UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CÂMPUS DE BOTUCATU

SUPRESSIVIDADE A *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* POR PRODUTOS ORGÂNICOS

DANIEL WINTER HECK

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agronômicas da UNESP – Câmpus de Botucatu, para obtenção do título de Mestre em Agronomia (Proteção de Plantas)

BOTUCATU – SP
Fevereiro – 2015

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CÂMPUS DE BOTUCATU

SUPRESSIVIDADE A *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* POR PRODUTOS ORGÂNICOS

DANIEL WINTER HECK

Orientador: Prof. Dr. Wagner Bettiol
Co-Orientador: Prof. Dr. Carlos Gilberto Raetano

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agronômicas da UNESP – Câmpus de Botucatu, para obtenção do título de Mestre em Agronomia (Proteção de Plantas)

BOTUCATU – SP
Fevereiro – 2015

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO DA INFORMAÇÃO - DIRETORIA TÉCNICA DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - UNESP - FCA - LAGEADO - BOTUCATU (SP)

Heck, Daniel Winter, 1990-
H448s Supressividade a *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* por produtos orgânicos / Daniel Winter Heck. - Botucatu : [s.n.], 2015
vii, 136 f. : fots. color., grafs., tabs.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agronômicas, Botucatu, 2015
Orientador: Wagner Bettiol
Coorientador: Carlos Gilberto Raetano
Inclui bibliografia

1. Banana - Doenças e pragas. *Fusarium oxysporum*. 2. Fungos do solo. 3. Alimentos naturais. 4. Biofertilizantes. I. Bettiol, Wagner. II. Raetano, Carlos Gilberto. III. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Câmpus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agronômicas. IV. Título.

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JÚLIO DE MESQUITA FILHO"

FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS

CAMPUS DE BOTUCATU

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: **"SUPRESSIVIDADE A *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* POR PRODUTOS ORGÂNICOS"**

ALUNO: DANIEL WINTER HECK

ORIENTADOR: PROF. DR. WAGNER BETTIOL
COORIENTADOR: PROF. DR. CARLOS GILBERTO RAETANO

Aprovado pela Comissão Examinadora

PROF. DR. CARLOS GILBERTO RAETANO

PROF. DR. ANTONIO CARLOS MARINGONI

PROF. DR. MIGUEL ANGEL DITA RODRIGUEZ

Data da Realização: 13 de fevereiro de 2015.

À Thassiana Aline Heck Arnhold, minha querida irmã, por
todos os cuidados e preocupações que teve com a minha
saúde, pelo incentivo nos estudos e pelas alegrias em família.
À Ivanda Maria Winter Heck, minha inspiradora mãe,
meu espelho de dedicação e iniciativa.
Em especial ao meu pai, Dalcio Libório Heck,
meu espelho de trabalho e amor à agricultura.
DEDICO!

AGRADECIMENTOS

A Deus, pela vida, saúde e todas as alegrias concedidas.

Aos meus avós, Tereza Beata Winter e José Ernestino Winter (*In memorian*), Ana Leocadia Heck e José Albino Heck (*In memorian*), pelo exemplo de vida e primeiros ensinamentos na agricultura.

Ao Profº Dr. Wagner Bettiol, por quem tenho grande admiração, pela amizade, conselhos profissionais, oportunidade, confiança e conhecimentos transmitidos durante o período de convivência.

Aos Professores do Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas da FCA – UNESP, Dr. Antonio Carlos Maringoni, Dr. Carlos Gilberto Raetano, Drª. Renate Krause Sakate, Drª. Silvia Renata Siciliano Wilcken e Drª. Raquel Ghini, pela amizade, apoio e conhecimentos compartilhados.

Ao Dr. Miguel Angel Dita Rodriguez, pela amizade, incentivo, experiência transmitida e orientação durante as avaliações dos experimentos.

Ao Profº. Dr. Idalmir dos Santos, pela amizade e por ter me apresentado a Fitopatologia.

Aos pesquisadores da Embrapa Mandioca e Fruticultura, Dr. Fernando Haddad, Dr. Harllen Sandro Alves Silva e Dr. Raul Castro Carriello Rosa, pelo apoio e período de experiência sobre o mal-do-Panamá.

Aos pesquisadores da Embrapa Meio Ambiente, Drª. Katia de Lima Nechett e Dr. Daniel Terao, pela amizade, orientação, incentivo e conhecimentos transmitidos.

Aos colegas do Laboratório de Microbiologia Ambiental da Embrapa Meio Ambiente, André Carvalho, Cassiano Forner, Guilherme Lazzaretti, Gustavo Venturini, José Abrahão Haddad Galvão, Lucio Bertoldo Costa, Mércia Ferreira, Michelli de Souza Santos, Regiane Iost e Zayame Vegette Pinto, pela grande amizade, companheirismo no dia a dia de trabalho, em especial à Larissa Castro de Rezende e Dalton Vinício Dorighello, sempre dispostos a uma boa conversa e sugestões sobre a dissertação.

À Gabrielle de Castro Macedo, Taís Santo Dadazio e demais colegas de mestrado em Botucatu - SP, que apesar do pouco tempo de convivência, foram importantes nesse trajeto.

Aos amigos de Cruz das Almas - BA, pelo apoio no trabalho, amizade construída e carnaval em Salvador!

Aos amigos de Pato Branco - PR, Juliano Carlos Carniel, Kelly Pazolini e Claudia Guginski Piva, que apesar da distância, sempre se fizeram presentes.

À Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", pela oportunidade concedida para realização do mestrado.

À Embrapa Meio Ambiente, pela oportunidade de desenvolver o trabalho de dissertação e aos técnicos do LMA, pela ajuda constante.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudo durante o curso.

AGRADEÇO!

SÚMARIO

1 RESUMO **1**

2 SUMMARY **3**

3 INTRODUÇÃO **5**

4 REVISÃO DE LITERATURA **7**

4.1 A Bananicultura 7

4.2 Mal-do-Panamá em Bananeira 8

4.3 Manejo da doença 11

4.4 Supressividade do solo 12

4.5 Resíduos Orgânicos 17

4.5.1 Pirólise de biomassa, biocarvão e bio-óleo *18*

4.5.2 Casca de camarão e concha de molusco *22*

4.5.3 Composto de lodo de esgoto *24*

4.5.4 Emulsão e hidrolisado de peixe *26*

CAPÍTULO I

Supressividade a *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* em bananeira com resíduos orgânicos **29**

1 Introdução 31

2 Material e métodos 33

3 Resultados 39

4 Discussão 46

Agradecimentos 54

Referências 55

CAPÍTULO II

Supressividade a *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* em bananeira com bio-óleos e biofertilizantes **74**

1 Introdução 76

2 Material e métodos 78

3 Resultados 84

4 Discussão 91

Agradecimentos 98

Referências 98

5 CONCLUSÕES 120

REFERÊNCIAS 121

1 RESUMO

A indução de supressividade a *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (Foc) em bananeira por meio de produtos orgânicos foi avaliada pela incorporação ao solo, artificialmente infestado com o patógeno, de biocarvão de serragem de *Eucalyptus* (BC), casca de camarão (CC), composto de lodo de esgoto (LE), concha de marisco (CM), bio-óleo de casca de arroz (BA) e de serragem de *Eucalyptus* (BE), emulsão (EP) e hidrolisado de peixe (HP). Características químicas do solo; área abaixo da curva de progresso do índice da doença (AACPID); severidade final; descoloração interna do rizoma; respiração microbiana por meio da liberação de CO_2; comunidade de *F. oxysporum*, fungos e bactérias totais; a inibição do crescimento micelial e da germinação de microconídios pelos extratos aquosos e pela liberação de compostos voláteis tóxicos foram os parâmetros avaliados. A CC e o LE reduziram a severidade externa (50 e 37%, respectivamente) e a descoloração interna do rizoma (56 e 36%, respectivamente). As CC e CM reduziram o desenvolvimento das plantas nas fases iniciais de cultivo, mostrando sintomas de fitotoxicidade. A elevação do pH, condutividade elétrica (CE), K, Mg, S, Na, Fe, Zn, CO_2 e comunidade de bactérias foram as características que apresentaram maior influência na redução da severidade, enquanto que o aumento no pH, CE, CO_2, P, Ca, S, Na e B também contribuíram para reduzir a população de *F. oxysporum* no solo. O BA, o BE e o HP reduziram em 94, 84 e 40% a AACPID, respectivamente. Os teores de Zn, a inibição do crescimento micelial e inibição da germinação dos microconídios pela ação de compostos voláteis e de extratos aquosos foram os mecanismos que mais explicaram o controle

observado. A CC, o LE e o HP apresentaram controle intermediário do mal-do-Panamá, sendo a interação entre os fatores abióticos e bióticos os principais responsáveis pela supressividade. O BA e o BE foram os resíduos orgânicos mais promissores na indução de supressividade, sendo a presença de compostos antimicrobianos os principais mecanismos. Interação entre a condutividade elétrica, pH, macro e micronutrientes com a comunidade microbiana foi observada, demonstrando a complexidade da supressividade do solo.

Palavras-chave: Murcha de Fusarium, Mal-do-Panamá, *Musa* spp., solo supressivo, matéria orgânica, fatores bióticos e abióticos.

SUPPRESSION TO *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* BY ORCANIC PRODUCTS

Dissertação (Mestrado em Agronomia/Proteção de plantas) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho".
Author: DANIEL WINTER HECK
Adviser: DR. WAGNER BETTIOL

2 SUMMARY

The induction of suppressiveness to Fusarium wilt in banana by the incorporation of *Eucalyptus* sawdust biochar (BC), shrimp shells (CC), composted sewage sludge (LE), clamshell (CM), bio-oil of rice husk (BA) and bio-oil of *Eucalyptus* sawdust (BE), fish emulsion (EP) and fish hydrolyzate (HP) to soil was evaluated. Soil chemical characteristics; the area under the curve of progress of the disease index (AUPCDI), final severity and internal discoloration of the rhizome; microbial respiration through the release of CO_2; the populations of *F. oxysporum*, fungi and total bacteria; and inhibition of mycelial growth and microconidia germination through the compounds volatile toxic and aqueous extracts were the parameters evaluated. The CC and LE reduced final severity (50 and 37%, respectively) and the internal discoloration of the rhizome (56 and 36%, respectively). The incorporation of CC and CM reduced plant development in the early stages of cultivation, showing symptoms of phytotoxicity. The increase in pH, electric

conductivity (EC), K, Mg, S, Na, Fe, Zn, CO_2, and bacterial populations were the strongest influence in reducing the severity, while an increase in pH, EC , CO_2, Ca, P , S, Na and B also helped to reduce the population of *F. oxysporum* in soil. BA, BE and HP decreased by 94, 84 and 40% the AUPCDI, respectively. The Zn content, inhibition of mycelial growth and microconidial germination by the action of volatile compounds and aqueous extract were the mechanisms that better explain the observed control. CC, LE and HP had an intermediate control of Fusarium wilt, and the interaction between abiotic and biotic factors primarily responsible for suppressiveness. The BA and BE were the most promising organic amendments inducing supressiveness, the presence of antimicrobial compounds are the major mechanisms. Interaction between the EC, pH, macro and micronutrients with the microbial population was observed, demonstrating the complexity of soil suppressiveness.

Keywords: Fusarium wilt, Panama disease, *Musa* spp., suppressive soil, organic matter, biotic and abiotic factors.

3 INTRODUÇÃO

A banana está entre as frutas mais populares do mundo e é uma importante fonte de carboidratos e nutrientes, principalmente para as populações de países em desenvolvimento. Cultivada em mais de 120 países e com capacidade de produção durante todo o ano, a banana é um importante alimento para a segurança alimentar. A murcha de Fusarium ou mal-do-Panamá, causada por *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense,* é um problema conhecido há mais de um século na cultura, mas com o desenvolvimento de cultivares do grupo Cavendish, resistentes as raças 1 e 2 do patógeno, a doença foi parcialmente controlada. Atualmente, essas cultivares respondem por mais de 80% das bananas cultivadas no mundo. Entretanto, há alguns anos a resistência genética foi suplantada por uma nova raça do patógeno (R4T), em regiões do sudeste da Ásia e Austrália, onde causa sérios prejuízos. Além disso, em 2013 essa raça foi identificada na Jordânia, 2014 em Moçambique e em 2015 no Líbano e Paquistão.

O patógeno é um fungo de solo que pode sobreviver como saprófito na matéria orgânica, restos culturais e através de estruturas de sobrevivência, chamadas de clamidósporos, estes, podem germinar e causar danos mesmo após 20 anos. Várias alternativas para o controle da doença foram utilizadas até o momento, sendo a resistência genética a mais eficiente. Mas a alta capacidade de adaptação do patógeno torna a resistência um mecanismo de controle temporário. Todas estas dificuldades e a busca da sociedade por métodos de manejo mais sustentáveis e eficientes que reduzam os riscos a

saúde humana e ao ambiente estimulam pesquisas com métodos alternativos de controle. Entre estes, a indução da supressividade do solo por meio da incorporação de resíduos orgânicos desperta crescente interesse. Assim, o objetivo deste estudo foi induzir a supressividade do solo ao mal-do-Panamá por meio da incorporação de resíduos orgânicos e avaliar as alterações das características químicas e biológicas do solo para determinar quais são os principais mecanismos de supressividade envolvidos.

Para atingir este objetivo, a dissertação foi dividida em dois capítulos na forma de artigos científicos, sendo o primeiro capítulo intitulado "Supressividade a *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* em bananeira com resíduos orgânicos" e o segundo capítulo intitulado "Supressividade a *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* em bananeira com bio-óleos e biofertilizantes", ambos redigidos (em português) nas normas da revista Soil Biology & Biochemistry.

4 REVISÃO DE LITERATURA

4.1 A Bananicultura

A banana é a oitava cultura mais importante em produção no mundo e a quarta entre os países em desenvolvimento (FAOSTAT, 2014). Atualmente, é cultivada em mais de 120 países com capacidade de produção durante todo o ano, o que a torna uma importante fonte de nutrientes para a segurança alimentar (THANGAVELU; MUSTAFFA, 2012). É fonte de carboidratos e fornece potássio, magnésio, fósforo, cálcio e vitaminas B6 e C (MOHAPATRA; MISHRA; SUTAR, 2010).

No ano de 2012 foram produzidos 102 milhões de toneladas da fruta no mundo, em pouco mais de 5,0 milhões de hectares. O Brasil, com uma produção de 6,9 milhões de toneladas em 481 mil hectares, é o quinto maior produtor, estando atrás da Índia, China, Filipinas e Equador (FAOSTAT, 2014). A banana é a segunda fruta mais produzida no país, correspondendo a 16,2% do total de frutas e com valores que giraram em torno de R$ 3,8 bilhões no ano de 2012. O estado de São Paulo é o maior produtor, seguido da Bahia, Minas Gerais e Santa Catarina (ANDRADE, 2012).

Acredita-se que a origem da banana ocorreu no sudeste da Ásia e Indochina, por se observar grande número de espécies na região. Todas as bananas comestíveis pertencem ao gênero *Musa* e são derivadas de uma ou duas espécies diploides

Musa acuminata (grupo A) e *Musa balbisiana* (grupo B). Atualmente, as principais bananeiras cultivadas pertencem aos grupos AA, AAA, AAB, ABB e AAAB de acordo com a relativa participação no genótipo da variedade (SIMMONDS, 1962; SIMMONDS, 1959; CORDEIRO; MATOS; MEISSNER FILHO, 2004).

A bananeira é uma planta típica de regiões tropicais, exigindo calor constante, alta umidade e chuvas bem distribuídas ao longo do ano. Apresenta caule suculento e subterrâneo, conhecido como rizoma. As bases das folhas formam o pseudocaule, possui folhas grandes e produz flores em cachos, chamados de "coração". A altura da planta varia de 1,8 a 8,0 metros, e tem a característica de emitir rebentos, que darão continuidade ao cultivo (CROUCH, 1999).

4.2 Mal-do-Panamá em Bananeira

A bananeira é afetada por várias doenças que reduzem a produtividade da cultura em todo o mundo. Entre as principais e mais destrutivas doenças da cultura está o mal-do-Panamá ou murcha de Fusarium, causada por *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (E.F. Smith) W.C. Snyder e H.N. Hansen. A doença foi descrita pela primeira vez em 1874, na Austrália, por Bancroft (1876). Entretanto, em 1950, o patógeno já havia se disseminado para grande parte dos países produtores de banana do mundo (STOVER, 1962). A doença é classificada como uma das seis mais importantes, e em termos de devastação pode ser comparada a ferrugem do trigo (*Puccinia graminis*) e a requeima da batata (*Phytophthora infestans*) (CAREFOOT; SPROTT, 1969; PLOETZ; PEGG, 1997).

No Brasil, a doença foi constatada pela primeira vez no ano de 1930, em Piracicaba, São Paulo. Naquela época os bananais eram constituídos em quase sua totalidade por cultivares do grupo AAB, sendo as principais pertencentes aos subgrupos Maçã e Prata, todas com suscetibilidade ao patógeno. Em apenas quatro anos foram dizimados mais de um milhão de plantas naquele município (BERGAMIM FILHO; AMORIM; REZENDE, 2011).

O agente causal pertence ao Domínio Eucaryota, Reino Fungi, Filo Ascomycota, Classe Ascomycetes, Subclasse Sordariomycetes e Ordem Hypocreales. *F. oxysporum* f. sp. *cubense* (Foc) possui alta capacidade evolutiva e, devido a isso, muitas abordagens são utilizadas para caracterizar os isolados do patógeno (FOURIE et al., 2009).

De acordo com as variedades afetadas em condições de campo, Foc é classificado em três raças (STOVER; WAITE, 1960; PLOETZ, 2006). A raça 1 é patogênica às variedades Gros Michel (AAA), Prata (AAB) e Maçã (AAB). A raça 2 afeta bananas do tipo Bluggoe ou banana Figo (ABB). A raça 4 é subdividida em raça 4 tropical (R4T) e raça 4 subtropical (R4S), ambas atacam cultivares pertencentes ao subgrupo Cavendish (AAA) e todas as variedades suscetíveis as raças 1 e 2. A raça 4 subtropical se refere a populações de Foc que são capazes de afetar Cavendish em áreas expostas a baixas temperaturas, enquanto que a R4T pode afetar Cavendish tanto em condições tropicais quanto subtropicais (BUDDENHAGEN, 2009). Outra classificação é baseada nos grupos de compatibilidade vegetativa (VCG), sendo conhecidos 24 grupos (PLOETZ; CORREL, 1988; MOORE et al., 1993; BENTLEY; PEGG; DALE, 1995; PLOETZ, 2006). No Brasil, ocorrem populações de Foc pertencente à raça 1. Entretanto, recentemente alguns grupos de VCG encontrados no país (0120 e 0129), pertencem à mesma linhagem de R4S (MATOS et al., 2009).

O Foc é um fungo anamórfico, sem seu estagio sexual conhecido. Possui a capacidade de produzir três tipos de esporos: microconídios, macroconídios e clamidósporos (BOOTH, 1971). Os clamidósporos (7-11 µm de diâmetro) são esporos resultantes da modificação estrutural de um segmento da hifa vegetativa ou da célula conidial, possui paredes celulares engrossadas o que permite maior sobrevivência do patógeno no solo, podendo chegar a 20 anos. Os macroconídios (27-55 x 3,3-5,5 µm) são produzidos em grande quantidade, possuem de três a oito células, são fusiformes e germinam rapidamente, contudo, são muito eficientes na reprodução da doença. Os microconídios (5-16 2,4-3,5 µm) contêm de uma a duas células, possuem formato oval a reniforme, porém, apresentam baixa e desuniforme germinação que atinge no máximo 20% (STOVER, 1972; SCHIPPERS; VAN ECK, 1981; EBBOLE; SACHS, 1990).

Além dos clamidósporos, o Foc pode sobreviver de forma saprofítica nos restos de tecidos e endofíticamente em plantas hospedeiras, sendo os hospedeiros principais pertencentes aos gêneros *Musa* e *Heliconia* e hospedeiros secundários às espécies *Commelina diffusa*, *Euphorbia heterophylla*, *Chloris inflata*, *Ensete ventricosum*, *Tridax procumbens* e *Panicum purpurascens* (WARDLAW, 1961; STOVER, 1962; HENNESSY et al., 2005).

A principal forma de disseminação do patógeno ocorre através de material propagativo infectado. Nos últimos anos essa forma de disseminação tem sido

reduzida, pelo aumento da utilização de mudas micropropagadas. No entanto, o patógeno também pode ser transportado pela água de irrigação, animais, homem, equipamentos e ferramentas que acabam introduzindo o Foc em novas áreas. Em locais já infestados pelo patógeno, grande quantidade de inóculo é liberado pelas raízes, pseudocaule e rizoma de plantas atacadas (STOVER, 1962).

A germinação dos clamidósporos é estimulada pela liberação de exsudatos das raízes, com isso, as hifas do patógeno se aderem as raízes e iniciam o processo de penetração. O patógeno é capaz de penetrar diretamente pelas células epidermais das regiões apicais e zonas de alongamento das raízes, bem como, por ferimentos naturais causados pela emissão de raízes secundárias. Após a penetração, Foc movimenta-se pelos vasos do xilema e coloniza o rizoma da bananeira, causando uma descoloração interna do sistema vascular (LI et al., 2011). A colonização do sistema vascular ocorre rapidamente e é facilitada pela abundante formação dos microconídios produzidos no sistema radicular e rizoma que são carregados pelo fluxo de seiva (BISHOP; COOPER, 1983). Eventualmente, estes esporos germinam e colonizam o sistema vascular, bloqueando os vasos do xilema, o que impede a translocação de água e nutrientes (JEGER et al., 1995). A planta, na tentativa de evitar a proliferação do patógeno, pode produzir como resposta de defesa, géis, gomas e tiloses que impedem o fluxo de seiva (BECKMAN, 1987).

Os sintomas do mal-do-Panamá da bananeira são típicos de murchas vasculares e se inicia pelo aparecimento de manchas verde-claras e listras marrom-avermelhadas nos tecidos vasculares da base do pecíolo, após algumas semanas dois tipos de sintomas externos podem ser observados. O sintoma mais comum é o amarelecimento da borda de folhas mais velhas que progridem para as mais novas. As folhas podem entrar em colapso na base próximo ao pecíolo que forma uma “saia” de folhas mortas em torno do pseudocaule. O outro sintoma externo menos comum ocorre quando as folhas permanecem verdes até entrar em colapso e quebrar em torno do pseudocaule (STOVER, 1962; PÉREZ-VICENTE, 2004). Geralmente, as folhas novas são as últimas a demonstrar os sintomas e permanecem eretas. O limbo das folhas emergentes é reduzido, atrofiado e distorcido, enquanto que no pseudocaule são observados rachaduras. Com o desenvolvimento dos sintomas a planta morre rapidamente e quando isso não acontece, o crescimento é lento e a planta-mãe produz muitos rebentos infectados antes de morrer. Os sintomas internos se caracterizam pela descoloração dos tecidos

vasculares e rizoma, que apresentam coloração avermelhada a castanha escura (PÉREZ-VICENTE, 2004; STOVER, 1962). Plantas afetadas raramente produzem cachos comerciais. Sintomas nos frutos ainda não foram relatados, embora as toxinas do patógeno já foram constatadas (LI et al., 2013). Segundo Cordeiro, Matos e Kimati (2005), os sintomas são observados frequentemente dois a cinco meses após a infecção, e normalmente são mais fáceis de serem observados em plantas adultas.

4.3 Manejo da doença

Muitos métodos têm sido empregados no manejo do mal-do-Panamá, porém, a melhor forma é a prevenção do patógeno na área de cultivo. A utilização de mudas micropropagadas em cultura de tecidos ou com a utilização de rizomas obtidos de áreas livres do patógeno é a melhor maneira de evitar a entrada do patógeno na lavoura (MOORE et al., 1995). As principais estratégias de controle utilizadas incluem desde a fumigação do solo (HERBERT, 1990), uso de fungicidas (DAVIS et al., 1994), rotação de culturas (STOVER, 1962), inundação e isolamento de áreas afetadas (PLOETZ, 1990; PÉREZ-VICENTE; DITA, 2014). Porém, nenhum destes métodos controla o patógeno de maneira eficiente, ou, o elevado custo do método inviabiliza sua utilização.

O uso de cultivares resistentes é a melhor maneira de se controlar o patógeno. Segundo Daniells (2000), o melhoramento e a seleção de cultivares busca principalmente resolver os problemas fitossanitários da cultura. A utilização de híbridos tetraplóides tem sido uma alternativa encontrada pelo melhoramento genético para contornar o problema das doenças da cultura, bem como, para reduzir a altura das plantas, facilitando o manejo (ALVES, 1985). Atualmente, vários genótipos com resistência a raça 1 estão disponíveis [Mysore (AAB), Terra (AAB), D"Angola (AAB), Nanica (AAA), Nanicão (AAA), Grand Naine (AAA), Caipira (AAA), ThapMaeo (AAB), Pacovan Ken (AAAB), Prata Graúda (AAAB), Preciosa (AAAB) e Maravilha (AAAB)], enquanto que alguns genótipos mutantes de Giant Cavendish oriundos de cultura de tecidos e resistentes a R4T estão sendo cultivados em plantios anuais e/ou de ciclos curtos (HWANG; KO, 2004). Entretanto, as cultivares resistentes à doença, geralmente não apresentam as mesmas características desejadas pelos consumidores (VILJOEN, 2002). Dificuldades também são observadas na detecção dos genes de resistência e pela alta capacidade de

adaptação do patógeno, o que pode tornar a resistência genética como um mecanismo temporário de controle (SUTTON, 2000).

Todas as dificuldades em controlar o Foc em bananeira, assim como as dificuldades no controle de outros fitopatógenos habitantes do solo nas demais culturas, encorajam as pesquisas com métodos alternativos de controle, como a indução de supressividade do solo (SILVA; BETTIOL, 2005).

4.4 Supressividade do solo

Solo supressivo é definido como um solo em que a severidade ou incidência da doença é baixa ou não ocorre mesmo na presença do patógeno, hospedeiro suscetível e condições climáticas favoráveis (BAKER; COOK, 1974). Outra definição usual para a supressividade do solo proposta por Baker e Cook (1974) é quanto a inospitalidade natural de alguns solos, e ocorre quando o patógeno não se estabelece no solo, ou, se estabelece, mas causa pouco ou nenhum dano, ou ainda, se estabelece, causa doença, mas a severidade é reduzida com a monocultura, deixando de ser importante ao longo dos anos. Entretanto, é difícil de definir precisamente o termo "solo supressivo", porque existem vários tipos de supressividade atuando no solo, muitas vezes concomitantemente (HORNBY, 1983). Por exemplo, existem solos com capacidade de suprimir os patógenos (habilidade do solo de limitar a densidade de inóculo do patógeno e sua atividade saprofítica) e solos com capacidade de suprimir a doença (capacidade do solo de restringir o desenvolvimento da doença mesmo com alta densidade de inóculo, hospedeiro suscetível e condições ambientais favoráveis) (HÖPER; ALABOUVETTE, 1996; BETTIOL et al., 2005). Outro tipo de supressividade se refere ao tempo de duração, a supressividade de curto prazo geralmente é resultado de alterações em práticas agrícolas, como fertilização, correção da acidez, incorporação de matéria orgânica, e pode desaparecer com novas modificações, enquanto que a supressividade de longo prazo é resultante de propriedades físicas e químicas do solo, sendo observada por muitos anos (HORNBY, 1983).

A primeira observação de um solo supressivo no controle de doenças em plantas foi feito contra a murcha de Fusarium em algodoeiro por Atkinson, em 1889, onde a severidade da doença era maior em solos arenosos do que em solos argilosos, nos estados de Arkansas e Alabama, EUA (HUBER; SCHNEIDER, 1982). Porém, o termo

"solo supressivo" foi utilizado pela primeira vez por Menzies, em 1959, sendo popularizado apenas a partir de 1974 pelas publicações de Baker e Cook (1974) e alguns anos depois por Hornby (1983). Nas últimas décadas inúmeras revisões e trabalhos descreveram o efeito supressivo de alguns solos a vários patógenos habitantes do solo, incluindo *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici* (COOK; ROVIRA, 1976; ANDRADE et al., 2011), *Fusarium* spp. (SCHIPPERS; VAN ECK, 1981), *F. oxysporum* (LARKIN; HOPKINS; MARTIN, 1996; VAN BRUGGEN et al., 2015), *Aphanomyces euteiches* (PERSSON; LARSSON-WIKSTRÖM; GERHARDSON, 1999), *Heterodera glycine* (CHEN, 2007), *Heterodera schachtii* (WESTPHAL; BECKER, 2001), *Meloidogyne incognita* (BENT et al., 2008), *Meloidogyne hapla* (ADAM et al., 2014), *Thielaviopsis basicola* (KYSELKOVÁ et al., 2009; ALMARIO et al., 2014), *P. infestans* e *Pythium ultimum* (TAMM et al., 2010), *Rhizoctonia solani* (POSTMA; SCHEPER; SCHILDER, 2010; MENDES et al., 2011), *Streptomyces scabies* (ROSENZWEIG et al., 2012) e *Ralstonia solanacearum* (MESSIHA et al., 2009).

A supressividade pode ser uma característica natural de cada solo, ou também, pode ser induzida por fatores bióticos e abióticos (COOK; BAKER, 1983). Quando o patógeno não consegue se estabelecer no solo, ela está relacionada aos fatores físicos, químicos e biológicos, como teores de argila, tamanho de agregados, pH, nutrientes, condutividade elétrica e comunidade microbiana (SCHNEIDER, 1982; HÖPER; ALABOUVETTE, 1996). Entretanto, quando o patógeno se estabelece no solo, mas não consegue causar a doença, a supressividade está relacionada principalmente aos fatores biológicos, podendo ou não estar envolvidos os fatores físicos e químicos. Além destas, há uma terceira forma de supressividade que ocorre quando o patógeno se estabelece no solo, causa a doença, mas a severidade é reduzida com a monocultura, sendo este fenômeno atribuído ao aumento na população de antagonistas específicos, como *Pseudomonas* spp. produtoras de floroglucinol (BAKER; COOK, 1974; HYAKUMACHI, 1996; RAAIJMAKERS; WELLER, 1998; BETTIOL et al., 2005).

Dentre estes fatores, o biológico é o mais estudado e pode ser alterado. Por ser a parte viva do solo ela pode ser destruída com a morte destes microrganismos através do aquecimento do solo, ou também, pode ser transmitida pela transferência de parte destes solos. A antibiose, parasitismo, competição, predação e indução de resistência são os principais mecanismos utilizados por fungos, micorrizas, bactérias, colembolas, protozoários, microartrópodos e minhocas que atuam na

supressividade de patógenos. Destes, os fungos e as bactérias são amplamente estudados e apresentam o maior potencial de utilização (BETTIOL et al., 2005).

O teor de matéria orgânica, pH, condutividade elétrica, nutrientes, estrutura, textura, tipo de argila e a capacidade de retenção de água podem atuar na supressividade de forma direta ou indireta, através da interferência direta no ciclo de vida do patógeno ou pelo favorecimento da atividade microbiana que pode agir de forma antagônica. O alto teor de matéria orgânica nos solos auxília no aumento da supressividade, principalmente por permitir maior atividade microbiana, aumentando a competição entre os microrganismos. Além disso, melhoram algumas características físicas e químicas, como aeração, retenção de umidade e fornecimento de nutrientes, hormônios, aminoácidos e substâncias de sua decomposição que podem controlar diretamente o patógeno ou ativar a resistência do hospedeiro (BETTIOL et al., 2009). Solos com altos teores de C orgânico foram associados com menor incidência de *Fusarium culmorum* em cevada (RASMUSSEN et al., 2002), tombamento de *Pythium* em tomate (VAN BRUGGEN; SEMENOV, 1999), *G. graminis* var. *tritici* em trigo (PANKHURST et al., 2002) e maior supressividade do solo a murcha de Fusarium (HÖPER; STEINBERG; ALABOUVETTE, 1995). Entretanto, Oyarzun, Gerlagh e Zadocks (1998) encontraram um solo com alto teor de matéria orgânica que reduziu a incidênica a *Fusarium solani* f. sp. *pisi*, porém, aumentou a incidência a *T. basicola* e não apresentou efeito contra *A. euteiches* em ervilha.

Höper, Steinberg e Alabouvette (1995) encontraram correlação positiva entre o pH e a supressividade do solo contra a murcha de Fusarium. Quanto maior o pH do solo maior a supressividade a esses patógenos. Do mesmo modo, solos com pH próximo a 8,0 são altamente supressivos a *S. scabies*, *Plasmodiophora brassicae*, *Sclerotium* spp. e *F. oxysporum* (HÖPER; ALABOUVETTE, 1996). Por outro lado, Rimé et al. (2003) e Lacey e Wilson (2001) observaram que quanto mais ácido o pH do solo mais supressivo a *Helicotylenchus dihystera* em cana-de-açúcar e *S. scabies* em batata, respectivamente. Entretanto, muitos autores não encontraram relação do pH do solo com a incidência de doenças (JANVIER et al., 2007).

O aumento de N no solo foi positivamente correlacionado com a supressividade a *H. dihystera* em cana-de-açúcar, *Pseudomonas syringae* em feijão e pepino, *G. graminis* var. *tritici* e *R. solani* em trigo, e *Fusarium* spp. em aspargo (RIMÉ et al., 2003; ROTENBERG; COOPERBAND; STONE, 2005; PANKHURST et al., 2002;

HAMEL et al., 2005). Porém, maiores níveis de N, P, K e Mg estão correlacionados positivamente com solos conducivos a *F. solani* f. sp. *pisi* em ervilha (OYARZUN; GERLAGH; ZADOCKS, 1998). Entretanto, a forma do nitrogênio presente no solo, NO_3 ou NH_3, também é importante. Pois, segundo Hoitink, Daughtrey e Tayama (1987) e Quarles e Grossman (1995) em solos com altos teores de N, ocorre a liberação de amônia (NH_3) que é tóxica a diversos microrganismos do solo que poderiam agir como antagonistas contra o patógeno. Do mesmo modo, aplicações de fertilizantes com altas concentrações de nitrogênio amoniacal ($N\text{-}NH_3$), como é o caso da uréia, aumenta a severidade das murchas de Fusarium quando comparado a aplicação de $N\text{-}NO_3$, fato já comprovado contra a fusariose em crisântemo (WOLTZ; ENGELHARD, 1973). Entretanto, a amônia também é tóxica para os microrganismos patogênicos, e só está presente em concentrações suficientes para inibir a germinação dos esporos em solos com pH alcalino, arenosos e com baixos teores de matéria orgânica (TENUTA; LAZAROVITZ, 2002; LAZAROVITZ, 2010). Em solos ácidos, a degradação do N por bactérias nitrificadoras resulta na formação de nitrito (NO_2^-), que precipita $4H^+$ responsável pela acidificação do pH do solo, quando o pH é reduzido a abaixo de 5,0, o nitrito é convertido em ácido nitroso (HNO_2) e permanece na solução do solo, este é 300 a 500 vezes mais tóxico a *Verticillium dahliae*, *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*, *Sclerotinia sclerotiorum* e *S. scabies* que a NH_3 (TENUTA; LAZAROVITZ, 2002). Em solos com essas características, a aplicação de resíduos orgânicos também pode resultar na liberação de ácidos graxos voláteis (AGV) na forma não ionizada imediatamente após a incorporação, esta forma dos AGV também é tóxica a esporos de *V. dahliae* em concentrações inferiores a amônia (TENUTA; CONN; LAZAROVITS, 2002; CONN; TENUTA; LAZAROVITS, 2005).

Quantidades adequadas de macro e micronutrientes também apresentam um papel essencial na supressividade, pois além dos aspectos fisiológicos e morfológicos das plantas, também pode alterar o papel da microbiota no solo e rizosfera, bem como o desenvolvimento dos patógenos no solo (BETTIOL et al., 2009). Em um trabalho clássico foi demonstrado que plantas de tomate expostas a baixos teores de N e P e altos níveis de K apresentam maior predisposição a murcha de Fusarium (FOSTER; WALKER, 1947). O fornecimento adequado de nutrientes para as plantas e microrganismos é um dos fatores envolvidos na supressividade (BETTIOL et al., 2005). Altos níveis de Mg e K no solo estão associados a menores incidências de doenças

fúngicas, como mal-do-pé do trigo e murcha de Fusarium em bananeira (DUFFY; OWNLEY; WELLER, 1997; PENG; SIVASITHAMPARAM; TURNER, 1999). Altos teores de Al, Fe, Na e Zn também apresentam correlação negativa com o desenvolvimento de várias doenças (JANVIER et al., 2007). Duffy e Défago (1997) observaram que o acréscimo de zinco melhorou a atividade de *Pseudomonas fluorescens* no controle de *F. oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici*, através do estímulo a biossíntese de antibióticos.

A textura do solo também demonstra forte influência na supressividade do solo. Höper, Steinberg e Alabouvette (1995) e Mallet e Maynard (1998) encontraram que o aumento nos teores de areia no solo reduziu a supressividade a *F. oxysporum* f. sp. *lini* em linho e a podridão de raíz causada por *Armillaria* spp. em *Pinus contorta*, respectivamente. Além disso, solos com maiores teores de argila demonstram maior supressividade a *G. graminis* var. *tritici* em trigo após o tratamento com *Trichoderma koningii* (DUFFY; OWNLEY; WELLER, 1997) e a *F. oxysporum* f. sp. *cubense* em bananeira (DOMINGUEZ; NEGRÍN; RODRIGUEZ, 2001). Por outro lado, solos com maiores teores de argila apresentaram maior severidade a *Phytophthora lycopersici* em tomate que solos de fazendas orgânicas com menores teores de argila (WORKNEH et al., 1993). Não foram encontradas relações entre a textura e a supressividade na podridão de raiz de Fusarium em aspargo (HAMEL et al., 2005). Höper, Steinberg e Alabouvette (1995) verificaram grande influência do tipo de argila na supressividade. A incorporação de caulinita, montmorilonita e ilita em um solo conducente à murcha de Fusarium em linho, alterou as propriedades físicas, químicas e biológicas do solo que aumentaram a supressividade.

A comparação físico química de 10 solos supressivos e conducivos a *G. graminis* var *tritici* demonstrou que o N-NO_3, condutividade elétrica, teor de silte, pH do solo e teores de Fe e Zn estavam correlacionados com a supressividade da doença em trigo tratado com um isolado de *P. fluorescens* (OWNLEY et al., 2003). Os teores de CaO, MgO, K_2O e N-NH_4 e a alta condutividade elétrica também foram correlacionados com a supressividade a *R. solani* em cevada e pinus após a incorporação de compostos orgânicos a base de resíduos verdes e cogumelos (PÉREZ-PIQUERES et al., 2006). Como observado, as propriedades físicas, químicas e biológicas do solo estão envolvidas na supressividade. Alteração em qualquer uma destas propriedades, com o objetivo de induzir a supressividade, leva a alterações nas demais, sendo difícil estabelecer exatamente a maior responsável pelos resultados atingidos (BETTIOL et al., 2009).

