

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

**RESÍDUOS DA INDÚSTRIA PESQUEIRA NA INDUÇÃO DE
SUPRESSIVIDADE A *Cylindrocladium spathiphylli* E *Ralstonia
solanacearum* E DE BIOFERTILIZANTES NO CONTROLE DE OÍDIOS**

ALEXANDRE VISCONTI

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
Junho - 2011

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

**RESÍDUOS DA INDÚSTRIA PESQUEIRA NA INDUÇÃO DE
SUPRESSIVIDADE A *Cylindrocladium spathiphylli* E *Ralstonia
solanacearum* E DE BIOFERTILIZANTES NO CONTROLE DE OÍDIOS**

ALEXANDRE VISCONTI

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
Junho - 2011

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

Visconti, Alexandre, 1967-

V824r Resíduos da indústria pesqueira na indução de
supressividade a *Cylindrocladium spathiphylli* e *Ralstonia*
solanacearum e de biofertilizantes no controle de oídios.
- Botucatu : [s.n.], 2011
ix, 127 f. : tabs., gráfs., fots. color.

Tese (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista,
Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2011
Orientador: Wagner Bettiol
Inclui bibliografia

1. Biofertilizantes. 2. *Cylindrocladium spathiphylli*.
3. Controle biológico. 4. Oídios. 5. *Ralstonia*
solanacearum. 6. Resíduos industriais. 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: "RESÍDUOS DA INDÚSTRIA PESQUEIRA NA INDUÇÃO DE SUPRESSIVIDADE
A Cylindrocladium spathiphylli E Ralstonia solanacearum E DE BIOFERTILIZANTES NO CONTROLE DE OÍDIOS"

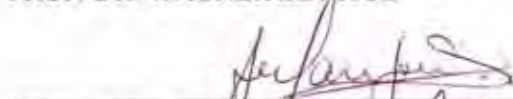
ALUNO: ALEXANDRE VISCONTI

ORIENTADOR: PROF. DR. WAGNER BETTIOL

Aprovado Pela Comissão Examinadora



PROF. DR. WAGNER BETTIOL



PROF. DR. ANTONIO CARLOS MARINGONI



PROF. DR. FLAVIO HENRIQUE V. DE MEDEIROS



PROF. DR. MARCELO AUGUSTO BOECHAT MORANDI



PROFA. DRA. RENATE KRAUSE SAKATE

Data da Realização: 20 de junho 2011

DEDICO

Às pessoas especiais que acreditaram em mim e no sucesso de meu Doutorado:

Minha esposa Giseli;

Aos nossos filhos Gustavo e Murilo;

Aos meus pais Joaquim e Carmen Rosélis;

Aos meus irmãos Luis Antonio e Daniel Felipe;

Aos meus sogros Alceu (*in memoriam*) e Idiani; e

À tia Vera.

AGRADECIMENTOS

A Deus por esta graça alcançada.

À Epagri, em especial aos anos de 2007 e 2008, aos Presidentes Athos de Almeida Lopes e Murilo Xavier Flores e aos Diretores Ditmar Afonso Zimath, Edson Silva, Renato Broetto e Elisabete Silva de Oliveira, por permitirem a continuidade de minha pós-graduação para a obtenção do Doutorado.

Ao meu grande AMIGO, IRMÃO e CONSELHEIRO Juarez José Vanni Müller, pessoa de meu profundo respeito e admiração, grande exemplo humano e profissional, incentivador de minha pós-graduação.

Ao Prof. Dr. Wagner Bettiol, por seu aceite em continuar me orientando no doutorado, pelo seu conhecimento, sua paciência, nossas “poucas” discussões e, principalmente, sua amizade. Poucas foram as decisões corretas em minha vida e sua escolha como orientador se inclui.

Aos colegas da Estação Experimental de Itajaí, Gilmar Roberto Zaffari, Eliséo Soprano, Terezinha Catarina Heck, Inácio Hugo Rockenbach (inclusive aos que já se aposentaram), Maurício César Silva, Irceu Agostini, Fernando Adami Tcacenco, Euclides Barni, Antônio Amaury Silva Júnior, Airton Rodrigues Salerno, Henri Stuker, Jorge Luiz Malburg, Pedro Nicolau Serpa, Neri Dalenogare, pelo incentivo.

Aos docentes do Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Proteção de Plantas) da UNESP-FCA/Botucatu, Antonio Carlos Maringoni, Edson Luis Furtado, Silvia Renata Siciliano Wilcken, Renate Krause Sakate, Marcelo Agenor Pavan, Carlos Frederico Wilcken, Raquel Ghini e Wagner Bettiol, pelos ensinamentos transmitidos.

Aos professores da ESALQ/USP, Ivan Paulo Bedendo e Sônia Maria de Stefano Piedade, professores das disciplinas de Bactérias Fitopatogênicas e de Estatística, respectivamente, que cursei nesta universidade durante meu doutorado.

Aos amigos Evandro Pereira Prado (Biludo), Daniel Pivotto (Fânero) e Gregório Lima, da república em Botucatu, e ao Andreilino Kempe, da república de Jaguariúna, pelas boas lembranças.

À turma que convivi, Livia Mendes, Tatiana Mituti, Haroldo Elias Tavares, Demétrius Araújo, Marcus Vinícius Masson, Alexandre Cândido, Élide Barbosa Corrêa, Marina Meloni Gória, Luciana Reyers, Marcela Galo Teodoro, Sarah Pigato Canova, João Tozzi, Eduardo Gottardo, Maria Augusta de Camargo Ferraz (Guta), Mariana Castro Lotto, Fábio Luiz Soares Júnior (Dig), Leonardo José da Silva, Flávia Mandolesi de Mello, Natália Carvalhaes de Oliveira, Fernando Dini Andreote, Carla Almeida, Osvaldo Luis Ferreira Júnior, Ângela Valente, Elinalva Maciel Paulo (com o Ferreirinha junto), Liliana Patrícia Vital de Mattos, Rodrigo e Natália Taketani, Gabriela Grangueli Gonçalves, Joice Leite, Carla Aragão Almeida, Jaime Pieroni Júnior e Ângela Maria Maciel Montes Peralva Valente, carinho e saudades.

À turma que convivo e que não vou esquecer: Zayame Vegette Pinto, Michelli de Souza Santos, Fernanda Ribeiro de Andrade Oliveira, Cassiano Forner, Regiane Iost (Figura), Juliano César Silva, Regiane Médici, Vanessa Nessner Kavamura (o Tomio também), Luciana Ávila, Luana Piermann, José Abrahão Haddad Galvão, Lúcio Bertoldo Costa, Rachel Temperani Amaral Machado, Andiale Pinto dos Santos, Rodrigo Estevam de Oliveira Mac Leod, César Júnior Bueno, Carlos Eduardo Oliveira da Silva, Elen Ribeiro dos Santos, Luiz Alexandre Sereda, Wallace Rafael de Souza, Suikina Nobre Santos, Mírian Lobo Sáber, Juliana Ferrari de Almeida Nogueira. Estes ainda vão deixar muitas saudades.

À Embrapa Meio Ambiente, pela oportunidade da realização deste trabalho.

Aos pesquisadores da Embrapa Meio Ambiente: Raquel Ghini, Marcelo Augusto Boechat Morandi, Célia Maria Manganhoto de Souza Silva, Itamar Soares de Melo, Lilia Aparecida Salgado de Moraes, Bernardo de Almeida Halfeld Vieira, Kátia de Lima Nechet, Adriana Marlene Moreno Pires, Marcos Antônio Vieira Ligo, Rosa Toyoko Shiraishi Frighetto, Marcos Eliseu Losekann e Júlio Ferraz de Queiroz.

Aos colaboradores do Laboratório de Microbiologia Ambiental, João Luiz da Silva, Rosely dos Santos Nascimento, Márcia Maria Parma, Elke Dias Simone Vilela, Anamaria Ferreira Mayer Dentzien e Tatiana Alves Rigamonte Fernandes, obrigado pela atenção.

Aos laboratoristas Orlando Batista dos Santos, Viviane Cristina Bettanin Maximiliano, Cindi Cristina Ferreira de Camargo e Lidiane Cristina Ferreira da Silva, do Laboratório de Química de Solo e Água; à Meire Correia da Silva Ferrari do Laboratório de Qualidade do Solo; e ao Rodrigo Fernandes Castanha do Laboratório de Produtos Naturais, minhas lembranças.

Ao Eraldo de C. Conceição Telles, Claudemir Aparecido Donetti, Antônio Benedito Cavalaro, Antônio Ribeiro, Eliseu Palma, José Renato Barbosa, Mauri Valdivino Pereira, da manutenção e infraestrutura, pela pronta ajuda.

Ao Victor Paulo Marques Simão, Maria Amélia de Toledo Leme, Maria de Cléofas Faggion Alencar e José de Arimatéia de Araújo Sousa, da biblioteca da Embrapa Meio Ambiente, pelo pronto atendimento de minhas solicitações.

Aos motoristas Antônio dos Santos, Carlos Alberto Faria de Oliveira, Roberto Catarino dos Santos, Sérgio Luiz Sereda e Walter Claudionir Chiquitto, por tantas idas e vindas.

Ao Waldemore Moriconi, Henrique Barros Vieira, Antônio Alves de Souza, Brasilino Mendes Soares Filho, Célia Batista da Silva de Lima, Hiram Campos de Carvalho, Júlio Cesar de Oliveira, Laércio Carmo da Silva, Luis Carlos Moreira, Roberto Carlos Rossali Passolongo, Valdecir Cândido de Oliveira e Vicente Gabriel Neto, dos Campos Experimentais da Embrapa Meio Ambiente, pelo apoio na condução dos experimentos.

Ao produtor Ronaldo Aluísio Kievitsbosch, especial agradecimento por sua disposição no fornecimento de mudas e insumos para condução de meus experimentos. Também aos produtores Johannes Petrus Wulfram De Wit e Adrianus Lambertus Pennings, pelo fornecimento de materiais para o desenvolvimento dos trabalhos.

Aos colegas da Universidade Federal de Lavras – UFLA, Flávio Henrique Vasconcelos de Medeiros, Henrique Monteiro Ferro e Roberto Lanna.

À Irene Maria Gatti de Almeida, do Instituto Biológico, de Campinas, pelo fornecimento do isolado de *Ralstonia solanacearum*.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico - CNPq, pela concessão da bolsa de doutorado.

Aos meus amigos de Brusque e de Lages.

À seção de Pós-Graduação do Câmpus da FCA, Jaqueline de Moura Gonçalves, Marlene Rezende de Freitas, Katia Otomo Duarte, Taynan Ribeiro Moraes da Silva e Marilena do Carmo Santos, pela presteza quando solicitada.

Aos colaboradores da Biblioteca “Prof. Paulo de Carvalho Mattos”, Airton Fioravante, Ana Lúcia de Grava Kempinas, Célia Regina Inoue, Denise Melo Nogueira de Assis, Ermete Nibi Neto, Janaina Celoto Guerrero, Joel Di Creddo, Luiz Carlos Rodrigues da Paz, Maria Inês Andrade e Cruz, Maria Lúcia Martins Frederico, Nilson de Camargo, Solange Aparecida Paulossi Spadim; e,

Ao Conselho do Curso de Pós-Graduação em Agronomia, Área de Concentração em Proteção de Plantas da Faculdade de Ciências Agronômicas da UNESP-FCA, pela oportunidade de realização dos trabalhos.

SUMÁRIO

	Página
RESÍDUOS DA INDÚSTRIA PESQUEIRA NA INDUÇÃO DE SUPRESSIVIDADE A <i>Cylindrocladium spathiphylli</i> E <i>Ralstonia solanacearum</i> E DE BIOFERTILIZANTES NO CONTROLE DE OÍDIOS	1
1. RESUMO.....	1
2. SUMMARY.....	3
3. INTRODUÇÃO GERAL.....	5
4. REVISÃO DE LITERATURA.....	8
4.1. Supressividade a fitopatógenos.....	8
4.2. Supressividade com resíduos marinhos.....	10
4.2.1. Farelo, hidrolisado e emulsão de peixe.....	10
4.2.2. Cascas de crustáceos (camarão, caranguejo e siri).....	18
4.2.3. Resíduos de algas marinhas.....	22
4.2.4. Concha de moluscos.....	24
4.3. Biofertilizantes no controle de doenças de plantas.....	26
4.4. Segurança alimentar de produtos orgânicos.....	28
CAPITULO I – INDUÇÃO DE SUPRESSIVIDADE A <i>Cylindrocladium spathiphylli</i> EM PLANTAS DE ESPATIFILO COM RESÍDUOS MARINHOS.....	30
RESUMO.....	31
ABSTRACT.....	32
INTRODUÇÃO.....	33
MATERIAL E MÉTODOS.....	34
RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	37
AGRADECIMENTOS.....	41
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	41
CAPÍTULO II – EFEITO DE RESÍDUOS MARINHOS NA INDUÇÃO DE SUPRESSIVIDADE A <i>Ralstonia solanacearum</i> EM TOMATE.....	55

RESUMO.....	56
ABSTRACT.....	57
INTRODUÇÃO.....	58
MATERIAL E MÉTODOS.....	60
RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	63
AGRADECIMENTOS.....	66
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	66
CAPÍTULO III – POTENCIAL DE BIOFERTILIZANTES AERÓBICOS NO CONTROLE DE <i>Podosphaera fuliginea</i> EM PEPINO E <i>Oidium neolycopersici</i> EM TOMATE.....	82
RESUMO.....	83
ABSTRACT.....	84
INTRODUÇÃO.....	85
MATERIAL E MÉTODOS.....	86
RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	90
AGRADECIMENTOS.....	92
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	92
5. CONCLUSÃO.....	103
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	104
7. APÊNDICE.....	123

RESÍDUOS DA INDÚSTRIA PESQUEIRA NA INDUÇÃO DE SUPRESSIVIDADE A *Cylindrocladium spathiphylli* E *Ralstonia solanacearum* E DE BIOFERTILIZANTES NO CONTROLE DE OÍDIOS. Botucatu, 2011. 127f. Tese (Doutorado em Agronomia/Proteção de Plantas) - Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista.

Autor: ALEXANDRE VISCONTI

Orientador: Prof. Dr. WAGNER BETTIOL

1. RESUMO

O trabalho teve por objetivo avaliar o potencial de hidrolisado de peixe (HP), emulsão de peixe (EP), casca de camarão (CC), pó da alga marinha *Sargassum* sp. (AG) e pó de concha de marisco (CM) no controle de *Cylindrocladium spathiphylli* em espatifilo e *Ralstonia solanacearum* em tomate; e avaliar o efeito de dois biofertilizantes no controle de *Oidium neolycopersici* em tomate e *Podosphaera fuliginea* em pepino. Ao substrato padrão de cultivo de espatifilo, coletado de sistemas de produção naturalmente infestado com o patógeno, foram incorporados HP e EP nas concentrações de 0, 5, 10, 15, 20 e 25% (v/v) do volume necessário para atingir a capacidade de retenção de água e CC, AG e CM nas concentrações de 0, 1, 2, 3, 4 e 5% (v/v). As misturas foram incubadas por 10 dias à temperatura ambiente e, posteriormente, transferidas para vasos plásticos de 300 mL, seguido do plantio de uma muda de espatifilo da variedade Opal. No plantio, aos 90 e aos 180 dias de cultivo foi determinada a respiração microbiana, o carbono da biomassa microbiana e atividade de hidrólise do diacetato de fluoresceína. Macro e micronutrientes dos substratos foram determinados no plantio e ao final do experimento. A incidência da doença foi avaliada aos 180 dias de cultivo e a severidade

semanalmente até os 180 dias após o plantio. Para confirmação da presença do patógeno, fragmentos de raízes foram transferidos para placas de Petri contendo BDA + estreptomicina. A EP a 20% (v/v) induziu a supressividade a *C. spathiphylli*. No controle de *R. solanacearum* o substrato de cultivo (80% latossolo + 20% substrato comercial à base de casca de pinus + 5g de 10-10-10 L⁻¹ de substrato) foi infestado com 250 mL da suspensão do patógeno na concentração de 10⁷ UFC mL⁻¹/litro de substrato. Após sete dias de incubação incorporou-se os resíduos nas concentrações de 0; 1,5; 3 e 6% (v/v) para CC, AG e CM e 0; 7,5; 15; 22,5 e 30% (v/v) de EP do volume de água necessário para atingir a capacidade de campo. As misturas foram distribuídas em vasos de 2,8 L e mantidas em casa de vegetação por 10 dias seguido do plantio de quatro mudas de tomate ‘Santa Clara VF 5600’ com 25 dias de idade/vaso. As variáveis analisadas foram: atividade enzimática de urease, respiração e macro e micronutrientes dos substratos, a incidência aos 115 dias e a severidade da doença a cada três dias. Os resíduos marinhos não controlaram *R. solanacearum* em plantas de tomate. O efeito dos biofertilizantes no controle de *O. neolycopersici* em tomate e *P. fuliginea* em pepino foi avaliado com aplicação preventiva e curativa. Duas mudas de pepino e tomate com 15 e 50 dias de idade, respectivamente, foram cultivadas em vasos de 2,8 L contendo o substrato descrito anteriormente. Nos tratamentos curativos, as folhas de pepino e tomate foram inoculadas com suspensão de 10⁵ esporos mL⁻¹ do patógeno e, após três dias pulverizados os biofertilizantes nas faces adaxial e abaxial das folhas até o ponto de escorrimento. Nos tratamentos preventivos, plantas previamente pulverizadas com os biofertilizantes foram mantidas em casa de vegetação contendo inóculo natural do patógeno. As pulverizações dos biofertilizantes foram repetidas semanalmente e a severidade avaliada a cada sete dias. O biofertilizante 2, pulverizado preventivamente, reduziu a severidade de *P. fuliginea* em pepino no primeiro cultivo.

Palavras chave: supressividade, resíduos marinhos, hidrolisado de peixe, emulsão de peixe, casca de camarão, alga marinha, *Sargassum* sp., concha de marisco, *Oidium neolycopersici*, *Podosphaera fuliginea*.

FISHERIES WASTES IN THE INDUCTION OF SUPPRESSIVENESS ON *Cylindrocladium spathiphylli* AND *Ralstonia solanacearum* AND BIOFERTILIZERS ON THE CONTROL OF POWDERY MILDEWS. Botucatu, 2011. 127f. Thesis (Doctor in Agronomy/Plant Protection) - Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista.

Author: ALEXANDRE VISCONTI

Adviser: Prof. Dr. WAGNER BETTIOL

2. SUMMARY

This study aimed to evaluate the potential of fish hydrolyzed (HP), fish emulsion (EP), shrimp peel (CC), *Sargassum* seaweed powder (AG) and mussel shell powder (CM) for the control of *Cylindrocladium spathiphylli* in *Spathiphyllum* and *Ralstonia solanacearum* in tomato; and evaluate the effect of two biofertilizers in the control of *Oidium neolycopersici* in tomato and *Podosphaera fuliginea* in cucumber. In the container media, naturally infested, collected from production systems, was incorporated with HP and EP at concentrations of 0, 5, 10, 15, 20 and 25% (v/v) of the volume of water required to reach the water retention capacity of the container media and CC, AG and CM at concentrations of 0, 1, 2, 3, 4 and 5% (v/v). The mixtures were incubated for 10 days at room temperature. After this, the mixtures were transferred to plastic pots of 300 mL, followed by the planting of one plug *Spathiphyllum* 'Opal' per pot. In planting, at 90 and 180 days of cultivation were determined microbial respiration, carbon biomass and activity by the hydrolysis of diacetate fluorescein. Macro and micronutrient of container media were determined at planting and at the end of the experiment. The incidence was evaluated after 180 days of cultivation and disease severity was assessed

weekly until 180 days of planting. To confirm the causal agent of disease in plants, root fragments were placed in Petri dishes containing PDA medium + streptomycin, kept in a growth chamber. We concluded that EP at 20% (v/v) induced suppressiveness to *C. spathiphylli*. In the control of *Ralstonia solanacearum* were evaluated EP, CC, CM and AG. The container media (80% latosol + 20% commercial pine bark container media + 5g NPK 10-10-10 L⁻¹ container media) was infested with 250 mL of a suspension with 10⁷ CFU mL⁻¹ of the pathogen by liter of container media. After seven days of incubation the residues were incorporated at concentrations of 0; 1,5; 3 and 6% (v/v) for CC, CM and AG; and concentrations of 0; 7,5; 15; 22,5 and 30% (v/v) of EP of the volume of water required to reach field capacity. The mixtures were distributed in 2,8 L plastic pots and kept in a greenhouse for 10 days followed by planting of four tomato seedlings ‘Santa Clara VF 5600’ with 25 days of age/pot. The incidence at 120 days and severity of the disease every three days until 120 days after planting were analyzed. The marine residues incorporated into the container media did not control *R. solanacearum* in tomato plants. The effect of biofertilizers in the control of *O. neolycopersici* in tomato ‘Santa Clara VF 5600’ and *P. fuliginea* in cucumber ‘Safira’ were evaluated in a greenhouse under preventive and curative applications. Two cucumber and tomato seedlings/pot, with 15 and 50 days old, respectively, were grown in plastic pots containing 2,8 L of container media (similar previously presented). In curative treatments, the leaves of cucumber and tomato plants were inoculated with a suspension of 10⁵ spores mL⁻¹ of the pathogen, and three days after inoculation the biofertilizers were sprayed in the surfaces adaxial and abaxial leaf to the point of run-off. For preventive treatments, plants previously sprayed with biofertilizers were kept in a greenhouse containing natural inoculum. The spraying of biofertilizers was repeated weekly. The severity was assessed every seven days. The biofertilizer 2 sprayed preventively reduce the severity of *P. fuliginea* in the first cucumber cultivation.

Keywords: suppressiveness, marine residues, fish hydrolysed, fish emulsion, shrimp peel, seaweed, *Sargassum* sp., mussel shell, *Oidium neolycopersici*, *Podosphaera fuliginea*.

3. INTRODUÇÃO GERAL

A aplicação de fungicidas como única prática no controle de doenças de plantas é uma estratégia indesejável havendo, por parte da cadeia agrícola produtiva, crescente interesse na utilização de práticas de manejo integradas e ambientalmente adequadas para o controle de doenças, tais como o controle biológico e os produtos biocompatíveis.

A supressividade, fenômeno de alguns solos prevenirem naturalmente o estabelecimento de patógenos ou inibirem as suas atividades patogênicas tem despertado crescente interesse e, em muitos casos, têm-se tornado alternativa importante, principalmente, no controle de patógenos de solo em sistemas intensivos de produção.

No Brasil, os resíduos da agroindústria, os urbanos industriais e os marinhos são descartados, em sua maioria, como lixo, desprezando seu potencial como fornecedor de nutrientes, condicionante de solo e inibidor de patógenos de plantas. Os resíduos marinhos seguem a mesma tendência, com destino para lixões ou despejados no mar. O seu uso no controle de fitopatógenos ainda é escasso, principalmente, em regiões tropicais. O farelo, o hidrolisado e a emulsão de peixe, as cascas de crustáceos e as algas marinhas tem sido eficazes

no controle de fitopatógenos, porém com resultados variáveis, dependente das características do solo/substrato, do patossistema estudado, do tipo de resíduo, concentração aplicada, forma de aplicação e o grau de maturação do resíduo. Estes resíduos marinhos atuam de forma distinta, diretamente correlacionado ao pH, agindo por mecanismos bióticos e abióticos na redução das doenças como, o estímulo de microrganismos residentes com atividade de biocontrole; a indução de resistência sistêmica nas plantas; a produção de compostos químicos tóxicos aos fitopatógenos, e a presença de substâncias tóxicas como os ácidos graxos voláteis (AGVs).

Os biofertilizantes são obtidos de fermentações aeróbicas ou anaeróbicas de resíduos orgânicos e que contêm nutrientes, estimulantes e microrganismos capazes de promover o desenvolvimento das plantas e auxiliar na sua proteção a fitopatógenos. Os mecanismos de controle estão diretamente ligados à produção de metabólitos produzidos pelos microrganismos presentes no biofertilizante ou pela ação direta dos microrganismos sobre o patógeno ou sobre o hospedeiro (indução de resistência). O seu uso pelo produtor está diretamente relacionado à disponibilidade de insumos na propriedade e ao baixo custo. No entanto, a diversidade dos resíduos utilizados requer a necessidade de conhecimento quanto ao modo de preparo, forma de aplicação, ação sobre o fitopatógenos e, não menos importante, a manutenção da qualidade sanitária do alimento para o consumidor.

A preocupação da população com o seu bem-estar e com o ambiente tem promovido a busca por alimentos de melhor qualidade e mais seguros. Na escolha entre os alimentos cultivados em sistemas tradicionais ou oriundos de sistemas orgânicos, o consumidor tem levado em conta, o custo energético da produção, a contaminação da cadeia alimentar e da água, o conteúdo nutricional dos alimentos, os riscos microbiológicos e o uso de ferramentas biotecnológicas, como a transgenia. Os alimentos devem ser produzidos seguindo práticas que resultem em produtos seguros para serem consumidos. A contaminação microbiológica de alimentos, produzidos em sistemas orgânicos ou convencionais, depende, principalmente, das práticas de produção adotadas na propriedade e do manuseio correto das fontes de insumos utilizadas. Além disso, um alimento para ser comercializado como orgânico passa frequentemente por uma série de procedimentos exigidos pelas certificadoras, a qual não permite que o esterco animal seja utilizado antes de seu correto processamento, inativando os

microrganismos patogênicos presentes. Não há ainda informações indicando que os alimentos orgânicos podem ser contaminados de forma diferente dos convencionais.

Este trabalho teve por objetivo testar o uso de cinco resíduos marinhos para o controle de *Cylindrocladium spathiphylli* em espatifilo e *Ralstonia solanacearum* em tomateiro; e avaliar o efeito de dois biofertilizantes no controle de *Oidium neolycopersici* em tomateiro e *Podosphaera fuliginea* em pepino.

4. REVISÃO DE LITERATURA

4.1. Supressividade a fitopatógenos

O controle de doenças de plantas com fungicidas é uma prática comum a todos os sistemas agrícolas convencionais de produção. O seu amplo uso é justificado por possuir características desejáveis ao produtor como a simplicidade de uso, a previsibilidade dos resultados e a necessidade de pouco entendimento dos processos básicos do agroecossistema para a sua aplicação (MORANDI & BETTIOL, 2009).

Segundo Garcia Garcia et al. (2005), a rigidez e a evolução da legislação e do sistema de registro de agrotóxicos no Brasil deveriam garantir que os produtos colocados à disposição do usuário sejam seguros quando utilizados de forma correta contudo, o uso inadequado e/ou intensivo tem demonstrado alto potencial de impacto negativo nos agroecossistemas, provocando desequilíbrios biológicos que eliminam os inimigos naturais de pragas de doenças, favorecendo a reincidência de altas populações das pragas e patógenos (ressurgência), a redução da biodiversidade dos ecossistemas, a alteração da fisiologia das plantas, a interferência na relação simbiótica entre plantas e microrganismos (TOKESHI, 2000;

CAMPANHOLA & BETTIOL, 2003) e os danos à saúde humana com a persistência das moléculas sobre os alimentos, inclusive nos processados (JARDIM et al., 2009).

A aplicação de fungicidas como única prática no controle é vista, atualmente, perante a sociedade, como uma estratégia indesejável. Assim, cresce o interesse na utilização de práticas de manejo integradas e ambientalmente adequadas para o controle de pragas e doenças, como o controle biológico, produtos biocompatíveis e compostos orgânicos (LABRIE et al., 2001; TEMORSHUIZEN et al., 2006; MORANDI & BETTIOL, 2009).

A supressividade, ferramenta de controle biológico, é o fenômeno de alguns solos de prevenirem naturalmente o estabelecimento de patógenos ou inibirem as suas atividades patogênicas. Solos com essas características são denominados solos supressivos, opostos de solos conducentes. Ela pode ocorrer pela capacidade do solo em suprimir o patógeno reduzindo a densidade do inóculo ou pela supressão da doença, onde o patógeno está presente, mas a severidade é reduzida (BETTIOL et al., 2009).

A supressividade em solos pode ser uma característica natural ou não, induzida por fatores bióticos e abióticos (COOK & BAKER, 1983). Dentre os fatores bióticos, são destacados a promoção da microbiota antagônica presente no solo e a introdução de antagonistas e, entre as características abióticas de um solo ou substrato são manejados principalmente, o pH, concentrações de macro e micronutrientes, a condutividade elétrica, alterações nas condições de aeração, estrutura e textura dos solos e a introdução e/ou manejo de resíduos orgânicos (PAPAVIZAS, 1985; MAZZOLA, 2002; de JENSEN et al., 2002; WELLER et al., 2002; MORANDI et al., 2003; CAVAGLIERI et al., 2005; CHUNG & KIM, 2005; SZCZECZ & SHODA, 2006; GHINI & MORANDI, 2006; ALVARADO et al., 2007; BAUTISTA-CALLES et al., 2008; SHARMA & SHARMA, 2008; YANG et al., 2009; LIU et al., 2009; BARDAS et al., 2009; RAMESH et al., 2009; TARIQ et al., 2010; LOPEZ-MONDEJAR et al., 2010; CHATTERTON & PUNJA, 2010; DUKARE et al., 2011; HORNBY, 1983; CHASE & POOLE, 1987; GORODECKI & HADAR, 1990; BETTIOL & GHINI, 2001; BAILEY & LAZAROVITS, 2003; TEMORSHUIZEN et al., 2006; GHINI et al., 2007; ZMORA-NAHUM et al., 2008).

A supressividade tem despertado crescente interesse e, em muitos casos, têm-se tornado alternativa única, principalmente no controle de patógenos habitantes do

solo em sistemas intensivos onde a inexistência de produtos registrados e/ou a inviabilidade na aplicação dos agrotóxicos motivam o uso deste método alternativo (RODRIGUES et al., 1998; DE WITT et al., 2010).

Uma das linhas de produtos que podem ser utilizados/testados em supressividade são os resíduos marinhos, geralmente descartados como lixo.

4.2. Supressividade induzida por resíduos marinhos

Os resíduos gerados na agropecuária são reciclados naturalmente, com ação na melhoria das características físico-químicas de solos, porém parte significativa é descartada como lixo, poluindo os ecossistemas, desprezando seu potencial como inibidor de patógenos de plantas (BAILEY & LAZAROVITS, 2003). Informações sobre o uso de resíduos no controle de fitopatógenos ainda são escassos, principalmente, em regiões tropicais.

Os resíduos marinhos seguem eventualmente a mesma tendência de descarte, com destino para lixões ou despejados no mar sem tratamento (PESSSATI, 2001; ASSIS et al., 2008). Esses resíduos são constituídos de frações significativas de carbono, proteínas, cálcio, vitaminas, macro e micronutrientes, mas possuem também em sua composição elevado teor de água e gorduras insaturadas facilmente oxidadas, constituindo-se de material altamente perecível (STEVANATO, 2006), capazes de gerar grande impacto poluidor se inadequadamente descartados no ambiente (VINATEA & VIEIRA; 2005), porém, com evidente utilidade na agricultura, quando convertidos em fertilizantes orgânicos (ABBASI et al., 2004; ABBASI et al., 2006).

No controle de fitopatógenos, os resíduos de origem marinha apresentam-se promissores e eficientes (ALI et al., 2002; ABBASI et al., 2004; ABBASI et al., 2006; BENCHIMOL et al., 2006; VISCONTI et al., 2010; ESCUADRA & AMEMIYA, 2008) atuando, como os demais resíduos, por meio dos diversos mecanismos de controle, bióticos e abióticos (BETTIOL & GHINI, 2001; BETTIOL et al., 2009), porém, com resultados variáveis, dependente das características do solo, do patossistema estudado, tipo de resíduo e concentração, forma de aplicação e grau de maturação (BONANOMI et al., 2010).

