

EFEITOS E FORMAS DE APLICAÇÃO DE *Bacillus subtilis* NO CONTROLE DE NEMATOIDES EM CANA-DE-AÇÚCAR

RITA DE CÁSSIA LIMA MAZZUCHELLI

EFEITOS E FORMAS DE APLICAÇÃO DE *Bacillus subtilis* NO CONTROLE DE NEMATÓIDES EM CANA-DE-AÇÚCAR

RITA DE CÁSSIA LIMA MAZZUCHELLI

Dissertação apresentada a Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação, Universidade do Oeste Paulista, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Agronomia - Área de Concentração: Produção Vegetal.

Orientador:
Prof. Dr. Fabio Fernando de Araujo

633.61
M478e

Mazzuchelli, Rita de Cássia Lima.

Efeitos e formas de aplicação de *Bacillus subtilis* no controle de nematoides em cana-de-açúcar / Rita de Cássia Lima Mazzuchelli – Presidente Prudente, 2013.

53 f.: il.

Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade do Oeste Paulista – Unoeste, Presidente Prudente, SP, 2013.

Bibliografia.

Orientador: Prof^o Dr. Fabio Fernando de Araujo

1. Rizobactérias. 2. Carbofurano. 3. *Meloidogyne*. 4. *Pratylenchus*. I. Título.

RITA DE CÁSSIA LIMA MAZZUCHELLI

EFEITOS E FORMAS DE APLICAÇÃO DE *Bacillus subtilis* NO CONTROLE DE NEMATOIDES EM CANA-DE-AÇÚCAR

Dissertação apresentada a Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação, Universidade do Oeste Paulista, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Agronomia - Área de Concentração: Produção Vegetal.

Presidente Prudente, 29 de agosto de 2013

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Fabio Fernando de Araujo
Universidade do Oeste Paulista – Unoeste
Presidente Prudente-SP

Prof. Dra. Ana Claudia Pacheco Santos
Universidade do Oeste Paulista – Unoeste
Presidente Prudente-SP

Prof. Dr. Carlos Eduardo Rossi
Instituto Agronômico de Campinas - IAC
Campinas - SP

DEDICATÓRIA

Dedico primeiramente este trabalho a Deus, Pai todo poderoso, que oferece o dom da vida.

Dedico este trabalho aos meus pais Luiz Heraldo Mazzuchelli e Maria Lica de Lima Mazzuchelli, que souberam oferecer a melhor educação a mim e ao Eduardo, que nunca mediram esforços para oferecer o melhor possível aos seus filhos. Pai sempre que via você no serviço rezava para Deus me dar forças e sabedoria para poder vencer e retribuir todo o esforço que teve conosco, quanta luta, quanto sacrifício. Mãe, você que quantas vezes abriu mão de seus sonhos, para realizar os nossos, você que é minha força minha base, minha melhor amiga. Pai e mãe eu quero ser motivo de orgulho para vocês.

Ao meu irmão Eduardo Henrique Lima Mazzuchelli, pelo carinho e confiança, os anos vividos e compartilhados juntos, teus pensamentos como os meus, gostos e opiniões que muitas vezes chego a confundir com os meus, é meu parceiro e opinião indispensável na vida.

A minha avó, madrinha, Sebastiana Maria de Lima que é exemplo de vida e esperança, Vovó quero um dia ter metade de sua determinação, garra e coragem. A alegria e a saúde que possui são admiráveis e invejáveis, obrigada por dividir sua vida conosco, e comigo o seu aniversário. Ao meu avô Luiz Gonzaga de Lima (in memoriam) por ter feito de minha infância doce e inesquecível, senti por poucos anos aquela imensa bondade de um vovô tão amável, mas nunca me fiz esquecer os anos que passamos juntos, até hoje sinto sua saudade...

Aos avós Ângelo Mazzuchelli e Esther das Neves Mazzuchelli pela firme educação e por todo o amor que me ofereceram.

A toda minha família que, em todos os momentos de realização desta pesquisa, esteve presente.

AGRADECIMENTOS

Em todo o decorrer deste trabalho contei com a ajuda de inúmeras pessoas que me apoiaram e me proporcionaram a realização de mais este sonho em minha vida, portanto só cabe poder agradecer.

Ao professor orientador, Dr. Fabio Fernando de Araujo que, ao longo de todos estes anos de trabalho juntos me fez aprimorar meus conhecimentos, crescer profissionalmente e psicologicamente, pela oportunidade oferecida desde a graduação, estendendo quantas vezes o braço de um amigo.

As minhas tias-mães, Maria Vera Lucia de Lima, Maria Marlene de Lima Pereira, Maria Luisa de Lima e Maria José de Lima Pellosi, vocês são muito mais que minhas tias, são minhas mães, e como mães me ajudam, me dão suporte e principalmente, me amam como filha.

Ao namorado Eduardo Fabiano Romero, por ser mais que o meu amor, ser meu amigo, meu ouvinte, meu suporte, Deus sabe o que faz, e me trouxe você de presente.

A família Fabiano Romero, que me acolheu como filha, e que considero como minha segunda família. Obrigada Divina Evangelista Fabiano Romero e José Maria Romero por serem exatamente como são. Ao avô Geraldo e avó Maria que me trazem tanta alegria por fazerem parte da minha vida.

À minha amiga Ana Ligia de Lima Moreira, com quem divido as paranoias, conflitos, alegrias, risadas intermináveis, a você que parece ser minha psicóloga, obrigada pela amizade.

À minha amiga Nathalia Calhabeu Ferreira, pela amizade duradoura, por ser companheira e ajudante, ter um coração tão bondoso, sempre estando disposta a ajudar, independente da situação.

À minha amiga Jaqueline Tome Yamamoto, pelos anos de amizade, parceria, ajuda nos trabalhos, momentos divididos que proporcionaram muitas alegrias.

À minha amiga Mayara Simone da Silva pela amizade ao longo destes anos, com que partilhei vários momentos da minha vida, que sempre que precisei estava à disposição, sempre com uma palavra amiga.

A todos meus amigos, pelo companheirismo e os muitos momentos de alegria compartilhados.

Aos funcionários da Usina Alto Alegre, em especial ao Ricardo Sebastião dos Santos e ao Edson Lipinski que foram indispensáveis na ajuda e empenho, que resultou no desenvolvimento desta pesquisa.

Agradeço a todo o corpo docente que contribuiu de maneira significativa ao meu crescimento profissional, a todos os funcionários que não mediram esforços na contribuição do meu trabalho, em especial a Márcia Guaberto, uma conselheira, ouvinte, ajuda para todas as horas.

“[...] Ao longe, lá no brilho do Sol, estão minhas mais sublimes aspirações. Posso não alcançá-las, mas consigo olhar para o alto e ver suas belezas, acreditar nelas, e tentar seguir por onde elas me guiam. [...]” (Louisa May Alcott)

RESUMO

Efeitos e formas de aplicação de *Bacillus subtilis* no controle de nematoides em cana-de-açúcar

O objetivo do presente trabalho foi o de avaliar duas formas de aplicação de *Bacillus subtilis* no controle biológico de nematoides em duas variedades de cana-de-açúcar comparando-se com o controle químico convencional. O experimento foi desenvolvido no município de Caiabu, em uma área com histórico de infestação de nematoides. Foram utilizados no experimento dois genótipos de cana-de-açúcar susceptíveis a ação de nematoides, SP81-3250 e RB867515. O delineamento empregado foi de blocos casualizados, com cinco repetições. Os tratamentos foram dois genótipos de cana-de-açúcar combinados com quatro formas de controle de nematoides (carbofurano, *B. subtilis* aplicado no sulco de plantio, *B. subtilis* aplicado em pós-emergência e controle sem aplicação de nematicida químico ou biológico), totalizando 40 parcelas. Durante a condução da cultura foram realizadas três avaliações para quantificação de nematoides nas raízes. Foi também realizado uma avaliação de teor de clorofila, perfilhamento e potencial energético da biomassa pelo método do calorímetro aos 180 dias após o plantio. No momento da colheita foi determinada a produtividade e realizadas análises tecnológicas da cana-de-açúcar. O controle químico com carbofurano e biológico com *Bacillus subtilis* foram eficientes para controlar os nematoides avaliados. Não houve diferenças quanto à eficiência de controle na avaliação das duas formas de aplicação da bactéria no solo. Ocorreram incrementos do Brix e do Pol na variedade SP81-3250 quando aplicou-se o tratamento com *B. subtilis*.

Palavras-chave: Rizobactérias, Carbofurano, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*.

ABSTRACT

Effects and application forms of *Bacillus subtilis* to control nematodes in sugarcane

The aim of this study was to evaluate two methods of application of *Bacillus subtilis* in biological control of nematodes in two varieties of sugarcane by comparing with the conventional chemical control. The experiment was conducted in the municipality of Caiabu in an area with nematode infestation. Two genotypes of sugarcane which the action of nematodes were used in the experiment SP81-3250 and RB867515. The employee was a randomized complete block design with five replications. Treatments were two genotypes of sugarcane combined with four ways to control nematodes (carbofuran, *B. subtilis* applied at planting, *B. subtilis* applied in post - emergence control and without the application of chemical or biological nematicide) total of 40 plots. During the conduct of the culture three assessments for quantification of nematodes on the roots was carried out. Was also carried out an assessment of chlorophyll content, tillering and biomass energy potential by the calorimeter method at 180 days after planting. At harvest yield was determined and made technological analysis of sugarcane. Chemical and biological control with carbofuran with *Bacillus subtilis* were effective for controlling nematodes reviews. There were no differences in the efficiency of the control in the evaluation of two forms of application of bacteria in soil. There increments Brix and Pol in variety SP81-3250 when we applied the treatment with *B. subtilis*.

Keywords: Rhizobacteria, Carbofuran, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*.

LISTA DE TABELAS

| | | |
|-------------|---|----|
| TABELA 1 - | Perfilhamento de cana-de-açúcar (genótipos SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência. Avaliação efetuada aos 120 dias após o plantio..... | 32 |
| TABELA 2 - | Média de perfilhamento por metro linear de cana-de-açúcar na avaliação dos genótipos SP81-3250 e RB867515..... | 32 |
| TABELA 3 - | Incidência de nematoides do gênero <i>Meloidogyne</i> e <i>Pratylenchus</i> nas raízes de cana-de-açúcar (genótipos SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência. Avaliação efetuada aos 90, 270 e 481 dias após o plantio..... | 35 |
| TABELA 4 - | Avaliação clorofilométrica e calorimétrica em folhas de cana-de-açúcar (SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência. Avaliação realizada aos 120 e 240 dias após o plantio, respectivamente..... | 36 |
| TABELA 5 - | Teores foliares de macronutrientes em cana-de-açúcar (SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência. Avaliação realizada aos 240 dias após o plantio..... | 38 |
| TABELA 6 - | Teores foliares de micronutrientes em cana-de-açúcar (SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência. Avaliação realizada aos 240 dias após o plantio..... | 38 |
| TABELA 7 - | Avaliação de DRIS em cana-de-açúcar (SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência. Avaliação realizada aos 240 dias após o plantio..... | 39 |
| TABELA 8 - | Análise tecnológica da cana-de-açúcar (SP81-3250 e RB867515.) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência..... | 41 |
| TABELA 9 - | Rendimento da cana-de-açúcar (SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência..... | 42 |
| TABELA 10 - | Rendimento dos genótipos da cana-de-açúcar após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência..... | 42 |

SUMÁRIO

| | |
|--|----|
| 1 INTRODUÇÃO | 12 |
| 2 OBJETIVO | 14 |
| 3 REVISÃO DE LITERATURA | 15 |
| 3.1 Origem e Cultivo da Cana-de-açúcar no Brasil | 15 |
| 3.1.1 Aspectos nutricionais da cana-de-açúcar | 16 |
| 3.1.2 Parâmetros tecnológicos no rendimento cana-de-açúcar | 18 |
| 3.2 Doenças causadas por fitonematoides em cana-de-açúcar | 20 |
| 3.3 Principais métodos de controle de nematoides | 22 |
| 3.3.1 Controle químico de nematoides | 23 |
| 3.3.2 Controle biológico de nematoides | 23 |
| 3.3.3 Manejo integrado no controle dos nematoides | 26 |
| 4 MATERIAL E MÉTODOS | 28 |
| 4.1 Microrganismos utilizados no controle biológico | 28 |
| 4.2 Condução do experimento | 28 |
| 4.3 Avaliações efetuadas | 29 |
| 5 RESULTADOS E DISCUSSÃO | 32 |
| 6 CONCLUSÕES | 44 |
| REFERÊNCIAS..... | 45 |

1 INTRODUÇÃO

A cana-de-açúcar é uma cultura que vem ganhando cada vez mais espaço no cenário agrícola nacional, basicamente pelos seus dois principais produtos, o açúcar e o álcool, que encontram cada vez mais possibilidades de comercialização a nível nacional e internacional.

