

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA

JOÃO PAULO SOARES DE OLIVEIRA

AVALIAÇÃO DA CONCENTRAÇÃO DE NEMATOIDES ENTOMOPATOGÊNICOS
NO CONTROLE DE PUPAS DE *Spodoptera frugiperda* *IN VITRO*

Monte Carmelo - MG

2026

JOÃO PAULO SOARES DE OLIVEIRA

AVALIAÇÃO DA CONCENTRAÇÃO DE NEMATOIDES ENTOMOPATOGÊNICOS NO
CONTROLE DE PUPAS DE *Spodoptera frugiperda* *IN VITRO*

Trabalho de Conclusão apresentado ao curso de Agronomia da Universidade Federal de Uberlândia, Campus Monte Carmelo, como requisito obrigatório para a obtenção do grau de Engenheiro Agrônomo.

Orientadora: Profa. Dra. Vanessa Andaló Mendes de Carvalho

Monte Carmelo - MG

2026

JOÃO PAULO SOARES DE OLIVEIRA

AVALIAÇÃO DA CONCENTRAÇÃO DE NEMATOIDES ENTOMOPATOGENICOS NO
CONTROLE DE PUPAS DE *Spodoptera frugiperda* *IN VITRO*

Trabalho de Conclusão apresentado ao curso de
Agronomia da Universidade Federal de
Uberlândia, Campus Monte Carmelo, como
requisito obrigatório para a obtenção do grau de
Engenheiro Agrônomo.

Banca Examinadora

Profa. Dra. Vanessa Andaló Mendes de Carvalho
Orientadora

Ms. Fernando Garcia
Membro da Banca

Ms. Jéssyca Gonçalves Duarte
Membro da Banca

Monte Carmelo - MG
2026

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus, primeiramente, por ter me concedido saúde, força e sabedoria ao longo de toda esta caminhada.

Agradeço aos meus pais, minhas irmãs e amigos pelo incentivo constante e por sempre acreditarem na minha capacidade de alcançar meus objetivos.

À minha orientadora, Profa. Dra. Vanessa Andaló Mendes de Carvalho, pela paciência, pelo tempo dedicado, pelas orientações e pelas inúmeras contribuições que enriqueceram este trabalho.

Ao Prof. Dr. Lucas Silva de Faria, pelos valiosos ensinamentos, orientação e apoio durante a realização dos experimentos.

Aos integrantes do grupo de estudos em manejo integrado de pragas (GEMIP), que, de forma direta ou indireta, contribuíram para o desenvolvimento desta pesquisa.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo apoio concedido por meio da bolsa de iniciação científica, cujo suporte foi essencial para a execução deste trabalho.

Por fim, à Universidade Federal de Uberlândia, especialmente ao curso de Agronomia, pela estrutura oferecida, pelas oportunidades proporcionadas e pelo ambiente acadêmico, que foram fundamentais para meu crescimento profissional e pessoal ao longo da graduação.

RESUMO

A lagarta-do-cartucho, *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae), é uma praga polífaga, cosmopolita e de hábito noturno que ataca diversas culturas agrícolas, com destaque para o milho, no qual é considerada praga-chave, podendo ocasionar perdas de produtividade de até 52% na ausência de medidas de controle. Diante das dificuldades no manejo dessa espécie e da crescente demanda por práticas agrícolas mais sustentáveis, o controle biológico tem se destacado como uma alternativa promissora, contribuindo para a redução do uso excessivo de inseticidas químicos e para a promoção do equilíbrio ambiental. Nesse cenário, os nematoides entomopatogênicos destacam-se como uma alternativa no manejo integrado de pragas, pois parasitam os insetos e liberam bactérias simbiotes capazes de provocar a morte do hospedeiro em até 48 horas. O presente trabalho, teve como objetivo determinar a concentração letal de juvenis infectantes de *Heterorhabditis amazonensis* MC01 e *Steinernema feltiae* IBCB47 em pupas de *S. frugiperda*. O experimento foi conduzido no Laboratório de Entomologia da Universidade Federal de Uberlândia, Campus Monte Carmelo, utilizando quatro concentrações (80, 150, 300 e 450 JIs/pupa) e o controle com água destilada, mantidos a $25,0 \pm 2,0$ °C e UR de $70,0 \pm 10\%$ e 12 horas de fotoperíodo. Cada tratamento consistiu em seis repetições, com dez pupas por placa de Petri. A primeira avaliação foi realizada após 72 horas, e as demais a cada 24 horas. O delineamento utilizado foi o delineamento inteiramente casualizado (DIC). Os dados obtidos foram submetidos à análise de *deviance* considerando um Modelo Linear Generalizado (GLM) com distribuição binomial e função de ligação *logit*, testando-se os parâmetros pelo teste do Qui-Quadrado, com ajustes de regressão. *H. amazonensis* MC01 obteve uma mortalidade máxima estimada em 27,21% na concentração de 265 JI/pupa. Já *S. feltiae* IBCB47 apresentou maior taxa de mortalidade nas concentrações de 80 e 450 JI/pupa, com incremento aproximado de 20% em relação a *H. amazonensis* MC01 nas mesmas condições. Esses resultados indicam maior eficiência do isolado IBCB47, destacando seu potencial mesmo na menor dose avaliada.

Palavras-chaves: lagarta-do-cartucho, controle biológico, Heterorhabditidae, Steinernematidae.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	6
2. JUSTIFICATIVA.....	8
3. OBJETIVOS.....	9
4. REVISÃO DE LITERATURA	9
4.1 <i>Spodoptera frugiperda</i>	9
4.2 Controle de <i>Spodoptera frugiperda</i>	12
4.3 Nematoides entomopatogênicos	15
5. MATERIAL E MÉTODOS	18
5.1 Multiplicação e manutenção dos nematoides entomopatogênicos	20
5.2 Avaliação da concentração letal de nematoides entomopatogênicos em pupas de <i>Spodoptera frugiperda</i>	21
6. RESULTADOS E DISCUSSÃO	22
7. CONCLUSÃO	24
REFERÊNCIAS	25

1. INTRODUÇÃO

A lagarta-do-cartucho, *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae), é uma praga polífaga, de hábito noturno, que afeta diversas culturas agrícolas, com destaque para plantas da família Poaceae. O inseto se alimenta e desenvolve em folhas, caules e estruturas reprodutivas de mais de 350 espécies vegetais, ocasionando expressivos prejuízos econômicos em culturas de grande importância, como milho *Zea mays* L, sorgo *Sorghum bicolor* L., arroz *Oryza sativa* L., soja *Glycine max* L e algodão *Gossypium hirsutum* L. (Montezano et al., 2018; Kenis et al., 2022).

Na cultura do milho, a lagarta-do-cartucho ocorre ao longo de todos os estádios fenológicos, desde a emergência, fase em que pode causar o tombamento de plântulas, até os estádios reprodutivos, quando passa a se alimentar de estruturas como pendões e espigas. Embora esteja presente durante todo o ciclo da cultura, a praga apresenta maior preferência pelos cartuchos de plantas jovens, onde os danos são mais intensos, podendo resultar em perdas significativas de produtividade em torno de 34 a 52 % na ausência de medidas de controle eficientes (Cruz, 1995; Oliveira 2025).

Na cultura do sorgo, *S. frugiperda* ataca principalmente as folhas jovens do cartucho, reduzindo a área foliar, a eficiência fotossintética e a produtividade, com perdas de até 27% no peso dos grãos, a depender da cultivar. Em certas condições, as lagartas migram do cartucho para o solo e atacam o coleto, formando galerias e destruindo o ponto de crescimento, o que provoca a murcha e morte das folhas centrais jovens, caracterizando o sintoma típico conhecido como “coração morto” (Waquil et al., 2003).

Na cultura do arroz, a lagarta provoca danos desde os estádios iniciais, quando corta as plântulas rente ao solo, até as fases vegetativa e reprodutiva, quando se alimenta das folhas. Os prejuízos tornam-se mais severos na fase reprodutiva, afetando a folha bandeira e as panículas, o que compromete diretamente a formação e o enchimento dos grãos. (Martins; Rosa, 2007).

Na cultura da soja, *S. frugiperda* é considerada uma praga secundária. Contudo, apresenta elevado potencial de dano, especialmente quando ataca plantas em estádios iniciais de desenvolvimento. As lagartas inicialmente alimentam-se das folhas e, com a progressão da cultura para os estádios reprodutivos, passam a consumir também as vagens, resultando em redução da produtividade (Arroyo, 2025).

Já na cultura do algodão, o inseto apresenta comportamento alimentar variável conforme o estágio de desenvolvimento larval. Nos instares iniciais, os danos concentram-se nas folhas

do dossel médio e inferior, enquanto nos estádios mais avançados as lagartas passam a atacar estruturas vegetativas e reprodutivas, podendo causar prejuízos significativos às maçãs, especialmente sob altas densidades populacionais (Scotton, 2022).