4.2.1. Farelo, hidrolisado e emulsão de peixe

Compõem-se de resíduos processados da indústria pesqueira aplicados ao solo/substratos ou aspergidos via foliar como fonte de nitrogênio. Estes resíduos, apesar da origem singular, diferenciam-se por sua forma de obtenção, constituição e consistência. O farelo de peixe constitui-se basicamente de proteína desidratada, obtida no processamento de resíduos de pescado. O hidrolisado de peixe é obtido por fermentação aquosa do resíduo seguido de tratamento térmico, obtendo-se duas fases, a hidrolítica (líquida) e a húmica (sólida) e, a emulsão de peixe, diferencia-se dos hidrolisados em sua constituição, com concentração de sólidos entre 55-74% (PRAÇA & RUSIG, 1993).

Blatt & McRae (1998), Gagnon & Berrouard (1994) e Abbasi et al. (2004; 2006) comprovaram o efeito fertilizante do farelo e da emulsão de peixe incorporados a substratos e solos, respectivamente. O hidrolisado de peixe e a emulsão de peixe são registrados no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA como fertilizante orgânico.

No controle de fitopatógenos, Sheikh et al. (2006) testaram a aplicação individual e conjunta de *Bacillus thuringiensis* com cinco fertilizantes comerciais recomendados para viveiros de mudas e farelo de peixe, sobre o desenvolvimento de mudas de quiabo (*Abelmoschus esculentus* L.) e feijão mungo (*Vigna radiata* L.) em solos infestados com *Rhizoctonia solani*, *Fusarium solani* e *Macrophomina phaseolina*. Os autores observaram que os tratamentos contendo farelo de peixe + *B. thuringiensis* reduziram significativamente a infecção provocada por *R. solani* e *F. solani* e inibiram completamente a infecção de *M. phaseolina*. As mesmas combinações promoveram a germinação de sementes de ambas espécies e, as duas formas de dispensa das suspensões foram efetivas. Porém, com resultados mais expressivos com a aplicação no solo.

Emulsões e hidrolisados, além de excelentes fontes nitrogenadas solúveis às plantas, também são promissores no controle de fitopatógenos pois liberam quantidades consideráveis de ácidos graxos voláteis (AGVs). Análises de emulsionados comerciais canadenses indicaram a presença de concentrações (mmol L⁻¹) dos ácidos glicólico (200,0), fórmico (30,0), acético (110,0), propiônico (25,0), isobutírico (1,0), *n*-butírico (1,0) e *n*-valérico (2,0) com ação fitopatogênica a *Verticillium dahliae* e *Streptomyces scabies* (LAZAROVITS et al., 2009).

Abbasi et al. (2003) avaliaram, sob condições controladas e a campo, durante dois anos, o controle de *Xanthomonas campestris* pv. *vesicatoria* em plantas de tomate e pimentão, com pulverização semanal sobre as folhas de emulsão de peixe, óleo de nim e acibenzolar-S-methyl (ASM). Em condições controladas, a emulsão de peixe reduziu a severidade da doença em ambas às culturas, em relação ao controle, porém, não foi o tratamento mais efetivo. O óleo de nim e o ASM provocaram fitotoxidez nas plantas. A campo, os resultados foram variáveis. A severidade e o número de lesões por fruto foram reduzidos significativamente somente no segundo ano de plantio para todos os tratamentos.

Abbasi et al. (2004) testaram emulsão de peixe (EP) incorporada a solos areno-argiloso e orgânico, e em substrato à base de turfa, no controle de *Rhizoctonia solani* e *Pythium aphanidermatum* em mudas de rabanete e pepino. A concentração de 4% de EP aos 28 dias de incubação reduziu a severidade das doenças sobre as culturas avaliadas. No experimento em solo areno-argiloso com EP a sanidade das mudas manteve-se superior a 95% em relação à testemunha. No solo orgânico, naturalmente infestado com os patógenos, a EP manteve as mudas 100% sadias entre os tratamentos.

Abbasi et al. (2006) avaliaram a supressividade de emulsão de peixe a *V. dahliae* e *S. scabies* em berinjela e batata, respectivamente, incorporando-a a solos arenosos com diferentes pHs, coletados de regiões produtoras de batata com histórico de *Verticillium* spp. Uma única aplicação de 1% (p/p) de emulsão de peixe ao solo reduziu a incidência e a severidade da murcha causada por *V. dahliae* em plantas de berinjela, de 75% para 8% e de 3,4 para 1,2 respectivamente, em relação à testemunha. A aplicação de emulsão de peixe para o controle da sarna da batata, causada por *S. scabies*, foi avaliada pelo período de três anos, com efeito variável a cada ano.

Abbasi et al. (2009) avaliaram o efeito de diferentes concentrações de EP em solos naturalmente infestados com *Pythium ultimum* e artificialmente com *V. dahliae*. Solução padrão contendo concentrações equivalentes aos AGVs da EP também foi testada. As soluções de ácidos orgânicos da EP e de AGVs, em pH 4, inibiram a germinação dos microescleródios de *V. dahliae*, diretamente proporcional à concentração aplicada. O crescimento micelial de *P. ultimum* foi completamente inibido em todas as concentrações de

ambas as soluções, diferentemente da testemunha que, após dois dias de incubação ocorreu crescimento micelial.

Mattos (2007), Mattos & Bettiol (2008) e Bettiol et al. (2009) estudaram o potencial do hidrolisado de peixe (HP), sobre três isolados de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* raça 3 em tomateiro. Os autores concluíram que todas as concentrações de HP testadas foram efetivas na redução da severidade da doença, tanto para as misturas esterilizadas quanto às não esterilizadas. Os autores discutem que a efetividade dos tratamentos está correlacionada com mais de um mecanismo de ação, mas, principalmente a ação dos AGVs.

Visconti et al. (2010) avaliaram o efeito *in vitro* de cinco resíduos marinhos, incluindo o hidrolisado de peixe (HP), sobre o crescimento micelial de *Cylindrocladium spathiphylli* e somente o HP no controle do patógeno em substratos infestados cultivados com mudas de espatifilo. Na concentração de HP a 25% (v/v) do volume necessário para atingir a capacidade de retenção do substrato, não autoclavado houve o maior efeito inibitório do crescimento micelial para os extratos aquosos de matéria orgânica-EAMOs (81,5%), para as misturas de substrato e resíduo (100%) e sobre o efeito dos metabólitos voláteis (100%), em relação à testemunha. Nos tratamentos autoclavados o HP foi o único resíduo que inibiu o patógeno. Em mudas de espatifilo cultivadas em substrato infestado com o patógeno, a aplicação de 20% de HP foi suficiente para dobrar o tempo de início do aparecimento dos sintomas da doença e a severidade foi significativamente inferior, em relação à testemunha. Os autores atribuem a efetividade do HP também aos AGV, pois o pH médio de 6,3 dos tratamentos não permitiu a formação de amônia (NH_3) e ácido nitroso (HNO_2).

Pinto et al. (2010) avaliaram de efeito do hidrolisado de peixe (HP) incorporado ao substrato à base de casca de *Pinus* no controle de *Fusarium oxysporum* f. sp. *chrysanthemi* em crisântemos do tipo bola-belga. O HP não induziu supressividade à doença, sendo que a severidade aumentou proporcionalmente à sua concentração no substrato.

Os resultados de Mattos (2007) e Pinto et al. (2010) demonstram que a efetividade dos resíduos nitrogenados, como nos demais resíduos orgânicos, na supressividade aos fitopatógenos, deve ser analisada para cada patossistema. Patógenos de mesmo gênero e

espécie, porém, de gama de hospedeiros diferentes, com comportamentos distintos em relação ao mesmo resíduo.

Segundo Tenuta & Lazarovits (2002), Lazarovits et al. (2005) e Lazarovits et al. (2009), os resíduos nitrogenados, sólidos e líquidos, adicionados ao solo atuam de forma distinta, diretamente correlacionados ao pH do solo/substrato, agindo por diversos mecanismos de redução de doenças como o estímulo de microrganismos residentes com atividade de biocontrole; a indução de resistência sistêmica nas plantas; a produção de compostos químicos tóxicos aos fitopatógenos, como a amônia (NH_3), o ácido nitroso (HNO_2), o cianeto de hidrogênio, o formaldeído, o etileno e a acetona, dentre outros e a presença de substâncias tóxicas como os ácidos graxos voláteis (AGVs). Esses autores descrevem que, provavelmente, na redução da doença por resíduos nitrogenados, como os resíduos marinhos, ocorra a atuação de mais de um mecanismo de ação, mas que, provavelmente, um deles desempenha papel predominante sobre a redução à doença, dependendo do tipo de solo e/ou substrato específico, da dose aplicada e do patossistema.

A amônia é um composto químico de comprovada ação tóxica sobre microrganismos de solo. Tsao & Oster (1981) comprovaram o efeito tóxico deste composto na inibição de esporângios de *Phytophthora cinnamomi* e *Phytophthora parasitica*. Após a aplicação de 0,1% (p/p) de uréia e 2% (v/v) de cama de aves a solo areno-argiloso (pH 6,7) e incubados por 7 dias, os autores concluíram que a liberação de 4 e 6 ppm de amônia (NH_3) foram suficientes para reduzir a germinação de esporângios de *P. cinnamomi* e *P. parasitica*, respectivamente, a níveis inferiores a 1% em relação à testemunha. A concentração de 17 ppm de NH_3 reduziu a germinação de clamidósporos de *P. parasitica* a níveis inferiores a 10%.

Tenuta & Lazarovits (2002) confirmaram o efeito tóxico da NH_3 liberado de farelo de osso, farelo de carne e da uréia sobre microescleródios de *V. dahliae* e que sua efetividade foi diretamente ligada ao pH do solo e à concentração utilizada. Testes *in vitro* demonstraram efetividade da amônia sobre a morte de microescleródios em pH superior a 8,5 e na concentração de 200 mM de NH_3 . Em experimentos de microcosmo, com solos areno-argilosos de diferentes pH (5,35 e 8,05), a incorporação de 4% (v/v) dos farelos de osso e de carne, e 1.600 mg Kg^{-1} solo de uréia resultaram na produção de concentrações superiores 35

mM de NH_3 somente no solo com pH alcalino. A morte dos microescleródios em solo com pH 5,35 foi devido à ação do ácido nitroso liberado sob a condição de acidez.

Segundo Lazarovits et al. (2005), Lazarovits et al. (2009) e Abbasi et al. (2009), os resíduos nitrogenados, como os farelos de carne, de sangue, de peixe, a cama de aves e o esterco suíno, quando incorporados ao solo, em grandes quantidades (2 a 10% em peso), são decompostos pelos microrganismos, liberando grandes quantidades de compostos nitrogenados inorgânicos que, sob condições de pH neutro são convertidos em amônio (NH_4^+), forma atóxica, porém, em condições de $\text{pH} \geq 8,0$ o amônio converte-se em amônia (NH_3), este sim, composto nitrogenado letal aos fitopatógenos.

O ácido nitroso (HNO_2) é um composto nitrogenado derivado do amônio (NH_4^+) que se converte em nitrito (NO_2^-) que, sob condições de acidez associa-se a prótons formando HNO_2 (LAZAROVITS et al., 2005). A letalidade do HNO_2 foi demonstrada por Tsao & Oster (1981) que comprovaram o efeito tóxico da amônia e do ácido nitroso a *P. cinnamomi* e *P. parasitica*, com a aplicação de 0,1% (p/p) de uréia e 2% (v/v) de cama de aves adicionados a um solo areno-argiloso com dois pHs (6 e 8), incubados por sete dias. A inibição da germinação de esporângios, para ambos os patógenos, a níveis inferiores a 1% em relação à testemunha, ocorreu sob concentrações de 0,3 e 0,5 ppm de HNO_2 e pH 6. Sob pH 8 não foi observado efeito inibitório.

Loffler et al. (1986) observaram redução da população e a inibição da germinação de clamidósporos de *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi* em solo com pH 5,7 incorporando-se 1g de uréia e NH_4Cl por quilograma de solo seco. Esse efeito não foi observado no solo com pH 7,3. Os resultados demonstraram que, no solo supressivo, a incorporação de 0,1% de uréia acumulou 100 vezes mais nitrito, após 14 dias de incorporação em relação ao solo conducente.

Michel & Mew (1998) investigaram sobrevivência de *Ralstonia solanacearum* em quatro solos artificialmente infestados, com a incorporação simultânea de uréia (200 Kg N ha^{-1}) e CaO (5.000 Kg ha^{-1}), por 21 dias. Os solos arenosos foram supressivos ao patógeno, por até 14 dias, coincidindo com as maiores concentrações de nitrito. Aos 21 dias, a populações de *R. solanacearum* eram as mesmas para todos os solos e as concentrações de NO_2 equivalentes à testemunha.

Tenuta & Lazarovits (2002; 2003) avaliaram o efeito da amônia (NH_3) e do ácido nitroso (HNO_2) em 12 solos incorporados com diferentes concentrações de farelo de carne e ossos, sobre a germinação de microescleródios de *V. dahliae*. A morte dos microescleródios foi observada somente em solos arenosos e as maiores concentrações de NH_3 e HNO_2 foram observadas nos solos com pH natural superior a 8,0 e inferior a 5, respectivamente.

O efeito tóxico de AGVs liberados de chorume de suíno, sobre a morte de microescleródios de *V. dahliae* foi observado por Tenuta et al. (2002). Dentre os AGVs identificados, com ação sobre o patógeno, estavam os ácidos (mM): acético (270,0), propiônico (59,0), isobutírico (38,0), *n*-butírico (16,3), *n*-valérico (17,6), isovalérico (3,6) e *n*-capróico (9,0). O ácido fórmico não foi identificado. O pH foi determinante na efetividade do chorume nas concentrações de 10 e 15% (v/v) de chorume suíno e de misturas de AGVs equivalentes, em pH 4,5, inibiram completamente a germinação dos microescleródios, comprovando-se que as formas não ionizadas dos AGVs são tóxicas ao fitopatógeno. Os tratamentos com pH > 5,5 reduziram drasticamente a efetividade do chorume suíno e da mistura de AGVs, na inibição da germinação dos microescleródios.

Segundo Lazarovits et al. (2009), em pH $\geq 5,7$ os AGVs combinam-se ao solo na forma de sais, tornando-se atóxicas aos fitopatógenos (ex: ácido acético, forma tóxica, converte-se em acetato de sódio).

Conn et al. (2005) observaram o efeito do pH na liberação de NH_3 , HNO_2 e AGVs, incorporando em seis solos com características físico-químicas particulares, 30% (p/p de solo) de chorume suíno originário de 19 locais, sobre a germinação de microescleródios de *V. dahliae*. As misturas contendo concentrações superiores a 3 mM de AGVs inibiram a germinação dos microescleródios do patógeno. Os chorumes suíno continham concentrações variáveis de AGVs, inversamente proporcionais ao pH das misturas e que a efetividade, está associada também, ao tempo de exposição e a origem dos resíduos. O chorume suíno oriundo de sistemas de terminação de animais tem concentrações de AGVs quatro a seis vezes superiores em relação a sistemas iniciais de engorda. Atribui-se este fato ao provável aumento da densidade populacional e produção de esterco nos sistemas de terminação (CONN et al., 2007).

Morales et al. (2007) observaram a diminuição no tombamento de plântulas de feijoeiro causadas por *Sclerotium rolfsii* foi proporcional a concentração de chorume suíno incorporado ao solo contendo o patógeno. Os autores descrevem a influência direta do zinco como variável integrante do conjunto que atuou na supressividade ao patógeno.

Análises dos HPs fabricados no Brasil mostram as seguintes concentrações de AGVs (mM): formato (20,4), acetato (197,9), propionato (45,0), *n*-butirato (46,4), *iso*-butirato (9,0), *iso*-valerato (4,6) e glicolato (768,1) (BETTIOL et al., 2009); este último não é classificado como ácido orgânico volátil mas como agente promotor de crescimento de plantas (Abbasi et al.; 2009).

Segundo Weller et al. (2010), um dos principais benefícios da incorporação de resíduos é a geração de supressividade natural nos solos, por meio da promoção do crescimento da microbiota nativa, com efetiva ação antagonista sobre os fitopatógenos. Emulsões e hidrolisados de peixe estimulam a atividade microbiana em solos e em substratos (BAILEY & LAZAROVITS, 2003; ABBASI et al., 2004; VISCONTI et al., 2010) mais especificamente aqueles em que *Trichoderma* spp. encontra-se associado à supressividade (LAZAROVITS et al., 2009).

El-Tarabily et al. (2003) avaliaram o efeito da emulsão de peixe como promotor de crescimento de isolados de bactérias e actinobactérias no desenvolvimento de mudas de rabanete em solo arenoso. A combinação de solo + emulsão de peixe autoclavada + mistura de microrganismos não alterou os níveis de nutrientes, mas elevou significativamente as concentrações de seis hormônios, na parte aérea e no sistema radicular, em relação aos tratamentos controle, solo + fertilizantes inorgânicos e solo + emulsão de peixe autoclavado.

Abbasi et al. (2004) comprovaram que, parte da supressividade da emulsão de peixe (EP) é de natureza biológica em solos com e sem a adição de EP, pasteurizados e infestados com *R. Solani*, incubados por 1, 7, 14 e 28 dias. Em todos os períodos de incubação, a severidade nos tratamentos pasteurizados foi significativamente superior em comparação aos não pasteurizados e a adição de EP aumentou a população de fungos totais e multiplicou a população total de bactérias em nove vezes nos tratamentos não pasteurizados e, em três vezes, nos pasteurizados, após 28 dias.

Visconti et al. (2010) observaram efeito semelhante com hidrolisado de peixe (HP) onde parte do efeito supressivo no controle a *C. spathiphylli* está associada à microbiota presente no substrato. O extrato aquoso de HP a 20% adicionado ao meio BDA, resultou em índices de inibição do crescimento micelial (IICM) de 81,5% no tratamento não autoclavado e 17,2% no tratamento autoclavado. Os autores concluíram que a redução do efeito inibitório está associada à perda da microbiota presente no resíduo pela autoclavagem.

Junto com o farelo, hidrolisado e emulsão de peixe as cascas de crustáceos também possuem potencial para atuarem na supressividade a patógenos de plantas.

4.2.2. Cascas de crustáceos (camarão, caranguejo e siri)

Camarão, caranguejo e siri são invertebrados marinhos estruturalmente formados por um exoesqueleto de quitina (ROBERTS, 2002; RINAUDO, 2006; AL SAGHEER et al., 2009), com composição variável entre 5 a 7% de quitina no camarão (MATHUR & NARANG, 1990), e de 15 a 20% em caranguejos e siris (NACZK et al., 2004). A quitina também ocorre na natureza como componente estrutural no exoesqueleto de outros artrópodos e da parede celular de fungos (RINAUDO, 2006). Segundo Griffin (1993), a quitina é o principal componente estrutural da parede celular da maioria dos fungos, compondo 39% da parede celular do gênero *Fusarium*.

A quitina é um polissacarídeo constituído por um polímero de cadeia longa, a β -(1-4)-N-acetil-D-glucosamina. É o segundo composto químico de maior abundância encontrado na natureza, abaixo apenas de celulose (ROBERTS, 2002; AL SAGHEER et al., 2009). Esse biopolímero, devido à sua versatilidade, é utilizado como agente flocculante no tratamento de efluentes, como adsorvente na clarificação de óleos, e principalmente, na produção de quitosana (MOURA et al., 2006).

A quitosana, polissacarídeo obtido a partir da desacetilação da quitina (ROBERTS, 2002; RINAUDO, 2006; ASSIS et al., 2008; AL SAGHEER et al., 2009), foi estudada com sucesso em uma grande variedade de aplicações de uso humano, por ser biocompatível, biodegradável, possuir propriedades antimicrobianas, ser emulsificante, utilizada no tratamento de efluentes, ser formadora de gel e como envoltório protetor de alimentos, e de uso agrícola, como fornecedora de nutrientes e promotora de crescimento de plantas e no

controle de patógenos de plantas como os nematóides (ADACHI et al., 1987; EHTESHAMUL-HAQUE et al., 1997) e fungos (KIMURA et al., 1999; KUMAR, 2000; ROBERTS, 2002; ASSIS & LEONI, 2003; BERGER et al., 2004; TANADA-PALMU et al., 2005; BENCHIMOL et al., 2006).

O principal mecanismo de ação das cascas de crustáceos no controle de patógenos habitantes do solo, reside no estímulo à microbiota biodegradadora de quitina (PINTO et al., 2010), como actinobactérias, bactérias do gênero *Pseudomonas* e fungos de gênero *Trichoderma* (ROSE et al., 2003), produtores da enzima quitinase (BOLLER, 1986; KNEZEVIC-JUGOVIC et al., 2011), agindo sobre as estruturas dos fitopatógenos, como a parede celular dos fungos e de ovos de nematóides (GODOY et al., 1983); e na indução de resistência sistêmica (IRS) nas plantas (PUNJA & ZHANG, 1993; BENHAMOU et al., 1994; DI PIERO & GARDA, 2008).

Ehteshamul-Haque et al. (1997) avaliaram o efeito de quitina e do pó-de-caranguejo e pó-de-camarão incorporados ao solo cultivado com grão de bico, infestado com *Meloidogyne javanica*. A incorporação de 0,1% (m/m) de quitina, derivada de caranguejo e de camarão, e de pó-de-caranguejo a 0,5 g 100 g⁻¹ solo, foi suficiente para reduzir a severidade das nematoses. O pó-de-camarão incorporado a 1% foi fitotóxico.

Hallmann et al. (1999), em casa de vegetação, testaram o efeito da incorporação de 1% (p/p) de quitina em solos areno-argiloso, cultivado com algodão, artificialmente infestado com nematóides *Meloidogyne incognita*, *Hoplolaimus* spp. e *Paratrichodorus* spp., durante dois anos. A adição da quitina eliminou todos os nematóides fitoparasitas no primeiro ano de cultivo e reduziu significativamente a infestação de *M. incognita* em relação à testemunha, no segundo ano de cultivo. Os tratamentos contendo quitina elevaram a população de fungos e de bactérias com atividade quitinolítica.

Também Godoy et al. (1983) avaliaram o efeito de concentrações de quitina incorporadas em solo arenoso, naturalmente infestado com *Meloidogyne arenaria*, sobre a população do patógeno e na microbiota do solo. As concentrações a partir de 0,4% (m/m) de quitina reduziram o índice de galhas de *M. arenaria*, porém, as concentrações superiores a 0,8% foram fitotóxicas à planta. As concentrações de quitina a partir de 1%, elevaram a pH do solo, a condutividade elétrica, os níveis de nitrogênio amoniacal e nitrato e a

atividade de quitinase. Ocorreu o aumento das populações de bactérias, fungos filamentosos e actinobactérias na concentração de 1% de quitina. Dos 17 gêneros de fungos identificados, 14 tinham atividade quitinolítica sobre o patógeno.

Labrie et al. (2001) testaram o efeito da quitina adicionada ao processo de compostagem no controle de *Phytophthora fragariae* var. *rubi* e *Pythium ultimum*. Os autores descreveram que a geração de composto bi-fásico, obtido pela incorporação de nova quantidade de resíduos de camarão a pilha de composto, modificou a comunidade microbiana, principalmente a de bactérias Gram-positivas, responsáveis pelo antagonismo aos fitopatógenos.

Benchimol et al. (2006) estudaram a potencialidade da casca-de-caranguejo (CG) na redução da incidência de *Fusarium solani* f. sp. *piperis* e na promoção do crescimento de mudas de pimenteira-do-reino (*Piper nigrum*). A adição da casca-de-caranguejo a 1,0%, pré-incubada por 15 dias em solo de mata não autoclavado, e por 30 dias em solo de mata autoclavado, reduziu a mortalidade das mudas de pimenteira-do-reino por *F. solani* f. sp. *piperis* em 20% em relação ao solo sem o resíduo. O carbono da biomassa microbiana foi significativamente superior, nos tratamentos adicionados de 1% (v/v) de solo e incubados por 15 e 30 dias. As concentrações de 0,5% de CG promoveram o aumento dos teores de matéria seca em relação ao controle, sugerindo que a concentração de 1% foi fitotóxica.

Escuadra & Amemiya (2008) compararam o efeito de misturas de solo com farelo de trigo, serragem de pinus, borra de café e esterco de aves, com e sem a adição de casca-de-caranguejo, a *Fusarium oxysporum* f. sp. *spinaciae*, em espinafre. Os resíduos reduziram a incidência da doença somente a partir do segundo cultivo, em relação à testemunha. A severidade foi significativamente reduzida entre os tratamentos, com o menor índice de descoloração dos tecidos na mistura de resíduos com casca-de-caranguejo e cama de frango, em três cultivos sucessivos.

Pinto et al.(2010), avaliaram o efeito da casca de camarão (CC) moída e quitosana sobre a murcha do crisântemo, causada por *Fusarium oxysporum* f. sp. *chrysanthemi*, em sistemas de produção de crisântemo tipo Bola-belga. A CC suprimiu a doença na concentração de 4% (v/v) de substrato, além de promover o crescimento da planta, porém, na concentração de 5% (v/v) houve morte das plantas por fitotoxidez. O diâmetro das

plantas foi diretamente proporcional à concentração da CC e em todas as concentrações a altura das plantas foi superior à testemunha. A CC reduziu o pH, de 6,1 para 5,5, aumentou a condutividade elétrica e elevou os níveis de nitrato, magnésio, cálcio, sódio, cloreto e fósforo. A quitosana não permitiu o estabelecimento de uma resposta padrão sobre a doença, devido ao comportamento variável dos resultados.

Visconti et al. (2010) testaram, *in vitro* o efeito de concentrações de casca-de-camarão (CC) adicionadas ao meio BDA, sobre o crescimento micelial de *C. spathiphylli*. A CC a 20 e 25% (v/v) de meio, sem autoclavagem, suprimiram o crescimento micelial do fungo. As misturas autoclavadas e os compostos voláteis não inibiram o crescimento micelial do patógeno.

Liu et al. (2007) testaram o efeito da quitosana sobre a germinação de esporos e crescimento micelial de *Botrytis cinerea* e *Penicillium expansum* e verificaram inibição completa da germinação dos esporos de *P. expansum* a 0,5% e de *B. cinerea* a 1% de quitosana. A elongação do tubo germinativo, para ambos patógenos foi inibida nas concentrações superiores a 0,01%. Sobre frutos de tomateiro os autores verificaram que as concentrações de quitosana proveram efetivo controle a ambos patógenos em duas temperaturas (2 e 25 °C). Resultados de análise da atividade de polifenoloxidade, peroxidase e de compostos fenólicos com a aplicação da solução a 1% de quitosana para ambas temperaturas sugerem a ação de indução de resistência aos patógenos.

Muñoz et al. (2008) avaliaram *in vitro* e sobre frutos de tomate e uva, o efeito de concentrações de quitosana no controle de *Colletotrichum* sp. *In vitro* a inibição do crescimento micelial do *Colletotrichum* sp. foi diretamente proporcional à concentração da solução de quitosana. Nos frutos, as menores lesões ocorreram na concentração de 2,5% de solução de quitosana e armazenados a 24 °C, por sete dias, com diâmetro significativamente inferior ao tratamento controle.

Benhamou et al. (1994) comprovaram a ação da quitosana na indução de resistência sistêmica (IRS) em plantas de tomate sobre *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici*. A aplicação de 1 mg de quitosana em 1 mL de substrato inerte autoclavado, 6 horas antes do plantio das mudas de tomate, promoveu alterações nas estruturas das células da

planta dificultando a penetração do patógeno e aumentou as concentrações de compostos fenólicos na planta.

Di Piero & Garda (2008) avaliaram o controle da antracnose em feijoeiro-comum pela aplicação de quitosana e concluíram que, em plantas previamente tratadas com quitosana e, posterior, inoculação do fitopatógeno, a severidade no trifólio tratado foi reduzida em relação ao trifólio protegido. Concentrações de 9 mg por planta, quatro dias antes da inoculação, reduziram a severidade da doença em torno de 70%,. Houve alteração no metabolismo da planta e o aumento na atividade de beta-1,3-glucanase, nas folhas previamente tratadas com quitosana. A inibição do patógeno foi diretamente proporcional às concentrações de quitosana no meio de cultura. Os autores concluíram que a quitosana tem propriedades antifúngicas contra *Colletotrichum lindemuthianum*, bem como a capacidade para induzir resistência ao fitopatógeno em feijoeiro.

Além da quitina e da quitosana as algas marinhas também tem potencial para atuarem na supressão em solos agrícolas.

4.2.3. Resíduos de algas marinhas

Algas são organismos marinhos autótrofos, fotossintetizantes e distribuídos, atualmente, em três reinos (VIDOTTI & ROLLEMBERG, 2004) com cerca de 127.000 espécies descritas (GUIRY & GUIRY, 2011). Sua utilidade é diversa, sendo empregada na indústria alimentícia, *in natura* e na extração de espessantes, na indústria de cosméticos, farmacêutica, química, em estações de tratamento de água e rações animais (McHUGH, 2003).

As plantas e algas marinhas são importantes fontes de substâncias biologicamente ativas, ou seja, substâncias com alguma atividade sobre um organismo vivo, diverso daquele no qual foi produzido. São provenientes do metabolismo secundário, como os fenóis, os terpenos e os polipeptídeos, com ação antimicrobiana, inibindo o crescimento micelial de fungos, a germinação de esporos ou a multiplicação de bactérias e induzem resistência, pois contêm moléculas bioativas capazes de ativar os mecanismos de defesa das plantas, podendo atuar como bioestimulantes, promovendo o desenvolvimento da planta (TALAMINI & STADNIK, 2004).

Paracer et al. (1987) testaram o efeito das algas marinhas *Laurencia poitei*, *Paenicillus capitatus*, *Bryothamnion triquestrum*, *Gracilaria mammillaris*, *Anadyomene stellata*, *Dictyota dichotoma*, *Caulerpa prolifera*, *Botryocladia occidentalis*, *Sargassum cymosum* e *Spatoglossum schroederi* sobre a severidade causada por *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne arenaria* e *Meloidogyne javanica* em plantas de tomate. As plantas de tomate cultivadas com 1% (p/p) de *C. prolifera*, *B. occidentalis* e *S. schroederi* incorporadas ao solo de cultivo exibiram os menores índices de severidade (2,31; 2,51 e 2,57, respectivamente), em comparação a testemunha (4,21).

Ara et al. (1997) avaliaram o efeito do pó das algas *Sargassum tenerrimum*, *Sargassum swartzii* e *Sargassum wightii* sobre a severidade de *M. javanica* em quiabeiro. Foi observada menor severidade da doença com a utilização de *S. tenerrimum* seguido de *S. swartzii* e *S. wightii*.

Sultana et al. (2005) compararam o efeito de duas algas marrons (*Stokeyia indica*, *Padina pavonia*), uma alga verde (*Codium iyengarii*) e uma vermelha (*Solieria robusta*), associadas ou não com *Pseudomonas aeruginosa*, no controle de *Macrophomina phaseolina*, *Rhizoctonia solani* e *Fusarium solani* em quiabo e, Sultana et al. (2008) em pimenta, em solo areno argiloso (pH 8,0) naturalmente infestado com os patógenos. Para o quiabo, as algas *P. pavonia*, *S. robusta* a 1% e *C. iyengarii* a 0,5%, combinadas ou não com *P. aeruginosa*, reduziram significativamente a infecção e *M. phaseolina*. A infecção de *R. solani* foi completamente inibida por *S. robusta* em ambas as concentrações. Para a pimenta, as algas *S. indica* e *S. robusta* incorporadas a 1% e *P. aeruginosa* inibiram significativamente a severidade de *M. phaseolina*. Para *R. solani* somente a incorporação de *S. robusta* a 1% no solo foi efetiva. Todas as concentrações das algas reduziram significativamente a infecção provocada por *F. solani* e a alga *C. iyengarii* a 1% foi fitotóxica ao quiabo e a pimenta.

