



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE
PERNAMBUCO**

PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO



**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO
EM FITOPATOLOGIA**

Tese de Doutorado

**FITONEMATOIDES X CANA-DE-AÇÚCAR: OCORRÊNCIA
POPULACIONAL EM ÁREAS DE ESTADOS DO NORDESTE
BRASILEIRO E A AVALIAÇÃO DE PIRACLOSTROBINA
COMO INDUTOR DE RESISTÊNCIA**

RÊZANIO MARTINS CARVALHO

**Recife – PE
2018**

RÊZANIO MARTINS CARVALHO

**FITONEMATOIDES X CANA-DE-AÇÚCAR: OCORRÊNCIA
POPULACIONAL EM ÁREAS DE ESTADOS DO NORDESTE
BRASILEIRO E A AVALIAÇÃO DE PIRACLOSTROBINA
COMO INDUTOR DE RESISTÊNCIA**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Fitopatologia.

COMITÊ DE ORIENTAÇÃO:

Orientadora: Profa. Dra. Lilian Margarete Paes Guimarães

Coorientadora: Dra. Andrea Chaves Fiuza Porto

Coorientadora: Profa. Elvira Maria Régis Pedrosa

**RECIFE-PE
JULHO-2018**

**FITONEMATOIDES X CANA-DE-AÇÚCAR: OCORRÊNCIA
POPULACIONAL EM ÁREAS DE ESTADOS DO NORDESTE
BRASILEIRO E A AVALIAÇÃO DE PIRACLOSTROBINA
COMO INDUTOR DE RESISTÊNCIA**

RÊZANIO MARTINS CARVALHO

Tese defendida e aprovada pela banca examinadora em: 27/07/2018

ORIENTADORA:

Profa. Dra. Lilian Margarete Paes Guimarães

EXAMINADORES:

Profa. Dra. Andréa Cristina Baltar Barros (UNINASSAU)

Profa. Dra. Cláudia Ulisses de Carvalho Silva (UFRPE)

Profa. Dra. Elvira Maria Régis Pedrosa (UFRPE)

Profa. Dr. André Angelo Medeiros Gomes (UFRPE)

**RECIFE-PE
JULHO- 2018**

“Todas as vitórias ocultam uma abdicação.”
(Simone de Beauvoir)

Aos meus pais Maria Oziclé Martins Silva, Raimundo Nonato Mendes de Carvalho aos meus sobrinhos Lucas Emanuel Carvalho dos Santos, Isaias Carvalho dos Santos e aos meus afilhados Kelvyn Mendes Nunes e Luiz Gustavo Fernandes Mendes.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A Deus pela concessão da vida e pela alegria de viver, obrigado Pai.

Ao **Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico-CNPq** pela concessão da bolsa de estudo;

À **Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE)**, por meio do Programa de Pós Graduação em Fitopatologia, pela oportunidade de realizar o curso de Doutorado e ao **corpo docente** pelos ensinamentos;

À minha orientadora **Prof.^a Lilian Margarete Paes Guimarães**, pelos ensinamentos durante todos esses anos de convívio, orientação e aprendizado;

À minha família, meus pais **Raimundo** e **Oziclé** e minhas irmãs **Reziane** e **Mara** pelo apoio incondicional, compreensão, pelo estímulo, amor e carinho;

A **Risoneide de Cassia** minha namorada pelo amor e paciência a mim concebidos.

Ao meu orientador da graduação e mestrado Prof. **Fernandes Almeida**, por ser um dos maiores responsáveis pelo meu amadurecimento. Tenho como um grande amigo, me apoiando e sempre disponível a me ajudar quando precisei. Levarei para sempre comigo seus ensinamentos;

Às coorientadora Dra. **Andrea Fiuza chaves Porto** pela ajuda incondicional nas avaliações de campo e pela disposição em me ajudar sempre que precisei. E a Profa. **Elvira Maria Regis Pedrosa** pela ajuda nas estatísticas.

À **Usina Santa Teresa** pela parceria e colaboração no experimento;

Aos meus amigos (as) **Gabriel dos Santo Carvalho, Farley Silva Santana, Jordânia Medeiros Soares e Mayra Layra Almeida** pela amizade companheirismo, obrigado pelas palavras de conforto e incentivo sempre que precisei mesmo de longe, hoje considero vocês meus irmãos (as). Aos amigos que conquistei no laboratório de Fitonematologia **Alessandro Gomes, Carol Lima, Mariana Ferreira, Marilene Lunardi, Patrícia Ângelo, Stanyslau Chaves**.

A **Carmem Lucia Abade, Emanuel Feitosa, Luana Maria Alves, Tamiris Joana, Ananda Rosa Beserra e Tarciana Silva** meu muito abrigado pela amizade e companheirismo.

À Dra. **Sandra Maranhão** pela convivência amizade e pela ajuda sempre que precisei seja com palavras seja para ida pra campo sempre estava disponível obrigado por tudo.

À Dra. **Tais Fernanda Vicente** pela ajuda nas estatísticas meu muito obrigado.

Enfim, minha gratidão sincera a todas as pessoas que de alguma forma contribuíram para a realização deste trabalho.

SUMÁRIO

RESUMO GERAL	7
GENERAL ABSTRACT	9
CAPÍTULO I- INTRODUÇÃO GERAL	10
1. Aspectos gerais da cana-de-açúcar	11
2 . Fitonematoides associados à cultura da cana-de-açúcar	13
2.1 Gênero <i>Meloidogyne</i> x cana-de-açúcar	14
2.2 Gênero <i>Pratylenchus</i> x cana-de-açúcar	16
3. Levantamentos de fitonematoides em canaviais	17
4. Medidas de manejo de fitonematoides	19
4. 1 Indução de resistência	20
5. Referências bibliográficas	23
CAPITULO II - Flutuação populacional de <i>Meloidogyne</i> e <i>Pratylenchus</i> em campos cultivados com diferentes variedades de cana-de-açúcar em áreas de estados do noreste do Brasil	32
CAPITULO III- Utilização de piraclostrobina como indutor de resistência no manejo de <i>Meloidogyne</i> e <i>Pratylenchus</i> em cana-de-açúcar	60
CAPITULO IV- CONCLUSÕES GERAIS	87

RESUMO GERAL

O Brasil se destaca como sendo o maior produtor mundial de cana-de-açúcar. No entanto, a região nordeste, apresenta baixa produtividade, quando comparada com o centro-sul do País. Essa baixa produtividade está relacionada a diversos fatores, entre estes os abióticos e bióticos, principalmente doenças causados por fitonematoides. O conhecimento da ocorrência de doenças, e dos níveis populacionais dos patógenos envolvidos, é importante para o direcionamento das atividades e no auxílio de medidas de manejo adequadas a serem adotadas. Para se tomar medidas eficazes no manejo dos fitonematoides é imprescindível considerar não apenas a espécie do patógeno, mas também o quanto deste está presente na área. Conhecer os efeitos do manejo atribuído à cana-de-açúcar nas condições de nordeste, e a dinâmica das populações de fitonematoides, principalmente os do gênero *Meloidogyne* e *Pratylenchus* e as respostas de defesas da planta principalmente através da indução de resistência, são fundamentais para compreensão das variações da população desses organismos e consequentes efeitos na produtividade agrícola. Com isso o objetivo do trabalho foi estudar a flutuação populacional ao longo de nove anos de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* em campos de cana-de-açúcar, cultivados com as variedades RB813804, RB867515, RB92579, SP791011, SP813250, nos Estados do Rio Grande Norte, Alagoas e Pernambuco. E a aplicação de piraclostrobina em cana planta no manejo de fitonematoides. As amostragens para levantamento foram realizadas em cinco usinas nos estados do Rio Grande do Norte, Alagoas e Pernambuco. As variedades cultivadas ao longo dos anos nessas usinas com maior predominância foram RB813804, RB867515, RB92579, SP791011, SP813250. Para aplicação da piraclostrobina, o estudo foi conduzido na usina Santa Teresa no município de Goiana-Pe. Os resultados para o levantamento as maiores populações de nematoides tanto gênero *Meloidogyne* quanto *Pratylenchus* foi observada nos anos de 2009, 2014, 2015, 2016, 2017 e 2018. Para as variedades analisadas as que apresentaram as maiores densidades populacionais *Pratylenchus* foi SP813250, RB92579, RB867515. E para o gênero

Meloidogyne as variedades que apresentaram as maiores populações foram a RB813804 e a SP791011. Os levantamentos mostraram que as populações de nematoides aumentaram ao longo dos anos sendo influenciadas pelas variedades cultivadas. Quanto a aplicação de piraclostrobina em cana-de-açúcar o produto não teve efeito sobre os tratamentos, não influenciando na produtividade da cultura e nem nas densidades populacionais dos nematoides.

Palavras chaves: densidades populacionais de nematoides, levantamentos, manejo, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Saccharum*, variedades de cana .

GENERAL ABSTRACT

Brazil stands out as the world's largest producer of sugarcane. However, the northeastern region presents low productivity when compared to the center-south of the country. This low productivity is related to several factors, among them abiotic and biotic, mainly phytonemoid diseases. The knowledge of the occurrence of diseases, and of the population levels of the pathogens involved, is important for the direction of the activities and in the aid of appropriate management measures to be adopted. To take effective measures in phytonemoid management, it is essential to consider not only the species of the pathogen, but also how much of it is present in the area. To know the effects of management attributed to sugarcane in northeastern conditions, and the dynamics of populations of phytonematoids, especially those of the genus *Meloidogyne* and *Pratylenchus* and the responses of plant defenses mainly through the induction of resistance, are fundamental for understanding of the population changes of these organisms and consequent effects on agricultural productivity. The objective of this work was to study the population fluctuation over nine years of *Meloidogyne* and *Pratylenchus* in sugar cane fields, cultivated with the varieties RB813804, RB867515, RB92579, SP791011, SP813250, in the States of Rio Grande Norte, Alagoas and Pernambuco. and the application of pyraclostrobin in plant cane in the management of phytonematoids. Sampling for survey was carried out in five plants in the states of Rio Grande do Norte, Alagoas and Pernambuco. The varieties cultivated over the years in these plants with greater predominance were RB813804, RB867515, RB92579, SP791011, SP813250. For the application of pyraclostrobin, the study was conducted at the Santa Teresa plant in the city of Goiana-Pe. The results for the survey of the largest nematode populations of both genus *Meloidogyne* and *Pratylenchus* were observed in the years of 2009, 2014, 2015, 2016, 2017 and 2018. For the analyzed varieties those that presented the highest population densities *Pratylenchus* was SP813250, RB92579, RB867515. And for the genus *Meloidogyne*, the varieties with the largest populations were RB813804 and SP791011. The surveys showed that nematode populations increased over the years being influenced by cultivated varieties. Regarding the application of pyraclostrobin in sugarcane, the product had no effect on the treatments, without influencing the crop productivity or nematode population densities.

Keywords: population densities of nematodes, surveys, management, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Saccharum*, cane varieties.

CAPÍTULO I



INTRODUÇÃO GERAL

FITONEMATOIDES X CANA-DE-AÇÚCAR: OCORRÊNCIA POPULACIONAL EM ÁREAS DE ESTADOS DO NORDESTE BRASILEIRO E A AVALIAÇÃO DE PIRACLOSTROBINA COMO INDUTOR DE RESISTÊNCIA

INTRODUÇÃO GERAL

1. Aspectos gerais da cana-de-açúcar

A cana-de-açúcar (*Saccharum* spp. L) é uma planta alógama, pertencente à família *Gramineae* (*Poaceae*), tribo *Andropogoneae*, gênero *Saccharum*. Dentro desse gênero existem pelo menos seis diferentes espécies, que foram cultivada inicialmente na Ásia e na Índia, sendo introduzida no Brasil no século XX (SCHNEIDER et al., 2012). A espécie cultivada atualmente é um híbrido entre *Saccharum officinarum* L. e *S. spontaneum* L, recebendo a denominação de *Saccharum* spp. (TOPPA et al., 2010). Seu desenvolvimento dar-se em forma de touceira, sendo composta por duas partes, a externa formada por colmos, folhas, inflorescências e frutos (DIOLA; SANTOS, 2012; LOPES, 2016), e na parte subterrânea onde se encontram as raízes e rizoma, responsáveis pela constituição dos perfilho na touceira (MOZAMBANI et al., 2006). A cultura possui dois ciclos, iniciando com o plantio da muda ou colmo e se encerra com o primeiro corte, chamado de cana-planta; os demais, que começam após o primeiro corte, são denominados ciclos da soqueira, ou canasocas. O ciclo da cana planta dura geralmente de 12 a 18 meses, enquanto que o da cana-soca dura 12 meses (CONAB, 2018).

O ciclo da cultura é composto de quatro estádios. O primeiro, representado pela brotação e estabelecimento da planta, caracteriza-se por ser uma fase de crescimento lento, com ritmo dependente de fatores ambientais, como variação de umidade do solo, podendo levar de 20 a 30 dias para a ocorrência da brotação. O segundo estágio é o de perfilhamento, tem início em torno de 40 dias após o plantio, podendo ter duração de até 120 dias. O terceiro estágio, corresponde ao crescimento dos colmos, tem início aos 120 dias após o plantio ou corte e possui duração de até 270 dias, em cultivo de 12 meses. Este é o estágio primordial do cultivo, pois é durante esse período que há acúmulo de 75% da matéria seca total. O quarto estágio, representado pela maturação dos colmos, apresenta reduções nas taxas de crescimento da planta e aumento no acúmulo de sacarose nos colmos, tem início de 270 a 360 dias após o plantio, perdurando por até seis meses (DIOLA; SANTOS, 2012).

A cana-de-açúcar possui metabolismo fotossintético C4, sendo considerada altamente eficiente na conversão de energia oriunda da radiação solar em energia química. Além disso, as plantas C4 possuem um mecanismo adaptado para ambientes secos (ALENCAR, 2012). Embora adaptada às condições de altas temperaturas e baixos potenciais hídricos, a cultura necessita de quantidade de água adequada, uma vez que para a produção de uma parte de matéria seca são necessárias 250 partes de água (ENDRES et al., 2010). O acúmulo de sacarose nos colmos ocorre, durante o seu desenvolvimento, na fase de maturação. Os mecanismos fisiológicos que ocorrem na planta durante esta fase são de grande interesse para oferecer ferramentas para a seleção e desenvolvimento de variedades que apresentem alta produtividade (WATT et al., 2014).

A nível mundial, a cana-de-açúcar destaca-se pela relevância no comércio global de produtos agrícolas e, no Brasil, pelo importante papel social e econômico (MORAES; OLIVEIRA; DIAZ-CHAVEZ, 2015). A cultura é considerada uma das principais alternativas para o setor de biocombustíveis, devido ao grande potencial na produção de etanol, açúcar e aguardente; o que torna uma importante fonte de renda, além de ser utilizada como forrageira para alimentação animal (DIAS et al., 2014; SANTOS et al., 2012).

Esse setor produtivo se destaca tanto no mercado interno, quanto no externo, em função da necessidade de alternativas energéticas sustentáveis e de menor impacto sobre as mudanças climáticas. Além da produção de etanol e açúcar, as unidades de produção têm buscado operar com maior eficiência, até mesmo com geração de energia elétrica, auxiliando na redução dos custos e contribuindo para a sustentabilidade da atividade (CHEAVEGATTI-GIANOTTO et al., 2011; OCTAVIANO, 2011).

Com a conscientização para a redução das substâncias responsáveis pelo aumento do efeito estufa e na demanda mundial por energia renovável e menos poluente que o petróleo, buscou-se diversificar a matriz energética mundial. Com isso, a cultura canavieira assumiu um papel importante a nível nacional e internacional, já que contribui com uma redução líquida de 46,6 milhões de toneladas de gás carbônico e, conseqüentemente, na redução do efeito estufa (FARINA; RODRIGUES; SOUSA, 2013), devido a utilização do álcool como combustível

O Brasil é o maior produtor mundial de cana-de-açúcar, tendo grande importância para o agronegócio brasileiro, com cerca de 8,73 milhões de hectares cultivados e produção anual de 633,26 milhões de toneladas, configurando uma produtividade média de 72.543 t ha⁻¹. O país responde por quase um terço da produção mundial total. A região sudeste, se destaca como a maior produtora nacional, sendo responsável, por 74,6% do açúcar produzido no país, seguido da região centro-oeste 10,9%, Sul 7,7% e nordeste 6,6% (CONAB, 2018). Em rede nacional,

o maior produtor da cana-de-açúcar é o estado de São Paulo, com aproximadamente 54% e com a produção média de 349.200,5 milhões de toneladas. No nordeste, o estado de Alagoas é o maior produtor, com 13.645,9 toneladas, seguido de Pernambuco com 10.819,0 toneladas e da Paraíba 5.829,5 toneladas. A região nordeste apresenta uma produção de 44,6 milhões de toneladas na safra 2017/18, no entanto, Pernambuco ficou abaixo da média nacional, com produtividade de 48,74 t há⁻¹ (CONAB, 2018).

Vários fatores influenciam a redução de produtividade da cultura, destacando-se, dentre estes os fatores abióticos, os distúrbios fisiológicos, ambientais e deficiências nutricionais, e, entre os bióticos, os diferentes grupos de fitopatógenos (fungos, bactérias, vírus e nematoides) (CADET; GUICHAOULA; SPAULL, 2004). Outro fator que influencia a redução da produtividade, são as grandes áreas de produção em monocultivo, que podem favorecer o desenvolvimento de pragas e doenças, levando a níveis de danos consideráveis para a economia (GASSEN, 2010).

2 . Fitonematoides associados à cultura da cana-de-açúcar

Os nematoides são vermes cilíndricos, possuem o corpo em forma de fio, sendo referido comumente como filiforme. São animais aquáticos, podendo ser encontrados nos oceanos, mares, rios e em filme ou película de água existente entre as partículas de solo (FERRAZ; BROWN, 2016). Podem ocorrer em variados ambientes naturais, desde que neles haja umidade suficiente para sua sobrevivência. Os nematoides possuem diferentes formas de adaptação às mudanças dentre as quais destacam-se o manejo dos cultivos, o estresse climático, a época de plantio, a fisiologia das plantas e o melhoramento genético (BLAKELY; NEHER; SPONGBERG, 2002).

Certas espécies possuem habilidades particulares de sobreviver sob umidade muito baixa por períodos relativamente longos. A dormência ou diapausa constitui importante fator para a sobrevivência e longevidade de muitas espécies, sob diferentes condições climáticas (RITZINGER; FANCELLI; RITZINGER, 2010). Algumas espécies podem sobreviver por diversas semanas ou até durante meses em sementes, como por exemplos *Aphelenchoides besseyi* Christie em sementes de arroz, e *Ditylenchus dipsaci* Kuhn, 1857; Filipjev, 1936 em outros órgãos vegetais armazenados como bulbilhos de alho; (FERRAZ; BROWN, 2016). Segundo o hábito alimentar, os nematoides podem ser classificados em: micófagos, algívoros, bacteriófagos, onívoros, predadores, e fitoparasitas ou parasitas de plantas, ou ainda, fitonematoides (FERRAZ, 2018).

Em diversos países de climas tropicais e subtropicais, a cultura canavieira é a principal espécie cultivada de importância econômica. Entretanto, por ser cultivada em sistema de monocultivo e em muitas regiões produtoras, o cultivo é feito em solos degradados, com elevado teor de areia o que aumenta, os problemas com fitonematoides são comuns (SEVERINO; DIAS-ARIEIRA; TESSMAN, 2010).

Há mais de 4.100 espécies de nematoides parasitas de plantas descritas (DECRAEMER; HUNT, 2006). Porém, entre os fitonematoides que se destacam como sendo os de maior importância para a cultura canavieira, os dos gêneros *Pratylenchus*, *Helicotylenchus* Steiner, *Meloidogyne* e *Scutellonema* Steiner & Le Hew, se destacam por causarem sérios danos à cultura (SHOKO; ZHOU, 2009), sendo o nematoide das galhas (*Meloidogyne* spp.), e o das lesões (*Pratylenchus* spp.), os mais frequentemente associados a prejuízos na cultura da cana-de-açúcar (BLAIR; STIRLING, 2007; BERRY; SPAULL; CADET, 2007; MOURA; ALMEIDA, 1981; MOURA et al., 1999).

2.1 Gênero *Meloidogyne* x cana-de-açúcar

O gênero *Meloidogyne* Goeldi, 1887, conhecido como nematoides causadores de galhas, é considerado o mais importante na agricultura mundial em razão de parasitar numerosas culturas, provocando elevadas perdas e comprometendo a qualidade dos produtos agrícolas (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016). Atualmente são conhecidas mais de 100 espécies do gênero *Meloidogyne*, afetando numerosas culturas em todo o mundo (KARSSSEN, 2002; PERRY; MOENS; STARR, 2013; WESEMAEL; VIAENE; MOENS, 2011), sendo *M. incognita* Chitwood 1949, *M. javanica* Chitwood 1949, *M. arenaria* Chitwood, 1949 e *M. hapla* Chitwood 1949 as espécies mais importantes, por ser amplamente distribuídas, possuírem vasta gama de hospedeiros e por causarem elevados prejuízos na agricultura mundial.

Esses fitopatógenos são prejudiciais às culturas no país em razão de sua alta capacidade reprodutiva e pelo o fato de serem altamente adaptados às condições edafoclimáticas brasileiras. As espécies de *M. incognita* e *M. javanica* são as que provocam maiores prejuízos na cultura da cana-de-açúcar (CASTRO; LIMA; CARNEIRO, 2003).

O nematoide das galhas apresenta as fases de ovo, quatro estádios juvenis e a fase adulta; seu ciclo biológico é influenciado por diversos fatores, como temperatura, umidade, plantas hospedeiras, entre outros (GALBIERI; ASMUS, 2016). De modo geral, atinge a última fase entre três e quatro semanas (FERRAZ, 2018). Com a quarta ecdise, termina o quarto estágio juvenil e o nematoide entra na fase adulta. Normalmente, por meio de

estímulos externos, como exsudados radiculares, temperatura e umidade, os nematoides eclodem dos ovos. Os juvenis de primeiro estágio passam por uma ecdise ainda dentro do ovo. Os J2, vermiformes, eclodem usando seu estilete para quebrar a casca dos ovos, sendo essa a única fase migradora e infectiva do nematoide (NOE, 2010).

A movimentação do J2 no solo é influenciada, dentre outros fatores, pela estrutura do solo e pela distribuição de poros (FUJIMOTO et al., 2010). Normalmente, o estágio J2 é encontrado no solo, ao contrário dos estágios J3 e J4, e das fêmeas adultas, que são encontrados no interior das raízes, sendo denominados de nematoide endoparasita sedentário (GALBIERI; ASMUS, 2016).

