

ROSANA TOLEDO BARBOSA

**TRATAMENTO DE MUDAS DE BANANEIRA PRATA ANÃ COM  
O FUNGO *Pochonia chlamydosporia* VISANDO PROTEÇÃO  
CONTRA O NEMATOIDE DAS GALHAS *Meloidogyne javanica***

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

VIÇOSA  
MINAS GERAIS – BRASIL

2017

Ficha catalográfica preparada pela Biblioteca Central da Universidade  
Federal de Viçosa - Câmpus Viçosa

T

B232t  
2017

Barbosa, Rosana Toledo, 1987-

Tratamento de mudas de bananeira Prata Anã com o fungo  
*Pochonia chlamydosporia* visando proteção contra o nematoide  
das galhas *Meloidogyne javanica* / Rosana Toledo Barbosa. –  
Viçosa, MG, 2017.

vi, 31f: il. (algumas color.) ; 29 cm.

Orientador: Leandro Grassi de Freitas.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.

Referências bibliográficas: f.24-31.

1. Banana - Controle biológico. 2. Banana - Muda.  
3. Cultura de tecidos. 4. Fungos nematófagos. I. Universidade  
Federal de Viçosa. Departamento de Fitopatologia. Programa de  
Pós-graduação em Fitopatologia. II. Título.

CDD 22. ed. 634.772

ROSANA TOLEDO BARBOSA

**TRATAMENTO DE MUDAS DE BANANEIRA PRATA ANÃ COM  
O FUNGO *Pochonia chlamydosporia* VISANDO PROTEÇÃO  
CONTRA O NEMATOIDE DAS GALHAS *Meloidogyne javanica***

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

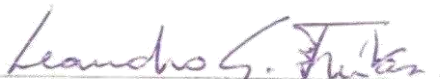
**APROVADA: 23 de fevereiro de 2017.**



Gleiber Quintão Furtado



Wânia dos Santos Neves



Leandro Grassi de Freitas  
(Orientador)

Aos meus pais, Maria Inês e Paulo Roberto,  
A minha irmã Roberta,  
Aos meus sobrinhos Éllen e Arthur,  
Ao meu namorado Thomás,  
Famíliares e amigos,

**DEDICO.**

## AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal de Viçosa e ao Departamento de Fitopatologia, pela oportunidade de realização do Curso de Mestrado.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG), pela bolsa concedida durante o curso.

Ao professor Leandro Grassi de Freitas, pela orientação e ensinamentos, amizade e respeito.

À doutora Thalita Monteiro, pela amizade, incentivo e sugestões para melhoria do trabalho.

Aos professores do Departamento de Fitopatologia pelos ensinamentos transmitidos.

Aos amigos do Laboratório de Controle Biológico de Fitonematoides, Thalita, Paula, Raul, Fernanda, Guilherme, Leonardo, Élder, Josiane, Huarlen, Paulo, Luciana e Osvaldo, pelo convívio, amizade, colaborações e pelas alegrias.

Aos meus amigos Paula, Hermano, Raul e Thalita, pelo apoio, amizade e pela disposição para me ajudar sempre que solicitei.

Aos funcionários das casas de vegetação pelos serviços prestados.

Aos meus colegas do Departamento pela amizade e apoio.

Aos meus pais Maria Inês e Paulo Roberto, pela educação, pela compreensão, amor, e apoio incondicional em todos os momentos da minha vida.

À minha irmã Roberta, pelo amor, apoio, amizade e incentivo.

Aos meus sobrinhos Éllen e Arthur, pela alegria transmitida e pelo amor.

Ao meu namorado Thomás, pelo incentivo de sempre, pelo amor e apoio, compreensão, carinho, companheirismo e pelas alegrias.

À todos que, direta ou indiretamente, contribuíram para a realização desse trabalho.

Muito obrigada!

## SUMÁRIO

Resumo.....	v
Abstract.....	vi
INTRODUÇÃO.....	1
MATERIAL E MÉTODOS.....	5
1.1-    Obtenção do inóculo de <i>Meloidogyne javanica</i> .....	5
1.2-    Preparo da concentração do fungo <i>Pochonia chlamydosporia</i> à base do isolado Pc-10 .....	5
1.3-    Preparo de mudas micropropagadas .....	5
1.4-    Condução do experimento em casa de vegetação.....	6
1.5-    Delineamento Experimental e Análise Estatística.....	9
1.6-    Análise da colonização endofítica em raízes de banana.....	8
RESULTADOS.....	9
DISCUSSÃO.....	12
CONCLUSÃO.....	15
REFERÊNCIA.....	24

## RESUMO

Barbosa, Rosana Toledo, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, fevereiro de 2017. **Tratamento de mudas de bananeira Prata Anã com o fungo *Pochonia chlamydosporia* visando proteção contra o nematoide das galhas *Meloidogyne javanica*.** Orientador: Leandro Grassi de Freitas.

A micropropagação de mudas de bananeira vem se tornando cada vez mais comum devido ao ganho em escala e tempo na produção, além de se evitar a disseminação de patógenos, que ocorre frequentemente na propagação natural da cultura. Além disso, as mudas micropropagadas podem ser tratadas com microrganismos benéficos, que conferem proteção e vigor extras, agregando valor ao produto. O fungo *Pochonia chlamydosporia* já é conhecido por sua capacidade de controlar nematoides fitoparasitas e por promover o crescimento vegetal. Sendo assim, este trabalho foram avaliados os benefícios que esse fungo endofítico pode agregar ao ser introduzido em mudas micropropagadas de bananeira durante o período de aclimação, antes de serem expostas ao contato com o nematoide das galhas radiculares, *Meloidogyne javanica*. Doses do produto Rizotec®, à base do isolado Pc-10 do fungo *P. chlamydosporia*, a fim de gerarem concentrações de 2.000, 3.000, 4.000 e 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato, foram comparadas quanto à capacidade de conferir proteção e promover crescimento às mudas de banana. As diferentes concentrações do fungo resultaram em redução do número de galhas e de ovos de *M. javanica* por grama de raiz. O número de galhas e de ovos de *M. javanica*.g<sup>-1</sup> de raízes, na concentração de 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato, foram reduzidos em até 47,6% e 67%, respectivamente, em relação ao tratamento controle. Para as variáveis de desenvolvimento da planta, a altura da parte aérea, massa da parte aérea seca, diâmetro do pseudocaule e massa fresca das raízes de bananeira houve maior incremento na concentração de 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato quando comparado ao controle. O fungo foi detectado colonizando as raízes das plantas e o substrato ao final do experimento, mostrando sua capacidade de se instalar, multiplicar e sobreviver no ambiente da muda micropropagada, e foi eficiente na redução dos danos causados pelo nematoide e na promoção do crescimento das plântulas de bananeira.

## ABSTRACT

Barbosa, Rosana Toledo, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, February, 2017. **Treatment of banana seedlings Prata Anã with the fungus *Pochonia chlamydosporia* aiming protection against the root-knot nematode *Meloidogyne javanica*.** Advisor: Leandro Grassi de Freitas.

Micropropagation of banana seedlings has become increasingly common due to the gain in scale and time in the production, as well as avoiding the spread of pathogens, which occurs frequently in the natural propagation of the crop. In addition, micropropagated seedlings may be treated with beneficial microorganisms, which provide extra protection and vigor, adding value to the product. The fungus *Pochonia chlamydosporia* is already known for its ability to control plant-parasitic nematodes and to promote plant growth. Thus, this work evaluated the benefits that this endophytic fungus can add if introduced in micropropagated seedlings during the acclimatization period, before they are exposed to contact with the root gall nematode, *Meloidogyne javanica*. Doses of the Rizotec® product, based on the *P. chlamydosporia* fungus Pc-10 isolate, to generate 2000, 3000, 4000 and 5000 chlamydospore.g<sup>-1</sup> concentrations in the substrate were compared for their ability to confer protection and promote the growth of banana seedlings. The different concentrations of the fungus resulted in a reduction in the number of galls and eggs of *M. javanica* per gram of root. The number of root galls showed a greater reduction in the concentration of 5,000 chlamydospores.g<sup>-1</sup> than in the other treatments, with a reduction of up to 47.6% when compared to the control treatment. The number of eggs of *M. javanica*.g<sup>-1</sup> of roots obtained a reduction of 67% at the concentration of 5,000 chlamydospores.g<sup>-1</sup> of substrate, in relation to the control treatment. The dry shoot mass increased by up to 23% to 5,000 chlamydospores.g<sup>-1</sup> soil. The diameter of the pseudostem also increased with the fungus application, showing an increase of 14%. The fresh root mass of the plants was also higher in the treatments with the fungus, with a 11.4% increase in the concentration of 5,000 chlamydospores.g<sup>-1</sup>, in relation to the control treatment. The fungus was detected colonizing the roots of the plants and the substrate at the end of the experiment, showing its ability to install, multiply and survive in the micropropagated seedling

environment, and was efficient in reducing the nematode damage and in promoting banana seedling growth.

## INTRODUÇÃO

A banana (*Musa* spp.) é a fruta tropical mais consumida no mundo e o Brasil é o quinto maior produtor mundial, atrás de Índia, China, Filipinas e Equador (FAO, 2013), produzindo cerca de 7,2 milhões de toneladas, com área cultivada de mais de 470 mil hectares e rendimento de 14,58 kg por hectares (IBGE, 2016). Conforme Perrier et al. (2011) a banana, juntamente com o arroz, trigo e o milho são considerados as principais fontes de alimento do mundo.

Segundo Amorim et al. (2011), as cultivares preferidas pelo mercado no Brasil são as do tipo Prata, principalmente a Pacovan e a Prata Anã, sendo essa última a mais cultivada. Essa variedade é pertencente ao grupo AAB, mutante da “Branca” e do subgrupo Cavendish (Souza, 2014). O clone Prata Anã Gorutuba surgiu da mutação espontânea do cultivar Prata Anã, foi selecionado em 1999 com o objetivo de apresentar resistência à *Fusarium oxysporium* sp. *cubensis* e tem sido usado para a expansão de novas áreas. Atualmente esse clone selecionado tem grande aceitação por características agronômicas e produtivas (Rodrigues, 2012).

A utilização de mudas micropropagadas resulta em mudas com um maior vigor vegetativo e livres de problemas fitossanitários (Souza *et al.*, 1997). Além disso, permite maior produção em menor tempo e espaço físico (Crócomo, 1986), tornando essa prática cada vez mais presente no sistema de produção. A qualidade da muda é o fator mais importante, pois possibilita uma uniformidade no plantel, maior produção, produtividade e sanidade do bananal (Couceiro et al., 2001).

Várias são as fases no processo de micropropagação de bananeira, que se inicia na multiplicação e vai até a aclimatação, que ocorre logo após as plantas serem cultivadas *in vitro*. Esta fase se deve à necessidade das plantas se estabelecerem em uma nova condição de ambiente, que são adversas às condições anteriores, e requer cuidados para que não ocorram modificações fisiológicas, morfológicas e anatômicas antes que as mudas sigam para o campo (Grattapaglia e Machado, 1998; Carvalho et al., 1999, Hoffmann, 2002).

Em geral, o potencial produtivo da banana não é completamente expresso, em função de perdas causadas por pragas e patógenos. Dentre as doenças que afetam a produtividade da bananeira, destacam-se o mal do Panamá (*Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense*), as manchas foliares de sigatoka (*Mycosphaerella fijiensis* e *M. musicola*) e os

nematoides parasitas das raízes, principalmente *Radopholus similis*, *Pratylenchus coffeae*, *Helicotylenchus multicinctus* e *Meloidogyne* spp. (Bridge et al., 1997; Collingborn & Gowen, 1997; Vilas Boas et al., 2002; Jesus & Wilcken, 2010).

Os nematoides causam perdas econômicas na agricultura por reduzirem a produtividade e a qualidade dos produtos, além do aumento nos custos de produção com a compra e aplicação de defensivos (Barcelos, 1997). Segundo Costa et al. (1998), os danos causados por nematoides aos cultivos de bananeira são diretamente proporcionais ao aumento de suas populações. As espécies do gênero *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood e *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) são as espécies mais frequentes em regiões brasileiras produtoras de banana (Cofcewicz et al., 2004). Os nematoides das galhas apresentam uma heterogeneidade de hospedeiros e são disseminados pelo mundo, sendo considerados os de maior importância econômica (Sasser & Freckman, 1987; Wesemael et al., 2010).

