

**CENTRO UNIVERSITÁRIO DE GOIÁS Uni-ANHANGUERA
CURSO DE AGRONOMIA**

**USO DE CROTALÁRIA (*C. spectabilis* e *C. ochroleuca*) E
MILHETO PARA O CONTROLE DE FITONEMATÓIDES**

SILVIO NAVES COUTO NETO

GOIÂNIA
Novembro/2019

SILVIO NAVES COUTO NETO

**USO DE CROTALÁRIA (*C. spectabilis* e *C. ochroleuca*) E
MILHETO PARA O CONTROLE DE FITONEMATÓIDES**

Trabalho de conclusão de curso apresentado ao Centro Universitário de Goiás – Uni-ANHANGUERA, sob orientação da Professora Doutora Cristiane Regina Bueno Aguirre Ramos, como requisito parcial para obtenção do título de bacharel em Agronomia.

GOIÂNIA
Novembro/2019

FOLHA DE APROVAÇÃO

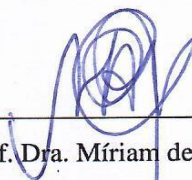
SILVIO NAVES COUTO NETO

EFICIÊNCIA DE CROTALÁRIA E MILHETO PARA O CONTROLE DE
NEMATÓIDES

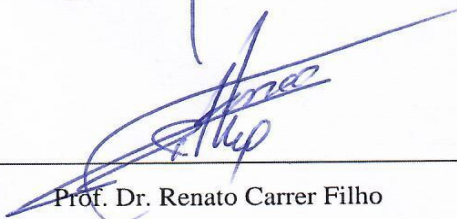
Trabalho de Conclusão de Curso apresentado à banca examinadora como requisito parcial para obtenção do Bacharelado em Agronomia do Centro Universitário de Goiás – Uni-ANHANGUERA, defendido e aprovado em 29 de 11 de 2019 pela banca examinadora constituída por:



Prof. Dra. Cristiane Regina Bueno Aguirre Ramos



Prof. Dra. Míriam de Almeida Marques



Prof. Dr. Renato Carrer Filho

RESUMO

A fauna do solo é constituída por diversos seres vivos, dentre eles estão os nematoides. Estes são animais que podem ser encontrados em quase todos os tipos de ambiente do solo. Em países de clima tropical e subtropical, os fitonematoides encontram condições como umidade e temperatura propícias para a sua reprodução e alimentação. Na realização do controle dos fitonematoides são utilizadas estratégias de rotação/sucessão com culturas não hospedeiras ou hospedeiras desfavoráveis. O cultivo de milheto (*Pennisetum glaucum* (L.)) e espécies de crotalária (*Crotalaria* spp.), utilizadas como culturas de cobertura, rotação, sucessão e/ou consorciação, tem reduzido as populações de fitonematoides no solo. O objetivo deste trabalho foi avaliar a eficiência de *C. ochroleuca*, *C. spectabilis* e do milheto para o controle de nematoides em solo naturalmente infestado. O experimento foi conduzido em condições ambientais de sequeiro, na área experimental do Centro Universitário de Goiás Uni-Anhanguera, em Goiânia - GO. A instalação do experimento foi feita em Março de 2019, período caracterizado como de segunda safra ou safrinha diretamente no solo da área, que tem histórico de infestação de fitonematoides. Foi avaliada a influência da crotalária e do milheto na população destes patógenos ao final de seus ciclos. As espécies de plantas utilizadas no estudo comportaram-se como esperado, causaram a diminuição da densidade populacional dos fitonematoides. A *C. ochroleuca* teve um resultado semelhante ao do milho. O melhor resultado foi obtido com a *C. spectabilis*, utilizada na área 3, onde ocorreu o maior controle dos fitonematoides.

PALAVRAS-CHAVE: Rotação de culturas. Fitonematoides. Controle. Cultivo. Rotação.

SUMARIO

1 INTRODUÇÃO	06
2 REFERENCIAL TEÓRICO	08
2.1 Importância dos fitonematoides	08
2.1.1 <i>Meloidogyne</i>	09
2.1.2 <i>Heterodera</i>	11
2.1.3 <i>Pratylenchus</i>	13
2.1.4 <i>Rotylenchulus</i>	15
2.1.5 <i>Criconemella</i>	16
2.1.6 <i>Helicotylenchus</i>	18
2.2 Métodos de Controle	19
2.3 Interação: Plantas e Fitonematoides	21
2.3.1 Milheto	22
2.3.2 Crotalária	23
3 MATERIAL E MÉTODOS	26
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	29
5 CONCLUSÕES	34
REFERÊNCIAS	35
ANEXOS	43

1 INTRODUÇÃO

A fauna do solo é constituída por diversos seres vivos, dentre eles estão os nematoides, estes interagem diretamente em ecossistemas, como herbívoros em plantas e indiretamente como consumidores da microflora, regulando a microflora e a liberação de nutrientes para as plantas (COLEMAN et al., 1984).

Pertencentes ao filo Nematoda, são animais alongados, pseudocelomados, não possuem sistema respiratório, não possuem sistema circulatório, corpo não segmentado, com simetria bilateral e revestido de cutícula resistente e quitinosa, podendo ser encontrados em quase todos os tipos de ambiente, desde que haja pelo menos um filme de água para mantê-los umedecidos. Machos e fêmeas, em geral, possuem sua morfologia semelhante, porém existem espécies em que as fêmeas aumentam consideravelmente a largura corporal (FERRAZ et al., 2010).

Diversas espécies desses organismos são importantes para agricultura por causa dos danos relacionados à produção, os de vida livre, também tem importância pelo efeito benéfico à agricultura (RITZINGER e FANCELLI, 2006).

Em países de clima tropical e subtropical, os fitonematóides encontram condições como umidade e temperatura propícias para a sua reprodução e alimentação. Estes fatores se constituem como entraves para controle destes patógenos, os quais após terem se estabelecido em uma área, são de difícil erradicação. No Brasil, as espécies causadoras dos maiores danos às grandes culturas como soja, algodão, cana-de-açúcar e milho são *Meloidogyne javanica*, *Meloidogyne incognita*, *Heterodera glycines*, *Pratylenchus brachyurus* e *Rotylenchulus reniformis* (TORRES et al., 2009).

Na realização do controle dos fitonematoides são utilizadas, em conjunto, diversas estratégias. Entretanto, as com maiores eficiências são a rotação/sucessão de culturas não hospedeiras ou hospedeiras desfavoráveis e a utilização de cultivares resistentes das culturas comerciais (DIAS et al., 2010).

São citados na literatura diversos métodos de controle de nematoides, entre eles os métodos culturais, a exemplo da rotação de culturas com espécies não hospedeiras e/ou antagonistas têm sido efetivos como prática de manejo de fitonematoides (SANTOS;RUANO, 1987; COSTA; FERRAZ, 1990).

A exploração de espécies como o milheto (*Pennisetum glaucum* (L.)) e a crotalária (*Crotalaria spp.*), utilizadas como culturas de cobertura, rotação, sucessão e/ou consorciação com espécies de cultivo extensivo, tem controlado as populações de nematoides, pois essas comportam-se de maneira a não permitir a penetração e/ou multiplicação do nematoide no solo e em suas raízes, e produzindo aleloquímicos, principalmente (HALBRENDT, 1996; McSORLEY et al., 1994; RODRIGUEZ-KÁBANA et al., 1998).

Assim, o presente trabalho teve o objetivo de avaliar o efeito das culturas de milheto e crotalária, através de um estudo de caso, nos níveis populacionais de fitonematóides em um solo naturalmente infestado.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Importância dos fitonematoides

Os nematoides pertencem ao maior grupo de animais multicelulares em número de indivíduos do planeta, com aproximadamente um milhão de espécies (VIGLIERCHIO, 1991). Diversas espécies desses organismos são importantes para agricultura por causa dos danos relacionados à produção, os de vida livre, também tem importância pelo efeito benéfico à agricultura (RITZINGER e FANCELLI, 2006).

As fêmeas se reproduzem por partenogênese, produzindo ovos que dão origem a um juvenil. A maioria dos nematoides são considerados ovíparos, com o desenvolvimento do embrião fora do corpo da fêmea, porém, alguns são ovovivíparos, pois o desenvolvimento embriogênico se dá dentro do ovo no interior da fêmea (COLEMAN et al., 1984; FERRAZ et al., 2010).

Alguns nematoides tem a capacidade de permanecer num estágio de completa inatividade, com metabolismo atuando em um nível reversivelmente baixo, outros formam cistos onde os ovos permanecem dentro das fêmeas que enrijecem sua cutícula permitindo a sobrevivência destes ovos no solo e impedindo a ação dos métodos de controle, tendo como exemplo o gênero *Heterodera* (MICHEREFF, 2001).

Fitonematoides são parasitas que se encontram amplamente disseminados nas áreas de produção agrícola do Brasil e do mundo e apesar dos prejuízos que podem ocasionar, muitas vezes, a importância destes patógenos é negligenciada ou conferida a algum outro fator, como deficiência nutricional, tratos culturais inadequados ou déficit hídrico. São de grande importância agrícola, podendo causar prejuízos a diversas culturas. A quantidade de dano causado depende, entre outros fatores, da densidade populacional, da susceptibilidade do hospedeiro e das condições do meio em que vivem (TIHOHOD, 1993)

M. javanica, *M. incognita*, *Heterodera glycines*, *Pratylenchus brachyurus* e *Rotylenchulus reniformis* formam um grupo de espécies no país deve-se a aspectos importantes, como presença endêmica em diversas regiões produtoras (*M. javanica* e *M. incognita*), elevada variabilidade genética (*H. glycines*) e risco potencial de dano com o incremento da área cultivada com espécies suscetíveis a estes nematoides (TORRES et al., 2009; BRUINSMA et al., 2013).

Em algumas regiões brasileiras, como sul e centro-oeste, a ocorrência destes organismos é generalizada, crescente a cada safra. A monocultura, principalmente em solos exauridos com deficiência nutricional, e a suscetibilidade de cultivares contribuem para o aumento das infestações. Uma vez que os nematoides penetram, se desenvolvem no interior das raízes de soja, impedindo, desta forma, o fluxo regular de água e nutrientes por toda a extensão da planta (WENDLAND, 2005).

2.1.1 *Meloidogyne*

Os fitonematoides do gênero *Meloidogyne* têm grande disseminação e causam muitos prejuízos aos produtores nacionais pela redução do volume de produção em áreas infestadas (Figura 1). São diversas as culturas de importância econômica atacadas pelo nematoide-das-galhas, como: algodão, cana-de-açúcar, café, feijão, soja, além de várias espécies de hortaliças e frutíferas. Estes patógenos, após terem se estabelecido em uma área, são de erradicação muito difícil. A polifagia das espécies de *Meloidogyne* spp., a variabilidade fisiológica e sua ampla disseminação nas diversas regiões produtoras constituem, uma séria limitação à adoção de medidas de controle, particularmente a rotação de culturas (SILVA, 2001).



Figura 1: Sintoma produzido pelo *Meloidogyne* sp. em lavoura de soja no município de Porteirão – GO, na safra 2018/2019.

Fonte: O próprio autor (2019).

No geral, o ciclo de vida destes fitonematoides consiste de seis estádios fenológicos: ovo, quatro larvais (juvenis) e adulto. A larva de segundo estágio (J de juvenil), fase infectiva, penetra na raiz da planta hospedeira e migra pelo cilindro vascular, via força mecânica do estilete e degradação enzimática da parede celular e lamela média, para formação do sítio de alimentação conhecidas como “galhas” (Figura 2), resultante da modificação de células vegetais para que funcionem como dreno de nutrientes para o fitopatógeno.



Figura 2: Galhas produzidas pelo *Meloidogyne sp.* em raízes de soja.
Fonte: O próprio autor (2019).

Após sucessivas ecdises, a larva J2 se diferencia em J3 e J4, assumindo uma forma cilíndrica. Quando em condições de parasitismo desfavoráveis, o J4 se diferencia em macho adulto, vermiforme e abandona o hospedeiro como mostra a Figura 3. Por outro lado, quando a interação molecular planta-nematoide (IMPn) é favorável, ocorre diferenciação do J4 em fêmea adulta, com forma de pêra, que completa seu ciclo de vida, geralmente em menos de um mês, ao depositar em torno de 2.000 ovos (FRAGOSO et al., 2007).

