas sim dos caminhos relacionados ao ácido jasmônico (JA) e etileno (ET) e à proteína NPR1 (VALLAD; GOODMAN, 2004; LLORENS; GARCIA-AGUSTIN; LAPEÑA, 2016).

#### 4.2.3. *Bacillus amyloliquefaciens*

Outra espécie em destaque é *Bacillus amyloliquefaciens*, que se assemelha à *B. subtilis* e, através da produção de substâncias antibióticas, combatem agentes causadores de danos às plantas (SANTOS, 2018). Seus principais alvos são o nematoide-das-lesões-radiculares (*Pratylenchus brachyurus*) e o fungo causador do mofo-branco (*Sclerotinia sclerotiorum*).



Figura 4 - À esquerda, cepa de *Bacillus amyloliquefaciens* atuando no controle de nematoides e à direita, a testemunha

Fonte: Freire (2020)

#### 4.2.4. *Bacillus licheniformis* e *Bacillus methylotrophicus*

Espécies utilizadas no controle biológico de pragas e patógenos (SANTOS, 2018) cujos mecanismos de ação assemelham-se aos dos outros *Bacillus*. Sendo assim, produzem substâncias que penetram na praga ou patógeno, provocando paralisia ou até a morte do mesmo. O principal alvo de *B. methylotrophicus* são os nematoides (CARVALHO, 2017).

#### 4.2.5. *Pasteuria nishizawae*

A espécie *Pasteuria nishizawae* também merece destaque devido a sua ação exclusivamente nematicida, tendo como principal alvo o nematoide-do-cisto-da-soja (*Heterodera glycines*). Segundo as buias de produtos que possuem *P. nishizawae*, esta bactéria é classificada como um parasita obrigatório e, ao se aderir aos nematoides, mesmo na forma de esporos, dificulta sua locomoção nas áreas próximas das raízes das plantas. Se a quantidade de esporos aderidos é menor, o nematoide consegue penetrar na raiz, sendo, então, parasitada. Conseqüentemente, quando o nematoide se diferenciar em fêmea nas raízes, os esporos irão penetrar no seu sistema e o deixarão estéril. Por isso, quando o cisto estourar devido à presença da fêmea parasitada, haverá a liberação de esporos do agente de controle.

Tabela 2 - Bactérias para controle de pragas e doenças e seus respectivos alvos de atuação

<b>Agente de controle</b>	<b>Principais alvos *</b>
<i>Bacillus thuringiensis</i>	Insetos da ordem Lepidóptera
	Bactérias ( <i>Xanthomonas</i> spp., entre outras)
<i>Bacillus subtilis</i>	Fungos ( <i>Alternaria</i> spp., <i>Colletotrichum</i> spp., <i>Fusarium</i> spp., <i>Rhizoctonia</i> spp., <i>Sclerotinia</i> spp., entre outros)
<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	<i>Pratylenchus brachyurus</i>
<i>Bacillus licheniformis</i>	<i>Meloidogyne incognita</i> e <i>Pratylenchus brachyurus</i>
<i>Bacillus methylotrophicus</i>	Nematoides
<i>Pasteuria nishizawae</i>	<i>Heterodera glycines</i>

\*Uso em qualquer cultura na qual ocorram

### 4.3. Protozoários

Os protozoários compõem um grupo diverso de microrganismos o qual se organizava em sete filos (categorias de organização biológica) até o final do século passado: Myxozoa, Asctospora, Labyrinthomorpha, Ciliophora, Sarcocystophora, Apicomplexa e Microspora, sendo estes três últimos conhecidos pelo potencial no controle biológico (POLTRONIERI, 2020). Atualmente, no entanto, o filo Microspora foi transferido para o reino Fungi (FONTES; VALADARES-INGLIS, 2020) e, portanto, será melhor explicado no capítulo sobre os fungos.

Devido ao potencial de regulação da população de insetos por esses organismos, pesquisas têm sido feitas com o intuito de desenvolver produtos que possam ser usados comercialmente. Nelas, embora poucas, constatou-se que poucos protozoários possuem capacidade de serem incluídos em programas de MIP (GARCÍA et al.<sup>1</sup>, 2008 apud VALICENTE, 2009). Isso é devido ao fato de poucos possuírem alta virulência ou ação rápida nos hospedeiros invertebrados (GARCÍA et al., 2008 apud VALICENTE, 2009), sendo predominante a característica de causarem infecções fracas, as quais implicam em debilidade geral e em morte lenta do hospedeiro, além de acarretarem na redução da potência reprodutiva do alvo. Ademais, não existem métodos para produção em massa desses indivíduos.

Segundo Silva, Nascimento e Siqueira (2007), entre os protozoários que matam insetos, a maioria é encontrada no trato digestivo destes, possuindo ação lenta. Já as formas mais agressivas pertencem ao filo Apicomplexa e ao antigo filo Microspora.

Como comentado anteriormente, os estudos acerca deste grupo ainda são escassos. Em especial no Brasil, tal situação também é válida, principalmente quando se trata da relação de controle de insetos por protozoários.

---

<sup>1</sup>GARCÍA, J.J. et al. Uso de protozoários entomopatogênicos em programas de controle microbiano nos países latino-americanos. In: ALVES, S.B.; LOPES, R.B. (Ed.). **Controle microbiano de pragas na América Latina**. Piracicaba: FEALQ, 2008. p. 203-214.

## 4.4. Fungos

Assim como as bactérias, os fungos também apresentam diversas aplicações no controle biológico, podendo atuar como inseticidas, acaricidas, nematocidas e fungicidas.

As formulações de produtos biológicos de natureza fúngica correspondem a cerca de 15% do mercado mundial de bioinsumos (ALMEIDA; BATISTA FILHO, 2001<sup>2</sup> apud DALZOTO; UHRY, 2009), sendo a gama desses produtos bastante ampla, na qual inúmeras espécies são usadas para a realização deste tipo de controle. Dessa forma, no presente trabalho serão destacados os seguintes grupos: (i) *Metarhizium anisopliae*; (ii) *Metarhizium rileyi*; (iii) *Beauveria bassiana*; (iv) *Pochonia chlamydosporia*; (v) *Trichoderma* spp. e (vi) Filo *Microspora*.

### 4.4.1. *Metarhizium anisopliae*

O fungo *Metarhizium anisopliae* é classificado como um importante inseticida microbiológico por conta de sua ampla utilização no controle de algumas espécies de insetos, dentre os quais se destacam importantes pragas, como as cigarrinhas-das-pastagens (*Deois flavopicta* e *Zulia entrecariana*) e a cigarrinha-das-raízes da cana-de-açúcar (*Mahanarva fimbriolata*), além de muitos outros alvos.

O mecanismo de ação de *M. anisopliae* consiste em sua adesão e germinação dos esporos no tegumento das cigarrinhas - tanto em sua fase juvenil (ninha) quanto em sua fase adulta -, resultando na penetração no corpo dos insetos e posterior colonização, processos que acarretam na morte dessas potenciais pragas (Figura 5).

Para sucesso do crescimento do micélio de *M. anisopliae*, as condições favoráveis descritas são de temperaturas na faixa de 25 a 28°C e elevada umida-

---

<sup>2</sup> ALMEIDA, J.E.M. de; BATISTA FILHO, A. Banco de microrganismos entomopatogênicos. *Biotecnologia Ciência & Desenvolvimento*, Brasília, v. 4, n. 20, p. 77-86, 2001.

de relativa (HALLSWORTH; MAGAN, 1999<sup>3</sup> apud LOUREIRO et al., 2012). Além disso, ocorre pouca formação de esporos (esporulação) em extremos de 15 e 40°C, sendo significativamente reduzida se exposta a períodos de baixa umidade relativa e estiagem. (ARTHURS; TOMAS, 2001<sup>4</sup> apud LOUREIRO et al., 2012).

O conhecimento do comportamento da produção de conídios (isto é, um tipo de esporo) de *M. anisopliae* em função das diferentes condições ambientais é de fundamental importância pois, de acordo com Loureiro et al. (2012), a produção desses esporos é responsável pela transmissão secundária do fungo entre os insetos presentes na cultura afetada, permitindo, assim, diminuir a frequência de pulverizações necessárias para manter as populações dos insetos-praga em níveis reduzidos.



Figura 5 - Cigarrinha-das-pastagens (*Deois flavopicta*) morta pelo micélio de *M. anisopliae*  
Fonte: Pires (2018)

---

<sup>3</sup>HALLSWORTH, J.E.; MAGAN, N. Water and temperature relations of growth of the entomogenous fungi *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, and *Paecilomyces farinosus*. *Journal of Invertebrate Pathology*, Amsterdam, v. 74, n. 3, p. 261-266, Nov. 1999.

<sup>4</sup>ARTHURS, S.; THOMAS, M. Effects of temperature and relative humidity on sporulation of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* in mycosed cadavers of *Schistocerca gregaria*. *Journal of Invertebrate Pathology*, Amsterdam, v. 78, p. 59-65, 2001.

Os micopesticidas utilizam as estruturas fúngicas de conídios e blastosporos formulados como pós-molháveis ou misturados com óleos. A presença desses metabólitos não é considerada de risco à saúde humana e animal, já que os níveis não são altos o suficiente para causar danos (FONTES; VALADARES-INGLIS, 2020).

Em média, são aplicadas quantidades de conídios viáveis na ordem de 3,5 a 5,2 bilhões por hectare de acordo com as doses dos produtos. Sua aplicação pode ser realizada de forma terrestre, utilizando pulverizadores de barra ou costal, ou de forma aérea através de aeronaves agrícolas, numa altura de voo de 3 a 4 metros sobre a cultura.

#### **4.4.2. *Metarhizium rileyi***

A espécie *Metarhizium rileyi* é um fungo pertencente ao filo Ascomycota e é classificado taxonomicamente juntamente com outros fungos de potencial entomopatogênico (KEPLER et al., 2012<sup>5</sup> apud ABATI, 2015), como, por exemplo, *Metarhizium anisopliae* abordado no item anterior. Morfologicamente, os conidióforos de *M. rileyi* apresentam uma variação de coloração do verde pálido ao verde acinzentado, além de um micélio esbranquiçado (HUMBER, 1997<sup>6</sup> apud ABATI, 2015).

Assim como *M. anisopliae*, o *M. rileyi* apresenta grande potencial inseticida observado no controle de lagartas, em especial as pertencentes à família Noctuidae, que são as mais sensíveis a esse patógeno (DEVI et al., 2013; SRISUKCHAYAKUL; WIWAT; PANTUWATANA, 2005; ABATI, 2015). Dentre os hospedeiros desse fungo, estão: *Anticarsia gemmatalis*, *Chrysodeixis includens*, *Colias lesbia*, *Helicoverpa armigera*, *Helicoverpa zea*,

---

<sup>5</sup> KEPLER, R.M. et al. New teleomorph combinations in the entomopathogenic genus *Metacordyceps*. *Mycologia*, New York, v. 104, n. 1, p. 182-197, 2012.

<sup>6</sup> HUMBER, R.A. Fungi: identification. In: LACEY, L. (Ed.). **Manual of techniques in insect pathology** New York: Academic Press, 1997. p. 153-186.

*Heliothis virescens*, *Plathypena scabra*, *Pseudoplusia includens*, *Spodoptera frugiperda* e *Trichoplusia ni* (GAZZONI et al., 1994; RIZZO; LA ROSSA, 1994; SRISUKCHAYAKUL; WIWAT; PANTUWATANA, 2005; ABATI, 2015), dentre os quais recebem destaque *A. gemmatalis*, *H. armigera* e *S. frugiperda*.

O mecanismo de ação de *M. rileyi* é bastante semelhante ao de *M. anisopliae*. Seus esporos se aderem ao corpo dos hospedeiros e se multiplicam até ocorrer a penetração e posterior colonização dentro do corpo das lagartas, ocasionando a morte destes indivíduos (SOSA-GOMÉZ; BINNECK; LASTRA, 2020). Dessa forma, a infecção é bastante visível no campo devido ao aspecto branco conferido às lagartas após toda a superfície do seu corpo apresentar-se coberta (Figura 6).



Figura 6 - Lagarta da família Noctuidae coberta pelo micélio de *Metarhizium rileyi*

Fonte: Sosa-Goméz, Binneck e Lastra (2020)

No entanto, assim como ocorre na maioria dos fungos utilizados no controle biológico, o *M. rileyi* apresenta condições ideais para boa infecção e garantia de sua virulência, como temperatura, pH, umidade e luz. A faixa de temperatura ideal para a germinação e penetração de seus esporos no corpo das lagartas varia de 20 a 25°C. Em relação ao pH, Sautour et al. (2010) destacam que alguns isolados fúngicos sobreviveram adequadamente entre valores de pH entre 4 e 9, como o isolado Nm006 (ABATI, 2015); contudo, valores de pH entre 5 e 8 garantiram maior velocidade de crescimento do fungo. No que diz respeito à

umidade, os esporos de *M. rileyi* apresentaram grande atividade em umidades entre 95 e 100%, não possuindo formação de conídios em valores mais baixos. Além disso, nos trabalhos de Tang e Hou (2001), foi verificada a influência do fotoperíodo no crescimento fúngico e ação contra as lagartas, sendo que em períodos escuros (também classificados como escotofase) a mortalidade das lagartas e a esporulação de *M. rileyi* foram consideravelmente menores se comparados a períodos com incidência de luz.