O controle químico de nematoides vem sendo substituído por outras práticas devido ao grande impacto ambiental que causa aos seres humanos e ao meio ambiente (Campos et al., 1998; Barker, 2003; Ward et al., 2012). Cada vez mais, métodos alternativos de manejo, como por exemplo o controle biológico, vem ganhando destaque (Neves et al., 2008). O controle biológico ocorre através do equilíbrio biológico natural da microbiota do solo, ou de forma induzida, por programas que visam aumentar a população e a atividade dos antagonistas dos nematoides (Jatala, 1986; Stirling, 1991; Ferraz & Santos, 1995).

Diversos organismos são considerados inimigos naturais dos fitonematoides, como fungos, bactérias, nematoides predadores, ácaros entre outros (Poinar & Jansson, 1988; Kerry, 1990). Os fungos nematófagos são os mais estudados entre esses organismos e se dividem em: predadores, endoparasitas, parasitas de ovos e de fêmeas e fungos produtores de metabólitos tóxicos (Mankau, 1980; Jatala, 1986; Stirling, 1991).

Dentre os fungos mais utilizados no controle biológico de fitonematoides destaca-se *Pochonia chlamydosporia* Zare e Gams (sinonímia *Verticillium chlamydosporium* Goddard, teleomorfo *Metacordyceps chlamydosporia* (Kerry e Jaffee, 1997; Freitas et al., 1999; Zare et al., 2001; Lopes et al., 2007; Sung et al., 2007; Podestá et al., 2009). No Brasil, esse gênero foi relatado pela primeira vez pelos pesquisadores Batista & Fonseca (1965) após isolar o fungo de amostras de solos de diferentes regiões do Nordeste, no entanto, o primeiro relato como parasita de ovos de fitonematoides ocorreu por Willcox

& Tribe (1974), após ter sido isolado de ovos de *Heterodera schachtii* Schmidt e *Heterodera avenae* Woll (Kerry, 1975).

O fungo *P. chlamydosporia* é parasita de ovos e fêmeas de importantes espécies de nematoides, como, por exemplo, o nematoide das galhas *Meloidogyne* spp. (De Leij & Kerry, 1993; Hidalgo-Diaz et al., 2000; Dallemole-Giaretta et al., 2012) e nematoides dos cistos *Heterodera* spp. e *Globodera* spp. (Kerry & Crump, 1977). Este fungo é caracterizado por ser um saprófita facultativo, isto é, altera sua atividade saprofítica por parasítica quando em presença de ovos de nematoides, produzindo uma enzima a VCP1, que confere a degradação da parede dos ovos do nematoide, permitindo que a hifa os penetre e os infecte (Segers et al., 1996). O fungo produz outras enzimas, entre elas, a P32 (Lopez-Llorca, 1990) e a SCP1, ambas serine carboxypeptidases com possível função de defesa endofítica contra nematoides (Lopez-Llorca et al., 2010).

*Pochonia chlamydosporia* produz clamidósporos, que são estruturas de armazenamento de reservas nutricionais e de sobrevivência. Conforme Bourne & Kerry (1998), clamidósporos são propágulos efetivos para o estabelecimento do fungo no solo e na rizosfera, por não precisarem de nutrientes adicionais. Além disso, o fungo confere a capacidade de promover o crescimento das plantas (Freitas et al., 2009), e colonizam endofiticamente monocotiledôneas (Maciá-Vicente et al., 2008; Lopez-Llorca et al., 2010) e dicotiledôneas (Bordallo et al., 2002; Manzanilla-Lopez et al., 2011; Escudero e Lopez-Llorca, 2012).

Fusconi (2014) relatou a capacidade desse fungo solubilizar fosfato mineral, e uma vez que o fósforo é um dos nutrientes menos disponível as plantas, a utilização desse organismo auxilia a planta na aquisição desse nutriente, importante para o sucesso da produção vegetal. Esta atividade é, comumente, associada ao efeito de promoção de crescimento das plantas (Vassilev et al., 2006). *Pochonia chlamydosporia* é capaz de aumentar o crescimento, diminuir o período de florescimento de plantas de tomate (Zavala-Gonzalez et al., 2015) e aumentar a aquisição de nutrientes (Monteiro, 2013), o que resultam no aumento da produtividade das plantas. Além disso, o fungo também pode estimular a planta a produzir hormônios importantes para o desenvolvimento vegetal (Zavala-Gonzalez et al., 2015).

A Rizoflora Biotecnologia S.A., é uma empresa spin-off do Laboratório de Controle Biológico de Fitonematoides, do Instituto de Biotecnologia Aplicada à Agropecuária, da Universidade Federal de Viçosa. Nesse laboratório foram realizadas pesquisas por mais de 20 anos para selecionar um agente de controle biológico com

grande potencial de mercado, que culminaram na escolha do isolado Pc-10 de *Pochonia chlamydosporia*. Esse fungo foi licenciado à Rizoflora Biotecnologia S.A., que em 13 de maio de 2016 conseguiu a aprovação de Registro no Brasil para uso comercial do Rizotec pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). Esse produto, na formulação de pó molhável, tem como ingrediente ativo o isolado Pc-10 na concentração de  $5,2 \times 10^7$  clamidósporos.g<sup>-1</sup>. O produto será comercializado no país para seu uso em soja, milho, algodão, olerícolas e fruteiras pela empresa Stoller do Brasil, sua maior acionista.

Diante à eficiência de *P. chlamydosporia* como agente de controle biológico e promotor de crescimento vegetal, este trabalho teve como objetivo avaliar o efeito da aplicação de diferentes doses do fungo sobre o controle de *M. javanica* e o desenvolvimento vegetal em bananeira Prata-Anã clone Gorutuba e verificar a colonização radicular das mudas micropropagadas ao final da fase de aclimação.

## MATERIAL E MÉTODOS

### 1.1- Obtenção do inóculo de *Meloidogyne javanica*

Ovos do nematoide *M. javanica*, obtidos de raízes de tomateiros mantidos em casa de vegetação constituíram o inóculo utilizado no experimento. A extração dos ovos das raízes foi realizada pela técnica de Hussey e Barker (1973), modificada por Boneti e Ferraz (1981), na qual as raízes apresentando galhas e massas de ovos externas foram cuidadosamente lavadas em água corrente, cortadas em pequenos fragmentos com aproximadamente 2 cm de comprimento e trituradas no liquidificador com uma velocidade baixa por 20 segundos em solução de hipoclorito de sódio a 0,5 %. A suspensão aquosa foi vertida em duas peneiras granulométricas sobrepostas, sendo a superior com abertura de malha 0,074 mm (200 mesh) e a inferior com abertura de 0,025 mm (500 mesh). Os ovos retidos na última peneira foram lavados em água corrente e, com o auxílio de uma piseta, recolhidos em um béquer com capacidade de 250 mL. Posteriormente a concentração do inóculo foi ajustada com o auxílio da câmara de Peters para 5.000 ovos/mL de água.

### 1.2- Preparo da concentração do fungo *Pochonia chlamydosporia* à base do isolado Pc-10

O isolado Pc-10 de *P. chlamydosporia* var. *chlamydosporia*, utilizado nesses estudos, é o componente ativo do produto Rizotec<sup>®</sup>, formulado em pó e as concentrações de clamidósporos foram diluídas em água e a suspensão ajustadas de forma a gerar as concentrações 2.000, 3.000, 4.000 e 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato.

### 1.3- Preparo de mudas micropropagadas

O estudo foi desenvolvido no Laboratório de Cultura de Tecidos da Universidade Federal de Viçosa. Foram utilizadas mudas micropropagadas do cultivar Prata Anã clone Gorutuba oriundas de meristemas retirados de mudas do tipo “chifrinho” provenientes da Empresa Multiplanta, situada no município de Andradas, no sul de Minas Gerais. Os meristemas foram estabelecidos *in vitro* em meio de cultura de Murashige & Skoog- MS

(Murashige & Skoog, 1962) gelificado com 6 g L<sup>-1</sup> de ágar, acrescentado 30 g L<sup>-1</sup> de sacarose e 4 mg L<sup>-1</sup> da citocinina BAP (6-benzilaminopurina). A cada mês foram realizados subcultivos, totalizando cinco subcultivos, mantidos no mesmo meio de cultura MS, em sala de crescimento com temperatura de 25 ± 2°C, e com fotoperíodo de 12 horas.

A partir do quinto subcultivo as gemas, foram individualizadas e estabelecidas em frascos de 250 mL contendo 50 mL de meio de cultura MS, suplementado com 0,1 mg L<sup>-1</sup> de auxina ANA (ácido naftaleno acético), 0,1 mg L<sup>-1</sup> inositol e acrescido de 30 g L<sup>-1</sup> de sacarose e a presença de 0,3 g L<sup>-1</sup> de carvão ativado, gelificado com 9,7 g L<sup>-1</sup> de ágar. O pH foi ajustado para 5,8 e a seguir feita a autoclavagem. Posteriormente, os frascos de cultivo com as gemas estabelecidas, foram mantidos nas mesmas condições da etapa anterior por um período de 30 dias.

Após essa fase de enraizamento, as mudas apresentaram cerca de 5,5 cm de altura, com três folhas definitivas e raízes bem formadas. Em seguida, foram transplantadas individualmente para vasos plásticos contendo 300 mL de substrato comercial Tropstrato HT e foram submetidas aos tratamentos (concentração 0, 2.000, 3.000, 4.000 ou 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato), transferidas para câmara de crescimento a 28°C e dispostas em blocos casualizados. Cada conjunto de vaso e planta foi coberto com um saco plástico transparente furado e colocado sobre prato plástico, onde permaneceu por duas semanas. A irrigação foi feita diariamente através da adição de água esterilizada nos pratos suportes dos vasos e cada parcela experimental foi constituída por um vaso com uma muda de banana. As mudas foram cultivadas durante 45 dias e posteriormente foram transferidas para casa de vegetação.

#### **1.4- Condução do experimento em casa de vegetação**

O experimento foi conduzido em dois ensaios, montados em épocas diferentes do ano, sendo o primeiro no período entre 10 de maio de 2016 e 11 julho 2016 (final de outono e durante inverno), com média das temperaturas máximas de 26,6°C e média das temperaturas mínimas de 17,9°C (Tabela 1 e Figura 1). O segundo ensaio ocorreu no período de 29 de agosto de 2016 a 04 de novembro de 2016 (final de inverno e durante primavera), com a média das temperaturas máximas de 37,3°C e a média das temperaturas mínimas de 20,4°C (Tabela 1 e Figura 1). Ambos ensaios foram conduzidos em casa de vegetação do Departamento de Fitopatologia da Universidade Federal de Viçosa, MG. Foram utilizados vasos plásticos contendo 5 L de substrato constituído de mistura de solo

de barranco e areia, na proporção 1:1 (v:v), previamente tratado com o biocida 3,5-dimethyl-1,3,5-thiadiazinane-2-thione (DAZOMETE) na dose de 50 g/cm<sup>3</sup>, permanecendo em caixa fechada por 15 dias. Em ambos os experimentos, o substrato de cada vaso foi infestado com suspensão de clamidósporos de Pc-10 em quantidades que resultaram nas concentrações de 0, 2.000, 3.000, 4.000 ou 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato e infestado com 5.000 ovos de *M. javanica*, distribuídos em quatro cavidades de 5 cm de profundidade. Após 15 dias de infestação do solo com o fungo e com o nematoide, as mudas provenientes da fase de aclimatação foram transplantadas para cada vaso.

Os tratamentos utilizados para o controle de *M. javanica* em bananeira foram: T1- Testemunha, planta com nematoide e sem o fungo; T2- Solo tratado com 2.000 clamidósporos de Pc-10 por grama de substrato + nematoide; T3- Solo tratado com 3.000 clamidósporos de Pc-10 por grama de substrato + nematoide; T4- Solo tratado com 4.000 clamidósporos Pc-10 por grama de substrato + nematoide; T5- Solo tratado com 5.000 clamidósporos de Pc-10 por grama de substrato + nematoide.

Os tratos culturais foram realizados quando necessário. E não foi necessário realizar a adubação e a correção da acidez do solo. A disponibilidade de nutrientes no solo foi estimada de acordo com a análise de solo (Tabela 2) e a necessidade da cultura.

O cultivo da bananeira foi conduzido por 60 dias após o transplante. Posteriormente, foram avaliadas as seguintes variáveis: altura de parte aérea, massa da parte aérea seca, diâmetro do pseudocaule, massa da raiz fresca, número de galhas e número de ovos de nematoide por grama de raízes de bananeira. Para a extração dos ovos utilizou a técnica de Hussey & Barker (1973), modificada por Boneti & Ferraz (1981). O número de ovos foi estimado utilizando o microscópio estereoscópio com auxílio de câmara de Peters.