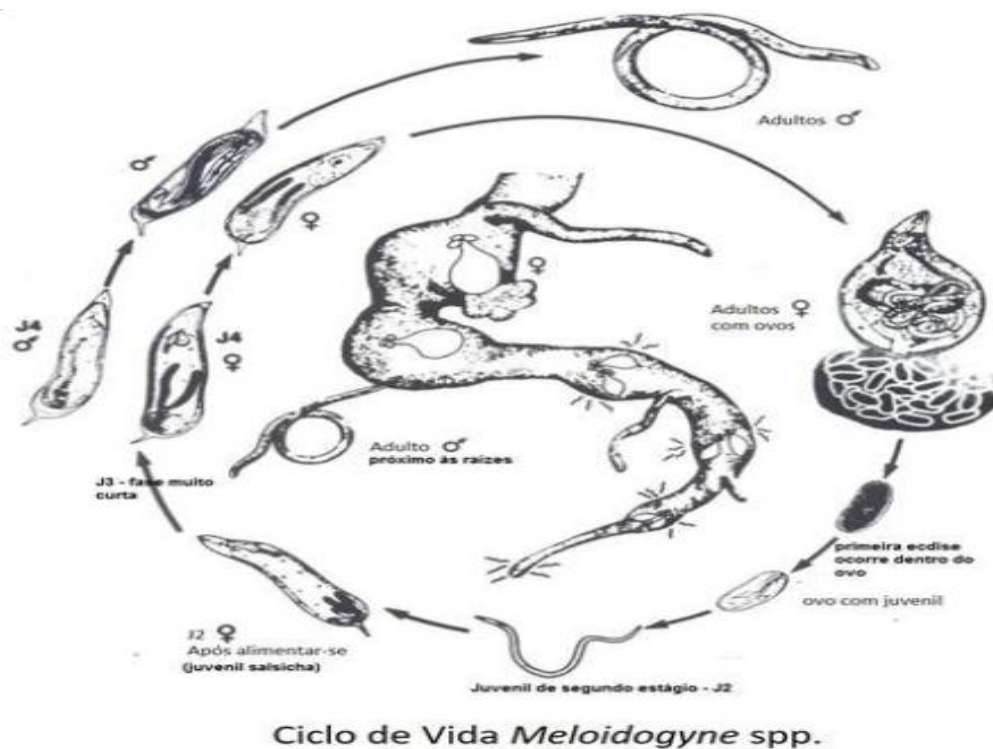


Figura 3: Ciclo de vida do nematoide *Meloidogyne* sp.
Fonte: Dinardo-Miranda (2005).

2.1.2 *Heterodera*

O fitonematoide *H. glycines*, popularmente conhecido como nematoide de cisto da soja, é um dos principais patógenos que afeta a cultura da soja, nos principais países produtores desta oleaginosa, como os Estados Unidos e o Brasil. As perdas causadas por *H. glycines*, nos dez principais países produtores foram superiores às causadas pelas demais doenças que afetaram a cultura na safra de 1994 (WRATHER et al., 1997). No Centro-Oeste brasileiro, os níveis de danos causados são variáveis, em função de diversos fatores como a fertilidade e manejo do solo, o grau de suscetibilidade das cultivares, o tempo de presença do fitonematoide na área e a adoção de práticas de controle, como a rotação de culturas com espécies não hospedeiras e a utilização de cultivares resistentes (DIAS et al., 2009).

Como exposto na figura 4, o gênero *Heterodera* é caracterizado pela formação de cistos. O cisto é o corpo da fêmea adulta, após sua morte, de coloração amarronzada, resistente às intempéries do ambiente. Nas condições climáticas brasileiras a média do número de ovos por cisto está em torno de 150 a 250 (EMBRAPA, 2011).

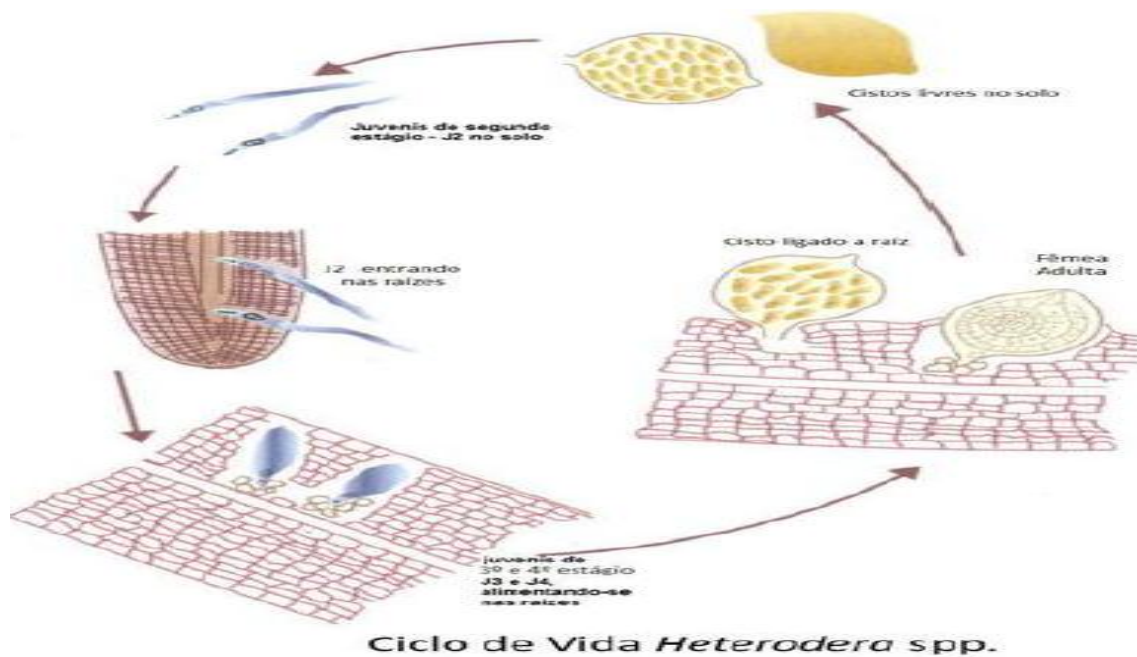


Figura 4: Ciclo de vida do nematoide *Heterodera* sp.

Fonte: Dinardo-Miranda (2005).

Os sintomas aparecem em reboleiras e, em muitos casos, as plantas acabam morrendo. O sistema radicular fica reduzido e infestado por minúsculas fêmeas do nematoide com formato de limão ligeiramente alongado (Figura 5). Inicialmente de coloração branca, a fêmea, posteriormente, adquire a coloração amarela. Quando a fêmea morre, seu corpo se transforma em uma estrutura dura denominada cisto. O cisto pode sobreviver no solo, na ausência de planta hospedeira, por mais de oito anos (EMBRAPA, 2011).

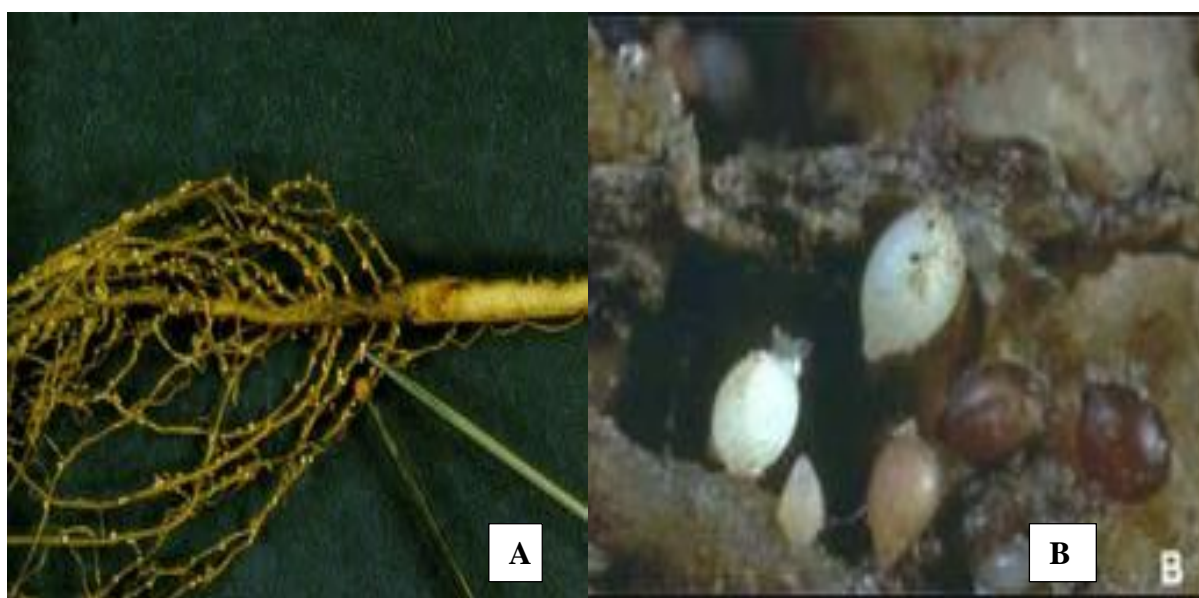


Figura 5: A: Cistos do nematoide *Heterodera* sp em raiz de soja. B: Cistos em detalhe.

Fonte: Dinardo-Miranda (2005).

2.1.3 *Pratylenchus*

Os nematóides-das-lesões-radiculares pertencem ao gênero *Pratylenchus*, amplamente reconhecido como um dos maiores problemas em grandes culturas, como, por exemplo, soja, milho, algodão, feijão, café, cana-de-açúcar, além de diversas forrageiras, hortaliças e frutíferas. Levando em consideração os impactos econômicos mundiais para diferentes culturas agrícolas, o gênero ocupa o segundo lugar entre os fitonematoides, sendo superados apenas pelos nematóides-de-galhas (gênero *Meloidogyne*) (SASSER; FRECKMAN, 1987; TIHOHOD, 1997; FERRAZ, 1999).

O gênero *Pratylenchus* é formado por fitonematoides polípagos que parasitam um elevado número de espécies vegetais, todavia existem claras diferenças de preferências de hospedeiros entre as espécies do gênero. São endoparasitas migradores que causam severos danos em raízes de uma ampla variedade de culturas, devido à alimentação, movimentação ativa e liberação de enzimas e toxinas no córtex (parênquima) radicular como mostra a figura 6.

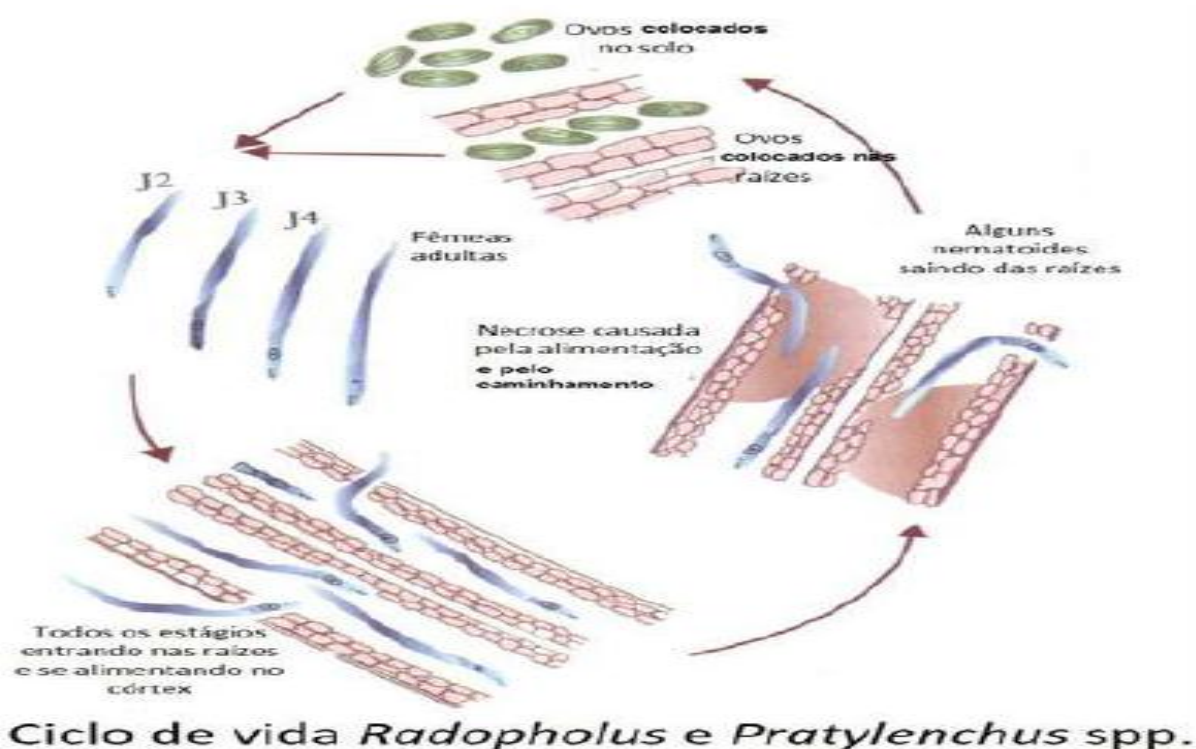


Figura 6: Ciclo de vida dos nematóides *Radopholus sp.* e *Pratylenchus sp.*

Fonte: Dinardo-Miranda (2005).