O J2 infectivo penetra nas extremidades das raízes, próximo à região apical, e migra no córtex até alcançar o cilindro central, iniciando assim o parasitismo; incitando a formação de quatro a oito células nutridoras, hipertrofiadas (chamadas de células gigantes), com citoplasma denso, de onde obtém seu alimento. As células gigantes funcionam como um grande dreno biológico, desviando o fluxo descendente dos nutrientes do floema para a alimentação do nematoide (NOE, 2010).

Em condições favoráveis ao nematoide o tempo necessário para completar o estágio J2 é, em média, 14 dias, enquanto que o período combinado entre os estágios J3 e J4 é de 4-6 dias (MOENS; PERRY; STARR, 2009). As fêmeas adultas, ao atingirem a maturidade, tornam-se obesas, apresentando formato de pera ou abacate, e, normalmente, ficam com a região posterior do corpo exposta na superfície radicular, cada fêmea em condições ideais podem colocar de 200 a 1.000 ovos, sendo a média de 400 (ASMUS et al., 2015; MACEDO et al., 2011).

As espécies *M. javanica* e *M. incognita*, são consideradas espécies-chave na cultura de cana, em função das altas populações existentes no Nordeste brasileiro, causando danos significativos ao sistema radicular das plantas infectadas. Raízes de cana-de-açúcar infectadas por esses patógenos tornam-se mal desenvolvidas e pouco eficientes na absorção de água e nutrientes do solo, acarretando, assim, a diminuição na produtividade da cana em áreas infestadas (LORDELLO, 1981; MOURA; REGIS, 1991). Plantas de cana, afetadas por *Meloidogyne* spp. apresentam sintomas na parte aérea como redução do vigor, folhas menores e com tonalidades diversas muitas vezes confundidas com deficiência nutricional e redução da produção de sacarose (BELLÉ et al., 2014).

Nas raízes, os sintomas característicos são as chamadas galhas, células que sofreram processo de hipertrofia e hiperplasia, devido ao parasitismo do fitonematoides. Entretanto, em cana-de-açúcar, os sintomas característicos da meloidoginose, embora não seja apresentado por todas as plantas suscetíveis, é o engrossamento das raízes (SILVA, 2015). Nas raízes

infectadas, também pode ser observada a destruição do córtex com a presença de áreas necrosadas distribuídas irregularmente, principalmente nas radículas (CADET; SPAULL, 2005). Carneiro et al. (2006), afirmam que a intensidade e quantidade de danos causados dependem de fatores como a densidade populacional dos nematoides, da suscetibilidade da variedade, das condições ambientais e da presença de outros patógenos como fungos e bactérias que podem interagir com esses organismos fitoparasitas, potencializando os danos. Dinardo-Miranda, Pivetta e Fracasso (2008), relataram que *M. javanica* e *P. zae* podem reduzir a produtividade em cerca de 20 a 30 % em variedades suscetíveis de cana-de-açúcar, sendo as maiores perdas causadas por *M. incognita*, cuja redução pode atingir de 40 a 50% já no primeiro corte.

As espécies de nematoides das galhas, *M. incognita* e *M. javanica*, estão presentes praticamente em todos os cultivos de cana-de-açúcar no Brasil (DIAS-ARIEIRA et al., 2010). Levantamentos nematológico realizado em diferentes regiões produtoras de cana do país mostraram que mais de 70% das áreas cultivadas, estão infestadas por uma ou mais espécies de nematoides de importância econômica (CHAVES; MOURA; PEDROSA, 2002; SEVERIANO et al., 2008).

2.2 Gênero *Pratylenchus* x cana-de-açúcar

Os nematoides das lesões radiculares pertencem ao gênero *Pratylenchus* Filipjev 1936, podem ser definidos como nematoides que causam lesões nas raízes do hospedeiro, as raízes infectadas se tornam castanhas ou necróticas como resultado da infecção secundária por fungos e bactérias que habitam o solo e o desenvolvimento de um complexo de doença (FOSU-NYARKO; JONES, 2016; JONES et al., 2013).

O gênero *Pratylenchus* é considerado como o terceiro mais importante pelos impactos econômicos mundiais que causa às culturas agrícolas, sendo superado somente pelo nematoide-das-galhas e de cisto (*Heterodera* e *Globodera*) (GOULART, 2008). Possuem espécies polífagas, embora com preferência por poáceas (gramíneas), estão largamente disseminados nos canaviais brasileiros. O ciclo de vida dos nematoides pertencentes ao gênero *Pratylenchus* compreende seis estádios: o ovo, quatro estádios juvenis (J1, J2, J3 e J4) e a forma adulta (JONES et al., 2013)

A primeira ecdise acontece ainda dentro do ovo, e juvenis de segundo estágio J2 eclodem e iniciam a alimentação. Todas as fases de juvenis a adulto são vermiformes e a partir de J2 podem se mover até as raízes, migrando para o solo quando as condições das

raízes se tornam desfavoráveis, como por exemplo quando a população está muito alta no interior da raiz (FERRAZ et al., 2010). Em condições favoráveis, o ciclo biológico tem duração aproximada de três semanas, a depender de fatores ambientais e da reprodução por partenogênese mitótica obrigatória (machos não são necessários e aparecem raramente) (SILVA, 2017). Os sintomas mais comuns causados por *Pratylenchus* sp., observados nas culturas são lesões necróticas, de tonalidade avermelhada, que após a colonização por fungos de solo ficam enegrecidas (MACEDO et al., 2011). Os sintomas reflexos assemelham-se muito aos do gênero *Meloidogyne* e, com frequência, ocorrem em reboleiras (MACEDO et al., 2011).

As espécies de *Pratylenchus* apresentam hábito endoparasita migrador, e as fêmeas depositam seus ovos (em média 50 a 80), geralmente dentro das raízes atacadas (MACEDO et al., 2011). Mundialmente reconhecido como um dos maiores problemas em culturas de grande importância econômica, como, por exemplos, soja, milho, algodão, feijão, café, cana-de-açúcar, além de diversas forrageiras, hortaliças e frutíferas. Atualmente, existem mais de 80 espécies do gênero *Pratylenchus* distribuídas em todo o mundo, parasitando dezenas de espécies vegetais. No Brasil, as mais importantes são *P. brachyurus* Filipjev & Schuurmans Stekhoven, *P. zae* Graham e *P. coffeae* Filipjev & Schuurmans Stekhoven, considerando as perdas econômicas e os danos causados, a distribuição geográfica e o número de plantas hospedeiras (SUBBOTIN et al., 2008).

Como os efeitos negativos do parasitismo de fitonematoides em cana planta aparecem posteriormente nas soqueiras subsequentes, a adoção de medidas que reduzam as populações desses patógenos na área, antes do estabelecimento do novo canavial, é de grande importância para o sucesso no manejo da doença (MACEDO et al., 2011). Porém, em face das características inerentes aos fitonematoides, o controle torna-se muito complexo, pois, após a infestação da área, a erradicação é praticamente impossível. Dessa forma, medidas preventivas devem ser adotadas, evitando a entrada destes microrganismos em áreas onde ainda não estejam presentes (FERRAZ et al., 2010).

3. Levantamentos de fitonematoides em canaviais

O conhecimento da ocorrência de doenças e dos níveis populacionais dos patógenos envolvidos é importante para o direcionamento das atividades e no auxílio de medidas de manejo adequadas a serem adotadas (SILVA et al., 2000).

Levantamentos realizados em diferentes regiões produtoras de cana-de-açúcar do país, têm mostrado que a frequência e as populações de fitonematoides estão cada vez mais

elevadas enfatizando assim, a importância de tê-los como meio de disponibilizar informações para monitorar flutuações populacionais, bem como verificara eficiência e aceitação de práticas de manejos recomendadas (DIAS-ARIEIRA; BARIZÃO, 2009).

Para se tomar medidas eficazes no manejo dos fitonematoides é imprescindível considerar não apenas a espécie do patógeno, mas também o quanto deste está presente na área. O estudo da dinâmica populacional é uma ferramenta importante, pois gera informações que contribuem para o estabelecimento de medidas de controle visando à interrupção do ciclo de vida dos parasitas e a diminuição do potencial de inóculo (PEREIRA et al., 2015).

Os nematoides parasitas de plantas encontram disseminados em todas as regiões produtoras de cana-de-açúcar causando sérios prejuízos à cultura e onerando os gastos dos produtores. Levantamentos realizados por Severiano et al. (2010) na região noroeste do Paraná, foram encontrados, *Meloidogyne* spp. e *Pratylenchus* spp, em 93 e 87% das áreas de plantio de cana-de-açúcar, respectivamente. Em levantamentos realizados na região sul do país, os nematoides das galhas e das lesões radiculares têm sido encontrados em cultivos de cana-de-açúcar nos estados do Rio Grande do Sul e Paraná (SEVERINO et al., 2008). Entre as espécies de *Meloidogyne* com maior ocorrência nos canaviais brasileiros *M. javanica* e *M. incognita* se destacam (BELLÉ et al., 2014).

Moura et al. (2000) efetuaram levantamentos de ocorrência das espécies do gênero *Meloidogyne* e *Pratylenchus* em canaviais dos estados do Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco e Alagoas. Os resultados mostraram que esses fitopatógenos ocorriam em todos os Estados citados, sendo na maioria dos casos as populações consideradas altas, com predominância de *P. zae* e *Meloidogyne* spp., demonstrando prevalência das fitonematoses na região Nordeste.

Dados levantados pela Estação experimental de Cana-de-açúcar de Carpina provenientes de 2500 amostras coletadas nos Estados de Pernambuco, Paraíba e Rio Grande do Norte nos anos de 2013 a 2018 mostraram alta frequência dos gêneros endoparasitas *Pratylenchus* e *Meloidogyne* (PORTO et al., 2018), corroborando a alta incidência de *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood, *M. javanica* (Treub) Chitwood e *P. zae* (MOURA, 2000; RODRIGUES et al., 2011; MATTOS et al., 2011) nos canaviais nordestinos.

Os levantamentos populacionais são importantes para identificação da comunidade nematológica presente na área, e determinação da distribuição desses patógenos numa determinada localidade. Esse conhecimento possibilita e auxilia o início de pesquisas sobre a ecologia e métodos de manejo de nematoides, esses estudos são importantes para a adoção de medidas de controle antes que os patógenos atinjam o nível de dano econômico (NEVES et al., 2009).

4. Medidas de manejo de fitonematoides

Entre as principais medidas de manejo recomendadas para reduzir as populações de fitonematoides em cana-de-açúcar, estão o uso de plantas resistentes, a resistência genética constitui-se em um dos métodos de controle mais eficientes no manejo integrado de nematoides. Vários autores relatam que o manejo genético como o método mais efetivo e ambientalmente correto no manejo de doenças causadas por nematoides, além de não ocasionar custos adicionais aos produtores (HUSSAIN; MUKHTAR; KAYANI, 2014; LIU et al., 2015; PINHEIRO; PEREIRA, 2012).

A rotação de cultura com plantas não hospedeiras, a adição de matéria orgânica, o emprego de plantas antagônicas. A rotação de culturas é uma prática bastante limitada quando consideramos o gênero *Meloidogyne*, e *Pratylenchus* por estes apresentarem ampla gama de hospedeiros. Quanto ao uso de plantas antagonistas, crotalárias (*Crotalaria spectabilis*), cravo-de-defunto (*Tagetes* spp.) e mucunas (*Mucuna* spp.) são indicadas, podendo ser utilizadas tanto como cobertura de solo quanto incorporadas na forma de adubo verde, melhorando também as características físico-químicas do solo (PINHEIRO et al., 2013).

Já a matéria orgânica, atua como condicionadora, estimula o aumento da população de microrganismos benéficos do solo, incluindo inimigos naturais dos fitonematoides, e libera substâncias tóxicas aos nematoides durante sua decomposição (PINHEIRO et al., 2013). E a utilização de nematicidas sistêmicos, embora o controle químico seja geralmente eficiente na redução da população de nematoides em curto prazo, o mesmo não deve ser incentivado uma vez que ocasiona degradação do meio ambiente, poluição dos mananciais, e onera os custos do produtor (FERRAZ et al., 2010).

Dentro de todos os métodos mencionados o que merece destaque é o uso de variedades resistente por ser mais prático e econômico. Entretanto, são raras as variedades em cultivos resistentes ou tolerantes a pelo menos uma das espécies de fitonematoides de importância econômica (DIAS-ARIEIRA et al., 2010). Alguns estudos indicaram resistência das variedades SP70-1143 à *M. javanica* (NOVARETTI; NUNES JUNIOR; NELLI, 1981) e de SP89-1115 à *M. incognita* (BARBOSA, 2008), para *Pratylenchus* sp., somente a variedade IAC77-51 foi considerada tolerante (DINARDO-MIRANDA, 2006).

Outra medida que vem sendo adotada na tentativa de diminuir os danos causados por nematoides em cana-de-açúcar é a indução de resistência, a qual tem mostrado resultados

satisfatórios. São observadas diversas vantagens observadas com a utilização de indutores, tais como: efetividade contra diversos patógenos; estabilidade devido à ação de diferentes mecanismos de resistência, e caráter sistêmico (SANTOS et al., 2013).

Estudo realizado por (CHAVES, SIMÕES NETO e PEDROSA, 2014), mostrou o fungicida piraclostrobina como possível indutor de resistência a nematoides em plantas de cana-de-açúcar. Nos tratamentos com a utilização do produto as formas adultas dos nematoides foram reduzidas significativamente quando comparados com a testemunha (sem a utilização de piraclostrobina). Entretanto, são necessários maiores estudos para a comprovação e posterior indicação de uso aos produtores.

Nesse contexto, a indução de resistência constitui um método mais sustentável e eficiente para o manejo dos fitonematoides (ASSUNÇÃO et al., 2010). Devido aos bons resultados já demonstrados em cana-de-açúcar, são de grande importância estudos com novos produtos nas condições do nordeste (SILVA et al., 2012).

4. 1 Indução de resistência

A resistência sistêmica induzida (RSI) consiste na ativação do sistema de defesa natural da planta a partir de substâncias específicas, seja ela biótica ou abiótica. Constitui uma opção eficaz e sustentável para a proteção das culturas aos patógenos, reduzindo tanto a probabilidade de infecção, quanto a sua intensidade, sem gerar prejuízos aos seus consumidores e ao ambiente (MÉLO-FILHO; GUENTHER, 2015). Embora a indução de resistência venha sendo estudada há muito tempo, recebeu maior atenção a partir da década de 60, devido ao uso de indutores bióticos com proteção cruzada viral e uso de microrganismos não patogênicos (VALLAD; GOODMAN, 2004). O uso de indutores sintéticos, considerados efetivos contra infecções por diferentes patógenos, tem mostrado uma possível alternativa no manejo de fitonematoides (CAVALCANTI et al., 2005; PAULA JUNIOR et al., 2005). Indutores de resistência e estimuladores de crescimento vegetal têm sido pesquisados como uma das alternativas no manejo integrado de nematoides e ambos os métodos têm apresentando resultados promissores em culturas como tomate, soja, milho e cana-de-açúcar (DIAS-ARIEIRA et al., 2012; GUIMARÃES et al., 2010; PUERARI et al., 2013; PUERARI et al., 2015 ;SILVA et al., 2002).

A resistência sistêmica adquirida (RSA) implica na produção de vários sinais, que são translocados e envolvidos na ativação de mecanismos de resistência em partes distantes do ponto de ativação (PASCHOLATE, 2011). Assim sendo, o primeiro contato entre um indutor de resistência e a planta, poderá induzi-la a resistir aos ataques subsequentes dos patógenos.

Existem diversos compostos químicos abióticos com ação de ativador do sistema de defesa vegetal, sejam eles endógenos ou exógenos à planta, como por exemplo: Acibenzolar-S-metil (ASM), Ácido Salicílico (AS), Ácido Dicloroisonicotínico (INA), Probenazol (PBZ) e Metil-Jasmonato (MJ) (BARILLI; SILLERO; RUBIALES, 2010; FURTADO et al., 2010).

Diversos estudos têm mostrado que o uso de indutores de resistência não afeta o desenvolvimento vegetativo da planta, como foi observado para acibenzolar-S-metil no patossistema *P. brachyurus* milho (PUERARI et al., 2015), EcolifeB® para *M. javanica* soja (PUERARI et al., 2013a) e silicato de potássio para *M. incognita* cana-de-açúcar (GUIMARÃES et al., 2008).

Estudos realizados por Ton et al. (2002), mostraram que os hormônios de plantas, ácido salicílico e ácido jasmônico, apresentam papéis fundamentais na regulação de respostas de defesa da planta. O acibenzolar-S-metil derivado de benzotiadiazol, um análogo funcional derivado do ácido salicílico, tem sido muito estudado em diversas pesquisas como um indutor de resistência e tem mostrado resultados promissores no manejo de fitopatógenos (MANDAL et al., 2008).

O Ácido salicílico e seus análogos funcionais estão entre os mais importantes indutores abióticos (RADWAN et al., 2008). Salgado et al. (2007), estudando o efeito de ácido salicílico, fosfito de potássio, silicato de potássio e acibenzolar-S-metil em diferentes dosagens na avaliação da eclosão e mortalidade de juvenis de segundo estágio (J2) de *M. exigua*, verificaram que após 90 dias da inoculação, as diferentes doses do produto não influenciaram na eclosão e na mortalidade. Porém, o ácido salicílico causou maior mortalidade de J2 e menor eclosão juntamente com o silicato de potássio. Cardoso et al. (2017) estudando a aplicação de indutores de resistência e estimuladores de crescimento vegetal no controle do nematoide das galhas em soja observaram que a aplicação de Acibenzolar-S-Metil, Stimulate® e EcolifeB® auxiliaram no controle de *M. javanica* na cultura.

Outros produtos com atividade de induzir resistência nas plantas têm se mostrado promissores para o manejo de doenças causadas por fitonematoides (ASSUNÇÃO et al., 2010). Salgado e Silva (2005), afirmam que a resistência induzida em plantas pode variar de acordo com a espécie e o estado nutricional do hospedeiro, tipo de indutor e espécie de patógeno envolvido.

Os autores relatam ainda que, em plantas resistentes aos nematoides do gênero *Meloidogyne*, a formação do sítio de alimentação é inibida principalmente pela reação de hipersensibilidade ou pela degeneração precoce do sítio de alimentação. Puerari et al. (2013) avaliando a aplicação de acibenzolar-S-methyl para o controle de *M. javanica* e seus efeitos

sobre o desenvolvimento de soja suscetível e resistente, verificaram que a aplicação de ASM, sete dias antes da inoculação, foi efetiva na redução da reprodução de *M. javanica* na cultura da soja, independentemente da susceptibilidade da cultivar. Bower et al. (2005), estudando a aplicação de metil jasmonato em cana-de-açúcar, verificaram que o indutor induziu a expressão de genes em raízes de cana-de-açúcar, que foram diferentemente tratadas com indutor. A princípio, a ativação do sistema de defesa foi demonstrada em folhas, em seguida sendo ativado para raízes.

Considerando que a indução de resistência sistêmica induzida (RSI), vem se firmando como uma opção ecologicamente correta e economicamente viável, o uso de alguns indutores surge como uma alternativa sustentável no manejo de doenças. Vários autores acreditam que a RSI é uma estratégia promissora para o manejo de doenças, promovendo a proteção contra um amplo número de patógenos, incluindo fungos, vírus, bactérias e nematoides (CARDOSO et al., 2017; CAVALCANTI, 2000; GUIMARÃES et al., 2010; KUC, 2001).

O objetivo do trabalho foi realizar levantamentos nematológico ao longo de nove anos em áreas cultivadas com as variedades de cana-de-açúcar RB813804, RB867515, RB92579, SP791011, SP813250 nos estados do Rio Grande Norte, Alagoas e Pernambuco levando em consideração as condições edafoclimáticas da região. E estudar a aplicação de piraclostrobina no manejo de nematoides em cana-de-açúcar.

5. Referências bibliográficas

- ALENCAR, K. **Análise do balanço entre demanda por etanol e oferta de cana-de-açúcar no Brasil**. 2012, 49 f. Dissertação (Mestrado em agroecologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” – Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2012.
- ASMUS, G. L.; INOMOTO, M. M.; SILVA, R. A.; GALBIERI, R. Manejo de nematoides. In: Freire, E. C. (ed.). **Algodão no cerrado do Brasil**. Abrapa, Brasília, Brasil: Gráfica e Editora Positiva, 2015. p. 445-483.
- ASSUNÇÃO, A.; SANTOS, L. C.; ROCHA, M. R.; REIS, A. J. S.; TEIXEIRA, R.A.; LIMA, F. S. O. Efeito de indutores de resistência sobre *Meloidogyne incognita* em cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.). **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 1, p. 56-62, 2010.
- BARBOSA, B. F. F. **Estudo das inter-relações patógeno-hospedeiro de *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *Pratylenchus brachyurus* em cana-de-açúcar**. 2008, 50 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia – Entomologia Agrícola) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2008.
- BARBOSA, B. F. F.; SANTOS, J. M.; SOARES, P. L. M.; BARBOSA, J. C. Avaliação comparativa da agressividade de *Meloidogyne javanica* e *M. incognita* à variedade SP 911049 de Cana-de-açúcar. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 33, p. 243-247, 2009.
- BARILLI, E.; SILLERO, J. C.; RUBIALES, D. Systemic acquired resistance in pea against rust (*Uromyces pisi*) by exogenous application of biotic and abiotic inducers. **Journal of Phytopathology**, Berlim, v. 158, p. 30-34, 2010.
- BARROS, A. C. B., MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R. Estudo de interação variedade-nematicida em cana-de-açúcar em solo naturalmente infestado por *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *Pratylenchus zaeae*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 1, p. 39-46, 2005.
- BELLÉ, C.; KULCZYNSKI, S. M.; GOMES, C. B.; KUHN, P. R. Plant-parasitic nematodes associated with Sugarcane crop in Rio Grande do Sul state, Brazil. **Nematropica**, Bradeton, v. 44, p. 207-217, 2014.
- BERRY, S.; SPAULL, V. W.; CADET, P. Impact of harvesting practices on nematode communities and yield of sugarcane. **Crop Protection**, Inglaterra, v. 26, p. 1239- 1250, 2007.
- BLAIR, B. L.; STIRLING, G. R. The role of plant-parasitic nematodes in reducing yield of sugarcane in fine-textured soils in Queensland, Australia. **Australian Journal of Experimental Agriculture**. Australia, v. 47, p. 620- 634, 2007.
- BLAKELY, J. K.; NEHER, D. A.; SPONGBERG, A. L. Soil invertebrate and microbial communities, and decomposition as indicators of polycyclic aromatic hydrocarbon contamination. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 21, p. 71 - 88, 2002.
- BOWER, N. I.; CASU, R. E.; MACLEAN, D. J.; REVERTER, A.; CHAPMAN, S. C.; MANNERS, J. M. Transcriptional response of sugarcane roots to methyl jasmonato. **Plant Science**, Limerick, v. 168, n. 1, p. 761-772, 2005.

