

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

Desenvolvimento de substrato supressivo à murcha do crisântemo causada por *Fusarium oxysporum*

ZAYAME VEGETTE PINTO

Tese apresentada à Faculdade de Ciências Agronômicas da Unesp - Câmpus de Botucatu, para obtenção do título de Doutor em Agronomia (Proteção de Plantas)

BOTUCATU-SP
Dezembro - 2008

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

Desenvolvimento de substrato supressivo à murcha do crisântemo causada por *Fusarium oxysporum*

ZAYAME VEGETTE PINTO

Orientador: Prof. Dr. Wagner Bettiol

Tese apresentada à Faculdade de Ciências Agronômicas da Unesp - Câmpus de Botucatu, para obtenção do título de Doutor em Agronomia (Proteção de Plantas)

BOTUCATU-SP
Dezembro – 2008

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

P659d Pinto, Zayame Vegette, 1977-
Desenvolvimento do substrato supressivo à murcha do crisântemo causada por *Fusarium oxysporum* / Zayame Vegette Pinto. - Botucatu : [s.n.], 2008.
viii, 111 f. : il. color., tabs., gráfs.

Tese (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2008
Orientador: Wagner Bettiol
Inclui bibliografia.

1. Crisântemo. 2. *Fusarium oxysporum*. 3. Fungos do solo - Controle. 4. Matéria orgânica. 5. Substratos. I. Bettiol, Wagner. II. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Campus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônômicas. III. Título.

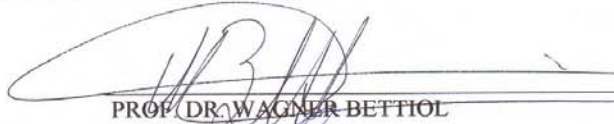
UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU
CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: "DESENVOLVIMENTO DE SUBSTRATO SUPRESSIVO À MURCHA DO
CRISÂNTEMO CAUSADA POR *Fusarium oxysporum*"

ALUNA: ZAYAME VEGETTE PINTO

ORIENTADOR: PROF. DR. WAGNER BETTIOL

Aprovado pela Comissão Examinadora



PROF. DR. WAGNER BETTIOL



PROF. DR. EDSON LUIZ FURTADO



PROF. DR. MARCELO AUGUSTO BOECHAT MORANDI



PROF. DR. NELSON SIDNEI MASSOLA JÚNIOR



PROF. DR. FLÁVIA RODRIGUES ALVES PATRÍCIO

Data da Realização: 16 de dezembro 2008.

Ao meu avô Sebastião Vegette (*in memoriam*), aos meus pais José Luiz Pinto e Cleide Aparecida Vegette Pinto, e à minha irmã Tatiane Vegette Pinto, pelo carinho, confiança, força, dedicação, cumplicidade e apoio incondicional ao longo de toda a minha vida, e, principalmente, durante o doutorado,

dedico e ofereço

AGRADECIMENTOS

À DEUS, pela minha família, pela minha saúde, pelas oportunidades que surgiram durante a minha trajetória de vida;

À Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Faculdade de Ciências Agrônômica, Câmpus Botucatu – UNESP/FCA, pela formação profissional; especialmente ao Departamento de Defesa Fitosanitária;

À Embrapa Meio Ambiente, por disponibilizar a estrutura e pela assistência necessária para a realização desse trabalho;

Ao CNPq, por manterem um sistema de auxílio aos pesquisadores, indispensável para transpor as idéias do campo do pensamento para a vida real;

Ao professor Dr. Wagner Bettiol, pela amizade, orientação e pelos valiosos ensinamentos acadêmicos, fundamentais para o meu desenvolvimento profissional;

Ao produtor Adrianus Penning, por acreditar em nosso trabalho e por permitir que os experimentos fossem realizados em sua propriedade. E, ao funcionário Valcir Fantucci Ortega, pela ajuda e dicas durante a execução e avaliação dos experimentos;

Aos professores do Programa de Proteção de Plantas, pelos valorosos ensinamentos nas disciplinas; e também pelas cobranças que invariavelmente são responsáveis pelo amadurecimento pessoal, além de estimular o crescimento e desenvolvimento profissional;

À pesquisadora Dra. Flávia Rodrigues Alves Patrício, do Instituto Biológico, pelo incentivo, ensinamentos e amizade que se iniciou durante a minha graduação;

Aos pesquisadores da Embrapa Meio Ambiente: Adriana, Mariana, Raquel, Alfredo, Patrícia, Lilia e Itamar, pela amizade, ensinamentos e conselhos, e por ter tornado mais leves os percalços durante o desenvolvimento deste trabalho. E, em especial Marcelo Augusto Boechat Morandi, que me auxiliou brilhantemente nas análises estatísticas;

Aos técnicos e analistas do Laboratório de Microbiologia Ambiental, Campo Experimental, Biblioteca e Administração da Embrapa Meio Ambiente, Márcia Maria, Maria Amélia, Rosely, Victor, Silvia, Henrique, Laércio, Valdecir, Waldemore, Antônio, Brasilino e Vicente, pela amizade e colaboração durante a execução do projeto de doutorado. E, em especial à Elke Simoni Dias Vilela, pelo auxílio nas análises microbianas do substrato, e aos funcionários João Luiz da Silva e José Abrahão Haddad Galvão, pela valiosa ajuda e conselhos durante a execução dos experimentos;

Aos colegas da UNESP/FCA e dos Laboratórios de Microbiologia Ambiental, Produtos Naturais e Quarentena da Embrapa Meio Ambiente: Rosemeire, Elen, Liliana, Sarah, Luciana R., Luciana A., Flávio, Flávia, Alexandre V., Alexandre S., Cristina, Amanda, Caroline, João, Eduardo B., Eduardo G., Marcela, Lívia, Guta, Élide, Gabriela, Regiane, Andialy, Marina, Andréa, Fábio, Fernanda, Mariana, Juliana, Marta, Rute e Tiago, pela amizade e convívio;

À todos aqueles que direta ou indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho.

SUMÁRIO

RESUMO	VI
SUMMARY	VII
1 – INTRODUÇÃO	1
2 – REVISÃO DE LITERATURA.....	4
2.1 – Crisântemo e suas Doenças.....	4
2.2 – <i>Fusarium</i> spp.....	8
2.3 – Substrato Supressivo	10
2.4 – Uso de Matéria Orgânica	14
2.5 – Lodo de Esgoto	16
2.6 – Resíduos de Animais	18
2.7 – Torta de Mamona	20
2.8 – Resíduos da Indústria de Pesca	20
2.9 – Biofertilizante.....	22
3 – MATERIAL E MÉTODOS.....	24
3.1 – Condução da Cultura	25
3.2 – Substratos Comerciais e Matérias Orgânicas.....	25
3.3 – Avaliações Realizadas nas Plantas e nos Substratos	28
3.4 – Indução de Supressividade à Murcha de <i>Fusarium</i> spp. pela Incorporação de Quatro Fontes de Matéria Orgânica.....	30
3.5 – Efeito de <i>Trichoderma asperellum</i> no Biocontrole da Murcha de <i>Fusarium</i> spp. em Crisântemo	32
3.6 – Efeito de Produtos da Indústria Pesqueira no Controle da Murcha de <i>Fusarium</i> spp. em Crisântemo	32
3.7 – Efeito do Biofertilizante no Controle da Murcha de <i>Fusarium</i> spp. em Crisântemo	33
3.8 – Efeito Supressivo de Lodo de Esgoto e de Composto Comercial Lanzi® Incorporados ao Substrato à Base de Casca de <i>Pinus</i> à Murcha de <i>Fusarium</i> spp. do Crisântemo	33
3.9 – Indução de Supressividade à Murcha de <i>Fusarium</i> spp. pela Incorporação de Lodo de Esgoto Compostado e Cama Aviária à Substrato à Base de Turfa	35

3.10 – Potencial de Lodo de Esgoto, Biofertilizante, Hidrolisado de Peixe, Quitosana e <i>Trichoderma asperellum</i> no Controle da Murcha de <i>Fusarium</i> spp. em Crisântemo	35
3.11 – Potencial da Combinação de Cama Aviária, Esterco de Suíno, Composto Lanzi®, Biofertilizante, Hidrolisado de Peixe e Quitosana no Controle da Murcha de <i>Fusarium</i> spp. em Crisântemo	37
4 – RESULTADO	39
4.1 – Indução de Supressividade à Murcha de <i>Fusarium</i> spp. pela Incorporação de Quatro Fontes de Matéria Orgânica	39
4.2 – Efeito de <i>Trichoderma asperellum</i> o Biocontrole da Murcha de <i>Fusarium</i> spp. em Crisântemo	49
4.3 – Efeito de Produtos da Indústria Pesqueira no Controle da Murcha de <i>Fusarium</i> spp. em Crisântemo	50
4.4 – Efeito de Biofertilizante no Controle da Murcha de <i>Fusarium</i> spp. em Crisântemo	55
4.5 – Efeito Supressivo de Lodo de Esgoto e de Composto Comercial Lanzi® Incorporados ao Substrato à Base de Casca de <i>Pinus</i> à Murcha de <i>Fusarium</i> spp. do Crisântemo	57
4.6 – Indução de Supressividade à Murcha de <i>Fusarium</i> spp. pela Incorporação de Lodo Compostado e Cama Aviária a Substrato à Base de Turfa	61
4.7 – Potencial de Lodo de Esgoto, Biofertilizante, Hidrolisado de Peixe, Quitosana e <i>Trichoderma asperellum</i> no Controle da Murcha de <i>Fusarium</i> spp. em Crisântemo	66
4.8 – Potencial da Combinação de Cama Aviária, Esterco Suíno, Composto Lanzi®, Biofertilizante, Hidrolisado de Peixe e Quitosana no Controle da Murcha de <i>Fusarium</i> spp. em Crisântemo	80
4.9 – Teste de Patogenicidade	84
5 – DISCUSSÃO	85
6 – CONCLUSÕES	93
7 – REFÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	94
8 – APÊNDICE	110

RESUMO

A murcha de *Fusarium* spp. em crisântemo é responsável por sérios prejuízos à cultura no Brasil. Uma alternativa para o seu controle é o uso de substrato supressivo, o qual pode ser obtido pela adição de fontes de matérias orgânicas. Dessa forma, o presente trabalho teve por objetivo desenvolver um substrato supressivo à murcha do *Fusarium* em crisântemo com a introdução de matéria orgânica em substratos comerciais. Para tanto, lodo de esgoto e lodo de esgoto compostado; torta de mamona; esterco suíno; cama aviária; compostos comerciais Lanzi[®]; casca de camarão, biofertilizante e hidrolisado de peixe foram incorporados a substratos à base de casca de *Pinus* e de turfa em diferentes concentrações e combinações. Os experimentos foram realizados em propriedade produtora de crisântemo Bola-belga com problemas de *Fusarium*. Em todos os experimentos o número mínimo de repetições foi de 20 vasos por tratamento. Transcorridas 8, 12, 15 e 20 semanas do transplântio foi avaliada a severidade da doença por uma escala de notas de 0 para planta sadia a 5 para planta morta. Com os dados foram calculadas as áreas abaixo da curva de progresso da severidade da murcha de *Fusarium*. Além disso, foram realizadas análises dos atributos químicos e da atividade microbiana dos substratos bem como do desenvolvimento das plantas. O lodo de esgoto, lodo de esgoto compostado, cama aviária, casca de camarão e o composto Lanzi[®] induziram a supressividade do substrato à base de casca de *Pinus* e/ou de turfa, controlando a murcha de *Fusarium*. Por outro lado, esterco suíno, torta de mamona, hidrolisado de peixe, quitosana e *Trichoderma asperellum* não interferiram na supressividade à doença. Substratos obtidos com lodo de esgoto e cama aviária, em mistura ou não, nas concentrações de 10, 20 e 30% (v/v) foram os mais adequados do ponto de vista de indução de supressividade e qualidade do produto, sendo os substratos recomendados para uso pelo agricultor. A supressividade observada nos substratos foi devido à união de características químicas e biológicas obtidas com a introdução das matérias orgânicas.

SUMMARY

Development of a plant growth media suppressive to *Fusarium* wilt of chrysanthemum caused by *Fusarium* f. sp. *crysanthemi*. Botucatu, 2008. Xx p. Tese (Doutorado em Agronomia/Proteção de Plantas) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista.

Author: Zayame Vegette Pinto

Adviser: Wagner Bettiol

Fusarium spp. wilt causes serious damages to chrysanthemum crops in Brazil. An alternative for its control is the use of suppressive plant growth media, which can be obtained by the addition of organic matter to container media. The objective of the present work was to develop a plant growth media suppressive to the *Fusarium* spp. in chrysanthemum with the introduction of organic matter to commercial container media. Sewage sludge and sewage sludge compost; castorbean presscake, swine manure; poultry litter; shrimp peel, biofertilizer, chitosan and fish hydrolyzed were incorporated to pine-bark and turf container media in different concentrations and combinations. The experiments were conducted in a Belgian-chrysanthemum variety producing property with a *Fusarium* problem. In all experiments the minimum number of repetitions was 20 containers per treatment. Eight, 12, 15 and 20 weeks following transplanting the severity of the disease was evaluated according to a progressive scale from 0 (healthy plant) to 5 (dead plant). Areas under the disease progress curve for disease severity of *Fusarium* wilt were calculated. Chemical and microbiological attributes of container media and plant development were analyzed. The sewage sludge, sewage sludge compost, poultry litter, shrimp peel and the Lanzi[®] compost induced the suppressiveness of pine bark and/or turf container media, controlling the wilt. On the other hand, swine manure, castorbean presscake, fish hydrolyzed, chitosan and *Trichoderma asperellum* did not affect the suppressiveness to the disease. Plant growth media with sewage sludge and poultry litter, in mixture or alone, in the concentrations of 10, 20 and 30% (v/v) were the most appropriate from the point of view of induction of suppressiveness and product quality, being the plant growth media recommended for use by the grower. The disease suppressiveness observed in

compost was due to a combined effect of chemical and biological characteristics when the organic matter was introduced.

Keywords: Sewage sludge, *Fusarium* spp., organic matter, soilborne pathogen, chrysanthemum, chitosan, shrimp peel, fish hydrolyzed, poultry litter, swine manure.

1 – INTRODUÇÃO

O crisântemo (*Chrysanthemum morifolium*) é uma planta ornamental que pertence à família Asteraceae, sendo que a maioria das espécies que compõe as linhagens atuais é originária dos países asiáticos, em especial da China.

No Brasil, o cultivo de crisântemo teve início há cerca de 70 anos e está entre as principais plantas ornamentais produzidas e comercializadas no país. Seu consumo ocorre durante todo o ano com picos em determinadas épocas, como finados, dias das mães e dos namorados. No Estado de São Paulo é comercializado em três grandes pólos: CEAGESP (São Paulo), CEASA (Campinas) e Veiling (Holambra) tanto como flor de corte quanto de vaso. Dentre os crisântemos envasados destaca-se o tipo Bola-belga.

O município de Holambra no Estado de São Paulo foi o pioneiro no cultivo de Bola-belga no Brasil. Sua produção é realizada por meio do plantio em vaso pote 20, de uma muda de crisântemo tipo simples. O ciclo da cultura é de 18 semanas entre o plantio e a comercialização. Um dos fatores limitantes na sua produção é a presença de fitopatógenos que podem afetar a qualidade visual, diminuir o tempo de prateleira e o volume de produção do crisântemo.

Entre os fitopatógenos que podem afetar o seu cultivo, destaca-se o *Fusarium oxysporum*, agente causal da murcha, que tem grande importância para a cultura por acarretar em elevadas perdas. O *Fusarium* é um fungo amplamente distribuído no solo e que

em ambiente hostil forma estrutura de resistência, que pode permanecer viável por mais de 20 anos, denominada clamidósporo (PFENNING & LIMA, 2007). O patógeno pode ser disperso pela água ou pelo solo, sua penetração na planta se dá de maneira direta ou por ferimento. Depois de ocorrida a infecção, o fungo se estabelece no sistema vascular da planta dificultando a absorção de água e nutrientes (BEDENDO, 1995).

O controle deste fungo é difícil, não existindo fungicida registrado e cultivares resistente no Brasil. Logo, as medidas de controle preventivas são as mais recomendadas, como: drenagem e limpeza do terreno, eliminação de plantas doentes, mudas saudáveis, plantio em aéreas com baixa densidade do patógeno, uso de antagonistas e substrato supressivo entre outras.

Dentre essas medidas de controle destaca-se a obtenção de substrato supressivo, o qual é capaz de prevenir naturalmente o estabelecimento de fitopatógenos ou inibir suas atividades patogênicas. Assim, existem substratos que suprimem os patógenos (capacidade em reduzir a densidade de inóculo e suas atividades saprofíticas), enquanto outros suprimem a doença (capacidade em reduzir a severidade da doença, mesmo com alta densidade de inóculo e capacidade de sobrevivência do patógeno). Uma forma de se obter esse substrato supressivo é por meio da incorporação de resíduos orgânicos, que são fontes de carbono, ao substrato (HOITINK & FAHY, 1986). Os resíduos podem originar-se da atividade agropecuária e urbano-industrial. Na literatura, há relatos de diferentes resíduos no controle de diversas doenças, como: cama aviária (GHINI et al., 2002), resíduos de pesca (BENCHIMOL & SUTTON, 2002; DOMINGUES, 2006; MATTOS, 2007) e lodo de esgoto (BETTIOL & SANTOS, 2008; GHINI et al., 2007) entre outros.

O modo de ação da matéria orgânica presente nos resíduos pode ser diretamente por meio de compostos químicos tóxicos aos patógenos, como ácidos húmicos, amônia, ácido nítrico e ácidos graxos voláteis; ou indiretamente, por meio do estímulo da atividade microbiana (TENUTA et al., 2002; DISSANAYAKE & HOY, 1999).

Além do controle da doença, a matéria orgânica, durante a decomposição, é fonte de nutrientes, hormônios, aminoácidos e outras substâncias para a planta. Também, pode promover a melhora das propriedades físicas (densidade, estruturação, aeração, drenagem, retenção de água e consistência), químicas (fornecimento de nutrientes, correção de substâncias tóxicas, pH e poder tampão), físico-químicas (adsorção de nutrientes,

capacidade de troca catiônica, poder tampão) e biológicas (fonte de nutriente e energia) do substrato. Seu uso na agricultura tem como vantagens: contribuir para a redução da poluição ambiental gerada pela deposição inadequada dos resíduos orgânicos; diminuir os gastos com alguns insumos (fertilizante, substrato comercial, agrotóxicos) e reduzir as perdas causadas pelo fitopatógeno (HOITINK & FAHY, 1986).

O objetivo deste trabalho foi obter substrato supressivo a murcha de *Fusarium oxysporum* em crisântemo tipo Bola-belga, por meio da incorporação a substratos comerciais de resíduos da agropecuária e urbano-industrial (cama aviária, esterco suíno, hidrolisado de peixe, casca de camarão, torta de mamona, quitosana e lodo de esgoto), e de biofertilizante produzido aerobicamente. Também o potencial de um isolado de *Trichoderma* foi estudado.

2 – REVISÃO DE LITERATURA

2.1 – Crisântemo e suas Doenças

O Brasil ocupa a 31ª colocação, representando 0,2% do mercado global de plantas ornamentais. A produção brasileira concentra-se nas regiões sul-sudeste, nos Estados de São Paulo, Minas Gerais, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul e Santa Catarina, sendo que o Estado de São Paulo contribui com 75% da exportação (MENEZES, 2003). Atualmente, uma das principais plantas ornamentais produzidas e comercializadas no Brasil é o crisântemo em vaso e corte.

O crisântemo (*Chrysanthemum morifolium*) pertence à família Compositae (*Asteraceae*). A palavra crisântemo significa flor dourada, do grego “chrysos”, ouro e “antheon”, flor. O crisântemo é a flor nacional do Japão e simboliza a perfeição e a longevidade (GRUSZYNSKI, 2001); sendo que seu cultivo é milenar nos países asiáticos. Além disso, a maioria das espécies que compõe as linhagens das cultivares atuais é originária da Ásia, em especial da China e Japão (LORENZI & SOUZA, 2001).

No Brasil, seu cultivo teve início há cerca de 70 anos. O crisântemo é a principal flor de corte do mercado brasileiro devido à sua enorme variação e alta durabilidade pós-colheita (GRUSZYNSKI, 2001). No Estado de São Paulo, são utilizados mais de 60 cultivares, sendo comercializado em três grandes pólos: CEAGESP (São Paulo), CEASA (Campinas) e Veiling (Holambra) (IMENES & ALEXANDRE, 1996; MARQUES,

2002; MENEZES, 2003). O crisântemo é consumido durante o ano inteiro com picos em determinadas épocas do ano, como finados, dias das mães e dos namorados.

O crisântemo é uma herbácea ereta que tem o desenvolvimento vegetativo em dias longos e floresce em dias curtos (TAIZ & ZIGER, 1991). A flor de crisântemo é uma inflorescência em capítulo, na qual a lígula corresponde à flor feminina, que constitui a parte decorativa, enquanto que as flores verdadeiras estão na região central do capítulo e são hermafroditas. As flores podem ser do tipo simples ('Reagan', 'Rex' e 'Repin'), decorativo ('Polaris' e 'Tinsel'), tubular ('Super White' e 'Super Yellow'), pom-pom ('Funshine' e 'Cotton Ball') e bola ('Snowdown'). As cultivares podem ser precoces (ciclo de 7 a 9 semanas), medianas (ciclo de 10 a 12 semanas) ou tardias (13 a 18 semanas). O seu plantio é realizado por meio de estacas apicais de 5 cm. A temperatura ideal para o seu cultivo varia de 18 a 25°C e o pH do solo de 5,5 a 6,5 (BELLÉ, 1997; CATHEY, 1954; SCHMIDT, 2001)

O crisântemo de vaso pode ser comercializado com uma ou mais plantas por vaso, destacando-se o tipo Bola-belga, no qual se faz o plantio de uma muda por vaso. Na produção do Bola-bega utiliza-se crisântemo tipo simples com ciclo de 18 semanas entre o plantio e a comercialização. O município de Holambra no Estado de São Paulo foi pioneiro neste tipo de cultivo no Brasil. As plantas ornamentais, incluindo o crisântemo, são suscetíveis a um grande número de doenças fúngicas, que podem constituir um dos fatores limitantes à sua produção. Além disso, o mercado é exigente quanto ao volume de produção, qualidade visual, produção e sanidade.

O cultivo de crisântemo pode ser limitado por fatores bióticos e abióticos. Os abióticos, geralmente, ocorrem devido ao manejo inadequado, como a formação de talo oco devido ao excesso de nitrogênio, sintoma de fitotoxidez causado pelo uso de esterco mal curtido; e por condições ambientais desfavoráveis, como o aborto do capítulo devido às mudanças bruscas de temperatura. Por outro lado, os principais fatores de perdas são os bióticos, causados por patógenos, como: vírus, viróides, bactérias, fungos, cromistas e nematóides (IMENES & ALEXANDRE, 1995; FREITAS-ASTÚA et al., 2005).

Os vírus e viróides são problemas no cultivo de crisântemo devido à sua propagação ser de forma vegetativa. Dois viróides foram descritos causando danos em crisântemo, o *Chrysanthemum chlorotic mottle viroid* que causa amarelecimento e o

Chrysanthemum stunt viroid que causa clorose do limbo foliar, induzindo o nanismo e retardando o florescimento do crisântemo. Com relação aos vírus, o *Tospovirus* é o principal grupo de vírus que ocorre em crisântemo no Brasil, destacando-se o *Tomato spotted wilt virus* (TSWV) e o *Chrysanthemum stem necrosis virus* (CSNV), ambos transmitidos por tripes do gênero *Frankliniella*. O TSMV pode causar manchas variando de cloróticas a necróticas em toda a planta e o CSNV causa a doença conhecida como “canela preta”, caracterizada por lesões cloróticas a necróticas nas folhas e necrose nas hastes. O crisântemo também é infectado pelo *Chrysanthemum virus B*, cujo sintoma principal é o mosqueamento, e o *Cucumber mosaic virus* (CMV) cujo sintoma é a formação de manchas cloróticas nas folhas (FREITAS-ASTÚA et al., 2005).

No caso das bactérias fitopatogênicas que infectam o crisântemo, destacam-se no Brasil: *Erwinia chrysanthemi*, *Pseudomonas syringae*, *Pseudomonas marginalis*, *Pseudomonas cichorii* e *Agrobacterium tumefaciens*. A *E. chrysanthemi* causa podridão mole e murcha da haste, sendo beneficiada por temperaturas elevadas e alta umidade. A *P. cichorii* e a *P. syringae* causam manchas necróticas arredondadas e alongadas, respectivamente, de coloração parda na folha e na haste do crisântemo, diferenciando da *P. marginalis* que caracteriza-se por causar manchas escuras no bordo foliar e da *A. tumefaciens* que induz a formação de galha tanto na raiz como na parte aérea do crisântemo (IMENES & ALEXANDRE, 1995; FREITAS-ASTÚA et al., 2005).

Na fase de produção de mudas de crisântemo, espécies pertencentes ao Reino Chromista, como *Pythium* spp. e *Phytophthora* spp. são os principais patógenos que atacam a cultura causando o apodrecimento das mudas e de estacas durante seu enraizamento. Além disso, podem atacar as raízes das plantas adultas quando ocorre excesso de umidade no solo ou substrato.

As plantas também podem ser infectadas por nematóides, como o *Aphelenchoides ritzemabosi* que ataca as folhas causando inicialmente manchas amarelo-acinzentadas delimitadas pela nervura seguida de enegrecimento, seca e desfolha. Sua ocorrência é maior em temperaturas e umidades elevadas. Outra espécie é o ectoparasita migrador *Pratylenchus penetrans*, que causa atrofia das raízes e conseqüentemente subdesenvolvimento da planta seguido do sintoma de murcha. Seu efeito é intensificado quando em associação com outros patógenos (FREITAS-ASTÚA et al., 2005).

A maioria das doenças relatadas em crisântemo é de origem fúngica. Espécies de *Septoria*, *Alternaria*, *Ascochyta* e *Cercospora* podem atacar a parte aérea da planta, causando sintoma de mancha, sendo as duas últimas de importância secundária. Os sintomas causados por *Septoria* caracterizam-se por manchas foliares amarelas com contornos circulares na região baixa da planta evoluindo para escura e podendo tomar todo o limbo da folha. As de *Alternaria* caracterizam-se por manchas circulares, pequenas e com círculos concêntricos na folha e nas brácteas do crisântemo. O oídio (*Erysiphe cichoracearum*), o mofo cinzento (*Botrytis cinerea*), a ferrugem parda (*Puccinia tanacetii*) e a branca (*Puccinia horiana*) são outras importantes doenças da cultura. O oídio caracteriza-se pelo crescimento branco pulverulento nas faces da folha, ocasionando secamento e queda das mesmas. Sua severidade é aumentada em ambiente de temperatura elevada e alta umidade. Dentre as ferrugens, a branca é a mais comum e das mais importantes doenças foliares do crisântemo, os sintomas iniciam-se na face adaxial da folha com pequenas manchas branco-amarelas levemente deprimidas, tornando-se a parte central marrom escura. Na parte abaxial são observadas pústulas salientes de coloração amarela que torna-se esbranquiçada. Na ferrugem branca a disseminação é realizada pelos basidiosporos e da ferrugem parda pelos uredinosporos. No final do ciclo, quando o crisântemo começa a produzir flores, pode ocorrer o aparecimento de mofo cinzento nas flores, mesmo antes de abertura floral (IMENES & ALEXANDRE, 1995).

Os fungos também podem causar murchas em crisântemo, como o *Verticillium dahliae* e *Fusarium oxysporum*, os quais caracterizam-se pelo amarelecimento seguido de necrose das folhas da base até o topo da planta e do escurecimento dos vasos condutores de seiva causando o sintoma reflexo típico de murcha. Dentre eles, a importância maior é dada a *F. oxysporum* devido às perdas consideráveis na produção, que podem ultrapassar a faixa de 80%, observadas em diversas regiões produtoras, como Rio Grande do Sul (MENEZES, 2003) e São Paulo (PINTO & BETTIOL, 2006), o que vem fazendo com que produtores desistam desta cultura.

2.2 – *Fusarium* spp

O *Fusarium* é um morfo-gênero, ou seja, um grupo de fungos que compartilham características morfológicas específicas, como formação de macroconídios em esporodóquio, de microconídios em fiálides, e, em situações desfavoráveis, de clamidósporos em restos culturais ou no solo (PFENNING & LIMA, 2007). Eles são amplamente distribuídos no solo, restos culturais, substratos orgânicos e tecidos de plantas e animais, sendo comuns em diferentes zonas climáticas do planeta, desde florestas tropicais aos ecossistemas temperados, com distribuição influenciada pela temperatura e chuvas (NELSON et al., 1983). São importantes economicamente, pois causam doenças dermatológicas em animais e humanos imunodeprimidos, produzem substâncias tóxicas que contaminam alimentos e colonizam o sistema vascular de diferentes espécies vegetais, causando murcha e morte das mesmas (LARANJEIRA, 2001).

No setor agrícola, esses patógenos são importantes devido aos danos econômicos causados e por sua distribuição cosmopolita. As espécies que causam danos às plantas são as mais estudadas, como *F. anthophilum*, *F. avenaceum*, *F. camptoceras*, *F. coccophilum*, *F. decemcellulare*, *F. dimerum*, *F. equiseti*, *F. graminearum*, *F. longipes*, *F. oxysporum*, *F. poae*, *F. proliaratum*, *F. semitectum*, *F. solani*, *F. stilboides*, *F. subglutinans* e *F. verticillioides* (PFENNING & LIMA, 2007). Dentre as espécies citadas, uma das mais importantes e conhecidas é o *F. oxysporum* que pode causar danos em diferentes culturas como: manjeriço (REIS et al., 2006); feijão (SALA et al., 2006), melão (YOGEV et al., 2006), quiabeiro (VERAS et al., 2007) e crisântemo (PINTO & BETTIOL, 2006) entre outras.

No crisântemo, o primeiro relato de murcha causada por *Fusarium* ocorreu em 1939 por Brown, o qual foi denominado de *Fusarium oxysporum* f. sp. *callistephi* por Toop. Porém, em 1965, Armstrong e Armstrong relataram que a doença em crisântemo era causada por *Fusarium oxysporum* f. sp. *tracheiphilum* raça 1. Em 1970, Armstrong et al. descreveram uma nova forma especialis, *Fusarium oxysporum* f. sp. *chrysanthemi*, a qual era diferente da outra pois, atacava diferentes cultivares de crisântemo (NELSON et al., 1983).

Em climas tropicais o patógeno causa perdas maiores na produção de crisântemo (NELSON et al., 1983). O *F. oxysporum* tem a fase teleomorfica desconhecida. Caracteriza-se pela coloração violeta da colônia quando cultivada em meio de Batata-

Dextrose-Ágar (BDA), presença de esporodóquio alaranjado, células conidiogênicas do tipo monofiáides curtas que formam microconídios unicelulares de formas ovais, elípticas e reniformes, além de macroconídios falcados e com 3 a 5 septos. E, quando em situação ambiental hostil forma clamidósporo que podem permanecer viáveis por mais de 20 anos, sendo solitário ou em pares, terminais ou intercalares (PFENNING & LIMA, 2007).

No crisântemo, o sintoma da doença inicia-se com aproximadamente oito dias após a infecção. Observa-se na planta sintoma de murcha irreversível, iniciada nas folhas baixas evoluindo para as folhas superiores, as quais ficam com coloração verde menos intensa seguida de amarelecimento. Os vasos do xilema ficam escurecidos comprometendo o transporte de seiva e os galhos ficam quebradiços, perdendo o seu valor comercial (FREITAS-ASTÚA et al., 2005).

O patógeno pode ser disperso via estacas infectadas, que são a fonte principal de inóculo; via solo infestado que pode ser disperso pelos equipamentos de cultivo e pelo homem, e via água de irrigação (HORST & NELSON, 1997). Sua penetração na planta pode ser de maneira direta ou por ferimento. Depois de ocorrida a infecção, o fungo se estabelece no sistema vascular da planta dificultando a absorção de água e nutrientes (BEDENDO, 1995).