A avaliação da população de Pc-10 no solo ao final do experimento foi realizada através da quantificação das unidades formadoras de colônia (UFC). No final do experimento foi coletado 1 g de substrato de cada vaso, e realizado o plaqueamento em meio semi-seletivo, conforme Gaspard et al. (1990), com três repetições por tratamento.

### **1.5- Delineamento Experimental e Análise Estatística**

O delineamento experimental adotado foi o de blocos ao acaso (DBC) com sete blocos e cinco tratamentos, representando as concentrações de clamidósporos por grama

de substrato para o controle de *M. javanica* em plantas de bananeira Prata Anã clone Gorutuba. A unidade experimental foi constituída por um vaso de 5 litros com uma planta.

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância e as médias dos tratamentos foram comparadas pelo teste LSD e regressão linear ao nível de 5% e 1% de significância.

#### **1.6- Análise da colonização endofítica em raízes de banana**

Para este estudo, ao final da fase de aclimação as mudas micropropagadas, foram coletados fragmentos de raízes em torno de 1-2 cm de comprimento, para totalizar 0,5 g de raízes de bananeira dos tratamentos, testemunha e 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato. Posteriormente as raízes foram diafanizadas em KOH 10% (p:v) por 12h, em seguida foram submetidas a sucessivas lavagens, em seguida acidificadas com HCl 1% (p:v) por 5 min. Posteriormente, adicionou-se o azul de tripano 0,05% em lactoglicerol (p:v), à 70°C por 60 min, e permaneceram estocadas em lactoglicerol (Phillip, & Hayman, 1970; Brundett et al., 1996). Para a confirmação da presença do fungo foram montadas preparações de lâmina e lamínula com água e feitas observações em microscópio de luz (modelo AX-70 TRF, Olympus Optical, Tokyo, Japão) acoplado à câmera fotográfica digital (modelo Zeiss AxioCam HRc, Göttinger Alemanha) e microcomputador com o programa de captura de imagens Axion Vision.

## RESULTADOS

As diferentes concentrações do fungo *P. chlamydosporia*, resultaram em efeito significativo para o número de galhas e de ovos de *M. javanica* por grama de raiz (Tabela 3). Foi evidenciado maior redução no número de galhas quando na concentração de 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato em relação aos demais tratamentos verificados nos ensaios I e II, com redução de 47,6% e 41,03%, respectivamente, quando comparados aos tratamentos testemunha (Tabela 3). Observou-se um efeito linear decrescente no número de galhas por grama de raízes de bananeira de acordo com o aumento da concentração do fungo no solo (Figura 2A e B), em ambos os experimentos.

O número de ovos de *M. javanica*.g<sup>-1</sup> de raízes houve maior redução quando na concentração de 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato em relação aos demais tratamentos em ambos os ensaios. No primeiro ensaio, essa variável foi 67% menor e no segundo ensaio, 55,2%, quando comparada às testemunhas (Tabela 3). Observou-se um efeito linear decrescente (Figura 2C e D), verificando-se que ao aumentar a concentração de clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato, nos limites observados, ocorreu um decréscimo no número de ovos de nematoide, em ambos os ensaios.

A aplicação de Pc-10 resultou em diferença significativa nas concentrações do fungo para as variáveis altura da parte aérea, massa da parte aérea seca, diâmetro do pseudocaule e massa fresca das raízes de bananeira (Tabela 4). Para altura das plantas de bananeira, a concentração de 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato ocorreu maior altura de plantas em relação aos demais tratamentos, sendo 18,5% e 11% de aumento em relação à testemunha, no primeiro e segundo ensaio, respectivamente (Tabela 4).

Quanto à massa da parte aérea seca, as concentrações do fungo de 4.000 e 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de solo apresentaram valores estatisticamente iguais entre si e superiores ao tratamento testemunha, em ambos os ensaios (Tabela 4), com um incremento de massa seca de 11% e 21%, quando na concentração de 4.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato, nos ensaios I e II respectivamente, e de 15% no primeiro e 23% no segundo ensaio, respectivamente, na concentração de 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato em relação à testemunha.

O diâmetro do pseudocaule também aumentou com a aplicação do fungo, na concentração de 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato apresentou um incremento de 9,5% em relação ao tratamento testemunha no primeiro ensaio e de 14% no segundo ensaio

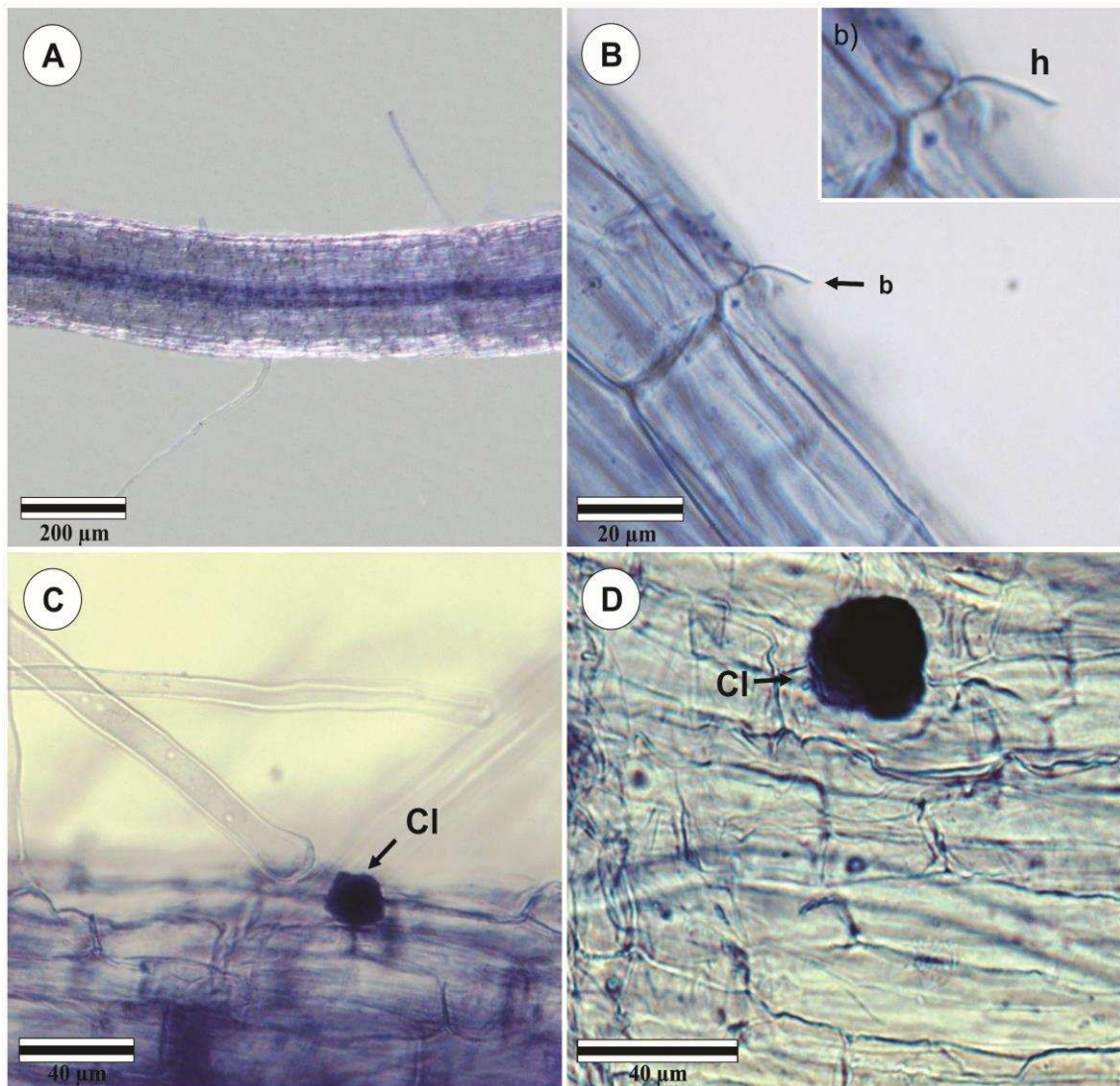
(Tabela 4). Contudo, no segundo ensaio, as concentrações do fungo 2.000, 3.000, 4.000 e 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato não diferiram estatisticamente entre si, mas foram superiores ao tratamento testemunha.

Para a massa da raiz fresca das plantas de banana, as concentrações de 3.000, 4.000 e 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato foram estatisticamente superiores ao tratamento testemunha (Tabela 4), com maior aumento na concentração de 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato, equivalendo a um incremento de 11,0% e 11,4% em relação ao tratamento testemunha, no primeiro e no segundo ensaio respectivamente. Analisando todas as variáveis de desenvolvimento da planta, observou-se um efeito linear crescente proporcional ao incremento da dose do fungo (Figuras 2,3 e 4), em ambos os ensaios.

Para o número de unidades formadoras de colônia (UFC) de Pc-10 por grama de substrato, verificou-se que houve um efeito significativo nas diferentes concentrações do fungo. Nos ensaios I e II a concentração 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato apresentou aumento no número de UFC de Pc-10 no substrato em relação aos demais tratamentos (Tabela 5). Ocorreu um efeito linear crescente no número de UFC de Pc-10 no substrato (Figura 5A e B), em ambos os experimentos.

Avaliando a época do ano que os ensaios foram instalados, houve um efeito significativo em relação ao número de galhas e de ovos de *M. javanica*.g<sup>-1</sup> de raiz. A época que o primeiro ensaio foi conduzido, final de outono e durante o inverno, resultou em maior redução no número de galhas e de ovos em relação à época em que o segundo ensaio foi conduzido (Tabela 6). Para unidades formadoras de colônias (UFC) a época que o ensaio I foi instalado e a concentração 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato, apresentou maior número de UFC quando comparado com a época do ensaio II (Tabela 7).

Verificando a colonização do fungo nematófago *P. chlamydosporia* em raízes de bananeira Prata Anã, constatou que o fungo se associou às raízes aos 45 dias após o transplântio das mudas tratadas com Pc-10 para a fase de aclimação. No tratamento testemunha, a ausência de estruturas fúngicas indicam que não houve contaminação das raízes de bananeira por Pc-10 (Figura 6A). No rizoplano, foi observada a presença de hifas na superfície das raízes (Figura 6B). Visualizou-se a presença de esporos no interior dos tecidos e a formação de clamidósporos na superfície das raízes (Figura 6C-D).



**Figura 6.** Raízes de banana coradas com azul de tripano (fotomicrografias). (A) aspecto geral do segmento radicular de raiz de banana sem a presença do fungo *P. chlamydosporia*; (B) hifas presentes na superfície da raiz; (C) clamidósporos; (D) clamidósporos na superfície das raízes.

## DISCUSSÃO

A utilização do fungo *Pochonia chlamydosporia* durante a fase de aclimação das mudas de bananeira Prata Anã clone Gorutuba, produzidas em cultura de tecido, resultou na proteção das plantas contra o nematoide das galhas *Meloidogyne javanica*. A aplicação de Pc-10 no substrato aos 45 dias antes das mudas serem expostas ao nematoide permitiu que o fungo colonizasse o sistema radicular, conferindo uma proteção das mudas ao nematoide das galhas. Essas observações corroboram os resultados de Coutinho et al. (2009), que observaram grande efeito do fungo quando esse foi aplicado 15 dias antes do transplante das mudas. O maior contato entre o fungo e os ovos no solo aumenta a sua efetividade no controle de *M. javanica*, devido ao aumento do parasitismo dos ovos no solo e, conseqüentemente, impedindo a formação e a eclosão de juvenis de segundo estágio (Dallemele-Giaretta et al., 2008).

O fungo reduziu mais intensamente o número de galhas e de ovos por grama de raiz, e ainda promoveu o melhor desenvolvimento das plantas quando o solo foi tratado com a maior concentração testada, de 5.000 clamidósporos de *P. chlamydosporia.g<sup>-1</sup>* de substrato. Viggiano et al (2012) observaram que ao aumentar as concentrações de *P. chlamydosporia* houve uma diminuição no número de galhas e de ovos nas raízes, obtendo assim um controle mais efetivo de *M. javanica* em plantas de alface. Resultados semelhantes foram obtidos por Podestá et al. (2009), com aplicações de 5.000 e 10.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de solo de *P. chlamydosporia* reduzindo significativamente o número de galhas de *M. javanica* em 17,4 e 28,1 % e o número de ovos em 36,3 e 61,8 % respectivamente, quando comparados com a ausência do fungo no solo, demonstrando aumento da eficiência do fungo com o aumento de sua concentração no solo.