Tanto a penetração na planta hospedeira, como a migração no interior das raízes, é facilitada por uma combinação de ações: mecânica (uso do estilete e movimentação de todo o corpo) e tóxica (degradação enzimática das paredes celulares vegetais).

Existem cerca de 70 espécies do gênero *Pratylenchus* que estão distribuídas em todo o mundo. No Brasil, as culturas mais atacadas por essas espécies são (FERRAZ, 1999):

- *P. brachyurus*: soja, algodão, milho, feijão, pastagens, sorgo, amendoim, batata, fumo, eucalipto, seringueira, guandu, arroz, abacaxi, algumas hortaliças, cana-de-açúcar, café.
- *P. zae*: cana-de-açúcar, milho, pastagens, sorgo, arroz, trigo.
- *P. coffeae*: café, banana, inhame, graviola, batata.

Os danos nas plantas hospedeiras são consequentes das seguintes ações: mecânica, tóxica (enzimas e toxinas), espoliadora (alimentação e consumo do conteúdo de células vegetais). Estes fitonematoides permanecem migradores durante todo o ciclo de vida e movimentam-se ativamente no solo, até atingir o sistema radicular da planta hospedeira, quando, então, penetram e passam a migrar no córtex radicular, podendo, inclusive, retornar ao solo. O nome vulgar dos fitonematoides do gênero está relacionado aos sintomas causados nas plantas parasitadas que são lesões necróticas nas raízes, exposto na figura 7. (AGRIOS, 1997; FERRAZ; MONTEIRO, 1995).



Figura 7: Lesões nas raízes de cana-de-açúcar provocadas por nematoides do gênero *Pratylenchus*.

Fonte: Dinardo-Miranda (2005).

2.1.4 *Rotylenchulus*

O nematoide reniforme, *Rotylenchulus reniformis*, configura-se como um dos principais fitonematoides da cultura da soja (DIAS et al., 2010). Tem vasta distribuição em regiões tropicais e subtropicais, com capacidade de parasitar centenas de espécies vegetais, boa adaptação a diferentes tipos de solos, inclusive os de textura argilosa, e alta capacidade de sobrevivência na ausência de hospedeiros (ROBINSON et al., 1997; TORRES et al., 2006). Para a produção de soja, por exemplo, o nematoide reniforme tem se mostrado especialmente importante em regiões produtoras dos estados do Centro- Sul de Mato Grosso do Sul e Sul de Mato Grosso (ASMUS, 2005; DIAS et al., 2010).

No Brasil, sua importância como patógeno, por vezes, não tem sido devidamente considerada, em razão de os sintomas que provoca na parte aérea das plantas serem confundidos com os de outras causas, como compactação do solo e desordens nutricionais. Além disso, *R. reniformis* não causa sintomas visíveis nas raízes como demonstra a Figura 8 (ROBINSON et al., 1997; STARR, 1998).



Figura 8: Fêmeas de *Rotylenchulus reniformis* em raízes de algodoeiro.

Fonte: Galbieri; Asmus (2016).

Os motivos da expansão da área infestada pelo *R. reniformis* ainda não são muito evidentes. Alguns estudos embasam-se em sua habilidade de competir com outras espécies e de, em condições adversas, procurar camadas mais profundas do solo para sobreviver. Ele adapta-se a diferentes texturas de solos, isso o permite explorar ambientes que são inadequados a outros fitonematoides (THOMAS;CLARK, 1983). Além dessas possíveis possibilidades, sua tolerância ao estresse hídrico, por um mecanismo de anidrobiose – juvenis

enovelam-se sobre si e reduzem drasticamente o metabolismo –, também tem sido considerada (TORRES et al., 2006). Na Figura 9 é exemplificado o seu ciclo.



Figura 9: Ciclo de vida do nematoide *Rotylenchulus reniformis*.
Fonte: Dinardo-Miranda (2005).

2.1.5 *Criconemella*

Criconemella xenoplax (Raski) Luc & Raski ou *Mesocriconema xenoplax* (Raski) Loof e de Grisse (Figura 10), é ectoparasita polígrafo, pois parasita diversas famílias com maior preferência por espécies vegetais lenhosas, perenes, como pinheiros e outras espécies florestais, videira, noqueira, ameixeira e pessegueiro (WESTCOTT et al., 1994; LOOF; DE GRISSE, 1989).

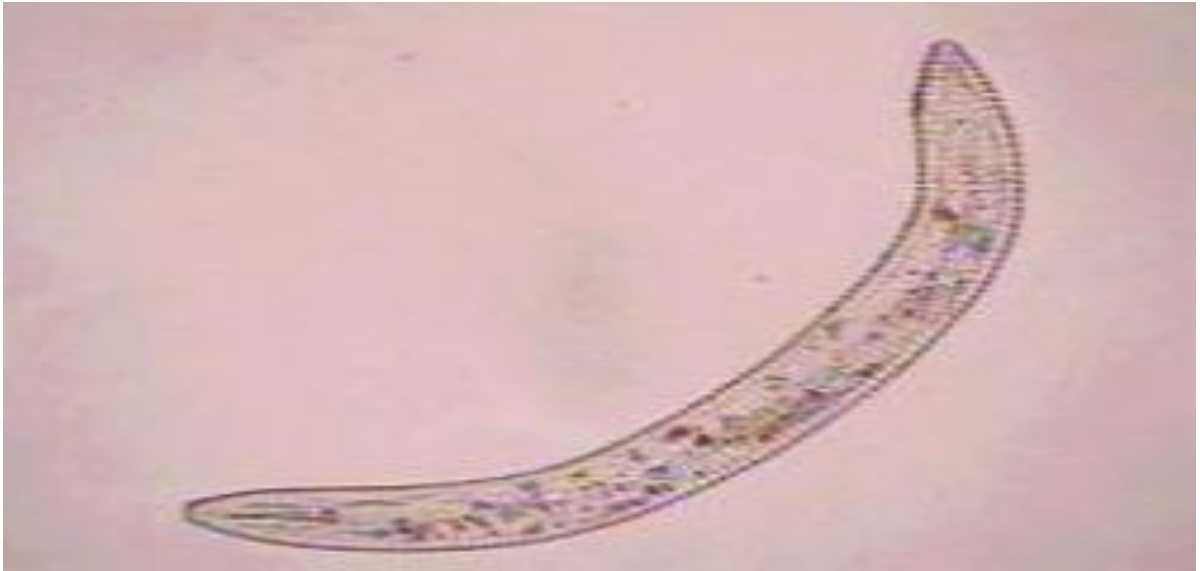


Figura 10: Nematóide-anelado (*Criconemella* sp.) envolvido na morte-do-pessegueiro.
Fonte: EMBRAPA (2003).

É um patógeno que está amplamente distribuído nas Américas do Norte e do Sul, Europa, África, Austrália, Índia e Japão (WILLIAMS, 1972). O gênero *Criconemella* também é denominado como o gênero do nematoide anelado, este fitonematoide apresenta sua reprodução por anfimixia (reprodução cruzada), porém na ausência do macho a reprodução ocorre por partenogênese. Seu ciclo de vida é de 3,5 a 5 semanas em condições laboratoriais. É caracterizado como ectoparasita, mas em alguns casos pode ser encontrado no interior das raízes. Solos arenosos favorecem a sua movimentação e seu desenvolvimento (LOOF; DE GRISSE, 1989).

O *C. xenoplax* provoca necrose nas radículas das plantas e reduz sua quantidade e volume, reduz a altura das plantas, a massa seca e o diâmetro do tronco, retarda o crescimento da planta. Para plantas frutíferas de regiões de clima temperado há vários relatos de que *C. xenoplax* interfere na fisiologia da planta hospedeira, altera os níveis de citocinina, aumenta os níveis de clorofila nas folhas e retarda a senescência das folhas no outono. O crescimento da população do nematoide pode promover aumento na concentração de ácido indolacético nos ramos, altera a fisiologia do ácido abscísico e da dormência, fazendo com que a planta perca o mecanismo de resistência ao frio (NYCZEPIR; WOOD, 1988).

2.1.6 *Helicotylenchus*

Helicotylenchus é um gênero com mais de 200 espécies que são comumente chamadas nematoides espirais por causa de seu hábito de se enrolar (MARAIS, 2001). Esses nematoides ectoparasitários migratórios podem ter ocorrência em grande quantidade alimentando-se de raízes como mostra a Figura 11 (TAYLOR, 1961; NORTON, 1977; KRALL, 1978). As espécies de *Helicotylenchus* são distribuídos globalmente, abrangendo diversos climas, e estão associados ao sistema radicular de diversas culturas de importância agrícola.



Figura 11: Nematóide *Helicotylenchus* sp. em uma raiz.

Fonte: Google Images (2019).

O gênero *Helicotylenchus* que ocorre em associação a grande número de culturas, ainda é considerado como fitonematoide de importância secundária. Todavia, há de se considerar os trabalhos de Sharma et al. (1993) e de Machado et al. (2015) que salientam a ocorrência de danos nas culturas do trigo e da ervilha, bem como da soja e do milho, quando associados à presença de *H. dihystera*. Assim, torna-se importante a identificação da espécie ocorrente nas lavouras, uma vez que a presença deste nematoide já foi reconhecida por diversos autores na cultura da soja (LORDELLO, 1974; LEHMANN; MACHADO; TARRAGÓ, 1976; LEHMANN; ANTONIO; BAKER, 1977; ANTÔNIO, 1992; GOMES; HUANG; CARES, 2003; LOPES, 2015; BAIDA et al., 2015; DOUCET et al., 2015).

2.2 Métodos de Controle

Na realização do controle dos fitonematoides são utilizadas, em conjunto, diversas estratégias. Entretanto, as com maiores eficiências são a rotação de culturas não hospedeiras ou hospedeiras desfavoráveis e a utilização de cultivares resistentes das culturas comerciais (DIAS et al., 2010).

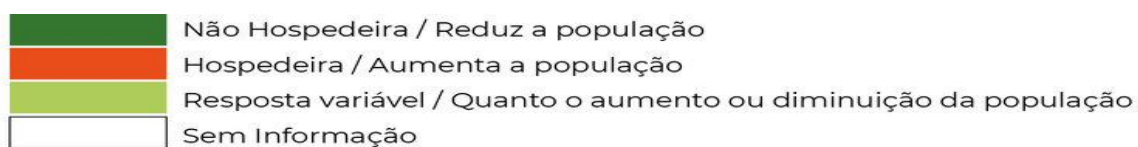
Para Torres et al. (2009), o controle de fitonematoides em grandes culturas que viabilize a redução da densidade populacional tornando viável o cultivo das mesmas, deve ser elaborado e organizado de forma a integrar vários métodos visando sempre o menor custo. De maneira geral, são considerados os princípios fitopatológicos da:

- Exclusão: Evitando a infestação em áreas “íntactas” por espécies ou novas raças, na propriedade;
- Erradicação: Realizando rotação de culturas com espécies não hospedeiras e/ou antagonistas;
- Regulação: Modificando o ambiente e a nutrição das plantas;
- Imunização: Utilizando cultivares resistentes.