Para a manutenção ou aumento dos valores de rendimento obtido com a cultura no campo são necessários estudos que atendam aos principais fatores de produção. Neste caso, a sanidade da cultura tem constituído um grande desafio para a pesquisa, que busca maior proteção à cultura nos diferentes ambientes de produção.

Devido a sua grande expansão territorial e por ser uma cultura permanente manejada em sistemas de monocultivo, a cana-de-açúcar acaba sendo alvo da pressão de patógenos do solo, entre eles os nematoides.

Os nematoides são seres microscópios que trazem prejuízos ao sistema radicular das plantas de cana-de-açúcar, devido a sua alimentação e reprodução. Com isso as plantas se tornam menos desenvolvidas e cloróticas, diminuindo conseqüentemente a produtividade e em muitos casos, comprometendo a expansão do cultivo em áreas infestadas. Os nematoides são considerados um dos principais parasitos da cultura da cana-de-açúcar, principalmente em solos arenosos. Os nematoides, podem muitas vezes, passar despercebidos por serem confundidos com outros problemas, como deficiência nutricional e compactação do solo, entre outros. Quando se reconhece o problema pode ser que já se tenha alcançado níveis populacionais altos, dificultando o controle.

O principal método de controle de nematoides é o convencional, com nematicidas químicos, os quais são aplicados no plantio e em soca nas áreas com infestação de nematoides, o que encarece o custo de produção e traz prejuízos ao meio ambiente devido a alta toxicidade desses produtos.

O método de controle biológico está em ascensão, conferindo maior sustentabilidade no controle de pragas e doenças. Entre os agentes de controle biológico de nematoides, pode-se citar com sucesso o uso da bactéria *Bacillus subtilis*, que além de controlar fitonematoides proporciona um maior crescimento das plantas. O uso desta técnica ainda precisa ultrapassar algumas barreiras como o de

registro de produtos e tecnologia de aplicação, bem como a eficiência de controle em condições de campo.

Aliado ao controle químico ou biológico a utilização de técnicas, como o uso de genótipos tolerantes, rotações de culturas, alqueive, destruição de restos culturais e arações em épocas quentes, contribuir para uma maior consolidação do manejo integrado de nematoides no campo.

2 OBJETIVO

O objetivo deste trabalho foi avaliar duas formas de aplicação de *Bacillus subtilis* no controle biológico de nematoides em dois genótipos de cana-de-açúcar comparando-os com o controle químico convencional.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 Origem e Cultivo da Cana-de-açúcar no Brasil

A cana de açúcar é originária do norte da Índia e o plantio no Brasil iniciou-se em São Vicente em 1522. A cultura é caracterizada por adaptar-se a climas tropicais, quentes e úmidos com temperaturas entre 19 a 32°C e índices pluviométricos de aproximadamente 1000 mm anuais bem distribuídos (MARQUES; MARQUES; TASSO JUNIOR, 2001).

A lavoura de cana-de-açúcar continua em expansão no Brasil. As áreas em produção apresentam um progressivo aumento nos estados da região Centro-Oeste, Sudeste e Paraná na região Sul. A área cultivada com cana-de-açúcar que será colhida e destinada à atividade sucroalcooleira na safra 2012/13 está estimada em 8.527,8 mil hectares, distribuídas em todos estados produtores. O Estado de São Paulo é o maior produtor com 51,82% (4.419,46 mil hectares), seguido por Minas Gerais com 8,46% (721,86 mil hectares), Goiás com 8,69% (741,38 mil hectares), Paraná com 7,13% (608,38 mil hectares), Mato Grosso do Sul com 6,50% (554,29 mil hectares), Alagoas com 5,26% (448,86 mil hectares) e Pernambuco com 3,63% (309,74 mil hectares). A produtividade média brasileira está estimada em 69.963 kg ha⁻¹, 4,3% maior que na safra 2011/12, que foi de 67.060 kg ha⁻¹ (CONAB, 2012).

A cana-de-açúcar é uma cultura de grande importância tanto do ponto de vista socioeconômico quanto do ponto de vista ambiental. Entre os principais aspectos positivos socioeconômicos podemos citar a geração de emprego e renda, aumento de divisas decorrentes das exportações e possibilidade de complementar a crescente demanda energética do país, dependente do petróleo e do gás natural. Em relação ao aspecto ambiental, possui uma elevada taxa de fixação do CO₂ atmosférico, por um período prolongado de tempo, naturalmente contribui para a melhoria do meio ambiente, reduzindo o efeito estufa ocasionado pela queima dos combustíveis fósseis (SUNDFELD; MACHADO, 2011).

A cana-de-açúcar produz o etanol (etanol de primeira geração) este é até o momento, o único combustível com capacidade de atender à crescente demanda mundial por energia renovável de baixo custo e de baixo poder poluente. Deve-se considerar que as emissões gasosas com a queima do etanol são da

ordem de 60% menores se comparadas às emissões da queima da gasolina, sendo ainda que o do CO₂ emitido é reabsorvido pela própria cultura (FELIPE, 2010).

No Brasil a cultura da cana-de-açúcar obteve avanços nas últimas décadas, sendo atualmente referência mundial nas tecnologias para a produção de açúcar e álcool. As pesquisas realizadas permitiram prolongar a vida útil do canavial, a utilização dos insumos e mão de obra mais eficiente, conseqüentemente aumentando a sustentabilidade e a competitividade da atividade sucroalcooleira (OLIVEIRA et al., 2012).

Bertelli (2012) afirma que a produção brasileira de cana-de-açúcar deverá ser dobrada até o ano de 2020, para atender a demanda para a fabricação do açúcar no mercado nacional e as exportações, como também atender o consumo do etanol. Para aumentar essa produção deve haver constantes estudos no manejo da cultura, com a finalidade de aumentar a produtividade e a melhoria da qualidade da matéria prima, portanto é necessário investir em técnicas de cultivo, melhoramento genético e controle fitossanitário (OLIVEIRA et al., 2012).

Para que o cultivo da cana-de-açúcar apresente sucesso, são necessárias medidas, como a escolha do genótipo adequado, que deve ser adaptada às condições edafoclimáticas do local, apresentar grande capacidade de produção, alta concentração de sacarose, preferencialmente baixo teor de fibras e florescimento, e ser resistente as principais pragas e doenças presentes na região do cultivo (PASUCH et al., 2012).

3.1.1 Aspectos nutricionais da cana-de-açúcar

O fornecimento de nutrientes para a cana-de-açúcar tem merecido interesse pela pesquisa, Reis Junior e Monnerat (2002), em estudo sobre a avaliação do estado nutricional de lavouras cultivadas com cana-de-açúcar, verificaram que 97% das amostras foliares apresentavam deficiência em nitrogênio, 83% de enxofre e 80% de cálcio, e apontaram o potássio e o fósforo como potenciais nutrientes limitantes à produção nessa cultura. Apesar da importância dos nutrientes para a cultura da cana-de-açúcar, existe uma carência de estudos envolvendo a omissão de nutrientes e seus reflexos nos sintomas visuais, no estado nutricional e no crescimento da cultura (VALE et al., 2011).

Os nutrientes extraídos do solo, pela cana-de-açúcar variam entre os genótipos, o ciclo de cultivo, manejo do solo e disponibilidade de nutrientes (CEOTTO; CASTELLI, 2002). Portanto, a identificação da demanda por nutrientes relacionada à produção de colmos nas variedades atualmente utilizadas nos canaviais brasileiros é indispensável para obtenção de alta produtividade (OLIVEIRA et al., 2010).

Vale et al. (2011) constataram que nitrogênio e fósforo são os nutrientes que mais limitaram o crescimento das plantas de cana-de-açúcar, com reduções de 91 e 57%, respectivamente. Entretanto, em relação ao crescimento das raízes, as omissões de nitrogênio e cálcio promoveram as maiores limitações, de 83 e 48%, respectivamente.

As análises foliares apresentam resultados que indicam o estado nutricional das plantas, onde os teores dos nutrientes são comparados individualmente, sem haver consideração com as relações e interações entre eles. Para que possa haver confiabilidade nas diagnoses foliares obtidas por meio da comparação com os níveis críticos, há necessidade de que as lavouras avaliadas estejam em condições similares às aquelas em que os experimentos de calibração foram realizados (SERRA et al., 2010).

O DRIS, (Sistema Integrado de Diagnose e Recomendação), inicialmente foi proposto por Beaufils (1973), como um método para diagnose fisiológica, que teve como objetivo avaliar a influência de fatores climáticos na produção de seringueira. Os dados para realizar a composição desse diagnóstico podem ser provenientes de experimentos envolvendo adubação, ou em áreas de plantios comerciais. Quando realizada em plantios comerciais, os mesmos devem estar de acordo com normalizações das populações, ou seja, dividir as áreas de acordo com sua produtividade, encontrando áreas com altas e baixas produtividades (PIPERAS, 2008).

A metodologia do DRIS baseia-se no cálculo de índices para cada nutriente, avaliados em função das razões dos teores de cada elemento com os outros, comparando-os dois a dois, com outras relações consideradas padrões, cuja composição mineral é obtida de uma população de plantas altamente produtivas (SERRA et al., 2010).

O DRIS consiste de um sistema de análise que, por considerar o equilíbrio entre os nutrientes no processo de diagnóstico nutricional, seria menos

afetado por efeitos de diluição e de concentração. Em razão disto, as normas DRIS teriam maior independência das condições locais que os padrões gerados por curvas de calibração (WADT et al., 1999).

No cálculo dos índices nutricionais, quando os valores destes se aproximam do zero, há uma proximidade das relações duais das amostras com as referidas normas DRIS; com isso, infere-se que, quanto mais próximo de zero o índice, maior será o equilíbrio nutricional (SERRA et al., 2010). Permitindo dessa forma agrupar os nutrientes desde o mais limitante por deficiência até aquele que está em níveis excessivos. Facilmente identifica-se a necessidade de um nutriente que não está sendo utilizado na prática ou o está sendo em níveis infra-ótimos (o mais limitante), como também os nutrientes que estejam em excesso (WADT et al., 1999).

A relação entre rendimento e concentração de nutrientes da planta é uma premissa para usar a análise foliar da planta, como um critério de diagnóstico. Assim, a relação entre a concentração de nutrientes e índices DRIS pode ser um critério importante para validar as normas DRIS. Se existe uma relação entre a concentração de nutrientes das plantas e índice DRIS, este índice pode ser usado para a realização do diagnóstico nutricional. Este modelo ajustado entre a concentração dos nutrientes e respectivos índices DRIS provavelmente mostra índice DRIS negativo e positivo, e que poderia ser utilizada para determinar a concentração ótima foliar. Se a cultura mostra as concentrações de nutrientes maiores ou menores do que o valor ótimo, que seria o zero, a cultura apresenta os índices DRIS positivos ou negativos, respectivamente, o que indica limitação de rendimento por excesso ou deficiência nutricional (REIS JUNIOR; MONNERAT, 2003).

3.1.2 Parâmetros tecnológicos no rendimento cana-de-açúcar

Existem vários indicadores tecnológicos que podem avaliar o estágio de maturação, qualidade e quantidade de açúcares presentes na cana-de-açúcar. A fase da maturação inicia-se a partir do ponto em que a planta interrompe o perfilhamento, sendo que nesta fase, começa ocorrer o acúmulo de açúcares nos colmos. A cana-de-açúcar apresenta grande potencial genético para o acúmulo

destes açúcares, especialmente na forma de sacarose. Em condições ideais de cultivo este potencial é otimizado, resultado do pleno desenvolvimento das plantas. Ao final do ciclo vegetativo ocorre a sua maturação, quando o acúmulo de sacarose é maximizado nas plantas cultivadas (SEGATO, 2006; SANTOS et al., 2011).

Marques et al. (2007) ressaltam que, a maturação pode ser influenciada por fatores como clima, solo, tratos culturais, aspectos fitossanitários, onde requerem uma deficiência hídrica ou térmica para que ocorra a maturação, pois desta forma se não houver essa deficiência a cana permanecerá vegetando e sem acumular sacarose.

Para que a matéria prima apresente qualidade, é importante que a cana-de-açúcar seja colhida no ponto de maturação, que pode ser definida como o processo fisiológico que envolve a formação de açúcares nas folhas, seu deslocamento, armazenamento e concentração no colmo. Existem diferentes formas de determinação do ponto de maturação da cana-de-açúcar. A metodologia mais frequentemente aplicada é utilizando um refratômetro de campo, complementado pela análise de laboratório (MELQUIADES et al., 2012).