Fatores ambientais tais como temperatura, tipo do solo, quantidade e forma de nitrogênio influenciam o desenvolvimento da doença. Em solos com temperatura igual ou maior que 28 °C o sintoma é mais severo (NELSON et al., 1983). O gênero é aeróbico podendo crescer em solos com potencial de água abaixo daqueles tolerados pelas plantas. O estresse hídrico, causado por baixos níveis de disponibilidade de água no solo, contribui para ocorrência de murchas em alguns patossistemas. Em solos mais arenosos e pobres em matéria orgânica, ocorre uma maior incidência de murcha causada por espécies de *Fusarium*, o que provavelmente está relacionado à menor competição entre espécies de *Fusarium* e microrganismos antagônicos presentes no solo. Baixos teores de nitrogênio e fósforo, e alto teor de potássio favorecem o patógeno. Além disso, o nitrogênio na forma de nitratos, torna o pH do solo ácido favorecendo o crescimento do patógeno em relação à forma amoniacal. Ou seja, a severidade da doença é maior com a diminuição do pH do solo, tendo o fungo preferência por pH inferior a 5,5 (SCHMIDT, 2001). Pinto e Bettioli (2006) conseguiram o controle de *Fusarium* em crisântemo utilizando substrato com pH 7,2.

O controle deste fungo é bastante difícil. Atualmente, não existe fungicida registrado no Brasil para o seu controle e há uma carência de informações sobre cultivares resistente. Muitos agricultores fumigavam o substrato e/ou solo com brometo de metila visando seu controle. Porém, devido ao seu impacto ambiental (destruição da camada de ozônio) e na saúde pública (cancerígeno), sua comercialização está proibida desde 2007, no Brasil. Além disso, o uso de brometo de metila não controla a infecção por *Fusarium* que ocorre após a sua aplicação e, muitas vezes, pode aumentar a sua incidência devido à formação de vácuo biológico. Logo, as medidas de controle preventivas são as mais recomendadas, como: drenagem do terreno, eliminação de plantas doentes, limpeza do terreno, aquisição de mudas sadias, plantio em aéreas com baixa densidade do patógeno, substrato supressivo e uso de antagonistas entre outras. Em áreas com o patógeno, uma provável alternativa para o seu controle é a associação entre as medidas de limpeza do ambiente com o uso de substrato supressivo.

2.3 – Substrato Supressivo

O termo supressivo foi utilizado pela primeira vez por Menzies, em 1959, quando relacionou tipos de solos com a ocorrência e a severidade da sarna da batatinha, na Califórnia. Entretanto, Atkinson, em 1889, foi o primeiro a fazer referência da capacidade dos solos em controlar doenças em plantas ao reconhecer que a severidade da murcha de *Fusarium* de algodoeiro foi maior em solos arenosos do que nos argilosos em Arkansas e Alabama (HUBER & SCHNEIDER, 1982). A partir da década de 70, o termo solo supressivo foi popularizado por publicações de Baker e Cook (1974) e Hornby (1983). Além de solo, o termo supressividade pode ser empregado para substrato, o qual teve seu uso no início da década de 80 no Brasil (MÜLLER, 2000). Em 1983, foi comercializada a primeira mistura, produzida pela EUCATEX (MÜLLER, 2000) e a cada dia as indústrias produtoras de substratos vêm empregando esforços para colocar no mercado formulações que atendam diferentes necessidades (KÄMPF, 2002), além de um produto diferenciado, como supressivo a patógenos de solo.

Na literatura, existem relatos de supressividade para diferentes patógenos, como: *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Pythium*, *Sclerotium*, *Sclerotinia*, *Phytophthora*,

Verticillium, *Gaeumannomyces*, *Fomes* e outros (HOPER & ALABOUVETTE, 1996; BETTIOL & GHINI, 2005; TERMORSHUIZEN et al., 2006; YOGEV et al., 2006).

A supressividade pode ocorrer pelo não estabelecimento do fitopatógeno no solo/substrato, ou pelo estabelecimento, seguido da falha em causar a doença (BAKER & COOK, 1974). Na primeira categoria, a baixa ocorrência de doenças se deve aos fatores físicos, tais como teores de argila e areia, tamanho de agregados (HOPER & ALABOUVETTE, 1996), assim como aos fatores químicos, como pH, concentração de nutrientes e condutividade elétrica em adição a fatores biológicos. Na segunda, o fenômeno é relacionado à microbiota existente, podendo ou não estar associado a fatores físicos e químicos. O solo pode ser supressivo em longo prazo, quando é resultado das propriedades físicas e químicas estáveis do solo, e de curto prazo quando é promovida pelas práticas agrícolas, como fertilização, correção de acidez, incorporação de matéria orgânica e introdução de antagonistas, podendo desaparecer rapidamente com novas alterações (HORNBY, 1983).

Logo, a supressividade ocorre devido aos fatores bióticos e abióticos. Os fatores bióticos são os mais estudados e conhecidos. A parte viva do substrato/solo é constituída por diferentes espécies de animais, vegetais, protistas e fungos, sendo que cada um exerce um papel na supressividade. Assim, um solo com alta diversidade biológica apresenta maior capacidade de suprimir patógenos. Os organismos relacionados com a supressividade agem por meio dos mecanismos envolvidos no controle biológico de doenças em plantas, ou seja: antibiose, parasitismo, competição, predação e indução de resistência (BETTIOL & GHINI, 2005).

Os estudos com controle biológico de patógenos habitantes do solo vêm sendo realizados principalmente com fungos e bactérias. Dentre os fungos, sem dúvida, os mais estudados pertencem ao gênero *Trichoderma*, sendo as espécies mais conhecidas: *T. harzianum*, *T. hamatum*, *T. viride*, *T. aureoviride*, *T. pseudokoningii*, *T. polysporum* e *T. glaucum* (BETTIOL & GHINI, 2005). Existem relatos de *Trichoderma* controlando: *Rhizoctonia*, *Sclerotium*, *Sclerotinia*, *Pythium*, *Phytophthora*, *Fusarium* e *Botrytis* entre outros (ELAD et al., 1980; GARIBALDI et al., 1988; MELO, 1996). Com relação às bactérias envolvidas no controle biológico de fitopatógenos habitantes do solo, as dos gêneros *Pseudomonas* e *Bacillus* são as mais estudadas (BETTIOL & GHINI, 2005). As *Pseudomonas*

spp. podem suprimir inúmeros fitopatógenos habitantes do solo, devido a presença de sideróforo, substância de baixo peso molecular, que quelatiza o ferro e é produzida justamente quando o elemento está em concentrações baixas; nessas condições, o sideróforo funciona como biostático pela redução drástica deste elemento na forma disponível para a microbiota da raiz, inclusive os patógenos (NEILANDS, 1981). Weller e Cook (1983) e Cook e Rovira (1976) relacionam a presença de *Pseudomonas* fluorescentes com a supressividade de solos a *Gaeumanomyces graminis tritici*. Dentro do gênero *Bacillus*, a espécie *Bacillus subtilis* destaca-se na capacidade de inibir bactérias e fungos fitopatogênicos pela produção de diversos antibióticos. Essa bactéria é capaz de produzir endósporos resistentes às condições adversas do ambiente, tendo o solo como reservatório natural. Além disso, estudos mostram seu potencial em controlar *Rhizoctonia solani*, *Sclerotinia sclerotiorum* (LAZZARETTI & BETTIOL, 1997) e *Fusarium solani* (MELO & VALARINI, 1995) entre outros.

A natureza abiótica da supressividade é obtida pelas propriedades físicas e químicas do substrato, as quais interferem na supressividade, por meio do favorecimento da atividade microbiana ou pela interferência no ciclo de vida do patógeno. As principais características físicas e químicas do solo envolvidas na supressividade são: pH, condutividade elétrica, macro e micronutrientes, estrutura e textura dos solos, retenção de água e teor de matéria orgânica entre outras (BETTIOL & GHINI, 2005). Segundo Hoper e Alabouvette (1996), solos com pH extremos (ácidos ou alcalinos), são normalmente supressivos para determinadas doenças. Com valores de pH abaixo de 3,8, doenças causadas por *Streptomyces scabies*, *Phytophthora* spp., *G. graminis* var. *tritici*, *R. solani*, *Tielaviopsis basicola*, *Verticillium* spp. e *Fusarium solani* são suprimidas. Por outro lado, solos alcalinos e com pH acima de 7,8 são altamente supressivos às doenças causadas por *S. scabies*, *Plasmodiophora brassicae*, *Sclerotium* spp. e *F. oxysporum*. Solos com pH entre 5,0 e 7,0, possuem baixa correlação, pois a planta hospedeira e a microbiota são pouco afetadas dentro dessa faixa.

Um adequado fornecimento de macro e micronutrientes é importante para o controle de doenças, pois além dos aspectos fisiológicos e morfológicos das plantas, também podem alterar o desenvolvimento dos fitopatógenos. Além disso, plantas ficam predispostas às doenças por deficiência ou excesso de determinados nutrientes, como demonstrado por Foster e Walker (1947), os quais verificaram a maior predisposição de

tomate à murcha de *Fusarium* com baixo teor de nitrogênio e fósforo e alto de potássio. Dufy e Défago (1997) verificaram que o acréscimo de Zn incrementou a atividade de *P. fluorescens* no controle de *F. oxysporum* f.sp. *radicis-lycopersici*.

A textura e a estrutura do solo podem afetar a biota do solo, pois determinam a porosidade, a capacidade de retenção de água e aeração para o desenvolvimento dos fungos, bactérias, microartrópodos, protozoários e minhocas dentre outros. Amir e Alabouvette (1993) verificaram maior porcentagem de plantas de linho com murcha, causada por *F. oxysporum* f.sp. *lini*, em solo contendo 96% de areia e 2,5% de argila, do que em solo contendo 37% de argila, 44% de silte e 19% de areia, com valores de 55 e 11% de incidência da murcha, respectivamente. Devido ao tamanho semelhante das bactérias, com as partículas de argila, existe a probabilidade de adesão das partículas minerais às células microbianas, que pode atingir até 90% da população. Dessa forma, os microrganismos influenciam a estabilidade dos agregados do solo.

A presença de matéria orgânica no solo e substrato é outro fator que pode torná-los supressivos (BETTIOL & GHINI, 2005). Isso se deve à capacidade de suportar maior atividade microbiana e melhorar a estrutura do solo, propiciando maior aeração e retenção de umidade. Além disso, quando se decompõem podem servir como fonte de micronutrientes, hormônios, aminoácidos e outras. Esses compostos químicos podem induzir a resistência do hospedeiro ou controlar diretamente o patógeno. Logo, a incorporação de resíduo orgânico, que é fonte de matéria orgânica, pode ser utilizadas para indução da supressividade do solo e de substrato (HOITINK & FAHY, 1986; BETTIOL & GHINI, 2005).

Na literatura a relatos de substratos que tornaram supressivos a murcha de *Fusarium* por meio da incorporação de resíduos de café (ROS et al., 2005), tomate (CHEUK et al., 2005), esterco de gado (KANNANGARA et al., 2004), hidrolisado de peixe (MATOS, 2006) e de mistura de resíduos (YOGEV et al., 2006).

2.4 – Uso de Matéria Orgânica

O uso de resíduos orgânicos na agricultura é relatado desde 50 A.C., sendo predominante na floricultura e expandindo para hortaliças (THURSTON, 1992; LOUVET, 1986). Os resíduos podem originar-se da atividade agropecuária e urbano-industrial. Exemplos de resíduos são restos culturais; borra e palha de café; farinhas de sangue, osso e de peixe; esterco suíno e bovino; cama aviária; hidrolisado e emulsão de peixe, casca de camarão; lodo de esgoto e composto de lixo entre outros. Eles são fontes de matéria orgânica que podem ser aplicadas diretamente no solo ou podem passar por um processo de mineralização (ou decomposição) biológica antes de sua aplicação.

Este processo de decomposição biológica, quando aeróbio, é denominado de compostagem, sendo o produto gerado deste processo chamado de composto. A compostagem difere dos outros processos como fermentação e putrefação por ser um processo aeróbio e controlado. O processo de compostagem possui três fases. A primeira tem a duração de aproximadamente 24 a 48 horas e a temperatura varia de 40 a 50°C. Nesta fase são mineralizados os compostos de fácil decomposição, como os açúcares. A segunda fase é denominada de termófila. A temperatura varia de 55 a 70°C e caracteriza-se pela morte da maioria dos fitopatógenos e das plantas daninhas e sobrevivência de bactérias termotolerantes produtoras de endosporo, além da degradação da celulose. A fase termófila pode durar meses variando de acordo com a composição do material presente no resíduo orgânico. Materiais com alta concentração em celulose tem alta da relação C:N exigindo mais tempo para serem estabilizados. A terceira é a fase da cura ou maturação em que a temperatura diminui, ficando menor que 40°C e ocorre queda na taxa de mineralização. A relação C:N varia de 14:1 a 20:1, favorecendo a recolonização do composto por microrganismos mesófilos, como actinobactérias e fungos filamentosos que podem ser antagonistas a diversos patógenos de solo. O processo pode ser melhorado adicionando antagonistas aos compostos antes do seu uso na agricultura, o qual pode ser incorporado ao solo e/ou substrato (HOINTINK & FAHY, 1986; PEREIRA et al., 1996; HOITINK & BOEHM, 1999).

A matéria orgânica compostada fornece ao solo nutrientes, hormônios, aminoácidos e outras substâncias originadas de sua decomposição; além de melhorar as propriedades físicas (densidade, estruturação, aeração, drenagem, retenção de

água e consistência), químicas (fornecimento de nutrientes, correção de substâncias tóxicas, pH e poder tampão), físico-químicas (adsorção de nutrientes, capacidade de troca catiônica, poder tampão), biológicas (fonte de nutriente e energia) do solo e do seu potencial de suprimir fitopatógenos.

O controle de doenças pode ocorrer diretamente por meio de compostos químicos tóxicos aos patógenos, como a amônia que penetra rapidamente nas membranas das células sendo tóxica aos microrganismos (TENUTA et al., 2002), os ácidos húmicos, ácido nítrico e ácidos graxos voláteis (CONN & LAZAROVITS, 1999; TENUTA & LAZAROVITS, 2002; CONN et al., 2005); ou indiretamente, pela indução de resistência na planta e do estímulo da comunidade microbiana de antagonistas (BETTIOL & GHINI, 2005). Esse estímulo limita a atividade dos fitopatógenos uma vez que aumenta a competição por espaço e nutrientes, favorece a produção de metabólitos voláteis ou não voláteis tóxicos aos fitopatógenos e aumenta a atividade dos antagonistas e dos predadores entre outras. Numerosos relatos indicam que a matéria orgânica reduz a incidência de patógenos habitantes do solo (HOITINK et al., 1997; SANTOS, 2001; BAILEY & LAZAROVITS, 2003; LAZAROVITS et al., 2005; GHINI et al., 2006; YOGEV et al., 2006; TERMORSHUIZEN et al., 2006; UREBA et al., 2005). Lumsden et al (1983) verificaram que a liberação de substâncias fungitóxicas, da matéria orgânica presente no composto de lodo de esgoto reduziu significativamente: *Aphanomyces* em ervilha, *Rhizoctonia* em feijoeiro, algodão e rabanete; *Sclerotinia* em alface; *Fusarium* em pepino e *Phytophthora* em pimenta. Dissanayake e Hoy (1999) concluíram que o aumento da atividade microbiana, provocada pela aplicação de matéria orgânica ao solo, e a própria microbiota contida no material orgânico, foram os responsáveis pelo controle de doenças em pepino e cana-de-açúcar, causadas por *Pythium ultimum* e *P. aphanidermatum*, respectivamente. Além da supressão da doença os autores verificaram aumento do crescimento da planta quando o solo não foi desinfestado.

Cada matéria orgânica tem características particulares que podem ou não tornar o substrato supressivo a determinado patógeno (TERMORSHUIZEN et al., 2006). A seguir, são apresentados alguns relatos de matéria orgânica para o controle de diferentes patógenos.

2.5 – Lodo de Esgoto

O esgoto urbano é um dos principais poluidores dos mananciais e apenas 12% das cidades brasileiras têm sistemas para o seu tratamento. Ao final do processo de tratamento de esgoto, há a formação de um resíduo denominado de lodo de esgoto, o qual necessita de uma adequada disposição final para não causar novos danos ambientais. As alternativas mais usuais para a sua disposição é a colocação em aterro sanitário, o reuso industrial, a fabricação de tijolos e cerâmicas, a incineração, a conversão em óleo combustível, a disposição oceânica, a recuperação de solos e uso agrícola e florestal (BETTIOL & CAMARGO, 2000). Sendo que uma das alternativas mais convenientes para sua disposição final é a agricultura, pois o lodo é um material rico em macro e micronutrientes e matéria orgânica (BETTIOL & CAMARGO, 2000). Na agricultura é recomendada a sua aplicação como condicionador de solo e ou fertilizante.

A composição do lodo varia de acordo com a origem e o processo de obtenção. Um lodo típico apresenta em média 40% de matéria orgânica, 4% de nitrogênio, 2% de fósforo e os demais macro e micronutrientes (BETTIOL & CAMARGO, 2000). Sua aplicação pode causar alterações nas propriedades físicas, químicas e biológicas dos solos e substratos, desempenhando um complexo papel na dinâmica dos solos. Com relação às características físicas, o lodo de esgoto aumenta a retenção de água em solos arenosos e a infiltração de água em solos argilosos, melhora a estrutura e a estabilidade dos agregados do solo, além de aumentar a capacidade de troca de ânion e quantidade de matéria orgânica, proporcionando maior resistência à erosão (CAMARGO & BETTIOL, 2000).

Além disso, o lodo pode tornar o solo supressivo, reduzindo a severidade de diferentes doenças. A supressão pode ocorrer pelo aumento da atividade microbiana e da própria microbiota do material, liberação de compostos que induzem resistência na planta ou são tóxicos aos fitopatógenos e pela mudança de pH e condutividade elétrica (SANTOS, 2001; SANTOS & BETTIOL, 2003; BETTIOL & CAMARGO, 2006). Fortes et al. (2000), trabalhando com lodo tratado com cal, atribuíram à elevação do pH, induzida pelo lodo de esgoto, como responsável pela neutralização do crescimento do fungo *R. solani* em laboratório. Porém, Fortes (2004) concluiu que a acidificação do solo foi um dos fatores responsáveis pelo aumento na incidência de podridão do colmo de milho. Também

Bettiol (2004) trabalhando com dois tipos de lodo, verificou que a incidência da podridão do colmo de milho foi diretamente proporcional à concentração de lodo incorporada ao solo. Portanto, o efeito do lodo depende do patógeno, da metodologia utilizada nos estudos e também do tempo entre a aplicação do lodo de esgoto ao solo e sua amostragem para os estudos. Ghini et al. (2007), avaliando o efeito do lodo sobre a indução de supressividade do solo a *F. oxysporum* f.sp. *lycopersici*, *S. rolfsii*, *S. sclerotiorum*, *R. solani* e *Pythium* spp., verificaram que não houve efeito dos lodos sobre *F. oxysporum* f.sp. *lycopersici* em tomateiro, que houve redução de *S. rolfsii* em feijoeiro e *R. solani* em rabanete; que a incidência de plantas mortas por *S. sclerotiorum* foi proporcional à concentração de lodo; e que houve aumento na comunidade e no tombamento de *Pythium*. Ghini et al. (2006) não observaram o controle de *Pythium* spp. quando incorporaram ao solo, com e sem solarização, lodo de esgoto da ETE-Franca e casca de *Pinus*, separadamente, concluindo que a qualidade da matéria orgânica tem extrema importância na indução da supressividade.

Chen e Hoitink (1988) verificaram a redução da severidade de *P. ultimum* em plântulas de pepino quando aplicado lodo de esgoto compostado com casca de madeira. Os autores relatam que o controle ocorreu pela indução da biomassa e da atividade microbiana, os quais atuaram como antagonistas do fitopatógeno tornando o solo supressivo. Dissanayaque e Hoy (1999), trabalhando com *P. aphanidermatum* em cana-de-açúcar, verificaram que alguns compostos orgânicos, entre eles o lodo de esgoto, quando adicionados no solo, na forma não esterilizada, suprimiram a doença causada pelo patógeno e aumentaram o crescimento da planta. Porém, essa habilidade foi reduzida após a desinfestação por vapor dos compostos. O nível de atividade microbiana do material foi um indicador do potencial para a supressão da doença.

Santos e Bettiol (2001) verificaram, em comparação com a adubação mineral, que o lodo de esgoto controlou a podridão do colo, em três cultivos sucessivos de feijão, sendo o controle diretamente proporcional à sua concentração no solo. Os autores verificaram ainda inibição do crescimento micelial de *Rhizoctonia solani*, *Fusarium oxysporum* f.sp. *phaseoli*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Sclerotium rolfsii* e *Pythium aphanidermatum*.

Alguns projetos de tratamento de esgoto não contemplam seu uso final anulando assim a possibilidade do seu emprego pelo setor agrícola ou exigindo um

monitoramento contínuo do lodo para que não ocorra problema de saúde pública. Uma vez que o lodo pode apresentar quantidade elevada de metais pesados (BETTIOL & CAMARGO, 2006), compostos orgânicos persistentes (TSUTIYA, 2000), patógenos humanos, como coliformes termotolerantes, *Salmonella*, helmintos e vírus entéricos (SOCCOL & PAULINO, 2000) e em lodo não compostado a presença de fitopatógenos, como: *Fusarium*, *Aspergillus*, *Penicillium*, *Verticillium* e *Cephalosporium* (GAMBALE et al., 1987), há necessidade de se caracterizar adequadamente o lodo antes do uso e, de preferência, realizar a sua compostagem.

Os critérios e procedimentos para definir o uso dos lodos de esgoto gerados em estações de tratamento sanitário, bem como o uso de seus produtos e derivados na agricultura, foram estabelecidos pelo Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA, 2006). O Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) incluiu o lodo de esgoto na Instrução Normativa nº15, de 24 dezembro de 2004, que regulamenta o registro de fertilizantes orgânicos em resposta ao Decreto nº 4954) uma vez que o uso agrícola de lodo de esgoto envolve a adição de nutrientes e matéria orgânica ao solo.

2.6 – Resíduos de Animais

Os esterco são fontes de matéria orgânica para a agricultura. No Brasil são disponíveis para uso os esterco bovinos, suínos, ovinos e de aves entre outros. No solo/substrato esses resíduos podem melhorar sua característica físico-química e microbiológica, além de apresentar ação supressora a fitopatógenos (GONÇALVES et al., 2004). O solo pode tornar-se supressivo por meio do estímulo da comunidade microbiana, em especial de *Trichoderma* spp. e da liberação de compostos tóxicos aos fitopatógenos devido à sua decomposição (CONN & LAZAROVITS, 1999; TENUTA & LAZAROVITS, 2002).

O esterco gerado na suinocultura é um resíduo que pode ser utilizado na agricultura incorporando no solo e/ou substrato. A matéria orgânica presente no esterco de suíno é de decomposição rápida, sendo fonte de nutrientes para a planta. A composição média do excremento de porco é de 80% de água; 0,6% de N; 0,5% de P; 0,45 de K e 0,05% de Ca (KOEPP et al., 1987). Na literatura há relatos do uso de esterco suíno na redução da incidência de diferentes patógenos, como *P. aphanidermatum* em pepino (TIRELLI et al., 2003); *V.*

dahliae em batata (TENUTA & LAZAROVITS, 2002) e *S. rolfsii* em feijoeiro (MORALES et al., 2007) entre outros.

Assmann et al. (2006) quando aplicaram concentrações crescentes de esterco líquido suíno, observaram diminuição da incidência de antracnose na soja pelo acréscimo nos teores de K no tecido foliar, o qual potencializa a lignificação da folha dificultando a penetração do patógeno. Morales et al. (2007) verificaram a redução da intensidade de *S. rolfsii* em feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*) pela aplicação de chorume suíno. O controle do patógeno foi explicado pelo aumento da atividade microbiana, da concentração de amônia e dos níveis de cobre e zinco.

Também os resíduos gerados pelas empresas avícolas, como o esterco de galinha e a cama aviária, podem ser utilizados. As aves não produzem urina, eliminando seus compostos nitrogenados nas fezes, logo o resíduo aviário possui compostos ricos em nitrogênio. Este elemento auxilia no aumento da produção de algumas culturas (SCHERER, 1995; ZÁRATE et al., 1997) e seu excesso causa fitotoxicidade. Na cama aviária encontra-se de 2,6-3,0% de nitrogênio; 3,9-4,5% de fósforo; e 1,0-3,0% de potássio (SCHERER, 1995). Os teores variam ligeiramente, dependendo da origem da cama de aviário (corte ou poedeiras) e do número de camadas de maravalha.

Os resíduos de origem animal podem ser utilizados na agricultura, para a melhoria da fertilidade e das propriedades físicas e químicas do solo e conseqüentemente do aumento da produção de diferentes culturas (BLUM et al., 2003). Esses resíduos são responsáveis pelo aumento do pH e diminuição do teor de alumínio trocável, e, portanto, dos efeitos tóxicos deste íon para as plantas (ERNANI & GIANELLO, 1983); além de promover o desenvolvimento da planta. Blum et al. (2003) verificaram em casa de vegetação, o aumento na ordem de 15% a 50% da emergência e de 90% a 200% de matéria fresca de plantas de moranga e de pepino, respectivamente, quando aplicada 30 g de cama aviária por Kg de solo.

Os estercos de ave também podem controlar fitopatógenos presentes no solo (SCHERER, 1995; ZÁRATE et al., 1997; BLUM et al., 2003), sendo a liberação de amônia (NH₃) uma das principais formas de atuação (TSAO & OSTER; 1981). Há relato do controle de *Pythium* em crisântemo (GHINI et al., 2002), de *F. oxysporum* f. sp. *basilici* em manjerição doce (*Ocimum basilicum*) quando utilizado uma mistura de esterco de gado e de

galinha com palha de trigo (REUVENI et al., 2002); de *Meloidogyne incognita* em algodão (*Gossypium hirsutum*) (RIEGEL & NOE, 2000) e de *Fusarium* em cravo com cama aviária associado a solarização (UREBA et al., 2005) entre outros.

Como no lodo de esgoto, o uso de resíduos animais deve ser empregado com responsabilidade para não gerar poluição ambiental e doenças no homem.

2.7 – Torta de Mamona

A mamona (*Ricinus communis*.), pertencente à família Euphorbiaceae, é uma planta oleaginosa, destacando-se por sua relevante importância econômica e social. Das sementes é extraído óleo fixo que tem diversas utilidades nas áreas terapêuticas, cosméticas, biocombustível e industriais em geral. Após a extração do óleo é obtida a torta de mamona, a qual tem um altíssimo teor tóxico e por outro lado apresenta alto valor comercial como fertilizante, fungicida e nematicida. Também é um material rico em carbono que, adicionado ao solo, é utilizado pelos microrganismos como fonte de energia, promovendo um aumento na atividade biológica e conseqüente liberação de CO₂. A maioria dos trabalhos com torta de mamona aborda o seu emprego no controle de nematóides, como o realizado por Akhtar e Mohmood (1996). Esses autores verificaram aumento do *Meloidogyne aquaticus*, que é predador de várias espécies de nematóides causadores de doenças nas plantas, quando a torta de mamona foi aplicada 15 dias antes do plantio na quantidade de 2.700 Kg/ha, equivalente a 110 kg/ha de nitrogênio. Por outro lado, a torta de mamona pode favorecer o desenvolvimento de patógenos, como o relatado por Fenille e Souza (1999) que verificaram o aumento de *R. solani* GA-4 HGI em feijoeiro.

2.8 – Resíduos da Indústria de Pesca

Os resíduos gerados pela indústria de pesca podem ser utilizados na agricultura principalmente como adubo. Os produtos são em geral originários da fermentação dos resíduos e são registrados como fertilizantes orgânicos, ricos em nutrientes e matéria orgânica. Dentre esses produtos, existem os à base de hidrolisado de peixe e de emulsão de peixe. Os resíduos de crustáceos, como o camarão, são moídos e comercializados em pó. A

sua aplicação na agricultura é vantajosa por ser um material disponível em grandes quantidades, ser ambientalmente seguro e não oferecer risco durante a manipulação. Esses materiais possuem em sua composição quitina, que pode estimular as atividades microbianas do solo induzindo a supressão de fitopatógenos (ADACHI et al., 1987). Dessa forma, num país rico em resíduos de crustáceos e pescado, essa é uma fonte que deve ser considerada para o controle de doenças. A adição desses resíduos aumenta a comunidade de actinobactéria no solo, que são bons produtores de antibióticos, de *Trichoderma* spp. e de rizobactérias. Abbasi et al. (2004) observaram que o hidrolisado de peixe não apresentou toxicidade direta para os patógenos que causam tombamento, mas criou uma microbiota supressiva a eles. O atraso no desenvolvimento da doença correspondeu ao aumento da atividade microbiana no solo. CONN & LAZAROVITZ (1999) verificaram que a comunidade de fungos e bactérias alcançou níveis máximos sete dias após a adição da emulsão de peixe, o que correspondeu ao início da supressão da doença. Outra forma de atuação de resíduo de peixe na proteção de plantas se dá pela liberação de amônia e de ácido graxos voláteis e de seus componentes secundários, como o acetato, propionato, isobutirato, *n*-butirato e isovalerato (LAZAROVITZ et al., 2005). Além disso, há relatos da indução de resistência da planta a fitopatógenos com aplicação de quitosana (FRANCO & OLIVEIRA JUNIOR, 2008), obtida do processamento de desacetilização da quitina (BATTISTI & CAMPANA-FILHO, 2008).

O controle de doenças pode ocorrer tanto para patógenos da parte aérea (MATTOS, 2006) quanto de solo (ABASSI et al., 2004; MATTOS, 2006). Medeiros e Bettiol (2005) verificaram que um produto à base de casca de camarão fermentada controlou o oídio da abobrinha quando pulverizado semanalmente a 2%. Mitchell (1962) verificou que a incorporação no solo de quitina controlou durante as três primeiras semanas a podridão de raiz provocada por *F. solani* f. sp. *phaseoli*. Mitchell (1963) e Adachi et al. (1987) comprovaram que a adição da quitina ao solo aumentou a população de antagonistas a várias espécies de *Fusarium*. Sneh et al. (1971) relataram o controle de *R. solani* em solos não autoclavados com a incorporação de quitina. Benchimol et al. (2006) verificaram o aumento de 20% da sobrevivência da pimenteira-do-reino, além da elevação da massa seca, com a aplicação de 1% de casca de caranguejo-do-mangue no solo com *F. solani* f. sp. *piperis*. Domingues (2006) observou a diminuição da população de *F. oxysporum* f. sp. *zingiberi* e o aumento da população de actinobactérias no solo tratado com casca de camarão. Lazarovits et al. (2006)

obtiveram o controle de *Pythium* e *Rhizoctonia* por meio da introdução de emulsão de peixe em solos e substratos. Mattos (2007) verificou que o hidrolisado de peixe, incorporado em substrato previamente infestado com *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* raça 3, em concentrações superiores a 5%, controlou a murcha de *Fusarium* em tomate cultivar Santa Clara suscetível à raça 3.

2.9 – Biofertilizante

Biofertilizante, segundo o DECRETO do MAPA Nº 4.954 DE 14 DE JANEIRO DE 2004 (MAPA, 2004), “é um produto que contém princípio ativo ou agente orgânico, isento de substâncias agrotóxicas, capaz de atuar, direta ou indiretamente, sobre o todo ou parte das plantas cultivadas, elevando a sua produtividade, sem ter em conta o seu valor hormonal ou estimulante”. Uma das formas de produção é a obtida pela digestão anaeróbica ou aeróbica de material orgânico de origem animal ou vegetal em meio líquido em um equipamento denominado biodigestor (BETTIOL et al., 1998).

O biofertilizante pode fornecer proteínas, enzimas, vitaminas, antibióticos naturais, alcalóides, macro e micronutrientes e microrganismos. No solo, promove a melhoria das propriedades físicas e biológicas diminuindo a densidade aparente e estimulando a atividade microbiana. Com a utilização continuada pode reduzir a acidez e enriquecer o solo. Essa ação se deve à capacidade do biofertilizante de reter bases, pela formação de complexos orgânicos e pelo desenvolvimento de cargas negativas. Com a sua aplicação pode aumentar os teores de N, P, Ca, Mg e K no solo (PENTEADO, 2004).

Collard (2000), com pulverizações do biofertilizante Agrobio[®] em mudas de maracujazeiro amarelo (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*) verificou maior altura; número de ramos e de frutos da cultura. Villela Junior et al. (2003) verificaram que a substituição parcial de adubos minerais por biofertilizante à base de esterco bovino pode ser uma alternativa adequada ao horticultor na produção de meloeiro hidropônico.