Por fim, a formulação de bioprodutos deve levar em consideração a estrutura dos microrganismos para sucesso na aplicação e controle. No caso de *M. rileyi*, os blastosporos são facilmente produzidos em meios líquidos, mas não infectivos quando aplicados diretamente nas larvas (RIBA; GLANDARD, 1980; ABATI, 2015). Entre as principais formas de produção de *M. rileyi*, a produção *in vitro* ganha destaque, a qual se subdivide em três diferentes técnicas, como: fermentação líquida, fermentação sólida ou fermentação bifásica.

#### 4.4.3. *Beauveria bassiana*

A espécie *Beauveria bassiana* é classificada como um inseticida e um possível acaricida microbiológico, sendo responsável por enfermidades em mais de uma centena de espécies (STEINHAUS, 1969; ALESHINA<sup>7</sup>, 1980 apud COUTINHO; CAVALCANTI, 1988) e indicada para controle de diversos insetos-praga, como: o ácaro-rajado (*Tetranychus urticae*), o gorgulho-do-eucalipto (*Gonipterus scutellatus*), a broca-do-café (*Hypothenemus hampei*), a cochonilha-ortêzia (*Orthezia praelonga*), a mosca-branca (*Bemisia tabaci*), os cupins (*Coptotermes* sp.), o moleque-da-bananeira (*Cosmopolites sordidus*) e o ácaro da falsa ferrugem (*Phyllocoptruta oleivora*).

---

<sup>7</sup>STEINHAUS, E.A. Enfermedades microbianas de los insectos. In: BACH, P. de. **Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas**. México: Continental, 1969. p. 607-645.

Seu mecanismo de ação consiste na penetração dos conídios na cutícula do inseto (ou seja, seu tegumento) através de enzimas específicas (LEFEBVRE, 1934; VEY; FARGUES, 1977; FERRON, 1978; PEKRUL; GRULA, 1979<sup>8</sup> apud DALZOTO; UHRY, 2009). Após essa penetração, são formadas hifas e tubos germinativos que permitem ao fungo atravessar todo o tegumento do inseto-alvo até alcançar sua hemolinfa, onde ocorre a multiplicação do fungo e acúmulo de uma considerável massa de células fúngicas, levando o inseto à morte. Dessa forma, se existirem condições favoráveis, o fungo pode emergir e externar suas hifas, formando uma massa branca no corpo da praga atacada (DALZOTO; UHRY, 2009), como mostra a Figura 7.



Figura 7 - Mosca-da-couve (*Delia radicum*) morta pelo micélio da *B. bassiana*  
Fonte: Goettel (2005)

---

<sup>8</sup>PEKRUL, S.; GRULA, E.A. Mode of infection of the corn earworm (*Heliothis zea*) by *B. bassiana* as revealed by scanning electron microscopy. *Journal of Invertebrate Pathology*, Amsterdam, v. 34, p. 238-247, 1979.

As concentrações de conídios viáveis de *B. bassiana* inseridas com o uso do produto variam de acordo com a dose recomendada, a qual é específica para o controle das diferentes pragas. No caso da broca-do-café e da mosca-branca, por exemplo, são adicionadas quantidades na ordem de 2,5 a 5 bilhões de conídios viáveis por hectare. O modo de aplicação dos produtos contendo *B. bassiana* se dá através de pulverização, podendo, inclusive, ser feita a aplicação foliar.

De acordo com estudos realizados por Lorencetti et al. (2018) para verificar a eficiência de *B. bassiana* no controle do inseto-de-bronze (*Thaumastocoris peregrinus*, uma importante praga florestal) foi verificado que a germinação dos conídios do fungo ocorre geralmente após 12 horas da aplicação e a colonização após três dias, período em que o fungo já apresenta uma grande concentração de conídios no ambiente. Porém, o tempo de mortalidade dos insetos-alvo depende do tamanho de seu corpo.

Contudo, as condições ambientais também devem ser levadas em consideração na definição de uma estratégia de controle eficiente baseado em *B. bassiana*, uma vez que esse fungo é bastante sensível à umidade relativa, temperatura e incidência de luz (ALVES, 1998<sup>9</sup> apud LORENCETTI et al., 2018).

#### **4.4.4. *Pochonia chlamydosporia***

Classificado como um nematocida microbiológico, a espécie *Pochonia chlamydosporia* é indicada para controle de nematoides do gênero *Meloidogyne*, sendo estes organismos bastante prejudiciais a diversas culturas (PINHEIRO, 2021).

O mecanismo de ação da *P. chlamydosporia* consiste basicamente no parasitismo dos ovos dos nematoides presentes no solo, alimentando-se de

---

<sup>9</sup> ALVES, S.B. Fungos entomopatogênicos. In: ALVES, S.B. (Ed.). **Controle microbiano de insetos**. 2. ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. p. 289-381.

seu embrião e, com isso, garantindo uma redução considerável na população desses patógenos. Além disso, Fernandes et al. (2014) destacam que *P. chlamydosporia* não é dependente da presença do nematoide para a sua nutrição, podendo atuar como saprófita na ausência do hospedeiro.

A aplicação ao solo de *P. chlamydosporia* é realizada preferencialmente por meio de clamidósporos, isto é, estruturas de resistência (KERRY; BOURNE, 2002<sup>10</sup> apud PODESTÁ et al., 2009). Geralmente, o fungo é aplicado numa proporção de 5.000 clamidósporos por grama de solo, sendo consideradas, também, outras quantidades de clamidósporos para o controle de *Meloidogyne* spp. (DE LEIJ et al., 1992; LOPES et al., 2007; GIARETTA, 2008<sup>11</sup> apud PODESTÁ et al., 2009).

De acordo com os ensaios realizados por Podestá et al. (2009) e seus resultados apresentados na Tabela 3, é possível observar um maior vigor das plantas em relação à altura - em centímetros - e um índice bastante reduzido de ovos e galhas de nematoides do gênero *Meloidogyne* em plantas de tomateiro quando feita a aplicação de *P. chlamydosporia*, comprovando, assim, sua eficiência de controle.

Visto isso, são adicionados, normalmente, de 28 a 42 bilhões de clamidósporos do fungo por hectare. Seu modo de aplicação se dá na forma líquida em jato dirigido ao solo com posterior incorporação mecânica ou via água de irrigação.

---

<sup>10</sup> KERRY, B.R.; BOURNE, J.M. **A manual for research on *Verticillium chlamydosporium***: a potential biological control agent for root-knot nematodes. Gent: International Organization for Biological and Integrated Control for Noxious Animals and Plants, 2002. 84 p.

<sup>11</sup> GIARETTA, R.D. **Isolamento, identificação e avaliação de *Pochonia chlamydosporia* no controle de *Meloidogyne javanica* e na promoção de crescimento de tomateiro**. 2008. 83 p. Tese Doutorado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2008.

Tabela 3 - Efeito da aplicação de 0, 5.000 ou 10.000 clamidósporos de *Pochonia chlamydosporia* isolado de Pc-10 em solo natural ou autoclavado sobre a altura de tomateiros, o número de galhas e de ovos de *Meloidogyne javanica*, 60 dias após transplântio das mudas

Tratamento de solo	Altura de plantas (cm)			
	0	5.000	10.000	Médias
Solo natural	37	36	42	38 b
Solo autoclavado	42	42	47	43 a

Tratamento de solo	Número de galhas (cm)			
	0	5.000	10.000	Médias
Solo natural	349	334	300	328 a
Solo autoclavado	319	218	181	239 b

Tratamento de solo	Número de ovos (cm)			
	0	5.000	10.000	Médias
Solo natural	244.161	167.571	92.559	168.097 a
Solo autoclavado	200.100	415.427	77.083	130.870 b

Fonte: Podestà et al. (2009)

#### 4.4.5. *Trichoderma* spp.

O grupo *Trichoderma* spp. é composto por espécies deste gênero com atividades nematicidas e fungicidas, atuantes no controle de diversos patógenos de solo, como os fungos *Fusarium solani* (causador da podridão radicular seca), *Rhizoctonia solani* (podridão-radicular), *Sclerotinia sclerotiorum* (causador do mofo-branco) e *Thielaviopsis paradoxa* (causador da podridão-abacaxi), além do nematoide-das-lesões (*Pratylenchus zeae*).

No mercado de biocontrole existem diversos produtos baseados em diferentes espécies de fungos do gênero *Trichoderma*, dentre as quais se destacam *T. harzianum*, *T. asperellum*, *T. stromaticum*, *T. koningiopsis* e *T. viride*.

Os mecanismos de ação do grupo *Trichoderma* são variados, podendo se dar por meio de competição, antibiose, parasitismo e indução de resistência em plantas (LUCON; CHAVES; BACILIERI, 2014). Na competição, o patógeno e o *Trichoderma* disputam os mesmos recursos para sua sobrevivência, como alimento e espaço. Essa competição pode impedir que espécies fúngicas prejudiciais desenvolvam estruturas de infecção e consigam entrar em contato com as plantas. Na antibiose, por sua vez, o *Trichoderma* (ou seja, o antagonista) produz uma ou mais substâncias que inibem o crescimento ou a reprodução dos patógenos presentes no solo ou na própria planta em estágio inicial de infecção. Por fim, o parasitismo consiste na utilização dos fungos patogênicos na alimentação das espécies de *Trichoderma*. Estes fungos, quando aplicados de maneira preventiva, podem agir como indutores de resistência quando entram em contato com a planta, de acordo com Lucon, Chaves e Bacilieri (2014).

Como comentado anteriormente, a gama de produtos baseados nesse grupo de fungos é muito ampla. Assim, as recomendações de dosagem, época e intervalo de aplicação, bem como seu modo de aplicação, são específicas para a cultura e para o produto a ser utilizado, sendo indispensável a consulta das bulas antes da realização do biocontrole.

#### 4.4.6. Filo Microsporidia ou Microspora

Microsporidia (ou também Microspora) é um filo de fungos que sofreu algumas modificações taxonômicas recentemente, sendo classificado como um filo pertencente ao reino Protista (o qual inclui protozoários e algas) até o final do século passado.

De acordo com Fontes e Valadares-Ingliš (2020), os microsporídeos são parasitas intracelulares obrigatórios de animais, tanto vertebrados quanto invertebrados, havendo algumas espécies usadas no controle biológico de gafanhotos no Brasil - dando destaque à *Antonospora locustae*. Os microsporídeos compreendem mais de 140 gêneros com mil e quatrocentas espécies, embora sua diversidade atual seja estimada como muito maior (SZUMOWSKI; TROEMEL, 2015; WILLIAMS, 2009; CHEN et al., 2017). Além disso, Góis (2008) destaca que no controle de cochonilha-algodão (*Planococcus citri*) - uma das principais pragas de citros identificadas em Portugal - os microsporídeos são importantes fatores de regulação das populações de insetos, sendo encontrados no trato intestinal desses insetos juntamente com protozoários do filo Apicomplexa.

Silva, Nascimento e Siqueira (2007) apresentaram resultados interessantes referentes ao isolamento de microsporídeos do gênero *Vairimorpha* presentes em lagarta-da-soja infectadas. Evidenciou-se sintomas como perda do apetite, problemas de coordenação dos movimentos, mudança de coloração, interferência no desenvolvimento da pupa e em seu número, e também no número de posturas pelas fêmeas adultas, acarretando, conseqüentemente, na diminuição da população das lagartas e em uma maior redução dos problemas na cultura da soja. Vale ressaltar que alguns microsporídeos são relativamente virulentos, podendo matar as larvas antes ou durante a pupação, sendo mais comum, contudo, causar danos crônicos no hospedeiro (SOLTER; MADDOX, 1999; SILVA; NASCIMENTO; SIQUEIRA, 2007).

Visto isso, os organismos que compõem o filo Microsporidia apresentam um mecanismo de invasão celular em comum, apesar de existir uma grande gama de hospedeiros e diferentes tipos de células infectadas (FRANZEN, 2005;

FRANZEN et al., 2005; CHEN et al., 2017). De início, alguns esporos dormentes dos microsporídeos se aderem às células dos hospedeiros (HAYMAN et al., 2005; CHEN et al., 2017). Em seguida, a infecção inicia-se com a expulsão de um tubo dos esporos dormentes dos microsporídeos que perfuram a membrana plasmática das células do hospedeiro e permitem, assim, uma transferência de esporos ativos para o interior das células desse hospedeiro (WILLIAMS, 2009; CHEN et al., 2017).

No entanto, esse parasitismo pode impactar também organismos importantes no controle biológico e benéficos em determinadas culturas, como é o caso do gênero de microsporídeos *Nosema* spp. De acordo com Reis (2012), os organismos deste gênero alteram importantes parâmetros biológicos do parasitoide *Cotesia flavipes*, o qual é responsável pelo controle da broca-da-cana-de-açúcar (*Diatraea saccharalis*). Os parasitoides infectados apresentam uma menor capacidade em localizar o hospedeiro se comparados a indivíduos saudáveis, o que pode impactar negativamente na eficiência das técnicas de biocontrole.