Diversos métodos de controle de nematoides são estudados na literatura, entre eles o pousio, o emprego de metodologias para diminuição da disseminação, o consórcio, a rotação de culturas, entre outros (TIHOHOD, 1993; FERRAZ et al., 2010). Métodos culturais, a exemplo da rotação de culturas com espécies não hospedeiras e/ou antagonistas, têm sido efetivos como prática de manejo de fitonematoides (SANTOS-RUANO, 1987; COSTA-FERRAZ, 1990).

Os benefícios do uso de plantas de cobertura foram observados por vários autores, seja nas propriedades químicas e físicas do solo, seja na produtividade dos cultivos em sucessão (GAMA-RODRIGUES; BRITO, 2007; CRUSCIOL; SORATTO, 2007, 2009; PACHECO et al., 2011a, 2011b).

O cultivo de plantas como o milheto (*Pennisetum glaucum* (L.)) e a crotalária (*Crotalaria spp.*), utilizadas como culturas de cobertura, rotação, sucessão e/ou consorciação com espécies de cultivo extensivo tem reduzido as populações de fitonematoides, pois plantas como essas comportam-se de maneira a não permitir a penetração e/ou multiplicação do nematoide em suas raízes, e produzindo aleloquímicos para o aumento de antagonistas no solo (Figura 12) (HALBRENDT, 1996; McSORLEY et al., 1994; RODRIGUEZ-KÁBANA et al., 1998).



* Plantas que apresentam diferentes fatores de reprodução conforme cultivar/híbrido.

CULTURAS DE COBERTURA	NEMATOIDE DAS GALHAS		NEMATOIDE DE CISTO	NEMATOIDE DAS LESÕES	NEMATOIDE RENIFORMIS
	<i>Meloidogyne javanica</i>	<i>Meloidogyne incognita</i>	<i>Heterodera glycines</i>	<i>Pratylenchus brachyurus</i>	<i>Rotylenchulus reniformis</i>
Crotalaria spectabilis	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Dark Green
Crotalaria ochroleuca	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Dark Green
Crotalaria juncea	Light Green	Light Green	Dark Green	Orange	Dark Green
Crotalaria paulina	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Dark Green
Crotalaria mucronata	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Dark Green
Crotalaria breviflora	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Dark Green
Mucuna preta	Light Green	Light Green	Dark Green	Orange	Dark Green
Mucuna cinza	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Orange	Dark Green
Feijão de porco	Dark Green	Dark Green	White	Orange	Dark Green
Sorgo forrageiro*	Light Green	Light Green	Dark Green	Orange	Dark Green
Sorgo granífero	Light Green	Orange	Dark Green	Orange	Dark Green
Brachiaria brizantha	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Orange	Dark Green
Brachiaria ruziziensis	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Orange	Dark Green
Brachiaria decumbens	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Orange	Dark Green
Panicum maximum*	Dark Green	Dark Green	Dark Green	Orange	Dark Green
Milheto*	Light Green	Orange	Dark Green	Light Green	Dark Green
Nabo forrageiro	Orange	Orange	Dark Green	Light Green	Dark Green
Aveia preta	Orange	Orange	Dark Green	Light Green	Dark Green
Aveia branca	Light Green	Light Green	Dark Green	Orange	Dark Green
Azevém	Dark Green	Dark Green	White	Orange	Dark Green
Estilosantes	White	White	Dark Green	Dark Green	Dark Green
Ervilhaca	Orange	White	White	White	Orange
Guandú	Light Green	Light Green	Light Green	Light Green	Orange

Figura 12: Diferentes fatores de reprodução de plantas de cobertura.

Fonte: Silva et al (2019).

2.3 Interação: Plantas e Fitonematoides

Suscetibilidade e resistência de plantas referem-se à habilidade na supressão do desenvolvimento e da reprodução de determinadas espécies de nematoides. Taxas de reprodução muito restritas dos parasitos são viabilizadas por plantas altamente resistentes, ao mesmo tempo que as suscetíveis permitem grande reprodução. Tendo como exemplo a cultura da soja, existe uma diferença em relação a essas duas características, com genótipos que apresentam reações moderadas entre os extremos. Plantas tolerantes sofrem pouco ou nenhum dano, mesmo sob alta infecção. Plantas suscetíveis sofrem danos severos (SILVA, 2001).

Cultivares resistentes são atacadas de forma recorrente por número semelhante de nematoides que as não resistentes, ou seja, a resistência, em grande parte dos casos, não protege a planta da invasão pelo nematoide (TRUDGILL, 1991). Para Jung e Wyss (1999), a penetração dos nematoides também ocorre em plantas resistentes, entretanto dentro da raiz a indução do sítio de alimentação é vetada, sendo desintegradas nos estágios iniciais de desenvolvimento dos nematoides.

Tabela 1. Valores de densidade populacional de principais fitonematoides das grandes culturas do Brasil e suas influências na produção.

Espécie	Risco de perda		
	Baixo	Médio	Alto
<i>Pratylenchus brachyurus</i>	< 200	200 a 800	800
<i>Heterodera glycines</i>	0 cistos - solo arenoso 0 a 3 - solos >35% argila	1-2 cistos - solo arenoso 3 a 10 - solos >35% argila	2 cistos - solo arenoso 3 a 10 - solos >35% argila
<i>Meloidogyne javanica e M. incognita</i>	< 50	50 a 200	> 200
<i>Rotylenchulus reniformis</i>	< 600	600 a 1200	> 1200

Fonte: Adaptado de Silva; Inomoto (2015).

2.3.1 Milheto

O milheto é uma espécie vegetal de grande importância mundial por se desenvolver em áreas secas e de baixa fertilidade e ser fornecedora de alimento humano e animal. É originário de regiões de clima tropical semi-árido. Foi domesticado no oeste da África, há cerca 4000 a 5000 anos (PEREIRA FILHO et al., 2003).

O milheto caracteriza-se pelo rápido crescimento e estabelecimento no campo, mesmo em condições de estresse hídrico; persistência da palhada, em relação às leguminosas, sobre o solo pela sua alta relação C/N e elevada produção, que pode ultrapassar 14 Mg ha⁻¹; e alta capacidade de extração de nutrientes, com alta eficiência na ciclagem de N e K, que podem atingir valores de 205 e 215 kg ha⁻¹, respectivamente (CRUSCIOL e SORATTO, 2009).

A espécie de milheto mais difundida no Brasil é o *Pennisetum glaucum* (L), mostrado na Figura 13, que é uma gramínea anual e tem tido ampla aumento da área plantada, sobretudo nas regiões de Cerrado, pelo seu potencial de cobertura do solo oferecido para a prática do plantio direto, bem como para o uso como espécie forrageira na pecuária. O milheto é uma cultura de ciclo anual, o ciclo varia de 75 a 120 dias. As panículas são cilíndricas, em forma de vela, compactas, com 25 a 40 centímetros de comprimento, longas e finas e podem produzir de 500 a 2000 sementes (NETTO, 1998).



Figura 13: Milheto em final de ciclo no presente estudo.

Fonte: O próprio autor (2019).

A semeadura pode ser feita em linha ou a lanço, seguindo as recomendações para época e a densidade de plantio, a quantidade de sementes, o espaçamento, a profundidade de plantio, dentre outros fatores não menos importantes, como o manejo de pragas e doenças, da fertilidade e da infestação de espécies invasoras. A interação destas variáveis contribuem para o aumento da produção de massa verde para forragem, massa seca para cobertura morta em plantio direto e produção de grãos (PEREIRA FILHO et al., 2003).

O milho é mau hospedeiro, principalmente, de *M. javanica* e de *P. brachyurus*, ou seja, hospeda ambos os nematoides e propicia sua reprodução, porém em níveis baixos. A densidade populacional destes patógenos não deverá crescer consideravelmente durante o ciclo da cultura em questão (90 a 100 dias), mesmo em condições altamente favoráveis. Se não existirem essas condições, a densidade populacional do fitonematoide permanecerá constante ou mesmo cairá. Sendo assim, o milho terá efeitos variados sobre a população de fitonematoides no solo, desde pequeno aumento populacional até redução, dependendo em grande medida da temperatura e da textura do solo nos 4 milhões de hectares do Brasil central (Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Goiás, Tocantins, parte de Minas Gerais e Bahia), em que é anualmente utilizado como cultura de cobertura (INOMOTO; ASMUS, 2009).

2.3.2 Crotalária

A crotalária é uma leguminosa subarborescente, originária da Índia e Ásia tropical, com caule ereto, semi-lenhoso, ramificado na parte superior. É uma planta anual, de crescimento inicial rápido, com efeito alelopático e/ou supressor de invasoras bastante expressivo. É uma planta de clima tropical e subtropical, apresentando bom comportamento nos solos argilosos e arenosos (CALEGARI et al., 1993). Dentre as diversas leguminosas usadas como adubo verde, a crotalária é muito eficiente como produtora de massa vegetal e como fixadora de N (SALGADO et al., 1982). Segundo Souza-Pires (2002), esta espécie é uma das mais utilizadas para adubação verde no Brasil.

A crotalária, apresenta boa produção de fitomassa, superior a 8 Mg.ha⁻¹ (MENEZES et al., 2009), serve como adubo verde, com fixação de N₂ atmosférico que pode chegar a 150–165 Kg.ha⁻¹ (WUTKE, 1993), e tem ação antagônica sobre nematoides no solo (INOMOTO et al., 2008). Contudo, sua persistência no solo costuma ser comparativamente inferior à de gramíneas tropicais, como o milho, isso se deve a sua baixa relação C/N. Torres et al.,

(2008), relataram que a metade dos resíduos provenientes da crotalária foi decomposta aos 98 dias, enquanto os do milho foram decompostos aos 131 dias.

As plantas do gênero *Crotalaria* são muito empregadas em programas de adubação verde, em função de sua grande produção de biomassa verde e capacidade de fixação de nitrogênio atmosférico (WANG; SIPES; SCHIMITT, 2002). As espécies mais difundidas no Brasil são *C. juncea*, *C. spectabilis* (figura 14), *C. paulina* (FERRAZ; VALLE, 1997) e mais recentemente a *C. ochroleuca* (figura 15).



Figura 14: *C. spectabilis* em final de ciclo no presente estudo.

Fonte: O próprio autor (2019).

Além disso, podem ser utilizadas no controle de várias espécies de fitonematóides (FERRAZ; FREITAS, 2004). O principal modo de ação da planta seria sua capacidade de atuar como planta armadilha, permitindo a penetração dos juvenis em suas raízes, mas, impedindo o seu desenvolvimento até a fase adulta (SILVA; FERRAZ; SANTOS, 1989). As folhas e, principalmente, as sementes de *Crotalaria* apresentam em sua composição o alcalóide pirrolizidínico denominado ‘monocrotalina’ (JOHNSON; MOLYNEUX; MERRIL, 1985). Esse composto é altamente tóxico a vertebrados e apresenta potencial nematicida (WANG; SIPES; SCHIMITT, 2002).



Figura 15: *C. ochroleuca* em final de ciclo no presente estudo.
Fonte: O próprio autor (2019).

3 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido em Goiânia - GO, em área de sequeiro, na área experimental do Centro Universitário de Goiás Uni-Anhanguera (Figura 16), latitude 16°58'22" Sul, longitude 48°46'45" Oeste. A temperatura média anual em Goiânia é de 24,9 °C, com pluviosidade anual de 1925 mm.



Figura 16: Área experimental (destaque em alaranjado).
Fonte: Google Maps (2019).

A instalação do experimento foi feita no dia 13 de março de 2019, período caracterizado como de segunda safra ou safrinha. Foi feita a semeadura diretamente no solo da área, que tem histórico de infestação de fitonematoides. Foi avaliada a influência da crotalária e do milho na população destes patógenos ao final do seus ciclos. As avaliações ocorreram em três parcelas contendo duas espécies de plantas, sendo duas cultivares de crotalária (*C. ochroleuca* e *C. spectabilis*) e uma de milho (*P. glaucum*) cultivar ADR 500 da Sementes Adriana.

O espaçamento e a densidade de semeadura utilizados para o milho foi o de 0,25 m e 350.000 plantas.ha⁻¹ (EMBRAPA, 2016). Para as cultivares de crotalária foram utilizados os espaçamentos de 0,50 m e 45 sementes por metro linear para a *C. ochroleuca*, e de 0,50 m e 35 sementes por metro linear para a *C. spectabilis* (SEMENTES CAIÇARA, 2019).