A cana-de-açúcar contém três tipos de açúcares, a sacarose, a glicose e a frutose, sendo que o primeiro é o que mais se apresenta em sua composição e é o mais importante para a indústria sucroalcooleira. Existem alguns fatores para a determinação da qualidade da cana-de-açúcar como o Pol (Porcentagem Aparente de Sacarose contida na cana), Brix (porcentagem de sólidos solúveis, incluindo a sacarose, no caldo), ATR (Açúcar Total Recuperável, representado pela quantidade de açúcares redutores totais – ART recuperáveis da cana até o xarope, expresso em toneladas por hectare), AR (Açúcares Redutores), Pureza e Fibra (LAVANHOLI, 2008).

O Pol é o principal parâmetro para a determinação da qualidade da cana-de-açúcar, podendo corresponder a 24% do total de açúcares presentes na planta. O Brix mede o teor de sacarose em uma solução, ele pode ser visto como a porcentagem de sólidos solúveis, presentes em uma solução açucarada impura como a do caldo de cana-de-açúcar (LAVANHOLI, 2008).

Com a adoção do sistema de pagamento pelo teor de sacarose, há necessidade de o produtor conciliar alta produtividade agrícola com elevado teor de sacarose na época da colheita, por isso as análises de porcentagem de sólidos

solúveis do caldo (Brix) são importantes, e estão estreitamente correlacionados com os teores de sacarose da cana (MELQUIADES et al., 2012).

3.2 Doenças Causadas por Fitonematoides em Cana-de-açúcar

O nome nematoide deriva-se do grego *nema* que significa fio, combinado com o sufixo *oid* que significa semelhante, temos então semelhante a um fio. Eles são provavelmente uma das formas mais antigas de vida existentes (TIHOHOD, 1993). Os nematoides nem sempre trazem prejuízos às plantas. Os nematoides parasitos, ou fitonematoides, são aqueles que apresentam o estilete, através dele conseguem se alimentar das plantas. Porém, há nematoides que apresentam o estilete, mas são predadores de fungos, bactérias ou pequenos habitantes do solo. Nematoides sem estilete apresentam outros hábitos alimentares, como bactérias (GOULART, 2010).

Os nematoides são o grupo mais numeroso de seres multicelulares do mundo. Eles estão presentes em quase todos os nichos biológicos e capazes de suportar a vida em desertos, fundo de oceanos e gelos polares (NOVARETTI, 1975). As perdas devidas ao ataque de nematoides na agricultura mundial estão estimadas em aproximadamente, US\$ 80 bilhões/ano. No Brasil, a quantificação de perdas não é precisa, devido principalmente às interações com danos provocados por pragas e outras doenças, condições climáticas, presença de plantas invasoras e inadequação de tratamentos culturais (RITZINGER; FANCELLI, 2006). Os fitonematoides alimentam-se e se reproduzem em plantas vivas, podendo migrar para a região rizosférica, para dentro das raízes, ou até mesmo em direção à parte aérea (NUNES; MONTEIRO; POMELA, 2010). São parasitas obrigatórios, que utilizam o conteúdo citoplasmático das células vegetais como fonte de alimentos (MACHADO et al., 2012).

Os nematoides podem ser disseminados pelo vento, implementos agrícolas, roupas e calçados provenientes de áreas contaminadas. Portanto devem ser realizadas limpezas, para evitar a disseminação destes patógenos para áreas isentas (TIHOHOD, 1993). Asmus (2007) encontrou em média 1210 nematoides por 100 ml de solo nos implementos agrícolas, como grades, arados e discos. Nos rodados e pneus cerca de 26 a 633 nematoides por 100 ml de solo. Isto evidencia a importância da limpeza dos implementos de uma área para outra.

A cana-de-açúcar vem sendo cultivada na maioria das vezes como um monocultivo, causando alguns problemas de pressão de doenças, entre eles os nematoides, que causam grande dano ao sistema radicular das plantas, tornando-os deficientes e conseqüentemente diminuindo a produtividade agrícola (BARROS et al., 2010). Os nematoides são considerados uma das principais doenças da cana-de-açúcar. Em solos arenosos as infestações causam grandes prejuízos à cultura, principalmente devido à facilidade de locomoção do parasita e a maior drenagem destes solos (BARELA, 2005; TIHOHOD,1993).

Foram encontradas mais de 275 espécies de nematoides parasitos de plantas, filiadas a pelo menos 48 gêneros que podem ser encontrados em raízes e no solo da rizosfera da cana-de-açúcar (DINARDO-MIRANDA et al., 1996). Os primeiros estudos sobre o ataque de nematoides em cana-de-açúcar datam de 1880 em Java, onde foram encontrados nematoides do gênero *Meloidogyne* e *Pratylenchus* (NOVARETTI, 1975). Os nematoides usualmente mais encontrados em cana-de-açúcar são *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus zae* (MOURA et al., 1999; DINARDO-MIRANDA; GIL; MENEGATTI, 2003). Essas espécies causam prejuízos entre 20 e 40% no primeiro corte para genótipos suscetíveis, diminuindo assim a longevidade da cana-soca (CAIXETA et al., 2010).

Os danos dos fitonematoídes à parte aérea da cana-de-açúcar são reflexos de um sistema radicular debilitado, incapaz de absorver água e nutrientes necessários para o bom desenvolvimento das plantas, em condições de campo são verificados reboladeiras de plantas menores e cloróticas (DINARDO-MIRANDA, 2005).

Além do dano causado pela utilização de nutrientes das plantas os nematoides do gênero *Meloidogyne* acarretam grandes danos ao sistema radicular. Estes parasitas injetam toxinas e também provocam deformações conhecidas como “galhas”, acarretando, enfim em baixo desenvolvimento e pouca eficiência das raízes, conseqüentemente ocorrem reduções na produtividade das plantas (MOURA et al., 1999; DINARDO-MIRANDA, 2005). O nematoíde *Meloidogyne incognita* se hospeda em mais de 2000 espécies vegetais, causando redução do desenvolvimento das plantas mesmo quando presente em populações muito baixas (ASMUS; INOMOTO, 2007; ZAMBIASI et al., 2007).

Os nematoides do gênero *Pratylenchus* são conhecidos como nematoides das lesões radiculares. Este gênero congrega nematoides polífagos que podem parasitar elevado número de espécies vegetais. Estes parasitas penetram e

saem livremente das raízes, já que não há nenhuma fase ou estágio que possa ser denominado infestante. Eles penetram nas raízes, nutrem-se das células causando pequenas lesões, que aumentam gradualmente. Este parasitismo acarreta em aberturas nas raízes, onde podem penetrar bactérias e fungos patogênicos. Os nematoides deste gênero abandonam o sistema radicular quando encontram condições desfavoráveis, migrando para o solo (GOULART, 2008; LORDELLO, 1986).

Dinardo-Miranda (2008) afirma que *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus zaeae* causam cerca de 20 a 30% de redução de produtividade no primeiro corte de genótipos de cana-de-açúcar suscetíveis. Enquanto que *Meloidogyne incognita* pode ocasionar perdas maiores, ao redor de 40%. Em casos de genótipos muito suscetíveis e níveis populacionais muito altos, as perdas na produtividade provocadas por nematoides podem chegar a até 50%.

A deficiência de alguns elementos, principalmente de nitrogênio, potássio e certos micronutrientes, e também a fitotoxicidade por defensivos agrícolas, a compactação do solo e outras desordens fisiológicas podem ocasionar os mesmos sintomas na parte aérea das plantas atacadas por nematoides. O diagnóstico definitivo deve ser realizado com base em análises laboratoriais (DIAS et al., 2009).

3.3 Principais métodos de controle de nematoides

Os métodos de controle de nematoides são principalmente baseados no emprego de produtos químicos ou biológicos e manejo do solo. Na prática é realizado através da aplicação de nematicidas, rotação de culturas, revolvimento e aração do solo nos meses mais quentes e incorporação de matéria orgânica no solo (BARROS et al., 2010).

A utilização de genótipos resistentes é um dos métodos mais recomendáveis para o manejo das áreas infestadas com nematoides, entretanto o número reduzido de genótipos comerciais com esta característica dificulta a sua utilização como uma ferramenta prática de controle. Sendo assim normalmente utiliza-se o controle com a utilização de nematicidas químicos, aplicados em plantio e/ou soqueiras (DINARDO-MIRANDA, 2011).

3.3.1 Controle químico de nematoides

A aplicação de nematicidas diminui o número de nematoides, contribuindo assim para um melhor desenvolvimento das plantas, aumentando a sua produtividade na ordem de 15% para genótipos suscetíveis (DINARDO-MIRANDA et al., 2003), Dinardo-Miranda et al. (1995) concluíram que a utilização do nematicida carbofurano resultou em evidente redução das populações de nematoides nas raízes, resultando em incrementos significativos na produção. Porém a utilização de nematicidas nem sempre têm sido satisfatórias, evidenciando assim necessidades de pesquisas na área (BARROS; MOURA; PEDROSA, 2000).

Atualmente estão registrados para a aplicação no cultivo da cana-de-açúcar os seguintes nematicidas: carbofurano, abamectina, cadusafós, terbufos e aldicarb (AGROFIT, 2013).

Oliveira et al. (2005) em estudos do efeito de nematicidas em campo, observaram que a aplicação de aldicarb apresentou eficiência no controle populacional de *P. brachyurus*, e a abamectina não. Assunção et al. (2010) observaram que o cadusafós controlou de forma mais eficiente o nematoide *Meloidogyne incognita* nas raízes de cana-de-açúcar, quando comparadas ao controle realizado por abamectina.

É necessária a utilização de medidas que sejam menos agressivas ao homem e ao ambiente, mas de maneira eficaz. A utilização de nematicidas são economicamente inviáveis, e pouco eficientes para a aplicação no solo em grandes áreas (GOULART, 2008).

Barros et al. (2002) observaram que o terbufos no controle de nematoides *Helicotylenchus dihystera*, *Criconemella ornata* e *Paratrichodorus* sp. em cinco variedades de cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.), não apresentou reduções nos índices populacionais destes nematoides.

3.3.2. Controle biológico de nematoides

Os microrganismos que habitam o solo e a rizosfera das plantas podem atuar como inimigos naturais dos nematoides. Várias espécies têm sido estudadas e

apontadas como potenciais para esse controle. Dentro desse grupo de microrganismos pode-se incluir *Pasteuria penetrans* (conhecido anteriormente por *Bacillus penetrans*), *Bacillus thuringiensis*, *Bacillus subtilis*, *Burkholderia cepacia*. Dentre os fungos nematófagos pode-se citar *Trichoderma harzianum*, *Hirsutella rhossiliensis*, *Hirsutella minnesotensis*, *Verticillium chlamydosporum*, *Arthrobotrys dactyloides* e *Paecilomyces lilacinus* (DUFOUR; GUERENA; EARLES, et al., 2003). As principais espécies de bactérias estudadas para controle biológico de nematoides são aquelas habitantes da rizosfera com capacidade de invadir os tecidos internos das plantas, ou seja, endofíticas facultativas (MACHADO et al., 2012).

As rizobactérias promotoras de crescimento de plantas habitam a rizosfera e proporcionam vários benefícios para as plantas, como o aumento nas taxas de germinação de sementes, crescimento de raízes, área foliar, aumentam o teor de nutrientes, maior tolerância à seca e, como destaque a sua utilização no biocontrole de doenças, através de ação direta contra o patógeno e ação indireta que induz planta a ficar mais resistente (LUCY; REED; GLICK, 2004).

As rizobactérias apresentam diversos modos de ação: estes podem incluir o parasitismo, a produção de toxinas, antibióticos ou enzimas, a competição por nutrientes e a indução de resistência sistêmica das plantas a promoção da saúde da planta. Elas agem antagonicamente sobre os nematoides através da supressão direta destes patógenos, promovendo o crescimento da planta e facilitando a colonização da rizosfera e a atividade de antagonistas microbianos (TIAN; YANG; ZHANG, 2007).

Dentre as bactérias envolvidas no controle biológico de patógenos do solo *Bacillus subtilis* é a mais estudada (BETTIOL et al., 2009). Ela é habitante natural do solo, produz enzimas e fitohormônios que proporcionam benefícios para as plantas, é descrita como promotora de crescimento de plantas, pode produzir os antibióticos bulbiformina, micosubtilina, bacilomicina, bacilizina e funginicina, (ARAÚJO, 2008; SILVEIRA, 2001; ARAÚJO; HUNGRIA, 1999).

