

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS
Instituto de Biologia
Curso de Ciências Biológicas – Bacharelado



Trabalho de Conclusão de Curso

**Controle de *Armadillidium vulgare* (Isopoda: Armadillidiidae) em feijoeiro, com
nematoides entomopatogênicos**

Julieser Botelho Machado

Pelotas, 2018

Julieser Botelho Machado

**Controle de *Armadillidium vulgare* (Isopoda: Armadillidiidae) em feijoeiro, com
nematoides entomopatogênicos**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado
ao Instituto de Biologia da Universidade
Federal de Pelotas, como requisito parcial à
obtenção do título de Bacharelado em Ciências
Biológicas.

Orientador(a): Dr^a Andressa Lima de Brida
Coorientador: Dr Flávio Roberto Mello Garcia

Pelotas, 2018

Universidade Federal de Pelotas / Sistema de Bibliotecas
Catalogação na Publicação

M149c Machado, Julieser Botelho

Controle de *Armadillidium vulgare* (Isopoda: Armadillidiidae) em feijoeiro, com nematóides entomopatogênicos / Julieser Botelho Machado ; Andressa Lima de Brida, orientadora ; Flávio Roberto Mello Garcia, coorientador. — Pelotas, 2018.

46 f. : il.

Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Ciências Biológicas) — Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas, 2018.

1. Steinernema. 2. Tatuzinho. 3. *Phaseolus vulgaris*. 4. Controle biológico. I. Brida, Andressa Lima de, orient. II. Garcia, Flávio Roberto Mello, coorient. III. Título.

CDD : 595.372

Elaborada por Ubirajara Buddin Cruz CRB: 10/901

Julieser Botelho Machado

Controle de *Armadillidium vulgare* (Isopoda: Armadillidiidae) em feijoeiro, com
nematoides entomopatogênicos

Trabalho de Conclusão de Curso aprovado, como requisito parcial, para obtenção do grau de Bacharelado em Ciências Biológicas, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas.

Data da defesa: 28/11/2018

Banca Examinadora:

.....
Prof. Dr^a. Andressa Lima de Brida (Orientadora)
Doutora em Agronomia, Proteção de Plantas, pela Universidade Estadual Paulista
"Júlio de Mesquita Filho".

.....
Prof. Dr. Jader Ribeiro Pinto
Doutor em Fitossanidade, concentração em Entomologia pelo Instituto Federal Sul
Rio-Grandense.

.....
Dr^a. Renata Moccellin
Doutora em Fitossanidade pela Universidade Federal de Pelotas.

**Dedico este trabalho ao
meu pai (in memoriam),
a minha mãe e as minhas
irmãs.**

Agradecimentos

A Deus, em primeiro lugar, por ter me concedido em todos os momentos graça, sabedoria, paciência, força e fé, me amparando e me protegendo sempre em minha caminhada.

A minha orientadora Dr^a Andressa Lima de Brida que sempre esteve do meu lado me apoiando, me ajudando, e me orientando com conselhos produtivos para o meu futuro.

Ao meu co-orientador Prof. Dr. Flávio Roberto Mello Garcia, pela honra de fazer parte do seu laboratório (LABEI), onde tive a oportunidade de experiências e aprendizados importantes para minha vida acadêmica.

Ao Dr. Luis Garrigós Leite, pelo fornecimento dos nematoides entomopatogênicos.

Ao Dr. Maicon Nardini, pela disponibilidade e a importante contribuição da análise estatística realizada neste trabalho.

Ao Prof. Dr. Jader Ribeiro Pinto por aceitar o convite de ser membro da banca avaliadora.

A Dra. Renata Moccellin por aceitar o convite de ser membro da banca avaliadora.

A minha grande amiga e professora Beatriz Rocha que muito me ajudou e contribuiu academicamente, sempre me motivando também com sua amizade me amparando e passando conselhos para eu tomar decisões importantes.

A professora Vera Lucia Brobowski pelo apoio e contribuição acadêmica.

A Sandra Mara Chaneiko, por todo apoio concedido, com suas contribuições acadêmicas e por sua amizade.

Ao meu amigo Eduardo Igansi que nos meus primeiros passos de graduação não mediu esforços em me ajudar.

Ao meu amigo Evandro Rottini que mesmo a distância sempre me fez acreditar que eu tinha capacidade de passar por minhas dificuldades, e de lutar pelo meu sucesso.

Ao meu grande amigo Ingo Klug que esteve sempre me dedicando apoio e ajuda, nas horas mais difíceis onde eu pude contar com sua amizade e companheirismo atribuindo seus conselhos me encorajando em seguir em frente sem esmorecer.

Ao meu amigo Ramon Granado que me auxiliou com seus conhecimentos acadêmicos e com sua amizade.

A minha colega Daniela Felix, que se tornou mais que uma colega, amiga que levarei para sempre comigo, ao meu colega Denner Hax que também se tornou um grande amigo, me ajudando nas cadeiras de botânica, aos meus amigos Mauro Fontana e Eduardo Sedrez que me deram apoio na construção do meu TCC.

A minha tia Eva por todos os conselhos dados, por todas as palavras amigas, todas as orações e por todo apoio de ter me acolhido no seu lar.

A minha família, pelo esforço sem medidas, que sempre me apoiaram me dando força, carinho e me incentivando nos estudos, minha mãe mesmo distante, estava sempre comigo em suas orações.

E a todos que colaboraram e participaram de alguma forma para a construção deste trabalho.

Resumo

BOTELHO, Julieser Machado. **Controle de *Armadillidium vulgare* (Isopoda: Armadillidiidae) em feijoeiro, com nematoides entomopatogênicos.** 2017. Trabalho de Conclusão de Curso. Curso de Ciências Biológicas – Bacharelado. Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2018.

O isopoda *Armadillidium vulgare* (Latreille, 1804) devido aos seus hábitos alimentares pode ocasionar danos a diferentes culturas, gerando prejuízos de até 80% na cultura do feijoeiro. Alternativas de controle devem ser empregadas, e o uso de nematoides entomopatogênicos é considerado promissor no controle de pragas. O objetivo do presente trabalho foi avaliar a porcentagem de dano de *A. vulgare* em feijoeiro, a patogenicidade, virulência e eficiência em diferentes concentrações de *Steinernema brazilense* IBCBn 06 no controle deste crustáceo. O experimento foi realizado na Universidade Federal de Pelotas, campus Capão do Leão, no Laboratório de Ecologia de Insetos. Três experimentos foram executados, o primeiro, foi realizada a semeadura de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) em substrato de terra, em copos plásticos de 500 ml. Após oito dias da semeadura, as plântulas foram desbastadas deixando apenas uma planta por copo, e posteriormente liberados as densidades de 5, 10, 20 e 30 crustáceo/copo. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com quatro tratamentos e cinco repetições. As avaliações foram realizadas as 48, 72 e 96 hs após a liberação dos crustáceos, verificando porcentagem de dano foliar. O segundo experimento foi avaliado a patogenicidade e virulência de *S. brazilense* IBCBn 06 em diferentes concentrações, com quatro tratamentos e dez repetições. Foram utilizados recipientes plásticos (250mL) contendo areia esterilizada (60g) com 6% de umidade. Cinco adultos de *A. vulgare* foram liberados em cada recipiente. Após juvenis (JIs) de *S. brazilense* IBCBn 06, foram inoculados no volume de 2 mL na concentração de 300, 1000 e 1500 JIs/mL. As avaliações foram ao longo de 144 horas e ao longo de 60 dias. O tratamento com testemunha foi constituído de 2 mL de água destilada, sem nematoide, e armazenados em BOD a 25°C. As avaliações foram realizadas diariamente, para a verificação da mortalidade. Os crustáceos mortos foram dissecados para a confirmação da causa morte e o número de JIs contabilizados no cadáver do hospedeiro. No terceiro experimento, o delineamento experimental foi inteiramente casualizado com dois tratamentos e cinco repetições. Foram semeadas três sementes de feijoeiro em copos de 500 ml, contendo 400 ml de solo autoclavado. Após oito dias das emergências, as plântulas, foram desbastadas e liberado a densidade de 30 crustáceo/planta, após foram inoculados as concentrações de 1000 e 1500 JIs/mL no volume de 2mL em cada recipiente. As avaliações foram realizadas, 24, 48, 96, 120, 144, 168 e 192 horas, verificando o dano foliar e a mortalidade de *A. vulgare*. O cadáver dos insetos foram dissecados, e os JIs quantificados. A maior taxa de dano de *A. vulgare* foi na densidade de 30 crustáceo/planta em 72 horas. *S. brazilense* IBCBn 06 foi patogênico a *A. vulgare*. A melhor concentração, 1000(JIs) com mortalidade de 18% e 92% e virulência 4695,68 e 2408,82 JIs em 144 hrs e 60 dias respectivamente. A concentração 1000 (JIs) foi eficiente no controle de *A. vulgare* em planta de feijoeiro, com 8,94% em 96 horas. Concluímos que *S. brazilense* pode ser uma alternativa para controle de *A. vulgare*, evitando danos na cultura do feijoeiro.

Palavras-chave: *Steinernema*; Tatuzinho; *Phaseolus vulgaris*; Controle biológico.

Abstract

BOTELHO, Julieser Machado. **Controle de *Armadillidium vulgare* (Isopoda: Armadillidiidae) em feijoeiro, com nematoides entomopatogênicos.** 2017. Trabalho de Conclusão de Curso. Curso de Ciências Biológicas – Bacharelado. Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2018.

The *Armadillidium vulgare* isopod (Latreille, 1804), due to its eating habits, can cause damages to different crops, generating damages of up to 80% in the bean crop. Alternative control should be employed, and the use of entomopathogenic nematodes is considered promising in pest control. The objective of the present work was to evaluate the percentage of damage of *A. vulgare* in common bean, the pathogenicity, virulence efficiency in different concentrations of *Steinernema brazilense* IBCBn 06 in the control of this crustacean. The experiment was carried out at the Federal University of Pelotas, Capão do Leão campus, at the Insect Ecology Laboratory. Three experiments were carried out. The first one, sowing of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) on soil substrates in plastic cups of 500 ml. After eight days of sowing, the seedlings were chopped leaving only one plant per cup, and subsequently released the densities of 5, 10, 20 and 30 crustacean / cup. The experimental design was completely randomized with four treatments and five replicates. The evaluations were carried out at 48, 72 and 96 h after the release of the crustaceans, verifying percentage of leaf damage. The second experiment evaluated the pathogenicity and virulence of *S. brazilense* IBCBn 06 at different concentrations in adults of *A. vulgare*, with four treatments and ten replicates. Plastic containers (250mL) containing sterilized sand (60g) with 6% moisture were used. Five adults of *A. vulgare* were released into each recipient. After juveniles (IJs) of *S. brazilense* IBCBn 06, they were inoculated in the volume of 2 mL at the concentration of 300, 1000 and 1500 IJs/mL. The evaluations were over 144 hours and over 60 days. The control treatment consisted of 2 mL of distilled water, without nematode, and stored in BOD at 25 ° C. The evaluations were performed daily for the mortality check. Dead crustaceans were dissected for confirmation of the cause of death and the number of IJs counted in the corpse of the host. In the third experiment, the experimental design was completely randomized with two treatments and five replicates. Three bean seeds were sown in 500 ml beakers containing 400 ml of autoclaved soil. After eight days of emergence, the seedlings were chopped and the density of 30 crustacean / plant was released, after inoculation of concentrations of 1000 and 1500 IJs / mL in the volume of 2 mL in each well. The evaluations were performed, 24, 48, 96, 120, 144, 168 and 192 hours, verifying leaf damage and mortality of *A. vulgare*. The cadavers of the insects were dissected, and the IJs quantified. The highest damage rate of *A. vulgare* was at the density of 30 crustacean / plant in 72 hours. *S. brazilense* IBCBn 06 was pathogenic to *A. vulgare*. The best concentration, 1000 (IJs) with mortality of 18% and 92% and virulence 4695.68 and 2408.82 IJs in 144 hrs and 60 days respectively. The concentration 1000 (IJs) was efficient in the control of *A. vulgare* in a common bean plant, with 8.94% in 96 hours. We conclude that *S. brazilense* can be an alternative for *A. vulgare* control, avoiding damage to the common bean.