Diversas ferramentas que permitem o manejo dos fatores bióticos e abióticos estão sendo estudadas e desenvolvidas para aumentar a supressividade dos solos (JANVIER et al., 2007). A rotação de culturas, alteração do pH, métodos de cultivo que melhorem a estrutura e favoreçam antagonistas, épocas adequadas de semeadura, manejo da irrigação, monocultura em alguns patossistemas, transferência de porções de solos supressivos para solos conducentes, adição de determinados tipos de argila, introdução massal de antagonistas e incorporação de matéria orgânica são algumas sugestões propostas para induzir a supressividade dos solos (BAKER; COOK, 1974; BAKER; CHET, 1984; AMIR; BETTIOL et al., 2009; BONANOMI et al., 2010).

4.5 Resíduos Orgânicos

Os resíduos orgânicos são resultantes das diversas atividades agrícolas e industriais que processam alimentos vegetais e animais. Tais resíduos foram e continuam sendo utilizados na agricultura como fontes de matéria orgânica e nutrientes para as plantas (WAKSMAN; STARKEY, 1931). Em muitos casos, também podem ser utilizados no controle de doenças de plantas, causando efeitos supressivos aos fitopatógenos habitantes do solo (HOITINK; FAHY, 1986).

Nas últimas décadas inúmeras revisões e trabalhos demonstraram o efeito supressivo do uso de resíduos orgânicos originados da agricultura, indústria e estações de tratamento no controle de vários patógenos habitantes do solo, como bactérias, nematoides e fungos (BONANOMI et al., 2010; ZANON; FONT; JORDA, 2011; PANE et al., 2011; HECK et al., 2014; SHEN et al., 2013). A incorporação de resíduos orgânicos estimula a atividade da microbiota, através do aumento da população e da diversidade de agentes de biocontrole, libera substâncias durante a decomposição que podem reduzir a população de patógenos e eliminar suas estruturas de sobrevivência, além de ativar a resistência sistêmica das plantas, fornecimento de macro e micronutrientes e também pela ação direta dos resíduos orgânicos sobre os patógenos (TENUTA; LAZAROVITZ, 2002; CONN; TENUTA; LAZAROVITS, 2005; BETTIOL et al., 2009; ELAD et al., 2010; SHAHAT et al., 2011). Até o momento, poucos estudos utilizando a incorporação de resíduos orgânicos foram conduzidos visando à indução de supressividade no patossistema Foc-bananeira (NASIR; PITTAWAY; PEGG, 2003; ZHANG et al., 2011; SHEN et al., 2013; ZHANG et al., 2014).

4.5.1 Pirólise de biomassa, biocarvão e bio-óleo

A pirólise de biomassa é um processo de conversão térmica que ocorre na ausência de oxigênio, em que parte da biomassa é reduzida a um composto sólido rico em carbono (biocarvão) e a outra parte é oxidada e hidrolisada, resultando em gases não condensáveis (syngas) e em uma fração líquida (bio-óleo) (STEWART et al., 2013). Diferentes processos de pirólise são conhecidos, sendo a pirólise rápida e a lenta os principais, que diferem entre si pelo tempo de duração e a taxa de aquecimento. Geralmente, a pirólise lenta tem o objetivo de produzir maior quantidade de biocarvão, com isso, as taxas de aquecimento são abaixo de 80 ºC min^{-1}, com temperaturas entre 350 a 750 ºC, enquanto que a pirólise rápida ocorre com taxas de aquecimento maiores que 100 ºC s^{-1}, atingindo temperaturas entre 450 e 500 ºC, resultando em maior produção de bio-óleo (NACHENIUS et al., 2012).

O biocarvão se diferencia do carvão pelo seu uso como condicionador de solo e não como combustível (LEHMANN; JOSEPH, 2009). Os estudos visando a aplicação do biocarvão no solo começaram há poucas décadas, com a descoberta das Terras Pretas de Índio na região Amazônica. Estes solos foram formados há mais de 500 anos pelas populações pré-Colombianas e possuem elevados teores de matéria orgânica, nitrogênio, fósforo, potássio e cálcio (PETERSEN; NEVES; HECKENBERGER, 2001; CUNHA et al., 2009). São encontrados em pequenas áreas que variam entre 1 e 100 ha e apresentam enorme valor agrícola devido a sua fertilidade sustentável e potencial de produção (SMITH, 1980; LEHMANN et al., 2003). Muitos autores observaram que grande parte da porção humificada destes solos tem origem a partir da transformação dos resíduos vegetais em carvão. Além disso, apresentam alta estabilidade e reatividade no solo, ou seja, boa persistência e elevada capacidade de troca de cátions, características desejáveis para um bom condicionador orgânico (GLASER; LEHMANN; ZECH, 2002). Com isso, as características desejáveis das terras pretas de índio podem ser reproduzidas nos solos tropicais de baixa fertilidade pela incorporação dos resíduos vegetais carbonizados (biocarvão), uma opção a mais ao uso de dejetos e compostos orgânicos (GLASER et al., 2001; LEHMANN et al., 2003). Além destes benefícios, o biocarvão age na alcalinização do solo, aumento da retenção de água, e para a remediação de solos e águas contaminadas, devido ao alto poder de adsorção de substâncias como o Cd, Zn e outros metais pesados

(BEESLEY et al., 2011; JEFFERY et al., 2011). Por ser um resíduo com altos teores de C, é considerado como um potencial sequestrador de carbono atmosférico, visto que o C é fixado na biomassa através do processo de fotossíntese das plantas, e através desse processo pode ser armazenado no solo por muitos anos (WOOLF et al., 2010).

Evidências dos efeitos benéficos do biocarvão na supressão de doenças de plantas, como podridão da batata, ferrugem e míldio (ALLEN, 1846) e reduzindo o tombamento causado por vários patógenos (RETAN, 1915), foram reportadas há mais de um século. Entretanto, são os estudos recentes que demonstraram o potencial do biocarvão para o controle de doenças de plantas (GRABER et al., 2010; ELMER; PIGNATELLO, 2011; ELAD et al., 2010; HAREL et al., 2012). Na supressividade do solo, atua de maneira semelhante aos demais compostos, além da liberação de substâncias que inibem patógenos, promovem os microrganismos antagonistas, melhoram a qualidade nutricional da planta, ativam mecanismos de defesa, adsorvem compostos que modificam a sinalização entre o patógeno e a planta e afetam a mobilidade e atividade do patógeno (NOBLE; COVENTRY, 2005; LEHMANN et al., 2011).

Elmer e Pignatello (2011) observaram aumento na colonização de micorrizas arbusculares, na massa de raíz e redução na porcentagem de lesões nas raízes de aspargo causadas por *F. oxysporum* f. sp. *asparagi* e *Fusarium proliferatum* com a incorporação de biocarvão de serragem de madeira no primeiro ano de cultivo. Além disso, demonstraram a capacidade de reduzir os efeitos deletérios de resíduos alelopáticos em cultivos sucessivos de aspargo. Entretanto, pela maior capacidade de retenção de água no solo, criou ambiente conducivo a podridão de raiz, reduzindo o desenvolvimento das plantas no segundo ano de cultivo. A incorporação de biocarvão produzido a partir de resíduos municipais na concentração de 20% (v:v) apresentou ótimos resultados na supressão de *R. solanacearum* em tomate quando comparado ao biocarvão de madeira e a testemunha, sendo que seu efeito supressivo foi observado por mais de 90 dias em experimento de campo. O mecanismo de supressão foi atribuído a presença de compostos de Ca, bem como a alterações nos fatores físicos, químicos e biológicos do solo (NEROME et al., 2005). A incorporação de biocarvão da madeira de citros ao solo proporcionou controle de mofo cinzento (*Botrytis cinerea*) em pimentão, tomate e morango, ácaro branco (*Polyphagotarsonemus latus*) em pimentão, antracnose (*Colletotrichum acutatum*) e oídio (*Podosphaera aphanis*) em morango (ELAD et al., 2010; HAREL et al., 2012). Nestes estudos, observaram que a incorporação de biocarvão

ao solo possui a capacidade de promover a resistência sistêmica nas plantas por diferentes vias de defesa [resistência sistêmica adquirida (RSA) e resistência sistêmica induzida (RSI)], conferindo proteção a uma ampla gama de patógenos em diferentes hospedeiros (HAREL et al., 2012).

Os benefícios para a microbiota do solo vão além das expectativas, visto que, pela elevada área superficial do biocarvão (>400 m^2 g^{-1}) (DOWNIE; CROSKI; MUNROE, 2009), há a hipótese de que muitas bactérias e fungos utilizam os habitats dos poros do resíduo em busca de proteção contra microrganismos competidores (THIES; RILLING, 2009). Devido a essa característica, o biocarvão também pode ser usado como inoculante de microrganismos simbiontes e até mesmo de agentes de biocontrole, substituindo a turfa, que está cada vez mais cara, rara e causa danos ambientais pela liberação de gases de efeito estufa (TILAK; SUBBA RAO, 1978; KHAVAZI et al., 2007; LEHMANN et al., 2011). Graber et al. (2010) observaram aumento no desenvolvimento de pimentão e tomate nos tratamentos com biocarvão, sendo que não foram observadas diferenças nutricionais entre os tratamentos. Neste estudo, dois mecanismos foram usados para explicar os resultados obtidos, a primeira é que o biocarvão aumentou as populações de microrganismos promotores de crescimento de plantas, como o *Trichoderma*, e a segunda é que em baixas concentrações de biocarvão, que é tóxico em altas concentrações, estimulou o desenvolvimento das plantas, fenômeno conhecido por hormese (GRABER et al., 2010). Por outro lado, alguns trabalhos demonstraram redução na microbiota do solo e da simbiose com micorrizas, aumento dos sintomas de doenças e da mortalidade de *Arabidopsis* causada por *P. syringae* após a incorporação de biocarvão ao solo (BAIS et al., 2005; WARNOCK et al., 2007; DEMPSTER et al., 2012).

O bio-óleo possui coloração marrom-escura a negra, é um liquido orgânico que contém compostos altamente oxigenados (CZERNIK; BRIDGWATER, 2004), resultante da despolimerização e fragmentação da celulose, hemicelulose e lignina com o aumento rápido da temperatura seguida da condensação dos gases, possui densidade aproximada de 1200 kg m^3, geralmente ácido quando *in natura* (pH 2,0 a 4,0) devido à presença de ácidos orgânicos como ácido acético e fórmico (NACHENIUS et al., 2012). Quimicamente, o bio-óleo é uma mistura de água, guaiacol, catecol, siringol, vanilinas, furancarboxaldeídos, isoeugenol, pironas, hidroxialdeídos, hidroquetonas, açúcares, compostos fenólicos, ácido acético, ácido fórmico e outros ácidos carboxílicos (PISKORS; SCOTT; RADLEIN, 1988; MOHAN; PITTMAN; STEELE, 2006). Sinônimos para o bio-

óleo incluem óleo de pirólise, líquidos da pirólise, líquidos da madeira, vinagre da madeira, óleo da madeira, líquido do fumo, destilados da madeira, ácido pirolenhoso e óleo pirolenhoso (MOHAN; PITTMAN; STEELE, 2006). Grande parte das pesquisas estudando derivados dos bio-óleos se refere como substitutos do óleo combustível e do diesel em estações estáticas como caldeiras, fornos, motores e turbinas para a geração de energia elétrica, calor e gás, também é usado como agente de formação de espuma para a flotação de minerais sulfurados de cobre (BOOCOCK; KONAR; GLASER, 2001; SHIHADEH; HOCHGREB, 2002).

Na agricultura derivados do bio-óleo podem ser utilizados como fertilizante e condicionador do solo (VENDERBOSCH; PRINS, 2010). Alguns compostos do bio-óleo apresentam características semelhantes às substâncias húmicas encontradas em solos ricos em carbono obtido pela queima dos resíduos vegetais (NOVOTNY et al. 2007). As reações do bio-óleo com amônia, uréia e outros compostos nitrogenados produzem amidas e aminas estáveis no solo. Eles não são tóxicos as plantas e podem ser utilizados como fertilizantes orgânicos de liberação lenta, além disso, produtos da degradação da lignina são bons condicionadores de solo e reduzem os efeitos do excesso de Al, aumentando a disponibilidade de P, Ca, Mo, Fe, B, Zn, Mn e Cu (RADLEIN, 1999; VENDERBOSCH; PRINS, 2010). Os efeitos benéficos dos bio-óleos no controle de pragas das plantas foram relatados por diversos autores (BEDMUTHA et al., 2011; CERVANTES; SARFAZ; MYERS, 2011; LI; CHOUGULE; BONNING, 2011).

Poucos trabalhos relacionam o uso de bio-óleo com o controle de doenças de plantas, embora, seja relatado como desinfetante do solo (DORAN, 1932), fungicida (NUMATA; OGAWA; TANAKA, 1994) e no controle de nematoides (CUADRA et al., 2000). Lorenzetti et al. (2012) observaram redução de 100% da germinação dos esporos de ferrugem (*Puccinia nakanishikii)* e 38% de redução da severidade no campo em capim limão (*Cymbopogon citratus*) com a aplicação do extrato pirolenhoso de eucalipto (*Corymbia citriodora*). Um forte efeito inibitório a *R. solani*, *Sclerotium oryzae*, *Sclerotium homoeocarpa*, *Helminthosporium maydis*, *Pythium* spp., *Pythium aphanidermatum*, *Colletotrichum gloeosporioides*, *Choanephora cucurbitarum*, *Penicillium* spp., *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*, *Phytophthora capsici* e bactérias como *Xanthomonas campestris* pv. *citri* e *Erwinia carotovora* pv. *carotovora* foi demonstrado com a adição de vinagre de madeira ao meio de cultivo na concentração de 2 a 10% (NUMATA; OGAWA; TANAKA, 1994; CHARLEMSAN; PEERAPAN, 2010). O

vinagre de madeira também reduziu o crescimento micelial de *F. oxysporum* f. sp. *radicis-cucumerinum* em meio de cultivo nas concentrações de 0,25 a 0,5%, e quando incorporadas ao solo na concentração de 25%, aumentaram a massa de raiz e parte aérea e o comprimento da raíz e a altura de plantas (SABERI; ASKARY; SARPELEH, 2013).

Hossain et al. (2014), estudando o efeito de bio-óleos de lignina, celulose e hemicelulose separadamente, observaram que os derivados de lignina foram mais tóxicos aos insetos (*Leptinotarsa decemlineata*, *Trichoplusia ni* e *Acyrthosiphon pisum*), fungos (*P. ultimum*, *R. solani* e *S. sclerotiorum*) e às bactérias (*Clavibacter michiganensis* subsp. *michiganensis*, *S. scabies* e *X. campestris* pv. *vesicatoria*) sendo que vários hidrocarbonetos aromáticos policíclicos foram identificados contribuindo para a atividade pesticida do bio-óleo. Embora seja observado efeito direto de bio-óleos inibindo o crescimento micelial e reduzindo o desenvolvimento de patógenos, quando incorporado ao solo, aumentou a respiração basal, a biomassa e a taxa de crescimento da população microbiana. Quando incorporado em baixas concentrações, os álcoois, ácidos e aldeídos não estão em concentrações altas o suficiente para agir como biocida, e serviram como fonte de substrato e energia para os microrganismos do solo (STEINER et al., 2008).

4.5.2 Casca de camarão e concha de molusco

O camarão é um invertebrado marinho formado estruturalmente por um exoesqueleto e o cefalotórax (IBRAHIM; SALAMA; EL-BANNA, 1999), que após a manipulação do alimento são descartados no ambiente (AL SAGHEER et al., 2009). Estes resíduos representam cerca de 50 a 70% do peso fresco deste invertebrado, e com eles são descartados valiosos componentes como proteínas e quitina (ROBERTS, 1992). Cerca de 5 a 7% do exoesqueleto do camarão é formado por quitina e 56% por carbonato de cálcio ($CaCO_3$) (MATHUR; NARANG, 1990; RODDE; EINBU; VARUM, 2008). As conchas dos moluscos também são descartadas no ambiente após a manipulação, causando danos ambientais, contém mais de 90% de $CaCO_3$ e, aproximadamente, 6% de quitina (CAMPANA-FILHO et al., 2007), além de macro e micronutrientes (SILVA et al., 2010).

A quitina, depois da celulose, é o polímero mais abundante do mundo, com uma produção anual de aproximadamente 10^{10} a 10^{12} toneladas (ROBERTS, 1992), é composta por uma cadeia linear de unidades de 2-acetoamido-2-deoxi-β-$_D$-

glucopiranose (AL SAGHEER et al., 2009). Está distribuído entre muitos organismos do solo, sendo o principal constituinte da parede celular de fungos e do exoesqueleto dos invertebrados (RUDAL; KENCHINGTON, 1973). A partir da desacetilação da quitina, é obtido a quitosana (AL SAGHEER et al., 2009), que é utilizada em inúmeras aplicações para uso alimentício, tratamento de efluentes e na agricultura como fonte de nutrientes, promotora de crescimento e controle de doenças de plantas (KUMAR, 2000; BENCHIMOL; SUTTON; DIAS-FILHO, 2006). Além disso, devido à alta concentração de $CaCO_3$ presente nestes resíduos é utilizado na agricultura como corretivo de solo, substituindo os calcários de rocha (ILKIU-VIDAL; SOUZA; VIANI, 2010; BENEDETTI et al., 2009; BRASIL; NASCIMENTO, 2010).

Uma das principais justificativas da aplicação de resíduos ricos em quitina para a indução da supressividade do solo é pela alteração na estrutura e/ou atividade da microbiota capaz de hidrolisar as hifas de fungos patogênicos e ovos de nematoides (GODOY et al., 1983; PILLAI; PAUL; SHARMA, 2009; CRETOIU et al., 2013). A casca de camarão na concentração de 4% do volume do substrato suprimiu a doença causada por *F. oxysporum* f. sp. *chrysanthemi* em crisântemo. A supressão deve-se as alterações químicas e biológicas no substrato tratado (PINTO; BETTIOL; MORANDI, 2010). Em gengibre, a casca de camarão nas concentrações de 2,5 a 20% também reduziu a murcha de Fusarium causada por *F. oxysporum* f. sp. *zingiberi*. Neste caso, a supressão, possivelmente, está relacionada ao estímulo de actinomicetos, os quais possuem mecanismos de antagonismo contra o patógeno (GHINI; DOMINGUES; BETTIOL, 2006).

Radwan et al. (2012) verificaram que a quitina e a quitosana extraídas da casca de camarão reduziram o número de galhas e juvenis de *M. incognita* em tomateiros. O melhor controle observado foi com a utilização da quitosana na concentração de 1 a 10 g kg^{-1} solo. Segundo os autores, a redução pode estar relacionada com a promoção de crescimento da planta, o estímulo da atividade microbiana ou mesmo pela melhoria na estrutura do solo. Entretanto, Rose, Parker e Punja (2003), utilizando a quitina de casca de camarão não observaram controle da murcha de Fusarium em pepino causada por *F. oxysporum* f. sp. *radicis-cucumerinum*, embora, observaram redução da população do patógeno no solo.

Benchimol, Sutton e Dias-Filho (2006) adicionaram a casca de caranguejo (1%, v:v) ao solo infestado com *F. solani* f. sp. *piperis* e observaram aumento

na sobrevivência da pimenteira-do-reino e aumento no desenvolvimento das plantas. A casca de camarão incorporada ao substrato de cultivo em concentrações de até 5% reduziu a incidência e severidade de *Cylindrocladium spathiphylli* em espatifilo, enquanto que, a concha de marisco nas mesmas concentrações não induziu a supressividade neste patossistema (BETTIOL; VISCONTI, 2013). Por outro lado, a incorporação da concentração de 6% de concha de marisco, reduziu a severidade e incidência de *R. solanacearum* em tomateiro, possivelmente associada ao nitrogênio presente no resíduo, e a elevação do pH do substrato (VISCONTI, 2011). A incorporação de casca de caranguejo e concha de ostra (1 e 5%, v:v) ao solo infestado com *F. oxysporum* f. sp. *niveum* reduziu a incidência da murcha em melancia e a densidade populacional do patógeno, aumentou o pH e a liberação de amônia do solo, enquanto que a aplicação de $CaCO_3$ e/ou quitina isoladamente não proporcionou os mesmos níveis de controle (ZHOU; EVERTS, 2004).

Em um experimento de campo, a incorporação de resíduos de camarão induziu supressividade do solo a *V. dahliae* por mais de dois anos. Além disso, alterações na abundância e estrutura das comunidades microbianas nos tratamentos com quitina foram observadas, tanto para fungos como para bactérias totais. A atividade dos genes quitinase (família-18 glicosídeo hidrolase) presente em bactérias do solo aumentaram com a adição de quitina ao solo, e ainda, a população de actinobactérias pertencentes à família *Oxalobacteraceae*, mais especificamente das espécies *Duganella violaceinigra* e *Massilia plicata*. Estes efeitos na microbiota foram observados por todo o período do experimento (CRETOIU et al., 2013). López-Mondejar et al. (2012), também observaram em experimento *in vitro* aumento na expressão dos genes que codificam a atividade da quitinase e *N*-acetil-β-D-glucosaminidase em *Trichoderma harzianum* com a adição de quitosana, pó de casca de camarão e resíduos de cogumelos. Entretanto, alguns resultados demonstraram fitotoxidez após a incorporação de casca de camarão ao solo. A concentração de 5% ocasionou a morte das plantas de crisântemo por fitotoxicidade (PINTO; BETTIOL; MORANDI, 2010). Em gengibre, a concentração de 20% (v/v) reduziu o desenvolvimento das plantas quando comparado a concentração de 15% (GHINI; DOMINGUES; BETTIOL, 2006).

4.5.3 Composto de lodo de esgoto

O lodo de esgoto é formado basicamente por matéria orgânica (40%) contendo resíduos domésticos e industriais, com aproximadamente 4% de nitrogênio, 2% de fósforo e demais macro e micronutrientes (EPSTEIN, 1979; BETTIOL; CAMARGO, 2000). A ineficiência do tratamento de águas residuais em destruir patógenos e estabilizar os odores produzidos pelos compostos orgânicos voláteis faz com que um próximo tratamento, conhecido como compostagem, seja necessário antes que o esgoto possa ser utilizado como fertilizante ou condicionador de solo (EPSTEIN, 1979). A compostagem é um processo de biodegradação controlada de materiais orgânicos através das atividades de determinados grupos de microrganismos que agem de maneira sucessiva (DEES; GHIORSE, 2001; NOBLE; ROBERTS, 2004), e determina sua estabilização química e sanitização para humanos, patógenos de plantas e sementes de ervas daninhas. O baixo custo do processo e a flexibilidade em relação ao trabalho e capital investido fazem com que o sistema seja muito atrativo para os municípios (EPSTEIN, 1979).

O composto é utilizado por produtores para melhorar a fertilidade do solo e o desenvolvimento das culturas há séculos, porém, o processo somente foi modernizado no século XIX na Europa, com o início do que é hoje a agricultura orgânica (HECKMAN, 2006). Além disso, a incorporação de compostos orgânicos também foi utilizada para controlar doenças causadas por patógenos habitantes do solo como *Macrophomina phaseolina* (LODHA; SHARMA; AGGARWAL, 2002), *R. solani* (LEWIS et al., 1992; TERMORSHUIZEN et al., 2006), *V. dahliae* (MALANDRAKI et al., 2008), *Fusarium* spp. (SERRA-WITTLING; HOUOT; ALABOUVETTE, 1996; BORRERO et al., 2004, YOGEV et al., 2011), *Pythium* spp. (LUMSDEN; LEWIS; MILLNER, 1983; SCHEUERELL; SULLIVAN; MAHAFFEE, 2005), *Sclerotium* spp. (COVENTRY et al., 2005; DANON et al., 2007) e *Sclerotinia minor* (PANE et al., 2011).

A adição de composto de lodo de esgoto por dois anos reduziu a incidência de podridão de esclerotínia em alface causada por *S. minor* pelos próximos quatro anos, sendo que o controle foi devido ao aumento na atividade microbiana do solo (LUMSDEN; MILNER; LEWIS, 1986). Danon et al. (2007) estudando a mistura de lodo de esgoto compostado e resíduos de jardim, observaram que estes resíduos reduziram a germinação de escleróciosde *Sclerotium rolfsii* devido a presença de micoparasitas em experimento *in vitro* e suprimiram o desenvolvimento da doença em plantas de feijão. Alguns relatos na literatura demonstram que resíduos com baixas relações C:N, assim como o composto de lodo de esgoto, liberam amônia e agravam as murchas de Fusarium

(HOITINK; DAUGHTREY; TAYAMA, 1987; QUARLES; GROSSMAN, 1995). Entretanto, a incorporação de um composto produzido com resíduos de animais e vegetais e lodo de esgoto foi altamente supressivo a *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* raça 1 em tomate. Além disso, atribuíram a supressividade ao pH alcalino, elevada condutividade elétrica e atividade microbiana do composto. Um dos isolados de *Trichoderma asperellum* encontrado no composto também demonstrou habilidade em suprimir a murcha de Fusarium no substrato (COTXARRERA et al., 2002). A incorporação de composto de lodo de esgoto em doses crescentes até 30% (v:v), em substrato a base de casca de *Pinus*, reduziu significativamente a murcha em crisântemo causada por *F. oxysporum* f. sp. *chrysanthemi*. O controle foi relacionado a interação entre os fatores físicos e microbiológicos do substrato (PINTO; MORANDI; BETTIOL, 2013). Resultado semelhante foi observado por Pane et al. (2011), em que a incorporação de compostos à base de resíduos municipais, aumentou a atividade microbiana dos substratos e conferiu supressividade a *S. minor* e *P. ultimum*, mas após a esterilização do substrato o efeito supressivo foi perdido. A incorporação de composto de esterco bovino, resíduos medicinais e biofertilizante sólido reduziu a incidência da murcha da bananeira causada por Foc em até 50%. Além disso, o biofertilizante aumentou a produtividade da bananeira e apresentou os maiores índices da população de bactérias e actinomicetos no solo (SHEN et al., 2013).

4.5.4 Emulsão e hidrolisado de peixe

A emulsão de peixe e o hidrolisado de peixe são fertilizantes orgânicos de aplicação foliar registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), com nome comercial de JK Fertilizante Orgânico – Composto Foliar Fluído Classe A® e Fish Fértil Active®, respectivamente. São produzidos através de um processo natural de fermentação enzimática de resíduos de pescados marinhos, seguido de tratamento térmico para inativação enzimática, e diferem entre si pela constituição, em que a emulsão é mais densa, com concentração de sólidos entre 55-74% (PRAÇA; RUSIG, 2004). Como fertilizantes seus efeitos são relatados há muitos anos (CECI, 1975; AUNG et al., 1984; ABBASI; CONN; LAZAROVITS, 2006), enquanto que no controle de doenças os resultados são mais recentes (ABBASI; CUPPELS; LAZAROVITS, 2003; ABBASI; CONN; LAZAROVITS, 2004).

Abbasi, Cuppels e Lazarovits (2003) aplicaram a emulsão de peixe (0,5%, v:v) semanalmente em plantas de tomate e pimentão inoculadas artificialmente com *X. campestris* pv. *vesicatoria*. A aplicação do produto reduziu a severidade da doença nas folhas em dois anos consecutivos, além disso, observaram aumento na sanidade e produtividade em ambas as culturas. Em outro experimento, os autores testaram a incorporação da emulsão de peixe (1-4%, m:m) ao substrato e observaram que após sete dias de incubação 70 a 80% das plantas não tombaram na concentração de 4%, e com 28 dias todas as concentrações utilizadas proporcionaram controle efetivo das doenças, enquanto que os tratamentos adubados com o fertilizante mineral não demonstraram controle. A massa fresca e seca das plantas não foi afetada e se igualaram às concentrações equivalentes de NPK, demonstrando que a emulsão de peixe pode ser utilizada como biofertilizante e agir na supressividade as doenças (ABBASI; CONN; LAZAROVITS, 2004). Além disso, os níveis máximos da atividade microbiana e da população de fungos e bactérias cultiváveis foram alcançados após sete dias da incorporação, o que corresponde ao inicio da observação dos efeitos de supressividade no substrato (LAZAROVITS et al., 2005).

A presença de ácidos orgânicos (400 mM L^{-1}) também foi detectada na emulsão de peixe, e demonstraram toxidez de até 99% aos microesclerócios de *V. dahliae*. Os ácidos glicólico (52,5%), acético (26,9%), fórmico (7,9), *n*-butírico (7,2%) e propiônico (4,7%) foram encontrados em maior concentração. A mistura dos ácidos orgânicos, o ácido fórmico e o acético também foram tóxicos a *P. ultimum* e proporcionaram proteção as mudas de pepino imediatamente após a adição aos solos orgânicos e arenosos, mas não a mistura de solo e substrato a base de turfa, demonstrando que os ácidos orgânicos da emulsão de peixe dependem das características do solo e substrato (ABBASI; LAZAROVITS; JABAJI-HARE, 2009).

A incorporação de emulsão de peixe inibiu mais de 83% a germinação de microconídios de *F. oxysporum* f. sp. *lactucae* na concentração de 20% do volume necessário para atingir a capacidade de campo do solo. Entretanto, a incorporação de hidrolisado de peixe foi mais efetiva em inibir a germinação dos microconídios na concentração de 10% (>88% de inibição) que a emulsão de peixe. O hidrolisado de peixe também reduziu a severidade da murcha de Fusarium em tomateiro causado por *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* raça 3, devido, principalmente, a presença de ácidos graxos voláteis presentes no resíduo, em adição a liberação de amônia, ácido nitroso e ao estímulo

a microbiota do solo (BETTIOL; FORNER; MATTOS, 2014). As concentrações de ácidos graxos voláteis no hidrolisado de peixe são maiores que da emulsão de peixe, e alcançam aproximadamente 1091 mM L^{-1} do resíduo, com maior concentração de ácido glicólico (70,4%), acético (18,1%), *n*-butírico (4,3%), propiônico (4,1%), fórmico (1,9%), *iso*-butírico (0,8%) e *iso*-valérico (0,4%) (BETTIOL et al., 2009).

Visconti, Bettiol e Morandi (2010), estudando o efeito da incorporação de extratos aquosos do hidrolisado de peixe sobre o crescimento micelial e germinação de conídios de *C. spathiphylli* observaram inibição de até 81 e 85%, respectivamente. Quando o hidrolisado de peixe foi incorporado ao substrato padrão, a inibição do crescimento micelial foi de 100% em concentrações maiores de 15%, enquanto que a presença de compostos voláteis inibiu completamente o crescimento micelial do patógeno em concentrações maiores de 20%. O hidrolisado também induziu supressividade em concentrações maiores de 20% quando o espatifilo foi cultivado em substrato padrão infestado artificialmente com o patógeno. O controle foi relacionado a vários mecanismos de ação, incluindo a liberação de amônia, alteração no pH e condutividade elétrica e aumento na atividade microbiana, entretanto, o efeito supressivo foi apenas fungistático (VISCONTI; BETTIOL; MORANDI, 2010). No patossistema *F. oxysporum* f. sp. *chrysanthemi* e crisântemo, a incorporação de hidrolisado de peixe não teve efeito na indução de supressividade do substrato naturalmente infestado (PINTO; MORANDI; BETTIOL, 2013). Zhang et al. (2014) observaram redução da incidência da murcha de Fusarium em bananeira, promoção de crescimento e aumento nas atividades de quitinases e β-1,3-glucanases com a incorporação de biofertilizantes enriquecidos com *Paenibacillus polymyxa*, *T. harzianum*, *B. amyloliquefaciens* e *B. subtilis*

CAPÍTULO I

SUPRESSIVIDADE A *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* EM BANANEIRA COM RESÍDUOS ORGÂNICOS

Supressividade a *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* em bananeira com resíduos orgânicos

Daniel Winter Heck[1*], Wagner Bettiol[2]

[1] Faculdade de Ciências Agronômicas - Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (FCA - UNESP), +55 19 33112740, 18610.307, Botucatu, São Paulo, Brasil. Endereço de e-mail: dwinterheck@yahoo.com

[2] Embrapa Meio Ambiente, +55 19 33112740, 13820.000, Jaguariúna, São Paulo, Brasil.

* Autor para correspondência.

RESUMO

Métodos convencionais de controle da murcha de Fusarium em bananeira não apresentam resultados satisfatórios e podem causar prejuízos ao ambiente. Com isso, a supressividade do solo torna-se uma ferramenta importante de manejo da doença. Neste estudo, a indução de supressividade à murcha de Fusarium em bananeira variedade Maçã (AAB), pela incorporação ao solo infestado artificialmente com *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (Foc), de biocarvão (BC), casca de camarão (CC), composto de lodo de esgoto (LE) e concha de marisco (CM) e sua interação com as características químicas e biológicas do solo foram avaliadas. A CC e o LE reduziram a severidade externa (50 e 37%) e a descoloração interna do rizoma (56 e 36%), respectivamente, em condições de alta pressão de inóculo e cultivar suscetível. A incorporação da CC e CM resultou em redução do desenvolvimento das plantas nas fases iniciais de cultivo, demonstrando sintomas de fitotoxicidade. A elevação do pH, condutividade elétrica (CE), K, Mg, S, Na, Fe, Zn, CO_2 e comunidade de bactérias foram as características que apresentaram maior influência na

redução da severidade, enquanto que o aumento no pH, CE, CO_2, P, Ca, S, Na e B através da incorporação dos resíduos também se mostraram associadas na redução da população de *F. oxysporum* no solo. A CC e o LE apresentam potencial de uso para a indução de supressividade do solo à murcha de Fusarium, com necessidade de maior tempo entre a incorporação da CC e o transplantio das mudas.

Palavras-chave: Mal-do-Panamá, murcha de Fusarium, Foc, resíduos orgânicos, fatores bióticos e abióticos.

1 INTRODUÇÃO

Fusarium oxysporum f. sp. *cubense* (Foc) Snyder e Hansen, agente causal do Mal-do-Panamá ou murcha de Fusarium em bananeira (Stover, 1962), é um dos patógenos mais destrutivos à cultura da bananeira (Ploetz, 2006). Três raças do patógeno são conhecidas: a raça 1 é patogênica para variedades como a Gros Michel (AAA), a raça 2 afeta bananas do tipo Bluggoe (ABB) e a raça 4, subdividida em tropical (R4T) e subtropical (R4S), ambas atacam cultivares pertencentes ao subgrupo „Cavendish" (AAA) e a todas as variedades suscetíveis às raças 1 e 2. A raça R4S se refere a populações de Foc que são capazes de afetar „Cavendish" em áreas expostas a estresse abiótico, como baixas temperaturas, enquanto que a R4T pode afetar „Cavendish" tanto em condições tropicais quanto subtropicais (Buddenhagen, 2009). Os sintomas se iniciam pelo aparecimento de manchas verde-claras e listras marrom-avermelhadas nos tecidos vasculares da base do pecíolo, após algumas semanas ocorrem os sintomas típicos da doença, com amarelecimento de folhas iniciado pelas mais velhas, rachaduras do pseudocaule, encurtamento de folhas emergentes, murcha vascular e morte da planta (Stover, 1962). Os sintomas internos se caracterizam pela descoloração dos tecidos vasculares e rizoma, que apresentam coloração avermelhada a castanha escura (Stover, 1962; Pérez-Vicente, 2004). Plantas afetadas

raramente produzem cachos comerciais. Sintomas nos frutos ainda não foram relatados, embora Li et al. (2013) constataram toxinas do patógeno nesses órgãos.

Foc é um fungo que sobrevive no solo, possui alta capacidade de adaptação a diferentes condições e produz clamidósporos que podem permanecer viáveis por décadas (Stover, 1962, 1990). Devido à alta capacidade de sobrevivência do Foc, os principais métodos de manejo são baseados no uso de cultivares resistentes e na prevenção da entrada do patógeno na área de cultivo, e se presente, medidas de erradicação, isolamento e supressão são recomendados (Pérez-Vicente e Dita, 2014). Entretanto, métodos culturais como a eliminação de plantas e isolamento da área infestada são muitas vezes impraticáveis e não apresentam resultados satisfatórios de controle da doença em longo prazo (Ploetz, 1990; Getha e Vikineswary, 2002; Dita et al., 2010). Assim, conhecendo a ecologia da rizosfera e os inúmeros benefícios que alguns microrganismos podem fornecer sobre a produtividade das culturas, e pela demanda crescente da sociedade em busca de métodos de manejo que reduzam os riscos a saúde, a indução de supressividade dos solos através da incorporação de matéria orgânica ganha atratividade (Lazarovits et al., 2009).

A supressividade pode ser uma característica natural do solo ou pode ser estimulada (Baker e Cook, 1974), como por exemplo, pela aplicação de resíduos orgânicos que melhoram a qualidade do solo, principalmente pelo aumento da atividade microbiana. Entretanto, as alterações nas propriedades físicas e químicas, como o teor de matéria orgânica, capacidade de retenção de água, macro e micronutrientes, aminoácidos, liberação de compostos tóxicos aos patógenos e resistência sistêmica do hospedeiro também podem auxiliar na indução da supressividade (Hoitink e Fahy, 1986; Lazarovits, 2010; Harel et al., 2012).

O patossistema estudado, bem como a natureza/tipo do resíduo, o grau de maturação/estágio de decomposição, a quantidade aplicada e as características do

substrato/solo podem interferir na eficiência da indução da supressividade (Termoshuizen et al., 2006; Janvier et al., 2007). Os efeitos benéficos na supressividade do solo em diferentes patossistemas pelo uso de composto de lodo de esgoto, biocarvão, casca de camarão e conchas de mariscos são reportados em vários trabalhos (Hoitink et al., 1997; Pillai et al., 2009; Lehmann et al., 2011; Harel et al., 2012 e Cretoiu et al., 2013). No patossistema bananeira-Foc, a supressividade do solo induzida por resíduos orgânicos tem sido pouco explorada, e, quando explorada, não apresenta resultados consistentes (Nasir et al., 2003). Desta forma, o objetivo deste trabalho foi avaliar a indução de supressividade à Foc através da incorporação de biocarvão de serragem de *Eucalyptus* (BC), casca de camarão (CC), concha de marisco (CM) e lodo de esgoto compostado (LE) sobre as características químicas e biológicas do solo e determinar quais os principais fatores envolvidos.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Isolado e produção de inóculo

O isolado CNPMF-0801 de *F. oxysporum* f. sp. *cubense* foi obtido da coleção de microrganismos da Embrapa Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas, Bahia, Brasil. O patógeno foi cultivado em meio batata-dextrose-ágar (BDA) (Acumedia, Michigan, EUA) a 25 ± 2 ºC e preservado pelo método de Castellani (1963). O inóculo do patógeno foi produzido em sacos de polipropileno contendo 1 Kg de substrato de areia lavada e fubá de milho na proporção de 6:1 (v:v), com 9% de umidade. Ao substrato autoclavado (duas vezes a 121 ºC por uma hora) foram adicionados 15 discos de micélio do patógeno em pleno desenvolvimento e incubado por 21 dias à temperatura de 25 ± 2ºC e fotoperíodo de 12 horas.

2.2 Resíduos orgânicos

O composto de lodo de esgoto (LE) foi fornecido pela Companhia de Saneamento de Jundiaí (Jundiaí, São Paulo, Brasil); o biocarvão (BC) foi produzido por meio da pirólise de serragem de *Eucalyptus* spp. pela SPPT Pesquisas Tecnológicas (Mogi Mirim, São Paulo, Brasil); a casca de camarão (CC) e a concha de marisco (CM), secas e moídas (0,25 mm), foram fornecidas pela Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina (EPAGRI) (Itajaí, Santa Catarina, Brasil). As características dos resíduos estão descritos na Tabela 1.