Dessa forma, ao passo que o mecanismo de ação dos microsporídeos e sua gama de hospedeiros se mostram bastante amplos e projetam um futuro promissor para possíveis comercializações de produtos biológicos, seus efeitos sobre espécies benéficas e prováveis desequilíbrios ecológicos nos agroecossistemas podem ser elevados. Assim, são necessários estudos mais aprofundados sobre a diversidade do filo Microsporidia, sua interação com os hospedeiros e sua capacidade de utilização no controle biológico como um todo a fim de potencializar a atividade agrícola e estimular a utilização dos produtos de biocontrole.

Além dos grupos descritos, existem outros produtos baseados em diferentes espécies de fungos que são utilizados no controle biológico. Entre essas espécies estão:

- *Paecilomyces lilacinus*: amplamente utilizado no controle de nematoides, principalmente espécies do gênero *Meloidogyne*;
- *Paecilomyces fumosoroseus*: utilizado no controle de mosca-branca (*Bemisia tabaci*) em diversas culturas. Além disso, alguns estudos mostram seu potencial controle de pulgões, como mostra Loureiro e Moino Júnior (2006);
- *Hirsutella thompsonii*: atua no controle de algumas espécies de ácaros, principalmente em culturas de citros;
- *Isaria fumosorosea*: usado principalmente para o controle de hemípteros, como a mosca-branca e pulgões;
- *Clonostachys rosea*: usados no controle de patógenos fúngicos dos gêneros *Fusarium*, *Sclerotinia* e *Rhizoctonia*, além de ser capaz de parasitar insetos e cistos de nematoides dos gêneros Heterodera e Globodera (TOLEDO et al., 2006; VEGA et al., 2008; SUTTON et al., 1997<sup>12</sup> apud SARAIVA et al., 2014).
- *Arthoborus oligospora*: usado no controle do nematoide *Meloidogyne javanica*;
- *Dactylella leptospora*: usado no controle de nematoides, principalmente na cultura dos citros.

De forma a facilitar a organização e visualização dos grupos descritos, a Tabela 4 mostra os fungos utilizados no controle biológico e seus respectivos alvos.

---

<sup>12</sup> SUTTON, J.C. et al. *Gliocladium roseum*: a versatile adversary of Botrytis cinerea in crops. **Plant Disease**, St. Paul, v. 81, p. 316-328, 1997.

Tabela 4 - Fungos para controle de pragas e doenças e seus respectivos alvos de atuação

Agente de controle	Principais alvos*
<i>Metarhizium anisopliae</i>	<i>Deois flavopicta</i> (cigarrinha-das-pastagens) <i>Zulia entreriana</i> (cigarrinha-das-pastagens) <i>Mahanarva fimbriolata</i> (cigarrinha-das-raizes)
<i>Pochonia chlamydosporia</i>	<i>Meloidogyne</i> sp. (gênero de fitonematoides)
<i>Trichoderma</i> spp.	<i>Fusarium solani</i> (fungo da podridão radicular seca) <i>Rhizoctonia solani</i> (fungo da podridão radicular) <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (fungo do mofo-branco) <i>Thielaviopsis paradoxa</i> (fungo da podridão-abacaxi) <i>Pratylenchus zeae</i> (nematóide-das-lesões)
<i>Beauveria bassiana</i>	<i>Tetranychus urticae</i> (ácaro-rajado) <i>Gonipterus scutellatus</i> (gorgulho-do-eucalipto) <i>Hypothenemus hampei</i> (broca-do-café) <i>Orthezia praelonga</i> (cochonilha-ortêzia) <i>Bemisia tabaci</i> (mosca-branca) <i>Coptotermes</i> sp. (cupins) <i>Cosmopolites sordidus</i> (moleque-da-bananeira) <i>Phyllocoptruta oleivora</i> (ácaro-da-falsa-ferrugem)
Filo Microsporidia	Algumas espécies de <i>Chorthippus</i> (gafanhotos) <i>Planococcus citri</i> (cochonilha-algodão) <i>Anticarsia gemmatalis</i> (lagarta-da-soja)
<i>Paecilomyces lilacinus</i> <i>Arthoborus oligospora</i>	<i>Meloidogyne</i> sp. (gênero de fitonematoides)
<i>Paecilomyces fumosoroseus</i> <i>Isaria fumosorosea</i>	<i>Bemisia tabaci</i> (mosca-branca) Ordem Sternorrhyncha (pulgões)
<i>Hirsutella thompsonii</i>	Algumas espécies de ácaros
<i>Clonostachys rosea</i>	Gênero <i>Fusarium</i> (podridão radicular) Gênero <i>Sclerotinia</i> (mofo-branco) Gênero <i>Rhizoctonia</i> (podridão radicular) Nematóides do gênero <i>Heterodera</i> Nematóides do gênero <i>Globodera</i>
<i>Dactylella leptospora</i>	Algumas espécies de nematoides, principalmente na cultura dos citros
<i>Metarhizium rileyi</i>	<i>Anticarsia gemmatalis</i> <i>Chrysodeixis includens</i> <i>Colias lesbia</i> <i>Helicoverpa armigera</i> <i>Helicoverpa zea</i> <i>Heliothis virescens</i> <i>Plathypena scabra</i> <i>Pseudoplusia includens</i> <i>Spodoptera frugiperda</i> <i>Trichoplusia ni</i>

\* Uso em qualquer cultura na qual ocorram

## 4.5. Ácaros

Os ácaros predadores são empregados para o controle biológico como uma opção para auxiliar no manejo integrado de pragas. As principais pragas controladas por ácaros predadores no cenário agrícola são: ácaros fitófagos, que alimentam-se de plantas, tripes, mosca-branca e pragas de solo como a mosca fungus gnats (POLETTI, 2010).

Abaixo estão os ácaros mais empregados no biocontrole de pragas do Brasil:

### 4.5.1. *Stratiolaelaps scimitus*

O *Stratiolaelaps scimitus* é um ácaro predador que atua no controle de uma praga de solo comum em viveiro de mudas de hortaliças, plantas ornamentais e frutíferas, a mosca fungus gnats. O ácaro atua predando o ovo e a larva da praga (POLETTI, 2010).



Figura 8 - *Stratiolaelaps scimitus* predando ovo e larvas de fungus gnats

Fonte: a esquerda, Planet Natural Research Center (2014); a direita, Moreira (2019)

#### 4.5.2. *Phytoseiulus macropilis* e *Neoseiulus californicus*

Outros dois ácaros empregados no biocontrole são o *Phytoseiulus macropilis* e o *Neoseiulus californicus*, ambos da família Phytoseiidae, importantes no controle de ácaros fitófagos. Os dois ácaros citados predam todas as fases de desenvolvimento do ácaro-rajado, praga de diversas culturas de importância econômica. Existe diferenciação entre estas duas espécies quanto aos hábitos alimentares. O ácaro predador *P. macropilis* possui uma dieta específica de ácaros-rajados, desenvolvendo-se facilmente em grandes populações da praga e morrendo na ausência dela. Já o ácaro predador *N. californicus* possui uma dieta mais ampla, alimentando-se de pulgões, tripses, pólen e ácaro-rajado, permitindo sua sobrevivência em uma população mais baixa da praga, possibilitando sua utilização em baixas a médias infestações da praga (SATO, 2020).



Figura 9 - A esquerda, o ácaro *P. macropilis* e, a direita, o ácaro *Neoseiulus californicus*, ambos predando o ácaro-rajado

Fonte: a esquerda, Alchetron; a direita, Good Fruit and Vegetables (2020)

### 4.5.3. *Amblyseius tamatavensis*

O *Amblyseius tamatavensis*, ácaro nativo do Brasil, também da família Phytoseiidae, tem mostrado eficiência no controle da mosca-branca biótipo B, presente principalmente na cultura do tomate (ALVARO, 2019). Recentemente houve o registro deste ácaro no MAPA (Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento).

### 4.5.4. Aplicação

Quanto à aplicação de ácaros, esta pode ser calculada em quantidade de ácaros por metro quadrado ou hectare, e a dose varia de acordo com o produto e a situação analisada. Geralmente, são aplicados de centenas a milhares de indivíduos por metro quadrado e de dezenas a centenas de milhares por hectare. O recipiente contendo os ácaros pode variar de tamanho e quantidade de ácaros predadores, sendo necessário a rápida utilização do produto após seu recebimento.

Tabela 5 - Ácaros utilizados no controle biológico e seus respectivos alvos

Agente de controle	Principais alvos*
<i>Phytoseiulus macropilis</i> <i>Neoseiulus californicus</i> <i>Phytoseiulus persimilis</i>	<i>Tetranychus urticae</i> (ácaro-rajado)
<i>Amblyseius tamatavensis</i>	<i>Bemisia tabaci</i> biótipo B (mosca-branca)
<i>Neoseiulus cucumeris</i> <i>Neoseiulus barkeri</i> <i>Iphiseius degenerans</i>	Tripes
<i>Hypoaspis</i> spp. <i>Stratiolaelaps scimitus</i>	<i>Fungus gnats</i> (mosca-dos-fungos)

\*Uso em qualquer cultura na qual ocorram

## 4.6. Vírus

Dentre os mais de 20 grupos de vírus conhecidos por apresentar patogenicidade a insetos, a principal família de vírus utilizada como agente biológico de controle é a Baculovirus (MARTIGNONI; IWAI, 1986<sup>13</sup> apud VALICENTE, 2009), a qual possui o maior potencial de controle e que envolve tipos virais que agem especificamente sobre invertebrados e, por isso, apresentam baixo risco ao meio ambiente. Essa família se divide em dois gêneros, os granulovírus e os nucleopoliedrovírus, sendo este último o que envolve as espécies mais utilizadas (VALICENTE; TUELHER, 2009) e que é conhecido como vírus da poliedrose nuclear. O gênero Nucleopoliedrovírus ainda se divide nos sub-gêneros: “Vírus de Simples Nucleocapsídeo” (SNPV) e “Vírus de Múltiplos Nucleocapsídeos” (MNPV).

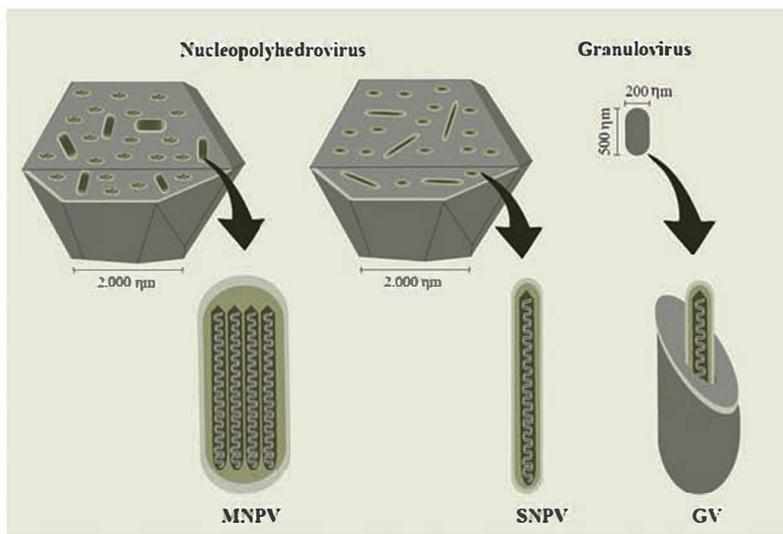


Figura 10 - A família baculovirus

Fonte: Craveiro (2012)

<sup>13</sup> MARTIGNONI, M.E.; IWAI, P.J. **A catalogue of viral diseases of insects, mites, and ticks**. 4<sup>th</sup> ed. Portland: USDA, Forest Service, Pacific Northwest Research Station, 1986. 51 p. (USDA. General Technical Report, PNW-195).

Um aspecto importante a se ressaltar quanto aos baculovirus é sua estrutura de resistência e proteção que permite a transmissão do vírus de um inseto para o outro (transmissão horizontal) (BLISSARD; ROHRMANN, 1990<sup>14</sup> apud VALICENTE, 2009). Assim, o vírus apresenta infectividade mesmo estando fora do hospedeiro (HUNTER-FUJITA et al., 1998<sup>15</sup> apud VALICENTE, 2009), o que possibilita formular bioinseticidas que consigam ser armazenados enquanto não forem usados no campo.

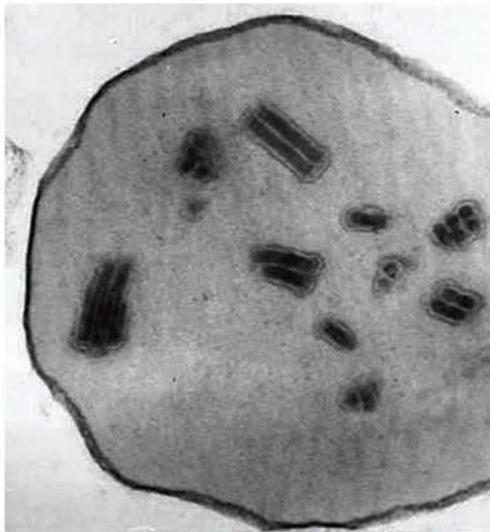


Figura 11 - Vírus da poliedrose nuclear em uma célula.  
Fonte: Valicente (2020)

Em primeiro lugar, é necessário entender que os vírus que serão descritos possuem mecanismo de ação similar, agem sobre lagartas e necessitam estar presente nas folhas para apresentarem efeito, uma vez que serão ingeridos quando lagartas consumirem os fragmentos vegetais.