CADET, P.; GUICHAOUA, L.; SPAULL, V. W. Nematodes, bacterial activity, soil characteristics and plant growth associated with termitaria in a sugarcane field in South Africa. **Applied Soil Ecology**. Amsterdam, v. 25, p. 193-206, 2004.

CADET, P.; SPALL, V. W. Nematodes parasites of sugarcane. In: LUC; M.; SIKORA, R. A.; BRIDGE, J. eds. **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford: CABI International, Wallingford, CT. 2005, p. 645-674.

CARDOSO, M. R.; LOPES, A. P. M.; MIAMOTO, A.; PUERARI, H. H.; DIAS ARIEIRA, C. R. indutores de resistência e estimuladores de crescimento vegetal no controle do nematoide das galhas em soja, **Revista Ciências Exatas e da Terra e Ciências Agrárias**, Campo Mourão, v. 12, n. 1, p. 45-51, 2017.

CARNEIRO, R. G.; MONÂCO, A. P. A.; LIMA, A. C. C.; NAKAMURA, K. C.; MORITZ, M. P.; SCHERER, A.; SANTIAGO, D. C. Reação de gramíneas a *Meloidogyne incognita*, a *M. paranaensis* e a *M. javanica*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 30, p. 287-291, 2006.

CASTRO, J. M. C.; LIMA, R. D.; CARNEIRO, R. M. D. G. Variabilidade isoenzimática de populações de *Meloidogyne* spp. provenientes de regiões brasileiras produtoras de soja. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 27, n. 1, p. 1-12, 2003.

CAVALCANTI, I. S.; BRUNELLI, K. R.; STANGARLIN, J. R. Aspectos bioquímicos e moleculares da resistência induzida. In: CAVALCANTI, I. S.; DI PIERO, R. M.; PASCHOLATI, S. F.; RESENDE, M. L. V.; ROMEIRO, R. S. (Eds.). **Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos**. Piracicaba: FEALQ, 2005. v.13, p.81-124.

CAVALCANTI, L. S. **Indução de resistência a *Verticillium dahliae* Kleb. Em plântulas de cacauero (*Theobroma cacao* L.) cv. *Thebroma*, por benzothiadiazole (BTH)**. 2000, 82f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2000.

CHAVES, A. et al. Indução de resistência a *Meloidogyne* sp., Em cana-de-açúcar cultivada em solo de áreas que apresentam declínio de desenvolvimento em tabuleiros nordestinos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 37º., 2004, Gramado RS. **Anais...** Brasília: Sociedade Brasileira de Fitopatologia, 2004. p. 142.

CHAVES, A.; PEDROSA, E. M. R.; MOURA, R. M. Efeitos da aplicação de terbufós sobre a densidade populacional de nematoides endoparasitos em 5 variedades de cana-de-açúcar no Nordeste. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 26, n.2, p.167-176, 2002.

CHAVES, A.; SIMÕES NETO, D. E.; PEDROSA, E. M. R. Pyraclostrobin as resistance inducer of *Meloidogyne incognita* in sugarcane. **Journal of Nematology**, College park, v. 46, n. 2, p. 143-144, 2014.

CHEAVEGATTI-GIANOTTO, A.; DE ABREU, H. M. C.; ARRUDA, P.; BESPALHOK FILHO, J. C.; BURNQUIST, W. L.; CRESTE, S.; DI CIERO, L.; FERRO, J. A.; OLIVEIRA FIGUEIRA, A. V.; SOUSA

FILGUEIRAS, T. Sugarcane (*Saccharum X officinarum*): A reference study for the regulation of genetically modified cultivars in Brazil. **Tropical Plant Biology**, Berlin, v. 4, p. 62-89. 2011.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. Brasília: Acompanhamento de safra brasileira: cana-de-açúcar, quarto levantamento, abril/2018. Companhia Nacional de Abastecimento, 2018. Disponível em: https://www.novacana.com/pdf/24042018110435_Cana-4-Levantamento-17-18_v2.pdf, Acesso em: 18 de maio de 2018.

CORTES, M. V. C. B.; VIANA, H. F.; SILVA, F. R.; LOBO, V. L. S.; SILVA, G. B.; PRABHU, A. S.; FILIPPI, M. C. C. Quantificação da atividade enzimática de proteínas relacionadas à patogênese no patossistema *Oryza sativa Magnaporthe grisea*. **Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento**, Santo Antonio de Goiás, v. 34, n. 1, p. 1-18, 2008.

DECRAEMER, W.; HUNT, D. J. Structure and classification. In: PERRY, R. N.; MOENS, M. (eds). *Plant Nematology*. Wallingford, Oxfordshire, Reino Unido: CAB International, 2006. p. 3-32.

DIAS, M. O. S.; CAVALETT, O.; MACIEL, R.; BONOMI, A. Integrated first and second generation ethanol production from sugarcane. **Chemical Engineering Transactions**. Roma, v. 37, p.445-450, 2014.

DIAS-ARIEIRA, C. R.; SANTOS, D. A.; SOUTO, E. R.; BIELA, F.; CHIAMOLERA, F. M.; CUNHA, T. P. L., SNATNA, S. M.; PUERARI, H. H. Reação de Variedades de Cana-de-açúcar aos Nematoides-das-galhas. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 4, p. 198- 203, 2010.

DIAS-ARIEIRA, C. R.; MARINI, P. M.; FONTANA, L. F.; ROLDI, M.; SILVA, T. R. B. Effect of *Azospirillum brasiliense*, Stimulate® and potassium phosphite to control *Pratylenchus brachyurus* in soybean and maize. **Nematropica**, Bradenton, v. 42, n. 1, p. 170-175, 2012.

DIAS-ARIEIRA, C. R.; BARIZÃO, D. A. O. Canaviais Infestados. **Revista Cultivar**, Pelotas, n. 128, p. 12-14, 2009.

DINARDO-MIRANDA, L. L. **Manejo de nematoides e pragas de solo em cana-de-açúcar**. Eds. In: CAMPOS, A. P.; VALE, D. W.; ARAÚJO, E. S.; CORRADI, M. M.; YAMAUTI, M.S.; FERNANDES, O. A.; FREITAS, S. Manejo Integrado de Pragas. FUNEP, Jaboticabal (SP), 2006. p. 59-80.

DINARDO-MIRANDA, L. L.; PIVETTA, J. P.; FRACASSO, J. V. Influência da época de aplicação de nematicidas em soqueiras sobre as populações de nematoides e a produtividade da cana-de-açúcar. **Bragantia**, Campinas, v. 67, n. 1, p. 179-190, 2008.

DIOLA, V.; SANTOS, F. Fisiologia. In: SANTOS, F.; BORÉM, A.; CALDAS, C. **Cana-de-açúcar: bioenergia, açúcar e álcool - tecnologia e perspectivas**. Viçosa: UFV, 2012. p. 24-49.

ENDRES, L.; SILVA, J. V.; FERREIRA, V. M.; BARBOSA, G. V. S. Photosynthesis and water relations in brazilian sugarcane. **The Open Agriculture Journal**, Hilversum v. 4, n. 1, p. 31-37, 2010.

- FARINA, E.; RODRIGUES, L.; SOUSA, E. L. A política de petróleo e a indústria de etanol no Brasil. **Interesse Nacional**, São Paulo, v. 3, p. 64-75, 2013.
- FERRAZ, L. C. C. B.; BROWN, D. J. F. Nematologia de Plantas: fundamentos e importância (Orgs.). Manaus: NORMA EDITORA, 2016. 251 p.
- FERRAZ, L. C. C. B. Nematoides. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A.M BERGAMIM FILHO, A. (Eds). **Manual de fitopatologia: Princípios e conceitos**. 5. Ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2018. v. 1, p. 195-2011.
- FERRAZ, S.; FREITAS, L. G.; LOPES, E. A.; DIAS-ARIEIRA, C. R. (Eds). **Manejo sustentável de fitonematoides**. 1 ed. Viçosa: Editora UFV, 2010 v. 1, 304 p.
- FOSU-NYARKO, J.; JONES, M.G.K. Advances in Understanding the Molecular Mechanisms of Root Lesion Nematode Host Interactions, **Annual Review Phytopathology**, v. 54, n. 11, p. 11-26, 2016.
- FUJIMOTO, T.; HASEGAWA, S.; OTOBE, K.; MIZUKUBO, T. The effect of soil water flow and soil properties on the motility of second-stage juveniles of the root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*). **Soil Biology & Biochemistry**, Elmsford, v. 42, p. 1065-1072, 2010.
- FURTADO, L. M.; RODRIGUES, A. A. C.; ARAÚJO, V. S.; SILVA, L. L. S.; CATARINO, A. M. Utilização de Ecolife® e Acibenzolar-s-metil (ASM) no Controle da Antracnose da banana em pós-colheita. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 36, n. 3, p. 237-239, 2010.
- GALBIERI, R.; ASMUS, L. G. Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros: biologia e medidas de controle. Cuiabá, MT: 2016. 344p.
- GASSEN, M.H. **Produção e eficiência de isolados de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok no controle da cigarrinha das raízes da cana-de-açúcar, *Mahanarva fimbriolata* (Stal. 1854) (Hemiptera: Cercopidae)**. 2010, 78p. Tese (Doutorado em proteção de plantas) – Universidade Estadual Paulista., Botucatu: UNESP, 2010.
- GOULART, A. M. C. Aspectos gerais sobre nematoides das lesões radiculares (gênero *Pratylenchus*). Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2008. 30 p.
- GUIMARÃES, L. M. P.; PEDROSA, E. M. R.; COELHO, R. S. B.; COUTO, E. F.; MARANHÃO, S. R. V. L.; CHAVES, A. Eficiência e atividade enzimática elícita da por metil jasmonato e silicato de potássio em cana-de-açúcar parasitada por *Meloidogyne incognita*. **Summa Phytopathology**, Botucatu, v. 36, n. 1, p. 11-15, 2010.
- GUIMARÃES, L. M. P.; PEDROSA, E. M. R.; COELHO, R. S. B.; CHAVES, A.; MARANHÃO, S. R. V. L.; MIRANDA, T. L. Efeito de metil jasmonato e silicato de potássio no parasitismo de *Meloidogyne incognita* e *Pratylenchus zae* em cana-de-açúcar. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 32, n.1, p. 50-55, 2008.
- HUSSAIN, M. A.; MUKHTAR, T.; KAYANI, M. Z. Characterization of susceptibility and resistance responses to root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) infection in okra germplasm. **Pakistan Journal of Agricultural Science**, Faisalabad v. 51, n. 2, p. 309-314, 2014.
- JONES, J. T.; HAEGEMAN, A.; DANCHIN, E. G. J; GAUR, H. S.; HELDER, J.; JONES, M. G. K.; KIKUCHI, T.; MANZANILLA-LÓPEZ, R.; PALOMARES-RIUS, J. E.; WESEMAEL, W. M. L.; PERRY, R.

- Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. **Molecular Plant Pathology**, Oxford, v.14, n. 9, p. 946-961, 2013.
- KARSSSEN, G. (Ed.). The plant-parasitic nematode genus *Meloidogyne* Göldi, 1892 (Tylenchida) in Europe. Leiden: Brill, 2002. 160 p.
- KUC, J. Concepts and direction of induced systemic resistance in plants and its application. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 107, p. 7-12, 2001.
- LIU, B.; REN, J.; ZHANG, Y.; AN, J.; CHEN, M.; CHEN, H.; XU, C.; REN, H. A new grafted rootstock against root-knot nematode for cucumber, melon, and watermelon. **Agronomy for Sustainable Development**, Paris, v. 35, p.251-259, 2015.
- LOPES, A. M. **Respostas fisiológicas em cana-de-açúcar submetida à aplicação de piraclostrobina**. 2016, 68 f. Tese (Doutorado em Agronomia/Fisiologia vegetal) Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG, 2016.
- LORDELLO, L. G. E. **Nematoides das plantas cultivadas**, 6ª. Ed. São Paulo: Nobel. 314 p, 1981.
- MACEDO, N.; MACEDO, D.; CAMPOS, M. B. S.; NOVARETTI, W. R. T.; FERRAZ, L. C. C. **Manejo de Pragas e Nematoides**. Eds. In: SANTOS, F.; BORÉM, A.; CALDAS, C. Cana-de-açúcar: bioenergia, açúcar e etanol: tecnologia e perspectivas, Viçosa, 2011. p. 119-160.
- MANDAL, B.; MANDAL, S.; CSINOS, A. S.; MARTINEZ, N.; CULBREATH, A. K.; PAPPU, H. R. Biological and molecular analyses of the acibenzolar-S-methyl-induced systemic acquired resistance in flue-cured tobacco against Tomato spotted wilt virus, **Phytopathology**, Saint Paul, v. 98, n. 1, p. 196-204, 2008.
- MATOS, D. S. S.; PEDROSA, E. M. R.; GUIMARÃES, L. M. P.; RODRIGUES, C. V. M. A. BARBOSA, N., M. R. Relações entre a nematofauna e atributos químicos de solo com vinhaça. **Nematropica**, Bradenton, v.41, n.1, p. 28-38. 2011.
- MAUCH-MANI.; METRAUX, J. P. Salicylic Acid and Systemic Acquired Resistance to Pathogen Attack, **Annals of Botany**, London, v. 82, p. 535- 540, 1998.
- MÉLO-FILHO, L. R.; GUENTHER, M. a resistência sistêmica induzida como alternativa sustentável ao uso de agrotóxicos. **Revista em Agronegócio e Meio Ambiente**, Maringá, v. 8, p. 27-38, 2015.
- MOENS, M.; PERRY, R. N.; STARR, J. L. *Meloidogyne* species – a diverse group of novel and important plant parasites. In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. **Root-knot nematodes**. CAB International, Wallingford, Reino Unido, 2009. p. 1-17.
- MORAES, M. A .F. D.; OLIVEIRA, F. C. R.; DIAZ-CHAVEZ, R. A. Socio-economic impacts of Brazilian sugarcane industry. **Environmental Development**, London, v. 16, p. 31–43, 2015.
- MOURA, R. M.; OLIVEIRA, I. S. Controle populacional de *Pratylenchus zae* em cana-de-açúcar em dois ambientes edáficos no nordeste do Brasil. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 33, p. 67-73, 2009.

- MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R.; MARANHÃO, S. R. V. L.; MACEDO, M. E. A.; MOURA, A. M.; SILVA, E. G.; LIMA, R. F. Ocorrência dos nematóides *Pratylenchus zae* e *Meloidogyne* spp. em cana-de-açúcar no Nordeste do Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, Fortaleza, v. 25, p. 101-103, 2000.
- MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R.; MARANHÃO, S. R. V. L.; MOURA, A. M.; SILVA, E. G. Nematoides associados á cana-de-açúcar no estado de Pernambuco, Brasil. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 2, p. 92-99, 1999.
- MOURA, R. M.; ALMEIDA, A. V. Estudos preliminares sobre a ocorrência de fitonematoides associados à cana-de-açúcar em áreas de baixa produtividade agrícola no estado de Pernambuco. In: REUNIÃO BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA, V, Piracicaba. **Resumos**, 1981, p. 213-220.
- MOURA, R. M.; RÉGIS, E. M. O. Interações entre Meloidoginose da cana-de-açúcar e deficiências minerais observadas através de biotestes. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 15, p.179-188, 1991.
- MOZAMBANI, A. E.; PINTO, A. S.; SEGATO, S. V.; MATTIUZ, C. F. M. História e morfologia da cana-de-açúcar. Eds. In: SEGATO, S. V.; PINTO, A. S.; JENDIROBA, E.; NÓBREGA, J. C. M. **Atualização em produção de cana-de-açúcar**. Piracicaba: ESALQ, 2006. p. 11-18.
- NEVES, W. S.; DIAS, M. S. C.; BARBOSA, J. G. Flutuação populacional de nematoides em bananais de Minas Gerais e Bahia (anos 2003 a 2008). **Nematologia Brasileira**, v. 33, p. 281-285, 2009.
- NOE, J. P. Nematoides parasitas de plantas. In: Trigiano, R. N.; Windham, M. T.; Windham, A. S. **Fitopatologia: conceitos e exercícios de laboratório**. Porto Alegre, RS, Brasil: Artmed, 2010. p. 83-96.
- NOVARETTI, W. R. T.; NUNES JUNIOR, D.; NELLI, E. J. Comportamento de clones e variedades comerciais em relação aos nematoides *Meloidogyne javanica*. Experimento. In: REUNIÃO BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA, V, 1981, Londrina. **Resumos**, 1981, p. 27.
- OCTAVIANO, C. Mudança de petróleo para biomassa impulsiona a química verde. **Revista Eletrônica de Jornalismo Científico**, Campinas, v. 9, p. 63-75, 2011.
- PAULA JÚNIOR, T. J.; MORANDI, M. A. B.; ZAMBOLIM, L.; SILVA, M. B. Controle Alternativo de Doenças de Plantas – Histórico. In: VENEZON, M; PAULA JÚNIOR, T. J.; PALLINI, A. (Eds.) **Controle alternativo de pragas e doenças**. Viçosa: EPAMIG/CTZM, 2005. p. 135-162.
- PASCHOLATI, S. F. Fisiologia do Parasitismo: Como as Plantas se Defendem dos Patógenos. In: AMORIM, L.; REZENDE J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de Fitopatologia**. São Paulo: Agronômica Ceres., 2011. p. 545-589.
- PEREIRA, A. C.; TOSCANO, L. C.; ABREU, A. B.; VIEIRA, N. S.; DIAS, P. M. Ocorrência de nematoides fitoparasitos em solo cultivado com algodão e soja. **Revista de Agricultura Neotropical**, Cassilândia-MS, v. 2, n. 4, p. 14-19, 2015.
- PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (Eds.). **Plant nematology**. Wallingford: CAB International, 2013. 565 p.

- PINHEIRO, J.B.; PEREIRA, R.B. Nematoides. In: CLEMENTE, F.M.V.T.; BOITEUX, L.S. **Produção de Tomate para Processamento Industrial**. Brasília, Embrapa Hortaliças, 2012, 344p.
- PINHEIRO, J.P.; PEREIRA, R.B.; CARVALHO, A.D.F.; RODRIGUES, C.S.; SUINAGA, F.A. **Manejo de nematoides na cultura da alface**. Circular Técnica, Embrapa Hortaliças, Brasília, n. 124, 2013.
- Porto, A. C. F.; Pedrosa, E. M. R.; Guimarães, L. M. P, Oliveira, W. J. manejo de fitonematoides em cana-de-açúcar. **Boletim da Estação Experimental de cana-de-açúcar de Pernambuco**. p.7, 2018.
- PUERARI, H. H.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; DADAZIO, T. S.; MATTEI, D.; SILVA, T. R. B.; RIBEIRO, R. C. F. Evaluation of acibenzolar-S-methyl for the control of *Meloidogyne javanica* and effect on the Development of susceptible and resistant soybean, **Tropical Plant Pathology**, Brasilia, v. 38, n.1, p. 044-048, 2013.
- PUERARI, H. H.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; CARDOSO, M. R.; HERNANDES, I.; BRITO, O. D. C. Resistance inducers in the control of root Lesion nematodes in resistant and susceptible cultivars of maize. **Phytoparasitica**, Israel, v. 14, n. 1, p. 447- 449, 2015.
- PUERARI, H. H.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; SILVA, C. A. T.; ARIEIRA, J. O.; BIELA, F.; POLETINE, J. P. Ecolife® and manganese phosphite in the control of *Meloidogyne javanica* and in the development of soybean cultivars susceptible and resistant to the nematode. **Nematropica**, Bradenton, v. 43, n. 1, p. 105-112, 2013a.
- RADWAN, D. E.; LU, G.; FAYEZ, K. A.; MAHMOUD, S. Y. Protective action of salicylic acid against bean yellow mosaic virus infection in vicia faba leaves, **Journal of Plant Physiology**, Stuttgart, v.165, n. 1, p. 845 – 857. 2008.
- RESENDE, M. L. V.; NOJOSA, G. B. A.; AGUILAR, M. A. G.; SILVA, L. H. C. P.; NIELLA, G. R.; CARVALHO, G. A.; GIOVANINI, G. R.; CASTRO, R. M. Perspectivas da indução de resistência em cacauero contra *Crinipellis pernicioso* através do benzotiadiazole (BTH). **Fitopatologia Brasileira**, Brasilia, v. 25, p. 149-156, 2000.
- RITZINGER, C. H. S. P.; FANCELLI, M.; RITZINGER, R. nematoides: bioindicadores de sustentabilidade e mudanças edafoclimáticas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal v. 32, n. 4, p. 1289-1296, 2010.
- RODRIGUES, C. V. M. A.; PEDROSA, E. M. R.; OLIVEIRA, A. K. S.; LEITÃO, D. A. H. S.; BARBOSA, N. M. R.; OLIVEIRA, N. J. V.; Distribuição vertical da nematofauna associada à cana-de-açúcar. **Nematropica**, Bradenton, v. 41, n.1, p.5-11. 2011.
- SALGADO, S. M. L.; RESENDE, M. L. V.; CAMPOS, V. P. Efeito de indutores de resistência sobre *Meloidogyne exigua* do cafeeiro. **Ciência Agrotécnica**, Lavras, v. 31, n. 4, p. 1007-1013, 2007.
- SALGADO, S. M. L.; SILVA, L. H. C. P. Potencial da indução de resistência no controle de fitonematoides. In: CAVALCANTI, L. S.; DI PIETRO, R. M.; PASCHOLATI, S. F.; RESENDE, M. L. V.; ROMERO, S. R. (eds). **Indução de Resistência em Plantas a Patógenos e Insetos**. FEALQ: Piracicaba, 2005, p. 155-168.

SANTOS, C. E. S.; KIST, B. B.; CARVALHO, C.; REETZ, E. R.; DRUM, M. Anuário brasileiro da fruticultura 2013. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta Santa Cruz, 2013, 136 p.

SANTOS, F.; BORÉM, A.; CALDAS, C. Cana-de-açúcar: bioenergia, açúcar e etanol-tecnologias e perspectivas. Viçosa, MG: UFV, 2012. SANTOS, F.; BORÉM, A.; CALDAS, C. (Ed.). 2. Edição revisada e ampliada Viçosa, MG, 2012. 637 p.

SCHNEIDER, C. F.; SCHULZ, D. G.; LIMA, P. R.; JÚNIOR, A. C. G. Formas de gestão e aplicação de resíduos da cana-de-açúcar visando redução de impactos ambientais. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, Mossoró, v. 7, n. 5, p. 08-17, 2012.