As três parcelas foram distribuídas em uma área de 75 m², onde cada parcela teve uma dimensão de 5 m x 5 m, ou seja, 25 m² (Figura 17). O espaçamento entre parcelas e nas bordas será de 0,5 m.



Figura 17: Área experimental no dia da montagem do experimento.
Fonte: O próprio autor (2019).

Foram feitas duas análises nematológicas de caracterização de gênero no laboratório JEM – Análise Agrícola, uma no dia da implantação do experimento, 13 de março de 2019, e outra após se completar o ciclo das culturas, 22 de julho de 2019, totalizando 129 dias. Para a realização das análises nematológicas utilizou-se o método de Jenkins (1964) e Coolen & D’Herde (1972).

Para a obtenção das amostras (Figura 18) foi utilizado um enxadão para coletar aleatoriamente três subamostras obtidas em covas de 20 cm de profundidade em cada parcela e coletou-se o solo com raízes das plantas em crescimento no local naquela época, posteriormente essas sub-amostras foram homogeneizadas em um balde, colocadas em sacos plásticos e encaminhadas para o laboratório para a realização das análises. O procedimento se repetiu ao final do ciclo das culturas instaladas. Os resultados foram obtidos por meio da comparação direta, através de gráficos, de números absolutos das densidades populacionais de fitonematóides encontradas antes e depois da implantação do experimento.



Figura 18: Amostras de solo para a análise nematológica.
Fonte: O próprio autor (2019).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Nas figuras 19,20 e 21 encontram-se os dados referentes às análises realizadas na área experimental, antes e depois da realização do experimento, expressos por meio da onde os números apresentados são de indivíduos nas amostras. Olhando de forma geral é nítida a diferença da densidade populacional dos nematoides antes e depois da realização do experimento.

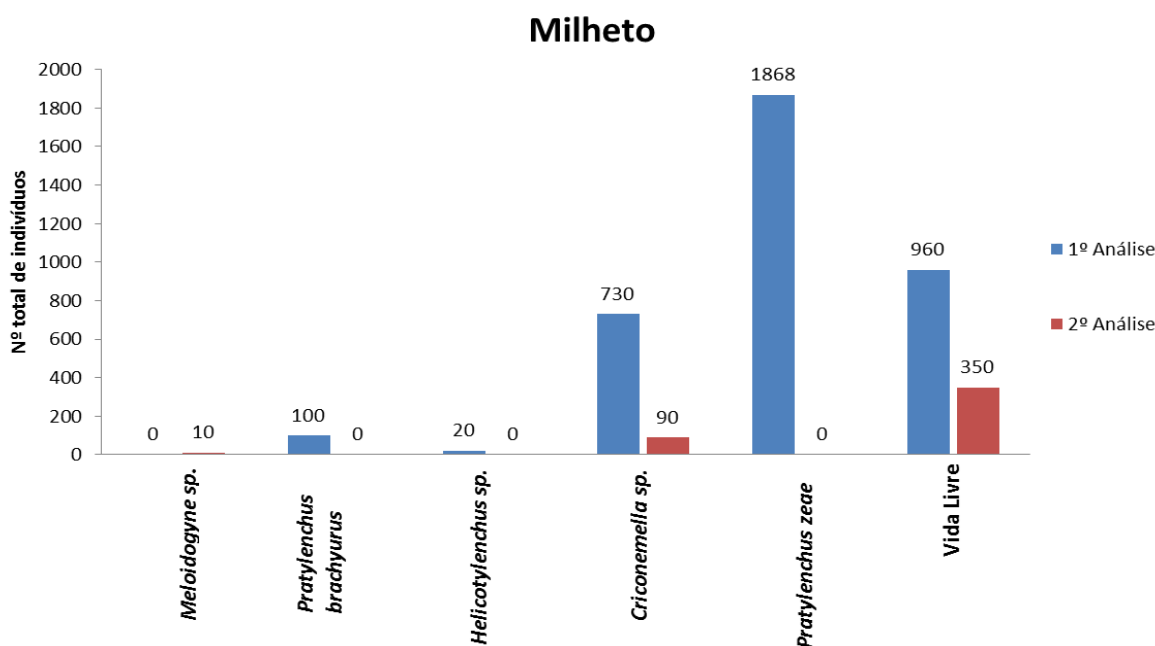


Figura 19: Resultado das duas análises nematológicas da área com cultivo de milho do presente trabalho.

Fonte: O próprio autor (2019).

A avaliação da população inicial de nematoides na área com milho mostrou a predominância do *P. zae* no presente estudo. É provável que essa predominância seja oriunda de cultivos antecessores de milho nessa área. O milho se mostrou eficiente no controle de todas as espécies menos do gênero *Meloidogyne*, apresentando reduções de 100% da população para os gêneros *Pratylenchus* e *Helicotylenchus*, 87,7% do *Criconemella*, 63,5% nos de vida livre e um aumento de 10 indivíduos na população de *Meloidogyne sp.*

Segundo Ferrari et al. (2016), o milho é um mau hospedeiro para o gênero *Pratylenchus* e do *M. javanica* especificamente, o que significa que hospeda os nematoides porém torna sua reprodução mais baixa. A redução populacional de *P. brachyurus* foi constatada por Neves (2013) utilizando como um dos tratamentos a cultivar “ADR 500” para

estudar sua reprodução em gramíneas forrageiras. Ainda, Ribeiro et al. (2007) concluíram em experimento conduzido em casa de vegetação, que o milho é um mau hospedeiro de *P. brachyurus*.

A redução da densidade populacional de *Helicotylenchus sp.* pode ter sido um acontecimento atípico, pois a literatura mostra susceptibilidade do milho aos nematoides deste gênero. Zavislak et al. (2017) constataram maior quantidade de *H. dihystera* em agroecossistema de algodão cultivado sob palhada de milho no Mato Grosso e Machado et al. (2015) ressaltou a ocorrência de danos nas culturas da soja e do milho causados pelos nematoides do gênero *Helicotylenchus*, ratificando Teixeira et al. (2011) que constatou maior incidência deste nematoide fitófago em áreas consolidadas com o cultivo de soja em rotação com o milho.

Para Asmus et al. (2009) a cultura do milho é má hospedeira para *M. Javanica* e boa hospedeira para *M. incognita*, sendo assim, pode-se pressupor que o aumento dos indivíduos do gênero *Meloidogyne* tenha sido por parte da espécie *M. incognita*, pois Carneiro et al. (2007) estudando a reação de milho, sorgo e milho a *M. incognita*, *M. javanica* e *M. paranaensis*, concluiu que a cultivar de milho “ADR 500”, usada neste trabalho, foi suscetível a *M. incognita* de raça 3.

Houve uma considerável redução no número de indivíduos de *Criconemella sp.* Gomes et al. (2010), estudando o potencial de coberturas verdes e sistemas de rotações de cultura na dinâmica populacional de *Criconemella sp.*, concluiu que o milho é um hospedeiro desfavorável, seja cultivado solteiro ou em sistemas de rotações com outras culturas, corroborando com Kuhn et al. (2016). Curiosamente, Rosa et al. (2015) estudaram os efeitos nematicidas de exsudatos de aveia-preta e milho sobre o *Mesocriconema xenoplax* (*Criconemella sp.*) e concluíram que o milho também pode ser uma planta antagonista a este nematoide.

Na avaliação populacional da área com *C. ochroleuca* observou-se a redução de 100% dos indivíduos de *Pratylenchus brachyurus*. e *Helicotylenchus sp.*, 75,9% de *Criconemella sp.*, 55,4% dos de vida livre e um aumento de 537% para a espécie *Rotylenchulus reniformis*.

O uso da *C. ochroleuca* se mostrou como uma prática cultural eficiente para reduzir o *P. brachyurus*. Este resultado corrobora com Debiase et al. (2011 e 2016) que estudou, em campo, práticas culturais usadas na entressafra da soja para controle de *P. brachyurus*.

Experimentos conduzidos em casa de vegetação por Dias et al. (2012) e Braz et al. (2016) também provaram a eficiência do antagonismo desta espécie no controle do *P. brachyurus*.

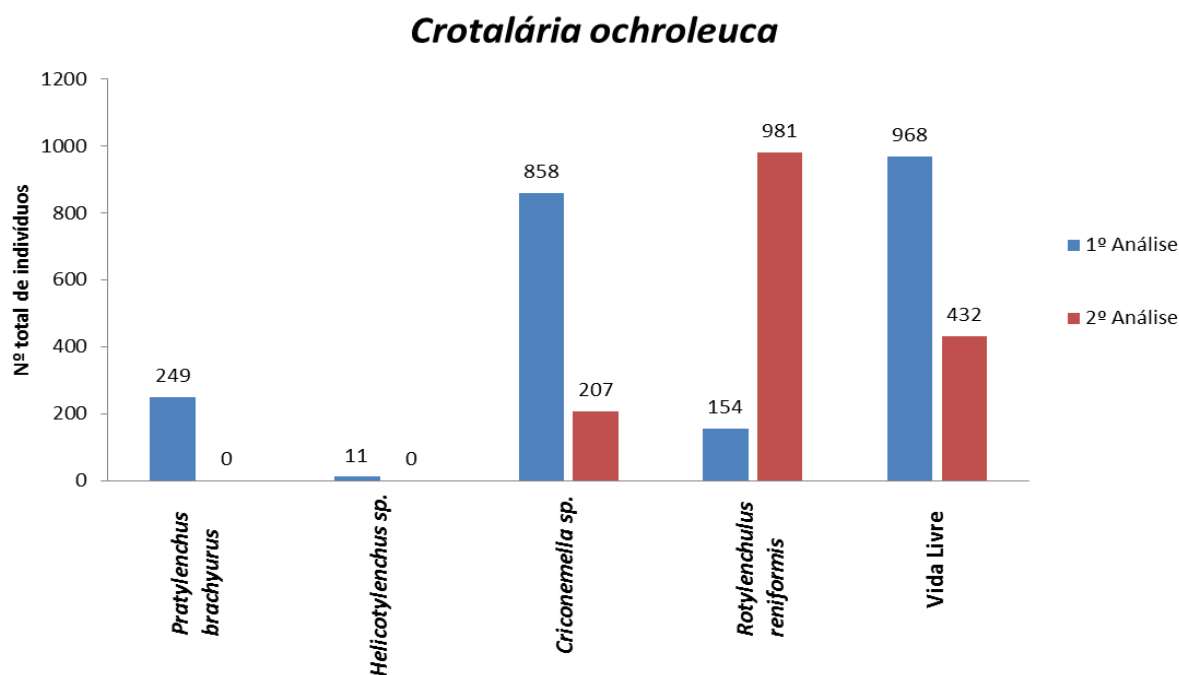


Figura 20: Resultado das duas análises nematológicas da área com cultivo de *C. ochroleuca* do presente trabalho.

Fonte: O próprio autor (2019).

Há poucos estudos recentes na literatura sobre a influência da *C. ochroleuca* sobre nematoides do gênero *Helicotylenchus*, mas Ferrari (2016) estudando a influência de culturas de segunda safra sobre a população de *Helicotylenchus sp.* concluiu que o consórcio milho + *C. ochroleuca* apresentou o menor número de indivíduos deste nematoide no solo amostrado.

Ainda há escassez de estudos sobre a interação entre *C. ochroleuca* e o nematoide *Criconemella sp.*, mas Rodríguez-Kábana (1986) mostraram que fertilizantes contendo nitrogênio amoniacal, como a ureia, dependendo da quantidade, podem suprimir nematoides, como exemplos *R. reniformis* em oliveiras, *Criconemella sp.* em ameixeiras. A causa do controle dos nematoides pelo nitrogênio, no caso a ureia, se deve à liberação de amônia na presença de urease no solo, a qual é um composto nematotoxic, isso pode ter relação com o fato das crotalárias fixarem nitrogênio no solo.

C. ochroleuca é um antagonista eficiente de *R. reniformis* como provam trabalhos recentes de Ferreira et al. (2012), Leandro e Asmus (2012 e 2015) no entanto, resultados controversos foram encontrados no presente trabalho.