---

<sup>14</sup> BLISSARD, C.W.; ROHRMANN, C.E. Baculovirus diversity and molecular biology. *Annual Review of Entomology*, Palo Alto, v. 35, p. 127-155, 1990.

<sup>15</sup> HUNTER-FUJITA, E.R. et al. (Ed.). *Insect viruses and pest management*. New York: John Wiley, 1998. 632 p.

Quanto à ação dos vírus, ao serem ingeridos e entrarem em contato com a condição alcalina do trato digestivo do inseto, terão a cobertura proteica dissolvida e liberarão as partículas virais, promovendo a infecção no organismo. Tais partículas penetrarão nas células do sistema digestivo e passarão a se replicar ao se aproveitarem do metabolismo, espalhando-se pelo corpo do organismo principalmente via "sangue" (Figura 12). Como a replicação acarreta na ruptura da célula da lagarta e ela ocorre em todos os tecidos, a lagarta acaba morrendo (VALICENTE; TUELHER, 2009), o que demora de 4 a 6 dias após feita a aplicação.

### NPV infection of an insect host

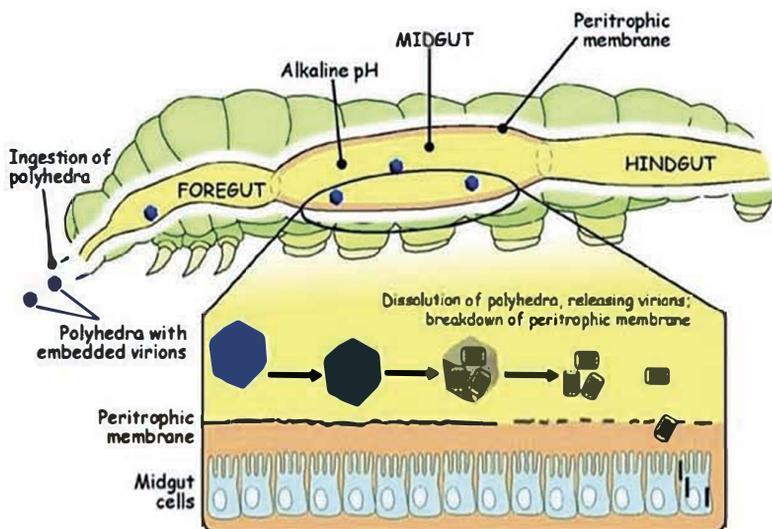


Figura 12 - Processo de infecção da lagarta pelo baculovirus. Inicialmente ocorre a ingestão do vírus, o qual ao entrar em contato com um diferente pH do trato digestivo, terá sua cobertura dissolvida. Com isso, libera-se as partículas virais, que penetram nas células do trato digestivo. Assim, inicia-se o processo de replicação e disseminação do vírus pelo corpo do inseto. Após a replicação, ocorre a quebra das membranas celulares, e isso ocorrendo nos diversos tecidos, provoca a morte do inseto, liquefazendo-o internamente

Fonte: Valicente (2020)

Um ponto relevante é o de que após a morte da lagarta, os seus tecidos se liquefazem e esse líquido está repleto de vírus (infecção secundária), acarretando em novos ciclos de infecção e rápida infestação. Assim, recomenda-se que seja feita a coleta de lagartas mortas na lavoura, para posterior processamento destas e pulverização do líquido resultante repleto de baculovírus sobre a cultura. Para tanto, atualmente, obteve-se alguns isolados de baculovírus cujas lagartas infectadas não apresentaram liquefação de seus tecidos (Figura 13), o que facilita e otimiza a coleta dessas larvas, melhorando o controle.



Figura 13 - Lagartas infectadas por baculovírus, sendo que na esquerda, diferente da direita, houve liquefação dos tecidos

Fonte: a esquerda (USDA, 2020); a direita (F. Valicente)

Alguns sintomas que podem ser observados nas lagartas infectadas são a perda de apetite, a redução de mobilidade, a descoloração e o aspecto flácido e oleoso do corpo. Outro fato interessante é que o inseto morre dependurado pelas patas abdominais.

Como relatado, a infecção pelo vírus ocorre via ingestão de folha pela lagarta, desta forma, fatores que influenciam na alimentação da lagarta são extremamente importantes, como o tamanho da larva, o qual relaciona-se com a taxa de alimentação, e o comportamento alimentar. Além disso, é necessário que a folha esteja coberta do vírus, o que é afetado pela qualidade da pulverização. Por fim, as condições climáticas também interferem, sendo que em período chuvoso os

vírus são mais virulentos e se espalham mais, e em períodos abaixo de certa temperatura a lagarta tende a não se alimentar, não sendo infectada.

Quando se trata das pragas *Helicoverpa armigera* e *Spodoptera frugiperda* (lagarta-militar) é importante ressaltar que o período ideal de aplicação do produto é quando essas lagartas se encontram entre o primeiro e o terceiro ínstar, de 1 a 13 mm e de 1 a 8 mm, respectivamente. Já a lagarta-falsa-medideira (*Chrysodeixis includens*) é tolerável até o quarto ínstar, ou seja, de 1 a 16 mm.

Em relação ao uso dos vírus como agente de biocontrole, a morte dos insetos não é rápida, porém após terem sido infectados reduzem em até 93% a sua alimentação e também diminuem sua mobilidade (VALICENTE, 2020). Outro ponto de destaque é a complexidade da produção massal deste biodefensivo, o que pode ser um obstáculo para a expansão de seu uso.

Ademais, vale lembrar que são encontrados não só produtos com uma espécie, mas também existem produtos com uma mistura de espécies de vírus. Sua aplicação pode alcançar 300 bilhões de corpos virais por hectare.

Em suma, existem diversos vírus encontrados que são potenciais agentes de controle biológico, exemplos são para o controle do mandarová em algumas culturas (Granulovírus *Erinnyis ello*) (BARRERA et al., 2014), e para o controle da lagarta-do-álamo (Baculovírus *Condylorrhiza vestigialis*) (CASTRO et al., 2004).

O mandarová-da-mandioca (*Erinnyis ello* L.) ataca as folhas de todas as idades, dando preferência às mais novas, podendo causar uma desfolha total das plantas, prejudicando a produtividade da planta desfolhada, reduzindo em até 64% do rendimento das raízes, e também favorecendo o crescimento de plantas daninhas por aumentar a incidência de luz no solo (RINGENBERG et al., 2010).

A infecção da lagarta por Granulovírus *Erinnyis ello* acontece também após a ingestão das folhas com o vírus. Assim como ocorre em outras espécies infectadas por Baculovírus, os sintomas após a infecção são vômitos, corpo flácido, palidez, letargia e, então, morte da lagarta. Do mesmo modo, devido à sua ação um pouco mais lenta, é importante aplicar nos estádios iniciais da praga para reduzir os danos causados pela desfolha e aumentar a sua eficiência, pois a sua ação está associada ao tamanho e ao sistema imunológico da lagar-

ta, sendo a sua mortalidade maior naquelas que estão nos primeiros estágios larvais (FAZOLIN et al., 2007; RINGENBERG et al., 2010).

Abaixo se encontra uma tabela (Tabela 6) de exemplares virais e seus alvos respectivos, sendo possível evidenciar que tais agentes não possuem um grande espectro de hospedeiros. Nesta tabela se encontram os principais vírus utilizados atualmente para o controle de pragas como também os que estão sendo pesquisados.

Tabela 6 - Vírus para controle de pragas agrícolas e seus respectivos alvos de atuação

<b>Agente de controle</b>	<b>Principais alvos*</b>
**AgMNPV - <i>Anticarsia gemmatalis multiple nucleopolyhedrovirus</i>	<i>Anticarsia gemmatalis</i> (lagarta-da-soja) <i>Helicoverpa armigera</i> (lagarta-do-algodão)
**AcMNPV - <i>Autographa californica multiple nucleopolyhedrovirus</i>	<i>Helicoverpa armigera</i> (lagarta-do-algodão)
**ChinNPV - <i>Chrysodeixis includens nucleopolyhedrovirus</i>	<i>Chrysodeixis includens/Pseudoplusia includens</i> (lagarta-falsa-medeira)
CuniNPV - <i>Culex nigripalpus nucleopolyhedrovirus</i>	<i>Culex nigripalpus</i> (mosquito vetor de doenças humanas) <i>Culex quinquefasciatus</i> (mosquito vetor de doenças humanas)
HearGV - <i>Helicoverpa armigera granulovirus</i>	<i>Helicoverpa armigera</i> (lagarta-do-algodão)
**HearNPV - <i>Helicoverpa armigera nucleopolyhedrovirus</i>	<i>Helicoverpa armigera</i> (lagarta-do-algodão) <i>Heliothis virescens</i> (lagarta-da-maçã) <i>Helicoverpa zea</i> (broca-grande-do-fruto)
**HezeSNPV - <i>Helicoverpa zea single nucleopolyhedrovirus</i>	<i>Helicoverpa armigera</i> (lagarta-do-algodão)
SeNPV - <i>Spodoptera exigua</i>	<i>Spodoptera exigua</i>
**SfMNPV - <i>Spodoptera frugiperda nucleopolyhedrovirus</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i> (lagarta-militar ou lagarta-do-cartucho-do-milho)

\*Uso em qualquer cultura na qual ocorram

\*\*Agentes de controle mais disseminados na agricultura brasileira

## 4.7. Insetos

Os insetos representam uma parte importante dos atuais produtos disponíveis no mercado de controle biológico (ABCBio, 2019). Os principais insetos comercializados podem ser divididos em grupos de acordo com o mecanismo de controle executado, dividindo-os em parasitoides, predadores e insetos estéreis.

Os parasitoides têm como mecanismo de ação a colocação de ovos, ato conhecido como oviposição, em lagartas, pupas ou ovos de pragas, com consequente desenvolvimento do parasitoide e morte da praga (BUENO; SPALDING; BUENO, 2020). Exemplos de parasitoides são: *Cotesia flavipes*, *Telenomus podisi*, *Trissolcus basal*, *Tetrastichus howardi* e insetos do gênero *Trichogramma*.

Os predadores realizam o controle por meio da predação direta, com utilização da praga para sua alimentação. Exemplos de predadores são: *Cryptolaemus montrouzieri* e *Orius insidiosus*.

Os insetos estéreis têm como mecanismo de ação o impedimento do surgimento de novos indivíduos de pragas, por meio da realização de uma reprodução ineficiente. O indivíduo estéril ao cruzar com o fértil não permite a formação de novos indivíduos. Um exemplo de inseto desse grupo é a pupa de macho estéril da mosca das frutas, *Ceratitidis capitata* (IMPERATO, 2015).

Serão descritos os insetos mais empregados no biocontrole de pragas na agricultura brasileira.

### 4.7.1. *Cotesia flavipes*

A *Cotesia flavipes*, uma microvespa parasitoide, atua no controle da praga broca da cana-de-açúcar. O mecanismo de ação dela se dá pela colocação de ovos no corpo da lagarta da broca, os quais liberam novos indivíduos da vespa que parasitam e matam a lagarta ao se desenvolverem e completarem seu ciclo usando a estrutura da lagarta como suporte e fonte nutricional (NAVA, 2009).



Figura 14 - À direita, *Cotesia flavipes* ovipositando na broca-da-cana. À esquerda, larvas de *Cotesia flavipes* saindo do corpo da lagarta da broca

Fonte: a esquerda, Negri (2012); a direita, Oliveira (2015)

#### 4.7.2. O Gênero *Trichogramma*

As microvespas parasitoides do gênero *Trichogramma* incluem *T. galloi*, *T. pretiosum* e o *T. atopovirilia*. O mecanismo de ação entre eles é semelhante, e se dá pela colocação de seus ovos em ovos da praga-alvo. Os ovos ao se eclodirem liberam indivíduos que parasitam e matam os ovos da praga ao se desenvolverem e completarem seu ciclo. A diferença entre as espécies do gênero se dá pelas pragas controladas, sendo *T. galloi* responsável pelo controle da broca da cana-de-açúcar, e o *T. pretiosum* juntamente com o *T. atopovirilia* de pragas como *Spodoptera frugiperda* (lagarta-do-cartucho), *Helicoverpa zea* (lagarta-da-espiga-do-milho), *Chrysodeixis includens* (lagarta-falsa-medideira), entre outras (PARRA, 2015; BESERRA; PARRA, 2004).

Um estudo conduzido com as espécies *T. pretiosum* e *T. atopovirilia*, visando à comparação do parasitismo em ovos de *Spodoptera frugiperda* (lagarta-do-cartucho), mostrou uma diferença significativa do número de ovos parasitados pela espécie *T. atopovirilia* em relação a *T. pretiosum*, sendo a primeira responsável pelo maior ataque aos ovos do hospedeiro e conseqüentemente uma espécie promissora para o controle dessa praga (BESERRA; PARRA, 2004). Assim, o estudo

pressupõe que o *T. atopovirilia* é mais eficaz no controle de pragas que possuem ovos mais aglomerados e sobrepostos, como no caso da *Spodoptera*, pelo fato de conseguir atingir os ovos mais internos.

É importante relatar a ausência do registro de *T. atopovirilia* no MAPA como um produto biológico, desta forma a manutenção natural deste organismo na área produtora pode ser feita, por exemplo, através da utilização de inseticidas seletivos ao parasitoide.