Além disso, o biofertilizante pode ser utilizado como defensivo natural, principalmente devido à presença de *Bacillus subtilis*, aumentando o vigor e a resistência da planta (PENTEADO, 2004). A atuação antibiótica e a indução de resistência sistêmica da planta são provavelmente os principais mecanismos de ação do biofertilizante

para o controle de doenças. O que pode ocorrer tanto pela presença de metabólitos produzidos pelos microrganismos presentes no biofertilizante, como pela ação direta dos organismos sobre o patógeno e hospedeiro. Ainda, pode ser considerada a ação direta dos nutrientes presentes no biofertilizante sobre os patógenos (BETTIOL et al, 1998; D'ANDRÉA & MEDEIROS, 2002). Tratch e Bettiol (1997) verificaram inibição do desenvolvimento de *Alternaria solani*, *Stemphylium solani*, *Septoria lycopersici*, *S. sclerotiorum*, *B. cinerea* e *Fusarium* com biofertilizante na concentração de 10%. Também, verificaram inibição da germinação de conídios de *B. cinerea* e de *A. solani*, na concentração de 20% e 10%, respectivamente. Deleito et al. (2004) obtiveram em ensaios *in vitro* o controle de *Xanthomonas campestris* pv. *vesicatoria* a partir da concentração de 5% do biofertilizante Agrobio[®] comercial. Bernardo e Bettiol (2008) não conseguiram o controle eficiente da pinta preta em frutos cítricos quando pulverizado biofertilizante. Em contrapartida, Kupper et al. (2006), trabalhando com outros biofertilizantes, verificaram redução na pinta preta em frutas cítricas. Esse aspecto indica que o efeito do biofertilizante está relacionado com a sua origem, composição e forma de obtenção.

3 – MATERIAL E MÉTODOS

A maioria dos experimentos foram conduzidos na propriedade do engenheiro agrônomo Adrianus Pennings, em Holambra/SP, a qual tem problema de *Fusarium oxysporum* f. sp. *chrysantemi*, com exceção do teste de patogenicidade e do experimento com concentrações de quitosana que foram realizados em casa de vegetação do Setor de Campo Experimental da Embrapa Meio Ambiente em Jaguariúna/SP. As análises físico-químicas e biológicas dos substratos foram realizadas no Laboratório de Análise de Solo e Planta do Instituto Agronômico em Campinas/SP e do Laboratório de Microbiologia Ambiental da Embrapa Meio Ambiente, em Jaguariúna/SP.

No trabalho foram utilizadas três cultivares de crisântemo (*Crysanthemum morifolium*) tipo Bola-Belga: Papyrus White, Yellow Marino e/ou Vera Dark.

Nos experimentos desenvolvidos no produtor, não foi realizada inoculação artificial do *Fusarium*, uma vez que a água e o sistema de irrigação estavam naturalmente infestados com o patógeno (10^{-4} UFC/mL). A irrigação e/ou fertirrigação foi realizada de forma automatizada de 3-4 vezes por dia. De cada experimento realizado, foi obtido, de plantas de crisântemo sintomáticas, um isolado de *Fusarium oxysporum* para o teste de patogenicidade. Os isolados foram obtidos em meio Komada (1g de K_2HPO_4 ; 0,5g de KCl; 0,5g de $MgSO_4 \cdot 7H_2O$; 0,01g de FeNa-EDTA; 0,2g de L-asparagina; 20g de D-galactose; 15g de ágar; 1g de bórax; 0,5g de oxgall; 1g de PCNB 75%, 0,5g de estreptomicina para 1000mL

de H₂O) (KOMADA, 1975), identificados em microscópio óptico pelas características morfológicas, multiplicados em meio de batata-dextrose-ágar (200mL de caldo de batata, 20g e dextrose, 16g de ágar para 800mL H₂O) e preservados em água esterilizada.

Para realização do ensaio com quitosana, os isolados de *Fusarium*, obtidos de plantas de crisântemo sintomáticas, foram cultivados em meio líquido de batata-dextrose (BD - 200mL de caldo de batata, 20g e dextrose para 800mL H₂O) para posterior incorporação em talco esterilizado. O preparado foi diariamente misturado até sua secagem. No talco o *Fusarium* formou clamidósporos, com os quais foi infestado o substrato (SILVA & BETTIOL, 2005). Para o teste de patogenicidade, mudas de crisântemo foram plantadas em substrato Multiplant[®] (à base de casca de *Pinus*) esterilizado e infestado com clamidósporo de *Fusarium*. Além disso, em plantas desenvolvidas nos substratos não infestados foi realizada a inoculação de 10⁷ conídios/mL com volume de 0,6 com auxílio de seringa.

3.1 – Condução da Cultura

A produção de crisântemo tipo Bola-belga foi realizada por meio do plantio de mudas, formadas por enraizamento de estaca, em vasos plásticos pote 20 contendo 3,3L dos substratos testados. Na primeira semana após o plantio das mudas, a irrigação foi realizada com água e nas dezessete semanas seguintes com adição da solução nutritiva (nitrato de cálcio 500g/1000L; kristasol 5-30-15 600g/1000L; sulfato de potássio 600g/1000L; sulfato de magnésio: 250g/1000L e nitrato de amônio 250g/1000L). Durante as 10 primeiras semanas, as plantas foram mantidas em ambiente com regime de luz com mais de 15 horas/dia para estimular o crescimento vegetativo (fase vegetativa). Depois, as plantas foram transferidas para ambiente com fotoperíodo menor que 12 horas/dia para induzir o florescimento (fase generativa).

3.2 – Substratos Comerciais e Matérias Orgânicas

Os substratos comerciais utilizados como base para a incorporação das matérias orgânicas foram: (a) Multiplant[®] à base de casca de *Pinus* (pH 5,5; EC 0,6µS),

(b) Lanzi[®] à base de mistura de composto orgânico (pH 6,74; EC 1,64 μ S) e (c) Biogrow[®] à base de turfa (pH 5,8; EC 0,5 μ S).

As matérias orgânicas testadas para a indução de supressividade de substrato a *Fusarium* em crisântemo foram: (a) lodo de esgoto da estação de tratamento de esgoto de Jundiaí/SP; (b) lodo de esgoto da ETE Jundiaí/SP compostado com poda de árvore (lodo de esgoto compostado); (c) hidrolisado de peixe (Fishfertil[®]), comercializado por Gerbi Ltda.; (d) torta de mamona comercializada por A. Azevedo – Itupeva/SP; (e) esterco de suíno de um produtor obtido em Holambra/SP; (f) cama aviária de poedeira criado em sistema orgânico em Jaguariúna/SP; (g) casca de camarão moída comercializada por Agrovortex – Itatiba/SP; (h) biofertilizante e (i) quitosana (Tabela 1 e 2).

Tabela 1: Composição do hidrolisado de peixe

Atributos	P/P (%)	(P/V) (g/L)
N	1	11,5
P ₂ O ₅ sol. em H ₂ O	2	23
Ca	1	11,5
Fe	0,25	2,88
Mn	0,05	0,58
Mo	0,01	0,12
Carbono	18	207

Dados fornecidos pelo fabricante. P/P= peso/peso; P/V= peso/ volume

Os substratos potencialmente supressivos foram preparados por meio da incorporação aos substratos comerciais de diferentes combinações dos materiais testados e/ou mistura de substratos comerciais, com auxílio de uma betoneira e/ou enxada por aproximadamente 5 minutos. Após dez dias de incubação os substratos foram colocados nos vasos para plantio das mudas de crisântemo. Os vasos foram mantidos nas condições normais de condução da cultura.

Tabela 2. Atributos das fontes de matéria orgânica (esterco de suíno-ES, cama aviária-CA, lodo de esgoto-LE, lodo de esgoto compostado-LEC, torta de mamona-TM, casca de camarão-CC e biofertilizante-B) utilizadas nos ensaios para indução de supressividade de substrato à murcha de *Fusarium* em crisântemo.

ATRIBUTOS	ES	CA	LE	LEC	TM	CC	B*
pH	7,5	8,2	4,5	6,5	6,5	-	4,9
N	16,9	36,9	26,2	13,8	50	5	0,7
P	31,7	12,9	10,7	2,8	-	25	0,1
K	6,9	20,2	1,7	4,13	-	-	0,1
Ca	42,8	30,0	2,3	5,6	-	166	0,2
Mg	12,5	4,5	0,9	0,9	-	-	0,1
S	2,3	4,5	6,4	4,5	-	-	0,1
Carbono	137,7	384,0	264,6	321	350	-	41,1
Fe	11,5	1,9	45,4	14,5	-	-	402,5
B	17,6	49,0	58,0	51,1	-	-	0,01
Cu	229,2	56,7	1058,0	93,9	-	-	15,0
Mn	1167,0	422,7	82,4	-	-	-	7,5
Zn	932,5	375,8	123,4	448	-	-	30,0
Umidade	20,1	15,2	14,6	52,9	10	10	99,6
Proteína Bruta (%)	-	-	-	-	-	30	-
Extrato etéreo	-	-	-	-	-	6	-
Relação C/N	-	10,4	10,1	-	-	-	-

*Dados em porcentagem.

3.3 – Avaliações Realizadas nas Plantas e nos Substratos

O potencial de supressão dos substratos foi analisado pela severidade da murcha causada por *Fusarium*. A severidade foi avaliada por meio de uma escala de notas proposta por Pinto e Bettiol (2006), sendo 0 = planta sadia, 1 = planta com os vasos da haste central levemente escurecido, 2 = planta com os vasos da haste central totalmente escurecido, 3 = planta com os vasos da haste central totalmente escurecido e pelo menos uma das hastes secundárias com vasos escurecidos, 4 = planta com sintoma de murcha e com todos os vasos escurecido e 5 = planta morta. A confirmação da presença do fungo nas plantas foi realizada pelo plaqueamento de fragmentos das hastes em meio de Komada (KOMADA, 1975), para posterior observação das estruturas do fungo em microscópio óptico. As avaliações de severidade foram destrutivas e realizadas após 8, 12, 15 e 20 semanas do transplantio, sendo avaliados 5 vasos de cada tratamento por época.

Em alguns experimentos, após 12 semanas do plantio foi realizada a avaliação da comunidade de bactérias e fungos totais presentes na rizosfera do crisântemo. Para tanto, foram retiradas alíquotas de 1g de substrato rizosférico representativo de cada tratamento e adicionados 9mL de água destilada esterilizada para realização de diluições em série até a concentração de 10^{-5} . Depois, placas de Petri de 9cm de diâmetro, contendo meio de cultura foram divididas em quadrantes, sendo em cada um depositadas quatro alíquotas de 10 μ L correspondente a uma diluição (10^{-2} , 10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5}). As placas foram mantidas em sala com a temperatura de aproximadamente $24^{\circ}\text{C}\pm 3$. A avaliação foi realizada pela contagem do número de colônias originadas a partir de cada gota, após 24 horas para bactérias e três dias para fungos. O meio utilizado para contagem de bactérias foi King B (10g de proteose-peptona; 1,5g de K_2HPO_4 ; 1,5g $\text{MgSO}_4\cdot 7\text{H}_2\text{O}$; 10mL de glicerol; 16g de ágar; 100mg de cicloheximida; 50mg de ampicilina; 12,5g de clorofenicol; 5mg de PCNB 75% para 1000mL de H_2O em pH 7,2); e para fungos foi o meio de Martin (1g de K_2HPO_4 ; 0,5g de $\text{MgSO}_4\cdot 7\text{H}_2\text{O}$; 5g de peptona; 10g de dextrose; 0,03g de rosa de bengala; 0,03g de estreptomina; 16g de ágar para 1000mL de H_2O) (MARTIN, 1950). Posteriormente, foi determinado o número de unidades formadoras de colônia por grama de substrato (UFC/g).

A condutividade elétrica (EC) e o pH dos substratos foram determinados após 12 semanas do transplantio das mudas. Amostras dos substratos foram

coletadas de quatro repetições de cada tratamento. Para a condutividade elétrica foi coletada uma amostra de 10 mL de substrato em frasco plástico com tampa, em duplicata, nos quais foram adicionados 50 mL de água bidestilada. Os frascos foram mantidos em agitador recíprocante com 120 rpm por 2 horas. Após a agitação, os frascos ficaram em repouso por 24 horas para posterior centrifugação a 2000 rpm, por 5 minutos e leitura da condutividade do sobrenadante em condutímetro (ECTestr High) com variação de 0 a 19,90 mS. Para determinar o pH foram pesadas 10g de substrato em frasco plástico com tampa, em duplicata e adicionadas 25 mL de água bidestilada. A suspensão foi agitada por 15 minutos a 120 rpm. Após repousar por 3 horas foi realizada a leitura em pHmetro Digimed.

A atividade microbiana total do substrato foi avaliada pelo método da hidrólise de diacetato de fluoresceína (FDA) descrito por Boehm e Hoitink (1992). Para a hidrólise de FDA foram colocadas 5g de cada amostra de substrato, em triplicata, em Erlenmeyer de 250 mL, juntamente com 20 mL de tampão fosfato de potássio 60mM (8,7g de K_2HPO_4 , 1,3g de KH_2PO_4 ; 1000mL de água destilada; pH 7,6). A reação de hidrólise de FDA foi iniciada com a adição de 0,2 mL da solução estoque de FDA (Sigma Chemical Co.). As amostras foram agitadas a 160 rpm e incubadas a temperatura ambiente, durante 20 minutos. A reação foi interrompida pela adição de 20 mL de acetona P.A. por recipiente. Em seguida, as amostras foram filtradas, utilizando-se papel de filtro Watman nº 1, sendo os filtrados recolhidos em tubo de cultura e tampados para evitar a evaporação da acetona. Logo após, em espectrofotômetro, foi determinada a absorvância dos filtrados a 490 nm. A concentração de FDA hidrolisado (μg de FDA hidrolisado g^{-1} de substrato seco por minuto) foi determinada com auxílio da curva padrão por meio da correlação com a absorvância lida na amostra e o FDA hidrolisado. A curva foi obtida adicionando-se FDA nas concentrações de 0, 100, 200, 300 e 400 μg , em 5 mL de solução tampão fosfato de potássio, contidos em tubo de ensaio. Os tubos foram fechados e colocados em banho-maria a 100° C por uma hora para a hidrólise total do FDA. Após a hidrólise, o FDA foi adicionado a Erlenmeyer de 250 mL contendo 5g de substrato em 10 mL de tampão fosfato de potássio, com três repetições. Os Erlenmeyers foram colocados em agitador a 160 rpm à temperatura ambiente, durante 20 minutos. Em seguida, foi adicionado imediatamente 20 mL de acetona em cada frasco para interromper a reação. Depois, as amostras foram filtradas e recolhidas para determinação da absorvância em espectrofotometria a 490 nm.

Quando necessário, foram avaliadas variáveis fitotécnicas, como altura, diâmetro da copa, peso do sistema radicular e número de ramos. A altura e o diâmetro das plantas de crisântemo foram determinados com o auxílio de uma régua e/ou trena graduada. Para a altura, foi colocada a régua na superfície do substrato até o final da parte aérea e para o diâmetro foram medidos dois diâmetros da parte aérea e sem seguida foi feita à média. As avaliações foram simultâneas às avaliações da severidade da doença. Os resultados obtidos foram apresentados em centímetro. Para a avaliação da raiz retirou-se todo o substrato aderido com auxílio de água corrente para posterior pesagem. Os resultados foram apresentados na unidade grama (g). O número de ramos foi avaliado pela contagem dos ramos provenientes da haste central.

A análise dos atributos químicos dos substratos foram realizadas no Laboratório de Análise de Solo do Instituto Agronômico de Campinas pelo método holandês com extração 1:1,5 (substrato: água), segundo Sonneveld et al. (1974) e Sonneveld e van Elderen (1994).

Os experimentos foram todos inteiramente casualizados com 20 repetições. Os resultados de severidade obtidos nas quatro datas de avaliação foram transformados em área abaixo da curva do progresso da severidade (AACPS) pelo programa Sigma Plot 10.0. As análises estatísticas dos dados foram feitas utilizando-se os programas SAS (SAS, 1993).

3.4 – Indução de Supressividade à Murcha de *Fusarium* spp. pela Incorporação de Quatro Fontes de Matéria Orgânica

O experimento visou avaliar o potencial de quatro fontes matéria orgânica (cama aviária, esterco de suíno, lodo de esgoto e torta de mamona) incorporadas ao substrato à base de casca de *Pinus* em induzir a supressividade a *Fusarium*. Para isso, as matérias orgânicas foram incorporadas individualmente ou em mistura no substrato Multiplant[®] (Tabela 3). Nos substratos foram plantadas as três cultivares de crisântemo (Papyrus White, Yellow Marino e Vera Dark). A infestação do substrato com *Fusarium* foi realizada naturalmente via irrigação. A condução do experimento e as avaliações foram como descritas anteriormente.

Tabela 3. Combinações e proporções de fontes de matéria orgânica em substrato à base de casca de *Pinus* na obtenção de substrato supressivo à murcha de *Fusarium* em crisântemo.

Tratamento	Lodo de esgoto (%)	Esterco suíno (%)	Cama aviária (%)	Torta de mamona (%)	Casca de <i>Pinus</i> (%)
1	0	0	0	0	100
2	10	0	0	0	90
3	20	0	0	0	80
4	30	0	0	0	70
5	0	0	0	10	90
6	0	0	0	20	80
7	0	0	0	30	70
8	0	10	0	0	90
9	0	20	0	0	80
10	0	30	0	0	70
11	0	0	10	0	90
12	0	0	20	0	80
13	0	0	30	0	70
14	10	0	10	10	70
15	10	10	0	10	70
16	10	10	10	0	70
17	0	10	10	10	70
18	15	0	0	15	70
19	15	0	15	0	70
20	15	15	0	0	70
21	0	15	15	0	70
22	0	0	15	15	70
23	0	15	0	15	70

3.5 – Efeito de *Trichoderma asperellum* no Biocontrole da Murcha de *Fusarium* spp. em Crisântemo

O experimento foi realizado misturando-se ao substrato à base de casca de *Pinus Multiplant*[®] milho colonizado com *T. asperellum* nas concentrações de 0, 10, 20, 30, 40, 50 e 60 g por litro de substrato. Além disso, metade dos vasos de cada concentração foi regado uma vez por semana com suspensão contendo 10⁸ conídios de *Trichoderma asperellum*/ml durante 10 semanas. Após a introdução do antagonista foi realizado o plantio dos crisântemos ‘Papyrus White’ e ‘Yellow Marino’. A infestação do substrato com *Fusarium*, a condução do ensaio e as avaliações foram como descritas anteriormente.

3.6 – Efeito de Produtos da Indústria Pesqueira no Controle da Murcha de *Fusarium* spp. em Crisântemo

O potencial de hidrolisado de peixe, casca de camarão e quitosana foi testado no controle de *Fusarium* em crisântemo. Para avaliar o hidrolisado de peixe foram realizados dois experimentos. No primeiro, o hidrolisado de peixe foi incorporado ao substrato à base de casca de *Pinus Multiplant*[®] nas concentrações de 0, 10, 20, 30, 40 e 50 % do volume de água necessário para atingir a capacidade de campo do substrato contido em vasos, via irrigação por inundação. No segundo, foram incorporados os mesmos volumes de hidrolisado de peixe nos substratos com auxílio de betoneira. Após 10 dias de incubação foi plantada uma muda por vaso de ‘Papyrus White’ e ‘Yellow Marino’. A infestação do *Fusarium*, a condução do ensaio e as avaliações foram como descritas anteriormente.

Em relação à casca de camarão, foi instalado um experimento misturando-se 0, 1, 2, 3, 4 e 5 % (v/v) de casca de camarão moída em substrato à base de casca de *Pinus Multiplant*[®]. Nesse experimento foi cultivado apenas o crisântemo ‘Papyrus White’. A infestação do *Fusarium*, a condução do ensaio e as avaliações foram como descritas anteriormente.

Para avaliar o potencial da quitosana no controle do patógeno foi realizado o experimentos em casa de vegetação na Embrapa Meio Ambiente. Primeiramente, foi transplantada uma muda de crisântemo ‘Papyrus White’ por vaso contendo substrato à base de casca de *Pinus* (Multiplant[®]). As pulverizações foram semanais na parte aérea da planta com quitosana nas concentrações de 0, 25, 50, 100, 200 mg/L até a décima semana. Simultaneamente, foi introduzido na irrigação o *Fusarium oxysporum* em talco (SILVA & BETTIOL, 2005) na concentração de 10⁴ UFC/g de substrato. O ensaio foi conduzido por dezoito semanas, quando foi avaliada a severidade da doença.

3.7 – Efeito do Biofertilizante no Controle da Murcha de *Fusarium* spp. em Crisântemo

Para avaliar o potencial do biofertilizante produzido aerobicamente na supressão do *Fusarium*, foi incorporado ao substrato à base de casca de *Pinus* Multiplant[®], com auxílio de betoneira, as concentrações de 0, 10, 20, 30, 40 e 50 % (v/v) do volume de água necessário para atingir a capacidade de campo. Após este processo, foi plantada uma muda de crisântemo ‘Papyrus White’ e ‘Yellow Marino’, separadamente, por vaso. A infestação do *Fusarium* e as avaliações foram semelhantes às descritas anteriormente.

3.8 – Efeito Supressivo de Lodo de Esgoto e de Composto Comercial Lanzi[®] Incorporados ao Substrato à Base de Casca de *Pinus* à Murcha de *Fusarium* spp. do Crisântemo

Primeiramente foram realizados dois experimentos distintos para avaliar a melhor concentração de lodo de esgoto e composto Lanzi[®] para o controle da murcha de *Fusarium*, quando incorporados individualmente ao substrato à base de casca de *Pinus* Multiplant[®]. As concentrações utilizadas foram de 0, 10, 20, 30, 40, 50, 60, 70, 80, 90 e 100% (v/v) tanto para lodo de esgoto quanto para o composto Lanzi[®]. Depois de dez dias de incubação foi transplantada uma muda de crisântemo ‘Papyrus White’ por vaso. Posteriormente, utilizando a mesma variedade de crisântemo, foi realizado outro experimento combinando concentrações de lodo de esgoto, composto Lanzi[®] e substrato à base de casca de

Pinus Multiplant[®], para verificar a melhor combinação visando ao controle do patógeno. Os tratamentos estão descritos na Tabela 4. A condução e as avaliações foram semelhantes às descritas anteriormente.

Tabela 4. Tratamentos formados por diferentes combinações de lodo de esgoto, composto Lanzi[®] e substrato à base de casca de *Pinus Multiplant*[®] para obtenção de substrato supressivo à murcha de *Fusarium* em crisântemo.

Tratamento	Multiplant [®] (%)	Lanzi [®] (%)	Lodo (%)
1	50	10	40
2	50	20	30
3	50	25	25
4	50	30	20
5	50	40	10
6	100	0	0
7	0	100	0
8	0	80	20
9	0	60	40
10	0	40	60
11	0	20	80
12	0	50	50
13	0	0	100
14	30	10	60
15	30	20	50
16	30	30	40
17	30	40	30
18	30	35	35
19	30	50	20
20	30	60	10

3.9 – Indução de Supressividade à Murcha de *Fusarium* spp. pela Incorporação de Lodo de Esgoto Compostado e Cama Aviária a Substrato à Base de Turfa

O lodo de esgoto compostado e a cama aviária foram incorporados separadamente nas concentrações de 0, 10, 25, 50, 75 e 100 % e de 0, 10, 15, 25 e 50 % (v/v), respectivamente, ao substrato comercial à base de turfa - Biogrow[®], antes do plantio do crisântemo 'Papyrus White'. A infestação do *Fusarium*, a condução dos ensaios e as avaliações foram como descritas anteriormente.

3.10 – Potencial de Lodo de Esgoto, Biofertilizante, Hidrolisado de Peixe, Quitosana e *Trichoderma asperellum* no Controle da Murcha de *Fusarium* spp. em Crisântemo

Foram realizados dois experimentos distintos. No primeiro foi coletado substrato à base de casca de *Pinus* Multiplant[®] de vasos com plantas de crisântemo doentes/mortas com *Fusarium*. Metade deste substrato foi desinfestada por meio de vapor de água por aproximadamente 12 horas a temperatura de 80°C e a outra metade não foi desinfestada. Depois disso, foi misturado ao substrato com e sem tratamento térmico, os seguintes materiais: lodo de esgoto nas concentrações de 0%, 10%, 20% e 30%(v/v), com e sem biofertilizante (14mL/L) e com e sem suspensão de *T. asperellum* (10⁸ conídios/mL). Os substratos foram colocados em vasos para posterior plantio de mudas de crisântemo 'Papyrus White'. Além disso, durante 10 semanas foi pulverizado semanalmente na parte aérea das plantas, em metade dos vasos de cada tratamento, quitosana na concentração de 200 mg/L. A infestação do substrato, a condução do experimento e as avaliações foram semelhantes às descritas anteriormente. No segundo experimento foram realizados os mesmos tratamentos alterando apenas o biofertilizante por hidrolisado de peixe (10mL/L). Cada experimento foi composto por 64 tratamentos com 20 repetições cada (Figura 1).

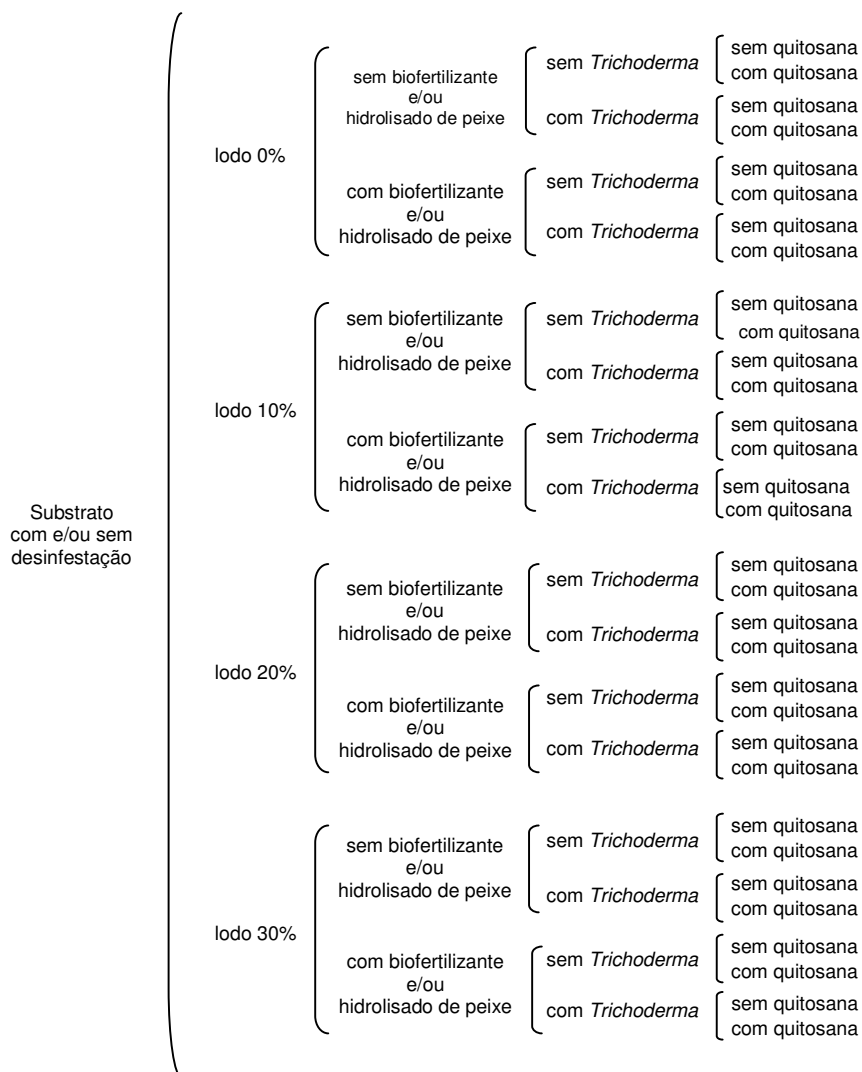


Figura 1. Tratamentos utilizados para testar o potencial de lodo de esgoto, biofertilizante, hidrolisado de peixe, *Trichoderma asperellum* e quitosana no controle da murcha de *Fusarium* em crisântemo.

3.11 – Potencial da Combinação de Cama Aviária, Esterco de Suíno, Composto Lanzi[®], Biofertilizante, Hidrolisado de Peixe e Quitosana no Controle da Murcha de *Fusarium* spp. em Crisântemo

De forma semelhante ao ensaio anterior, foi coletado substrato à base de casca de *Pinus* Multiplant[®] de vasos com plantas de crisântemo doentes/mortas por *Fusarium*. Metade do substrato foi desinfestada por meio de vapor de água por aproximadamente 12 horas a temperatura de 80°C e a outra metade não foi desinfestada. Depois disso, foi misturado ao substrato, com e sem tratamento térmico, 30% (v/v) de cama aviária, esterco suíno e composto Lanzi[®], separadamente. A esses substratos foi incorporado ou não biofertilizante (14mL/L) e hidrolisado de peixe (10mL/L). Os substratos, depois de preparados, foram colocados em vasos e plantada uma muda por vaso de crisântemo ‘Papyrus White’. Além disso, foi realizada a pulverização semanal de quitosana na parte aérea das plantas na concentração de 200 mg/L, durante 10 semanas em metade de cada tratamento. A infestação do substrato com *Fusarium*, a condução do experimento e avaliação foram semelhantes aos descritos anteriormente. O experimento constou de 64 tratamentos com 20 repetições cada (Figura 2).

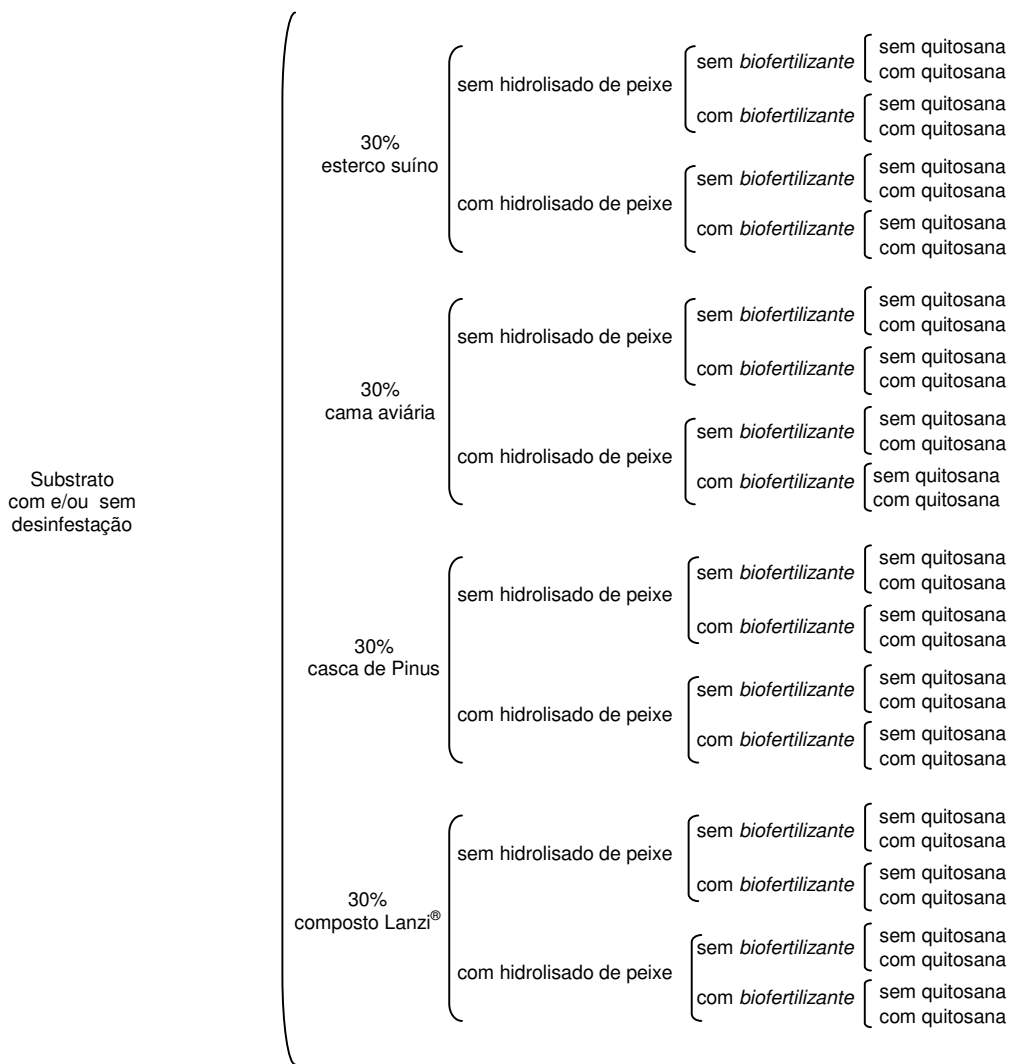


Figura 2. Tratamentos utilizados para testar o potencial de esterco suíno, cama aviária, casca de *Pinus* e composto Lanzi®, biofertilizante, hidrolisado de peixe e quitosana no controle da murcha de *Fusarium* em crisântemo.