SEVERINO, J. J.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; TESSMANN, D. J. Nematodes associated with sugarcane (*Saccharum* spp.) in sandy soils in Paraná, Brazil. **Nematropica**, Bradenton, v. 40, p. 111-119, 2010.

SEVERINO, J. J.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; TESSMANN, D. J.; SOUTO, E. R. Identificação de populações de *Meloidogyne* spp. Parasitas de cana-de-açúcar na região Noroeste do Paraná pelo fenótipo da Isoenzima esterase. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 32, p. 206-211, 2008.

SHOKO, M. D.; ZHOU, M. Nematode diversity in a soybean-sugarcane production system in a semi-arid region of Zimbabwe. **Journal of Entomology and Nematology**, Califórnia, v. 1, p. 25-28, 2009.

SILVA, S. A.; JULIATTI, F. C.; SANTOS, M. A.; TAKATSU, A. Ocorrência de fitonematoides em amostras recebidas no laboratório de Nematologia da Ufu no período de 1997 a 1999. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 22., 2000, Uberlândia: **Anais...** Uberlândia:UFU, 2000. p.123.

SILVA, M. C.; SANTOS, C. D. G.; SILVA, G. S. Espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 47, n. 4, p. 710-719, 2016.

SILVA, L. H. C. P.; CAMPOS, J. R.; CAMPOS, V. P.; DUTRA, M. R. Época de aplicação do acibenzolar-S-metil e da abamectina no controle de *Meloidogyne* sp., em tomateiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 27, n. 45, p. 194, 2002.

SILVA, L. M. A. **dinâmica de fitonematoides, respostas nutricionais e enzimáticas da cana-de-açúcar**. 2017, 116 f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2017.

SILVA, M. S. **Comportamento de genótipos RB de cana-de-açúcar a nematoide das galhas e avaliação dos mecanismos de resistência envolvidos**. 2015, 70 f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2015.

SILVA, T. G. F.; MOURA, M. S. B.; ZOLNIER, S.; CARMO, J. F. A.; SOUZA, L. S. B.; Biometria da parte aérea da cana soca irrigada no submédio do vale do São Francisco. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 43, n. 3, p. 500-509, 2012.

SUBBOTIN, S. A.; RAGSDALE, E. J.; MULLENS, T.; ROBERTS, P. A.; CAMPO, M.; BALDWIN, J. G. A phylogenetic framework for root lesion nematodes of the genus *Pratylenchus* (Nematoda): evidence from 18S and D2-D3 expansion segments of 28S ribosomal RNA genes and morphological characters. **Molecular Phylogenetics and Evolucion**, Orlando v. 48, p. 491-505, 2008.

SUNDARARAJ, P.; MEHTA, U. K. Influence of the lesion nematode, *Pratylenchus zaeae*, on yield and quality characters of two cultivars of sugarcane. **Nematologia Mediterranea**, Bari, v. 22, p. 65-67, 1994.

TON, J.; VAN PELT, J. A.; VAN LOON, L. C.; PIETERSE, C. M. differential effectiveness of salicylate-dependent and jasmonate/ethylene-dependent induced resistance in Arabidopsis, **Molecular Plant-Microbe Interactions**, Sait paul, v. 15, n. 1, p. 27-34, 2002.

TOPPA, E. V. B.; JADOSKI, C. J.; JULIANETTI, A.; HULSHOF, T.; ONO, E. O.; RODRIGUES, J. D. Aspectos da fisiologia de produção da cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L.). **Pesquisa Aplicada & Agrotecnologia**, Guarapuava, v. 3, n. 3, p. 215-221, 2010.

VALLAD, G. E.; GOODMAN, R. M. Systemic Acquired Resistance and Induced Systemic Resistance in conventional agriculture. **Crop Science**, Madison, v. 44, n. 1, p. 1920-1934, 2004.

WATT, D.A.; MCCORMICK, A.J.; CRAMER, M.D. **Source and Sink Physiology**. In : MOORE P. H.; BOTHA, F.C. Sugarcane: Physiology, Biochemistry and Functional Biology. Oxford: Willey Blackwell, p. 483-520, 2014.

WESEMAEL, W. M. L.; VIAENE, N.; MOENS, M. Root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in Europe. **Nematology**, Leiden, v. 13, p. 3-16, 2011.

CAPITULO II

Flutuação populacional de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* em campos cultivados com diferentes variedades de cana-de-açúcar em áreas de estados do nordeste do Brasil

* a ser submetido na Tropical plant Pathology

1 Flutuação populacional de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* em campos cultivados com diferentes
2 variedades de cana-de-açúcar em áreas de estados do nordeste do Brasil.

3

4 Rezano Martins Carvalho¹, Andrea Fiuza Chaves Porto², Elvira Maria Regis Pedrosa³, Thais
5 Fernanda da Silva Vicente³, Lilian Margarete Paes Guimarães¹

6 1. Departamento de Agronomia, Universidade Federal Rural de Pernambuco, 52171-900
7 Recife, PE, Brasil.

8 2. Estação Experimental de cana de açúcar de Carpina, Universidade Federal Rural de
9 Pernambuco, 55812-010, Carpina, PE, Brasil.

10 3. Departamento de Engenharia Agrícola, Universidade Federal Rural de Pernambuco,
11 52171-900 Recife, PE, Brasil.

12 Autora para correspondência: lilian.guimaraes@ufrpe.br

13

14 **Resumo**

15 A cana-de-açúcar é uma das principais fontes de açúcar, álcool, aguardente além de ser usada
16 para geração de eletricidade e também como ração animal. Dentre os patógenos que parasitam
17 a cultura se destacam os nematoides. Para se adotar medidas eficazes no manejo dos
18 fitonematoides é imprescindível considerar não apenas a espécie do patógeno, mas também o
19 quanto deste está presente na área. Os levantamentos populacionais são importantes para
20 identificação da comunidade nematológica presente na área e determinação da distribuição
21 desses patógenos numa determinada localidade. O objetivo do trabalho foi avaliar a flutuação
22 populacional de fitonematoides ao longo de nove anos de manejo da cultura em áreas do Rio
23 Grande do Norte, Alagoas e Pernambuco com o cultivo das seguintes variedades de cana-de-
24 açúcar RB813804, RB867515, RB92579, SP791011 e SP813250 entre os anos de 2009 a

25 2018. Foi observado que as populações de *Pratylenchus* e *Meloidogyne* aumentaram no
26 decorrer dos anos avaliados, sendo que no anos de 2017 verificou-se as maiores populações
27 para *Pratylenchus* e 2009 para *Meloidogyne*. Registrando-se também a ocorrência de
28 *Meloidogyne* e *Pratylenchus* em todas as variedades avaliadas, as maiores densidades do
29 nematoide das galhas foi observada nas variedades RB813804 e SP791011 e as menores nas
30 variedades RB867515 e RB92579. Com relação a *Pratylenchus*. observou-se que RB867515,
31 SP813250 apresentaram as maiores densidades, enquanto que a SP791011 apresentou as
32 menores densidades populacionais. No decorrer dos anos avaliados as populações dos
33 nematoides aumentaram, isso se deve principalmente o fato das variedades cultivadas serem
34 suscetíveis; outro fator que contribuiu foi os solos de textura arenosa que predominam nas
35 usinas avaliadas facilitando o aumento da densidade populacional dos nematoides.

36 **Palavras chaves:** densidade populacional, levantamentos, manejo, *Saccharum*.

37 **Abstract**

38 Sugarcane is one of the main sources of sugar, alcohol, spirits besides being used for
39 electricity generation and also as animal feed. Among the pathogens that parasitize the crop,
40 the nematodes stand out. To take effective measures in phytonuthoid management, it is
41 essential to consider not only the pathogen species, but also how much of it is present in the
42 area. Population surveys are important for identification of the nematological community
43 present in the area, and determination of the distribution of these pathogens in a given
44 locality. The objective of this work was to evaluate the population fluctuation of
45 phytonematoids during nine years of crop management in areas of Rio Grande do Norte,
46 Alagoas and Pernambuco with the cultivation of the following varieties of sugarcane
47 RB813804, RB867515, RB92579, SP791011 and SP813250 between the years 2009 and
48 2018. It was observed that the populations of *Pratylenchus* and *Meloidogyne* increased during

49 the evaluated years, and in 2017 the largest populations were observed for *Pratylenchus* and
50 2009 for *Meloidogyne*, registering the occurrence of *Meloidogyne* and *Pratylenchus* in all
51 evaluated varieties, higher densities of the gill nematode were observed in the varieties
52 RB813804, and SP791011 and smaller in the varieties RB867515 RB92579. Regarding
53 *Pratylenchus*, it was observed that RB867515, SP813250, presented the highest *Pratylenchus*
54 densities while SP791011 had the lowest population densities. During the years evaluated the
55 populations of the nematodes increased, this is mainly due to the fact that the cultivated
56 varieties are susceptible; another contributing factor was the sandy texture soils that
57 predominate in the evaluated plants facilitating the increase of the population density of the
58 nematodes.

59

60 **Keywords:** population density, surveys, management, *saccharum*.

61

62 Introdução

63 A cana-de-açúcar (*Saccharum* L.) tem um impacto econômico e social significativo
64 para o Brasil (Moraes et al. 2015). Por muitos anos, cultivos de cana-de-açúcar ocorriam nos
65 trópicos e subtropicais para a produção de açúcar bruto e outros produtos tradicionais à base
66 de açúcar. Com a evolução do cultivo e aumento das áreas plantadas, a cultura passou a
67 produzir etanol e eletricidade, a partir da cogeração de energia (Dias et al. 2014).

68 A produção de cana-de-açúcar é extremamente importante para o comércio global de
69 commodities agrícolas e sua crescente demanda está associada ao crescente consumo de
70 sacarose, o que é observado em todo o mundo (Silva et al. 2017). Por possuir hábito
71 semiperene a cultura é submetida a diferentes formas de estresses no campo, isso favorece os

72 prejuízos causados por pragas ou patógenos como nematoides fitoparasitas, principalmente
73 quando se encontram em populações elevadas (Chaves et al. 2009; Novaretti e Reis 2009).

74 Dentre os nematoides parasitas da cana-de-açúcar em todo o mundo, os gêneros
75 *Meloidogyne*, Goeldi, 1887 e *Pratylenchus* Filipjev 1936 são os que apresentam maior
76 importância econômica a nível mundial (Matos et al. 2011; Barbosa et al. 2013; Steven et al.
77 2014). Perdas de rendimento em estandes infestados variam de 20 a 40% no primeiro corte
78 em cultivares suscetíveis, devido à presença desses patógenos, principalmente em solos de
79 textura arenosa (Dinardo-Miranda et al. 2008).

80 Os solos arenosos são mais favoráveis à ocorrência de nematoides porque a aeração é
81 maior quando comparado com solos argilosos. Os nematoides causadores de galhas em raízes,
82 e certas espécies do gênero *Pratylenchus* são encontrados em maiores populações
83 principalmente nesses solos (Rinaldi et al. 2014). A textura do solo é um fator importante que
84 deve ser considerado por afetar tanto a produtividade das culturas quanto as populações de
85 nematoides parasitas de plantas (Rocha et al. 2006).

86 Esses nematoides encontram-se distribuídos em quase todas as regiões onde se cultiva
87 a cana-de-açúcar (Rodrigues et al. 2011). Em levantamentos realizados para determinar as
88 densidades populacionais de fitonematoides em diferentes regiões do país, Bellé et al (2014)
89 observaram que a frequência e a densidade populacional desses patógenos tem sido cada vez
90 mais elevadas.

91 Considerando-se os dados de levantamentos nematológicos em diferentes regiões
92 produtoras de cana do país realizados por Severiano et al. 2008 e 2010, afirmam que mais de
93 70% das áreas cultivadas estão infestadas por uma ou mais espécies de elevada importância
94 econômica. Em levantamentos realizados na região Noroeste do Paraná, *Meloidogyne* spp. e
95 *Pratylenchus* spp. foram encontrados em 93 e 87%, respectivamente nas áreas de plantio de
96 cana (Severino et al. 2010).

97 Em levantamentos realizados pela Estação Experimental de Cana-de-açúcar de
98 Carpina/UFRPE em alguns estados do Nordeste mostraram alta incidência desses patógenos
99 principalmente dos nematoides dos gêneros *Meloidogyne* e *Pratylenchus* (Porto et al. 2018).
100 Apesar dos levantamentos, relação entre as populações de nematoides e as variedades
101 plantadas, são pouco estudadas.

102 Novaretti e Reis (2009) ressaltam que níveis maiores que 400 juvenis por 50g de
103 raízes indicam alta densidade populacional, justificando a adoção de medidas de manejo. Em
104 relação a *P. zae*, Dinardo-Miranda et al (2008) consideram que 2.500 espécimes por 50 g de
105 raízes causam reduções de produtividade em variedades susceptíveis. Na região Nordeste,
106 principalmente em áreas de tabuleiros costeiros, onde estes patógenos causam maiores danos
107 os fatores edafoclimáticos, associados à prevalência de variedades cultivadas, são importantes
108 no aspecto qualitativo e quantitativo de nematoides em canaviais (Porto et al. 2018).

109 Diante do exposto, o objetivo deste trabalho foi estudar a flutuação populacional de
110 *Meloidogyne* spp. e *Pratylenchus* sp. em campos cultivados com cana-de-açúcar, nas
111 variedades RB813804, RB867515, RB92579, SP791011, SP813250, nos Estados do Rio
112 Grande Norte, Alagoas e Pernambuco, ao longo de nove anos.

113 Material e métodos

114 Área de estudo

115 As coletas de solo e raiz foram realizados de janeiro de 2009 a março de 2018 em 776 áreas
116 de cinco usinas: 1) usina em Baía Formosa, RN, coordenadas geográficas de 6° 22' 23'' S e
117 35° 00' 34'', clima do tipo As, pela classificação de Köppen-Geiger, ou seja, tropical
118 chuvoso com uma estação seca e um período chuvoso, entre janeiro e agosto, temperatura
119 média anual de 27,5 °C e pluviosidade média de 1.625 mm ano; 2) usina situada no
120 município de Igarassu, com coordenadas geográficas 7°40'21,25'' e 7°55'50,92''S e

121 34°54'14,25" e 35°05'21,08"W (Trindade et al. 2008); 3) usina localizada no município de
122 Goiana PE, 07°33' S e 35°00' W e altitude de 13 m com prevalência de clima tropical
123 chuvoso de com verão seco, cuja temperatura média anual é da ordem de 24,8°C (Koffler et
124 al. 1986); 4) usina situada no município de Coruripe, AL, 10° 8'42.49"S e 36°17'50.86"O.
125 De acordo com a classificação de Koppen, o clima da região é do tipo 'As', tropical chuvoso
126 com verão seco (Barros et al. 2012); 5) usina no município de Penedo, AL 10° 17' 25" S e
127 36° 35' 11" W, Altitude: 27 m. O solo das áreas estudadas foram classificados como arenosos
128 e argilosos e as variedades utilizadas RB813804, RB867515, RB92579, SP79-1011 e SP81-
129 3250.

130 Amostragem e processamento

131 Em cada área, foram coletadas duas amostras compostas, constituídas por 10
132 subamostras 500 a 800 cm³ de solo e por 100 a 200g raízes. Cada amostra foi retirada da
133 rizosfera, na parte inferior da touceira, afastadas entre si por aproximadamente 5m, usando-se
134 o caminhar do tipo ziguezague, segundo Barker (1985). Todo o material coletado foi
135 armazenado em conjunto num saco plástico, devidamente etiquetado, e transportado para o
136 laboratório de Fitonematologia da Estação Experimental de cana-de-açúcar de Carpina . Ao
137 chegarem ao Laboratório, às amostras foram homogeneizadas e processadas imediatamente
138 para extração, a partir de 300 cm³ de solo, utilizando-se o método da flotação centrífuga
139 diluída em solução de sacarose (Jenkins 1964). As amostras de raízes, foram processadas
140 utilizando-se a técnica de maceração rápida de 20 g de raiz em liquidificador, por 20 segundos
141 em velocidade média, associada ao método de flotação centrífuga diluída em solução de
142 sacarose, (Hussey e Barker 1973). As suspensões contendo os fitonematoides foram mantidas
143 sob refrigeração (4-6 °C) para posterior identificação e contagem dos espécimes em lâmina de
144 peters sob microscópio ótico, Mai et al (1997).

145

146 Análise Estatística

147 Os dados foram agrupados por trimestre, manejo com e sem irrigação, textura do solo
148 e variedades, e transformados para $\log_{10}(x+1)$, submetidos á análise de variância. As
149 diferenças significativas entre as médias foram avaliadas pelo teste de Tukey a 5% de
150 significância. Modelos lineares, quadráticos, logarítmicos e cúbicos foram usados para
151 descrever o comportamento dos nematoides em função do tempo para as variedades
152 estudadas.

153 A distribuição da população de *Meloidogyne* sp. e *Pratylenchus* sp. no solo e na raiz
154 nas variedades de cana-de-açúcar e nos anos de 2009 a 2018 foi efetuada através da análise
155 hierárquica de agrupamento utilizando a matriz de dissimilaridade baseada no algoritmo de
156 Ward. Para representação do dendograma foi utilizado o heatmap, onde foi estabelecida uma
157 convenção de cores que varia do amarelo claro (fitonematoides com baixa densidade
158 populacional) até o vermelho (fitonematoides com alta densidade populacional). As análises
159 foram efetuadas com o suporte do software R versão 3.4.0 (R Core Team 2017) e dos pacotes
160 vegan (Oksanen et al. 2017), gplots (Warnes et al. 2016), e R Color Brewer (Neuwirth 2014).

161

162 Resultado

163 O comportamento dos nematoides em função do tempo não se ajustou a nenhum dos
164 modelos testados, embora os modelos fossem significativos. Em raízes, as maiores densidades
165 populacionais de *Meloidogyne* sp. ocorreram em 2009 e 2015 e de *Pratylenchus* sp. a maior
166 em 2016 e 2017. Em solos as maiores populações de ambos os gêneros ocorreram em 2009 e
167 2017 (figura 3).

168 A variedade SP81-3250 seguida por RB867515, apresentaram as maiores densidades
169 populacionais de *Pratylenchus* sp. tanto na raiz, quanto no solo. Para *Meloidogyne* sp. as

170 variedades RB813804 e SP79-1011 apresentaram as maiores populações do patógeno na raiz
171 (Figura 4).

172 Ao analisar a Tabela 1 observa-se que houve diferença significativa entre os trimestres
173 analisados para *Meloidogyne*, tanto na raiz quanto solo. As maiores médias ocorreram no
174 trimestre correspondente aos meses de outubro a dezembro na raiz e no solo; e as menores no
175 trimestre correspondente aos meses de abril a junho. Para *Pratylenchus* as maiores densidades
176 populacionais na raiz ocorreram no trimestre correspondente aos meses de abril a junho e a
177 menor nos meses de janeiro a março.

178 Com relação ao solo, a maior densidade de *Pratylenchus* foi encontrada nos meses de
179 outubro a dezembro. Para os plantios com e sem irrigação as maiores densidades populacional
180 de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* foram encontradas na raiz das plantas irrigadas (Tabela 2).
181 Em solos arenosos ocorreram as maiores densidades de *Meloidogyne* na raiz, e solo e de
182 *Pratylenchus* no solo, no entanto a maior população de *Pratylenchus* foi encontrada em solos
183 argilosos.

184 Discussão

185 As maiores densidades populacionais de *Meloidogyne* na raiz foi observada nos anos
186 de 2009 e 2015 (Figura 3), esses anos tiveram as maiores precipitações pluviométricas (Figura
187 1), podendo ter favorecido o aumento das densidades populacionais dos nematoides. Esses
188 resultado corroboram com Ribeiro et al. (2009), que estudou a flutuação populacional de
189 nematoides na cultura da banana em Minas Gerais, e observou que nos meses com maior
190 precipitação houve aumento nas populações de nematoides. Charchar et al. (2005) avaliaram
191 o efeito da variação anual da população mista de *M. incognita* e *M. javanica* em cultivos de
192 batata no Distrito Federal, e observaram que as maiores densidades populacionais foram
193 encontrada nos períodos com maiores precipitações pluviométricas, evidenciando que o
194 aumento da população do patógeno é favorecida com aumento da umidade do solo.

195 Outro fator que pode ter favorecido o aumento da população dos nematoides nesses
196 anos, é o cultivo de variedades que favorecem a reprodução do patógeno como a RB813804,
197 RB813250 e SP791011, os quais apresentaram as maiores populações desse patógeno (Figura
198 3, Tabela 3). Esses resultados corroboram Noronha et al. (2017), que realizaram
199 levantamento de espécies de *Meloidogyne* existentes em áreas de cultivo com cana-de-açúcar,
200 em Alagoas, e verificaram que as maiores densidades populacionais do patógeno foram
201 encontrada nas variedades citadas. Também está de acordo com outros estudos no Brasil
202 como, por exemplo, Chaves et al. (2009), que realizaram levantamento populacional de
203 fitonematoides em áreas do litoral norte de Pernambuco, cultivadas com diferentes variedades
204 de cana-de-açúcar, e verificaram que entre as variedade estudadas as que apresentaram as
205 maiores densidades do nematoide das galhas, estavam a RB13904 e SP791011. Trabalhos
206 conduzidos por Silva et al. (2012) que avaliaram diferentes densidades dos mesmos
207 genótipos aqui estudados mostraram que a variedade SP81-3250 apresentou as maiores
208 densidades populacionais de nematoides *M. incognita*.

209 Barros et al (2005) analisaram o efeito combinado entre variedade de cana-de-açúcar
210 e nematicida em solo naturalmente infestado por *M. incognita*, *M. javanica* e *P. zae*, e
211 observaram que a variedade SP79- 1011 foi a que apresentou maior número de nematoides
212 dos gêneros *Meloidogyne* e *Pratylenchus*, mostrando que a variedade avaliada apresentou
213 reação de suscetibilidade.

214 Para *Pratylenchus* na raiz as maiores populações na raiz foram observadas em 2014,
215 2016, 2017 e 2018 (Figura 2). A pluviosidade nesses anos foi maior que nos demais anos
216 avaliados (Figura 3) o que pode ter favorecido o desenvolvimento dos nematoides. As
217 variedades que predominaram nos cultivos avaliados foram SP793250, RB92579 e RB86715
218 as quais apresentaram as maiores densidades desse nematoide na raiz (Figura 2).

219 As flutuações populacionais dos nematoide no tempo variam dependendo de fatores
220 como perfil do solo, temperatura e precipitação (Ribeiro et al. 2009). Machado et al (2006) e
221 Inomoto et al. (2007) relatam que as populações de *Pratylenchus* no Brasil apresentam
222 capacidade reprodutiva diferente e, desta forma, diferentes populações podem se mostrar mais
223 ou menos agressivas, dependendo de fatores edafoclimáticas, dentre estes a precipitação e a
224 temperatura, que interferem diretamente na infectividade e reprodução do patógeno.