A fase de ovo do nematoide das galhas é considerada mais suscetível ao ataque de antagonistas, devido ao fato dos ovos estarem localizados geralmente sobre a superfície das raízes e, assim, ficam expostos mais facilmente ao parasitismo de fungos. Neste trabalho, a aplicação do fungo resultou numa redução significativa no número de ovos.g<sup>-1</sup> de raiz quando comparado à testemunha. Esses resultados corroboram com Guimarães (2011), que observou a redução de populações de *Meloidogyne* sp., *Helicotylenchus multicinctus*, *Radopholus similis* e *Pratylenchus coffeae* em áreas de cultivo comercial de bananeira Prata-Anã, quando realizou a aplicação de *P. chlamydosporia*, *Pasteuria penetrans*, e *Bacillus subtilis*. A efetividade do fungo ao colonizar os ovos dos

nematoides no solo permite reduzir o número de J2 que penetram nas raízes das plantas (Moosavi et al., 2010; Silva, 2015).

A temperatura pode ter influenciado nos resultados que avaliaram a época que os ensaios foram conduzidos. A temperatura ótima para o desenvolvimento de *P. chlamydosporia* é de 25°C (Zare & Gams, 2004) enquanto para *M. javanica* é de 29°C (Taylor & Sasser, 1983). O primeiro ensaio foi instalado final de outono e durante o inverno, com temperatura média de 26,6°C, época com temperatura mais amenas o que pode ter prolongado o ciclo de vida do nematoide, retardando assim a eclosão e então favorecendo o parasitismo de *P. chlamydosporia*. Em contrapartida, no segundo ensaio, foi instalado no final de inverno e durante a primavera, com temperatura média de 37,3°C, sendo uma época do ano mais quente, logo pode estar relacionado com rápida reprodução dos nematoides, assim os juvenis de segundo estágio (J2) se formam, eclodem e penetram nas raízes antes do fungo colonizar e parasitar os ovos. Resultados semelhantes foram obtidos por Dallemole-Giaretta et al. (2008) observaram maior redução da população de *M. javanica* em plantas de tomateiro quando o experimento foi instalado em uma época do ano com temperatura média de 22,1°C, contribuindo assim com maior atividade parasítica de *P. chlamydosporia*.

O fungo *P. chlamydosporia* proporcionou em aumento significativo em todas as variáveis relacionadas ao desenvolvimento das mudas de bananeira Prata Anã clone Gorutuba quando na concentração de 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato. É possível que maiores concentrações do fungo no substrato tenham resultado em maior colonização do sistema radicular, maior mineralização e absorção de nutrientes, estimulando o crescimento das plantas de banana e diminuindo os efeitos negativos causados pela presença do nematoide. Raízes infectadas por nematoides liberam uma quantidade maior de exsudatos radiculares, estimulando o crescimento do fungo (De Leij et al., 1992; Bourne et al., 1996; Bourne & Kerry, 2000). Segundo Larriba (2015) a interação desse fungo com o sistema radicular pode levar a mudanças na planta, relacionadas à regulação de genes nas vias do ácido salicílico e ácido abscísico, sinalização envolvida na promoção de crescimento. Resultados semelhantes foram obtidos por Dias-Arieira et al. (2011) que constataram que a aplicação de *P. chlamydosporia* em campos de baixa fertilidade aumentou a massa da parte aérea seca das plantas. Yang et al. (2015) obtiveram resultados semelhantes no aumento da massa das raízes frescas de bananeira. Nasu (2013) verificou um aumento na altura da planta, da massa da parte aérea fresca e da massa de raízes fresca em plantas de soja, quando feito o tratamento de semente junto ao tratamento do solo com

o fungo. Bontempo et al. (2017) relataram que aplicando a maior dose de *P. chlamydosporia* 3,0 kg.ha<sup>-1</sup> para o controle de *M. incognita* em cenoura, resultou na melhoria da qualidade e de seu rendimento, além do efeito bionemático do fungo sob condições de produção comercial de cenoura.

Na avaliação do número de unidades formadoras de colônia (UFC) de *P. chlamydosporia* por grama de substrato, observou-se que o fungo estava presente no solo após 60 dias. O uso de doses crescentes do fungo proporcionou um aumento no número de UFC.g<sup>-1</sup> de substrato, em ambos os experimentos. Resultado semelhante foi encontrado por Bourne & Kerry (1999) que verificaram que o aumento nas doses na aplicação de *P. chlamydosporia* no solo (5.000, 10.000 e 50.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de solo) proporcionou um aumento da colonização do solo e da rizosfera, no final de seus experimentos em diferentes plantas hospedeiras do fungo. Segundo De Leij & Kerry (1991) a concentração de *P. chlamydosporia* no solo pode aumentar de 10<sup>4</sup> para 10<sup>5</sup> UFC g<sup>-1</sup> de solo, no decorrer de um período de 30 dias, principalmente em raízes com presença de galhas. Logo, baseando-se na contagem de UFC, ou seja, fazendo a determinação da população presente no solo, é possível fazer um indicativo do estabelecimento do fungo no solo, consequente do seu desenvolvimento sobre o material orgânico e da colonização dos ovos do nematoide, além da sua proliferação nas rizosferas de diferentes espécies de plantas (Dallemele-Giaretta, 2008)

O fungo foi capaz de se desenvolver sobre as raízes de bananeira, sendo possível visualizar os clamidósporos, hifas e os esporos. Existem relatos dessa capacidade do fungo *P. chlamydosporia* crescer na rizosfera das plantas, em couve, batata e repolho (Bourne et al., 1996), tomateiro (Bordallo et al., 2002; Dallemele-Giaretta, 2008). Lopez-Llorca et al., (2002) observaram em cevada uma alta colonização no rizoplano, com crescimento micelial nas junções celulares e a formação de muitos clamidósporos, após três semanas de inoculação. Nasu (2013) constatou que *P. chlamydosporia* ao colonizar as raízes de plantas de soja, mostrou comportamento semelhante a fungo endofítico, colonizando as células epidérmicas e com produção de hifas e clamidósporos, sendo esse tipo de crescimento relatado por outros autores como em raízes de cevada e tomate (Bordallo et al., 2002; Lopez-Llorca et al., 2002; Maciá-Vicente et al., 2009; Escudero & Lopez-Llorca, 2012).

## CONCLUSÃO

Conclui-se que a aplicação de diferentes concentrações do fungo *P. chlamydosporia* na fase de aclimação das mudas micropropagadas de bananeira Prata Anã clone Gorutuba apresenta uma ação efetiva na redução da população de *M. javanica*, com maior eficiência na concentração de 5.000 clamidósporos.g<sup>-1</sup> de substrato. Além disso, promove o crescimento das plântulas de bananeira.

*Pochonia chlamydosporia* associa-se às raízes durante o período de aclimação das mudas micropropagadas de bananeira Prata Anã clone Gorutuba.

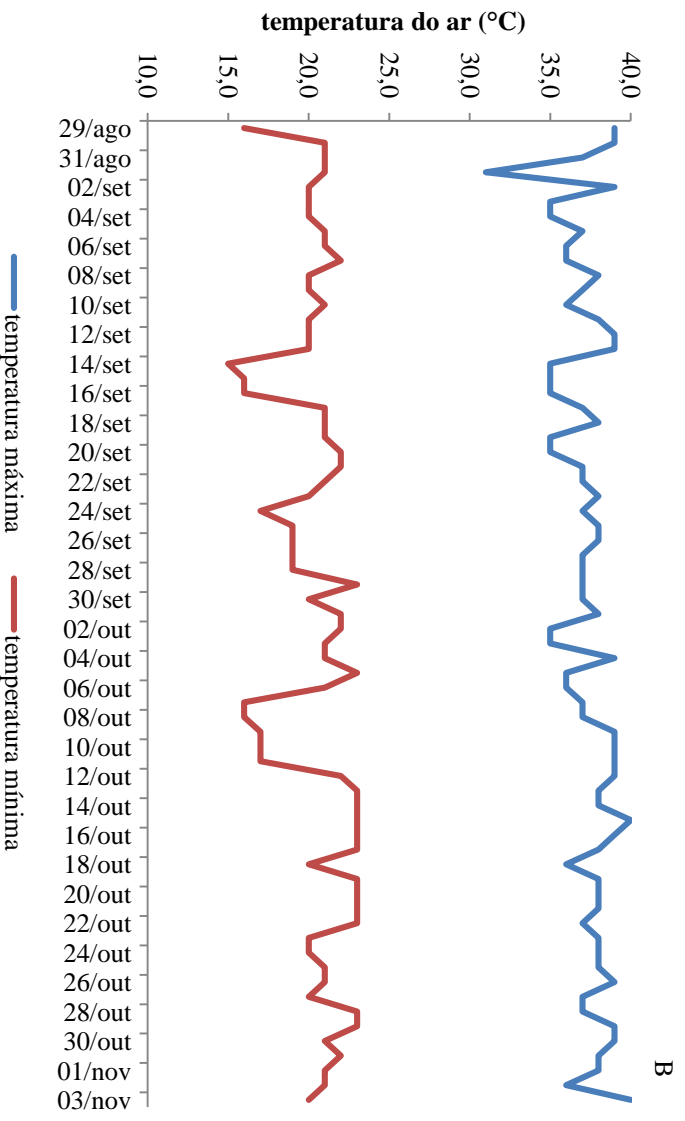
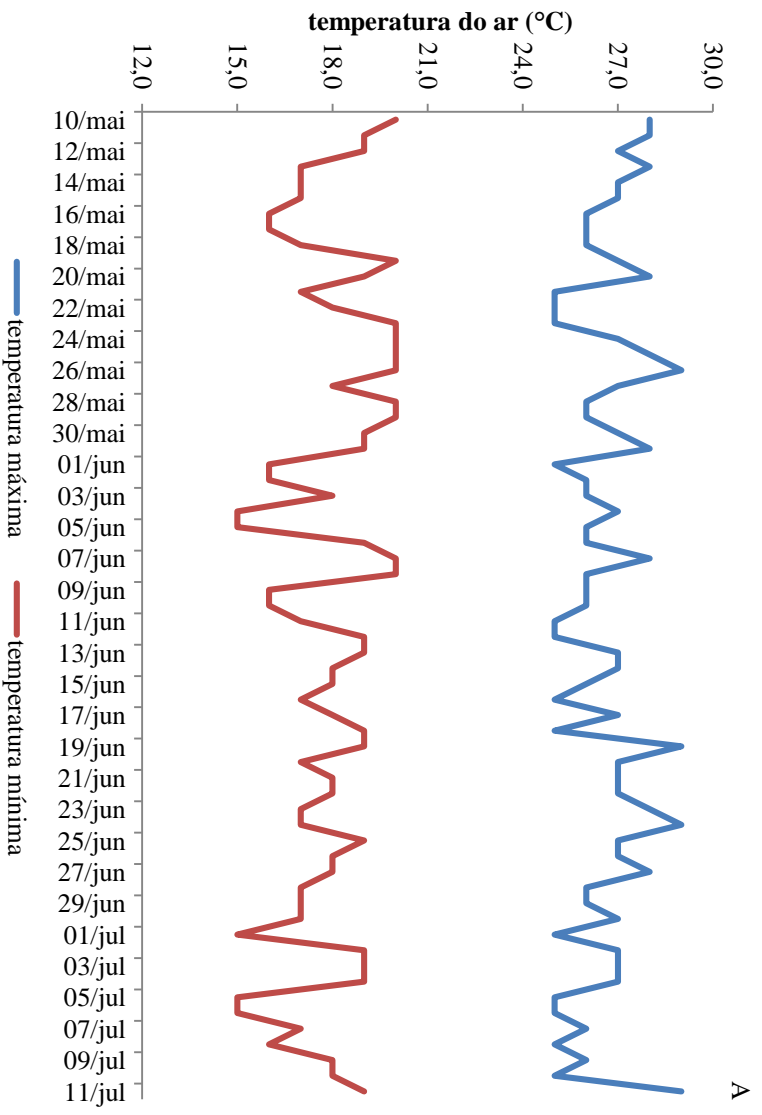
**Tabela 1.** Temperatura do ar nos ensaios com Pc-10 em plantas de banana Prata Anã clone Gorutuba.