2.3 Experimentos em casa de vegetação

Os experimentos foram instalados na Embrapa Meio Ambiente localizada (22º43'S, 47º00'W) em Jaguariúna, São Paulo, Brasil. A temperatura e a umidade do ar no interior da casa de vegetação foram monitoradas diariamente com média de 23,9 ºC e 54,0%, respectivamente. O solo (Latossolo Amarelo) foi coletado em campo cultivado sob plantio direto na profundidade de 0 a 20 cm, apresentando as seguintes características: 47,0% de areia; 49% de silte e 4% de argila; com 58,3% de porosidade total; pH 5,1; matéria orgânica = 18,0 g dm^3; P = 18 ppm; K, Ca, Mg, Al, H e CTC = 18, 0,9, 34, 6, 3, 31 e 74,9 $mmol_c$ dm^3, respectivamente, e S, Na, Fe, Mn, Cu, Zn e B = 4, 18, 31,6, 1,7, 0,7, 2,5 e 0,1 ppm.

Os experimentos foram instalados em delineamento inteiramente casualizado com 10 repetições por tratamento. Foram utilizados vasos de 2 L de capacidade contendo solo previamente infestado com o inóculo de Foc contendo microconídios, macroconídios e clamidósporos ($4x10^6$ ufc g^{-1} de solo). Após três dias da infestação do solo, os resíduos foram incorporados nas concentrações de 1, 2, 3, 4 e 5% (v:v) do solo, dois tratamentos

testemunhas foram utilizados, testemunha inoculada (Test +) e testemunha absoluta (Test -). As mudas de bananeira cv. Maçã (AAB), doadas pela Embrapa Mandioca e Fruticultura, foram transplantadas sete dias após a incorporação dos resíduos orgânicos. A irrigação e a adubação de cobertura foram realizadas conforme recomendação de Borges et al. (2004).

2.3.1 Severidade da murcha de Fusarium

As mudas transplantadas ao solo infestado com Foc foram avaliadas quanto ao desenvolvimento da doença baseado nos sintomas externos e internos. Os sintomas externos foram avaliados semanalmente de acordo com uma escala de 1 a 5 (Ploetz, 1999) e o resultado de nove avaliações foi utilizado para calcular o índice de doença (McKinney, 1923) e este para o cálculo da curva de progresso da doença. A severidade interna foi avaliada aos 90 dias de cultivo por meio do processamento de imagens. Os pseudocaules foram cortados longitudinalmente, fotografados (Sony Cyber-shot 5.0 Mpixels, Tokyo, Japão) e a descoloração interna foi determinada com o auxílio do software APS ASSES 2.0 (Lamari, 2008).

2.3.2 Desenvolvimento de plantas

A altura e diâmetro do pseudocaule aos 45 e 90 dias após o transplantio (DAT) e a massa seca da raiz e da parte aérea, aos 90 DAT, foram avaliados. Uma régua foi utilizada para medir a altura (superfície do solo até a altura em que o pecíolo da última folha expandida se separa do pseudocaule) e um paquímetro digital 0-150 mm (Jomarca Stainless Hardened, Nieuw, Vennep, Holanda) para avaliar o diâmetro a dois cm da superfície do solo. As raízes e a parte aérea das plantas foram secas em estufa de circulação MA035 (Marconi, Piracicaba, São Paulo, Brasil) a 40 ºC, por duas semanas, e a massa determinada em balança digital AS2000C (Marte, São Paulo, São Paulo, Brasil).

2.3.3 pH e condutividade elétrica

Amostras de solo foram coletadas aos 30, 60 e 90 dias após a incorporação (DAI) dos resíduos orgânicos. As amostras compostas por 10 g de solo, retirado a 5 cm de profundidade, foram adicionadas a 25 mL de água destilada, agitadas por 30 minutos (120 rpm) em mesa agitadora TE-1401 (Tecnal, Piracicaba, São Paulo, Brasil), decantadas por uma hora e analisadas com medidor de potencial hidrogeniônico (pH) mPA210 (MS Tecnopon, Piracicaba, São Paulo, Brasil). A condutividade elétrica foi determinada com amostras de 10 g de solo adicionadas a 50 mL de água destilada, agitadas por duas horas (120 rpm) e analisadas com condutivímetro portátil Cond3110 (WTW, Weilheim, Alemanha), após 12 h de decantação.

2.3.4 Respiração microbiana

A respiração do solo foi determinada pela liberação de CO_2 após 10, 30 e 90 DAI dos resíduos orgânicos. A determinação foi realizada com um "*infra-red gas analyser* (IRGA)" portátil composto por um leitor digital M170 e uma sonda GMP222 10000 ppm (Vaisala, Helsinque, Finlândia). A sonda permanecia enterrada no solo a 5 cm de profundidade, por 5 minutos. Foram realizadas três leituras em cada repetição, sendo um total de quatro repetições por tratamento em cada época de leitura.

2.3.5 População microbiana

Amostras de solo foram coletadas aos 45 e 90 DAI. Os microrganismos foram quantificados pelo método de diluição seriada (10^{-n}) e plaqueados em meio seletivo MB1M (sacarose 10,0 g, caseína hidrolisada 8,0 g, extrato de levedura 4,0 g, K_2HPO_4 2,0 g, $MgSO_4.7H_2O$ 0,3 g, ácido bórico 1,5 g, benomyl 50,0 mg, ágar 20,0 g e água destilada

1000,0 mL) para bactérias, meio BDA+S+T (BDA, estreptomicina 1,0 g, Triton X100 3,0 mL e água destilada 1000,0 mL) para fungos e meio Komada (1975), para *F. oxysporum*. As placas foram mantidas a 25 ± 2 ºC e fotoperíodo de 12 h por quatro dias até a quantificação das colônias.

2.3.6 Análise química do solo

Sub-amostras de 10 g de solo foram coletadas em cada repetição na profundidade de 0-10 cm para formar uma amostra composta. O solo foi submetido à análise química completa de macro e micronutrientes conforme a metodologia de Camargo et al. (2009). A coleta do solo foi realizada 45 DAI dos resíduos orgânicos ao solo.

2.4 Experimentos *in vitro*

2.4.1 Compostos voláteis sobre o crescimento micelial de Foc

O ensaio foi montado em placas de Petri bipartidas com 8 cm de diâmetro. Em uma seção da placa foi vertido o meio BDA e na outra seção adicionado 10 g de solo com os resíduos BC, CC, LE e CM incorporados nas concentrações 1, 2, 3, 4 e 5% (v:v) e a testemunha contendo apenas solo. A umidade do solo foi corrigida para 60% da capacidade de campo. No centro da seção com BDA foi colocado um disco (5 mm de diâmetro) de micélio de Foc com sete dias de incubação em BDA. As placas foram vedadas com Parafilm "M" (Bemis, Neenah, Wisconsin, EUA), mantidas em sala de crescimento por quatro dias a 25 ± 2 ºC e fotoperíodo de 12 h, e os diâmetros perpendiculares das colônias foram aferidas. O experimento foi conduzido em delineamento fatorial 4x5 (resíduos orgânicos x concentrações) com cinco repetições por tratamento. O ensaio foi repetido por duas vezes.

2.4.2 Extratos aquosos sobre o crescimento micelial e a germinação de Foc

Os resíduos orgânicos foram misturados com água destilada na proporção de 1:3 (resíduo:água) e colocados em Erlenmeyers de 500 mL de capacidade. As suspensões foram agitadas a 160 rpm, por uma hora, mantidos pelo mesmo tempo em decantação e filtradas por duas vezes em gaze e papel filtro quantitativo com a maioria dos poros de 25 µm (Quanty, J. Prolab, São José dos Pinhais, Paraná, Brasil), respectivamente. As suspensões filtradas foram chamadas de extratos aquosos e foram mantidas em Erlenmeyers a 4 ºC.

Para avaliar o efeito no crescimento micelial, os extratos aquosos foram adicionados ao meio BDA nas concentrações finais de 0, 5, 10, 15, 20 e 25% (v/v). Os meios foram corrigidos para pH 6,0 e em seguida autoclavados por 20 min a 121 ºC. Os meios de cultura foram vertidos em placas de Petri com 9 cm de diâmetro. Após a solidificação foi transferido, ao centro da placa, um disco de 5 mm de diâmetro de micélio de Foc crescido em meio BDA, a 25 ± 2 ºC, por sete dias. As placas foram mantidas em sala de crescimento por seis dias a 25 ± 2 ºC e fotoperíodo de 12 h. As avaliações foram realizadas diariamente medindo o diâmetro da colônia em duas direções perpendiculares. Os experimentos foram conduzidos em delineamento fatorial 4:6 (extratos aquosos:concentrações) com cinco repetições por tratamento, sendo repetido por duas vezes. Os resultados foram expressos em área abaixo da curva do crescimento micelial (AACCM).

Para avaliar o efeito dos extratos aquosos na germinação dos microconídios de Foc, os extratos aquosos dos resíduos orgânicos foram filtrados em membrana Minisart RC 15 com 0,22 µm (Sartorius, Göttingen, Alemanha). Em seguida, 30 µL dos extratos, nas concentrações de 0, 5, 10, 15, 20 e 25%, foram colocados sobre gotas de 30 µL de

suspensão de microconídios de Foc ($2x10^5$ microconídios mL) contidas em lâminas de vidro. Os microconídios foram obtidos em cultivo do fungo por sete dias em meio BDA a 25 ± 2 ºC e fotoperíodo de 12 h. As lâminas contendo as suspensões foram colocadas sobre telas suspensas em caixas gerbox com 40 mL de água destilada e esterilizada e mantidas a 25 ± 2 ºC. Após 5 h, a germinação dos microconídios foi paralisada com a adição de 10 µL de lactofenol azul de algodão. A avaliação foi realizada em microscópio Helmut HundGmbH (Wetzlar, Alemanha), aumento de 400x, através da contagem de 400 microconídios por gota. O número de esporos germinados e não germinados foram avaliados, sendo os resultados expressos em porcentagem de conídios germinados. Os experimentos foram conduzidos em delineamento fatorial 4x5 (extratos aquosos x concentrações) com seis repetições por tratamento. O ensaio foi repetido por duas vezes.

2.5 Análise estatística

A análise dos dados foi realizada com o software estatístico R 3.1.0 „Spring Break" (R Core Team, 2014). Para as avaliações realizadas nos dois ensaios aplicou-se a análise de correlação, e quando significativo, foi calculada a média para posterior análise de variância dos dados. Diferenças significativas ($P \leq 0,05$) entre as médias foram estimadas pela análise de variância (ANOVA) seguida pelo teste de regressão para fatores quantitativos e teste de médias para fatores qualitativos. Para avaliar a relação entre os fatores envolvidos na supressividade e a severidade da doença os coeficientes da correlação de Pearson foram calculados.

3 RESULTADOS

3.1 Severidade da murcha de Fusarium

A incorporação de diferentes concentrações do composto de lodo de esgoto e da casca de camarão reduziu a severidade da murcha de Fusarium. A correlação da área abaixo da curva de progresso do índice da doença (AACPID) foi significativa entre os dois ensaios (Tabela 2). A AACPID apresentou interação significativa entre os diferentes resíduos orgânicos e concentrações. Apenas o lodo de esgoto (LE) reduziu significativamente a AACPID com o aumento das concentrações, atingindo 58% quando incorporado na concentração de 5% do volume do solo (Figura 1 A). As diferentes concentrações de biocarvão (BC), casca de camarão (CC) e concha de marisco (CM) não apresentaram diferenças significativas dos demais tratamentos quanto a AACPID.

A severidade dos sintomas internos, avaliada pela porcentagem de descoloração do rizoma, apresentou correlação significativa entre os dois ensaios e interação significativa entre resíduos e concentrações (Tabela 2). A descoloração do rizoma foi reduzida com a incorporação da CC e do LE, enquanto que as diferentes concentrações dos resíduos BC e CM não diferiram dos demais tratamentos (Figura 1 B). A análise de regressão demonstrou que ambos os resíduos CC e LE apresentaram curvas quadráticas (r^2 = 0,872 e 0,923, respectivamente). O LE foi efetivo apenas quando incorporado ao solo em concentrações maiores que 4%, alcançando até 36% de redução da severidade. Por sua vez, a CC reduziu em até 56% a descoloração do rizoma na maior concentração utilizada (Figura 1 B).

3.2 Desenvolvimento de plantas

As análises de correlação da altura, diâmetro do pseudocaule e massa seca entre as plantas foi significativa entre os dois ensaios, porém, não houve interação entre os fatores avaliados (resíduos x concentrações) (Tabela 2). Apenas a incorporação da CC ao solo reduziu a altura das plantas na fase inicial de cultivo (45 DAT), apresentando sintomas de fitotoxidez. As menores concentrações de CC (1, 2 e 3%) não diferiram da testemunha

inoculada (0%), as demais concentrações reduziram em até 55% a altura de plantas quando incorporado a 5% (Figura 2 A). O aumento das concentrações dos resíduos BC, LE e CM não diferiram da testemunha aos 45 DAT. Após 90 dias do transplantio, o único resíduo que apresentou aumento na altura das plantas diferindo significativamente da testemunha (0%) foi a CC incorporada ao solo em concentrações maiores de 2% (Figura 2 A).

O diâmetro do pseudocaule diferiu significativamente da testemunha (0%) quando incorporado ao solo na concentração de 2% da CM e em concentrações acima de 4% da CC aos 45 DAT. Porém, com o desenvolvimento das plantas, aos 90 DAT, os tratamentos BC, CC, LE e CM não diferiram da testemunha em nenhuma das concentrações utilizadas (Figura 2 B e C).

A massa seca de raiz diferiu significativamente da testemunha (0%) apenas quando incorporado nas concentrações de 2 a 4 da CM, com reduções de até 35% (Figura 3 A). Os demais resíduos não apresentaram diferenças significativas da testemunha. O LE foi o único resíduo que aumentou significativamente a massa seca de planta inteira das bananeiras em comparação com a testemunha. Além disso, incremento de 48% foi observado com LE (5%) (Figura 3 B). Os tratamentos BC, CC e CM não apresentaram diferenças significativas em relação à massa seca de planta inteira em nenhuma das concentrações utilizadas.

3.3 Condutividade elétrica e pH

A condutividade elétrica e o pH do solo foram significativos quanto à interação entre os fatores resíduos e época de avaliação (Tabela 2). A incorporação de CC aumentou em três vezes a condutividade elétrica do solo aos 30 e 60 DAI quando comparado à testemunha e aos tratamentos BC, LE e CM, apresentando acentuada correlação negativa com a descoloração do rizoma (R = -0,826). O aumento da condutividade elétrica do solo

na fase inicial de cultivo apresenta forte influência na redução da descoloração do rizoma ao final do experimento. Entretanto, aos 90 DAI a condutividade foi reduzida e não diferiu dos demais tratamentos (Tabelas 3 e 4).

A incorporação da CC e CM elevou o pH do solo para valores próximos a 8,0, enquanto que o LE alcançou pH 7,0 aos 30 DAI. O pH manteve-se acima de 7,5 nos resíduos CC e CM até 60 DAI, sendo observada drástica redução do pH aos 90 DAI. Nesta época de avaliação o pH de todos os tratamentos foi reduzido, diferindo das demais épocas de avaliação (Tabela 3).

3.4 Liberação de CO_2 do solo

Correlação significativa foi observada entre os dois ensaios repetidos, porém, não foi observada interação significativa entre os fatores avaliados (Tabela 2). Dez dias após a incorporação dos resíduos orgânicos ao solo, todos os tratamentos em que o Foc foi incorporado apresentaram diferenças significativas na liberação de CO_2 do solo quando comparados com a testemunha absoluta. A diferença entre a Test (-) e Test (+) deve-se principalmente pela adição do inóculo do patógeno ao solo. A maior liberação de CO_2 do solo foi observada para a CC que apresentou aumento de 129% quando comparada a Test (+), seguido do LE e BC que apresentaram 85 e 76%, demonstrando acentuada correlação com a redução da severidade externa (R = -0,802) e descoloração do rizoma (R = -0,847). Com o decorrer do cultivo todos os tratamentos reduziram a liberação de CO_2 do solo quando comparados com a primeira época de avaliação. Entretanto, a CC, LE e CM ainda diferiram da testemunha inoculada 30 DAI dos resíduos com incremento de 54, 31 e 28% na liberação de CO_2, respectivamente, e novamente demonstrando interferência na redução da severidade externa (R = -0,735). Ao final do cultivo (90 DAI) apenas a CC e o LE

diferiram das testemunhas apresentando maior liberação de CO_2 do solo com correlação na AACPID (R = -0,749) e na descoloração do rizoma (R = -0,752) (Figura 4; Tabela 4).

3.5 Quantificação de microrganismos

Não houve interação significativa entre os fatores avaliados (resíduos x época de avaliação) para as variáveis analisadas (Tabela 2). Porém, foi observada diferença significativa entre os resíduos em cada época de avaliação. A infestação do solo com o inóculo de Foc aumentou significativamente a presença de *F. oxysporum* no solo. Porém, a incorporação dos resíduos CC, LE e CM na concentração de 5% do volume do solo reduziram significativamente a unidade formadora de colônias (ufc) de *Fusarium* em ambas às épocas de avaliação. O BC reduziu significativamente a ufc apenas 90 DAI, não diferindo do LE. Os resíduos CC e CM apresentaram os melhores resultados, entretanto, não foram eficientes na redução da população de *F. oxysporum* ao mesmo nível da testemunha absoluta (Figura 5 A). A população de *F. oxysporum* no solo apresentou forte correlação negativa com o pH (R > -0,915), condutividade elétrica (R = -0,790) e com a liberação de CO_2 do solo (R = -0,926) (Tabela 4).

A incorporação de BC e CM diferiram significativamente da testemunha inoculada com maior ufc de fungos aos 45 DAI, enquanto que os resíduos CC e LE apresentaram menor quantidade de fungos aos 90 DAI, não diferindo da testemunha absoluta (Figura 5 B). A população total de fungos também apresentou acentuada correlação positiva com a descoloração do rizoma (R = 0,747), demonstrando que grande parte da comunidade fúngica do solo, possivelmente, era composta por *F. oxysporum* (Tabela 4).

A população total de bactérias cultiváveis foi maior aos 45 DAI de CC ($1x10^6$ ufc g^{-1} solo) seguido do LE ($7,1x10^5$), enquanto que os resíduos BC, CM e a testemunha inoculada não diferiram entre si. Por outro lado, aos 90 DAI de CC e LE a população de

bactérias foi reduzida diferindo significativamente dos resíduos BC e CM que apresentaram maior ufc de bactérias (5,5 e 4,9x10^5 ufc g^{-1} de solo, respectivamente) nesta época de avaliação (Figura 5 C). A redução da descoloração do rizoma e dos fungos totais apresentou alta correlação negativa (R = -0,998 e -0,703) com o aumento da população de bactérias no solo. O aumento da condutividade elétrica aos 30 e 60 DAI dos resíduos é um dos fatores que pode ter influenciado no aumento da população bacteriana no solo devido à alta correlação observada (R = 0,848 e 0,849), e consequentemente, maior liberação de CO_2 do solo devido à respiração destes microrganismos (R > 0,746) (Tabela 4).

3.6 Análise química do solo

Os dados das características químicas do solo foram analisados apenas por comparação entre os resíduos na concentração de 4% e a testemunha, não sendo necessária a análise de interação entre os fatores, apenas teste de médias (Tabela 2). Os teores de matéria orgânica (MO), Al e S não diferiram significativamente entre si com a aplicação dos resíduos orgânicos. Entretanto, aplicação da CC e CM elevou os níveis de P, Na e a saturação de bases (V%) pela adição de Ca, e consequentemente reduziram os teores do íon hidrogênio (H^+) e a disponibilidade de cobre no solo. Além destes, a CC aumentou a disponibilidade dos micronutrientes Fe e Zn. O LE aumentou os teores de K e Na no solo e a V% pela adição de Mg, além disso, a disponibilidade dos micronutrientes Fe, Cu, Zn e Mn também foram aumentados. A incorporação de BC nas concentrações utilizadas não interferiu nas características químicas, principalmente, pela baixa quantidade de nutrientes presentes no resíduo (Tabela 5).

O aumento nos teores de K do solo apresentou alta correlação com a redução da AACPID (R = -0,936) e descoloração do rizoma da bananeira (R = -0,864). Além disso, a redução da AACPID também apresentou acentuada correlação com o aumento dos teores

de Mg (R = -0,857), S (R = -0,823) e Zn (R = -0,924), enquanto que a descoloração do rizoma com o aumento nos teores de Fe (R = -0,837) e Zn (R = -0,708) (Tabela 4).

As alterações nas características químicas provocadas pela incorporação dos resíduos orgânicos apresentaram acentuada correlação com a comunidade microbiana do solo. Os teores de P (R = -0,917), Ca (R = -0,944), S (R = -0,769), Na (R = -0,988) e B (R = -0,949) afetaram negativamente a população de *F. oxysporum* enquanto que o H^+ (R = 0,938) apresentou relação benéfica. A população de fungos foi afetada principalmente por micronutrientes como o Fe (R = -0,947) e Zn (R = -0,728), enquanto que a população bacteriana apresentou correlação positiva com os teores de K (R = 0,857) e Fe (R = 0,804) no solo (Tabela 4).

3.7 Efeito dos compostos voláteis sobre o crescimento micelial do patógeno

Não houve correlação significativa entre os dois ensaios e interação entre os fatores avaliados (resíduos x concentrações) (Tabela 2). Foi observada apenas diferença significativa pelo teste de média entre os tratamentos em ambos os ensaios. No ensaio 1 a CM apresentou diferiu significativamente da testemunha com 8% de redução no diâmetro da colônia. Os resíduos BC e CC reduziram entre 4 e 3% o diâmetro da colônia, respectivamente. No ensaio 2 os resíduos BC e LE apresentaram o menor diâmetro da colônia com 5% de redução (Tabela 6).

3.8 Extratos aquosos sobre o crescimento micelial e germinação de Foc

A área abaixo da curva de crescimento micelial (AACCM) e o crescimento final da colônia pela produção de compostos voláteis dos extratos aquosos (EA) dos resíduos não diferiram da testemunha em nenhuma das concentrações utilizadas (Tabela 2). A germinação dos conídios de Foc não foi afetada após a exposição dos microconídios aos

extratos aquosos de BC, LE e CM, porém, quando expostos ao extrato aquoso de CC, a germinação dos microconídios aumentou proporcionalmente a elevação da concentração (r^2 = 0,702), com incremento de 10,6% em relação à testemunha na maior concentração utilizada (Figura 6).

4 DISCUSSÃO

O uso de resíduos orgânicos na agricultura como fonte de nutrientes e como método alternativo para o controle de patógenos habitantes do solo é reportado há décadas (Waksman e Starkey, 1931; Bailey e Lazarovits, 2003; Pane et al., 2011). Apesar disso, os resultados não são consistentes e a eficiência de muitos resíduos orgânicos no controle de doenças depende das características do resíduo, quantidade aplicada, solo, época de incorporação e do patossistema (Termorshuizen et al., 2006). A incorporação de LE, BC, CC e CM em solo infestado com *F. oxysporum* f. sp. *cubense* permitiu verificar os efeitos desses resíduos sobre as características químicas e biológicas do solo, bem como sobre a indução de supressividade ao mal-do-Panamá. Além disso, foi possível gerar informações sobre os principais modos de ação envolvidos no processo. Entre os resíduos testados, a CC e o LE reduziram significativamente a descoloração do rizoma causado por Foc em bananeira (Figura 1).

A CC foi o resíduo orgânico mais efetivo no controle do mal-do-Panamá, com redução da descoloração interna do rizoma em 56%. Esse resultado concorda com os obtidos por diversos autores para outros patossistemas, como por Pinto et al. (2010) para *Fusarium oxysporum* f. sp. *chrysanthemi* em crisântemo, Cretoiu et al. (2013) para *Verticillium dahliae* e *Pratylenchidae* em batata e por Bettiol e Visconti (2013) para *Cylindrocladium spathiphylli* em espatifilo. Por outro lado, Rose et al. (2003) verificaram que a aplicação de 4% de pasta fermentada de casca de camarão/caranguejo ao substrato de

cultivo aumentou o vigor das plantas de pepino, porém, a incidência das plantas apresentando sintomas da murcha de Fusarium foi significativamente maior quando comparada a testemunha, após 24 dias de cultivo. Neste trabalho, foi constatado apenas redução na descoloração interna do rizoma após 90 dias de cultivo, mas não redução da AACPID com a aplicação da CC, indicando que na fase inicial do desenvolvimento das plantas, sintomas externos similares aos da murcha de Fusarium foram observados. Além disso, o aumento das concentrações de CC e CM ao solo reduziu a altura e o diâmetro do pseudocaule aos 45 DAT, demonstrando sintomas de fitotoxidez pela paralisação do crescimento. Ao final do cultivo (90 DAT) a CC demonstrou recuperação das plantas, demonstrando aumento na altura das plantas quando comparadas a testemunha inoculada. Em relação à massa seca de raiz, a CM ainda apresentou sintomas de fitotoxidez ao final do cultivo. Estes dados confirmam ao observado por Pinto et al. (2010) em que a incorporação de CC (5%) causou fitotoxidez às plantas de crisântemo. Os autores afirmam que a fitotoxidez observada foi devido, principalmente, às altas concentrações de nitrogênio na forma de nitrato, além do envolvimento de outras alterações químicas e biológicas do solo não avaliadas. Além disso, podem estar envolvidas as alterações na CE e pH (Tabela 3). Acentuada correlação negativa entre a condutividade elétrica aos 30 e 60 DAI (R = -0,832 e -0,827) e o pH aos 30 DAI (R = -0,716) está relacionada com a altura das plantas aos 45 DAT (dados não apresentados). Segundo Malavolta (1979), a elevação do pH para níveis próximos a 8,0 reduz a disponibilidade de nutrientes como P, S, B, Fe, Cu, Mn e Zn e aumenta drasticamente a disponibilidade de Mo e Cl, que quando em excesso podem estar envolvidos na fitotoxicidade. Na análise de correlação com macro e micronutrientes no solo, com exceção do $N\text{-}NO_3$ que não foi determinado, estas relações não foram observadas. Maior intervalo entre a incorporação do resíduo e o transplantio das mudas poderia auxiliar na redução dos sintomas de fitotoxidez das plantas em casa de

vegetação, enquanto que em condições de campo a fitotoxicidade possivelmente seria minimizada.

O LE foi efetivo na redução da AACPID, severidade final e descoloração interna do rizoma da bananeira em 72, 37 e 36%, respectivamente. O seu efeito benéfico também foi observado na redução de severidade da murcha de Fusarium causado por *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* em tomateiro (Cotxarrera et al., 2002), *Sclerotinia minor* e *Pythium ultimum* em agrião (Pane et al., 2011) e *F. oxysporum* f. sp. *chrysanthemi* em crisântemo (Pinto et al., 2013). Entretanto, diferentes resultados foram observados por Hoitink et al. (1987) e Quarles e Grossman (1995) com a aplicação de compostos com baixas relações C:N, como é o caso do LE, CC e CM utilizado neste estudo. Os autores atribuíram esta perda de eficiência, principalmente, devido à liberação de alta concentração de amônia (NH_3), que elimina boa parte dos microrganismos que poderiam agir como antagonistas contra o patógeno. Do mesmo modo, aplicações de fertilizantes com altas concentrações de N-amoniacal, como é o caso da uréia, aumentam a severidade das murchas de Fusarium quando comparado a aplicação de N na forma de nitrato (Woltz e Engelhard, 1973). Efeitos benéficos do uso de resíduos orgânicos com baixa relações C:N já foram observados contra diversos patógenos (*V. dahliae*, *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*, *Sclerotinia sclerotiorum* e *Streptomyces scabies*). A liberação de amônia (NH_3), ácido nitroso (HNO_2) e ácidos graxos voláteis (AGV) estão sujeitos ao tipo de solo e resíduo aplicado, teor de matéria orgânica e pH do substrato (Conn et al., 2005; Lazarovitz, 2010). Neste estudo, apenas a CC e a CM causaram alterações no pH do solo para níveis próximos a 8,0, possivelmente levando a liberação de amônia (Lazarovitz, 2010).

A incorporação do biocarvão ao solo apresenta inúmeras vantagens, entre elas, os efeitos diretos sobre a produtividade das culturas, pela adição de nutrientes e melhoria da capacidade de retenção de água no solo (Jeffery et al., 2011). Adicionalmente, a

incorporação destes resíduos levam a alterações na biota (Lehmann et al., 2011). Diversos autores demonstraram maior atividade dos microrganismos no solo com a incorporação do biocarvão (Steiner et al., 2008; Kolb et al., 2009; Zhang et al., 2014). No presente trabalho, o BC não induziu a supressividade ao mal-do-Panamá, mas pequenas alterações nas características da comunidade microbiana sugerem um efeito positivo a longo prazo, como aumento da população de bactérias, aumento na liberação de CO_2 do solo e redução na população de *F. oxysporum* aos 90 DAI. Elmer e Pignatello (2011) encontraram redução das lesões causadas por *F. oxysporum* f. sp. *asparagi* e *Fusarium proliferatum* em raízes de aspargo proporcionalmente ao aumento das concentrações do biocarvão de pó de madeira. Além disso, observaram aumento de 100% na colonização de micorrizas arbusculares nas raízes do aspargo na concentração de 3% (v:v). O biocarvão incorporado ao solo também demonstrou controle efetivo de patógeno foliares, como o *Botrytis cinerea* em pimentão, tomate e morango, *Leveillula taurica* em pimentão e tomate, *Colletotrichum acutatum* e *Podosphaera aphanis* em morango, e contra o ácaro rajado (*Polyphagotarsonemus latus*) em pimentão, sendo seu controle atribuído a resistência sistêmica adquirida (RSA) e resistência sistêmica induzida (RSI) (Elad et al., 2010; Harel et al., 2012).

Embora pequena porcentagem (0,9 a 22%) do total de microrganismos do solo é capaz de se desenvolver em meio de cultivo artificial (Herbert, 1990), a determinação da comunidade microbiana presente no solo pode ser utilizada para a observação do potencial do controle biológico. A população de bactérias demonstrou alta correlação com a supressividade do solo, avaliada pela descoloração do rizoma ($R > -0,973$), sugerindo uma forte influência na redução de Foc provocado por agentes bacterianos. Estes resultados estão de acordo com o relatado por Bonanomi et al. (2010), em que a população de bactérias totais, bactérias produtoras de esporos e *Pseudomonas* fluorescentes se correlacionam positivamente com a supressividade as murchas de Fusarium. A adição de

resíduos ricos em quitina ao solo, como a CC e a CM, estimula principalmente a população de bactérias quitinolíticas (Gooday, 1990). Os principais microrganismos com atividade em degradar a quitina no solo pertencem aos gêneros *Streptomyces*, *Stenotrophomonas* e *Bacillus* (Whipps, 2001; Manucharova et al., 2006; Hjort et al., 2010). Além disso, Cretoiu et al. (2013) correlacionaram a supressividade a *V. dahliae* e *Pratylenchus* pela incorporação de resíduos ricos em quitina com a estrutura da comunidade bacteriana, principalmente actinobactérias e oxalobactérias. Fungos como *Trichoderma harzianum* também são capazes de produzir enzimas líticas que degradam a quitina (López-Mondejár et al., 2012). A redução, em 80%, da murcha de Fusarium em grão de bico pela incorporação da CC ao solo induziu a níveis máximos a produção de β-1-3-glucanases, quitinases, proteases e xylanases pelo isolado *T. harzianum* L1 (Jayalakshmi et al., 2009). Com isso, a redução da descoloração do rizoma observado com a incorporação da CC ao solo possivelmente foi devido ao estímulo de microrganismos quitinolíticos e as alterações nas características químicas do solo.

Rose et al. (2003) observaram que o pH do solo aumentou rapidamente após a incorporação da pasta de camarão/caranguejo e reduziu drasticamente a população do patógeno no solo. Scher e Baker (1980) concluíram que o aumento do pH do solo aumenta a supressividade contra *F. oxysporum* f sp. *lini*. Resultados semelhantes também foram observados por Senechkin et al. (2014) e Naseri (2014) contra as murchas de Fusarium em linho e feijão, respectivamente. Possivelmente, o efeito do aumento do pH do solo com a incorporação de CC e CM esteja envolvido com a baixa habilidade de *F. oxysporum* se desenvolver em solos alcalinos, devido a alta correlação observada ($R > -0,915$). Segundo Groenewald et al. (2006), o melhor desenvolvimento da colônia de Foc ocorre em pH 5,0-7,0. O pH do solo também está associado à disponibilidade de macro e micronutrientes importantes para o crescimento, esporulação e virulência de *F. oxysporum* (Jones et al.,

1991). Zhou e Everts (2004) observaram que a aplicação de casca de caranguejo ao substrato de cultivo aumentou a liberação de amônia, elevou o pH do solo para próximo a 9,0 enquanto que a densidade populacional do patógeno foi reduzida em 100%. No presente estudo, foi observada redução de 57 e 65% na densidade populacional de *F. oxysporum* no solo aos 45 e 90 DAI, respectivamente. No estudo realizado por Pinto et al. (2010) não ocorreu aumento no pH do solo com a incorporação da CC, porém observaram aumento nos teores de nutrientes e na condutividade elétrica do solo.

A condutividade elétrica manteve-se três vezes maior no solo onde foi incorporada a CC que os demais resíduos até 60 DAI, e pela análise de correlação demonstra sua forte interferência na indução de supressividade do solo, principalmente sobre a descoloração do rizoma (R > -0,826) nas fases iniciais de cultivo. A condutividade elétrica também apresentou correlação negativa (R = -0,790) com a população de *F. oxysporum*, ou seja, a menor população do patógeno foi observada nos tratamentos que apresentaram maiores níveis de Na (R = -0,988). Esta sensibilidade também foi relatada por Pane et al. (2011) contra *S. minor* com a incorporação de LE ao solo. Inversamente ao observado para a população de *F. oxysporum*, o aumento da condutividade elétrica 30 e 60 DAI dos resíduos coincidiu com a maior população de bactérias (R > 0,848). O aumento da salinidade dos solos afeta toda a comunidade microbiana, pois para se mantiver vivo nestas condições, os microrganismos gastam parte da energia para manter o equilíbrio osmótico entre o citoplasma e o meio externo, com isso, mais energia é necessária para se adaptar ao novo ambiente (Jiang et al., 2007). As comunidades bacterianas dos solos possuem maior habilidade de adaptação, com a finalidade de tolerar o estresse osmótico provocado pela salinidade (Wichern et al., 2006; Chowdhury et al., 2011). Segundo Ibekwe et al. (2010) o valor máximo observado com a aplicação da CC ao solo (512 $\mu S\ cm^{-1}$) é menor ao

encontrado como sendo prejudicial à comunidade bacteriana na rizosfera e no solo em regiões de alta salinidade.

O aumento nos teores de P, K, Ca, Mg, S, Fe, Zn e B apresentaram forte correlação com a AACPID e a descoloração do rizoma de bananeira causado por Foc. Resultado semelhante foi observado por Deng et al. (2013). Quanto maiores níveis de P e B na rizosfera da bananeira menor é a incidência da murcha de Fusarium. O aumento nos teores de K no solo favorece o fortalecimento das paredes celulares das plantas e assim previne a infecção de patógenos e o ataque de insetos, sendo comprovados seus benefícios em vários trabalhos (Perrenoud, 1977; Wang et al., 2013). O Ca apresenta alta correlação (R = -0,944) com a redução da população de *F. oxysporum* no solo, e quando o Ca^{2+} está presente em altas concentrações no meio externo, ocorre a inibição do crescimento da região apical da hifa (Jackson e Heath, 1989). A adição de $CaCO_3$, $Ca(OH)_2$ ou $CaSO_4$ ao solo também reduz a germinação dos clamidósporos de Foc (Peng et al., 1999). A população de *F. oxysporum* no solo também foi afetada negativamente pelo aumento nos teores de P, S e B. Furtado et al. (2009) observaram que áreas sem a incidência de murcha de Fusarium em bananeira apresentam maiores níveis de Ca, Mg, PO_4^{-3} e menores níveis dos íons Al e H quando comparadas a áreas com plantas sintomáticas. Hassan e Abo-Elyousr (2013), com a aplicação de compostos à base de *Khaia* e *Eucalyptus*, observaram aumento nos teores dos micronutrientes Fe, Zn e Mn no solo, com consequente redução na incidência e severidade da murcha em manjericão causada por *F. oxysporum* f sp. *basilici*. A relação de Fe e Zn no solo também interferiu na população total de fungos, em que a redução da população se relaciona com o aumento nos teores desses elementos no solo. Ownley et al. (2003) observaram que maiores níveis de Zn no solo aumentam a atividade antagônica de *Pseudomonas fluorescens* contra *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici*, reduzindo a população do patógeno. Por sua vez, a população total de bactérias

demonstrou correlação positiva com os teores de K e Fe. Possivelmente, a correlação inversa entre ambas as populações com o Fe ocorreu devido a competição pelo nutriente no solo em que a população bacteriana obteve vantagem competitiva. Bactérias do gênero *Pseudomonas* possuem grande habilidade em produzir sideróforos que removem o ferro do meio para a formação de um complexo de ferro-pigmento (Misaghi et al., 1982). Estes sideróforos fazem com que o Fe^{+3} esteja indisponível para a microflora que paralisa seu crescimento por não conseguir o elongamento do tubo germinativo (Kloepper et al., 1980; Misaghi et al., 1982). A supressividade a murcha de Fusarium causada por *Pseudomonas putida* através da competição por Fe foi relatada por Scher e Baker (1982).

Em ensaios *in vitro* os extratos aquosos dos resíduos orgânicos não inibiram o desenvolvimento de Foc. No caso do extrato aquoso da CC, a germinação de microconídios de Foc foi estimulada, resultado semelhante ao encontrado por Visconti et al. (2010), que demonstraram aumento na germinação de esporos de *C. spathiphylli* com a aplicação do mesmo extrato. Compostos voláteis que inibam o desenvolvimento micelial de Foc também não foram observados com a incorporação dos resíduos orgânicos ao solo, o que descarta a possibilidade de liberação de gases tóxicos como a amônia ou AGV com capacidade de inibir o desenvolvimento do patógeno. Uma das justificativas é que resíduos como a CC e a CM, que elevaram o pH do solo a níveis próximo a 8,0, não liberaram concentrações suficientes de NH_3 para a inibição do desenvolvimento micelial do patógeno (Lazarovitz, 2010). Porém, redução da área abaixo da curva de crescimento micelial de *C. spathiphylli* pela ação de metabólitos voláteis foi observada com a incorporação de CC (Visconti et al., 2010).