Ben Jenana et al. (2009) testaram o efeito de misturas de *Posidonia oceanica* (Po), esterco de aves (Ea) e resíduos industriais da extração de óleo de oliva (Ro) no controle de *P. aphanidermatum* em tomate. Os resultados *in vitro* demonstraram significativa inibição do crescimento micelial nas misturas contendo concentrações a partir de 35% de *P. oceanica*. Nos testes *in vivo*, as três misturas incorporadas aos substratos inoculados proporcionaram severidade significativamente inferior, 20, 45 e 45% em relação à testemunha

(90%), para as misturas contendo 20, 35 e 50% de *P. oceanica*, respectivamente, contudo, a maior promoção de crescimento foi obtida com a maior concentração de alga.

Sultana et al. (2011) compararam o efeito da alga vermelha *Solieria robusta* à aplicação de fertilizantes químicos e de fungicida, na promoção de crescimento e no controle de *M. phaseolina*, *R. solani*, *F. solani* e a *M. javanica*. Nesse estudo, os autores observaram que a aplicação individual de *S. robusta*, potássio, uréia e Topsin-M reduziram significativamente a incidência de *M. phaseolina*. Para *R. solani* todos os tratamentos reduziram a incidência e para *F. Solani*, somente *S. robusta* foi eficiente. O efeito de tratamento contendo somente *S. robusta* foi aos tratamentos químicos com redução do número de galhas no sistema radicular.

Dentro dos produtos de origem marinha a concha de moluscos também é um potencial resíduo para atuar na supressividade aos fitopatógenos.

4.2.4. Concha de moluscos

Conchas de moluscos compõem-se de 95% de carbonato de cálcio (CaCO_3) (SILVA, 2007) e concentrações (mg Kg^{-1}) de magnésio (435,35 a 1080,63), estrôncio (1.120,96 a 1.426,99), ferro (478,09 a 683,5), sódio (55,89 a 63,93), manganês (23,28 a 35,87), cromo (71,07 a 80,23), zinco (3,34 a 11,32) e, em menor concentração, o potássio (1,24 a 1,53), o níquel (1,63 a 6,16), o cobre (1,66 a 3,23), o chumbo (0,43 a 1,46) e o cádmio (0,03) (SILVA et al., 2010). As conchas de moluscos possuem também, em sua composição 6,1% de quitina (CAMPANA-FILHO et al., 2007).

Devido a alta concentração de CaCO_3 , o principal uso agrícola de conchas de moluscos é como corretivo agrícola do solo, em substituição ao calcários de rocha. Ilkiu-Vidal et al. (2010) testaram o efeito de concentrações de CaCO_3 , na produção de matéria seca (MS) de sálvia (*Salvia officinalis*) sob diferentes pHs. A elevação do pH do solo para 5, com carbonato de cálcio, foi suficiente para elevar os teor de MS da planta em 52%.

Benedetti et al. (2009) avaliaram o efeito da presença e da ausência de calagem com carbonato de cálcio sobre a adubação mineral e orgânica realizada em espinheira-santa (*Maitenus ilicifolia*) cultivada em latossolo vermelho distrófico. A correção do solo ocorreu 48 dias antes do plantio. Ao comparar os tratamentos sem adubação, ou autores

observaram aumento da área foliar e do diâmetro do caule da planta. A adubação mineral foi benéfica a planta somente nos tratamentos com calagem, com teores de matéria seca do caule e da parte aérea e a altura das plantas superiores à adubação orgânica.

Brasil & Nascimento (2010) avaliaram o efeito da adubação fosfatada e da correção do solo com carbonato de cálcio sobre o desenvolvimento de cultivares de maracujá. A incorporação do carbonato de cálcio, 50 dias antes do plantio das mudas de maracujá, elevou o pH do solo, a saturação de bases e a concentração de cálcio no solo, com resposta linear, diretamente proporcional a altura das plantas e a massa seca da parte aérea.

A eficiência do CaCO_3 como corretivo foi comprovada por Ernani et al. (2001), onde para cada dose de CaCO_3 incorporada aos solos Cambissolo Húmico e Latossolo Bruno, elevou quadraticamente o pH do solo.

Além de excelente fonte de cálcio e corretivo de solo, os macro e micronutrientes, presentes em conchas de marisco, podem favorecer a supressividade ao patógeno, atuando de forma indireta, por meio do favorecimento da atividade microbiana ou diretamente, interferindo no ciclo de vida do patógeno. Esses compostos químicos podem induzir a resistência do hospedeiro ou controlar diretamente o patógeno (BETTIOL et al., 2009).

Os macros e os micronutrientes exercem importantes funções no metabolismo das plantas, estando envolvidos em quase todos os mecanismos de defesa como componentes integrais e ativadores, inibidores e reguladores do metabolismo. A nutrição mineral das plantas determinará, em grande parte, a conformação de suas estruturas histológicas e morfológicas, a intensidade de muitas atividades fisiológicas e, conseqüentemente, a resistência ou suscetibilidade às doenças, expressadas na capacidade de reduzir/impedir a atividade patogênica e na habilidade de permitir a sobrevivência de patógenos (VIDA et al, 2004).

Apesar das características químicas, o uso agrícola da concha de moluscos restringe-se atualmente a correção do solo. Seu potencial como indutor de supressividade a fitopatógenos ainda é desconhecido. Além do potencial dos produtos de origem marinha na supressividade, os biofertilizantes também são importantes insumos agrícolas efetivos no controle de doenças de plantas.

4.3. Biofertilizantes no controle de doenças de plantas

Biofertilizantes são fermentações, oriundas de digestão aeróbica ou anaeróbica de materiais orgânicos de origem animal ou vegetal em meio líquido, contendo nutrientes, estimulantes e microrganismos capazes de promover o desenvolvimento das plantas e auxiliar na sua proteção a fitopatógenos (BETTIOL, 2003). A composição química do biofertilizante varia conforme o método de preparo e o material utilizado. O controle de doenças pode ser por meio dos metabólitos produzidos pelos microrganismos presentes no biofertilizante ou pela ação direta destes microrganismos sobre o patógeno ou sobre o hospedeiro (BETTIOL & GHINI, 2004).

Trach & Bettiol (1994) avaliaram o efeito de biofertilizantes anaeróbios sobre o crescimento micelial de *Pythium aphanidermatum*, *Alternaria solani*, *Stemphylium solani*, *Septoria lycopersici*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Botrytis cinerea*, *Rhizoctonia solani*, *Fusarium oxysporum* f. sp. *phaseoli* e sobre a germinação de conídios de *B. cinerea*, *A. solani*, *Hemileia vastatrix* e *Coleosporium plumierae*. Os autores observaram inibição completa do crescimento micelial com concentrações a partir de 10% ocorreu completa inibição do crescimento desses fungos. Os biofertilizantes inibiram totalmente a germinação de *B. cinerea*, *A. solani*, *C. plumierae* e *H. vastatrix*, porém com concentrações variáveis para cada patógeno.

Também Deleito et al. (2005) avaliaram o efeito *in vitro* do biofertilizante Agrobio[®] sobre a bactéria *Xanthomonas euvesicatoria*. O biofertilizante apresentou ação bacteriostática a *X. euvesicatoria*, que indicou a presença de antibióticos no processo de fermentação.

Kupper et al. (2006) avaliaram o efeito de dois biofertilizantes produzidos em sistema anaeróbico e aeróbico, aplicados em diferentes concentrações, respectivamente, *in vitro* sobre o crescimento micelial de *Phyllosticta citricarpa* e em pomares de citros, visando ao controle de seu teleomorfo *Guignardia citricarpa* nos frutos. Pulverizações dos biofertilizantes foram efetuadas no período de 180 dias em intervalos de 28 dias. *In vitro* somente o biofertilizante produzido anaerobicamente, nas concentrações superiores a 10%, inibiu o crescimento micelial de *P. citricarpa*. No experimento a campo, o biofertilizante produzido anaerobicamente reduziu a severidade de *G. citricarpa*

proporcionalmente à concentração aplicada. As combinações dos biofertilizantes com isolados de *B. subtilis* e *Trichoderma* spp. não foram efetivas (KUPPER et al., 2009).

Bernardo & Bettiol (2010) compararam o efeito de *Bacillus subtilis*, *Trichoderma harzianum*, leite e o biofertilizante Microbiol[®] no controle da pinta preta em laranja 'Pêra' orgânica. Os índices de doença dos tratamentos observados pelo período de três anos, apenas o biofertilizante reduziu a severidade da doença somente em períodos com baixa pressão de inóculo do patógeno.

Segarra et al. (2009) avaliaram o efeito de extrato aquoso aerado, oriundo de resíduos compostados sobre *Erysiphe polygoni* ocorrendo em plantas de tomate sob cultivo protegido. A aplicação do composto reduziu a severidade em 19%. Nos tratamentos pulverizados com o extrato não houve a formação de micélio cotonoso, apenas manchas amareladas. As plantas pulverizadas com extrato mostraram coloração mais esverdeada em relação as não tratadas. A contagem de bactérias e fungos totais presentes no filoplano que recebeu os extratos foi superior à testemunha. Não foi observado atividade de indução de resistência entre os tratamentos.

Al-Dahmani et al. (2003) avaliaram o efeito de extratos aquosos aeróbicos e anaeróbicos, em três diferentes concentrações, obtidos de oito tipos de compostos orgânicos, em tomateiros cultivados em estufa naturalmente inoculados com *Xanthomonas versicatoria*. O efeito dos extratos foi variável nos três anos de cultivo, semelhante ao fungicida somente sob baixa pressão de inóculo, no primeiro ano de cultivo.

Koné et al. (2009) observaram o efeito preventivo e curativo de extratos aquosos anaeróbicos de esterco ovino, bovino e de aves, casca de camarão e alga marinha, em plantas de tomate artificialmente infestados com *Oidium neolycopersici* e *Botrytis cinerea*. Os autores descrevem que pulverizações preventivas do extrato de esterco de ovino reduziram a severidade de *B. cinerea*, efeito não observado a *O. neolycopersici*. Resultados *in vitro* sobre o crescimento micelial de *B. cinerea* sugerem que a presença de microrganismos no extrato foi um fator de indução de supressividade.

Práticas alternativas como a utilização de resíduos marinhos na supressividade e o uso de biofertilizantes no controle de doenças de plantas têm que considerar a possibilidade de contaminação dos produtos agrícolas comestíveis *in natura*.

4.4. Segurança alimentar de produtos orgânicos

A preocupação da população com o seu bem-estar e com o meio ambiente tem promovido a busca por alimentos melhor qualidade e mais seguros. Para a escolha entre os alimentos cultivados em sistemas tradicionais ou oriundos de sistemas orgânicos o consumidor tem levado em conta, principalmente, o alto consumo energético de produção, a contaminação da cadeia alimentar e da água por resíduos de pesticidas e nitratos, o baixo conteúdo nutricional dos alimentos, os riscos microbiológicos e o uso da biotecnologia (LAIRON, 2009).

Para Arbos et al. (2010) todos os alimentos devem ser produzidos seguindo práticas que resultem em produtos seguros para serem consumidos. Essa premissa é verdadeira tanto para o sistema orgânico de cultivo, como para o convencional. No entanto, questões têm sido levantadas a respeito da possibilidade de um maior risco de contaminação microbiológica e parasitária nos alimentos produzidos no sistema orgânico, em virtude principalmente do uso de esterco animais como adubo e a proibição da aplicação de agrotóxicos que podem aumentar o risco de uma contaminação e, desse modo, tornar o alimento não adequado ao consumo.

Vários são os microrganismos de origem fecal que provocam doenças, entre eles destacam-se a *Salmonella*, *Shigella*, *Listeria monocytogenes* e os coliformes fecais (STRAUCH, 1991; Van RENTERGHEM et al., 1991; WARNICK et al., 2001), oriundos de lodo de esgoto, de esterco de animais ou água de irrigação contaminada contendo material fecal (LAIRON, 2009; ARBOS et al., 2010). A *Salmonella* é um dos microrganismos mais envolvidos em surtos de doenças de origem alimentar em diversos países, inclusive o Brasil. Dentro do grupo de coliformes estão as cepas de *Escherichia coli*, as quais são membros da microbiota intestinal normal, as mais comuns e clinicamente importantes, além de serem causadoras de diarreia (MOGHARBEL & MASSON, 2005).

Para Gaspar et al. (1999), o significado da presença de *E.coli* em um alimento deve ser avaliado sob dois aspectos, um deles é que este possui uma enterobactéria, e uma vez detectada no alimento, indica que este possui uma contaminação microbiana de origem fecal e, portanto, está em condições higiênicas inadequadas, e o outro, é que cepas de *E. coli* são comprovadamente patogênicas para o homem.

Siqueira (1997) observou em Belo Horizonte que 44,0% das saladas cruas de restaurantes com condições higiênicas e sanitárias insatisfatórias devido à presença de coliformes fecais sendo que, 15% ofereciam produtos potencialmente capazes de causar toxinfecção alimentar.

Arbos et al. (2010) identificaram a presença de coliformes totais e fecais em 100% das amostras de alface, tomate e cenoura coletadas em produtores orgânicos da região metropolitana de Curitiba-PR. Em uma amostra de alface e uma de cenoura foi identificada a presença de *Salmonella*. Segundo os autores a contaminação está associada à água contaminada utilizada na irrigação e na lavagem das hortaliças.

A contaminação microbiológica de alimentos produzidos em sistemas orgânicos ou convencionais depende principalmente das práticas de produção adotadas na propriedade e do manuseio correto das fontes de insumos utilizadas. Além disso, um alimento para ser comercializado como orgânico passa frequentemente por uma série de procedimentos exigidos pela certificadora, a qual não permite que o esterco animal não seja utilizado antes da sua correta compostagem (SMITH, 1993).

O uso do lodo de esgoto em sistemas de agricultura orgânica é proibido e a ocorrência de uma fase termófila ($>70^{\circ}\text{C}$), em processos de compostagem aeróbia, reduz significativamente ou eliminam totalmente os microrganismos patogênicos presentes, tais como *Salmonella enteritidis* ou *E. coli* (LUNG et al., 2001; DROFFNER & BRINTON, 1995; VUORINEN & SAHARINEN, 1997; TIQUIA et al., 1998) porém, com menor eficácia para eliminação de *Clostridium botulinum* (BOHNEL & LUBE, 2000).

A procura por alimentos orgânicos é expressiva em todo o mundo devido à conscientização da população sobre os riscos para a saúde decorrentes da presença de resíduos químicos nos alimentos. Contudo, os alimentos orgânicos requerem a adoção de práticas de manuseio que permitam o uso seguro de seus insumos. No entanto, não há informações convincentes indicando que os alimentos orgânicos podem ser contaminados de forma diferente dos alimentos convencionais (LAIRON, 2009).

CAPÍTULO I

INDUÇÃO DE SUPRESSIVIDADE A *Cylindrocladium spathiphylli* EM PLANTAS DE ESPATIFILO COM RESÍDUOS MARINHOS

Indução de supressividade a *Cylindrocladium spathiphylli* em plantas de espatifilo com resíduos marinhos

Alexandre Visconti^{1*}, Cassiano Forner³, Elke S. D. Vilela², Henri Stuker¹ & Wagner Bettiol^{2*}.

¹Estação Experimental de Itajaí, Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina – EPAGRI, CP 277, 88301-970, Itajaí, SC, Brasil; ²Laboratório de Microbiologia Ambiental, Embrapa Meio Ambiente, CP 69, 13820-000, Jaguariúna, SP, Brasil; ³Departamento de Produção Vegetal – Defesa Fitossanitária, Faculdade de Ciências Agrônômicas, UNESP – Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, 18610-307, Botucatu, SP, Brasil. *Bolsistas do CNPq.

Artigo escrito segundo as normas da Tropical Plant Pathology

Autor para correspondência: Alexandre Visconti, e-mail: visconti@epagri.sc.gov.br

RESUMO

O objetivo do trabalho foi avaliar o efeito de concentrações de hidrolisado de peixe (HP), emulsão de peixe (EP), casca de camarão (CC), alga marinha (*Sargassum* sp.) (AG) e concha de marisco (CM) na indução de supressividade a *Cylindrocladium spathiphylli* em plantas de espatifilo. Ao substrato, naturalmente infestado com o patógeno, incorporou-se HP e EP nas concentrações de 0, 5, 10, 15, 20 e 25% (v/v) do volume necessário para atingir a capacidade de retenção do substrato, e a CC, AG e CM nas concentrações de 0, 1, 2, 3, 4 e 5% (v/v). Após incubação por 10 dias efetuou-se o plantio de uma muda de espatifilo da cultivar Opal.

HP, a EP e a CC reduziram a incidência e a severidade da doença com efeito quadrático à concentração. O pH e os teores de potássio, cálcio e magnésio do HP; a condutividade elétrica e os teores de potássio e magnésio da EP; e o pH, e os teores de nitrogênio, potássio e cálcio da CC resultaram em forte correlação negativa com a incidência e a severidade. As curvas de regressão da hidrólise do diacetado de fluoresceína (FDA), respiração do substrato e carbono da biomassa microbiana (CBM) exibiram efeito quadrático às concentrações de HP, EP e CC, com ponto de inflexão a 25, 20 e 3%, respectivamente. A EP a 20% resultou nos maiores teores de matéria seca e a menor reincidência do patógeno aos 180 dias. A EP a 20% induziu supressividade a *Cylindrocladium spathiphylli*.

Palavras-chave: Controle biológico, emulsão de peixe, hidrolisado de peixe, casca de camarão, concha de marisco, *Sargassum*.

ABSTRACT

Induction of suppressiveness against *Cylindrocladium spathiphylli* in *Spathiphyllum* with marine residues.

The aim of this work was to investigate the effect of fish hydrolyzed (HP), fish emulsion (EP), shrimp peel (CC), seaweed (*Sargassum* sp.) (AG) and mussel shell (CM) on induce suppressiveness against *Cylindrocladium spathiphylli* on *Spathiphyllum* plants. On the container media, naturally infested with the pathogen, were added HP and EP at concentrations of 0, 5, 10, 15, 20 e 25% (v/v) of the volume of water required to reach the water retention capacity of the container media, and CC, AG and CM at concentrations of 0, 1, 2, 3, 4 and 5% (v/v). After incubation for 10 days were planting one plug of *Spathiphyllum*

‘Opal’ per pot. HP, EP and CC reduced the incidence and the area under curve of progress disease (AUCPD) with quadratic effect at each concentration. The pH and the potassium, calcium and magnesium levels from HP, the electrical conductivity and potassium and magnesium levels from the EP, and the pH and nitrogen, potassium and calcium levels from CC showed strong negative correlation with the incidence and AUCPD. Hydrolysis of diacetate fluorescein (FDA), respiration of container media and carbon of microbial biomass (CBM) showed quadratic effect at concentrations of HP, EP and CC, with the inflection point at 25, 20 and 3%, respectively. EP at 20% showed the highest dry matter and the lower recurrence of the pathogen in 180 days. EP at 20% induced suppressiveness to *Cylindrocladium spathiphylli*.

Key words: Biological control, fish emulsion, fish hydrolyzed, shrimp peel, mussel shell, *Sargassum*.

INTRODUÇÃO

Em plantas de espatifilo (*Spathiphyllum wallisi*), o fungo *Cylindrocladium spathiphylli*, agente causal da podridão do colo e da raiz (Reis et al., 2004) é o principal patógeno, responsável por perdas significativas dessa florífera (Chase & Poole, 1987; Temorshuizen et al., 2006). Para essa doença não há controle curativo e a constatação de plantas com os sintomas, acarreta na sua erradicação. A inexistência de produtos registrados e eficazes para o controle da doença e a exigência da sociedade por produtos de alta qualidade (Morandi & Bettiol, 2009), requerem a busca de alternativas de controle. A incorporação de resíduos orgânicos para a conversão de substratos conducentes em supressivos ao patógeno surge como alternativa ao problema (Bettiol & Ghini, 2005).

Os resíduos marinhos atuam como indutores de supressividade aos patógenos de solo (Bailey & Lazarovits, 2003). Farelo de peixe a 0,1% (p/p), associado à *Bacillus thuringiensis*, reduziu significativamente a severidade provocada por *Rhizoctonia solani* e *Fusarium* spp., e inibiram completamente a infecção de *Macrophomina phaseolina* em quiabeiro (Sheikh et al, 2006). Abbasi et al. (2004) observaram redução na severidade causada por *Rhizoctonia solani* e *Pythium aphanidermatum* em mudas de rabanete e pepino, incorporando 4% (m/m) de emulsão de peixe em solos infestados com os patógenos e incubados por 28 dias. A supressividade a *Verticillium dahliae* e *Streptomyces scabies* em berinjela e batata foi induzida com sucesso com uma única aplicação de 1% (m/m) de emulsão de peixe, em solos arenosos com histórico das doenças (Abbasi et al., 2006).

A indução de supressividade com hidrolisado de peixe foi observada em *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* raça 3 em tomate (Bettiol et al., 2009); com casca de crustáceos em *Fusarium solani* f. sp. *piperis* em mudas de *Piper nigrum* (Benchimol et al., 2006) e em *Fusarium oxysporum* f. sp. *chrysanthemi* em crisântemo (Pinto et al., 2010). Labrie et al. (2001) obtiveram eficácia com o uso de quitina no controle de *Phytophthora fragariae* var. *rubi* e *Pythium ultimum* em pepino; e Muñoz et al. (2008) verificaram a eficácia da quitosana no controle de *Colletotrichum* sp. em uva e tomate.

O presente trabalho teve por objetivo avaliar a capacidade de hidrolisado de peixe, emulsão de peixe, casca de camarão moída, pó-de-alga marinha e pó-de-concha de marisco em induzir supressividade a *C. spathiphylli* em plantas de espatifilo.

MATERIAL E MÉTODOS

Resíduos da indústria pesqueira. Dos resíduos utilizados, o hidrolisado de peixe (HP) e a emulsão de peixe (EP) são produtos comerciais de nome FishFértil Active[®] (Fish Fertilizantes Ltda., Estiva Gerbi-SP) e Fertilizante Orgânico Composto Classe A - JK[®] (JK Fertilizantes – Paulínia-SP), respectivamente. A casca de camarão (CC), a concha de marisco (CM) e a alga marinha *Sargassum* sp. (AG) foram coletados em colônias de pescadores dos municípios de Balneário Camboriú e Penha, SC, secos em estufa de ar forçado a 40 °C para perda da umidade até o ponto de moagem, seguido de trituração, moagem e separação em peneira de 60 Mesh (0,25 mm). A composição de cada resíduo encontra-se na Tabela 1.

Efeito dos resíduos marinhos adicionados ao substrato de cultivo, naturalmente infestado, no controle de *C. spathiphylli*. O substrato de cultivo Multiplant[®] (Terra do Paraíso, Holambra-SP) (60% de composto de casca de pinus, 15% de vermiculita e 25% de húmus e terra vegetal, pH 5,5, CE 0,6 $\mu\text{S cm}^{-1}$) naturalmente infestado com o patógeno, coletados de vasos contendo plantas com sintomas da doença, foi reunido em um único volume, seguido de revolvimento para uniformização do inóculo. Após, foram incorporados os resíduos de CC, AG e CM nas concentrações de 0, 1, 2, 3, 4 e 5% (v/v) e o HP e a EP nas concentrações de 0, 5, 10, 15, 20 e 25% (v/v) do volume necessário para atingir a capacidade de retenção de água do substrato. As misturas foram incubadas por 10 dias em sacos plásticos negros mantidos a temperatura ambiente, seguido de transferência para vasos plásticos de 300 mL, e o plantio de uma muda de espatifilo da cultivar Opal em cada vaso. Os vasos foram mantidos sob ambiente protegido, coberto com filme de polietileno branco fosco e a irrigação foi feita por aspersão. A partir de 30 dias do plantio, as plantas foram adubadas semanalmente com 4 e 6 g vaso⁻¹ de N (uréia) e K (KNO₃), respectivamente. No plantio, aos 90 e aos 180

111 dias de cultivo, foram coletadas amostras para a determinação da respiração microbiana (Grisi,
112 1978), carbono da biomassa microbiana (CBM) (Vance et al., 1987) e atividade microbiana do
113 substrato por meio da hidrólise do diacetato de fluoresceína (FDA) (Schnürer & Rosswall,
114 1982). Macro e micronutrientes dos substratos foram determinados no plantio e ao final do
115 experimento. A incidência foi avaliada aos 180 dias de cultivo e a severidade da doença foi
116 avaliada semanalmente até os 180 dias após o plantio. Para a severidade foi utilizada a escala de
117 notas: 1- planta sadia, 2 - planta murcha, 3 - planta morta. Com os resultados foram calculadas
118 as áreas abaixo da curva de progresso da doença (AACPD), as curvas de regressão linear e a
119 incidência da doença (ID) em relação à testemunha. Ao final do experimento determinou-se a
120 matéria seca total das plantas remanescentes. Os resíduos foram analisados em dois
121 delineamentos experimentais inteiramente casualizados em arranjo fatorial (3 X 6) para a casca
122 de camarão, pó-de-alga e pó-de-concha-de-marisco, e em arranjo fatorial (2 X 6) para o
123 hidrolisado e a emulsão de peixe, com 30 repetições (1 repetição = 1 vaso com uma planta).

124 **Re-isolamento de *C. spathiphylli* de fragmentos radiculares.** Para confirmação do
125 agente causal da doença nas plantas, foram coletados cinco fragmentos de raízes com 5 mm de
126 comprimento, lavados em água corrente e desinfestados em álcool 70%, por 1 minuto, e
127 hipoclorito de sódio 2,0%, por 30 segundos, seguido de duas lavagens em água destilada e
128 secas em papel de filtro esterilizado. Em ambiente asséptico, os fragmentos foram transferidos
129 para placas de Petri contendo meio Batata-Dextrose-Ágar (BDA) + estreptomicina (1 g L⁻¹ de
130 meio). As placas foram mantidas em câmara de crescimento a 24 °C ± 2 por 72 h para
131 observação dos sinais do patógeno, expresso em 1 = presença ou 0 = ausência do patógeno. Os
132 resultados foram transformados em arcoseno de $\sqrt{x}/100$.

Análise estatística - Os resultados dos experimentos foram submetidos à análise de variância e a separação de médias realizada pelo teste de Tukey a 5% utilizando o software SISVAR 5.0 e as regressões no Sigma Plot 11.0.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

A análise de variância dos resíduos líquidos (CV= 17,8%) e dos resíduos sólidos (CV= 12,9%) não teve significância entre os resíduos, mas foi significativo ($p < 0,05$) para concentração e a interação resíduo X concentração. Nos experimentos, o desdobramento de resíduo e concentração foi estudado através de análise de regressão (Figuras 1 e 2).

O hidrolisado de peixe (HP), a emulsão de peixe (EP) e a casca de camarão (CC) reduziram a incidência da doença, aos 180 dias de cultivo, com efeito quadrático proporcional às concentrações aplicadas (Figuras 1A e 2A). As maiores concentrações de CC e HP proporcionaram incidências inferiores a 15% ($R^2 = 0,59$) e 22% ($R^2 = 0,46$) em relação à testemunha (0%) com 100% de incidência, respectivamente. No tratamento contendo EP a 25% não foram observados sintomas do patógeno nas plantas de espatifilo (Figura 1).

O comportamento para a severidade, com redução da AACPD no período de 180 dias, proporcionalmente à concentração aplicada (Figuras 1B e 2B) foi semelhante nestes resíduos. A redução da incidência e da severidade de doenças causados por fitopatógenos de solo, com a adição de concentrações de resíduos ao solo ou em substrato foram obtidos por Abbasi et al. (2004, 2006) com emulsão de peixe, e por Lazarovits et al. (2009), Bettiol et al. (2009) e Visconti et al. (2010) com hidrolisado de peixe.

Pinto et al. (2010) controlaram *F. oxysporum* f. sp. *crisanthemi* em crisântemo incorporando 4% (v/v) do pó de casca de camarão ao substrato de cultivo, porém, a concentração de 5% do resíduo foi fitotóxica às plantas, efeito não observado para o espatifilo.

As análises de correlação negativa da AACPD e da incidência da doença (Tabela 3) com os atributos químicos dos substratos aos 180 dias evidenciam forte correlação das variáveis abióticas dos resíduos na supressividade ao patógeno. A elevação das concentrações dos resíduos incorporados ao substrato reduziram a incidência e a severidade da doença. No hidrolisado de peixe, o pH e os teores de potássio, cálcio e magnésio; na emulsão de peixe, a condutividade elétrica e os teores de potássio e magnésio; e na casca de camarão, o pH, e os teores de nitrogênio, potássio e cálcio destacaram-se como variáveis supressoras de *C. spathiphylli*.

A redução da severidade de *C. spathiphylli* em plantas de espatifilo com o aumento do pH foi observado por Chase e Poole (1987) e Temorshuizen et al. (2006). Heyman et al. (2007) obtiveram forte correlação negativa na supressividade a *Aphanomyces euteiches* em ervilha com doses crescentes de cálcio incorporadas ao solo. Segundo Höper e Alabouvette (1996), a elevação do pH favorece a absorção de cálcio (Ca) e magnésio (Mg) pelas raízes, reponsáveis pelo espessamento da parede celular inibindo a atividade de poligalacturonase produzida por diversos fungos.

A correlação entre os teores de nitrogênio presente na casca de camarão e a incidência e severidade do patógeno foi negativa (Tabela 3). O efeito do pH na formação de compostos nitrogenados tóxicos como a amônia (N-NH₃) e o ácido nitroso (HNO₂) ou na liberação de ácidos graxos voláteis (AGVs), com ação de inibição de fitopatógenos é discutido por Abbasi

et al. (2004, 2006), Lazarovits et al. (2005, 2009) e Abbasi et al. (2009). A redução do pH ao longo do cultivo de espatifilo e a presença de concentrações de nitrogênio nos substratos (Tabela 2), mesmo que por curto período, devido a lixiviação dos nutrientes do substrato pela irrigação, pode ao longo do ciclo de cultivo ter favorecido a formação de HNO_2 e/ou liberação de AGVs inibindo a ação de *C. spathiphylli*.

A hidrólise do diacetado de fluoresceína (FDA), respiração do substrato e carbono da biomassa microbiana (CBM) indicam, para os resíduos líquidos, comportamento quadrático da atividade microbiana nos substratos, com ponto de inflexão na concentração de 25% para o hidrolisado de peixe (Figuras 3A, C e E) e de 20% para a emulsão de peixe (Figuras 3B, D e F). Nos resíduos sólidos, comportamento semelhante ocorreu somente nas concentrações de casca de camarão com ponto de inflexão a 3% (v/v) do resíduo incorporado (Figuras 4A, D e G). Nestes resíduos a maior atividade de FDA, respiração e CBM foram observadas na fase de plantio. Efeito inverso foi observado nos resíduos de alga marinha (AG) e concha de marisco (CM), com elevação das concentrações de CBM e FDA aos 90 e 180 dias (Figura 4B, C, E, F, H e I).