Key word: *Steinernema*; little tattoo; *Phaseolus vulgaris*; biological control

Lista de Figuras

Figura 1	Coleta dos adultos de <i>Armadillidium vulgare</i> (a), e manutenção do terrário (b).....	24
Figura 2	Adultos e lagartas de 5° instar de <i>G. Mellonela</i> (a) (b)	25
Figura 3	Semeadura de sementes de feijoeiro (a) Armazenamento dos copos em BOD climatizada (b) e liberação dos crustáceos no feijoeiro.....	26
Figura 4	Diferentes níveis de desfolha no feijoeiro.....	27
Figura 5	Inoculação dos (Jls)	28
Figura 6	Porcentagem de dano de <i>Armadillidium vulgare</i> em densidades de 5, 10, 15, 20, e 30/ crustáceos em folhas de feijoeiro após 48 horas	30
Figura 7	Porcentagem de dano de <i>Armadillidium vulgare</i> em densidades de 5, 10, 15, 20, e 30/ crustáceos em folhas de feijoeiro após 72 horas	31
Figura 8	Porcentagem de dano de <i>Armadillidium vulgare</i> em densidade de 5, 10, 15, 20 e 30/ crustáceos em folhas de feijoeiro após 96 horas.....	31
Figura 9	Virulência de <i>S. brazilense</i> IBCBn 06 em adultos de <i>A. vulgare</i> em concentrações de 300, 1000 e 1500 Jls/mL ao longo de 60 dias.....	33
Figura 10	Porcentagem média de dano de <i>Armadillidium vulgare</i> na densidade 30 crustáceos em folhas de feijoeiro após a aplicação de 1000 Jls/mL ao longo de 192 horas.....	34
Figura 11	Porcentagem média de dano de <i>Armadillidium vulgare</i> na densidade 30 crustáceos em folhas de feijoeiro após a aplicação de 1500 Jls/mL ao longo de 192 horas.....	34

Lista de Tabelas

Tabela 1	Mortalidade e virulência de <i>S. brazilense</i> IBCBn 06 em adultos de <i>A. vulgare</i> em concentrações de 300, 1000 e 1500 JIs/mL, ao longo de 144 horas.....	32
Tabela 2	Porcentagem média de dano (% Dano) de <i>A. vulgare</i> em folhas de feijoeiro (<i>P. vulgares</i> L), após a aplicação das concentrações de 1000 e 1500 JIs/mL (N° JIs) ao longo de 192 horas.....	35
Tabela 3	Relação da porcentagem de dano de <i>A. vulgare</i> em folhas de feijoeiro e número de Juvenis infectantes (N° JIs) no interior do crustáceo, após 192 horas da aplicação de 1000 e 1500 JIs/mL de <i>S. brazilense</i> IBCBn 06.....	35

Sumário

1	Introdução	12
2	Justificativa	14
3	Objetivos	14
3.1	Objetivo geral.....	14
3.2	Objetivos específicos.....	14
4	Hipóteses	15
5	Revisão bibliográfica	16
6	Material e métodos	24
6.1	Local.....	24
6.1.1	Criação de <i>Armadillidium vulgare</i>	24
6.1.2	Criação de <i>Galleria mellonella</i> (Lepidoptera: Piralydae), obtenção e multiplicação dos isolados de nematoides entomopatogênicos.....	25
6.2	Avaliação de danos em diferentes densidades de <i>Armadillidium vulgare</i> em plantas de feijoeiro.....	26
6.3	Patogenicidade e virulência de <i>Steinernema brazilense</i> ICBn 06 a <i>Armadillidium vulgare</i>	27
6.4	Eficiência de <i>Steinernema brazilense</i> ICBn 06 no controle de <i>Armadillidium vulgare</i> em feijoeiro.....	28
7	Resultados e discussão.....	30
8	Considerações finais.....	38
	Referências.....	39

1 Introdução

O feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) é uma leguminosa, considerada a principal fonte de alimento da população brasileira, fornecendo nutrientes essenciais ao ser humano como, proteínas, ferro, cálcio, magnésio, zinco, vitaminas (principalmente do complexo B), carboidratos e fibras (GOMES, 2006; ARAÚJO, 1994).

Dentre os problemas fitossanitários relacionados à cultura do feijoeiro pode-se citar *Armadillidium vulgare* (Latreille, 1884) (Isopoda: Armadillidiidae) (LATREILLE, 1884), é um crustáceo que sob condições de ambiente propício para o seu desenvolvimento e reprodução pode torna-se uma praga importante, sendo capaz de atacar os diversos estágios de desenvolvimento da cultura. Apesar de este crustáceo ser afamado como indivíduo benéfico para o ecossistema (FABERI et al., 2011), como na participação da ciclagem dos nutrientes que serão absorvidos pelas plantas, a fragmentação da serapilheira e acelerando o processo de decomposição (ARAUJO, 1999; QUADROS, 2009), ele pode causar danos às sementes e mudas gerando uma redução na densidade de plantas (FABERI et al., 2011).

Atualmente o principal método de controle de *A. vulgare* consiste no uso de inseticidas químicos (BENETTI; CAMPOS; GARCIA, 2002; VILLARINO et al., 2011), no entanto, estes apresentam alta toxicidade, elevado período de carência, e reduzida seletividade aos inimigos naturais (BAKER et al., 2002; HARTER et al., 2015).

Uma estratégia de controle biológico que pode vir a ser um importante meio de controle destes crustáceos é a utilização de nematoide entomopatogênicos (NEPs) que são promissores no controle de pragas, visto que dispõem de adaptação a novos meios, e possuem capacidade de disseminar-se em busca por hospedeiros (GREWAL; NARDO; AGUILLERA, 2001).

As espécies dos gêneros *Steinernema* e *Heterorhabditis* possuem a capacidade de se associarem com as bactérias dos gêneros *Xenorhabdus* spp. (THOMAS & POINAR) e *Photorhabdus* spp. (BOEMARE, LOUIS & KUHL)

respectivamente. Essas bactérias fazem uma associação simbiótica, nas quais são as principais responsáveis pela morte rápida do hospedeiro (POINAR, 1990).

Após penetrar no hospedeiro, passam à hemocele, onde liberam as bactérias. Essas se multiplicam rapidamente, e no prazo de 24 a 48 horas, causam a septicemia. Essas bactérias simbióticas e o conteúdo do inseto morto servem como alimento para os nematoides, no entanto com o fim dos recursos alimentares, os juvenis infectantes (JIs) buscam um novo hospedeiro (CHASTON; GOODRIH-BLAIR, 2010).

No intuito de contribuir com estratégias de controle deste crustáceo e incorporar a estratégia de controle biológico em programas como o de manejo integrado de pragas (MIP), o uso nematoides entomopatogênicos (NEPs) é uma alternativa viável, pois possuem a capacidade de controlar ampla gama de pragas e minimizando o uso de produtos químicos evitando futuros impactos irreversíveis ao meio ambiente (GAUGLER; LEWIS; STUART, 1997; DRIESCHE et al., 2010).

2 Justificativa

Diante ao exposto, visando o controle de *A. vulgare* e minimizar o uso de produtos químicos, alternativas devem ser estudadas, e o uso de nematoides entomopatogênicos é promissor devido ambos os organismos residirem no solo, no qual os (NEPs) são infectivos de terceiro estágio (J3) forma pela qual é responsável pela busca e infecção do hospedeiro.

3 Objetivos

3.1 Objetivo Geral

O presente trabalho buscou avaliar danos causados por *Armadillidium vulgare* em feijoeiro, a patogenicidade, virulência e a eficiência de *Steinernema brazilense* IBCBn 06 no controle deste crustáceo.

3.2 Objetivos Específicos

Verificar a percentagem de dano de *Armadillidium vulgare* em diferentes densidades de crustáceo por planta de feijoeiro.

Avaliar a patogenicidade e a virulência de *Steinernema brazilense* IBCBn 06 em *Armadillidium vulgare*.

Avaliar a eficiência do isolado *Steinernema brazilense* IBCBn 06 no controle de *Armadillidium vulgare* em plantas de feijão.

4. Hipóteses

Hipótese 1: Populações de *Armadillidium vulgare* vão causar danos na cultura do feijoeiro.

Hipótese 2: O nematoide *Steinernema brazilense* IBCBn 06 vão causar mortalidade e se reproduzirem em *Armadillidium vulgare*.

Hipótese 3: Nematoides entomopatogênicos (NEPs) são eficientes no controle do *Armadillidium vulgare* na cultura do feijoeiro.

5. Revisão Bibliográfica

O feijão-comum (*Phaseolus vulgaris* L.) é uma leguminosa, pertencente a classe Dicotyledoneae, família Fabaceae e gênero *Phaseolus*. O feijão é conhecido desde a Grécia antiga e Egito, com relatos históricos de 1000 a.C. (CARNEIRO, 2001). É um alimento indispensável na cozinha brasileira sendo importante fonte de energia, com baixo teor de gordura e está presente na dieta alimentar das populações de baixa renda (CARNEIRO, 2001).

O feijão possui nutrientes primordiais ao ser humano, como proteínas, ferro, cálcio, magnésio, zinco, vitaminas (principalmente do complexo B), carboidratos e fibras (SOARES, 1996). Estas características tornam seu consumo vantajoso como tanto como nutricionalmente, econômica e socialmente, além de dada representação notável fonte proteica nas populações de baixa renda (SGARBIERI, 1980). O feijão possui um alto teor de lisina que exerce efeito complementar as proteínas dos cereais, a fibra alimentar com seus reconhecidos efeitos hipocoleteromico e hipoglicêmico, assim pode ser usado como alternativa em substituição a carnes e outros produtos proteicos (IADEROZA et al., 1989). Segundo Mesquita, (2007), a cada dez brasileiros sete se alimentam de feijão diariamente, isso tem ajudado a manter o consumo interno em torno de 17 quilos por habitante ao ano, e as projeções de mercado apontam para um consumo interno de 22 quilos em 2020.

O feijoeiro é uma planta rústica e resistente a estresses hídricos, de ciclo curto de produção. Além do grão, a planta do feijoeiro é utilizada como adubo verde, pois produz grande quantidade de biomassa, fornecem nutrientes e melhora a qualidade do solo, pela sua capacidade de simbiose com bactérias do gênero *Rhizobium*, facilitando a fixação biológica do nitrogênio atmosférico ao solo, o que pode reduzir gastos com fertilizantes (CARNEIRO, 2010). São 14 os tipos de feijão cultivado, sendo mais conhecidos no Brasil o carioca, o preto, o fradinho (também chamado de macassar, caupi ou de corda) e os feijões tipo cores (branco, vermelho, roxo e outros). Adapta-se às diversas condições de clima e solo, podendo ser cultivado isoladamente, em consórcio ou intercalado, em três safras anuais: a primeira, das águas, colhida de novembro a abril, concentrando-se nas regiões Sul,

Sudeste e nos estados de Goiás, Piauí e Bahia; a segunda, ou safra da seca, com colheita de abril a julho, concentrada nas regiões Nordeste, Sul, Sudeste e nos estados de Mato Grosso, Rondônia e Goiás, e; a terceira, ou safra de inverno, com colheita de julho a outubro, concentrada em Minas Gerais, Goiás, São Paulo, Bahia, Pará, Pernambuco e Alagoas. Apesar das amplas possibilidades de produção, os valores comercial e nutritivo do feijão depreciam-se rapidamente após a colheita, perdendo sua qualidade após dois meses de estocagem (COÊLHO, 2017).

Os maiores produtores mundiais de feijão, em ordem, são Myanmar, Índia, Brasil, Estados Unidos, México e Tanzânia, responsáveis por 59,4% do total produzido no mundo, ou 15,8 milhões de toneladas (FAOSTAT, 2017). O consumo é pequeno nos países mais desenvolvidos, e o fato dos grandes produtores mundiais serem também os maiores consumidores gera poucos excedentes exportáveis, limita o conhecimento do mercado e, conseqüentemente, o comércio internacional do produto (CONAB, 2017a).

A produção nacional prevista para a safra (2017/2018) é de 3,3 milhões de toneladas, menos de 3,5% (ou 119 mil toneladas) em relação à safra anterior. A área total cultivada foi reduzida nesta safra para 3,1 milhões de hectares, reduzida também em relação ao último ano/safra (-1,2%, ou 38 mil hectares) (CONAB, 2017b). O Paraná é o maior produtor de feijão brasileiro, seguido por Minas Gerais, Mato Grosso e Goiás (340,1 mil toneladas). Somente a produção paranaense supera a de regiões inteiras, como Nordeste e Norte (CONAB, 2017b).

A escala de desenvolvimento das plantas de feijão divide o ciclo biológico nas fases vegetativa e reprodutiva. Essas, por sua vez, são subdivididas em dez estádios. A fase vegetativa (V) é constituída dos estádios V0, V1, V2, V3 e V4, e a reprodutiva (R) dos estádios R5, R6, R7, R8 e R9. Os hábitos de crescimento do feijoeiro são agrupados e caracterizados em quatro tipos principais; I hábito determinado e II, III, IV, hábito indeterminado (OLIVEIRA; NOGUEIRA; EVANGELISTA, 2008).

As etapas do desenvolvimento da planta do feijoeiro começam com a germinação, onde acontece a embebição de água pela semente, depois a emergência da radícula e sua conversão em raiz primária, à emergência, os cotilédones aparecem à altura do solo e da início a separação, posteriormente começa o desenvolvimento do epicótilo, as folhas primárias já estão completamente abertas, seguido da abertura da primeira folha trifolioladas, no entanto surge

aparecimento da segunda folha trifoliada (QUINTELA, 2001).