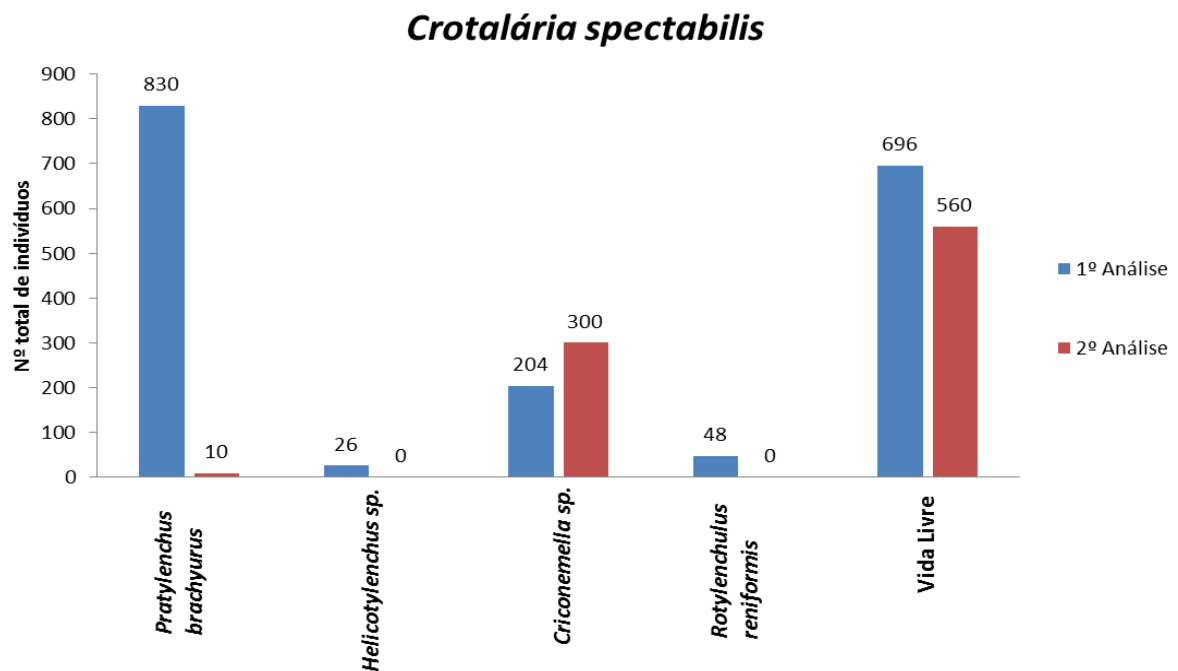


Figura 21: Resultado das duas análises nematológicas da área com cultivo de *C. spectabilis* do presente trabalho.

Fonte: O próprio autor (2019).

Na avaliação populacional da área com *C. spectabilis*, cultivada com *C. spectabilis*, foi observado boa redução no âmbito geral da população de nematoides. Reduziu-se 100% de *Pratylenchus sp.*, de *Helicotylenchus sp.* e de *R. reniformis*, 19,5% nos de vida livre e um aumento de 47,1% de *Criconemella sp.*

A *C. spectabilis* é a mais indicada dentre as espécies de crotalaria para o controle de nematoides, pois figura como uma planta não hospedeira destes patógenos como já provado por Inomoto e Asmus (2009) ao estudarem culturas de rotação e cobertura não hospedeiras de nematoides e no manejo de nematoides do algodoeiro (GALBIERI, INOMOTO & DA SILVA 2015). Além de sua ação nematicida ainda pode proporcionar o aumento da massa das raízes de algumas plantas acarretando melhora na tolerância ao ataque de fitonematoides como provou Giardano et al. (2010).

Na Tabela 1 há parâmetros que indicam o risco de perda em produção de grandes culturas de acordo com a população de nematoides. Pode-se observar que a população de *P. brachyurus* foi alta e mesmo assim a *C. spectabilis* reduziu em 100% o número de indivíduos na análise. Debiassi et al. (2011) atestou que o cultivo de *C. spectabilis* é a melhor opção para

reduzir a população e os danos causados por *P. brachyurus*, resultados estes reafirmados por Dias et al. (2012) e Silva et al. (2015).

Não há na literatura trabalhos que tratam da influência da *C. spectabilis* sobre a população de *Helicotylenchus* sp. porém pode-se dizer que a redução observada provavelmente ocorreu devido à alta eficiência nematicida desta crotalária, citada anteriormente.

Para o controle de *R. reniformis* ou nematoide reniforme, a *C. spectabilis* se mostrou efetiva, comprovando os dados obtidos por Asmus (2005) ao estudar a reação de algumas culturas de cobertura utilizadas em sistema de plantio direto ao nematoide reniforme. Seu efeito nematicida é tão positivo que esta espécie de planta foi usada por Filho et al. (2010) como parâmetro de resistência ao *R. reniformis* para avaliação da resistência de linhagens de feijão-guandu a nematoides desta espécie.

5 CONCLUSÕES

Tanto os tratamentos com milho, quanto com *C. ochroleuca* e *C. spectabilis*, realizaram a diminuição da densidade populacional dos fitonematóides contidos no solo, se mostrando como ótimas opções para a realização de rotação de culturas e cobertura do solo.

O tratamento com *C. ochroleuca* teve um resultado próximo ao do milho no controle dos fitonematóides dos gêneros *Pratylenchus* e *Helicotylenchus*, reduzindo 100% dos indivíduos. Houve também um aumento de 10 indivíduos do gênero *Meloidogyne* na área com milho e de 537% na população do gênero *Rotylenchulus* na área com *C. ochroleuca*.

No tratamento com *C. spectabilis*, reduziu-se 100% das populações dos gêneros *Pratylenchus*, *Helicotylenchus* e *Rotylenchulus*. Houve um aumento de 47,5% na população do gênero *Criconebella*.

REFERÊNCIAS

- AGRIOS, G. N. Plant diseases caused by nematodes. In: AGRIOS, G. N. **Plant pathology**. San Diego: Academic Press, 1997. p. 565-597.
- ANTÔNIO, H. Fitonematoides na cultura da soja. **Informe Agropecuário**, 16 (172):60-65. 1992.
- ASMUS, G. L. Reação de algumas culturas de cobertura utilizadas no sistema plantio direto ao nematóide reniforme. **Embrapa Agropecuária Oeste-Comunicado Técnico (INFOTECA-E)**, 2005.
- ASMUS, G.L. Evolução da ocorrência de *Rotylenchulus reniformis* em Mato Grosso do Sul, durante o quinquênio 2001/2005. In: REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA DA REGIÃO CENTRAL DO BRASIL, 27., 2005, Cornélio Procópio. **Resumos...** Londrina: Embrapa Soja, 2005. p.221-222.
- ASMUS, G. L.; ISHIMI, C. M. Flutuação populacional de *Rotylenchulus reniformis* em solo cultivado com algodoeiro. **Embrapa Agropecuária Oeste-Artigo em periódico indexado (ALICE)**, 2009.
- BAIDA, F.C. et al. Ocorrência De *Helicotylenchus dihystera* Em Cultivo De Soja No Paraná. **Anais**. XXXII Congresso Brasileiro de Nematologia. 2015.
- BRAZ, G. B. P. et al. Weeds as alternative hosts for *Pratylenchus brachyurus*. **Summa Phytopathologica**, v. 42, n. 3, p. 233-238, 2016.
- BRUINSMA, J. S. S. et al. Avaliação de métodos para o estudo da resistência de genótipos de soja a *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood. 2013.
- CALEGARI, A. et al. Adubação verde no sul do Brasil. 2. ed. Rio de Janeiro: AS-PTA, 1993. p. 207-327.
- CARNEIRO, R. G. et al. Reação de milho, sorgo de milheto a *M. incognita*, *M. javanica* e a *M. paranaensis*. **Nematologia Brasileira**, v. 31, n. 2, p. 67-71, 2007.
- COLEMAN, D. C. et al. **Microbial-plant interactions**. Madison: ASA Spec. Publ. 47. ASA, CSSA, and SSSA, 1984. p. 17-28.
- COOLEN, W. A. et al. A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue.**, 1972.
- COSTA, D. C.; FERRAZ, S. Avaliação do efeito antagônico de algumas espécies de plantas, principalmente de inverno, a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.14, n.1, p.61-70, 1990.
- CRUSCIOL, C.A.C.; SORATTO, R.P. Nitrogen supply for cover crops and effects on peanut grown in succession under a no-till system. **Agronomy Journal**, v.101, p.40-46, 2009.

CRUSCIOL, C.A.C.; SORATTO, R.P. Nutrição e produtividade do amendoim em sucessão ao cultivo de plantas de cobertura no sistema plantio direto. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.42, p.1553-1560, 2007.

DEBIASI, Henrique et al. Manejo do solo para controle cultural do nematoide das lesões radiculares na entressafra da soja. In: **Embrapa Soja-Artigo em anais de congresso (ALICE)**. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CIÊNCIA DO SOLO, 33., 2011, Uberlândia. Solos nos biomas brasileiros: sustentabilidade e mudanças climáticas: anais. Uberlândia: SBCS: UFU: ICIAG, 2011.

DEBIASI, H. et al. Práticas culturais na entressafra da soja para o controle de *Pratylenchus brachyurus*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, n. 10, p. 1720-1728, 2016.

DIAS, W.P. et al. Nematóide de cisto da soja: biologia e manejo pelo uso da resistência genética. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 33, n. 1, p. 1-16, 2009.

DIAS, W.P. et al. Nematóides. In: ALMEIDA, A.M.R.; SEIXAS, C.D.S. (Ed.). **Soja: doenças radiculares e de hastes e inter-relações com o manejo do solo e da cultura**. Londrina: Embrapa Soja, 2010. Cap.7, p.173-206.

DIAS, W. P. et al. Efeito do cultivo de espécies vegetais sobre a população de *Pratylenchus brachyurus* na soja. In: **Embrapa Soja-Artigo em anais de congresso (ALICE)**. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE SOJA, 6., 2012, Cuiabá. Soja: integração nacional e desenvolvimento sustentável: anais. Brasília, DF: Embrapa, 2012.

DINARDO-MIRANDA, L. L. Nematóides e pragas de solo em cana-de-açúcar. **Informações agrônômicas**, v. 110, n. 1, p. 25-32, 2005.

DOUCET, M. E. et al. Nematodos Fito-Parásitos “Emergentes” En Diversos Cultivos De Argentina. Palestra. **Anais XXXII Congresso Brasileiro de Nematologia**. 2015.

EMBRAPA, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. 2011. **Tecnologias de Produção de Soja Região Central do Brasil 2012 e 2013**. Londrina, Embrapa - Soja, 2011. 262 p.

EMBRAPA. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Milho e Sorgo Sistemas de Produção**, 2 (cultura do sorgo) ISSN 1679-012X Versão Eletrônica – 5. ed. Sete Lagoas/MG. Abr/2016.

FERRARI, E. CÂMPUS UNIVERSITÁRIO DE SINOP INSTITUTO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E AMBIENTAIS. 2016.

FERRARI, E. et al. Dinâmica populacional do nematoide *Pratylenchus brachyurus* em diferentes sistemas produtivos em MT. **Embrapa Soja-Artigo em periódico indexado (ALICE)**, 2016.

FERRAZ, L. C. C. B. As meloidogynoses da soja: passado, presente e futuro. In: FERRAZ, L. C. C. B.; ASMUS, G. L.; CARNEIRO, R. G.; MAZAFFERA, P.; SILVA, J. F. V. **Relações parasito-hospedeiro nas meloidogynoses da soja**. Londrina: Embrapa Soja, 2001.

FERRAZ, S. et al. **Manejo sustentável de fitonematoide**. Viçosa: Editora UFV, 2010. 306 p.

FERRAZ, S.; FREITAS, L.G. Use of antagonistic plants and natural products. In: CHEN, Z., CHEN, S.; DICKSON, D.W. (Eds). **Nematology - Advances and Perspectives. Volume II: Nematode Management and Utilization**. Beijing: Tsinghua University Press; Wallingford: CABI Publishing, 2004, p. 931-978.

FERRAZ, L. C. C. B. Gênero *Pratylenchus* – os nematóides das lesões radiculares. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 7, p. 157-195, 1999.

FERRAZ, L. C. C. B.; MONTEIRO, A. R. Nematóides. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (Ed.). **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. São Paulo: Ceres, 1995. v. 1, p. 168-201.

FERRAZ, S.; VALLE, L.A.C. **Controle de fitonematóides por plantas antagonistas**. Viçosa: Editora UFV, 1997. 73 p. (Cadernos Didáticos, 7).