A CC e o LE foram os resíduos mais eficientes em reduzir a AACPID e a descoloração do rizoma, com isso, estes resíduos apresentam potencial de induzir a supressividade ao mal-do-Panamá. O uso de concentrações do LE acima das utilizadas

neste estudo pode apresentar resultados promissores. Maior tempo entre a incorporação da CC e o transplantio das mudas de bananeira poderia reduzir os efeitos da fitotoxicidade. As alterações químicas e biológicas no solo provocadas pela incorporação dos resíduos orgânicos demonstraram grande influência sobre o desenvolvimento da bananeira e a indução de supressividade do solo ao mal-do-Panamá. A elevação do pH, condutividade elétrica, K, Mg, S, Na, Fe, Zn, CO_2 e na comunidade de bactérias foram as características que apresentaram maior influência na redução da severidade ao mal-do-Panamá. Além disso, o aumento nos teores de P, Ca e B influenciaram na redução da população de *F. oxysporum* no solo, apresentando correlação direta com a redução da severidade. Neste estudo, a incorporação de resíduos orgânicos demonstrou interação entre os componentes abióticos e bióticos na indução de supressividade ao mal-do-Panamá. Entretanto, a supressividade dos solos é tão complexa que muitas interações não foram avaliadas e podem contribuir para a melhor compreensão da supressividade neste patossistema.

AGRADECIMENTOS

Ao Dr. Fernando Haddad, da Embrapa Mandioca e Fruticultura, pelo fornecimento das mudas de bananeira e do isolado do patógeno, ao Dr. Fernando Carvalho de Oliveira, da Companhia de Saneamento de Jundiaí (CSJ), pela doação do composto do lodo de esgoto, ao Dr. Álvaro G. Soares, da SPPT Pesquisas Tecnológicas, pela doação do biocarvão e ao Dr. Alexandre Visconti da EPAGRI, pelo fornecimento dos resíduos marinhos. Também agradecemos à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa de estudos do primeiro autor, e ao Conselho Nacional de Pesquisa e Desenvolvimento (CNPq), pela bolsa de produtividade do segundo autor.

REFERÊNCIAS

Bailey K., Lazarovits G., 2003. Suppressing soil-borne diseases with residue management and organic amendments. Soil and tillage research 72, 169-180.

Baker K., Cook R.J., 1974. Biological control of plant pathogens W.H. Freeman and Company. San Francisco, 433.

Bettiol W., Visconti A., 2013. Development of suppressiveness to root rot caused by *Cylindrocladium spathiphylli* in container media amended with marine residues. IOBC-WPRS Bulletin 86, 241-245.

Bonanomi G., Antignani V., Capodilupo M., Scala F., 2010. Identifying the characteristics of organic soil amendments that suppress soilborne plant diseases. Soil Biology and Biochemistry 42, 136-144.

Borges A.L., da Silva Souza L., 2004. O cultivo da bananeira. Embrapa Mandioca e Fruticultura, 279.

Buddenhagen I.W., 2009. Understanding strain diversity in *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* and history of introduction of tropical race 4 to better manage banana production. Acta Horticulturae 828, 193-204.

Camargo O., Moniz A., Jorge J., Valadares J., 2009. Métodos de análise química, mineralógica e física de solos do IAC. Campinas, Instituto Agronômico de Campinas. Boletim Técnico 106, 94.

Castellani A., 1963. The "water cultivation" of pathogenic fungi. Journal Tropical Medicine and Hygiene 66, 283-284.

Chowdhury N., Marschner P., Burns R., 2011. Response of microbial activity and community structure to decreasing soil osmotic and matric potential. Plant and soil 344, 241-254.

Conn K.L., Tenuta M., Lazarovits G., 2005. Liquid swine manure can kill *Verticillium dahliae* microsclerotia in soil by volatile fatty acid, nitrous acid, and ammonia toxicity. Phytopathology 95, 28-35.

Cotxarrera L., Trillas-Gay M., Steinberg C., Alabouvette C., 2002. Use of sewage sludge compost and *Trichoderma asperellum* isolates to suppress Fusarium wilt of tomato. Soil Biology and Biochemistry 34, 467-476.

Cretoiu M.S., Korthals G.W., Visser J.H., van Elsas J.D., 2013. Chitin amendment increases soil suppressiveness toward plant pathogens and modulates the actinobacterial and oxalobacteraceal communities in an experimental agricultural field. Applied and Environmental Microbiology 79, 5291-5301.

Deng X., Li Q.F., Wu C.Y., Liu J.K., 2013. Influence of the number of pathogen causing banana Fusarium wilt and soil factors on the infection degree of banana plants. Advanced Materials Research 781, 1989-1993.

Dita M., Waalwijk C., Buddenhagen I., Souza Jr M., Kema G., 2010. A molecular diagnostic for tropical race 4 of the banana Fusarium wilt pathogen. Plant Pathology 59, 348-357.

Elad Y., David D.R., Harel Y.M., Borenshtein M., Kalifa H.B., Silber A., Graber E.R., 2010. Induction of systemic resistance in plants by biochar, a soil-applied carbon sequestering agent. Phytopathology 100, 913-921.

Elmer W.H., Pignatello J.J., 2011. Effect of biochar amendments on mycorrhizal associations and Fusarium crown and root rot of asparagus in replant soils. Plant Disease 95, 960-966.

Furtado E.L., Bueno C.J., Oliveira A.L.D., Menten J.O.M., Malavolta E. 2009. Relações entre ocorrência do Mal-do-Panamá em bananeira da cv. Nanicão e nutrientes no solo e nas folhas. Tropical Plant Pathology 34, 211-215.

Getha K., Vikineswary S., 2002. Antagonistic effects of *Streptomyces violaceusniger* strain G10 on *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* race 4: indirect evidence for the role of antibiosis in the antagonistic process. Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology 28, 303-310.

Gooday G.W., 1990. The ecology of chitin degradation. Advances in Microbial Ecology 11, 387-430.

Groenewald S., Van Den Berg N., Marasas W.F., Viljoen A., 2006. The application of high-throughput AFLP's in assessing genetic diversity in *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. Mycological Research 110, 297-305.

Harel Y.M., Elad Y., Rav-David D., Borenstein M., Shulchani R., Lew B., Graber E.R., 2012. Biochar mediates systemic response of strawberry to foliar fungal pathogens. Plant and Soil 357, 245-257.

Hassan M.A.E., Abo-Elyousr K.A.M., 2013. Impact of compost application on Fusarium wilt disease incidence and microelements contents of basil plants. Archives of Phytopathology and Plant Protection 46, 1904-1918.

Herbert R., 1990. Methods for enumerating microorganisms and determining biomass in natural environments. Methods in microbiology 22, 1-39.

Hjort K., Bergström M., Adesina M.F., Jansson J.K., Smalla K., Sjöling S., 2010. Chitinase genes revealed and compared in bacterial isolates, DNA extracts and a metagenomic library from a phytopathogen-suppressive soil. FEMS microbiology ecology 71, 197-207.

Hoitink H., Daughtrey M., Tayama H., 1987. Control of cyclamen Fusarium wilt. A preliminary report. Ohio Florist‟t Assoc Bull693, 1-3.

Hoitink H., Stone A., Han D., 1997. Suppression of plant diseases by composts. HortScience 32, 184-187.

Hoitink H.A., Fahy P.C., 1986. Basis for the control of soilborne plant pathogens with composts. Annual Review of Phytopathology 24, 93-114.

Ibekwe A., Poss J., Grattan S., Grieve C., Suarez D., 2010. Bacterial diversity in cucumber (*Cucumis sativus*) rhizosphere in response to salinity, soil pH, and boron. Soil Biology and Biochemistry 42, 567-575.

Jackson S.L., Heath I.B., 1989. Effects of exogenous calcium ions on tip growth, intracellular Ca_2^+concentration, and actin arrays in hyphae of the fungus *Saprolegnia ferax*. Experimental mycology 13, 1-12.

Janvier C., Villeneuve F., Alabouvette C., Edel-Hermann V., Mateille T., Steinberg C., 2007. Soil health through soil disease suppression: Which strategy from descriptors to indicators? Soil Biology and Biochemistry 39, 1-23.

Jayalakshmi S., Raju S., Usha R., Benagi V., Sreeramulu K., 2009. *Trichoderma harzianum* L1 as a potential source for lytic enzymes and elicitor of defense responses in chickpea (*Cicera rietinum* L.) against wilt disease caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*. Australian Journal of Crop Science 3, 44-52.

Jeffery S., Verheijen F., Van Der Velde M., Bastos A., 2011. A quantitative review of the effects of biochar application to soils on crop productivity using meta-analysis. Agriculture, Ecosystems & Environment 144, 175-187.

Jiang H., Dong H., Yu B., Liu X., Li Y., Ji S., Zhang C.L., 2007. Microbial response to salinity change in Lake Chaka, a hypersaline lake on Tibetan plateau. Environmental Microbiology 9, 2603-2621.

Jones J.B., Jones J.P., Stall R.E., Zitter T.A., 1991. Compendium of tomato diseases American Phytopathological Society, 73.

Kloepper J., Leong J., Teintze M., Schroth M., 1980. Pseudomonas siderophores: A mechanism explaining disease-suppressive soils. Current Microbiology 4, 317-320.

Kolb S.E., Fermanich K.J., Dornbush M.E., 2009. Effect of charcoal quantity on microbial biomass and activity in temperate soils. Soil Science Society of America Journal 73, 1173-1181.

Komada H., 1975. Development of a selective medium for quantitative isolation of *Fusarium oxysporum* from natural soil. Review of Plant Protection Research 8, 114-124.

Lamari L., 2008. ASSESS 2.0: Image analysis software for disease quantification APS Press.

Lazarovits G., 2010. Managing soilborne disease of potatoes using ecologically based approaches. American journal of potato research 87, 401-411.

Lazarovits G, Abbasi P, Conn K, Hill J, Hemmingsen S, 2009. Fish emulsion and liquid swine manure: Model systems for development of organic amendments as fertilizer with disease suppressive properties. In: Bettiol W, Morandi M, eds. Biocontrole de Doenças de Plantas: Uso e Perspectivas. Jaguariúna, SP: Embrapa Meio Ambiente, 49-67.

Lehmann J., Rillig M.C., Thies J., Masiello C.A., Hockaday W.C., Crowley D., 2011. Biochar effects on soil biota – A review. Soil Biology and Biochemistry 43, 1812-1836.

Li C., Zuo C., Deng G., Kuang R., Yang Q., Hu C., Sheng O., Zhang S., Ma L., Wei Y., 2013. Contamination of bananas with beauvericin and fusaric acid produced by *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. PloSone 8, e70226.

López-Mondéjar R., Blaya J., Obiol M., Ros M., Pascual J.A., 2012. Evaluation of the effect of chitin-rich residues on the chitinolytic activity of *Trichoderma harzianum: In vitro* and greenhouse nursery experiments. Pesticide Biochemistry and Physiology 103, 1-8.

Malavolta E., 1979. ABC da adubação. São Paulo: Agronômica Ceres. 292.

Manucharova N., Yaroslavtsev A., Senchenko D., Stepanov A., Zvyagintsev D., 2006. Microbial transformation of chitin in soil under anaerobic conditions. Biology Bulletin 33, 191-194.

McKinney H., 1923. Influence of soil temperature and moisture on infection of wheat seedlings by *Helminthosporium sativum*. Journal of Agricultural Research 26, 195-217.

Misaghi I., Stowell L., Grogan R., Spearman L., 1982. Fungistatic activity of water-soluble fluorescent pigments of fluorescent Pseudomonads. Phytopathology 72, 33-36.

Naseri B., 2014. Sowing, field size, and soil characteristics affect bean-Fusarium wilt pathosystems. Journal of Plant Diseases and Protection 121, 171-176.

Nasir N., Pittaway P.A., Pegg K.G., 2003. Effect of organic amendments and solarisation on Fusarium wilt in susceptible banana plantlets, transplanted into naturally infested soil. Australian Journal of Agricultural Research 54, 251-257.

Ownley B.H., Duffy B.K., Weller D.M., 2003. Identification and manipulation of soil properties to improve the biological control performance of phenazine-producing *Pseudomonas fluorescens*. Applied and environmental microbiology 69, 3333-3343.

Pane C., Spaccini R., Piccolo A., Scala F., Bonanomi G., 2011. Compost amendments enhance peat suppressiveness to *Pythium ultimum, Rhizoctonia solani* and *Sclerotinia minor*. Biological Control 56, 115-124.

Peng H.X., Sivasithamparam K., Turner D.W., 1999. Chlamydospore germination and Fusarium wilt of banana plantlets in suppressive and conducive soils are affected by physical and chemical factors. Soil Biology and Biochemistry 31, 1363-1374.

Pérez-Vicente L., 2004. Marchitamiento por Fusarium (mal de panamá) em bananos: una revisión actualizada Del conocimiento presente sobre su agente causal. Fitosanidad 8, 27-38.

Pérez-Vicente L., Dita M., 2014. Fusarium wilt of banana or Panama disease by *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*: A review on history, symptoms, biology, epidemiology and management. In: L. Pérez-Vicente, et al. (Eds.), Technical Manual Prevention and diagnostic of Fusarium Wilt (Panama disease) of banana caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* Tropical Race 4 (TR4), FAO - Food and Agriculture of the United States. 6-30.

Perrenoud S., 1977. Potassium and plant health. IPI Research Topics, 218.

Pillai C., Paul W., Sharma C.P., 2009. Chitin and chitosan polymers: Chemistry, solubility and fiber formation. Progress in Polymer Science 34, 641-678.

Pinto Z.V., Bettiol W., Morandi M.A.B., 2010. Efeito de casca de camarão, hidrolisado de peixe e quitosana no controle da murcha de *Fusarium oxysporum* f. sp. *chrysanthemi* em crisântemo. Tropical Plant Pathology 35, 16-23.

Pinto Z.V., Morandi M.A.B., Bettiol W., 2013. Induction of suppressiveness to Fusarium wilt of chrysanthemum with composted sewage sludge. Tropical Plant Pathology 38, 414-422.

Ploetz, R., 1990. Population biology of Fusarium oxysporum f. sp. cubense, Fusarium wilt of banana. APS Press, pp. 63-76.

Ploetz R.C., 2006. Fusarium wilt of banana is caused by several pathogens referred to as *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. Phytopathology 96, 653-656.

Ploetz R.C., Haynes J.L., Vázquez A., 1999. Responses of new banana accessions in South Florida to Panama disease. Crop Protection 18, 445-449.

Quarles W., Grossman J., 1995. Alternatives to methyl bromide in nurseries-disease suppressive media. The IPM practitioner 17, 1-13.

R Core Team, 2014. R: A Language and Environment for Statistical Computing, R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Disponível em: http://www.r-project.org/.

Rose S., Parker M., Punja Z., 2003. Efficacy of biological and chemical treatments for control of Fusarium root and stem rot on greenhouse cucumber. Plant Disease 87, 1462-1470.

Scher F.M., Baker R., 1980. Mechanism of biological control in a Fusarium-suppressive soil. Phytopathology 70, 412-417.

Scher F.M., Baker R., 1982. Effect of *Pseudomonas putida* and a synthetic iron chelator on induction of soil suppressiveness to Fusarium wilt pathogens. Phytopathology 72, 1567-1573.

Senechkin I.V., van Overbeek L.S., van Bruggen A.H.C., 2014. Greater Fusarium wilt suppression after complex than after simple organic amendments as affected by soil pH, total carbon and ammonia-oxidizing bacteria. Applied Soil Ecology 73, 148-155.

Steiner C., Glaser B., Geraldes Teixeira W., Lehmann J., Blum W.E., Zech W., 2008. Nitrogen retention and plant uptake on a highly weathered central Amazonian Ferralsol amended with compost and charcoal. Journal of Plant Nutrition and Soil Science 171, 893-899.

Stover R.H., 1962. Fusarium wilt (Panama disease) of bananas and other Musa species.Kew, UK.Phytopathological Papers 4, 117.

Stover R.H., 1990. Fusarium wilt of banana: some history and current status of the disease. In: R. C. Ploetz (Ed.), Fusarium Wilt of Banana, APS Press, St Paul, MN, USA. 1–7.

Termorshuizen A., Van Rijn E., Van der Gaag D., Alabouvette C., Chen Y., Lagerlöf J., Malandrakis A., Paplomatas E., Rämert B., Ryckeboer J., 2006. Suppressiveness of 18 composts against 7 pathosystems: variability in pathogen response. Soil Biology and Biochemistry 38, 2461-2477.

Visconti A., Bettiol W., Morandi M.A.B., 2010. Efeito de hidrolisado de peixe sobre o crescimento micelial e controle de *Cylindrocladium spathiphylli* em espatifilo. Summa Phytopathologica 36, 298-308.

Waksman S.A., Starkey R.L., 1931. The soil and the microbe. Soil Science 32, 406.

Wang M., Zheng Q., Shen Q., Guo S., 2013. The critical role of potassium in plant stress response. International Journal of Molecular Sciences 14, 7370-7390.

Whipps J.M., 2001. Microbial interactions and biocontrol in the rhizosphere. Journal of experimental Botany 52, 487-511.

Wichern J., Wichern F., Joergensen R.G., 2006. Impact of salinity on soil microbial communities and the decomposition of maize in acidic soils. Geoderma 137, 100-108.

Woltz S., Engelhard A.W., 1973. Fusarium wilt of chrysanthemum: effect of nitrogen source and lime on disease development. Phytopathology 63, 155-175.

Zhang L., Sun X., Tian Y., Gong X., 2014. Biochar and humic acid amendments improve the quality of composted green waste as a growth medium for the ornamental plant *Calathea insignis*. Scientia Horticulturae 176, 70-78.

Zhou X., Everts K., 2004. Suppression of Fusarium wilt of watermelon by soil amendment with hairy vetch. Plant Disease 88, 1357-1365.

Tabela 1. Características químicas e biológicas dos resíduos orgânicos.

Característica	Biocarvão	Casca de camarão	Composto de lodo de esgoto	Concha de marisco
	BC	CC	LE	CM
	---------- g Kg^{-1} ----------			
Nitrogênio	1,7	36,4	10,9	15,4
Fósforo	0,2	33,6	6,9	16,8
Potássio	2,4	2,8	5,8	1,2
Cálcio	3,4	152,3	37,7	364,7
Magnésio	0,4	14,8	3,5	34,3
Enxofre	0,1	20,1	10,2	14,5
Sódio	0,2	6,2	2,0	7,5
Carbono Orgânico	535	567	190	242,8
	---------- mg Kg^{-1} ----------			
Ferro	234,0	400,0	1600,3	930,0
Manganês	112,0	75,0	709,0	25,0
Cobre	2,8	25,0	128	10,0
Zinco	6,7	275,0	415	57,5
Boro	5,3	600,0	45,7	600,0
pH em H_2O	8,3	8,0	9,1	7,4
Umidade (%)	2,0	4,7	40,5	3,7
Sólidos totais (%)	98,0	95,3	59,5	96,3
Sólidos voláteis (%)	75	[a] n.d.	25,6	n.d
CTC ($mmol_c$ Kg^{-1})	46	n.d.	229	n.d.
Fungos totais (ufc mL^{-1})	$1,67 \times 10^2$	$6,67 \times 10^2$	$3,83 \times 10^4$	n.d.
Bactérias totais (ufc mL^{-1})	$3,33 \times 10^2$	$1,4 \times 10^7$	$3,72 \times 10^5$	n.d.

[a] n.d.= não detectado.

Tabela 2. Análises de correlação entre os ensaios, análise de variância e regressão.

Avaliação	Correlação entre os ensaios		Análise de variância		Análise de regressão [a]	
	Coeficiente de determinação	Significância	Fonte de variação	Significância	Equações	r^2
AACPID	R = 0,743	*	Resíduos x Concentrações	**	BC = ns	..
					CC = ns	..
					CM = ns	..
					LE = -1,546x + 13,141	0,892
Descoloração do rizoma	R = 0,756	*	Resíduos x Concentrações	**	BC = ns	..
					CC = $-0,18x^2 - 2,45x + 31,82$	0,872
					CM = ns	..
					LE = $-1,00x^2 + 2,58x + 33,09$	0,923
Altura	R = 0,793	*	Concentrações	*	..	..
Diâmetro	R = 0,758	*	Concentrações	*	..	..
Massa seca	R = 0,749	*	Concentrações	*	..	..
Condutividade elétrica	..	..	Resíduos x Tempo	**	..	..
pH	..	..	Resíduos x Tempo	**	..	..
Liberação de CO2	R = 0,711	*	Resíduos	*	..	..
F. oxysporum	..	..	Resíduos	**	..	..
Fungos	..	..	Resíduos	**	..	..
Bactérias	..	..	Resíduos	**	..	..
Análise química do solo	..	..	Resíduos	*	..	..
Compostos voláteis	R = 0,075	ns	Resíduos	**	..	..
EA crescimento micelial	R = 0,821	*	..	ns	..	..
EA germinação	R= 0,840	*	Resíduos x Concentrações	**	BC = ns	..
					CC = 0,29x + 85,04	0,702
					CM = ns	..
					LE = ns	..

[a] Equações e r^2 da análise de regressão apresentados apenas para tratamentos quantitativos e significativos ($P \leq 0,05$); * $P \leq 0,05$; ** $P \leq 0,01$; ns = Não significativo; .. = não analisados; BC = biocarvão; CC = casca de camarão; CM = concha de marisco; LE = lodo de esgoto compostado; EA = Extrato aquoso.

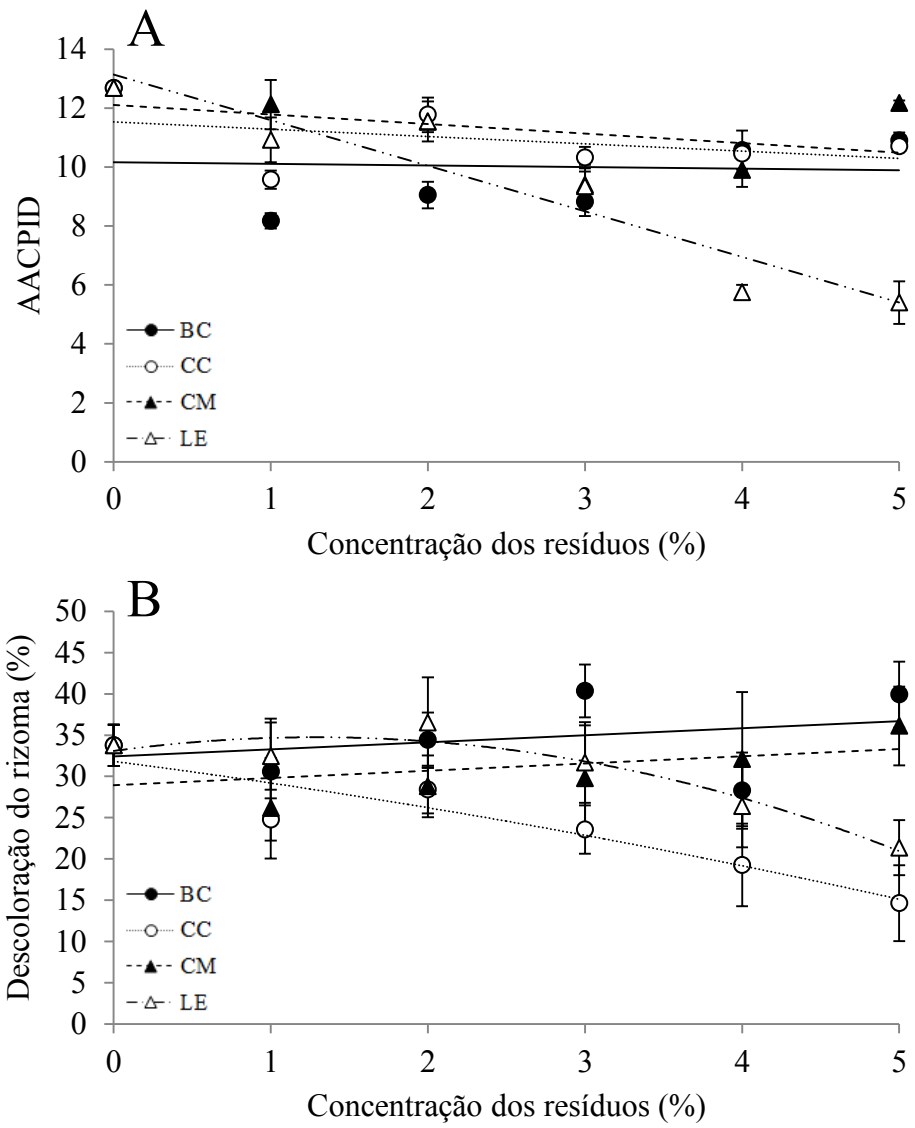

Figura 1. Área abaixo da curva de progresso do índice de doença (AACPID) (A) e descoloração do rizoma de bananeira (B) causado por *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* 90 dias após a incorporação de biocarvão (BC), casca de camarão (CC), concha de marisco (CM) e lodo de esgoto compostado (LE) a 0, 1, 2, 3, 4 e 5% do volume do solo. Barras de erros representam o desvio padrão. Análise de regressão ($P \leq 0{,}01$) da média de dois ensaios.

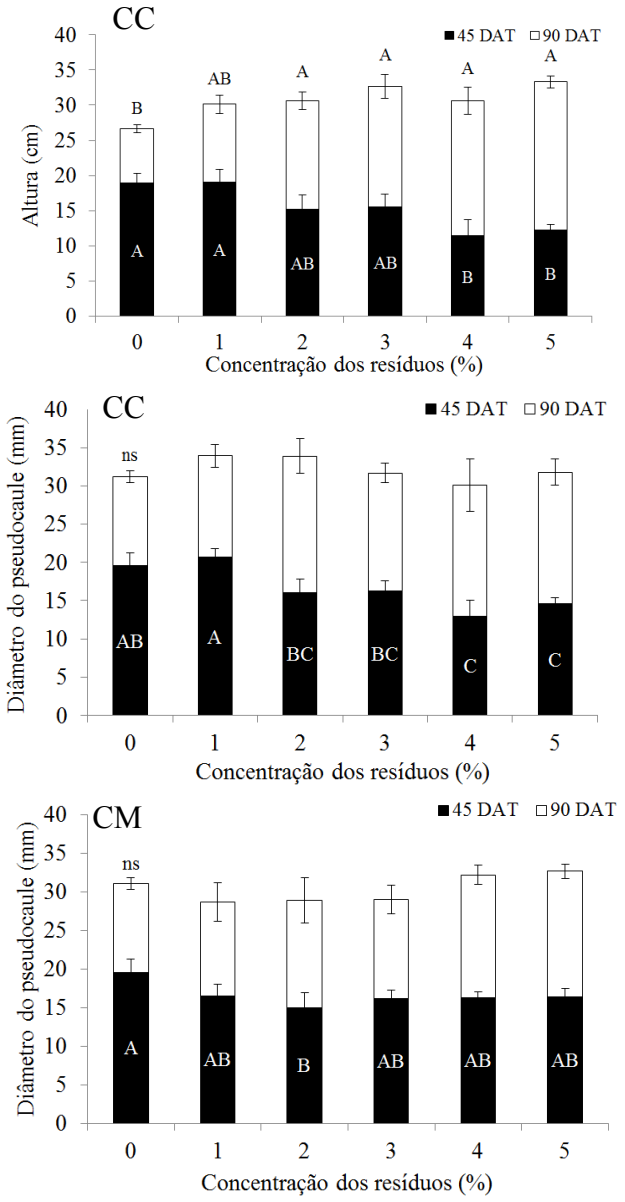

Figura 2. Altura (A) e diâmetro do pseudocaule (B e C) de bananeira 45 e 90 dias após o transplantio (DAT) em solo infestado com *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* e incorporado com casca de camarão (CC) e concha de marisco (CM) a 0, 1, 2, 3, 4 e 5% do volume do solo. Barras de erros representam o desvio padrão. Teste de Tukey ($P \leq 0{,}01$) da média de dois ensaios.

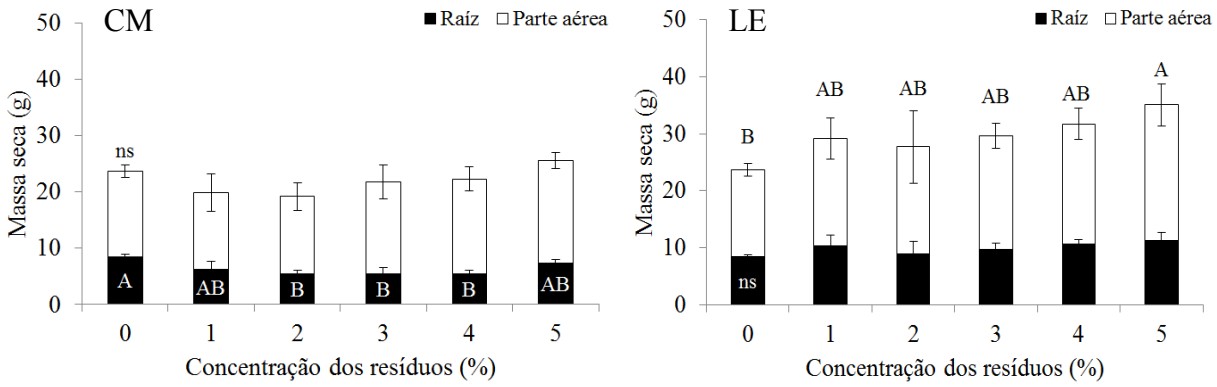

Figura 3. Massa seca de raíz e parte aérea de bananeira 90 dias após o transplantio (DAT) em solo infestado com *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* e incorporado com concha de marisco (CM) (A) e lodo de esgoto (LE) (B) a 0, 1, 2, 3, 4 e 5% do volume do solo. Barras de erros representam o desvio padrão. Teste de Tukey ($P \leq 0{,}01$) da média de dois ensaios.

Tabela 3. Condutividade elétrica e pH do solo cultivado com bananeira cv. Maçã aos 30, 60 e 90 dias após a incorporação (DAI) de biocarvão (BC), casca de camarão (CC), composto de lodo de esgoto (LE), concha de marisco (CM) a 5% do volume do solo.

Tratamento	Condutividade elétrica ($\mu S\ cm^{-1}$)			pH		
	30 DAI	60 DAI	90 DAI	30 DAI	60 DAI	90 DAI
Testemunha	127,1 bA	125,4 bA	157,8 aA	6,7 cA	6,4 dB	5.2 bC
BC	83,0 bA	177,3 bA	190,5 aA	6,5 cA	6,4 dA	4,8 cB
CC	552,1 aA	512,0 aA	233,7 aB	8,0 aA	7,5 bB	6,6 aC
LE	140,7 bA	158,7 bA	200,7 aA	7,0 bA	6,7 cB	5,3 bC
CM	189,2 bA	180,2 bA	321,6 aA	7,8 aA	7,8 aA	6,7 aB
CV (%)		32,57			1,47	

Letras minúsculas nas colunas e maiúsculas nas linhas não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey (P<0,01).

Tabela 4. Coeficientes da correlação de Pearson calculados entre as variáveis envolvidas na supressividade com a incorporação de resíduos orgânicos [a].

		[x] AACPID	Descoloração do rizoma	*F. oxysporum*	Fungos	Bactérias
pH	30 DAI	-0,279	-0,560	**-0,958****	-0,053	0,597
	60 DAI	-0,161	-0,313	**-0,926****	0,230	0,360
	90 DAI	-0,107	-0,361	**-0,915****	0,128	0,404
[y] CE	30 DAI	-0,207	**-0,828***	-0,674	-0,443	**0,848***
	60 DAI	-0,200	**-0,826***	-0,574	-0,394	**0,849***
	90 DAI	-0,135	0,018	**-0,790***	0,563	0,036
[z] CO_2	10 DAI	-0,599	**-0,847***	-0,312	-0,471	**0,858***
	30 DAI	-0,473	-0,544	**-0,926****	-0,430	**0,811***
	90 DAI	**-0,749***	**-0,752***	-0,134	-0,540	**0,746***
F. oxysporum		0,496	0,553	[b] n.c.	n.c.	n.c.
Fungos		0,439	0,747	0,600	n.c.	n.c.
Bactérias		-0,636	**-0,998****	-0,588	**-0,703***	n.c.
Matéria orgânica		-0,445	0,233	-0,128	0,565	-0,203
Macronutrientes	P	-0,128	-0,323	**-0,917****	0,212	0,370
	K	**-0,936****	**-0,864***	-0,570	-0,656	**0,857***
	Ca	-0,211	-0,416	**-0,944****	0,136	0,461
	Mg	**-0,857***	-0,323	0,006	-0,405	0,298
	H	0,169	0,416	0,938**	-0,050	-0,455
	S	**-0,823***	-0,375	**-0,769***	-0,086	0,389
Micronutrientes	Na	-0,570	-0,495	**-0,988****	-0,003	0,530
	Fe	-0,400	**-0,837***	-0,052	**-0,947****	**0,804***
	Mn	-0,841	-0,656	-0,281	-0,797*	0,621
	Cu	-0,693	-0,146	0,146	-0,469	0,104
	Zn	**-0,924****	**-0,708***	-0,300	**-0,728***	0,681
	B	-0,205	-0,344	**-0,949****	0,139	0,385

[a] Valores em negrito apresentam significância na supressão da murcha de Fusarium, ou seja, menor desenvolvimento da doença com o aumento dos seus níveis. Valores sublinhados apresentam significância no agravamento da doença; [b] Não calculado (n.c.); [x] Área abaixo da curva de progresso do índice de doença (AACPID); [y] Condutividade elétrica (CE); [z] Liberação de CO_2 do solo (CO_2). * $P \leq 0,05$; ** $P \leq 0,01$.

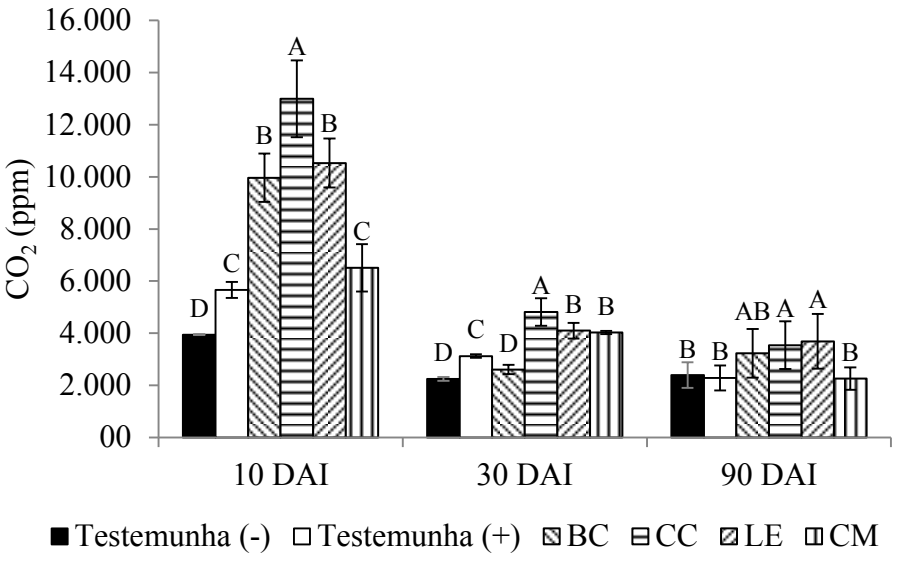

Figura 4. Liberação de CO_2 do solo 10, 30 e 90 dias após a incorporação (DAI) no solo de biocarvão (BC), casca de camarão (CC), composto de lodo de esgoto (LE), concha de marisco (CM) a 5% do volume do solo, testemunha absoluta (-) e testemunha inoculada (+). Média de dois ensaios com quatro repetições cada. Barras de erros correspondem ao desvio padrão e letras iguais em cada época de incorporação não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

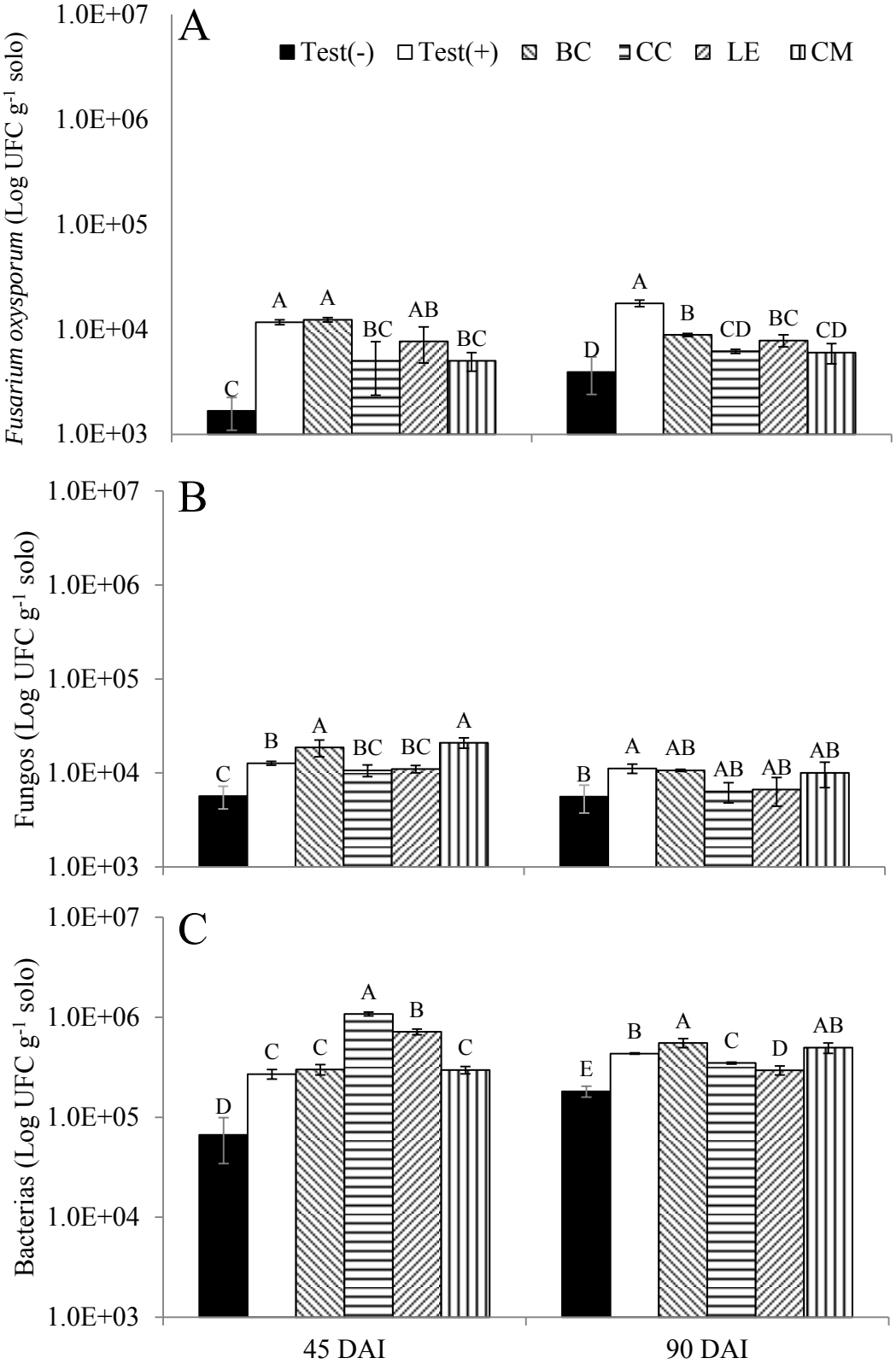

Figura 5.População de *Fusarium oxysporum* (A), fungos (B) e bactérias (C) 45 e 90 dias após a incorporação (DAI) no solo de biocarvão (BC), casca de camarão (CC), composto de lodo de esgoto (LE), concha de marisco (CM) a 5% (v:v), testemunha absoluta (Test -) e testemunha inoculada (Test +). Barras de erros representam o desvio padrão e letras iguais em cada época de aplicação não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey (P<0,01).