A terceira folha trifoliolada é aberta e as gemas e os nós inferiores produzem ramos, começa a pré-floração, onde surge o primeiro botão floral e o primeiro racimo, seguido da floração onde se abre a primeira flor, posteriormente, se formado as vagens. Começa a finalizar quando as sementes perdem a cor verde e começam a mostrar as características da cultivar, iniciando o desfolhamento, e por fim a maturação fisiológica, começando a secar as sementes, adquirindo a coloração típica da cultivar (QUINTELA, 2001).

Devido às características dessa cultura, com um ciclo médio de 90 dias, podendo variar entre 60 (super precoce) e 115 (tardio), dependendo da cultivar escolhida, o feijão-comum é muito sensível à ação de uma série de insetos e outros invertebrados pragas, cujo manejo implica no reconhecimento da praga, os seus níveis de controle e o uso de inseticidas seletivos (OLIVEIRA; NOGUEIRA; EVANGELISTA, 2008).

Dentre as diversas pragas que podem prejudicar a cultura do feijoeiro, o crustáceo *Armadillidium vulgare* (Latreille, 1804) (Isopoda: Armadillidiidae) encontrou um ambiente adequado para seu desenvolvimento e reprodução, tornando-se uma praga importante (SALUSO, 2004; MASTRONARDI, 2006). Este crustáceo causa danos causando danos nas sementes e mudas, diminuindo a densidade das plantas em que os danos podem chegar a margem de 80% (CAMARGO, 1955; SALVIO, 2008)

O crustáceo *A. vulgare* também conhecido como tatuzinho de jardim, apresentando uma ampla distribuição mundial, adaptando-se em vários habitats, sendo mais frequente em ambientes antropizados (SCHUMALFUSS, 2003).

São essencialmente decompositores, e podem ser encontrados em baixo de pedras, troncos, enterrados no solo e em áreas úmidas e escuras. Este crustáceo ataca principalmente no período noturno, é detritívoro e pode alterar seu hábito alimentar de acordo com as condições do meio, passando a realizar a fitofagia se alimentando principalmente de sementes, plantas recém-emergidas, cotilédones, raízes e brotos de diferentes plantas (MASTRONARDI, 2006). A alteração de comportamento associada a grande disponibilidade de alimento resultam em um aumento acelerado de sua população, atingindo o status de praga e gerando grandes prejuízos (FABERI, 2010).

Dentre as 24 espécies do gênero *Armadillidium*, *A. vulgare* é de fácil reconhecimento, por apresentar a capacidade de enrolar o corpo em forma de bola (capacidade volvocional) que lhe proporciona proteção e auxilia a conter a perda de água por evaporação (GARCIA, 2002). O corpo é convexo cinza escuro (CAMARGO, 1955). O macho mede 13,6 mm de comprimento por 6,4 mm de largura e a fêmea 15,1 mm de comprimento por 7,3 mm de largura (ARAÚJO, 1996).

Os crustáceos são dotados de patas e prolongamentos, estes chamados apêndices, seu corpo é dividido em cefalotórax e abdome, e o último segmento abdominal esta quase sempre fundido com outro, o telson, o cefalotórax é formado pela fusão da cabeça com o tórax e é coberto pelo prolongamento do exoesqueleto, a carapaça, a extremidade dela é chamada rostro.

Na cabeça há um par de olhos, dois pares de antenas sensoriais, sendo quem as primeiras são curtas e unirremes e as segundas bem desenvolvidas (BARNES, 1984).

Os crustáceos possuem exoesqueleto, este composto por substâncias calcárias que os torna rígido, conforme o animal cresce ao longo do seu ciclo de vida, esse exoesqueleto é substituído por outro, processo que recebe o nome de ecdise ou muda, o exoesqueleto que se formou permite o crescimento do crustáceo por um período, devido a sua flexibilidade, posteriormente o exoesqueleto endurece, interrompendo o seu crescimento.

Os apêndices dos crustáceos são birremes (bifurcados), diferentemente dos outros artrópodes, além disso, alguns representantes possuem uma carapaça que protege parte ou todo o corpo, além de cutículas calcificadas que garantem uma maior resistência (BARNES, 1984).

A. vulgare envolve uma fase de ovo, uma fase juvenil denominada manca, e finalmente a fase adulta reprodutiva, não há estágio larval (náuplio). Esses crustáceos possuem um ciclo de vida direto, pois não sofrem uma mudança morfológica completamente, são capazes de viver em média, quatro anos, para ser considerado adulto leva cerca de um ano para sofrer sua muda fundamental, em que eles ganham seu sétimo par de pernas (PEARSE, 2015).

A reprodução de *A. vulgare* é sexuada, e o período de reprodução das fêmeas dura cerca de seis meses, começando a partir do segundo ano de vida. Essas produzem só uma ninhada no primeiro ano, e duas ninhadas a partir do segundo ano (PEARSE, 2015).

A quantidade de ovos que uma fêmea põe, varia conforme sua idade e seu tamanho, assim quanto mais velha e maior, mais ovos (PEARSE, 2015), são como se fossem marsupiais. Após a fertilização, os ovos são movidos para dentro de uma bolsa abdominal na mãe e permanecem nesta bolsa por 32 dias (PEARSE, 2015). O número de ovos produzidos por *A. vulgare* é variável, em média de 29 a 79 ovos, porém já teve relatos de ninhadas de 267 indivíduos (PIERCE, 1907). A estimativa média de eclosão dos ovos é de 82% (HEELEY, 1941).

A fase jovem do crustáceo tem a sua primeira muda em 24 horas, logo após a liberação da ninhada na bolsa da mãe, depois da primeira muda, os jovens tem uma ecdise nos intervalos de 3 a 4 semanas até a idade de 6 meses, passando a ter intervalos mensais, depois deste ciclo a repetição da muda decresce e segue o tempo de adultos que ocorre entre 3 a 6 vezes por ano, visto que nas fêmeas adultas essa regularidade não acontece dessa forma; a primeira muda materna, ocorre imediatamente antes da deposição do primeiro grupo de óvulos (HEELEY, 1941).

A. vulgare pode causar prejuízos em diferentes culturas (CAMARGO, 1955; SALUSO, 2004;). Em pimentões recém emergidos (*Capsicum annum* L.) podendo atingir perdas de até 40%, em tomate (*Solanum lycopersicum* L.) os danos podem chegar a 70%, em orquídeas (*Orchis sp.* L.), no qual roem suas raízes e seus brotos (CAMARGO, 1955). Na cultura de soja (*Glycine max* L.), após a semeadura, a plântula no primeiros 15 dias ficam mais suscetíveis ao ataque do crustáceo, este acaba por consumir em média 70% da planta. Em girassol (*Helianthus annuus* L.) o dano em plântulas, pode chegar 50% (FABERI et al., 2011). Os maiores danos causados às culturas da soja e do girassol, são durante a implantação, principalmente na primavera e no outono, quando se encontram em seu período reprodutivo, provocando ferimentos no hipocótilo, nas sementes, no segmento inferior do tronco, a alguns centímetros do chão, no qual provoca o rompimento da planta espontaneamente ou pela ação de ventos (CIBILS, 2017).

As formas de controle podem ser preventivas por meio de armadilhas e iscas tóxicas á base de inseticidas clorados ou arsenicais (COSTA, 1958), isca seca de carbaril (CORSEUIL; CRUZ; SILVA; 1986), e iscas a base do ingrediente ativo metaldeído seguido de diazinon (CAMPOS; GARCIA, 2000).

Porém o uso constante e indiscriminado de produtos químicos ocasionam invariavelmente reduções da população de organismos benéficos, fazendo com que

o produtor fique cada vez mais dependente dos produtos químicos. Além disso, a praga começa a adquirir resistência aos inseticidas, dificultando o controle, aumentando as aplicações do produto, e conseqüentemente o custo de produção (BIANCHINI; HOHMANN; ALBERINI, 1981).

O controle biológico de *A. vulgare* com nematoides entomopatogênicos (NEPs) é indicado, pois além de estudos mostrarem que estes são capazes de infectá-los, são indivíduos que são restritos ao solo, assim como os crustáceos (GREWAL; NARDO; AGUILLERA, 2001). No filo Nematoda estão presentes os nematoides, estes não possuem segmentos e são muito numerosos no mundo (DE LEY, 2006). Entre os nematoides distribuídos possuem os entomopatogênicos (NEPs), que estão na ordem Rhabditida, estes representados como potencial para o controle de vários insetos (ALMENARA, 2012), pelo motivo de serem organismos que residem no solo (KAYA; GAUGLER, 1993)

Steinernematidae e Heterorhabditidae são as duas famílias de nematoides entomopatogênicos mais estudadas no controle biológico (BURNELL; STOCK, 2000), e os gêneros *Heterorhabditis* e *Steinernema* são grupos de nematoides entomopatogênicos mais utilizados em vários continentes no controle de pragas de solo e de ambientes crípticos. (GREWAL; NARDO; AGUILLERA; 2010). São muitos nematoides conhecidos e que possuem a capacidade de se associarem a insetos, mas nem todos possuem uma capacidade de serem usados como meio de controle (VAN DRIESCHE; BELLOWS JR, 1996).

Mais de 100 espécies de NEPs foram identificadas em todo o mundo (aproximadamente 80% são *Steinernema*), e pelo menos 13 destas espécies foram comercializadas, no entanto são muito utilizados por virulência inata em combate a varias pragas (SHAPIRO-ILAN; ROJAS; HAN; DOLINKSI, 2014).

O sistema de aplicação de NEPs podem ser convencionais usados em tratamentos de pesticidas hortícolas, incluindo pulverizadores pressurizados, sopradores de névoa, pulverizadores eletrostáticos, sistemas de irrigação ou pulverizadores aéreos. As considerações de manuseio para aplicar, são agitação, tipo de bico, pressão e tempo de reciclagem, condições ambientais do sistema e padrão de distribuição de pulverização (SHAPIRO-ILAN, HAN; DOLINKSI, 2012).

Os NEPs têm sido largamente utilizadas no controle biológico de diferentes espécies de pragas, que são importantes economicamente onde ocupam diferentes habitats (GREWAL, 2005). O maior êxito foi alcançado contra pragas que vivem no

solo em habitats crípticos, como galerias internas de plantas onde as JIs encontram proteção contra fatores ambientais (TOMALAK et al., 2005). Por estas razões, é necessário escolher as melhores espécies adaptadas de nematoides para cada praga e para suas condições ecológicas particulares.

A algumas diferenças entre as espécies de NEPs no método na busca do hospedeiro, também possuem diferença na tolerância para condições ambientais, como temperatura, umidade, clima e dessecação, podendo determinar a sua eficácia de campo (MORTON; GARCIA-DEL-PINO, 2009). As interações desses fatores podem alterar desde a sobrevivência até a capacidade de infecção do nematoide, algumas espécies de NEPs podem tolerar temperaturas extremas, mas é possível que a baixa umidade do solo altere sua capacidade de dispersão e persistência (KAYA, 1990).

O ciclo de vida dos nematoides dispõem de quatro estágios de desenvolvimento que são ovo, J1, J2, J3, J4 e adulto. Os gêneros *Heterorhabditis* e *Steinernema* possuem diferenças em seu desenvolvimento (FERRAZ, 1998), em que JIs de *Steinernema* sp. ao penetrarem no hospedeiro passam para o último estágio de seu desenvolvimento (J4), posteriormente a adultos de primeira geração então transformam-se em machos ou fêmeas, já o gênero *Heterorhabditis* sp. possui adultos hermafroditas (ADAMS; NGUYEN; GAUGLER, 2002).

A fase juvenil infectivos de terceiro estágio (J3), vive livremente no solo na busca de um hospedeiro para ocasionar a infecção (GLAZER, 2002), carregam bactérias mutualísticas (*Xenorhabdus* spp. e *Photorhabdus* spp.), no seu intestino, onde elas são severamente patogênicas aos insetos (POINAR; GREWAL, 2012). A fase juvenil do nematoide é um pouco peculiar onde ele não se alimenta, e consegue resistir por um bom tempo em condições adversas (GLAZER, 2002). Os J3 de NEPs ao encontrar o hospedeiro através de suas atividades fisiológicas como a respiração (ZUCKERMAN; JANSSON, 1984; GAUGLER; CAMPBELL, 1989), irão penetrar por suas aberturas naturais como boca, anus, espiráculo ou via tegumento, ao atingir a hemocele do inseto ele libera as bactérias simbióticas causando mortalidade por septicemia em até 24 a 48 horas (FERRAZ, 1998).

OS JIs quando penetram no hospedeiro, perdem a cutícula externa (SICARD et al., 2004), e dão início a ingestão da hemolinfa, desencadeando a liberação das bactérias simbióticas mutualísticas pelo modo de defecação (*Steinernema* spp.) ou pela regurgitação (*Heterorhabditis* spp.) (MARTENS et al., 2004; MARTENS;

GOODRICH-BLAIR, 2005). Os nematoides em desenvolvimento então regurgitam novamente as bactérias, e os tecidos dos insetos liquefeitos são metabolizados pelas bactérias (KONDO; ISHIBASHI, 1988), acasalam e podem produzir algumas gerações antes que faltem recursos alimentares. As bactérias novamente colonizam os nematoides, que emergem como JIs do cadáver de insetos exauridos em busca de novos hospedeiros (POINAR, 1990).