225 Os resultados do presente trabalho estão de acordo com Noronha et al. (2017) que
226 avaliaram o comportamento de populações de nematoide em cultivos de cana-de-açúcar e
227 verificaram que as variedades SP793250 e a RB92579 estavam entre as que apresentaram os
228 maiores índices de *Pratylenchus*. Santos et al. (2012) estudaram a suscetibilidade de 30
229 genótipos de cana-de-açúcar em relação aos nematoides *P. brachyurus* e *P. zaeae*, e
230 observaram que dentre as variedades que apresentaram as maiores densidades populacionais
231 estavam às citadas no presente trabalho. Barros et al. (2005), estudando a interação de
232 variedade-nematicida em cana-de-açúcar em solo naturalmente infestado por *M. incognita*, *M.*
233 *javanica* e *P. zaeae* observaram que a variedade SP791011, apresentou as maiores populações
234 de nematoides quando comparada à RB813804 e RB72454.

235 A respeito das diferenças encontradas entre as variedades, é importante salientar que o
236 comportamento dos genótipos de cana-de-açúcar é variável, e maiores populações do
237 nematoide nem sempre pode resultar em redução significativa nas variáveis vegetativas da
238 planta (Silva et al. 2016). Vale salientar ainda que a maioria dos trabalhos com variedades de
239 cana são testados em casa de vegetação, podendo em campo as variedades se comportarem de
240 forma diferente, fato este que aconteceu no presente trabalho.

241 Ao analisar o comportamento das densidades populacionais dos nematoides por
242 trimestre, observa-se que as maiores populações de *Meloidogyne* na raiz foram observadas no
243 quarto trimestre, correspondente aos meses de outubro dezembro, período em que os cultivos

244 nessas regiões estão em desenvolvimento. Estudos conduzidos por Vasconcelos et al (2004)
245 na variedade SP803250, mostraram que as maiores densidades populacionais de nematoides
246 eram encontradas nos canaviais em pleno desenvolvimento, o que corrobora os dados
247 observados no presente estudo.

248 Diversos estudos afirmam que a distribuição da comunidade de nematoides em cana
249 planta e em soqueiras, são menores no início do cultivo da cana planta, aumentando ao longo
250 das sucessivas socas (Campos et al. 2006; Bond et al. 2000), embora aumentos populacionais
251 possam ocorrer ao longo do ciclo de cultivo em função de vários fatores, principalmente da
252 umidade do solo e da temperatura (Pattison et al. 2008; Mondino et al. 2009; Dinardo-
253 Miranda e Fracasso 2010; Cardoso et al. 2012). Contudo, estudos sobre a dinâmica da
254 comunidade de nematoides no solo nas condições do nordeste brasileiro durante as fases de
255 cultivo da cana planta como, por exemplo, brotação, perfilhamento, crescimento vegetativo
256 dos colmos e maturação são escassos (Oliveira et al. 2011).

257 A distribuição dos nematoides depende das características do solo no qual habitam, da
258 umidade do solo e de seus hospedeiros (Li et al. 2007; Kimenju et al. 2009).

259 No presente estudo as densidades de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* apresentaram
260 aumento de 50,25% e 53,6% respectivamente em plantios irrigados quando comparado com
261 as plantios não irrigados (Tabela 2).

262 Estudos conduzidos por Dutra e Campos (2003) na cultura do feijoeiro, mostram que a
263 que a irrigação proporcionou aumentos de 2,55% na eclosão *M. incognita* quando comparada
264 com áreas não irrigadas. Charchar et al. (2005) observaram redução no fator de reprodução de
265 *M. incognita* em ervilhas em condições de cerrados nos tratamentos com as menores laminas
266 de água, indicando que em áreas irrigadas, a densidade populacional de fitonematoides tende
267 a aumentar, por propiciar um ambiente ideal ao desenvolvimento dos nematoides, facilitando
268 seu deslocamento no solo e, conseqüentemente favorecendo o parasitismo nas culturas.

269 O fato das às maiores densidades de *Meloidogyne* serem observadas em arenosos se
270 deve ao fato desses solos permitirem maior movimentação dos nematoides facilitando seu
271 encontro com as raízes e, conseqüentemente, aumentando o parasitismos. A textura do solo é
272 um dos principais fatores que influenciam a distribuição de nematoides do gênero
273 *Pratylenchus* (Goulart 2008) e *Meloidogyne* (Fajardo et al. 2011).

274 As características do solo, como a textura, podem influenciar a predisposição das
275 plantas ao ataque do patógeno, bem como interferir diretamente no patógeno. Assim, estas
276 podem influenciar na incidência e na severidade da doença causada pelo nematoide (Ritzinger
277 et al. 2010). A textura do solo além de afetar diretamente a produtividade das culturas,
278 influencia a população de fitonematoides presentes na área. Estes, geralmente, possuem
279 preferências, e são mais agressivos em solos arenosos. Na cultura da cana de açúcar a
280 presença de *M. incognita* e *P. Zeae* tem sido observada em todas as texturas de solo, no
281 entanto, ambas as espécies são mais abundantes em solos arenosos (Olabiyi et al. 2009; Kubo
282 et al. 2013).

283 Os resultados encontrados no presente trabalho mostram que as populações de
284 nematoides variaram ao longo dos anos principalmente com relação às variedades plantadas;
285 as maiores populações foram encontradas em solos de texturas arenosas e cultivados com as
286 variedades RB92579, SP8132550 e RB867515; estudos para verificar a reação dessas
287 variedades em campo para os nematoides do gênero *Meloidogyne* e *Pratylenchus* devem ser
288 realizados para que sejam indicadas técnicas de manejos mais eficientes ao produtores.

289

290 Referencias

291 Barbosa BFF, Santos JM, Barbosa JC, Soares PLM, Ruas AR, Carvalho RB (2013)
292 Aggressiveness of *Pratylenchus brachyurus* to the sugarcane, compared with key nematode *P.*
293 *zeae*. Nematropica 43: 119-130.

294

295 Barker KR (1985) Sampling nematode communities. In: Barker KR, Carter CC, Sasser JN
296 (Ed.) An advanced treatise on *Meloidogyne*, volume II: methodology. Raleigh, NC: North
297 Carolina State University, p. 2-17.

298

299 Barros ACB, Moura RM, Pedrosa EMR (2005) estudo sobre aplicações conjuntas de
300 herbicidas e nematicidas sistêmicos na eficácia dos nematicidas em cana de açúcar.
301 Fitopatologia Brasileira 31: 1-6.

302

303 Barros AHC, Varejão-Silva MA, Tabosa JN (2012) Aptidão climática do estado de Alagoas
304 para culturas agrícolas. Boletim Técnico da Embrapa Solos 86.

305

306 Bellé C, Kulczynski SM, Gomes CB, Kuhn PR (2014) Plant-parasitic nematodes associated
307 with Sugarcane crop in Rio Grande do Sul state, Brazil. Nematropica 44: 207-217.

308

309 Bond JP, McGawley EC, Hoy JW (2000) Distribution of Plant-Parasitic Nematodes on
310 Sugarcane in Louisiana and Efficacy of Nematicides. Supplement to the Journal of
311 Nematology 32: 493-501.

312

313 Charchar JA, Marouelli WA, Giordano LB, Aragão FAS (2005) Reprodução de *Meloidogyne*
314 *incognita* raça 1 e produtividade de cultivares de ervilha sob diferentes lâminas de água.
315 Pesquisa agropecuária brasileira 40: 989-995.

316

317 Campos AP Vale DW, Araújo ES, Corradi MM, Yamauti MS, Fernandes AO, Freitas S
318 (2006) Manejo integrado de pragas. Jaboticabal: FUNEP p. 59-80.

319

320 Cardoso MO, Pedrosa EMR, Rolim MM, Silva EFF, Barros PA (2012) Effects of soil
321 mechanical resistance on nematode community structure under conventional sugarcane and
322 remaining of Atlantic Forest. *Environmental Monitoring and Assessment* 184: 3529-3544.

323

324 Chaves A, Maranhão RVL, Pedrosa EMR, Guimarães LMP, Oliveira MKR (2009) Incidência
325 de *Meloidogyne* spp. e *Pratylenchus* sp. em cana-de-açúcar no Estado de Pernambuco, Brasil.
326 *Nematologia Brasileira* 33: 278-280.

327

328 Dias MOS, Cavalett O, Maciel R, Bonomi A (2014) Integrated first and second generation
329 ethanol production from sugarcane. *Chemical Engineering Transactions*, Roma 37: 445-450.

330

331 Dinardo-Miranda LL, Fracasso JL (2010) Spatial and temporal variability of plantparasitic
332 nematodes population in sugarcane. *Bragantia* 69: 39-52.

333

334 Dinardo-Miranda LL, Pivetta JP, Fracasso JV (2008) Influência da época de aplicação de
335 nematicidas em soqueiras sobre as populações de nematoides e a produtividade da cana-de-
336 açúcar. *Bragantia* 67: 179-190.

337

338 Dutra MR, Campos VP (2003) Manejo do solo e da irrigação como nova tática de controle de
339 *Meloidogyne incognita* em feijoeiro. *Fitopatologia Brasileira* 28: 608-614.

340

341 Fajardo PM, Aballay EE, Casanova PM (2011) Soil properties influencing phytoparasitic
342 nematode population on Chilean vineyards. *Chilean Journal of Agricultural Research* 71: 240-
343 248.

344

345 Goulart AMC (2008) Aspectos gerais sobre nematoides das lesões radiculares (Gênero
346 *Pratylenchus*). 1ª. Ed. Planaltina, Brasília. Embrapa cerrados.

347

348 Hussey RS, Barker KR (1973) A comparison of methods of collecting inocula for
349 *Meloidogyne* spp., including a new technique. Plant Disease Reporter 57: 1025-1028.

350

351 Inomoto, MM, Machado ACZ, Antedomencio SR (2007) Reação de *Brachiaria* spp. e
352 *Panicum maximum* a *Pratylenchus brachyurus*. 32: 341-344.

353

354 Jenkins WR (1964) A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from
355 soil. Plant Disease Reporter 48: 692.

356

357 Kimenju JW, Karanja NK, Mutua GK, Rimberia BM, Wachira PM (2009) Nematode
358 community structure as influenced by land use and intensity of cultivation. Tropical and
359 Subtropical Agroecosystems 11: 353-360.

360

361 Koffler NP, Lima JFWF, Lacerda JF, Santana JF, Silva MA (1986) Caracterização edafo-
362 climática das regiões canavieiras do Brasil: Pernambuco. Boletim do Programa nacional de
363 melhoramento da cana-de-açúcar 78.

364

365 Kubo RK, Machado ACZ, Oliveira CMG (2013) Nematoides fitoparasitos da bananeira. In:
366 Nogueira EMC, Almeida IMG, Ferrari JT, Beriam LOS (Ed.) Bananicultura: manejo
367 fitossanitário e aspectos econômicos e sociais da cultura. São Paulo: Instituto Biológico p.
368 136-163.

369

370 Li Q, Liang W, Ou W (2007) Responses of nematode communities to different land uses in an
371 aquatic brown soil. *Biodiversity Science* 15: 172-179.

372

373 Machado ACZ, Beluti DB, Silva RA, Serrano MAS Inomoto MM (2006) Avaliação de danos
374 causados por *Pratylenchus brachyurus* em algodoeiro. *Fitopatologia Brasileira* 31:11-16.

375 Mai WF, Mullin PG, Lyon HH, Loeffle K (1997) Plant-parasitic nematodes: a pictorial key to
376 genera. 5th Ed. Ithaca, NY. Cornell University Press.

377

378 Mattos DSS, Pedrosa EMR, Guimarães LMP, Rodrigues CVMA, Barbosa NMR (2011)
379 Relações entre a nematofauna e atributos químicos de solo com vinhaça. *Nematropica* 41: 28-
380 38.

381

382 Mondino EA, Tavares OCH, Ebeling AG, Figueira AF, Quintero EI, Berbara RLL
383 (2009) Avaliação das comunidades de nematoides do solo em agroecossistemas orgânicos.
384 *Acta Scientiarum Agronomy* 31: 509-515.

385

386 Moraes MAFD, Oliveira FCR, Diaz-chavez RA (2015) Socio-economic impacts of Brazilian
387 sugarcane industry. *Environmental Development, London* 16: 31-43.

388

389 Neuwirth E (2014) R Color Brewer: Color Brewer Palettes. R package version 1.1-2.
390 Disponível em: <https://CRAN.R-project.org/package=RColorBrewer>.

391

392 Noronha MA, Muniz MFS, Cruz MM, Assunção MC, Castro JMC, Oliveira ERL, CGS,
393 Machado ACZ (2017) *Meloidogyne* and *Pratylenchus* species in sugarcane fields in the state
394 of Alagoas, Brazil. *Ciência Rural Santa Maria* 47: 1-33.

395 Novaretti WRT, Reis AM (2009) Influência do método de aplicação de nematicidas no
396 controle de *Pratylenchus zeae* em soqueiras de cana-de-açúcar e definição dos níveis de dano
397 e de controle. *Nematologia Brasileira* 33: 83-89.

398

399 Oksanen J, Blanchet FG, Friendly M, Kindt R, Legendre P, McGlenn D, Minchin PR, O'Hara
400 RB, Simpson GL, Solymos P, Stevens MHH, Szoecs E, Wagner H (2017) *Vegan*:
401 *Community Ecology Package*. R package version 2.4-4. <https://CRAN.R-project.org>.

402

403 Orsini IP, Homechin M, Bueno JT, Sumida CH, Bagio TZ, Santiago DC (2010) População
404 de nematoides em solos cultivados com cana-de-açúcar sob diferentes manejos. *Nematologia*
405 *Brasileira* 34: 159-163.

406

407 Olabiyi TI, Olayiwola AO, Oyediran GO (2009) Influence of soil textures on distribution of
408 phytonematodes in the South Western World. *Journal of Agricultural Sciences* 5: 557-560.

409

410 Oliveira ECA, Freire FJ, Oliveira RI, Oliveira AC, Freire MBG (2011) Acúmulo e alocação
411 de nutrientes em cana-de-açúcar. *Revista Ciência Agronômica* 42: 579-588.

412

413 Pattison AB, Moody PW, Badcock KA, Smith LJ, Armour JA, Rasiah V, Cobon J A,
414 Gulino LM, Mayer R (2008) Development of key soil health indicators for the Australian
415 banana industry. *Applied Soil Ecology* 40: 155-164.

416

- 417 Porto, ACF, Pedrosa EMR, Guimarães LMP, Oliveira WJ (2018) manejo de fitonematoides
418 em cana-de-açúcar. Boletim da Estação Experimental de cana-de-açúcar de Pernambuco 1.
419
- 420 R Core Team (2017) R: A language and environment for statistical computing. R Foundation
421 for Statistical Computing, Vienna, Austria. Disponível em: <https://www.R-project.org/>.
422
- 423 Ribeiro RCF, Xavier FRP, Xavier AA, Almeida VF, Mizobutsi EH, Campos VP, Ferraz S,
424 Dias-Arieira CR (2009) flutuação populacional e efeito da distância e profundidade sobre
425 nematoides em bananeira no Norte de Minas Gerais. Revista Brasileira de Fruticultura
426 31:111-113.
427
- 428 Rinaldi LK, Nunes J, Montecelli TDN (2014) Efeito de texturas do solo sobre populações de
429 *Meloidogyne javanica* e *Meloidogyne incognita* em soja. 7:83-101.
430
- 431 Ritzinger CHSP, Fancelli M, Ritzinger R (2010) nematoides: bioindicadores de
432 sustentabilidade e mudanças edafoclimáticas. Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal
433 32: 1289-1296.
434
- 435 Rodrigues CVMA, Pedrosa EMR, Oliveira AKS, Leitão DAHS, Barbosa NMR, Oliveira NJV
436 (2011) Distribuição vertical da nematofauna associada à cana-de-açúcar. Nematropica 4:15-
437 11.
438
- 439 Rocha MR, Carvalho Y, Corrêa GC, Cattini GP, Ragagnin O (2006) Efeito da textura do solo
440 sobre população de *Heterodera glycines*, 30:11-15.
441

- 442 Santos DA, Dias-Arieira CR, Souto ER, Fabio Biela F, Cunha TPL, Rogerio F, Silva TRB,
443 Klayton KF (2012) Reaction of sugarcane genotypes to *Pratylenchus brachyurus* and *P. zaeae*
444 Journal of Food, Agriculture & Environment 10 : 585-587.
- 445 Severino JJ, Dias-Arieira CR , Tessmann DJ (2010) Nematodes associated with sugarcane
446 (*Saccharum* spp.) in sandy soils in Paraná, Brazil. Nematropica 40:111-119.
- 447
- 448 Severino JJ, Dias-Arieira CR, Tessmann DJ, Souto ER (2008) Identificação de populações
449 de *Meloidogyne* spp. Parasitas de cana-de-açúcar na região Noroeste do Paraná pelo fenótipo
450 da Isoenzima esterase. Nematologia Brasileira 32:206-211.
- 451
- 452 Silva AP, Pedrosa EMR, Chaves A, Maranhão SRVL, Guimarães LMP, Rolim MM (2012)
453 Reação de variedades de cana-de-açúcar ao parasitismo de *Meloidogyne incognita* e *M.*
454 *enterolobii*, Revista Brasileira de Ciências Agrárias 7: 814-819.
- 455
- 456 Silva LMA, Pedrosa EMR, Vicente TFS, Cardoso MSO, Castro DB, Rolim MM (2017)
457 Seasonal variation of plant-parasitic nematodes and relationship with nutritional and growth
458 properties of sugarcane plantations. Tropical plant Pathology 42: 132-136.
- 459
- 460 Silva MS, Bandeira MA, Maranhão SRVL, Carvalho RM, Pedrosa EMR (2016)
461 Comportamento de genótipos RB de cana-de-açúcar ao parasitismo dos nematoides das
462 galhas. Revista Brasileira de Ciências Agrárias 11: 73-79.
- 463
- 464 Steven A, Sunday S, Fisayo D (2014) Biodiversity of plant-parasitic nematodes of sugarcane
465 in bacita, nigeria. journal of entomology and Nematology 6: 71-79.

466

467 Trindade MB, Lins-Silva ACB, Silva HP, Figueira SB, Schessl M (2008) Fragmentation of
468 the Atlantic rainforest in the northern coastal region in Pernambuco, Brazil: recent changes
469 and implications for conservation. *Bioremediation, Biodiversity and Bioavailability* 2: 5-13.

470

471 Vasconcelos ACM, Prado H, Landell MGA (2004) Desenvolvimento do Sistema Radicular
472 da Canade-açúcar e características físico-hídricas e químicas dos ambientes de produção.
473 Boletim técnico Rhizocana 31.

474

475 Warnes GR, Bolker B, Bonebakker L, Gentleman R, Liawn WHA, Lumley T, Maechler M,
476 Magnusson A, Moeller S, Schwartz M, Venables B (2016) g plots: Various R Programming
477 Tools for Plotting Data. R package version 3.0.1. Disponível em: <https://CRAN.R-project.org>.

478

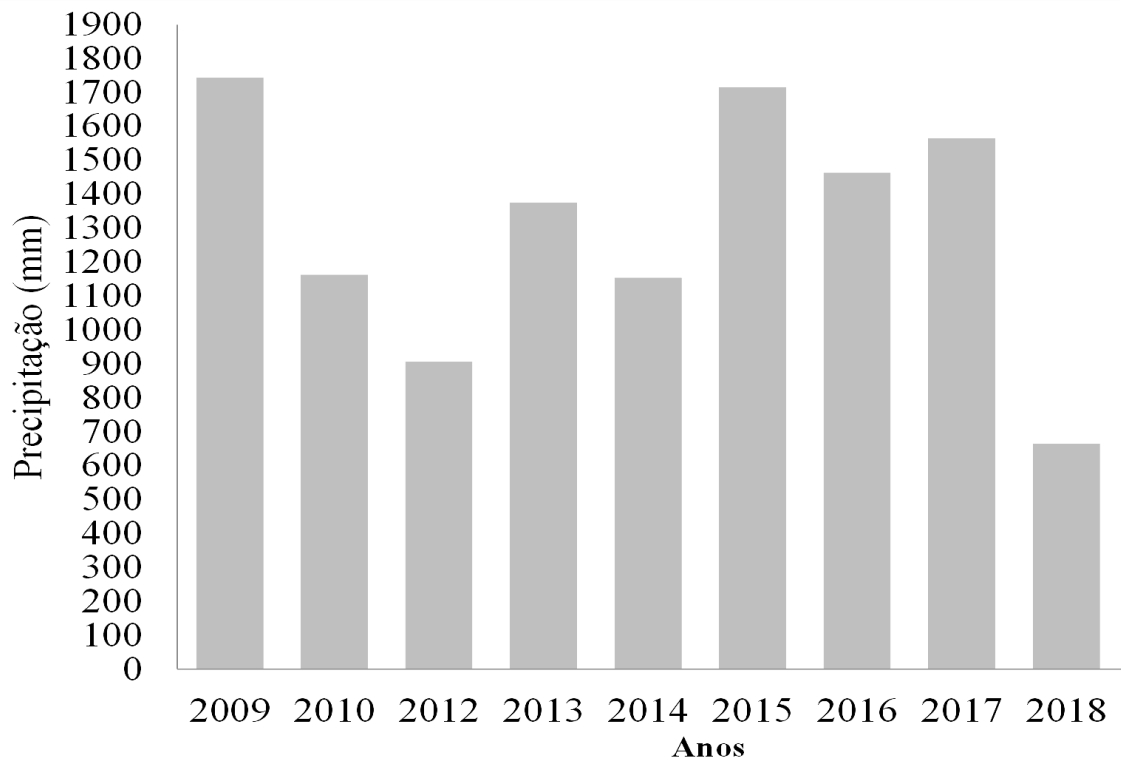
479

480

481

482

483



484

485 Figura 1. Precipitação média dos anos de 2009-2018, e dos trimestres avaliados nos
486 respectivos anos nos estados do Rio Grande do Norte, Alagoas e Pernambuco.