A atividade microbiana foi identificada como variável integrante do conjunto que atuam na supressividade ao patógeno por Bailey & Lazarovits (2003), Abbasi et al. (2004, 2009), Bettiol & Ghini (2005), Bettiol et al. (2009), Bonanomi et al. (2010) e Visconti et al. (2010). Segundo Lazarovits et al. (2009) emulsões e hidrolisados de peixe estimulam a atividade microbiana em solos com aumento das populações de *Trichoderma* spp. sendo esses organismos associados à supressividade. El-Tarabily et al. (2003) comprovaram o efeito da

emulsão de peixe no estímulo do crescimento de bactérias e actinobactérias e desses no desenvolvimento de mudas de rabanete em solo arenoso.

Os resíduos de AG e CM adicionados ao substrato de cultivo não induziram supressividade a *C. spathiphylli*. Diferentemente dos resíduos de HP, EP e CC, as alterações microbianas ocorreram mais lentamente, permitindo o estabelecimento do patógeno no substrato. Apesar da ineficácia dos tratamentos contendo AG e CM, há necessidade de se conhecer o comportamento desses resíduos em outros patossistemas.

A EP a 20% promoveu os maiores teores de matéria seca da raiz e da parte aérea, 1,46 e 0,79 g, em relação à testemunha com 0,96 e 0,47 g, respectivamente. O peso da matéria seca total do tratamento foi 21,3% superior ao segundo tratamento de maior concentração de matéria seca, semelhante ao efeito obtido por Abbasi et al. (2004) com emulsão de peixe em mudas de rabanete, pepino e fumo.

Análises de correlação de Pearson ($P < 0,05$) entre a presença do patógeno na planta, através do reisolamento do patógeno em Placas de Petri e os teores de matéria seca tiveram forte correlação negativa para a concentração de EP a 20%, com valores para a parte aérea de $r = -0,86$ e para as raízes de $r = -0,88$ (Tabela 4), confirmando o efeito do resíduo sobre o patógeno e como promotor de crescimento de planta (Figura 5). A morte de microescleródios de *V. dahliae* com emulsionado de peixe foi observada por Abbasi et al. (2006).

Com os resultados de incidência, severidade, carbono da biomassa microbiana, hidrólise de diacetato de fluoresceína e as correlações entre o re-isolamento do patógeno em meio BDA e os teores de matéria seca, conclui-se que, nas condições experimentais, a emulsão de peixe a

20% (v/v) do volume necessário para atingir a capacidade de retenção de água do substrato, induziu supressividade a *Cylindrocladium spathiphylli*.

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico – CNPq pelo provimento das bolsas de doutorado e produtividade em pesquisa aos dois primeiros autores, respectivamente, e ao produtor Ronaldo Aluísio Kievitsbosch de Holambra-SP, pelo fornecimento dos insumos para realização da pesquisa.

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICAS

Abbasi PA, Conn KL, Lazarovits G (2004) Suppression of *Rhizoctonia* and *Pythium* damping-off of radish and cucumber seedlings by addition of fish emulsion to peat mix or soil. Canadian Journal of Plant Pathology 26:177-187.

Abbasi PA, Conn KL, Lazarovits G (2006) Effect of fish emulsion used as a preplanting soil amendment on verticillium wilt, scab, and tuber yield of potato. Canadian Journal of Plant Pathology 28:509-518.

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

Bailey KL, Lazarovits G (2003) Suppressing soil-borne diseases with residue management and organic amendments. *Soil & Tillage Research* 72:169-180.

Benchimol RL, Sutton JC, Dias-Filho MB (2006) Potencialidade da casca de caranguejo na redução da incidência de fusariose e na promoção do crescimento de mudas de pimenteira-do-reino. *Fitopatologia Brasileira* 31:180-184.

Bettiol W, Ghini R (2005) Solos supressivos. In: Michereff SJ, Andrade DEGT, Menezes M. (Eds) *Ecologia e manejo de patógenos radiculares em solos tropicais*. Recife. UFRPE - Imprensa Universitária.

Bettiol W, Ghini R, Mariano RRL, Michereff SJ, Mattos LPV, Alvarado ICM, Pinto ZV (2009) Supressividade a fitopatógenos habitantes do solo. In: Bettiol W, Morandi MAB (Eds) *Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas*. Jaguariúna-SP: Embrapa Meio Ambiente.

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

Chase AR, Poole RT (1987) Effects of potting medium pH and air temperature on severity of *Cylindrocladium* root and petiole rot of *Spathyphyllum* sp. *Plant Disease* 71:509-511.

El-Tarabily KA, Nassar AH, Hardy GES, Sivasithamparam K (2003) Fish emulsion as a food base for rhizobacteria promoting growth of radish (*Raphanus sativus* L. var. *sativus*) in a sandy soil. Plant and Soil 252:397-411.

Grisi BM (1978) Método químico da medição da respiração edáfica: alguns aspectos técnicos. Ciência e Cultura 30:82-88.

Heyman F, Lindahl B, Persson L, Wikstrom M, Stenlid J (2007) Calcium concentrations of soil affect suppressiveness against *Aphanomyces* root rot of pea. Soil Biology & Biochemistry 39:2222-2229.

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

Labrie C, Leclerc P, Cote N, Roy S, Brzezinski R, Hogue R, Beaulieu C (2001) Effect of chitin waste-based composts produced by two-phase composting on two oomycete plant pathogens. Plant & Soil 235:27-34.

Lazarovits G, Conn KL, Abbasi PA, Tenuta M (2005) Understanding the mode of action of organic soil amendments provides the way for improved management of soilborne plant pathogens. Acta Horticulturae 698:215-225.

Lazarovits G, Abbasi PA, Conn KL, Hill JE, Hemmingsen SM (2009) Fish emulsion and liquid swine manure: model systems for development of organic amendments as fertilizers with disease suppressive properties. In: Bettiol W, Morandi MAB (Eds) Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas. Jaguariúna-SP. Embrapa Meio Ambiente.

Morandi MAB, Bettiol, W (2009) Controle biológico de doenças de plantas no Brasil. In: Bettiol W, Morandi MAB (Eds) Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas. Jaguariúna. Embrapa Meio Ambiente.

Muñoz Z, Moret A, Garces S (2009) Assessment of chitosan for inhibition of *Colletotrichum* sp. on tomatoes and grapes. Crop Protection 28:36-40.

Pinto ZV, Bettiol W, Morandi MAB (2010) Efeito de casca de camarão, hidrolisado de peixe e quitosana no controle da murcha de *Fusarium oxysporum* f.sp. *chrysanthemi* em crisântemo. Tropical Plant Pathology 35:16-23.

Reis A, Mafia RG, Silva PP, Lopes CA, Alfenas AC (2004) *Cylindrocladium spathiphylli*, causal agent of *Spathiphyllum* root and collar rot in the Federal District - Brazil. Fitopatologia Brasileira 29:102.

Schnürer J, Rosswall T (1982) Fluorescein diacetate hydrolysis as a measure of total microbial activity in soil and litter. Applied Environmental Microbiology 43:1256-1261.

306 Sheikh LI, Dawar S, Zaki MJ, Ghaffar A (2006) Efficacy of *Bacillus thuringiensis* and
307 *Rhizobium meliloti* with nursery fertilizers in the control of root infecting fungi on mung bean
308 and okra plants. Pakistan Journal of Botany 38:465-473.

309
310 Temorshuizen AJ, van Rijn E, van der Gaag DJ, Alabouvette C, Chen Y, Lagerlof J,
311 Malandrakis AA, Paplomatas EJ, Ramert B, Ryckeboer J, Steinberg C, Zmora-Nahum S
312 (2006) Suppressiveness of 18 composts against 7 pathosystems: variability in pathogen
313 response. Soil Biology & Biochemistry 38:2461-2477.

314
315 Vance ED, Brookes PC, Jenkinson DS (1987) An extraction method for measuring soil
316 microbial biomass C. Soil Biology & Biochemistry 19:703-707.

317
318 Visconti A, Bettiol W, Morandi, MAB (2010) Efeito de hidrolisado de peixe sobre o
319 crescimento micelial e controle de *Cylindrocladium spathiphylli* em espatifilo. Summa
320 Phytopathologica 36:298-308.

Tabela 1 - Atributos químicos dos resíduos orgânicos testados na indução de supressividade a *Cylindrocladium spathiphylli*.

Atributo	Hidrolisado de peixe ^{1,2*}	Emulsão de Peixe ¹	Casca de Camarão	Alga Marinha	Concha de Marisco
N	1,20 %	32,7 g kg ⁻¹	58,1 g kg ⁻¹	18,6 g kg ⁻¹	14,5 g kg ⁻¹
P ₂ O ₅	2,00 %		13,8 g kg ⁻¹	1,2 g kg ⁻¹	4,9 g kg ⁻¹
K ₂ O	0,60 %		1,65 g kg ⁻¹	1,8 g kg ⁻¹	11,4 g kg ⁻¹
Ca	0,50 %	13,5 g kg ⁻¹	154,4 g kg ⁻¹		
Mg	0,10 %		5,23 g kg ⁻¹	1,4 g kg ⁻¹	1,3 g kg ⁻¹
pH	4,5	3,3	8,7	6,9	7,9
Umidade		34,4 %			
C	8,00 %	448 g kg ⁻¹	5 %		
Relação C:N	6,7	13,7			
Índice salino	10 %	12 %			
Densidade	1,08	1,14			

¹Dados fornecidos pela indústria. *Ácidos graxos voláteis (mM) presentes em hidrolisado no peixe (Bettiol et al.,2009): Glicolato: 768,1; Formato: 20,4; Acetato: 197,9; Propionato: 45,0; *n*-Butirato: 46,4; *iso*-Butirato: 9,0; *iso*-Valerato: 4,6; Total AGV: 1091,4. ²Nutrientes (%): Na: 0,15; Cu: 0,01; Mn: 0,05; Fe: 0,25; Zn: 0,01; B: 0,02; S: 0,30; Al: 0,01; Co: 0,005; Mo: 0,01; Si: 0,025; Br: 0,005; F: 0,005; I: 0,005.

Tabela 2 - Efeito do hidrolisado de peixe, da emulsão de peixe, da casca de camarão, do pó de alga marinha e do pó de concha de marisco nos atributos químicos do substrato de cultivo incubados por 10 dias.

Tratamento	pH	CE ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	Matéria seca (%)	Nitrogênio	Fósforo	Potássio (g kg^{-1})	Cálcio	Magnésio
Hidrolisado de Peixe								
0%	5,0	155,7	40,0	6,30	0,90	0,55	3,35	1,19
5%	5,2	321,7	38,9	6,48	1,34	0,55	3,89	0,95
10%	5,6	589,0	48,9	8,23	1,78	0,55	3,19	0,91
15%	5,8	811,7	39,4	5,95	1,44	0,55	3,26	0,93
20%	6,0	965,3	40,5	7,70	2,01	0,55	3,72	1,05
25%	6,0	1064,3	40,0	9,10	1,58	0,55	4,42	1,18
Emulsão de Peixe								
0%	4,7	405,3	38,7	5,60	1,15	0,55	3,52	1,04
5%	5,4	410,0	38,5	7,00	1,09	0,55	3,51	1,06
10%	5,4	459,0	40,5	7,35	1,28	0,55	3,76	1,03
15%	5,8	385,7	38,8	8,40	1,31	0,55	3,93	1,06
20%	5,8	571,7	44,8	8,58	1,23	1,10	3,65	1,10
25%	5,9	515,3	39,1	6,65	1,20	0,55	4,79	1,13
Casca de Camarão								
0%	4,3	501,0	42,7	7,53	0,98	0,55	2,99	0,9
1%	4,9	570,7	41,4	8,58	0,97	0,55	3,34	0,97
2%	4,7	1100,3	41,3	8,75	1,43	0,55	4,25	1,16
3%	5,6	1112,7	43,3	7,35	1,68	0,55	6,69	1,01
4%	6,0	1196,3	43,2	8,58	1,58	0,55	5,53	0,94
5%	6,4	948,0	43,8	7,35	2,01	0,55	5,65	0,94
Alga Marinha								
0%	4,5	643,7	51,0	7,70	1,30	1,10	4,37	1,48
1%	4,7	833,7	54,7	7,18	1,28	1,10	1,79	0,50
2%	4,8	963,7	56,8	10,15	1,31	1,65	2,76	0,93
3%	5,0	1108,3	55,0	10,68	1,66	1,65	2,99	0,64
4%	5,1	1212,7	57,0	8,40	1,77	2,20	3,04	0,86
5%	5,2	1276,3	55,2	8,93	1,54	1,65	3,32	0,79
Concha de Marisco								
0%	4,4	594,7	50,9	9,63	1,43	1,10	1,65	0,45
1%	7,5	755,0	53,6	9,80	1,68	1,10	14,33	0,50
2%	7,6	818,3	56,1	7,53	1,51	0,55	16,75	0,42
3%	7,7	906,3	59,9	8,75	1,55	0,55	35,11	0,59
4%	7,8	904,0	57,5	7,18	1,55	0,55	47,39	0,53
5%	8,1	980,7	57,4	7,00	1,43	0,55	67,95	0,55

Tabela 3 – Correlação da severidade dada pela área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) e da incidência aos 180 dias de cultivo com os atributos químicos dos resíduos.

Resíduo	Variável	Coeficiente de correlação ¹							
		Atributo ²							
		pH	CE ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	MS	N	P (g kg^{-1})	K (g kg^{-1})	Ca	Mg
Hidrolisado de Peixe	AACPD	-0,92*	0,70*	-0,54	0,23	-0,54	-0,91*	-0,72*	-0,87*
	Incidência	-0,89*	-0,56	-0,63	0,22	-0,51	-0,83*	-0,86*	-0,88*
Emulsão de Peixe	AACPD	0,14	-0,81*	-0,43	0,15	-0,76*	0,00	-0,59	-0,73*
	Incidência	0,23	-0,99*	-0,81*	-0,02	-0,77*	0,00	-0,63	-0,77*
Casca de Camarão	AACPD	-0,74*	-0,47	0,09	-0,74*	-0,55	-0,85*	-0,93*	-0,30
	Incidência	-0,61	-0,59	0,09	-0,80*	-0,68	-0,74*	-0,95*	-0,43
Alga Marinha	AACPD	0,77*	-0,57	0,77*	0,14	0,41	0,65	-0,28	0,11
	Incidência	0,76*	-0,23	0,18	-0,08	0,46	0,59	-0,20	0,46
Concha de Marisco	AACPD	-0,55	0,83*	-0,65	-0,72*	-0,54	-0,05	-0,81*	-0,66
	Incidência	-0,51	0,64	-0,78*	-0,71*	-0,34	-0,49	-0,58	-0,33

¹Coeficiente de correlação de Pearson seguidos de * são significativos a $P < 0,05$. ²Atributo: pH em água, CE= condutividade elétrica, MS= matéria seca do substrato, N= nitrogênio, P= fósforo, K= potássio, Ca= cálcio, Mg= magnésio.

Tabela 4 – Correlação entre o reisolamento do patógeno *in vitro* e os teores de matéria seca da parte aérea e da raiz de espatifilo aos 180 dias de cultivo.

Resíduo	Coeficiente de correlação ¹	
	Matéria seca	
	Aérea	Raiz
Hidrolisado de peixe	-0,24	-0,21
Emulsão de peixe	-0,86*	-0,88*
Casca de camarão	-0,60	-0,59
Alga marinha	-0,58	-0,59
Concha de marisco	-0,64	-0,62

¹Coeficiente de correlação de Pearson seguidos de * são significativos a $P < 0,05$.

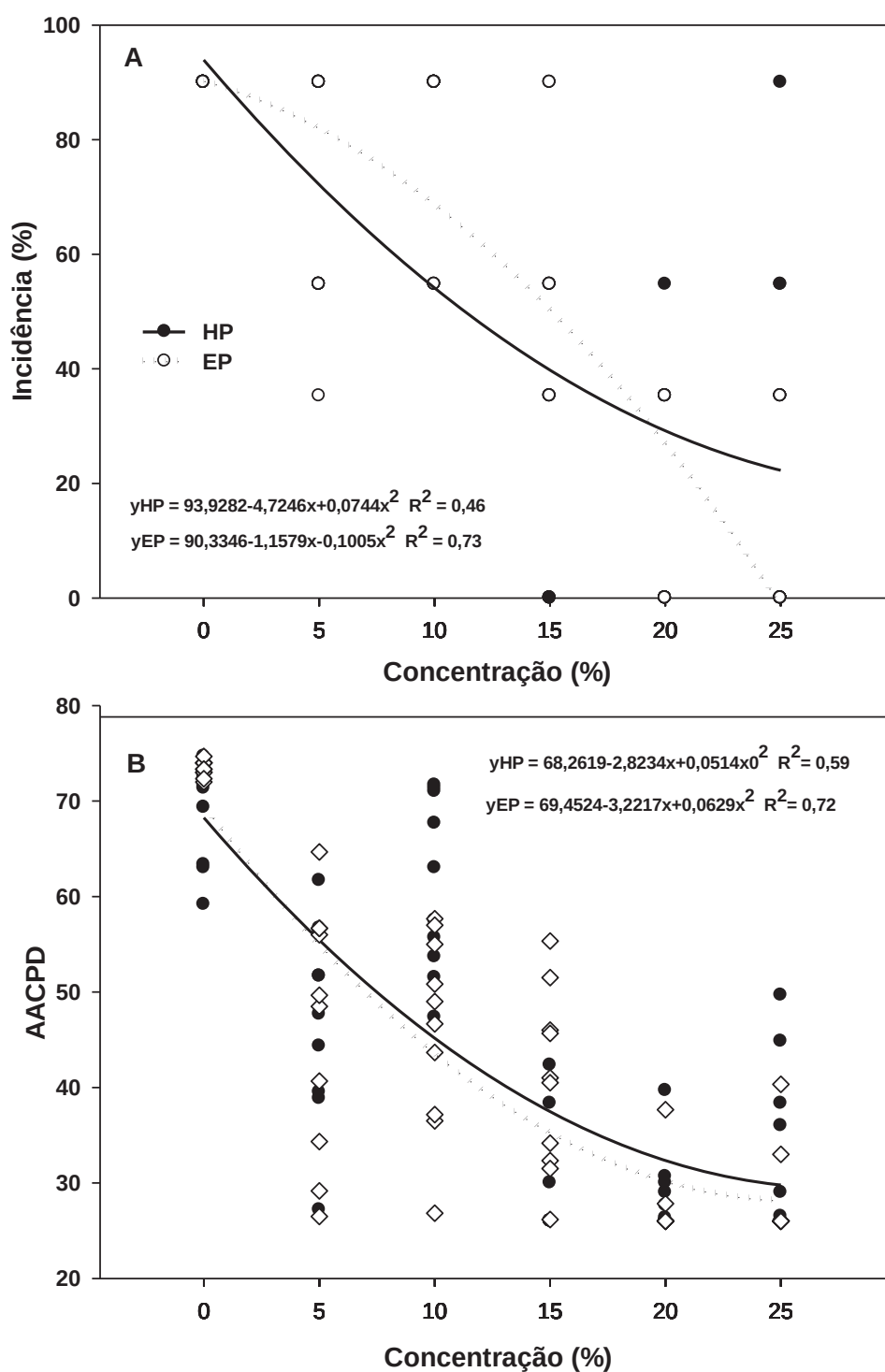


Figura 1 – A = Incidência aos 180 dias e B = área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) de *Cylindrocladium spathiphylli*, em plantas de espatifilo cultivadas em misturas de hidrolisado de peixe (HP) e emulsão de peixes (EP) adicionados ao substrato de cultivo nas concentrações de 0, 5, 10, 15, 20 e 25% (v/v) do volume necessário para atingir a capacidade de retenção do substrato.

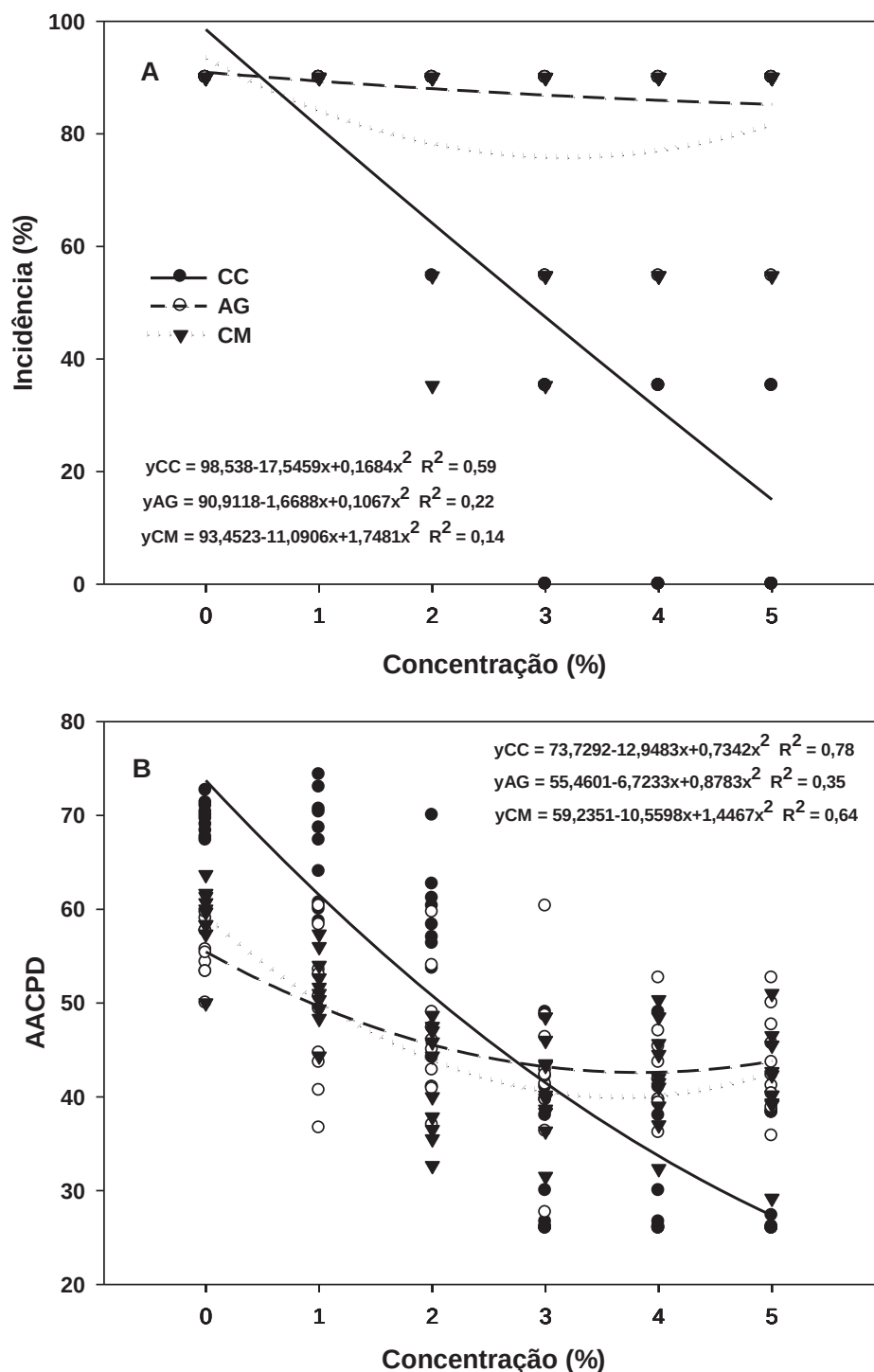


Figura 2 – A = Incidência aos 180 dias e B = área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) de *Cylindrocladium spathiphylli*, em plantas de espatifilo cultivadas em misturas de casca de camarão (CC), pó de alga marinha (AG) e pó de concha de marisco (CM) adicionado ao substrato de cultivo nas concentrações de 0, 1, 2, 3, 4 e 5% (v/v).

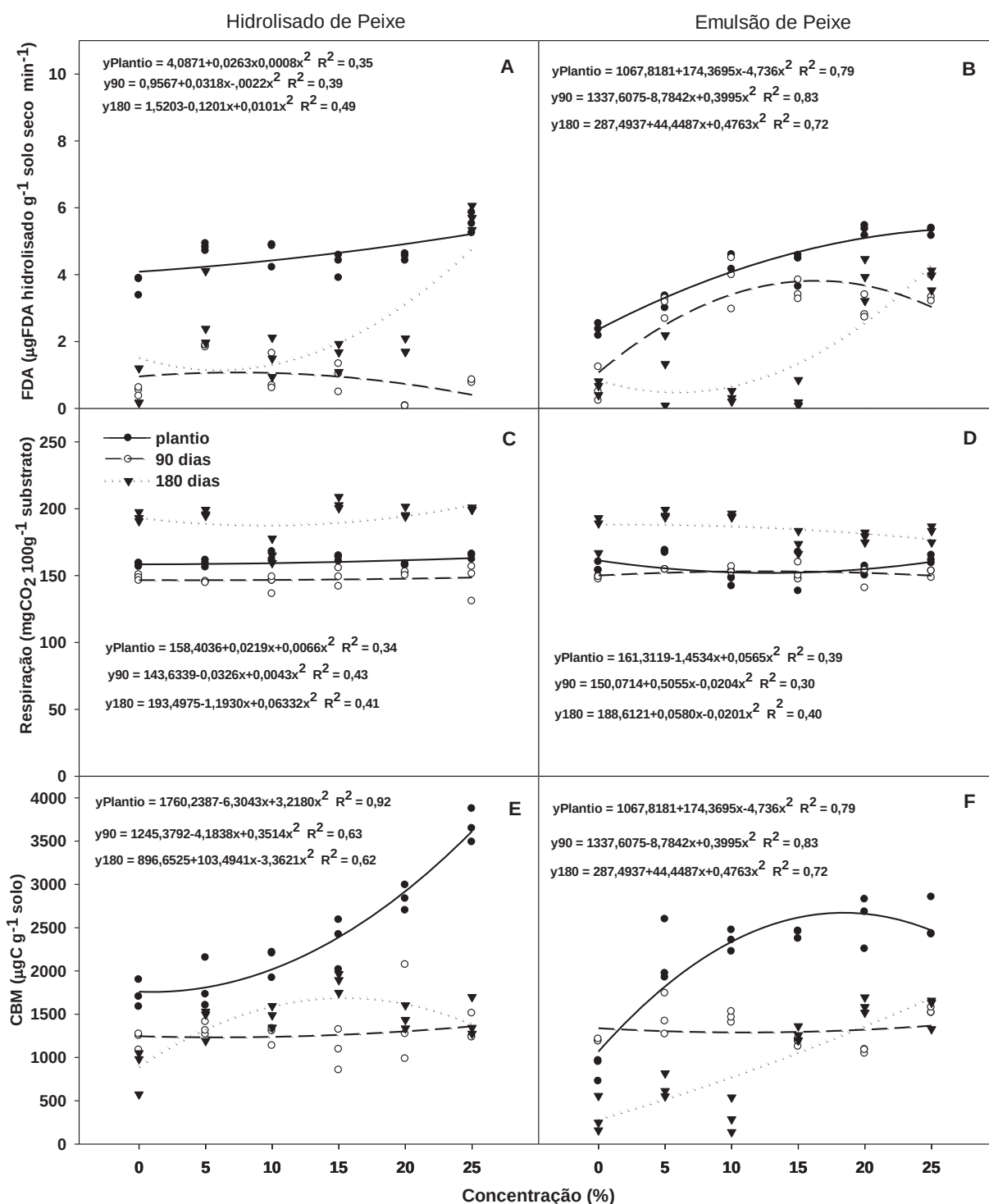


Figura 3 – Atividade microbiana determinada pelo: A e B = diacetato de fluoresceína (FDA), C e D = Respiração do substrato e, E e F = carbono da biomassa microbiana (CBM), de substratos tratados com 0, 5, 10, 15, 20 e 25% (v/v) de hidrolisado e emulsão de peixe do volume necessário para atingir a capacidade de retenção do substrato.

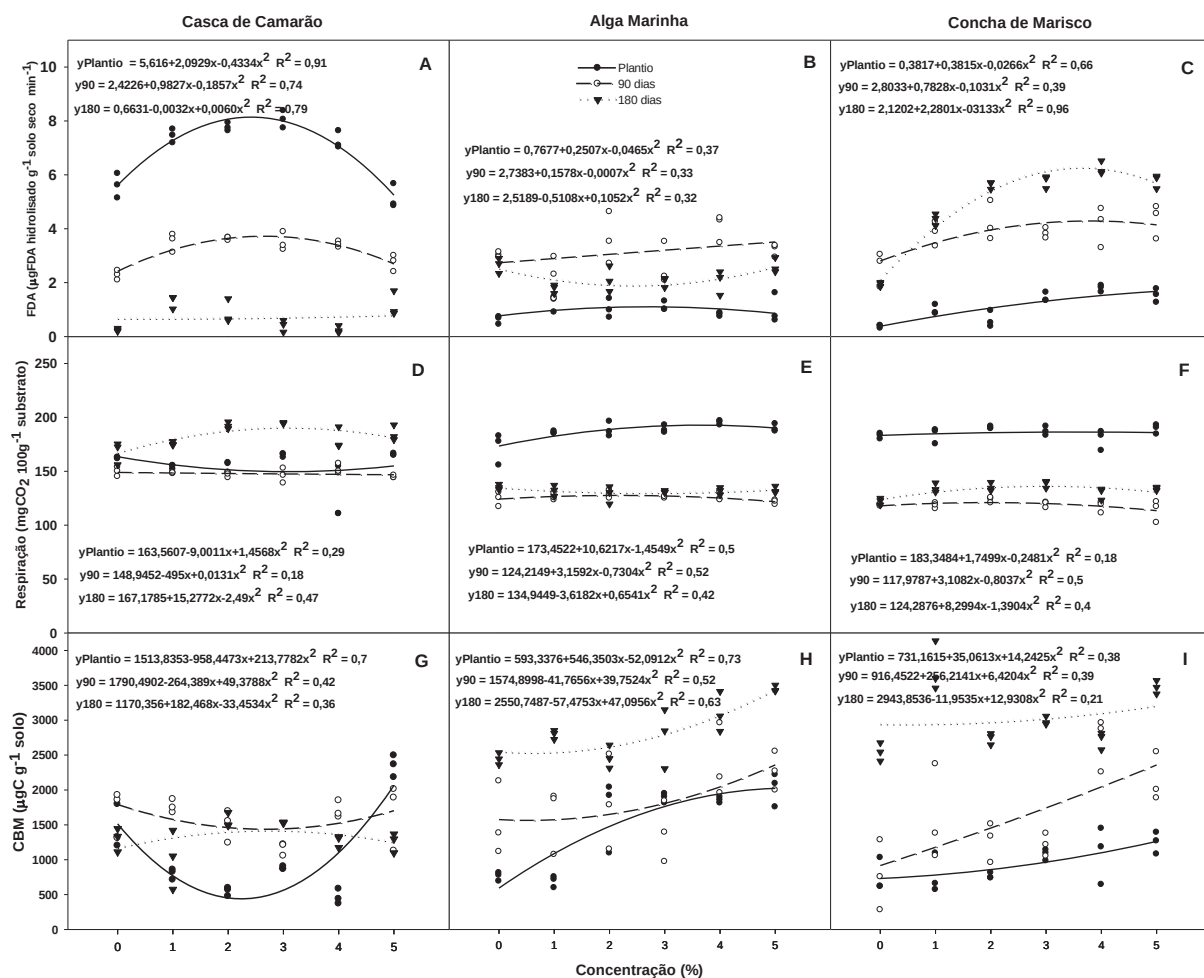


Figura 4 – Atividade microbiana determinada pelo: A, B e C = diacetato de fluoresceína (FDA), D, E e F = Respiração do substrato e, G, H e I = carbono da biomassa microbiana (CBM), de substratos tratados com 0, 1, 2, 3, 4 e 5% (v/v) de casca de camarão, pó de alga marinha e pó de concha de marisco.