Além de apresentar uma ampla gama de hospedeiros, o controle da lagarta também é um desafio, pois o uso excessivo de inseticidas químicos resultou no desenvolvimento de resistência em populações de *S. frugiperda* (Patil et al., 2022). Dentre os grupos químicos em que o lepidóptero apresenta resistência, se destacam: os piretroides, organofosforados, carbamatos, benzoilureias, espirosinas (LIRA et al., 2018) e diamidas (Okuma et al., 2022). Ademais, o emprego indiscriminado desses produtos prejudica as populações de inimigos naturais, o que compromete o equilíbrio ecológico e torna o manejo da praga ainda mais desafiador (Soares, 2018).

O uso de cultivares Bt, que expressam proteínas tóxicas a partir de genes de *Bacillus thuringiensis* para o controle de pragas como *S. frugiperda*, é amplamente adotado. Entretanto, a aplicação inadequada dessa tecnologia, sobretudo a ausência de áreas de refúgio, tem favorecido a seleção de populações resistentes (Mendes et al., 2018).

Diante das dificuldades no controle da lagarta-do-cartucho, o manejo integrado de pragas se consolida como uma estratégia sustentável para minimizar seus danos, com destaque para o controle biológico, que utiliza organismos vivos como predadores, parasitoides e microrganismos, entre eles os nematoides entomopatogênicos (NEPs) (Tinoco et al., 2023).

Os nematoides dos gêneros *Heterorhabditis* spp. e *Steinernema* spp. mantêm associação simbiótica com bactérias dos gêneros *Photorhabdus* spp. e *Xenorhabdus* spp., respectivamente. Após penetrarem no inseto, liberam essas bactérias na hemolinfa, causando septicemia e morte em até 48 horas (Adams et al., 2002).

Após a morte do hospedeiro, as bactérias degradam os tecidos internos e convertem seu conteúdo em uma massa rica em nutrientes. Dessa forma, o cadáver do inseto passa a atuar como um meio de cultura natural, favorável ao crescimento e à reprodução dos NEPs (Adams et al., 2002).

Atualmente, já se encontram disponíveis no mercado inseticidas biológicos formulados à base de nematoides entomopatogênicos, os quais têm sido utilizados no controle de pragas agrícolas. Entre esses produtos, destacam-se Terranem® e Bio bacteriophora® (Oliveira, 2025; Agrofít; 2026).

2. JUSTIFICATIVA

Spodoptera frugiperda é uma das principais pragas agrícolas no Brasil, caracterizando-se por ampla distribuição, polifagia, alto potencial reprodutivo e ciclo biológico curto, fatores que favorecem sua rápida disseminação e elevado impacto econômico em diversas culturas. O manejo dessa praga baseia-se predominantemente no uso de inseticidas químicos e plantas Bt. Entretanto, a seleção de populações resistentes, decorrente da pressão de uso contínuo, ou falhas no posicionamento dessas tecnologias, tem comprometido a eficiência do controle (Irac, 2022).

Nesse contexto, o MIP surge como uma estratégia fundamental, integrando diferentes métodos de controle como cultural, físico, genético, comportamental, químico e biológico, de forma complementar, visando à eficiência e sustentabilidade no manejo de pragas (Prasanna et al., 2018). O uso intensivo de inseticidas químicos, aliado à ausência de rotação de princípios ativos, tem favorecido a seleção de indivíduos resistentes, reduzindo a eficácia dos produtos e promovendo desequilíbrios nas populações de inimigos naturais, além de gerar impactos negativos à saúde humana e ao meio ambiente (Lira et al., 2018).

Diante desse cenário, torna-se necessária a adoção de estratégias alternativas e sustentáveis, como o controle biológico, destacando-se os nematoides entomopatogênicos como uma ferramenta promissora para o manejo de *S. frugiperda*. Os NEPs dos gêneros *Heterorhabditis* spp. e *Steinernema* spp. mantêm uma associação simbiótica com as bactérias *Photorhabdus* spp. e *Xenorhabdus* spp., respectivamente. Após a penetração do nematoide no corpo do inseto, seja por aberturas naturais ou através da cutícula, as bactérias simbiotes são liberadas na hemolinfa, onde se multiplicam rapidamente, provocando a morte do inseto por septicemia (Adams et al., 2002).

Como são organismos que habitam naturalmente o solo, os nematoides entomopatogênicos apresentam elevado potencial para o controle biológico de pragas que desenvolvem parte do seu ciclo nesse ambiente, como as pupas de *S. frugiperda*. Essa etapa do desenvolvimento, marcada pela reduzida mobilidade do inseto, torna-o mais suscetível à ação do entomopatógeno, favorecendo o contato, o estabelecimento e a penetração dos juvenis infectantes.

3. OBJETIVOS

O objetivo deste trabalho foi avaliar, em condições controladas de laboratório, a mortalidade de pupas de *S. frugiperda* submetidas a diferentes concentrações dos nematoides entomopatogênicos *Heterorhabditis amazonensis* MC01 e *Steinernema feltiae* IBCB47.

4. REVISÃO DE LITERATURA

4.1 *Spodoptera frugiperda*

A lagarta-do-cartucho, *S. frugiperda*, é uma das principais pragas que afetam a cultura do milho (Figura 1 A). Trata-se de um lepidóptero originário de regiões tropicais e subtropicais das Américas, descrito pela primeira vez em 1797 por J. E. Smith (Boregas et al., 2013).

O inseto é uma praga polífaga e cosmopolita, amplamente distribuída em diversas regiões produtoras de milho. Contudo, também causa danos significativos em várias outras culturas, como soja, milheto, *Pennisetum glaucum* L, arroz, sorgo, algodoeiro e cana-de-açúcar, *Saccharum officinarum* L (Figura 1B). (Barros, 2009; Irac, 2022).

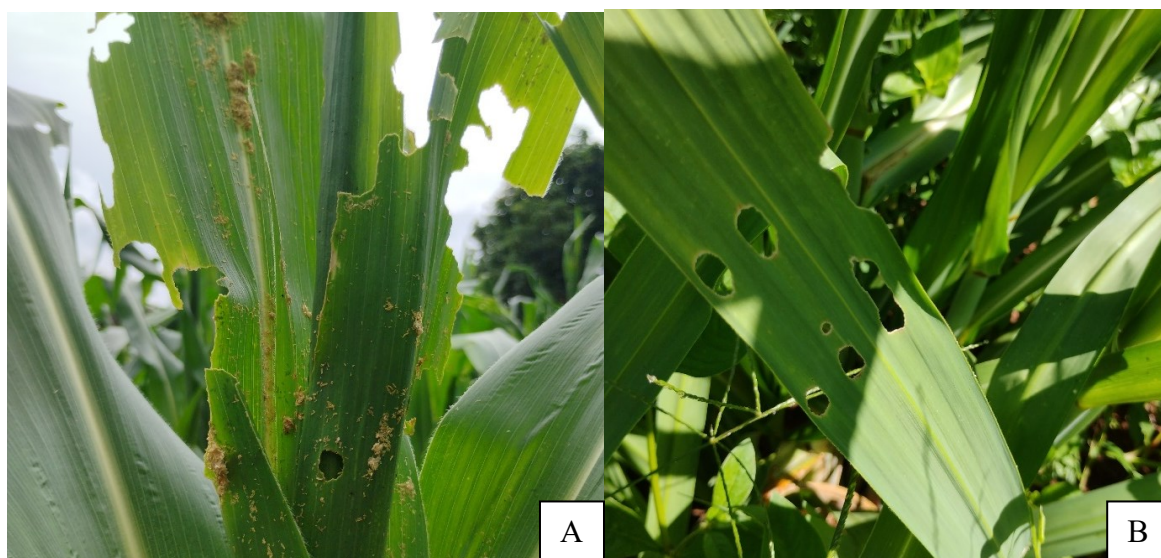


Figura 1- Danos no limbo foliar: (A) Milho e (B) Cana-de-açúcar.

A *S. frugiperda* apresenta distribuição global, com registros fora da América desde 2016, quando foi identificada pela primeira vez no continente africano (Prassana et al., 2018). Em 2018, a espécie foi registrada na Ásia, sendo posteriormente relatada na Europa e na Oceania, evidenciando sua rápida expansão geográfica (Figura 2). Essa dispersão acelerada está associada à elevada capacidade migratória dos adultos, à alta fecundidade da espécie e às rotas de transporte e comércio internacional, que favorecem a disseminação involuntária para novas regiões (FAO, 2026; Santos, 2024).