	Ensaio 1		Ensaio 2	
	Temperatura		Temperatura	
	Máxima	Mínima	Máxima	Mínima
Valor máximo	29,0	20,0	40,0	23,0
Valor mínimo	25,0	15,0	31,0	15,0
Média	26,6	17,9	37,3	20,4
desvio-padrão	1,2	1,5	1,6	2,1

**Tabela 2.** Características química e física dos substratos utilizados nos ensaios com Pc-10 em plantas de banana Prata Anã clone Gorutuba

	pH	P	K	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	Al <sup>3+</sup>	H+Al	SB	(t)	(T)	V	m	MO	P-rem
	H <sub>2</sub> O	.....mg/dm <sup>3</sup> .....			.....cmol <sub>c</sub> /dm <sup>3</sup> .....			.....cmol <sub>c</sub> /dm <sup>3</sup> .....			.....%.....		dag/kg	mg/L
Ensaio I	6,3	172,4	470	10,0	2,5	0,0	3,1	14,7	14,7	17,7	83	0	10,7	45,6
Ensaio II	6,0	134,6	600	7,5	2,3	0,0	3,1	11,3	11,3	14,4	79	0	6,6	47,9
Classe Textural - Franco- Argilo- Arenosa														

Análise realizada no Laboratório de Análise de Solo de Viçosa Ltda.



**Figura 1.** Temperaturas mínimas e máximas do ar (°C) em casa de vegetação durante a realização do ensaio 1 (A) e ensaio 2 (B).

**Tabela 3.** Efeito das diferentes concentrações de *P. chlamydosporia* no solo sobre o número de galhas e número de ovos de *Meloidogyne javanica* por grama de raiz de bananeira Prata Anã clone Gorutuba.

Concentração de Pc-10 (clamidósporos.g <sup>-1</sup> )	Número de Galhas.g raiz <sup>-1</sup> *		Número de Ovos.g raiz <sup>-1</sup> **	
	Ensaio I	Ensaio II	Ensaio I	Ensaio II
0	368,57 a	468,28 a	70,17 a	74,00 a
2.000	318,85 b	384,57 b	52,72 b	59,62 b
3.000	290,85 bc	382,42 b	47,38 bc	57,47 b
4.000	282,85 c	372,57 b	43,33 c	53,16 b
5.000	193,14 d	276,14 c	23,23 d	33,12 c
Coefficiente de Variação (%)	9,17	12,38	7,50	11,66

Médias seguidas por letra minúscula diferente na coluna diferem estatisticamente entre si pelo teste de LSD (\* p < 0,05; \*\* p < 0,01)

**Tabela 4.** Efeito de diferentes concentrações de *P. chlamydosporia* no desenvolvimento de mudas de banana Prata Anã Clone Gorutuba

concentração de Pc-10 (clamidósporos.g <sup>-1</sup> )	altura da parte aérea		massa de parte aérea seca		diâmetro do pseudocaule		massa da raiz fresca	
	ensaio I	ensaio II	ensaio I	ensaio II	ensaio I	ensaio II *	ensaio I	ensaio II
0	40,20 c	51,48 c	17,98 b	20,81 b	2,29 b	3,60 b	147,83 c	168,02 b
2.000	46,11 b	54,24 bc	19,50 ab	23,30 ab	2,38 ab	4,11 a	151,71 bc	186,11 a
3.000	47,08 b	54,75 abc	19,67 ab	24,34 ab	2,42 ab	5,01 a	160,47 ab	186,69 a
4.000	47,38 b	55,10 ab	20,07 a	26,33 a	2,44 ab	4,24 a	161,37 ab	188,17 a
5.000	49,35 a	57,82 a	21,08 a	27,03 a	2,53 a	4,20 a	166,18 a	189,72 a
Coefficiente de Variação (%)	3,84	5,59	8,63	10,98	6,78	0,35	6,88	7,69

Médias seguidas por letra minúscula diferente na coluna diferem estatisticamente entre si, pelo teste LSD (p < 0,05; \* p < 0,01)

\* Dados transformados em x<sup>-2,5</sup> (Box-Cox)

**Tabela 5.** Unidades formadoras de colônias de *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* no solo

concentração de Pc-10 (clamidósporos.g <sup>-1</sup> )	ensaio I *		ensaio II	
	época 1	época 2	época 1	época 2
2.000	25642,86 d		47500,00 c	
3.000	86542,86 c		73014,28 bc	
4.000	130571,43 b		91857,14 b	
5.000	252285,71 a		118142,85 a	
Coefficiente de Variação (%)	5,83		28,18	

Médias seguidas por letra minúscula diferente na coluna diferem estatisticamente entre si pelo teste LSD (p < 0,01)

\* Dados transformados em x<sup>1/2</sup> (Box-Cox)

**Tabela 6.** Análise do efeito da época do ano sobre o número de galhas e número de ovos de *Meloidogyne javanica* por grama de raiz de bananeira Prata Anã clone Gorutuba.

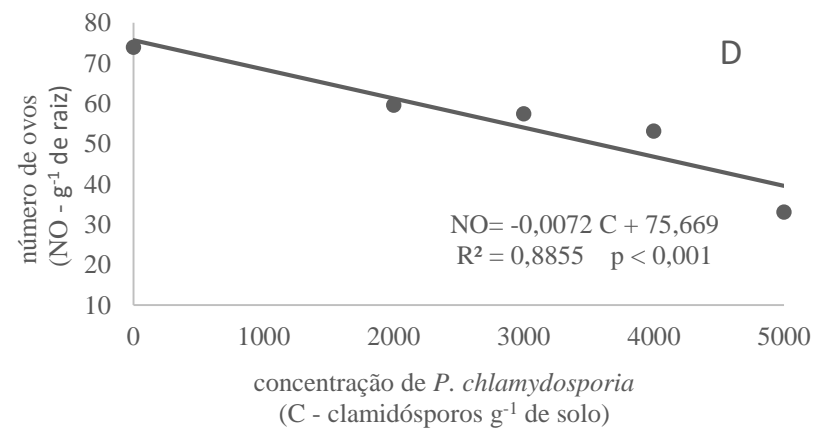
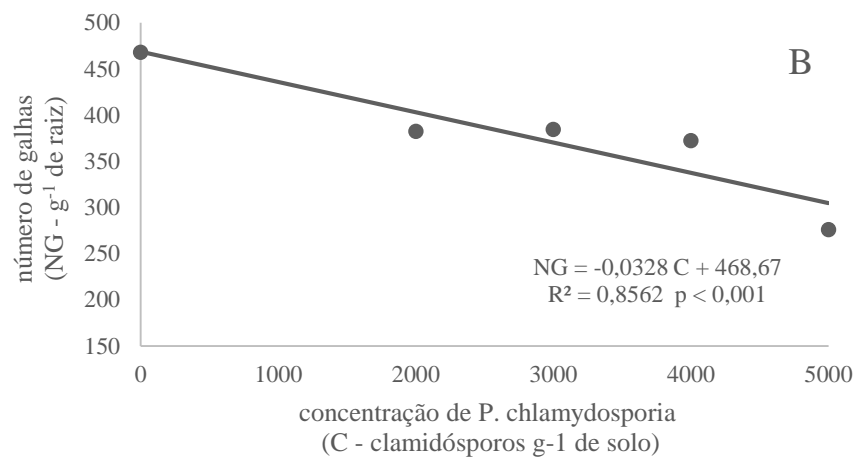
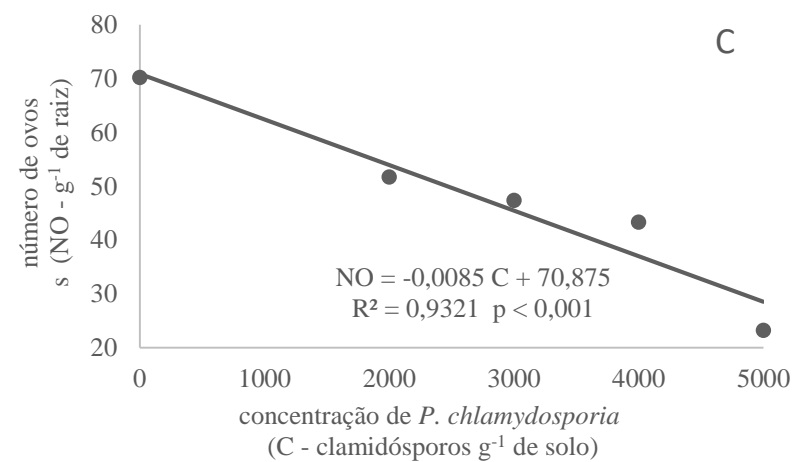
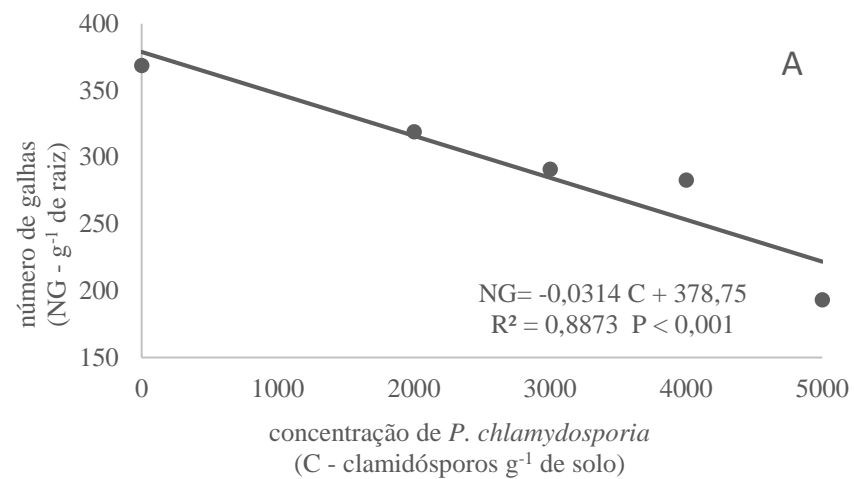
concentração de Pc-10 (clamidósporos.g <sup>-1</sup> )	número de galhas.g raiz <sup>-1</sup>		número de ovos.g raiz <sup>-1</sup>	
	época 1	época 2	época 1	época 2
	0	368,57 B	468,28 A	70,17 A
2.000	318,85 B	382,43 A	51,72 A	59,62 A
3.000	290,85 B	384,57 A	47,38 B	57,47 A
4.000	282,85 B	372,57 A	43,33 B	53,16 A
5.000	193,14 B	276,15 A	23,23 B	33,12 A

Médias de variáveis seguidas de letras maiúsculas diferentes na linha diferem significativamente entre si pelo teste LSD (p<0,05)