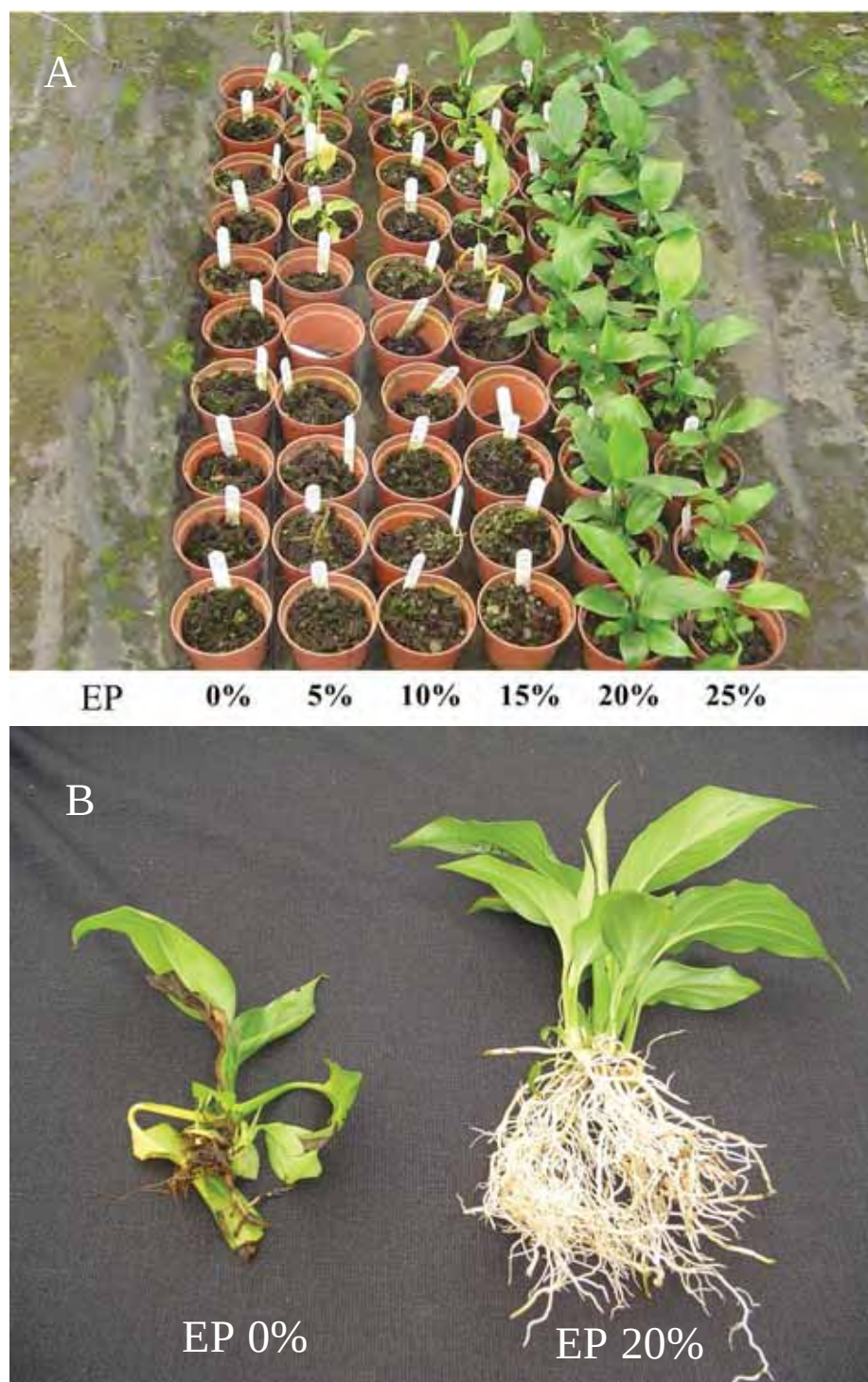


Figura 5 – A = Plantas de espatifilo aos 180 dias do plantio cultivados em substrato padrão naturalmente infestado com *Cylindrocladium spathiphylli* tratado nas concentrações de 0, 5, 10, 15, 20 e 25% (v/v) de emulsão de peixe (EP) do volume necessário para atingir a capacidade de retenção do substrato. B = Estado sanitário de plantas de espatifilo aos 180 dias de cultivo, tratadas com emulsão de peixe a 0% e 20% (v/v).

CAPÍTULO II

EFEITO DE RESÍDUOS MARINHOS NA INDUÇÃO DE SUPRESSIVIDADE

A Ralstonia solanacearum EM TOMATE

Efeito de resíduos marinhos na indução de supressividade a *Ralstonia solanacearum* em tomate

Alexandre Visconti^{1*}, Henri Stuker¹ & Wagner Bettiol^{2*}

¹Estação Experimental de Itajaí, Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina – EPAGRI, CP 277, 88301-970, Itajaí, SC, Brasil, e-mail: visconti@epagri.sc.gov.br;

²Embrapa Meio Ambiente, CP 69, CEP 13820-000, Jaguariúna, SP, Brasil, e-mail: bettiol@cnpmembrapa.br. *Bolsistas do CNPq. Parte da Tese de Doutorado do primeiro autor.

Artigo escrito segundo as normas da revista Summa Phytopathologica

Autor para correspondência: Alexandre Visconti (visconti@epagri.sc.gov.br)

RESUMO

Visconti, A.; Stuker, H.; Bettiol, W. Efeito de resíduos marinhos na indução de supressividade a *Ralstonia solanacearum* em tomate.

O objetivo deste trabalho foi de testar o efeito de emulsão de peixe (EP), casca de camarão (CC), alga marinha *Sargassum* (AG) e concha de marisco (CM) no controle da murcha bacteriana do tomateiro, causada por *Ralstonia solanacearum*. Em substrato, artificialmente infestado com 10^7 UFC mL⁻¹ do patógeno incorporou-se EP nas concentrações de 0; 7,5; 15, 22,5 e 30% (v/v) do volume necessário para atingir a capacidade de campo do substrato, e CC, AG e CM nas concentrações de 0; 1,5; 3 e 6,0% (v/v), sendo incubados por 10 dias, com posterior plantio de quatro mudas de tomate “Santa Clara VF 5600” com 15 dias

de idade, por vaso. As variáveis analisadas foram a incidência e a severidade da doença, a respiração do substrato, macro e micronutrientes de substratos infestados e atividade enzimática de urease de substratos sadios e infestados. As concentrações de emulsão de peixe (EP) não reduziram a incidência e a severidade de *R. solanacearum* sobre as plantas de tomate. Os tratamentos com CC e AG a 3% e a CM a 6% obtiveram os menores índices de incidência e severidade. A CC promoveu a maior respiração do substrato, com produção de CO₂ significativamente superior às concentrações e entre as mesmas concentrações dos resíduos de AG e CM. Os resíduos marinhos não controlaram *R. solanacearum* em plantas de tomate mas observou-se tendência na redução da incidência e da severidade da doença para cada resíduo e concentrações.

Palavras chaves: Murcha bacteriana, *Lycopersicon esculentum*, emulsão de peixe, casca de camarão, alga marinha, *Sargassum*, concha de marisco.

ABSTRACT

Visconti, A.; Stuker, H.; Bettiol, W. Effect of marine residues in induction of suppressiveness on *Ralstonia solanacearum* in tomato.

The aim this work was to test the effect of fish emulsion (EP), shrimp peel (CC), *Sargassum* seaweed (AG) and mussel shell (CM) in the control of bacterial wilt of tomato caused by *Ralstonia solanacearum*. In container media, artificially infested with 10⁷ CFU mL⁻¹ with the pathogen, were added EP at concentrations of 0; 7,5; 15; 22,5 and 30% (v/v) of the volume of water required to reach the water retention capacity of the container media, and CC,

AG and CM at concentrations of 0; 1,5; 3 and 6% (v/v) and incubated for 10 days, with following planting of four tomato Santa Clara VF 5600 seedlings with 15 days of age, per pot. The variables were the incidence and severity of the disease through the area under of curve of progress disease (AUCPD), the respiration of container media, macro and micronutrients of infested container media and enzymatic activity of urease of infested and healthy container media. The concentrations of fish emulsion (EP) did not reduce the incidence and AUCPD of *R. solanacearum* on tomato plants. The treatments with CC and AG at 3% and CM at 6% had the lowest rates of incidence and AUCPD. The CC promoted the greatest respiration of container media, with production of CO₂ concentrations significantly higher at concentrations and between the same concentrations of AG and CM residues. The marine residues did not control *R. solanacearum* in tomato plants but showed tendency in reduce the incidence and severity of the disease for the residues and concentrations.

Keywords: Bacterial wilt, *Lycopersicon esculentum*, fish emulsion, shrimp peel, seaweed, *Sargassum*, mussel shell.

A murcha bacteriana (*Ralstonia solanacearum* (Smith 1896) Yabuuchi et al. 1996) é descrita como a doença de maior importância no cultivo do tomate e sua presença em áreas de cultivo limita o plantio de solanáceas. Não há controle químico eficiente para a doença e as medidas preventivas à entrada do patógeno ainda são as recomendadas (17). A agressividade do patógeno à cultura e a sua capacidade de sobrevivência no solo e em diversos hospedeiros, tem promovido a busca de alternativas de controle como a seleção de antagonistas (4, 5, 7, 10,

14), a indução de resistência da planta ao patógeno (9), o uso de extratos aquosos (25) e o silício (11). Segundo French (13) e Priou et. al. (23), o manejo integrado é a principal ferramenta de controle para *R. solanacearum* e o uso da supressividade é destacada como importante estratégia a ser adotada contra o patógeno.

Satoh & Toyota (24) compararam os níveis de severidade e incidência da murcha bacteriana em seis solos naturalmente infestados com *R. solanacearum*, incorporados ou não com resíduos orgânicos, durante sete anos. Os menores índices de severidade da doença foram observados em quatro solos com resíduos incorporados e que o potencial supressivo ao patógeno foi dependente do tipo de resíduo, grau de maturação e da concentração aplicada.

Michel & Mew (20) verificaram que os solos contendo uréia foram supressivos ao patógeno, por até 14 dias. Os autores atribuíram o efeito supressivo à formação de nitrito no solo.

Ghini et al. (15) avaliaram o efeito de concentrações de lodos de esgoto incorporados ao solo na indução de supressividade a *R. solanacearum* em tomate e observaram efeito linear entre as concentrações de lodo aplicadas e a redução da morte de plantas. Ainda com matéria orgânica, Gorissen et al. (16) testaram o efeito da incorporação de esterco suíno ao solo artificialmente infestado com *R. solanaceraum* em batata, associado e não associado à solarização. Nove semanas após a incorporação de concentrações de esterco suíno equivalentes a 17 t ha⁻¹ resultaram no aumento de 67% do número de plantas sadias e a combinação com solarização para 72%, em relação à testemunha. Algam et al. (4) estudaram o efeito da quitosana incorporada ao solo sobre a severidade de *R. solanacearum* em plantas de tomate e

verificaram que a aplicação de 50 mL de solução de quitosana, contendo 10 mg i.a. mL⁻¹, reduziram em 72% a severidade da doença.

A ação dos resíduos marinhos sobre fitopatógenos ocorre, principalmente, pela liberação de compostos nitrogenados fitotóxicos e de ácidos graxos voláteis (AGVs) (3, 18, 19). Também atuam na promoção de crescimento de plantas (1) e de antagonistas a fitopatógenos (12, 19). A supressividade com esses resíduos foi verificada com sucesso por diferentes autores para *Verticillium dahliae*, *Streptomyces scabies* (2), *Fusarium oxysporum* f. sp. *crysantemi* (22), *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* raça 3 (8) e *Cylindrocladium spathiphylli* (28).

O objetivo do presente trabalho foi de avaliar o potencial de resíduos marinhos incorporados ao substrato de cultivo, em induzir a supressividade a *R. solanacearum* em plantas de tomate.

MATERIAL E MÉTODOS

Preparo do substrato: o substrato de cultivo foi composto de 80% de latossolo (pH 4,9; CE 430 $\mu\text{S cm}^{-1}$) destorroado com peneira de aço, malha de 8 mm, adicionado de 20% de substrato Vivatto Pro 10[®] (Technes Agrícola Ltda. Cabreúva-SP; composto de casca de pinus bio-estabilizada, turfa, moinha e carvão, pH 5,6, CE 0,7 $\mu\text{S cm}^{-1}$, umidade 48%, densidade 0,26). Para cada litro da mistura foram adicionados 5 g de fertilizante N-P-K com formulação 10-10-10.

Resíduos marinhos utilizados: a emulsão de peixe (EP) utilizada é um fertilizante orgânico composto classe A - JK[®] (JK Fertilizantes – Paulínia-SP). A casca de camarão (CC), a concha de marisco (CM) e a macroalga *Sargassum* sp. (AG) foram adquiridas de colônias de

pescadores dos municípios de Balneário Camboriú e Penha, SC, secos em estufa de ar forçado a 40 °C até o ponto de moagem, seguido de trituração, moagem e passagem em peneira de 60 Mesh (0,25 mm). A composição de cada resíduo encontra-se na Tabela 1.

Preparo do inóculo de *R. solanacearum* e infestação do substrato. Para o experimento foi utilizado o isolado IBSBF-033 (*Ralstonia solanacearum* raça 1, biovar 1), depositado na Coleção de Culturas de Fitobactérias do Instituto Biológico, em Campinas-SP e cedido pela Dra. Irene Maria Gatti de Almeida. O isolado foi transferido para Placas de Petri contendo meio nutriente-ágar (NA) e mantidas por 48 horas a 27 °C no escuro. Após, em ambiente asséptico, o crescimento bacteriano foi transferido, por meio de raspagem com alça Drigalski, para Erlenmeyers de 1 L contendo água estéril, formando uma suspensão contendo 10^8 UFC mL⁻¹ do patógeno, determinado em espectrofotômetro, para absorbância de 0,5 a 600 nm (29). A seguir a suspensão foi diluída a 10^7 UFC mL⁻¹ e 250 mL dessa suspensão incorporada ao substrato de cada vaso de 2,8 L e mantidos à sombra por sete dias.

Mudas de tomate. Sementes de tomate da cultivar Santa Clara VF 5600® (Sakata Seed Sudamérica Ltda. – Bragança Paulista-SP), suscetível ao patógeno, foram cultivadas em substrato padrão para produção de mudas Vivatto Pro 10®, em bandejas de poliestireno com 228 células. As bandejas foram mantidas em casa de vegetação a 24 °C ± 3, sob irrigação duas vezes ao dia, até o 15º dia de idade após a germinação.

Efeito de concentrações dos resíduos marinhos sobre a incidência e a severidade de *R. solanacearum* em tomate. Ao substrato, artificialmente infestado com o patógeno, foi adicionado a EP nas concentrações de 0; 7,5; 15; 22,5 e 30% (v/v) do volume necessário para atingir a capacidade de campo do substrato e CC, AG e CM nas concentrações de 0; 1,5; 3 e

6% (v/v) do substrato. As misturas foram homogeneizadas e distribuídas em vasos plásticos de 2,8 L e mantidas em casa de vegetação por 10 dias com manutenção da umidade do substrato. Amostras para análise de atividade enzimática de urease de substratos infestados e não infestados e de macro e micronutrientes dos substratos infestados foram coletadas no plantio. Em seguida foram transferidas quatro mudas de tomate com 15 dias de idade para cada vaso. A incidência e a severidade da doença foram avaliadas a cada três dias até os 115 dias após o plantio. Para a severidade foi utilizada a escala de notas: 1- planta sadia, 2 - planta murcha, 3 - planta morta. Com os resultados foram calculadas as áreas abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) e a incidência da doença. As concentrações de emulsão de peixe foram analisadas em delineamento experimental inteiramente casualizado com 20 repetições sendo cada repetição representada por 1 vaso contendo quatro plantas cada e os resíduos de casca de camarão, alga marinha e concha de marisco em delineamento experimental inteiramente casualizado com arranjo fatorial (3 X 4) para resíduo e concentração, com 10 repetições (1 repetição = 1 vaso com 4 plantas). Os experimentos foram repetidos por duas vezes.

Determinação da respiração do substrato. Quarenta e oito horas após a incorporação dos resíduos foram avaliadas a respiração dos substratos com auxílio de um *infra-red gas analyser* - IRGA portátil Vaisala mod. MI70 (leitor) e GMP222 (sonda). Ao centro de cada vaso o substrato foi perfurado com auxílio de um vazador de 12 mm, para colocação da sonda por sete minutos, para leitura.

Atividade enzimática de urease. A urease foi determinada através metodologia descrita por Tabatabai & Bremer (26), baseada na liberação da amônia do solo/substrato, por

microrganismos, após incubação em solução de uréia de terminada pela extração de N total em Kjeldhal (27).

Análise estatística. Os resultados dos experimentos foram submetidos à análise de variância e separação de médias pelo teste de Tukey a 5% utilizando o software SISVAR 5.0. As análises de variância da incidência e da severidade entre os experimentos demonstraram não haver significância entre eles, sendo os valores agrupados em uma única análise.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

A análise de variância da área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) não foi significativa para as concentrações de EP (CV = 15,3%) pelo teste de Tukey a 5% (Figuras 1 e 2), não ocorrendo redução na severidade de *R. solanacearum* sobre as plantas de tomate. A incidência do patógeno, aos 115 dias de cultivo, foi de 100% para todos os tratamentos.

A análise de variância dos resíduos sólidos (CV = 20,9%) não foi significativa para resíduo, mas foi significativa para concentração e a interação resíduo X concentração, sendo o desdobramento da interação estudado através de análise de regressão para incidência e severidade (Figura 3).

A casca de camarão (CC), o pó de alga marinha (AG) e o pó de concha de marisco (CM) reduziram a incidência e a severidade da doença, nos 115 dias de cultivo, com comportamento quadrático das concentrações, porém distintos para cada resíduo.

A CC reduziu a incidência ($R^2 = 0,36$) e a AACPD ($R^2 = 0,45$) da doença proporcional à concentração somente até 3% (v/v) do resíduo incorporado ao substrato e incubado por 10 dias (Figuras 3A, 3B e 4A). A concentração de 6% (v/v) do resíduo foi fitotóxica as plantas

(Figuras 3 e 5) com provável causa a condutividade elétrica de $2.802 \mu\text{S cm}^{-1}$ do substrato (Tabela 2). As curvas de regressão para incidência ($R^2 = 0,34$) e AACPD ($R^2 = 0,45$) da doença nos substratos contendo o pó de alga marinha (AG) foram obtidas com as quatro concentrações testadas, com ponto de inflexão a 3% (v/v) do resíduo incorporado. Efeito inverso ocorreu com o pó de concha de marisco. Os menores índices de incidência ($R^2 = 0,25$) e severidade ($R^2 = 0,35$) foram alcançados na concentração de 6% (Figuras 3A e B).

As menores incidência e severidade obtidas com a CC a 3%, foi inferior ao obtido por Algam et al. (4) que, com uma única aplicação de 50 mL de uma solução de quitosana contendo 10 mg de i.a. mL^{-1} , obtiveram redução de 72% na severidade de *R. solanacearum* em mudas de tomate. Também Pinto et al. (22) verificaram redução na severidade de *F. oxysporum* f. sp. *crisanthemi* em crisântemo com a adição de 4% (v/v) de casca de camarão moída e efeito fitotóxico as plantas de crisântemo com a incorporação de 5% (v/v) do resíduo ao substrato de cultivo.

A redução da incidência e da severidade de *R. solanacearum* observada nos tratamentos com alga marinha a 3% e concha de marisco a 6% (Figuras 3A e B) pode estar associada ao nitrogênio presente no resíduo (Tabela 1) e a elevação do pH do substrato no momento da incorporação (Tabela 2). Michel et al. (21) observaram redução da severidade em solos infestados com *R. solanacearum* incorporando ao solo com a combinação de uréia e óxido de cálcio, com total eliminação da população do patógeno duas semanas após a incorporação. O pH do solo elevou-se a 8,2, com provável liberação de amônia (NH_3), composto de comprovada ação tóxica a patógenos de solo (3, 18, 19). A severidade provocada por

196 *Meloidogyne javanica*, em plantas de quiabo, foi reduzida com a incorporação de 1% de pó de
197 três espécies de *Sargassum* sp. ao solo (6).

198 A respiração do substrato foi diferente para cada resíduo e entre as concentrações. Os
199 valores de EP para a respiração foram inversamente proporcionais à concentração (Tabela 3).
200 Na análise fatorial da respiração entre os resíduos sólidos, as concentrações de CC
201 promoveram a maior respiração do substrato, com produção de CO₂ significativamente
202 superior a cada concentração e em comparação entre as mesmas concentrações dos resíduos de
203 AG e CM (Tabela 4). A respiração dos tratamentos com 0% não diferiu estatisticamente entre
204 si, demonstrando ser o resíduo o responsável pelo aumento da concentração de CO₂ no
205 substrato (Tabelas 3 e 4).

206 A elevação das concentrações de CO₂ nos tratamentos com maior indução de
207 supressividade sugere que a atividade microbiana está envolvida com o fenômeno. Lazarovits et
208 al. (19) descrevem que, compostos nitrogenados, como a casca de camarão, favorecem o
209 estímulo de microbiota antagonista a fitopatógenos. Além da casca de camarão, os resíduos de
210 alga e concha de marisco têm em sua composição concentrações de nitrogênio (Tabela 1).
211 Porém, alga marinha a 6% foi promotora da doença, com AACPD semelhante à testemunha
212 (Figura 3).

213 A alta atividade de urease induzida pela emulsão de peixe a 15% no substrato não
214 infestado (Tabela 3) indica a ocorrência de atividade microbiana na decomposição dos
215 compostos nitrogenados. Visconti et al. (28) elevaram os níveis de amônio (NH₄) em substrato
216 à base de casca de *Pinus* proporcionalmente a aplicação de concentrações de hidrolisado de
217 peixe, com efeito supressivo a *C. spathiphilli*. No entanto, os valores de pH para as

concentrações de emulsão de peixe (Tabela 2) indicam não ocorrer a formação de amônia ou ácido nitroso, formas tóxicas para patógenos de solo (3, 18), com a provável decomposição em outros compostos voláteis nitrogenados. A menor atividade da urease observada nos substratos infestados (Tabela 3) e a ausência de significância entre as AACPD com EP (Figura 1) sugere a ação do patógeno sobre a microbiota biodegradadora de nitrogênio. Michel et al. (21) demonstraram que aplicações isoladas de concentrações de uréia ao solo não surtiram efeito sobre *R. solanacearum*.

Os resíduos marinhos incorporados ao substrato de cultivo, nas condições experimentais, não controlaram *R. solanacearum* em plantas de tomate. Contudo observou-se tendência na redução da incidência e severidade da doença variável entre cada resíduo e as concentrações.

AGRADECIMENTOS

Os autores Alexandre Visconti e Wagner Bettiol agradecem ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico – CNPq, pelas bolsas de doutorado e produtividade em pesquisa, e à pesquisadora Dra. Irene Maria Gatti de Almeida da Seção de Fitobacteriologia do Instituto Biológico de São Paulo, em Campinas-SP, pelo fornecimento do isolado de *R. solanacearum*.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

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

2. Abbasi, P.A.; Conn, K.L.; Lazarovits, G. Effect of fish emulsion used as a preplanting soil amendment on verticillium wilt, scab, and tuber yield of potato. **Canadian Journal of Plant Pathology**, Ottawa, v. 28, n. 4, p. 509-518, 2006.
3. Abbasi, P.A.; Lazarovits, G.; Jabaji-Hare, S. detection of high concentrations of organic acids in fish emulsion and their role in pathogen or disease suppression. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 99, n. 3, p. 274-281, 2009.
4. Algam, S.A.E.; Xie, G.; Li, B.; Yu, S.; Su, T.; Larsen, J. Effects of *Paenibacillus* strains and chitosan on plant growth promotion and control of *Ralstonia* wilt in tomato. **Journal of Plant Pathology**, Pisa, v. 92, n. 3, p. 593-600, 2010.
5. Aliye, N.; Fininsa, C.; Hiskias, Y. Evaluation of rhizosphere bacterial antagonists for their potential to bioprotect potato (*Solanum tuberosum*) against bacterial wilt (*Ralstonia solanacearum*). **Biological Control**, Wageningen, v. 47, n. 3, p. 282-288, 2008.
6. Ara, J.; Ehteshamul-Haque, S.; Sultana, V.; Ghaffar, A., Qasim, R. Use of *Sargassum* species for the control of *Meloidogyne javanica* in okra. **Nematologia Mediterranea**, Bari, v. 25, n. 1, p. 125-128, 1997.

7. Barretti, P.B.; de Souza, R.M.; Pozza, E.A. Bactérias endofíticas como agentes promotores do crescimento de plantas de tomateiro e de inibição *in vitro* de *Ralstonia solanacearum*. **Ciência & Agrotecnologia**, Lavras, v. 32, n. 3, p. 731-739, 2008.
8. Bettiol, W.; Ghini, R.; Mariano, R.R.L.; Michereff, S.J.; Mattos, L.P.V.; Alvarado, I.C.M.; Pinto, Z.V. Supressividade a fitopatógenos habitantes do solo. In: Bettiol, W.; Morandi, M.A.B. (Eds.). **Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas**. Jaguariúna-SP: Embrapa Meio Ambiente, 2009. p. 187-208.
9. Barretti, P.B.; Souza, R.M.; Pozza, E.A.; Resende, M.L.V. Aplicação e doses de acibenzolar-S-metil na proteção contra a murcha bacteriana, população do patógeno e crescimento do tomateiro. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 35, n. 4, p. 229-235, 2010.
10. Carrer, R.; Romeiro, R.S.; Amaral, L.S.; Garcia, F.A.O. Potencialidade de um actinomiceto de rizosfera de tomateiro como agente de biocontrole de doenças. **Horticultura Brasileira**, Campinas, v. 27, n. 3, p. 340-344, 2009.
11. Diogo, R.V.C.; Wydra, K. Silicon-induced basal resistance in tomato against *Ralstonia solanacearum* is related to modification of pectic cell wall polysaccharide structure. **Physiological & Molecular Plant Pathology**, East Lansing, Michigan, v. 70, n. 4-6, p. 120-129, 2007.

12. El-Tarabily, K.A.; Nassar, A.H.; Hardy, G.E.S.; Sivasithamparam, K. Fish emulsion as a food base for rhizobacteria promoting growth of radish (*Raphanus sativus* L. var. *sativus*) in a sandy soil. **Plant & Soil**, Madison, v. 252, n. 2, p. 397-411, 2003.
13. French, E.R. Strategies for integrated control of bacterial wilt of potatoes. In: Hayward, A.C. Hartman, G.L. (Eds.). **Bacterial wilt: the disease and its causative agent *Pseudomonas solanacearum***. Wallingford-UK: CAB International, 1994. pp. 199-207.
14. Gava, C.A.T.; Pereira, J.C.; Fernandes, M.D.; Neves, M.C.P. Selection of streptomycetes isolates for the control of *Ralstonia solanacearum* in tomato plants. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 37, n. 10, p. 1373-1380, 2002.
15. Ghini, R.; Patricio, F.R.A.; Bettiol, W.; de Almeida, I.M.G.; Maia, A.D. Effect of sewage sludge on suppressiveness to soil-borne plant pathogens. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 39, n. 11, p. 2797-2805, 2007.
16. Gorissen, A.; van Overbeek, L.S.; van Elsas, J.D. Pig slurry reduces the survival of *Ralstonia solanacearum* biovar 2 in soil. **Canadian Journal of Microbiology**, Ottawa, v. 50, n. 8, p. 587-593, 2004.

17. Kurosawa, C.; Pavan, M.A. doenças do tomateiro. IN: Kimati, H.; Amorim, L.; Bergamin Filho, A.; Camargo, L.E.A.; Rezende, J.A.M. (Eds.) **Manual de Fitopatologia: doenças de plantas cultivadas**. 3. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1995- 1997. v. 2, p. 690-719.
18. Lazarovits, G.; Conn, K.L.; Abbasi, P.A.; Tenuta, M. Understanding the mode of action of organic soil amendments provides the way for improved management of soilborne plant pathogens. **Acta Horticulturae**, Belgium, v. 698, p. 215-225. 2005.
19. Lazarovits, G.; Abbasi, P.A.; Conn, K.L.; Hill, J.E.; Hemmingsen, S.M. Fish emulsion and liquid swine manure: model systems for development of organic amendments as fertilizers with disease suppressive properties. In: Bettiol, W.; Morandi, M.A.B. (Ed.). **Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas**. Jaguariúna-SP: Embrapa Meio Ambiente, 2009. p. 49-67.
20. Michel, V.V.; Mew, T.W. Effect of a soil amendment on the survival of *Ralstonia solanacearum* in different soils. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 88, n. 4, p. 300-305, 1998.
21. Michel, V.V.; Wang, J.F.; Midmore, D.J.; Hartman, G.L. Effects of intercropping and soil amendment with urea and calcium oxide on the incidence of bacterial wilt of tomato and survival of soil-borne *Pseudomonas solanacearum* in Taiwan. **Plant Pathology**, Reading, UK, v. 46, n. 4, p. 600-610, 1997.

22. Pinto, Z.V.; Bettiol, W.; Morandi, M.A.B. Efeito de casca de camarão, hidrolisado de peixe e quitosana no controle da murcha de *Fusarium oxysporum* f.sp. *chrysanthemi* em crisântemo. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 35, n. 1, p. 16-23, 2010.
23. Priou, S.; Aley, P.; Chujoy, E.; Lemaga, B.; French, E.R. **Integrated control of bacterial wilt of potato.** Bulletin FAO. Disponível em: <http://www.fao.org/sd/erp/toolkit/BOOKS/integrated_control_of_bacterial_wilt_in_potato.pdf>. Acessado em: 17 de abril de 2011.
24. Satoh, K.; Toyota, K. Comparison of disease suppressiveness of different soils with or without repeated application of organic matters toward bacterial wilt of tomato caused by *Ralstonia solanacearum*. **Microbes Environment**, Tokyo, v. 19, n. 4, p. 310-314, 2004.
25. Silva, R.F.; Pascholati, S.F.; Bedendo, I.P. Indução de resistência em tomateiro por extratos aquosos de *Lentinula edodes* e *Agaricus blazei* contra *Ralstonia solanacearum*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 32, n. 3, p. 189-196, mai./jun. 2007.
26. Tabatabai, M.A.; Bremner, J.M. Assay of urease activity in soil. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v.4, n. 4, p. 479-487, 1972.

27. Tedesco, M.J.; Gianello, C.; Bissani, C.A.; Bohnen, H.; Volkweiss, S.J. **Análise de Solo, plantas e outros materiais**. Porto Alegre: UFRGS - Faculdade de Agronomia - Departamento de Solos, 1995, 174p.

28. Visconti, A.; Bettiol, W. Morandi, M.A.B. Efeito de hidrolisado de peixe sobre o crescimento micelial e controle de *Cylindrocladium spathiphylli* em espatifilo. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 36, n. 4, p. 298-308, 2010.

29. Williamson, L.; Nakaho, K.; Hudelson, B.; Allen, C. *Ralstonia solanacearum* race 3, biovar 2 strains isolated from geranium are pathogenic on potato. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 86, n. 9, p. 987-991, 2002.

Tabela 1 - Atributos químicos dos resíduos marinhos testados na indução de supressividade a *Ralstonia solanacearum*.