Estudos demonstram que isopodas dos gêneros *Armadillidium* pode ser infectado por algumas espécies de NEPs (JAWORSKA, 1994; POINAR, 1989; POINAR; PAFF, 1985). O primeiro trabalho com o uso de NEPs foi em 1985, o nematoide *Neoaplectana carpocapsae*, causou 63% de mortalidade de *A. vulgare* na concentração de 3880 JIs/mL após oito dias da inoculação (POINAR; PAFF, 1985). *Steinernema carpocapsae* (Pocheon) e *S. glaseri* (Dongree) foram patogênicos a *A. vulgare* na concentração de 400 JIs, e ocasionaram mortalidade de 53,3% e 46,7% em densidades de 5 crustáceos respectivamente (CHOO et al., 1996). *Heterorhabditis amazonensis* IBCBn 24 provocou mortalidade de 44, 60% e 60% nas concentrações de 300, 500 e 1000 JIs (BRIDA et al., 2017).

A probabilidade de desenvolvimento de altas populações de *A. vulgare* está associada ao aumento de matéria orgânica na superfície solo fornecendo abrigo, umidade e alimento, podendo a cultura subsequente ser vulnerável ao ataque crustáceo (TRUMPER; LINARES, 1999; SALUSO, 2001; MASTRONARDI, 2006). E quando *A. vulgare* se encontra em fase juvenil, apresenta alimentação ativa, reduzindo consideravelmente a densidade das plantas (PARIS, PITELKA, 1962). Diante disto o uso de NEPs no controle de *A. vulgare* torna-se uma ferramenta indispensável, devido apresentarem busca ativa do solo e rápida infecção e mortalidade do hospedeiro (BRIDA; SCHMIDT; DOLINKS, 2018).

6 Material e métodos

6.1 Local

O experimento foi conduzido no Laboratório de Ecologia de Insetos, do Departamento de Ecologia, Zoologia e Genética, pertencente a Universidade Federal de Pelotas, Rio Grande do Sul, Brasil.

6.1.1 Criação de *Armadillidium vulgare*

Os adultos de *A. vulgare* foram coletados em uma área de vegetação nativa pertencente à Universidade Federal de Pelotas, Capão do Leão, RS, mantidos em terrário e armazenados em câmara climatizada (BOD) a $25 \pm 3^{\circ}\text{C}$, e $70 \pm 10\%$ UR. Estes foram alimentados com folhas de alface, (*Lactuca sativa*) até o início dos experimentos (Figura1).

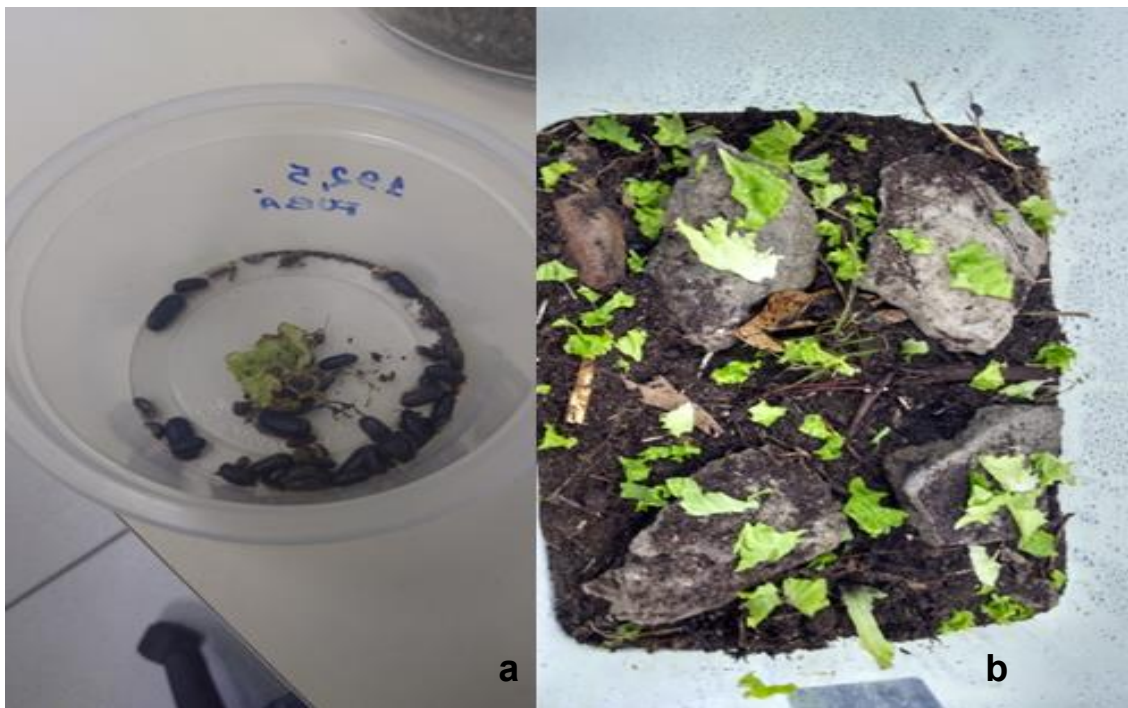


Figura 1 - Coleta dos adultos de *Armadillidium vulgare* (a) e manutenção do terrário (b).

Fonte: Machado, 2018.

6.1.2 Criação de *Galleria mellonella* (Lepidoptera: Piralydae), obtenção e multiplicação dos isolados de nematoides entomopatogênicos

O isolado do nematoide *Steinernema brazilense* IBCBn 06, foi obtido da Coleção de Nematoides Entomopatogênicos "Oldemar Cardim Abreu" do Instituto Biológico de São Paulo, São Paulo, Brasil.

As lagartas de *G. mellonella* utilizadas para a multiplicação dos NEPs, foram criadas em temperatura controlada em B.O.D 30 °C, com dieta à base de favo e cera de abelha, sem luminosidade (Figura 2a e b).

O juvenis infectantes de *S. brazilense* IBCBn 06 foram multiplicados em lagartas de quinto instar de *G. mellonella*. Para a multiplicação cinco lagartas de *G. mellonella* foram colocadas em placa de Petri (9 cm) com duas folhas de papel filtro, sobre as quais foram inoculados 1,5 mL de solução de nematoides na concentração com 500 JIs/cm². As placas de Petri foram vedadas com filme de PVC e armazenadas em câmara climatizada BOD a 25±2°C e UR de 80±10%. Após três dias da mortalidade, as larvas foram transferidas para armadilha de White (WHITE, 1927). Os JIs que deixaram os cadáveres da larva de *G. mellonella*, foram coletados em água destilada (um cm de profundidade) em Erlemeyers mantidos em câmara climatizada BOD a 18±1°C, 70±10% UR e utilizados dois dias após a coleta.

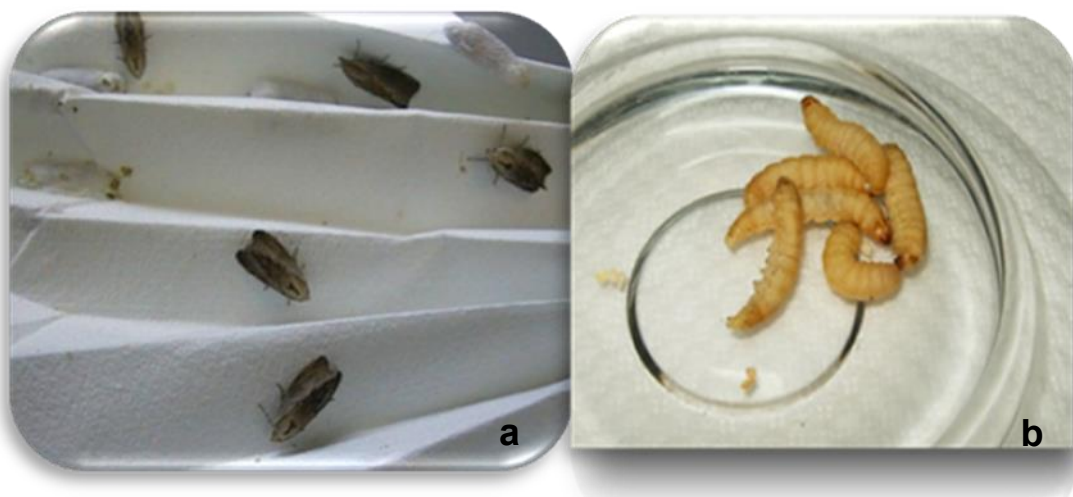


Figura 2 - Adultos e lagartas de 5° instar de *G. Mellonella* (a) (b).

Criação de *Galleria mellonella* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Pyralidae).

Fonte: Brida, 2015.

6.2 Avaliação de danos em diferentes densidades de *Armadillidium vulgare* em plantas de feijoeiro

Em copos de plásticos de 500 mL, contendo 400 mL de solo auto clavado, foram semeadas quatro sementes de feijão do tipo “carioquinha”, após a semeadura os copos foram armazenados em câmara climatizada BOD, com temperatura de 25 °C e fotoperíodo de 12 horas.

Após a emergência, as plântulas foram desbastadas, deixando apenas uma plântula por copo. Em seguida foram liberadas as densidades de 5, 10, 20, 30 *A. vulgare* por copo. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com quatro tratamentos e com cinco repetições. A testemunha foi constituída apenas pela plântula, sem a liberação dos crustáceos. As avaliações foram realizadas aos 48, 72 e 96 horas após a liberação dos crustáceos (Figura 3). O parâmetro avaliado, foi a porcentagem de dano foliar, utilizando uma escala de diferentes níveis de desfolha em feijoeiro (J.A.F. Barrigossi) expresso em porcentagem (Figura 4). Os dados obtidos foram submetidos à análise de regressão e as médias comparadas pelo teste F, e pelo programa Statistix 9.

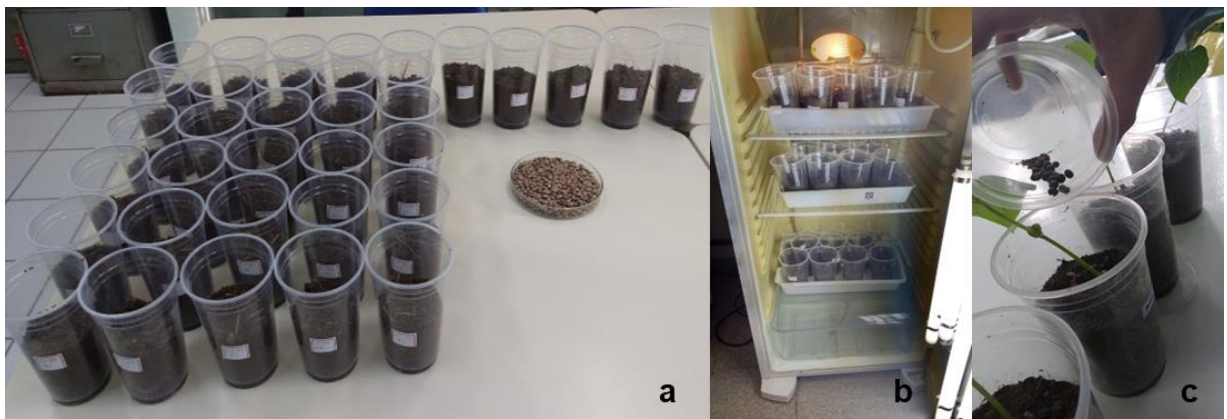


Figura 3 - Semeadura de sementes de feijoeiro (a) Armazenamento dos copos em BOD climatizada (b) e liberação dos crustáceos no feijoeiro (c).

Fonte: Machado, 2018.