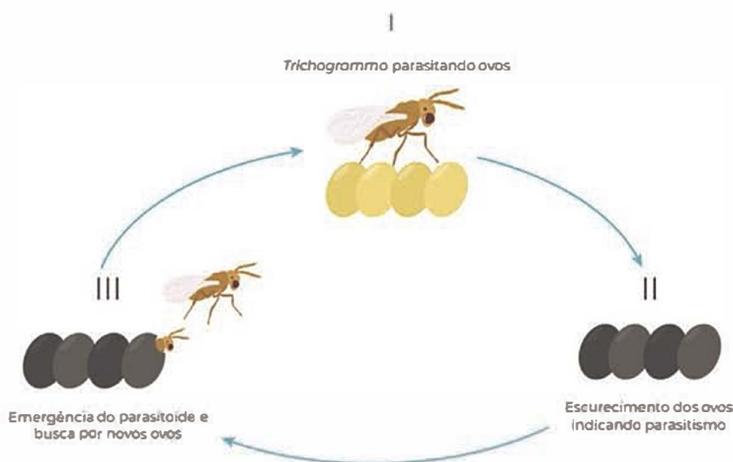


Figura 15 - Ciclo comum do gênero *Trichogramma*

Fonte: Nora (2020)

#### 4.7.3. *Telenomus podisi*

*Telenomus podisi*, que também é uma microvespa parasitoide, tem o mecanismo de ação semelhante ao *Trichogramma*, mudando apenas a praga em que atua, o percevejo-marrom, praga importante na cultura da soja (PACHECO et al., 2000).



Figura 16 - *Telenomus podisi* ovipositando ovos do percevejo-marrom  
Fonte: Carneiro (2020)

#### 4.7.4. *Trissolcus basalis*

Outra microvespa parasitoide de ovos, ou seja, que coloca ovos dentro dos ovos da praga, é a *Trissolcus basalis*, utilizada para o controle de percevejos na cultura da soja, principalmente o percevejo-verde (CORREA, 1993).



Figura 17 - *Trissolcus basalis* ovipositando nos ovos do percevejo-verde  
Fonte: Haydu (1991)

#### 4.7.5. *Orius insidiosus*

O *Orius insidiosus* é um percevejo do grupo dos predadores e apresenta o aspecto generalista, atuando sobre diversas pragas. Porém, em produtos registrados pelo MAPA, ele é recomendado somente para o controle de tripes, por meio da predação destes em suas diversas formas de desenvolvimento (LEFEBVRE, 2013).



Figura 18 - *Orius insidiosus* predando uma ninfa de tripes

Fonte: Moreira (2019)

#### 4.7.6. *Ceraeochrysa cubana* e *Chrysoperla externa*

Esses dois crisopídeos são predadores e conhecidos popularmente como “bicho-lixeiro”. Eles possuem diversidade alimentar e, por isso, são responsáveis pelo controle de diversas pragas, como afídeos, pequenas lagartas, ácaros, cochonilhas, moscas-brancas e pulgões (ALVIM, 2016). Não há o registro de um produto comercial no MAPA, porém há a sua comercialização em pequena escala. A melhor estratégia para manutenção do “bicho-lixeiro” na área é a utilização de inseticidas seletivos a este inseto.

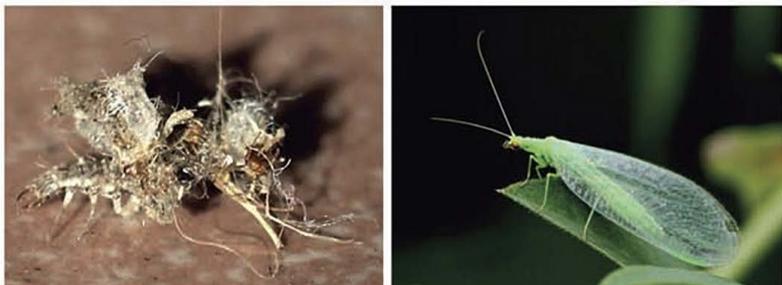


Figura 19 - A esquerda, a fase larval do “bicho-lixeiro”, que possui carapaça com restos de presas. A direita, um “bicho-lixeiro” adulto

Fonte: a esquerda, Soares (2017); a direita, Total Survival (2020)

#### 4.7.7. *Doru luteipes*

Conhecido popularmente como “tesourinha”, este predador generalista é importante pela sua alta fome e capacidade de atacar diversos insetos-praga, principalmente em suas formas jovens e ovos. Algumas pragas importantes atacadas pela “tesourinha” são: bicudo-do-algodoeiro, broca-da-cana e *Spodoptera frugiperda* (lagarta-do-cartucho), sendo esta última praga uma importante causadora de prejuízos em muitas culturas, mas em especial à do milho (SILVA, 2017). Não há registro de um produto comercial com este predador no MAPA, assim é essencial que se mantenha a população natural de *Doru luteipes* através da utilização de produtos químicos seletivos.



Figura 20 - *Doru luteipes* predando ovos de *Spodoptera frugiperda*

Fonte: Flickr (2018)

#### 4.7.8. Família Coccinellidae

A família Coccinellidae presente na ordem Coleoptera é conhecida por apresentar predadores característicos do controle biológico: as joaninhas. Estes insetos em sua maioria são predadores generalistas, alimentando-se principalmente de pulgões. As fases adultas e de larvas realizam o controle biológico (OLIVEIRA et al., 2004). O único produto registrado no MAPA é de *Cryptolaemus montrouzieri*, uma joaninha predadora responsável pelo controle de pulgões e da praga cochonilha-rosada (SANCHES et al., 2010). É importante frisar que a manutenção da população natural de joaninhas é necessária e pode ser realizada por meio da aplicação de inseticidas seletivos.



Figura 21- *Cryptolaemus montrouzieri* predando cochonilha-rosada

Fonte: Trifecta (2021)



Figura 22 - Joaninha predando pulgões

Fonte: Schwanz (2017)

#### 4.7.9. Outros insetos usados como agentes de controle

Alguns insetos também importantes para o controle de pragas nas lavouras, principalmente nas culturas de soja, milho, cana e algodão são descritos na tabela abaixo (Tabela 7). É importante comentar que grande parte destes citados não são comercializados, então é importante que se realize sua manutenção no agroecossistema. Alguns dos insetos mencionados são incomuns no Brasil, porém apresentam grande importância no controle biológico mundial.

Tabela 7 - Insetos utilizados como agentes biológicos de controle

(continua)

Agente de controle	Principais alvos*
<i>Trichopoda giacomellii</i>	Percevejo-verde
<i>Cotesia flavipes</i>	Broca-da-cana-de-açúcar ( <i>Diatraea saccharalis</i> )
<i>Trichogramma galloi</i>	Broca-da-cana-de-açúcar ( <i>Diatraea saccharalis</i> )
<i>Trichogramma pretiosum</i>	<i>Chrysodeixis includens</i> (lagarta-falsa-medideira)
<i>Trichogramma atopovirilia</i>	<i>Helicoverpa zea</i>
	<i>Spodoptera frugiperda</i> (lagarta-militar ou lagarta-do-cartucho-do-milho)
<i>Telenomus podisi</i>	Percevejo-marrom
<i>Trissolcus basalisi</i>	Percevejo-verde
<i>Orius insidiosus</i>	Tripes
	Cochonilha
	Mosca-branca
<i>Ceraeochrysa cubana</i>	Pequenas lagartas
	Ácaros
	Pulgões
	Cochonilha
	Mosca-branca
<i>Chrysoperla externa</i>	Pequenas lagartas
	Ácaros
	Pulgões
	<i>Spodoptera frugiperda</i> (lagarta-militar ou lagarta-do-cartucho-do-milho) (ovos e lagartas pequenas)
<i>Doru luteipes</i>	<i>Helicoverpa zea</i> (ovos e lagartas pequenas)
Família Coccinellidae	Pulgões
Pupa de macho estéril da mosca das frutas	Mosca-das-frutas
<i>Tetrastichus howardi</i>	<i>Helicoverpa armigera</i> (lagarta-do-algodão)
	Broca-da-cana-de-açúcar ( <i>Diatraea saccharalis</i> )

Tabela 7 - Insetos utilizados como agentes biológicos de controle (conclusão)

Agente de controle	Principais alvos*
<i>Calosoma</i> sp.	Lagartas desfolhadoras
<i>Geocoris</i> spp.	Mosca-branca <i>Bemisia</i> spp. Lagartas de primeiro e segundo instar Ácaros
<i>Nabis</i> spp.	<i>Helicoverpa zea</i> <i>Anticarsia gemmatalis</i> (lagarta-da-soja) <i>Chrysodeixis includens</i> (lagarta-falsa-medideira)
<i>Podisus nigrispinus</i>	<i>Diabrotica speciosa</i> <i>Anticarsia gemmatalis</i> (lagarta-da-soja) <i>Chrysodeixis includens</i> (lagarta-falsa-medideira) Complexo <i>Spodoptera</i>
<i>Alcaeorrhynchus grandis</i>	<i>Anticarsia gemmatalis</i> (lagarta-da-soja)
<i>Microcharops bimaculata</i>	<i>Anticarsia gemmatalis</i> (lagarta-da-soja)
<i>Telenomus remus</i>	Complexo <i>Spodoptera</i>
<i>Hexacladia smithii</i>	Percevejo-marrom
<i>Encarsia formosa</i>	
<i>Eretmocerus mundus</i>	Mosca-branca
<i>Eretmocerus eremicus</i>	
<i>Macrolophus pygmaeus</i>	
<i>Feltiella acarisuga</i>	Ácaros
<i>Aphelinus abdominalis</i>	
<i>Aphidius ervi</i>	Pulgões
<i>Episyrphus balteatus</i>	
<i>Aphidius colemani</i>	
<i>Dacnusa sibirica</i>	Moscas-minadoras
<i>Diglyphus isaea</i>	
<i>Leptomastix dactylopii</i>	Cochonilha-farinhenta
<i>Lydella minense</i>	
<i>Hypobracon</i> sp.	Broca-da-cana-de-açúcar ( <i>Diatraea saccharalis</i> ) (parasitoides de larva)
<i>Agathis</i> sp.	
<i>Paratheresia claripalpis</i>	
<i>Xanthopimpla stemmator</i>	
<i>Trichospilus diatraeae</i>	Broca-da-cana-de-açúcar ( <i>Diatraea saccharalis</i> ) (parasitoides de pupa)
<i>Palmistichus elaeisis</i>	
<i>Telenomus remus</i> (parasitoides de ovos)	<i>Spodoptera frugiperda</i> (lagarta-militar ou lagarta-do-car- tucho-do-milho)

\*Uso em qualquer cultura a qual ocorram

#### 4.7.10. Aplicação

A aplicação de insetos se dá pela liberação de uma quantidade determinada de indivíduos, geralmente dezenas a centenas de milhares por hectare, podendo esta área ser dividida em pontos de aplicação. Atualmente, é possível tanto a aplicação aérea por drones ou aviões como a aplicação terrestre.

Os recipientes de produtos variam conforme o tipo e quantidade de insetos e modo de aplicação. É importante ressaltar que certos produtos trazem os insetos em estágios de pupa, sendo necessário uma aclimatação do produto antes de sua liberação para que se obtenha o efeito de controle desejado.



Figura 23 - A esquerda, aplicação de *Cotesia flavipes* via drone. A direita, aplicação terrestre de um inseto usado no controle biológico

Fonte: a esquerda, Geocom; a direita, Revista RPAnews (2019)



A demanda mundial por alimentos tende a aumentar nos próximos anos. Para tanto, os países produtores devem aumentar suas produções para que esta demanda seja suprida e isso pode ser feito, ou pelo aumento de área agrícola, ou pelo aumento de produtividade. Tendo em vista a sustentabilidade do agroecossistema, a primeira opção não é viável, assim, a saída para os produtores é que haja o incremento na produtividade. Esse feito tende a ser alcançado conforme a produção agrícola se transforme de um modelo convencional para um sustentável, isto é, que abarque mais tecnologias e conhecimentos no processo produtivo, reduzindo o impacto ambiental e mantendo o equilíbrio ecológico.

Por esse motivo, o surgimento de uma agricultura moderna que empregue tais saberes tornará o sistema mais resiliente, ou seja, com maior capacidade de suportar estresses bióticos e abióticos, o que reduzirá o impacto negativo do homem no meio.

Nesse contexto, o uso de produtos biológicos é destaque visto os benefícios propiciados. Em especial no controle de pragas e doenças, agentes de controle biológico são casos de sucesso, vide o crescimento promissor das empresas desse setor. Além disso, pesquisas sobre esse tema têm sido feitas com o objetivo de desenvolver e melhorar compreender novos organismos.

Por fim, o conhecimento gerado deverá alcançar os produtores, onde se destaca o papel do engenheiro agrônomo na função de difusão destas tecnologias para o estabelecimento de uma agricultura moderna que seja produtiva e ao mesmo tempo sustentável.



ABATI, K. **Produção de fungo entomopatogênico *Metharizium rileyi* (Farlow) por fermentação líquida e sólida**. 2015. 66 f. Dissertação (Mestrado em Entomologia – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo. Piracicaba, 2015. Disponível em: <[https://teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11146/tde-13112015-135618/publico/Kauana\\_Abati.pdf](https://teses.usp.br/teses/disponiveis/11/11146/tde-13112015-135618/publico/Kauana_Abati.pdf)>. Acesso em: 01 jul. 2021.