Atributo	Emulsão de Peixe ¹	Casca de Camarão	Alga Marinha	Concha de Marisco
N	32,7 g kg ⁻¹	58,1 g kg ⁻¹	18,6 g kg ⁻¹	14,5 g kg ⁻¹
P ₂ O ₅		13,8 g kg ⁻¹	1,2 g kg ⁻¹	4,9 g kg ⁻¹
K ₂ O		1,65 g kg ⁻¹	1,8 g kg ⁻¹	11,4 g kg ⁻¹
Ca	13,5 g kg ⁻¹	154,4 g kg ⁻¹		
Mg		5,23 g kg ⁻¹	1,4 g kg ⁻¹	1,3 g kg ⁻¹
pH	3,3	8,7	6,9	7,9
Umidade	34,4 %			
C	448 g kg ⁻¹	5 %		
Relação C:N	13,7			
Índice salino	12 %			
Densidade	1,14			

¹Dados fornecidos pela indústria.

Tabela 2. Atributos químicos das misturas de substrato de cultivo com emulsão de peixe, casca de camarão, alga marinha e concha de marisco no controle da murcha do tomateiro (*Ralstonia solanacearum*).

Trat./Atrib.*	pH água	CE ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	P (mg dm^{-3})	K (mg dm^{-3})	% MO (m/V)	Al (cmolc dm^{-3})	Ca+Mg (cmolc dm^{-3})	Zn (mg dm^{-3})	Cu (mg dm^{-3})	Mn (mg dm^{-3})	Fe (g dm^{-3})
Emulsão de Peixe											
0%	4,7	1.542	33,2	272	3,6	0,6	7,3	2,3	0,8	7,7	3,6
7,5%	6,1	1.248	56	332	4,0	0,0	5,6	3,2	2,7	12,3	19
15%	6,2	1.342	68,4	346	4,6	0,0	6,5	3,8	2,6	11,7	>20
22,5%	6,2	1.726	71	328	4,4	0,0	6,5	3,2	2,6	11,8	>20
30%	6,0	1.517	105	328	4,4	0,0	7,1	3,9	2,3	9,8	19,4
Casca de Camarão											
0%	4,9	1.183	19,4	208	3,2	0,4	5,3	2,4	0,9	10,3	3,6
1,5%	6,6	2.487	30,9	218	3,5	0,0	10,1	2,8	0,5	10,5	3,5
3%	6,9	2.417	27,4	248	3,1	0,0	12,8	2,9	0,3	10,5	2,7
6%	7,1	2.802	12,4	252	4,2	0,0	11,8	3,7	0,3	11,9	2,9
Alga Marinha											
0%	5,0	848	38,9	284	3,3	0,6	7,3	2,6	0,9	10,5	3,8
1,5%	5,0	1.486	30,4	390	3,6	0,6	10	2,6	0,6	9,6	3,5
3%	5,8	2.014	35	534	3,6	0,0	11,9	2,2	0,5	8,4	3,1
6%	6,8	2.003	37,3	600	4,3	0,0	11,8	-	-	-	-
Concha de Marisco											
0%	4,9	536	34,7	272	3,2	0,4	7,9	4,9	1,7	8,6	4,1
1,5%	5,2	1.105	73,8	328	3,3	0,2	9,3	2,3	0,2	8,1	1,6
3%	6,1	1.353	104	400	3,5	0,0	12,3	3,3	<0,2	5,3	<0,5
6%	7,2	1.086	102	352	3,4	0,0	12,8	1	<0,2	3,6	<0,5

*Trat. = Tratamento. Atrib. = Atributo.

Tabela 3. Atividades de respiração em substratos infestados e de urease em substratos não infestados e infestados, tratados com emulsão de peixe nas concentrações de 0; 7,5; 15; 22,5 e 30% (v/v) do volume necessário para atingir a capacidade de campo do substrato.

Resíduo	Concentração (%)	Respiração (ppm CO ₂)	Urease (mgNH ₄ g solo ⁻¹ h ⁻¹)	
			Substrato Não Infestado	Substrato Infestado
Emulsão de peixe	0	483,3d	7,6e	5,5d
	7,5	5393,3a	123,9b	24,4c
	15	1.786,7bc	315,3a	34,2b
	22,5	1.903,3b	53,2c	41,4b
	30	1.040,0cd	29,8d	76,3a
CV (%)		14,5	6,0	9,9

*Tratamentos com médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a 5%.

Tabela 4. Atividades de respiração em substratos infestados e de urease em substratos não infestados e infestados, tratados com casca de camarão, alga marinha e concha de marisco nas concentrações de 0, 1, 2, 3, 4 e 5% (v/v).

Resíduo	Concentração (%)	Respiração (ppm CO ₂)	Urease (mgNH ₄ g solo ⁻¹ h ⁻¹)	
			Substrato Não Infestado	Substrato Infestado
Casca de Camarão	0	470,0Ad	11,9Ab	7,5Ab
	1,5	11.100,0Ac	5,9Cc	8,9Bb
	3	28.343,3Ab	12,1Bb	23,0Aa
	6	33.676,7Aa	17,1Ba	22,6Ba
Alga Marinha	0	470,0Ac	13,7Abc	6,9Ac
	1,5	4.276,7Bb	9,4Bc	8,4Bc
	3	5.366,7Bb	12,1Bbc	22,5Ab
	6	12.860,0Ba	25,8Aa	47,6Aa
Concha de Marisco	0	483,3Ac	12,8Ab	7,8Ab
	1,5	3.060,0Bb	13,3Aab	22,0Aa
	3	3.496,7Bb	16,5Aab	20,8Aa
	6	6.766,7Ca	14,0Bab	22,8Ba
CV (%)		5,4	11,6	9,4

*Tratamentos com médias seguidas da mesma letra maiúscula e minúscula não diferem estatisticamente entre si na mesma concentração entre resíduos e entre concentrações no mesmo resíduo, respectivamente, pelo teste de Tukey a 5%.

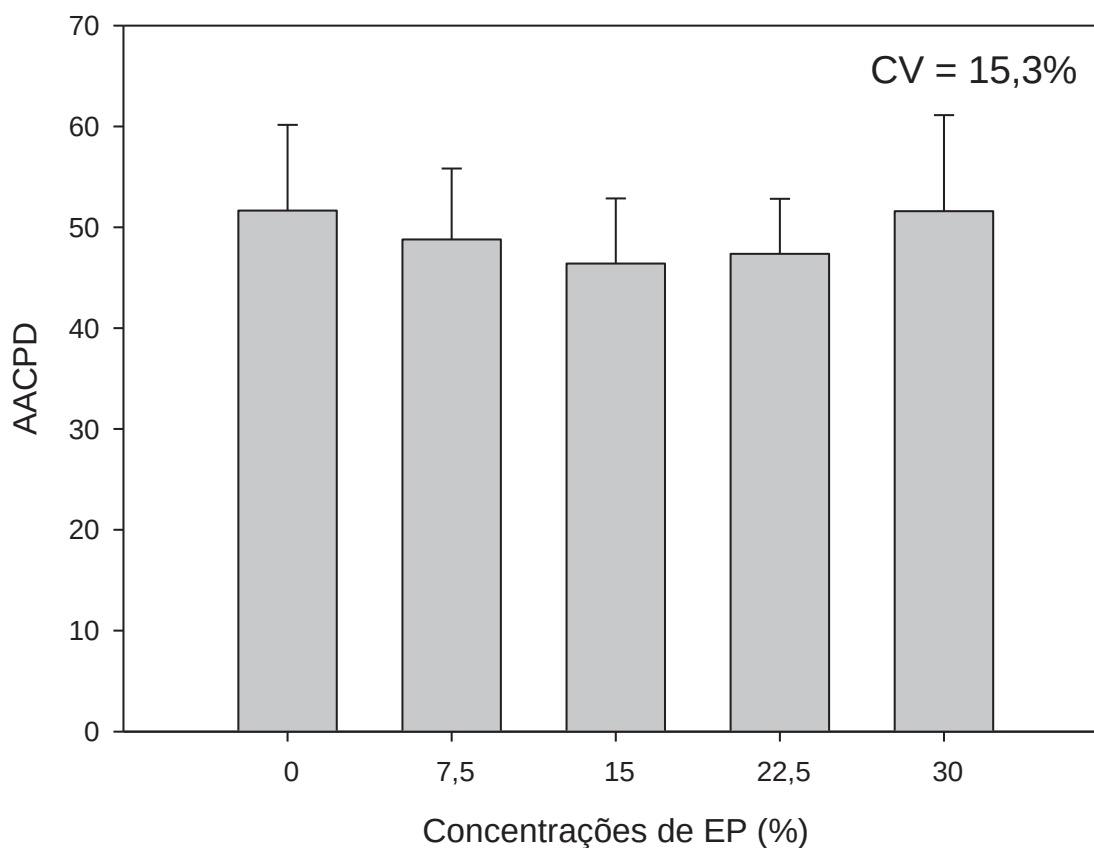


Figura 1. Área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) de *Ralstonia solanacearum* em plantas de tomate Santa Clara VF 5600, cultivados por 115 dias em substratos tratados com emulsão de peixe (EP) nas concentrações de 0; 7,5; 15; 22,5 e 30% (v/v) do volume necessário para atingir a capacidade de campo do substrato. Separação de médias pelo teste de Tukey a 5%.

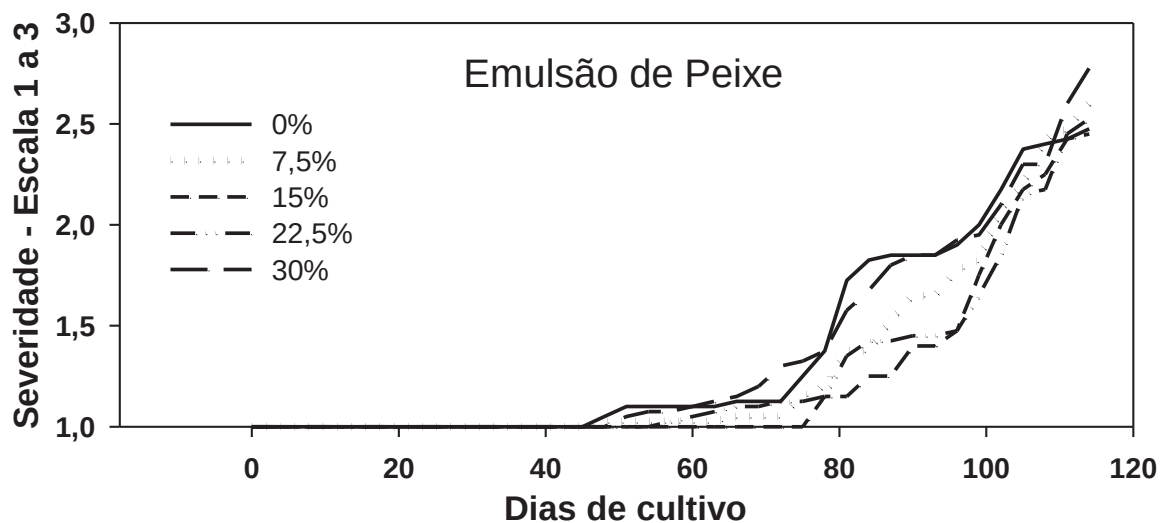


Figura 2. Progresso da severidade de *Ralstonia solanacearum* em plantas de tomate Santa Clara VF 5600 cultivadas, por 115 dias em substrato tratado com emulsão de peixe nas concentrações de 0; 7,5; 15; 22,5 e 30% (v/v) do volume necessário para atingir a capacidade de campo do substrato. Escala de severidade: 1 – sadia, 2 – murcha, 3 – morta. Média de 20 repetições.

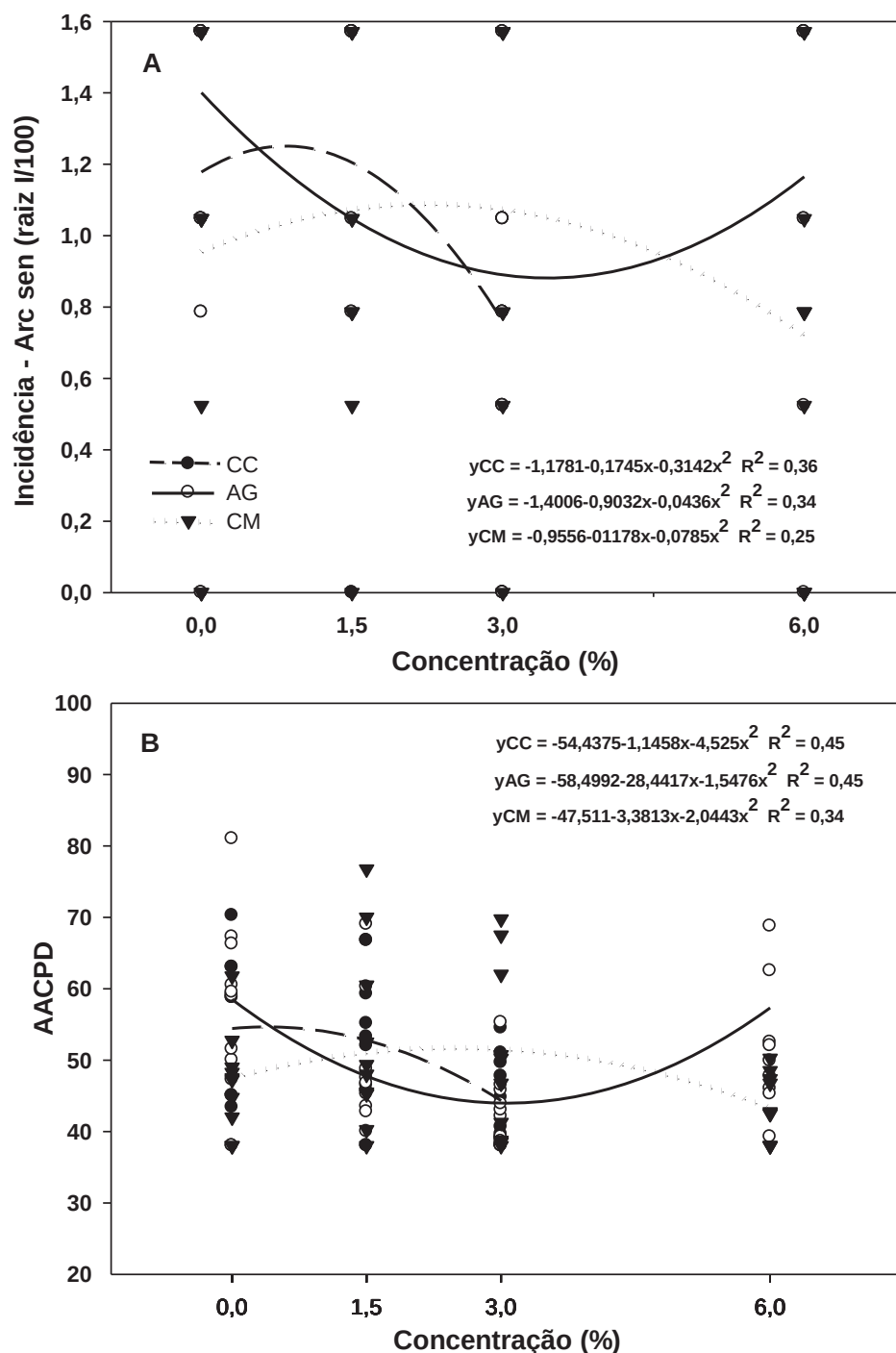


Figura 3. A = Incidência aos 115 dias de cultivo e B = área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) de *Ralstonia solanacearum*, em plantas de tomate Santa Clara VF 5600 cultivadas em misturas de casca de camarão (CC), pó de alga marinha (AG) e pó de concha de marisco (CM) adicionados ao substrato de cultivo nas concentrações de 0; 1,5; 3 e 6% (v/v). Valores de incidência transformados em arco seno ($\sqrt{x/100}$).

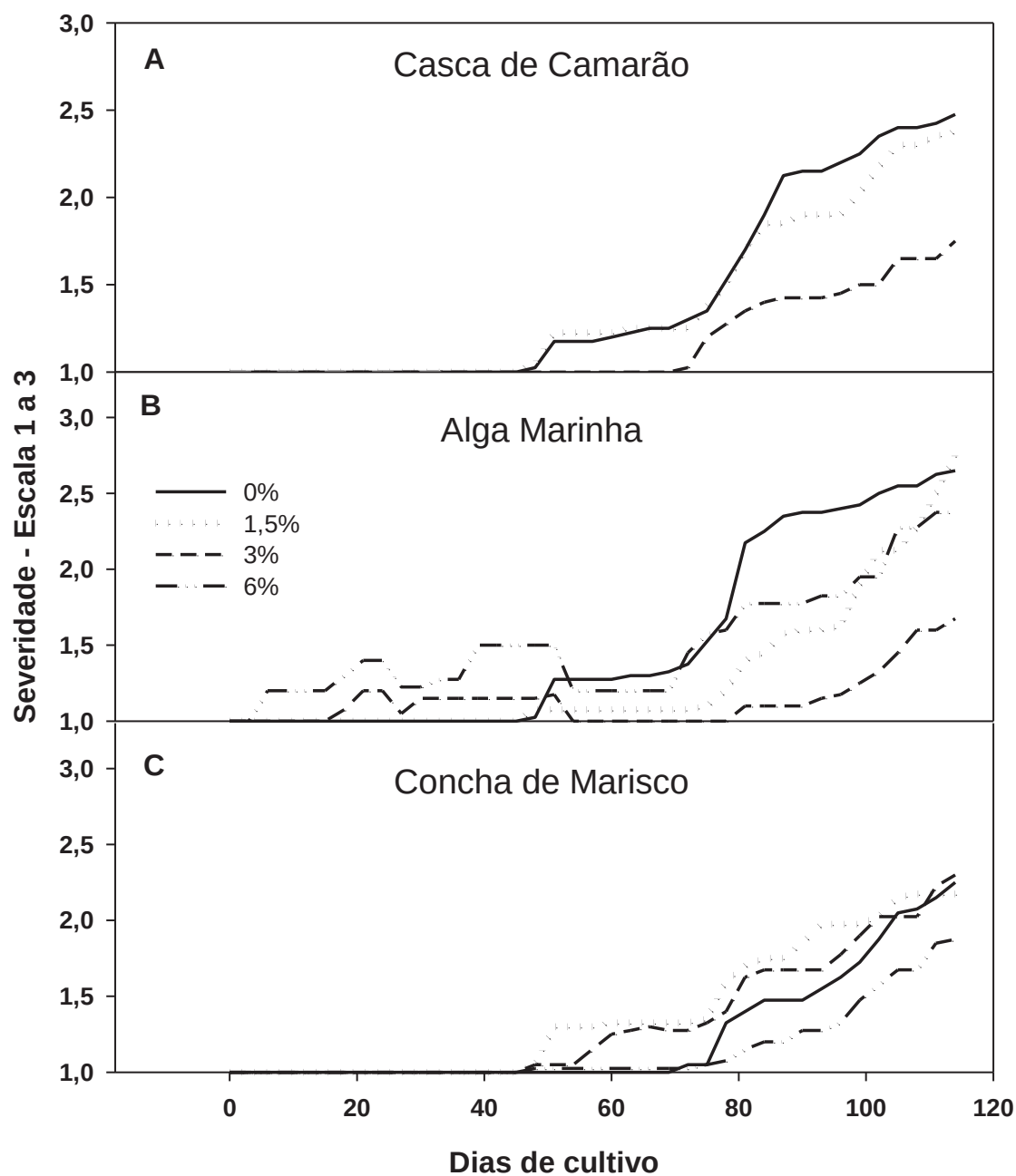


Figura 4. Progresso da severidade de *Ralstonia solanacearum* em plantas de tomate Santa Clara VF 5600 cultivadas, por 115 dias em substrato tratado com casca de camarão, pó de alga marinha e pó de concha de marisco nas concentrações de 0; 1,5; 3 e 6% (v/v). Escala de severidade: 1 – sadia, 2 – murcha, 3 – morta. Média de 10 repetições.

510



511

512 **Figura 5.** Sintomas de fitotoxidez em plantas de tomate Santa Clara VF 5600 cultivadas em
513 substrato tratado com 6% (v/v) de casca de camarão.

CAPÍTULO III

AVALIAÇÃO DE BIOFERTILIZANTES NO CONTROLE DE *Podosphaera fuliginea* EM PEPINO E *Oidium neolycopersici* EM TOMATEIRO

Avaliação de biofertilizantes no controle de *Podosphaera fuliginea* em pepino e *Oidium neolycopersici* em tomateiro

Alexandre Visconti^{1*}, Henri Stuker¹ & Wagner Bettiol²

¹Estação Experimental de Itajaí, Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina – EPAGRI, CP 277, 88301-970, Itajaí, SC, Brasil, e-mail: visconti@epagri.sc.gov.br;

²Embrapa Meio Ambiente, CP 69, CEP 13820-000, Jaguariúna, SP, Brasil, e-mail: bettiol@cnpmembrapa.br. *Bolsistas do CNPq. Parte da Tese de Doutorado do primeiro autor.

Artigo escrito segundo as normas da revista Summa Phytopathologica

Autor para correspondência: Alexandre Visconti

RESUMO

Visconti, A.; Stuker, H.; Bettiol, W. Avaliação de biofertilizantes no controle de *Podosphaera fuliginea* em pepino e *Oidium neolycopersici* em tomateiro.

O biofertilizante 1 (B1), produzido com cama de frango fresca, esterco suíno e açúcar cristal, e o biofertilizante 2 (B2) produzido a partir de húmus de minhoca, levedo de cerveja, farelo de osso, composto orgânico, melaço e formulação comercial de *Bacillus subtilis* e *Bacillus thuringiensis*, fermentados aerobiamente por 18 horas, foram avaliados quanto ao potencial em controlar *Podosphaera fuliginea* em pepino e *Oidium neolycopersici* em tomate. Plantas de pepino com 15 dias e de tomate com 50 dias de idade, foram pulverizadas com os biofertilizantes três dias antes (tratamento preventivo) e após (tratamento curativo) a

inoculação de 10^5 conídios mL^{-1} de *P. fuliginea* e *O. neolycopersici*, respectivamente, seguido de pulverizações semanais até os 28 dias de cultivo do pepino e 21 dias para o tomate. O biofertilizante 2, aplicado preventivamente, reduziu a severidade de *P. fuliginea* nas plantas de pepino, com área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) semelhante ao tratamento com fungicida fenarimol (FU), somente no primeiro experimento. O biofertilizante 2 controlou *P. fuliginea* em plantas de pepino, sob baixa densidade de inóculo, podendo ser empregado em programas de manejo integrado em sistemas orgânicos. Os biofertilizantes não controlaram *O. neolycopersici* em tomate.

Palavras chaves: biofertilizantes aeróbicos, oídio, controle biológico, pepino, tomate.

ABSTRACT

Visconti, A.; Stuker, H.; Bettiol, W. Evaluation of biofertilizers on control of *Podosphaera fuliginea* in cucumber and *Oidium neolycopersici* in tomato.

The biofertilizer 1 (B1), produced with fresh chicken manure, suine manure and sugar, and biofertilizer 2 (B2) produced from earthworm castings, brewer's yeast, bone meal, compost, molasses and commercial formulation of *Bacillus subtilis* and *Bacillus thuringiensis*, fermented aerobically for 18 hours were studied for the control of *Podosphaera fuliginea* in cucumber and *Oidium neolycopersici* in tomato. Plants of cucumber and tomato with 15 and 50 days old, respectively, were sprayed with biofertilizers three days before (preventive treatment) and after (curative treatment) spraying on the leaves of suspension containing 10^5 conidia mL^{-1} of *P. fuliginea* and *O. neolycopersici*, respectively, followed by weekly sprays up to 28 days of cultivation of cucumber and 21 days for tomato. The biofertilizer 2, applied

preventively reduced the severity of *P. fuliginea* on cucumber plants, with area under of the curve of progress disease (AUCPD) similar to the treatment with fungicide fenarimol (FU), in the first experiment. The biofertilizer 2 controlled *P. fuliginea* on cucumber plants, under low-density inoculum, could be used in integrated pest management in organic systems. The biofertilizers not controlled *O. neolycopersici* in tomato plants.

Keywords: aerobic biofertilizers, oidium, biological control, cucumber, tomato.

A ocorrência dos oídios *Podosphaera fuliginea* (Schltldl.) U. Braun & S. Takam e *Oidium neolycopersici* L. Kiss em lavouras comerciais de pepino e tomate, respectivamente, têm evoluído, principalmente, sob cultivo protegido (13, 15, 20), onde as condições de ambiente e a irrigação por gotejamento favorecem a ocorrência da doença (25, 26). O patógeno raramente provoca a morte das plantas, porém, sob infecção severa ocorre intensa clorose foliar, afetando o tamanho e a qualidade dos frutos e reduzindo a produção (28, 30). Segundo Bettiol & Stadnick (5), o controle dos oídios é realizado por meio do uso de fungicidas que, apesar de eficientes, tem provocado diversos problemas relacionados a seleção de linhagens resistentes do patógeno e com a contaminação ambiental, do alimento e do aplicador. Os problemas com resistência são acentuados em cultivo protegido, principalmente para os fungicidas sistêmicos. A aplicação de fungicidas, como única prática no controle, é vista, atualmente, perante a sociedade, como uma estratégia indesejável. Assim, cresce o interesse na utilização de práticas de manejo integradas e de baixo impacto ambiental para o controle de doenças, dentre elas o uso de biofertilizantes (18, 23).

Biofertilizantes são produzidos por meio de fermentações aeróbias ou anaeróbias, de materiais orgânicos de origem animal ou vegetal em meio líquido, contendo nutrientes, estimulantes e microrganismos capazes de promover o desenvolvimento das plantas e auxiliar na proteção a fitopatógenos. Possui elevada comunidade microbiana, composta por bactérias, fungos leveduriformes e filamentosos e actinobactérias (4). O controle de doenças pode ser tanto pela ação de metabólitos produzidos pelos microrganismos presentes no biofertilizante (9), como pela ação direta destes microrganismos sobre o patógeno (21) ou sobre o hospedeiro (10). Deleito et al. (8) avaliaram o efeito *in vitro* de biofertilizante sobre a bactéria *Xanthomonas euvesicatoria* e observaram a ocorrência de ação bacteriostática ao patógeno pela presença de antibióticos formados no processo de fermentação. Kupper et al. (17) testaram dois biofertilizantes produzidos em sistema anaeróbico e aeróbico, visando ao controle *Guignardia citricarpa* nos frutos cítricos e constataram que o biofertilizante produzido anaerobicamente reduziu a severidade de *G. citricarpa* proporcionalmente à concentração aplicada. Koné et al. (16) observaram efeito supressivo de extratos aquosos não aerados de esterco ovino em plantas de tomate artificialmente infectadas com *Botrytis cinerea*. Pulverizações preventivas do extrato aquoso reduziram significativamente a severidade de *B. cinerea*, com a participação de microrganismos presentes no extrato auxiliando na supressividade, efeito não observado a *O. neolycopersici*.

O objetivo deste trabalho foi de avaliar o efeito de pulverizações semanais de dois biofertilizantes produzidos aerobiamente no controle de *P. fuliginea* em pepino e *O. neolycopersici* em tomate.

MATERIAL E MÉTODOS

Substrato de cultivo. Formado pela mistura de 80% de latossolo destorroado, em peneira de aço com malha de 8 mm, com 20% de substrato Vivatto Pro 10[®] (Technes Agrícola Ltda., Cabreúva-SP produzido com casca de pinus bio-estabilizada, turfa e moinha de carvão, pH 5,6, CE 0,7 $\mu\text{S cm}^{-1}$, umidade 48%, densidade 0,26) utilizado na produção de mudas de hortaliças. Para cada litro da mistura foram adicionados 5 g de N-P-K com formulação 10-10-10.

Biofertilizantes. Os biofertilizantes foram coletados de produtores de flores do município de Holambra, SP. Para formar 1000 L do biofertilizante 1 (B1), foram misturados 10 kg de cama de frango fresca, 10 kg de esterco suíno e 4 kg de açúcar cristal. O biofertilizante 2 (B2) foi produzido a partir de húmus de minhoca, levedo de cerveja, farelo de osso, composto orgânico, melão, 50 mL de *Bacillus thuringiensis israelense* e 200 mL de *B. subtilis*, sem informação sobre as quantidades dispensadas. Os biofertilizantes foram mantidos sob fermentação aeróbica por 18 horas. Os atributos químicos encontram-se na Tabela 1.

Produção das mudas de tomate. Sementes de tomate da cultivar Santa Clara VF 5600[®] (Sakata Seed Sudamérica Ltda. – Bragança Paulista, SP), suscetível ao patógeno, foram cultivadas em substrato padrão para produção de mudas Vivatto Pro 10[®], em bandejas de poliestireno com 228 células. As bandejas foram mantidas em casa de vegetação a 24°C, sob irrigação duas vezes ao dia, até os 25 dias de idade, na ausência do patógeno. Após esse período, foram transplantadas duas mudas para cada vaso de 2,8 L, contendo o substrato de cultivo, mantidos no mesmo ambiente, com irrigação duas vezes ao dia, até os 50 dias de idade.

Produção das mudas de pepino. Quatro sementes de pepino Safira[®] (Sakata Seed Sudamérica Ltda. – Bragança Paulista-SP) foram semeadas diretamente no substrato de cultivo

em vasos plásticos de 2,8 L, mantidos em casa de vegetação, a 24 °C sob irrigação duas vezes ao dia, na ausência do patógeno. No quinto dia após a germinação, foi realizado o desbaste permanecendo apenas duas plantas de igual tamanho por vaso. Os vasos foram mantidos na casa de vegetação até o décimo quinto dia.

Efeito de biofertilizantes aeróbicos sobre a incidência e severidade de *P. fuliginea* e *O. neolycopersici* em pepino e tomate. Os vasos contendo as plantas de pepino com 15 dias e tomate com 50 dias de idade foram transferidos para a casa de vegetação de cultivo e tutorados. Nos tratamentos curativos as folhas das plantas de pepino e tomate foram pulverizadas nas faces adaxial e abaxial, com os biofertilizantes até o ponto de escorrimento, três dias após a inoculação das folhas com suspensões contendo 10^5 conídios mL⁻¹ de *P. fuliginea* e *O. neolycopersici*, respectivamente. Para os tratamentos preventivos, as plantas foram pulverizadas com os biofertilizantes três dias antes da transferência dos vasos para casa de vegetação contendo plantas infectadas como inóculo natural. As pulverizações dos tratamentos foram repetidas semanalmente, até os 28 e 21 dias de cultivo para o pepino e o tomate, respectivamente. Os controles foram água, pulverizada semanalmente, e o fungicida Rubigan® (i.a. fenarimol), na dose de 200 mL do produto comercial por 100 L de água, pulverizado a cada 15 dias. As avaliações de severidade ocorreram a cada sete dias. Para *P. fuliginea*, a severidade foi determinada através de fotos tiradas de cada folha infectada, analisadas no software ASSESS 2.0 (19). Para a determinação da severidade de *O. neolycopersici* foi utilizada a escala de Kashimoto et. al. (14) assim descrita: 1 = sinais em menos de 25% da área, 2 = sinais em menos de 25-50% da área, 3 = sinais em 51-75% da área, 4 = sinais em mais de 76% da área. Com os valores de severidade obtidos calculou-se a área abaixo da curva de

progresso da doença (AACPD). O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com seis tratamentos e 10 repetições cada (1 repetição = 1 vaso com 2 plantas). O experimento foi repetido duas vezes.