Tabela 5. Característica química do solo 45 dias após a incorporação (DAI) de biocarvão (BC), casca de camarão (CC), composto de lodo de esgoto (LE) e concha de marisco (CM) a 4% do volume do solo.

		BC	CC	LE	CM	Testemunha
MO (g dm^3)		17,3 a	15,0 a	17,3 a	17,3 a	14,2 a
P (ppm)		9,7 b	24,2 a	12,7 b	26,7 a	10,6 b
V (%)		61,5 c	89,3 a	74,4 b	89,8 a	64,3 c
		- - -

Tabela 6. Diâmetro da colônia de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* após exposição aos compostos voláteis liberados do solo incorporado com biocarvão (BC), casca de camarão (CC), composto de lodo de esgoto (LE), concha de marisco (CM) e testemunha.

Tratamento	Diâmetro da colônia (mm)	
	Ensaio 1	Enasio 2
BC	30,7 B	30,8 C
CC	31,0 B	34,3 A
LE	30,4 BC	30,8 C
CM	29,5 C	32,4 B
Testemunha	32,2 A	32,5 B
CV (%)	4,62	5,07

Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey (P<0,01).

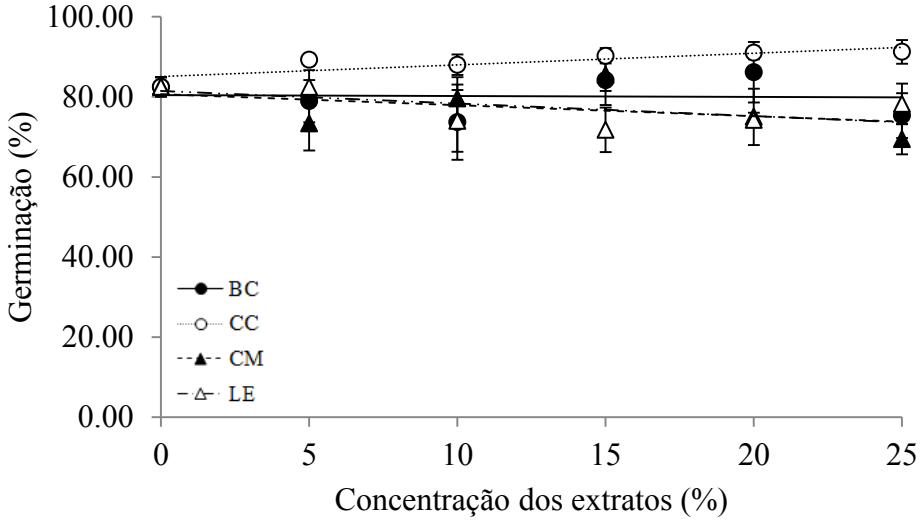

Figura 6. Germinação de microconídios de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* após a adição de extrato aquoso de casca de camarão (CC) na concentração de 0, 5, 10, 15, 20 e 25% de solução. Barras de erros representam o desvio padrão. Análise de regressão ($P \leq 0.01$) da média de dois ensaios com seis repetições cada.

CAPÍTULO II

SUPRESSIVIDADE A *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* EM BANANEIRA COM BIO-ÓLEOS E BIOFERTILIZANTES

Supressividade a *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* em bananeira com bio-óleos e biofertilizantes

Daniel Winter Heck[1*], Wagner Bettiol[2]

[1] Faculdade de Ciências Agronômicas - Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", +55 19 33112740, 18610.307, Botucatu, São Paulo, Brasil. Endereço de e-mail: dwinterheck@yahoo.com

[2] Embrapa Meio Ambiente, +55 19 33112740, 13820.000, Jaguariúna, São Paulo, Brasil.

* Autor para correspondência.

RESUMO

A banana (*Musa* spp.) é afetada por várias doenças que reduzem a produção e a rentabilidade da cultura, entre elas está a murcha de Fusarium. Neste trabalho foi avaliada a indução de supressividade à murcha de Fusarium em bananeira, cultivada em solo infestado artificialmente com *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (Foc), pela incorporação de bio-óleo de casca de arroz (BA) e de serragem de *Eucalyptus* (BE), emulsão (EP) e hidrolisado de peixe (HP) ao solo. A área abaixo da curva de progresso do índice da doença (AACPID); a severidade final; a descoloração interna do rizoma; a respiração microbiana por meio da liberação de CO_2; as populações de *F. oxysporum*, fungos e bactérias totais; as características químicas do solo; bem como a inibição do crescimento micelial e da germinação de microconídios por compostos voláteis tóxicos e extratos aquosos foram os parâmetros avaliados. O BA (>7,5%), BE (>12,5%) e HP (>15%) reduziram em 94, 84 e 40% a AACPID, respectivamente. O aumento nos teores de Zn, a presença de compostos voláteis tóxicos e a inibição do crescimento micelial e da

germinação pelos extratos aquosos são os mecanismos que melhor explicaram a indução de supressividade do solo. O controle intermediário promovido pelo HP na concentração entre 15 e 20% (volume da capacidade de campo) é resultado da interação entre fatores bióticos e abióticos, enquanto que a EP não foi efetiva. Os bio-óleos (BA e BE) foram os resíduos mais promissores na indução de supressividade da murcha de Fusarium em bananeira.

Palavras-chave: Mal-do-Panamá, Foc, Vinagre da madeira, Ácido pirolenhoso, Hidrolisado de peixe, Solo supressivo.

1 INTRODUÇÃO

O mal-do-Panamá, causado por *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (Foc) Snyder e Hansen, é classificado como a doença mais devastadora da história da bananeira e resulta em grandes perdas econômicas no mundo (Stover, 1962). Os sintomas da doença são típicos de murchas vasculares, com amarelecimento de folhas iniciando pelas mais velhas, murcha vascular e morte da planta. Rachaduras do pseudocaule, encurtamento das folhas emergentes são também sintomas da doença (Stover, 1962). Plantas afetadas raramente produzem cachos comerciais e sintomas nos frutos ainda não foram relatados, embora as toxinas do patógeno já foram constatadas (Li et al., 2013).

O uso de variedades resistentes é a melhor forma de controle da doença. Todavia, variedades resistentes que atendam os requisitos do mercado consumidor nem sempre estão disponíveis. Além disso, a alta capacidade de adaptação do patógeno pode tornar o uso da resistência genética um mecanismo de controle temporário (Costa et al., 2014). Um exemplo é o caso da raça 4 tropical de Foc que afeta severamente as variedades Cavendish, introduzidas na metade do século passado como resistentes às raças 1 e 2 (Ploetz, 2005; Molina et al., 2008; Dita et al., 2010). Independente do uso de variedades resistentes, novas estratégias de manejo da doença são necessárias. Nesse sentido, estudos visando a redução

do inóculo de Foc e o aumento da sanidade das plantas, bem como a alteração de fatores bióticos e abióticos do solo tornando o ambiente inóspito ao patógeno são de grande importância para o desenvolvimento de estratégias de manejo mais eficientes.

A supressividade do solo é atualmente uma das principais estratégias de manejo de doenças de plantas causadas por patógenos habitantes do solo. Baker e Cook (1974) definem a supressividade como sendo um solo em que a severidade e/ou incidência da doença permanece baixa, sem causar prejuízos que inviabilize a produção, mesmo na presença do patógeno virulento, hospedeiro suscetível e ambiente favorável para o desenvolvimento da doença. O efeito supressivo dos solos é descrito há mais de cem anos (Huber e Schneider, 1982) e inúmeros trabalhos descrevem o efeito supressivo dos solos contra diversos patógenos, como *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici* (Andrade et al., 2011), *Thielaviopsis basicola* (Almario et al., 2014), *Rhizoctonia solani* (Mendes et al., 2011), *Streptomyces scabies* (Rosenzweig et al., 2012) e *F. oxysporum* (van Bruggen et al., 2015). A supressividade pode ser uma característica natural de cada solo, ou pode ser induzida por fatores bióticos e abióticos (Cook e Baker, 1983). A introdução de microrganismos com conhecida capacidade antagônica (Haas e Défago, 2005; Belgrove et al., 2011), alterações das características físico-químicas do solo que favoreçam os antagonistas (Duffy e Défago, 1997; Saikia et al., 2009) e a introdução de matéria orgânica (Pane et al., 2011; Senechkin et al., 2014), dejetos de animais (Tenuta e Lazarovits, 2002), extratos de plantas (Akila et al., 2011) e biofertilizantes (Abbasi et al., 2004; Shen et al., 2013) são os métodos mais empregados na indução da supressividade.

No patossistema Foc-bananeira a indução de supressividade pela incorporação de resíduos orgânicos é uma estratégia que precisa ser melhor explorada e compreendida, visto o grande desafio que os produtores enfrentam com a falta de cultivares resistentes e os recentes relatos da disseminação da nova raça do patógeno (García-Bastidas et al., 2013;

IPCC, 2014). O objetivo deste trabalho foi avaliar a indução de supressividade ao mal-do-Panamá pela incorporação de bio-óleos e biofertilizantes, avaliar as alterações nas características químicas e biológicas do solo e determinar quais os principais mecanismos envolvidos.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Inóculo do patógeno

O isolado CNPMF-0801 de *F. oxysporum* f. sp. *cubense* foi obtido da coleção de microrganismos da Embrapa Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas, Bahia, Brasil. O patógeno foi cultivado em meio batata-dextrose-ágar (BDA) (Acumedia, Michigan, EUA) a 25 ± 2 ºC e armazenado pelo método de Castellani (1963). O inóculo do patógeno foi preparado em substrato de areia lavada e fubá de milho na proporção de 6:1 (v:v) com 9% de umidade e acondicionado em sacos plásticos de polipropileno de 3 kg. Ao substrato autoclavado (duas vezes a 121 ºC por uma hora) foram adicionados 15 discos de micélio do patógeno em pleno desenvolvimento e incubado por 21 dias à temperatura de 25 ± 2 ºC e fotoperíodo de 12 horas.

2.2 Resíduos orgânicos

O bio-óleo de casca de arroz (BA) e o bio-óleo de serragem de *Eucalyptus* spp. (BE) foram fornecidos pela empresa SPPT Pesquisas Tecnológicas (Mogi Mirim, São Paulo, Brasil); o biofertilizante de emulsão de peixe (EP) é comercializado como Fertilizante Orgânico Classe A® pela empresa JK Fertilizantes (Paulínia, São Paulo, Brasil) e o biofertilizante de hidrolisado de peixe (HP) é comercializado como Fish Fértil

Active® pela empresa Fish Fertilizantes Ltda. (Estiva Gerbi, São Paulo, Brasil). As características químicas dos resíduos estão descritos na Tabela 1.

2.3 Experimentos em casa de vegetação

Os experimentos foram instalados na Embrapa Meio Ambiente (22º43‟ S, 47º00‟ W) em Jaguariúna, São Paulo, Brasil. A temperatura e a umidade do ar no interior da casa de vegetação foram monitoradas diariamente com média de 23,9 ºC e 54,0%, respectivamente. O solo (Latossolo Amarelo) foi coletado na profundidade de 0 a 20 cm em uma lavoura cultivada sob plantio direto. O solo é caracterizado fisicamente por 47,0% de areia, 49% de silte e 4% de argila, contendo 58,3% de porosidade total. As características químicas estão descritas na Tabela 2.

Os experimentos foram instalados em delineamento inteiramente casualizado com 10 repetições por tratamento. Foram utilizados vasos de 2 L de capacidade contendo solo previamente infestado com o inóculo de Foc contendo microconídios, macroconídios e clamidósporos ($4x10^6$ ufc g^{-1} de solo). Após três dias os resíduos BA e BE foram incorporados nas concentrações de 2,5; 5; 7,5; 10 e 12,5% e os resíduos EP e HP nas concentrações 5; 10; 15; 20 e 25% (v:v) do volume de água para atingir a capacidade de campo, dois tratamentos testemunhas foram utilizados, testemunha inoculada (Test +) e testemunha absoluta (Test -). As mudas de bananeira cv. Maçã (AAB), doadas pela Embrapa Mandioca e Fruticultura, foram transplantadas sete dias após a incorporação dos resíduos orgânicos. A irrigação e a adubação de cobertura foram realizadas conforme recomendação de Borges et al. (2004).

2.3.1 Severidade da murcha de Fusarium

As mudas transplantadas ao solo infestado com Foc foram avaliadas quanto ao desenvolvimento da doença baseado nos sintomas externos e internos. Os sintomas externos foram avaliados semanalmente de acordo com uma escala de 1 a 5 (Ploetz, 1999) e o resultado de nove avaliações foi utilizado para calcular o índice de doença (McKinney, 1923) e este para o cálculo da curva de progresso. A severidade interna foi avaliada aos 90 dias de cultivo por meio do processamento de imagens. As plantas foram divididas ao meio por um corte longitudinal e colocadas lado a lado, fotografadas (Sony Cyber-shot 5.0 Mpixels, Tokyo, Japão) e a descoloração interna foi determinada com o auxílio do software APS ASSES 2.0 (Lamari, 2008).

2.3.2 Desenvolvimento de plantas

A altura e o diâmetro do pseudocaule aos 45 e 90 dias após o transplantio (DAT) e a massa seca de raíz e da parte aérea, ao final do experimento, foram avaliados. Uma régua foi utilizada para medir a altura (superfície do solo até a altura em que o pecíolo da última folha expandida se separa do pseudocaule) e um paquímetro digital (0-150 mm – Jomarca Stainless Hardened, Nieuw, Vennep, Holanda) para avaliar o diâmetro a dois cm da superfície do solo. Ao término do experimento, as raízes e a parte aérea das plantas foram separadas, secas em estufa de circulação MA035 (Marconi, Piracicaba, São Paulo, Brasil) a 40 ºC por duas semanas e a massa determinada em balança digital AS2000C (Marte, São Paulo, São Paulo, Brasil).

2.3.3 Respiração microbiana

A respiração microbiana do solo foi determinada pela liberação de CO_2 após 10, 30 e 90 dias da incorporação (DAI) dos resíduos orgânicos. A determinação foi realizada com um *infra-red gas analyser* (IRGA) portátil composto por um leitor digital M170 e uma

sonda GMP222 10000 ppm (Vaisala, Helsinque, Finlândia). A sonda permanecia enterrada no solo a 5 cm de profundidade por 5 minutos. Foram realizadas três leituras em cada repetição, sendo um total de quatro repetições por tratamento em cada época de leitura.

2.3.4 População microbiana

Amostras de solo foram coletadas aos 45 e 90 DAI. Os microrganismos foram quantificados pelo método de diluição seriada (10^{-n}) e plaqueados em meio seletivo MB1M (sacarose 10,0 g, caseína hidrolisada 8,0 g, extrato de levedura 4,0 g, K_2HPO_4 2,0 g, $MgSO_4.7H_2O$ 0,3 g, ácido bórico 1,5 g, benomyl 50,0 mg, ágar 20,0 g e água destilada 1000,0 mL) para bactérias, meio BDA+S+T (BDA, estreptomicina 1,0 g, Triton X100 3,0 mL e água destilada 1000,0 mL) para fungos e meio Komada (1975) para *F. oxysporum*. As placas foram mantidas a 25 ± 2 ºC e fotoperíodo de 12 h por quatro dias até a quantificação das colônias.

2.3.5 Condutividade elétrica e pH

Amostras de solo foram coletadas aos 30, 60 e 90 dias após a incorporação (DAI) dos resíduos orgânicos. As amostras compostas por 10 g de solo, retirado a 5 cm de profundidade, foram adicionadas a 25 mL de água destilada, agitadas em por 30 minutos (120 rpm) em mesa agitadora TE-1401 (Tecnal, Piracicaba, São Paulo, Brasil), decantadas por uma hora e analisadas com medidor de potencial hidrogeniônico (pH) mPA210 (MS Tecnopon, Piracicaba, São Paulo, Brasil). A condutividade elétrica foi determinada com amostras de 10 g de solo adicionadas a 50 mL de água destilada, agitadas por duas horas (120 rpm) e analisadas com condutivímetro portátil Cond3110 (WTW, Weilheim, Alemanha) após 12 h de decantação.

2.3.6 Análise química do solo

Sub-amostras de 10 g de solo foram coletadas em cada repetição na profundidade de 0-10 cm para formar uma amostra composta. O solo foi submetido à análise completa de macro e micronutrientes em laboratório utilizando a metodologia de Camargo et al. (2009). A coleta do solo foi realizada aos 45 DAI dos resíduos orgânicos ao solo.

2.4 Experimentos *in vitro*

2.4.1 Compostos voláteis sobre o crescimento micelial de Foc

O ensaio foi instalado em placas de Petri bipartidas com 8 cm de diâmetro. Em uma seção da placa foi vertido o meio BDA e na outra adicionado 10 g de solo com os resíduos BA e BE incorporados nas concentrações 2,5; 5; 7,5; 10 e 12,5% e EP e HP nas concentrações 5; 10; 15; 20 e 25% (v:v) do volume de água para atingir a capacidade de campo, e a testemunha contendo apenas solo. A umidade do solo foi corrigida para 60% da capacidade de campo. No centro da seção com BDA foi colocado um disco (5 mm de diâmetro) de micélio de Foc com sete dias desenvolvidos em BDA. As placas foram vedadas com Parafilm "M" (Bemis, Neenah, Wisconsin, EUA), mantidas em sala de crescimento por quatro dias a 25 ± 2 ºC e fotoperíodo de 12 h e o diâmetro da colônia foi determinado em duas direções. O experimento foi conduzido em delineamento no esquema fatorial 4x5 (resíduos orgânicos x concentrações) com cinco repetições por tratamento, sendo repetido por duas vezes.

2.4.2 Extratos aquosos sobre o crescimento micelial e a germinação de microconídios de Foc

Os resíduos orgânicos foram homogeneizados em água destilada na proporção de 1:3 (resíduo:água), e transferidos para Erlenmeyers de 500 mL. As suspensões foram agitadas a 160 rpm por uma hora, mantidos pelo mesmo tempo em decantação e filtradas por duas vezes em gaze e duas vezes em filtro quantitativo com a maioria dos poros de 25 µm (Quanty, J. Prolab, São José dos Pinhais, Paraná, Brasil). As suspensões filtradas foram chamadas de extratos aquosos e foram mantidos em Erlenmeyers a 4 ºC por 14 dias para uso.

Para avaliar o efeito sobre a inibição do crescimento micelial, os extratos aquosos dos resíduos orgânicos foram diluídos ao meio BDA nas concentrações de 0, 5, 10, 15, 20 e 25% (v:v). Os meios foram corrigidos para pH 6,0 e em seguida foram autoclavados por 20 min a 121 ºC e 1 atm. Os meios de cultura contendo os extratos foram vertidos em placas de Petri com 9 cm de diâmetro. Após a solidificação foi transferido para o centro da placa um disco (5 mm Ø) de micélio de Foc crescido em meio BDA a 25 ± 2 ºC por sete dias. As placas foram mantidas em sala de crescimento por seis dias a 25 ± 2 ºC e fotoperíodo de 12 horas. As avaliações foram realizadas diariamente medindo o diâmetro da colônia em duas direções perpendiculares. Os experimentos foram conduzidos em delineamento casualizado no esquema fatorial 4x6 (extratos aquosos x concentrações) com cinco repetições por tratamento, sendo repetido por duas vezes. Os resultados foram expressos em área abaixo da curva do crescimento micelial (AACCM).

Para avaliar o efeito dos extratos sobre a germinação de conídios, os extratos aquosos dos resíduos orgânicos foram filtrados com membrana Minisart RC 15 com 0,22 µm (Sartorius, Göttingen, Alemanha). Em seguida, 30 µL dos extratos, nas concentrações de 0, 5, 10, 15, 20 e 25% (v:v), foram colocados sobre gotas de 30 µL de suspensão de microconídios de Foc ($2x10^5$ microconídios mL^{-1}) contidas em lâminas de vidro. Os microconídios foram obtidos em cultivo do fungo por sete dias em meio BDA a 25 ± 2 ºC

e fotoperíodo de 12 h. As lâminas contendo as suspensões foram colocadas sobre telas suspensas em caixas gerbox com 40 mL de água destilada e esterilizada e mantidas a 25 ± 2 ºC. Após 5 h, a germinação dos microconídios foi paralisada com a adição de 10 µL de lactofenol azul de algodão. A avaliação foi realizada em microscópio Helmut HundGmbH (Wetzlar, Alemanha), aumento de 400x, através da contagem de 400 microconídios por gota. O número de esporos germinados e não germinados foram avaliados. Os experimentos foram conduzidos em delineamento fatorial 4:5 (extratos aquosos:concentrações) com seis repetições por tratamento, sendo repetido por duas vezes. Os resultados foram expressos em porcentagem de conídios germinados.

2.5 Análise estatística

A análise dos dados foi realizada com o software estatístico R 3.1.0 „Spring Break" (R Core Team, 2014). Para as avaliações realizadas nos dois ensaios aplicou-se a análise de correlação, e quando significativo, foi calculada a média para posterior análise de variância dos dados. Diferenças significativas ($P \leq 0,05$) entre as médias foram estimadas pela análise de variância (ANOVA) seguida pelo teste de regressão para fatores quantitativos e teste de médias para fatores qualitativos. Para avaliar a relação entre os fatores envolvidos na supressividade e a severidade da doença os coeficientes da correlação de Pearson foram calculados.

3 RESULTADOS

3.1 Avaliação de severidade

A severidade do mal-do-Panamá avaliada através da observação dos sintomas externos e internos foi reduzida com a aplicação do bio-óleo de casca de arroz e bio-óleo

de *Eucalyptus*. A AACPID apresentou interação significativa entre os produtos e concentrações utilizadas. A análise de regressão demonstrou que o BA, na menor concentração utilizada (2,5% da capacidade de campo), reduziu em 71% a AACPID, enquanto que mais de 90% de redução dos sintomas externos foi observado em concentrações acima de 7,5% do resíduo. O resíduo BE apresentou redução da AACPID proporcional ao aumento da concentração utilizada, alcançando 84% com a aplicação de 12,5% do resíduo ao solo (Figura 1). Entre os biofertilizantes, apenas o HP reduziu a AACPID com a incorporação ao solo. O HP apresentou 40% de redução na concentração de 20% quando comparado a testemunha, Entretanto, a curva quadrática (r^2 = 0,897), indica que concentrações acima de 18,4% causam aumento na AACPID, possivelmente devido à fitotoxidez em altas concentrações (Figura 1).

A severidade final do mal-do-Panamá foi reduzida com a incorporação de doses crescentes do BA e BE, apresentando curvas exponencial (r^2 = 0,904) e linear (r^2 = 0,843), respectivamente (Figura 2 A). A incorporação de BA reduziu em 25% a severidade externa na menor concentração utilizada (2,5%) e 70% com o uso de concentrações maiores de 10%. O BE apresentou resultados semelhantes, com redução de 66% na concentração de 12,5%. Os resíduos EP e HP não apresentaram diferenças significativas da testemunha (0%) (Figura 2 A).

A severidade dos sintomas internos, avaliada ao final do experimento através da porcentagem de descoloração do rizoma, foi reduzida com a incorporação de BA e BE (Figura 2 B). A análise de regressão demonstrou que ambos os resíduos apresentaram redução da descoloração do rizoma proporcional ao aumento das concentrações utilizadas (R^2 = 0,991 e 0,756, para BA e BE, respectivamente). O BA e o BE reduziram em 82 e 80%, respectivamente, a descoloração do rizoma da bananeira quando utilizados nas concentrações de 12,5%. A incorporação de HP ao solo não diferiu significativamente da

testemunha em nenhuma das concentrações. Por outro lado, a incorporação de EP ao solo aumentou a descoloração do rizoma quando utilizado nas concentrações entre 5 e 20%, sendo o máximo observado na concentração de 15% com 38% de incremento (Figura 2 B). A severidade final avaliada pela escala de notas e a descoloração interna do rizoma se correlacionam em 99 e 95%, respectivamente, com a AACPID (Tabela 3), devido a isso, a AACPID foi escolhida para as análises de correlação com os demais parâmetros avaliados.

A incorporação de BA e BE em diferentes concentrações foram os únicos produtos que demonstraram maior altura de plantas quando comparadas a testemunha aos 45 e 90 DAI (Figura 3). A incorporação de BA acima de 5% aumentou em mais de 25% a alturas das plantas em ambas as épocas de avaliação, enquanto que, o BE aumentou mais de 21% em concentrações acima de 7,5% (Figura 3 A e B). A incorporação da CM reduziu a altura de plantas aos 45 DAI quando comparada a testemunha. Foram observados sintomas de fitotoxidez, além disso, redução de até 26% na altura. Por outro lado, observa-se recuperação das plantas com o decorrer do cultivo, sendo que 90 DAI, as concentrações de 5 e 20% da EP diferiram significativamente da testemunha, apresentando maior altura de plantas (Figura 3 C). A incorporação de HP somente foi significativa aos 90 DAI, quando a altura de plantas foi entre 6 e 22% maior em relação à testemunha. Aos 45 DAI, não foi observada diferença significativa entre as diferentes concentrações do HP e a testemunha (Figura 3 D). A altura de plantas se correlacionou negativamente com a AACPID (R = -0,832), demonstrando que a redução foi causada pela murcha de Fusarium (Tabela 4).

Na primeira época de avaliação (45 DAI) a incorporação de BA e BE reduziu o diâmetro do pseudocaule das plantas entre 6 e 41%, diferindo significativamente da testemunha (Figura 4 A e B). A incorporação da EP (5%) e HP (10%) apresentou maior diâmetro das plantas, diferindo significativamente de tratamentos como EP (15 e 25%) e da testemunha, respectivamente (Figura 4 C e D). Aos 90 DAI, nenhum dos tratamentos

apresentou diferença significativa da testemunha (Figura 4). Os tratamentos com maiores diâmetro de pseudocaule aos 45 DAT coincidem com os tratamentos que apresentaram maior AACPID. Tal observação é confirmada pela análise de correlação, que demonstrou coeficiente de determinação significativo (R = 0,777) (Tabela 4).

A massa seca de raiz dos tratamentos BA, BE e HP não apresentaram diferenças significativas da testemunha, por outro lado, a incorporação da EP em concentrações maiores que 10% reduziram significativamente a massa seca das raízes (Figura 5). Em relação à massa seca de planta inteira, as concentrações de BA (7,5%), BE (12,5%) e HP (>20%) apresentaram aumento de até 35% na massa seca, diferindo significativamente da testemunha. Os demais tratamentos e concentrações não diferiram da testemunha com inóculo (Figura 5).

3.3 Respiração microbiana

A incorporação dos resíduos orgânicos ao solo aumentou significativamente a liberação do CO_2 em todos os tratamentos 10 DAI (Figura 6). O HP foi o resíduo que apresentou os maiores valores, com aumento de 201% quando comparado a testemunha inoculada, seguido do BE com 108%, que também diferiu dos demais tratamentos, e EP e BA com 70 e 48%, respectivamente. Aos 30 DAI a liberação de CO_2 foi reduzida em todos os tratamentos quando comparado a primeira época de avaliação, entretanto, o HP também se destacou dos demais tratamentos apresentando os maiores valores, com aumento de 230% em relação à testemunha inoculada. O BE e BA diferiram significativamente da testemunha com 108 e 100% de aumento na liberação de CO_2 do solo, sendo que o EP não diferiu das testemunhas. Apenas, na última avaliação (90 DAI) a EP apresentou 45% maior liberação de CO_2 que as testemunhas, diferindo significativamente dos demais tratamentos, enquanto que o BA e BE apresentaram 66 e 69% de redução na liberação de CO_2 do solo

(Figura 6). A AACPID apresentou correlação significativa com a liberação de CO_2 do solo aos 90 DAI dos tratamentos (R = 0,892) (Tabela 4).

3.4 População microbiana do solo

Dentre os tratamentos incorporados ao solo, apenas a EP estimulou a população de *F. oxysporum* aos 45 e 90 DAI dos resíduos, os demais tratamentos não diferiram da testemunha inoculada 45 DAI. Por outro lado, aos 90 DAI, os resíduos BA, BE e HP reduziram significativamente a população de *F. oxysporum* no solo infestado, alcançando níveis semelhantes ao tratamento sem a infestação de Foc (Figura 7 A). A população de *F. oxysporum* no solo não se correlacionou com a severidade, embora tenha demonstrado correlação negativa com a altura das plantas (R = -0,836) (Tabela 4).

A incorporação de EP ao solo foi o único tratamento que aumentou significativamente a população de fungos em ambas as épocas de avaliação (45 e 90 DAI), diferindo significativamente dos demais tratamentos (Figura 7 B). Os resíduos BE e HP também aumentaram a população de fungos, porém, diferem da testemunha absoluta (Test -) 45 DAI. O aumento dos fungos no solo apresentou forte correlação com o aumento da população de *F. oxysporum* (R = 0,988), demonstrando que a infestação do solo com Foc interferiu na população fúngica do solo (Tabela 4). A incorporação dos resíduos aumentou a população de bactérias quando comparados a Test (-), porém, os resíduos BA e BE não diferiram da Test (+), enquanto que o HP apresentou a maior população, seguido da EP aos 45DAI e BA e EP aos 90 DAI (Figura 7 C). O aumento na população de bactérias aos 45 DAI apresentou forte correlação positiva com a liberação de CO_2 do solo no inicio do cultivo, aos 10 e 30 DAI dos resíduos ao solo (R= 0,895 e 0,747, respectivamente) (Tabela 4).

3.5 Condutividade elétrica e pH

A incorporação de HP aumentou o pH do solo e a condutividade elétrica aos 30 DAI em 625% quando comparado a testemunha inoculada (Test+), diferindo também dos demais tratamentos. Porém, com o decorrer do cultivo, o pH de todos os tratamentos e a condutividade elétrica do HP foi reduzido, enquanto que o BE apresentou aumento na condutividade elétrica (Tabela 5). Os maiores níveis da condutividade elétrica do solo aos 30 e 60 DAI apresentaram correlação com a população de bactérias (R = 0,992 e 0,841). O pH do solo apresentou correlação negativa com a população de *F. oxysporum* e fungos do solo (R = -0,809 e -0,761) aos 30 DAI dos resíduos e com a população de bactérias (R = -0,817) aos 90 DAI (Tabela 4).

3.6 Análise química do solo

A incorporação de EP e HP aumentou os teores da saturação de bases (V%), Ca e Na. A EP elevou os teores de matéria orgânica (MO) do solo e Fe, enquanto que o HP aumentou o P, K e S. O BA apresentou os maiores teores de Zn no solo e os menores níveis de H, CTC, Mn e B. O BE apenas diferiu da testemunha em relação ao teor de Zn no solo, que foi elevado em 158%. Os teores dos demais nutrientes do solo não sofreram alterações com a incorporação dos bio-óleos e biofertilizantes (Tabela 6).

O aumento no teor de Mn no solo se correlacionou positivamente com o amento da AACPID (R = 0,824). Por outro lado, o aumento de Zn reduziu a AACPID (R = -0,931) (Tabela 4). As alterações químicas no solo através da incorporação dos resíduos também interferiram na comunidade microbiana do solo. A população de *F. oxysporum* apresentou correlação positiva com a MO (R = 0,903), Ca (R = 0,761), Fe (R = 0,960), e o Na com a população de fungos (R = 0,743). A população de bactérias também apresentou correlação

positiva com o P (R = 0,895), K (R = 0,995), S (R = 0,991), Na (R = 0,745) e Cu (R = 0,921) (Tabela 4).

3.7 Crescimento micelial pela ação de compostos voláteis

Houve interação significativa entre os fatores resíduos orgânicos e concentrações, sendo que todos os resíduos reduziram o crescimento micelial de Foc ao final de quatro dias de incubação (Figura 8). Os tratamentos BA, BE e HP apresentaram menor diâmetro da colônia proporcional ao aumento das concentrações, com máximo de redução de 24, 20 e 14% quando comparados a testemunha (0%). As diferentes concentrações da EP foram os únicos tratamentos que não diferiram significativamente da testemunha (Figura 8). Os tratamentos que apresentaram os melhores resultados na inibição do crescimento micelial do patógeno pela ação de compostos voláteis também obtiveram a maior redução da AACPID, forte correlação entre os resultados foi observada (R = 0,963) (Tabela 4).

3.8 Extratos aquosos dos resíduos sobre o crescimento micelial e a germinação de microconídios de Foc

A área abaixo da curva do crescimento micelial de Foc foi reduzida em três extratos aquosos. Os extratos aquosos de BA, BE e HP reduziram a AACCM do patógeno em 72, 66 e 9%, respectivamente. Além disso, os extratos aquosos de BA e BE reduziram a AACCM proporcional ao aumento das concentrações utilizadas (r^2 = 0,996 e 0,975), enquanto que o extrato aquoso de HP somente foi efetivo na maior concentração utilizada (25%). Concentrações entre 5 e 20% apresentaram aumento de até 17% na AACCM do patógeno. O extrato aquoso de EP não reduziu a AACCM de Foc em nenhuma das concentrações, sendo observado incremento de até 22% quando utilizado na concentração de 13,5% (Figura 9). Foi observada forte correlação entre a AACCM do patógeno em meio

de cultivo pela incorporação dos extratos aquosos dos resíduos com a severidade em casa de vegetação, avaliada através da AACPID (R = 0,985) (Tabela 4).

Os extratos aquosos dos resíduos de BA e BE reduziram a germinação dos conídios em 87 e 95% na menor concentração testada (5%). Concentrações acima de 10% destes extratos aquosos inibiram completamente a germinação dos microconídios de Foc (Figura 10). O extrato de EP aumentou a germinação dos microconídios nas concentrações de 5 e 10%, apresentando tendência quadrática (r^2 = 0,993). Entretanto, concentrações acima de 15% reduziram a germinação dos conídios, sendo a redução máxima (36,97%) observada na concentração de 25% do extrato aquoso. Curva de tendência semelhante apresentou o extrato aquoso de HP que aumentou a germinação dos conídios entre as concentrações de 5 e 20%, porém, na concentração de 25% do extrato aquoso a germinação foi reduzida em 6% (Figura 10). A inibição da germinação de microconídios do patógeno também demonstrou forte correlação com a redução da AACPID (R = 0,937) (Tabela 4).

4 DISCUSSÃO

Na literatura até o momento há relatos dos bio-óleos atuando contra diversos patógenos de plantas em condições *in vitro* (Charlemsan e Peerapan, 2009; Saberi et al., 2013; Hossain et al., 2014), enquanto que a emulsão e o hidrolisado de peixe são muito estudados no controle de patógenos de solo em condições *in vitro*, casa de vegetação e campo (Abbasi et al., 2004; Abbasi et al., 2009; Visconti et al., 2010; Abbasi, 2013; Bettiol et al., 2014). O presente trabalho é o primeiro a estudar os efeitos da incorporação destes resíduos orgânicos ao solo e sua interação na capacidade de indução de supressividade no patossistema *F. oxysporum* f. sp. *cubense* - bananeira com as características químicas e biológicas do solo. A eficiência do uso dos resíduos na supressividade depende de uma série de fatores, como as características do resíduo, do solo, quantidade aplicada, época de

incorporação, composição da comunidade microbiana e do patossistema estudado (Abbasi et al., 2004; Bonanomi et al., 2010). Termorshuizen et al. (2006) utilizaram 18 resíduos orgânicos em sete patossistemas e observaram indução de supressividade do solo em 54% dos casos e aumento da severidade da doença em apenas 3%.

No patossistema Foc – bananeira o uso de resíduos orgânicos na indução de supressividade tem sido pouco estudado. Recentes trabalhos demonstram um grande potencial de uso da indução de supressividade no controle da murcha de Fusarium. Por exemplo, reduções na severidade da doença em condições de casa de vegetação foram observadas com a incorporação de um biofertilizante enriquecido com Bacillus *amyloliquefaciens* W19 (Wang et al., 2013). Em condições de campo foram observadas redução da murcha ao longo de um ano de cultivo com aplicação de compostos orgânicos produzidos a partir de dejetos de gado e do biofertilizante enriquecido com o isolado W19 (Shen et al., 2013). Neste estudo, os bio-óleos reduziram a severidade do mal-do-Panamá, sendo observada redução da AACPID em mais de 90% com a incorporação de bio-óleo da casca de arroz (BA) na concentração de 7,5% e do bio-óleo de serragem de *Eucalyptus* spp. (BE) e de 84% de controle na concentração de 12,5% do volume necessário para atingir a capacidade de campo do solo.

Dentre os biofertilizantes, o melhor resultado foi observado com a incorporação ao solo do hidrolisado de peixe (HP) entre as concentrações de 15 a 20%, que demonstrou redução de mais de 40% da área abaixo da curva de progresso da doença (AACPID), severidade final e descoloração do rizoma. Esse resultado está de acordo com Bettiol et al. (2014) que observaram redução da murcha de Fusarium em tomateiro causada por *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* raça 3 com a incorporação do hidrolisado de peixe até 50% do volume da capacidade de campo. A emulsão de peixe (EP) não foi efetiva no controle da doença, demonstrando apenas redução da severidade final quando utilizado em

concentrações acima de 25% do volume necessário para atingir a capacidade de campo. Além disso, os sintomas internos avaliados através da descoloração do rizoma da bananeira foram aumentados em até 40% em comparação com a testemunha em solo infestado com Foc. Esses resultados divergem dos encontrados por Abbasi et al. (2004) que observaram redução da supressão do tombamento causado por *R. solani* em rabanete e *Pythium aphanidermatum* em pepino com a incorporação da emulsão de peixe em concentrações até 4% (v:v) seguido de incubação por até 28 dias. Neste estudo, a incubação do solo após a incorporação da EP não foi realizada, fato que pode ter influenciado na menor eficiência do tratamento na redução da murcha de Fusarium. A presença de ácidos orgânicos na EP demonstrou toxidez a microescleródios de *Verticillium dahliae* quando incubados (Abbasi et al., 2009).

A correlação observada entre a altura de plantas e o diâmetro do pseudocaule com a severidade da doença, sugere que a redução na altura e o aumento no diâmetro do pseudocaule da bananeira foram ocasionados devido a maior severidade da doença. Em adição a isso, os bio-óleos, apesar de baixa quantidade de macronutrientes, foram os tratamentos que apresentaram o melhor desenvolvimento das plantas na fase inicial de cultivo, sem causar fitotoxidez as plantas. Por sua vez, a EP apresentou menor desenvolvimento das plantas no inicio do cultivo, possivelmente pelo excesso de nitrogênio no resíduo. O efeito benéfico do bio-óleo de bambu como promotor de crescimento foi relatado por Mu et al. (2006) em alface, couve e pepino. Kadota e Niimi (2004) utilizaram a mistura de biocarvão com bio-óleo ao substrato de cultivo de mudas e concluíram que em várias espécies o efeito foi benéfico, porém, *Tagetes patula* e *Salvia splendens* apresentaram redução da altura e massa fresca na maior concentração utilizada (30% do substrato).