ANTUNES, C.H. **Avaliação da comunidade microbiana do solo em um sistema de plantio direto sob diferentes condições de calagem e aplicação de nitrogênio**. 2018. 73 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa, 2018. Disponível em: <<https://tede2.uepg.br/jspui/bitstream/prefix/2507/4/Carlos%20henrique%20Antunes.pdf>>. Acesso em: 09 jul. 2021.

ÁLVARO, J.C. Predador aliado. **Revista Cultivar**, Pelotas, p. 29-29, 2019. Disponível em: <<https://www.grupocultivar.com.br/materias/predador-aliado>>. Acesso em: 08 maio 2020.

ALVES, V.S.; MOINO JUNIOR, A.; SANTA-CECILIA, L.V.C. Testes em condições para o controle de *Dysmicoccus texensis* (Tinsley) (Hemiptera, Pseudococcidae) em cafeeiro com nematoides entomopatogênicos do gênero *Heterorhabditis* (Rhabditida, Heterorhabditidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 53, n. 1, p. 139-143, 2009. Disponível em: <<https://www.scielo.br/pdf/rbent/v53n1/29.pdf>>. Acesso em: 20 jul. 2020.

ALVIM, A.E. **Controle biológico de pragas**: pesquisas da UFLA buscam tornar os crisopídeos acessíveis ao produtor. 2016. Disponível em: <<http://www.ufla.br/dcom/2016/04/06/controle-biologico-de-pragas-pesquisas-da-ufla-buscam-tomar-os-crisopideos-acessiveis-ao-produtor/>>. Acesso em: 20 jul. 2020.

ANDOW, D.A. Vegetational diversity and arthropod population response. **Annual Review of Entomology**, Palo Alto, v. 36, p. 561-586, 1991.

ARAUJO, C.R. **Agroecologia**. EMBRAPA, 2021. Disponível em: <[https://www.embrapa.br/contando-ciencia/agroecologia/-/asset\\_publisher/Gh7VcqVqPYX/content/insetos-do-bem/1355746?inheritRedirect=false](https://www.embrapa.br/contando-ciencia/agroecologia/-/asset_publisher/Gh7VcqVqPYX/content/insetos-do-bem/1355746?inheritRedirect=false)>. Acesso em: 29 ago. 2021.

ARRIGONI, E.B. Controle biológico das pragas da cana-de-açúcar. In: WORKSHOP FAPESP: CONTROLE BIOLÓGICO CANA-DE-AÇÚCAR, 2016, Piracicaba. Piracicaba: CTC, 2016. Disponível em: <<http://www.fapesp.br/eventos/2016/02/cb/Enrico.pdf>>. Acesso em: 31 ago. 2020.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DAS EMPRESAS DE CONTROLE BIOLÓGICO. **Controle biológico**: estratégia que agrega sustentabilidade à agricultura. 2019b. Disponível em: <<https://www.abcbio.org.br/blog/controle-biologico/>>. Acesso em: 08 maio 2020.

BARBIERI, M. **Bioatividade do solo sob plantio direto com sucessão e rotação de culturas**. 2017. 61 f. Dissertação (Mestrado em Agrobiologia) – Centro de Ciências Naturais e Exatas, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2017. Disponível em: <[https://repositorio.ufsm.br/bitstream/handle/1/12482/DIS\\_PPGAGROBIOLOGIA\\_2017\\_BARBIERI\\_MIRIAN.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://repositorio.ufsm.br/bitstream/handle/1/12482/DIS_PPGAGROBIOLOGIA_2017_BARBIERI_MIRIAN.pdf?sequence=1&isAllowed=y)>. Acesso em: 12 jul. 2021.

BARRERA, G. et al. Caracterización morfológica, biológica y genética de un aislamiento colombiano de granulovirus de *Erinyis ello* (L.) (Lepidoptera: Sphingidae). **Revista Colombiana de Biotecnología**, Bogotá, v. 16, n. 2, p. 129-140, dec. 2014. Disponível em: <[http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0123-34752014000200016&lng=en&nrm=iso](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0123-34752014000200016&lng=en&nrm=iso)>. <http://dx.doi.org/10.15446/rev.colomb.biote.v16n2.41663>>. Acesso em: 08 maio 2020.

BECNEL, J.J. et al. *Culex nigripalpus* nucleopolyhedrovirus (CuniNPV) infections in adult mosquitoes and possible mechanisms for dispersal. **Journal of Invertebrate Pathology**, Amsterdam, v. 83, n. 2, p. 181-183, June 2003. [http://dx.doi.org/10.1016/s0022-2011\(03\)00058-2](http://dx.doi.org/10.1016/s0022-2011(03)00058-2).

BESERRA, E.B.; PARRA, J.R.P. Biologia e parasitismo de *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner e *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera, Trichogrammatidae) em ovos de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera, Noctuidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 48, n. 1, p. 119-126, mar. 2004. Disponível em: <[http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0085-56262004000100020&lng=en&nrm=iso](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0085-56262004000100020&lng=en&nrm=iso)>. <https://doi.org/10.1590/S0085-56262004000100020>. Acesso em: 14 ago. 2020.

BRAVO, A.; GILL, S.S.; SOBERON, M. *Bacillus thuringiensis* mechanisms and use. In: GILBERT, L.I.; IATROU, K.; GILL, S.S. (Ed.). **Comprehensive molecular insect science**. New York: Elsevier, 2005. v. 6, p. 175-206. Disponível em: <[https://www.researchgate.net/publication/285164063\\_Bacillus\\_thuringiensis\\_Mechanisms\\_and\\_Use](https://www.researchgate.net/publication/285164063_Bacillus_thuringiensis_Mechanisms_and_Use)>. Acesso em: 03 abr. 2021.

BUENO, A.F.; SPALDING, B.S.C.; BUENO, R.C.O.F. Parasitoides. Disponível em: <<https://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/soja/arvore/CONT000g0Gpptav02wx5ok026zpxg6uf5diw.html>>. Acesso em: 08 maio 2020.

BUENO, A.F. et al. Inimigos naturais das pragas da soja. In: HOFFMANN-CAMPO, C.B. et al. (Ed.). **Soja: manejo integrado de insetos e outros artrópodes-praga**. Disponível em: <<http://www.cnpso.embrapa.br/artropodes/Capitulo8.pdf>>. Acesso em: 22 jul. 2020.

BUENO, F.; MENDES, I. A diversidade microbiana e a qualidade dos solos agrícolas. **Jornal Dia de Campo**. 2021. Disponível em: <<http://diadecampo.com.br/zpublisher/materias/Materia.asp?id=22824&secao=Colunas%20e%20Artigos>>. Acesso em: 27 jul. 2021.

CARVALHO, P.H. de. **Controle biológico e alternativo de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* em tomateiro**. Brasília, 2017. 98 p. Disponível em: [https://repositorio.unb.br/bitstream/10482/23402/1/2017\\_Patr%C3%ADciaHonoratodeCarvalho.pdf](https://repositorio.unb.br/bitstream/10482/23402/1/2017_Patr%C3%ADciaHonoratodeCarvalho.pdf). Acesso em: 08 maio 2020.

CASTRO, M.E.B. de et al. Molecular biology of baculovirus and its use in biological control in Brazil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 10, p. 1733-1761, Oct. 1999. Disponível em: <[http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0100-204X1999001000001&lng=en&nrm=iso](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-204X1999001000001&lng=en&nrm=iso)>. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X1999001000001>. Acesso em :08 maio 2020.

CASTRO, M.E.B. de et al. **Infecção por *Condylorrhiza vestigialis* nucleopolyhedrovirus em diferentes linhagens celulares e espécies de insetos**. Brasília: EMBRAPA, 2004. 16 p.

CHEN, L. et al. A novel spore wall protein from *Antonospora locustae* (Microsporidia: Nosematidae) contributes to sporulation. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, Beijing, v. 64, p. 779-791, 2017. Disponível em: <<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/pdf/10.1111/jeu.12410>>. Acesso em: 18 ago.2020.

CORREA, F.A.S.F. **Criação em laboratório de *Condylorrhiza vestigialis* (Guenée, 1854) (Lepidoptera: Crambidae) com diferentes dietas artificiais.** 2006. 96 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2006.

CORREA-FERREIRA, B.S. **Utilização do parasitóide de ovos *Trissolcus basalís* (Wollaston) no controle de percevejos da soja.** Londrina: EMBRAPA, CNPSo, 1993. 40 p. (Circular Técnica, 11).

COUTINHO, J.L.B.; CAVALCANTI, V.A.L.B. Utilização do fungo *Beauveria bassiana* no controle biológico do bicudo-do-algodoeiro em Pernambuco. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 5, p. 455-461, maio 1988. Disponível em: <<https://seer.sct.embrapa.br/index.php/pab/article/view/13888>>. Acesso em: 23 jul. 2020.

CRAVEIRO, S.R. **Variação genética e filogenia de *Pseudoplusia includens* single nucleopolyhedrovirus.** 2012. 141 f. Dissertação (Mestrado em Biologia Molecular) - Instituto de Ciências Biológicas, Departamento de Biologia Celular, Universidade de Brasília, Brasília, 2012. Disponível em: <<https://repositorio.unb.br/handle/10482/10483>>. Acesso em: 16 jul. 2020.

CRAVEIRO, S.R. **Genoma e diversidade genética de populações de *Chrysodeixis includens* nucleopolyhedrovirus (ChinNPV).** 2016. 117 f. Tese (Doutorado em Biologia Molecular) - Universidade de Brasília, Brasília, 2016.

CRUZ, I.; MONTEIRO, M.A.R. **Controle biológico da lagarta do cartucho do milho *Spodoptera frugiperda* utilizando o parasitóide de ovos *Trichogramma*.** Sete Lagoas: EMBRAPA, 2004. 4 p. (Comunicado Técnico, 98).

DALI'AGNOL, A.; BUENO, A.F. *Telenomus podisi*: inimigo natural de percevejos da soja. Disponível em: <<https://blogs.canalrural.com.br/embrapasoja/2020/07/28/telenomus-podisi-inimigo-natural-de-percevejos-da-soja/>>. Acesso em: 27 set. 2021.

DALZOTO, P.R.; UHRY, K.F. Controle biológico de pragas no Brasil por meio de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 71, n. 1, p. 37-41, jan./jun. 2009. Disponível em: <[http://201.55.42.151/uploads/docs/bio/v71\\_1/dalzoto.pdf](http://201.55.42.151/uploads/docs/bio/v71_1/dalzoto.pdf)>. Acesso em: 23 jul. 2020.

DUARTE, E.M.G.; CARDOSO, I.M.; FÁVERO, C. Terra forte. **Revista Agrícolas**, Rio de Janeiro, v. 5, n. 3, p. 11-15, set. 2008. Disponível em: <http://bibliotecadigital.abong.org.br/bitstream/handle/11465/584/235/pdf?sequence=1&isAllowed=y>. Acesso em: 20 jul. 2021.

EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Milho e Sorgo. **Inimigos naturais das pragas de milho *Calosoma* sp.** Sete Lagoas, 2003. 1 folder. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/35756/1/calosoma.pdf>>. Acesso em: 22 jul. 2020.

FAZOLIN, M. et al. **Manejo integrado do mandarová-da-mandioca *Erinnyis ello* (L.) (Lepidoptera: Sphingidae)**: conceitos e experiências na região do Vale do rio Juruá, Acre. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/507332/manejo-integrado-do-mandarova-da-mandioca-erinnyis-ello-l-lepidoptera-sphingidae-conceitos-e-experiencias-na-regiao-do-vale-do-rio-juru-a-cre>>. Acesso em: 21 ago. 2021.

FERNANDES, R.H. et al. *Pochonia chlamydosporia* e *Bacillus subtilis* no controle de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* em mudas de tomateiro. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 30, n. 1, p. 194-200, 2014. Disponível

em: <[http://docs.bvsalud.org/biblioref/2018/10/946990/pochonia-chlamydosporia-e-bacillus-subtilis-o-controle-de-melo\\_aM3USLk.pdf](http://docs.bvsalud.org/biblioref/2018/10/946990/pochonia-chlamydosporia-e-bacillus-subtilis-o-controle-de-melo_aM3USLk.pdf)>.  
Acesso em: 22 jul. 2020.

FLICKR. **Biological control and biorational pesticides for fall armyworm management.** chap. 5, FAW IPM Guide, Table 1. 2018. Disponível em: <Doru luteipes | Chapter 5, FAW IPM Guide – “Biological Contr... | Flickr>. Acesso em: 26 fev. 2021.

FONTES, E.M.G.; VALADARES-INGLIS, M.C. **Controle biológico de pragas da agricultura.** Brasília: EMBRAPA, 2020. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/212490/1/CBdocument.pdf>>. Acesso em: 13 mar. 2021.

FREIRE, E.S. **Manejo integrado de nematoides em grandes culturas.** [s.l.]: Solloagro, 2020. 83 slides, color.