4 – RESULTADO

4.1 – Indução de Supressividade à Murcha de *Fusarium* spp. pela Incorporação de Quatro Fontes de Matéria Orgânica

O lodo de esgoto e a cama aviária controlaram a murcha de *Fusarium* quando incorporadas nas concentrações de 10, 20 e 30% (v/v) em substrato à base de casca de *Pinus* Multiplant[®]. Por outro lado, a torta de mamona e o esterco suíno não controlaram a doença. A redução da área abaixo da curva do progresso da severidade (AACPS) para o lodo de esgoto foi significativa para todas as concentrações, o mesmo ocorreu com a cama aviária em relação à testemunha (Tabela 5). Entretanto, apenas o lodo de esgoto incorporado ao substrato à base de casca de *Pinus* promoveu controle superior a 84%. É importante salientar que todas as plantas produzidas com lodo de esgoto e cama aviária obtiveram padrão para a comercialização. A torta de mamona, além de não controlar o patógeno, causou a morte das plantas nas concentrações de 20 e 30% por fitotoxicidade.(Tabela 5 e Figura 3)

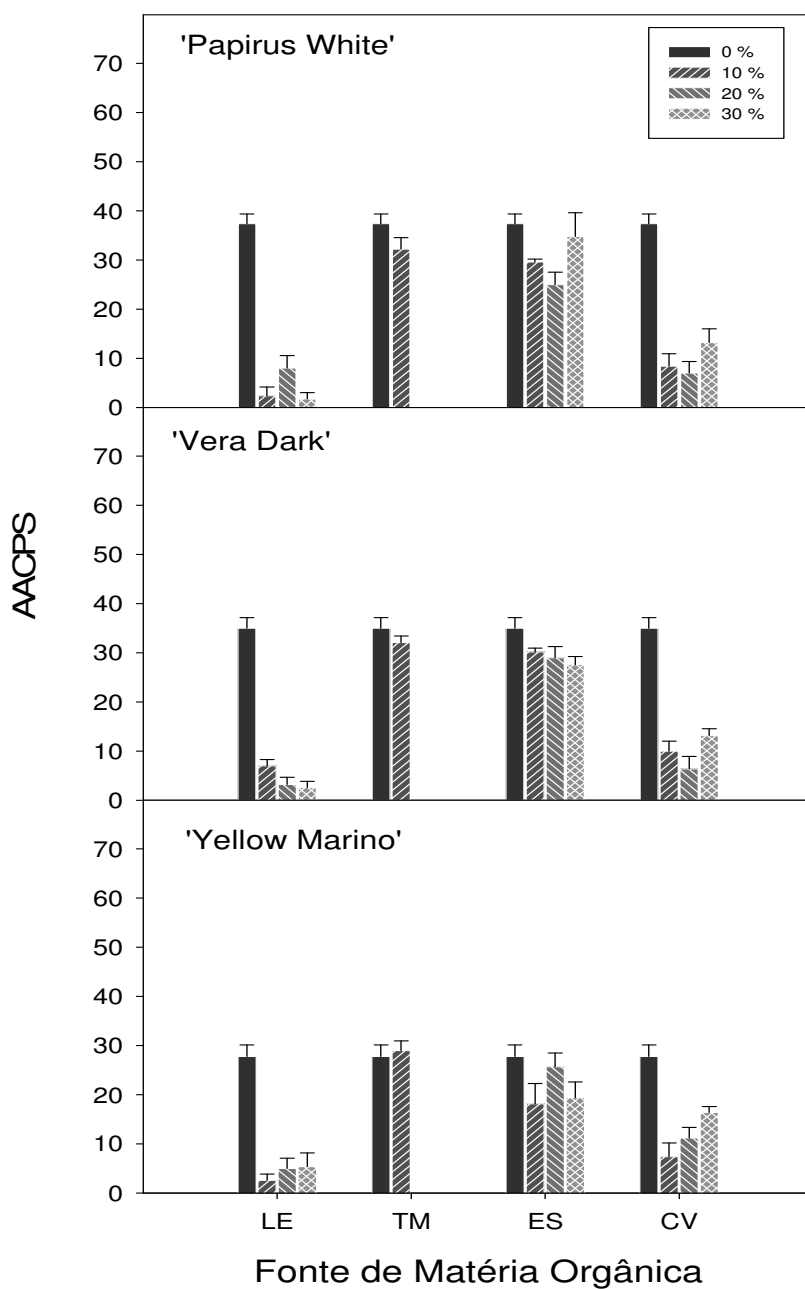


Figura 3. Efeito da incorporação de lodo de esgoto (LE), torta de mamona (TM), esterco de suíno (ES) e cama aviária (CV) em substrato à base de casca de *Pinus* no controle de *Fusarium* nas variedades Papyrus White, Vera Dark e Yellow Marino de crisântemo avaliado pela área abaixo da curva do progresso da severidade (AACPS). As barras são valores médios, acompanhadas de seu erro padrão. Torta de mamona nas concentrações de 20 e 30% mataram as plantas por fitotoxicidade.

Tabela 5. Área abaixo da curva de progresso da severidade (AACPS) da murcha de *Fusarium* em crisântemo tipo Bola-belga quando incorporado lodo de esgoto, cama aviária, esterco suíno e torta de mamona ao substrato comercial à base de casca de *Pinus*.

Concentração (%)	Lodo de esgoto	Cama aviária	Esterco suíno	Torta de mamona
0	33,4 a A	33,4 a A	33,4 ab A	33,4 a A
10	4,0 b B (88)	8,6 c B (74)	26,0 ab A (22)	31,1 a A (6)
20	5,4 b C (84)	8,2 c C (75)	26,6 a B (20)	f*
30	3,3 b D (90)	14,3 b C (57)	27,3 a B (18)	f*

Valores seguidos pela mesma letra não diferem entre si (Tukey, P=0,05). Letras minúsculas são comparadas na vertical e maiúsculas na horizontal. R² de 0,944253 e CV de 18,62%. f* morte das plantas por fitotoxicidade. Entre parênteses são valores de porcentagem de controle de murcha de *Fusarium* em relação à testemunha.

Quando analisado cada tratamento como um substrato, nota-se que os substratos formados foram significativamente influentes na evolução da doença e o modelo geral também foi adequadamente ajustado (R²= 0,8839; 0,9010; 0,8237) e teste de F significativo (< 0,0001) para as três cultivares. Para o esterco suíno, torta de mamona e casca de *Pinus* a área abaixo da curva de progresso da severidade foi diretamente proporcional ao aumento no percentual destes produtos na combinação. Em contrapartida, a área foi inversamente proporcional ao aumento nos percentuais de lodo de esgoto e de cama aviária, sendo o efeito do lodo mais intenso que o da cama aviária (-0,73793 contra -0,30665)(Tabela 6).

Tabela 6. Análise estatística referente ao uso de quatro fontes de matéria orgânica na obtenção de substrato supressivo a *Fusarium* em três cultivares de crisântemo.

Cultivar crisântemo	Yellow Marino	Papirus White	Vera Dark
F	167.42	200.14	102.76
Pr > F	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
R ²	0,8839	0.9010	0,8237
Lodo de esgoto	-0,73793**	-0,65865**	-0,60962**
Esterco suíno	0,34309*	0,39889*	0,12618ns
Cama aviária	-0,30665**	-0,29178**	-0,16859ns
Torta de mamona	1,18873**	1,17930**	1,11079**
Casca de <i>Pinus</i>	0,25217**	0,25153**	0,20995**

* significativo a 95%, ** significativo a 99% e ns não significativo.

Com relação às cultivares testadas os sintomas foram semelhantes, pois não diferiram quanto à severidade dentro de cada fonte de matéria orgânica, com exceção da cultivar Yellow Marino que teve menor severidade em esterco suíno. O lodo de esgoto e a cama aviária destacaram-se na redução da severidade da doença nas três cultivares de crisântemo. (Tabela 7)

Tabela 7. Área abaixo da curva de progresso da severidade (AACPS) da murcha de *Fusarium* em três cultivares de crisântemo Bola-belga quando incorporado lodo de esgoto, cama aviária, esterco suíno e torta de mamona ao substrato comercial à base de casca de *Pinus*.

Cultivar	AACPS			
	Lodo de esgoto	Cama aviária	Esterco suíno	Torta de mamona
Papirus White	12,4 a B	16,5 a B	3,17 a C	47,4 a A
Vera Dark	12,0 a C	16,2 a C	30,5 a B	46,8 a A
Yellow Marino	10,2 a C	15,7 a BC	22,8 b B	44,2 a A

Valores seguidos pela mesma letra não diferem entre si (Tukey, P=0.05). Letras minúsculas são comparadas na vertical e maiúscula na horizontal. R² de 0,944253 e CV de 18,62%

O pH do substrato não diferiu nas concentrações de 10, 20 e 30% das matérias orgânicas testadas. Todavia, o lodo de esgoto ocasionou a redução do pH no substrato em relação à testemunha. A cama aviária elevou e o esterco suíno não alterou o pH do substrato (Tabela 8). Em relação à condutividade elétrica (EC), nos tratamentos com lodo de esgoto e esterco suíno houve aumento (Tabela 9) das concentrações avaliadas. Pela avaliação da hidrólise de diacetato de fluoresceína (FDA), a cama aviária foi a que sustentou a atividade microbiana mais elevada até 13 semanas após a incorporação no substrato (Tabela 10). Entretanto, para todas as fontes de matéria orgânica verificou-se incremento na hidrólise de FDA.

Tabela 8. Efeito da incorporação de lodo de esgoto, cama aviária, esterco suíno e torta de mamona em substrato à base de casca de *Pinus* no pH do substrato.

Concentração (%)	pH			
	Lodo de esgoto	Cama aviária	Esterco suíno	Torta de mamona
0	6,5	6,5	6,5	6,5
10	5,2	6,9	6,4	6,1
20	5,9	7,1	6,4	f*
30	5,0	7,1	6,5	f

*f= fitotoxicidade

Tabela 9. Efeito da incorporação de lodo de esgoto, cama aviária, esterco suíno e torta de mamona em substrato à base de casca de *Pinus* na condutividade elétrica do substrato.

Concentração (%)	Condutividade elétrica (dS/m)			
	Lodo de esgoto	Cama aviária	Esterco suíno	Torta de mamona
0	0,3	0,3	0,3	0,3
10	1,0	0,3	0,6	0,4
20	0,6	0,4	0,6	f*
30	1,5	0,4	0,8	f

*f= fitotoxicidade

Tabela 10. Efeito da incorporação de lodo de esgoto, cama aviária, esterco suíno e torta de mamona em substrato à base de casca de *Pinus* na atividade microbiana avaliada pela hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA).

Concentração (%)	Média do FDA ($\mu\text{g/g}$ de substrato seco/minuto)			
	Lodo de esgoto	Cama aviária	Esterco suíno	Torta de mamona
0	2,64	2,64	2,64	2,64
10	3,58	4,47	5,06	2,74
20	2,85	5,19	3,52	f*
30	2,39	4,89	3,14	f

*f= fitotoxicidade

O lodo de esgoto aumentou o nível de enxofre (21,9 a 209,3 mg/L), cálcio (10,1 a 149,1 mg/L), magnésio (4,4 a 55,8 mg/L) e manganês (<0,01 a 0,3 mg/L) do substrato. Para a cama aviária observou-se aumento significativo nas concentrações de potássio (43,4 a 63,7 mg/L), fósforo (19,1 a 36,8 mg/L) e cálcio (12,2 a 23,9 mg/L) (Tabela 11). Apesar desses nutrientes serem os que apresentaram a maiores alterações, todos os elementos apresentaram considerável variações com a incorporação das matérias orgânicas.

Quando testado o potencial de controle da doença pelo lodo de esgoto, cama aviária, esterco de suíno e torta de mamona em diferentes combinações nas três cultivares de crisântemo (Papyrus White, Yellow Marino e Vera Dark), por meio da incorporação no substrato à base de casca de *Pinus*, a combinação de 15% de lodo de esgoto com 15 % de cama aviária foi a que apresentou menor AACPS, diferindo dos demais tratamentos (Figura 4). Entretanto, a combinação de 10% de lodo de esgoto, torta de mamona e esterco suíno apresentaram comportamento semelhante quando com 15% de lodo de esgoto e de cama aviária. A combinação lodo de esgoto, cama aviária e torta de mamona diferiram significativamente da testemunha em todas as variedades estudadas (Figura 4).

A atividade microbiana do substrato foi estimulada em todas as combinações de fontes de matéria orgânica em relação à casca de *Pinus* (Tabela 12).

Tabela 11. Análise química do substrato com diferentes matérias orgânicas para o cultivo de crisântemo visando ao controle de *Fusarium*.

Nutrientes (mg/L)	CP (%)			LE (%)			ES (%)			CA (%)		
	0	10	30	0	10	30	0	10	30	0	10	30
N-Nitrato	<0,01	3,8	0,1	3,8	9	0,7	3,4	12,8	0,6	9,9		
Fósforo	8,6	1,3	4,1	1,1	28,5	71,7	81,5	103,9	19,1	27,3		
Cloreto	0,4	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	0,7	0,4	<0,01	1,4	<0,01		
Enxofre	21,9	138,8	76,4	209,3	18	27	19	20,5	21,6	17,6		
N- amônia	2,3	5,5	2	6,6	2,9	2,5	3	2,6	2,3	2,4		
Potássio	26,1	29	31,1	32,6	26,8	46,3	28,2	55	43,4	63,7		
Sódio	15,1	28,2	17	24,8	17,2	25,4	27,5	24,1	21,3	24,1		
Cálcio	10,1	93	44,1	149,1	17,8	31	33,6	34,3	12,2	23		
Magnésio	4,4	37,7	20,5	55,8	11,7	18,8	25,9	43	4,7	8,2		
Boro	0,01	0,04	<0,01	<0,01	0,1	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01		
Cobre	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01		
Ferro	0,6	0,2	0,3	0,2	0,3	0,4	0,4	0,3	0,5	0,5		
Manganês	<0,01	0,1	0,01	0,3	0,04	0,01	0,01	0,04	<0,01	<0,01		
Zinco	0,03	0,1	0,04	0,2	0,02	0,1	0,2	0,1	0,02	0,02		

LE= Lodo de esgoto, ES= esterco suíno, CA=cama aviária, TM=torta de mamona, CP=casca de *Pinus* ou testemunha.

Com relação à composição química dos substratos, pode-se observar maior concentração de enxofre quando se tem lodo de esgoto na composição do substrato. Todos os substratos apresentaram maior quantidade de nitrogênio na forma de nitrato do que na forma amoniacal e as combinações, no geral, aumentaram os teores de potássio, cálcio, magnésio e manganês do substrato. Além disso, seus pHs variaram de 5,9 a 6,9 (Tabela 13).

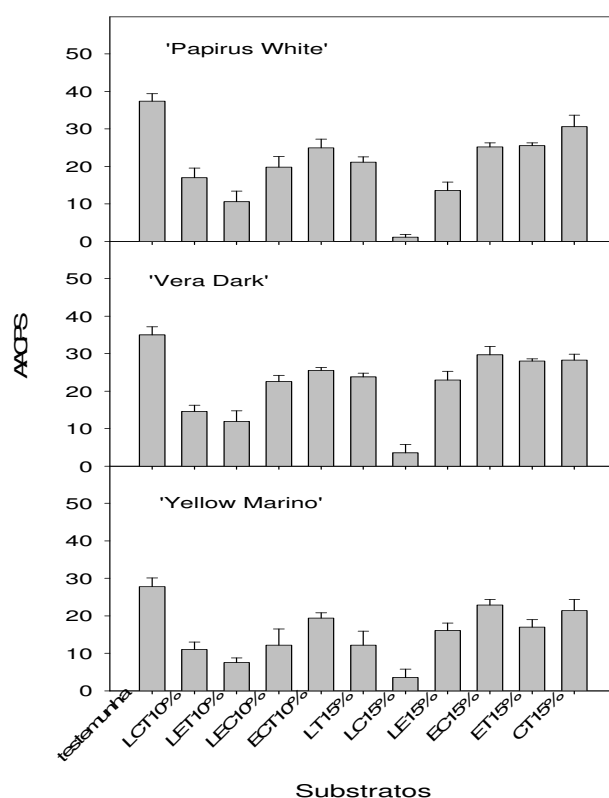


Figura 4. Efeito da combinação de lodo de esgoto (L), torta de mamona (T), esterco suíno (E) e cama aviária (C) incorporadas em substrato à base de casca de *Pinus* no controle de *Fusarium* em crisântemo avaliado por meio da área abaixo da curva do progresso da severidade (AACPS). 10% e 15% corresponde a quantidade colocada de cada matéria orgânica completando o restante com casca de *Pinus* (70%). As barras são valores médios, acompanhadas de seu erro padrão.

Tabela 12. Efeito de combinações de lodo de esgoto, cama aviária, esterco suíno, torta de mamona e casca de *Pinus* na atividade microbiana do substrato avaliada pela hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA).

Combinações de matéria orgânica	Média do FDA ($\mu\text{g/g}$ de substrato seco)
LE (10%) + TM (10%) + CA (10%) + CP (70%)	3,63 c
LE (10%) + TM (10%) + ES (10%) + CP (70%)	4,11 c
LE (10%) + ES (10%) + CA (10%) + CP (70%)	4,96 b
TM (10%) + CA (10%) + ES (10%) + CP (70%)	5,03 b
LE (15%) + TM (15%) + CP (70%)	4,68 b
LE (15%) + CA (15%) + CP (70%)	5,04 b
LE (15%) + ES (15%) + CP (70%)	4,53 b
CA (15%) + ES (15%) + CP (70%)	4,96 b
TM (15%) + ES (15%) + CP (70%)	6,16 a
TM (15%) + CA (15%) + CP (70%)	6,59 a
CP (100%)	2,64 d
C.V. (%)	6,33

Médias seguidas por letras distintas diferem entre si (Scott-Knott 5%). LE= Lodo de esgoto, EP= esterco suíno, CA=cama aviária, TM=torta de mamona, CP=casca de *Pinus*.

Tabela 13. Análise química do substrato obtidos com diferentes combinações de matérias orgânicas para o cultivo de crisântemo visando ao controle de *Fusarium*.

Nutrientes (mg/L)	CP (100%)	LE + TM + CA (10%)	LE + TM + ES (10%)	LE + ES + CA (10%)	TM + CA + ES (10%)	LE + TM (15%)	LE + CA (15%)	LE + ES (15%)	CA + ES (15%)	TM + ES (15%)	TM + CA (15%)
pH	6,5	7,1	6,5	6,5	6,5	6,5	6,2	6,5	5,9	6,9	6,5
EC (dS/m)	0,3	0,4	0,4	0,5	0,6	0,6	0,4	0,5	0,8	0,7	0,5
N-Nitrato	<0,01	2,6	8	3,5	4,6	9,9	6,2	3	9,3	22,3	3,9
Fósforo	8,6	36,8	14,4	14,3	52	65,3	7,7	11	68	66,9	71,2
Cloreto	0,4	0,4	1,1	0,4	1,4	1,4	0,7	0,7	1,1	3,6	1,1
Enxofre	21,9	11,6	28,3	41,3	34,2	24,2	27,6	45,8	59,7	25,4	13,6
N- amônia	2,3	1,0	1	1,6	1,3	1,1	5,4	1,5	1	1,9	1,4
Potássio	26,1	46,3	22,4	53,6	47,8	29,7	16,4	47,8	25,3	90,3	18,3
Sódio	15,1	15,8	17,7	21,3	24,8	22	15,8	25,4	23,4	28,2	16
Cálcio	10,1	23,9	26,7	28,4	37,8	38,9	19,3	28,7	62,3	36,6	34,2
Magnésio	4,4	7,4	10	9,2	18,9	23,4	10,7	9,5	35,4	29,5	16,8
Boro	0,01	<0,01	<0,01	0,05	<0,01	0,03	0,04	<0,01	<0,01	0,04	<0,01
Cobre	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	0,02	<0,01	<0,01	<0,01
Ferro	0,6	0,5	0,3	0,3	0,4	0,2	0,5	0,4	0,4	0,3	0,3
Manganês	<0,01	<0,01	<0,01	0,01	0,03	0,02	0,01	0,01	0,04	0,03	0,01
Zinco	0,03	0,02	0,02	0,02	0,04	0,05	0,02	0,1	0,1	0,1	0,03

LE= Lodo de esgoto, EP= esterco suíno, CA=cama aviária, TM=torta de mamona, CP=casca de Pinus. Método de extração: 1:1,5 (Holanda). Métodos de determinação: N-(amoniacal e nitrato): destilação; K,Ca,Mg,P,S,Cu,Fe, Mn, Zn: ICP-OES; C orgânico: Walkley-Black; Nitrogênio Total Kjeldahl.

4.2 – Efeito de *Trichoderma asperellum* o Biocontrole da Murcha de *Fusarium* spp. em Crisântemo

Nenhuma das concentrações de *T. asperellum* controlou a murcha de *Fusarium* quando incorporada no substrato à base de casca de *Pinus* antes do plantio do crisântemo 'Papyrus White' e 'Yellow Marino'. Também, a combinação da aplicação de *Trichoderma* antes do plantio e durante o cultivo não teve efeito sobre o problema da doença (Figura 5, Tabela 14).

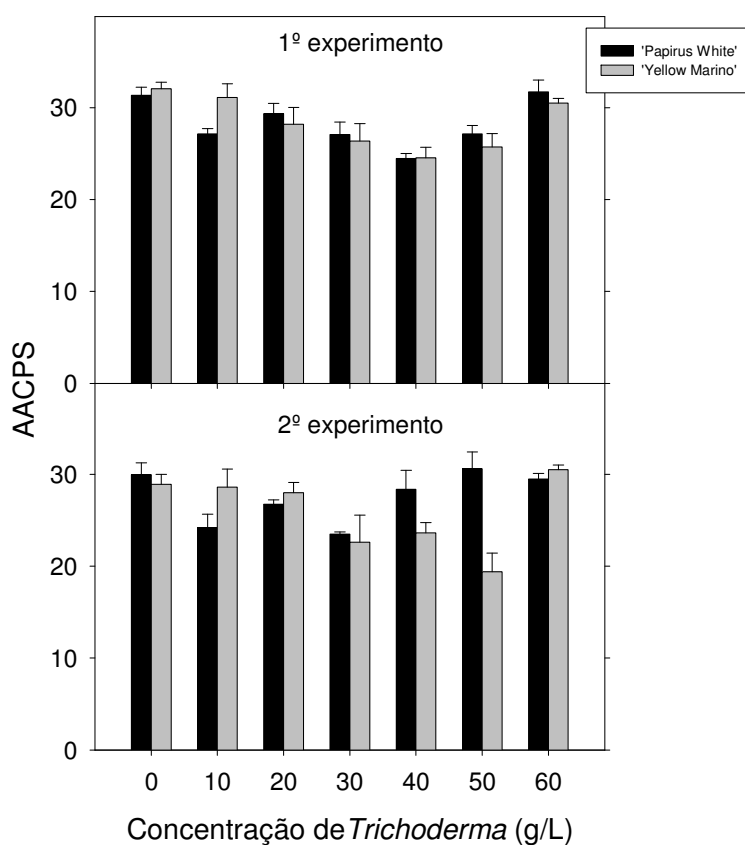


Figura 5. Efeito de *Trichoderma asperellum* sobre a área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha de *Fusarium* em duas cultivares de crisântemo (Papyrus White e Yellow Marino) em dois experimentos. No primeiro, o antagonista foi apenas incorporado ao substrato antes do plantio e no segundo, além da aplicação antes do plantio, foi aplicado semanalmente. As barras são valores médios, acompanhadas de seu erro padrão.

Tabela 14. Efeito de *Trichoderma asperellum* sobre a área abaixo da curva do progresso da severidade de *Fusarium* em crisântemo ‘Papyrus White’ (PW) e ‘Yellow Marino’ (YM) quando foi incorporado ao substrato à base de casca de *Pinus*.

Concentração (g/L)	1º experimento		2º experimento	
	(aplicação no substrato)		(aplicação no substrato + irrigação semanal)	
	P W	YM	PW	YM
0	31,35 ab	32,05 a	29,95 ab	28,90 ab
10	27,14 bc	31,10 ab	24,20 bc	28,60 ab
20	29,35 ab	30,50 abc	26,75 abc	28,00 ab
30	27,05 bc	28,20 abc	23,50 c	22,60 bc
40	24,45 c	24,55 abc	28,35 abc	23,64 abc
50	27,15 bc	26,35 abc	30,59 a	19,38 c
60	31,70 a	25,70 bc	29,50 ab	30,50 a
C.V.(%)	10,77	10,94	10,94	14,85

*Valores seguidos por letras distintas são significativamente diferentes entre si ao nível de 5% de probabilidade (Tukey).

4.3 – Efeito de Produtos da Indústria Pesqueira no Controle da Murcha de *Fusarium* spp. em Crisântemo

O hidrolisado de peixe não controlou a doença nas condições do estudo e foi verificado que quanto maior a sua concentração incorporada no substrato à base de casca de *Pinus*, maior foi a severidade da doença (Figura 6). A comunidade microbiana avaliada pela hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA) foi negativamente influenciada pelo hidrolisado de peixe (Tabela 15). A condutividade elétrica do substrato foi proporcional à concentração de hidrolisado de peixe (Tabela 15). Por outro lado, o pH foi pouco influenciado, variando de 6,76 a 5,82 (Tabela 15).

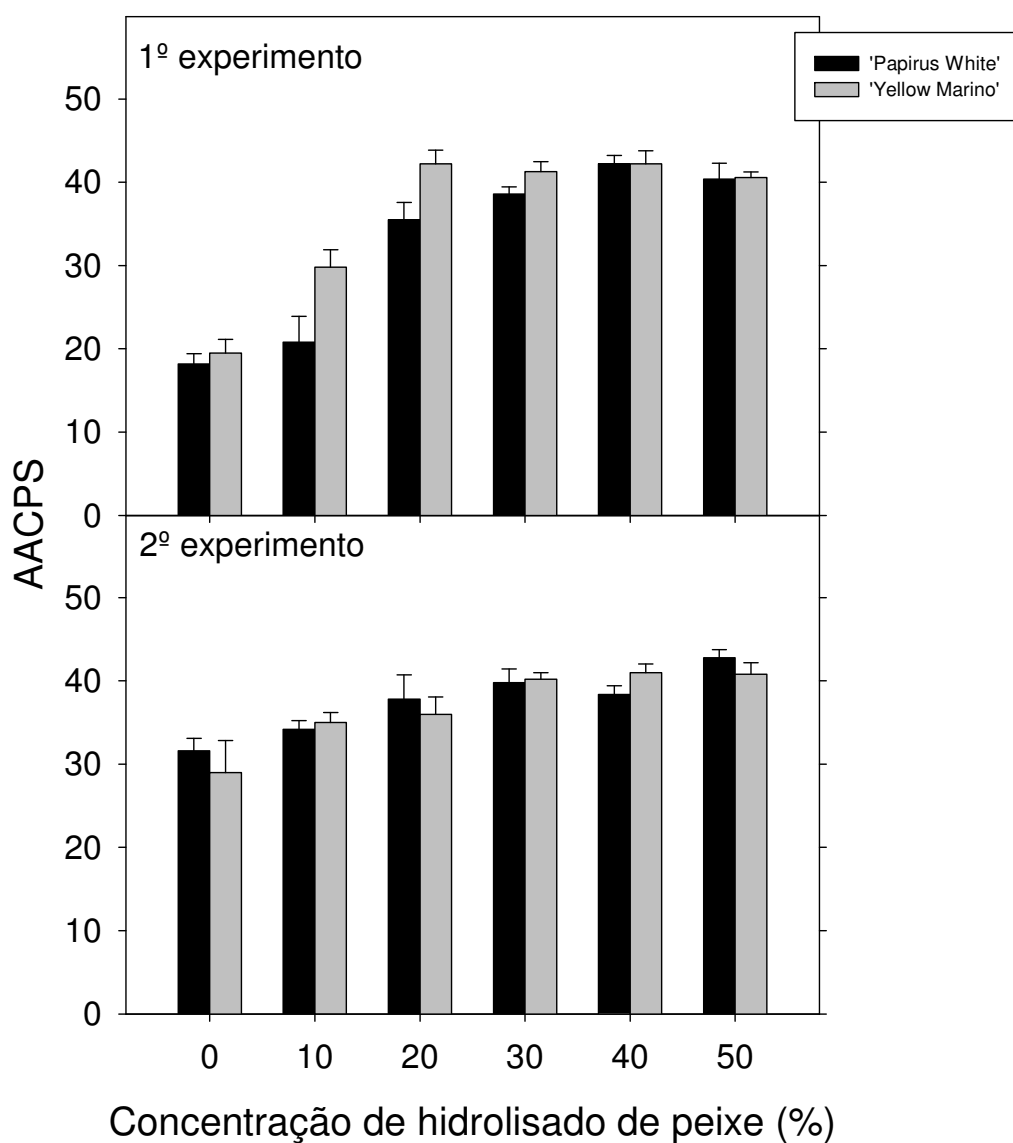


Figura 6. Efeito de hidrolisado de peixe sobre a área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha causada por *Fusarium* em duas cultivares de crisântemo (Papyrus White e Yellow Marino) em dois experimentos. No primeiro experimento o hidrolisado de peixe foi introduzido via irrigação por inundação do substrato contido em vasos; no segundo o hidrolisado de peixe foi incorporado com auxílio de betoneira. As barras são valores médios, acompanhadas de seu erro padrão.

Tabela 15. Efeito da aplicação de hidrolisado de peixe no pH, condutividade elétrica e na atividade microbiana do substrato avaliada pela hidrólise de diacetato de fluoresceína (FDA) de substrato à base de casca de *Pinus*.

Concentrações de hidrolisado de peixe (%)	FDA ($\mu\text{g/g}$ de substrato seco)	pH	Condutividade elétrica (dS/m)
0	3,37 a	6,81 a	1,25 b
10	2,60 bcd	6,76 ab	1,42 b
20	2,71 bcd	6,67 bc	1,49 b
30	2,40 d	6,64 c	1,50 b
40	2,77 bcd	6,23 d	3,31 a
50	2,63 bcd	5,82 e	4,10 a
C.V. (%)	5,69	0,53	13,39

Valores seguidos da mesma letra não diferem entre si (Tukey 5%).

A área abaixo da curva do progresso da severidade (AACPS) teve resposta quadrática quando a casca de camarão moída incorporada ao substrato à base de casca de *Pinus*, com ponto de inflexão em 2%. A doença foi efetivamente controlada quando aplicado na concentração de 4% (v/v) (Figura 7A). Paralelamente, a casca de camarão promoveu o desenvolvimento das plantas, avaliado por sua altura e diâmetro (Figuras 7B e C). Entretanto, o número de ramos (Figura 7D) apresentou resposta quadrática com ponto de inflexão em 2%. A incorporação da casca de camarão diminuiu o pH do substrato, aumentou a condutividade elétrica e os níveis de magnésio, cálcio, sódio, cloreto, fósforo e nitrato (Tabelas 16 e 17). Por outro lado, praticamente não interferiu na atividade microbiana (Tabela 16). A concentração de 5% de casca de camarão foi fitotóxica para as plantas, ocasionando a morte das mesmas. A concentração de casca de camarão que controlou a murcha em crisântemo está muito próxima à concentração que causa fitotoxicidade para a planta, que é de 4 %.