Araújo e Marchesi (2009) constataram que a aplicação de *B. subtilis* aumentou a biomassa da parte aérea e reduziu a reprodução de nematoides formadores de galhas em tomate. Araújo, Silva e Araújo (2002) concluíram que a presença de *Bacillus subtilis* afetou a orientação do nematoide *Heterodera glycines* reduzindo a sua migração em direção a raiz de soja.

Higaki e Araujo (2012) observaram efeitos no controle de nematoides em algodoeiro proporcionado por *Bacillus subtilis*, que reduziu estes patógenos de forma semelhante ao controle químico. O controle de nematoides e o aumento no crescimento das plantas, em função dos tratamentos efetuados, foram mais significativos no solo com maior infestação dos patógenos.

O tratamento de sementes com *Bacillus subtilis* proporciona a introdução do antagonista na área, o que a longo prazo pode resultar em aumento na sua concentração, na direção de tornar o solo supressivo a diversos patógenos (LAZZARETTI; BETTIOL, 1997). A bactéria *Bacillus subtilis* tem a capacidade de colonizar as raízes através da formação de uma camada fina sobre elas. A colonização do sistema radicular possibilita uma situação de competição com outras espécies de microrganismos (KILIAN et al., 2000).

Estudos de Cardozo e Araujo (2011) com a aplicação de *Bacillus subtilis* em suspensão aquosa evidenciaram que esta bactéria promoveu o crescimento e a redução da reprodução dos nematoides em cana-de-açúcar durante a condução do experimento. A inoculação de bactérias nos canaviais pode contribuir de forma positiva, resultando em ganhos de produtividade, sendo que sua contribuição é diferente entre genótipos e entre as estirpes inoculadas, havendo assim uma interação entre estes fatores (PEREIRA et al., 2013).

A utilização de medidas alternativas no controle de doenças em plantas, para garantir uma agricultura sustentável, com alta produtividade, qualidade e baixos impactos econômicos, ambientais e sociais deve ser estudada, como por exemplo, a inoculação com bactérias promotoras de crescimento (CHAVES et al., 2011).

O uso de agrotóxicos para controle de doenças, pragas, e plantas daninhas caracteriza-se pela simplicidade, previsibilidade, e pouco entendimento dos processos básicos do agroecossistema para sua aplicação. Porém, seu uso intensivo acarreta problemas de desequilíbrio ambiental, como contaminação do solo, água, animais, intoxicação dos agricultores, resistência de pragas e plantas, e doenças iatrogênicas (MORANDI; BETTIOL, 2009). Atualmente cresce a necessidade da implantação de sistemas mais sustentáveis de manejo integrado, onde o controle biológico é ferramenta indispensável para a produção de alimentos livres de resíduos deixados por agrotóxicos (LOPES, 2009).

3.3.3 Manejo integrado no controle dos nematoides

A medida de controle mais adequada para as fitonematoses na cana-de-açúcar é a utilização de genótipos resistentes, implicando em menor custo ao produtor e menos riscos ambientais, porém, não existem genótipos comerciais resistentes às principais espécies de fitonematóides que parasitam a cultura (DINARDO-MIRANDA, 2005).

Atualmente existe uma demanda crescente por métodos alternativos no controle de nematoides. Estas alternativas podem substituir o controle químico, reduzindo às implicações toxicológicas e ambientais e aumentando o interesse no cultivo da cana-de-açúcar, em sistema orgânico de produção (AMBROSANO et al., 2011). Dinardo-Miranda et al. (2003) e Oliveira et al. (2007) avaliaram o controle de nematoides em cana-de-açúcar pela da adição de torta de filtro e não observaram efeitos consistentes no controle populacional dos nematoides, porém observaram aumentos de produtividade na ordem de 10 a 20 t ha⁻¹.

A utilização de adubos verdes contribui com benefícios nas propriedades química, física e biológica do solo, resultando também no controle de nematoides. Este controle pode ser atribuído ao aumento da quantidade de matéria orgânica do solo, aumentando-se conseqüentemente os microrganismos e inimigos naturais que ajudam a controlar ou ao menos diminuir não somente a infestação de nematoides, mas também infestação de outros tipos de doenças e plantas daninhas (FILETI et al., 2011).

Algumas espécies de plantas podem ser utilizadas para a reforma dos canaviais, dentre estas espécies as leguminosas, que apresentam destaque pela fixação biológica de nitrogênio (LUZ et al., 2005). Espécies de leguminosas como a *Crotalaria juncea* não hospedam nematoides do gênero *Pratylenchus*, sendo má hospedeira de *Meloidogyne* e *Rotylenchulus*, podendo ser indicada para controle de nematoides na cultura da cana-de-açúcar (SANTANA; MOURA; PEDROSA, 2003).

Moura et al. (2010) observou que a rotação com *Crotalaria juncea* e *Stizolobium aterrimum* (mucuna-preta) proporcionou controle eficiente de nematoides *Pratylenchus zaei*, e proporcionou incrementos de produtividade até 22% em relação à áreas de pousio. O controle que as crotalárias exercem sobre os nematoides é devido a atração dos nematoides juvenis, permitindo a acomodação

destes no sistema radicular até que a planta aborte os pontos infestados, promovendo a morte destes parasitos no interior das células infectadas (LUZ et al., 2005).

A resistência induzida em plantas pode variar de acordo com a espécie e o estado nutricional do hospedeiro, tipo de indutor e patógeno envolvido. Em plantas resistentes a 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 (SALGADO; RESENDE; CAMPOS, 2007). Guimarães et al. (2008) estudaram o efeito de indutores de resistência, metil jasmonato e silicato de potássio aplicados por meio de pulverização foliar em cana-de-açúcar com relação ao controle de *Meloidogyne incognita* e *Pratylenchus zaeae*, concluindo que estes produtos se mostraram eficientes na redução do número de ovos por grama de raiz, nos genótipos RB867515 e RB863129.

Usualmente muitos produtores utilizam também nematicidas em soqueiras, principalmente pelos bons resultados obtidos em cana planta. Entretanto, os incrementos de produtividade decorrentes do controle químico de nematoides em cana soca são geralmente mais modestos em relação aos resultados observados em cana planta, economicamente são viáveis em muitas situações (DINARDO-MIRANDA, 2005).

A decisão sobre o tratamento químico em soqueira deve considerar, além da infestação na área (nível populacional de nematoides) e período entre a colheita e a aplicação do nematicida, também o potencial produtivo da cultura. Áreas nas quais se espera baixa produtividade, em função de falhas na brotação da soca, plantas invasoras, entre outros fatores, normalmente não devem ser tratadas, mesmo se as populações de nematoides forem elevadas, pois os incrementos de produtividade obtidos podem ser inferiores (em função da baixa produtividade) aos custos de aplicação destes nematicidas (DINARDO-MIRANDA, 2005).

4 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi desenvolvido em parceria com a Usina Alto Alegre – Unidade Floresta – Presidente Prudente, em uma área com histórico de infestação de nematoides, no município de Caiabu a uma latitude 22°00'44" sul e a uma longitude 51°14'08" oeste, e uma altitude de 520 metros.

A análise de solo da área apresentou o seguinte perfil de fertilidade pH em $\text{CaCl}_2=4,6$; M.O.= 9 g dm^{-3} ; P = 10 mg dm^{-3} ; K = $0,6 \text{ mmolc dm}^{-3}$; Ca = 11 mmolc dm^{-3} ; Mg = 6 mmolc dm^{-3} ; H+Al = 13 mmolc dm^{-3} ; Al = 0 mmolc dm^{-3} ; SB = 18 mmolc dm^{-3} ; CTC = 31 mmolc dm^{-3} ; V% = 58%.

Foram retiradas amostras de solo e encaminhadas ao laboratório de Microbiologia da Universidade do Oeste Paulista - Unoeste para identificação e quantificação de gêneros de fitonematoides. Encontrou-se em média 280 nematoides em 100g de solo, sendo 180 do gênero *Meloidogyne*, 100 do gênero *Pratylenchus*.

4.1 Microrganismos Utilizados no Controle Biológico

Foi utilizada no experimento a estirpe AP-3 de *Bacillus subtilis*, descrita como produtora de antibióticos e promotora de crescimento de plantas (ARAUJO; HENNING; HUNGRIA, 2005) a qual foi multiplicada no laboratório da Unoeste, por sete dias, a 28°C em meio sólido de ágar nutriente. Após este período as células foram raspadas e transferidas para 100 mL de água esterilizada a qual foi agitada com objetivo da completa dissolução da bactéria, formando uma suspensão homogênea com concentração aproximada de $1,0 \times 10^8$ células por mL (CARDOZO; ARAUJO, 2011).

4.2 Condução do Experimento

Foram utilizadas no experimento dois genótipos de cana-de-açúcar susceptíveis a ação de nematoides, SP81-3250 e RB867515 (MARIN, 2012). O delineamento empregado foi o fatorial, de blocos casualizados com cinco repetições.

Os tratamentos foram dois genótipos de cana-de-açúcar (SP81-3250 e RB867515) combinados com quatro formas de controle de nematoides (carbofurano, *Bacillus subtilis* aplicado no sulco de plantio, *B. subtilis* aplicado em pós-emergência e controle), totalizando 40 parcelas. Cada parcela possuía 6 metros de largura, por 10 metros de comprimento com cinco sulcos espaçados a 1,5 metros. Considerando três sulcos centrais de cada parcela, para as avaliações, visando minimizar o efeito da bordadura.

A aplicação do controle biológico foi efetivada por duas formas: aplicação da rizobactéria no sulco e aplicação trinta dias após o plantio (sem incorporação). Como referência de controle de nematoides foi efetivado o tratamento químico com carbofurano no sulco de plantio. Foi também conduzido um tratamento sem aplicação de controle químico ou biológico.

Para efetivação do controle biológico a suspensão de células bacterianas (0,1 L) obtida anteriormente foi dissolvida em 12,5 litros de água, aplicando-se 0,25 litros para 10 metros lineares de sulco (correspondendo a 166 litros de calda por hectare, com 1,33 litros da suspensão bacteriana) (MAZZUCHELLI; ARAUJO, 2011).

O tratamento químico com carbofurano, foi realizado dissolvendo 0,6 litros do produto comercial, em 18 litros de água, aplicando 0,36 litros para 10 metros lineares de sulco. Correspondente a 240 litros de calda por hectare, com 8 litros do produto comercial.

O plantio foi realizado em maio de 2011, objetivando um ciclo da cultura de um ano e meio. Para o plantio da cana-de-açúcar, foram distribuídos nos sulcos os dois colmos, cruzando a ponta de um colmo com o pé do outro, proporcionando uma distribuição de 17 a 20 gemas por metro linear de sulco. As mudas de cana depositadas no fundo do sulco foram cortadas em toletes com 2 a 3 gemas, que após a aplicação dos tratamentos foram recobertos com solo em operação com auxílio de máquinas.

4.3 Avaliações Efetuadas

Durante a condução da cultura foram realizadas três avaliações da presença de nematoides nas raízes, aos 90, 270 e 481 dias após o plantio. A coleta

das raízes foi efetuada em três pontos ao acaso dentro das três linhas centrais de cada parcela. Nestes locais foram abertas trincheiras próximo às raízes, de onde foram retiradas amostras, com auxílio de uma faca, que foram então homogeneizadas e encaminhadas ao laboratório de Fitopatologia da Unoeste. A extração dos nematoides das raízes foi realizada em alíquotas de 50 g de raízes pela técnica de Coolen e D'Herde (1972), efetuada imediatamente após as coletas. A contagem foi realizada com auxílio da câmara de Peters, no microscópio óptico, para análise de nematoides dos gêneros *Meloidogyne* e *Pratylenchus*. Posteriormente foi calculado o fator de reprodução (FR), onde a população final de nematoides é dividida pela população inicial, estimando-se o número de vezes que o nematoide se reproduziu (PEDROSA et al., 2005).

Após a emergência das plantas, aos 120 dias, foi realizado a contagem dos perfilhos, em três pontos, utilizando-se como referência cinco metros de comprimento dentro da cada área útil das parcelas. Aos 120 dias após o plantio foram realizadas análises do teor de clorofila total nas folhas, com a utilização de clorofilômetro de campo. Para isso foram escolhidas seis plantas ao acaso em cada área útil das parcelas, onde foi registrado o teor de clorofila no terço médio da lâmina foliar da folha +3 expandida a partir do ápice de cada planta.

Objetivando-se verificar o estado nutricional das plantas foram coletadas 10 folhas +3 expandida por parcela, aos 240 dias. Após a coleta, as folhas foram levadas ao laboratório de Análises Químicas de Solos da Unoeste para determinação de macro e micronutrientes foliares, utilizando-se a metodologia de Malavolta, Vitti e Oliveira (1997). Para isto as folhas foram lavadas em água e detergente neutro e colocadas para secar em estufa com circulação forçada de ar a 60°C, até a obtenção de massa constante. Em seguida as folhas foram trituradas em moinho e encaminhadas para o laboratório.