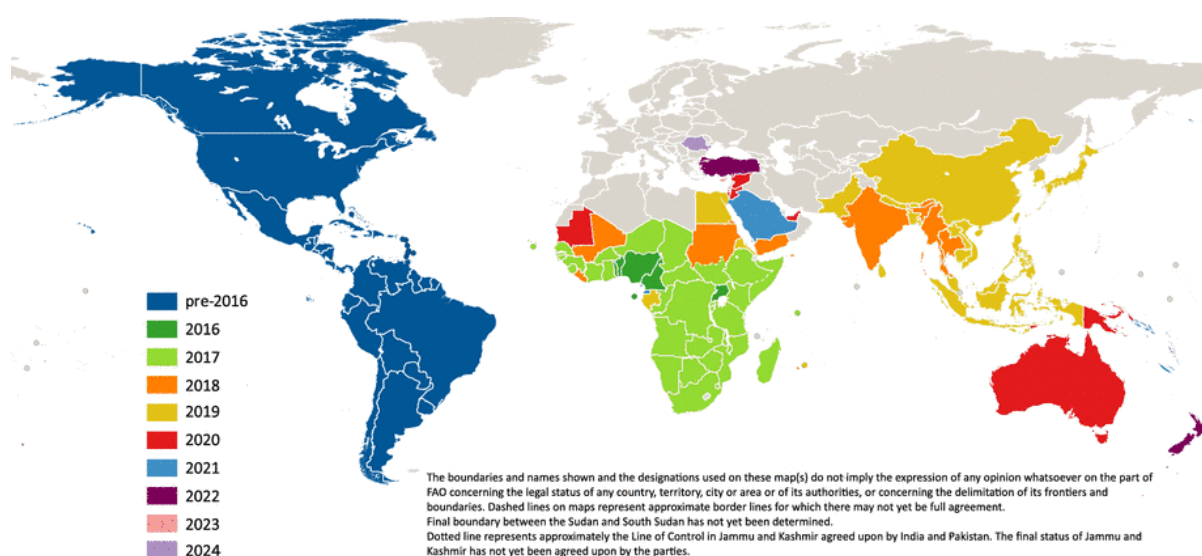


Figura 2- Mapa da propagação da lagarta-do-cartucho (FAO, 2026).

A lagarta-do-cartucho é um inseto com desenvolvimento holometábolo, ou seja, passa por metamorfose completa que inclui as fases de ovo, larva, pupa e adulto. No início, as lagartas recém-eclodidas alimentam-se raspando a superfície das folhas do milho (Figura 3 A). Posteriormente, migram para a região do cartucho, onde se instalam e continuam a se alimentar até o sexto instar (Figura 3 B). Após essa fase, as lagartas descem ao solo e entram no estágio de pupa, do qual eventualmente emergem como mariposas (Malo; Hore, 2020). Além disso, o seu ciclo de vida pode variar de 30 a 50 dias de acordo com as condições de temperatura, podendo ocorrer de 3 a 6 gerações por ciclo da cultura do milho (Cruz, 1995; Oliveira, 2025).



Figura 3- (A) raspagem superficial da folha e (B) *Spodoptera frugiperda* no cartucho do milho.

As mariposas medem em média 35 mm de envergadura e 15 mm de comprimento, possuindo asas anteriores marrom-acinzentadas nas fêmeas e mais escuras nos machos. Durante a fase adulta as fêmeas ovipositam em média 1500 a 2000 ovos. Os ovos apresentam uma coloração verde, que se transforma em alaranjada entre 12 e 15 horas após a postura. À medida que o embrião se desenvolve, os ovos tornam-se escuros próximo ao momento da eclosão, que ocorre em um período médio de incubação de 3 a 5 dias (Malo; Hore, 2020).

A fase larval pode variar de 12 a 30 dias em média, apresentando seis instares. As lagartas jovens apresentam coloração esbranquiçada após eclosão, esverdeada ao iniciarem a herbivoria e cabeça preta com proporção maior que o corpo. Já os indivíduos no sexto e último instar apresentam um comprimento médio de 35mm, coloração castanho claro a marrom-avermelhado e um “Y” invertido na região da frente (Cruz, 1995).

A temperatura é um dos principais fatores que influenciam o desenvolvimento de *S. frugiperda*. Em condições ideais, com temperaturas entre 25 e 28 °C, a praga é capaz de completar seu ciclo de vida, da fase de ovo à fase adulta, em aproximadamente 30 dias. Em temperaturas próximas a 34 °C, esse período pode ser ainda mais reduzido, consequentemente ocasionando no aumento da taxa reprodutiva do inseto. Além disso, em anos secos, observam-se populações e níveis de infestação significativamente mais elevados, com potencial de ocorrência de mais de 10 gerações por safra (Abreu et al., 2014).

O canibalismo em *S. frugiperda* é um comportamento natural de regulação populacional, onde larvas maiores alimentam-se das menores para eliminar competição por alimento e espaço, geralmente resultando em apenas uma lagarta por cartucho de milho (Aeagro, 2018a).

Nalim (1991) observou que a ocorrência de canibalismo em *S. frugiperda* está diretamente relacionada à qualidade nutricional e à disponibilidade do alimento. Segundo o autor, a dieta natural composta por folhas de milho apresenta menor valor nutricional quando comparada às dietas artificiais, favorecendo o aumento das taxas de canibalismo. Em função disso, recomenda-se, em sistemas de criação artificial, a manutenção de no máximo três a quatro lagartas por recipiente, como estratégia para reduzir o estresse competitivo e minimizar a ocorrência de canibalismo intraespecífico.

4.2 Controle de *Spodoptera frugiperda*

O Manejo Integrado de Pragas (MIP) é um conjunto de práticas que combina diversos métodos de controle, incluindo culturais, físicos, genéticos, comportamentais, químicos e biológicos. Esses métodos, quando utilizados de forma integrada, promovem um manejo eficiente e sustentável das pragas agrícolas. A importância do MIP reside em sua capacidade de reduzir os danos causados pelas pragas, minimizando ao mesmo tempo os impactos negativos no meio ambiente e na saúde humana. Essa prática permite que as populações de pragas sejam mantidas abaixo dos níveis econômicos de dano, evitando o uso excessivo de inseticidas químicos e os problemas associados, como a resistência das pragas e a contaminação ambiental (Jerónimo, 2025; Valicente, 2015).

O monitoramento da lagarta-do-cartucho constitui uma etapa fundamental no manejo da praga, pois orienta a tomada de decisão quanto ao momento mais adequado de intervenção e à escolha das estratégias de controle mais eficientes, contribuindo para a redução dos custos de produção. Essa prática pode ser realizada por meio da avaliação visual de danos e da presença de lagartas nas plantas, bem como pela utilização de armadilhas para captura de insetos adultos, especialmente as armadilhas sexuais (ou delta), que utilizam feromônios para atrair mariposas. Essas armadilhas consistem em dispositivos plásticos triangulares com base adesiva e feromônio, sendo indicadas para estimar a população adulta presente na lavoura (Oliveira et al., 2018).

Quanto ao nível de controle (NC), a avaliação dos danos causados por *S. frugiperda* nas culturas do milho e do sorgo é realizada com base na escala de Davis, cujas notas variam de 0 (ausência de dano) a 9 (cartucho completamente destruído) (Davis; Williams, 1992).

Nessas culturas, o nível de controle é estabelecido quando 20% das plantas avaliadas apresentam notas maiores ou iguais a 3. Entretanto, visando a um controle mais eficiente e ao incremento da produtividade, recomenda-se a intervenção quando aproximadamente 10% das plantas atingirem o nível de dano correspondente à nota 3 (Oliveira et al., 2018; Rosa, 2012).

Para o monitoramento por meio de armadilhas com feromônio na cultura do milho, recomenda-se a utilização mínima de uma armadilha por hectare, sendo considerado nível de controle quando a armadilha registrar a captura de três mariposas (Rosa, 2012).

Na cultura do arroz o NC é atingido quando encontrado 5 lagartas/m² ou quando as folhas na fase vegetativa e reprodutiva apresentarem respectivamente 25% e 15% dos limbos reduzidos e for constatado a presença de lagartas em plena atividade (Barrigossi, 2009).

Na cultura do algodão, as lagartas do complexo *Spodoptera* spp., perfuram e raspam as folhas, além de danificar o interior das flores e das maçãs, sendo determinado o NC quando constatar 5% de plantas com massas de ovos e início da eclosão (Aeagro, 2018b).

Já para a cultura da soja, o nível de controle é definido quando as plantas apresentam 30% de desfolha no estágio vegetativo, 15% no estágio reprodutivo, 10% de vagens atacadas ou a presença de 40 lagartas com comprimento superior a 1,5 cm por pano-de-batida (Hoffemam-Campo et al., 2000; Avila et al., 2023).

Para o controle cultural de *S. frugiperda*, uma das práticas recomendadas é a gradagem leve e superficial do solo. Essa técnica age de duas formas, primeiro, através do esmagamento direto das pupas, e segundo, em função da exposição aos raios solares, o que aumenta sua mortalidade devido às altas temperaturas. Esse processo resulta em uma taxa de mortalidade de 35% a 50% dos indivíduos, contribuindo para a redução da população do inseto. Outra medida é o controle de plantas hospedeiras, diminuindo a infestação e a permanência da praga na lavoura (Cruz, 1995).

O controle químico é uma prática amplamente adotada por produtores no manejo de pragas agrícolas. No caso específico da lagarta-do-cartucho, os inseticidas químicos são aplicados tanto no tratamento de sementes quanto em pulverizações foliares. Entre os grupos químicos mais utilizados, destacam-se as benzoilureias, organofosforados, piretroides e diaminas (Garavazi et al., 2020). Todavia, o uso indiscriminado desses produtos, junto a falta de rotação de princípios ativos, resultou no desenvolvimento de indivíduos resistentes. Segundo Lira et al. (2018) há relatos de resistência de *S. frugiperda* aos grupos dos piretroides, organofosforados, carbamatos, benzoilureias e espirosinas.