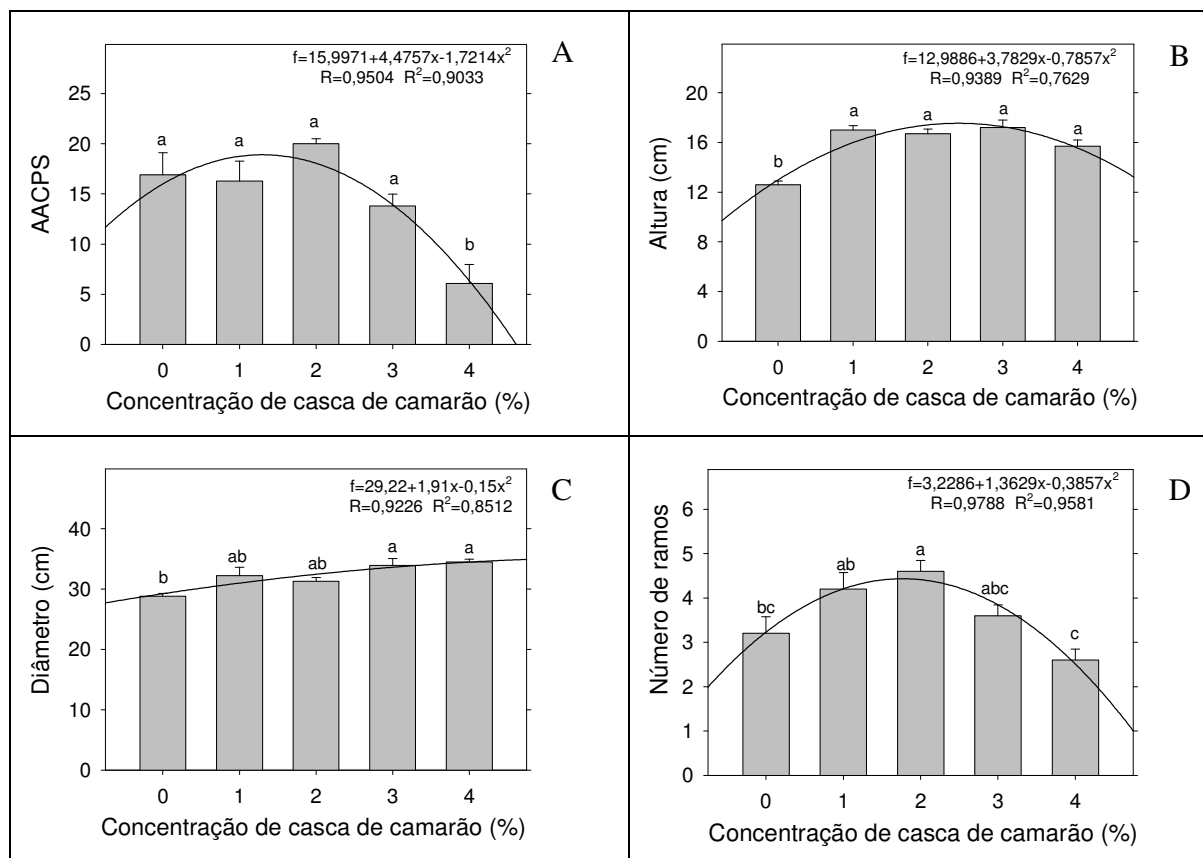


Figura 7. Efeito de casca de camarão incorporada a substrato à base de casca de *Pinus* sobre a área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha causada por *Fusarium* em crisântemo (A), altura (B), diâmetro (C) e número de ramos das plantas(D). As barras são valores médios, acompanhadas de seu erro padrão. Valores seguidos por letras distintas são significativamente diferentes entre si ao nível de 5% de probabilidade (Tukey). Na concentração de 5% de casca de camarão ocorreu a morte das plantas.

Tabela 16. Efeito da incorporação de casca de camarão em substrato à base de casca de *Pinus* sobre o pH, condutividade elétrica (EC) e na comunidade microbiana do substrato avaliada pela hidrólise de diacetato de fluoresceína (FDA).

Concentração de casca de camarão (%)	FDA ($\mu\text{g/g}$ de substrato seco)	pH	EC (dS/m)
0	3,40	6,1	0,5
1	3,37	5,7	1,4
2	3,40	5,6	1,3
3	3,46	5,6	1,2
4	3,40	5,5	1,1
5	2,90	6,1	1,9

Tabela 17. Análise química do substrato à base de casca de *Pinus* tratados com casca de camarão para o controle da murcha causada por *Fusarium* em crisântemo.

Nutrientes (mg/L)	Concentração de casca de camarão % (v/v)					
	0%	1%	2%	3%	4%	5%
N-Nitrato	27,3	148,9	147,9	134,6	108,1	234,7
Fósforo	9,4	17,3	19,7	17,4	22,0	21,1
Cloreto	< 0,01	0,4	0,7	0,4	0,4	1,8
Enxofre	29,1	40,3	30,3	30,8	24,5	25,1
N- amônia	1,6	3,8	5,6	4,9	3,5	2,4
Potássio	67,8	99,9	67,8	75,1	58,9	129,6
Sódio	25,1	43,6	47,6	33,7	33,0	48,9
Cálcio	20,0	67,2	66,0	67,8	69,7	109,0
Magnésio	12,0	53,1	50,6	45,9	43,8	67,5
Boro	0,2	0,1	0,1	0,1	0,1	0,2
Cobre	0,02	0,02	0,03	0,03	0,02	0,03
Ferro	0,1	0,1	0,1	0,1	0,05	0,1
Manganês	0,01	0,01	0,02	0,01	0,02	0,02
Zinco	0,05	0,03	0,03	0,04	0,02	0,02

Os tratamentos com quitosana geraram resultados variáveis, não sendo possível o estabelecimento de um padrão de eficiência. (Tabela 18)

Tabela 18. Efeito da quitosana aplicada na parte aérea das plantas de crisântemo no controle da murcha de *Fusarium*.

Concentração de quitosana (mg/L)	Severidade (escala de notas: 0-5)
0	2,6 a
25	1,4 ab
50	0,4 b
100	2,4 a
200	0,4 b
C.V. (%)	31,73

Para análise estatística os dados foram transformados em raiz de $x+0,5$. Valores seguidos da mesma letra não diferem entre si (Tukey 5%).

4.4 – Efeito de Biofertilizante no Controle da Murcha de *Fusarium* spp. em Crisântemo

A aplicação do biofertilizante ao substrato foi responsável pelo controle da murcha de *Fusarium* nas duas cultivares de crisântemo e em todas as concentrações testadas (Figura 8). Apesar de não haver diferença estatística, verificou-se que a redução da doença foi diretamente proporcional à concentração do biofertilizante (Figura 8). O biofertilizante reduziu a atividade microbiana do substrato no período coletado, não alterou seu pH e aumentou a condutividade elétrica passando de 1,25 para 1,37 a 1,60 dS/m (Tabela 19).

Tabela 19. Efeito da aplicação de biofertilizante em substrato à base de casca de *Pinus* no pH, condutividade elétrica (EC) e na atividade microbiana do substrato avaliada pela hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA).

Concentração (%)	FDA (µg/g de substrato seco)	pH	EC (dS/m)
0	3,67 a	6,81 a	1,25 c
10	2,38 d	6,87 a	1,44 abc
20	2,70 bcd	6,74 a	1,50 ab
30	2,96 ab	6,76 a	1,60 a
40	2,88 bc	6,67 a	1,39 bc
50	2,46 cd	6,89 a	1,37 bc
C.V. (%)	5,69	1,85	5,32

*Valores seguidos da mesma letra não diferem entre si (Tukey 5%).

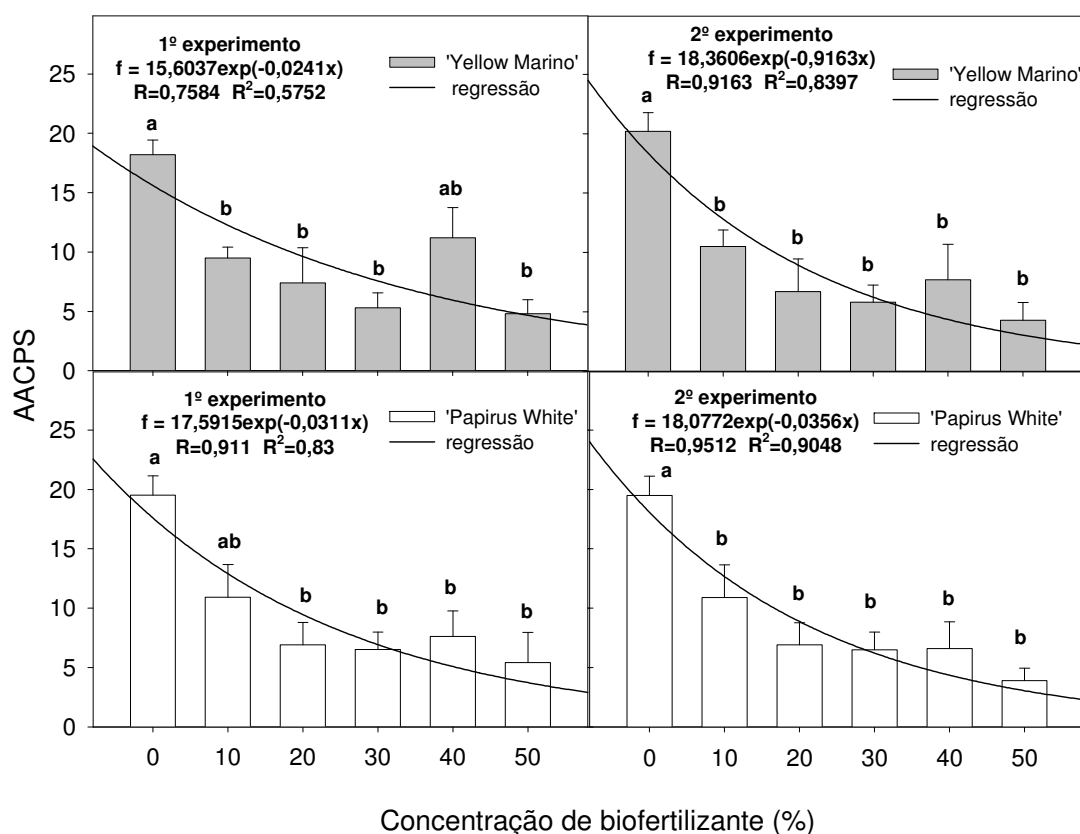


Figura 8. Efeito de biofertilizante sobre a área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha causada por *Fusarium* nas cultivares de crisântemo Papirus White e Yellow Marino, em dois experimentos. As barras são valores médios, acompanhadas de seu erro padrão. Valores seguidos por letras distintas são significativamente diferentes entre si ao nível de 5% de probabilidade (Tukey).

4.5 – Efeito Supressivo de Lodo de Esgoto e de Composto Comercial Lanzi[®] Incorporados ao Substrato à Base de Casca de *Pinus* à Murcha de *Fusarium* spp. do Crisântemo

Os substratos tratados com lodo de esgoto e composto Lanzi[®] foram supressivos a doença em todas as concentrações testadas. A área abaixo da curva do progresso da severidade da murcha de *Fusarium* apresentou uma tendência de redução exponencial. O desenvolvimento das plantas foi semelhante à testemunha até a concentração de 40% de lodo e de composto Lanzi[®] sendo que a partir da concentração de 50% houve diminuição da altura da planta, e peso do sistema radicular afetando o valor comercial do produto (Figura 9). A concentração de 100% foi fitotóxica para os dois materiais, ocasionando a morte das plantas. Quando incorporado lodo de esgoto na concentração de 40% foi verificado a menor área abaixo da curva de progresso da severidade e a maior altura das plantas, sendo que a partir dessa concentração ocorreu acentuada redução na altura da planta (Figuras 9A e 9B).

A aplicação do lodo de esgoto alterou o pH do substrato ocorrendo uma acidificação crescente com o aumento da concentração de lodo de esgoto no substrato. A incorporação do lodo de esgoto alterou também a condutividade elétrica. E a atividade microbiana do substrato. Entretanto, não houve uma tendência de resposta (Tabela 20). Quando aplicado o composto Lanzi[®], houve aumento da atividade microbiana e da condutividade elétrica do substrato proporcionais à concentração. Entretanto, o pH permaneceu estável variando de 6,39 a 6,78 (Tabela 21).

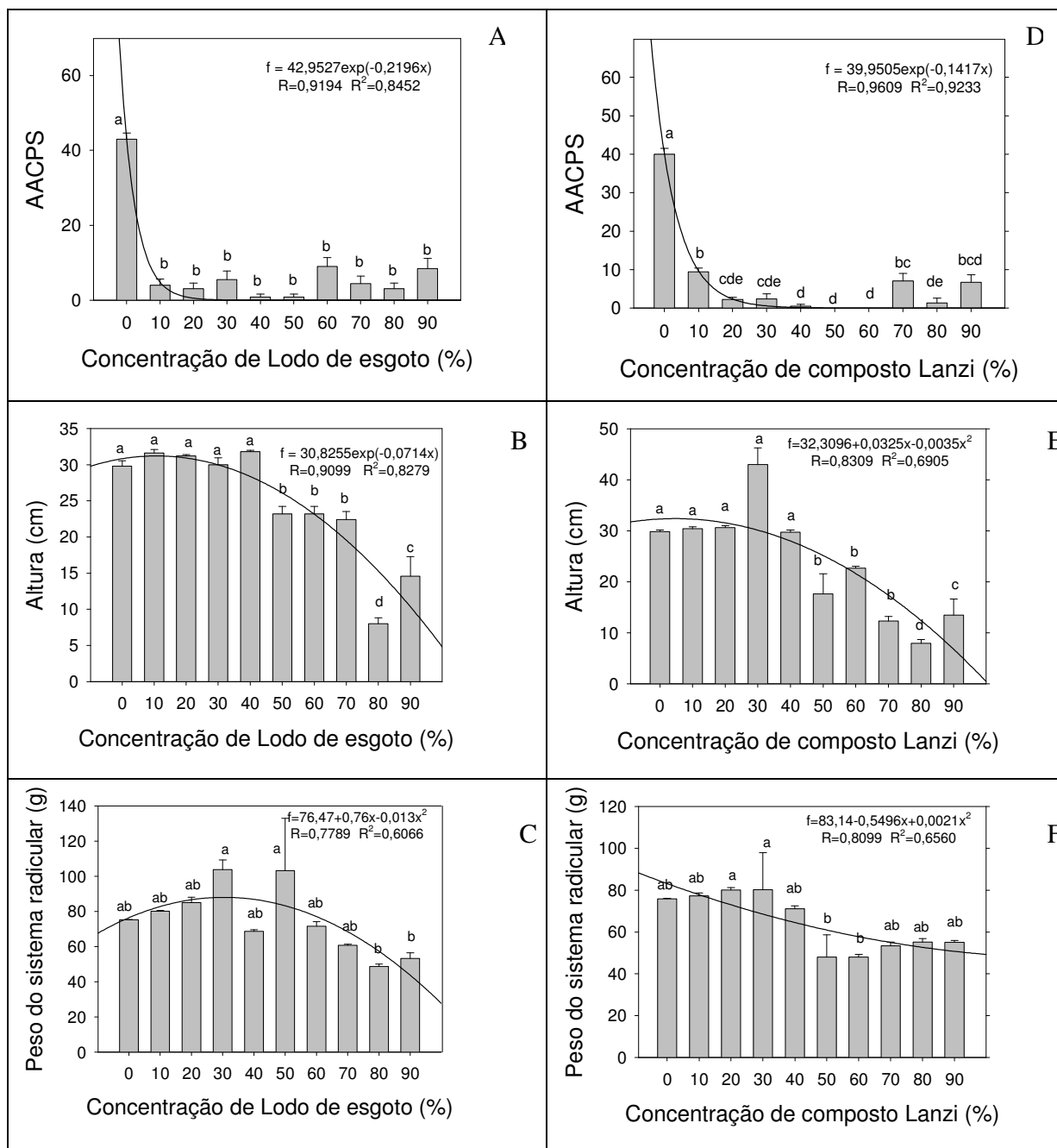


Figura 9. Efeito de lodo de esgoto e composto Lanzi[®], em mistura com substrato à base de casca de *Pinus* sobre a área abaixo da curva de progresso da severidade (A D) da murcha causada por *Fusarium* de crisântemo, a altura (B E) e o peso do sistema radicular (C F) do ‘Papyrus White’. As barras são valores médios, acompanhadas de seu erro padrão. Valores seguidos por letras distintas são significativamente diferentes entre si ao nível de 5% de probabilidade (Tukey).

Tabela 20. Efeito de lodo de esgoto no pH, na condutividade elétrica (EC) e na atividade microbiana avaliada pela hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA) de substrato à base de casca de *Pinus*.

Lodo (%)	FDA ($\mu\text{g/g}$ de substrato seco)	pH	EC (dS/m)
0	4,15 b	6,64	0,2
10	4,00 b	6,07	1,05
20	4,35 a	5,95	0,3
30	3,83 c	5,38	0,8
40	2,54 e	4,65	1,4
50	2,06 f	4,41	1,3
60	3,41 d	4,3	0,7
70	4,15 b	5,16	0,7
80	4,33 a	4,32	1,4
90	3,64 c	4,06	0,95
100	nt	6,64	0,2
C.V. (%)	3,03	-	-

Médias seguidas por letras distintas diferem entre si (Scott-Knott, 5%).

Tabela 21. Efeito de composto Lanzi[®] no pH, na condutividade elétrica (EC) e na atividade microbiana avaliada pela hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA) de substrato à base de casca de *Pinus*.

Composto Lanzi [®] (%)	FDA ($\mu\text{g/g}$ de substrato seco)	pH	EC (dS/m)
0	2,33 a	6,70	0,50
10	2,12 b	6,65	0,60
20	2,77 c	6,59	0,59
30	4,07 c	6,55	0,68
40	3,16 d	6,39	0,65
50	3,56 d	6,58	0,90
60	5,68 e	6,71	0,89
70	4,11 f	6,68	1,26
80	5,09 g	6,39	1,50
90	7,89 h	6,78	1,52
100	5,11 h	6,74	1,64
C.V. (%)	4,91	-	-

Médias seguidas por letras distintas diferem entre si (Scott-Knott, 5%).

No experimento realizado utilizando diferentes combinações de composto Lanzi[®] e lodo de esgoto acrescentado a substrato à base de casca de *Pinus*, as combinações de 80% de composto Lanzi[®] com 20% de lodo de esgoto; 60% de composto Lanzi[®] com 40% de lodo de esgoto; e 100% de lodo de esgoto foram fitotóxicas, causando a

morte das plantas. As combinações de 30% de casca de *Pinus* completadas com 60%, 50%, 40% de lodo de esgoto e 10%, 20% e 30% de composto Lanzi[®], respectivamente, controlaram a doença, e tiveram as menores áreas abaixo da curva de progresso da severidade. Além disso, promoveram o desenvolvimento da planta (Tabela 22). Também a mistura de 20 e 30% de lodo de esgoto e composto Lanzi[®] acrescidos com 50% de casca de *Pinus* apresentou redução na área abaixo da curva de progresso da severidade (Tabela 22) e um adequado desenvolvimento da planta.

Tabela 22. Efeito de combinações de lodo de esgoto (LE) e composto Lanzi[®] (CL) em substrato à base de casca de *Pinus* (CP) sobre a área abaixo da curva de progresso da severidade (AACPS) da murcha causada por *Fusarium*, a altura e o peso do sistema radicular de crisântemo.

CP (%)	CL (%)	LE (%)	AACPS	Altura (cm)	Peso do sistema radicular (g)
50	10	40	4,8 b	25,0 c	75,6 c
50	20	30	5,4 b	30,8 a	75,5 c
50	25	25	3,6 b	29,8 a	74,1 c
50	30	20	1,2 b	27,8 b	131,2 a
50	40	10	9,6 a	32,4 a	64,9 c
100	0	0	16,2 a	29,0 b	86,4 c
0	100	0	6,6 b	27,4 b	111,2 b
0	80	20	-	-	-
0	60	40	-	-	-
0	40	60	0,6 b	22,4 c	74,7 c
0	20	80	1,2 b	23,0 c	103,9 b
0	50	50	3,0 b	20,0 c	98,1 b
0	0	100	-	-	-
30	10	60	1,2 b	32,0 a	124,3 a
30	20	50	0,6 b	30,0 a	99,8 b
30	30	40	1,2 b	31,2 a	111,0 b
30	40	30	8,4 a	30,4 a	125,3 a
30	35	35	4,2 b	28,2 b	87,8 c
30	50	20	13,8 a	27,4 b	104,2 b
30	60	10	13,2 a	28,4 b	123,9 a
C.V. (%)			39,15	9,30	13,39

Valores seguidos por letras distintas são significativamente diferentes entre si ao nível de 5% de probabilidade (Scott-Knott). Tratamentos não analisados devido a morte da planta por fitotoxicidade.

4.6 – Indução de Supressividade à Murcha de *Fusarium* spp. pela Incorporação de Lodo Compostado e Cama Aviária a Substrato à Base de Turfa

O lodo de esgoto compostado misturado ao substrato à base de turfa Biogrow® induziu a supressividade à murcha de *Fusarium* em todas as concentrações testadas. Nos tratamentos em que o composto foi misturado ao substrato não houve ocorrência de plantas doentes (Figura 10A). A partir da concentração de 50%, houve pequena redução do diâmetro da parte aérea, da altura e do número de ramos das plantas (Figuras 10C, B e D).

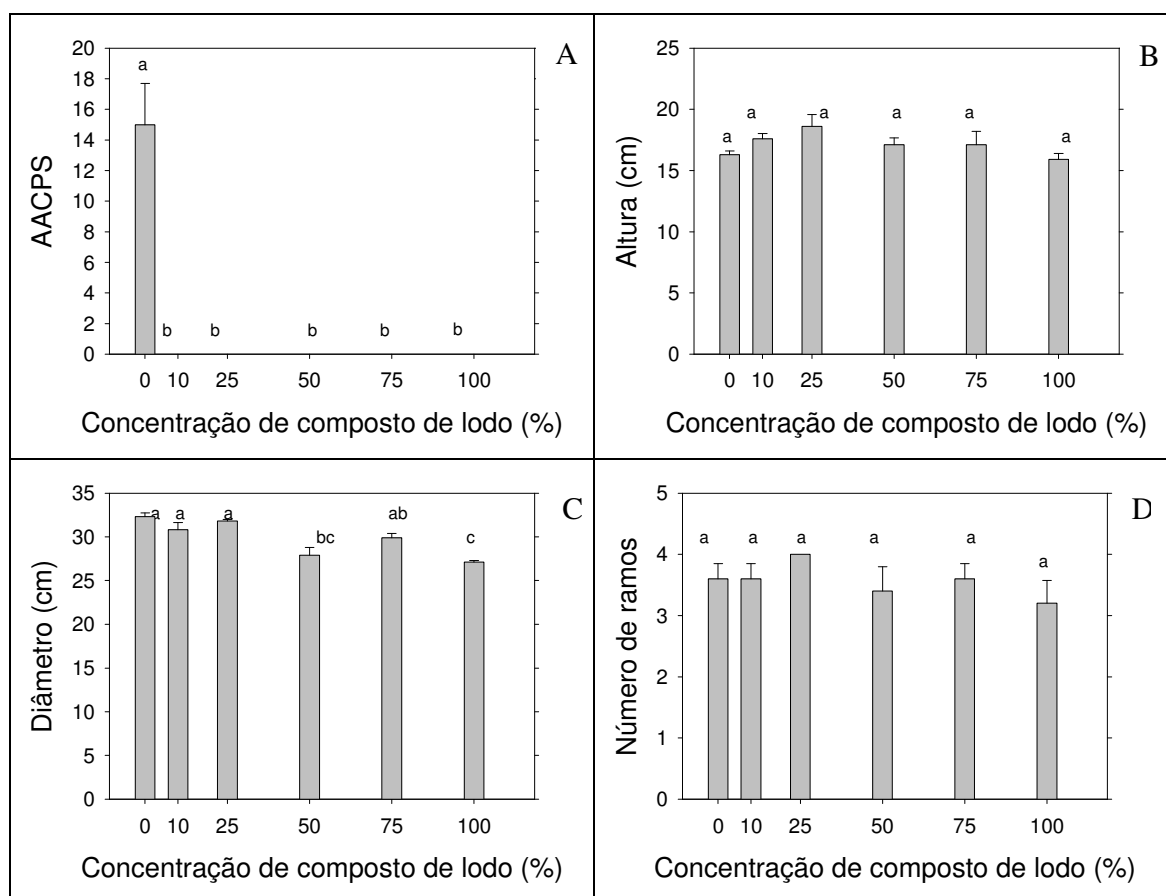


Figura 10. Efeito de composto de lodo de esgoto sobre a área abaixo da curva de progresso da severidade (AACPS) à murcha causada por *Fusarium* (A), altura (B), diâmetro (C) e número de ramos (D) de crisântemo. As barras são valores médios, acompanhadas de seu erro padrão. Valores seguidos por letras distintas são significativamente diferentes entre si ao nível de 5% de probabilidade (Tukey).

Analisando a atividade microbiana do substrato não foi observada diferença estatística entre os tratamentos (Tabela 23). A condutividade elétrica do substrato foi proporcional às concentrações de composto de lodo de esgoto, mas não foi constatada alteração no pH (Tabela 23). Os níveis de enxofre, potássio, cálcio, magnésio, nitrato, zinco, manganês e cloreto foram diretamente proporcionais à concentração de composto de lodo de esgoto do substrato (Tabela 24).

Tabela 23. Efeito de composto de lodo de esgoto no pH, na condutividade elétrica e na atividade microbiana do substrato avaliada pela hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA) e na comunidade microbiana do substrato à base de turfa.

Concentração (%)	FDA (µg/g se substrato seco)	Fungos UFC (10 ⁴ /g)	Bactérias UFC (10 ⁶ /g)	pH	Condutividade elétrica (dS/m)
0	5,61	6	3,0	5,8	0,5
10	5,15	14	1,3	5,7	1,1
25	3,16	13	2,2	5,7	1,2
50	4,38	10	1,3	5,5	1,6
75	5,51	4	0,9	5,4	1,8
100	6,37	6	0,8	5,2	2,3
C.V. (%)	23,93	-	-	-	-

Não houve diferença estatística entre os tratamentos (Scott-Knott, 5%).

Tabela 24. Análise química do substrato à base de turfa tratados com composto de lodo de esgoto.

Nutrientes (mg/L)	Concentração de composto de lodo % (v/v)					
	0	10	25	50	75	100
N-Nitrato	50,9	51,3	60,0	26,2	13,6	4,9
Fósforo	0,3	0,3	0,4	0,3	0,3	0,3
Cloreto	< 0,01	0,4	0,4	1,1	1,8	6,4
Enxofre	15,8	113,9	117,9	235,2	277,0	372,7
N- amônia	1,3	3,5	10,8	5,9	5,2	4,9
Potássio	33,9	53,0	54,5	89,9	116,1	159,3
Sódio	7,7	13,0	13,4	24,4	29,1	44,9
Cálcio	43,9	99,2	106,9	147,7	157,7	190,5
Magnésio	9,5	23,6	24,0	36,0	42,4	56,0
Boro	< 0,01	< 0,01	< 0,01	0,01	0,1	0,2
Cobre	0,02	0,03	0,03	0,03	0,03	0,05
Ferro	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,2
Manganês	0,03	0,1	0,1	0,2	0,3	0,7
Zinco	0,1	0,2	0,3	1,0	2,3	4,9

A área abaixo da curva do progresso da severidade (AACPS) foi inversamente proporcional à concentração da cama aviária no substrato a base de turfa Biogrow® (Figura 11A). O desenvolvimento das plantas também foi alterado pela cama aviária, ocorrendo fitotoxicidade na concentração de 50%, mas estimulando algumas características até 25% (Figuras 11B, C e D). A atividade microbiana avaliada pela hidrólise do diacetato de fluoresceína, foi estimulada com o acréscimo da concentração de cama aviária (Tabela 25). A comunidade de fungos e bactérias do substrato aumentaram com a aplicação de cama aviária, com exceção as concentrações de 25% e 50% que reduziram a comunidade de bactérias do substrato estudado (Tabela 25). A aplicação da cama aviária foi responsável pelo aumento do pH e da condutividade elétrica do substrato (Tabela 25). Os teores de enxofre,

potássio, amônia sódio, cloreto e fósforo foram proporcionais à concentração de cama aviária (Tabela 26).

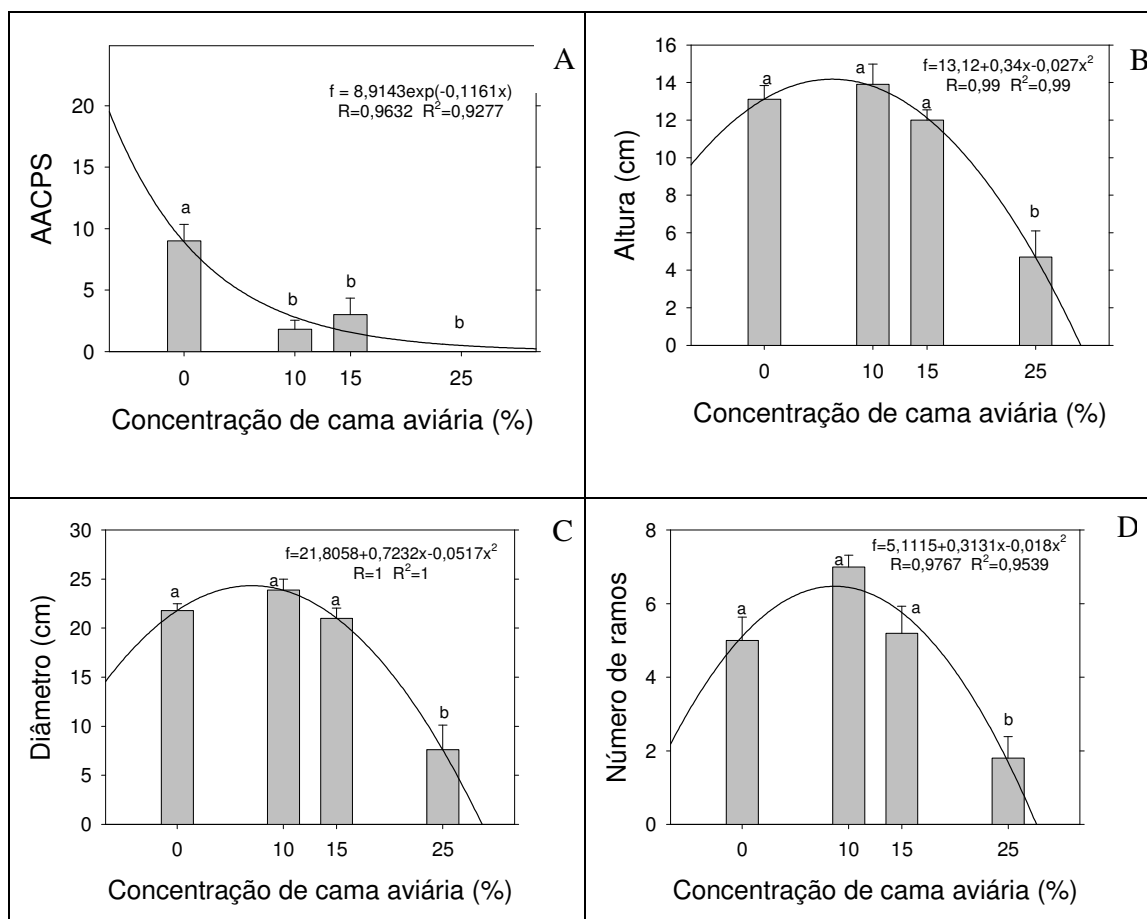


Figura 11. Efeito das concentrações de cama aviária sobre a área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha de *Fusarium* (AACPS) (A), a altura (B), o diâmetro (C) e o número de ramos das plantas de crisântemo (D). As barras são valores médios, acompanhadas de seu erro padrão. Valores seguidos por letras distintas são significativamente diferentes entre si ao nível de 5% de probabilidade (Tukey).

Tabela 25. Efeito da aplicação de cama aviária no pH, na condutividade elétrica (EC) e na atividade microbiana do substrato à base de turfa avaliada pela hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA) e pela comunidade microbiana.

Concentração de cama aviária (%)	FDA ($\mu\text{g/g}$ de substrato seco)	Fungos UFC (10^4 /g)	Bactérias UFC (10^6 /g)	pH	EC (dS/m)
0	7,76 e	2,0	1,2	6,2	0,5
10	17,29 d	5,5	3,1	7,1	1,0
15	21,41 c	5,0	3,0	7,4	1,8
25	26,09 b	4,0	0,2	7,5	2,4
50	29,53 a	4,0	0,0	8,8	4,9
C.V. (%)	4,64	-	-	-	-

Valores seguidos da mesma letra não diferem entre si (Scott-Knott 5%).

Tabela 26. Análise química do substrato à base de turfa Biogrow[®] tratado com cama aviária.

Nutriente (mg/L)	Concentração de cama aviária % (v/v)				
	0	10	15	25	50
N-Nitrato	46,6	31,4	6,9	2,4	< 0,01
Fósforo	0,4	13,8	27,9	30,3	33,8
Cloreto	0,4	60,7	101,2	172,5	334,4
Enxofre	26,3	41,8	59,2	79,0	114,0
N- amônia	2,1	69,4	103,6	153,5	249,0
Potássio	32,9	117,4	185,9	288,7	699,0
Sódio	7,1	29,4	40,3	57,4	137,9
Cálcio	56,4	12,5	12,2	14,0	24,9
Magnésio	8,0	2,1	2,0	2,5	4,8
Boro	0,05	< 0,01	< 0,01	< 0,01	0,03
Cobre	0,02	0,2	0,1	0,1	0,2
Ferro	0,1	0,7	0,5	0,3	0,6
Manganês	0,02	0,04	0,1	0,1	0,2
Zinco	0,04	0,2	0,2	0,2	0,5

4.7 – Potencial de Lodo de Esgoto, Biofertilizante, Hidrolisado de Peixe, Quitosana e *Trichoderma asperellum* no Controle da Murcha de *Fusarium* spp. em Crisântemo

A murcha de *Fusarium* foi suprimida no substrato não desinfestado e tratado com lodo de esgoto (Figuras 12B e 15B, Tabelas 27 e 30). Por outro lado, o efeito do lodo não foi tão evidente quando o substrato foi desinfestado (Figuras 12A e 14A). Biofertilizante, quitosana, hidrolisado de peixe e *Trichoderma* não tiveram efeito sobre a severidade da murcha de *Fusarium*. Não foi possível determinar um comportamento padrão quando aplicados sozinhos ou em mistura ao substrato à base de casca de *Pinus* desinfestado ou não (Figuras 13, 14, 16 e 17). A área abaixo da curva de progresso da severidade da doença seguiu uma resposta quadrática com pontos de inflexão entre 10% a 20% na maioria dos tratamentos (Figuras 13, 14, 16 e 17). Em relação à AACPS pode-se afirmar que o lodo de esgoto foi o produto que proporcionou o efeito principal na sua redução.