A incorporação dos tratamentos ao solo resultou na maior liberação de CO_2 provavelmente pela adição de nutrientes e maiores fontes de energia para a microbiota. Entretanto, a atividade antimicrobiana dos bio-óleos é relatada por Ma et al. (2011) e Wei et al. (2010). No presente estudo, se observou que logo após a incorporação do BA e BE ao solo, a liberação do CO_2 foi elevada até a concentração de 7,5% de ambos os produtos, concentrações maiores reduziram a liberação de CO_2 (dados não apresentados). Estes resultados estão de acordo com os resultados de Steiner et al. (2008), que observaram aumento na respiração basal do solo, na biomassa microbiana e na taxa de crescimento da população microbiana com a aplicação de bio-óleo em um solo degradado da Amazônia. Os autores sugerem que o bio-óleo contém substâncias facilmente degradáveis que podem ser utilizados pelos microrganismos para seu metabolismo e uma pequena quantidade de agentes inibitórios que em baixas concentrações não apresentam o efeito tóxico. Após 90 dias da incorporação dos bio-óleos, o BA e BE reduziram a respiração microbiana do solo mesmo quando incorporados em baixas concentrações (2,5%, v:v). O incremento observado com a incorporação de HP também foi relatado por Visconti et al (2010) através do aumento do C da biomassa microbiana, hidrólise da FDA e liberação de CO_2 do solo e por Abbasi et al. (2004) que afirmaram que o aumento da atividade microbiana correspondeu com o inicio da supressividade a *R. solani* e *P. aphanidermatum*. O aumento da liberação de CO_2 nas fases iniciais do cultivo esta correlacionada com a maior população bacteriana do solo. Ao final do cultivo (90 DAI), a liberação de CO_2 provavelmente é devida a população de *F. oxysporum*. Possivelmente porque tratamentos como a EP e a testemunha inoculada apresentam a maior população de *F. oxysporum* e liberação de CO_2 no solo.

Embora apenas pequena porcentagem dos microrganismos do solo pode ser cultivada em meio artificial (<1%) (Hugenholtz, 2002), a quantificação em meio seletivo é

uma ferramenta útil para estimar a estrutura da comunidade microbiana presente no solo (Mehta et al., 2014). A população de *F. oxysporum*, fungos e bactérias totais não apresentaram correlação significativa com os parâmetros de supressividade. Possivelmente os tratamentos utilizados não atuaram pela ação de fatores microbianos, com exceção do HP, que reduziu a população de *F. oxysporum* no solo e aumentou a população de bactérias, sugerindo o controle biológico. Bonanomi et al. (2010) afirmam que o declínio da população de *Fusarium* spp. é um dos principais mecanismos envolvidos no manejo de fusarioses com a incorporação de fontes de matéria orgânica.

O papel dos fatores químicos do solo e as alterações provocadas pela incorporação dos resíduos orgânicos na supressividade estão longe de ser bem compreendidos (Höper e Alabouvette, 1996), principalmente devido à complexidade das interações entre as propriedades do solo (Janvier et al., 2007). Os teores de zinco no solo foram os parâmetros químicos que demonstraram maior relação com o aumento da supressividade, fato também observado por Amir e Alabouvette, (1993) e Saikia et al. (2009) que observaram que o aumento dos teores de Zn e Cu no meio de cultivo reduz a produção de ácido fusárico, um fator de patogenicidade *F. oxysporum*. Além disso, o ácido fusárico inibe a produção de antibióticos produzidos por isolados de *Pseudomonas fluorescens* Pf4-92 (Saikia et al., 2009) e *P. fluorescens* CHA0 (Duffy e Défago, 1997), logo, a incorporação de Zn aumenta a produção do antibiótico pelos isolados, melhorando a atividade de biocontrole.

Alguns autores sugerem que a comunidade microbiana e as interações com a supressividade dos solos é parcialmente dependente dos fatores abióticos (Cook e Baker, 1983; Serra-Wittling et al., 1996). A condutividade elétrica no inicio do cultivo explica em mais de 84% o aumento na população de bactérias, possivelmente, pela maior capacidade de tolerar o estresse osmótico provocado pela alta salinidade do solo (Chowdhury et al., 2011). O pH assume papel importante na supressividade a murcha de Fusarium (Fang et

al., 2012; Senechlin et al., 2014) demonstrando que, embora não tenha afetado diretamente a severidade da doença, apresenta forte correlação com a redução da população de *F. oxysporum* (R = -0,809) e fungos totais (R = -0,761). Principalmente no inicio do cultivo, fase em que foram observadas as maiores alterações no pH do solo. O aumento dos teores de MO, Ca e Fe do solo apresentaram correlação positiva com as populações de *F. oxysporum* e fungos totais, possivelmente, porque os resíduos EP e HP, que apresentaram a maior severidade da murcha de Fusarium, continham elevados teores destes elementos em comparação com o BA e BE. Durante a fase saprofítica o *F. oxysporum* compete com outros microrganismos no solo por nutrientes limitantes e essenciais ao seu desenvolvimento (López-Berges et al., 2012). A maior disponibilidade destes nutrientes aumenta a atividade de todos os microrganismos saprofíticos, inclusive do patógeno, além disso, a maior disponibilidade de Fe reduz a capacidade de competição dos agentes de biocontrole, como *P. fluorescens* (Haas e Défago, 2005; Schrettl et al., 2007). Enquanto que os maiores teores de P, K, S, Na e Cu explicaram a maior população de bactérias do solo.

Nos estudos *in vitro* a incorporação dos tratamentos ao solo resultou na liberação de compostos voláteis tóxicos a Foc. Correlação de 96% foi observado entre a liberação de compostos voláteis tóxicos ao patógeno e a redução da AACPID em casa de vegetação. Os maiores níveis de redução do crescimento micelial pela ação dos compostos voláteis foi observada com a incorporação dos bio-óleos. A caracterização química completa dos bio-óleos é muito difícil, pois contém elementos de alto peso molecular como produtos da degradação de pentoses, hexoses e lignina (Mohan et al., 2006). Os compostos encontrados em maior quantidade depois de água são hidroxiacetaldeídos (>10%), ácido acético (~5%) e fórmico (~3%), além de açúcares, ácidos carboxílicos e compostos fenólicos (Piskorz et al., 1988), muitos com conhecida atividade antimicrobiana. Visconti et al. (2010) através

da incorporação de HP ao solo observaram a inibição total do crescimento micelial de *Cylindrocladium spathiphylli* em concentrações maiores de 20%. Bettiol et al. (2009) observaram a presença de ácidos graxos voláteis (AGV) na concentração de 1091 mM L^{-1} no HP que foi utilizado para o controle de *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* em tomateiro. Os principais ácidos encontrados pelos autores foram os ácidos glicólico, acético, *n*-butírico, propiônico, fórmico, *iso*-butírico e *iso*-valérico. A EP apresentou menor inibição do crescimento micelial pela ação dos compostos voláteis que HP. Possivelmente pela menor concentração de AGV no resíduo, 400 mM L^{-1}, sendo o ácido glicólico, acético, fórmico, *n*-butírico e propiônico encontrados em maior concentração (Abbasi et al., 2009).

Os extratos aquosos dos resíduos também apresentaram efeito inibitório sobre a AACCM quando incorporados ao meio de cultivo e sobre a germinação de microconídios de Foc, explicando em 98 e 94%, respectivamente, os resultados na redução da AACPID em casa de vegetação. Hossain et al. (2014) concluíram que o bio-óleo de lignina apresenta grande potencial de uso como biofungicida, pois inibiu o crescimento de diversos fungos, como: *S. scabies*, *R. solani*, *Pyhtium ultimum* e *Sclerotinia sclerotiorum*. Mais de 50 compostos foram encontrados no bio-óleo de ramos de nozes, sendo os ácidos orgânicos, carbonilas e compostos fenólicos os principais responsáveis pela atividade antimicrobiana contra *Colletotrichum orbiculare*, *Valsa mali*, *Cochliobolus sativus*, *Helminthosporium sativum* e *Phytophthora infestans* (Wei et al., 2010). Neste estudo, houve total inibição da germinação dos microconídios com os extratos aquosos de BA e BE em concentrações maiores de 5%, enquanto que a EP e HP apresentaram resultados menos promissores. Por outro lado, a inibição dos microconídios de *F. oxysporum* f. sp. *lactucae* foi observada por Bettiol et al. (2014) com a incorporação de HP e EP ao solo, concentrações maiores de 10% e 20% inibiram a germinação em níveis maiores que 88 e 83%, respectivamente.

Em conclusão, o bio-óleo de casca de arroz (BA) e o bio-óleo de serragem de *Eucalyptus* (BE) foram os resíduos mais promissores na redução da severidade da murcha de Fusarium em bananeira. Os mecanismos diretos, como ação de compostos voláteis e antimicrobianos que inibem o crescimento micelial e a germinação de microconídios, e o aumento nos teores de Zn parecem ser os responsáveis pela indução de supressividade do solo. Enquanto que o controle intermediário promovido pelo hidrolisado de peixe (HP) na concentração de 25% (volume da capacidade de campo) pode ser resultado da interação entre fatores bióticos (população bacteriana) e abióticos (CE, pH, P, K e S). A incorporação de emulsão de peixe (EP) não foi efetiva em nenhuma das concentrações utilizadas. Entretanto, antes da recomendação de uso desses resíduos há necessidade de se avaliar os impactos ambientais que podem causar.

AGRADECIMENTOS

Ao Dr. Fernando Haddad, da Embrapa Mandioca e Fruticultura, pelo fornecimento das mudas de bananeira e do isolado do patógeno, ao Dr. Álvaro G. Soares e João Pedro Delgado Júnior da SPPT Pesquisas Tecnológicas, pela doação dos bio-óleos, a JK Fertilizantes, pelo fornecimento da emulsão de peixe (Fertilizante Orgânico Classe A®) e a Fish Fertilizantes Ltda, pela doação do hidrolisado de peixe (FishFértil Active®). Também agradecemos à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa de estudos do primeiro autor, e ao Conselho Nacional de Pesquisa e Desenvolvimento (CNPq), pela bolsa de produtividade do segundo autor.

REFERÊNCIAS

Abbasi, P.A., 2013. Establishing suppressive conditions against soilborne potato diseases with low rates of fish emulsion applied serially as a pre-plant soil amendment. Canadian Journal of Plant Pathology 35, 10-19.

Abbasi, P.A., Conn, K.L., Lazarovits, G., 2004. Suppression of *Rhizoctonia* and *Pythium* damping-off of radish and cucumber seedlings by addition of fish emulsion to peat mix or soil. Canadian Journal of Plant Pathology 26, 177-187.

Abbasi, P.A., Lazarovits, G., Jabaji-Hare, S., 2009. Detection of high concentrations of organic acids in fish emulsion and their role in pathogen or disease suppression. Phytopathology 99, 274-281.

Akila, R., Rajendran, L., Harish, S., Saveetha, K., Raguchander, T., Samiyappan, R., 2011. Combined application of botanical formulations and biocontrol agents for the management of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (Foc) causing Fusarium wilt in banana. Biological Control 57, 175-183.

Almario, J., Muller, D., Défago, G., Moënne-Loccoz, Y., 2014. Rhizosphere ecology and phytoprotection in soils naturally suppressive to *Thielaviopsis* black root rot of tobacco. Environmental Microbiology.

Amir, H., Alabouvette, C., 1993. Involvement of soil abiotic factors in the mechanisms of soil suppressiveness to Fusarium wilts. Soil Biology and Biochemistry 25, 157-164.

Andrade, O., Campillo, R., Peyrelongue, A., Barrientos, L., 2011. Soils suppressive against *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici* identified under wheat crop monoculture in southern Chile. Cien Inv Agr 38, 345-356.

Baker, K., Cook, R.J., 1974. Biological control of plant pathogens. W.H. Freeman and Company., San Francisco, 433pp. pp.

Belgrove, A., Steinberg, C., Viljoen, A., 2011. Evaluation of Nonpathogenic *Fusarium oxysporum* and *Pseudomonas fluorescens* for Panama Disease Control. Plant Disease 95, 951-959.

Bettiol, W., Forner, C., Mattos, L., 2014. Development of Suppressiveness to *Fusarium oxysporum* in Container Media and Soil Amended with Fish Emulsion and Fish Hydrolyzed, VIII International Symposium on Chemical and Non-Chemical Soil and Substrate Disinfestation 1044, pp. 133-138.

Bettiol, W., Ghini, R., Mariano, R.R., Michereff, S.J., Mattos, L.P., Alvarado, I.C., Pinto, Z.V., 2009. Supressividade a fitopatógenos habitantes do solo, In: Bettiol, W., Morandi, M. (Eds.), Biocontrole de Doenças de Plantas: Uso e Perspectivas. EMBRAPA Meio Ambiente, Jaguariúna, SP, pp. 187-208.

Bonanomi, G., Antignani, V., Capodilupo, M., Scala, F., 2010. Identifying the characteristics of organic soil amendments that suppress soilborne plant diseases. Soil Biology and Biochemistry 42, 136-144.

Borges, A.L., da Silva Souza, L., 2004. O cultivo da bananeira. Embrapa Mandioca e Fruticultura.

Camargo, O., Moniz, A., Jorge, J., Valadares, J., 2009. Métodos de análise química, mineralógica e física de solos do IAC. Boletim Técnico 106, 94.

Castellani, A., 1963. The "water cultivation" of pathogenic fungi. J Trop Med Hyg 66, 283-284.

Chalermsan, Y., Peerapan, S., 2009. Wood-vinegar: by-product from rural charcoal kiln and its roles in plant protection. As. J. Food Ag-Ind 2, 189-195.

Chowdhury, N., Marschner, P., Burns, R., 2011. Response of microbial activity and community structure to decreasing soil osmotic and matric potential. Plant and soil 344, 241-254.

Cook, R.J., Baker, K.F., 1983. The nature and practice of biological control of plant pathogens. American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota, 539 pp.

Costa, S.N., Bragança, C.A.D., Ribeiro, L.R., Amorim, E.P., Oliveira, S.A.S., Dita, M.A., Laranjeira, F.F., Haddad, F., 2014. Genetic structure of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* in different regions from Brazil. Plant Pathology, n/a-n/a.

Dita, M., Waalwijk, C., Buddenhagen, I., Souza Jr, M., Kema, G., 2010. A molecular diagnostic for tropical race 4 of the banana Fusarium wilt pathogen. Plant Pathology 59, 348-357.

Duffy, B.K., Défago, G., 1997. Zinc improves biocontrol of Fusarium crown and root rot of tomato by *Pseudomonas fluorescens* and represses the production of pathogen metabolites inhibitory to bacterial antibiotic biosynthesis. Phytopathology 87, 1250-1257.

Fang, X., You, M., Barbetti, M., 2012. Reduced severity and impact of Fusarium wilt on strawberry by manipulation of soil pH, soil organic amendments and crop rotation. European Journal of plant pathology 134, 619-629.

García-Bastidas, F., Ordóñez, N., Konkol, J., Al-Qasim, M., Naser, Z., Abdelwali, M., Salem, N., Waalwijk, C., Ploetz, R.C., Kema, G.H.J., 2013. First Report of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* Tropical Race 4 Associated with Panama Disease of Banana outside Southeast Asia. Plant Disease 98, 694-694.

Haas, D., Défago, G., 2005. Biological control of soil-borne pathogens by fluorescent pseudomonads. Nature Reviews Microbiology 3, 307-319.

Höper, H., Alabouvette, C., 1996. Importance of physical and chemical soil properties in the suppressiveness of soils to plant diseases. European Journal of Soil Biology 32, 41-58.

Hossain, M.M., Scott, I.M., McGarvey, B.D., Conn, K., Ferrante, L., Berruti, F., Briens, C., 2014. Insecticidal and anti-microbial activity of bio-oil derived from fast pyrolysis of lignin, cellulose, and hemicellulose. Journal of Pest Science, 1-9.

Huber, D., Schneider, R.W., 1982. The description and occurrence of suppressive soils, In: Schneider, R.W. (Ed.), Suppressive soils and Plant disease. The American Phytopathological Society, St. Paul, pp. 1-7.

Hugenholtz, P., 2002. Exploring prokaryotic diversity in the genomic era. Genome Biol 3, 1-0003.0008.

IPCC, 2014. New banana disease found in Mozambique (*Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* Tropical Race 4). International Plant Protection Convention.

Janvier, C., Villeneuve, F., Alabouvette, C., Edel-Hermann, V., Mateille, T., Steinberg, C., 2007. Soil health through soil disease suppression: Which strategy from descriptors to indicators? Soil Biology and Biochemistry 39, 1-23.

Kadota, M., Niimi, Y., 2004. Effects of charcoal with pyroligneous acid and barnyard manure on bedding plants. Scientia Horticulturae 101, 327-332.

Komada, H., 1975. Development of a selective medium for quantitative isolation of *Fusarium oxysporum* from natural soil. Review of Plant Protection Research 8, 114-124.

Lamari, L., 2008. ASSESS 2.0: Image analysis software for disease quantification. APS Press.

Li, C., Zuo, C., Deng, G., Kuang, R., Yang, Q., Hu, C., Sheng, O., Zhang, S., Ma, L., Wei, Y., 2013. Contamination of bananas with beauvericin and fusaric acid produced by *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. PloS one 8, e70226.

López-Berges, M.S., Capilla, J., Turrà, D., Schafferer, L., Matthijs, S., Jöchl, C., Cornelis, P., Guarro, J., Haas, H., Di Pietro, A., 2012. HapX-mediated iron homeostasis is essential for rhizosphere competence and virulence of the soilborne pathogen *Fusarium oxysporum*. The Plant Cell Online 24, 3805-3822.

Ma, X., Wei, Q., Zhang, S., Shi, L., Zhao, Z., 2011. Isolation and bioactivities of organic acids and phenols from walnut shell pyroligneous acid. Journal of Analytical and Applied Pyrolysis 91, 338-343.

McKinney, H., 1923. Influence of soil temperature and moisture on infection of wheat seedlings by *Helminthosporium sativum*. Journal of Agricultural Research 26, 195-217.

Mehta, C.M., Palni, U., Franke-Whittle, I.H., Sharma, A.K., 2014. Compost: Its role, mechanism and impact on reducing soil-borne plant diseases. Waste Management 34, 607-622.

Mendes, R., Kruijt, M., de Bruijn, I., Dekkers, E., van der Voort, M., Schneider, J.H., Piceno, Y.M., DeSantis, T.Z., Andersen, G.L., Bakker, P.A., 2011. Deciphering the rhizosphere microbiome for disease-suppressive bacteria. Science 332, 1097-1100.

Mohan, D., Pittman, C.U., Steele, P.H., 2006. Pyrolysis of wood/biomass for bio-oil: a critical review. Energy & Fuels 20, 848-889.

Molina, A., Fabregar, E., Sinohin, V., Fourie, G., Viljoen, A., 2008. Tropical race 4 of *Fusarium oxysporum* f. sp *cubense* causing new Panama wilt epidemics in Cavendish varieties in the Philippines. Phytopathology 98, S108-S108.

Mu, J., Yu, Z.-m., Wu, W.-q., Wu, Q.-l., 2006. Preliminary study of application effect of bamboo vinegar on vegetable growth. Forestry Studies in China 8, 43-47.

Pane, C., Spaccini, R., Piccolo, A., Scala, F., Bonanomi, G., 2011. Compost amendments enhance peat suppressiveness to *Pythium ultimum*, *Rhizoctonia solani* and *Sclerotinia minor*. Biological Control 56, 115-124.

Ploetz, R.C., 2005. Panama disease, an old nemesis rears its ugly head: part 1, the beginnings of the banana export trades. Plant Health Prog. doi 10, 1094.

Ploetz, R.C., Haynes, J.L., Vázquez, A., 1999. Responses of new banana accessions in South Florida to Panama disease. Crop Protection 18, 445-449.

R Core Team, 2014. R: A Language and Environment for Statistical Computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Disponivel em: http://www.R-project.org/

Rosenzweig, N., Tiedje, J.M., Quensen III, J.F., Meng, Q., Hao, J.J., 2012. Microbial communities associated with potato common scab-suppressive soil determined by pyrosequencing analyses. Plant Disease 96, 718-725.

Saberi, M., Askary, H., Sarpeleh, A., 2013. Wood vinegar as a biological product for managing *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-cucumerinum*. Canadian Journal of Plant Protection (CJPP) 1, 129-133.

Saikia, R., Varghese, S., Singh, B.P., Arora, D.K., 2009. Influence of mineral amendment on disease suppressive activity of *Pseudomonas fluorescens* to Fusarium wilt of chickpea. Microbiological Research 164, 365-373.

Schrettl, M., Bignell, E., Kragl, C., Sabiha, Y., Loss, O., Eisendle, M., Wallner, A., Arst, H.N., Jr., Haynes, K., Haas, H., 2007. Distinct Roles for Intra- and Extracellular Siderophores during *Aspergillus fumigates* infection. PLoS Pathog 3, e128.

Senechkin, I.V., van Overbeek, L.S., van Bruggen, A.H.C., 2014. Greater Fusarium wilt suppression after complex than after simple organic amendments as affected by soil pH, total carbon and ammonia-oxidizing bacteria. Applied Soil Ecology 73, 148-155.

Serra-Wittling, C., Houot, S., Alabouvette, C., 1996. Increased soil suppressiveness to Fusarium wilt of flax after addition of municipal solid waste compost. Soil Biology and Biochemistry 28, 1207-1214.

Shen, Z., Zhong, S., Wang, Y., Wang, B., Mei, X., Li, R., Ruan, Y., Shen, Q., 2013. Induced soil microbial suppression of banana fusarium wilt disease using compost and biofertilizers to improve yield and quality. European Journal of Soil Biology 57, 1-8.

Steiner, C., Das, K.C., Garcia, M., Förster, B., Zech, W., 2008. Charcoal and smoke extract stimulate the soil microbial community in a highly weathered xanthic Ferralsol. Pedobiologia 51, 359-366.

Stover, R.H., 1962. Fusarium wilt (Panama disease) of bananas and other Musa species., Kew, UK., 177 pp.

Tenuta, M., Lazarovits, G., 2002. Ammonia and nitrous acid from nitrogenous amendments kill the microsclerotia of *Verticillium dahliae*. Phytopathology 92, 255-264.

Termorshuizen, A., Van Rijn, E., Van der Gaag, D., Alabouvette, C., Chen, Y., Lagerlöf, J., Malandrakis, A., Paplomatas, E., Rämert, B., Ryckeboer, J., 2006. Suppressiveness of 18 composts against 7 pathosystems: variability in pathogen response. Soil Biology and Biochemistry 38, 2461-2477.

van Bruggen, A.H., Sharma, K., Kaku, E., Karfopoulos, S., Zelenev, V.V., Blok, W.J., 2015. Soil health indicators and Fusarium wilt suppression in organically and conventionally managed greenhouse soils. Applied Soil Ecology 86, 192-201.

Visconti, A., Bettiol, W., Morandi, M.A.B., 2010. Efeito de hidrolisado de peixe sobre o crescimento micelial e controle de *Cylindrocladium spathiphylli* em espatifilo. Summa Phytopathologica 36, 298-308.

Wang, B., Yuan, J., Zhang, J., Shen, Z., Zhang, M., Li, R., Ruan, Y., Shen, Q., 2013. Effects of novel bioorganic fertilizer produced by *Bacillus amyloliquefaciens* W19 on antagonism of Fusarium wilt of banana. Biology and fertility of soils 49, 435-446.

Wei, Q., Ma, X., Dong, J., 2010. Preparation, chemical constituents and antimicrobial activity of pyroligneous acids from walnut tree branches. Journal of Analytical and Applied Pyrolysis 87, 24-28.

Tabela 1. Características químicas e biológicas dos bio-óleos e biofertilizantes.

Característica	Bio-óleo de casca de arroz	Bio-óleo de *Eucalyptus*	Emulsão de peixe	Hidrolisado de peixe
	BA	BE	EP	HP
	---------- g Kg^{-1} ----------			
Nitrogênio	14,6	5,0	24,5	18,9
Fósforo	0,0	0,0	5,6	7,2
Potássio	0,0	0,0	2,4	14,6
Cálcio	0,0	0,0	8,0	8,1
Magnésio	0,0	0,0	2,4	2,9
Enxofre	0,3	0,2	14,0	48,0
Sódio	0,008	0,03	2,2	2,7
Carbono Orgânico	968,3	993,1		-
	---------- mg Kg^{-1} ----------			
Ferro	536,3	979,7	5800,0	1332,5
Manganês	0,0	0,0	25,0	30,0
Cobre	0,0	12,1	7,5	5,0
Zinco	294,1	181,3	75	45,0
Boro	0,0	0,0	600,0	1100,0
pH (H_2O)	5,0	4,1	3,9	3,7

Tabela 2. Características químicas do solo utilizado no experimento.

pH	MO	P	K	Ca	Mg	Al	H	CTC	S	Na	Fe	Mn	Cu	Zn	B
	g dm^3	ppm	---------- mmol$_c$ dm^3 ----------						---------- ppm ----------						
5,1	18	18	0,9	34	6	3	31	74,9	4	18	31,6	1,7	0,7	2,5	0,1

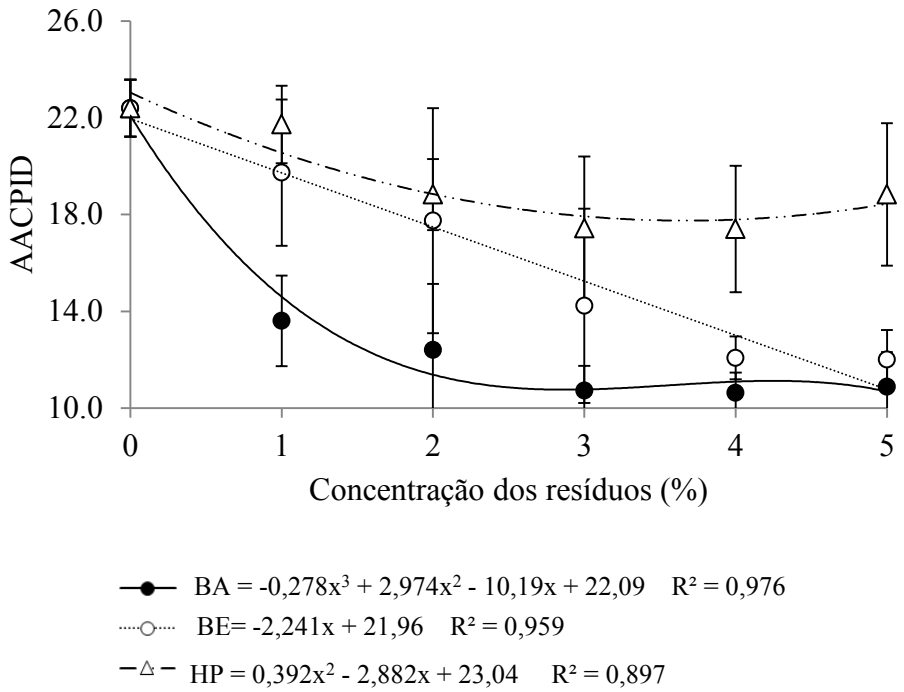

Figura 1. Área abaixo da curva de progresso do índice de doença (AACPID) causada por *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* após a aplicação de bio-óleo de casca de arroz (BA) e *Eucalyptus* (BE) a 0, 2,5, 5, 7,5, 10 e 12,5% e emulsão (EP) e hidrolisado de peixe (HP)a 0, 5, 10, 15, 20 e 25% da capacidade de campo. Média de dois ensaios com 10 repetições cada. Barras de erros representam o desvio padrão.

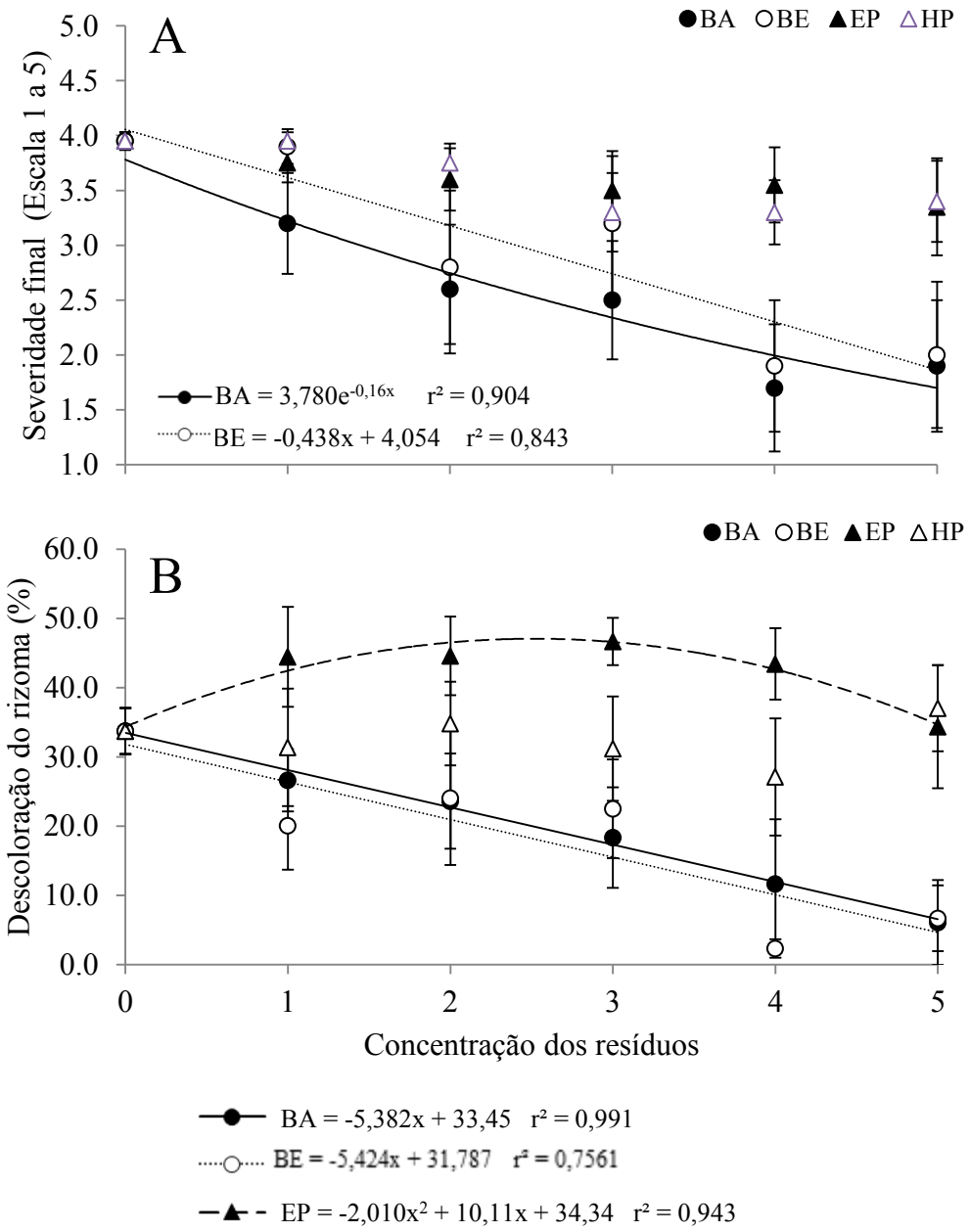

Figura 2. Severidade externa do mal-do-Panamá (A) e descoloração do rizoma da bananeira (B) causada por *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* após a incoporação de bio-óleo de casca de arroz (BA) e de *Eucalyptus* (BE)a 0, 2,5, 5, 7,5, 10 e 12,5% e emulsão (EP) e hidrolisado de peixe (HP) a 0, 5, 10, 15, 20 e 25% da capacidade de campo. Análise de regressão da média de dois cultivos. Barras de erros representam o desvio padrão.

Tabela 3. Análise de correlação de Pearson entre as variáveis estudadas.

	AACPD	Sev Ext	Desc Riz	Alt 45	Alt 90	Dia 45	Dia 90	MS raíz	MS PA	CO2 10	CO2 30	CO2 90	Fus 45	Fun 45	Bac 45	CE 30	CE 60	CE90	pH 30	pH 60	pH 90	MO	P	V%	K	Ca	Mg	H	CTC	S	Na	Fe	Mn	Cu	Zn	B	AACCM	Germ	Voláteis
AACPD	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sev Ext	**1.0**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Desc Riz	**0.9**	**1.0**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Alt 45	**-0.8**	**-0.8**	**-0.8**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Alt 90	**-0.8**	**-0.8**	-0.6	0.6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Dia 45	**0.8**	**0.8**	**0.9**	-0.5	-0.4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Dia 90	-0.3	-0.2	-0.1	0.5	0.5	0.3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	--	-	-	-
MS raíz	0.0	0.1	0.1	0.5	0.0	0.5	**0.8**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
MS PA	-0.5	-0.4	-0.4	**0.7**	0.5	0.1	**1.0**	**0.8**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CO2 10	-0.1	-0.1	0.2	0.2	0.6	0.5	**0.8**	0.5	0.6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CO2 30	-0.4	-0.3	-0.1	0.5	**0.7**	0.3	**0.8**	0.5	**0.7**	**0.9**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CO2 90	**0.9**	**0.8**	**0.9**	**-1.0**	-0.5	**0.7**	-0.3	-0.2	-0.5	0.1	-0.2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Fus 45	0.5	0.3	0.4	**-0.8**	-0.3	0.1	-0.5	-0.7	-0.6	-0.2	-0.5	**0.7**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Fun 45	0.4	0.2	0.4	**-0.8**	-0.1	0.1	-0.4	-0.7	-0.5	0.0	-0.4	0.7	**1.0**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Bac 45	0.2	0.3	0.5	-0.2	0.3	0.7	0.5	0.3	0.3	**0.9**	**0.7**	0.5	0.0	0.1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CE 30	0.3	0.4	0.6	-0.3	0.2	**0.7**	0.4	0.3	0.2	**0.8**	**0.7**	0.5	0.0	0.1	**1.0**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CE 60	0.2	0.1	0.4	-0.4	0.4	0.4	0.3	-0.1	0.1	**0.8**	0.5	0.5	0.5	0.6	**0.8**	**0.8**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CE90	-0.6	**-0.7**	-0.5	0.3	**0.8**	-0.3	0.5	-0.1	0.5	0.6	0.5	-0.3	0.1	0.3	0.3	0.2	0.6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
pH 30	-0.2	0.0	0.0	0.5	0.4	0.3	0.6	0.7	0.5	0.6	**0.8**	-0.3	**-0.8**	**-0.8**	0.5	0.6	0.1	0.0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
pH 60	0.7	0.6	0.4	-0.3	**-0.9**	0.4	-0.1	0.3	-0.1	-0.5	-0.6	0.3	0.1	0.0	-0.4	-0.3	-0.5	-0.7	-0.3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
pH 90	0.3	0.2	0.0	-0.4	-0.7	-0.3	**-0.8**	-0.5	-0.7	**-0.9**	**-1.0**	0.1	0.5	0.4	**-0.8**	**-0.8**	-0.5	-0.5	**-0.8**	0.4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
MO	0.0	-0.1	0.0	-0.5	0.1	-0.3	-0.4	**-0.8**	-0.4	-0.1	-0.4	0.4	**0.9**	**0.9**	0.0	-0.1	0.5	0.5	-0.8	-0.3	0.3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
P	0.4	0.4	0.7	-0.6	0.1	0.7	0.2	0.0	0.0	**0.7**	0.4	**0.7**	0.5	0.5	**0.9**	**0.9**	**0.9**	0.3	0.1	-0.1	-0.5	0.4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
V%	0.2	0.2	0.4	-0.6	0.2	0.1	-0.4	-0.7	-0.5	0.3	0.1	0.6	0.6	0.7	0.5	0.5	0.7	0.2	-0.1	-0.5	-0.2	0.6	0.7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
K	0.3	0.3	0.5	-0.3	0.3	0.7	0.5	0.2	0.2	**0.9**	0.7	0.5	0.1	0.2	**1.0**	**1.0**	**0.9**	0.3	0.5	-0.2	**-0.8**	0.1	**0.9**	0.6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ca	0.5	0.5	0.7	**-0.8**	-0.1	0.5	0.0	-0.3	-0.3	0.5	0.1	**0.8**	**0.8**	**0.8**	0.7	0.7	**0.9**	0.3	-0.3	0.0	-0.2	0.6	**0.9**	**0.8**	**0.7**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Mg	-0.5	-0.5	-0.5	0.6	0.5	-0.1	**0.9**	0.6	**0.9**	0.5	0.5	-0.5	-0.3	-0.2	0.1	0.0	0.2	0.7	0.2	-0.1	-0.4	-0.1	0.0	-0.5	0.1	-0.1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
H	0.1	0.1	0.0	0.2	-0.1	0.4	0.8	**0.8**	**0.7**	0.4	0.2	-0.1	-0.1	-0.1	0.1	0.1	0.1	0.2	0.1	0.5	-0.2	-0.2	0.1	-0.6	0.1	0.0	**0.8**	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CTC	0.5	0.4	0.6	-0.6	0.0	0.7	0.3	0.1	0.1	0.7	0.3	0.7	0.6	0.6	**0.7**	0.7	**0.9**	0.4	-0.1	0.1	-0.3	0.5	**0.9**	0.5	**0.8**	**0.9**	0.2	0.4	-	--	-	-	-	-	-	-	-	-	-
S	0.2	0.3	0.5	-0.1	0.3	0.7	0.5	0.4	0.3	**0.9**	**0.8**	0.4	-0.1	0.0	**1.0**	**1.0**	**0.8**	0.2	0.6	-0.2	**-0.8**	-0.1	**0.8**	0.5	**1.0**	0.6	0.1	0.1	0.7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Na	0.4	0.4	0.6	-0.7	0.1	0.5	0.1	-0.2	-0.2	0.6	0.2	**0.8**	0.7	**0.7**	**0.7**	0.7	**1.0**	0.4	-0.1	-0.1	-0.3	0.6	**1.0**	**0.8**	**0.8**	**1.0**	-0.1	0.0	**0.9**	0.7	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Fe	0.2	0.1	0.2	-0.7	-0.1	-0.2	-0.6	**-0.8**	-0.6	-0.2	-0.6	0.5	**1.0**	**1.0**	-0.1	-0.1	0.4	0.2	-0.8	-0.2	0.5	**1.0**	0.3	0.6	0.0	0.6	-0.3	-0.3	0.4	-0.2	0.6	-	-	-	-	-	-	-	-
Mn	**0.8**	**0.8**	0.6	**-0.8**	**-0.9**	0.4	-0.5	-0.2	-0.6	-0.5	**-0.8**	0.7	0.6	0.5	-0.3	-0.2	-0.2	-0.6	-0.6	**0.8**	**0.8**	0.2	0.0	0.0	-0.3	0.3	-0.5	0.1	0.2	-0.3	0.1	0.4	-	-	-	-	-	-	-
Cu	0.5	0.5	0.7	-0.3	0.1	**0.8**	0.3	0.3	0.0	0.7	0.6	0.6	0.0	0.0	**0.9**	**1.0**	0.6	-0.1	0.6	0.0	-0.7	-0.2	**0.8**	0.5	0.9	0.6	-0.2	-0.1	0.6	**0.9**	0.6	-0.2	-0.1	-	-	--	-	-	-
Zn	**-0.9**	**-0.9**	**-0.8**	0.6	**0.9**	**-0.8**	0.0	-0.4	0.2	0.1	0.3	-0.7	-0.2	-0.1	-0.1	-0.2	0.0	0.7	0.0	**-0.9**	-0.2	0.2	-0.3	0.1	-0.1	-0.3	0.3	-0.3	-0.3	-0.2	-0.2	0.1	-0.8	-0.4	-	-	-	-	-
B	0.5	0.4	0.6	-0.5	-0.2	0.7	0.4	0.3	0.2	0.5	0.1	0.6	0.5	0.5	0.6	0.5	0.7	0.3	-0.2	0.4	-0.2	0.4	**0.8**	0.2	0.6	**0.8**	0.3	0.6	**0.9**	0.5	**0.8**	0.3	0.4	0.4	-0.5	-	-	-	-
AACCM	**1.0**	**1.0**	**1.0**	**-0.9**	-0.7	**0.8**	-0.2	0.0	-0.5	0.0	-0.3	**0.9**	0.5	0.4	0.4	0.5	0.3	-0.5	-0.2	0.6	0.2	0.1	0.6	0.4	0.4	0.7	-0.5	0.1	0.6	0.4	0.6	0.3	0.7	0.6	**-0.9**	0.6	-	-	-
Germ	**0.9**	**1.0**	**1.0**	-0.7	-0.7	**0.9**	-0.1	0.2	-0.3	0.1	-0.1	**0.8**	0.2	0.1	0.4	0.5	0.2	-0.7	0.2	0.7	0.0	-0.2	0.5	0.2	0.4	0.5	-0.5	0.1	0.4	0.5	0.4	-0.1	0.6	0.7	**-0.9**	0.4	**0.9**	-	-
Voláteis	**1.0**	**0.9**	**0.8**	**-0.8**	**-0.9**	0.6	-0.4	0.0	-0.5	-0.4	-0.6	**0.8**	0.5	0.3	0.0	0.1	-0.1	-0.7	-0.3	**0.8**	0.5	0.0	0.2	0.1	0.0	0.4	-0.6	0.1	0.3	0.0	0.2	0.2	**0.9**	0.2	**-0.9**	0.4	**0.9**	**0.8**	-

[a] Valores em negrito apresentam correlação significativa ($P \leq 0,05$); Área abaixo da curva de progresso do índice de doença (AACPID); Severidade final (Sev Ext); Descoloração do rizoma (Desc Riz); Altura aos 45 dias após a incorporação (DAI) (Alt 45) e aos 90 DAI (Alt 90); Diâmetro do pseudocaule aos 45 DAI (Dia 45) e aos 90 DAI (Dia 90); Massa seca de raíz (MS raíz) e parte aérea (MS PA); Liberação de CO_2 do solo aos 10 DAI (CO2 10), aos 30 DAI (CO2 30) e aos 90 DAI (CO2 90); Fusarium oxysporum aos 45 DAI (Fus 45); Fungos aos 45 DAI (Fun 45); Bactérias aos45 DAI (Bac 45); Condutividade elétrica aos 30 DAI (CE 30), aos 60 DAI (CE 60) e aos 90 DAI (CE 90); pH aos 30 DAI (pH 30), aos 60 DAI (pH 60) e aos 90 DAI (pH 90); Matéria Orgânica (MO); Fósforo (P); Saturação de bases (V); Potássio (K); Cálcio (Ca); Magnésio (Mg); Alumínio (Al); Hidrogênio (H); Capacidade de troca de cátions (CTC); Enxofre (S); Sódio (Na); Ferro (Fe); Manganês (Mn); Cobre (Cu); Zinco (Zn); Boro (B); Área abaixo da curva de crescimento micelial (AACCM) e germinação (Germ) pela ação de extratos aquosos; Crescimento micelial pela ação de compostos voláteis (Voláteis).