No material coletado aos 240 dias também foi avaliada a quantidade de energia presente nas folhas secas. A análise foi realizada no Centro de Estudos Avançados em Bioenergia e Tecnologia Sucroalcooleira (CENTEC) da Unoeste. Para esta análise da quantificação de energia utilizou-se a bomba calorimétrica NBR 8693/84 e a metodologia foi seguida segundo as recomendações de Nogueira (2009) e Vale et al. (2007).

Como avaliação final foi determinada o rendimento da cultura, para isto pesou-se a biomassa da parte aérea de três linhas centrais de cada parcela com

auxílio de balança. Em seguida procederam-se os cálculos para determinação da produção por hectare.

Foi determinada a qualidade da cana-de-açúcar, através dos parâmetros tecnológicos, retirando-se uma amostra composta por dez colmos coletados das três linhas centrais de cada parcela.

As análises das variáveis industriais foram realizadas no laboratório de análises industriais da Usina Alto Alegre – Unidade Floresta, utilizando-se os métodos padrões da agroindústria açucareira (FERNANDES, 2003). Determinou-se o Brix (porcentagem de sólidos solúveis, incluindo a sacarose, no caldo), o Pol na cana (porcentagem aparente de sacarose contida na cana), TPolH (tonelada de Pol por hectare) e ATR (açúcar total recuperável, representado pela quantidade de açúcares redutores totais – ART recuperáveis da cana até o xarope, expresso em toneladas por hectare).

Os dados obtidos foram analisados estatisticamente pelo programa SISVAR, sendo utilizado o teste Tukey a 1 e 5% para comparação das médias.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Não houve influência dos tratamentos conduzidos sobre o perfilhamento da cana-de-açúcar, apenas ocorreu diferença significativa quando se comparou os genótipos utilizados (Tabela 1 e 2). Dinardo-Miranda et al. (2001) também não observaram efeitos no perfilhamento da cana-de-açúcar em experimentos com aplicação de nematicida. Ausência de estímulo ao perfilhamento também foi verificado por Dias-Arieira et al. (2010) em avaliação de cana-de-açúcar (RB867515) tratadas com carbofurano em comparação a áreas não tratadas.

TABELA 1 – Perfilhamento por metro linear de cana-de-açúcar (genótipos SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência. Avaliação efetuada aos 120 dias após o plantio.

| Tratamentos | SP81-3250 | RB867515 |
|-------------------------------------|--------------------|--------------------|
| Carbofurano | 25,84 | 20,12 |
| <i>B. subtilis</i> (sulco) | 27,18 | 19,84 |
| <i>B. subtilis</i> (pós-emergência) | 26,04 | 15,72 |
| Controle | 26,12 | 20,52 |
| Teste F | 0,22 ^{ns} | 3,05 ^{ns} |
| CV(%) | 12,62 | |

ns – não significativo pelo teste F a 5% de probabilidade

O genótipo SP81-3250 apresentou maior perfilhamento de 27% em comparação ao genótipo RB867515 (Tabela 2). Essa diferença proporcionou um melhor fechamento das entrelinhas em relação ao genótipo RB867515, fato este que pode ser explicado devido ao maior número de perfilhos no genótipo SP81-3250 (MARIN, 2012).

TABELA 2 – Média de perfilhamento por metro linear de cana-de-açúcar na avaliação dos genótipos SP81-3250 e RB867515.

| Genótipos | Perfilhos |
|-----------|-----------|
| SP81-3250 | 26,28 |
| RB867515 | 19,04 |
| Teste F | 64,10** |

Significativo ao teste F ao nível de significância de 1% de probabilidade.

Os tratamentos com o nematicida carbofurano e com a rizobactéria *Bacillus subtilis*, aplicada no sulco e na pós-emergência, apresentaram reduções significativas nas formas ativas de *Meloidogyne* spp. encontradas nas raízes de cana-de-açúcar (SP81-3250), em comparação ao controle, na avaliação efetuada aos 90 dias após o plantio (DAP) (Tabela 3). Enquanto que no genótipo RB867515 reduções significativas do número de formas ativas desse parasita foram encontradas para o tratamento com carbofurano o qual reduziu 51% da infestação comparado ao tratamento controle, apesar de não ter se diferenciado de *Bacillus subtilis* no sulco (Tabela 3)

Com relação à *Pratylenchus* spp. verificou-se aos 90 DAP que não houve diferenças entre os tratamentos conduzidos. Os fatores de reprodução (FR) encontrados em todos os tratamentos para ambos os genótipos apresentaram valores superiores a dois, contudo o controle já apresentava valores próximos a três neste indicador (Tabela 3).

Nas avaliações efetuadas aos 270 e 481 DAP, observou-se que todos os tratamentos proporcionaram reduções significativas de formas ativas dos gêneros *Meloidogyne* e *Pratylenchus* nas raízes de cana-de-açúcar, quando comparados ao controle, em ambos os genótipos avaliados (Tabela 3). Outro fato a ser destacado, foi o melhor desempenho de controle exercido pela aplicação de *B. subtilis* no sulco, na avaliação aos 270 DAP. Destaca-se também na avaliação das raízes de cana-de-açúcar aos 481 dias os nematoides do gênero *Pratylenchus* apresentaram aproximadamente o dobro da reprodução encontrado em *Meloidogyne*.

Dias-Arieira et al. (2010) constataram que a aplicação de nematicidas químicos no controle populacional de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* na cultura da cana-de-açúcar, foi eficiente somente para os nematoides do gênero *Meloidogyne*. No caso do nematicida carbofurano, pode ocorrer perda de eficiência com o passar do tempo, como constatado por Dinardo-Miranda et al. (2003), que destacaram que este produto, por possuir elevada solubilidade, apresenta perda de eficiência em poucos meses após sua aplicação. Verificou-se que em condições de plantio da cana-de-açúcar no verão, o efeito do nematicida químico pode ser de apenas 90 DAP (DINARDO-MIRANDA, 2011). No caso da rizobactéria *Bacillus subtilis*, a introdução no solo, pode garantir a longo prazo, um aumento na sua concentração, podendo resultar na condição de um solo supressivo a diversos patógenos (LAZZARETTI; BETTIOL, 1997). Estudos de Cardozo e Araujo (2011) com a

aplicação de *Bacillus subtilis* em suspensão aquosa no sulco de plantio, evidenciaram que esta bactéria promoveu a redução da reprodução dos nematoides em cana-de-açúcar durante toda a condução do experimento.

A produção de substâncias tóxicas ou repelentes realizadas por rizobactérias pode desestimular a penetração ou alimentação de nematoides (FREITAS, 2001). Conforme constatado por Silveira (2001), as rizobactérias podem atuar na infectividade, virulência e agressividade do patógeno, e também nos processos de infecção, desenvolvimento de sintomas e reprodução. Este fato foi evidenciado por Araújo, Silva e Araújo (2002) que constataram que a utilização de *Bacillus subtilis* afeta a orientação do nematoide, reduzindo a migração para a raiz, já que esta bactéria interfere na produção de exsudados das raízes que servem como orientação para nematoides, alterando assim a reprodução e orientação do parasita em direção as mesmas. Os nematoides passam a se movimentar no solo até acabar suas reservas energéticas, culminando com sua morte.

As bactérias produzem proteases, que tem a capacidade de degradar a cutícula dos nematoides (LIAN et al., 2007), além de poderem utilizar os ovos de nematoides como fonte de alimento (KHAN; KHAN; MOHIDE, 2005).

TABELA 3 - Incidência de nematoides do gênero *Meloidogyne* e *Pratylenchus* nas raízes de cana-de-açúcar (genótipos SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência. Avaliação efetuada aos 90, 270 e 481 dias após o plantio.

| Tratamentos | Formas ativas de nematoides por 50 g de raiz | | | | | | | |
|----------------------|--|-----------------|----------|-----|--------------------------|------|----------|------|
| | <i>Meloidogyne</i> spp. | | | | <i>Pratylenchus</i> spp. | | | |
| | SP81-3250 | FR ² | RB867515 | FR | SP81-3250 | FR | RB867515 | FR |
| -----90 dias----- | | | | | | | | |
| Carbofurano | 276,0 b ¹ | 1,5 | 204,0 b | 1,1 | 240,0 a | 2,4 | 204,0 a | 2,0 |
| <i>B. s.</i> (sulco) | 312,0 b | 1,7 | 300,0 ab | 1,6 | 240,0 a | 2,4 | 264,0 a | 2,6 |
| <i>B. s.</i> (pós) | 360,0 b | 2,0 | 348,0 a | 1,9 | 276,0 a | 2,7 | 252,0 a | 2,5 |
| Controle | 504,0 a | 2,8 | 420,0 a | 2,3 | 312,0 a | 3,1 | 288,0 a | 2,8 |
| CV(%) | 21,85 | | | | 27,11 | | | |
| -----270 dias----- | | | | | | | | |
| Carbofurano | 1008,0 b | 5,6 | 1024,0 b | 5,6 | 768,0 bc | 7,6 | 816,0 b | 8,1 |
| <i>B. s.</i> (sulco) | 688,0 c | 3,8 | 784,0 c | 4,3 | 592,0 c | 5,9 | 720,0 b | 7,2 |
| <i>B. s.</i> (pós) | 864,0 bc | 4,8 | 1040,0 b | 5,7 | 864,0 b | 8,6 | 832,0 b | 8,3 |
| Controle | 1600,0 a | 8,8 | 1472,0 a | 8,1 | 1184,0 a | 11,8 | 1184,0 a | 11,8 |
| CV(%) | 12,84 | | | | 14,39 | | | |
| -----481 dias----- | | | | | | | | |
| Carbofurano | 1328,0 b | 7,3 | 1328,0 b | 7,3 | 1360,0 b | 13,6 | 1376,0 b | 13,7 |
| <i>B. s.</i> (sulco) | 1296,0 b | 7,2 | 1280,0 b | 7,3 | 1312,0 b | 13,1 | 1360,0 b | 13,6 |
| <i>B. s.</i> (pós) | 1280,0 b | 7,1 | 1248,0 b | 6,9 | 1376,0 b | 13,7 | 1328,0 b | 13,2 |
| Controle | 1616,0 a | 8,9 | 1568,0 a | 8,7 | 1712,0 a | 17,1 | 1680,0 a | 16,8 |
| CV(%) | 7,23 | | | | 8,85 | | | |

1. Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste Tukey (5%)

2. FR=Fator de reprodução (FR=PF/PI) PF=População final e PI=População inicial

B. s. (sulco) = *Bacillus subtilis* aplicado no sulco de plantio

B. s. (pós) = *Bacillus subtilis* aplicado em pós-emergência.

As avaliações clorofilométrica e calorimétrica não detectaram diferenças significativas nas plantas tratadas e não tratadas (Tabela 4). Asmus e Ferraz (2001) avaliando a inoculação de populações crescentes de nematoides em soja, também não observaram diferenças significativas no teor de clorofila foliar das plantas.

Em sorgo (*Sorghum bicolor*) e milho (*Zea mays*) plantas C4, os valores de energia presente nas folhas secas são em torno de 17,4 a 16,9 (AMTHOR, 2010); valores próximos aos obtidos no experimento (Tabela 4), apesar de não terem sido verificadas diferenças significativas entre os tratamentos conduzidos.

TABELA 4 – Avaliação clorofilométrica e calorimétrica em folhas de cana-de-açúcar (SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência. Avaliação realizada aos 120 e 240 dias após o plantio, respectivamente.

| Tratamentos | - unidade SPAD - | | - MJ kg de massa seca ⁻¹ - | |
|-------------------------------------|--------------------|--------------------|---------------------------------------|--------------------|
| | 120 DAP | | 240 DAP | |
| | SP81-3250 | RB867515 | SP81-3250 | RB867515 |
| Carbofurano | 23,85 | 24,51 | 16,323 | 16,685 |
| <i>B. subtilis</i> (sulco) | 23,84 | 24,52 | 16,521 | 16,499 |
| <i>B. subtilis</i> (pós-emergência) | 23,76 | 24,24 | 16,546 | 16,548 |
| Controle | 20,99 | 24,01 | 16,390 | 16,503 |
| Teste F | 2,06 ^{ns} | 0,07 ^{ns} | 1,00 ^{ns} | 0,67 ^{ns} |
| CV(%) | 20,28 | | 1,43 | |

ns – não significativo pelo teste F a 5% de probabilidade

O resultado da análise nutricional das folhas de cana-de-açúcar aos 240 dias mostrou que nenhum dos nutrientes nos tratamentos conduzidos para o controle de nematoides apresentou valores diferentes do controle (Tabela 5 e 6).