FERREIRA, AC de B. et al. Plantas que Minimizam Problemas do Sistema de Produção do Algodoeiro no Cerrado. **Embrapa Algodão-Comunicado Técnico (INFOTECA-E)**, 2012.

FILHO, J. V. A. et al. Reação de Linhagens de Feijão-guandu a *Rotylenchulus reniformis* e *Pratylenchus zaeae*. **Survey of Entomopathogenic Nematodes (Rhabditida: Heterorhabditidae, Steinernematidae) in Rio Grande do Sul State, Brazil-Carla RC Barbosa-Negrisoni, Mauro S. Garcia**, v. 34, n. 4, p. 204, 2010.

FRAGOSO, R. da R. et al. Interação molecular planta-nematóide. **Embrapa Cerrados-Documentos (INFOTECA-E)**, 2007.

GALBIERI, R.; INOMOTO, M. M.; DA SILVA, R. A. Manejo de nematoides na cultura do algodoeiro em Mato Grosso. **Embrapa Agropecuária Oeste-Capítulo em livro científico (ALICE)**, 2015.

GAMA-RODRIGUES, A.C. da; GAMA-RODRIGUES, E.F. da; BRITO, E.C. de. Decomposição e liberação de nutrientes de resíduos culturais de plantas de cobertura em Argissolo Vermelho-Amarelo na região noroeste fluminense-RJ. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.31, p.1421-1428, 2007.

GARDIANO, C. G. et al. Atividade nematicida de extratos de sementes de espécies de *Crotalaria* sobre *Meloidogyne javanica*. **Revista Trópica: Ciências Agrárias e Biológicas**, v. 4, n. 1, 2010.

GOMES, G. S.; HUANG, S. P. & CARES, J. E. Nematode community, trophic structure and population fluctuation in soybean fields. **Fitopatologia Brasileira** 28: 258-266. 2003.

GOMES, CESAR BAUER et al. Avaliação do potencial de coberturas verdes e de sistemas de rotações de cultura na supressão do nematoide anelado (*Mesocriconema xenoplax*) em pré-plantio ao pessegueiro. **Embrapa Clima Temperado-Artigo em periódico indexado (ALICE)**, 2010.

GOULART, Alexandre Moura Cintra. Aspectos gerais sobre nematoides das lesões radiculares (Gênero *Pratylenchus*). **Embrapa Cerrados-Documentos (INFOTECA-E)**, 2008.

HALBRENDT, J. M. Allelopathy in the management of plant-parasitic nematodes. **Journal of Nematology**, Lakeland, v. 28, n. 1, p. 8-14, 1996.

INOMOTO, M.M.; ANTEDOMÊNICO, S.R.; SANTOS, V.P.; SILVA, R.A.; ALMEIDA, G.C. Avaliação em casa de vegetação do uso de sorgo, milho e crotalária no manejo de *Meloidogyne javanica*. **Tropical Plant Pathology**, v.33, p.125-129, 2008.

INOMOTO, M. M.; ASMUS, G. L. Culturas de cobertura e de rotação devem ser plantas não hospedeiras de nematóides. **Visão Agrícola**, v. 9, p. 112-116, 2009.

JENKINS, W. R. et al. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant disease reporter**, v. 48, n. 9, 1964.

JOHNSON, A.E; MOLYNEUX, R.J.; MERRIL, G.B. Chemistry of toxic range plants: variation in pyrrolizidine alkaloid content of Senecio, Amsinckia and Crotalaria species. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 33, n.1, p. 50-55, 1985.

JUNG, C.; WYSS, U. New approaches to control plant parasitic nematodes. **Appl Microbial Biotechnol**, v. 51, p. 439-446, 1999.

KINLOCH, R.A. Soybean. In: BARKER, K.R. et al. **Plant and nematode interactions**. Madison: American Society of Agronomy, 1998. Cap.15, p.317-333.

KRALL, E.L. **Parasitic root nematodes: Family Hoplolaimidae**. Leningrado, URSS, Nauka, 420 pg. 1978.

KUHN, P. R. et al. Suscetibilidade de espécies frutíferas, forrageiras e daninhas a duas populações de *Mesocriconema xenoplax*. **Nematropica**, v. 45, n. 2, p. 279-284, 2016.

LEANDRO, H. M.; ASMUS, G. L. Efeito do cultivo de milho, braquiária, crotalária e soja sobre a população do nematoide reniforme (*Rotylenchulus reniformis*) em solo naturalmente infestado. In: **Embrapa Agropecuária Oeste-Resumo em anais de congresso (ALICE)**. In: JORNADA DE INICIAÇÃO À PESQUISA DA EMBRAPA, 2012, Dourados. Resumos... Brasília, DF: Embrapa; Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste, 2012.

LEHMANN, P. S.; ANTONIO, H.; BARKER, K.R. Ocorrência de Nematoides em soja nos estados de Minas Gerais, Goiás e Mato Grosso. **II Reunião de Nematologia**. Sociedade Brasileira de Nematologia. nº 2, 1977.

LEHMANN, P.S.; MACHADO, C.C.; TARRAGÓ, M.T. Frequência e severidade de doenças da soja nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina. **Fitopatologia Brasileira**. 1976.

LORDELLO, L.G.E. et al. Contribuição ao estudo dos nematóides que parasitam a cana-de-açúcar em São Paulo. In: **REUNIÃO BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA**, 1., 1974, Piracicaba, SP. Anais.... p.27-32.

LOOF, P. A. A.; DE GRISSE A. **Taxonomic and nomenclatorial observations on the genus *Criconemella***. *Fac. Landbouww.Ri;ksuniv. Cent.*, 54/1: 53-74. .1989.

LOPES, C. M. L. Populações de nematoides fitoparasitas em áreas de cultivo de soja, algodão, café e de vegetação nativa do Cerrado na região Oeste da Bahia. / Carina Mariani Leite Lopes. Brasília, 2015. 70p. : il. **Dissertação de mestrado. Programa de Pós-graduação em Fitopatologia, Universidade de Brasília**, Brasília. 2015.

MACHADO, A. C. Z. et al. Parasitismo de *Helicotylenchus dihystera* nas culturas da soja e milho. **Anais. XXXII Congresso Brasileiro de Nematologia**. 2015.

MARAIS, Mariette. **A monograph of the genus *Helicotylenchus* Steiner, 1945 (Nemata: Hoplolaimidae)**. 2001. Tese de Doutorado. Stellenbosch: Stellenbosch University.

McSORLEY, R. et al. Tropical rotation crops influence nematode densities and vegetable yields. **Journal of Nematology**, Lakeland, v. 26, n. 3, p. 308-314, 1994.

MENEZES, L.A.S. et al. Produção de fitomassa de diferentes espécies, isoladas e consorciadas, com potencial de utilização para cobertura do solo. **Bioscience Journal**, v.25, p.7-12, 2009.

MICHEREFF, S.J. **Fundamentos de fitopatologia**. Recife, Universidade Federal Rural de Pernambuco, p. 134-145, 2001.

NETTO, DA M.. A cultura do milho. **Embrapa Milho e Sorgo-Comunicado Técnico (INFOTECA-E)**, 1998.

NEVES, D. L. Reprodução de *Pratylenchus brachyurus* EM DIFERENTES GRAMÍNEAS FORRAGEIRAS-[http://dx. doi. org/10.14688/1984-3801. v06n01a12](http://dx.doi.org/10.14688/1984-3801.v06n01a12). **Global Science and Technology**, v. 6, n. 1, 2013.

NORTON, Don C. et al. *Helicotylenchus pseudorobustus* as a pathogen on corn, and its densities on corn and soybean. **Iowa State Journal of Research**, v. 51, n. 3, p. 279-285, 1977.

NYCZEPIR, A.P.; WOOD, B.W. Peach leaf senescence delayed by *Criconemella xenoplax*. **Journal of Nematology**, Lakeland, v.20, n.4, p.585-589, 1988.

PACHECO, L.P. et al. Produção e ciclagem de nutrientes por plantas de cobertura nas culturas de arroz de terras altas e de soja. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.35, p.1787-1799, 2011a.

PACHECO, L.P. et al. Produção de fitomassa e acúmulo e liberação de nutrientes por plantas de cobertura na safrinha. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.46, p.17-25, 2011b.

PEREIRA FILHO, Israel Alexandre et al. Manejo da cultura do milho. **Embrapa Milho e Sorgo-Circular Técnica (INFOTECA-E)**, 2003.

RIBEIRO, N. R. et al. Avaliação da reação de espécies vegetais ao nematoide das lesões radiculares. **Resumos da XXIX Reunião de Pesquisa de Soja da Região Central do Brasil. Campo Grande MS**, p. 64-65, 2007.

RITZINGER, C. H. S. P.; FANCELLI, Marilene. Manejo integrado de nematóides na cultura da bananeira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 28, n. 2, p. 331-338, 2006.

ROBINSON, A.F. et al. *Rotylenchulus* species: identification, distribution, host ranges, and crop plant resistance. **Nematropica**, v.27, n.2, p.127-180, 1997. Disponível em: <<http://journals.fcla.edu/nematropica/article/view/64190/61858>>. Acesso em 11 abril. 2019.

RODRÍGUEZ-KABANA, R. Organic and inorganic nitrogen amendments to soil as nematode suppressants. *Journal of Nematology*, Lakeland, v. 18, n. 2, p. 129-135, 1986.

RODRIGUEZ-KÁBANA, R. et al. Host suitability of selected tropical legumes and other crops for the reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira, 1940. **Nematropica**, Florida, v. 28, n. 2, p. 195-203, 1998.

ROSA, J. B. R. et al. Efeito nematicida de exsudatos radiculares de milho e de aveia sobre *Mesocriconema xenoplax*. In: **Embrapa Clima Temperado-Resumo em anais de congresso (ALICE)**. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 32., 2015, Londrina. Nematologia: problemas emergentes e perspectivas: anais. Londrina: Sociedade Brasileira de Nematologia, 2015.

SALGADO, A.L.B et al. **Efeito da adubação NPK na cultura da crotalária**. *Bragantia*, 1982. 41:21-33.

SASSER, J. N.; FRECKMAN, D. W. A world perspective on Nematology: the role of the Society. In: VEECH, J. A.; DICKSON, D. W. (Ed.). **Vistas on nematology**. Hyattsville: Society of Nematologists, 1987. p. 7-4.

SANTOS, M. A.; RUANO, O. Reação de plantas usadas como adubos verdes a *Meloidogyne incognita* raça 3 e *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.11, p.184-197, 1987.

SEMENTES CAIÇARA. Espécie: *Crotalária ochroleuca*. Disponível em:< <http://sementescaicara.com/Downloads/Crotal%C3%A1ria%20Ochroleuca.pdf>>. Acesso em 14 março. 2019.

SEMENTES CAIÇARA. Espécie: *Crotalária spectabilis*. Disponível em:< <http://sementescaicara.com/Downloads/Crotal%C3%A1ria%20Spectabilis.pdf>>. Acesso em 14 março. 2019

SHARMA, R.D.; SILVA, D. B.; CASTRO L.H.R. Efeito de *Helicotylenchus dihystera* sobre trigo e ervilha cultivados em solos provenientes de três sistemas de preparo. **Nematologia Brasileira**, 17: 85-95, 1993.

SILVA, G.S.; FERRAZ, S.; SANTOS, J.M. Atração, penetração e desenvolvimento de larvas de *Meloidogyne javanica* em raízes de *Crotalaria* spp. **Nematologia Brasileira**, v. 13, p. 151-163, 1989.

SILVA, J. F. V. Resistência genética da soja a nematóides do gênero *Meloidogyne*. In: SILVA, J. F. V.; MAZAFFERA, P.; CARNEIRO, R. G.; ASMUS, G. L.; FERRAZ, L. C. C. **B. Relações parasito-hospedeiro nas meloidoginoses da soja**. Londrina: Embrapa Soja, Sociedade de Nematologia, 2001. 127p.

SILVA, Rosangela Aparecida et al. Correlação entre densidade populacional de nematoides e produtividade de algodoeiro. **Bioscience Journal**, v. 30, n. 3, 2014.

SILVA, R. A.; INOMOTO, M. M.; GALBIERI, R. Manejo de nematoides na cultura do algodoeiro em Mato Grosso. **Embrapa Agropecuária Oeste-Capítulo em livro científico (ALICE)**, 2015.