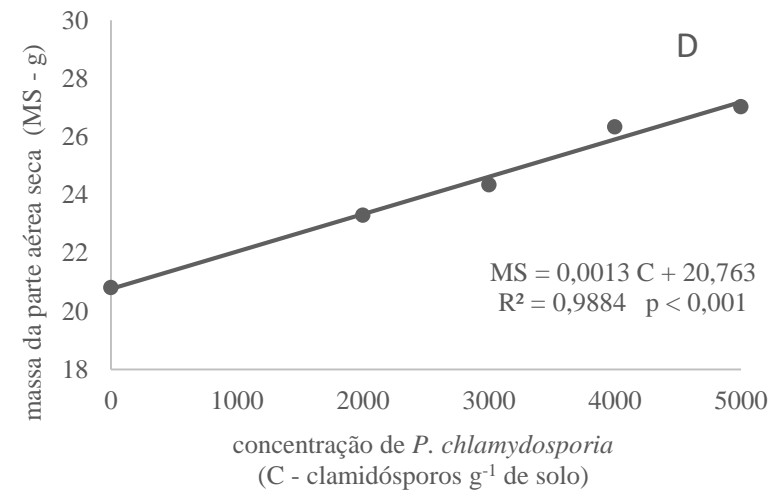
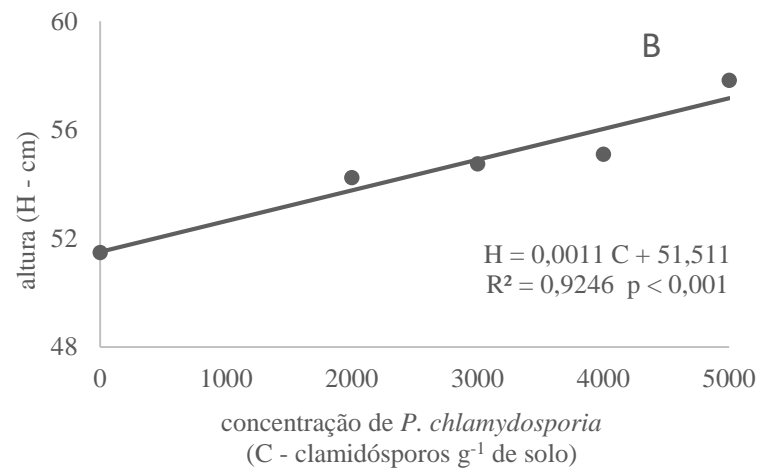
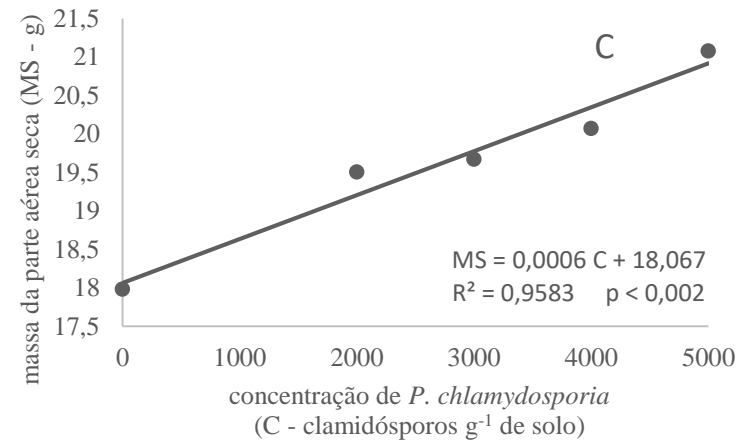
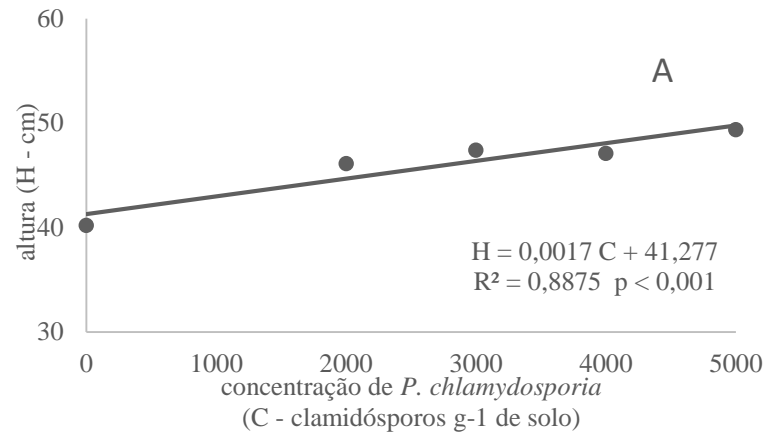
**Tabela 7.** Análise do efeito da época do ano com unidades formadoras de colônias de *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* no solo.

concentração de Pc-10 (clamidósporos.g <sup>-1</sup> )	UFC/g de substrato	
	época I	época II
2000	25642,85 Ad	47500,01 Ad
3000	86542,85 Ac	73014,28 Ac
4000	130571,42 Ab	91857,14 Bb
5000	253285,72 Aa	118142,86 Ba

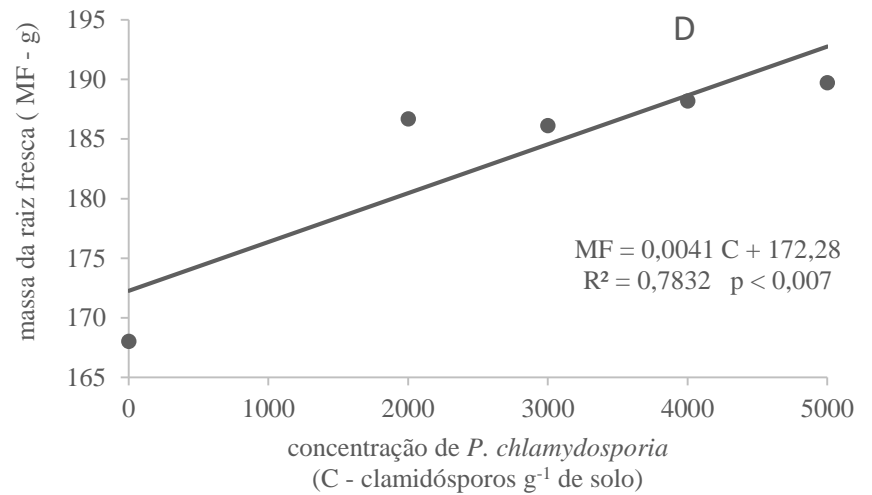
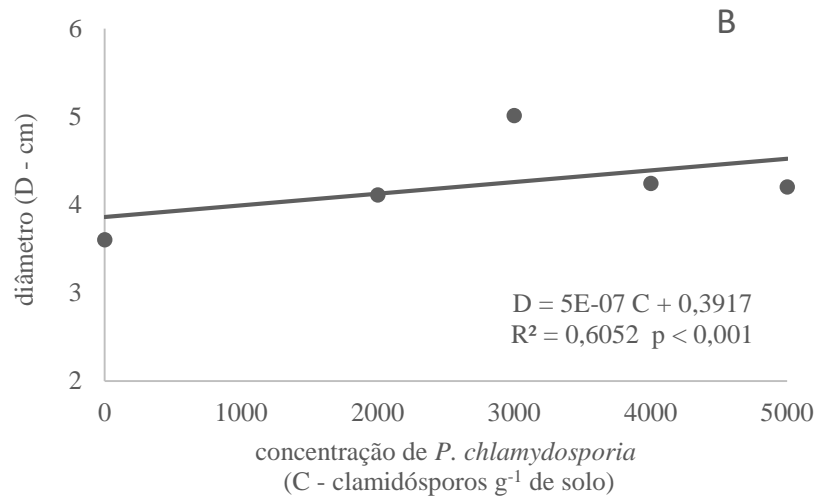
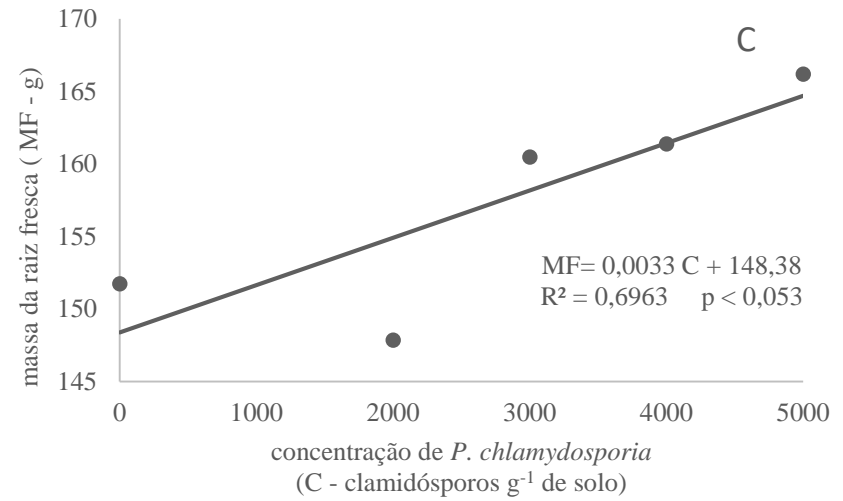
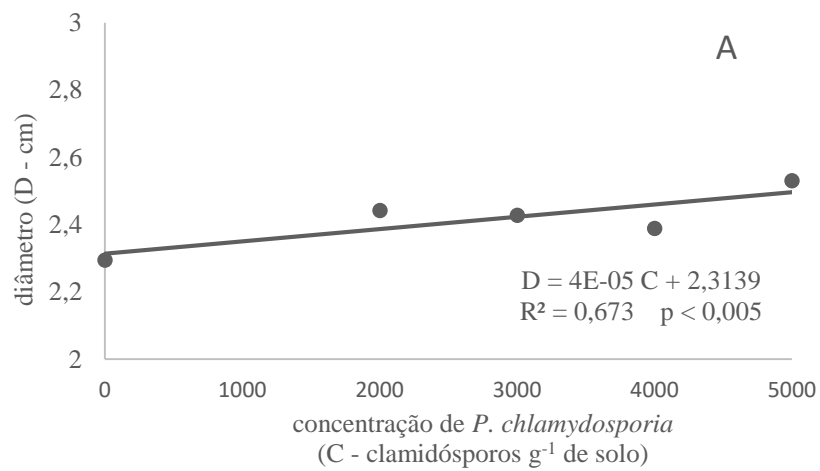
Médias seguidas de letras maiúsculas na linha e minúsculas na coluna diferem significativamente entre si pelo teste LSD (p<0,05)



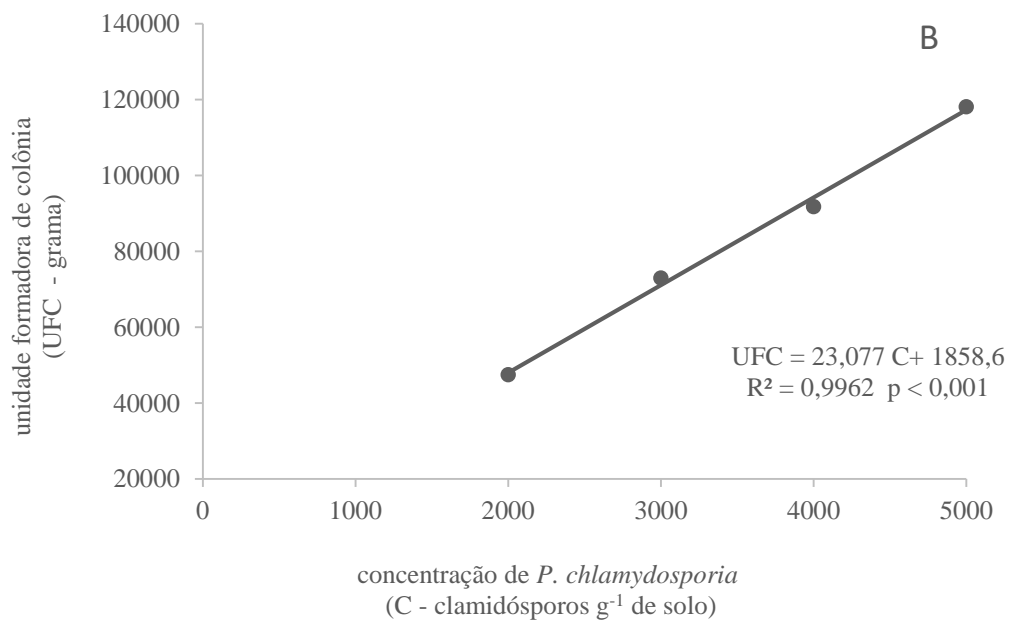
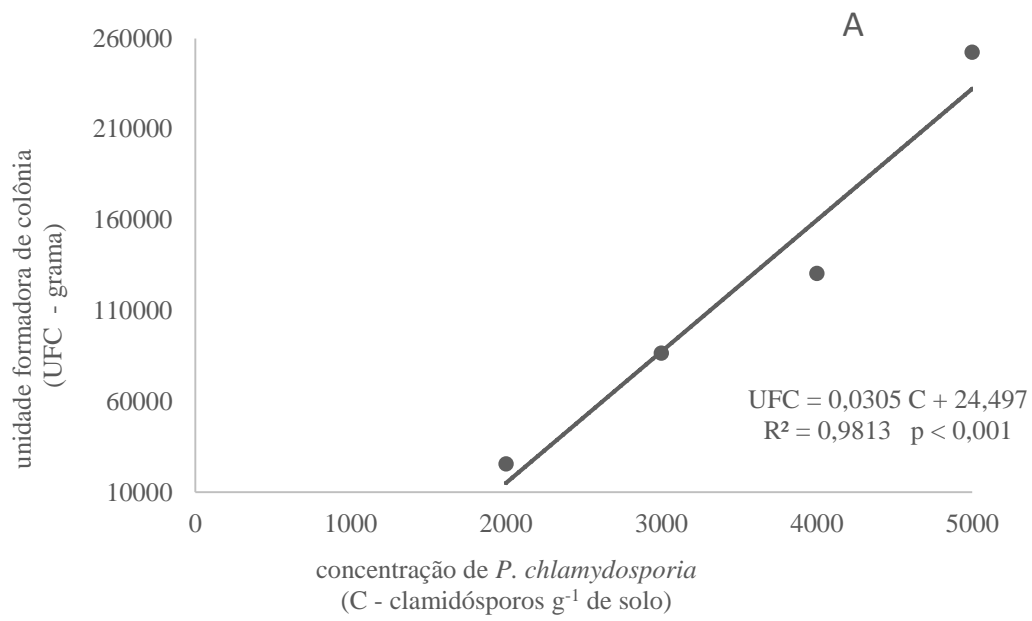
**Figura 2.** Número de galhas e de ovos de raízes de bananeira Prata Anã clone Gorutuba em função da concentração de clamidósporos de *Pochonia chlamydosporia*, ensaio 1 (A e C) e ensaio 2 (B e D).