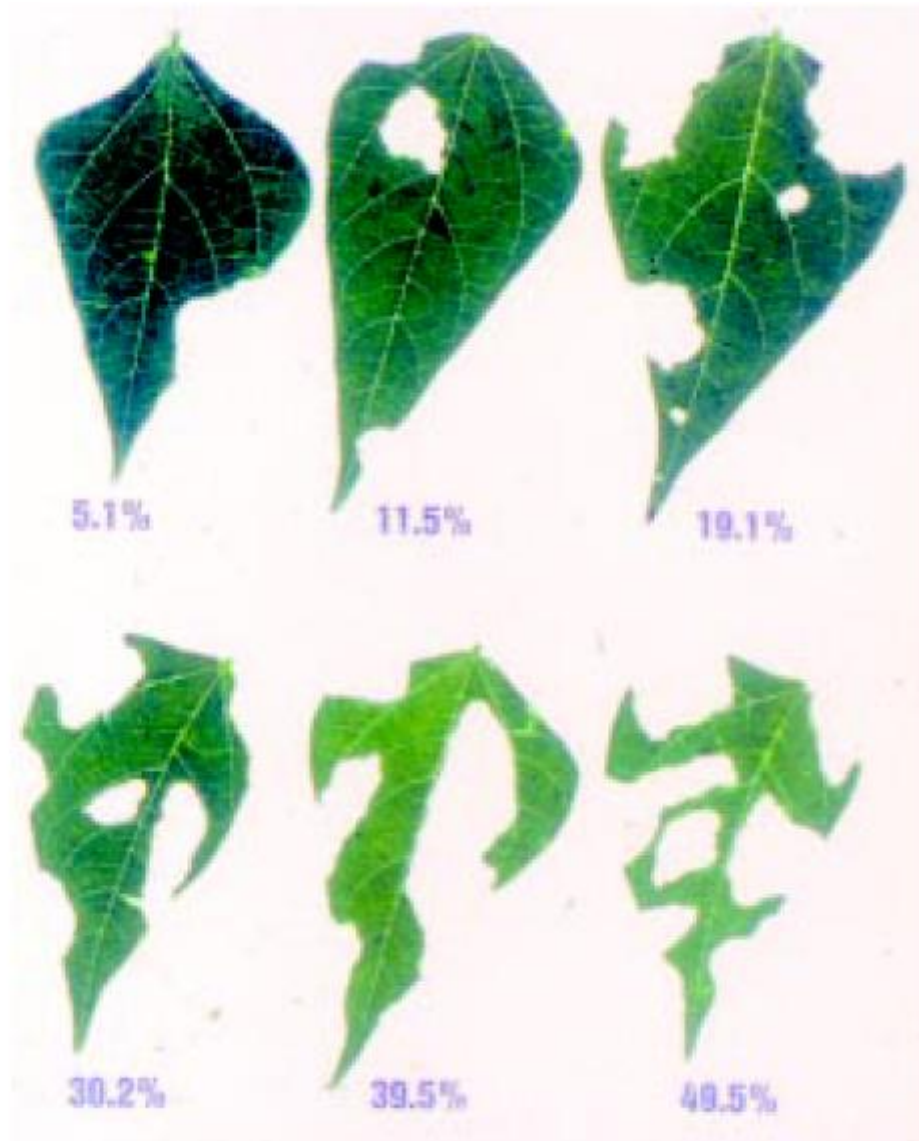


Figura 4 - Diferentes níveis de desfolha no feijoeiro.

Fonte: J.A.F. Barrigossi.

6.3 Patogenicidade e virulência de *Steinernema brazilense* IBCBn 06 a *Armadillidium vulgare*.

O experimento foi realizado em um delineamento inteiramente casualizado com três tratamentos e 10 repetições. Cada parcela foi constituída por recipientes plásticos de 250mL contendo 60g de substrato de areia autoclavada com 6% de umidade. Foram liberados cinco adultos de *A. vulgare* por recipiente. Os juvenis infectantes (JIs) do isolado *Steinernema brazilense* IBCBn 06, foram inoculados no volume de 2 mL na concentração de 300, 1000 e 1500 JIs/crustáceo. O tratamento testemunha foi constituído de 2 mL de água destilada (sem nematoide).

Posteriormente, os recipientes foram armazenados em câmara climatizada BOD a $25^{\circ}\pm 1^{\circ}\text{C}$, $70\pm 10\%$ UR, no escuro. As avaliações foram realizadas diariamente ao longo de 144 horas e ao longo de 60 dias, e realizada a contagem dos crustáceos mortos. Os cadáveres dos crustáceos foram dessecados para a observação da causa morte e os juvenis infectantes quantificados (Figura 5). Os dados obtidos foram submetidos à análise de regressão e as médias comparadas pelo teste F, e pelo programa Statistix 9.



Figura 5 - Inoculação dos (JIs).

Fonte: Machado, 2018

6.4 Eficiência de *Steinernema brazilense* IBCBn 06 no controle de *Armadillidium vulgare* em feijoeiro

Com o resultado de melhor densidade (30) crustáceos/ plântula e com a melhor virulência de *S. brazilense* IBCBn 06 na concentração 1000 e 1500 (JIs) foi realizado a eficiência do nematoide sobre o crustáceo na planta de feijoeiro.

Foram semeadas quatro sementes de feijão tipo carioquinha em copos de plásticos de 500 ml, contendo 400 ml de solo autoclavado, após a semeadura os copos foram armazenados em câmara climatizada BOD, com temperatura de 25°C e fotoperíodo de 12 horas. Após a emergência, as plântulas foram desbastadas, deixando apenas uma plântula por copo, em seguida foi liberada as densidades de 30 crustáceo/planta. Em seguida foram inoculados no volume de 2 mL as concentrações de 1000 e 1500 (JIs) do isolado *S. brazilense* IBCBn 06. O tratamento com testemunha foi constituído de 2 mL de água destilada (sem nematoide). O experimento foi conduzido em um delineamento inteiramente casualizado, com dois tratamentos e com cinco repetições. Os tratamentos foram armazenados em câmara climatizada BOD a $25\pm 2^{\circ}\text{C}$ e $70\pm 10\%$ UR, fotofase 12 horas. As avaliações foram

realizadas aos 24, 48, 72, 96, 120, 144, 168 e 192 horas após a inoculação dos JIs. O parâmetro avaliado foi a porcentagem de dano foliar, utilizado uma escala de diferentes níveis de desfolha em feijoeiro (J.A.F. Barrigossi) expresso em porcentagem. Sendo a porcentagem de 5,1% tem o menor dano e a porcentagem de 49,5% o maior dano, a porcentagem de 100%, a plântula totalmente destruída (Figura 4). Os cadáveres dos crustáceos foram limpos em água destilada e dissecados para a observação da causa morte e para a quantificação de juvenis infectantes no interior do hospedeiro. Os dados obtidos foram submetidos à análise de progressão e as médias comparadas pelo teste F, e pelo programa Statistix 9.

7. Resultados e discussão

No primeiro experimento foi realizada a avaliação de danos em diferentes densidades de *Armadillidium vulgare* em plantas de feijoeiro. A porcentagem de dano foliar causado pelo *A. vulgare* no feijoeiro nas primeiras 48 horas foi de 5,1% na densidade de 5 e 10 crustáceo/planta, na densidade de 20 e 30 crustáceo/planta, a porcentagem de dano, foi de 30,2% (Figura 6).

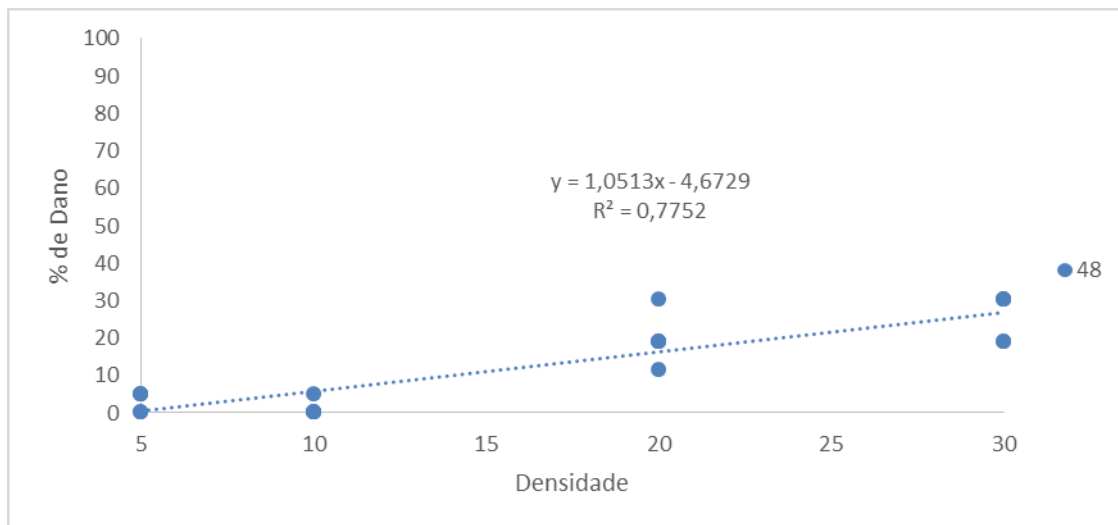


Figura 6. Porcentagem de dano de *Armadillidium vulgare* em densidades de 5, 10, 15, 20 e 30/ crustáceos em folhas de feijoeiro após 48 horas.

Após 72 horas as densidades de 5 e 10 crustáceo/planta apresentaram dano de 5,1%, a densidade de 20 crustáceo/planta com 49,5% de dano. E na densidade de 30/crustáceo com 100% de dano em folha de feijoeiro (Figura 7).

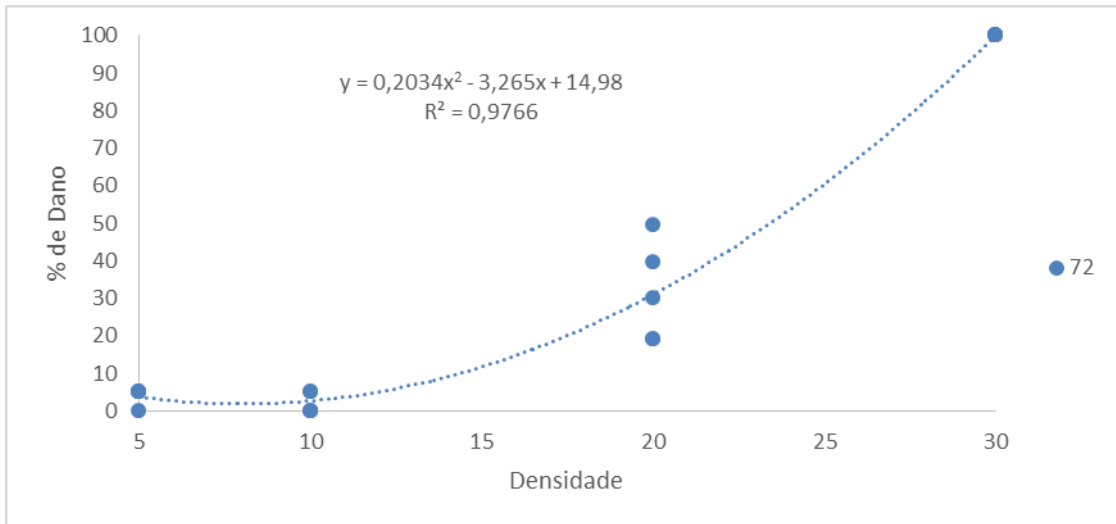


Figura 7. Porcentagem de dano de *Armadillidium vulgare* em densidades de 5, 10, 15, 20 e 30/ crustáceos em folhas de feijoeiro após 72 horas.

Em 96 horas, a densidade de 5 crustáceo/planta foi de 19,1% de dano, já a densidade de 10 crustáceo/planta, manteve baixa porcentagem de dano 5,1%. A densidade de 20 crustáceo/planta foi de 49,5%, e com a totalidade de dano 100% na maior densidade de 30 crustáceo/planta (Figura 8).

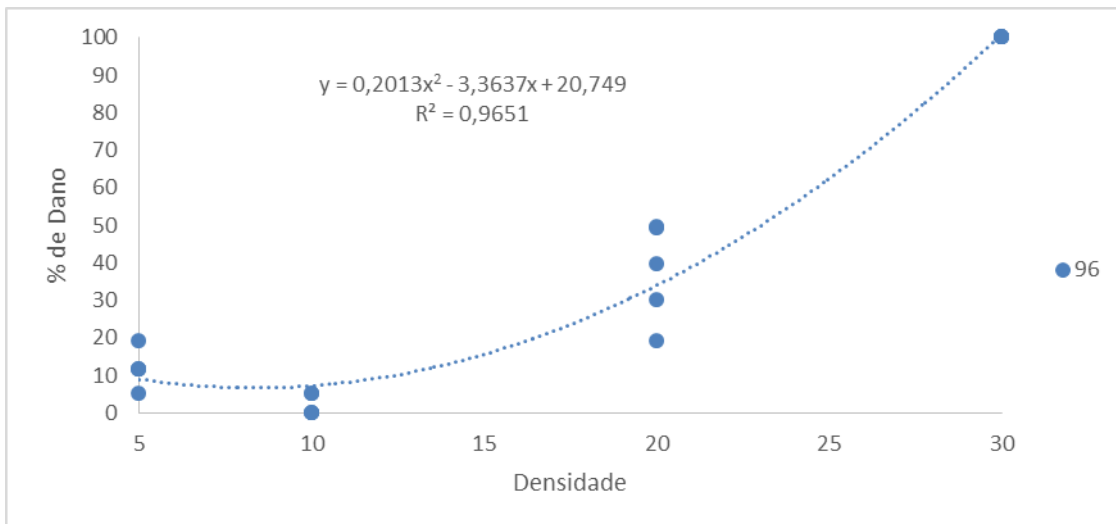


Figura 8. Porcentagem de dano de *Armadillidium vulgare* em densidades de 5, 10, 15, 20 e 30/ crustáceos em folhas de feijoeiro após 96 horas.