Houve maior atividade microbiana medida pela hidrólise de FDA, sem a desinfestação, variando no primeiro experimento de 5,44 a 7,73 para não desinfestado e de 3,16 a 6,52 para o desinfestado (Tabela 28). E, no segundo experimento de 2,84 a 3,59 para o substrato não desinfestado e de 1,31 a 2,44 para o desinfestado (Tabela 31). Também, observou-se maior comunidade de fungos e bactérias no substrato não desinfestado (Tabelas 28 e 31).

No geral, a condutividade elétrica e o pH não se alteraram quando foi acrescentado lodo de esgoto, biofertilizante e hidrolisado de peixe (Tabelas 28 e 31).

A aplicação do lodo de esgoto foi responsável pelo aumento do nitrato, enxofre, potássio e cálcio presentes no substrato (Tabelas 29 e 32), sendo que não foram observados efeitos do biofertilizante e do hidrolisado de peixe sobre os atributos químicos dos substratos.

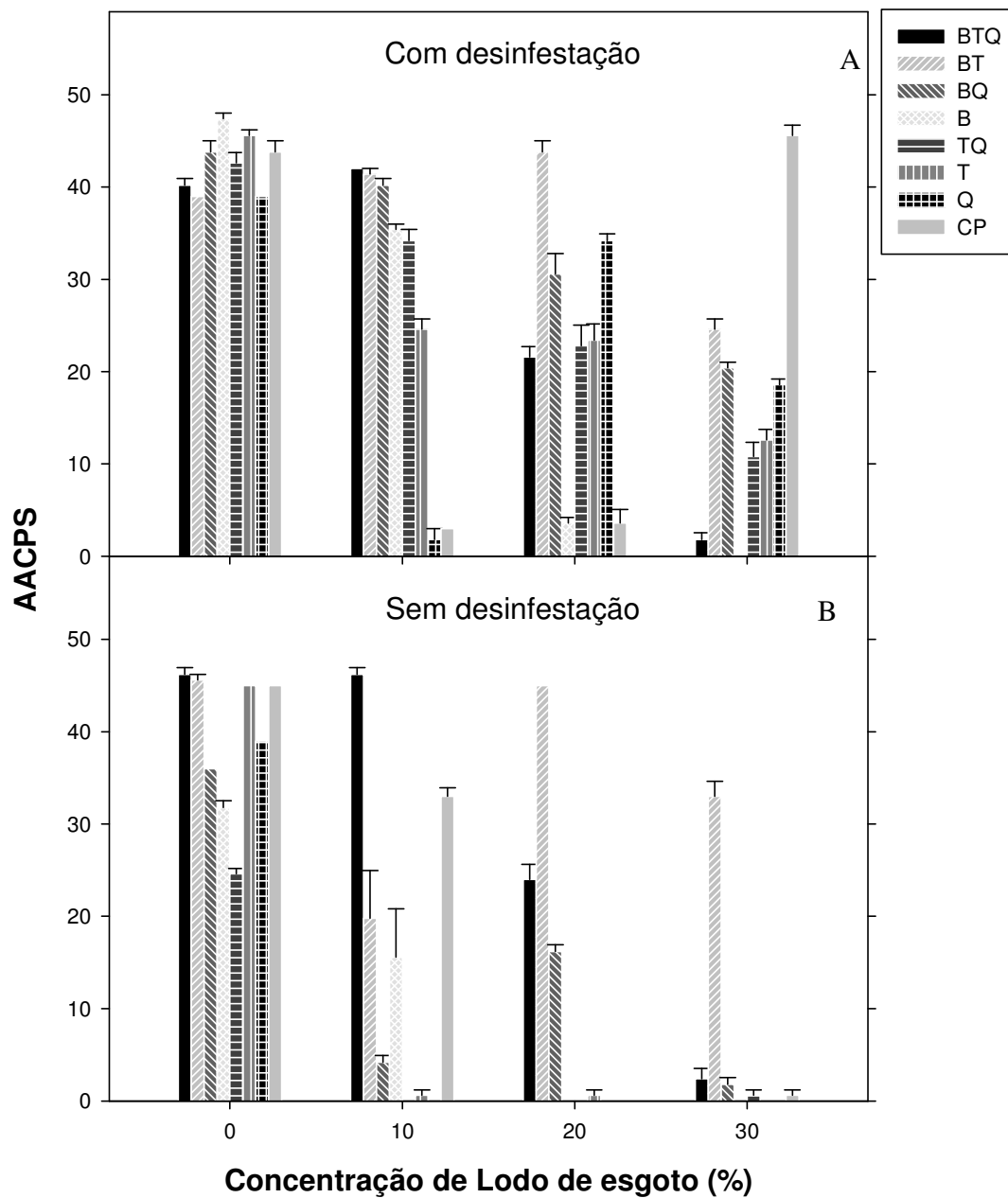


Figura 12. Efeito de lodo de esgoto combinação com biofertilizante (B), *Trichoderma* (T) e quitosana (Q) sobre a área abaixo da curva de progresso da severidade à murcha de *Fusarium* em crisântemo (AACPS) em substrato à base de casca de *Pinus* (CP) naturalmente infestado com *Fusarium*, com (A) e sem (B) desinfestação.

Tabela 27. Efeito de lodo de esgoto em combinação com biofertilizante (B), *Trichoderma* (T) e quitosana (Q) sobre a área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha de *Fusarium* em crisântemo (AACPS) em substrato à base de casca de *Pinus* naturalmente infestado com *Fusarium* com (CD) e sem (SD) desinfestação.

Tratamentos	0 % LE		10 % LE		20 % LE		30 % LE	
	CD	SD	CD	SD	CD	SD	CD	SD
BTQ	30,6 d A	26,4 abc A	12,0 de A	0,0 a B	29,4 a A	0,0 c B	35,4 a A	9,0 a B
BT	32,4 cd A	35,4 ab A	4,8 e A	7,2 a A	6,6 bc A	1,2 bc A	3,6 bc B	10,2 a A
BQ	35,4 bcd A	21,0 c B	28,2 ab A	1,8 a B	20,4 ab A	9,0 ab B	19,2 ab A	9,0 a A
B	38,4 abc A	25,2 bc B	13,8 cde A	4,8 a A	1,8 c B	10,8 a A	1,2 c B	9,0 a A
TQ	36,6 bcd A	29,4 abc A	39,0 a A	0,0 a B	5,4 c A	9,0 ab A	16,2 bc A	9,0 a A
T	42,0 ab A	39,0 a B	17,4 bcd A	1,2 a B	11,4 bc A	9,0 ab A	4,8 bc A	9,0 a A
Q	42,6 ab A	30,0 abc B	22,8 bcd A	1,8 a B	12,0 bc A	15,0 a A	8,4 bc A	9,0 a A
Casca de <i>Pinus</i>	45,0 a A	37,8 ab B	24,6 bcd A	0,6 a B	8,4 bc A	9,0 ab A	0,6 c B	9,0 a A

Valores seguidos da mesma letra não diferem entre si (Tukey 5%). Letras minúsculas comparadas na vertical, referente aos tratamentos dentro de cada concentração de lodo de esgoto e maiúsculas na horizontal, referente à comparação da esterilização do substrato dentro do fator concentração.

Tabela 28. Efeito de lodo de esgoto e biofertilizante no pH, na condutividade elétrica (EC) e na atividade microbiana do substrato avaliada pela hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA) e pela comunidade microbiana de fungos e bactérias do substrato à base de casca de *Pinus*.

Tratamentos	FDA ($\mu\text{g/g}$ de substrato seco)	Fungos UFC ($10^7/\text{g}$)	Bactérias UFC ($10^4/\text{g}$)	pH	EC dS/m
Com desinfestação					
Biofertilizante	6,52 a	1,0	32,0	6,2	0,3
Casca de <i>Pinus</i>	3,16 c	0,2	6,9	5,9	0,3
Lodo 10% +Biofertilizante	5,98 a	1,2	14,0	6,0	0,4
Lodo 10%	4,47 b	1,2	5,2	5,4	0,6
Lodo 20% +Biofertilizante	4,98 b	1,3	8,0	5,3	0,6
Lodo 20%	4,61 b	1,2	6,2	5,2	0,9
Lodo 30% +Biofertilizante	6,34 a	2,1	12,0	5,0	0,8
Lodo 30%	4,89 b	1,8	5,2	6,2	0,3
Sem desinfestação					
Biofertilizante	7,37 a	6,2	15,6	6,4	0,3
Casca de <i>Pinus</i>	7,73 a	5,9	7,0	5,8	0,3
Lodo 10% +Biofertilizante	6,74 b	6,0	21,0	5,9	0,4
Lodo 10%	6,33 c	5,9	23,7	5,0	0,8
Lodo 20% +Biofertilizante	5,87 c	6,0	25,1	5,3	0,6
Lodo 20%	6,78 b	6,7	25,5	4,6	1,8
Lodo 30% +Biofertilizante	5,60 c	6,7	24,9	4,6	1,1
Lodo 30%	5,44 c	6,6	24,2	6,2	0,3

Valores seguidos da mesma letra não diferem entre si (Scott-Knott 5%). Não foi realizada análise dos substratos tratados com *Trichoderma*.

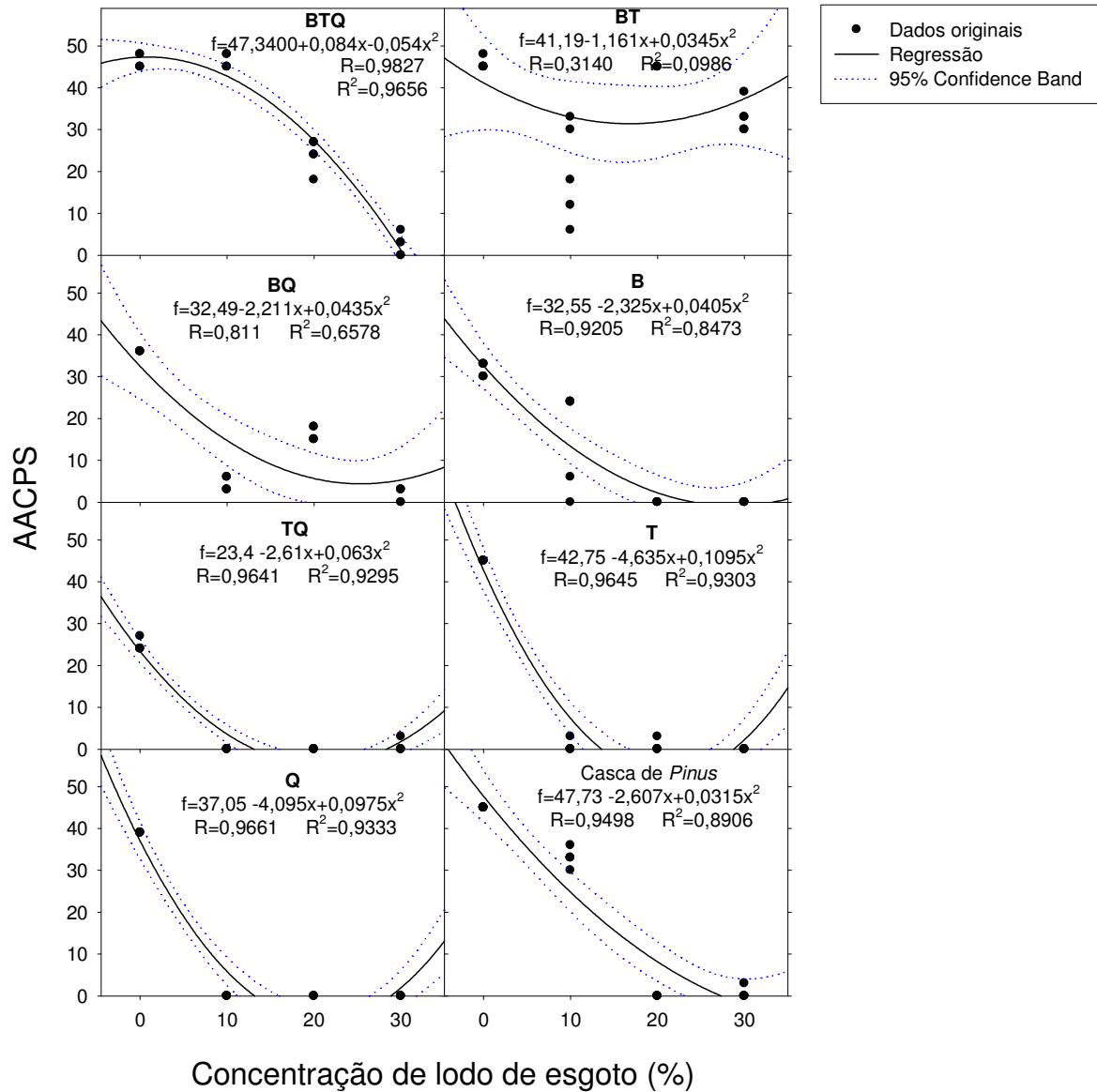


Figura 13. Efeito de lodo de esgoto em combinação com biofertilizante (B), *Trichoderma* (T) e quitosana (Q) na área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha de *Fusarium* em crisântemo ‘Papyrus white’ (AACPS) em substrato à base de casca de *Pinus* naturalmente infestado com *Fusarium*.

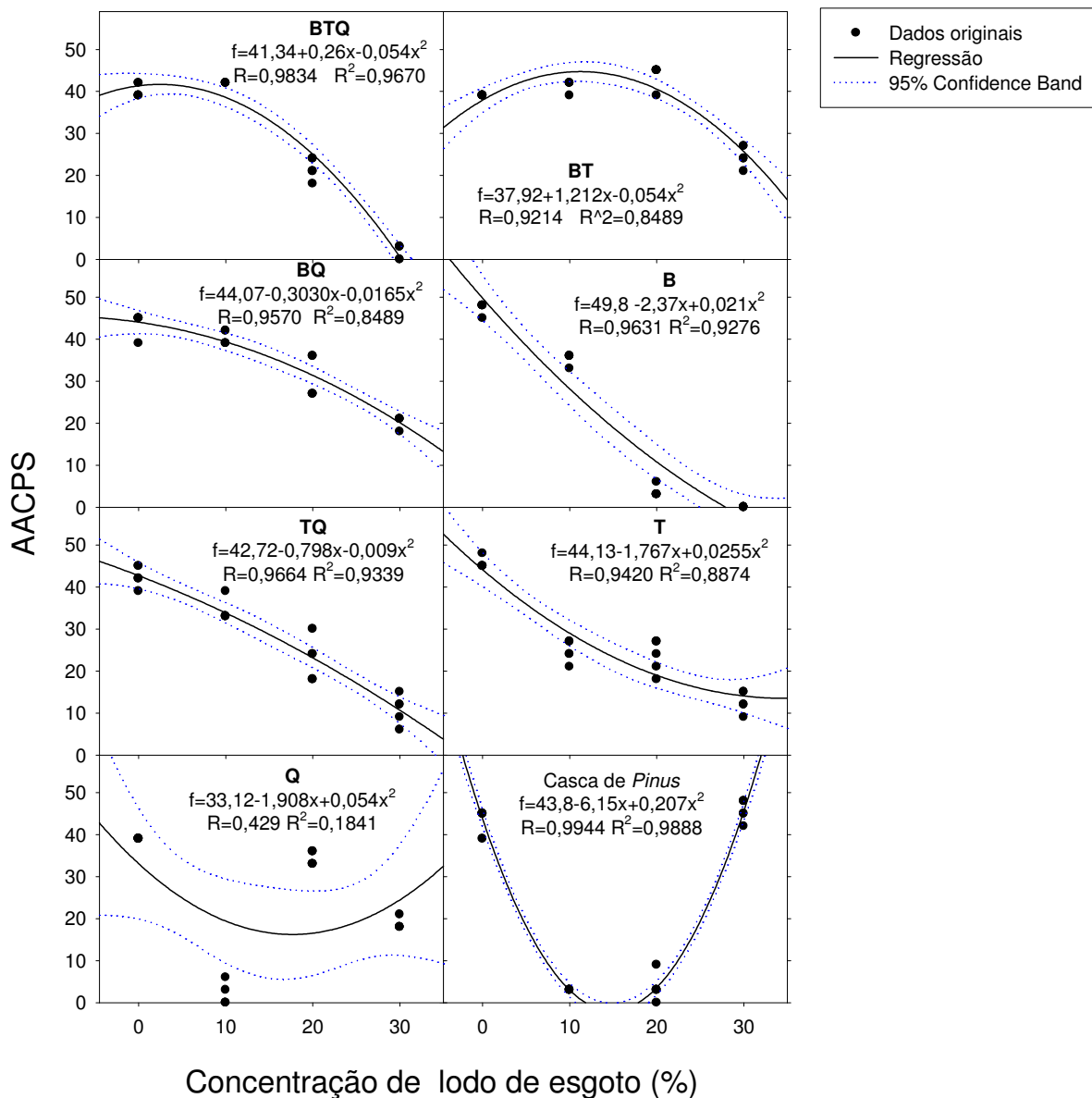


Figura 14. Efeito de lodo de esgoto em combinação com biofertilizante (B), *Trichoderma* (T) e quitosana (Q) na área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha de *Fusarium* em crisântemo ‘Papyrus white’ (AACPS) em substrato à base de casca de *Pinus* previamente desinfestado a vapor e posteriormente infestado naturalmente com *Fusarium* via irrigação.

Tabela 29. Análise química do substrato à base de casca de *Pinus* (CP), naturalmente infestada com *Fusarium*, com e sem desinfestação tratado com lodo de esgoto (LE) e biofertilizante (B).

Nutrientes (mg/L)	B	CP	10% LE + B	10%LE	20% LE + B	20%LE	30% LE + B	30%LE
	Com desinfestação							
N-Nitrato	0,8	0,3	4,9	1	7,5	2,8	4,5	9,5
Fósforo	8,4	5,6	7,3	3,2	5,6	1,2	3,9	0,8
Cloreto	1,1	2,1	3,6	1,1	3,6	1,4	2,8	1,4
Enxofre	16,2	29,3	26,2	40	73,9	76,2	116,7	101,5
N- amônia	1,5	0,8	0,6	0,6	1	0,5	1	0,7
Potássio	12,8	12,3	12,3	12,3	19,3	8,9	19,3	17,6
Sódio	15,1	18,3	17,2	17,4	15,6	17,7	17,7	16,7
Cálcio	7,9	15,3	20	23,8	52,9	53	87,9	83,8
Magnésio	3,4	8,3	7,8	11	22,8	18,2	30,8	21,6
Boro	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	0,02	<0,01
Cobre	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01
Ferro	0,3	0,4	0,3	0,2	0,3	0,1	0,1	0,3
Manganês	0,01	0,02	0,1	0,1	0,4	0,3	1,4	0,7
Zinco	0,03	0,02	0,02	0,04	0,2	0,3	0,6	0,8

Nutrientes (mg/L)	B	CP	10% LE + B	10%LE	20% LE + B	20%LE	30% LE + B	30%LE
	Sem desinfestação							
N-Nitrato	1,8	1,2	6,5	4,7	14,6	6,9	13,1	10,4
Fósforo	13,4	3,8	6,5	2,5	4	1	1,9	0,6
Cloreto	4,6	3,2	2,1	5,7	9,2	1,4	2,1	3,2
Enxofre	18,9	21,8	18,8	44	85,7	71,1	244	143,3
N- amônia	0,7	0,5	0,2	0,9	0,5	0,6	2,1	2,8
Potássio	17,4	7,2	15,9	19,3	19,3	8	16,2	16,2
Sódio	16,3	17,9	11	21,3	14,9	17,2	27,5	20,6
Cálcio	14	12,1	17,8	28,3	76,9	55,9	232	134,6
Magnésio	5,9	5,4	5,8	12,2	23,1	20	50,7	25,8
Boro	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	0,01	<0,01
Cobre	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01
Ferro	0,3	0,5	0,2	0,4	0,1	0,1	0,2	0,1
Manganês	<0,01	<0,01	<0,01	0,01	0,3	0,1	2	0,8
Zinco	0,04	0,02	0,05	0,04	0,4	0,2	2,3	2

* LE=lodo de esgoto, B= biofertilizante. Não foi avaliado substratos com *Trichoderma*.

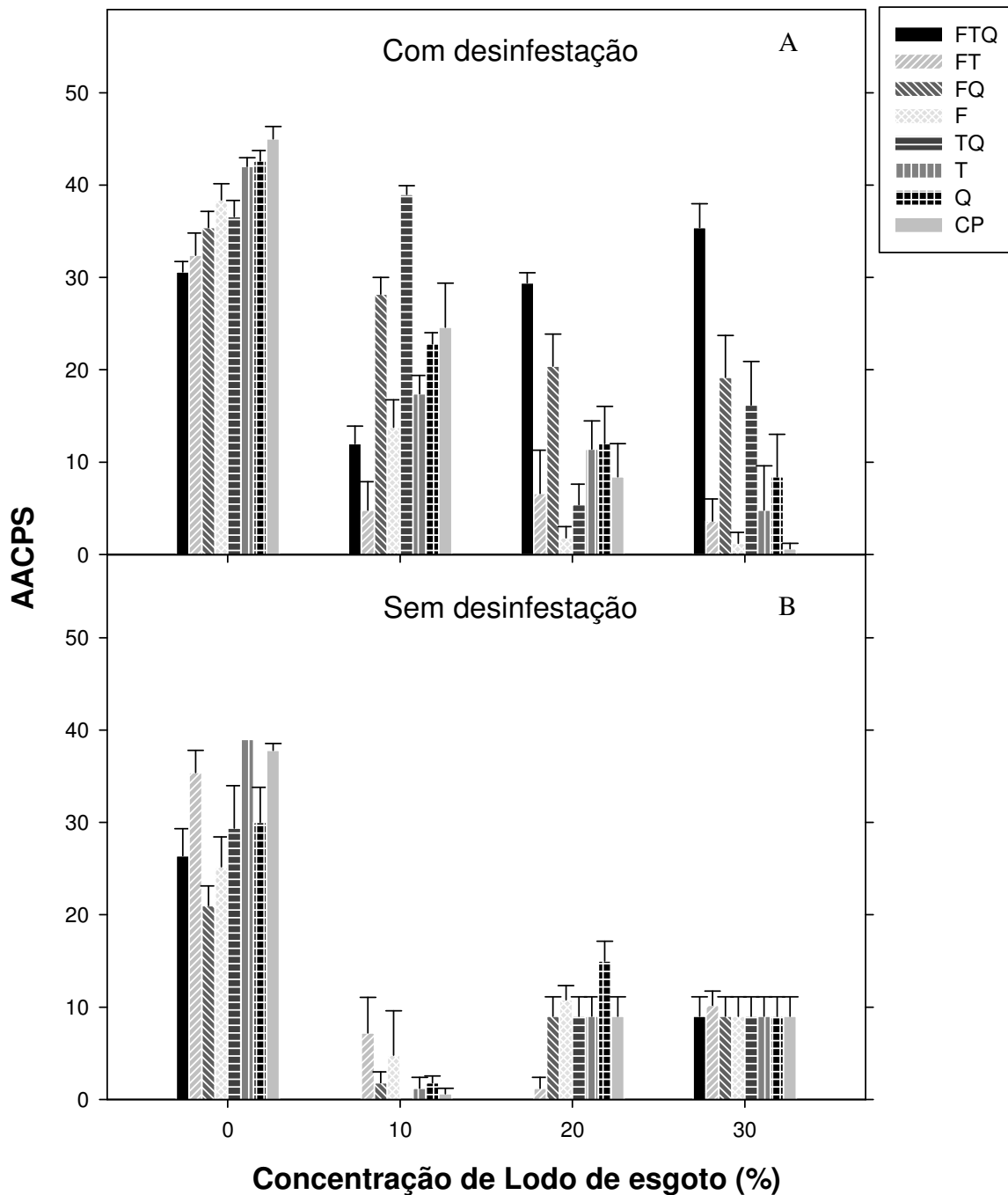


Figura 15. Efeito de lodo de esgoto em combinação com hidrolisado de peixe (H), *Trichoderma* (T) e quitosana (Q) na área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha de *Fusarium* em crisântemo 'Papyrus white' (AACPS) em substrato à base de casca de *Pinus* (CP) naturalmente infestado com *Fusarium* com (A) e sem (B) desinfestação.

Tabela 30. Análise estatística do efeito de lodo de esgoto em combinação com hidrolisado de peixe (H), *Trichoderma* (T) e quitosana (Q) na área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha de *Fusarium* em crisântemo (AACPS) em substrato à base de casca de *Pinus* naturalmente infestado com *Fusarium* com (CD) e sem (SD) desinfestação.

Tratamentos	0 % LE		10 % LE		20 % LE		30 % LE	
	CD	SD	CD	SD	CD	SD	CD	SD
BTQ	40,2 cd B	46,2 a A	42,0 a B	46,2 a A	21,6 c A	24,0 b A	1,8 e A	2,4 b A
BT	39,0 d B	45,6 a A	41,4 a A	19,8 c B	43,8 a A	45,0 a A	24,6 b B	33,0 a A
BQ	43,8 abc A	36,0 c B	40,2 a A	4,2 de B	30,6 b A	16,2 c B	20,4 bc A	1,8 b B
B	47,4 a A	31,8 d B	35,4 b A	15,6 cd B	3,6 d A	0,0 d B	0,0 e A	0,0 b A
TQ	42,6 bcd A	24,6 e B	34,2 b A	0,0 e B	22,8 c A	0,0 d B	10,8 d A	0,6 b B
T	45,6 ab A	45,0 a A	24,6 c A	0,6 e B	23,4 c A	0,6 d B	12,6 d A	0,0 b B
Q	39,0 d A	39,0 b A	1,8 d A	0,0 e A	34,2 b A	0,0 d B	18,6 c A	0,0 b B
Casca de <i>Pinus</i>	43,8 abc A	45,0 a A	3,0 d B	33,0 b A	3,6 d A	0,0 d B	45,0 a A	0,6 b B

Valores seguidos da mesma letra não diferem entre si (Tukey 5%). Letras minúsculas comparadas na vertical, referente aos tratamentos dentro de cada concentração de lodo de esgoto e maiúsculas na horizontal, referente à comparação da desinfestação do substrato dentro do fator concentração.

Tabela 31. Efeito do lodo de esgoto (LE) e hidrolisado de peixe (HP) no pH, na condutividade elétrica (EC) e na atividade microbiana do substrato avaliada pela hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA) e pela comunidade microbiana de fungos e bactérias em substrato à base de casca de *Pinus*, com e sem desinfestação.

Tratamentos	FDA ($\mu\text{g/g}$ de substrato seco)	Fungos UFC ($10^4/\text{g}$)	Bactérias UFC ($10^6/\text{g}$)	pH	EC (dS/m)
Com desinfestação					
HP	1,31 a	1,2	3,2	6,4	0,2
Casca de <i>Pinus</i>	1,57 a	1,5	2,7	6,2	0,2
LE 10% + HP	2,25 a	3,1	1,8	6,2	0,2
LE 10%	1,77 a	1,9	0,6	5,9	0,5
LE 20% +HP	1,93 a	0,1	2,7	5,7	0,4
LE 20%	1,97 a	1,9	1,6	5,7	0,4
LE 30% +HP	2,06 a	2,2	2,3	5,0	1,0
LE 30%	2,44 a	1,9	1,2	5,2	0,7
Sem desinfestação					
HP	3,51 a	5,92	6,1	6,6	0,2
Casca de <i>Pinus</i>	3,27 a	5,36	3,9	6,4	0,3
LE 10% + HP	2,84 b	3,1	6,2	5,9	0,5
LE 10%	3,59 a	2,8	3,8	6,2	0,3
LE 20% +HP	3,18 a	7,1	3,5	5,4	0,6
LE 20%	2,95 b	6,10	2,9	5,8	0,7
LE 30% +HP	3,38 a	13,2	5,1	5,0	0,8
LE 30%	2,84 b	12,0	5,3	5,1	1,0

Valores seguidos da mesma letra não diferem entre si (Scott-Knott 5%). Não foi realizada análise dos substratos tratados com *Trichoderma*.

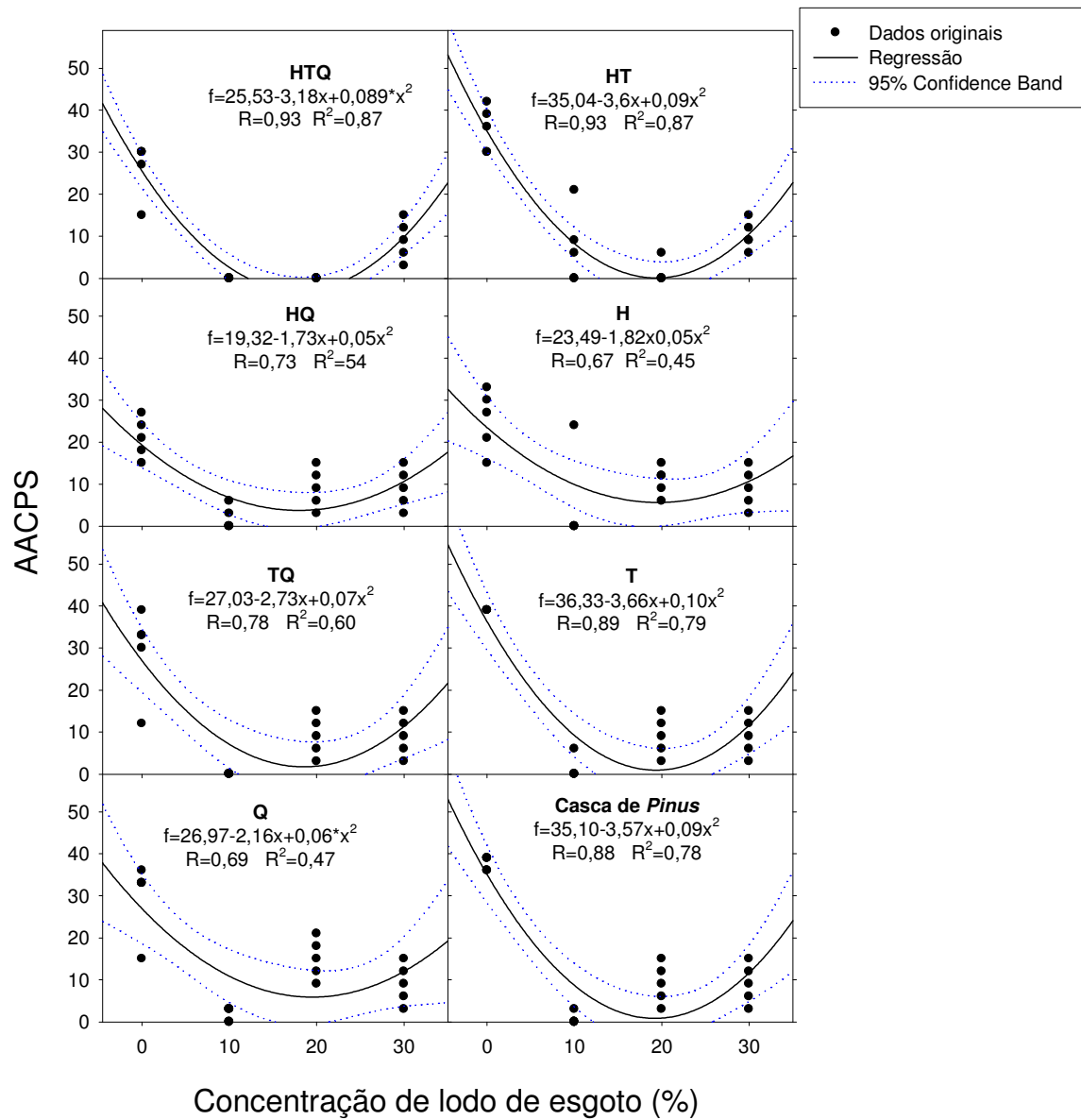


Figura 16. Efeito de lodo de esgoto em combinação com hidrolisado de peixe (H), *Trichoderma* (T) e quitosana (Q) na área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha de *Fusarium* em crisântemo ‘Papyrus white’ (AACPS) em substrato à base de casca de *Pinus* naturalmente infestado com *Fusarium*.