FREIRE, E.S. et al. Manejo de fitonematoides no sistema de plantio direto. In: MEDEIROS, F.H.V. de et al. (Ed.). **Novos sistemas de produção.** Lavras: UFLA, 2011. cap. 8, p. 111-127. Disponível em: <[https://www.researchgate.net/profile/Julio-Carlos-Pereira-Silva/publication/321214236\\_Manejo\\_de\\_fitonematoides\\_no\\_sistema\\_de\\_plantio\\_direto/links/5a156dafa6fdccd697bc248d/Manejo-de-fitonematoides-no-sistema-de-plantio-direto.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Julio-Carlos-Pereira-Silva/publication/321214236_Manejo_de_fitonematoides_no_sistema_de_plantio_direto/links/5a156dafa6fdccd697bc248d/Manejo-de-fitonematoides-no-sistema-de-plantio-direto.pdf)>. Acesso em: 10 jul. 2021.

FUENTES, E.G. et al. *Chrysodeixis chalcites* nucleopolyhedrovirus (ChchNPV): natural occurrence and efficacy as a biological insecticide on young banana plants in greenhouse and open-field conditions on the Canary Islands. **Plos One**, v. 12, n. 7, July 2017. <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0181384>.

GARBUJO, F.J.; JONES, D.L.; ALLEONI, L.R.F. Carbon and nitrogen dynamics in an Oxisol as affected by liming and crop residues under no till. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 75, n. 5, p.1723-1729, 2011.

GARCIA, J.F. **Manual de identificação de pragas da cana-de-açúcar**. Slideshare, 2015. Disponível em: <<https://pt.slideshare.net/mariakatiane/manual-de-identificacao-das-pragas-da-cana>>. Acesso em: 26 fev. 2021.

GAZZONI, D.L. et al. Insects. In EMBRAPA Soja. **Tropical soybean: improvement and production**. Londrina, 1994. p. 81-108. (Plant Production and Protection Series, 27).

GEOCOM TECNOLOGIA NA AGRICULTURA. **Aplicação de *Cotesia flavipes* via drone**. Disponível em: <Aplicação de *Cotesia flavipes* via drone | Geocom ([geocomagro.com.br](http://geocomagro.com.br))>. Acesso em: 26 fev. 2021.

GÓIS, L.A.P. **Diversidade de microsporídeos (Microsporidia) em cochonilhas (Homoptera; Pseudococcidae; *Planococcus citri*) praga de citrinos**. Lisboa: Universidade de Lisboa, 2008. Disponível em: <<https://repositorio.ul.pt/handle/10451/1378?locale=en>>. Acesso em: 17 ago. 2020.

GONÇALVES, P.A.S. A importância da diversidade vegetal no manejo ecológico de insetos em agroecossistemas: uma revisão. **Scientific Electronic Archives**, v. 13, n. 6, p. 88-95, June 2020. DOI: <http://dx.doi.org/10.36560/1362020981>. Disponível em: <<https://pdfs.semanticscholar.org/6a28/59aca4d17010e971befbe51a8f57eb765cbe.pdf>>. Acesso em: 12 jul. 2021.

HALFELD-VIEIRA, B.A. et al. (Ed.). **Defensivos agrícolas naturais: uso e perspectivas**. Brasília: EMBRAPA, 2016. 853 p.

HAYDU, J.F. **Controle de percevejo da soja por *Trissolocus basal***. Londrina: EMBRAPA, CNPSo, 1991. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/105476/1/ID-1760.pdf>>. Acesso em: 27 set. 2021.

IMPERATO, R.; RAGA, A. **Técnica de insetos estéreis**. 2015. Disponível em: <[http://www.biologico.sp.gov.br/uploads/docs/dt/DT\\_tecnica\\_inseto\\_esteril.pdf](http://www.biologico.sp.gov.br/uploads/docs/dt/DT_tecnica_inseto_esteril.pdf)>. Acesso em: 08 maio 2020.

ÍNDICE monográfico. 2015. Disponível em: <<http://portal.anvisa.gov.br/documents/111215/117782/B48%2B-%2BBaculovirus%2Bhelicoverpa%2Barmigera.pt>>. Acesso em: 08 maio 2020.

LANNA FILHO, R.; FERRO, H.M.; PINHO, R.S.C. de. Controle biológico mediado por *Bacillus subtilis*. **Revista Trópica – Ciências Agrárias e Biológicas**, Lavras, v. 4, n. 2, p. 12-20, jul. 2010.

LEFEBVRE, M.G.; REGUILÓN, C.; KIRSCHBAUM, D.S. Evaluación del efecto de la liberación de *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae), como agente de control biológico de trips en el cultivo de frutilla. **RIA. Revista de Investigaciones Agropecuarias**, Buenos Aires, v. 39, n. 3, p. 273-280, 2013.

LEITE, L.G. **Tecnologia sustentável nematoides contra insetos**. Disponível em: <[http://www.biologico.sp.gov.br/uploads/files/pdf/tecnologia\\_sustentavel/nematoides.pdf](http://www.biologico.sp.gov.br/uploads/files/pdf/tecnologia_sustentavel/nematoides.pdf)>. Acesso em: 20 jul. 2020.

LLORENS, E.; GARCIA-AGUSTIN, P.; LAPENA, L. Advances in induced resistance by natural compounds: towards new options for woody crop protection. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 74, n. 1, p. 90-100, Feb. 2016. Disponível em: <[http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0103-90162017000100090&lng=en&nrm=iso](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0103-90162017000100090&lng=en&nrm=iso)>. Acesso em: 08 abr. 2021.

LORENCETTI, G.A.T. et al. Eficiência de *Beauveria bassiana* Vuill. e *Isaria* sp. para o controle de *Thaumastocoris peregrinus* (Carpintero & Dellapé) (Hemiptera: Thaumastocoridae). **Ciências Florestais**, Santa Maria, v. 28, n. 1, p. 403-411, jan./mar. 2018. Disponível em: <[https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1980-50982018000100403&lng=en&nrm=iso&tlng=pt](https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1980-50982018000100403&lng=en&nrm=iso&tlng=pt)>. Acesso em: 23 jul. 2020.

LOUREIRO, E.S.; MOINO Jr., A. Patogenicidade de fungos hifomicetos aos pulgões *Aphis gossypii* Glover e *Myzus persicae* (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 35, n. 5, p. 660-665, Sept./Oct. 2006. Disponível em: <<https://www.scielo.br/j/ne/a/6xFy9YYTHLnLmQ4ZBDGnmkx/abstract/?lang=pt>>. Acesso em 26 de fevereiro de 2021. Acesso em: 27 set. 2021.

LOUREIRO, E.S. et al. Eficiência de isolados de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok no controle da cigarrinha-da-raiz da cana-de-açúcar, *Mahanarva fimbriolata* (Stal, 1854) (Hemiptera: Cercopidae), em condições de campo. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 79, n. 1, p. 47-53, jan./mar. 2012. Disponível em: <<https://www.scielo.br/pdf/aib/v79n1/a07v79n1.pdf>>. Acesso em: 23 jul. 2020.

LUCON, C.M.M.; CHAVES, A.L.R.; BACILIERI, S. **Trichoderma**: o que é, para que serve e como usar corretamente na lavoura. São Paulo: Instituto Biológico, 2014. 28 p. Disponível em: <<http://www.biologico.sp.gov.br/uploads/files/pdf/cartilhas/trichoderma.pdf>>. Acesso em: 21 jan. 2021.

MACHADO, V. et al. Bactérias como agentes de controle biológico de fitonematoides. **Oecologia Australis**, Rio de Janeiro, v. 16, n. 2, p. 165-182, 2012. Disponível em: <<https://revistas.ufrj.br/index.php/oa/article/view/8203/6656>>. Acesso em: 10 maio 2020.

MARIANO, R.L.R. et al. Importância de bactérias promotoras de crescimento e de biocontrole de doenças de plantas para uma agricultura sustentável.

**Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônômica**, Recife, v. 1, p. 89-111, ago. 2013. Disponível em: <<http://journals.ufrpe.br/index.php/apca/article/view/70/70>>. Acesso em: 10 maio 2020.

MARSCHNER, H.; RIMMINGTON, G. Mineral nutrition of higher plants. **Plant, Cell and Environment**, Nottingham, v. 11, p. 147-148, 1998.

MENTEN, J.O. Produtos fitossanitários biológicos. **Revista Cultivar**. Disponível em: <<https://www.grupocultivar.com.br/artigos/produtos-fitosanitarios-biologicos>>. Acesso em: 08 maio 2020.

MORAES, G.J. de. Entenda o controle biológico de ácaros. **Cultivar Grandes Culturas**, n. 8, 1999. Disponível em: <<https://www.grupocultivar.com.br/artigos/entenda-o-controle-biologico-de-acaros>>. Acesso em: 22 jul. 2020.

MORALES, L.; MOSCARDI, F.; GRAVENA, S. Potencial do baculovirus de *Autographa californica* (Speyer) no controle de *Chrysodeixis includens* (Walker) e *Anticarsia gemmatalis* Hubner (Lep.: Noctuidae). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 2, p. 237-243, fev. 1993.

MOREIRA G.F. **Promip**. 2019. Disponível em: <Manejo integrado de tripses - Promip Manejo Integrado de Pragas>. Acesso em: 25 fev. 2021.

MUÑOZ, D.; CABALLERO, P. Persistence and effects of parasitic genotypes in a mixed population of the *Spodoptera exigua* nucleopolyhedrovirus. **Biological Control**, Amsterdam, v. 19, n. 3, p. 259-264, Nov. 2000. <http://dx.doi.org/10.1006/bcon.2000.0864>.

NAVA, D.E. et al. **Controle biológico da broca-da-cana-de-açúcar**. 2009.

Disponível em: <<https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/903788/1/brocacana.pdf>>. Acesso em: 08 maio 2020.

NEGRI H. **Produtos naturais substituem fertilizantes e agrotóxicos:**

Embrapa lança fertilizantes orgânicos e espera ganhar 20% do mercado.

Outra tecnologia nacional troca agrotóxicos por vespas. G1 Natureza. 2012.

Disponível em: <Produtos naturais substituem fertilizantes e agrotóxicos - fotos em Natureza - g1 (globo.com)>. Acesso em: 26 fev. 2021.

NORA D.D. ***Trichogramma* spp. no controle biológico de pragas**. Elevagro.

Disponível em: <<https://elevagro.com/materiais-didaticos/trichogramma-spp-no-controle-biologico-de-pragas/>>. Acesso em: 26 fev. 2021.

OLIVEIRA, N.C. de; WILCKEN, C.F.; MATOS, C.A.O. de. Ciclo biológico e predação de três espécies de coccinelídeos (Coleoptera, Coccinellidae) sobre o pulgão-gigante-do-pinus *Cinara atlantica* (Wilson) (Hemiptera, Aphididae).

**Revista Brasileira de Entomologia**, Curitiba, v. 48, n. 4, p. 529-533,

dez. 2004. Disponível em: <[http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0085-56262004000400016&lng=en&nrm=iso](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0085-56262004000400016&lng=en&nrm=iso)>. Acesso em: 21 jul. 2020.

PACHECO, D.J.P.; CORREA-FERREIRA, B.S. Parasitismo de *Telenomus podisi* Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae) em pesquisas de percursos de soja.

**Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, Londrina, v. 29, n. 2, p. 295-

302, jun. 2000. Disponível em: <[http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0301-80592000000200011&lng=en&nrm=iso](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0301-80592000000200011&lng=en&nrm=iso)>. Acesso em: 08 maio 2020.

PARRA, J.R.P. Tecnologia consolidada: *Trichogramma* no manejo de lepidópteros. **Cultivar Grandes Culturas**, n. 190, 2015. Disponível em: <https://www.grupocultivar.com.br/artigos/tecnologia-consolidada-trichogramma-no-manejo-de-lepidopteros>. Acesso em: 8 maio 2020.

PENTEADO, S.R.C.; IEDE, E.T.; REIS FILHO, W. **Manual para o controle da vespa-da-madeira em plantios de pinus**. Colombo: Embrapa Florestas, 2002. 38 p. (Documentos, 76). Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/17086/1/doc76.pdf>>. Acesso em: 05 maio 2020.

PINHEIRO, J.B. **Nematoides**. Disponível em: <<https://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/cenoura/arvore/CONT000gnhpbthf02wx5ok0edacxlrslvdgr.html>>. Acesso em: 21 jan. 2021.

PIRES, W. **CATATEC 041: uso do *Metarhizium anisopliae* no controle da cigarrinha**. 2018. Disponível em: <CATATEC 041 - Uso do *Metarhizium Anisopliae* no Controle da Cigarrinha - Circuito da Pecuária ([circuitodapecuaria.com.br](http://circuitodapecuaria.com.br))>. Acesso em: 05 abr. 2021.

PLANET NATURAL RESEARCH CENTER. **Fungus gnat predator adults and nymphs of this soil-dwelling mite feed on fungus gnat larvae, thrips, springtails and many other pests**. 2014. Disponível em em: <Stratiolaelaps scimitus (Fungus Gnat Killer) | Planet Natural>. Acesso em: 26: fev. 2021.

PODESTÁ, G.S. et al. Atividade nematófaga de *Pochonia chlamydosporia* em solo natural ou autoclavado sobre *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 33, n. 2, p. 191-193, 2009.