A aplicação de inseticidas químicos de amplo espectro, como piretroides, organofosforados e carbamatos, resulta na morte de inimigos naturais devido à baixa

seletividade desses produtos. A eliminação desses organismos benéficos, que normalmente ajudariam a controlar a população da lagarta-do-cartucho, pode levar a um aumento significativo da praga. Esta situação não apenas compromete a eficácia do controle, mas também provoca um desequilíbrio ecológico, gerando maior dependência de inseticidas químicos, causando danos à saúde humana e ao meio ambiente (Toscano et al., 2014; SOARES, 2018).

As medidas de controle biológico da lagarta-do-cartucho incluem o uso de predadores, parasitoides e entomopatógenos. Dentre os predadores, destaca-se a tesourinha *Doru luteipes* (Scudder) (Dermaptera: Forficulidae). Os parasitoides mais utilizados são as vespas e microvespas, como *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae), *Telenomus* sp. (Nixon) (Hymenoptera: Scelionidae), *Chelonus insularis* (Cresson) (Hymenoptera: Braconidae) e *Campoletis flavicincta* (Ashmead) (Hymenoptera: Ichneumonidae). A presença desses inimigos naturais na lavoura reduz a o nível de dano da praga, uma vez que esses insetos ovipositam no interior dos ovos e ou em larvas com até 1,5 cm (Cruz, 1995; Cruz, 2022).

Dentre os microrganismos mais utilizados no controle biológico de *Spodoptera frugiperda*, destaca-se o uso de baculovírus específicos da praga, como o *Spodoptera frugiperda multiple nucleopolyhedrovirus* (SfMNPV), e da bactéria entomopatogênica *Bacillus thuringiensis* (Bt) (Agrofit, 2026).

O *Baculovirus spodoptera* (SfMNPV) é um vírus entomopatogênico da família Baculoviridae, utilizado no controle da lagarta-do-cartucho. A infecção ocorre por ingestão, com multiplicação viral no organismo do inseto, levando-o à morte em um período de aproximadamente 5 a 8 dias. Após a morte, ocorre a ruptura do tegumento, promovendo a liberação e disseminação natural das partículas virais no ambiente. Devido à sua alta especificidade, baixo impacto ambiental e compatibilidade com o manejo integrado de pragas, o SfMNPV constitui uma alternativa sustentável ao controle do artrópode, embora apresente ação mais lenta e sensibilidade à radiação ultravioleta (Oliveira, 2025; Valicente; Tuelher, 2009; Souza, 2015).

O milho Bt é amplamente adotado no Brasil, cobrindo mais de 80% das áreas cultivadas com o cereal. Esta tecnologia incorpora proteínas inseticidas derivadas da bactéria *B. thuringiensis*, que atua no sistema digestivo das lagartas, causando a ruptura do intestino e a paralisação da alimentação. As proteínas Bt são expressas em todos os tecidos da planta, de forma que todas as larvas do inseto ficam expostas às toxinas. Uma das principais vantagens desta tecnologia é a sua eficácia no controle da lagarta-do-cartucho, que é difícil de atingir por pulverização devido à sua localização protegida na região do cartucho da planta. Contudo, a

principal desvantagem é a rapidez com que os insetos podem desenvolver resistência às proteínas (Mendes et al., 2018).

Segundo Cruz (1995), fungos entomopatogênicos, como *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* e *Aspergillus parasiticus* são estratégias eficazes de manejo para o controle da lagarta. Esses fungos possuem a capacidade de colonizar diversos insetos-praga, causando epizootias que podem levar à morte ou interferir em seus hábitos alimentares e reprodutivos. Entre as espécies mais estudadas e amplamente aplicadas no controle de pragas em diferentes culturas agrícolas, se destacam *B. bassiana* e *M. anisopliae* (Vallin, 2022).

Outros microrganismos promissores no controle biológico são os nematoides entomopatogênicos dos gêneros *Heterorhabditis* e *Steinernema*, os quais penetram no interior do inseto por aberturas naturais. Após a infecção, esses nematoides liberam bactérias simbiotes na hemolinfa, promovendo um quadro de septicemia que leva rapidamente à morte do hospedeiro (Adams et al., 2002; Castanheira, 2025).

4.3 Nematoides entomopatogênicos

Os nematoides, vermes cilíndricos não segmentados pertencentes ao Filo Nematoda, constituem um dos grupos de organismos mais abundantes e diversificados do planeta. Dentro desse filo, destaca-se a ordem Rhabditida, que reúne famílias de nematoides entomopatogênicos utilizados no controle biológico de diferentes espécies de insetos e ácaros de importância agrícola. Atualmente, os NEPs pertencentes a essa ordem estão organizados em três gêneros principais: *Steinernema* spp., *Neosteinerema* sp. e *Heterorhabditis* spp., os quais se diferenciam sobretudo por aspectos reprodutivos, simbióticos e relacionados ao ciclo de vida (Fuga et al., 2013)

O gênero *Steinernema* caracteriza-se pela associação com bactérias simbióticas do gênero *Xenorhabdus* spp., além de apresentar ciclo de vida com múltiplas gerações no interior do hospedeiro. *Neosteinerema*, por sua vez, possui ciclo semelhante ao de *Steinernema*, porém apresenta apenas uma geração, com desenvolvimento dos juvenis infectantes (JI) no interior do corpo da fêmea antes da emergência, além de simbiote bacteriano ainda pouco caracterizado. Já o gênero *Heterorhabditis* distingue-se do *Steinernema* pela presença de fêmeas hermafroditas, associação com bactérias do gênero *Photorhabdus* spp. e pelo processo de

endotoquia matricida, no qual os juvenis se desenvolvem dentro do corpo da fêmea, levando à sua morte (Adams et al., 2002; Fuga et al., 2013).

Apesar de apresentar variações entre gêneros, espécies e até mesmo entre populações da mesma espécie, de modo geral, o ciclo de vida nos NEPs compreende as fases de ovo, juvenis e adulto, sendo o estágio juvenil subdividido em J1, J2, J3 (JI) e J4 (Andaló et al., 2009). O juvenil infectante apresenta adaptações morfofisiológicas específicas que garantem sua sobrevivência no ambiente até o encontro com o hospedeiro. Essa fase é caracterizada pela presença de duas cutículas sobrepostas, além do fechamento funcional dos orifícios naturais, como a cavidade oral e o ânus, mecanismos que reduzem a perda de água, aumentam a resistência à dessecação e prolongam sua viabilidade (Castanheira, 2025).

No interior do sistema digestivo, os JIs mantêm uma população bacteriana simbiótica em condição de crescimento e metabolismo controlados, permanecendo em estado de latência metabólica até o momento da infecção do hospedeiro. Após a penetração do juvenil infectante no corpo do inseto, seja por aberturas naturais como a abertura oral, ânus, espiráculos ou através da cutícula, as bactérias simbiontes são liberadas na hemolinfa, onde se multiplicam rapidamente e produzem toxinas e metabólitos secundários que provocam a morte do inseto por septicemia entre 24 e 48 horas após a liberação (Adams et al., 2002).

Além da ação tóxica, as bactérias promovem intensa atividade enzimática por meio da produção de proteases, lipases e quitinases, que degradam os tecidos internos do hospedeiro. Essa degradação transforma o conteúdo corporal do artrópode em uma massa rica em nutrientes, composta por aminoácidos, ácidos graxos e outros compostos assimiláveis. Dessa forma, o cadáver do inseto é convertido em um meio de cultura natural, adequado ao crescimento e à reprodução dos NEPs (Adams et al., 2002; Boemare, 2002).

Após o esgotamento dos recursos disponíveis no interior do cadáver, os juvenis infectantes readquirem às bactérias simbiontes em seu intestino, rompem o tegumento do inseto e emergem para o ambiente em busca de novos hospedeiros (Figura 4), reiniciando o ciclo biológico (Kaya; Gauler, 1993).



Figura 4 - Produção de juvenis infectantes de *H. amazonensis* MC01 em pupas de *S. frugiperda*.

Os nematoides entomopatogênicos apresentam duas estratégias principais de busca por hospedeiros: emboscada, em que permanecem imóveis aguardando a passagem do inseto, e busca ativa, caracterizada pela movimentação no solo e pela localização do hospedeiro por sinais químicos e fisiológicos, como voláteis, respiração ou estímulos de plantas sob herbivoria. Essas estratégias variam entre os gêneros *Steinernema* e *Heterorhabditis* e estão relacionadas ao tipo de hospedeiro, sendo os nematoides móveis mais eficientes contra insetos sedentários e os de emboscada mais eficazes contra insetos altamente móveis (Fuga et al., 2013; Oliveira et al., 2024).