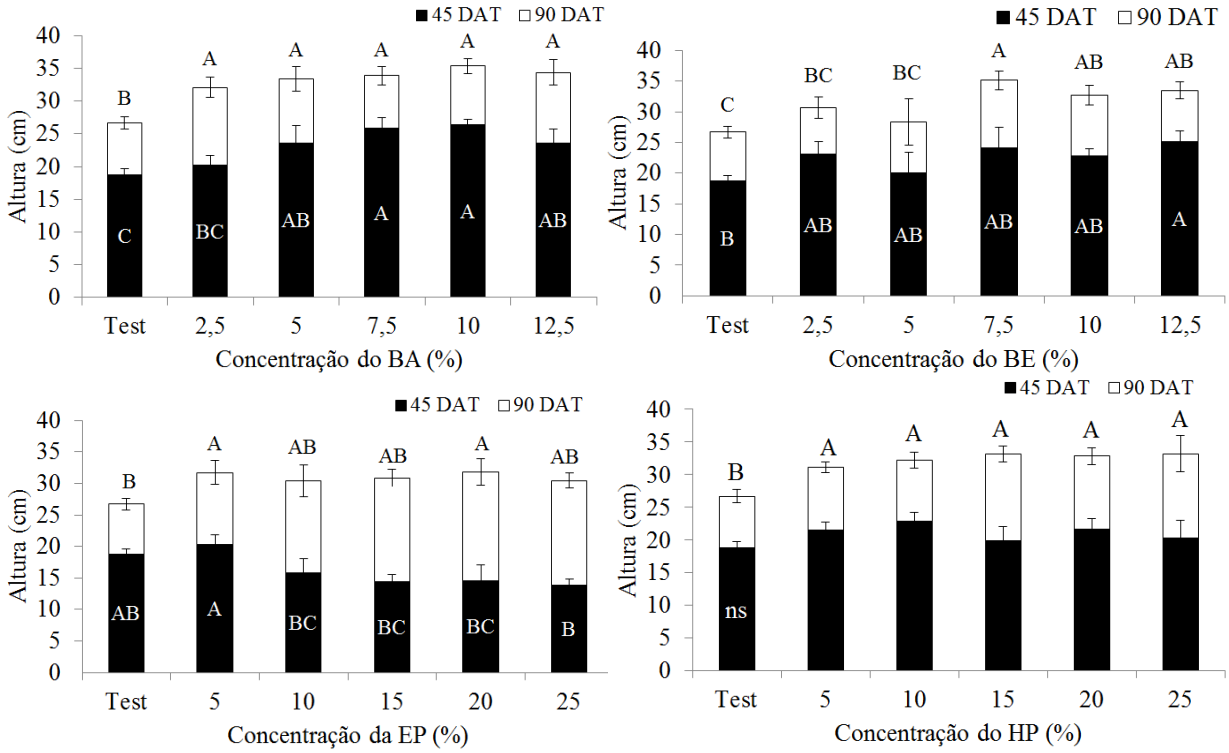

Figura 3. Altura de plantas de bananeira cv. Maçà aos 45 e 90 dias após o transplantio (DAT) em solo infestado com *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* e incorporado com bio-óleo de casca de arroz (BA) (A) e serragem de *Eucalyptus* (BE) (B) nas concentrações de 2,5; 5; 7,5; 10 e 12,5%, e emulsão (EP) (C) e hidrolisado de peixe (HP) (D)`a 5; 10; 15; 20 e 25% do volume de água necessário para atingir a capacidade decampo do solo. Média de dois ensaios com 10 repetições cada. Barras de erro representam o desvio padrão. Letras iguais em cada época de avaliação não diferem significativamente si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$); ns = Não significativo.

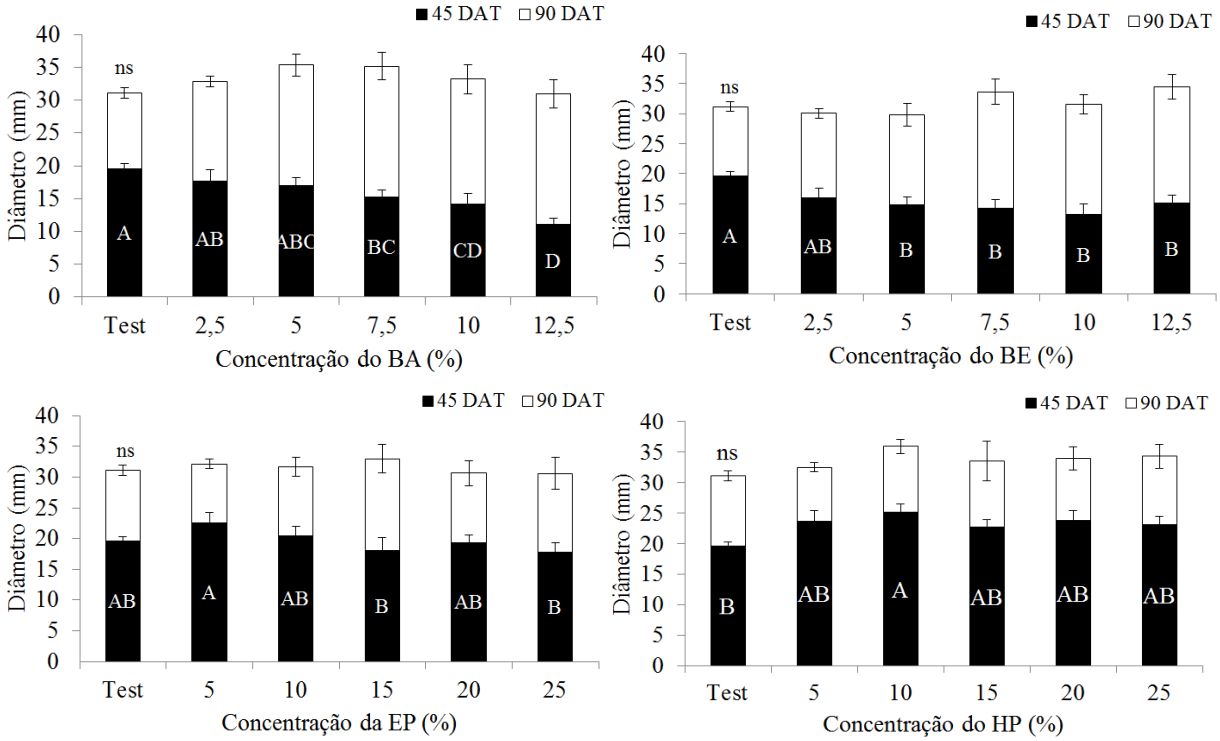

Figura 4. Diâmetro do pseudocaule de bananeira cv. Maçã aos 45 e 90 dias após o transplantio (DAT) em solo infestado com *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* e incorporado com bio-óleo de casca de arroz (BA) (A) e serragem de *Eucalyptus* (BE) (B) nas concentrações de 2,5; 5; 7,5; 10 e 12,5%, e emulsão (EP) (C) e hidrolisado de peixe (HP) (D)`a 5; 10; 15; 20 e 25% do volume de água necessário para atingir a capacidade decampo do solo. Média de dois ensaios com 10 repetições cada. Barras de erro representam o desvio padrão. Letras iguais em cada época de avaliação não diferem significativamente si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$); ns = Não significativo.

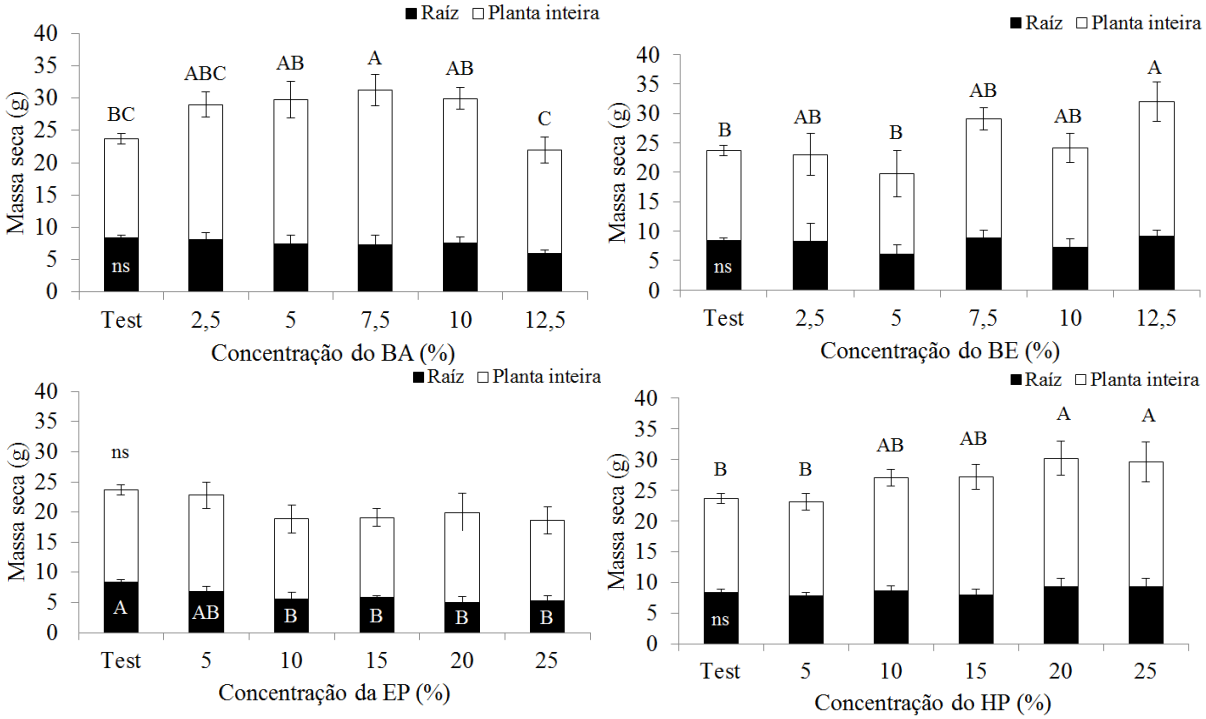

Figura 5. Massa seca de raíz e planta inteira de bananeira cv. Maçã aos 90 dias após o transplantio (DAT) em solo infestado com *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* e incorporado com bio-óleo de casca de arroz (BA) (A) e serragem de *Eucalyptus* (BE) (B) nas concentrações de 2,5; 5; 7,5; 10 e 12,5%, e emulsão (EP) (C) e hidrolisado de peixe (HP) (D)`a 5; 10; 15; 20 e 25% do volume de água necessário para atingir a capacidade decampo do solo. Média de dois ensaios com 10 repetições cada. Barras de erro representam o desvio padrão. Letras iguais em cada época de avaliação não diferem significativamente si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$); ns = Não significativo.

Tabela 4. Coeficientes da correlação de Pearson calculados entre as variáveis envolvidas na supressividade com a incorporação de bio-óleos e biofertilizantes [a].

Variáveis	[x] AACPID	*F. oxysporum*	Fungos	Bactérias
Altura (45 DAT)	**-0,832***	**-0,836***	**-0,779***	-0,204
Diâmetro (45 DAT)	0,777*	0,084	0,054	0,677
MS de raíz	0,033	-0,671	-0,674	0,280
MS da parte aérea	-0,481	-0,605	-0,528	0,282
[y] CO_2 (10 DAI)	-0,125	-0,156	-0,040	**0,895***
CO_2 (30 DAI)	-0,374	-0,543	-0,429	**0,747***
CO_2 (90 DAI)	0,892*	0,702*	0,660	0,453
F. oxysporum (45 DAI)	0,453	[b] n.c.	n.c.	n.c.
Fungos (45 DAI)	0,356	0,988**	n.c.	n.c.
Bactérias (45 DAI)	0,229	0,025	0,109	n.c.
[z] CE (30 DAI)	0,325	0,016	0,085	**0,992****
CE (60 DAI)	0,168	0,484	0,583	**0,841***
CE (90 DAI)	-0,650	0,121	0,260	0,298
pH (30 DAI)	-0,183	**-0,809**	**-0,761***	0,548
pH (60 DAI)	0,655	0,042	-0,083	-0,184
pH (90 DAI)	0,291	0,468	0,353	-0,817*
Matéria orgânica	0,029	0,903	0,943**	-0,021
P	0,447	0,465	0,528	**0,895***
K	0,250	0,126	0,212	**0,995****
Ca	0,529	0,761	0,800*	0,664
Mg	-0,540	-0,286	-0,202	0,122
H	0,078	-0,136	-0,134	0,118
S	0,225	-0,089	-0,011	**0,991****
Na	0,418	0,683	0,743*	**0,745***
Fe	0,224	0,960	0,966**	-0,094
Mn	0,824*	0,593	0,468	-0,306
Cu	0,452	-0,032	0,006	**0,921***
Zn	**-0,931****	-0,184	-0,076	-0,148
B	0,505	0,513	0,535	0,559
Compostos voláteis	**0,963****	0,456	0,334	-0,041
[w] AACCM	**0,985****	0,510	0,435	0,372
Germinação de microconídios	**0,937****	0,177	0,099	0,434

[a] Valores em negrito apresentam significância na supressão da murcha de Fusarium, ou seja, menor desenvolvimento da doença com o aumento dos seus níveis. Valores sublinhados apresentam significância no agravamento da doença; [b] n.c. =Não calculado; [x]Área abaixo da curva de progresso do índice de doença; [y] Liberação de CO_2 do solo; [z] Condutividade elétrica; [w] Área baixo da curva de crescimento micelial. *$P \leq 0.05$; ** $P<0.01$.

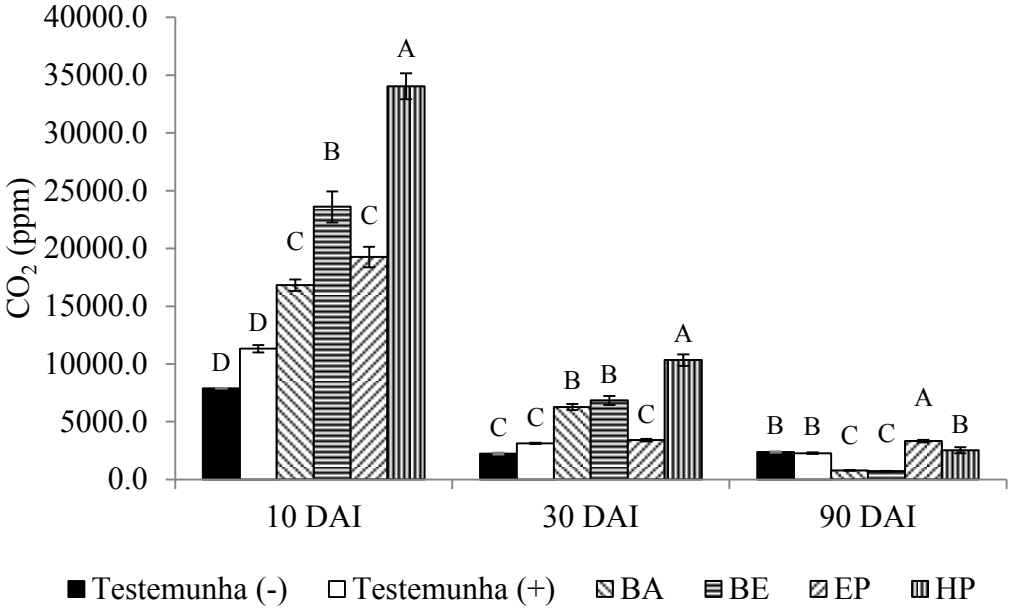

Figura 6. Liberação de CO_2 do solo 10, 30 e 90 dias após a incorporação (DAI) no solo de bio-óleo de casca de arroz (BA) e de *Eucalyptus* (BE) a 12,5%, e emulsão (EP) e hidrolisado de peixe (HP) a 25% da capacidade de campo, testemunha absoluta (-) e testemunha inoculada (+). Média de dois cultivos biológicos com quatro replicatas. Barras de erros representam o desvio padrão e letras iguais em cada época de avaliação não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

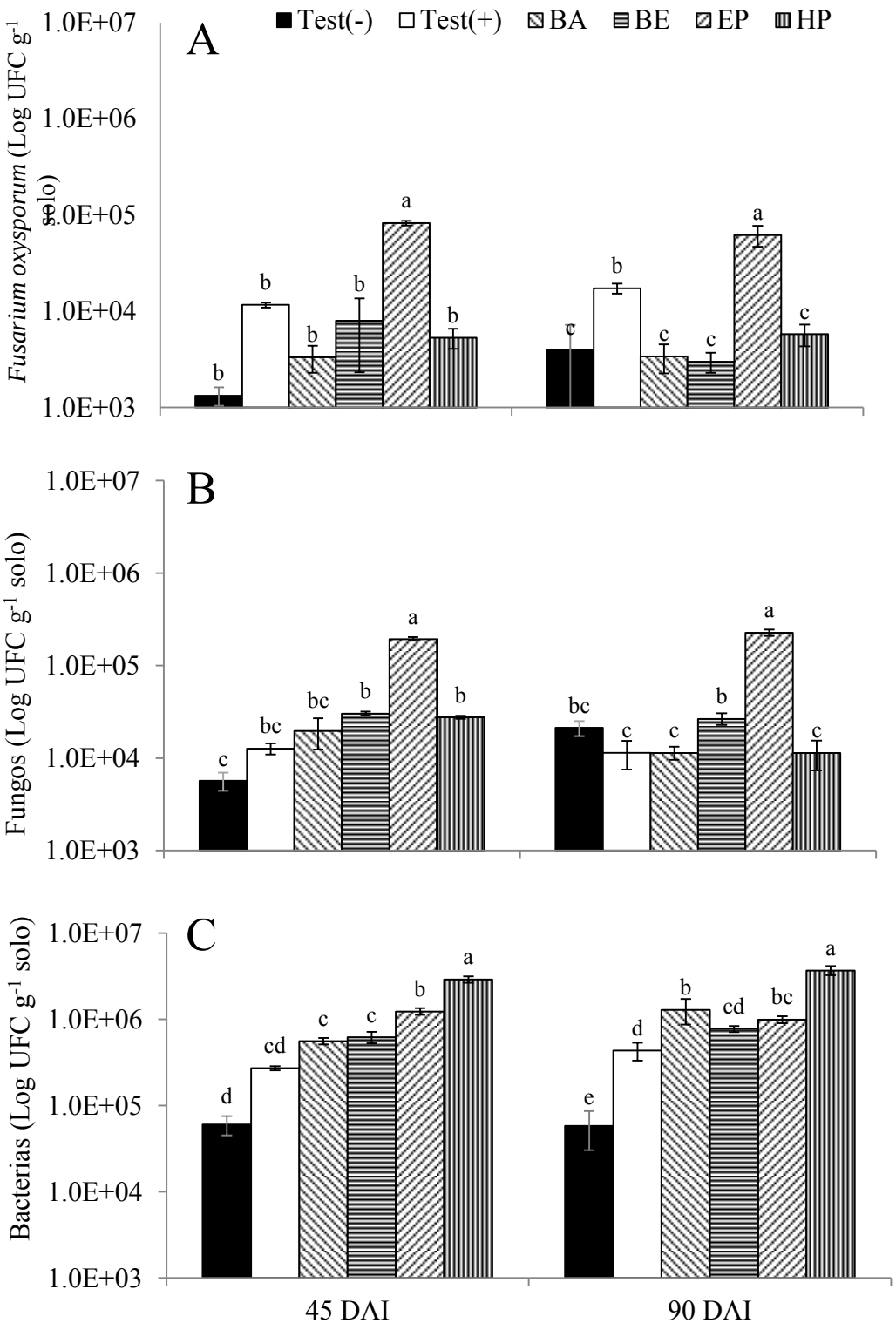

Figura 7. População de *Fusarium oxysporum* (A), fungos (B) e bactérias (C) aos 45 e 90 dias após a incorporação (DAI) no solo de bio-óleo de casca de arroz (BA) e de *Eucalyptus* (BE) a 12,5% e emulsão (EP) e hidrolisado de peixe (HP) a 25% da capacidade de campo, testemunha absoluta (Test -) e testemunha inoculada (Test +). Média de dois ensaios com cinco repetições cada. Barras de erros representam o desvio padrão e letras iguais em cada época de avaliação não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey (P<0,05).

Tabela 5. Condutividade elétrica e pH do solo aos 30, 60 e 90 dias após a incorporação (DAI) de bio-óleo de casca de arroz (BA) e de *Eucalyptus* (BE) a 12,5% e emulsão (EP) e hidrolisado de peixe (HP) a 25% da capacidade de campo.

Tratamento	Condutividade elétrica (µS cm)			pH		
	30 DAI	60 DAI	90 DAI	30 DAI	60 DAI	90 DAI
Test (-)	173,2 b A	149,3 ab A	133,0 a A	6.29 cd A	6.27 ab A	5.21 ab B
Test (+)	126,8 b A	125,4 b A	157,7 a A	6.72 b A	6.44 a A	5.23 a B
BA	138,7 b A	188,0 ab A	282,1 a A	6.93 b A	6.00 b B	5.06 ab C
BE	119,7 b B	216,1 ab AB	336,5 a A	6.67 bc A	6.22 ab B	5.04 ab C
EP	325,1 b A	327,3 ab A	292,4 a A	5.93 d A	6.19 ab A	5.19 ab B
HP	793,9 a A	341,8 a B	284,7 a B	7.60 a A	6.14 ab B	4.81 b C

Letras minúsculas nas colunas e maiúsculas nas linhas não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,01$). Média de dois cultivos biológicos.

Tabela 6. Característica química do solo 45 dias após a incorporação (DAI) de bio-óleo de casca de arroz (BA) e de *Eucalyptus* (BE) a 10% e emulsão (EP) e hidrolisado de peixe (HP) a 20% da capacidade de campo.

Características químicas		Tratamentos				
		BA	BE	EP	HP	Testemunha
M.O. (g dm^3)		15,7 ab	15,7 ab	18,7 a	14,7 b	14,2 b
P (ppm)		10,0 c	13,3 c	36,2 b	42,4 a	10,6 c
V (%)		72,5 ab	61,8 c	78,4 a	74,0 a	64,3 c
				$mmol_c$ dm^3		
Sistema internacional	K	3,7 b	3,9 b	5,8 ab	8,9 a	3,0 b
	Ca	20,3 b	23,7 b	47,7 a	39,7 a	22,7 b
	Mg	9,3 a	11,3 a	9,3 a	10,0 a	9,0 a
	Al	1,0 a	1,0 a	1,0 a	1,0 a	1,0 a
	H	11,7 b	23,7 a	16,3 ab	19,0 ab	18,2 ab
	CTC	46,1 d	63,6 bc	80,1 a	78,6 ab	53,8 cd
				ppm		
Micronutrientes	S	3,8 b	3,6 b	5,2 b	12,3 a	3,0 b
	Na	23,0 b	26,7 b	62,7 a	55,0 a	20,0 b
	Fe	82,2 b	66,5 bc	184,0 a	47,2 c	58,1 bc
	Mn	9,6 b	10,4 ab	12,4 a	10,1 ab	12,8 a
	Cu	0,9 a	0,8 a	1,0 a	1,4 a	1,0 a
	Zn	15,3 a	11,9 b	9,0 c	8,3 c	4,6 d
	B	0,08 c	0,12 ab	0,13 a	0,13 a	0,11 bc

Médias seguidas pela mesma letra nas linhas não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$). Matéria Orgânica (MO); Fósforo (P); Saturação de bases (V); Potássio (K); Cálcio (Ca); Magnésio (Mg); Alumínio (Al); Hidrogênio (H); Capacidade de troca de cátions (CTC); Enxofre (S); Sódio (Na); Ferro (Fe); Manganês (Mn); Cobre (Cu); Zinco (Zn); Boro (B);

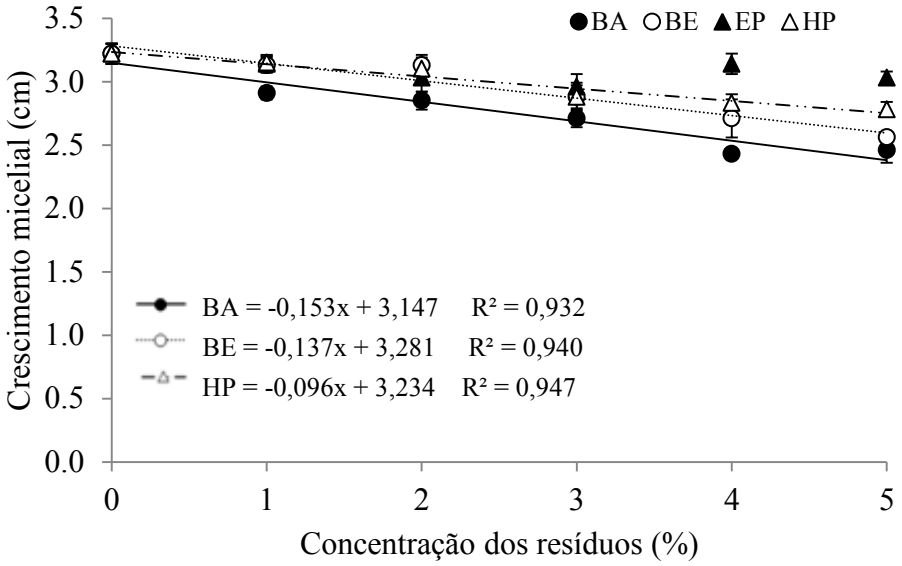

Figura 8. Efeito de compostos voláteis sobre o crescimento micelial de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* quatro dias após a incorporação (DAI) no solo de bio-óleo de casca de arroz (BA) e de *Eucalyptus* (BE) a 0; 2,5; 5; 7,5; 10 e 12,5% e emulsão (EP) e hidrolisado de peixe (HP) a 0; 5; 10; 15; 20 e 25% da capacidade de campo. Análise de regressão da média de dois ensaios com cinco repetições cada. Barras de erro representam o desvio padrão.

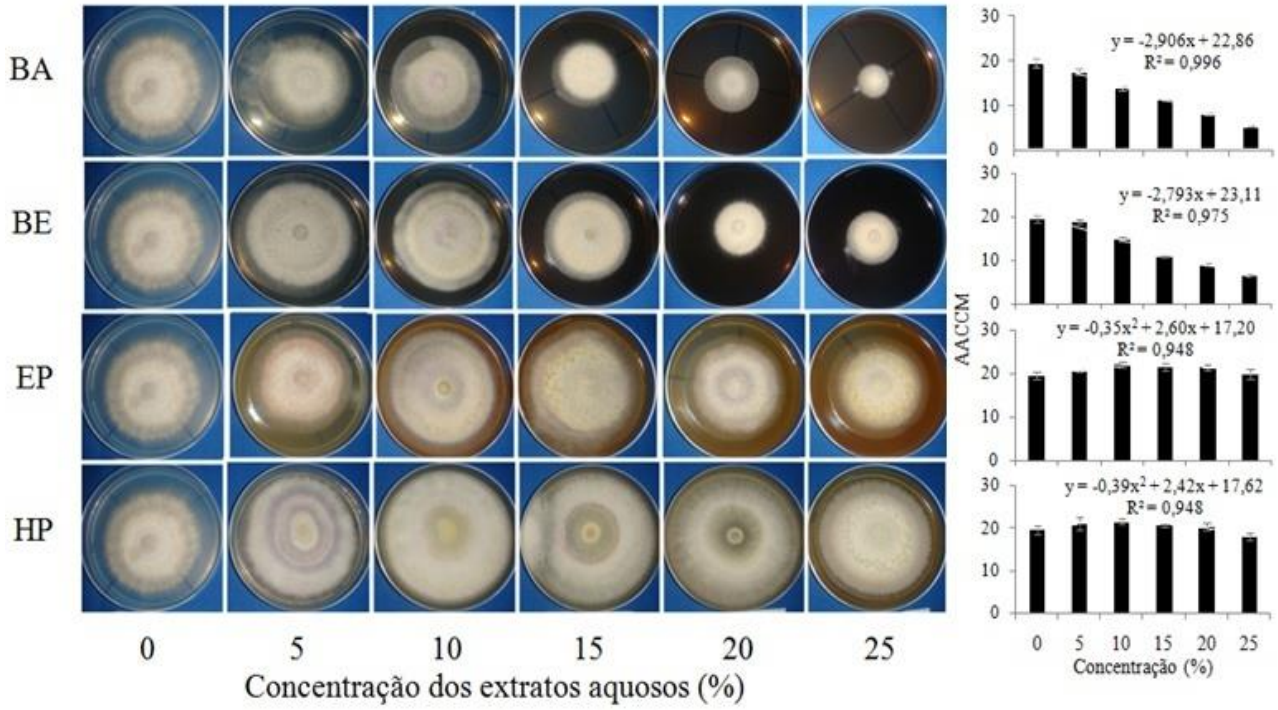

Figura 9. Crescimento micelial e área abaixo da curva de crescimento micelial (AACCM) de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* em meio BDA após a incorporação de doses crescentes (0; 5; 10; 15; 20 e 25%) de extratos aquosos de bio-óleo de casca de arroz (BA) e *Eucalyptus* (BE), emulsão (EP) e hidrolisado de peixe (HP). Análise de regressão da média de dois ensaios com cinco repetições cada. Barras de erro representam o desvio padrão.

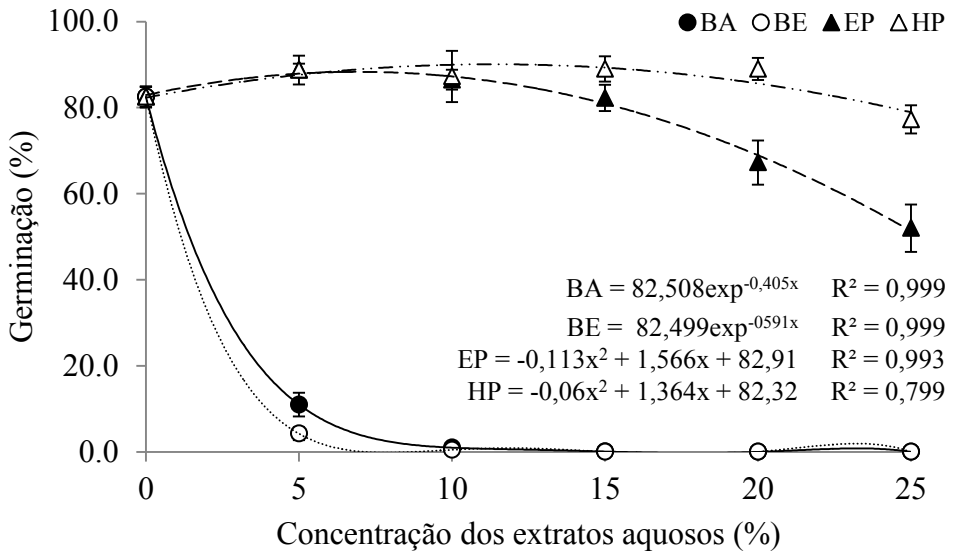

Figura 10. Germinação de microconídios de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* após a aplicação de doses crescentes (0; 5; 10; 15; 20 e 25%) de extratos aquosos de bio-óleo de casca de arroz (BA) e *Eucalyptus* (BE), emulsão (EP) e hidrolisado de peixe (HP). Análise de regressão da média de dois experimentos com seis repetições cada. Barras de erro representam o desvio padrão.

5 CONCLUSÕES

A incorporação de resíduos orgânicos, como a casca de camarão (CC), o composto de lodo de esgoto (LE), os bio-óleos de casca de arroz (BA) e de serragem de *Eucalyptus* (BE) e o hidrolisado de peixe (HP), apresentam potencial de uso como indutores da supressividade do solo à *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*.

O bio-óleo da casca de arroz, em concentrações acima de 5% do volume do solo, e o bio-óleo de serragem de *Eucalyptus,* em concentrações maiores de 10%, foram os produtos que apresentaram o melhor controle da doença. A inibição direta do crescimento micelial, pela ação de compostos voláteis e antimicrobianos, a inibição da germinação dos conídios do patógeno e o aumento nos teores de zinco foram apontados como os principais mecanismos responsáveis pela supressividade.

Existe interação entre a condutividade elétrica, pH, macro e micronutrientes com a comunidade microbiana, demonstrando a complexidade da supressividade do solo.

REFERÊNCIAS

ABBASI, P.; CONN, K.; LAZAROVITS, G. Effect of fish emulsion used as a preplanting soil amendment on Verticillium wilt, scab, and tuber yield of potato. **Canadian Journal of Plant Pathology,** v. 28, n. 4, p. 509-518, 2006.

ABBASI, P. A.; CONN, K. L.; LAZAROVITS, G. Suppression of *Rhizoctonia* and *Pythium* damping-off of radish and cucumber seedlings by addition of fish emulsion to peat mix or soil. **Canadian Journal of Plant Pathology,** v. 26, n. 2, p. 177-187, 2004.

ABBASI, P. A.; CUPPELS, D. A.; LAZAROVITS, G. Effect of foliar applications of neem oil and fish emulsion on bacterial spot and yield of tomatoes and peppers. **Canadian Journal of Plant Pathology,** v. 25, n. 1, p. 41-48, 2003.

ABBASI, P. A.; LAZAROVITS, G.; JABAJI-HARE, S. Detection of high concentrations of organic acids in fish emulsion and their role in pathogen or disease suppression. **Phytopathology,** v. 99, n. 3, p. 274-281, 2009.

ADAM, M. et al. Specific Microbial Attachment to Root Knot Nematodes in Suppressive Soil. **Applied and environmental microbiology,** v. 80, n. 9, p. 2679-2686, 2014.

AL SAGHEER, F. et al. Extraction and characterization of chitin and chitosan from marine sources in Arabian Gulf. **Carbohydrate Polymers,** v. 77, n. 2, p. 410-419, 2009.

ALLEN, A. The American Agriculturalist, vol. **V. Saxton and Miles, New York**, 1846.

ALMARIO, J. et al. Rhizosphere ecology and phytoprotection in soils naturally suppressive to *Thielaviopsis* black root rot of tobacco. **Environmental Microbiology**, 2014.

ALVES, E. A Variabilidade Genética e o Melhoramento da Banana e de outras Plantas Cultivadas. **Revista Brasileira de Fruticultura,** v. 7, n. 1, p. 7-29, 1985.

ANDRADE, O. et al. Soils suppressive against *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici* identified under wheat crop monoculture in southern Chile. **Cien Inv Agr,** v. 38, p. 345-356, 2011.

ANDRADE, P. D. S. Fruticultura-Análise da Conjuntura Agropecuária. **SEAB–Secretaria de Estado da Agricultura e do Abastecimento**, 2012.

AUNG, L. H. et al. **Growth responses of crop plants to fish soluble nutrients fertilization**. College of Agriculture and Life Sciences, Virginia Agricultural Experiment Station, Virginia Polytechnic Institute and State University, 1984.

BAIS, H. P. et al. Mediation of pathogen resistance by exudation of antimicrobials from roots. **Nature,** v. 434, n. 7030, p. 217-221, 2005.

BAKER, K.; COOK, R. J. **Biological control of plant pathogens**. San Francisco: W.H. Freeman and Company., 1974. 433pp.

BAKER, R.; CHET, I. Induction of suppressiveness. In: SCHNEIDER, R. W. (Ed.). **Suppressive soils and plant disease**. St. Paul: APS Press, 1984. p.35-50.

BANCROFT, J. Report of the board appointed to inquire into the cause of disease affecting livestock and plants. **Votes and Proceedings,** v. 3, p. 1011-1038, 1876.

BECKMAN, C. H. **The nature of wilt diseases of plants**. APS press, 1987.

BEDMUTHA, R. et al. Insecticidal and bactericidal characteristics of the bio-oil from the fast pyrolysis of coffee grounds. **Journal of Analytical and Applied Pyrolysis,** v. 90, n. 2, p. 224-231, 2011.