SILVA, R. G. et al. Reação de genótipos de soja ao nematoide das lesões radiculares. **Enciclopédia biosfera, Goiânia**, v. 11, n. 22, p. 2491-2497, 2015.

SOUZA, C.M. de., PIRES, F.R. **Adubação verde e rotação de culturas** (caderno didático), Viçosa - MG: Universidade Federal de Viçosa. 2002. 72p.

STARR, J.L. Cotton. In: BARKER, K.R.; PEDERSON, G.A.; WINDHAM, G.L. (Ed.). **Plant and nematode interactions**. Madison: American Society of Agronomy, 1998. p.359-379.

TAYLOR, D. P. et al. Biology and host-parasite relationships of the spiral nematode, *Helicotylenchus microlobus*. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v. 28, n. 1, p. 60-66, 1961.

TEIXEIRA, R. A.; DA ROCHA, M. R.; CARBONE, M. A. Diversidade de nematóides em relação a diferentes usos do solo. **8ª CONPEEX/63ª Reunião Anual da SBPC**, 2011.

TIHOHOD, D. **Guia prático de identificação de fitonematóides**. Jaboticabal: FCAV: FAPESP, 1997. 246 p.

TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola aplicada**. Jaboticabal: FUNEP, 1993. 337 p.

THOMAS, R.J.; CLARK, C.A. Effects of concomitant development on reproduction of *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis* on sweet potato. **Journal of Nematology**, v.15, p.215-220, 1983.

TORRES, J. L. R.; PEREIRA, M. G.; FABIAN, A. J. Produção de fitomassa por plantas de cobertura e mineralização de seus resíduos em plantio direto. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.43, p.421-428, 2008.

TORRES, R. G.; RIBEIRO, N. R.; BOER, C. A.; FERNANDES, O.; FIGUEIREDO, A. G.; NETO, A. F. **Manejo integrado de nematoides em sistema de plantio direto no cerrado**. Disponível em:

<http://www.monsoy.com.br/pdf/MANEJO%20DE%20NEMATOIDES%20EM%20SPD%20NO%20CERRADO_CT_21_11_2009.pdf> Acesso em 20 março. 2019.

TORRES, G.R.G. et al. Sobrevivência de *Rotylenchulus reniformis* em solo naturalmente infestado submetido a diferentes períodos de armazenamento. **Fitopatologia Brasileira**, v.31,

n.2, p.203-206, 2006. Disponível em:

<http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-41582006000200015&lng=en&nrm=iso> Acesso em 11 abril. 2019.

TRUDGILL, D. L. Resistance to and tolerance of plant parasitic nematodes in plants. **Annual Review of Phytopatology**, v. 29, n. 1, p. 167-192, 1991.

VIGLIERCHIO, D.R. (Ed.). **The World of Nematodes: a fascinating component of the animal kingdom**. University of California: Davis, CA, 1991. 266p.

WANG, K.H.; SIPES, B.S.; SCHMITT, D.P. Crotalaria as a cover crop for nematode management: a review. **Nematropica**, v. 32, n. 1, p. 35-57, 2002.

WENDLAND, A. **Expressão gênica da interação soja – *Meloidogyne javanica* via microarranjos de DNA**. 2005. 127 f. Tese (Doutorado em Agronomia)-Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2005.

WESTCOTT, S.W. et al. Suitability of Prunus selections as hosts for the ring nematode (*Criconebella xenoplax*). **Journal of the American Society for Horticultural Science**, v.,119, n.5, p.920-924, 1994.

WILLIAMS, K.J.O. *Macrophosthonia xenoplax*. In: C.I.H. **Descriptions of plantparasitic nematodes**. Herts: Commonwealth Institute of Helminthology, 1972.

WRATHER, J.A. et al. Soybean disease loss estimates for the top 10 soybean producing countries in 1994. **Plant Disease**. Saint Paul, v. 81, n. 1, p. 107-110, 1997.

WUTKE, E.B. Adubação verde: manejo da fitomassa e espécies utilizadas no Estado de São Paulo. In: WUTKE, E.B.; BULISANE, E.A.; MASCARENHAS, H.A.A. (Coord.). **Curso sobre adubação verde no Instituto Agrônômico**. Campinas: Instituto Agrônômico, 1993. p.17-29. (IAC. Documentos, 35).

ZAVISLAK, F. D. et al. Diversidade de nematoides em agroecossistema do algodão no Mato Grosso. **Revista Ibero-Americana de Ciências Ambientais**, v. 8, n. 1, p. 129-139, 2017.

ANEXOS

A – Análise nematológica feita antes da implantação do trabalho.



RESULTADO DE ANÁLISE MICROBIOLÓGICA: NEMATÓIDES:

- 195/19 -

E-mail: jemagricola@yahoo.com.br - Fone: (62) 3093-7390 Cel.: (62) 99649-8224WhatsApp - (62) 9811-9600 e 8561-6355

Interessado: SILVIO NAVES
 Propriedade: -
 Cultura: -
 Responsável pela coleta: O Interessado

Proprietário: -
 Município: GOIÂNIA - GO
 Data de recebimento da amostra: 13/03/2019.
 Composição da amostra: Solo

N. LABORATÓRIO	N. REMETENTE	Meloidogyne sp.	Pratylenchus sp.	Pratylenchus brachyurus	Helicotylenchus sp.	Criconebella sp.	Heterodera glycines	Roylecthulus reniformis	Pratylenchus coffeae	Vida Livre	Pratylenchus zeae
809	AREA 1	Solo1	0	0	20	730	0	0	0	960	100
		Raiz2	0	0	0	0	0	0	0	-	1.768
810	AREA 2	Solo1	0	0	11	858	0	154	0	968	0
		Raiz2	0	0	0	0	0	0	0	-	0
811	AREA 3	Solo1	0	0	0	204	0	48	0	696	0
		Raiz2	0	806	0	0	0	0	0	-	0

¹Método de extração: Jenkins (1964); Coolen & D'Herde (1972); ²Solo: 200 ml, ³Quantidade de solo insuficiente para análise (< 200 ml de solo) ⁴raizes: 10 g, ⁵Quantidade de raizes insuficiente para análise (< 10 g de raizes) ou ausência de raizes na amostra.

B – Análise nematológica feita no fim do trabalho.

RESULTADO DE ANÁLISE MICROBIOLÓGICA: NEMATÓIDES:

- 394/19 -

E-mail: jemagricola@yahoo.com.br - Fone: (62) 3093-7390 Cel.: (62) 99649-8224WhatsApp - (62) 9811-9600 e 8561-6355



Interessado: SILVIO NAVES
 Propriedade: -
 Cultura: -
 Responsável pela coleta: O Interessado

Proprietário: SILVIO NAVES
 Município: -
 Data de recebimento da amostra: 22/07/2019.
 Composição da amostra: Solo

N. LABORATÓRIO	N. REMETENTE		Meloiodiogyne sp.		Pratylenchus sp.		Pratylenchus brachyurus		Helicotylenchus sp.		Criconemella sp.		Heterodera glycines		Rotylenchulus reniformis		Pratylenchus coffeae		Vida Livre		Pratylenchus zae	
	AREA 01	AREA 02	Solo1	Raiz2	Solo1	Raiz2	Solo1	Raiz2	Solo1	Raiz2	Solo1	Raiz2	Solo1	Raiz2	Solo1	Raiz2	Solo1	Raiz2	Solo1	Raiz2	Solo1	Raiz2
1.613			10	**	0	**	0	**	0	**	90	**	0	**	0	**	0	**	350	**	0	**
1.614			0	**	0	**	0	**	0	**	207	**	0	**	981	**	0	**	432	**	0	**
1.615			0	**	0	**	0	**	0	**	300	**	0	**	0	**	0	**	560	**	0	**

²Método de extração: Jenkins (1964); Coolen & D'Herde (1972); ¹Solo: 200 ml, ^{**}Quantidade de solo insuficiente para análise (< 200 ml de solo) ²raízes: 10 g, ^{**}Quantidade de raízes insuficiente para análise (< 10 g de raízes) ou ausência de raízes na amostra.

Observação: 1) Os resultados de análise são referentes às amostras enviadas pelo interessado.

2) Este resultado não tem valor jurídico.

3) A interpretação dos níveis de fitopatógenos (nematóides e fungos) presentes no solo, não deve ser realizada de forma isolada. Esses níveis de tolerâncias, variam de acordo com as outras variáveis presentes no sistema de produção (nível de resistência da cultivar, fertilidade, matéria orgânica e textura do solo, etc.). Esse serviço trata-se de uma consultoria e será cobrado a parte.

DECLARAÇÃO E AUTORIZAÇÃO

Eu, Silvio Naves Couto Neto, matrícula nº 201811139, declaro, para os devidos fins e sob pena da lei, que o Trabalho de conclusão de Curso: Uso de Cratolária (*C. spectabilis* e *C. odovoleuca*), o Milho-te para o Controle de Fitonematóides, é uma produção de minha exclusiva autoria e que assumo, portanto, total responsabilidade seu conteúdo.

Declaro que tenho conhecimento da legislação de Direito Autoral, bem como da obrigatoriedade da autenticidade desta produção científica. Autorizo sua divulgação e publicação, sujeitando-me ao ônus advindo de inverdade ou plágio e uso inadequado de trabalhos ou de outros autores. Nestes termos, declaro-me ciente que responderei administrativa, civil e penalmente nos termos de Lei 9.610, de 19 de Fevereiro de 1998, que altera e consolida a legislação sobre direitos autorais e dá outras providências.

Pelo presente instrumento autorizo o Centro Universitário de Goiás, Uni-ANHANGUERA a disponibilizar o texto integral deste trabalho tanto na biblioteca, quanto em publicações impressas, eletrônicas/digitais e pela internet. Declaro ainda, que a presente produção é de minha autoria, responsabilizando-me, portanto, pela originalidade e pela revisão do texto, concedendo ao Uni-ANHANGUERA plenos direitos para escolha do editor, meios de publicações, meios de reprodução, meios de divulgação, meios de reprodução, tiragem, formato, enfim, tudo o que for necessário para que a publicação seja efetivada.

Goiânia 06 de Dezembro de 20 19

Silvio Naves Couto Neto

Silvio Naves Couto Neto

EFICIÊNCIA DE CROTALÁRIA E MILHETO PARA O CONTROLE DE NEMATÓIDES

COUTO NETO, Silvio Naves¹ ; RAMOS, Cristiane Regina Bueno Aguirre²

¹ Aluno do curso de Agronomia do Centro Universitário de Goiás Uni-ANHANGUERA. ² Professora orientadora Dra. Do Curso de Agronomia de Centro Universitário de Goiás Uni-ANHANGUERA.

A fauna do solo é constituída por diversos seres vivos, dentre eles estão os nematoides são animais que podem ser encontrados em quase todos os tipos de ambiente do solo. Em países de clima tropical e subtropical, os fitonematóides encontram condições como umidade e temperatura propícias para a sua reprodução e alimentação. Na realização do controle dos fitonematoides são utilizadas estratégias de rotação/sucessão de culturas não hospedeiras ou hospedeiras desfavoráveis. O cultivo de plantas como o milheto (*Pennisetum glaucum* (L.)) e a crotalária (*Crotalaria spp.*), utilizadas como culturas de cobertura, rotação, sucessão e/ou consorciação com espécies de cultivo extensivo, tem reduzido as populações de fitonematoides. O objetivo deste trabalho será avaliar a eficiência da *C. ochroleuca*, *C. spectabilis* e do milheto para o controle de nematóides em solo naturalmente infestado. O experimento foi conduzido em Goiânia - GO, sem irrigação, na área experimental do Centro Universitário de Goiás Uni-Anhanguera. A instalação do experimento foi feita em março de 2019, período caracterizado como de segunda safra ou safrinha diretamente no solo da área, que tem histórico de infestação de fitonematoides. Foi avaliada a influência da crotalária e do milheto na população destes patógenos ao final dos seus ciclos. As espécies de plantas utilizadas no estudo comportaram-se como esperado, realizando a diminuição da densidade populacional dos nematoides. A *C. ochroleuca* teve um resultado próximo ao do milheto. O melhor resultado foi obtido com a *C. spectabilis* onde ocorreu o maior controle dos nematoides.

PALAVRAS-CHAVE: Solo. Fitonematoides. Controle. Cultivo. Rotação.