487

488

489

490

491

492

493

494

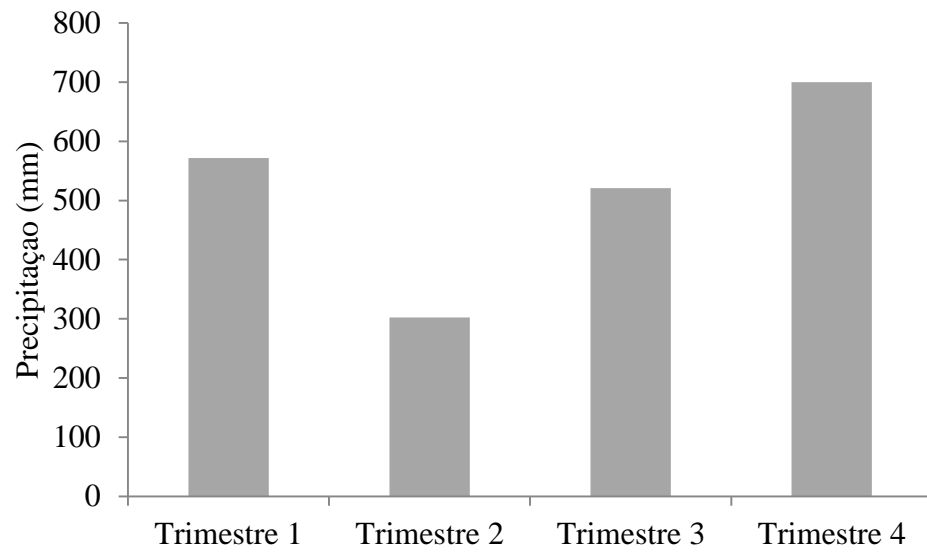
495

496

497

498

499



500

501

Figura 2. Média da precipitação de cada trimestre ao longo dos anos.

502

503

504

505

506

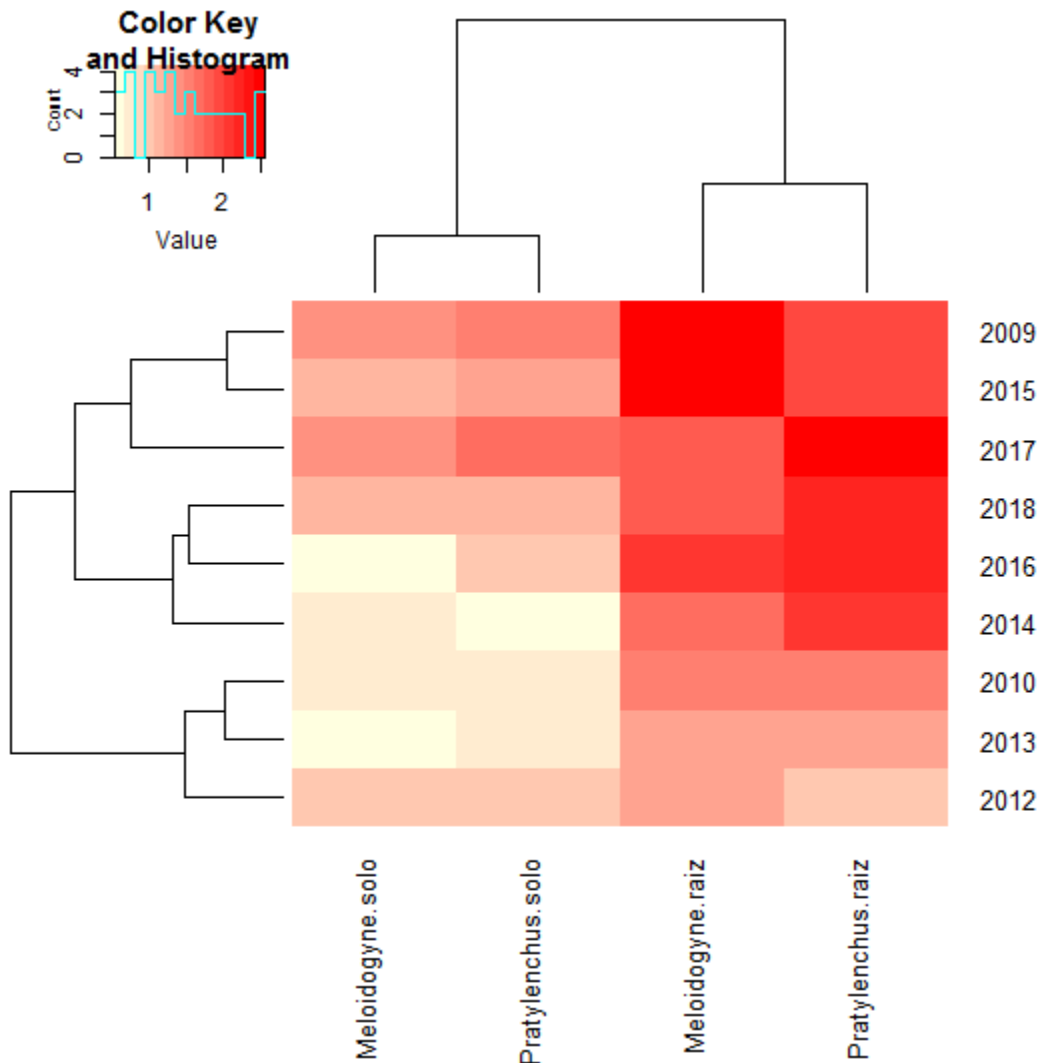
507

508

509

510

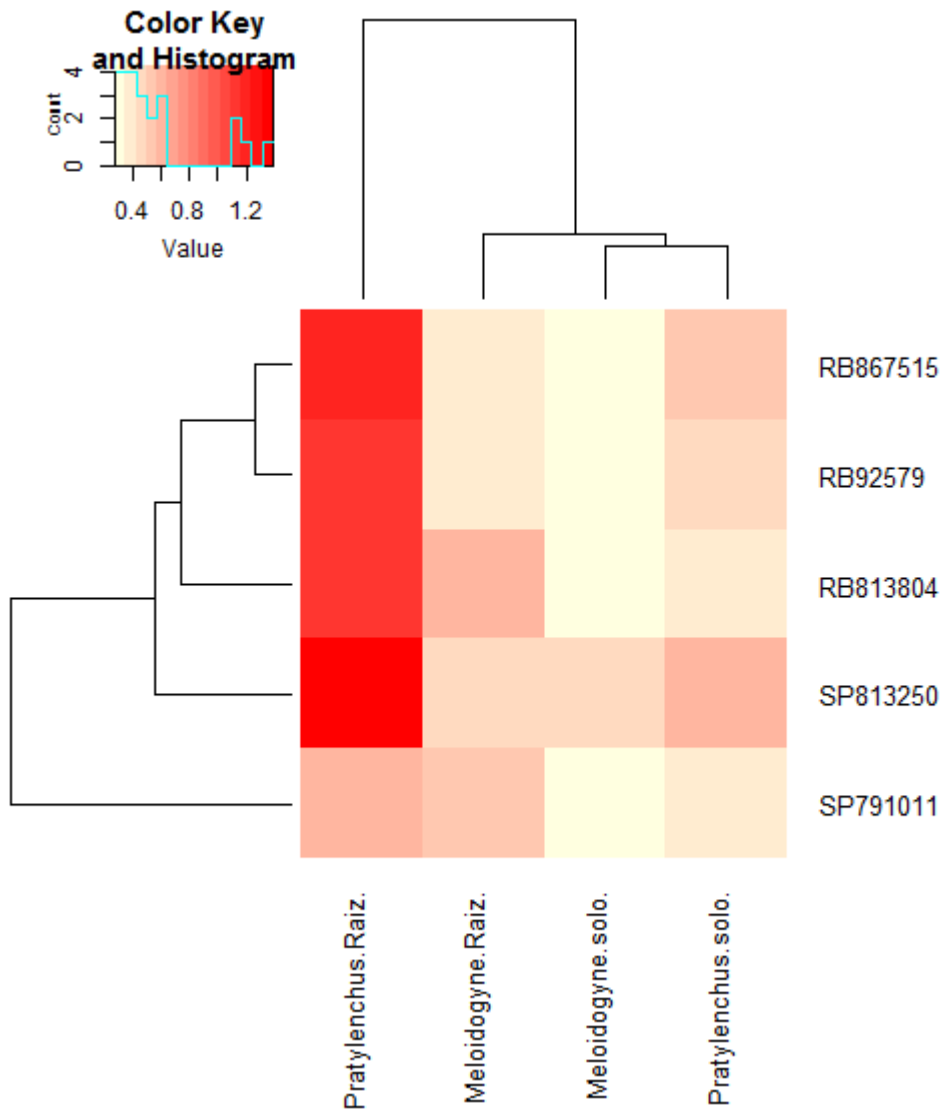
511



512

513

514 **Figura 3.** Heatmap representando a análise hierárquica de agrupamento de *Meloidogyne* e
 515 *Pratylenchus* no solo e na raiz da cana-de-açúcar nos anos de 2009 a 2018. Os dendogramas
 516 no eixo Y representam os anos de amostragem, enquanto que, no eixo X, representam a
 517 densidade populacional de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* no solo e na raiz nas áreas de
 518 amostragem. A escala de cores apresenta os dados populacionais transformados para log
 519 (x+1).



520

521 **Figura 4.** Heatmap representando a análise hierárquica de agrupamento *Meloidogyne* e
 522 *Pratylenchus* no solo e raiz e das variedades de cana-de-açúcar. Os dendogramas no eixo Y
 523 representam as variedades de cana-de-açúcar, enquanto que, no eixo X representam a
 524 densidade populacional de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* no solo e na raiz encontrados nas
 525 áreas de amostragem. A escala de cores apresenta os dados populacionais transformados para
 526 $\log(x+1)$.

527

528

529

530 **Tabela 1.** Número de espécimes de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* coletados nos quatro
 531 trimestres dos anos de 2009 a 2018.

Trimestre	<i>Meloidogyne</i> sp.		<i>Pratylenchus</i> sp.	
	Raiz	solo	Raiz	Solo
janeiro- março	186,91b	7,3b	76,97a	16,68a
abril- junho	4,78c	5,4c	145,04b	11,48b
julho- setembro	176,23b	11,27ab	121,35b	5,67c
outubro- dezembro	351,95a	13,64a	131,25b	18,95a
CV%	228,62	124,24	118,39	108,67

532 Para análise estatística os dados foram transformados para $\log_{10}(x+1)$ e apresentados os dados
 533 originais. Médias seguidas por mesma letra minúscula na coluna não diferem estatisticamente
 534 ao nível de 5 % de probabilidade pelo teste de Tukey.

535

536

537

538

539

540

541

542

543

544 **Tabela 2.** Número de espécimes de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* nos anos de 2009 a 2018
 545 avaliados em áreas irrigadas e sem irrigação com textura arenosa e argilosa.

	<i>Meloidogyne</i>		<i>Pratylenchus</i>	
	solo	raiz	solo	raiz
irrigação				
irrigada	11,85a	199,46a	45,74a	10,26a
não irrigada	15,31a	99,24b	0,36b	4,75b
Textura do solo				
arenosa	19,2b	164,82a	48,01a	7,34b
argilosa	6,11b	121,28a	0,63b	8,1a

546 Para análise estatística os dados foram transformados para $\log_{10}(x+1)$ e apresentados os dados
 547 originais. Médias seguidas por mesma letra minúscula na linha não diferem estatisticamente
 548 ao nível de 5 % de probabilidade pelo teste de Tukey.

547

548

549

550

551

552

553

554

555

556 **Tabela 3.** População de *Meloidogyne* sp., e *Pratylenchus* sp., em 20 g de raiz e 300 cm³ em
 557 cana nos anos de 2009 a 2018.

Variedade	<i>Meloidogyne</i>		<i>Pratylenchus</i>	
	Raiz	Solo	Raiz	Solo
RB813804	51,96ab	11,64ab	153,13a	13,19b
RB867515	62,14ab	13,93ab	156,96a	25,71a
RB92579	142,45ab	11,96ab	167,67a	19,88ab
SP791011	30,67b	9,47b	36,35b	14,67b
SP8133250	180,89a	23,58a	210,91a	23,58a
CV%	191,61	141,51	125,96	132,8

558 Para análise estatística os dados foram transformados para $\log_{10}(x+1)$ e apresentados os dados
 559 originais. Médias seguidas por mesma letra minúscula na linha não diferem estatisticamente ao
 560 nível de 5 % de probabilidade pelo teste de Tukey.

561

562

563

564

565

566

CAPITULO III

Utilização de piraclostrobina como indutor de resistência no manejo de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* em cana-de-açúcar

*a ser submetido na tropical plant Pathology

1 Utilização de piraclostrobina como indutor de resistência no manejo de *Meloidogyne* e
2 *Pratylenchus* em cana-de-açúcar

3 Rezanio Martins Carvalho¹, Andrea Fiuza Chaves Porto², Elvira Maria Regis Pedrosa¹,
4 Sandra Roberta Vaz Lira Maranhão¹, Weverson Lima Fonseca³, Lilian Margarete Paes
5 Guimarães¹

6 1. Departamento de Fitossanidade, Universidade Federal Rural de Pernambuco, 52171-900
7 Recife, PE, Brasil.

8 2. Estação Experimental de Cana-de-açúcar de Carpina (EECAC), Universidade Federal
9 Rural de Pernambuco (UFRPE), 55812-010 Carpina PE, Brasil.

10 3. Departamento de Fitotecnia, Universidade Federal do Ceará, 60356-001 Fortaleza, CE,
11 Brasil.

12 Autora para correspondência: lilian.guimaraes@ufrpe.br

13 Resumo

14 O Brasil é o maior produtor de cana-de-açúcar no entanto, a região nordeste apresenta
15 baixa produtividade, quando comparada ao centro-sul do País. Essa baixa produtividade está
16 relacionada a diversos fatores, tanto abióticos e bióticos, entre os bióticos os causados por
17 fitonematoides. Com destaque para os do gênero *Meloidogyne* e *Pratylenchus* o objetivo do
18 trabalho foi avaliar em campo, os efeitos do produtos piraclostrobina sobre o parasitismo de
19 *Pratylenchus* e *Meloidogyne* em relação ao desenvolvimento da cana-de-açúcar.. O
20 delineamento experimental utilizado foi em blocos ao acaso com os tratamentos em arranjo
21 fatorial duas (variedades: RB002754 e RB86751) X (piraclostrobina, carbofuran testemunha)
22 e cinco repetições. As parcelas foram constituídas por cinco linhas com 10 metros de
23 comprimento cada uma. Não houve diferença significativa entre os tratamentos. Estudos para

24 verificar a eficiência da piraclostrobina como indutor de resistência deve ser realizado
25 principalmente testando novas dosagens e modos de aplicação.

26

27 Palavras chaves: estrobilurinas, fungicidas, métodos de aplicação , *saccharum*.

28

29 Abstratct

30 Brazil is the largest producer of sugarcane (*Saccharum officinarum*); however, the northeast
31 region has low productivity, when compared to the center-south of the country. This low
32 productivity is related to several factors, both abiotic and biotic, among biotic ones caused by
33 phytonematoids. The most important for the crop are those of the genus *Meloidogyne* sp., And
34 *Pratylenchus* sp. the objective of the work was to evaluate in the field the effects of the
35 products pyraclostrobin and Carbofuran on the parasitism of *Pratylenchus* sp., and
36 *Meloidogyne* sp., in relation to the development of sugarcane. The experiment was carried out
37 at the Santa Teresa Plant, in the municipality of Goiana-PE. In the 2015/2016 harvest. The
38 experimental design was a randomized complete block design with six treatments and five
39 replications. The plots consisted of five lines each 10 meters long. Two sugarcane genotypes
40 of the RIDESA / UFRPE / EECAC Genetic Improvement Program (RB002754 and
41 RB867515), both susceptible to nematodes, were used. Each genotype was treated with
42 pyraclostrobin as and resistance inducer for phytonematoids, carbofuran as nematicide alone,
43 and the control. For the treatments there was no significant difference, but the best results
44 were observed in the treatments that received the application of pyraclostrobin, for number of
45 tillers, ton of cane per hectare and nematodes in 20 grams of root for both *Pratylenchus* sp.,
46 And for *Meloidogyne* sp . Thus, the application of pyraclostrobin in sugarcane for the

47 management of nematodes is advisable since it can reduce the expenses of the producer,
48 because the product besides being a fungicide possess inductor action.

49 Keywords: *Saccharum* spp., Strobilurins, resistance induction.

50 Introdução

51 Mundialmente a cana-de-açúcar destaca-se pela relevância no comércio global de
52 produtos agrícolas e, no Brasil, pelo importante papel econômico e social (Moraes et al.
53 2015), onde tem sido usada para a produção de açúcar e etanol (Dias et al. 2014). Esse setor
54 produtivo se destaca tanto no mercado interno, quanto no externo em função da necessidade
55 de alternativas energéticas sustentáveis, e de menor impacto sobre as mudanças climáticas.
56 (Cheavegatti-Gianotto et al. 2011; Octaviano 2011).

57 O Brasil é o maior produtor mundial de cana-de-açúcar, com uma área estimada em
58 8,73 milhões de hectares (Conab 2018). No entanto vários fatores limitam a produtividade da
59 cana-de-açúcar no país, dentre estes, o baixo nível tecnológico dos produtores, grandes áreas
60 de produção em monocultivo que podem favorecer ao surgimento de pragas e doenças,
61 levando a níveis de danos consideráveis para a economia (Gassen 2010). O hábito semiperene
62 da cultura a submete a diferentes formas de estresses bióticos e abiótico no campo, os quais
63 agravam a severidade das pragas e patógenos, destacando-se os fitonematoides (Oerke 2006;
64 Chaves et al. 2009; Novaretti e Reis 2009). Dentre as espécies de fitonematoides *Meloidogyne*
65 *javanica* (Treub) Chitwood, *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood e *Pratylenchus zae*
66 *Grahan* são os mais agressivos (Barbosa et al. 2013; Steven et al. 2014). Os prejuízos
67 causados variam com a densidade populacional no solo, e com o grau de
68 resistência/suscetibilidade das plantas, podendo variar de 20 e 40% em cana-planta e,
69 conseqüentemente, também reduzir a produtividade da soqueira, interferindo na longevidade
70 do canavial (Dinardo-Miranda et al. 2008).

71 Entre as medidas de manejo adotadas para reduzir as populações de fitonematoides em
72 cana-de-açúcar, o uso de produtos químicos é o mais utilizado, contudo os nematicidas não
73 erradicam o nematoide, apenas reduzem as populações temporariamente, o que gera
74 dependência de aplicações sistemáticas nas áreas infestadas onerando os gastos do produtor e
75 aumentando a degradação do meio ambiente (Khallouk et al. 2011). No entanto o uso de
76 variedades resistentes ou tolerantes constitui um dos métodos mais recomendados por ser
77 mais prático e econômico (Dinardo-Miranda et al. 2008). Entretanto, não existe variedades
78 resistentes a pelo menos uma das espécies de fitonematoides de importância econômica (Dias-
79 Arieira et al. 2010).

80 Desta forma, a indução de resistência surge como uma das medidas alternativas ao
81 manejo químico (Assunção et al. 2010). A indução de resistência pode ser definida como
82 Resistência Sistêmica Induzida (RSI), quando essa é ativada por microrganismos não
83 patogênicos, e tem como substância relacionada à defesa das plantas o ácido jasmônico e o
84 etileno, ou Resistência Sistêmica Adquirida (RSA), desencadeada por indutores abióticos e/ou
85 quando há interação planta-patógeno sendo mediada pelo ácido salicílico (Henry et al. 2012;
86 Thakur e Sohal 2013).

87 Diversas são as vantagens observadas com a utilização de indutores, tais como:
88 efetividade contra diversos patógenos; estabilidade devido à ação de diferentes mecanismos
89 de resistência, e caráter sistêmico (Santos et al. 2013). Guimarães et al. (2010) estudando a
90 ação de metil jasmonato e silicato de potássio em cana-de-açúcar parasitada por *M. incognita*,
91 observaram que a utilização dos indutores reduziu o número de nematoides por grama de
92 raiz, afetando diretamente o nematoide e a atividade enzimática na planta, como provável
93 reação de defesa.

94 Puerari et al. (2015) avaliaram indutores de resistência no manejo de nematoides das
95 lesões radiculares em cultivares resistentes e suscetíveis de milho, e observaram que as planta

96 tratadas tiveram maior altura quando comparada com as que não receberam o indutor; a
97 fitomassa seca e fresca foram superiores em plantas tratadas. Enquanto o número de
98 nematoides na raiz foram diminuindo.

99 Resultado semelhantes foram obtidos por Cardoso et al (2017), com a aplicação dos
100 de Acibenzolar-S-Metil, Stimulate® e EcolifeB® no manejo dos nematoides das galhas em
101 soja, e por Chaves et al (2014), com o fungicida piraclostrobina em de cana-de-açúcar. Neste
102 estudo os tratamentos com a utilização dos produtos as formas adultas dos nematoides foram
103 reduzidas significativamente quando comparados com a testemunha. Entretanto, mais estudos
104 são necessários a comprovação dos resultados em campo.

105 Diante do exposto o objetivo do trabalho foi avaliar em campo, o efeito da
106 piraclostrobina sobre o parasitismo de *Pratylenchus* e *Meloidogyne* no desenvolvimento da
107 cana-de-açúcar.

108 Material e métodos

109 Local do estudo

110 O experimento foi conduzido na zona canavieira do Litoral Norte de Pernambuco, na
111 Usina Santa Teresa, Goiana-PE. A partir do histórico da Usina em relação a problemas
112 nematológicos, a área selecionada para a condução do experimento foi o Engenho Itapirema
113 de Baixo, lote 50, com alta infestação de fitonematoides coordenadas geográficas 07°33' S,
114 35°00' W e altitude de 13 m, e predominância de solos com textura arenosa. Prevalece nesta
115 região o tipo climático tropical chuvoso com verão seco, cuja temperatura média anual é da
116 ordem de 24,8°C (Koffler et al. 1986, e pluviosidade média de 1400 mm. s. As correções de
117 pH do solo, adubação do campo e demais tratos culturais foram realizados conforme a sistema
118 de produção canavieira da Usina.

119 O desenho experimental utilizado foi em blocos ao acaso, com seis tratamentos: em
120 arranjo fatorial 2 (variedades RB002754 e RB867515) X 3 (piraclostrobina 500 mL p. c. /ha⁻¹

121 testemunha tratada com carbofuran e testemunha não tratada e cinco repetições. Cada parcela
122 foi constituída por cinco linhas com 10 metros de comprimento e espaçadas de 1,20 m, sendo
123 usadas as três linhas centrais para análises das variáveis estudadas de cada tratamento. Os
124 genótipos de cana-de-açúcar sados são provenientes do Programa de Melhoramento Genético
125 da *RIDESA/UFRPE/EECAC* ambos suscetíveis aos nematoides. Os produtos foram aplicados
126 nos rebolos já no sulco de plantio com o auxílio de uma bomba costal com capacidade para 20
127 litros.

128 As análises quantitativas de fitonematoides foram realizadas a cada três meses durante
129 todo o ciclo da cultura até os 12 meses por ocasião da colheita da cana planta.