BEESLEY, L. et al. A review of biochars‟ potential role in the remediation, revegetation and restoration of contaminated soils. **Environmental Pollution,** v. 159, n. 12, p. 3269-3282, 2011.

BENCHIMOL, R. L.; SUTTON, J. C.; DIAS-FILHO, M. B. Potencialidade da casca de caranguejo na redução da incidência de fusariose e na promoção do crescimento de mudas de pimenteira-do-reino. **Fitopatologia Brasileira,** v. 31, p. 180-184, 2006.

BENEDETTI, E. et al. Calagem e adubação no crescimento de espinheira-santa [*Maytenus ilicifolia* (Schrad.) Planch.] em casa de vegetação. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais,** Botucatu, v. 11, n. 3, p. 269-276, 2009.

BENT, E. et al. Detection and investigation of soil biological activity against *Meloidogyne incognita*. **Journal of nematology,** v. 40, n. 2, p. 109, 2008.

BENTLEY, S.; PEGG, K.; DALE, J. Genetic variation among a world-wide collection of isolates of *Fusarium oxysporum* f. sp.*cubense* analysed by RAPD-PCR fingerprinting. **Mycological Research,** v. 99, n. 11, p. 1378-1384, 1995.

BERGAMIN FILHO, A.;AMORIM, L; REZENDE, J.A.M. Importância das doenças de plantas. In: AMORIM, L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIN FILHO, A. (Ed.). **Manual de Fitopatologia: Príncipios e Conceitos**. São Paulo, SP: CERES, v.1, 2011. cap. 2, p.19-36.

BETTIOL, W.; CAMARGO, O. A. **Impacto ambiental do uso agrícola do lodo de esgoto**. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária Meio Ambiente, 2000. ISBN 8585771054.

BETTIOL, W.; FORNER, C.; MATTOS, L. Development of suppressiveness to *Fusarium oxysporum* in container media and soil amended with fish emulsion and fish hydrolyzed. **VIII International Symposium on Chemical and Non-Chemical Soil and Substrate Disinfestation** 1044, 2014. p.133-138.

BETTIOL, W. et al. Supressividade a fitopatógenos habitantes do solo. In: BETTIOL, W. e MORANDI, M. (Ed.). **Biocontrole de Doenças de Plantas: Uso e Perspectivas**. Jaguariúna, SP: EMBRAPA Meio Ambiente, 2009. p.187-208.

BETTIOL, W. et al. Solos supressivos. In:MICHEREFF, S. J.; ANDRADE, D. E. G. T. (Ed.). **Ecologia e Manejo de Patógenos Radiculares em Solos Tropicais.** Recife. Imprensa Universitária da Universidade Federal Rural de Pernambuco, p. 125-152, 2005.

BETTIOL, W.; VISCONTI, A. Development of suppressiveness to root rot caused by *Cylindrocladium spathiphylli* in container media amended with marine residues. **IOBC-WPRS Bulletin,** v. 86, p. 241-245, 2013.

BISHOP, C.; COOPER, R. M. An ultrastructural study of root invasion in three vascular wilt diseases. **Physiological Plant Pathology,** v. 22, n. 1, p. 15-IN13, 1983.

BONANOMI, G. et al. Identifying the characteristics of organic soil amendments that suppress soilborne plant diseases. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 42, n. 2, p. 136-144, 2010.

BOOCOCK, D.; KONAR, S.; GLASER, G. The formation of petrodiesel by the pyrolysis of fatty acid methyl esters over activated alumina. **Progress in Thermochemical Biomass Conversion**, p. 1517-1524, 2001.

BOOTH, C. The genus Fusarium. **The genus Fusarium.**, 1971.

BORRERO, C. et al. Predictive factors for the suppression of Fusarium wilt of tomato in plant growth media. **Phytopathology,** v. 94, n. 10, p. 1094-1101, 2004.

BRASIL, E. C.; NASCIMENTO, E. V. S. D. Influência de calcário e fósforo no desenvolvimento e produção de variedades de maracujazeiro-amarelo. **Revista Brasileira de Fruticultura,** v. 32, n. 3, p. 892-902, 2010.

BUDDENHAGEN, I. W. Understanding strain diversity in *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* and history of introduction of tropical race 4 to better manage banana production. **Acta Horticulturae** v. 828, p. 193-204, 2009.

CAMPANA-FILHO, S. P. et al. Extração, estruturas e propriedades de alpha-e beta-quitina. **Química Nova,** v. 30, n. 3, p. 644, 2007.

CAREFOOT, G. L.; SPROTT, E. R. Famine on the wind. **Plant disease and human history.** 1969.

CECI, L. Fish fertilizer: a native North American practice? **Science,** v. 188, n. 4183, p. 26-30, 1975.

CERVANTES, V.; SARFRAZ, R.; MYERS, J. Survival of cabbage looper, *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae), through winter cleanups of commercial vegetable greenhouses: Implications for insecticide resistance management. **Crop Protection,** v. 30, n. 8, p. 1091-1096, 2011.

CHALERMSAN, Y.; PEERAPAN, S. Wood-vinegar: by-product from rural charcoal kiln and its roles in plant protection. As. J. **Food Agro Industry,** v. 2, p. 189-195, 2010.

CHEN, S. Suppression of *Heterodera glycines* in soils from fields with long-term soybean monoculture. **Biocontrol Science and Technology,** v. 17, n. 2, p. 125-134, 2007.

CONN, K. L.; TENUTA, M.; LAZAROVITS, G. Liquid swine manure can kill *Verticillium dahliae* microsclerotia in soil by volatile fatty acid, nitrous acid, and ammonia toxicity. **Phytopathology,** v. 95, n. 1, p. 28-35, 2005.

COOK, R. J.; BAKER, K. F. **The nature and practice of biological control of plant pathogens**. St. Paul, Minnesota: American Phytopathological Society, 1983. 539 pp.

COOK, R. J.; ROVIRA, A. The role of bacteria in the biological control of *Gaeumannomyces graminis* by suppressive soils. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 8, n. 4, p. 269-273, 1976.

CORDEIRO, Z. J. M.; MATOS, A. D.; KIMATI, H. Doenças da bananeira. In: KIMATI, H. A., L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L.E.A. (Ed.). **Manual de Fitopatologia**. São Paulo, SP: Agronômica Ceres, v.2, 2005. p.99-117.

CORDEIRO, Z. J. M.; MATOS, A. D.; MEISSNER FILHO, P. E. Doenças e métodos de controle. **O cultivo da bananeira,** v. 1, p. 146-182, 2004.

COTXARRERA, L. et al. Use of sewage sludge compost and *Trichoderma asperellum* isolates to suppress Fusarium wilt of tomato. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 34, n. 4, p. 467-476, 2002.

COVENTRY, E. et al. Suppression of Allium white rot (*Sclerotium cepivorum*) in different soils using vegetable wastes. **European Journal of plant pathology,** v. 111, n. 2, p. 101-112, 2005.

CRETOIU, M. S. et al. Chitin amendment increases soil suppressiveness toward plant pathogens and modulates the actinobacterial and oxalobacteraceal communities in an experimental agricultural field. **Applied and environmental microbiology,** v. 79, n. 17, p. 5291-5301, 2013.

CROUCH, J. H. et al. VNTR-based diversity analysis of 2x and 4x full-sib *Musa* hybrids. **Electronic Journal of Biotechnology,** v. 2, p. 1-2, 1999.

CUADRA, R. et al. Algunos compuestos naturales con efecto nematicida. **Revista de protección vegetal**, 2000.

CUNHA, T. J. F. et al. Soil organic matter and fertility of anthropogenic dark earths (Terra Preta de Indio) in the Brazilian Amazon basin. **Revista Brasileira de Ciência do Solo,** v. 33, n. 1, p. 85-93, 2009.

CZERNIK, S.; BRIDGWATER, A. Overview of applications of biomass fast pyrolysis oil. **Energy & Fuels,** v. 18, n. 2, p. 590-598, 2004.

DANIELLS, J. Que variedad de banano debo cultivar. **Informusa, Montpellier,** v. 9, n. 1, p. 31-33, 2000.

DANON, M. et al. Prolonged compost curing reduces suppression of *Sclerotium rolfsii*. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 39, n. 8, p. 1936-1946, 2007.

DAVIS, A. et al. Sensitivity of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* to phosphonate. **Plant Pathology,** v. 43, n. 1, p. 200-205, 1994.

DEES, P. M.; GHIORSE, W. C. Microbial diversity in hot synthetic compost as revealed by PCR-amplified rRNA sequences from cultivated isolates and extracted DNA. **FEMS microbiology ecology,** v. 35, n. 2, p. 207-216, 2001.

DEMPSTER, D. et al. Decreased soil microbial biomass and nitrogen mineralisation with *Eucalyptus* biochar addition to a coarse textured soil. **Plant and soil,** v. 354, n. 1-2, p. 311-324, 2012.

DOMINGUEZ, J.; NEGRÍN, M.; RODRIGUEZ, C. Aggregate water-stability, particle-size and soil solution properties in conducive and suppressive soils to Fusarium wilt of banana from Canary Islands (Spain). **Soil Biology and Biochemistry,** v. 33, n. 4, p. 449-455, 2001.

DORAN, W. L. **Acetic acid and pyroligneous acid in comparison with formaldehyde as soil disinfectants**. 1932.

DOWNIE, A.; CROSKY, A.; MUNROE, P. Physical properties of biochar. **Biochar for environmental management: Science and technology**, p. 13-32, 2009.

DUFFY, B. K.; DÉFAGO, G. Zinc improves biocontrol of Fusarium crown and root rot of tomato by *Pseudomonas fluorescens* and represses the production of pathogen metabolites

inhibitory to bacterial antibiotic biosynthesis. **Phytopathology,** v. 87, n. 12, p. 1250-1257, 1997.

DUFFY, B. K.; OWNLEY, B. H.; WELLER, D. M. Soil chemical and physical properties associated with suppression of take-all of wheat by *Trichoderma koningii*. **Phytopathology,** v. 87, n. 11, p. 1118-1124, 1997.

EBBOLE, D.; SACHS, M. A rapid and simple method for isolation of *Neurospora crassa* homokaryons using microconidia. **Fungal Genetic Newsletter,** v. 37, p. 17-18, 1990.

ELAD, Y. et al. Induction of systemic resistance in plants by biochar, a soil-applied carbon sequestering agent. **Phytopathology,** v. 100, n. 9, p. 913-921, 2010.

ELMER, W. H.; PIGNATELLO, J. J. Effect of biochar amendments on mycorrhizal associations and Fusarium crown and root rot of asparagus in replant soils. **Plant Disease,** v. 95, n. 8, p. 960-966, 2011.

EPSTEIN, E. Composting sewage sludge n. SAND--79-0182, 1979.Dísponível em: https://inis.iaea.org/search/search.aspx?orig_q=RN:10480325. Acesso em: 03 jan 2015.

FAOSTAT. **Production: Crops**. 2014. Disponível em: <http://faostat.fao.org/site/567/default.aspx#ancor>. Acesso em: 28 dez 2014.

FOSTER, R.; WALKER, J. Predisposition of tomato to Fusarium wilt. **Journal of Agricultural Research,** v. 74, p. 165-185, 1947.

FOURIE, G. et al. Evolutionary relationships among the *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* vegetative compatibility groups. **Applied and environmental microbiology,** v. 75, n. 14, p. 4770-4781, 2009.

GHINI, R.; DOMINGUES, F.; BETTIOL, W. Casca de camarão para o controle de murcha de Fusarium em gengibre. **Embrapa Meio Ambiente. Circular Técnica**, 2006.

GLASER, B. et al. The 'Terra Preta' phenomenon: a model for sustainable agriculture in the humid tropics. **Naturwissenschaften,** v. 88, n. 1, p. 37-41, 2001.

GLASER, B.; LEHMANN, J.; ZECH, W. Ameliorating physical and chemical properties of highly weathered soils in the tropics with charcoal–a review. **Biology and fertility of soils,** v. 35, n. 4, p. 219-230, 2002.

GODOY, G. et al. Chitin amendments for control of *Meloidogyne arenaria* in infested soil. II. Effects on microbial population. **Nematropica,** v. 13, n. 1, p. 63-74, 1983.

GRABER, E. R. et al. Biochar impact on development and productivity of pepper and tomato grown in fertigated soilless media. **Plant and soil,** v. 337, n. 1-2, p. 481-496, 2010.

HAMEL, C. et al. Negative feedback on a perennial crop: Fusarium crown and root rot of asparagus is related to changes in soil microbial community structure. **Plant and soil,** v. 268, n. 1, p. 75-87, 2005.

HAREL, Y. M. et al. Biochar mediates systemic response of strawberry to foliar fungal pathogens. **Plant and soil,** v. 357, n. 1-2, p. 245-257, 2012.

HECK, D. W. et al. Liquid swine manure for the control of *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood. **Nematropica,** v. 44, n. 1, p. 93-100, 2014.

HECKMAN, J. A history of organic farming: Transitions from Sir Albert Howard's War in the Soil to USDA National Organic Program. **Renewable Agriculture and Food Systems,** v. 21, n. 03, p. 143-150, 2006.

HENNESSY, C. et al. Weed hosts of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* tropical race 4 in northern Australia. **Australasian Plant Pathology,** v. 34, n. 1, p. 115-117, 2005.

HERBERT, R. Methods for enumerating microorganisms and determining biomass in natural environments. **Methods in microbiology,** v. 22, p. 1-39, 1990.

HOITINK, H.; DAUGHTREY, M.; TAYAMA, H. Control of cyclamen Fusarium wilt. A preliminary report. **Ohio Florist't Assoc Bull,** v. 693, p. 1-3, 1987.

HOITINK, H. A.; FAHY, P. C. Basis for the control of soilborne plant pathogens with composts. **Annual Review of Phytopathology,** v. 24, n. 1, p. 93-114, 1986.

HÖPER, H.; ALABOUVETTE, C. Importance of physical and chemical soil properties in the suppressiveness of soils to plant diseases. **European Journal of Soil Biology,** v. 32, n. 1, p. 41-58, 1996.

HÖPER, H.; STEINBERG, C.; ALABOUVETTE, C. Involvement of clay type and pH in the mechanisms of soil suppressiveness to Fusarium wilt of flax. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 27, n. 7, p. 955-967, 1995.

HORNBY, D. Suppressive soils. **Annual Review of Phytopathology,** v. 21, n. 1, p. 65-85, 1983.

HOSSAIN, M. M. et al. Insecticidal and anti-microbial activity of bio-oil derived from fast pyrolysis of lignin, cellulose, and hemicellulose. **Journal of Pest Science**, p. 1-9, 2014.

HUBER, D.; SCHNEIDER, R. W. The description and occurrence of suppressive soils. In: SCHNEIDER, R. W. (Ed.). **Suppressive soils and Plant disease**. St. Paul: The American Phytopathological Society, 1982. p.1-7.

HWANG, S.-C.; KO, W.-H. Cavendish banana cultivars resistant to Fusarium wilt acquired through somaclonal variation in Taiwan. **Plant Disease,** v. 88, n. 6, p. 580-588, 2004.

HYAKUMACHI, M. Suppression and prevention in *Rhizoctonia* disease: mechanisms involved in disease decline. **SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO,** v. 5, p. 140-149, 1996.

IBRAHIM, H.; SALAMA, M.; EL-BANNA, H. Shrimp's waste: Chemical composition, nutritional value and utilization. **Food/Nahrung,** v. 43, n. 6, p. 418-423, 1999.

ILKIU-VIDAL, L.; SOUZA, J.; VIANI, R. Ação de potenciais hidrogeniônicos no crescimento e produtividade de sálvia (*Salvia officinalis* L.). **Revista Brasileira de Plantas Medicinais,** v. 12, n. 1, p. 43-7, 2010.

JANVIER, C. et al. Soil health through soil disease suppression: Which strategy from descriptors to indicators? **Soil Biology and Biochemistry,** v. 39, n. 1, p. 1-23, 2007.

JEFFERY, S. et al. A quantitative review of the effects of biochar application to soils on crop productivity using meta-analysis. **Agriculture, Ecosystems & Environment,** v. 144, n. 1, p. 175-187, 2011.

JEGER, M. et al. Banana diseases. In: (Ed.). **Bananas and plantains**: Springer, 1995. p.317-381. ISBN 9401043175.

KHAVAZI, K. et al. Effects of carrier, sterilisation method, and incubation on survival of *Bradyrhizobium japonicum* in soybean (*Glycine max* L.) inoculants. **Enzyme and Microbial Technology,** v. 41, n. 6, p. 780-784, 2007.

KUMAR, M. A review of chitin and chitosan applications. **Reactive and functional polymers,** v. 46, n. 1, p. 1-27, 2000.

KYSELKOVÁ, M. et al. Comparison of rhizobacterial community composition in soil suppressive or conducive to tobacco black root rot disease. **The ISME journal,** v. 3, n. 10, p. 1127-1138, 2009.

LACEY, M.; WILSON, C. Relationship of common scab incidence of potatoes grown in Tasmanian ferrosol soils with pH, exchangeable cations and other chemical properties of those soils. **Journal of Phytopathology,** v. 149, n. 11-12, p. 679-683, 2001.

LARKIN, R. P.; HOPKINS, D. L.; MARTIN, F. N. Suppression of Fusarium wilt of watermelon by non-pathogenic *Fusarium oxysporum* and other microorganisms recovered from a disease-suppressive soil. **Phytopathology,** v. 86, n. 8, p. 812-819, 1996.

LAZAROVITS, G. Managing soilborne disease of potatoes using ecologically based approaches. **American journal of potato research,** v. 87, n. 5, p. 401-411, 2010.

LAZAROVITS, G. et al. Understanding the mode of action of organic soil amendments provides the way for improved management of soilborne plant pathogens. **Acta Horticulturae**, 2005.

LEHMANN, J.; JOSEPH, S. **Biochar for environmental management: science and technology**. Earthscan, 2009. ISBN 1849770557.

LEHMANN, J. et al. Nutrient availability and leaching in an archaeological Anthrosol and a Ferralsol of the Central Amazon basin: fertilizer, manure and charcoal amendments. **Plant and soil,** v. 249, n. 2, p. 343-357, 2003/02/01 2003.

LEHMANN, J. et al. Biochar effects on soil biota – A review. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 43, n. 9, p. 1812-1836, 2011.

LEWIS, J. et al. Suppression of damping-off of peas and cotton in the field with composted sewage sludge. **Crop Protection,** v. 11, n. 3, p. 260-266, 1992.

LI, C. et al. The use of GFP-transformed isolates to study infection of banana with *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* race 4. **European Journal of plant pathology,** v. 131, n. 2, p. 327-340, 2011.

LI, C. et al. Contamination of Bananas with Beauvericin and Fusaric Acid Produced by *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. **PloS one,** v. 8, n. 7, p. e70226, 2013.

LI, H.; CHOUGULE, N. P.; BONNING, B. C. Interaction of the *Bacillus thuringiensis* delta endotoxins Cry1Ac and Cry3Aa with the gut of the pea aphid, *Acyrthosiphon pisum*(Harris). **Journal of invertebrate pathology,** v. 107, n. 1, p. 69-78, 2011.

LODHA, S.; SHARMA, S.; AGGARWAL, R. Inactivation of *Macrophomina phaseolina* propagules during composting and effect of composts on dry root rot severity and on seed yield of clusterbean. **European Journal of plant pathology,** v. 108, n. 3, p. 253-261, 2002.

LÓPEZ-MONDÉJAR, R. et al. Evaluation of the effect of chitin-rich residues on the chitinolytic activity of *Trichoderma harzianum*: *In vitro* and greenhouse nursery experiments. **Pesticide Biochemistry and Physiology,** v. 103, n. 1, p. 1-8, 2012.

LORENZETTI, E. et al. Controle da ferrugem das folhas do capim-limão [*Cymbopogon citratus* (DC:) Stapf] com produtos naturais. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais,** v. 14, n. 4, p. 571-578, 2012.

LUMSDEN, R.; LEWIS, J.; MILLNER, P. Effect of composted sewage sludge on several soilborne pathogens and diseases [Fungal pathogens of plants]. **Phytopathology**, 1983.

LUMSDEN, R.; MILLNER, P.; LEWIS, J. Suppression of lettuce drop caused by *Sclerotinia minor* with composted sewage sludge. **Plant Disease,** v. 70, n. 3, p. 197-201, 1986.

MALANDRAKI, I. et al. Thermal inactivation of compost suppressiveness implicates possible biological factors in disease management. **Biological Control,** v. 44, n. 2, p. 180-187, 2008.

MALLETT, K.; MAYNARD, D. *Armillaria* root disease, stand characteristics, and soil properties in young lodgepole pine. **Forest Ecology and Management,** v. 105, n. 1, p. 37-44, 1998.

MATHUR, N. K.; NARANG, C. K. Chitin and chitosan, versatile polysaccharides from marine animals. **Journal of Chemical Education,** v. 67, n. 11, p. 938, 1990.

MATOS, A. P. S. et al. Characterisation of isolates of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* into vegetative compatibility groups in Brazil. **Global Perspectives on Asian Challenges**. SYMPOSIUM, I. P. B.: ISHS/Promusa. 39 2009.

MENDES, R. et al. Deciphering the rhizosphere microbiome for disease-suppressive bacteria. **Science,** v. 332, n. 6033, p. 1097-1100, 2011.

MESSIHA, N. et al. Effects of soil type, management type and soil amendments on the survival of the potato brown rot bacterium *Ralstonia solanacearum*. **Applied Soil Ecology,** v. 43, n. 2, p. 206-215, 2009.

MOHAN, D.; PITTMAN, C. U.; STEELE, P. H. Pyrolysis of wood/biomass for bio-oil: a critical review. **Energy & Fuels,** v. 20, n. 3, p. 848-889, 2006.

MOHAPATRA, D.; MISHRA, S.; SUTAR, N. Banana and its by-product utilization: an overview. **J Sci Ind Res,** v. 69, n. 5, p. 323-329, 2010.

MOORE, N. et al. Vegetative compatibility and distribution of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* in Australia. **Animal Production Science,** v. 33, n. 6, p. 797-802, 1993.

MOORE, N. et al. Fusarium wilt of banana. **Musa Disease Fact Sheet (INIBAP)**, 1995.

NACHENIUS, R. et al. Biomass pyrolysis. **Chemical Engineering for Renewables Conversion,** v. 42, p. 75, 2012.

NASIR, N.; PITTAWAY, P.; PEGG, K. Effect of organic amendments and solarisation on Fusarium wilt in susceptible banana plantlets, transplanted into naturally infested soil. **Crop and Pasture Science,** v. 54, n. 3, p. 251-257, 2003.

NEROME, M. et al. Suppression of bacterial wilt of tomato by incorporation of municipal biowaste charcoal into soil. **Soil Microorganisms (Japan)**, 2005.

NOBLE, R.; COVENTRY, E. Suppression of soil-borne plant diseases with composts: a review. **Biocontrol Science and Technology,** v. 15, n. 1, p. 3-20, 2005.

NOBLE, R.; ROBERTS, S. Eradication of plant pathogens and nematodes during composting: a review. **Plant Pathology,** v. 53, n. 5, p. 548-568, 2004.

NOVOTNY, E. H. et al. Studies of the compositions of humic acids from Amazonian dark earth soils. **Environmental science & technology,** v. 41, n. 2, p. 400-405, 2007.

NUMATA, K.; OGAWA, T.; TANAKA, K. Effects of pyroligneous acid (wood vinegar) on the several soilborne diseases. **Proceedings of the Kanto Tosan Plant Protection Society, Omagary,** v. 5, n. 41, p. 107-110, 1994.

OWNLEY, B. H.; DUFFY, B. K.; WELLER, D. M. Identification and manipulation of soil properties to improve the biological control performance of phenazine-producing *Pseudomonas fluorescens*. **Applied and environmental microbiology,** v. 69, n. 6, p. 3333-3343, 2003.

OYARZUN, P.; GERLAGH, M.; ZADOKS, J. Factors associated with soil receptivity to some fungal root rot pathogens of peas. **Applied Soil Ecology,** v. 10, n. 1, p. 151-169, 1998.

PANE, C. et al. Compost amendments enhance peat suppressiveness to *Pythium ultimum*, *Rhizoctonia solani* and *Sclerotinia minor*. **Biological Control,** v. 56, n. 2, p. 115-124, 2011.

PANKHURST, C. et al. Effect of tillage and stubble management on chemical and microbiological properties and the development of suppression towards cereal root disease in soils from two sites in NSW, Australia. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 34, n. 6, p. 833-840, 2002.

PENG, H. X.; SIVASITHAMPARAM, K.; TURNER, D. W. Chlamydospore germination and Fusarium wilt of banana plantlets in suppressive and conducive soils are affected by physical and chemical factors. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 31, n. 10, p. 1363-1374, 1999.

PÉREZ-PIQUERES, A. et al. Response of soil microbial communities to compost amendments. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 38, n. 3, p. 460-470, 2006.

PÉREZ-VICENTE, L. Marchitamiento por Fusarium (mal de Panamá) en bananos: una revisión actualizada del conocimiento presente sobre su agente causal. **Fitosanidad,** v. 8, n. 4, p. 27-38, 2004.

PÉREZ-VICENTE, L.; DITA, M. Fusarium wilt of banana or Panama disease by *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*: A review on history, symptoms, biology, epidemiology and management.In: PÉREZ-VICENTE, L.; DITA, M.; DE LA PARTE, E.M. **Technical Manual.** Regional Workshop on the Diagnosis of Fusarium Wilt (Panama disease) caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* Tropical Race 4: Mitigating the Threat and Preventing its Spread in the Caribbean.FAO. 2014.

PERSSON, L.; LARSSON-WIKSTRÖM, M.; GERHARDSON, B. Assessment of soil suppressiveness to *Aphanomyces* root rot of pea. **Plant Disease,** v. 83, n. 12, p. 1108-1112, 1999.

PETERSEN, J. B.; NEVES, E. G.; HECKENBERGER, M. J. Gift from the past: terra preta and prehistoric Amerindian occupation in Amazonia. **Unknown Amazon: Culture in nature in ancient Brazil,** v. 86, p. 105, 2001.

PILLAI, C.; PAUL, W.; SHARMA, C. P. Chitin and chitosan polymers: Chemistry, solubility and fiber formation. **Progress in Polymer Science,** v. 34, n. 7, p. 641-678, 2009.

PINTO, Z. V.; BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. Efeito de casca de camarão, hidrolisado de peixe e quitosana no controle da murcha de *Fusarium oxysporum* f. sp. *chrysanthemi* em crisântemo. **Tropical Plant Pathology,** v. 35, n. 1, 2010.

PINTO, Z. V.; MORANDI, M. A. B.; BETTIOL, W. Induction of suppressiveness to Fusarium wilt of chrysanthemum with composted sewage sludge. **Tropical Plant Pathology,** v. 38, n. 5, p. 414-422, 2013.

PISKORZ, J.; SCOTT, D.; RADLEIN, D. Composition of oils obtained by fast pyrolysis of different woods. In: (Ed.), 1988. ISBN 1947-5918.

PLOETZ, R. Population biology of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. Fusarium wilt of banana. **APS Press**. p.63-76. 1990.

PLOETZ, R.; CORRELL, J. Vegetative compatibility among races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. **Plant Disease,** v. 72, n. 4, p. 325-328, 1988.

PLOETZ, R.; PEGG, K. Fusarium wilt of banana and Wallace‟s line: Was the disease originally restricted to his Indo-Malayan region? **Australasian Plant Pathology,** v. 26, n. 4, p. 239-249, 1997.

PLOETZ, R. C. Fusarium wilt of banana is caused by several pathogens referred to as *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. **Phytopathology,** v. 96, n. 6, p. 653-656, 2006.

POSTMA, J.; SCHEPER, R.; SCHILDER, M. Effect of successive cauliflower plantings and *Rhizoctonia solani* AG 2-1 inoculations on disease suppressiveness of a suppressive and a conducive soil. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 42, n. 5, p. 804-812, 2010.

PRAÇA, E. F.; RUSIG, O. Desenvolvimento de método para dessalinização de hidrolisados protéicos. **Semina: Ciências Exatas e Tecnológicas,** v. 13, n. 4, p. 223-230, 2004.

QUARLES, W.; GROSSMAN, J. Alternatives to methyl bromide in nurseries-disease suppressive media. **The IPM practitioner,** v. 17, n. 8, p. 1-13, 1995.

RAAIJMAKERS, J. M.; WELLER, D. M. Natural plant protection by 2, 4-diacetylphloroglucinol-producing *Pseudomonas* spp. in take-all decline soils. **Molecular Plant-Microbe Interactions,** v. 11, n. 2, p. 144-152, 1998.

RADLEIN, D. **The production of chemicals from fast pyrolysis bio-oils**. CPL Press: Newbury, UK, 1999.

RADWAN, M. A. et al. Extraction, characterization, and nematicidal activity of chitin and chitosan derived from shrimp shell wastes. **Biology and fertility of soils,** v. 48, n. 4, p. 463-468, 2012.

RASMUSSEN, P. H. et al. Relationship between soil cellulolytic activity and suppression of seedling blight of barley in arable soils. **Applied Soil Ecology,** v. 19, n. 1, p. 91-96, 2002.

RETAN, G. A. Charcoal as a means of solving some nursery problems. **Journal of Forestry,** v. 13, n. 1, p. 25-30, 1915.

RIMÉ, D. et al. Comparison of sandy soils suppressive or conducive to ectoparasitic nematode damage on sugarcane. **Phytopathology,** v. 93, n. 11, p. 1437-1444, 2003.

ROBERTS, G. A. Structure of chitin and chitosan. **Chitin chemistry**, p. 1-100, 1992.

RØDDE, R. H.; EINBU, A.; VÅRUM, K. M. A seasonal study of the chemical composition and chitin quality of shrimp shells obtained from northern shrimp (*Pandalus borealis*). **Carbohydrate Polymers,** v. 71, n. 3, p. 388-393, 2008.

ROSE, S.; PARKER, M.; PUNJA, Z. Efficacy of biological and chemical treatments for control of Fusarium root and stem rot on greenhouse cucumber. **Plant Disease,** v. 87, n. 12, p. 1462-1470, 2003.

ROSENZWEIG, N. et al. Microbial communities associated with potato common scab-suppressive soil determined by pyrosequencing analyses. **Plant Disease,** v. 96, n. 5, p. 718-725, 2012.

ROTENBERG, D.; COOPERBAND, L.; STONE, A. Dynamic relationships between soil properties and foliar disease as affected by annual additions of organic amendment to a sandy-soil vegetable production system. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 37, n. 7, p. 1343-1357, 2005.

RUDALL, K.; KENCHINGTON, W. The chitin system. **Biological Reviews,** v. 48, n. 4, p. 597-633, 1973.

SABERI, M.; ASKARY, H.; SARPELEH, A. Wood vinegar as a biological product for managing *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-cucumerinum*. **Canadian Journal of Plant Protection (CJPP),** v. 1, n. 4, p. 129-133, 2013.

SCHEUERELL, S. J.; SULLIVAN, D. M.; MAHAFFEE, W. F. Suppression of seedling damping-off caused by *Pythium ultimum*, *P. irregulare*, and *Rhizoctonia solani* in container media amended with a diverse range of Pacific Northwest compost sources. **Phytopathology,** v. 95, n. 3, p. 306-315, 2005.

SCHIPPERS, B.; VAN ECK, W. Formation and survival of chlamydospores in *Fusarium*. ***Fusarium*: disease, biology, and taxonomy.** Penn State University Press, University Park, p. 250-260, 1981.

SCHNEIDER, R. W. **Suppressive soils and plant disease**. American Phytopathological Society, 1982. ISBN 0890540489.

SERRA-WITTLING, C.; HOUOT, S.; ALABOUVETTE, C. Increased soil suppressiveness to Fusarium wilt of flax after addition of municipal solid waste compost. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 28, n. 9, p. 1207-1214, 1996.

SHAHAT, A. et al. Chemical composition, antimicrobial and antioxidant activities of essential oils from organically cultivated fennel cultivars. **Molecules,** v. 16, n. 2, p. 1366-1377, 2011.

SHEN, Z. et al. Induced soil microbial suppression of banana fusarium wilt disease using compost and biofertilizers to improve yield and quality. **European Journal of Soil Biology,** v. 57, p. 1-8, 2013.

SHIHADEH, A.; HOCHGREB, S. Impact of biomass pyrolysis oil process conditions on ignition delay in compression ignition engines. **Energy & Fuels,** v. 16, n. 3, p. 552-561, 2002.

SILVA, D. et al. Caracterização físico-química e microestrutural de conchas de moluscos bivalves provenientes de cultivos da região litorânea da Ilha de Santa Catarina. **Quim. Nova,** v. 33, n. 5, p. 1053-1058, 2010.

SILVA, J. C. D.; BETTIOL, W. Potential of non-pathogenic *Fusarium oxysporum* isolates for control of Fusarium wilt of tomato. **Fitopatologia Brasileira,** v. 30, n. 4, p. 409-412, 2005.

SIMMONDS, N. W. Bananas. **Bananas**, 1959. 466pp.

SIMMONDS, N. W. The evolution of the bananas. **The Evolution of the Bananas.**, 1962. 170 pp.

SMITH, N. J. Anthrosols and human carrying capacity in Amazonia. **Annals of the Association of American Geographers,** v. 70, n. 4, p. 553-566, 1980.

STEINER, C. et al. Charcoal and smoke extract stimulate the soil microbial community in a highly weathered xanthic Ferralsol. **Pedobiologia,** v. 51, n. 5, p. 359-366, 2008.

STEWART, C. E. et al. Co-generated fast pyrolysis biochar mitigates green-house gas emissions and increases carbon sequestration in temperate soils. **GCB Bioenergy,** v. 5, n. 2, p. 153-164, 2013.

STOVER, R. Banana, plantain and abaca diseases. **Commonwealth Mycological Institute**, p. 316, 1972.

STOVER, R.; WAITE, B. Studies on Fusarium wilt of bananas: v. Pathogenicity and distribution of *F. oxysporum* f. sp. *cubense* races 1 and 2. **Canadian Journal of Botany,** v. 38, n. 1, p. 51-61, 1960.

STOVER, R. H. **Fusarium wilt (Panama disease) of bananas and other *Musa* species.** Kew, UK.: 1962. 177.

SUTTON, J. Strategies for biological control of necrotropic pathogens in perennial crops. **Fitopatologia Brasileira,** v. 25, p. 235-238, 2000.

TAMM, L. et al. Soil type, management history, and soil amendments influence the development of soil-borne (*Rhizoctonia solani, Pythium ultimum*) and air-borne (*Phytophthora infestans, Hyaloperonospora parasitica*) diseases. **European Journal of plant pathology,** v. 127, n. 4, p. 465-481, 2010.

TENUTA, M.; CONN, K. L.; LAZAROVITS, G. Volatile fatty acids in liquid swine manure can kill microsclerotia of *Verticillium dahliae*. **Phytopathology,** v. 92, n. 5, p. 548-552, 2002.

TENUTA, M.; LAZAROVITS, G. Ammonia and nitrous acid from nitrogenous amendments kill the microsclerotia of *Verticillium dahliae*. **Phytopathology,** v. 92, n. 3, p. 255-264, 2002.

TERMORSHUIZEN, A. et al. Suppressiveness of 18 composts against 7 pathosystems: variability in pathogen response. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 38, n. 8, p. 2461-2477, 2006.

THANGAVELU, R.; MUSTAFFA, M. Current advances in the Fusarium wilt disease management in banana with emphasis on biological control. **Plant Pathology. InTech**, p. 273-298, 2012.

THIES, J. E.; RILLIG, M. C. Characteristics of biochar: biological properties. **Biochar for environmental management: Science and technology**, p. 85-105, 2009.

TILAK, K.; SUBBA-RAO, N. Carriers for legume (*Rhizobium*) inoculants. **Fertiliser news**, 1978.

VAN BRUGGEN, A.; SEMENOV, A. A new approach to the search for indicators of root disease suppression. **Australasian Plant Pathology,** v. 28, n. 1, p. 4-10, 1999.

VAN BRUGGEN, A. H. et al. Soil health indicators and Fusarium wilt suppression in organically and conventionally managed greenhouse soils. **Applied Soil Ecology,** v. 86, p. 192-201, 2015.

VENDERBOSCH, R.; PRINS, W. Fast pyrolysis technology development. **Biofuels, bioproducts and biorefining,** v. 4, n. 2, p. 178-208, 2010.

VILJOEN, A. The status of Fusarium wilt (Panama disease) of banana in South Africa: review article. **South African Journal of Science,** v. 98, n. 7 & 8, p. p. 341-344, 2002.

VISCONTI, A. **Resíduos da indústria pesqueira na indução de supressividade a *Cylindrocladium spathiphylli* e *Ralstonia solanacearum* e de biofertilizantes no controle de oídios**. 2011. 138 p. (Tese). Departamento de Proteção de Plantas, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Botucatu, SP.

VISCONTI, A.; BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. Efeito de hidrolisado de peixe sobre o crescimento micelial e controle de *Cylindrocladium spathiphylli* em espatifilo. **Summa Phytopathologica,** v. 36, p. 298-308, 2010.

WAKSMAN, S. A.; STARKEY, R. L. The soil and the microbe. **Soil Science,** v. 32, n. 5, p. 406, 1931.

WARDLAW, C. W. Banana diseases, including plantains and abaca. **Banana diseases, including plantains and abaca**, 1961.

WARNOCK, D. D. et al. Mycorrhizal responses to biochar in soil–concepts and mechanisms. **Plant and soil,** v. 300, n. 1-2, p. 9-20, 2007.

WESTPHAL, A.; BECKER, J. Components of soil suppressiveness against *Heterodera schachtii*. **Soil Biology and Biochemistry,** v. 33, n. 1, p. 9-16, 2001.

WOLTZ, S.; ENGELHARD, A. W. Fusarium wilt of chrysanthemum: effect of nitrogen source and lime on disease development. **Phytopathology,** v. 63, n. 1, p. 155-175, 1973.

WOOLF, D. et al. Sustainable biochar to mitigate global climate change. **Nature Communications,** v. 1, p. 56, 2010.

WORKNEH, F. et al. Variables associated with corky root and *Phytophthora* root rot of tomatoes in organic and conventional farms. **Phytopathology,** v. 83, n. 5, p. 581-589, 1993.

YOGEV, A. et al. Does organic farming increase soil suppression against Fusarium wilt of melon? **Organic Agriculture,** v. 1, n. 4, p. 203-216, 2011.

ZANON, M.; FONT, M.; JORDA, C. Use of tomato crop residues into soil for control of bacterial wilt caused by *Ralstonia solanacearum*. **Crop Protection,** v. 30, n. 9, p. 1138-1143, 2011.

ZHANG, L. et al. Biochar and humic acid amendments improve the quality of composted green waste as a growth medium for the ornamental plant *Calathea insignis*. **Scientia Horticulturae,** v. 176, n. 0, p. 70-78, 2014.

ZHANG, N. et al. A new bioorganic fertilizer can effectively control banana wilt by strong colonization with *Bacillus subtilis* N11. **Plant and soil,** v. 344, n. 1-2, p. 87-97, 2011/07/01 2011.

ZHOU, X.; EVERTS, K. Suppression of Fusarium wilt of watermelon by soil amendment with hairy vetch. **Plant Disease,** v. 88, n. 12, p. 1357-1365, 2004.