No segundo experimento, *S. brazilense* IBCBn 06 foi patogênico a *A. vulgare* em todas as concentrações estudadas. Ao longo de 144 horas, a taxa de mortalidade e virulência de *S. brazilense* IBCBn 06 em *A. vulgare* foi de 14, 18 e 28% e de 2987,66, 4695,68 e de 1874,85 Jls/crustáceo em concentrações de 300, 1000 e 1500 Jls/mL respectivamente, sem diferenças entre o número de Jls (Tabela 1).

Ao longo de 60 dias a taxa de mortalidade variou de 88 a 96% nas diferentes concentrações estudadas. A taxa de virulência foi de 1075,88 Jls/crustáceo na concentração de 300 Jls/mL, de 2408,82 Jls/crustáceo na concentração de 1000 Jls/ml e de 1201,20 Jls/crustáceo com 1500 Jls/ml (Figura 9).

A escolha da concentração de 1000 Jls foi influenciada pela taxa de mortalidade de 18 e 96% e taxa de virulência de 4695,68 e 2408,82 Jls/crustáceo ao longo de 144 horas e 60 dias respectivamente, e a concentração de 1500 Jls pela taxa de mortalidade 28% em 144 horas e pela taxa de virulência 1201,20 Jls/crustáceo ao longo de 60 dias.

Tabela 1 - Mortalidade e virulência de *S. brazilense* IBCBn 06 em adultos de *A. vulgare* em concentrações de 300, 1000 e 1500 Jls/mL, ao longo de 144 horas

Concentração (N°Jls)	% Mortalidade	(N° Jls)
300	14% a	2987.66 a
1000	18% ab	4695.68 a
1500	28% b	1874.85 a
CV %	0.69	4107.7

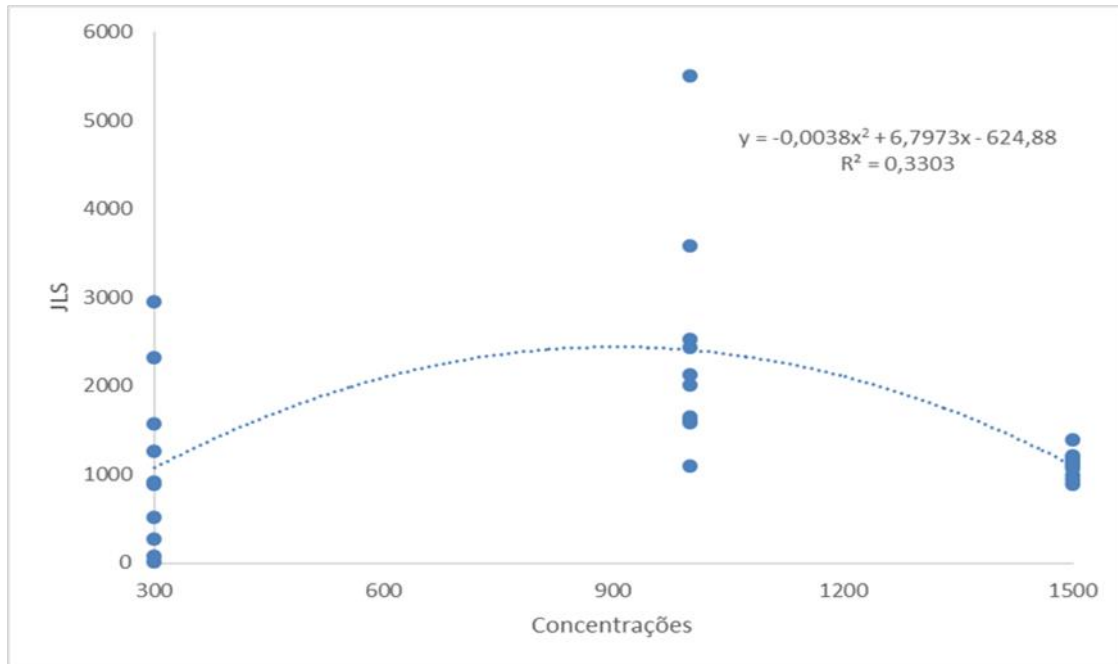


Figura 9. Virulência de *S. brazilense* IBCBn 06 em adultos de *A. vulgare* em concentrações de 300, 1000 e 1500 Jls/mL, ao longo de 60 dias.

No terceiro experimento, após a inoculação de *S. brazilense* IBCBn 06 na concentração de 1000 Jls/mL, a média da taxa de dano em feijoeiro por *A. vulgare*, foi de 1,02% em 24 horas, 2,04% em 48 horas, 6,38% em 72 horas, 8,94% em 96 horas, 18,28% em 120 horas, 31,70% em 144 horas, 39,78% em 168 horas e de 77,80% em 192 horas (Figura 10).

Na concentração de 1500 Jls/mL de *S. brazilense* IBCBn 06 a média da taxa de dano foi de 2,04% em 24 horas, 6,38% em 48 horas, 10,70% em 72 horas, 19,22% em 96 horas, 37,70% em 120 horas, 65,70% em 144 horas, 89,90% em 168 horas e de 100% em 192 horas (Figura 11).

A concentração de 1000 Jls/ mL de *S. brazilense* IBCBn 06, permitiu a menor taxa de dano por *A. vulgare* ao longo de 192 horas (Tabela 2). Não houve diferença significativa ao longo de 96 horas após a aplicação dos JIs, com a taxa de porcentagem variando de 1,02 a 8,94%(A) na concentração de 1000 JIs/mL e de 2,04 a 19,22%(A) na concentração de 1500 JIs/mL.

A diferença entre as concentrações avaliadas foi intensificada após 120 horas, com as menores taxas de dano na concentração de 1000 JIs/ml, que variou de 18,28 a 39,78% (B) até 168 horas, e com 77,80% (B) de dano ao longo de 192 horas. Na concentração de 1500 JIs, a taxa de dano foi superior, quando comparada

com a concentração de 1000 Jls/mL, após 120 horas, que variou de 37,70% a 89,90% (A) até 168 horas, e com 100% (A) de dano ao longo de 192 horas.

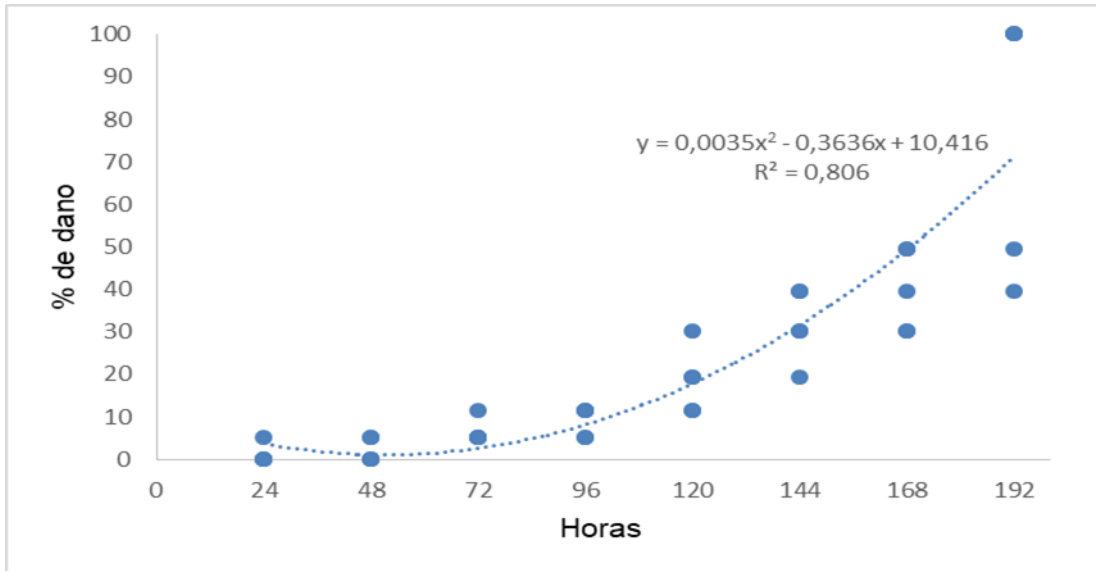


Figura 10. Porcentagem média de dano de *Armadillidium vulgare* na densidade 30 crustáceos em folhas de feijoeiro após a aplicação de 1000 Jls/ml ao longo de 192 horas.

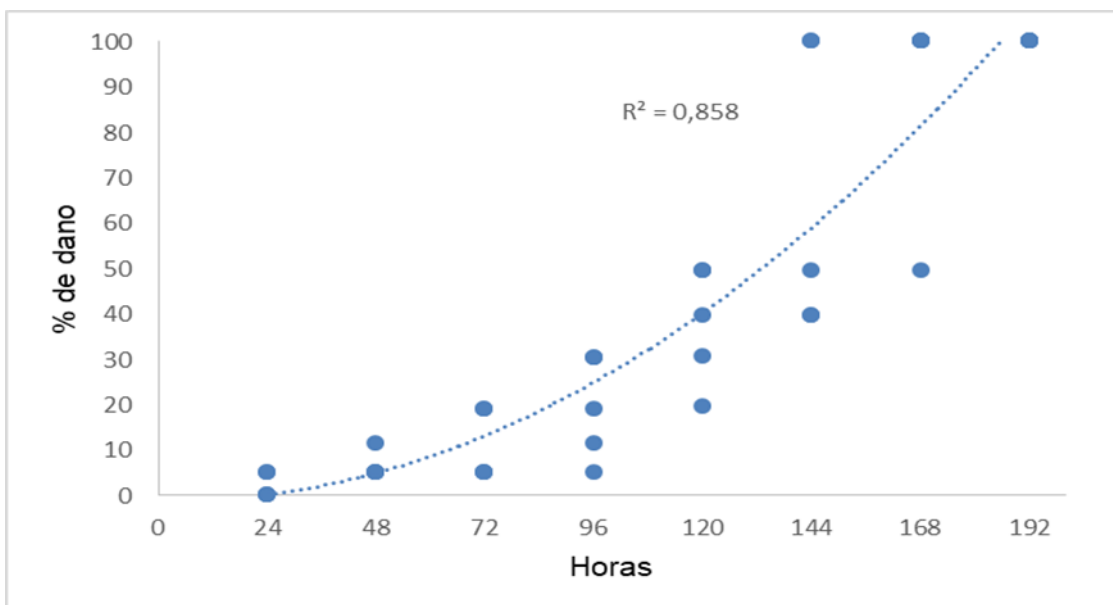


Figura 11. Porcentagem média de dano de *Armadillidium vulgare* na densidade 30 crustáceos em folhas de feijoeiro após a aplicação de 1500 Jls/ml ao longo de 192 horas.

Tabela 2. Porcentagem média de dano (% Dano) de *A. vulgare* em folhas de feijoeiro (*P. vulgares* L.), após a aplicação das concentrações de 1000 e 1500 JIs/mL (N° JIs) ao longo de 192 horas.

Concentração (N° JIs)	Tempo(hrs)	Dano (%)	Concentração (N° JIs)	Tempo (hrs)	Dano (%)
1000	24	1,02 A	1500	24	2,04 A
1000	48	2,04 A	1500	48	6,38 A
1000	72	6,38 A	1500	72	10,70 A
1000	96	8,94 A	1500	96	19,22 A
1000	120	18,28 B	1500	120	37,70 A
1000	144	31,70 B	1500	144	65,70 A
1000	168	39,78 B	1500	168	89,90 A
1000	192	77,80 B	1500	192	100,00 A

Após 192 horas da aplicação dos JIs de *S. brasilense* IBCBn 06, a concentração de 1000 JIs/mL permitiu a menor taxa de dano na planta 23,24% quando comparado com a concentração de 1500 JIs/mL com 41,45% de dano. A taxa de virulência foi de 2803,85 e 2163,45 JIs/crustáceo na concentração de 1000 e 1500 JIs/mL, significativa não havendo diferenças significativas na taxa de virulência (Tabela 3).

Tabela 3 - Relação da porcentagem de dano de *A. vulgare* em folhas de feijoeiro e número de juvenis infectantes (N°. JIs) no interior do crustáceo, após 192 horas da aplicação de 1000 e 1500 JIs/mL de *S. brasilense* IBCBn 06.

Concentração (N° JIs)	(%) Dano	(N° JIs) no crustáceo
1000	23.24 ± 9.23 b	2803.85 ± 489.14 a
1500	41.45 ± 13.75a	2163.45 ± 903.62 a
CV (%)	14.23	2963.72

A região foliar da planta de feijoeiro foi afetada completamente com 100% de dano na densidade de 30 crustáceo/planta após 72 horas (Figura 8). Embora Campos & Garcia (2000) ao avaliarem o dano de *A. vulgare* em densidades de 10, 20, 30 e 40 crustáceo/planta, a densidade 40 crustáceo, foi a que provocou a maior taxa de dano 45% ao longo de 48 horas. No presente estudo a taxa de dano foi superior (100%) após 72 horas, porém em curto período de tempo, quando comparado com a densidade de 40/crustáceo. A taxa de dano pode estar relacionado com o comportamento de *A. vulgare* que é detritívoro e, ocasionalmente, fitófago (WARBURG, 1993), sendo capaz de se comportar como fitófago quando as populações aumentam sua densidade e há competição intra-específica (TRUMPER, 2002). *A. vulgare*, pode causar danos em sementes e mudas, diminuindo a densidade das plantas, e os danos podem chegar a margem de 80% em feijoeiro (CAMARGO, 1955).