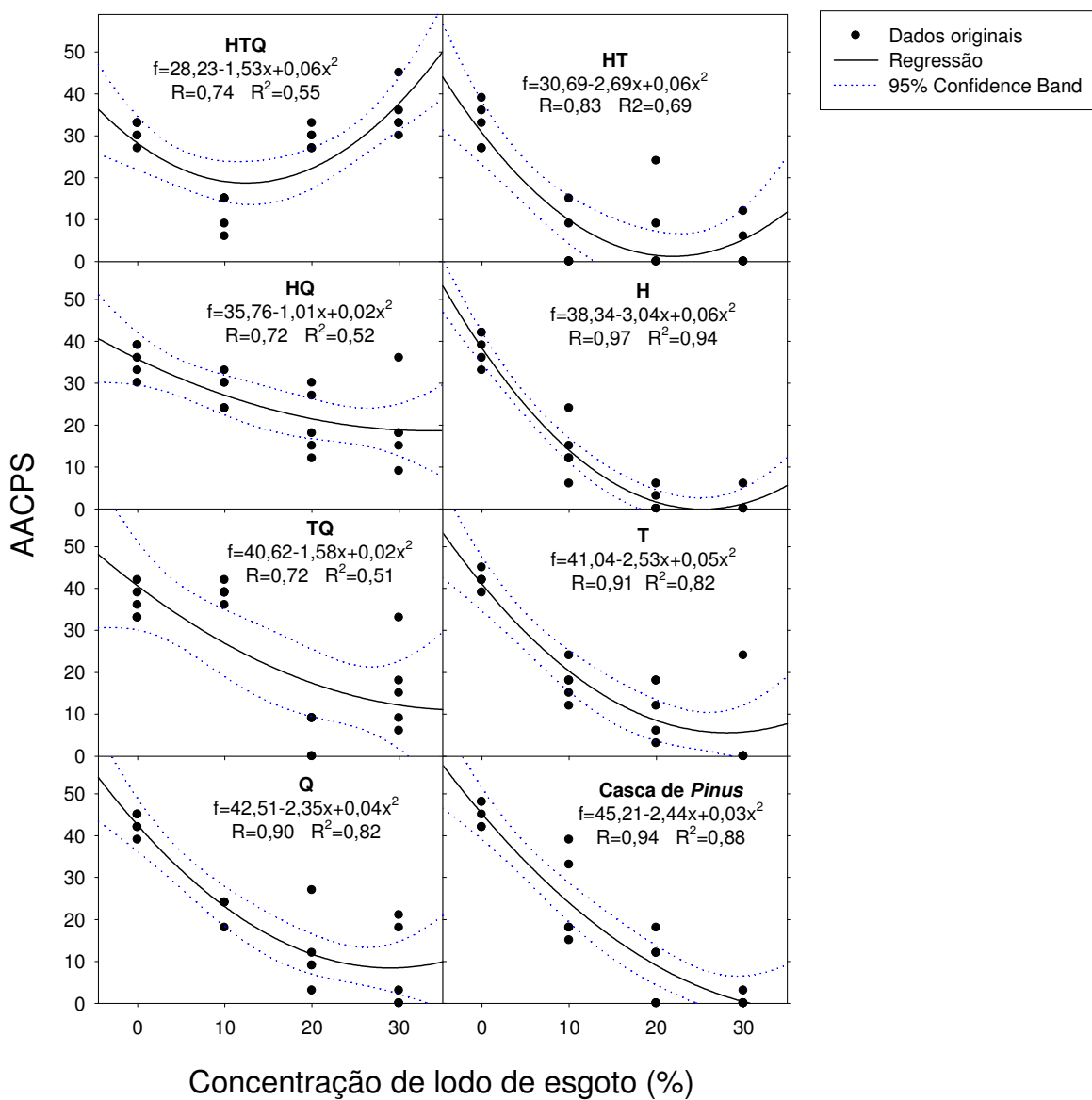


Figura 17. Regressão referente ao efeito de lodo de esgoto em combinação com hidrolisado de peixe (H), *Trichoderma* (T) e quitosana (Q) na área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha de *Fusarium* em crisântemo ‘Papyrus white’ (AACPS) em substrato à base de casca de *Pinus* previamente desinfestado a vapor e posteriormente infestado naturalmente com *Fusarium* via irrigação.

Tabela 32. Análise química do substrato à base de casca de *Pinus* (CP), naturalmente infestada com *Fusarium*, com e sem desinfestação tratado com lodo de esgoto (LE) e hidrolisado de peixe (H).

Nutrientes (mg/L)	H	CP	Sem desinfestação					
			10% LE + H	10% LE	20% LE + H	20% LE	30% LE + H	30% LE
N-Nitrato	0,3	0,6	0,1	9,2	2,6	1,7	1,8	11,3
Fósforo	4,6	5,9	2,6	2,5	1,7	1,5	0,7	1,2
Cloreto	0,7	2,1	2,5	1,1	0,7	< 0,01	< 0,01	2,1
Enxofre	18,2	16,7	19,7	52,8	41,9	45,6	141,2	82,6
N- amônia	0,9	1	0,6	0,3	0,9	0,1	0,1	0,6
Potássio	12,1	13	10,1	19,1	13,5	14,7	18,8	17,9
Sódio	14,7	13,1	13,8	23,4	14	14,9	17,9	18,3
Cálcio	9,2	9,3	10,3	36,6	28,1	30,3	116,2	61,9
Magnésio	3,9	4,4	3,9	16,1	10,4	11,1	31,9	20,3
Boro	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Cobre	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	0,05	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Ferro	0,4	0,5	0,5	0,2	0,2	0,2	0,1	0,2
Manganês	< 0,01	0,02	< 0,01	0,1	0,04	0,05	0,7	0,5
Zinco	0,01	0,02	0,02	0,05	0,05	0,03	0,4	0,3
Com desinfestação								
N-Nitrato	1,5	0,7	2,2	3,9	3,7	9	14	8,6
Fósforo	5,1	4,8	2	2	1,3	2,1	0,9	1
Cloreto	2,8	1,8	0,4	2,5	3,6	1,4	1,1	1,4
Enxofre	16,7	22	57,6	22,4	77,6	74,9	95,8	125,7
N- amônia	0,8	0,8	0,7	0,5	1,3	1,1	1	4,8
Potássio	15,7	11,1	12,5	12,3	26,8	21	18,6	19,3
Sódio	14,4	15,6	18,1	12,1	15,4	22,7	14,9	21,3
Cálcio	9,7	13,2	36	16,5	53,2	56,3	81,2	102,5
Magnésio	3,8	5,4	17,1	5,8	19,3	21,7	25,7	31,5
Boro	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	0,01	0,02
Cobre	< 0,01	< 0,01	0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01
Ferro	0,4	0,4	0,2	0,1	0,2	0,2	0,1	0,1
Manganês	< 0,01	< 0,01	< 0,01	< 0,01	0,1	0,01	0,2	0,2
Zinco	0,03	0,02	0,03	0,03	0,1	0,1	0,3	0,4

* LE=lodo de esgoto, H= hidrolisado de peixe. Não foi realizada análise dos substratos tratados com *Trichoderma*.

4.8 – Potencial da Combinação de Cama Aviária, Esterco Suíno, Composto Lanzi[®], Biofertilizante, Hidrolisado de Peixe e Quitosana no Controle da Murcha de *Fusarium* spp. em Crisântemo

Dentre as fontes de matéria orgânica, a cama aviária e o composto Lanzi[®], independentemente da desinfestação do substrato, promoveram a redução da expressa pela área abaixo da curva do progresso da severidade (AACPS) (Figura 18 e Tabela 33). A adição de biofertilizante, hidrolisado de peixe e quitosana não proporcionaram redução da severidade. O esterco suíno não reduziu significativamente a área abaixo da curva do progresso da severidade (AACPS) nos substratos com e sem desinfestação (Figura 18 e Tabela 33).

Tabela 33. Efeito do esterco suíno, cama aviária e composto Lanzi[®] em combinação com hidrolisado de peixe (H), biofertilizante (B) e quitosana (Q) sobre a área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha de *Fusarium* em crisântemo (AACPS) em substrato à base de casca de *Pinus* naturalmente infestado com *Fusarium* com (CD) e sem (SD) desinfestação.

Tratamentos*	Esterco suíno		Cama aviária		Lanzi [®]		Casca de <i>Pinus</i>	
	CD	SD	CD	SD	CD	SD	CD	SD
B	31,8 a	42,0 a	0,0 a	4,8 a	2,4 a	6,0 a	36,0 a	28,8 a
B+Q	25,8 b	45,6 a	10,8 a	2,4 b	0,6 a	1,2 a	17,4 a	15,6 a
-	25,8 b	42,0 a	0,0 a	4,2 a	10,8 a	8,4 a	36,6 a	9,6 a
Q	35,4 b	39,0 a	1,8 a	3,6 a	12,0 a	9,6 a	43,8 a	21,0 b
H	25,2 b	37,2 a	1,2 a	4,8 a	14,4 a	20,0 a	46,8 a	41,4 b
H+Q	32,4 b	39,6 a	1,8 a	6,0 a	21,6 a	18,0 a	47,4 a	43,2 b
B+H+Q	31,2 b	45,0 a	2,4 a	1,2 a	0,0 b	1,8 a	45,6 a	37,8 b
B+H	34,8 b	47,4 a	3,0 a	0,0 a	18,0 b	32,4 a	43,2 a	39,6 a

*B = corresponde à aplicação de biofertilizante, Q= quitosana, H=hidrolisado de peixe e TEST= testemunha, CD=substrato com desinfestação e SD=substrato sem desinfestação. Valores seguidos pela mesma letra não diferem entre si na vertical dentro de cada fonte de matéria orgânica (Tukey, P=0.05).

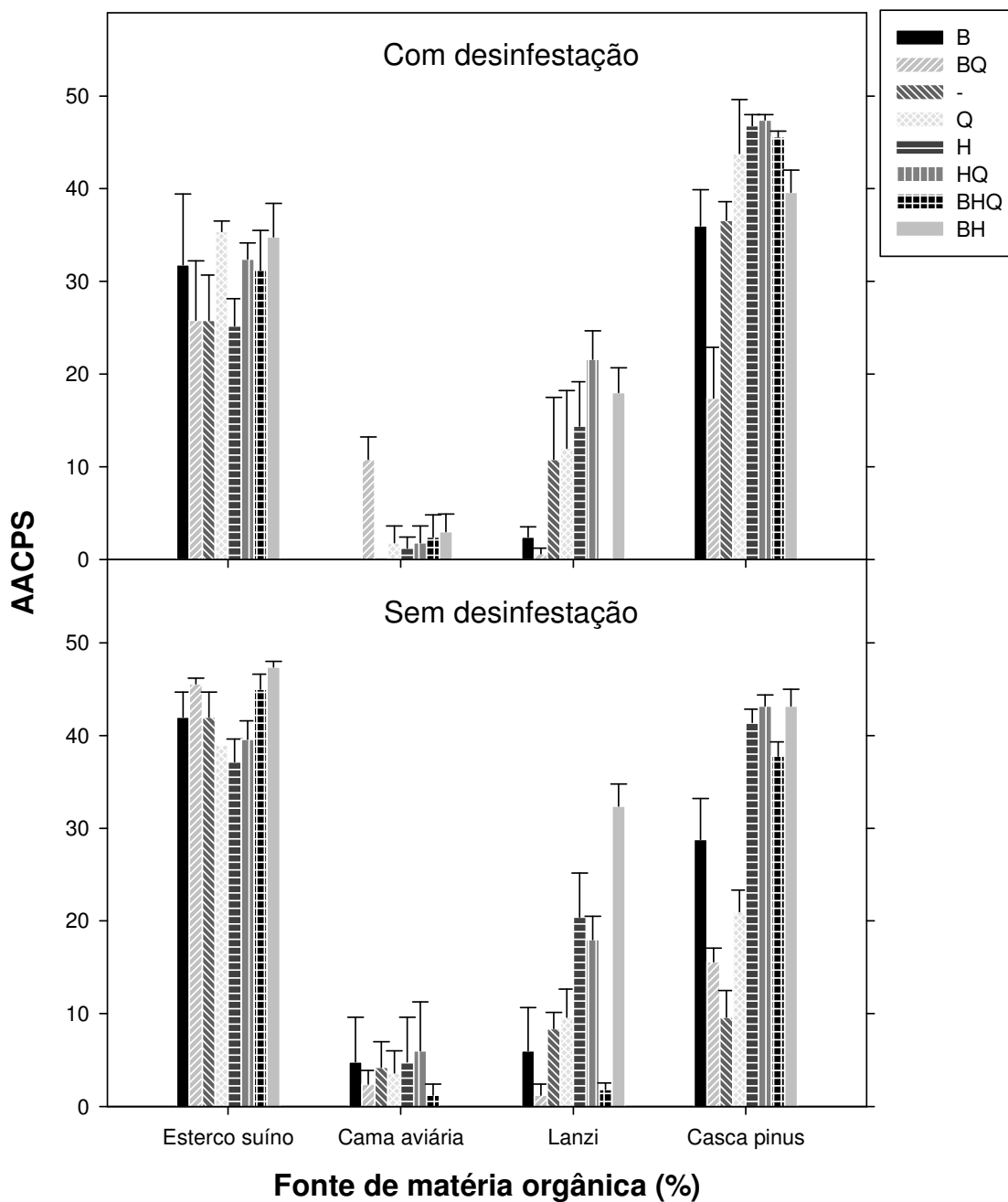


Figura 18. Efeito de esterco suíno, cama aviária e composto Lanzi[®] em combinação com hidrolisado de peixe (H), biofertilizante (B) e quitosana (Q) sobre a área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha de *Fusarium* em crisântemo ‘Papyrus white’ (AACPS) em substrato à base de casca de *Pinus* (CP) naturalmente infestado com *Fusarium*, com e sem desinfestação.

Quando analisado a condutividade elétrica verificou-se que o valor encontrado para esterco suíno foi de 0,8-1,0 dS/m, cama aviária de 0,4- 0,6 dS/m, composto Lanzi[®] de 0,7-0,8 dS/m e casca de *Pinus* de 0,4 dS/m (Tabela 34). A cama aviária proporcionou o maior pH entre os substratos testados, variando de 7,20 a 7,67 (Tabela 34). No esterco suíno, composto Lanzi[®] e casca de *Pinus*, os pH foram de 6,60-6,73, 6,75-6,01, 6,30-6,40, respectivamente (Tabela 34). De modo geral, não foram observados efeitos significativos na microbiota presente nos substratos, tanto em relação à atividade quanto comunidade microbiana (Tabela 35).

Tabela 34. Efeito de esterco suíno, cama aviária e composto Lanzi[®] misturados em substrato à base de casca de *Pinus* no pH e na condutividade elétrica (EC).

Fonte de matéria orgânica	pH	EC (dS/m)
Sem desinfestação		
Esterco suíno	6,73	1,0
Cama aviária	7,67	0,6
Composto Lanzi [®]	6,75	0,7
Casca de <i>Pinus</i>	6,30	0,4
Com desinfestação		
Esterco suíno	6,60	0,8
Cama aviária	7,20	0,4
Composto Lanzi [®]	6,01	0,8
Casca de <i>Pinus</i>	6,40	0,4

Tabela 35. Efeito na atividade microbiana do substrato avaliado pela hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA) e pela comunidade microbiana de fungos e bactérias do esterco suíno, cama aviária e composto Lanzi[®] em substrato à base de casca de *Pinus* tratados com biofertilizante (B) e hidrolisado de peixe (HP).

Matéria orgânica*	Avaliação microbiana										
	Tratamentos	Com desinfestação					Sem desinfestação				
		FDA (µg/g de substrato seco)	Fungos UFC (10 ³ /g)	Bactérias UFC (10 ⁵ /g)	FDA (µg/g de substrato seco)	Fungos UFC (10 ³ /g)	Bactérias UFC (10 ⁵ /g)				
Esterco suíno	-	4,52 b*	2,0	10,0	2,38 f	2,5	0,6				
	B	2,51 f	1,8	4,9	2,23 g	0,8	10,0				
	HP	4,85 b	3,0	0,1	2,43 f	2,0	16,7				
	B + HP	3,48 c	1,9	1,9	1,85 h	1,9	11,7				
Cama aviária	-	2,33 f	2,2	5,3	3,06 e	4,2	4,5				
	B	2,02 g	1,4	11,7	2,94 e	5,1	5,3				
	HP	3,60 c	2,1	5,7	4,14 b	4,9	5,0				
	B + HP	2,74 e	1,5	1,7	2,96 e	4,3	3,4				
Lanzi [®]	-	3,86 c	2,3	1,6	3,85 c	3,8	11,00				
	B	2,39 f	1,3	7,8	1,33 j	4,5	39,7				
	HP	3,16 d	2,0	1,1	2,78 e	3,8	7,60				
	B + HP	2,19 g	2,1	2,5	1,67 i	3,9	19,2				
Casca de <i>Pinus</i>	-	2,56 f	1,9	0,8	3,76 c	3,4	15,25				
	B	2,06 g	1,6	3,8	5,28 a	1,6	6,25				
	HP	2,42 f	2,2	1,5	3,55 d	5,1	9,75				
	B + HP	5,59 a	1,8	4,8	3,12 e	2,3	20,00				
C.V. (%)		7,10	-	-	5,00	-	-				

Médias seguidas por letras distintas diferem entre si (Scott-Knott, 5%).

4.9 – Teste de Patogenicidade

Todos os isolados de *Fusarium* obtidos de plantas de crisântemo sintomática foram patogênicos ao crisântemo quando inoculados na mesma cultivar em estufa (Tabela 36).

Tabela 36. Patogenicidade de isolados de *Fusarium* originários de crisântemo.

Isolados de <i>Fusarium</i> spp.	Total de plantas inoculadas/total de plantas infectadas (%)
GE 240	5/5 (100%)
GE 243	5/5 (100%)
GE 244	5/5 (100%)
GE 250	5/3 (60%)
GE 251	5/4 (80%)
GE 252	5/5 (100%)
GE 258	5/3 (60%)
GE 259	5/5 (100%)
GE 260	5/5 (100%)
GE 265	5/4 (80%)
GE 288	5/4 (80%)
GE 289	5/2(40%)
GE 290	5/3 (60%)
GE 294	5/5 (100%)
CV 143	5/2 (40%)

5 – DISCUSSÃO

A incorporação de lodo de esgoto, composto Lanzi[®], cama aviária e lodo de esgoto compostado de um modo geral, induziu a supressividade dos substratos à base de casca de *Pinus* e turfa contra a murcha de *Fusarium* em crisântemo, em todas as cultivares testadas (Figuras 3, 4, 9, 10, 11, 12, 15 e 18). Esses resultados estão de acordo com a literatura, na qual há vários relatos de matérias orgânicas controlando doenças em plantas em diferentes patossistemas por meio de solo/substrato supressivo (ABASSI et al., 2004; BOEHM & HOITINK, 2002; CHEF et al., 1983; CONN et al., 2002; FENILLE & SOUZA, 1999; GHINI et al., 2007; LAZAROVITS et al, 2005; TERMORSHVIZEN et al., 2006; UREBA et al., 2005). No patossistema *Fusarium*-crisântemo há relato da indução de supressividade por composto de casca de madeira (CHEF et al., 1983). A incorporação de lodo de esgoto, cama aviária e casca de camarão permitiu aumento da atividade microbiana, conseqüentemente redução na relação C/N, demonstrando que o substrato à base de casca de *Pinus*, principalmente, manteve uma maior atividade microbiana e com isso reduziu a severidade da murcha de *Fusarium* em crisântemo. Hoitink e Fahy (1986); Chen e Hoitink (1988) e Hoitink e Boehm (1999) discutem a necessidade de incorporar matéria orgânica que estimulem a manutenção da atividade microbiana para obter um substrato supressivo a patógenos habitantes do solo. Efeito supressivo semelhante ao obtido no presente trabalho para lodo de

esgoto compostado (Figura 10) também foi observado por Chen e Hoitink (1988) e Dissanayake e Hoy (1999), quando verificaram que a incorporação do composto de lodo de esgoto reduziu a severidade de *Pythium ultimum* e *P. aphanidermathum* em pepino e cana-de-açúcar, respectivamente. Kuter et al. (1988) verificaram em plantas ornamentais que a supressão das doenças causadas por *Pythium* e *Rhizoctonia* ocorre apenas quando o lodo de esgoto está bem compostado. Entretanto, no Brasil ainda são poucas as Estações de Tratamento de Esgoto (ETE) que fazem a compostagem de lodo de esgoto. Mas esse panorama deve ser alterado, pois a resolução na 375/2006 do CONAMA limita a quantidade de helmintos no lodo, devido aos problemas de saúde pública (SOCCOL & PAULINOS, 2000). Assim, a compostagem surge como a alternativa mais viável biológica e econômica. Dessa forma, no Estado de São Paulo duas ETE já estão compostando o lodo de esgoto.

O efeito da incorporação de cama aviária em substratos à base de casca de *Pinus* e turfa na indução da supressividade à murcha de *Fusarium* em crisântemo é evidenciado nas Figuras 1, 11 e 18. O efeito da cama aviária controlando o *Fusarium* em cravo foi verificado por UREBA et al. (2005), os quais associaram essa fonte de matéria orgânica à solarização do solo. A cama aviária também teve efeito, segundo Ghini et al. (2006) no controle de *Pythium* em crisântemo cultivado em solos naturalmente infestado com o patógeno. A cama aviária em todos os experimentos promoveu o aumento do pH do substrato (Tabelas 8 e 34), sendo reconhecido o efeito desse atributo na redução da severidade de doenças causadas por *Fusarium* (BETTIOL, 2003; FORTES, 2004; HOPER & ALABOUVETE, 1996). Por ser rica em nitrogênio (N), a cama aviária deve ter estimulado a continuidade do processo de degradação da casca de *Pinus* do substrato sustentando maior atividade microbiana que é um dos componentes da supressividade (HOITINK & FAHY, 1986; AMIR & ALABOUVETTE, 1993; BETTIOL & GHINI, 2005).

O esterco suíno não reduziu significativamente a doença expressa pela área abaixo da curva do progresso da severidade (AACPS) da murcha de *Fusarium* em crisântemo (Figuras 3, 4 e 18; Tabelas 5, 7 e 33). Esse resultado difere dos obtidos por Assmann et al. (2006) e Morales et al. (2007) que verificaram efeito de chorume suíno no controle de antracnose da soja e podridão do colo e tombamento causado por *S. rolfsii* em feijoeiro, respectivamente. Também Conn et al. (2005) e Tenuta et al. (2002) verificaram que o chorume suíno controlou *V. dahliae* em batata e berinjela. Possivelmente, as diferenças de

resposta estão no fato de que no presente trabalho foi utilizado o esterco suíno em estado maduro, diminuindo as atividades microbianas do substrato.

A torta de mamona não reduziu a murcha de *Fusarium* em crisântemo e causou intensa fitotoxicidade (Figura 3, Tabela 5). A fitotoxicidade da torta de mamona pode estar relacionada aos seus componentes. Assim, Fenille e Souza (1999), quando utilizaram a torta de mamona para o controle de *Rhizoctonia solani*, verificaram apenas o favorecimento do desenvolvimento do patógeno. Além disso, neste estudo todas as concentrações de torta de mamona nos substratos atraíram uma grande quantidade de moscas, tornando inadequado o seu uso em estufas (dados não apresentados).

Estudos com hidrolisado de peixe, um fertilizante orgânico obtido da fermentação de peixe, demonstraram o seu potencial em controlar *Cylindrocladium* (VISCONTI, 2008) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *lyopersici* (MATTOS, 2006), quando incorporado ao substrato. Porém no presente trabalho o hidrolisado de peixe não reduziu a doença expressa pela área abaixo da curva do progresso da severidade da murcha de *Fusarium* (Figuras 6 e 15). Inclusive, observou-se que o produto aumentou a murcha de *Fusarium* proporcionalmente ao aumento da sua concentração (Figura 6).

Quando testada a casca de camarão verificou-se o controle da doença e a promoção do crescimento do crisântemo na concentração de 4% (Figura 7). Benchimol et al. (2006) e Benchimol e Sutton (2002) controlaram a murcha causada por *Fusarium solani* f. sp. *piperis*, verificando ainda aumento da massa seca da pimenteira-do-reino. Porém, a concentração de casca de camarão que controlou a murcha em crisântemo está muito próxima à concentração que causa fitotoxicidade para a planta sendo que o seu uso deve ser realizado com muita atenção pelo agricultor. A fitotoxicidade da casca de camarão pode estar relacionada ao aumento da condutividade elétrica do substrato (Tabela 16) ou à quantidade de N-nitrato no substrato que foi diretamente proporcional a sua concentração no substrato (Tabela 17).

A quitosana reduziu a severidade da murcha de *Fusarium*, não sendo indicado o seu uso pelo agricultor (Tabela 18). Esse resultado contraria os dados da literatura que apontam que esse produto induz a resistência da planta ao patógeno. Outra forma de atuação da quitosana é seu efeito fungistático, o qual é influenciado pela sua massa molecular que depende da temperatura atingida durante o tratamento térmico deste produto (FRANCO &

OLIVEIRA JUNIOR., 2008). Cabe lembrar que o seu efeito direto no patógeno não foi testado neste trabalho.

Lazarovits et al. (2005/2006) discutem amplamente o papel da amônia no controle de patógenos habitantes do solo com a introdução da emulsão de peixe e esterco suíno. Possivelmente, esse efeito seja um dos responsáveis pela indução de supressividade nos substratos do presente estudo, pois a incorporação de lodo de esgoto (Tabela 11), casca de camarão (Tabela 17), composto de lodo de esgoto (Tabela 24), cama aviária (Tabela 26) aumentaram significativamente o nitrogênio no substrato. Inclusive as concentrações de N-nitrato e N-amônia verificado em alguns substratos podem ser as responsáveis pela fitotoxicidade. Além disso, precisa ser considerada a presença dos ácidos graxos voláteis, tanto presentes nas matérias orgânicas quanto liberadas durante a sua decomposição como responsáveis pela indução da supressividade à murcha de *Fusarium* (LAZAROVITS et al., 2005/2006; TENUTA et al., 2002).

Conforme discutido por Engelhard (1990); Bettiol e Ghini (2005); Hornby (1983); Hoper e Alabouvette (1996) e Zambolim et al. (2005) os aspectos relacionados a nutrição são de extrema importância para a ocorrência e severidade de doenças em plantas. Nos substratos, tanto à base de casca de *Pinus*, quanto de turfa, onde foram incorporados o lodo de esgoto, composto de lodo de esgoto e cama aviária (Tabelas 11, 13, 24, 26, 29 e 32) de modo geral, ocorreu aumento nas concentrações do fósforo (P), potássio (K), cálcio (Ca), magnésio (Mg), sódio (Na) e manganês (Mn); nutrientes que estão relacionados com a ocorrência de *Fusarium* em solos (HUBER, 1994). Além da maior concentração, é importante a forma com que esses nutrientes estão disponíveis. Entretanto, esse tipo de análise não foi realizada no presente estudo. Aliado a redução da severidade da doença, esses nutrientes são indispensáveis ao desenvolvimento das plantas, sendo que também, foi verificado no presente trabalho seu efeito, conforme apresentado nas Figuras 7, 9, 10 e 11.

A quantidade e forma dos nutrientes presentes no substrato podem interferir no seu efeito supressor. Os nutrientes podem auxiliar na redução da doença pela influência na resistência e tolerância do hospedeiro, na sobrevivência e no desenvolvimento do patógeno e no ambiente pela forma que se apresenta, a disponibilidade e a reação do solo entre outras (ZAMBOLIM et al., 2005). Geralmente, as doenças causadas por *Fusarium* são reduzidas quando o nitrogênio (N) que prevalece no solo está na forma de nitrato e eleva

quando esta na forma amoniacal. A forma de N esta relacionada ao pH, ou seja, a doença é mais severa quando o pH é ácido e há presença de amônia (HUBER, 1994). No presente trabalho todas as fontes de matéria orgânica aumentaram o teor de nitrato no substrato. Porém, este fator não contribuiu para o controle da doença no esterco suíno e na torta de mamona. Na literatura, também é relatado que enxofre (S), potássio (K), cálcio (Ca), magnésio (Mg), boro (B) e manganês (Mn) diminuem o ataque de *Fusarium* em diferentes culturas. No entanto, é impossível generalizar, pois existem diversos fatores envolvidos no patossistema (ZAMBOLIM et al., 2005; HUBER, 1994). Dissanayake e Hoy (1999) conseguiram a supressão de *Pythium* em cana de açúcar pelo aumento do nível de nitrogênio, fósforo, potássio, cálcio e manganês.

No presente estudo, verificou-se que o enxofre é encontrado no lodo de esgoto, sendo um dos fatores responsáveis pela supressão da doença, pois pode ter reduzido o pH do substrato a níveis inadequados para o patógeno (AMIR & ALABOUVETTE, 1993). O que fica evidente nos tratamentos com lodo de esgoto em que o patógeno foi controlado, o pH foi reduzido e que o teor de enxofre foi maior. Entretanto, esse aspecto precisa ser observado cuidadosamente devido à disponibilidade de micronutrientes. O cálcio, em alguns tratamentos também teve sua concentração elevada. O cálcio, presente no substrato e utilizado pela planta, está relacionado à integridade da parede e da membrana celular, as quais são barreiras físicas que o *Fusarium* tem que enfrentar para poder penetrar e se estabelecer na planta. Na literatura, há relato do controle de *Fusarium oxysporum* f. sp. *crysanthemii* pela aplicação de cálcio na forma de hidróxido de cálcio (ZAMBOLIM et al., 2005). O magnésio está associado ao cálcio na neutralização do pH, além de ser um dos constituintes da clorofila e juntamente com o manganês é responsável pelo metabolismo de compostos fenólicos e biossíntese de lignina. Ou seja, fatores responsáveis pela indução de resistência da planta ao patógeno. O potássio tem efeito na resistência da planta contra patógenos apenas na faixa de deficiência do elemento, por promover a redução na síntese de compostos que funciona como barreira a planta, entre as quais proteínas e celuloses.

O pH ideal para o crescimento do *Fusarium* está na faixa de 5,5 a 6,5 (NELSON, 1983). Provavelmente, um dos fatores responsáveis pelo controle do patógeno quando incorporado matéria orgânica no substrato foi à alteração do pH fora da faixa favorável para o seu crescimento, associada ao aumento da microbiota do solo, estimada pela

hidrólise de FDA. De um modo geral, a incorporação do lodo de esgoto reduziu o pH para fora da faixa ideal para o desenvolvimento do patógeno (Tabela 8). A cama aviária (Tabela 25) e o composto Lanzi[®] (Tabela 21) elevaram o pH a valores fora dos adequados para o patógeno, podendo ser o responsável pela supressividade. Um dos possíveis fatores responsáveis pelos substratos preparados com esterco suíno e torta de mamona não controlarem o patógeno é por apresentarem, no geral, o pH dentro da faixa ideal para desenvolvimento do *Fusarium* spp (Tabela 8). Além disso, a torta de mamona não estimulou a atividade microbiana no solo.

O *T. asperellum* quando aplicado no substrato à base de casca de *Pinus* não controlou a murcha de *Fusarium* do crisântemo (Figuras 12 e 14). Também trabalhando com a fusariose do crisântemo, Menezes (2003) verificou que *Trichoderma* não controlou a doença. Entretanto, quando o antagonista foi aplicado preventivamente à incidência da doença foi reduzida; esse resultado contraria as obtidas no presente estudo, pois o *Trichoderma* foi incorporado ao substrato tanto antes, como antes e após a infestação com *Fusarium*. Diversos fatores podem estar relacionado com esses resultados, como por exemplo os atributos do substratos como pH e condutividade elétrica, fatores ambientais como a temperatura. Outro aspecto importante é a possível não sobrevivência do antagonista no substrato à base de casca de *Pinus* que é rico em compostos fenólicos.

Quando realizada a mistura de matérias orgânicas para obtenção de substrato supressivo, apenas as combinações com presença de lodo de esgoto, cama aviária e composto Lanzi[®], ou seja, as que isoladamente reduziram a área abaixo da curva de progresso da severidade da murcha de *Fusarium* foram efetivas no seu controle em crisântemo (Figura 4 e Tabela 22). Termorshuizen et al. (2006), estudando a supressividade de 18 compostos a 7 patossistemas fizeram uma predição de que o melhor controle das doenças em substrato ocorre quando da utilização de mistura de compostos ao invés de um composto apenas. O biofertilizante, quando testado isoladamente, controlou a doença, porém quando incorporado ao substrato à base de casca de *Pinus* conjuntamente com hidrolisado de peixe, *Trichoderma*, lodo de esgoto, esterco suíno, cama aviária e composto Lanzi[®], não foi o responsável pela diminuição da severidade da murcha de *Fusarium*.