Segundo Voss et al. (2009), os NEPs apresentam elevado potencial para o controle biológico de pragas agrícolas no Brasil, especialmente por sua eficiência contra insetos que possuem fases do ciclo de vida no solo. Entre os principais insetos-alvo destacam-se a cigarra-da-raiz do cafeeiro *Quesada gigas* (Olivier) (Hemiptera: Cicadidae), a cigarrinha-das-raízes da cana-de-açúcar *Mahanarva* sp. (Hemiptera: Cercopidae), a broca-da-cana-de-açúcar *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Crambidae: Lepidoptera), a broca-do-rizoma-da-cana-de-açúcar *Sphenophorus levis* (Vaurie) (Coleoptera: Curculionidae) e o gorgulho-da-goiabeira *Conotrachelus psidii* (Marshall) (Coleoptera: Curculionidae).

Além dos nematoides da ordem Rhabditida, há também outras espécies de interesse no controle biológico de insetos, como *Deladenus siricidicola* pertencente a ordem Tylenchida, parasita facultativo que além de se alimentar do fungo *Amylostereum areolatum* que é fonte de alimento para a vespa-da-madeira *Sirex noctilio* (Fabricius) (Hymenoptera: Siricidae), parasita a fêmea do inseto, tornando seus ovos inférteis (Iede et al., 1998). Outro nematoide é o

Romanomermis culicivorax, pertencente a ordem Mermithida parasita obrigatório de larvas de dípteros como o *Culex pipiens* (Linnaeus) (Diptera: Culicidae) (Giblin; Platzer, 1985; Oliveira et al., 2024).

Conforme registros do sistema Agrofit (2026), encontram-se registrados atualmente no Brasil sete produtos comerciais formulados à base de nematoides entomopatogênicos dos gêneros *Heterorhabditis* e *Steinernema*. Dentre esses, seis são produzidos pela Koppert do Brasil, incluindo três formulações contendo *Heterorhabditis bacteriophora*, destinadas ao controle de *S. levis*, *S. frugiperda* e percevejo-castanho *Scaptocoris castanea* (Perty) (Hemiptera: Cydnidae), bem como uma formulação à base de *Steinernema carpocapsae*, indicada para o manejo de *S. levis*, *S. frugiperda* e fungus gnats *Bradysia matogrossensis* (Diptera: Sciaridae). O outro produto registrado é formulado com *H. bacteriophora*, sendo comercializado pela empresa BioControle, com indicação para o controle de *S. levis*, *Conotrachelus humeropictus* (Fiedler) (Coleoptera: Curculionidae) e larva-alfinete *Diabrotica speciosa* (Germar) (Coleoptera: Chrysomelidae).

5. MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido no Laboratório de Entomologia da Universidade Federal de Uberlândia (LABEN), Campus Monte Carmelo. Os insetos utilizados foram provenientes da criação massal de *S. frugiperda* mantida em laboratório, garantindo a quantidade necessária de indivíduos, condições de sanidade e padronização do estágio de desenvolvimento.

A criação de *S. frugiperda* foi conduzida em condições laboratoriais, utilizando recipientes plásticos de 100 mL, com 7 cm de diâmetro superior, 4,5 cm de diâmetro basal e 5 cm de altura. Em cada recipiente foram adicionados aproximadamente 2 cm³ de dieta artificial sólida, sendo acondicionadas quatro lagartas por unidade (Figura 5 A). Com o objetivo de assegurar adequada aeração e reduzir a condensação de umidade, as tampas dos recipientes foram perfuradas, permitindo a circulação de ar no interior dos potes.

A dieta artificial sólida utilizada baseou-se na formulação descrita por Nalin et al. (1991), com adaptações, incluindo a adição de solução inibidora de fungos preparada conforme a metodologia proposta por Vilela et al. (2014). A composição e as respectivas quantidades dos ingredientes encontram-se descritas na Tabela 1. Após o preparo, a dieta ainda líquida foi

vertida em recipientes plásticos de 100 mL e mantida em câmara de fluxo laminar até a completa solidificação, assegurando condições assépticas adequadas.

Tabela 1. Composição da dieta artificial utilizada para criação de *Spodoptera frugiperda* em laboratório, adaptada de Nalin, 1991.

Componentes	Quantidades
Feijão (Variedade carioquinha)	165,00 g
Germe de trigo	39,60 g
Farelo de trigo	39,60 g
Levedo de cerveja	50,50 g
Nipagin	3,15 g
Ácido ascórbico	5,10 g
Ácido sórbico	1,65 g
Formol 10%	15 mL
Solução inibidora de fungos	3 mL
Ágar	25,50 g
Água	950 mL

As lagartas foram alimentadas com a dieta sólida artificial durante toda a fase larval, desde o primeiro ínstar até a formação das pupas. Após a pupação, os indivíduos foram removidos com auxílio de pinça e transferidos para placas de Petri forradas com papel filtro. Posteriormente, as pupas foram acondicionadas em gaiolas para adultos confeccionadas com tubos de PVC, com 20 cm de altura e 15 cm de diâmetro interno (Figura 5 B).

Após a emergência dos adultos, foi disponibilizada uma dieta líquida artificial composta por 50 g de açúcar, 50 g de mel, 1 g de ácido ascórbico e 1 L de água. As paredes internas das gaiolas foram revestidas com papel sulfite, utilizado como substrato para oviposição (Figura 5 B). Antes da eclosão, o papel contendo as posturas foi recortado e fixado na tampa dos recipientes contendo dieta sólida. Dessa forma, após a eclosão, as neonatas tiveram acesso imediato ao alimento, permanecendo no berçário até atingirem o terceiro instar (Figura 5 C).

Posteriormente, as lagartas foram transferidas, com o auxílio de pincéis de cerdas nº 0, para potes plásticos de 100 mL, reiniciando o ciclo de criação, minimizando o canibalismo e garantindo a disponibilidade contínua de indivíduos para os experimentos.

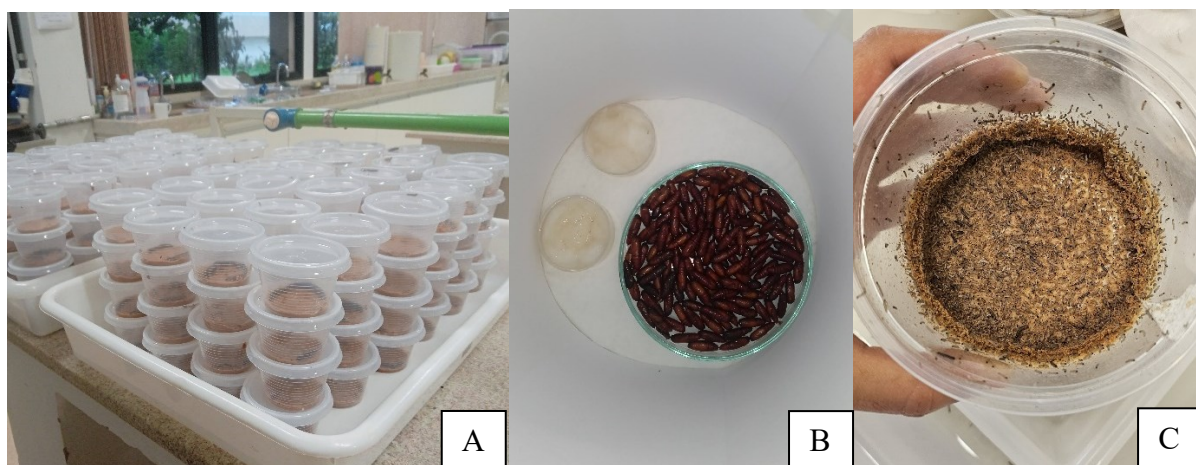


Figura 5 - (A) Criação de *S. frugiperda*, (B) Gaiola com pupas de *S. frugiperda* e (C) Berçário com neonatas de *S. frugiperda*.

5.1 Multiplicação e manutenção dos nematoides entomopatogênicos

Os nematoides entomopatogênicos utilizados nos experimentos foram *H. amazonensis* MC01 e *S. feltiae* IBCB47 obtidos do banco de entomopatógenos do Laboratório de Entomologia da UFU e multiplicados em larvas de *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera: Tenebrionidae) (Figura 6 A e B).

Os juvenis infectantes foram inoculados com auxílio de micropipeta em placas de Petri de 9 cm de diâmetro contendo papel filtro esterilizado e larvas de *T. molitor*, criadas conforme a metodologia de Potrich et al. (2007). As placas de Petri foram mantidas em câmara climatizada do tipo B.O.D. - Biochemical Oxygen Demand a $25 \pm 2^\circ\text{C}$. Após a mortalidade, as larvas que apresentaram sintomatologia característica de infecção por nematoide foram transferidas para câmara seca, onde permaneceram por um período de três a seis dias, visando à multiplicação dos nematoides no interior do hospedeiro. Em seguida, os insetos foram transferidos para armadilha de White (White, 1927), para obtenção dos juvenis infectantes (JI) utilizados nos experimentos (Figura 6 B).