No segundo experimento o nematoide *S. brazilense* IBCBn 06 foi patogênico a *A. vulgare*. Estudos demonstram que isópodos dos gêneros *Armadillidium* pode ser infectado por algumas espécies de NEPs (JAWORSKA, 1994; POINAR, 1989; POINAR; PAFF, 1985). É claro que esses isópodos terrestres, embora mortos pelos nematoides, não são hospedeiros adequados como a maioria dos insetos porque as membranas intersegmentares se decompõem logo após a morte e a cavidade do corpo é rapidamente invadida por organismos estranhos (bactérias e nematoides predadores), entretanto a mortalidade de *A. vulgare* variou de 14 a 28% em 144 horas e de 88 a 96% ao longo de 60 dias. O critério da avaliação do período de 144 horas justifica-se pela capacidade dos nematoides entomopatogênicos matar o hospedeiro entre 24 a 48 horas, chegando até 72 horas (BRIDA; SCHMIDT; DOLINKS, 2018), visto que em outros trabalhos o período de avaliação variou de 8 a 12 dias para que os crustáceos morressem após a exposição dos juvenis (POINAR; PAFF, 1985; CHOO et al., 1996). A escolha da melhor concentração para a mortalidade de *A. vulgare* foi baseada na maior taxa de mortalidade e virulência no cadáver do hospedeiro, assim, as concentrações de 1000 JIs, provocou mortalidade de 18 e 96% e taxa de virulência de 4695,68 e 2408,82 JIs/crustáceo ao longo de 144 horas e 60 dias respectivamente, e a concentração de 1500 JIs pela taxa de mortalidade 28% em 144 horas e pela taxa de virulência 1201,20 JIs/crustáceo ao longo de 60 dias. O nematoide *S. carpocapsae*, causou 63% de mortalidade de *A. vulgare* na concentração de 3880 JIs/mL após oito dias da inoculação (POINAR;

PAFF, 1985), mortalidade superior a do presente experimento, entretanto com a concentração quando comparada com a de 1000 e 1500 JIs/mL. *Heterorhabditis amazonensis* IBCBn 24 provocou mortalidade de 44, 60% e 60% nas concentrações de 300, 500 e 1000 (JIs) (BRIDA et al., 2017). Choo et al. (1996) avaliaram a virulência (400 JIs) de *S. glaseri* e *S. carpocapsae* em diferentes densidades de *A. vulgare*, verificaram que os nematoides foram eficientes apenas na densidade de 5 crustáceo, com 53,3% e 46,7% de mortalidade respectivamente.

No terceiro experimento após a escolha da densidade de crustáceo (30) e da concentração do isolado de NEPs, a eficiência de *S. brasilense* IBCBn 06 foi evidenciada quando utilizado a concentração de 1000 JIs/mL, a taxa de dano foi de 8,94%, quando os crustáceos expostos aos nematoides, e neste mesmo período sem controle a taxa de dano já teria atingido 100%. Ao longo de 196 horas, a taxa de dano foi de 77,80%, e quando comparado com a concentração de 1500 JIs/mL, neste período de horas, o dano de *A. vulgare* na planta já tinha atingido 100%, sendo eficiente apenas até às 96 horas com 19,22% de dano, não diferindo da concentração de 1000 JIs no mesmo período de tempo (Tabela 2). Embora os nematoides entomopatogênicos sejam agentes potencias frequentemente utilizados no controle de muitas pragas agrícolas, esse crustáceo não foi eficiente na concentração de 1500 JIs quando em estado de controle na planta do feijoeiro. Foi evidenciado que alta concentração de nematoides seja de 800 JIs e ou 1600 JIs foi ineficiente no controle de *A. vulgare* (POINAR; PAFF, 1985; CHOO et al., 1996), entretanto alta concentração de nematoides podem levar algumas limitações, como a competitividade no momento da infecção no hospedeiro, com o aumento do stresse no hospedeiro, acaba que o nematoide consegue promover a patogenicidade hospedeiro (POINAR; PAFF, 1985).

A probabilidade de desenvolvimento de altas populações de *A. vulgare* está associada ao aumento de matéria orgânica na superfície solo fornecendo abrigo, umidade e alimento, podendo a cultura subsequente ficar vulnerável ao ataque crustáceo (TRUMPER; LINARES,1999; SALUSO, 2001; MASTRONARDI, 2006). E quando *A. vulgare* se encontra em fase juvenil, apresenta alimentação ativa, reduzindo consideravelmente a densidade das plantas (PARIS; PITELKA, 1962). Diante disto o uso de NEPs no controle de *A. vulgare* torna-se uma ferramenta indispensável, devido apresentarem busca ativa do no solo e rápida infecção e mortalidade do hospedeiro (BRIDA; SCHMIDT; DOLINKS, 2018).

9. Considerações finais

A maior taxa de dano por *A. vulgare* foi na densidade de 30 crustáceo de planta após 72 horas.

O isolado *S. brasilense* é patogênico a *A. vulgare*, apresentando na concentração de 1000 Jls/crustáceo, as melhores taxas de mortalidades de 18% e 96% e virulência de 4695,68 Jls/crustáceo e de 2408,82 Jls/crustáceo ao longo de 144 horas e 60 dias respectivamente.

A concentração de 1000 Jls/mL foi eficiente no controle de *A. vulgare* em plantas de feijoeiro, com apenas 8,94% de dano ao longo de 96 horas.

Portanto altas densidades de *A. vulgare* ocasionam grandes perdas em pouco tempo, ou seja, quanto maior a sua densidade/população, maior será seu dano na cultura atacada. Para o teste de patogenicidade, entre as concentrações testadas, *S. brasilense* na concentração 1000 Jls/crustáceo é o mais eficiente, podendo ocasionar uma maior infecção e conseqüentemente uma maior mortalidade da praga, entretanto no solo o nematoide *S. brasilense* conseguiu a reduzir as taxas de dano na planta também na concentração de 1000 Jls/crustáceo, concluindo que o nematoide ele é patogênico, alcançando altas taxas de infecção de modo que as taxas de mortalidades são alcançadas com êxito ao ponto de reduzir o dano na cultura.

Referências

ADAMS, B. J.; NGUYEN, K. B.; GAUGLER, R.; Taxonomy and Systematics. Entomopathogenic Nematology. **CABI Publishing**, New York, p. 1-33, 2002.

ALMENARA, D. P. Nematoides Entomopatogênicos. Tópicos Avançados em Entomologia Molecular. **Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia em Entomologia Molecular**, Brasília, Cap.16, p. 1-40, 2012.

ARAÚJO, P.B. Isópodos: os colonizadores da terra. **Acta Biológica**. Leopoldensia, São Leopoldo, v.16, n.2, p.15-27, 1994.

ARAÚJO, P. B. Isópodes terrestres (Crustacea, Oniscidea) de Santa Catarina e Rio Grande do Sul. **Iheringia Série Zoologia**, Porto Alegre, v.81, p.111-138, 1996.

ARAÚJO, P. B. Subordem Oniscidea (isópodos terrestres, “tatuzinhos”). In L. BUCKUP & G.BOND-BUCKUP (Eds.). Os Crustáceos do Rio Grande do Sul. Porto Alegre, Editora: Universidade /UFRGS, p.503, 1999.

BAKER, B. P.; BENBROOK, C. M.; GROTH, E.; BENBROOK, K. L. Pesticide residues in conventional, integrated pest management (IPM)-grown and organic foods: insights from three US data sets. **Food Additives Contaminants**, v.19, p.427-446, 2002.

BARNES, R.D. **Zoologia dos invertebrados**. São Paulo: Rocca, 1984, 1179 p.

BENETTI, A. S.; CAMPOS, J. V.; GARCIA, F. R. M. Efficiency of toxic baits in the control of *Armadillidium vulgare* (Latreille, 1804) (Crustacea, Isopoda) in the **laboratory**. PUC-Campinas, v.16, n.1/2, p. 41-44, 2002.

BIANCHINI, A.; HOHMANN, C.L.; ALBERINI J.L. Distribuição geográfica e orientações técnicas para a prevenção do mosaico dourado do feijoeiro no Estado do Paraná. **Informe da Pesquisa**, Londrina, v. 5, n. 42, p.1-3, 1981.

BRIDA, A. L.; MACHADO, J. B.; CHANEIKO, S. M.; LEITE, L. G.; GARCIA, FLÁVIO R. M. **PATOGENICIDADE E VIRULÊNCIA DE *Heterorhabditis amazonensis* A *Armadillidium vulgare* (ISOPODA: ARMADILLIDIIDAE.** Urcamp, p10, 2017

BRIDA, A. L.; SCHMIDT, F. S.; DOLINKS, C. Grandes culturas . Rvista de defesa vegetal. **Cultivar**. n.230, p.56. 2018.

BURNELL, A M.; STOCK, S. P. *Heterorhabditis*, *Steinernema* and their bacterial symbionts lethal pathogens of insects. Department of Biology, National University of Ireland Maynooth. **Nematology**, v. 1: p.31-42. 2000.

CHOO, H. Y.; LEE S. M.; CHUNG, B. K.; PARK, Y. D. & KIM, H. H. 1995. Pathogenicity of Korean entomopathogenic nematodes against local agricultural and forest insect pest. Korean J. Appl. **Entomol**. n.34, p.314-320, 1996.

CIBILS, X.. BIOLOGÍA Y MANEJO DEL “BICHO BOLITA” (BICHO DE LA HUMEDAD). Protección Vegetal, **INIA**, cultivos, La Estanzuela Facultad de Ciencias, UdelaR. n.48, p.38-40, 2017.

CAMARGO, O. R. Tatuzinhos (Crustacea, Isopoda) do Rio Grande do Sul. Porto Alegre: **Secretaria de Estado dos Negócios da Agricultura, Indústria e Comércio**. p.1-9, 1955.

CAMPOS, J. V.; GARCIA, F. R. M. Avaliação da Eficiência de Iscas Tóxicas no Controle de *Armadillidium vulgare* (crustacea, Isopoda) em Laboratório. **Congresso Brasileiro de Zoologia**, n. 23. Cuiabá: SBZ. p. 98, 2000.

CARNEIRO, J. C. S. **Processamento industrial de feijão, avaliação sensorial descritiva e mapa de preferência**. 90f. 2001. Dissertação (Mestrado). Universidade Federal de Viçosa. Viçosa. 2001.

CARNEIRO. W. M. A. **Análise setorial - Feijão: Produção e Mercados**. Fortaleza: Banco do Nordeste, 2010.

CASTRO, A. L. Isópodos terrestres introduzidos no Brasil (Isopoda, Oniscoidea), **Mus Nac Bol NS Zool**, Rio de Janeiro. n.282, p.1-14, 1971.

COÊLHO, J. D. PRODUÇÃO DE GRÃOS: FEIJÃO, MILHO E SOJA, Economista. Mestre em Economia Rural. Caderno Setorial **ETENE**. nº 19, p.19. 2017.

CHASTON, J.; GOODRICH-BLAIR, H. Common trends in mutualism revealed by model associations between invertebrates and bacteria. **FEMS Microbiology Reviews**, Oxford, v.34, n.1, 34, p. 41-58, 2010.

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO - **CONAB**.

Perspectivas para a agropecuária., safra2017/2018, Produtos de Verão. Brasília: 2017. Vol. 5. Disponível em: https://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/17_09_06_09_30_08_perspectivas_da_agropecuaria_bx.pdf. 2017a.

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO - **CONAB**. Perspectivas para a agropecuária., safra 2017/2018. Produtos de Verão. 2º. Levantamento da safra brasileira de grãos 2017/2018. Vol.5. Disponível em: http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/17_08_10_09_00_19_boletim_graos_agosto_2017b

COSTA, R.G. Alguns insetos e outros pequenos animais que danificam plantas cultivadas no Rio Grande do Sul. Porto Alegre: **SIPA**, 1958.

CORSEUIL, E.; CRUZ, F.Z DA; SILVA, R.F.P. DA Ensaios laboratoriais visando o controle de *Armadillidium vulgare* (Latr. 1804) (Crustacea: Isopoda). **Publicado Museu Nacional.**, Rio de Janeiro, v.66, n.7-12, 1986.