Análise da comunidade microbiana dos biofertilizantes. Para a determinação da comunidade de bactérias totais, bactérias Gram negativas, *Pseudomonas* fluorescentes, *Bacillus* sp., actinobactérias e fungos totais foi utilizada a técnica de diluição seriada, onde alíquotas de 1 mL de cada biofertilizante foram transferidas para tubos de ensaio contendo 9 mL de água esterilizada até a décima quarta diluição. Alíquotas de 100 µL foram transferidas para cinco placas de Petri de 9 cm contendo meio de cultura para cada microrganismo, seguido da semeadura com alça de Drigalski. Para bactérias totais foi utilizado o meio de Tryptic Soy Ágar (TSA) (Sigma-Aldrich) com pH 7,3 (16). Para as bactérias Gram negativas utilizou-se o meio TSA adicionado de 0,002 g L⁻¹ de cristal violeta (Sigma-Aldrich) (16). As comunidades de *Pseudomonas* fluorescentes cresceram em meio Agar F (Sigma-Aldrich) (16) e as colônias identificadas através da fluorescência em câmara de UV a 546 nm. Para *Bacillus* sp., alíquotas dos biofertilizantes foram tratadas em banho-maria a 80 °C por 20 minutos, para posterior diluição seriada e semeadura em meio Batata-Dextrose-Ágar (BDA) (6). As actinobactérias cresceram em meio Ágar-Amido-Caseína (ACA) (12), e para a determinação da população de fungos totais, foi utilizado o meio de Martin (22). As placas foram mantidas em câmara de crescimento a 27 °C e após 24 horas de incubação, e sob lente de oito aumentos foi realizada a contagem de colônias.

Análise estatística. Os resultados da AACPD dos experimentos foram submetidos à análise de variância e separação de médias pelo teste de Tukey a 5% utilizando o software

SISVAR 5.0. As análises de variância dos tratamentos foram significativas entre primeiro e o segundo experimento de pepino (CV = 32,9%) e tomate tomate (CV = 7,0%), respectivamente, para o teste de Tukey a 5%, sendo os experimentos analisados separadamente (Tabelas 2 e 3).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Para o pepino, no experimento 1, o tratamento com o biofertilizante 2 aplicado preventivamente (B2P), três dias antes da inoculação do patógeno, com AACPD = 13,4, foi semelhante ao tratamento com o fungicida fenarimol (FU) com AACPD = 12,7, no período de 28 dias de cultivo, efeito não observado no segundo experimento, onde apenas a AACPD do tratamento FU foi significativamente menor em relação aos demais tratamentos (Tabela 2).

No tomate, a separação de médias ($P < 0,05$) para os tratamentos com biofertilizantes, pulverizados preventiva e curativamente, foram semelhantes ao tratamento com água (TI) nos experimentos, havendo significativa redução da AACPD, nos 21 dias de cultivo, apenas para o tratamento com fungicida (Tabela 3).

Os biofertilizantes contêm elevada comunidade de bactérias totais, $5,7 \times 10^{13}$ e $8,6 \times 10^{12}$ UFC mL⁻¹, composta principalmente por *Bacillus* sp., 8×10^{11} e $7,4 \times 10^{11}$ UFC mL⁻¹; seguido de actinobactérias com $1,3 \times 10^{10}$ e $1,8 \times 10^6$ UFC mL⁻¹, de bactérias Gram negativas com $1,1 \times 10^8$ e $7,5 \times 10^5$ UFC mL⁻¹, de *Pseudomonas* fluorescentes com $1,5 \times 10^6$ e $5,8 \times 10^3$, para os biofertilizantes 1 e 2, respectivamente. A comunidade de fungos foi a menor observada, com $7,9 \times 10^2$ UFC mL⁻¹ em B1 e $3,8 \times 10^2$ UFC mL⁻¹ em B2 (Figura 1).

No primeiro experimento de pepino, o biofertilizante 2 em pulverização preventiva reduziu a severidade de *P. fuliginea* sobre as plantas nos 28 dias de cultivo (Tabela 1). Para o

tomate, os biofertilizantes não reduziram a severidade de *O. neolycopersici* em tomate (Tabela 2). Os resultados são diversos aos observados por Segarra et al. (27), os quais evidenciaram a redução de 19% na severidade provocada por *E. polygoni* em plantas tomate com aplicações semanais de extratos aquosos aerados de resíduos de jardinagem. Também Koné et al. (16) evidenciaram o efeito supressivo de extratos aquosos anaeróbios de esterco de ovinos sobre a severidade sobre *B. cinerea* em plantas de tomate. Segundo os autores, aplicações semanais preventivas foram eficientes na supressão aos patógenos por quatro e nove semanas respectivamente. Koné et al., (16), Kupper et al. (17) e Segarra et al. (27) descrevem que a efetividade dos tratamentos pode estar associada a alta população microbiana identificada nos extratos e no biofertilizante e a indução de resistência das plantas (Figura 1).

Os biofertilizantes pulverizados continham elevada comunidade microbiana, com altas populações de *Bacillus* sp., *Pseudomonas* fluorescentes e actinobactérias (Figura 1), microrganismos de comprovada ação antimicrobiana (3, 11) ou indutora de resistência (7, 24). A ação de microrganismos presentes em extratos aquosos e biofertilizantes sobre fitopatógenos foi comprovada para *Alternaria solani*, *Botrytis cinerea*, *Fusarium oxysporum* f. sp. *phaseoli*, *F. oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici*, *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* race 1, *F. oxysporum* f. sp. *radicis-cucumerinum*, *Phytophthora parasitica*, *Pythium aphanidermatum*, *Rhizoctonia solani*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Septoria lycopersici*, *Stemphylium solani* e *Verticillium dahliae* e os extratos e os biofertilizantes quando submetidos a tratamento térmico ou microfiltração perderam o seu efeito supressivo (9, 10, 29).

O aumento da severidade observado na repetição do experimento de pepino e tomate também foi observado por Kupper et. al. (17) em pomares de citros atacados com *G.*

citricarpa, devido à alta pressão de inóculo do patógeno presente no pomar. Al-Dahmani et al. (1) testaram o efeito de extratos aquosos aeróbicos e anaeróbicos, em três diferentes concentrações, obtidos de oito tipos de compostos sobre *Xanthomonas vesicatoria* em tomateiros em três anos de cultivo e concluíram que os extratos foram eficientes devido a ocorrência de baixa pressão de inóculo, no primeiro ano de cultivo.

A ineficácia dos biofertilizantes sobre *O. neolycopersici* pode também estar associada a agressividade do patógeno ao hospedeiro (13, 20, 25) e a inexistência de cultivares com resistência ao patógeno (2).

O biofertilizante 2 pulverizado preventivamente reduziu a severidade de *P. fuliginea* em pepino no primeiro cultivo, sendo indicado como alternativa de controle, podendo ser incluído em programas de manejo integrado em produção orgânica, se considerado um baixo nível de inóculo. Novas pesquisas são necessárias para determinar doses e intervalos de aplicação adequados ao melhor manejo da doença.

AGRADECIMENTOS

Os autores Alexandre Visconti e Wagner Bettiol agradecem ao CNPq pela concessão da bolsa de doutorado e de produtividade em pesquisa e aos produtores Johannes Petrus Wulfram De Wit e Adrianus Lambertus Pennings, de Holambra, SP, pelo fornecimento dos biofertilizantes.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Al-Dahmani, J.H.; Abbasi, P.A.; Miller, S.A.; Hoitink, H.A.J. Suppression of bacterial spot of tomato with foliar sprays of compost extracts under greenhouse and field conditions. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 87, n. 8, p. 913-919, 2003.
2. Balbi-Peña, M.I.; Schwan-Estrada, K.R.F.; Stangarlin, J.R.; Tolentino Júnior, J.B. Desenvolvimento de *Oidium neolycopersici* em genótipos do gênero *Lycopersicon*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 36, n. 1, p. 35-39, 2010.
3. Barretti, P.B.; de Souza, R.M.; Pozza, E.A. Bactérias endofíticas como agentes promotores do crescimento de plantas de tomateiro e de inibição *in vitro* de *Ralstonia solanacearum*. **Ciencia & Agrotecnologia**, Lavras, MG, v. 32, n. 3, p. 731-739, 2008.
4. Bettiol, W. Controle de doenças de plantas com agentes de controle biológico e outras tecnologias alternativas. In: Campanhola, C.; Bettiol, W. (Eds). **Métodos alternativos de controle fitossanitário**. Jaguariúna-SP: Embrapa Meio Ambiente, 2003. p. 191-215.
5. Bettiol, W.; Stadnik, M.J. Controle alternativo de oídios. In: Stadnik, M. J.; Rivera, M. C. (Eds). **Oídios**. Jaguariúna-SP: Embrapa Meio Ambiente, 2001. p. 165-194.
6. Bettiol, W. Isolamento seletivo de *Bacillus*. In: Sanhueza, R.M.V.; Melo, I.S. (Eds). **Métodos usados no biocontrole de fitopatógenos**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2007. p. 49-51.

7. Carrer, R.; Romeiro, R.S.; Amaral, L.S.; Garcia, F.A.O. Potencialidade de um actinomiceto de rizosfera de tomateiro como agente de biocontrole de doenças. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 27, n. 3, p. 340-344, 2009.
8. Deleito, C.S.R.; Carmo, M.G.F.; Fernandes, M.C.A.; Abboud, A.C.S. Ação bacteriostática do biofertilizante Agrobio *in vitro*. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.23, n.2, p.281-284, 2005.
9. Dianeze, F.; Santos, M.; Boix, A.; de Cara, M.; Trillas, I.; Aviles, M.; Tello, J.C. Grape marc compost tea suppressiveness to plant pathogenic fungi: role of siderophores. **Compost Science & Utilization**, Palo Alto, v. 14, n. 1, p. 48-53, 2006.
10. Elad, Y.; Shtienberg, D. Effect of Compost Water Extracts on Gray Mold (*Botrytis cinerea*). **Crop Protection**, Surrey, v. 13, n. 2, p. 109-114, 1994.
11. Gava, C.A.T.; Pereira, J.C.; Fernandes, M.D.; Neves, M.C.P. Seleção de isolados de estreptomicetos para controle de *Ralstonia solanacearum* em tomateiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 37, n. 10, p. 1373-1380, 2002.
12. Gray, T.R.G.; Williams, S.T. Microbial productivity in soils. In: Hughes, D.E.; Rose, A.H. (Eds). **Microbes and Biological Productivity**. Cambridge: Cambridge University Press, 1971. pp. 255-286.

13. Jones, H.; Whipps, J.M.; Gurr, S.J. The tomato powdery mildew fungus *Oidium neolycopersici*. **Molecular and Plant Pathology**, London, v. 2, p. 303–309, 2001.
14. Kashimoto, K.; Sameshima, T.; Matsuda, Y.; Nonomura, T.; Oichi, W.; Kakutani, K.; Nakata, K.; Kusakari, S.; Toyoda, H. Infectivity of a Japanese isolate of *Oidium neolycopersici* KTP-01 to a European tomato cultivar resistant to *O. lycopersici*. **Journal of General Plant Pathology**, Sapporo, JP, v. 69, p. 406-408, 2003.
15. Kiss, L.; Cook, R.T.A.; Saenz, G.S.; Cunnington, J.H.; Takamatsu, S.; Pascoe, I.; Bardin, M.; Nicot, P.C.; Sato, Y.; Rossman, Y. Identification of two powdery mildew fungi, *Oidium neolycopersici* sp. nov and *O. lycopersici*, infecting tomato in different parts of the world. **Mycological Research**, Manchester, UK, v. 105, n. p. 684-697, 2001.
16. Koné, S.B.; Dionne, A.; Tweddell, R.J.; Antoun, H.; Avis, T.J. Suppressive effect of non-aerated compost teas on foliar fungal pathogens of tomato. **Biological Control**, Wageningen, v. 52, n. 2, p. 167-173, Feb. 2010.
17. Kupper, K.C.; Bettiol, W.; Goes, A.; Souza, P.S.; Bellotte, J.A.M. Biofertilizer for control of *Guignardia citricarpa*, the causal agent of citrus black spot. **Crop Protection**, Surrey, v. 25, n. 6, p. 569-573, Jun. 2006.

18. Labrie, C.; Leclerc, P.; Cote, N.; Roy, S.; Brzezinski, R.; Hogue, R.; Beaulieu, C. Effect of chitin waste-based composts produced by two-phase composting on two oomycete plant pathogens. **Plant & Soil**, Netherlands, v. 235, n. 1, p. 27-34, 2001.
19. Lamari, L. ASSESS 2.0: image analysis software for plant disease quantification. Saint Paul: APS, 2008.
20. Lebeda, A.; Mieslerová, B. Identification, occurrence and host range of tomato powdery mildew (*Oidium lycopersici*) in the Czech republic. **Acta Phytopathologica et Entomologica Hungarica**, Hungary, v. 34, n. 1-2, p. 13-26, 1999.
21. Machado, M.A.D.F.; Bettiol, W. Potencial para o biocontrole de *Botrytis cinerea* por leveduras em sistema integrado de cultivo de lírio. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 45, n. 6, p. 539-545, 2010.
22. Martin, J.P. Use of acid, rose bengal and streptomycin in the plate method for estimating soil fungus. **Soil Science**, New Brunswick, NJ, v. 134, p. 1528- 1529, 1950.
23. Morandi, M.A.B.; Bettiol, W. Controle biológico de doenças de plantas no Brasil. In: Bettiol, W.; Morandi, M.A.B. (Ed.). **Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas**. Jaguariúna-SP: Embrapa Meio Ambiente, 2009. p. 7-14.

24. Ongena, M.; Jourdan, E.; Adam, A.; Paquot, M.; Brans, A.; Joris, B.; Arpigny, J.L.; Thonart, P. Surfactin and fengycin lipopeptides of *Bacillus subtilis* as elicitors of induced systemic resistance in plants. **Environmental Microbiology**, Bedford, UK, v. 9, n. 4, p. 1084-1090, 2007.
25. Paulitz, T.C.; Belanger, R.R. Biological control in greenhouse systems. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 39, n. p. 103-133, 2001.
26. Reis, A.; Boiteux, L.S.; Fonseca, M.E.N. Registro de *Oidium neolycopersici* como agente causal do oídio adaxial do tomateiro no Brasil. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 34, p S179, 2009. Resumo.
27. Segarra, G.; Reis, M.; Casanova, E.; Trillas, M.I. Control of powdery mildew (*Erysiphe polygoni*) in tomato by foliar applications of compost tea. **Journal of Plant Pathology**, Bari, v. 91, n. 3, p. 683-689, 2009.
28. Stadnik, M. J.; Rivera, M. C. **Oídios**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2001. 484 p.
29. Tratch, R.; Bettiol, W. Efeito de biofertilizantes sobre o crescimento micelial e a germinação de esporos de alguns fungos fitopatogênicos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 32, n. 11, p. 1131-1139, 1997.

30. Whipps, J.M.; Budge, S.P.; Fenlon, J.S. Characteristics and host range of tomato powdery mildew. **Plant Pathology**, Reading, UK, v. 47, n. 1, p. 36-48, 1998.

Tabela 1 - Atributos químicos dos biofertilizantes testados no controle de oídio em pepino e tomate.

Atributo	Unidade	Biofertilizante 1	Biofertilizante 2
N	%	0,7	0,1
P ₂ O ₅	%	0,1	0,1
K ₂ O	%	0,1	0,1
Ca	%	0,2	0,2
Mg	%	0,1	0,1
S	%	0,1	0,0
Zn	mg kg ⁻¹	30,0	32,5
Mn	mg kg ⁻¹	7,5	17,5
Cu	mg kg ⁻¹	15,0	67,5
B	mg kg ⁻¹	0,01	0,01
Fe	mg kg ⁻¹	402,5	122,5
pH		4,9	4,1
Umidade	%	99,6	99,7
C	%	41,1	45,4
MO	%	74,0	81,7
CE	μS cm ⁻¹	1,1	0,8
Soma NPK	%	0,9	0,3
Na	%	0,1	0,1

Tabela 2. Área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) de *Podosphaera fuliginea* em plantas de pepino pulverizadas semanalmente com biofertilizantes, no período de 28 dias de cultivo.

Tratamento*	AACPD	
	Experimento 1	Experimento 2
B1C	32,8±13,4Babc	49,5±11,3Aab
B2C	21,9±12,6Babc	43,8±10,9Aab
FU	12,7±6,3Ac	15,5±6,1Ac
B1P	19,9±7,5Babc	43,9±8,9Aab
B2P	13,4±8,5Bc	36,2±13,9Ab
TI	26,2±8,6Babc	45,7±7,0Aab
CV (%)	46,5	25,7

*B1 – biofertilizante 1; B2 – biofertilizante 2; C – tratamento curativo; P – tratamento preventivo; FU – Fungicida; TI – testemunha infestada. Médias seguidas da mesma letra maiúscula e minúscula não diferem entre si na linha e na coluna, respectivamente, pelo teste de Tukey a 5%. Média de 10 repetições.

Tabela 3. Área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) de *Oidium neolycopersici* em plantas de tomate pulverizadas semanalmente com biofertilizantes, no período de 21 dias de cultivo.

Tratamento*	AACPD**	
	Experimento 1	Experimento 2
B1C	126,4±4,3Ba	142,5±9,2Aa
B2C	135,4±5,5Aa	138,3±7,9Aa
FU	30,8±6,8Ab	26,2±4,3Ab
B1P	135,6±13,1Aa	139,2±6,2Aa
B2P	128,2±15,0Ba	142,1±8,3Aa
TI	141,5±6,0Aa	139,9±5,6Aa
CV (%)	8,1	5,9

*B1 – biofertilizante 1; B2 – biofertilizante 2; C – tratamento curativo; P – tratamento preventivo; FU – Fungicida; TI – testemunha infestada. Médias seguidas da mesma letra maiúscula e minúscula não diferem entre si na linha e na coluna, respectivamente, pelo teste de Tukey a 5%. Média de 10 repetições.

** Escala de notas de Kashimoto et al. (14).

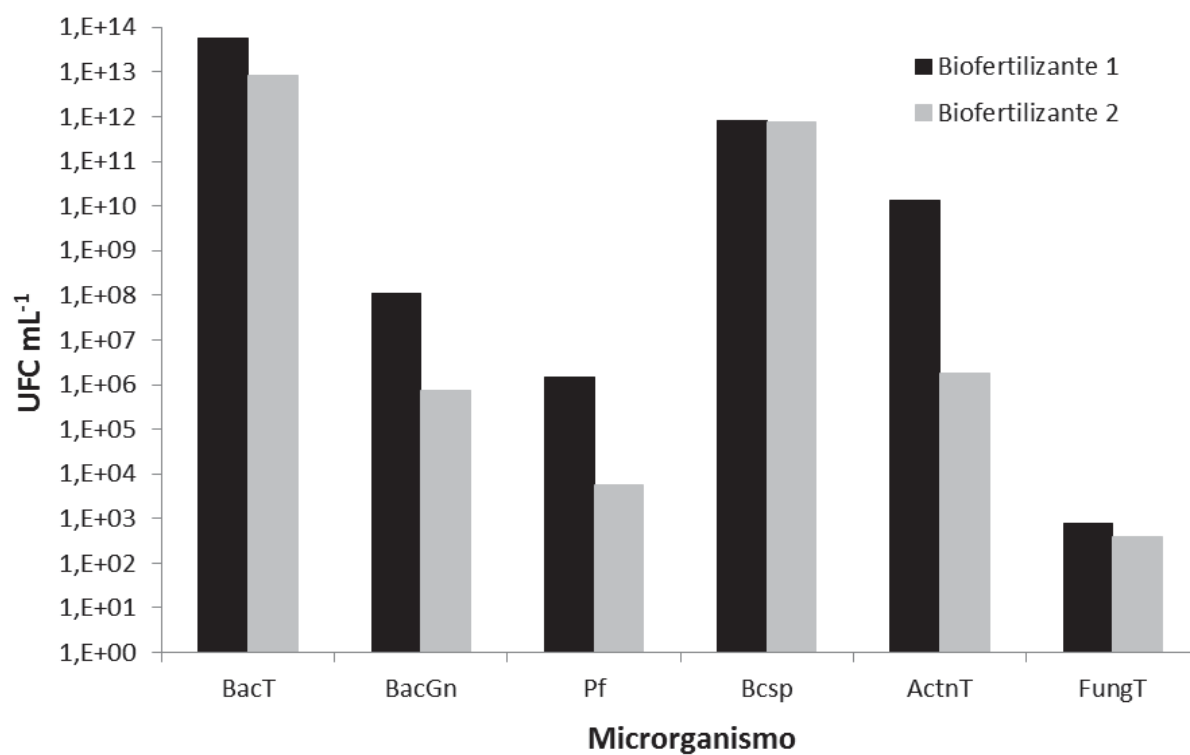


Figura 1. Comunidade microbiana presente nos biofertilizantes 1 e 2. BacT- Bactérias totais; BacGn - Bactérias Gram negativas; Pf - *Pseudomonas* fluorescentes; Bcsp - *Bacillus* sp.; ActnT - Actinobactérias totais; FungT - Fungos totais.

5. CONCLUSÃO

1. Uma aplicação de emulsão de peixe, incorporada a 20% (v/v) do volume necessário para atingir a capacidade de retenção de água do substrato, induz a supressividade a *Cylindrocladium spathiphylli*.
2. Os resíduos marinhos incorporados ao substrato de cultivo não controlaram *R. solanacearum* em plantas de tomate.
3. Os biofertilizantes não controlaram *O. neolycopersici* em tomate.
4. O biofertilizante 2 aplicado preventivamente foi eficiente no controle de *P. fuliginea* em pepino, somente sob baixa pressão de inóculo, podendo ser empregado em programa de controle integrado do patógeno.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

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

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

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

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

ADACHI, K.; KOBAYASHI, M.; TAKAHASHI, E. Effect of the application of lignin and or chitin to soil inoculated with *Fusarium oxysporum* on the variation of soil microflora and plant-growth. **Soil Science & Plant Nutrition**, Kyoto, v. 33, n. 2, p. 245-259, Jun. 1987.

AKHTAR, M.; MAHMOOD, I. Suppression of nematode populations with animal by-products. **Bioresource Technology**, Trivandrum, v. 51, n. 2/3, p. 269-271, 1995.

AL-DAHMANI, J. H. et al. Suppression of bacterial spot of tomato with foliar sprays of compost extracts under greenhouse and field conditions. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 87, n. 8, p. 913-919, Aug. 2003.

ALI, N. I. et al. Nematicidal activity of some strains of *Pseudomonas* spp. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 34, n. 8, p. 1051-1058, Aug. 2002.

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

ALVARADO, I. C. M. et al. Caracterização de solos de Pernambuco quanto à supressividade a *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 32, n. 3, p. 222-228, Mai./Jun. 2007.

ARA, J. et al. Use of *Sargassum* species for the control of *Meloidogyne javanica* in okra. **Nematologia Mediterranea**, Bari, v. 25, n. 1, p. 125-128, 1997.

ARBOS, K. A. et al. Segurança alimentar de hortaliças orgânicas: aspectos sanitários e nutricionais. **Ciência & Tecnologia dos Alimentos**, Campinas, v. 30, n. 1, p. 215-220, Mai. 2010.

ASSIS, O. B. G.; LEONI, A. M. Filmes comestíveis de quitosana: ação biofungicida sobre frutas fatiadas. **Revista Biotecnologia Ciência & Desenvolvimento**, Brasília, DF, v. 30, p. 33-38, Jan./Jun. 2003.

ASSIS, A. S.; STAMFORD, T. C. M.; STAMFORD, T. L. M. Bioconversão de resíduos de camarão *Litopenaeus vannamei* (BOONER, 1931) para produção de biofilme de quitosana. **Revista Iberoamericana de Polímeros**, Bilbao, v. 9, n. 5, p. 480-491, Oct. 2008.

AUNG, L. H.; FLICK JR, G. J. The influence of fish solubles on growth and fruiting of tomato. **HortScience**, Palo Alto, v. 14, n. 1, p. 32-33, Feb. 1980.

BAILEY, K. L.; LAZAROVITS, G. Suppressing soil-borne diseases with residue management and organic amendments. **Soil & Tillage Research**, Amsterdam, v. 72, n. 2, p. 169-180, Aug. 2003.

BARDAS, G. A. et al. Biological control of three *Colletotrichum lindemuthianum* races using *Pseudomonas chlororaphis* PCL1391 and *Pseudomonas fluorescens* WCS365. **Biological Control**, Wageningen, v. 49, n. 2, p. 139-145, May 2009.

BAUTISTA-CALLES, J. et al. Inducción de supresividad a fitopatógenos del suelo: un enfoque holístico al control biológico. **Interciencia**, Caracas, v. 33, n. 2, p. 96-102, Feb. 2008.

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, DF, v. 31, n. 2, p. 180-184, Mar./Abr. 2006.

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

BENHAMOU, N.; LAFONTAINE, P.J.; NICOLE, M. Induction of systemic resistance to fusarium crown and root-rot in tomato plants by seed treatment with chitosan. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 84, n. 12, p. 1432-1444, Dec. 1994.

BEN JENANA, R. K. et al. composts, compost extracts and bacterial suppressive action on *Pythium aphanidermatum* in tomato. **Pakistan Journal of Botany**, Karachi, v. 41, n. 1, p. 315-327, Feb. 2009.

BERGER, J. et al. Structure and interactions in chitosan hydrogels formed by complexation or aggregation for biomedical applications. **European Journal of Pharmaceutics & Biopharmaceutics**, Geneva, v. 57, n. 1, p. 35-52, Jan. 2004.

BERNARDO, E. R. A.; BETTIOL, W. Controle da pinta preta dos frutos cítricos em cultivo orgânico com agentes de biocontrole e produtos alternativos. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v. 35, n.1, p. 37-42, Jan./Fev. 2010.

BETTIOL, W. Controle de doenças de plantas com agentes de controle biológico e outras tecnologias alternativas. In: CAMPANHOLA, C.; BETTIOL, W. (Ed.). **Métodos alternativos de controle fitossanitário**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2003. p. 191-215.

BETTIOL, W; GHINI, R. Solos supressivos. In: MICHEREFF, S. J.; ANDRADE, D. E. G. T. (Ed.). **Patógenos radiculares em solos tropicais**. Recife: Editora Universitária UFPE, 2001. p. 125-152.

BETTIOL, W.; GHINI, R. Métodos alternativos usados com sucesso no Brasil para o controle de doenças de plantas. In: STADNICK, M. J.; TALAMINI, V. (Ed.). **Manejo ecológico de doenças de plantas**. Florianópolis: CCA/UFSC, 2004. p. 143-157.

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

BLATT, C. R.; MCRAE, K. B. Comparison of four organic amendments with a chemical fertilizer applied to three vegetables in rotation. **Canadian Journal of Plant Science**, Ottawa, v. 78, n. 4, p. 641-646, Oct. 1998.

BOHNEL, H.; LUBE, K. *Clostridium botulinum* and bio-compost. A contribution to the analysis of potential health hazards caused by bio-waste recycling. **Journal of Veterinary Medicine Series B**, Oxford, v. 47, n. 10, p. 785-795, Dec. 2000.

BOLLER, T. Chitinase: a defense of higher plants against pathogens. In: MUZZARELLI, R.; JEUNIAUX, C.; GOODAY, G. W. (Ed.). **Chitin in nature and technology**. New York: Plenum Press, 1986. p. 223-230.

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

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

CAMPANA-FILHO, S. P. et al. Extração, estruturas e propriedades de α - e β -quitina. **Química Nova**, São Paulo, v. 30, n. 3, p. 644-650, 2007.

CAMPANHOLA, C.; BETTIOL, W. Panorama sobre o uso de agrotóxicos no Brasil. In: CAMPANHOLA, C.; BETTIOL, W. (Ed.). **Métodos alternativos de controle fitossanitário**. Jaguariúna-SP: Embrapa Meio Ambiente, 2003. p. 13-51.

CAVAGLIERI, L. et al. biocontrol of *Bacillus subtilis* against *Fusarium verticillioides* in vitro and at the maize root level. **Research in Microbiology**, Paris, v. 156, n. 5/6, p. 748-754, Jun./Jul. 2005.

CHASE, A. R.; POOLE, R. T. Effects of potting medium pH and air temperature on severity of *Cylindrocladium* root and petiole rot of *Spathiphyllum* sp. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 71, n. 6, p. 509-511, 1987.

CHATTERTON, S.; PUNJA, Z. K. Factors influencing colonization of cucumber roots by *Clonostachys rosea* f. *catenulata*, a biological disease control agent. **Biocontrol Science & Technology**, Warwick, v. 20, n. 1, p. 37-55, 2010.

CHUNG, S.; KIM, S. D. Biological control of phytopathogenic fungi by *Bacillus amyloliquefaciens* 7079: suppression rates are better than popular chemical fungicides. **Journal of Microbiology & Biotechnology**, Seoul, v. 15, n. 5, p. 1011-1021, Oct. 2005.

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**, Saint Paul, v. 95, n. 1, p. 28-35, Jan. 2005.

CONN, K. L.; TOPP, E.; LAZAROVITS, G. Factors influencing the concentration of volatile fatty acids, ammonia, and other nutrients in stored liquid pig manure. **Journal of Environmental Quality**, Madison, v. 36, n. 2, p. 440-447, Mar./Apr. 2007.

COOK, R. J.; BAKER, K. F. **The nature and practice of biological control of plant pathogens**. Saint Paul: APS Press, 1983. 254p.

DE JENSEN, C. E.; PERCICH, J. A.; GRAHAM, P. H. Integrated management strategies of bean root rot with *Bacillus subtilis* and *Rhizobium* in Minnesota. **Field Crops Research**, Warwick, v. 74, n. 2-3, p. 107-115, Mar. 2002.

DELEITO, C. S. R.; CARMO, M. G. F.; FERNANDES, M. C. A.; ABBOUD, A. C. S. Ação bacteriostática do biofertilizante Agrobio *in vitro*. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.23, n.2, p.281-284, Abr./Jun. 2005.

DE WITT, J. P. W.; KIEVITSBOSH, R. A.; BETTIOL, W. S Integração de métodos físicos e biológicos para o controle de doenças e pragas em lírio e espatifilo habitantes do solo. In: BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. (Ed.). **Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas**. Jaguariúna-SP: Embrapa Meio Ambiente, 2009. p. 331-335.

DI PIERO, R. M.; GARDA, M. V. Quitosana reduz a severidade da antracnose e aumenta a atividade de glucanase em feijoeiro-comum. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 43, n. 9, p. 1121-1128, Set. 2008.

DROFFNER, M. L.; BRINTON, W. F. Survival of *E. coli* and *Salmonella* populations in aerobic thermophilic composts as measured with DNA gene probes. **Zentralblatt für Hygiene und Umweltmedizin**, Berlin, v. 197, n. 5, p. 387-97, Jun. 1995.

DUKARE, A. S. et al. Evaluating novel microbe amended composts as biocontrol agents in tomato. **Crop Protection**, Surrey, v. 30, n. 4, p. 436-442, Apr. 2011.

EHTESHAMUL-HAQUE, S. et al. Use of crustacean chitin and plant growth promoting bacteria for the control of *Meloidogyne javanica* root knot nematode in chickpea. **Pakistan Journal of Nematology**, Karachi, v. 15, n. 1/2, p. 89-93, 1997.

EL-TARABILY, K. A. et al. Fish emulsion as a food base for rhizobacteria promoting growth of radish (*Raphanus sativus* L. var. *sativus*) in a sandy soil. **Plant & Soil**, Madison, v. 252, n. 2, p. 397-411, May 2003.

ERMINO, E. R. Effectiveness of fish soluble nutrients as fertilizers on container-grown plants. **HortScience**, Palo Alto, v. 16, n. 3, p. 338, Jun. 1981.