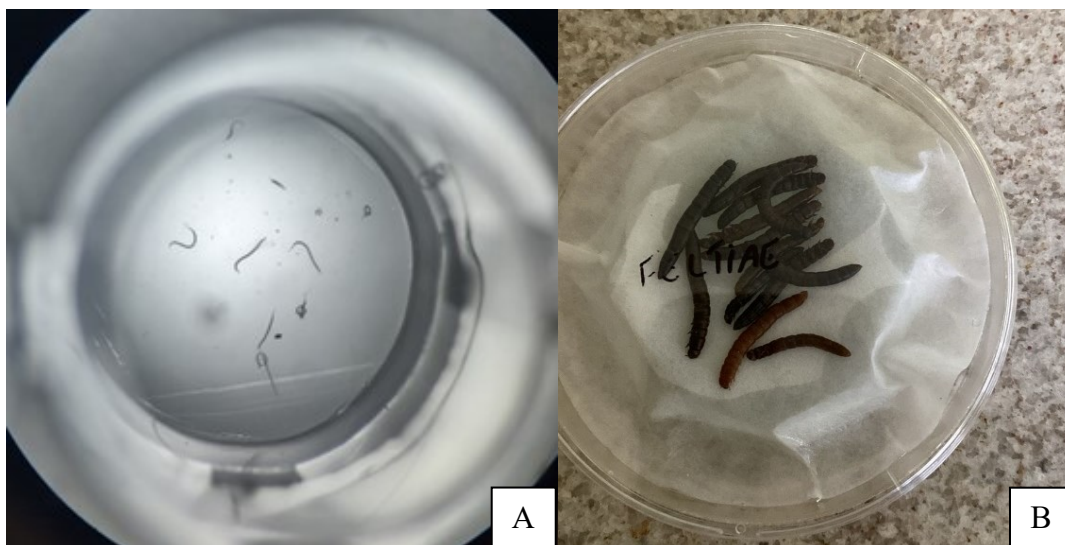


Figura 6 - (A) *Heterorhabditis amazonensis* MC01; (B) Larvas de *Tenebrio molitor* infectadas por *Steinernema feltiae* IBCB 47 em armadilha de White.

5.2 Avaliação da concentração letal de nematoides entomopatogênicos em pupas de *Spodoptera frugiperda*

Para verificar a concentração de aplicação foram utilizados os nematoides *H. amazonensis* MC01 e *S. feltiae* IBCB47 nas concentrações de 80, 150, 300 e 450 JI/pupa de *S. frugiperda* (Figura 7 A). Os JI foram aplicados utilizando pipeta manual em placas de Petri de 9 cm contendo vermiculita previamente esterilizada, e 10 pupas em cada placa (Figura B). Foi aplicado 10 mL de suspensão por placa. Para cada tratamento foram usadas seis repetições. No controle foi aplicado apenas água destilada.

As placas foram fechadas com Parafilm® e mantidas em condições controladas em B.O.D., com temperatura de $25 \pm 2^\circ\text{C}$, umidade relativa de $70 \pm 10\%$ e 12 h de fotofase. As avaliações foram realizadas do terceiro ao sétimo dia da inoculação dos nematoides. A confirmação da mortalidade foi realizada após as pupas mortas permanecerem três dias em câmara seca, por meio de sintomatologia característica de morte causada por nematoides, podendo assim ser determinado a CL_{50} para as populações testadas.

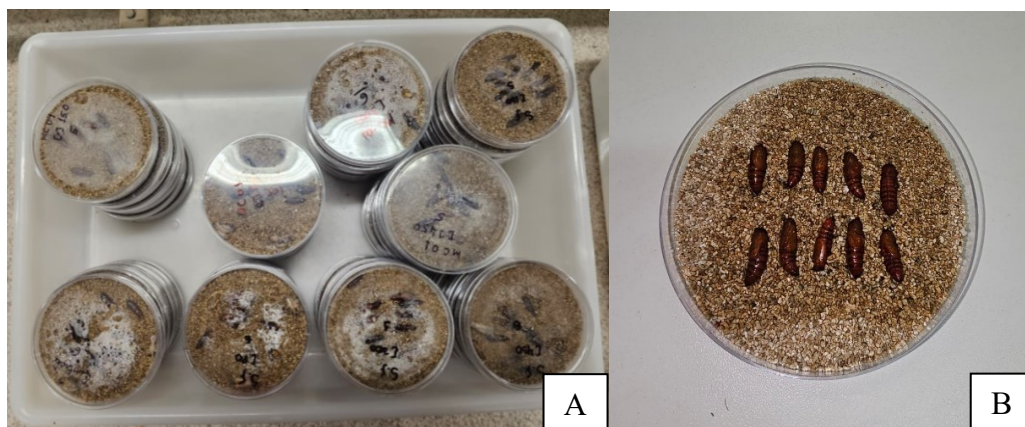


Figura 7 - (A) Experimento de concentração letal; (B) Pupas de *Spodoptera frugiperda* sobre vermiculita contendo juvenis infectantes.

O experimento foi realizado em delineamento inteiramente casualizado (DIC) simples com cinco doses (0, 80, 150, 300 e 450 JI/pupa) e seis repetições. Os dados de mortalidade foram submetidos à análise de *deviance* considerando um Modelo Linear Generalizado (GLM) com distribuição binomial e função de ligação *logit*, testando-se os parâmetros pelo teste do Qui-Quadrado. Se significativo, ajustes de regressão foram realizados as médias estimadas para verificar o comportamento da mortalidade com o aumento da concentração de JI de *H. amazonensis* MC01 e *S. feltiae* IBCB47 nas pupas de *S. frugiperda*.

6. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Observou-se a mortalidade de pupas de *S. frugiperda* submetidas a diferentes concentrações de *Heterorhabditis amazonensis* MC01 e *Steinernema feltiae* IBCB47 (0, 80, 150, 300 e 450 JI/pupa), avaliadas até o sétimo dia após a aplicação.

De modo geral, observou-se que, para ambas as espécies de NEPs, não houve diferença significativa na mortalidade das pupas em função dos dias avaliados ($X^2=0,3884$). Isso indica que o padrão de mortalidade se manteve semelhante durante o período experimental, independentemente da espécie ou da concentração utilizada.

Para *H. amazonensis* MC01 os resultados demonstraram um comportamento quadrático, em que o aumento das concentrações do nematoide resultou em maior mortalidade de pupas até o ponto de máxima eficiência, estimado em 265 JI/pupa, com uma mortalidade média de 27,21%. A menor concentração avaliada (80 JI/pupa) apresentou efeito de controle limitado,

com apenas 10% de mortalidade. Já a dose de 150 JI/pupa proporcionou aproximadamente 26,7% de mortalidade, enquanto a de 300 JI/pupa resultou em cerca de 25%. Por outro lado, a maior concentração testada (450 JI/pupa) apresentou uma queda na eficácia, com mortalidade reduzida para 15%, indicando possível efeito de saturação ou interferência negativa em doses elevadas (Figura 8).

Esses resultados sugerem que para *H. amazonensis* MC01, concentrações superiores ao ponto de máxima eficiência não garantem maior controle da praga, podendo comprometer o desempenho do agente entomopatogênico.

Para *Steinernema feltiae* IBCB47, não foi realizado ajuste de regressão, pois as concentrações avaliadas apresentaram mortalidades médias semelhantes, sendo 31,7% na dose de 80 JIs/pupa, 30% na dose de 150 JIs/pupa e 35% na dose de 450 JIs/pupa. Entretanto, na concentração de 300 JIs/pupa, observou-se redução acentuada na eficácia, com mortalidade de apenas 15%, o que pode indicar possível erro amostral, considerando a discrepância em relação aos demais tratamentos (Figura 8).

Comparando as espécies, *S. feltiae* IBCB47 apresentou maiores taxas de mortalidade em relação a *H. amazonensis* MC01, com exceção da concentração de 300 JIs/pupa. Nas doses de 80, 150 e 450 JIs/pupa, *S. feltiae* IBCB47 proporcionou, respectivamente, incrementos de 21,7%, 3,3% e 20% na mortalidade média. Esses resultados indicam que, tanto na menor quanto na maior concentração testada, *S. feltiae* IBCB47 demonstrou maior potencial de controle da praga quando comparado a *H. amazonensis* MC01.