DE LEY, P. A quick tour of nematode diversity and the backbone of nematode phylogeny. California, USA. In: WormBook (org) The C. elegans Research Community. **Riverside**. p.8, 2006.(<http://www.wormbook.org>)

DRIESCHE, R.G. V.; CARRUTHERS, R.I.; CENTER, T.; HODDLE, M.S.; HOUGH-GOLDSTEIN, J.; MORIN, L.; SMITH, L.; WAGNER, D. L.; BLOSSEY, B.; BRANCATINI, V.; CASAGRANDE, R.; CAUSTON, C. E.; COETZEE, J. A.; CUDA, J.; DING, J.; FOWLER, S. V.; FRANK, J. H.; FUESTER, R.; GOOLSBY, J.; GRODOWITZ, M.; HEARD, T. A.; HILL, M.P.; HOFFMANN, J. H.; HUBER, J.; JULIEN, M.; KAIRO, M. T. K.; KENIS, M.; MASON, P.; MEDAL, J.; MESSING, R.; MILLER, R.; MOORE, A.; NEUENSCHWANDER, P.; NEWMAN, R.; NORAMBUENA, H.; PALMER, W. A.; PEMBERTON, R.; PEREZ-PANDURO, A.; PRATT, P. D.; RAYAMAJHI, M.; SALOM, S.; SANDS, D.; SCHOOLER, S.; SCHWARZLÄNDER, M.; SHEPPARD, A.; SHAW, R.; TIPPING, P. W.; VAN KLINKEN, R. D. Classical biological control for the protection of natural ecosystems. **Biological Control**, v. 54, p. 2-33, 2010.

FABERI, A. J.; LÓPEZ, N. A.; CLEMENTE. L. N.; MANETTI. P. L. Importancia de la dieta en el crecimiento, la supervivencia y la reproducción de *Armadillidium vulgare* (Crustacea: Isopoda) plaga ensiembrada directa. **Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA)**. Buenos Aires, n. 3, v.84, p.407-417, 2011.

FABERI, A. J. Importancia de la relación C:N de los residuos vegetales en la biología y la dinámica poblacional de *Armadillidium vulgare* (Latreille) (Crustacea: Isopoda) bajo condiciones de siembra directa. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Mar del Plata, 87p., 2010.

FAOSTAT (2017). **Colheitas (Crops)**. Disponível em: <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>. 2017.

FERRAZ, L. C. C. B. Nematoides entomopatogênicos. In: ALVES, S.B. (Coord.), Controle Microbiano de Insetos, Piracicaba, **FEALQ**, p.541-569, 1998.

GARCIA, F. R. M. Biología e controle de artrópodes de importância fitossanitária (Diplopoda, Symphyla, Isopoda), pouco conhecidos no Brasil. **Centro de Ciências Agro-ambientais e de Alimentos**. Universidade do Oeste de Santa Catarina.V.2 p.7-13, 2002.

GAUGLER, R.; LEWIS, E.; STUART, R. J. Ecology in the service of biological control: **the case of entomopathogenic nematodes**. *Oecologia*, n.109, v.4 p.483-489, 1997.

GAUGLER, R., CAMPBELL, J. F., and McGuire, T. R. Selection for host-finding in *Steinernema feltiae*. *J. Invertebr. Pathol.* n.54, p.363 - 372, 1989.

GLAZER, I. Survival Biology. In: GAUGLER, R. (ed.) Entomopathogenic Nematology, **CAB International**, New York, p.169-187, 2002.

GREWAL, P. S.; NARDO, E. A. B.; AGUILLERA, M. Entomopathogenic nematode: Potential for exploration and use in South America. **Neotrop. Entomol.** Londrina, v.30 n.2, 2001.

GREWAL, P. S. Nematodes as Biocontrol Agents. **CABI Publishing**, Wallingford. p.20, 2005.

GREWAL, P. S.; NARDO, E. A. B.; AGUILLERA, M. Entomopathogenic nematode: **Potential for exploration and use in South America**, p.56, 2010.

GREWAL, P.S.; NARDO, E. A. B.; AGUILLERA, M. M. Entomopathogenic nematodes: potential for exploration and use in South America. **Neotropical Entomology**, v.30, p.191-205, 2001.

GOMES, J. C. Desenvolvimento e caracterização de farinhas de feijão. **Revista Ceres**. v.8 p.548-558, 2006.

HARTER, W. R.; BOTTON, M.; NAVA, D. E.; GRUTZMACHER, A. D.; GONÇALVES, R. S.; JUNIOR, R. M.; BERNARDI, D.; ZANARDI, O. Z. Toxicities and residual effects of toxic Baits containing spinosad or malathion to control the adult *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae). **Florida Entomologist**, v.98, n.1, p.202-208, 2015.

HEELEY, W. Observations on the life-histories of some terrestrial isopods. **Proc. Zool. Soc. Lond**, p.79-149, 1941.

IADEROSA, M.; SALES, A. M.; BALDINI, V, L, S.; SARTORI, M, R.; FERREIRA, V, L, P. Polyphed oxidase activity and alterations in colour and levels of condensend tannis during storage of new bean (*Phaseolus*) cultivars. **Coletânea do Instituto de Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.19, n.2, p. 154 - 164, 1989.

JAWORSKA, M. Entomopathogenic nematodes for the biological control of crustaceans (*Porcellio scaber* Latr.) and millipedes (*Blaniulus guttulatus* Bosc.) in greenhouse. **Journa of Pest Science**, v.67, n. 5, p.107–109, 1994.

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

KAYA, H. K. Soil ecology. In Entomopathogenic Nematodes in Biological Control (ed. Gaugler, R. & Kaya, H. K.) Boca Raton, FL: **CRC Press**. p. 93-117, 1990.

KONDO, E.; ISHIBASHI, N. Histological and SEM observations on the invasion and succeeding growth of entomogenous nematode, *Steinernema feltiae* (str. DD–136) in *Spodoptera litura* (Lepidoptera: Noctuidae) larvae. **Applied Entomology and Zoology** n.23, p.88–96, 1988.

MARTENS, E.C., GOODRICH-BLAIR, H. The *Steinernema carpocapsae* intestinal vesicle contains a sub-cellular structure with which *Xenorhabdus* nematophila associates during colonization initiation. **Cellular Microbiology** v.7, p.1723–1735, 2005.

MARTENS, E.C.; VIVAS, E.I.; HEUNGENS, K.; COWLES, C.E.; GOODRICH-BLAIR, H. Investigating mutualism between entomopathogenic bacteria and nematodes.

Nematology Monographs and Perspectives: Proceedings of the Fourth International Congress on Nematology, v.2, 447–462, 2004.

MASTRONARDI, F. **Control químico de isópodos y babosas en un cultivo de girasol bajo siembra directa**. 65f. 2006. Tese (Doutorado em Ciências Agrárias) -: Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Mar del Plata, Balcarce., 2006.

MESQUITA, F. R. et al. Linhagens de feijão (*Phaseolus vulgaris* L.): **composição química e digestibilidade protéica**. Embrapa Arroz e Feijão-Artigo em periódico indexado (ALICE), 2007.v.31.p.8, 2007.

MORTON, A., GARCIA-DEL-PINO, F. Ecological characterization of entomopathogenic nematodes isolated in stone fruit orchard soils of Mediterranean areas. **Journal of Invertebrate Pathology** n.102, p. 203–213, 2009.

OLIVEIRA, A. A. P.; NOGUEIRA FILHO, A.; EVANGELISTA, F. R. A Avicultura industrial no nordeste: **aspectos econômicos e organizacionais**. Fortaleza/CE: Banco do Nordeste do Brasil, (Série Documentos do Eteno, 23). p.158, 2008.

PARIS, O. H.; PITELKA, F. A. Population characteristics of the terrestrial isopod *Armadillidium vulgare* in California grassland. **Ecology** . n.43 p. 220-248, 1962.

PEARSE, A. A. S. **Ecological Society of America**, v.12, p.135–190, 2015.

PIERCE, W. D. 1907. Notes on the economic importance of sow-bugs. **Bull. U. S. Bur. Ent.**, n.64, v.2, 1907, p.15-22, 1907.

POINAR, G. O.; GREWAL, P. S. History of entomopathogenic nematology. **Journal of Nematology**, Marceline, v. 44, n.2, p. 153-161, 2012.

POINAR, G. O. Biology and taxonomy of Steinernematidae and Heterorhabditidae. In: GAUGLER, R., KAYA, H.K. Entomopathogenic Nematodes in Biological Control. **CRC Press**, Boca Raton, p. 23–62, 1990.

POINAR, G. O. J.; PAFF, M. Laboratory infection of Terrestrial Isopods (Crustacea: Isopoda) with Neoaplectanid and Heterorhabditid Nematodes (Rhabditida: Nematoda). **Journal of invertebrate pathology**, v.45, n.1, p.24-27, 1985.

POINAR JR., G. O. Non-insect hosts for the entomogenous rhabditoid nematodes *Neoaplectana* (Steinernematidae) and *Heterorhabditis* (Heterorhabditidae). **Revue Nématol**, v.12, n.4, p.423–428, 1989.

QUADROS, A. F. Ecologia populacional, estratégias reprodutivas e uso de recursos por isópodos terrestres neotropicais (Crustacea, Isopoda). Tese de Doutorado, p.278, 2009.

QUINTELA, E. D. Manejo integrado de pragas do feijoeiro. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2001. 28 p. (Embrapa Arroz e Feijão) **Circular técnica**, 46. p.28, 2001.

SALUSO, A. Determinación del Nivel de Daño Económico y plan de decisión secuencial para el manejo de *Armadillidium vulgare* (Crustacea: Isopoda) en soja. 2004. 75p. (Dissertação de mestrado). **Magíster Scientiae**. La Rioja: Universidad Nacional de La Rioja, 2004.

SALUSO, A. Isópodos terrestres asociados al cultivo de soja en el cultivo de soja en siembra directa. En: Soja. Actualización técnica. **INTA EEA**, Paraná. Centro Regional Entre Ríos. Serie extensión. N.21, p.80-83, 2001.

SCHUMALFUSS, H. World catalog of terrestrial isopods (Isopoda, Oniscidea). **Stuttgarter Beitrage zur Naturkunde**, n.654, p.34, 2003.

SHAPIRO-ILAN, D. I.; HAN, R.; DOLINKSI, C. Entomopathogenic nematode production and application technology. **Journal of Nematology**, n.44, p.206-217, 2012.

SHAPIRO-ILAN, D.; ROJAS, M. G.; Production of entomopathogenic nematodes. In: MORALES-RAMOS, J. A.; ROJAS, G.; SHAPIRO-ILAN. Mass Production of Beneficial Organisms: **Invertebrates and Entomopathogens**. Academic Press, Elsevier Inc., San Diego, p.321–356, 2014.

SGARBIERI, V. C. Estudo do conteúdo e de algumas características das proteínas e sementes de plantas leguminosas. **Ciência e Cultura**, São Paulo, v. 32, n. 1, p. 78-84, 1980.

SICARD, M., BRUGIRARD-RICAUD, K.; PAGES, S.; LANOIS, A.; BOEMARE, N. E.; BREHELIN, M.; GIVAUDAN, A. Stages of infection during the tripartite interaction between *Xenorhabdus nematophila*, its nematode vector, and insect hosts. **Applied and Environmental Microbiology** v.70, n.11, p.6473–6480, 2004.

SOARES, A. G. Consumo e qualidade nutritiva. In: **Reunião Nacional de Pesquisa de feijão**, UFGO, v. 2, n.5, p.7379, 1996.

TOMALAK, M.; PIGGOTT, S.; JAGDALE, G. B.; GREWAL, P. S.; EHLERS, R. U. Glasshouse applications. D.I., Nematodes as Biological Control Agents. **CABI Publishing**, Wallingford, UK, p.147–166, 2005.

TRUMPER, E. & LINARES, M. Bicho Bolita: nueva amenaza para la soja. **Super campo**, v.5, p. 24-27, 1999.

TRUMPER, E.V. Toma de decisiones en manejo de plagasen siembra directa. En: PANIGATTI, J.L.; BUSCHIAZZO, D.; MARELLI, H. (Eds.). **Siembra directa II**. Ediciones INTA. Buenos Aires, Argentina. p.205-215, 2002.

VAN DRIESCHE, R. G.; BELLOWS JR, T. S. Biological control. **Chapman and Hall**, New York, p.539, 1996.

VILLARINO, S. V.; MANETTI, P. L.; LÓPEZ, A. N.; CLEMENTE, N. L.; FABERI, A. J. Formulaciones con combinación de ingredientes activos para el control de *Armadillidium vulgare* (Crustacea: Isopoda), plaga en el cultivo de colza. **Revista de Investigaciones Agropecuarias del Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria**, v.30, n.1, p.6-91, 2011.

WARBURG, M. R., et al. Life history of a semelparous oniscid isopod, *Schizidium tiberianum* Verhoeff, inhabiting the Mediterranean region of northern Israel. **Israel Journal of Zoology**, n.39, v.2, p.79-93, 1993.

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

ZUCKERMAN, B.M., JANSSON, H.B. (1984) Nematode chemotaxis and possible mechanisms of host-prey recognition. **Annual Review of Phytopathology**, v. 22, p.95-113, 1984.