**Figura 3.** Altura e massa da parte aérea seca das plantas de bananeira Prata Anã clone Gorutuba em função da concentração de clamidósporos de *Pochonia chlamydosporia*, ensaio 1 (A e C) e ensaio 2 (B e D).



**Figura 4.** Diâmetro do pseudocaule e massa da raiz fresca das plantas de bananeira Prata Anã clone Gorutuba em função da concentração de clamidósporos de *Pochonia chlamydosporia*, ensaio 1 (A e C) e ensaio 2 (B e D).



**Figura 5.** Unidades formadoras de colônias de *Pochonia chlamydosporia* no solo, ensaio 1 (A) e ensaio 2 (B)

## REFERÊNCIAS

- ALVES, P.S. 2016. Compatibilidade entre *Pochonia chlamydosporia* e *Trichoderma* spp. no controle de *Meloidogyne javanica* em tomateiro. Dissertação (Mestrado do Programa de pós graduação em fitopatologia) Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Minas Gerais.
- AMORIM, E.P.; SANTOS-SEREJO, J.A.; FERREIRA, C.F.; SILVA, S.O. 2011. BRS Platina: cultivar de bananeira do subgrupo Prata resistente ao mal-do-Panamá. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/919735/1/folderbrsplatina.pdf>. Acesso em: 11 de agosto de 2016.
- BARCELOS, F.F. 1997. Isolamento e avaliação de atividade nematicida de constituintes químicos de *Mucuna aterrima*. Dissertação (Mestrado do Programa de pós-graduação em Agroquímica) Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Minas Gerais. 93p.
- BATISTA, A.C.; FONSÊCA, O.J.M. 1965. *Pochonia humicola* n. gen. e n. sp., uma curiosa entidade fúngica dos solos do Nordeste do Brasil. Publicações do Instituto de Micologia da Universidade do Recife. 462:1-11.
- BAKER, K. R. 2003. Perspectives on plant and soil nematology. Annual Review of Phytopathology, 41: 1-25.
- BONETI, J.I.S; FERRAZ, S. 1981. Modificação do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* de raízes de cafeeiro. Fitopatologia Brasileira 6, 553.
- BONTEMPO, A.F.; LOPES, E.A.; FERNANDES, R.H.F.; FREITAS, L.G.; DALLEMOLE-GIARETTA, R. 2017. Efeito dose-resposta de *Pochonia chlamydosporia* sobre *Meloidogyne incognita* em cenoura em condições de campo. Revista Caatinga, 30, n.1.
- BORDALLO, J.J.; LOPEZ-LLORCA, L.V.; JANSSON, H.B.; SALINAS, J.; PERSMARK, L.; ASENSIO, L. 2002. Colonization of plant roots by egg-parasitic and nematode-trapping fungi. New Phytologist, 154:491-499.
- BOURNE, J.M.; KERRY, B.R. 1998. Effect of the host plant on the efficacy of *Verticillium chlamydosporium* as a biological control agent of root-knot nematodes at different nematode densities and fungal application rates. Soil Biology and Biochemistry, 31, 75-84.
- BOURNE JM; KERRY B.R. 1999. Effect of the host plant on the efficacy of *Verticillium chlamydosporia* as a biological control agent of root-knot nematodes at different nematode densities and fungal application rates. Soil Biology and Biochemistry 31:75-84.

- BOURNE, J.M.; KERRY, B.R. 2000. Observations on the survival and competitive ability of the nematophagous fungus *Verticillium chlamyosporium* in soil. *International Journal of Nematology*, 10 (1): 9-18.
- BOURNE, J.M.; KERRY, B.R.; DE LEIJ, F.A.A.M. 1996. The importance of the host plant on the interaction between root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) and the nematophagous fungus, *Verticillium chlamyosporium* Goddard. *Biocontrol Science and Technology*, 6: 539-548.
- BRIDGE, J.; R. FOGAIN ; P. SPEIJER. 1997. The root lesion nematodes of banana, *Pratylenchus coffeae* (Zimmermann, 1898) Fili. & Schu., 1941 and *Pratylenchus goodeyi* Sher & Allen, 1953. Montpellier, France: INIBAP. (INIBAP *Musa* Pest Fact Sheet, 2).
- CARNEIRO, R. M. D. G.; HIDALGO-DÍAZ, L.; MARTINS, I.; SILVA, K. F. A. S.; SOUZA, M. G.; TIGANO, M. S. 2011. Effect of nematophagous fungi on reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on guava (*Psidium guajava* L.) plants. *Nematology*. 13(6):721-728.
- CAMPOS, V. P.; SOUZA, J.T.; SOUZA, R. M. 1998. Controle de fitonematoides por meio de bactérias. *Revisão Anual de Patologia de Plantas*, 6: 285-327.
- CARVALHO, G.R. et al. 1999. Aclimatização de plantas de cafeeiro (*Coffea arabica* L.) propagadas “*in vitro*”. *Cienc. Agrotec, Lavras*, 23 (3): 483-490.
- CHAVAN-PATIL, V. B.; AREKAR, C. D.; GAIKWAD, D. K. 2010. Field performance of *in vitro* propagated banana plants from 8th and 15th subculture. *International Journal of Advanced Biotechnology and Research*, 2 (1): 96-103.
- COFCEWICZ, E. T.; CARNEIRO, R. M. D. G.; CORDEIRO, C. M. T.; QUÉNÉHERVÉ, P.; FARIA, J. L. C. 2004. Reação de cultivares de bananeira (*Musa* spp.) a diferentes espécies de nematóides das galhas. *Nematologia Brasileira*. 28(1):11-22.
- COLLINGBORN, F. M. B.; GOWEN, R. 1997. Screening of banana cultivars for resistance to *Radopholus similis* and *Pratylenchus coffeae*. *Infomusa*. Montpellier, France. 6(2):3.
- COSTA, D. C. 2000. Nematoses em banana e abacaxi no Brasil: danos e manejo. In: XXII CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA. Uberlândia. Anais. 50-58.
- COSTA, D. C.; SILVA, S. O. & ALVES, F. R. 1998. Reação de genótipos de bananeira (*Musa* spp.) a *Radopholus similis* e *Meloidogyne incognita*. *Nematologia Brasileira*. 22(2):49-57.
- COUCEIRO, M.A.; SIQUEIRA, D.L.; PEREIRA, W.E.; NEVES, L.M. 2001. Crescimento de explantes *in vitro* e de mudas de bananeira cv. Maçã submetidas a doses de sacarose nas fases de enraizamento e aclimação. *Revista Ceres*, 48 (280): 615-627.
- COUTINHO, M.M.; FREITAS, L.G.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; NEVES, W.S., LOPES, E.A.; FERRAZ, S. 2009. Controle de *Meloidogyne javanica* com *Pochonia*

*chlamydosporia* e farinha de sementes de mamão. *Nematologia Brasileira* 33: 169-175.

- CRÓCOMO, O.J. 1986. Plant biotechnology in the agriculture and development in Brazil. In: SIMPÓSIO ANUAL DA ACADEMIA DE CIÊNCIA DE SÃO PAULO. Anais. São Paulo, 11: 53-71.
- DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FREITAS, L. G.; FERRAZ S.; NEVES, W. S.; LOPES, E. A.; COUTINHO, M. M. 2008. Efeito da concentração de clamidósporos de *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* no controle de *Meloidogyne javanica*. *Nematologia Brasileira*, 32: 327–332.
- DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FREITAS, L.G.; ZOOCA, R.J.F.; CAIXETA, L.B.; LOPES, E.A. 2010. Controle de *Meloidogyne javanica* por meio da aplicação de palha de café colonizada por *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia*. *Nematologia Brasileira*, 34: 137-140.
- DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FREITAS, L. G.; LOPES, E. A.; PEREIRA, O. L.; ZOOCA, R. J. F.; FERRAZ, S. 2012. Screening of *Pochonia chlamydosporia* Brazilian isolates as biocontrol agentes of *Meloidogyne javanica*. *Crop Protection*, 42 :102-107.
- DE LEIJ, F.A.A.M.; KERRY, B.R. 1991. The nematophagous fungus *Verticillium chlamydosporium* as biological a potential control agent for *Meloidogyne arenaria*. *Revue de Nematologie* 14 (1): 157-164.
- DE LEIJ, F.A.A.M.; DAVIES, K.G.; KERRY, B.R. 1992. The use of *Verticillium chlamydosporium* Goddard and *Pasteuria penetrans* (Thorne) Sayre & Starr alone and in combination to control *Meloidogyne incognita* on tomato plants. *Fundamental and Applied Nematology*, 15: 235-242.
- DE LEIJ, F.A.A.M.; KERRY, B.R.; DENNHY, J.A. 1993. The effect of fungal application rate and nematode density on the effectiveness of *Verticillium chlamydosporium* as a biological control agent for *Meloidogyne incognita*. *Nematologica*, 38: 112-122.
- DIAS-ARIEIRA, C.R., SANTANA, S.D.M., DE FREITAS, L.G., CUNHA, T.P., BIELA, F., PUERARI, H.H., CHIAMOLERA, F.M. 2011. Efficiency of *Pochonia chlamydosporia* in *Meloidogyne incognita* control in lettuce crop (*Lactuca sativa* L.). *J. Food Agric. Environ*, 9: 561-563.
- ESCUADERO, N.; LOPEZ-LLORCA, L.V., 2012. Effects on plant growth and root-knot nematode infection of an endophytic GFP transformant of the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia*. *Symbiosis*, 57 (1): 33-42.
- FAO 2013 . Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura. Comércio: bananas. Disponível em: <http://www.appsfao.org> . Acesso em: 30 de agosto de 2016.
- FERRAZ, S.; SANTOS, M.A. 1995. Controle biológico de fitonematoides pelo uso de fungos. *Revisão Annual de Patologia de Plantas, Passo Fundo (RS)*, 3: 283-314.

- FIGEIREDO, L.D. 2014. Atividade de *Pochonia chlamydosporia* sobre nematoides do genero *Meloidogyne* na presença de matéria organica. Dissertação ( Mestrado do Programa de pós graduação em fitopatologia) Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Minas Gerais.
- FREITAS, L.G.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FERRAZ, S.; ZOOCA, R.J.F.; PODESTÁ, G.S. 2009. Controle biológico de nematoides: estudo de casos. Zambolim, L.; Picanço, M.C. Controle biológico pragas e doenças exemplos práticos. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 1: 41-82.
- FREITAS, L.G.; S. FERRAZ; A.M.S. ALMEIDA. 1999. Controle de *Meloidogyne javanica* em tomateiro pela produção de mudas em substrato infestado com *Paecilomyces lilacinus*. Nematologia Brasileira, 23: 65-73.
- FUSCONI, A. 2014. Regulation of root morphogenesis in *Arbuscular Mycorrhizae*: what role do fungal exudates, phosphate, sugars and hormones play in lateral root formation? Annals of Botany, 113: 19-33.
- GASPARD, T.; JAFFEE, B.A.; FERRIS, H. 1990. Association of *Verticillium chlamydosporium* and *Paecilomyces lilacinus* with root-knot nematode infested soil. Journal of Nematology 22, 207.
- GRATTAPAGLIA, D.; MACHADO, M.A. 1998. Micropropagação. In: TORRES, A.C. et al. (Ed.). Cultura de tecidos e transformação genética de plantas. Brasília: CBAB, 183-260.
- GUIMARÃES, C. P. 2011. Controle biológico de fitonematoides na cultura da bananeira no Norte de Minas Gerais. Dissertação, Universidade Estadual de Montes Claros campus Janaúba. p.90.
- HIDALGO-DIAZ, L.; BOURNE, J.M.; KERRY, B.R.; RODRIAGUEZ, M.G. 2000 Nematophagous *Verticillium* spp. In soils infested with *Meloidogyne* spp. In Cuba: isolation and screening . International Journal of Pest Management, 46(4): 277-284.
- HIDALGO-DIAZ, L.; KERRY, B. R. 2008. Integration of biological control with other methods of nematode management. In: Ciancio, A. & Mukerji, K.G. (Eds). Integrated management and biocontrol of vegetable and grain crops nematodes. Dordrecht, The Netherlands, Springer. 29-49.
- HOFFMANN, A. 2002. Aclimatação de mudas produzidas *in vitro* e *in vivo*. Informe Agropecuário, 23 (216): 21-4.
- HUSSEY, R.S.; BARKER, K.R. 1973. Comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp., including a new technique. Plant disease repórter, 57: 1025-1028.
- IBGE 2016. Estatística de produção agrícola. Disponível em <http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/prevsaf/default.asp>. Acesso em: 30 de agosto de 2016.