Os teores de nitrogênio, fósforo, cálcio, magnésio e enxofre foliar apresentaram-se dentro dos recomendáveis para a cultura (RAIJ et al., 1997), nos dois genótipos em todos os tratamentos conduzidos. Todos os tratamentos realizados para controle de nematoides no genótipo SP81-3250, apresentaram valores de potássio foliar acima dos recomendados para a cultura. Já para o genótipo RB867515 somente os tratamentos com carbofurano e *B. subtilis* aplicados no sulco apresentaram valores dentro dos considerados adequados para a cultura (Tabela 5).

Em relação aos micronutrientes, os teores de boro, ferro, manganês e zinco foliar estiveram com valores dentro dos recomendáveis para a cultura (RAIJ et al., 1997), em todos os tratamentos. Os valores de cobre estiveram na faixa

adequada para a cultura no genótipo SP81-3250, entretanto no genótipo RB867515 todos os tratamentos estiveram abaixo dos níveis adequados (Tabela 6).

Almeida, Santos e Martins (2011) observaram que os teores de nitrogênio, fósforo e potássio foram superiores em folhas de goiabeira sem a presença de nematoides. Já os nutrientes cálcio e magnésio apresentaram maiores valores em folhas de goiabeira quando parasitadas por nematoides. Carvalho et al. (2013) não observaram diferenças significativas nos teores de nitrogênio, fósforo, potássio, magnésio e enxofre em folhas de *Brachiaria* spp. parasitadas por nematoides do gênero *Pratylenchus*, concluindo neste experimento que os nematoides não influenciaram diretamente a composição foliar da pastagem. Salata (2010) também não encontrou diferenças significativas nos teores de nitrogênio, fósforo, potássio, cálcio, magnésio e enxofre na parte aérea de pepino com inoculações de nematoides *Meloidogyne incognita* e *Meloidogyne javanica* comparados ao controle.

TABELA 5 – Teores foliares de macronutrientes em cana-de-açúcar (SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência. Avaliação realizada aos 240 dias após o plantio.

| Tratamentos | Macronutrientes (g kg ⁻¹) | | | | | | | | | | | |
|----------------------|---------------------------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|
| | N | | P | | K | | Ca | | Mg | | S | |
| | SP81-3250 | RB867515 | SP81-3250 | RB867515 | SP81-3250 | RB867515 | SP81-3250 | RB867515 | SP81-3250 | RB867515 | SP81-3250 | RB867515 |
| Carbofurano | 9,48 | 9,68 | 1,43 | 1,48 | 17,14 | 11,78 | 5,68 | 5,62 | 1,56 | 1,94 | 1,70 | 2,24 |
| <i>B. s.</i> (sulco) | 9,96 | 9,60 | 1,48 | 1,33 | 17,40 | 10,06 | 5,40 | 5,86 | 1,56 | 2,14 | 1,68 | 2,66 |
| <i>B. s.</i> (pós) | 9,04 | 10,38 | 1,38 | 1,38 | 16,56 | 8,86 | 6,08 | 5,46 | 1,60 | 2,32 | 1,70 | 2,22 |
| Controle | 9,30 | 9,46 | 1,40 | 1,23 | 15,94 | 8,94 | 6,64 | 5,86 | 1,84 | 2,32 | 1,88 | 2,34 |
| Teste F | 0,62 ^{ns} | 1,07 ^{ns} | 0,35 ^{ns} | 2,14 ^{ns} | 0,45 ^{ns} | 1,99 ^{ns} | 0,97 ^{ns} | 0,13 ^{ns} | 1,32 ^{ns} | 2,38 ^{ns} | 0,35 ^{ns} | 1,66 ^{ns} |
| CV(%) | 6,68 | | 11,29 | | 16,16 | | 20,89 | | 13,72 | | 17,20 | |

ns – não significativo pelo teste F a 5% de probabilidade; *B. s.* (sulco) = *Bacillus subtilis* aplicado no sulco de plantio; *B. s.* (pós) = *Bacillus subtilis* aplicado em pós-emergência.

TABELA 6 – Teores foliares de micronutrientes em cana-de-açúcar (SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência. Avaliação realizada aos 240 dias após o plantio.

| Tratamentos | Micronutrientes (mg kg ⁻¹) | | | | | | | | | |
|----------------------|--|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|--------------------|
| | B | | Cu | | Fe | | Mn | | Zn | |
| | SP81-3250 | RB867515 | SP81-3250 | RB867515 | SP81-3250 | RB867515 | SP81-3250 | RB867515 | SP81-3250 | RB867515 |
| Carbofurano | 12,60 | 10,40 | 9,66 | 3,32 | 111,72 | 95,58 | 104,18 | 114,10 | 11,66 | 11,12 |
| <i>B. s.</i> (sulco) | 13,80 | 8,00 | 12,36 | 3,66 | 104,46 | 92,60 | 94,28 | 138,52 | 10,76 | 15,02 |
| <i>B. s.</i> (pós) | 12,60 | 11,40 | 11,20 | 4,16 | 108,18 | 94,54 | 130,94 | 155,58 | 10,24 | 9,94 |
| Controle | 15,50 | 12,10 | 11,00 | 2,30 | 113,42 | 112,44 | 99,26 | 155,12 | 13,64 | 11,04 |
| Teste F | 0,91 ^{ns} | 1,55 ^{ns} | 0,18 ^{ns} | 0,09 ^{ns} | 0,11 ^{ns} | 0,63 ^{ns} | 0,95 ^{ns} | 1,36 ^{ns} | 0,49 ^{ns} | 1,09 ^{ns} |
| CV(%) | 26,69 | | 32,87 | | 24,81 | | 30,15 | | 40,68 | |

ns – não significativo pelo teste F a 5% de probabilidade; *B. s.* (sulco) = *Bacillus subtilis* aplicado no sulco de plantio; *B. s.* (pós) = *Bacillus subtilis* aplicado em pós-emergência.

O Índice de Balanço Nutricional (IBN), baseado na avaliação do DRIS, apresentou que no genótipo SP81-3250 os tratamentos realizados não apresentaram diferenças significativas entre si, sendo que os valores do IBN estavam positivos, indicando desequilíbrio nutricional por maior concentração foliar (WADT et al., 1999). No genótipo RB867515 o tratamento controle apresentou valor de IBN maior, indicando desequilíbrio nutricional significativo em relação aos demais tratamentos. Estes valores foram 30,6% superiores ao tratamento com carbofurano e 28% superior ao tratamento com *B. subtilis* aplicado no sulco de plantio (Tabela 7).

Como a interpretação do DRIS é baseada na obtenção de índices para cada nutriente, valores positivos indicam excessos de nutrientes confirmando o desequilíbrio nutricional da cultura (WADT et al., 1999). Estudos realizados em talhões de cana-de-açúcar com rendimento acima de 80 toneladas por hectare tem mostrado que as populações de plantas com maior IBN apresentaram as menores produtividades (PIPERAS; CRESTE; ECHER, 2009).

TABELA 7 – Índice de Balanço Nutricional – IBN, de cana-de-açúcar em dois genótipos após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência, avaliação realizada aos 240 dias após o plantio.

| Tratamentos | SP81-3250 | RB867515 |
|-------------------------------------|--------------------|----------|
| Carbofurano | 18,63 a | 23,51 a |
| <i>B. subtilis</i> (sulco) | 19,48 a | 24,42 a |
| <i>B. subtilis</i> (pós-emergência) | 25,25 a | 28,79 ab |
| Controle | 24,82 a | 33,91 b |
| Teste F | 2,04 ^{ns} | 3,83* |
| CV(%) | 21,89 | |

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste Tukey (5%)

Nas avaliações de parâmetros tecnológicos da cultura (Tabela 8) efetuadas no momento da colheita, verificou-se que o genótipo SP81-3250 respondeu positivamente aos tratamentos efetuados, apresentando maiores teores de sólidos solúveis (Brix). Nesse genótipo, que todos os tratamentos conduzidos apresentaram desempenho superior ao controle. Entretanto, para a variável do Brix, o genótipo RB867515 não apresentou diferenças significativas, em todos os

tratamentos realizados, concordando com Barela e Christoffoleti (2006) que não observaram acréscimos nos valores do Brix em experimento de controle de nematoides utilizando-se este mesmo genótipo.

A concentração de polissacarídeos totais (Pol), na cana-de-açúcar SP81-3250 também foi significativamente maior nos tratamentos com a introdução da rizobactéria na pós-emergência da cultura e no sulco de plantio, quando comparados ao controle (Tabela 8). Dinardo-Miranda, Garcia e Parazzi (2002) realizando experimentos com diferentes nematicidas em cana-de-açúcar, constataram acréscimos na avaliação de Pol no genótipo SP80-1816 tratado com nematicidas em comparação ao controle. Entretanto, no genótipo SP80-1842 os tratamentos não apresentaram diferenças significativas nesta variável. Estes fatos confirmam as características de hipersensibilidade aos nematoides encontradas nos genótipos SP81-3250 e SP80-1816 (NOVARETTI, 2013), onde o controle de nematoides empregado pode ter contribuído para os efeitos significativos encontrados em alguns parâmetros tecnológicos.

Em relação aos teores de ATR (Açúcar Total Recuperável), utilizado no cálculo para o pagamento da cana-de-açúcar, os tratamentos realizados para o controle de nematoides não proporcionaram aumentos significativos em ambos os genótipos utilizados. Chaves et al. (2009) também avaliando produtos alternativos, óleo de nim e torta de filtro no controle de nematoides no genótipo RB813804, não encontraram diferenças no ATR, mesmo nos tratamentos que proporcionaram maior controle de nematoides do gênero *Pratylenchus*.

Em relação ao TPolH (tonelada de Pol por hectare) os tratamentos conduzidos para controle de nematoides não apresentaram influências na produção de Pol por hectare (Tabela 8).

Ravaneli et al. (2011), estudando o ataque de cigarrinha das raízes (*Mahanarva fimbriolata*) na qualidade da cana-de-açúcar, constataram que o ataque da praga causou significativas reduções na qualidade da cana, ao diminuir teores de sólidos solúveis, teores de sacarose, açúcares redutores totais e pH, e ao aumentar os compostos fenólicos e a acidez total e volátil do caldo.

TABELA 8 - Análise tecnológica da cana-de-açúcar (SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência.

| Tratamentos | Brix | | POL (%) | | TPoIH (ton ha ⁻¹) | | ATR (ton ha ⁻¹) | |
|----------------------|-----------|----------|-----------|----------|-------------------------------|----------|-----------------------------|----------|
| | SP81-3250 | RB867515 | SP81-3250 | RB867515 | SP81-3250 | RB867515 | SP81-3250 | RB867515 |
| Carbofurano | 20,92 a | 23,59 a | 15,89 ab | 17,94 a | 19,48 a | 17,86 a | 19,33 a | 17,61 a |
| <i>B. s.</i> (sulco) | 20,89 a | 23,51 a | 15,99 a | 17,67 a | 16,92 a | 17,04 a | 16,77 a | 16,83 a |
| <i>B. s.</i> (pós) | 21,00 a | 23,58 a | 16,10 a | 17,73 a | 20,38 a | 17,02 a | 20,21 a | 16,82 a |
| Controle | 18,96 b | 23,63 a | 14,23 b | 17,87 a | 18,87 a | 17,76 a | 19,33 a | 17,54 a |
| CV(%) | 4,77 | | 5,88 | | 14,31 | | 14,10 | |

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste Tukey (5%)

B. s. (sulco) = *Bacillus subtilis* aplicado no sulco de plantio

B. s. (pós) = *Bacillus subtilis* aplicado em pós-emergência.

A avaliação de rendimento final da cultura não apresentou diferenças significativas ($P>0,05$) entre os tratamentos (Tabela 9). Barela e Christoffoleti (2006) também não observaram efeitos no rendimento da cana-de-açúcar em experimento com avaliação de controle de nematoides no genótipo RB867515. De forma semelhante, Dias-Arieira et al. (2010) não observaram diferenças significativas na produtividade de cana-de-açúcar, no mesmo genótipo, tratado com carbofurano, comparadas a áreas não tratadas com o nematicida. Em experimento com uso de aldicarb, abamectina e óleo de nim para controle de nematoides em cana-de-açúcar, também não foram encontrados aumentos significativos do rendimento da cultura no primeiro ano de avaliação (OLIVEIRA et al., 2005).