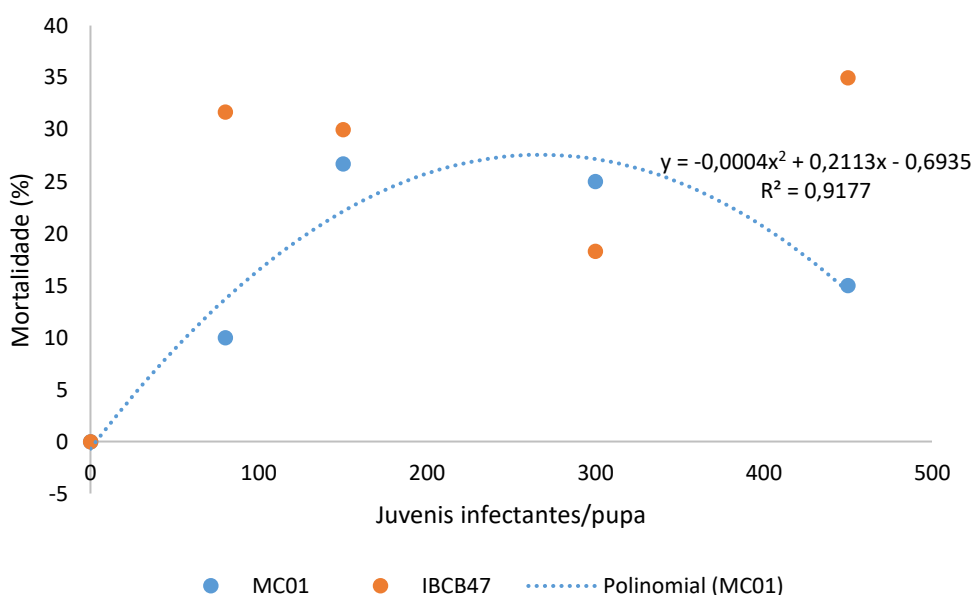


Figura 8 - Mortalidade de pupas de *Spodoptera frugiperda* em diferentes concentrações de aplicação de *Heterorhabditis amazonensis* MC01 e *Steinernema feltiae* IBCB47.

Com relação aos resultados observados para *H. amazonensis* MC01, dados semelhantes foram descritos por Monteiro et al. (2008), que verificaram que a concentração de 300 JIs de *H. amazonensis* RSC-5 por fêmea do carrapato *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) promoveu a maior taxa de mortalidade (67,8%), enquanto concentrações superiores apresentaram redução na eficiência do controle. Esse comportamento pode estar relacionado à competição intraespecífica entre Juvenis infectantes deste nematóide.

O mesmo padrão foi descrito por Borges (2020), ao avaliar a concentração letal de *H. amazonensis* MC01 no controle do percevejo-marrom *Euschistus heros* (Fabricius) (Hemiptera: Pentatomidae) na cultura da soja. O autor observou que a dose de 150 JIs por inseto promoveu a maior taxa de mortalidade ao sétimo dia (50%), enquanto a partir de 200 JIs ocorreu declínio na porcentagem de indivíduos mortos.

Em estudo conduzido por Oliveira (2024), no qual foram avaliados diferentes isolados de fungos e nematoides entomopatogênicos no controle da cigarrinha-do-milho *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott) (Hemiptera: Cicadellidae), verificou-se que, independentemente do aumento das concentrações de *S. feltiae* IBCB47, não houve incremento significativo na mortalidade de adultos.

Além disso, ao comparar as duas espécies avaliadas, Oliveira (2024) constatou que *S. feltiae* IBCB47 apresentou maior virulência sobre a adultos de *D. maidis* do que *H. amazonensis* MC01.

7. CONCLUSÃO

Os isolados *H. amazonensis* MC01 e *S. feltiae* IBCB47 demonstraram-se promissores como agentes entomopatogênicos no controle de pupas de *S. frugiperda*. Para *H. amazonensis* MC01, a maior eficiência foi observada na dose de 265 JI/pupa, alcançando mortalidade média de 27,21%, com redução da eficácia em doses superiores. Já *S. feltiae* IBCB47 apresentou desempenho superior, alcançando aproximadamente 20% mais mortalidades que *H. amazonensis* MC01 nas doses de 80 e 450 JI/pupa, sendo capaz de atingir 31,7% de controle na menor concentração.

REFERÊNCIAS

- ABREU, A. de et al. **Efeito do aumento da temperatura sobre o ciclo biológico e de gerações de *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae)**. 2014. Disponível em: <http://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/handle/doc/994129>. Acesso em: 04 fev. 2026.
- ADAMS, B.J., NGUYEN, K.B., GAUGLER, R. Taxonomy and sistematics. In: **Entomophatogenic Nematology**. New York: CABI publishing, p 311-332, 2002.
- AEAGRO. **Lagarta-do-Cartucho no Milho: Guia Completo de Identificação e Controle**. 2018a. Disponível em: <https://aegro.com.br/blog/spodoptera-frugiperda/>. Acesso em: 04 fev. 2026.
- AEAGRO. **Pragas do Algodão: Guia Completo de Identificação e Manejo Integrado**. 2018b. Disponível em: <https://aegro.com.br/blog/pragas-do-algodao/>. Acesso em: 04 fev. 2026.
- AGROFIT. Sistemas de agrotóxicos fitossanitários. Brasil: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. 2026.
Disponível em: agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 04 fev. 2026.
- ANDALÓ, V.; MOREIRA, F. G.; CAVALCANTI, R. S.; MOINO JUNIOR, A. Observations on the life cycle and pathogenicity of *Heterorhabditis amazonensis* (Rhabditida: Heterorhabditidae). **Nematologia Brasileira**, v. 32, n. 2, 194-197, 2009.
- ARROYO, V. P. P. **Estudo da resistência de genótipos de soja à herbivoria de *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae)**. 2025. Tese (Doutorado em Química) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2025.
- AVILA, C. J. et al. **Manejo Integrado de Pragas (MIP) na cultura da soja: Um estudo de caso no sul de Mato Grosso do Sul**. 2023. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/1154898>. Acesso em: 04 fev. 2026.
- BARRIGOSI, J. A. F. **Recomendações técnicas para a cultura de arroz irrigado no Mato Grosso do Sul**. Embrapa Arroz e Feijão, 2009. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/578317>. Acesso em: 14 fev. 2026.
- BARROS, E. M. **História de vida de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em diferentes hospedeiros**. 2009.49 f. Dissertação (Programa de Pós-Graduação em Entomologia Agrícola) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2009.
- BEDDING, R. A. Entomopathogenic nematodes from discovery to aplication. **Biopesticides International**, v. 2, n. 2, p. 87-119, 2006.
- BOEMARE, N. O. E. L. Biology, taxonomy and systematics of *Photorhabdus* and *Xenorhabdus*. In: **Entomopathogenic Nematology**. Wallingford UK: CABI Publishing, 2002. p. 35-56.

BOREGAS, K. G. B. et al. Estádio de adaptação de *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em hospedeiros alternativos. **Bragantia**, v. 72, p. 61-70, 2013.

BORGES, J. V. O. **Concentração de *Heterorhabditis amazonensis* (NEMATODA: RHABDITIDA) visando o controle do percevejo-marrom na cultura da soja**. 2020. 25 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Agronomia) - Universidade Federal de Uberlândia, Monte Carmelo, 2020.

CASTANHEIRA, M. T. **Virulência de nematoides entomopatogênicos contra pupas de *spodoptera cosmioides* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae)**. 2025. 28 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Agronomia) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2025.

CRUZ, I. et al. A lagarta-do-cartucho na cultura do milho. Sete Lagoas: EMBRAPA-CNPMS, 1995. (Circular técnica, 21). Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/475779>. Acesso em: 18 fev. 2026.

CRUZ, I. **Controle biológico de pragas do milho: uma oportunidade para os agricultores**. 2022. Disponível em: <http://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/handle/doc/1143210>. Acesso em: 18 fev. 2026.

DAVIS, F. M.; NG, S. S.; WILLIAMS, W. P. Visual rating scales for screening whorl-stage corn for resistance to fall armyworm. Mississippi: Agricultural and Forest Experiment Station, 1992. 9 p. (Technical Bulletin, 186).

FAO. **Ação Global para o controle da Lagarta do Funil do Milho**. 2026. Disponível em: fao.org/fall-armyworm/faw-monitoring/faw-map/pt/. Acesso em: 26 fev. 2026.

FUGA, C. A. G.; FERNANDES, R. H.; LOPES, E. A. Nematoides entomopatogênicos. **Revista Trópica: Ciências Agrárias e Biológicas**, v. 6, n. 3, 2013.

GARAVAZI, F.; PATRONI, B. H.; BALIEIRO, C. C. Comparativo do Controle Biológico e Químico de *Spodoptera frugiperda* na Cultura do Milho. **Revista Ensaios Pioneiros**, [S. l.], v. 4, n. 1, p. 89–98, 2020.

GIBLIN, R. M.; PLATZER, E. G. Parasitismo por *Romanomermis culicivorax* e o desenvolvimento, crescimento e taxas de alimentação de duas espécies de mosquitos. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 46, n. 1, p. 11-19, 1985.

HOFFMANN-CAMPO, C. B. et al. Pragas da soja no Brasil e seu manejo integrado. Londrina: Embrapa soja, 2000. (Circular Técnica, 30). Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/449719>. Acesso em: 19 fev. 2026.

IEDE, E. T.; PENTEADO, S.; LEITE, M. S. P. **Utilização de nematoide *Deladenus siricidicola* (Nematoda: Neotylenchidae) no controle biológico de *Sirex noctilio* (Hymenoptera: siricidae), praga de *Pinus* spp.** 1998. Disponível em: <http://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/handle/doc/303510>. Acesso em: 06 fev. 2026.