POLANCZYK, R.; ALVES, S. *Bacillus thuringiensis*: uma breve revisão. **Agrociencia**, Pelotas, v. 7, p. 1-10, fev. 2004. Disponível em <<http://fagro2.fagro.edu.uy/agrociencia/index.php/directorio/article/view/363/287>>. Acesso em: 10 maio 2020.

POLETTI, M. Ácaros predadores no controle de pragas. In: VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T.J; PALLINI, A. (Ed.). **Controle alternativo de pragas e doenças**. Viçosa: EPAMIG, 2010. p. 213-232.

POLTRONIERI, A.S. **Controle biológico de pragas na agricultura**. Universidade Federal do Paraná, Departamento de Patologia Básica. Disponível em: <<https://docs.ufpr.br/~microgeral/2014MicroAmbientalControleBiologicoAlex.pdf>>. Acesso em: 05 ago. 2020.

PRACA, L.B. et al. Estirpes de *Bacillus thuringiensis* efetivas contra insetos das ordens Lepidoptera, Coleoptera e Diptera. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 39, n. 1, p. 11-16, jan. 2004. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2004000100002>. Disponível em: <[http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0100-204X2004000100002&lng=pt&nrm=iso](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-204X2004000100002&lng=pt&nrm=iso)>. Acesso em: 10 maio 2020.

PRADO, R.M. **Algodão**. 2004. Disponível em: <<http://www.nutricaoeplantas.agr.br/site/culturas/algodao/funcoes.php>>. Acesso em: 16 ago. 2021.

QUADROS, P.D.; ZHALNINA, K.; DAVIS-RICHARDSON, A. The effect of tillage system and crop rotation on soil microbial diversity and composition in a subtropical Acrisol. **Diversity**, Bethesda, v. 4, n. 4, p. 375-395, 2012.

REIS, L.G. **Caracterização molecular de *Nosema* spp. em *Diatraea saccharalis* e seu impacto na dispersão e capacidade de parasitismo de *Cotesia flavipes* em campo.** Piracicaba: USP, ESALQ, 2012. Disponível em: <<https://bv.fapesp.br/pt/bolsas/130928/caracterizacao-molecular-de-nosema-spp-em-diatraea-saccharalis-e-seu-impacto-na-dispersao-e-capacid/>>. Acesso em: 22 jan. 2021.

RINGENBERG, R.; PIETROWSKI, V.; CARVALHO, R.S. ***Baculovirus Erinnyis* para o controle biológico do mandarová da mandioca.** Disponível em: <<https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/869633/baculovirus-erinnyis-para-o-controle-biologico-do-mandarova-da-mandioca>>. Acesso em: 21 de agosto de 2021.

RIZZO, H.F.E.; LA ROSSA, F.R. Aspectos morfológicos y biológicos de una especie argentina poco conocida, *Plusia bonaeriensis* Berg. (Lep. Noctuidae). **Revista de la Facultad de Agronomía**, Buenos Aires, v. 14, p. 13-16, 1994.

SAIRRE, L.A.P. de. Biofábrica de *Trichogramma*: experiência na produção e liberação no cerrado mineiro. Experiência na produção e liberação no cerrado mineiro. In: CONGRESSO BRASILEIRO DO ALGODÃO, 11., 2017. Disponível em: <<https://docplayer.com.br/79484573-Biofabrica-de-trichogramma-experiencia-na-producao-e-liberacao-no-cerrado-mineiro.html>>. Acesso em: 31 ago. 2020.

SANCHES, N.F.; CARVALHO, R.S. **Procedimentos para manejo da criação e multiplicação do predador exótico *Cryptolaemus montrouzieri*.** Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2010. 5 p. (Circular Técnica, 99).

SANTOS, J.B. **Seleção de estirpes de *Bacillus* spp. tóxicas a *Meloidogyne* spp.** 2018. 121 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, Brasília, 2018.

SARAIVA, R.M. et al. Uso e perspectiva de *Clonostachys rosea* como agente de biocontrole. **Revista de Ciências Agrícolas**, Nariño, v. 31, n. 1, p. 78-91, jan./jun. 2014.

SATO, M.E. **Tecnologia sustentável**: uso de ácaros predadores para o controle biológico de ácaro-rajado. Disponível em: <[http://www.biologico.agricultura.sp.gov.br/uploads/files/pdf/tecnologia\\_sustentavel/acaros\\_predadores.pdf](http://www.biologico.agricultura.sp.gov.br/uploads/files/pdf/tecnologia_sustentavel/acaros_predadores.pdf)>. Acesso em: 08 maio 2020.

SCHWANZ J. **Joaninha (inseto) predando afídeos (pulgões) Família: Coccinellidae**. 2017. Disponível em: <Joaninha(inseto)predando Afídeos (pulgões) Família:Coccinellidae | Pássaros e nossa terra (fotografandopassarinhos.com.br)>. Acesso em: 26 fev. 2021.

SIHLER, W. et al. **Caracterização de Baculovirus patogênico ao mandarová-da-mandioca (ErelGV) procedente de Cruzeiro**. Brasília: EMBRAPA Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2016. 21 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 322).

SILVA, A.B. da; BATISTA, J.L. **Tesourinhas**: pequenas e de grande eficiência. 2017. Disponível em: <<https://www.grupocultivar.com.br/artigos/tesourinhas-pequenas-e-de-grande-eficiencia>>. Acesso em: 20 jul. 2020.

SILVA, E.M. da. **Como utilizar defensivos naturais e diminuir custos**. 2018. Disponível em: <<https://blog.aegro.com.br/defensivos-naturais/>>. Acesso em: 08 maio 2020.

SILVA, E.M. da. **Por que defensivos biológicos?** Conheça mais sobre esses produtos e tire suas dúvidas. Disponível em: <<https://blog.aegro.com.br/defensivos-biologicos/>>. Acesso em: 08 maio 2020.

SILVA, E.E.; AZEVEDO, P.H.S.; DE-POLI, H. **Determinação da respiração basal (RBS) e quociente metabólico do solo ( $qCO_2$ )**. Seropédica: EMBRAPA, 2007. 4 p. (Comunicado Técnico, 99). Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/CNPAB-2010/34390/1/cot099.pdf>>. Acesso em 26 jul. 2021.

SILVA, J.B.T.; NASCIMENTO, J.D.; SIQUEIRA, C.B. **Isolamento de um microsporídeo da lagarta da soja, *Anticarsia gemmatalis***. Brasília: EMBRAPA, Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2007. 6 p. (Comunicado Técnico, 169).

SILVA, J.O. et al. **Catálogo de insumos naturais e biológicos para uso na agropecuária**. Brasília: EMATER, 2018. Disponível em: <<http://www.ecoagri.com.br/web/wp-content/uploads/Cata%CC%81logo-de-insumos-naturais-ebiol%C3%B3gicos-para-uso-na-agropecu%C3%A1ria.pdf>>. Acesso em: 08 maio 2020.

SILVA, M.O. et al. Qualidade do solo: indicadores biológicos para um manejo sustentável. **Brazilian Journal of Development**, Curitiba, v. 7, n. 1, p. 6853-6875, jan. 2021. Disponível em: <<https://www.brazilianjournals.com/index.php/BRJD/article/view/23374>>. Acesso em: 12 jul. 2021.

SILVEIRA, E. da. **Bioinseticida feito de microrganismos**. 2016. Disponível em: <[https://revistapesquisa.fapesp.br/wp-content/uploads/2016/05/078-079\\_Nematoides\\_243.pdf](https://revistapesquisa.fapesp.br/wp-content/uploads/2016/05/078-079_Nematoides_243.pdf)>. Acesso em: 06 maio 2020.

SRISUKCHAYAKU, P.J.; WIWAT, C.; PANTUWATANA, S. Studies on the pathogenesis of the local isolates of *Nomurea rileyi* against *Spodoptera litura*. **ScienceAsia**, Bangkok, v. 31, p. 273-276, 2005. Disponível em: [http://scienceasia.org/2005.31.n3/v31\\_273\\_276.pdf](http://scienceasia.org/2005.31.n3/v31_273_276.pdf). Acesso em: 09 maio 2020.

SOARES, F.M. **Insetologia**: identificação de insetos e outros invertebrados. 2017. Disponível em: <Insetologia - Identificação de insetos: Bicho Lixeiro em São Paulo>. Acesso em: 26 fev. 2021.

SOBUCKI, L. et al. Manejo e qualidade biológica do solo: uma análise. **Revista Agronomia Brasileira**, Jaboticabal, v. 3, mar. 2019. doi: 10.29372/rab201904. Disponível em: <<https://www.fcav.unesp.br/Home/departamentos/fitossanidade/laboratoriodematologia/agronomiabrasileira/rab201904.pdf>>. Acesso em: 09 jul. 2021.

SOSA-GOMÉZ, D.R.; BINNECK, E.; LASTRA, C. L. **Potencial bioinseticida do fungo *Metharizium rileyi***. Disponível em: <<https://www.grupocultivar.com.br/noticias/potencial-bioinseticida-do-fungo-metarhizium-rileyi>>. Acesso em: 01 jul. 2021.

TORQUATO, E.F.B. et al. Nucleopolyhedrovirus: scanning electron microscopy technique. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 35, n. 6, p. 787-790, Dec. 2006. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2006000600011>. Disponível em: <[http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1519-566X2006000600011&lng=en&nrm=iso](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1519-566X2006000600011&lng=en&nrm=iso)>. Acesso em: 16 jul. 2020.

TOTAL SURVIVAL. **Good bugs vs. bad bugs**: 5 Beneficial insects for the garden. 2020. Disponível em: <Good Bugs vs. Bad Bugs: 5 Beneficial Insects For The Garden - Total Survival>. Acesso em: 26 fev. 2021.

TRIFECTA NATURAL SOLUTIONS. **Biological pest control**. Disponível em: <Biological Pest Control | Trifecta Natural>. Acesso em: 26 fev. 2021.

UNITED STATES DEPARTMENT OF AGRICULTURE. Agricultural Research Service. **A biological control agent, nuclear polyhedrosis virus, killed the beet armyworm at top.** 2020. Disponível em: <insect : USDA ARS>. Acesso em: 26 fev. 2021.

VALICENTE, F.H. Controle biológico de pragas com entomopatógenos. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 30, n. 251, p.48-55, jul./ago. 2009.

VALICENTE, F.H. **Manejo integrado de lagartas em grandes culturas.** [s.l.]: Solloagro, 2020. 146 slides, color.

VALICENTE, F.H.; TUELHER, E.S. **Controle biológico da lagarta do cartucho, *Spodoptera frugiperda*, com Baculovirus.** Sete Lagoas: EMBRAPA Milho e Sorgo, 2009. 14 p. (Circular Técnica, 114).

VALLAD, G.E.; GOODMAN, R.M. Systemic acquired resistance and induced systemic resistance in conventional agriculture. **Crop Science**, Madison, v. 44, p. 1920-1934, 2004. <https://doi.org/10.2135/cropsci2004.1920>.

VARGAS, E.L. **Parasitismo e desenvolvimento de *Tetrastichus howardi* (Hymenoptera: eulophidae) em lagarta e pupa de *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: crambidae).** 2013. 89 f. Tese (Doutorado em Produção Vegetal) – Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados, 2013.



AGROLINK. **Mandarová**. Disponível em: <[https://www.agrolink.com.br/problemas/mandarova\\_312.html](https://www.agrolink.com.br/problemas/mandarova_312.html)>. Acesso em: 08 maio 2020.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DAS EMPRESAS DE CONTROLE BIOLÓGICO. **Agentes biológicos**: conheça os protagonistas do controle biológico. 2019a. Disponível em: <<https://www.abcbio.org.br/blog/agentes-biologicos/>>. Acesso em: 08 maio 2020.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DAS EMPRESAS DE CONTROLE BIOLÓGICO. **Produtos biológicos de controle trazem inovação nas suas fórmulas**. 2019b. Disponível em: <<https://www.abcbio.org.br/blog/produtos-biologicos/>>. Acesso em: 08 maio 2020.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DAS EMPRESAS DE CONTROLE BIOLÓGICO. **AGROFIT**: consulta aberta. Disponível em: <[http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit\\_cons/principal\\_agrofit\\_cons](http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons)>. Acesso em: 09 maio 2020a.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DAS EMPRESAS DE CONTROLE BIOLÓGICO. **Microrganismos e macro-organismos**: interações da natureza levadas para a agricultura. Disponível em: <<https://www.abcbio.org.br/blog/microrganismos-e-macro-organismos/>>. Acesso em: 08 maio 2020b.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DAS EMPRESAS DE CONTROLE BIOLÓGICO. **Produtos biológicos de controle registrados no Brasil desde 2005**. Disponível em: <<https://www.abcbio.org.br/biodefensivos-registrados/>>. Acesso em: 08 maio 2020c.



*Vitor Gazotto Cassiolato*  
*Felipe Nogueira de Sá Marto*  
*Livia Amaral*  
*Cauê Carmona Groot*  
*Laura Scovoli Soares Biston*  
*Bianca Gonçalves Rodrigues*  
*Fernando Dini Andreote*

# Série Produtor Rural

## USP/ESALQ/DIBD

A Série Produtor Rural é editada desde 1997 pela Divisão de Biblioteca da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"/USP e tem como objetivo publicar textos acessíveis aos produtores com temas diversificados e informações práticas, contribuindo para a Extensão Rural.