TABELA 9 - Rendimento da cana-de-açúcar (SP81-3250 e RB867515) após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência.

| Tratamentos | – Mg ha ⁻¹ – | |
|-------------------------------------|-------------------------|--------------------|
| | SP81-3250 | RB867515 |
| Carbofurano | 122,73 | 99,51 |
| <i>B. subtilis</i> (sulco) | 105,54 | 96,25 |
| <i>B. subtilis</i> (pós-emergência) | 126,91 | 96,05 |
| Controle | 125,87 | 99,37 |
| Teste F | 2,92 ^{ns} | 0,10 ^{ns} |
| CV(%) | 11,96 | |

ns – não significativo pelo teste F a 5% de probabilidade

Os genótipos avaliados apresentaram diferenças significativas em relação ao rendimento final, onde SP81-3250 apresentou maior produção em relação a RB867515 (Tabela 10).

TABELA 10 - Rendimento dos genótipos da cana-de-açúcar após tratamento com nematicidas no sulco e na pós-emergência.

| Genótipos | – Mg ha ⁻¹ – |
|-----------|-------------------------|
| SP81-3250 | 120,2 |
| RB867515 | 97,8 |
| Teste F | 29,69** |

** Significativo ao teste F ao nível de significância de 1% de probabilidade.

O controle de nematoides em cana-de-açúcar é realizado basicamente pela aplicação de nematicidas. No entanto muitos trabalhos comprovam que ocorre a redução do parasita se mantém até os 120 dias após a aplicação do produto no plantio e que depois desse período sua população pode aumentar consideravelmente (DINARDO-MIRANDA et al., 1995). A redução de nematoides nas raízes de cana-de-açúcar encontrada nos tratamentos com nematicida e *B. subtilis* aconteceu após 90 dias (Tabela 3). Isto pode ter sido devido a fatores climáticos, pois este período corresponde à época de outono-inverno o que pode ter reduzido a atividade dos nematoides e também dos inimigos naturais. Apesar de ter ocorrido efeitos significativos na redução do parasita nas raízes proporcionado pelos controles aplicados, verifica-se que o fator de reprodução do nematoide foi relativamente alto em todos os tratamentos o que pode ter colaborado para a ausência de efeito no rendimento final da cultura.

A utilização de apenas um método de controle de nematoides tem sido questionada pelos pesquisadores, embora tal prática tenha sido constantemente utilizada nos experimentos (CHAVES; PEDROSA; MELO, 2003). Os métodos de controle com o emprego de leguminosas e incorporação de resíduos orgânicos no solo têm mostrado resultados satisfatórios dentro das estratégias de manejo do parasita em cana-de-açúcar (SANTANA; MOURA; PEDROSA, 2003). Apesar de esses métodos poderem ser adotados num sistema de manejo integrado, a aplicação de nematicidas para controle de fitonematóides é um método atrativo para os produtores pelo fato de alcançar resultados favoráveis em um relativo curto período de tempo (HALBRENT; JAMES, 2003).

A utilização de *Bacillus subtilis* no controle de nematoides em cana-de-açúcar pode ser considerada um método alternativo para ser aplicado no manejo integrado de nematoides. Esta opção pode também ser interessante para os sistemas de produção da cana orgânica. Foi comprovado neste trabalho que a eficiência do controle biológico de nematoides foi semelhante ao uso dos nematicidas convencionais.

6 CONCLUSÕES

1. O controle químico com carbofurano e biológico com *Bacillus subtilis* foram eficientes para controlar os nematoides avaliados.
2. Não houve diferenças na eficiência de controle na avaliação das duas formas de aplicação da bactéria no solo.
3. Ocorreram incrementos do Brix e do Pol no genótipo SP81-3250 quando aplicou-se o tratamento com *B. subtilis*.

REFERÊNCIAS

- AGROFIT. **Sistemas de agrotóxicos fitossanitários**. 2013. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 12 mar. 2013.
- ALMEIDA, E. J.; SANTOS, J. M.; MARTINS, A. B. G. Influência do parasitismo pelo nematoide de galhas nos níveis de nutrientes em folhas e na fenologia de goiabeira 'Paluma'. **Bragantia**, Campinas, v.70, n.4, p.876-881, 2011.
- AMBROSANO, E. J. et al. Produtividade da cana-de-açúcar após o cultivo de leguminosas. **Bragantia**, Campinas, v.70, n.4, p.810-818, 2011.
- AMTHOR, J. S. From sunlight to phytomass: on the potential efficiency of converting solar radiation to phyto-energy. **New Phytologist**, v.188, n.4, p.939-959, 2010.
- ARAÚJO, F. F. Inoculação de sementes com *Bacillus subtilis*, formulado com farinha de ostra e desenvolvimento de milho, soja e algodão. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.2, p.456-462, 2008.
- ARAÚJO, F. F.; HENNING, A. A.; HUNGRIA, M. Phytohormones and antibiotics produced by *Bacillus subtilis* and their effects on seed pathogenic fungi and on soybean root development. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v.21, n.8, p.1639-1645, 2005.
- ARAÚJO, F. F.; HUNGRIA, M. A. Nodulação e rendimento de soja co-infectada com *Bacillus subtilis* e *Bradyrhizobium japonicum* / *Bradyrhizobium elkanii*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.34, n.9, p.1633-1643, 1999.
- ARAÚJO, F. F.; MARCHESI, G. V. P. Uso de *Bacillus subtilis* no controle da meloidoginose e na promoção do crescimento do tomateiro. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.39, n.5, p.1558-1561, 2009.
- ARAÚJO, F. F.; SILVA, J. F. V.; ARAÚJO, A. S. F. Influência de *Bacillus subtilis* na eclosão, orientação e infecção de *Heterodera glycines* em soja. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.32, n.2, p.197-203, 2002.
- ASMUS, G. L.; INOMOTO, M. M. **Manejo de nematoides**. In: FREIRE, E. C. Algodão no cerrado do Brasil. Brasília: Associação Brasileira dos Produtores de Algodão, 2007. p.551-580.
- ASMUS, G. L. Soybean nematodes in Brazil: old an new challenges. In: REUNIÓN ANUAL DE LA ORGANIZACIÓN DE NEMATÓLOGOS DE LOS TRÓPICOS AMERICANOS, 34., Villa Carlos Paz. **Anais...** Programa y resúmenes. [S.l.]: ONTA, 2007. p.40-41.
- ASMUS, G. L.; FERRAZ, L. C. C. B. Relações entre a densidade populacional de *Meloidogyne javanica* e a área foliar, a fotossíntese e os danos causados a genótipos de soja. **Nematologia Brasileira**, Campinas, v.25, n.1, p.1-13, 2001.

ASSUNÇÃO, A. et al. Efeito de Indutores de Resistência sobre *Meloidogyne incognita* em cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.). **Nematologia Brasileira**, Campinas, v.34, n.1, p.56-62, 2010.

BARELA, J. F. **Seletividade de herbicidas para a cultura da cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) afetada pela interação com nematicidas aplicados no plantio.** Dissertação (Mestrado) – USP Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz – Piracicaba, 2005. 85 p.

BARELA, J. F.; CHRISTOFFOLETI, P. J. Seletividade de herbicidas aplicados em pré-emergência da cultura da cana-de-açúcar (RB867515) tratada com nematicidas. **Planta Daninha**, Viçosa, v.24, n.2, p.371-378, 2006.

BARROS, A. C. B.; MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R. Aplicação de Terbufos no controle de *Meloidogyne incognita* Raça 1 e *Pratylenchus zeae* em cinco genótipos de cana-de-açúcar no nordeste. Parte 1 – Efeitos na cana planta. **Nematologia Brasileira**, Campinas, v.24, n.1, p.73-78, 2000.

BARROS, A. C. B. et al. Efeito da aplicação de Terbufos nas populações de três fitonematóides ectoparasitos em cana-de-açúcar. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.27, p.309-311, 2002.

BARROS, P. A. et al. Distribuição espacial de nematóides e matéria orgânica em solo cultivado com cana-de-açúcar. In: JORNADA DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO — UFRPE, 10. **Anais...** Recife: JEPEX. 2010.

BEAUFILS, E. R. Diagnosis and Recommendation Integrated System (DRIS): a general scheme for experimentation and calibration based on principles develop from research in plant nutrition. **Soil Sci Bulletin**, v.1, p.1-132, 1973.

BERTELLI, L. G. O etanol continuará a ser a estrela na área de energia na próxima década. **Revista Hemisférica de Agroenergia**, v.1, n.6, p.17-18, 2012.

BETTIOL, W. et al. Supressividade a fitopatógenos habitantes do solo. In: BETTIOL, W; MORANDI, M. A. B. **Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas.** Jaguariúna: EMBRAPA, 2009. p.187-208.

CAIXETA, L. B. et al. Efeito da fertirrigação com vinhaça na distribuição vertical de nematóides associados à cana-de-açúcar. In: JORNADA DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO — UFRPE, 10. **Anais...** Recife: JEPEX. 2010.

CARDOZO, R. B.; ARAUJO, F. F. Multiplicação de *Bacillus subtilis* em vinhaça e viabilidade no controle da meloidoginose, em cana-de-açúcar. **Revista Brasileira Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v.15, n.12, p.1283-1288, 2011.

CARVALHO, C. et al. Densidade populacional de *Pratylenchus* spp. em pastagens de *Brachiaria* spp. e sua influência na disponibilidade e na qualidade da forragem. **Revista Ceres**, Viçosa, v.60, n.1, p.030-037, 2013.

CEOTTO, E.; CASTELLI, F. Radiation-use efficiency in fluecured tobacco (*Nicotiana tabaccum* L.): Response to nitrogen supply, climatic variability and sink limitation. **Field Crops Research**, v.74, p.117-130, 2002.

CHAVES, A. et al. Utilização de produtos alternativos no manejo de nematoides da cana-de-açúcar no estado de Pernambuco. **Nematologia brasileira**, Piracicaba, v.33, n.3, p.260-264, 2009.

CHAVES, A.; PEDROSA, E. M. R.; MOURA, R. M. Efeito de terbufos em soqueira sobre fitonematóides ectoparasitos de cana-de-açúcar. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.28, p.195-198, 2003.

CHAVES, A. et al. Controle biológico de fitonematóides do gênero *Pratylenchus* através de inoculante natural em cana-de-açúcar. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v.6, n.2, p.203-207, 2011.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. **Avaliação da safra agrícola de cana-de-açúcar 2012**. Disponível em: <http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/12_08_09_15_07_05_boletim_cana_portugues_-_agosto_2012_2o_lev.pdf > 2012. Acesso em: 12 mar. 2013.

COOLEN, W. A.; D'HERDE, C. J. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue**. Ghent: Nematology and Entomology Research Station, 1972. 77p.

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

DIAS-ARIEIRA, C. R. et al. Efeito do carbofurano na população de nematoides e no rendimento da cana-de-açúcar em solos arenosos do Paraná. **Nematologia brasileira**, Piracicaba, v.34, n.2, p.118-122, 2010.

DINARDO-MIRANDA, L. L. et al. Comportamento de genótipos de cana-de-açúcar em relação a *Meloidogyne javanica*, em condições de campo. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.19, p.60-66, 1995.

DINARDO-MIRANDA, L. L. et al. Comportamento de genótipos de cana-de-açúcar em relação a *Pratylenchus zaeae*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.20, n.2, p.52-58, 1996.

DINARDO-MIRANDA, L. L. et al. Efeitos da interação entre nematicidas e herbicidas em cana-de-açúcar. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.25, n.2, p.197-203, 2001.

DINARDO-MIRANDA, L. L.; GIL, M. A.; MENEGATTI, C. C. Danos causados por nematoides a genótipos de cana-de-açúcar em cana planta. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 27, n. 1, p. 69-74, 2003.

DINARDO-MIRANDA, L. L. et al. Efeito da torta de filtro e de nematicidas sobre as infestações de nematoides e a produtividade da cana-de-açúcar. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 27, n. 1, p. 61-67. 2003.

DINARDO-MIRANDA, L. L.; GARCIA, V.; PARAZZI, V. J. Efeito de inseticidas no controle de *Mahanarva fimbriolata* (Stal)(Hemiptera: Cercopidae) e de nematoides fitoparasitos na qualidade tecnológica e na produtividade da cana-de-açúcar. **Neotropical Entomology**, v.31, n.4, p.609-614, 2002.

DINARDO-MIRANDA, L. L. Nematoides e pragas de solo em cana-de-açúcar. **Potafos Informações Agronômicas**, n.110, p.25-32, 2005.

DINARDO-MIRANDA, L. L. **Manejo de nematoides em cana-de-açúcar**. v.16, 2008. Disponível em: <<http://www.jornnalcana.com.br>>. Acesso em: 12 mar. 2013.