IRAC. Comitê de ação à Resistência a Inseticidas. ***Spodoptera frugiperda* (lagarta-do-cartucho): Espécie polífaga, presente em diversas culturas**. 2026. Disponível em:

<https://www.irac-br.org/single-post/spodoptera-frugiperda-lagarta-do-cartucho-esp%C3%A9cie-pol%C3%ADfaga-presente-em-diversas-culturas>. Acesso em: 03 fev. 2026.

JERÓNIMO, J. A. **Manejo integrado de estratégias químicas, biológicas, biotecnológicas e tecnologia de aplicação no controle de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) em milho**. 2025. 117f - Tese (Doutorado em Engenharia agrícola) - Universidade Federal de Santa Maria, 2025.

KAYA, H. K.; GAUGLER, R. Entomopathogenic nematodes. **Annual Review of Entomology**, v. 38, p. 181-206, 1993.

KENIS, M. et al. Invasiveness, biology, ecology, and management of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*. **Entomologia Generalis**, v. 43, n. 2, p. 187 - 241, 2022.

LIRA, E. C. **Monitoramento e padrão de herança da resistência de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) a spinetoram**. 2018. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2018.

MALO, M. ; HORE, J. The emerging menace of fall armyworm (*Spodoptera frugiperda* JE Smith) in maize: A call for attention and action. **J. Entomol. Zool. Stud**, v. 8, n. 1, p. 455-465, 2020.

MANNION, C. M.; JANSSON, R. K., Comparison of Ten Entomopathogenic Nematodes for Control of Sweetpotato Weevil (Coleoptera: Apionidae), **Journal of Economic Entomology**, Volume 85, Edição 5, 1992. Páginas 1642–1650, <https://doi.org/10.1093/jee/85.5.1642>.

MARTINS, J.F. S.; ROSA, A. P. S. A. **Importância econômica de *Spodoptera frugiperda* (JE Smith)(Lepidoptera: Noctuidae) como praga do arroz no Brasil**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2007. (Documentos, 213). Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/744171>. Acesso em: 12 fev. 2026.

MENDES, S. M.; MARUCCI, R. C.; WAQUIL, J. M. Manejo de pragas nos sistemas de produção de milho no Brasil: inovações tecnológicas no manejo de lagartas em lavouras de milho convencional e Bt. In: **Congresso Nacional de Milho e Sorgo, 32., 2018**, Lavras. Soluções integradas para os sistemas de produção de milho e sorgo no Brasil: livro de palestras. Sete Lagoas: Associação Brasileira de Milho e Sorgo, 2018. cap. 9, p. 260-280.

MONTEIRO, C. M. O.; SILVA A. M. R.; SOARES A. E.; PRATA, M. C. A.; ANDALÓ, V.; JUNIOR, A. M.; FURLONG, J. *Heterorhabditis amazonensis* (Rhabditida: heterorhabditidae) isolado RSC-5, no controle de fêmeas ingurgitadas de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae). In: **Semana de Biologia, 31., Mostra de produção. 14., 2008**, Juiz de Fora. Anais... Juiz de Fora: UFJF, 2008.

MONTEZANO, D. G. et al. Host plants of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas. **African Entomology**, v. 26, n. 2, p. 286-300, 2018. DOI: <https://doi.org/10.4001/003.026.0286>.

NALIM, D. M. **Biologia, nutrição quantitativa e controle de qualidade de populações de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) em duas dietas**

artificiais. 1991. Tese (Doutorado em Entomologia) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1991.

OKUMA, D. M. et al. Large-scale monitoring of the frequency of ryanodine receptor target-site mutations conferring diamide resistance in Brazilian field populations of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Insects**, v. 13, n. 7, p. 626, 2022.

OLIVEIRA, A. C. et al. **Nematoides e fungos entomopatogênicos no controle de *Dalbulus maidis* (Delong & Wolcott) e seletividade de produtos fitossanitários registrados para a cultura do milho.** 2024. 50 f. Dissertação (Mestrado em Agricultura e Informações Geoespaciais) - Universidade Federal de Uberlândia, Monte Carmelo, 2024. DOI <http://doi.org/10.14393/ufu.di.2024.107>.

OLIVEIRA, I.R.; ALMEIDA, J.P.S.; MENDES, S. M.; PIMENTEL, M. A. G.; CRUZ, I.; PESSOA, S. T. Associação dos controles biológico e químico da lagarta-do-cartucho na cultura do sorgo forrageiro. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2018. 9p. (**Comunicado técnico, 234**). Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/1100636>. Acesso em: 18 fev. 2026.

OLIVEIRA, V. H. R. **Virulência e tempo letal de nematoides entomopatogênicos em pupas de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em condições de laboratório.** 2025. 27f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Agronomia) – Universidade Federal de Uberlândia - Campus Monte Carmelo, Monte Carmelo, 2025.

PATIL, Jagadeesh et al. Biocontrol potential of entomopathogenic nematodes for the sustainable management of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in maize. **Pest Management Science**, v. 78, n. 7, p. 2883-2895, 2022.

POTRICH, T. D. et al. Metodologia de criação de *Tenebrio molitor* em laboratório para obtenção de larvas. **Passo Fundo (RS): Embrapa Trigo. Documentos Online**, v. 82, 2007.

PRASANNA, B. M. et al. **Lagarta do funil do milho em África: um guia para o manejo integrado de pragas.** 2018. Disponível em: <http://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/handle/doc/1098118>. Acesso em: 02 fev. 2026.

RAHOO, A. M.; MUKHTAR, T.; ABRO, S. I.; BUGHIO, B. A.; RAHOO R. K. 2017. Comparing the Productivity of Five Entomopathogenic Nematodes in *Galleria mellonella*. **Pakistan Journal of Zoology**, 50: 679-684.

ROSA, A. P. S. A.; BARCELOS, H. T. **Bioecologia e controle de *Spodoptera frugiperda* em milho.** Embrapa Clima Temperado, Pelotas, RS, Brazil, 2012. Documento 344. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/935552>. Acesso em: 04 fev. 2026.

SANTOS, A. L. Z. - **Diferentes plantas hospedeiras alteram a suscetibilidade de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) ao SfMNPV e modulam os seus parâmetros de desenvolvimento e fisiológicos.** 2024, 68f - Tese (Doutorado em Agronomia) - Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2024.

SCOTON, A. M. N. **Comportamento e danos de lagartas *Spodoptera frugiperda* (J. E. SMITH, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) na soja *Glycine max* (L.) Merrill.** 2022. 63 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agrárias, Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados, MS, 2022.

SOARES, W. S. **Ação de diferentes grupos químicos de inseticidas sobre o desenvolvimento embrionário, emergência de *Spodoptera frugiperda* (Smith & Abbot, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) e seletividade à Vespidae predadores.** 2018. 57 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fitotecnia), Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2018.

SOUZA, W. B. **Caracterização do Baculovirus *spodoptera* quanto às variações de pH e temperatura.** 2015. 66f. Dissertação (Mestrado em Inovação Tecnológica) - Programa de Mestrado Profissional em Inovação Tecnológica, Universidade Federal do Triângulo Mineiro, Uberaba, 2015.

TOSCANO, L. C. et al. Impacto de inseticidas sobre *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera, Noctuidae) e seus inimigos naturais em milho safrinha cultivado em Cassilândia e Chapadão do Sul, MS. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 79, p. 223-231, 2012.

VALICENTE, F. H. Manejo Integrado de Pragas na cultura do milho. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2015. **(Circular Técnica 208)**. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/1017489>. Acesso em 05 fev. 2026.

VALICENTE, F. H.; TUELHER, E. de S. Controle biológico da lagarta do cartucho, *Spodoptera frugiperda*, com baculovírus. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2009. **(Circular Técnica 114)**. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/660134>. Acesso em: 11 fev. 2026.

VALLIN, G. **Fungos entomopatogênicos: saiba mais sobre o agente biológico de combate às pragas.** Syngenta. 2022. Disponível em: <https://blog.syngentadigital.ag/fungos-entomopatogenticos/#h-o-que-s-o-os-fungos-entomopatog-nicos>. Acesso em: 21 nov. 2024.

VILELA, M. et al. Metodologia para criação e manutenção de *Helicoverpa armigera* em laboratório. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2014. **(Circular Técnica 203)**. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/1007508>. Acesso em: 04 fev. 2026.

VOSS, M.; ANDALÓ, V.; NEGRISOLI JÚNIOR, A. S.; BARBOSA-NEGRISOLI, C. R. **Manual de técnicas laboratoriais para obtenção, manutenção e caracterização de nematoides entomopatogênicos.** Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2009. Documentos 97, p. 9-17. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/853176>. Acesso em: 12 fev. 2026.

WAQUIL, J. M.; VIANA, P. A.; CRUZ, I. Manejo de pragas na cultura do sorgo. Sete Lagoas: Embrapa Milho e Sorgo, 2003. **(Circular técnica 27)**. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/487538>. Acesso em: 10 fev. 2026.

WHITE, G. F. A method for obtaining infective nematode larvae from cultures. **Science**, v. 66, n. 1709, p. 302-303, 1927.