Nos estudos em substratos naturalmente infestado com *Fusarium*, em que os mesmos foram desinfestados ou não termicamente, e tratados com lodo de esgoto em combinação com biofertilizante/hidrolisado de peixe, *Trichoderma* e quitosana (Figuras 12 e

15), foi verificado que a desinfestação do substrato reduziu o efeito da incorporação do lodo de esgoto em todas as concentrações estudadas em relação ao não desinfestado. Esse fato indica que a atividade microbiana dos substratos foi importante na indução da supressividade à murcha de *Fusarium* em crisântemo. Portanto, o componente biológico discutido amplamente por Chen e Hoitink (1999); Bettiol e Ghini (2005) e Santos e Bettiol (2003), entre outras, pode estar relacionado à supressividade verificada. Assim, pode-se também afirmar que o vácuo biológico originado pela desinfestação não foi totalmente ocupado pelos microrganismos introduzidos com o lodo de esgoto.

O aspecto biológico da supressividade também pode ser observado pelo aumento da atividade microbiana nos substratos enriquecidos pelos materiais orgânicos (Tabela 10, 12, 15, 25 e 28) por meio da hidrólise de diacetato de fluoresceína, discutida por Chen e Hoitink (1998); Ghini et al. (2007) e Bettiol e Santos (2008). Os resultados estão de acordo com a literatura que relata o aumento da atividade proporcionada pela aplicação de resíduos ricos em matéria orgânica (BOEHM & HOITINK, 1992). Contudo este aumento pode ser provocado por grupos específicos de microrganismos, ocasionando aumento da biomassa microbiana e redução da diversidade dentro da comunidade do substrato (BANERJEE et al.; 1997).

A condutividade elétrica ideal do substrato para o desenvolvimento do crisântemo é em torno de 0,8 (dados do produtor). Os substratos formados com as diferentes concentrações de matérias orgânicas estão dentro do limite aceitável pela planta. No geral, a condutividade elétrica aumentou apenas nos tratamentos com lodo de esgoto e esterco suíno. No presente trabalho, a condutividade elétrica não explicou a indução de supressividade pelo lodo de esgoto e cama aviária. Entretanto, diversos autores verificaram correlação entre a condutividade elétrica do solo com a supressividade a doenças (BETTIOL, 2003; SANTOS & BETTIOL, 2003; FORTES, 2004; AMIR & ALABOUVRTTE, 1993).

A indução da supressividade observada nos substratos à base de casca de *Pinus* e turfa pela introdução de lodo de esgoto, composto de lodo de esgoto, cama aviária e casca de camarão não deve estar relacionada apenas a uma característica alterada no substrato. Esse aspecto fica evidente quando se observa que esses materiais alteram a atividade microbiana, a concentração de nutrientes, o pH e a condutividade elétrica dos substratos. Assim, estabelecer qual foi a principal alteração não é possível com as informações obtidas no

trabalho. A única certeza é a forte evidência dos fatores estudados na indução da supressividade.

Finalmente, deve se considerar que os trabalhos desenvolvidos apresentaram sucesso na obtenção de um substrato supressivo a murcha de *Fusarium*, pois permitiu ao agricultor retornar à produção normal da cultura.

6 – CONCLUSÕES

1. Substrato à base de casca de *Pinus* e turfa, inicialmente conducentes à murcha de *Fusarium*, tornam-se supressivos à doença pela introdução de lodo de esgoto, cama aviária, composto de lodo de esgoto e casca de camarão.

2. Esterco suíno e torta de mamona não induzem supressividade de substrato à base de casca de *Pinus* à murcha de *Fusarium* em crisântemo.

3. *Trichoderma*, quitosana e hidrolisado de peixe não induzem a supressividade de substrato à base de casca de *Pinus* à murcha de *Fusarium* do crisântemo.

4. A desinfestação de substrato reduz a indução de supressividade de substrato à base de casca de *Pinus* pelo lodo de esgoto e cama aviária.

5. Não foi uma característica isolada a responsável pela indução da supressividade, mas sim o efeito conjunto das alterações.

7 – REFERÊNCIA BIBLIOGRAFICA

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

ADACHI, K.; KOBAYASHI, M.; TAKAHASHI, E. Effect of application of lignin and/or chitin to soil inoculated with *Fusarium oxysporum* on the variation of soil microflora and plant growth. **Soil Science and Plant Nutrition**, Tokyo, v. 33, p. 245-260, 1987.

AKHTAR, M.; MAHMOOD, I. Control of plantparasitic nematodes with organic and inorganic amendments in agricultural soil. **Applied Soil Ecology**, Amsterdan, v. 4. p. 243-247, 1996.

AMIR, H.; ALABOUVETTE, C. Involvement of soil abiotic factors in the mechanisms of soil suppressiveness to *Fusarium* wilts. **Soil Biology and Biochemistry**, Oxford, v. 25, p. 157-164, 1993.

ASSMANN, A.P.; SANTOS, I.; ASSMANN, J.M.; BRAIDA, J.A.; MALAGI, G. Efeito de doses crescentes de esterco líquido de suínos na intensidade de antracnose e produtividade de soja. **Synergismus Scyentifica**, Pato Branco, v.1, p. 771-778, 2006.

BAILEY, K.L.; LAZAROVITS, G. Suppressing soil-borne diseases with residue management and organic amendments. **Soil & Tillage Research**, Amsterdam, v. 72, p. 169-180, 2003.

BAKER, K.F.; COOK, R.J. **Biological control of plant pathogens**. San Francisco: Freeman, 1974.

BANERJEE, M. R.; BURTON, D. L.; DEPOE, S. Impact of sewage sludge application on soil biological characteristics. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 66, n. 3, p. 241-249, 1997.

BATTISTI, M.V.; CAMPANA-FILHO, S. Obtenção e caracterização de α -quitina e quitosanas de casca de *Macrobrachium rosenbergii*. **Química Nova**, São Paulo, v. 31, p. 1-6, 2008.

BEDENDO, I. P. Doenças vasculares. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. **Manual de fitopatologia**. 3. ed. São Paulo: Ceres, 1995. v.1, p. 838-847.

BELLÉ, R. A. **Apostila didática de floricultura**. Santa Maria, 1997. 142 p.

BENCHIMOL, R. L.; SUTTON, J. C. Uso de casca de caranguejo no controle da fusariose e no desenvolvimento de mudas de pimenteira-do-reino. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 28, p. S346, 2002.

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**, Brasília, v. 31, n. 2, p.180-184, 2006.

BERNARDO, E.R.A.; BETTIOL, W. Control of citrus black spot (*Guinardia citricarpa*) by biological control agents and alternative products. **Biological Control of Fungal and Bacterial Plant Pathogens**, v. 30, n. 6, p. 451-455, 2007.

BETTIOL, W. **Controle biológico de doenças de plantas**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 1991. 388 p.

BETTIOL, W. Effect of sewage sludge on the incidence of corn stalk rot caused by *Fusarium*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 30, n. 1, p. 17-23, 2004.

BETTIOL, W.; CAMARGO, O.A. **Impacto ambiental do uso agrícola do lodo de esgoto**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2000. 312 p.

BETTIOL, W.; CAMARGO, O. A. **Lodo de esgoto: impactos ambientais na agricultura**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2006. 347 p.

BETTIOL, W.; GHINI, R. Solos supressivos. In: MICHEREFF, S. J.; ANDRADE, D.E.G.T.; MENEZES, M. **Ecologia e manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**. Recife: UFRPE, 2005. p. 125-152.

BETTIOL, W.; SANTOS, I. Efeito do Lodo de esgoto sobre fitopatogenos veiculaos pelo solo. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v.16, p. 233-264, 2008.

BETTIOL, W.; TRATCH, R.; GALVÃO, J.A.H. **Controle de doenças de plantas com biofertilizantes**. Jaguariúna: EMBRAPA/CNPMA, 1998. 22 p. (EMBRAPA-CNPMA. Circular Técnica, 02).

BLUM, L.E.B.; AMARANTE, C.V.T.; GÜTTLER, G.; MACEDO, A. F.; KOTHE, D.; SIMMLER, A.; PRADO, G.; GUIMARÃES, L. Produção de moranga e pepino em solo com incorporação de cama aviária e casca de *Pinus*. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 21, n. 4, p. 627-631, 2003.

BOEHM, M.J.; HOITINK, H.A.J. Sustenance of microbial activity in potting mixes and its impact on severity of *Pythium* root rot of Poinsettia. **Phytopathology**, St. Paul, v. 82, p. 259-264, 1992.

CAMARGO, O. A.; BETTIOL, W. Agricultura: opção animadora para a utilização de lodo de esgoto. **O Agrônomo**, Campinas, v. 52, n. 2/3, p. 23-25, 2000.

CATHEY, H. M. Chrysanthemum temperature study – thermal modifications of photoperiods previous to and after flower bud initiation. **Proceedings of the American Society for Horticulture Science**, New York, v. 64, p. 462-498, 1954.

CHEF, D.G.; HOITINK, H.A.J.; MADDEN, L.V. Effects of organic components in container media on suppression of *Fusarium* wilt of chrysanthemum and flax. **Disease Control and Pest Management**, v. 73, p. 279-281, 1983.

CHEN, W.D.; HOITINK, H.A.J. The role of microbial activity in suppression of damping-off caused by *Pythium ultimum*. **Phytopathology**, St. Paul, v.78, n. 3, p. 314-322, 1988.

CHEUK, W.; KWANG, V.L.; COPEMAN, R.; JOLIFFE, P.; FRASER, S. Disease suppression on greenhouse tomatoes using plant waste compost. **Journal of Environmental Science and Health**, New York, v. 40, p. 449-461, 2005.

COLLARD, F.H. Efeito do uso do biofertilizante Agrobio em maracujazeiro amarelo, Seropédica, RJ. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2000, Taubaté, SP. **Anais...** Taubaté: Universidade de Taubaté, 2000. p.16.

CONAMA - Conselho Nacional do Meio Ambiente. **Resolução no 375/2006, de 29/8/2006**. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/legiabre.cfm?codlegi=506>>

CONN, K.L.; G. LAZAROVITS. Impact of animal manures on verticillium wilt, potato scab, and soil microbial populations. **Canadian Journal of Plant Pathology**, Ottawa, v.21, p.81-92, 1999.

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**, St. Paul, v. 95, p. 28-35, 2005.

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

D'ANDREA, P. A.; MEDEIROS, M. B. Biofertilizantes biodinâmicos na nutrição e proteção de hortaliças. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE AGRICULTURA ORGÂNICA, NATURAL, ECOLÓGICA E BIODINÂMICA, 2002, Piracicaba. **Anais...** Piracicaba: Agroecológica, 2002.

DELEITO, C. S. R.; CARMO, M. G. F.; FERNANDES, M. C. A.; ABOUD, A. C. S. Biofertilizante agrobio: uma alternativa no controle da mancha bacteriana em mudas de pimentão (*Capsicum annuum l.*). **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 34, n. 4, p. 1035-1038, 2004.

DISSANAYAKE, N.; HOY, J.W. Organic material soil amendment effects on root rot and sugarcane growth and characterization of the materials. **Plant Disease**, St. Paul, v. 83, p.1039-1046, 1999.

DOMINGUES, F. **Controle físico e biológico de *Fusarium oxysporum f. sp. zingiberi* em gengibre**. 2006. 58 p.. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba.

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**, St. Paul, v. 87, n. 12, p. 1250-1257, 1997.

ELAD, Y.; CHET, I; KATAN, J. *Trichoderma harzianum*: A biocontrol agent effective against *Sclerotium rolfii* and *Rhizoctonia*. **Phytopathology**, St. Paul, v. 70, p. 119-121, 1980.

ENGELHARD, A.W. **Soilborne plant pathogens**: Management of diseases with macro-and microelements. St. Paul: APS Press, 1990. 217 p.

ERNANI, P.R.; GIANELLO, C. Diminuição do alumínio trocável do solo pela incorporação de esterco de bovinos e camas de aviário. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 7, n. 2, p. 161-165, 1983.

FENILLE, R.C.; SOUZA, N. L. The role of the organic material amended and the soil moisture on the pathogenicity of *Rhizoctonia solani* Kühn AG-4 HGI in snap bean. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 34, n.10, p.1959-1967, 1999.

FORTES, N.L.P. **Efeito da incorporação de lodo de esgoto sobre a fusariose do milho**. 2004. 130 p. Tese (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Botucatu.

FORTES, N.L.P.; FORTES NETO, J.C.; SILVA, J.C. A indução da supressividade à *Rhizoctonia solani* em solos tratados com diferentes fontes de matéria orgânica. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 26, n. 1, p. 140, 2000.

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

FRANCO, T.T.; OLIVEIRA J R. Caracterização dos efeitos de quitosana na inibição de fungos fitopatogênicos. **Summa Phytopatologica**, Botucatu, v. 34, p. S142-145, 2008.

FREITAS-ASTÚA, J.; CALDARI JR., P.; GIÓRIA, R. Doenças em plantas ornamentais. In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L.E.A. **Manual de fitopatologia**: doenças das plantas cultivadas. 4. ed. São Paulo: Ceres, 2005. v.1, p.523-540.

GAMBALE, W.; PAUALA, C. R.; CORREA, B.; PURCHIO, A.; MARTINS, M.T. Avaliação da microbiota fúngica em lodo digerido submetido a tratamento químico e térmico. **Revista de Microbiologia**, São Paulo, v. 18, n .4, p. 363-365, 1987.

GARIBALDI, A.; BRUNATTI, F.; CUGUDDA, L. Attività antagonistica nei confronti della tracheofusariosi del garofano di *Fusaria* non patogeni. **Atti Giornate Fitopatologiche**, Bologna, v.1, p. 481-490, 1988

GHINI, R.; SCHOENMAKER, I.A.S.; BETTIOL, W. Solarização do solo e incorporação de fontes de matéria orgânica no controle de *Pythium* spp. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 37, n. 9, p.1253-1261, 2002 .

GHINI, R.; SHOENMAKER, I.A.S.; BETTIOL, W. Lodo de esgoto associado a solarização do solo para o controle de *Pythium* spp. In: BETTIOL, W.; CAMARGO, O. **Lodo de esgoto**: impactos ambientais na agricultura. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2006. p. 291-314.

GHINI, R.; PATRÍCIO, F.R.A.; BETTIOL, W.; ALMEIDA, I.M.G.; MAIA, A.H.N. Effect of sewage sludge on suppressiveness soil-borne plant pathogens. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 39, p. 2797–805, 2007.

GONÇALVES, P. A. S; SILVA, C. R. S.; BOFF, P. Incidência de míldio em cebola sob adubação mineral e orgânica. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 3, p. 448-451, 2004.

GRUSZYNSKI, C. **Produção comercial de crisântemos**: vaso, corte e jardim. Guaíba : Ed. Agropecuária, 2001. 166 p.

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

HOITINK, H.A.J.; STONE, A.G.; HAN, D.Y. Suppression of plant diseases by composts. **HortScience**, Alexandria, v. 32, n. 2, p. 184-187, 1997.

HOITINK, H.A.J.; BOEHM, M.J. Biocontrol within the context of soil microbial communities: A substrate-dependent phenomenon. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 37, p. 427-446, 1999.

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

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

HORST, R.K.; NELSON, P.E. **Compendium of chrysanthemum diseases**. St. Paul : APS Press, 1997. 62 p.

HUBER, D.M. The influence of mineral nutrition on vegetable diseases. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 5, p. 206-214, 1994.

HUBER, D.M.; SCHNEIDER, E.W. The description and occurrence of suppressive soils. In: SCHNEIDER, E.W. (Ed.). **Suppressive soils and plant disease**. St. Paul: APS Press, 1982. p. 1-7.

IMENES, S.L.; ALEXANDRE, M.A.V. **Aspectos fitossanitários do crisântemo**. São Paulo: Instituto Biológico, 1995. p. 5-47. (IB. Boletim Técnico, 5).

KÄMPF, A.N. **O uso de substrato em cultivo protegido no agronegócio brasileiro.** Campinas: Instituto Agronômico, 2002. (IAC. Documentos, 70).

KANNANGARA, T.; UTKHEDE, R.S.; BACTAWAR, B. Compost effect on greenhouse cucumbers and suppression of plant pathogen *Fusarium oxysporum*. **Compost Science and Utilization**, Emmaus, v. 12, p. 308-313, 2004.

KOEPF, H.H.; PETTERSON, B.D.; SCHAUMANN, W. **Agricultura biodinâmica.** São Paulo: Nobel, 1987. p 126-131.

KOMADA, H. Development of a selective medium for quantitative isolation of *Fusarium oxysporum* from natural soil. **Review of Plant Protection Research**, Tokyo, v. 8, p. 114-125, 1975.

KUPPER, K.C.; BETTIOL, W.; GOES, A.; SOUZA, P.S.; BELLOTTE, J.A.M. Biofertilizer for control of *Guinardia citricarpa*, the causal agent of citrus black spot. **Crop Protection**, Oxford, v. 25, p. 569-573, 2006.

KUTER, G.A.; HOITINK, H.A.J.; CHEN, W. Effects of municipal sludge compost curing time on suppression of *Pythium* and *Rhizoctonia* of ornamental plants. **Plant Disease**, St. Paul, v. 72, p. 751-756, 1988.

LARANJEIRA, D. Situação atual do controle biológico de *Fusarium* spp. In: REUNIÃO DE CONTROLE BIOLÓGICO DE FITOPATÓGENOS, 7., 2001, Bento Gonçalves. **Anais...** Bento Gonçalves: UFSM: Embrapa Uva e Vinho, 2001.

LAZAROVITS, G.; ABASSI, P.; CONN, K. Managing soil agro-ecosystems for environmental and plant health: back to the future. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 32, p. 153-156, 2006.

LAZAROVITS, G.; CONN, K.L.; ABBASI, P.A. Understanding the mode of action of organic soil amendments provides the way for improved management of soilborne plant pathogens. In: VANACKTER, A. (Ed.). **Proceedings of the Sixth International Symposium on Chemical and Non-Chemical Soil and Substrate Desinfestation**. [S.n., 2005]. p. 215-222.

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

LORENZI, H.; SOUZA, H.M. **Plantas ornamentais no Brasil**: arbustiva, herbáceas e trepadeiras. 3. ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2001. 1087 p.

LOUVET, I. Substrate in horticulture: The relationships between substrates and plant diseases. **Acta Horticulturae**, Amsterdam, v.126, p. 147-152, 1986.

LUMSDEN, R.D.; LEWIS, J.A.; MILLNER, P.D. Effect of composted sewage sludge on several soilborne pathogens and diseases. **Phytopathology**, St. Paul, v.73, p.1543-1548, 1983.

MAPA - Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Decreto no 4.954, de 14/1/2004**. Disponível em: <<http://extranet.agricultura.gov.br/sislegis-consulta/consultarLegislacao.do?operacao=visualizar&id=5473>>

MARQUES, R.W.C. **Avaliação da sazonalidade do mercado de flores e plantas ornamentais no estado de São Paulo**. 2002. 114 p. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba.

MARTIN, J.P. Use of acid, rose bengal, and streptomycin in the plate method for estimating soil fungi. **Soil Science**, Baltimore, v. 69, p. 215-232, 1950.

MATTOS, L.P.V. **Potencial de hidrolisado de peixe para o controle de fitopatógenos**. 2007. 59 p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Lavras, Lavras.

MEDEIROS, F.H.V.; BETTIOL, W. Produtos fermentados à base de casca de camarão para o controle do oídio das cucurbitáceas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 30, p. S145, 2005.

MELO, I.S. *Trichoderma* e *Gliocladium* como bioprotetores de plantas. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 4, p.261-295, 1996.

MELO, I. S.; VALARINI, P. J. Potencial de rizobactérias no controle de *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. em pepino (*Cucumis sativum* L.). **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v. 52, n. 2, p. 326-330, 1995.

MENEZES, J.P. *Trichoderma* spp. como bioprotetor de crisântemo e reação de cultivares de crisântemo a *Fusarium oxysporum* f. sp. *chrysanthemi*. 2003. 76 p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria.

MITCHELL, R. Microbiological process associated with the use of chitin for biological control. **Soil Science Society America Journal**, Madison, v.26, p. 556-558, 1962.

MITCHELL, R. Addition of fungal cell-wall compounds to soil for biological disease control. **Phytopathology**, St. Paul, v.53, p.1068-1071, 1963.

MORALES, R.G.F.; SANTOS, I.; DANNER, M.A. Efeito do chorume líquido de suínos na podridão do colo e tombamento de plântulas de feijoeiro causadas por *Sclerotium rolfsii*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 32, p. 429-433, 2007.

MÜLLER, J.J.V. Utilização de substrato na olericultura. In: KÄMPF, A. N.; FIRMINO, M. H. **Substrato para plantas: a base da produção vegetal em recipientes**. Porto Alegre: Editora Genesis, 2000. p. 159-162.

NEILANDS, J. B. Microbial iron compounds. **Annual Review of Biochemistry**, Palo Alto, v. 50, p. 715-731, 1981.

NELSON, P.E.; TOUSSON, T.A.; MARASAS, W.F.O. *Fusarium species*. London : Pennsylvania State University Press, 1983. 457 p.

PENTEADO, S.R. **Adubação orgânica**: preparo de compostos e biofertilizantes. [S.l.]: Agrororganica, 2004. p. 54-65.

PEREIRA, J.C.R.; ZAMBOLIM, L.; DO VALE, F.X.R.; CHAVES, G.M. Compostos orgânicos no controle de doenças de plantas. **Revisão Anual de Proteção de Plantas**, Passo Fundo, v. 4, p. 353-379, 1996.

PFENNING, L.H.; LIMA, C.S. Descrição das espécies do workshop, MG, 2007. In: TROPICAL FUSARIUM WORKSHOP, 2007, Lavras, MG. **Anais...** Lavras: UFLA, 2007.

PINTO, Z.V.; BETTIOL, W. Supressividade de substratos à *Fusarium oxysporum* para a produção de crisântemo. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 31, p. 219-220, 2006.

REIS, A.; MIRANDA, B.E.C.; BOITEUX, L.S.; HENZ G.P. Murcha do manjeriço (*Ocimum basilicum*) no Brasil: agente causal, círculo de plantas hospedeiras e transmissão via semente. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 33, n. 2, p.137-141, 2007.

REUVENI, R.; RAVIV, M.; KRASNOVSKY, A.; FREIMAN, L.; MEDINA, SH.; BAR, A.; ORION, D. Compost induces protection against *Fusarium oxysporum* in sweet basil. **Crop Protection**, Oxford, v. 21, p. 583-587, 2002.

RIEGEL, C.; NOE, J.N. Chicken litter soil amendment effects on soilborne microbes and *Meloidogyne incognita* on cotton. **Plant Disease**, St. Paul, v. 84, p.1275-1281, 2000.

ROS, M.; HERNANDEZ, M.T.; GARCIA, C.; BERNAL, A.; PASCUAL, J.A. Biopesticide effect of green compost against *Fusarium* wilt on melon plants. **Journal of Applied Microbiology**, v. 98, p. 845-854, 2005.

SALA, G.M.; ITO, M.F.; CARBONELL, S.A.M. Reação de genótipos de feijoeiro comum a quatro raças de *Fusarium oxysporum* f. sp. *phaseoli*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 32, n. 3, p. 286-287, 2006.

SANTOS, I. **Efeito do lodo de esgoto sobre a atividade microbiana e fitopatógenos habitante dos solos**. 2001. 82 p. Tese (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Botucatu.

SANTOS, I.; BETTIOL, W. Efeito do lodo de esgoto no crescimento micelial de fitopatógenos habitantes do solo e na podridão do colo de plântulas de feijoeiro, causadas por *Sclerotium rolfsii*, em condições controladas. **Revista Ecosistema**, Espírito Santo do Pinhal, v. 26, n. 2, p. 159-161, 2001.

SANTOS, I.; BETTIOL, W. Effect of sewage sludge on the rot and seedling damping-off of bean plants caused by *Sclerotium rolfsii*. **Crop Protection**, Oxford, v. 22, p.1093-1097, 2003.

SAS INSTITUTE. **SAS/STAT® User's Guide, Versão 6.4**. Cary, 1993.

SCHERER, E.E. Avaliação do esterco de aves e da uréia como fontes de nitrogênio para a cultura do milho. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v. 8, n. 4, p. 15-18, 1995.

SCHMIDT, C. M. **Utilização do ácido giberélico no manejo de cultivo de crisântemo de corte “Viking”**. 2001. 112 p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria.

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

SNEH, B.; KATAN, J.; HENIS, Y. Mode of inhibition of *Rhizoctonia solani* in chitin-amendments soil. **Phytopathology**, St. Paul, v. 61, p.1113-1117, 1971.

SOCCOL, V.T.; PAULINO, R.C. Riscos de contaminação do agroecossistema com parasitos pelo uso do lodo de esgoto. In: BETTIOL, W.; CAMARGO, O. A. **Impacto ambiental do uso agrícola do lodo de esgoto**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2000. p. 245-258.

SONNEVELD, C.; VAN DEN ENDEN, J.; VAN DIJK, P.A. Analysis of growing media by means of a 1:1,5 volume extract. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, New York, v. 5, n. 30, p.183-202, 1974.

SONNEVELD, C.; VAN ELDEREN, C.W. Chemical analysis of peaty growing media by means of water extraction. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, New York, v.25, n. 19/20, p. 3199-3208, 1994.

TAIZ, L.; ZIEGER, E. **Plant physiology**. Redwood : Cummings Publishing Company, 1991.

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

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

TERMORSHUIZEN, A.J.; VAN RIJN, E.; VAN DER GAAG, D.J.; ALABOUVETTE, C.; CHEN, Y.; LAGERLOF, J.; MALANDRAKIS, A.A.; PAPLOMATAS, E.J.; RAMERT, B.; RYCKEBOER, J.; STEINBERG, C.; ZMORA-NAHUM, S. Suppressiveness of 18 composts against 7 pathosystems: Variability in pathogen response. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 38, p. 2461-2477, 2006.

THURSTON, H.D. Organic soil amendments. In: THURSTON, H.D. **Sustainable practices for plant disease management in tradicional farming systems**. Bowder: Westview Press, 1992. p. 100-108.

TIRELLI, L.A.; SANGALETTI, E.; SANTOS, I. Efeito de solo submetido à criação de suínos ao ar livre sobre as doenças do pepino causadas por *Pythium aphanidermatum*. In: EVENTO CIENTÍFICO SAEPE/JICC, 2003, Pato Branco. **Anais...** Pato Branco, 2003. p.189-192.

TRATCH, R.; BETTIOL, W. Efeito de biofertilizante sobre o crescimento micelial e a germinação de esporos de alguns fungos fitopatogênicos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 32, p.1131-1139. 1997.

TSAO, P.H.; OSTER, J.J. Relation of ammonia and nitrous acid to suppression of *Phytophthora* in soils amended with nitrogenous organic substances. **Phytopathology**, St. Paul, v. 71, n. 1, p. 53-59, 1981.

TSUTIYA, M.T. Alternativas de disposição final de biossólidos gerados em estações de tratamento de esgotos. In: BETTIOL, W.; CAMARGO, O.A. **Impacto ambiental do uso agrícola do lodo de esgoto**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2000. p. 69-105.

UREBA, M.J.B.; RODRÍGUEZ, M.L.; HERRERA, J.M.M.V.; LIGERO, A.M.P. **Utilización gánicas y cultivo hidropónico en el control de la Fusariosis del clavel**. Elucía.: Consejería de Agricultura y Pesca, 2005. 42 p.

VERAS, M.S.; SILVA, A. S.; RODRIGUES, A. A. C. Incorporação de resíduos orgânicos no controle da fusariose em quiabeiros. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 2, n.1, fev. 2007.

VILLELA JUNIOR, L.V.; ARAÚJO, J.A.C.; FACTOR, T.L. Comportamento do meloeiro em cultivo sem solo com a utilização de biofertilizante. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 21, n. 2, p. 153-157, 2003.

VISCONTI, A. **Fontes de matéria orgânica para inibição de fitopatógenos habitantes do solo**. 2008. 65 p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Botucatu.

WELLER, D.M.; COOK, R.J. Suppression of take-all of wheat by seed treatments with fluorescent pseudomonads. **Plant Disease**, St. Paul, v. 73, p. 463-469, 1983.

YOGEV, A.; RAVIV, M.; HADAR, Y.; COHEN, R.; KATAN, J. Plant waste-based composts suppressive to diseases caused by pathogenic *Fusarium oxysporum*. **European Journal of Plant Pathology**, Oxford, v. 116, p. 267-278, 2006.

ZAMBOLIM, L.; COSTA, H.; VALE, F.X.R. Nutrição mineral e patógenos radiculares. In: MICHEREFF, S.J.; ANDRADE, D.E.T.; MENEZES, M. **Ecologia e manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**. Recife: UFRPE, 2005.. p. 153-182.

ZÁRATE, N.A.H.; VIEIRA, M.C.; CABEÇAS Jr., O. Produção de alface em função de doses e formas de aplicação de cama de aviário semi-decomposta. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 15, n. 1, p. 65-67, 1997.

8 – APÊNDICE

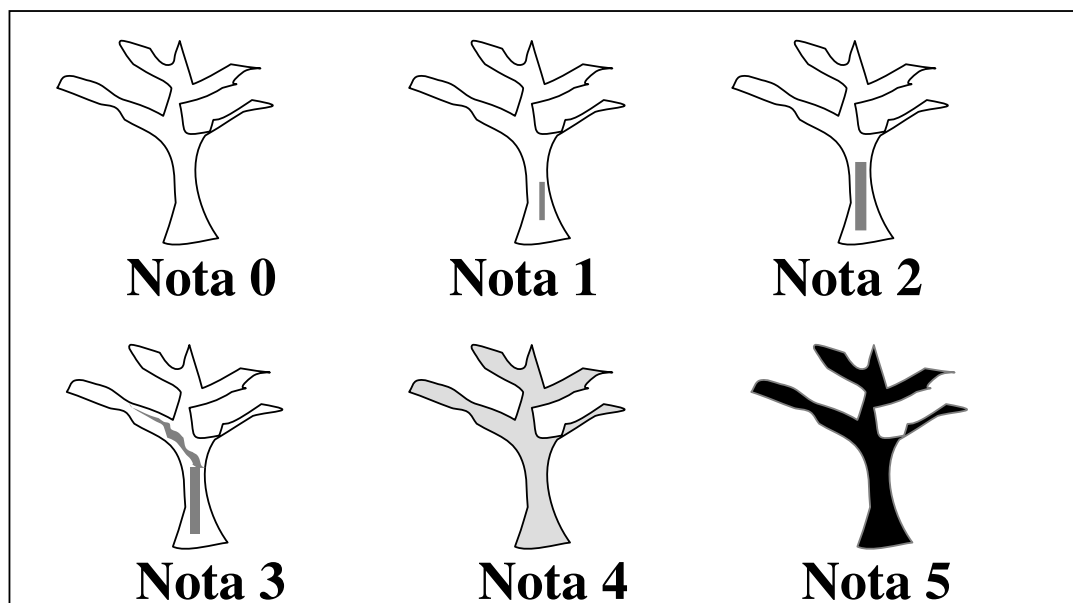


Figura 19. Escala de nota utilizada para avaliar a severidade da murcha de *Fusarium* em crisântemo pela sintomatologia no sistema vascular (Pinto & Bettioli, 2006). (0 = planta sadia, 1 = planta com os vasos da haste central levemente escurecido, 2 = planta com os vasos da haste central totalmente escurecido, 3 = planta com os vasos da haste central totalmente escurecido e pelo menos uma das hastes secundárias com vasos escurecidos, 4 = planta com sintoma de murcha e com todos os vasos escurecidos e 5 = planta morta).



Figura 20. Sintomas de *Fusarium oxysporum* em crisântemo tipo Bola-Belga. (A) planta com floração desuniforme, (B) Esquerda: haste infectada e direita: haste sadia, (C) planta morta.



Figura 21. Efeito de concentrações de cama aviária em substrato à base de turfa após 8 semanas do plantio das mudas de crisântemo.



Figura 22. Efeito de concentrações de lodo de esgoto (A) e composto Lanzi® (B) em substrato à base de casca de *Pinus* após 8 semanas do plantio das mudas de crisântemo.



Figura 23: Efeito das concentrações de casca de camarão incorporada ao substrato à base de casca de *Pinus* no controle da murcha de *Fusarium* spp. em crisântemo após 8 semanas do plantio das mudas.