- JATALA, P. 1986. Biological control of plant-parasitic nematodes. Annual review of phytopathology, 24: 453-489.
- JESUS, A. M.; WILCKEN, S. R. S. 2010. Reprodução de *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *Pratylenchus coffeae* em diferentes cultivares de bananeira. Nematologia Brasileira. 34(1): 3-9.
- KERRRY, B.A.; JAFFEE, B.A. 1997. Fungi as biological control agents for plant parasitic nematodes. In: Wicklow DT, Soderstrom B, eds. The Mycota IV Environmental and Microbial Relationships. New York, USA: Springer- Verlag, 203-18.
- KERRY, B. R. 1975. Fungi and the Decrease of Cereal Cyst-nematode Populations in Cereal Monoculture1. EPPO Bulletin, Paris, 5: 353-361.
- KERRY, B.R.; CRUMP, D.H. 1977. Observations on fungal parasites of females and eggs of the cereal cyst-nematode, *Heterodera avenae*, and other cyst nematodes. Nematologica, 23: 193–201.
- KERRY, B.R. 1990. An assessment of progress toward microbial control of plant-parasitic nematodes. Journal of Nematology 22, 621.
- LARRIBA, E.; JAIME, M. D. L.; NISLOW, C.; MARTIN-NIETO, J.; LOPEZ-LLORCA, L. V. 2015. Endophytic colonization of barley (*Hordeum vulgare*) roots by the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia* reveals plant growth promotion and a general defense and stress transcriptomic response. Journal of Plant Research, 128: 665–678.
- LOPES, E.A.; FERRAZ, S.; FERREIRA, P.A.; FREITAS, L.G.; DHINGRA, O.D.; GARDIANO, C.G.; CARVALHO, S.L. 2007. Potencial de isolados de fungos nematófagos no controle de *Meloidogyne javanica*. Nematologia Brasileira, 31(2), 78-84.
- LOPEZ-LLORCA L.V.; GÓMEZ-VIDAL S.; MONFORT E.; LARRIBA E.; CASADOVELA J.; ELORTZA F.; JANSSON H.-B.; SALINAS J.; MARTÍN-NIETO J. 2010. Expression of serine proteases in egg-parasitic nematophagous fungi during barley root colonization. Fungal Genetics and Biology, 47: 342-351.
- LOPEZ-LLORCA L.V.1990. Purification and properties of extracellular proteases produced by the nematophagous fungus *Verticillium suchlasporium*. Canadian Journal of Microbiology, 36: 530-537.
- LOPEZ-LLORCA, L.V.; BORDALLO, J.J.; SALINAS, J.; MONFORT, E. & LÓPEZ-SERNA, M.L. 2002. Use of light and scanning electron microscopy to examine colonisation of barley rhizosphere by the nematophagous *Verticillium chlamydosporium*. Micron, 33: 61-67.
- MACIÁ-VICENTE, J. G.; JANSSON, H. B.; MENDGEN, K.; LOPEZ-LLORCA, L. V. 2008. Colonization of barley roots by endophytic fungi and their 44 reduction of take-all caused by *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici*. Can J. of Microbiol, 54: 6000-6009.

- MACIÁ-VICENTE, J.G.; ROSSO, L.C.; CIANCIO, A.; JANSON, H.B.; LOPEZLLORCA, L.V. 2009. Colonization of roots by endophytic *Fusarium equiseti* and *Pochonia chlamydosporia*: effects on plant growth and disease. *Annals of Applied Biology*, 155: 391-401.
- MANKAU, R. 1980. Biological control of nematode pests by natural enemies. *Annual Review of Phytopathology*, 18: 415-440.
- MANZANILLA-LÓPEZ R.H., ESTEVES I., POWERS S.J., KERRY B.R. 2011. Effects of crop plants on abundance of *Pochonia chlamydosporia* and other fungal parasites of root-knot and potato cyst nematodes. *Annals of Applied Biology*, 159.
- MONTEIRO, T.S.A. 2013. Controle biológico do nematoide das galhas, *Meloidogyne javanica*, e promoção de crescimento vegetal com os fungos *Pochonia chlamydosporia* e *Duddingtonia flagrans*. Dissertação (Mestrado do Programa de pós graduação em fitopatologia) Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Minas Gerais. 16p.
- MOOSAVI, M. R.; ZARE, R.; ZAMANIZADEH, H. R.; FATEMY, S. 2010. Pathogenicity of *Pochonia* species on eggs of *Meloidogyne javanica*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 104 (2): 125-133.
- MURASHIGE, T.; SKOOG, F.A. 1962. Revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Physiologia Plantarum*, 15: 473-497.
- NASU, E.G.C. 2013. Tratamento de sementes de soja e algodão com *Pochonia chlamydosporia* no controle de *Meloidogyne incognita* e histologia na interação tritrófica. Dissertação (Doutorado do Programa de pós graduação em fitopatologia) Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Minas Gerais.
- NEVES, W.S.; FREITAS, L.G.; LOPES, E.A.; COUTINHO, M.M.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FERRAZ, S., 2008. Efeito, in vitro, do extrato de sementes de mamão sobre a eclosão e juvenis de *Meloidogyne* spp. *Revista Trópica Ciências Agrárias e Biológicas* 2,12.
- PERRIER, X.; LANGHEB, E. De.; DONOHUEC, M.; LENTFERD, C.; YRYDAGHS, L.; BAKRY, F.; CARREEL, F; HIPPOLVTE, I.; HORRY, J. P.; JENNY C.; LEBOT; V.; RISTERUCCI, A. M.; TOMKPE. K.; DOUTRELEPONT, H.; BALI, T.; MANWARING, J.; MARET, P. & DENHAM T. 2011. Multidisciplinary perspectives on banana (*Musa* spp.) domestication. *PNAS Early Edition, Panamá*, 108 (28): 11311-11318.
- PODESTÁ G. S.; DALLEMOLE-GIARETTA R.; FREITAS L. G.; LOPES E. A.; FERRAZ S.; ZOOCA R. J. F. 2009. Atividade nematófaga de *Pochonia chlamydosporia* em solo natural ou autoclavado sobre *Meloidogyne javanica*. *Nematologia Brasileira*, 33: 191-193.
- PODESTÁ, G.S.; FREITAS, L.G.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; ZOOCA, R.J.F., CAIXETA, L.,B.; FERRAZ, S. 2013. *Meloidogyne javanica* control by *Pochonia chlamydosporia*, *Gracilibacillus dpsosauri* and soil conditioner in tomato. *Summa Phytopathologica* 39: 122-125.

- POINAR, J.R., G. O.; H. JANSSON (eds.). 1988. **Diseases of nematodes**. Vol. I CRC Press, Boca Raton, Florida. 149p.
- PHILLIPS, J.M.; HAYMAN, D.S. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Journal: Transactions of the British Mycological Society*, 55: 158-161.
- RODRIGUES, F.E. 2012 Variabilidade genética em clones de bananeira ‘Prata-Anã’ por meio de marcadores fenotípico e molecular. *Bragantia*, Campinas, 71(2), p.182-189.
- SASSER, J.N.; FRECKMAN, D.W. 1987. A world perspective on nematology the role of the society. p. 7-14. In: J.A. Veech and D.W. Dickson, ed. *Vistas on Nematology*. Maryland: Society of Nematologists.
- SEGRS, R.; BUTT, T.M.; KERRY, B. R.; BECKETT, A.; PEBERDY, J. F. 1996. The role of the proteinase VCP1 produced by the nematophagous *Verticillium chlamydosporium* in the infection process of nematode eggs. *Mycological Research*, 100: 421-428.
- SILVA, S. D. 2015. Avaliação da patogenicidade de isolados de *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* sobre ovos de *Meloidogyne enterolobii*. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade de Brasília – Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária (DF), 109 p.
- SOUZA, A.S.; DANTAS, J.L.L.; SOUZA, F.V.D.; CORDEIRO, Z.J.M.; SILVA NETO, S.P. 1997. Propagação. In: ALVES, E.J. (Org.) *A cultura da banana: aspectos técnicos, socioeconômicos e agroindustriais*. Brasília: EMBRAPA-SPI/Cruz das Almas, EMBRAPACNPMF, 151-195.
- SOUZA, E.G. 2014. Amadurecimento, climatização e armazenamento refrigerado de frutos de Bananeiras „BRS Platina“ e „Prata-Anã“. Dissertação de mestrado, Universidade Federal do Recôncavo da Bahia. Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas.
- STIRLING, G.R., 1991. *Biological control of nematodes: progress, problems and prospects*. CAB International, Wallingford, United Kingdom. 282p.
- SUNG, G.H.; HYWEL-JONES, N.L.; SUNG, J.M., LUANGSA-ARD J.J.; SHRESTHA, B.; SPATAFORA, J.W. 2007. Phylogenetic classification of *Cordyceps* and the clavicipitaceous fungi. *Studies in Mycology*, 57: 5-59.
- TAYLOR, A.L.; SASSER, J.N. 1983. *Biología, identificación y control de los nematodos de nódulo de la raíz*. Universidad de Carolina del Norte, 111p.
- VASSILEV N.; VASSILEVA M.; NIKOLAEVA I. 2006. Simultaneous P-solubilizing and biocontrol activity of microorganisms: potentials and future trends. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 71: 137–144.

- VIGGIANO, J.R.; FREITAS, L.G.; FERREIRA, P.A. 2012. Resíduo da produção de *Pochonia chlamydosporia* no desenvolvimento de mudas e plantas de alface. *Pesq. agropec. bras.*, Brasília, 47 (7): 983-990.
- VILAS BOAS, L.C.; TENENTE, R.C.V.; GONZAGA, V.; NETO, S.P.S.; ROCHA, H.S. 2002. Reação de clones de bananeira (*Musa spp.*) ao nematóide *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949, Raça 2. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 24(3) Jaboticabal.
- WILLCOX, J.; TRIBE, H.T. 1974. Fungal parasitism in cysts of *Heterodera*. I Preliminary investigations. *Transactions of the British Mycological Society*, 62: 585-594.
- WARD, E.; KERRY, B.R.; MANZANILLA-LÓPEZ, R.H.; MUTUA, G.; DEVONSHIRE, J.; KIMENJU, J.; HIRSCH, P.R. 2012. The *Pochonia chlamydosporia* serine protease gene *vcpl* is subject to regulation by carbon, nitrogen and pH: implications for nematode biocontrol. *PloS one*, 7: 1-12.
- YANG, X.; WANG, X.; WANG, K.; SU, L.; LI, H.; LI, R.; SHEN, Q. 2015. The nematicidal effect of Camellia seed cake on root-nematode *Meloidogyne javanica* of banana. Published: April 7, 2015: <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0119700>.
- ZARE, R.; W. GAMS. 2004. A Monograph of *Verticillium* Section Prostrata. *Rostaniha - Botanical Journal of Iran*, 3 (Suplement), 188 p.
- ZARE, R.; GAMS, W.; EVANS, H.C. 2001. A revision of *Verticillium* section Prostrata. V. The genus *Pochonia*, with notes on Rotiferophthora. *Nova Hedwigia*, 51-86.
- ZAVALA-GONZALEZ E.A.; ESCUDERO N.; LOPEZ-MOYA F.; ARANDA-MARTINEZ A.; EXPOSITO A., RICAÑO-RODRÍGUEZ J.; NARANJO-ORTIZ M.A.; RAMÍREZ-LEPE M. & LOPEZ-LLORCA L.V. 2015. Some isolates of the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia* promote root growth and reduce flowering time of tomato. *Annals of Applied Biology*.