ERNANI, P. R.; RIBEIRO, M. S.; BAYER, C. Modificações químicas em solos ácidos ocasionadas pelo método de aplicação de corretivos da acidez e de gesso agrícola. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 58, n. 4, p. 825-831, Out./Dez. 2001.

ESCUADRA, G. M. E.; AMEMIYA, Y. Suppression of *Fusarium* wilt of spinach with compost amendments. **Journal of General Plant Pathology**, Berlin, v. 74, n. 4, p. 267-274, Aug. 2008.

GAGNON, B.; BERROUARD, S. Effects of several organic fertilizers on growth of greenhouse tomato transplants. **Canadian Journal of Plant Science**, Ottawa, v. 74, n. 1, p. 167-168, Jan. 1994.

GARCIA GARCIA, E.; BUSSACOS, M. A.; FISCHER, F. M. Impacto da legislação no registro de agrotóxicos de maior toxicidade no Brasil. **Revista Saúde Pública**, São Paulo, v. 39, n. 5, p. 832-839, Out. 2005.

GASPAR, J. C.; BARROS, F. F.C; LIMA, C. R. Condições higiênico-sanitárias da alface comum e hidropônica comercializada na cidade de Fortaleza – CE. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MICROBIOLOGIA, 20, 1999, Salvador. **Anais...** Salvador: Sociedade Brasileira de Microbiologia, 1999. p. 351.

GHINI, R.; MORANDI, M. A. B. Biotic and abiotic factors associated with soil suppressiveness to *Rhizoctonia solani*. **Sciencia Agricola**, Piracicaba, v. 63, n. 2, p. 153-160, Mar./Apr. 2006.

GHINI, R. et al. Effect of sewage sludge on suppressiveness to soil-borne plant pathogens. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 39, n. 11, p. 2797-2805, Nov. 2007.

GODOY, G. et al. Chitin amendments for control of *Meloidogyne arenaria* in infested soil 2 - effects on microbial-population. **Nematropica**, Brasília, v. 13, n. 1, p. 63-74, 1983.

GORODECKI, B.; HADAR, Y. Suppression of *Rhizoctonia solani* and *Sclerotium rolfsii* diseases in container media containing composted separated cattle manure and composted grape marc. **Crop Protection**, Surrey, v. 9, n. 4, p. 271-274, Aug. 1990.

GUIRY, M. D.; GUIRY, G. M. **AlgaeBase**: world-wide electronic publication. Galway: National University of Ireland. 1996. Disponível em: <<http://www.algaebase.org>>. Acesso em: 4 maio 2011.

HALLMANN, J.; RODRIGUEZ-KABANA, R.; KLOEPPER, J. W. Chitin-mediated changes in bacterial communities of the soil, rhizosphere and within roots of cotton in relation to nematode control. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 31, n. 4, p. 551-560, Apr. 1999.

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

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

ILKIU-VIDAL, L. H.; SOUZA, J. R. P.; VIANI, R. A. G. Ação de potenciais hidrogeniônicos no crescimento e produtividade de sálvia (*Salvia officinalis* L.). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, Botucatu, v. 12, n. 1, p. 43-47, 2010.

JARDIM, I. C. S. F.; ANDRADE, J. A.; QUEIROZ, S. C. N. Resíduos de agrotóxicos em alimentos: uma preocupação ambiental global - um enfoque às maçãs. **Química Nova**, São Paulo, v. 32, n. 4, p. 996-1012, Abr. 2009.

KNEZEVIC-JUGOVIC , Z.; PETRONIJEVIC, Z.; SMELCEROVIC, A. Chitin and chitosan from microorganisms. In: KIM, S. K. (Ed.). **Chitin, chitosan, oligosaccharides and their derivatives: biological activities and applications**. CRC Press: Boca Raton, 2011. p. 25-36.

KONÉ, S. B. et al. Suppressive effect of non-aerated compost teas on foliar fungal pathogens of tomato. **Biological Control**, Wageningen, v. 52, n. 2, p. 167-173, Feb. 2010.

KUMAR, M. N. V. R. A review of chitin and chitosan applications. **Reactive & Functional Polymers**, Manchester, v. 46, n. 1, p. 1-27, Nov. 2000.

KUPPER, K. C. et al. Biofertilizer for control of *Guignardia citricarpa*, the causal agent of citrus black spot. **Crop Protection**, Surrey, v. 25, n. 6, p. 569-573, Jun. 2006.

KUPPER, K. C.; BELLOTTE, J. A. M.; DE GOES, A. Controle alternativo de *Colletotrichum acutatum* agente causal da queda prematura dos frutos cítricos. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, SP, v. 31, n. 4, p. 1004-1015, Dez. 2009.

LABRIE, C. et al. Effect of chitin waste-based composts produced by two-phase composting on two oomycete plant pathogens. **Plant & Soil**, Madison, v. 235, p. 27-34, May 2001.

LAIRON, D. Nutritional quality and safety of organic food. **Agronomy for Sustainable Development**, Narbonne, v. 30, n. 1, p. 33-41, Jan./Mar. 2010.

LAZAROVITS, G. et al. Understanding the mode of action of organic soil amendments provides the way for improved management of soilborne plant pathogens. **Acta Horticulturae**, Belgium, v. 698, p. 215-225. 2005.

LAZAROVITS, G. et al. Fish emulsion and liquid swine manure: model systems for development of organic amendments as fertilizers with disease suppressive properties. In: BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. (Ed.). **Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2009. p. 49-67.

LIU, J. et al. Effects of chitosan on control of postharvest diseases and physiological responses of tomato fruit. **Postharvest Biology & Technology**, Pullmann, v. 44, n. 3, p. 300-306, Jun. 2007.

LIU, J. B. et al. Effectiveness of *Trichoderma* spp. obtained from re-used soilless substrates against *Pythium ultimum* on cucumber seedlings. **Journal of Plant Diseases & Protection**, Berlin, v. 116, n. 4, p. 156-163, Aug. 2009.

LOFFLER, H. J. M. et al. Nitrite as a factor in the decline of *Fusarium oxysporum* f. sp. *dianthi* in soil supplemented with urea or ammonium-chloride. **Netherlands Journal of Plant Pathology**, Wageningen, v. 92, n. 4, p. 153-162, 1986.

LOPEZ-MONDEJAR, R. et al. Utilization of citrus compost-based growing media amended with *Trichoderma harzianum* T-78 in *Cucumis melo* L. seedling production. **Bioresource Technology**, Trivandrum, v. 101, n. 10, p. 3718-3723, May 2010.

LUNG, A. J. et al. Destruction of *Escherichia coli* O157 : H7 and *Salmonella enteritidis* in cow manure composting. **Journal of Food Protection**, Des Moines, v. 64, n. 9, p. 1309-1314, Sept. 2001.

MATHUR, N. K.; NARANG, C. K. Chitin and chitosan, versatile polysaccharides from marine animals. **Journal of Chemical Education**, Washington, DC, v. 67, n. 11, p. 938-942, Nov. 1990.

MATTOS, L. P. V. **Potencial de hidrolisado de peixe para o controle de fitopatógenos**. 2007. 59 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fitopatologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG, 2007.

MATTOS, L. P. V.; BETTIOL, W. Efeito de hidrolisado de peixe na severidade da murcha causada por *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* raça 3 em tomateiro. **Summa Phytopatologica**, Botucatu, v. 34, p. 176, 2008. Suplemento.

MAZZOLA, M. Mechanisms of natural soil suppressiveness to soilborne diseases. **Antonie van Leeuwenhoek**, Dordrecht, Netherlands, v. 81, n. 1/4, p. 557-56, 2002.

MCHUGH, D. J. **A guide to the seaweed industry**. Roma: FAO, 2003. 105p. FAO fisheries technical paper 441.

MICHEL, V. V.; MEW, T. W. Effect of a soil amendment on the survival of *Ralstonia solanacearum* in different soils. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 88, n. 4, p. 300-305, Apr. 1998.

MOGHARBEL, A. D. I.; MASSON, M. L. Perigos associados ao consumo da alface (*Lactuca sativa*), *in natura*. **Alimentos & Nutrição**, Araraquara, v. 16, N. 1, p. 83-88, Jan./Mar. 2005.

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, DF, v. 32, n. 5, Out. 2007.

MORANDI, M. A. B. et al. Suppression of *Botrytis cinerea* sporulation by *Clonostachys rosea* on rose debris: a valuable component in Botrytis blight management in commercial greenhouses. **Biological Control**, Wageningen, v. 26, n. 3, p. 311-317, Mar. 2003.

MORANDI, M.A.B.; BETTIOL, W. Controle biológico de doenças de plantas no Brasil. In: BETTIOL, W.; MORANDI, M.A.B. (Ed.). **Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2009. p. 7-14.

MUÑOZ, Z.; MORET, A.; GARCES, S. Assessment of chitosan for inhibition of *Colletotrichum* sp. on tomatoes and grapes. **Crop Protection**, Surrey, v. 28, n. 1, p. 36-40, Jan. 2009.

NACZK, M. et al. Compositional characteristics of green crab (*Carcinus maenas*). **Food Chemistry**, Reading, v. 88, n. 3, p. 429-434, Dec. 2004.

PAPAVIZAS, G. C. *Trichoderma* and *Gliocladium* - biology, ecology, and potential for biocontrol. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 23, p. 23-54, 1985.

PESSATTI, M. L. **Aproveitamento dos subprodutos do pescado**: meta 11- relatório final de ações prioritárias ao desenvolvimento da pesca e aquicultura no sul do Brasil, convênio ministério da agricultura, pecuária e abastecimento (MAPA). Itajaí: Universidade do Vale do Itajaí, MA/SARC 003/2000, 2001.

PINTO, Z. V.; BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. Efeito de casca de camarão, hidrolisado de peixe e quitosana no controle da murcha de *Fusarium oxysporum* f.sp. *chrysanthemi* em crisântemo. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v. 35, n. 1, p. 16-23, Jan./Fev. 2010.

PRAÇA, E. F.; RUSIG, O. Desenvolvimento de método para dessalinização de hidrolisados protéicos. **Semina**, Londrina, v. 13, n. 4, p. 223-230, Set. 1993.

PUNJA, Z. K.; ZHANG, Y. Y. Plant chitinases and their roles in resistance to fungal diseases. **Journal of Nematology**, Urbana, v. 25, n. 4, p. 526-540, Dec. 1993.

RAMESH, R.; JOSHI, A.; GHANEKAR, M. Pseudomonads: major antagonistic endophytic bacteria to suppress bacterial wilt pathogen *Ralstonia solanacearum* in the eggplant (*Solanum melongena* L.). **World Journal of Microbiology & Biotechnology**, Hull, v. 25, n. 1, p. 47-55, Jan. 2009.

RINAUDO, M. Chitin and chitosan: properties and applications. **Progress in Polymer Science**, Pittsburg, v. 31, n. 7, p. 603-632, Jul. 2006.

ROBERTS, G. A. F. **Chitin chemistry**. Macmillan: London, 1992. 386 p.

RODRIGUES, F. A. et al. Fatores envolvidos na supressividade a *Rhizoctonia solani* em alguns solos tropicais brasileiros. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, MG, v. 22, n. 2, p. 239-246, 1998.

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

SEGARRA, G. et al. Control of powdery mildew (*Erysiphe polygoni*) in tomato by foliar applications of compost tea. **Journal of Plant Pathology**, Bari, v. 91, n. 3, p. 683-689, Nov. 2009.

SHARMA, N.; SHARMA, S. Control of foliar diseases of mustard by *Bacillus* from reclaimed soil. **Microbiological Research**, Copenhagen, v. 163, n. 4, p. 408-413, 2008.

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

SIQUEIRA, I. M. C. Avaliação microbiológica de saladas cruas e cozidas servidas em restaurantes industriais da grande Belo Horizonte. **Higiene Alimentar**, São Paulo, v. 11, n. 49, p. 36-39, 1997.

SMITH, B. L. Organic foods vs. supermarket foods: element levels. **Journal of Applied Nutrition**, Salt Lake City, v. 45, n. 1, p. 35-39, 1993.

STEVANATO, F. B. **Aproveitamento de cabeças de tilápias de cativeiro na forma de farinha como alimento para merenda escolar**. 2006. 60 f. Dissertação (Mestrado em Química)-Universidade Estadual de Maringá, 2006.

STRAUCH, D. Survival of pathogenic microorganisms and parasites in excreta, manure and sewage sludge. **Review of Science and Technology, Office International des Epizooties**, Paris, v. 10, n. 3, p. 813-846, 1991.

SULTANA, V. et al. Comparative efficacy of brown, green and red seaweeds in the control of root infecting fungi and okra. **International Journal of Environmental Science and Technology**, Beijing, v. 2, n. 2, p. 129-132, 2005.

SULTANA, V.; ARA, J.; EHTESHAMUL-HAQUE, S. Suppression of root rotting fungi and root knot nematode of chili by seaweed and *Pseudomonas aeruginosa*. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 156, n. 7-8, p. 390-395, Aug. 2008.

SULTANA, V. et al. Comparative efficacy of a red alga *Solieria robusta*, chemical fertilizers and pesticides in managing the root diseases and growth of soybean. **Pakistan Journal of Botany**, Karachi, v. 43, n. 1, p. 1-6, Feb. 2011.

SUTTON, J. C. et al. Ability of *Clonostachys rosea* to establish and suppress sporulation potential of *Botrytis cinerea* in deleafed stems of hydroponic greenhouse tomatoes. **Biocontrol Science & Technology**, Warwick, v. 12, n. 4, p. 413-425, Aug. 2002.

SZCZECZ, M.; SHODA, M. The effect of mode of application of *Bacillus subtilis* RB14-C on its efficacy as a biocontrol agent against *Rhizoctonia solani*. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 154, n. 6, p. 370-377, Jun. 2006.

TALAMINI, V.; STADNICK, M. J. Extratos vegetais e de algas no controle de doenças de plantas. In: STADNICK, M. J.; TAKAMINI, V. (Ed.). **Manejo ecológico de doenças de plantas**. Florianópolis: CCA/UFSC, 2004. p. 45-62.

TANADA-PALMU, P. S. et al. Recobrimento de sementes de brócolos e salsa com coberturas e filmes biodegradáveis. **Bragantia**, Campinas, v. 64, n. 2, p. 291-297, 2005.

TARIQ, M.; YASMIN, S.; HAFEEZ, F. Y. Biological control of potato black scurf by rhizosphere associated bacteria. **Brazilian Journal of Microbiology**, São Paulo, v. 41, n. 2, p. 439-451, Abr./Jun. 2010.

TEMORSHUIZEN, A. J. et al. Suppressiveness of 18 composts against 7 pathosystems: variability in pathogen response. **Soil Biology & Biochemistry**, Amsterdam, v. 38, p. 2461-2477, 2006.

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

TENUTA, M.; LAZAROVITS, G. Soil properties associated with the variable effectiveness of meat and bone meal to kill microsclerotia of *Verticillium dahliae*. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 25, n. 3, p. 219-236, Mar. 2004.

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

TIQUIA, S. M.; TAM, N. F. Y.; HODGKISS, I. J. Salmonella elimination during composting of spent pig litter. **Bioresource Technology**, Trivandrum, v. 63, n. 2, p. 193-196, Feb. 1998.

TOKESHI, H. Doenças e pragas agrícolas geradas e multiplicadas pelos agrotóxicos. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 2, p. 264-271, Ago. 2000. suplemento.

TRATCH, R.; BETTIOL, W. Efeito de biofertilizantes sobre o crescimento micelial e a germinação de esporos de alguns fungos fitopatogênicos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 32, n. 11, 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**, Saint Paul, v. 71, n. 1, p. 53-59, 1981.

WARNICK, L.D. et al. Risk factors for clinical salmonellosis in Virginia, USA cattle herds. **Preventive Veterinary Medicine**, Fort Collins, CO, v. 49, n. 3-4, p. 259-275, May. 2001.

WELLER, D. M. et al. Microbial populations responsible for specific soil suppressiveness to plant pathogens. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 40, p. 309-348, 2002.

Van RENTERGHEM, B. et al. Detection and prevalence of *Listeria monocytogenes* in the agricultural ecosystem. **Journal of Applied Bacteriology**, Bredford, UK, v. 71, n. 3, p. 211-217, Sept. 1991.

VIDA, J. B. et al. Manejo de doenças de plantas em cultivo protegido. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 29, n. 4, p. 355-372, Ago. 2004.

VIDOTTI, E. C.; ROLLEMBERG, M. C. E. Algas: da economia nos ambientes aquáticos à bioremediação e à química analítica. **Química Nova**, São Paulo, v. 27, n. 1, Feb. 2004.

VINATEA, L.; VIEIRA, P. Modos de apropriação e gestão patrimonial de recursos costeiros: o caso do cultivo de moluscos na baía de Florianópolis, Santa Catarina. **Boletim do Instituto de Pesca**, Florianópolis, v. 31, n. 2, p. 147-154, 2005.

VISCONTI, A.; BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. Efeito de hidrolisado de peixe sobre o crescimento micelial e controle de *Cylindrocladium spathiphylli* em espatifilo. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 36, n. 4, p. 298-308, Dez. 2010.

VUORINEN, A. H.; SAHARINEN, M. H. Evolution of microbiological and chemical parameters during manure and straw co-composting in a drum composting system. **Agriculture Ecosystems & Environment**, Zürich, Switzerland, v. 66, n. 1, p. 19-29, Nov. 1997.

YANG, D. J. et al. Activity and efficacy of *Bacillus subtilis* strain NJ-18 against rice sheath blight and *Sclerotinia* stem rot of rape. **Biological Control**, Wageningen, v. 51, n. 1, p. 61-65, Oct. 2009.

ZHANG, S. X.; ZHANG, X. effects of two composted plant pesticide residues, incorporated with *Trichoderma viride*, on root-knot nematode in balloonflower. **Agricultural Sciences in China**, Beijing, v. 8, n. 4, p. 447-454, Apr. 2009.

ZMORA-NAHUM, S. et al. Compost curing reduces suppression of plant diseases. **Compost Science & Utilization**, Palo Alto, v.14, n. 4, p. 250-256, 2008.

APÊNDICE

Apêndice 1 – Atributos químicos* das misturas de hidrolisado de peixe (HP) adicionados ao substrato padrão de cultivo Multiplant[®], no plantio e aos 180 dias de cultivo de espatifilo.

Trat/Atrib		pH	CE ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	MS (%)	N	P	K (g kg^{-1})	Ca	Mg	Relações Ca/Mg Ca/K Mg/K			Zn	Cu	Mn (mg kg^{-1})	Fe
T	plantio	4,9	383,3	47,5	8,4	0,83	0,55	3,72	1,04	3,6	6,8	1,9	17,3	19,45	45,30	4382
	180 dias	4,4	322,0	45,2	6,7	1,21	0,55	1,52	1,28	1,2	2,8	2,3	9,09	7,48	21,61	3100
Ti	plantio	5,0	155,7	40,0	6,3	0,9	0,55	3,35	1,19	2,8	6,1	2,2	17	19,70	33,70	3604
	180 dias	4,3	405,7	39,8	6,5	1,43	0	0,41	0,36	1,1	0,0	0,0	13,21	25,52	26,40	5770
5%	plantio	5,2	321,7	38,9	6,48	1,34	0,55	3,89	0,95	4,1	7,1	1,7	20,6	23,35	32,90	3803
	180 dias	4,5	271,0	38,6	6,0	1,47	0,55	0,11	0,8	0,1	0,2	1,5	7,42	11,11	11,39	1870
10%	plantio	5,6	589,0	48,9	8,23	1,78	0,55	3,19	0,91	3,5	5,8	1,7	24,8	31,00	40,15	3274
	180 dias	4,4	267,0	38,3	10,2	1,57	0	0,15	0,31	0,5	0,0	0,0	2,52	4,18	4,56	1130
15%	plantio	5,8	811,7	39,4	5,95	1,44	0,55	3,26	0,93	3,5	5,9	1,7	20	19,80	36,90	3245
	180 dias	4,7	255,7	40,9	8,1	1,68	0,55	0,97	1,19	0,8	1,8	2,2	2,53	2,20	6,24	690
20%	plantio	6,0	965,3	40,5	7,7	2,01	0,55	3,72	1,05	3,5	6,8	1,9	18	22,80	31,50	3076
	180 dias	5,0	246,0	39,6	6,3	1,73	0,55	0,71	0,83	0,9	1,3	1,5	2,11	1,61	5,61	600
25%	plantio	6,0	1064,3	40,0	9,1	1,58	0,55	4,42	1,18	3,7	8,0	2,1	17,7	24,75	36,20	3421
	180 dias	4,7	293,3	42,5	7,0	2,6	0,55	0,6	0,76	0,8	1,1	1,4	1,82	1,34	5,11	530

*= Análises realizadas como resíduo orgânico.

Apêndice 2 – Atributos químicos* das misturas de emulsão de peixe (EP) adicionados ao substrato padrão de cultivo Multiplant[®], no plantio e aos 180 dias de cultivo de espatifilo.

Trat/Atrib		pH	CE ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	MS (%)	N	P	K (g kg^{-1})	Ca	Mg	Relações Ca/Mg Ca/K Mg/K			Zn	Cu	Mn (mg kg^{-1})	Fe
T	plantio	5,0	381,0	39,1	6,48	0,92	0,55	4,54	1,25	3,6	8,3	2,3	12,6	15,2	29,5	3157
	180 dias	4,2	140,0	44,1	7,18	1,32	0	0,43	0,33	1,3	0,0	0,0	3,03	3,27	7,49	1080
Ti	plantio	4,7	405,3	38,7	5,6	1,15	0,55	3,52	1,04	3,4	6,4	1,9	21,1	18,8	33,8	3143
	180 dias	4,4	88,7	40,1	7,53	1,27	0	0,2	0,28	0,7	0,0	0,0	5,3	6,31	10,8	1590
5%	plantio	5,4	410,0	38,5	7	1,09	0,55	3,51	1,06	3,3	6,4	1,9	20,4	18,8	43,6	3605
	180 dias	4,5	169,7	37,2	6,83	1,51	0	0,44	0,3	1,5	0,0	0,0	6,2	4,22	12,6	1350
10%	plantio	5,4	459,0	40,5	7,35	1,28	0,55	3,76	1,03	3,7	6,8	1,9	19	29,2	39	3489
	180 dias	4,5	169,7	38,8	6,3	1,38	0	0,42	0,35	1,2	0,0	0,0	9,53	6,57	19,7	2590
15%	plantio	5,8	385,7	38,8	8,4	1,31	0,55	3,93	1,06	3,7	7,1	1,9	11,8	11,1	19,6	1744
	180 dias	4,1	209,3	37,6	8,05	1,5	0	0,22	0,6	0,4	0,0	0,0	7,28	6,72	12,9	2000
20%	plantio	5,8	571,7	44,8	8,58	1,23	1,1	3,65	1,1	3,3	3,3	1,0	26,5	22,4	40,1	4384
	180 dias	4,5	674,0	43,4	7,18	1,97	0	0,38	0,48	0,8	0,0	0,0	1,36	0,28	1,99	350
25%	plantio	5,9	515,3	39,1	6,65	1,2	0,55	4,79	1,13	4,2	8,7	2,1	20,9	19,1	38,3	3037
	180 dias	4,2	727,3	42,3	7	1,53	0	0,93	0,72	1,3	0,0	0,0	10,1	7,47	21,5	2340

*= Análises realizadas como resíduo orgânico.

Apêndice 3 – Atributos químicos* das misturas de casca de camarão (CC) adicionados ao substrato padrão de cultivo Multiplant®, no plantio e aos 180 dias de cultivo de espatifilo.

Trat/Atrib		pH	CE ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	MS (%)	N	P	K (g kg^{-1})	Ca	Mg	Relações Ca/Mg Ca/K Mg/K			Zn	Cu	Mn (mg kg^{-1})	Fe
T	plantio	4,7	641,7	48,4	7	0,63	0,55	3,06	0,86	3,6	5,6	1,6	12	18,7	26,3	3314
	180 dias	4,1	313,3	48,8	5,43	1,13	0,55	0,47	0,35	1,3	0,9	0,6	2,08	1,54	6,42	910
Ti	plantio	4,3	501,0	42,7	7,53	0,98	0,55	2,99	0,9	3,3	5,4	1,6	17,4	22,8	24,4	3179
	180 dias	3,5	303,0	39,4	6,65	1,2	0	0,1	0,23	0,4	0,0	0,0	7,92	8,26	15,1	2150
1%	plantio	4,9	570,7	41,4	8,58	0,97	0,55	3,34	0,97	3,4	6,1	1,8	17,5	21,5	25	2837
	180 dias	4,2	186,7	41,3	6,13	1,28	0	1,19	0,24	5,0	0,0	0,0	3,24	3,32	6,78	1090
2%	plantio	4,7	1100,3	41,3	8,75	1,43	0,55	4,25	1,16	3,7	7,7	2,1	17,7	24,7	29,6	3157
	180 dias	4,7	182,0	39,9	6,13	0,77	0,55	1,02	0,1	10,2	1,9	0,2	13,9	9,07	17,7	1590
3%	plantio	5,6	1112,7	43,3	7,35	1,68	0,55	6,69	1,01	6,6	12,2	1,8	24,7	31,1	46,7	3279
	180 dias	4,9	232,0	39,5	7,18	1,25	0,55	2,79	0,15	18,6	5,1	0,3	15,5	9,31	27,5	1620
4%	plantio	6,0	1196,3	43,2	8,58	1,58	0,55	5,53	0,94	5,9	10,1	1,7	17,5	22,3	41,2	2870
	180 dias	4,6	292,0	39,5	7	1,43	0,55	3,72	0,41	9,1	6,8	0,7	18	9,65	34,1	1970
5%	plantio	6,4	948,0	43,8	7,35	2,01	0,55	5,65	0,94	6,0	10,3	1,7	21,3	25,1	46	3854
	180 dias	4,6	373,3	41,0	8,75	1,68	0,55	4,84	0,26	18,6	8,8	0,5	18,6	10,7	35,1	1980

*= Análises realizadas como resíduo orgânico.

Apêndice 4 – Atributos químicos* das misturas de alga marinha (AG) adicionados ao substrato padrão de cultivo Multiplant[®], no plantio e aos 180 dias de cultivo de espatifilo.

Trat/Atrib		pH	CE ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	MS (%)	N	P	K (g kg^{-1})	Ca	Mg	Relações			Zn	Cu	Mn	Fe
										Ca/Mg	Ca/K	Mg/K			(mg kg^{-1})	
T	plantio	4,4	811,3	64,6	7,7	1,3	1,1	3,56	1,19	3,0	3,2	1,1	12,9	10,2	30,7	3071
	180 dias	3,7	173,0	50,0	6,65	1,13	1,65	0,75	0,07	10,7	0,5	0,0	15,4	9,92	23,3	2130
Ti	plantio	4,5	643,7	51,0	7,7	1,3	1,1	4,37	1,48	3,0	4,0	1,3	7,7	6,7	20,2	1631
	180 dias	4,1	196,0	45,6	6,3	0,96	1,1	0	0,04	0,0	0,0	0,0	12	8,06	15,1	1990
1%	plantio	4,7	833,7	54,7	7,18	1,28	1,1	1,79	0,5	3,6	1,6	0,5	14,6	14,9	38	3380
	180 dias	4,2	197,0	40,5	5,25	1,12	1,65	0	0,05	0,0	0,0	0,0	11,2	7,92	14,9	2000
2%	plantio	4,8	963,7	56,8	10,2	1,31	1,65	2,76	0,93	3,0	1,7	0,6	12,6	28,5	32,8	3015
	180 dias	3,9	211,0	40,4	6,65	0,92	0,55	0	0,08	0,0	0,0	0,1	12,6	9,69	14,9	2050
3%	plantio	5,0	1108,3	55,0	10,7	1,66	1,65	2,99	0,64	4,7	1,8	0,4	27,7	14	69,3	5482
	180 dias	3,9	206,0	40,6	5,43	0,51	0,55	0	0,02	0,0	0,0	0,0	12,8	8,33	20,4	2020
4%	plantio	5,1	1212,7	57,0	8,4	1,77	2,2	3,04	0,86	3,5	1,4	0,4	23,7	20,6	59,7	10234
	180 dias	3,8	202,0	41,7	6,48	0,74	0,55	0	0,04	0,0	0,0	0,1	14	9,17	19,5	2050
5%	plantio	5,2	1276,3	55,2	8,93	1,54	1,65	3,32	0,79	4,2	2,0	0,5	30,1	15,8	71,9	4588
	180 dias	3,9	223,3	41,1	5,6	1,16	0,55	0,19	0,05	3,8	0,3	0,1	16,8	9,93	27,4	2480

*= Análises realizadas como resíduo orgânico.

Apêndice 5 – Atributos químicos* das misturas de concha de marisco (CM) adicionados ao substrato padrão de cultivo Multiplant[®], no plantio e aos 180 dias de cultivo de espatifilo.

Substrato padrão de cultivo Multiplant , no plantio e aos 180 dias de cultivo de espárrago.																
Trat/Atrib		pH	CE	MS	N	P	K	Ca	Mg	Relações			Zn	Cu	Mn	Fe
			($\mu\text{S cm}^{-1}$)	(%)	(g kg ⁻¹)			Ca/Mg	Ca/K	Mg/K	(mg kg ⁻¹)					
Concha de Marisco																
T	plantio	4,3	762,7	68,0	7,18	1,57	1,1	1,85	0,53	3,5	1,7	0,5	5,85	4,4	18,1	1173
	180 dias	3,8	578,0	46,3	7,35	0,9	1,1	0	0,07	0,0	0,0	0,1	15,2	9,05	25	2160
Ti	plantio	4,4	594,7	50,9	9,63	1,43	1,1	1,65	0,45	3,7	1,5	0,4	7,05	4,3	19,7	1299
	180 dias	3,7	405,7	39,2	5,25	0,82	1,1	0	0,04	0,0	0,0	0,0	12,7	9,03	16,1	1960
1%	plantio	7,5	755,0	53,6	9,8	1,68	1,1	14,3	0,5	28,7	13,0	0,5	8,2	7,7	19,3	1351
	180 dias	5,8	271,0	39,0	5,43	0,89	0,55	0	0,06	0,0	0,0	0,1	17,9	8,78	44	2000
2%	plantio	7,6	818,3	56,1	7,53	1,51	0,55	16,8	0,42	39,9	30,5	0,8	29,4	14,6	73,1	4597
	180 dias	7,4	267,0	41,7	7	1,01	1,1	22,8	0,07	326,3	20,8	0,1	19,2	10,6	53,7	2130
3%	plantio	7,7	906,3	59,9	8,75	1,55	0,55	35,1	0,59	59,5	63,8	1,1	26	20,9	65,3	4117
	180 dias	7,7	255,7	43,2	6,83	0,88	1,1	34	0,09	377,2	30,9	0,1	18,2	8,64	42,1	1970
4%	plantio	7,8	904,0	57,5	7,18	1,55	0,55	47,4	0,53	89,4	86,2	1,0	5,7	4,95	15,9	802
	180 dias	7,9	246,0	46,6	5,6	0,92	1,1	32,8	0,06	546,5	29,8	0,1	18,7	12,8	47,1	1990
5%	plantio	8,1	980,7	57,4	7	1,43	0,55	68	0,55	123,5	123,5	1,0	28,2	27,8	50,9	3687
	180 dias	8,1	293,3	40,7	5,95	0,85	0,55	57,1	0,13	439,3	103,8	0,2	9,07	4,07	18,7	1330

*= Análises realizadas como resíduo orgânico.