130 As amostras foram retiradas em três pontos nas três linhas centrais de cada parcela, sendo
131 coletadas cinco 'sub-amostras 'simples em sistema de ziguezague, para formar uma amostra
132 composta, e homogeneizada para retirada de aproximadamente 100g de raiz e 1 kg de solo,
133 totalizando 60 amostras para cada época de amostragem, ou seja, 30 amostras de solo e 30 de
134 raízes.

135 As amostras foram acondicionadas em sacos plásticos etiquetados e encaminhadas ao
136 laboratório de Fitonematologia da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE).

137 Ao chegarem ao Laboratório, as amostras foram homogeneizadas e processadas
138 imediatamente para extração, a partir de 300 cm³ de solo, utilizando-se o método da flotação
139 centrífuga diluída em solução de sacarose (Jenkins 1964). As amostras de raízes, 20 gramas
140 foram processadas utilizando-se a técnica de maceração rápida em liquidificador, por 20
141 segundos em velocidade média, associada ao método de flotação centrífuga diluída em
142 solução de sacarose (Hussey e Barker 1973). As suspensões contendo os fitonematoides
143 foram mantidas sob-refrigeração (4-6 °C) para posterior identificação e contagem dos
144 espécimes em lâmina de peters sob microscópio ótico, segundo Mai et al (1997). O numero de

145 perfilhos foi determinado no sexto mês após o plantio sendo contados todos os perfilhos
146 existentes na parcela de cada tratamento

147 O corte de cana planta foi realizado no décimo segundo mês após o plantio foi
148 determinada a produtividade por área, estimada efetuando-se a pesagem de todos os colmos
149 da parcela com retirada toda a palhada para que não tivesse interferência no peso dos colmos,
150 transformando-os posteriormente em TCH por meio da seguinte equação (Peso total da
151 parcela x 10 / área útil da parcela em m²) (Dutra Filho et al. 2011). O teor de sólidos solúveis
152 (BRIX) foi mensurado com refratômetro de campo, representado por uma leitura de amostra
153 homogênea do caldo de oito colmos retirados aleatoriamente de cada parcela seguindo a
154 metodologia proposta por (Fernandes 2003).

155 Análise estatística

156 Os dados das estimativas populacionais dos fitonematoides foram transformados para \log_{10}
157 $(x+1)$ e testados pela análise medidas repetidas no tempo e quando necessário às médias
158 comparadas pelo Teste Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Para as demais variáveis foi
159 realizado análise de variância. Os dados das características agronômicas foram transformadas
160 para $\sqrt{x+0,5}$, com o objetivo de normalizar e homogeneizar as variâncias.

161 Resultados

162 O número de perfilho, produtividade variáveis industriais , não apresentaram efeito
163 significativo pelo teste F ao nível de 5% de probabilidade (Tabela 2). Para as características
164 de parasitismos tanto para *Pratylenchus* no solo e na raiz quanto para *Meloidogyne* também
165 não houve diferenças significativa (tabela 3, 4, 5 e 6).

166 Discussão

167 Apesar de não haver diferença significativa entre os tratamentos em relação ao número
168 de perfilhos, observa-se um efeito positivo da piraclostrobina aplicada na variedade
169 RB867515. Ao longo dos anos estudos para avaliar o efeito benéfico das estrobilurinas têm
170 sido desenvolvidos (Bartlett et al. 2002) e cada vez vem se tornando mais intensos em razão
171 de algumas evidências que mostraram que este grupo pode influenciar diretamente processos
172 fisiológicos de plantas não infectadas por patógenos , caracterizando esta propriedade como
173 efeito aditivo ou efeito fisiológico positivo (Lima et al. 2012). A piraclostrobina por ser um
174 fungicida do grupo das estrobilurinas, apresenta efeitos fisiológicos sobre as plantas (Köehle
175 et al. 2003) a molécula atua inibindo a respiração mitocondrial, pelo bloqueio da transferência
176 de elétrons do complexo III (complexo bc1) da cadeia transportadora de elétrons na
177 mitocôndria (Parreira et al. 2010).

178 O fato da planta absorver certa quantidade do fungicida aplicado, mudanças no
179 metabolismo e crescimento da planta podem ocorrer, sem ter relação com a defesa da planta
180 contra o ataque de patógenos (Lima et al. 2012). Além da ação fungicida, a piraclostrobina
181 atua de forma positiva sobre a fisiologia da planta que vai desde o efeito verdejante,
182 influência na regulação hormonal, assimilação de carbono e nitrogênio, retardo na
183 senescência, estresse oxidativo em plantas e indução de resistência a vírus (Tofoli 2002;
184 Venâncio et al. 2003). Lopes (2016) estudou as respostas fisiológicas em três cultivares de
185 cana-de-açúcar entre ela a RB867515 submetidas à aplicação do fungicida à base de
186 piraclostrobina concluiu que a aplicação de piraclostrobina promove um incremento da taxa
187 fotossintética das cultivares de cana-de-açúcar estudada, ocasionando, assim, um maior
188 acúmulo de biomassa. Mesmo fato ocorreu com as plantas tratadas com a piraclostrobina que
189 apresentaram maior crescimento quando comparadas com as plantas sem aplicação. Para a
190 variável produtividade observa-se que houve um aumento de 15,53 % no tratamento que
191 recebeu piraclostrobina, corroborando com Lopes (2016) que avaliou respostas fisiológicas

192 em cana-de-açúcar submetida à aplicação de piraclostrobina obteve um incremento de 13 t/
193 ha⁻¹. Em estudos com plantas C3, os autores observaram um aumento da produtividade em
194 soja (*Glycine max*) (Fagan et al. 2010), feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*) (Kozłowski et al.
195 2009), na cultura do algodoeiro (*Gossypium* L.) (Harvey 2002), e na cultura da bananeira
196 (*Musa* spp.) (Lima et al. 2012). Diversos trabalhos vêm sendo desenvolvido na última
197 década, avaliando possíveis efeitos benéficos de diferentes fungicidas sobre as plantas, dentre
198 eles o do grupo das estrobilurinas. Pois este grupo apresenta influências visíveis no
199 desempenho fisiológico da planta, principalmente, relacionado com o aumento de
200 produtividade (Pinto 2010).

201 Diversos estudos relataram que, após a aplicação de estrobilurinas, as plantas
202 apresentaram alterações fisiológicas, por exemplo, folhas mais verde, com mais clorofila
203 maior desenvolvimento e aumento da fotossíntese líquida, devido à redução da respiração;
204 incremento da assimilação do nitrogênio por meio do aumento da atividade da enzima
205 redutase do nitrato, provocando melhor balanço hormonal, aumentando os níveis de ácido
206 indolacético (AIA) e o ácido abscísico (ABA) e diminuindo a produção de etileno (Venancio
207 et al. 2003; Soares et al. 2011).

208 Dentro deste grupo, destaca-se a piraclostrobina, que apresenta longa duração, amplo
209 espectro de ação que são as principais características que permitem com que o produto
210 contribua para altos rendimentos. Além disso, apresenta efeitos positivos e adicionais ao
211 rendimento da cultura devido à sua atuação sobre a fisiologia da planta (Kozłowski et al.
212 2009).

213 Ao analisar as épocas, observa-se que a população dos nematoides aumentou ao longo
214 do tempo o que já era de se esperar, pois a ação dos produtos diminui com o tempo de
215 aplicação o que leva a necessidade de reaplicação para manter o efeito durante o ciclo da
216 cultura. Uma vez que os fungicidas do grupo das estrobilurinas possuem efeito que confere as

217 plantas maiores tolerância a estresses abióticos devido à sua ação no metabolismo do ácido
218 abscísico e de enzimas antioxidantes algumas delas responsáveis pela indução de resistência
219 contra patógenos como a peroxidase (Venancio et al. 2003).

220 Trabalhos sobre indutores de resistência para o controle de *Pratylenchus* sp., vem
221 mostrando resultados promissores. Dias-Arieira et al (2012) avaliaram o fosfito de potássio
222 que tem efeito comprovado como indutor de resistência observaram que o mesmo foi eficaz
223 na redução da população de *P. brachyurus* no milho (*Zea mays*), provavelmente devido a
224 capacidade do fosfito de estimular os mecanismos de defesa da plantas, envolvendo a
225 produção de fitoalexinas. Puerari et al (2015) avaliaram a eficiência de indutores de
226 resistência, no manejo de nematoides na cultura do milho observaram que os indutores
227 estudados, apresentaram os melhores resultados quando comparados com a testemunha não
228 tratada, com reduções no numero de nematoides variando de 38,3% a 86,5% . Chaves et al
229 (2004) estudaram o indutor acibenzolar-s-metil no manejo de populações mistas de
230 *Meloidogyne* sp., e *Pratylenchus* sp., na cultura da cana-de-açúcar e observaram que o indutor
231 foi eficiente no controle das populações de nematoides. Corte et al (2014) analisaram a
232 tecnologia de aplicação de agrotóxicos no sulco de plantio para controle de fitonematoides em
233 soja incluindo a piraclostrobina, e observaram que os tratamentos que receberam a aplicação
234 dos produtos incluindo a mistura de fipronil+tiofanato-metílico + piraclostrobina (30+27+3g
235 i.a. ha⁻¹) apresentaram resultados promissores no manejo de *P. brachyurus* na cultura da soja.

236 Estudo de indução de resistência no controle de nematoides vem aumentando no
237 decorrer dos anos, e tem se centrado em vários indutores para controlar diversas espécies de
238 nematoides em varias culturas de importância econômica dentre estas a cana de açúcar
239 (Molinari e Baser 2010; Puerari et al. 2013a).

240 Para *Meloidogyne* sp., por 20 gramas de raiz observa-se que as menores medias foram
241 encontrada no tratamento com piraclostrobina para a variedade RB867515 e ao analisar as

242 épocas de avaliação observa-se que houve um decréscimo na população. Isso se deve pelo
243 fato da piraclostrobina ter expressado um efeito de indução na cana-de-açúcar. Esse efeito da
244 piraclostrobina de possível indutor já foi demonstrado por Chaves et al (2014), que avaliou a
245 aplicação do fungicida piraclostrobina na variedade RB8667515, observaram que nos
246 tratamentos com a utilização do produto, as formas adultas dos nematoides foram reduzidas
247 significativamente quando comparados com a testemunha (sem a utilização de
248 piraclostrobina). Chaves et al. (2016) avaliou a ativação da resistência de cana-de-açúcar da
249 variedade RB867515, a *Meloidogyne incognita*, com aplicação de piraclostrobina e
250 carbofuran em combinações, observaram que houve um aumento da atividade da enzima
251 peroxidase 5 dias, após a inoculação das plantas. E aos 20 dias, após a inoculação houve um
252 aumento da atividade de ascorbato, peroxidase e catalase nas plantas tratadas com
253 piraclostrobina resultando em uma maior resistência ao patógeno.

254 O tratamento de cana-de-açúcar com piraclostrobina resultou na ativação do sistema
255 de defesa oxidante enzimático, que influencia na resistência das plantas aos nematoides. O
256 uso de indutores de resistência e estimuladores de crescimento vegetal tem sido pesquisado
257 como uma das alternativas no manejo integrado de nematoides e ambos os métodos têm
258 apresentando resultados promissores em culturas como tomate (*Solanum lycopersicum*), cana-
259 de-açúcar, soja e milho (Guimarães et al. 2010; Dias-Arieira et al. 2012; Puerari et al. 2013a;
260 Puerari et al. 2015).

261 A resistência sistêmica adquirida (RSA) implica na produção de diversos sinais, que
262 são translocados e envolvidos na ativação de mecanismos de resistência em partes distantes
263 do ponto de ativação (Mélo-Filho e Guenther, 2015). Assim o primeiro contato entre um
264 indutor de resistência e a planta, poderá induzi-la a resistir aos ataques subsequentes dos
265 patógenos. Existem diversos compostos químicos abióticos com ação de ativador do sistema
266 de defesa vegetal, sejam eles endógenos ou exógenos à planta, como por exemplo:

267 Acibenzolar-S-metil (ASM), Ácido Salicílico (AS), Ácido Dicloroisonicotínico (INA),
268 Probenazol (PBZ) e Metil-Jasmonato (MJ) (Barilli et al. 2010; Furtado et al. 2010).

269 Diversos estudos têm mostrado que o uso de indutores de resistência não afeta o
270 desenvolvimento vegetativo da planta, como foi observado para acibenzolar-S-metil no
271 patossistema *P. brachyurus* em milho (Puerari et al. 2015), EcolifeB® para *M. javanica* em
272 soja (Puerari et al. 2013a) e silicato de potássio para *M. incognita* cana-de-açúcar (Guimarães
273 et al. 2008). Guimarães et al. (2008) estudaram o efeito de metil jasmonato e silicato de
274 potássio, aplicados por meio de pulverização foliar na cultura da cana-de-açúcar contra o
275 ataque de *M. incognita* e *P. zaeae*, verificaram que os produtos utilizados se mostraram
276 eficientes na redução do número de ovos por grama de raiz em seis variedades de cana-de-
277 açúcar. Salgado e Silva (2005), afirmam que a resistência induzida em plantas pode variar de
278 acordo com a espécie e o estado nutricional do hospedeiro, tipo de indutor e espécie de
279 patógeno envolvido. Os autores relatam ainda que em plantas resistentes aos nematoides do
280 gênero *Meloidogyne*, a formação do sítio de alimentação é inibida principalmente pela reação
281 de hipersensibilidade ou pela degeneração precoce do sítio de alimentação.

282 No presente trabalho a utilização de piraclostrobina não interferiu nos tratamentos,
283 assim a aplicação de piraclostrobina em cana de açúcar para manejo de nematoides deve ser
284 mais estudado principalmente avaliando diferentes dosagem.

285 Referencias

286 Assunção A, Santos LC, Rocha MR, Reis AJS, Teixeira RA, Lima FSO (2010) Efeito de
287 indutores de resistência sobre *Meloidogyne incognita* em cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.).
288 Nematologia Brasileira Brasília 34: 56-62.

- 289 Barbosa BFF, Santos JM, Barbosa JC, Soares PLM, Ruas AR, Carvalho RB (2013)
290 Aggressiveness of *Pratylenchus brachyurus* to the sugarcane, compared with key nematode *P.*
291 *zeae*. *Nematropica* 43: 119-130.
- 292 Barilli E, Sillero JC, Rubiales D (2010) Systemic acquired resistance in pea against rust
293 (*Uromyces pisi*) by exogenous application of biotic and abiotic inducers. *Journal of*
294 *Phytopathology Berlin* 158: 30-34.
- 295 Bartlett DW, Clough JM, Godwin JR, Hall AA, Hamer M, Parr-Dobrzanski B (2002)
296 Review The strobilurin fungicides *Pest Manangement. Science* 58: 649-662.
- 297 Cardoso MR, Lopes APM, Miamoto A, Puerari HH, Dias Arieira CR (2017) indutores de
298 resistência e estimuladores de crescimento vegetal no controle do nematoide das galhas em
299 soja. *Revista Ciências Exatas e da Terra e Ciências Agrárias* 12: 45-51.
- 300 Chaves A, Maranhão SRVL, Pedrosa EMR, Guimarães, LMP, Oliveira MKR (2009)
301 Incidência de *Meloidogyne* spp. e *Pratylenchus* sp. em cana-de-açúcar no Estado de
302 Pernambuco, Brasil. *Nematologia Brasileira* 33: 278-280.
- 303 Chaves A, Pedrosa EMR, Willadino L, Cardoso MSO (2016) Activation of resistance to *Meloidogyne*
304 *incognita* in sugarcane treated with pyraclostrobin. *Nematoda* 3: 1-7.
- 305 Chaves A, Pedrosa EMR, Guimarães LMP, Maranhão SRVL, Silva ILSS, Moura RM (2004)
306 Indução de resistência a nematoides em cana-de-açúcar cultivada em solo de áreas que
307 apresentam declínio de desenvolvimento em tabuleiros nordestinos. *Fitopatologia Brasileira*
308 29 :142.
- 309 Chaves A, Simões Neto DE, Pedrosa EMR (2014) Pyraclostrobin as resistance inducer of
310 *Meloidogyne incognita* in sugarcane. *Journal of Nematology* 46: 143-144.

- 311 Cheavegatti-Gianotto A, Abreu HMC, Arruda P, Bessalho filho JC, Burnquist WL, Creste S,
312 Di Ciero L, Ferro JA, Figueira AVO, Figueiras TS (2011) Sugarcane (*Saccharum X*
313 *officinarum*): A reference study for the regulation of genetically modified cultivars in Brazil.
314 Tropical Plant Biology Berlin 4: 62-89.
- 315 CONAB. cana-de-açúcar, safra 2017-2018. Disponível em:
316 https://www.novacana.com/pdf/24042018110435_Cana-4-Levantamento-17-18_V2.pdf,
317 Acessado em 18 de maio de 2018.
- 318 Corte GD, Pinto FF, Stefanello TM, Gulart C, Ramos JP, Balardin RS (2014) Tecnologia de
319 aplicação de agrotóxicos no controle de fitonematoides em soja. Ciência Rural 44: 1534-
320 1540.
- 321 Dias MOS, Cavalett O, Maciel R, Bonomi A (2014) Integrated first and second generation
322 ethanol production from sugarcane. Chemical Engineering Transactions Roma 37: 445-450.
- 323 Dias-Arieira CR, Marini PM, Fontana LF, Roldi M, Silva TRB (2012) Effect of *Azospirillum*
324 *brasilense*, Stimulate® and potassium phosphite to control *Pratylenchus brachyurus* in
325 soybean and maize. Nematropica 42: 170-175.
- 326 Dias-Arieira CR, Santos DA, Souto ER, Biela F, Chiamolera FM, Cunha TPL, Snatna SM,
327 Puerari HH (2010) Reação de Variedades de Cana-de-açúcar aos Nematoides-das-galhas.
328 Nematologia Brasileira Piracicaba 34: 198-203.
- 329 Dinardo-Miranda LL, Pivetta JP, Fracasso JV (2008) Influência da época de aplicação de
330 nematicidas em soqueiras sobre as populações de nematoides e a produtividade da cana-de-
331 açúcar. Bragantia 67: 179-190.

- 332 Dutra Filho JA, Bastos GQ, Resende LV, Simões Neto DE, Melo OT, Daros E (2011)
333 Avaliação agroindustrial e dissimilaridade genética em progênies e variedades RB de cana-de-
334 açúcar. *Agropecuária Técnica* 32: 55-61.
- 335 Fagan EB, Dourado Neto D, Vivian D, Franco RB, Yeda MP; Massignam LF, Oliveira RF,
336 Martins KV (2010) efeito da aplicação de piraclostrobina na taxa fotossintética, respiração,
337 atividade da enzima nitrato redutase e produtividade de grãos de soja. *Bragantia*, Campinas
338 69: 771-777.
- 339 Fernandes AC (2003). *Cálculos na agroindústria da cana-de-açúcar*. 2. ed. Piracicaba.
- 340 Furtado LM, Rodrigues AAC, Araújo VS, Silva LLS, Catarino AM (2010) Utilização de
341 Ecolife® e Acibenzolar-s-metil (ASM) no Controle da Antracnose da banana em pós-
342 colheita. *Summa Phytopathologica*, Botucatu 36: 237-239.
- 343 Gassen MH (2010) Produção e eficiência de isolados de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.)
344 Sorok no controle da cigarrinhadas-raízes da cana-de-açúcar, *Mahanarva fimbriolata* (Stal.
345 1854) (Hemiptera: Cercopidae. Tese de Doutorado, Universidade Estadual Paulista. Botucatu
346 São Paulo.
- 347 Guimarães LMP, Pedrosa EMR, Coelho RSB, Chaves A, Maranhão SRVL, Miranda TL
348 (2008) Efeito de metil jasmonato e silicato de potássio no parasitismo de *Meloidogyne*
349 *incognita* e *Pratylenchus zae* em cana-de-açúcar. *Nematologia Brasileira*, Brasília 32: 50-55.
- 350 Guimarães LMP, Pedrosa EMR, Coelho RSB, Couto EF, Maranhão SRVL, Chaves A (2010)
351 Eficiência e atividade enzimática elicitada por metil jasmonato e silicato de potássio em cana-
352 de-açúcar parasitada por *Meloidogyne incognita*. *Summa Phytopathologica* 36: 11-15.

- 353 Harvey IC (2002) Epidemiology and control of leaf and awn spot of barley caused by
354 *Ramularia collo-cygni*. New Zealand Plant Protection Wellington 55: 331-335.
- 355 Henry G, Thonart P, Ongena M (2012) Pamps, Mamps, Damps and others: an update on the
356 diversity of plant immunity elicitors. Biotechnologie Agronomie Societe et Environnement
357 16: 257-268.
- 358 Hussey RS, Barker KR (1973) A comparison of methods of collecting inocula for
359 *Meloidogyne* spp., including a new technique. Plant Disease Reporter 57: 1025-1028.
- 360 Jenkins WR (1964) A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from
361 soil. Plant Disease Reporter 48: 692.
- 362
- 363 Khallouk S, Voisin R, Van ghelder C, Engler G, Amiri S, Esmenjaud D (2011) Histological
364 mechanisms of the resistance conferred by the Ma gene against *Meloidogyne incognita* in
365 *Prunus* spp., Phytopathology, 101: 945-951.
- 366 Köehle H, Grossmann K, Jabs T, Gerhard M, Kaiser W, Glaab J, Conrath U, Seehaus K,
367 Herms S (2003) Physiological effects of the strobilurin fungicide F 500 on plants 16p.
- 368 Koffler NP, Lima JFWF, Lacerda JF, Santana JF, Silva MA (1986) Caracterização edafo-
369 climática das regiões canavieiras do Brasil: Pernambuco. Programa nacional de melhoramento
370 da cana-de-açúcar. Piracicaba: PLANALSUCAR, 78 p.
- 371 Kozlowskia LA, Simões DFM, Souza CD, Trentob M (2009) efeito fisiológico de
372 estrobilurina f 500® no crescimento e rendimento do feijoeiro. Revista Acadêmica de
373 Agrárias e Ambiental 7: 41-54.