DINARDO-MIRANDA, L. L. Aplicação de nematicidas em soqueiras em função da época de corte do canavial. In: **Dinâmica do desenvolvimento radicular da cana-de-açúcar e implicações no controle de nematoides**. Americana, SP: Adonis, 2011. 56p.

DUFOUR, R.; GUERENA, M.; EARLES, R. **Alternative nematode control**. Arkansas: NCAT Agriculture Specialists, april 2003. 16p.

FELIPE, M. G. A. Bioetanol de cana-de-açúcar. In: Cortez, L. A. B., ed. **P&D para produtividade sustentabilidade**. São Paulo: Edgard Blücher, 2010. cap. 3, pt. 4.

FERNANDES, A. C. **Cálculos na agroindústria da cana-de-açúcar**. 2.ed. Piracicaba (SP): [s.n], 2003. 215 p.

FILETI, M. S. et al. Utilização de palhada no controle de planta daninha. **Revista Científica Eletrônica de Agronomia**, Garça, ano X, n.20, 2011.

FREITAS, L. G. **Rizobactérias versus nematoides**. 2001. Disponível em: <<http://www.ufv.br/dpf/labnematologia/rizo.pdf>>. Acesso em: 21 fev. 2013.

GOULART, A. M. C. **Aspectos gerais sobre nematoides das lesões radiculares (gênero *Pratylenchus*)**. Planaltina: Embrapa, 2008. 27p. (Documentos, n. 219).

GOULART, A. M. C. **Análise nematológica: importância e princípios gerais**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2010. 45p.

GUIMARÃES, L. M. P. et al. Efeito de metil jasmonato e silicato de potássio no parasitismo de *Meloidogyne incognita* e *Pratylenchus zae* em cana-de-açúcar. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.32, n.1, p.50-55, 2008.

HALBRENT, J. M.; JAMES, A. L. M. Crop rotation and other cultural practices. In: CHEN, Z. X.; CHEN, S. Y.; DICK, W. **Nematology advances and perspectives – nematode management and utilization**. Beijing: CABI Publishing, 2003. p.909-930.

HIGAKI, W. A.; ARAUJO, F. F. *Bacillus subtilis* e abamectina no controle de nematoides e alterações fisiológicas em algodoeiro cultivado em solos naturalmente infestados. **Nematropica**, v.42, n.2, p.295-303, 2012.

KHAN, M. R.; KHAN, S. M.; MOHIDE, F. Root-knot nematode problem of some winter ornamental plants and its biomanagement. **Journal of Nematology**, v.37, n.2, p.198-206, 2005.

KILIAN, M. et al. FZB24® *Bacillus subtilis*—mode of action of a microbial agent enhancing plant vitality. **Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer**, v.1, n.0, p.72-93, 2000.

LAVANHOLI, M. G. D. P. Qualidade da cana-de-açúcar como matéria-prima para a produção de açúcar e álcool. In: DINARDO-MIRANDA, L. L.; VASCONCELOS, A.C M.; ANDRADE LANDELL, M. G. **Cana-de-açúcar**. Campinas: Instituto Agrônômico, 2008. p.697-722.

LAZZARETTI, E.; BETTIOL, W. Tratamento de sementes de arroz, trigo, feijão e soja com um produto formulado à base de células e de metabólitos de *Bacillus subtilis*. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v.54, n.1-2, p.89-96, 1997.

LIAN, L. H. et al. Proteases from *Bacillus*: a new insight into the mechanism of action for rhizobacterial suppression of nematode populations. **Letters in Applied Microbiology**, v. 45, n. 3, p.262-26, 2007.

LOPES, R. B. A indústria no controle biológico: produção e comercialização de microrganismos no Brasil. In: BETTIOL, W; MORANDI, M. A. B. **Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas**. Jaguariúna: Embrapa, 2009. p.15-28.

LORDELLO, L. G. E. **Nematoides das plantas cultivadas**. 8.ed. São Paulo: Nobel, 1986. 314 p.

LUCY, M.; REED, E.; GLICK, B. R. Applications of free living plant growth-promoting rhizobacteria. **Antonie van Leeuwenhoek**, v. 86, n. 1, p. 1-25, 2004.

LUZ, P. H. C. et al. **Utilização da adubação verde na cultura da cana-de-açúcar**. Piracicaba: ESALQ, Departamento de Solos e Nutrição de Plantas, 2005. 53p.

MACHADO, V. et al. Bactérias como agentes de controle biológico de fitonematóides. **Oecologia Australis**, v.16, n.2, p.165-182, 2012.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA, S. A. **Avaliação do estado nutricional das plantas: princípios e aplicações**. 2.ed. Piracicaba: Potafos, 1997.

MARIN, F. R. **Árvore do conhecimento: cana-de-açúcar**. Agência Embrapa de Informação Tecnológica. 2012. Disponível em: <http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/cana-de-acucar/arvore/CONTAG01_42_1110200717570.html>. Acesso em: 12 mar. 2013.

MARQUES, M. O.; MARQUES, T. A.; TASSO JUNIOR, L. C. **Tecnologia do açúcar, produção e industrialização da cana-de-açúcar**. Jaboticabal: Funep, 2001. 166p.

MARQUES, T. A. et al. **Parâmetros biométricos e tecnológicos de cultivares de cana-de-açúcar para o Oeste paulista**. STAB, v. 26, n. 02, 2007. Disponível em:

<<http://www.fcav.unesp.br/omir/publicacoes/stabv26n22007.pdf>>. Acesso em: 12 jul. 2013.

MAZZUCHELLI, R. C. L.; ARAUJO, F. F. Eficácia do controle de nematóides por *Bacillus subtilis* em duas variedades de cana-de-açúcar. **Colloquium Agrariae**, v.7, n. Esp., p.51-58, jul-dez. 2011.

MELQUIADES, F. L. et al. Uso de equipamento portátil de Fluorescência de Raios X para análise de cana de açúcar. **Bioenergia em revista: diálogos**, ano 2, n.2, p.39-55, jul./dez. 2012.

MORANDI, M. A. B; BETTIOL, W. **Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas**. Jaguariúna: Embrapa, 2009. p.7-14.

MOURA, R. M. et al. Nematoides associados à cana-de-açúcar no estado de Pernambuco. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.23, n.2, p.92-99, 1999.

MOURA, R. M. et al. Efeito de adubos verdes na densidade de *Pratylenchus zeae* e na produtividade da cana-de-açúcar. **Nematologia brasileira**, Piracicaba, v.34, n.2, p.132-136, 2010.

NOGUEIRA, M. F. M. **Biomassa energética: caracterização de biomassas**. 2009. Disponível em: <<http://www.bepinet.net/pdfs/Atividades/1st%20School%20of%20combustion,%20Florianopolis%202007/Caracterizacaode%20Biomassa%20Ufpa.pdf>>. Acesso em: 22 mar. 2013.

NOVARETTI, W. R. T. Nematoides e cana-de-açúcar. In: SEMINÁRIO COPERSUCAR DA AGROINDÚSTRIA AÇUCAREIRA, 3. **Anais...** Águas de Lindóia, 1975. p.253-261.

NOVARETTI, W. R. T. **Nematoide: o inimigo invisível**. Impacto na cultura da cana-de-açúcar. 2013. Disponível em: <www.emater.tche.br/site/br/.../Wilson%20R.%20T.%20Novaretti.ppt>. Acesso em: 22 mar. 2013.

NUNES, T.; MONTEIRO, A. C.; POMELA, A. W. V. Uso de agentes microbianos e químico para o controle de *Meloidogyne incognita* em soja. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v.32, n.3, p. 403-409. 2010.

OLIVEIRA, T. B. A. et al. Tecnologia e custos de produção de cana-de-açúcar: um estudo de caso em uma propriedade agrícola. **Latin American Journal of Business Management**, Taubaté, v.3, n.1, p.150-172, jan-jun. 2012.

OLIVEIRA, M. W. et al. Nutrição mineral e adubação de cana-de-açúcar. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.28, n.239, p.30-43, jul/ago. 2007.

OLIVEIRA, E. C. A. D. et al. Extração e exportação de nutrientes por variedades de cana-de-açúcar cultivadas sob irrigação plena. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v.34, n.4, p.1343-1352, 2010.

OLIVEIRA, F. S. et al. Efeito de produtos químicos e naturais sobre a população de nematóide *Pratylenchus brachyurus* na cultura da cana-de-açúcar. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v.35, n.3, p.171-178, 2005.

PASUCH, B. D. et al. Desenvolvimento, produtividade e composição bromatológica da primeira soqueira da cana-de-açúcar em função de fontes de fósforo. **Comunicata Scientiae**, Bom Jesus, v.3, n.4, p.263-270, 2012.

PEDROSA, E. M. R. et al. Supressividade de nematóides em cana-de-açúcar por adição de vinhaça ao solo. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v.9, (Supl.), p.197-201, 2005.

PEREIRA, W. et al. Acúmulo de biomassa em genótipos de cana-de-açúcar inoculadas com diferentes estirpes de bactérias diazotróficas. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v.44, n.2, p.363-370, 2013.

PIPERAS, G. V. **Uso do DRIS na avaliação do estado nutricional da cana-de-açúcar**. Dissertação (Mestrado) – Universidade do Oeste Paulista, Presidente Prudente, 2008. 28p.

PIPERAS, G. V.; CRESTE, J. E.; ECHER, F. R. Uso do DRIS na avaliação do estado nutricional da cana-de-açúcar. **Revista Ceres**, Viçosa, v.56, n.6, p.818-825, nov/dez, 2009.

RAIJ, B. V. et al. **Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo**. Campinas: IAC, 1997. 285p. (Boletim técnico, 100).

RAVANELI, G. C. et al. Spittlebug impacts on sugarcane quality and ethanol production. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.46, n.2, p.120-129, 2011.

REIS JUNIOR, R. A.; MONNERAT, P. H. Diagnose nutricional da cana-de-açúcar em campos dos Goytacazes, RJ. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v.26, n.2, p.367-372, 2002.

REIS JUNIOR, R. A.; MONNERAT, P. H. DRIS norms validation for sugarcane crop. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.38, n. 3, 2003.

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

SALATA, A. C. **Produção e nutrição de pepino enxertado e não enxertado em ambiente com nematoides das galhas**. Tese (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Botucatu, SP, 2010. 52p.

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.

SANTANA, D. A. A.; MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R. Efeito da rotação com cana-de-açúcar e *Crotalaria juncea* sobre populações de nematóides parasitos do inhame-da-costa. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.1, n.27, p.13-16, 2003.

SANTOS, D. H. et al. Qualidade tecnológica da cana-de-açúcar sob adubação com torta de filtro enriquecida com fosfato solúvel. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v.15, n.5, p.443-449, 2011.

SEGATO, S. V. et al. **Atualização em produção de cana-de-açúcar**. Piracicaba, SP: ND-Livroceres, 2006.

SERRA, A. P. et al. Determinação de faixas normais de nutrientes no algodoeiro pelos métodos ChM, CND e Dris. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v.34, n.1, p.105-113, 2010.

SILVEIRA, E. B. Bactérias promotoras de crescimento de plantas e biocontrole de doenças. In: MICHEREFF, S.J.; BARROS, R. **Proteção de plantas na agricultura sustentável**. Recife: UFRPE, Imprensa Universitária, 2001. p.70- 100.

SUNDFELD, E.; MACHADO, C. **Ações para o desenvolvimento de processos industriais para conversão de biomassa em biocombustíveis**. Brasília, 2011. Disponível em: <<http://www.embrapa.br/imprensa/artigos/2011/>>. Acesso em: 22 mar. 2013.

TIAN, B.; YANG, J.; ZHANG, K. Q. Bacteria used in the biological control of plant-parasitic nematodes: populations, mechanisms of action, and future prospects. **FEMS Microbiology Ecology**, v.61, n.2, p.197-213, 2007.

TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola**. Jaboticabal: FCAV, 1993. 80p.

VALE, A. T. et al. Caracterização energética e rendimento da carbonização de resíduos de grãos de café (*Coffea arabica* L.) e de madeira (*Cedrelinga catenaeformis*) Duke. **Cerne**, Lavras, v. 13, n. 4, p. 416-20, 2007.

VALE, D. W. et al. Omissão de macronutrientes na nutrição e no crescimento da cana-de-açúcar cultivada em solução nutritiva. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v.6, n.2, p.189-196, abr.-jun. 2011.

WADT, P. G. S. et al. Alternativas de aplicação do "dris" à cultura de café conilon (*Coffea canephora* Pierre). **Scientia Agricola**, Piracicaba, v.56, n.1, p.83-92, 1999.

ZAMBIASI, T. C. et al. Identificação de nematoides fitoparasitas predominantes no estado do Mato Grosso, na cultura do algodoeiro. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO. **Anais...** 2007. p.7.