- 374 Lima JD, Moraes WS, Silva SMG (2012) Respostas fisiológicas em mudas de bananeira
375 tratadas com estrobilurinas. *Semina Ciências Agrárias* 33: 77-86.
- 376 Lopes AM (2016) Respostas fisiológicas em cana-de-açúcar submetida à aplicação de
377 piraclostrobina Tese Doutorado, Universidade Federal de Lavras. Lavras, Minas Gerais.
- 378 Mai WF, Mullin PG, Lyon HH, Loeffle K (1997) Plant-parasitic nematodes: a pictorial key to
379 genera. 5th Ed. Ithaca, NY. Cornell University Press.
- 380 Molinari S, Baser N (2010) Induction of resistance to rootknot nematodes by SAR elicitors in
381 tomato. *Crop Protection* 29: 1354-1362.
- 382 Moraes MAFD, Oliveira FCR, Diaz-Chavez RA (2015) Socio-economic impacts of Brazilian
383 sugarcane industry. *Environmental Development*, London 16: 131-43.
- 384 Novaretti WRT, Reis AM (2009) Influência do método de aplicação de nematicidas no
385 controle de *Pratylenchus zae* em soqueiras de cana-de-açúcar e definição dos níveis de dano
386 e de controle. *Nematologia Brasileira* 33: 83-89.
- 387 Octaviano C (2011) Mudança de petróleo para biomassa impulsiona a química verde. *Revista*
388 *Eletrônica de Jornalismo Científico* 9: 63-75.
- 389 Oerke EC (2006) Crop losses to pests. *Journal of Agricultural Science* 144: 31-43.
- 390 Parreira DF, Neves WS, Zambolim L (2010) Artigo de revisão: resistência de fungos a
391 fungicidas inibidores de quinona. *Revista Trópica: Ciências Agrárias e Biológicas*,
392 Chapadinha 3: 24-34.

- 393 Pinto TLF (2010) Fungicida foliar à base de estrobilurina, produtividade e potencial
394 fisiológico de sementes de soja. Tese de Doutorado, Escola Superior de Agricultura “Luiz de
395 Queiroz”. Piracicaba.
- 396 Puerari HH, Dias-Arieira CR, Cardoso MR, Hernandes I, Brito, ODC (2015) Resistance
397 inducers in the control of root Lesion nematodes in resistant and susceptible cultivars of
398 maize. *Phytoparasitica* 14: 447-449.
- 399 Puerari HH, Dias-Arieira CR, Dadazio TS, Mattei D, Silva TRB, Ribeiro RCF (2013a)
400 Evaluation of acibenzolarS-methyl for the control of *Meloidogyne javanica* and effects on the
401 development of susceptible and resistant soybean. *Tropical Plant Pathology* 38: 044-048.
- 402 Salgado SML, Silva LHCP (2005) Potencial da indução de resistência no controle de
403 fitonematoides. In: Cavalcanti LS, Di Pietro RM, Pascholati SF, Resende MLV, Romero SR
404 (eds.) *Indução de Resistência em Plantas a Patógenos e Insetos*. FEALQ: Piracicaba. p. 155-
405 168.
- 406 Santos CES, Kist BB, Carvalho C, Reetz ER, Drum M (2013) *Anuário brasileiro da*
407 *fruticultura Santa Cruz do Sul*: Editora Gazeta Santa Cruz, p.136.
- 408 Soares C, Peroni-okita F, Cardoso M, Shitakubo R, Lajolo F, Cordenunsi B (2011) Plantain
409 and Banana Starches: Granule Structural Characteristics Explain the Differences in Their
410 Starch Degradation Patterns. *Journal of agricultural and food chemistry* 59: 6672-6681.
- 411 Steven A, Sunday S, Fisayo D (2014) Biodiversity of plant-parasitic nematodes of sugarcane
412 in bacita, nigeria. *journal of entomology and Nematology* 6: 71-79.
- 413 Thakur M, Sohal BS (2013) Role of elicitors in inducing resistance in plants against pathogen
414 infection: a review. *International Scholarly Research Notices* 2013: 1-10.

415 Tofoli JG (2002) Ação de fungicidas e acibenzolar-s-methyl no controle da pinta preta do
416 tomateiro Dissertação de mestrado, Universidade Estadual Paulista, Botucatu.

417 Venancio WS, Rodrigues MAT , Begliomini E, Souza NL (2003). Physiological effects of
418 strobilurin fungicides on plants. Publicatio UEPG: Ciências Exatas e da Terra, Ciências
419 Agrárias e Engenharias, Ponta Grossa 9: 59-68.

420

421

422

423

424

425

426

427

428

429

430

431

432

433

434 **Tabela 1.** Resumo da análise de variância (teste F e quadrados médios) para as variáveis
435 número de perfilho (NP), Tonelada de cana por hectare (TCH) e Brix na usina Santa Teresa-
436 Pe, 2016.

FV	NP	TCH	Brix°
Tratamento	65,49 ^{ns}	738,77 ^{ns}	1,06 ^{ns}
Bloco	45,0	319,53	0,36
Resíduo	134,96	597,57	1,04
CV%	15,35	14,84	5,12

437 ^{ns} não significativo; C. V. – coeficiente de variação.

438

439

440

441

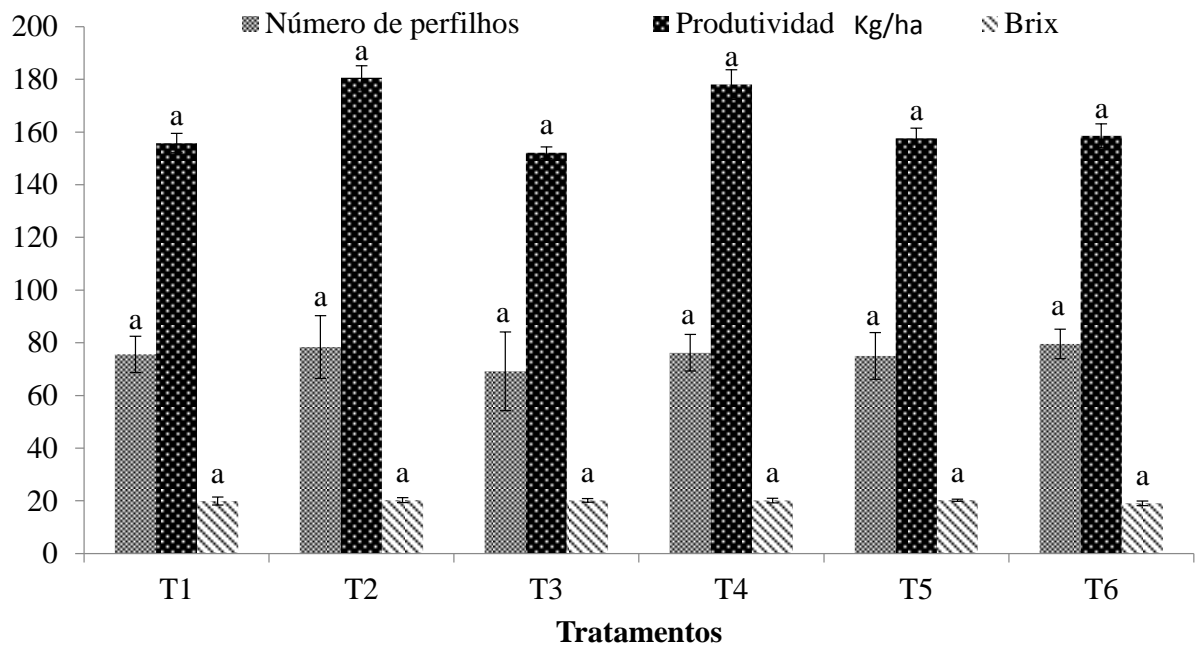
442

443

444

445

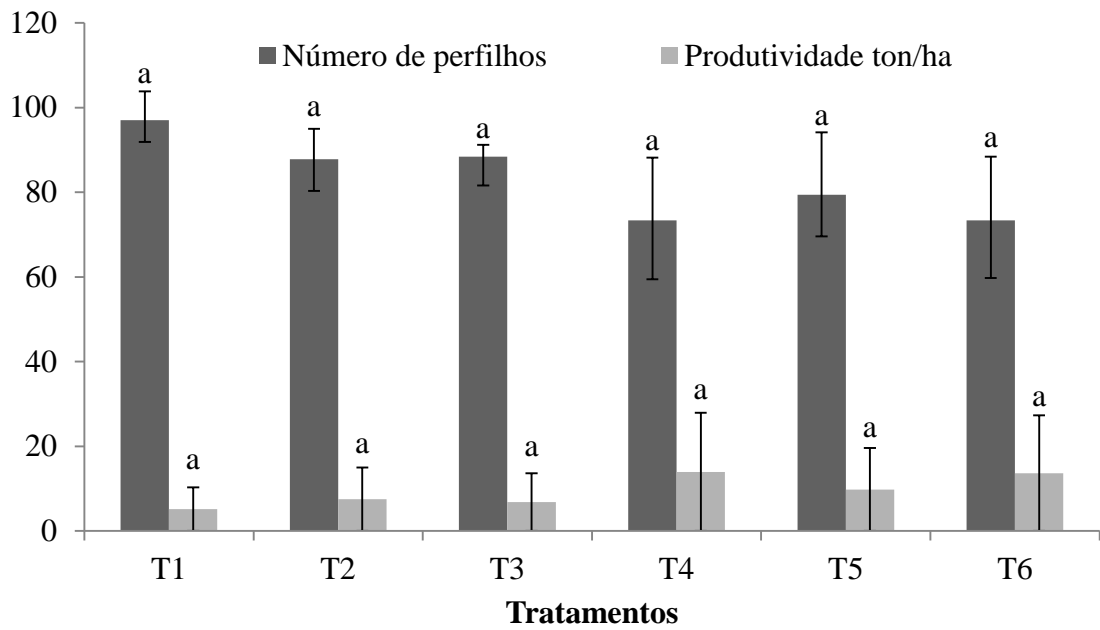
446



447

448 Figura 1. Médias das características agronomicas da cana-de-açucar cultivada na Usina
 449 Santa Teresa Pe. T1=testemunha A (RB867515); T2= variedade A (RB867515) tratada com
 450 piraclostrobina; T3= variedade A tratada com Carbofuran; T4=testemunha B (RB002754);
 451 T5= variedade B (RB002754) tratada com piraclostrobina; T6= variedade B tratada com
 452 Carbofuran. 2016.

453



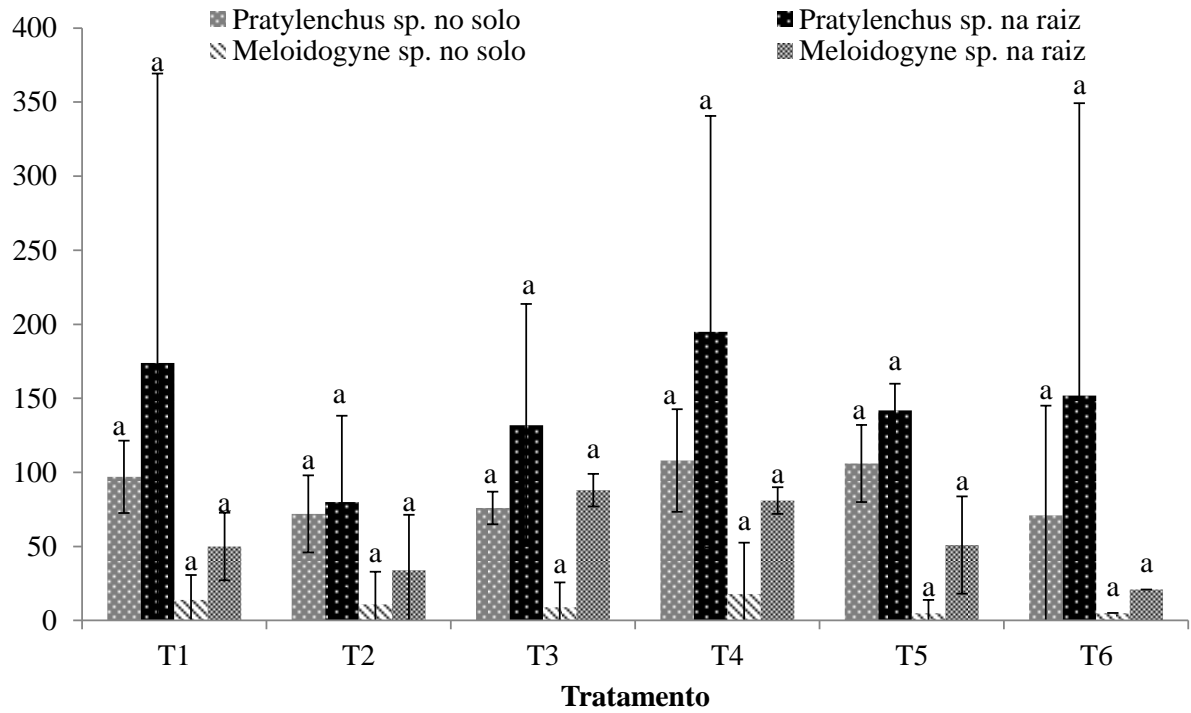
454

455 Figura 2. Médias das características agronomicas da cana-de-açúcar cultivada na Usina
 456 Santa Teresa Pe. T1=testemunha A (RB867515); T2= variedade A (RB867515) tratada com
 457 piraclostrobina; T3= variedade A tratada com Carbofuran; T4=testemunha B (RB002754);
 458 T5= variedade B (RB002754) tratada com piraclostrobina; T6= variedade B tratada com
 459 Carbofuran. 2017.

460

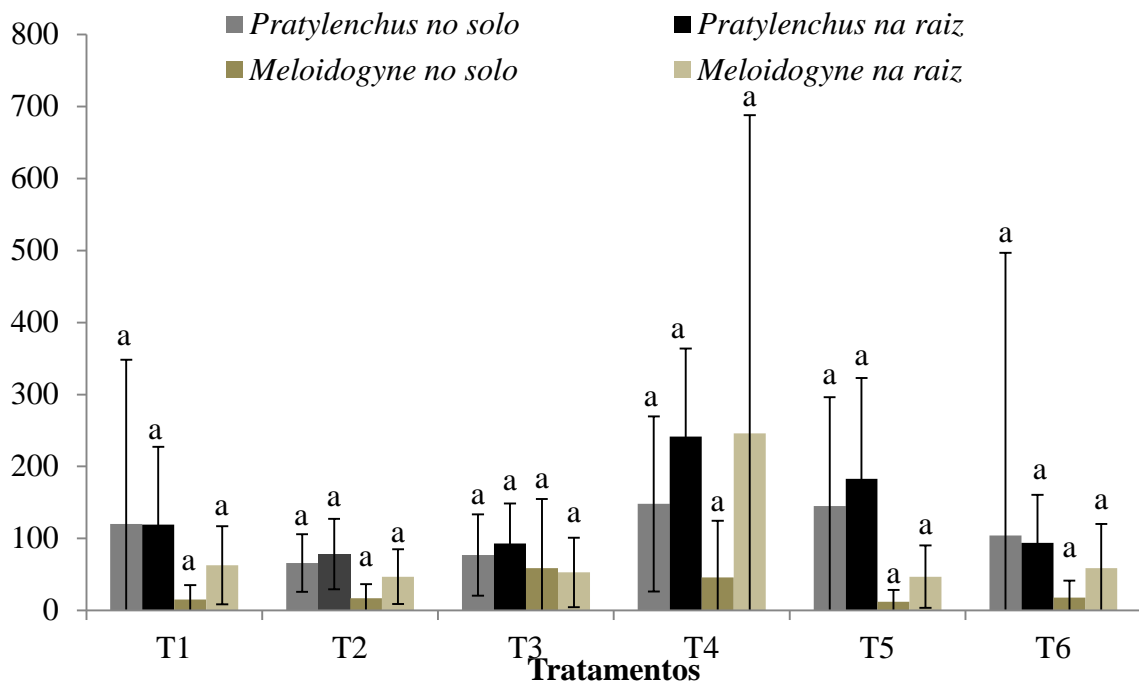
461

462



463

464 **Figura 3.** Densidades populacionais de *Pratylenchus* sp., e *Meloidogyne* sp., por 300 cm³ de
 465 solo e 20 gramas de raiz em de cana-de-açúcar cultivada na Usina Santa Teresa-PE.
 466 T1=testemunha A (RB867515); T2= variedade A (RB867515) tratada com piraclostrobina;
 467 T3= variedade A tratada com Carbofuran; T4=testemunha B (RB002754); T5= variedade B
 468 (RB002754) tratada com piraclostrobina; T6= variedade B tratada com Carbofuran, 2016.



469

470 **Figura 4.** Densidades populacionais de *Pratylenchus* sp., e *Meloidogyne* sp., por 300 cm³ de
 471 solo e 20 gramas de raiz em de cana-de-açúcar cultivada na Usina Santa Teresa-PE.
 472 T1=testemunha A (RB867515); T2= variedade A (RB867515) tratada com piraclostrobina;
 473 T3= variedade A tratada com Carbofuran; T4=testemunha B (RB002754); T5= variedade B
 474 (RB002754) tratada com piraclostrobina; T6= variedade B tratada com Carbofuran, 2017.

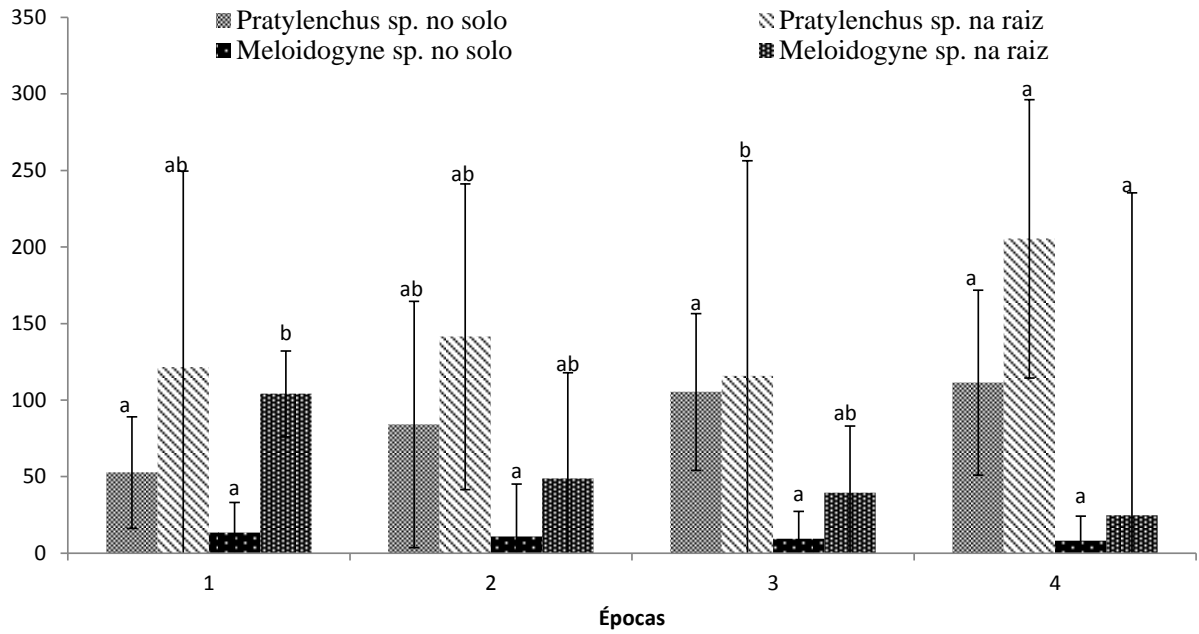
475

476

477

478

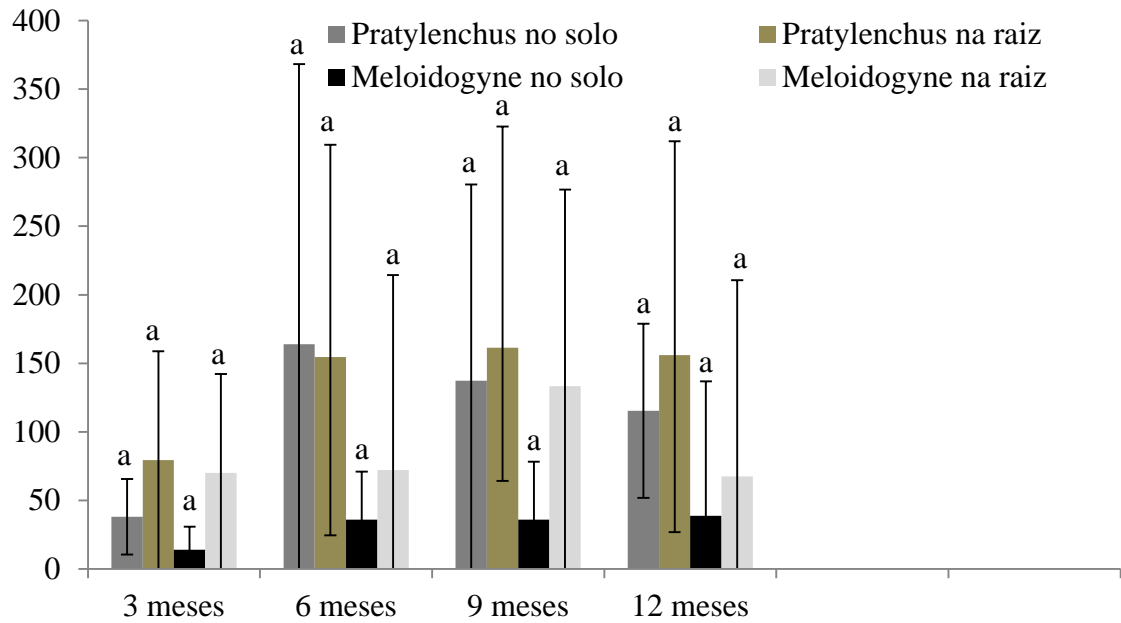
479



480

481 Figura 5. Densidades populacionais de *Pratylenchus* sp., e *Meloidogyne* sp., por 300 cm³ de
 482 solo e 20 gramas de raiz avaliadas ao longo do tempo na Usina Santa Teresa-PE.
 483 T1=testemunha A (RB867515); T2= variedade A (RB867515) tratada com piraclostrobina;
 484 T3= variedade A tratada com Carbofuran; T4=testemunha B (RB002754); T5= variedade B
 485 (RB002754) tratada com piraclostrobina; T6= variedade B tratada com Carbofuran, 2016.

486



487

488 Figura 6. Densidades populacionais de *Pratylenchus* sp., e *Meloidogyne* sp., por 300 cm³ de
 489 solo e 20 gramas de raiz avaliadas ao longo do tempo na Usina Santa Teresa-PE.
 490 T1=testemunha A (RB867515); T2= variedade A (RB867515) tratada com piraclostrobina;
 491 T3= variedade A tratada com Carbofuran; T4=testemunha B (RB002754); T5= variedade B
 492 (RB002754) tratada com piraclostrobina; T6= variedade B tratada com Carbofuran, 2017.

493

494

495

496

CAPITULO IV

CONCLUSÕES GERAIS

CONCLUSÕES GERAIS

- As densidades de populacionais de espécies de *Pratylenchus* e *Meloidogyne* aumentaram ao longo dos anos avaliados;
- A variedade SP813250 deve ser evitada nos plantios de cana por apresentar com altamente suscetível ao gênero *Pratylenchus*.
- Estudos mais aprofundados devem ser realizados para confirmar o não a ação da piraclostrobina como indutor de resistência, testando outras doses e métodos de aplicação.

