

Manejo integrado do mofo ...
2005 LV-2006.00057

ISSN 1516-4691
Maio, 2005

44



CNPMA-5980-1

Manejo Integrado do Mofo Cinzento, Causado por *Botrytis cinerea*



632.4
M829m
2005
ex. 1
LV-2006.00057

República Federativa do Brasil

Luis Inácio Lula da Silva

Presidente

Ministério da Agricultura e do Abastecimento

Roberto Rodrigues

Ministro

Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – Embrapa

Conselho de Administração

Luiz Carlos Guedes Pinto

Presidente

Silvio Crestana

Vice-Presidente

Alexandre Kalil Pires

Ernesto Paterniani

Hélio Tollini

Marcelo Barbosa Saintive

Membros

Diretoria Executiva

Silvio Crestana

Diretor-Presidente

José Geraldo Eugênio de França

Kepler Euclides Filho

Tatiana Deane de Abreu Sá

Diretores-Executivos

Embrapa Meio Ambiente

Paulo Choji Kitamura

Chefe Geral

Ladislau Araújo Skorupa

Chefe-Adjunto de Pesquisa e Desenvolvimento

Maria Cristina Martins Cruz

Chefe-Adjunto de Administração

Ariovaldo Luchiari Júnior

Chefe-Adjunto de Comunicação e Negócios

Documentos 44

Manejo Integrado do mofo cinzento, causado por *Botrytis* *cinerea*

Marcelo A. Boechat Morandi
Luiz Antonio Maffia



Manejo integrado do mofo

2005

LV-2006.00057



5980-1

Jaguariúna, SP
2005

CLASS 632.4
CUTTER M 829 m
TOMBO 2006.00057

Exemplares dessa publicação podem ser solicitados à:

Embrapa Meio Ambiente

Rodovia SP 340 - km 127,5 - Tanquinho Velho

Caixa Postal 69 13820-000, Jaguariúna, SP

Fone: (19) 3867-8750

Fax: (19) 3867-8740

sac@cnpma.embrapa.br

www.cnpma.embrapa.br

Comitê de Editoração da Unidade

Presidente: Ladislau Araújo Skorupa

Secretário-Executivo: Sandro Freitas Nunes

Bibliotecária: Maria Amélia de Toledo Leme

Membros: Heloisa Ferreira Filizola, Manoel Dornelas de Souza, Cláudio César de Almeida Buschinelli, Maria Conceição Peres Young Pessoa, Osvaldo Machado R. Cabral e Marta Camargo de Assis

Normalização Bibliográfica: Maria Amélia de Toledo Leme

Editoração Eletrônica: Silvana Cristina Teixeira

Fotos da Capa: Marcelo A. Boechat Morandi

1ª edição

1ª impressão (2005): 1.000 exemplares

Todos os direitos reservados.

A reprodução não-autorizada desta publicação, no seu todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610).

Morandi, Marcelo Augusto Boechat

Manejo integrado de mofo cinzento, causado por *Botrytis cinerea* / Marcelo A.B. Morandi e Luiz A. Maffia. -- Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2005. 35 p.-- (Embrapa Meio Ambiente. Documentos, 44).

ISSN 1516-4691

1. Mofo cinzento - Manejo integrado. 2. *Botrytis cinerea*. I. Maffia, Luiz A. II. Título. III. Série.

CDD 632.4

© Embrapa 2005

Autores

Marcelo Augusto Boechat Morandi

Eng. Agrônomo, Doutor em Ciências, Pesquisador da Embrapa Meio Ambiente, Rodovia SP 340 - Km 127,5 - Cep 13820-000, Jaguariúna, SP.
E-mail: morandi@cnpma.embrapa.br

Luiz Antonio Maffia

Eng. Agrônomo, Professor do Departamento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, Cep 36571-000, Viçosa, MG.
E-mail: lamaffia@ufv.br

Apresentação

O mofo cinzento é um problema universal no cultivo protegido de hortaliças e ornamentais. A partir da década de 1990, com a expansão do cultivo protegido no Brasil, a doença se tornou um sério problema fitossanitário em diversas culturas.

Desde 1993, um grupo liderado pelo Prof. Luiz Antonio Maffia do Departamento de Fitopatologia da Universidade Federal de Viçosa-MG tem se dedicado ao estudo desta doença em diferentes culturas. Todos os resultados obtidos nestes anos apontam para a mesma direção: é imprescindível adotar o manejo integrado para que se possa conviver com o mofo cinzento.

O Prof. John C. Sutton (Universidade de Guelph, Canadá) prestou apoio inestimável aos estudos desenvolvidos, principalmente, aqueles relacionados ao controle biológico do patógeno. A ele, nossos agradecimentos.

A idéia de escrever este Documento surgiu da necessidade de se ter um material em português que reunisse o conhecimento sobre o manejo integrado do mofo cinzento de forma clara e didática e que servisse de fonte de consulta para produtores, estudantes e técnicos.

Na composição do texto foi dada ênfase aos princípios que devem nortear as práticas de manejo a serem adotadas em diferentes culturas e condições de cultivo. São apresentados também resultados de pesquisa, tanto no Brasil como no exterior, que embasam os princípios propostos.

Esperamos que esta publicação possa contribuir para a produção sustentável de frutos, flores e hortaliças, especialmente em cultivos protegidos no Brasil.

Sumário

Manejo Integrado do Mofo Cinzento, Causado por *Botrytis cinerea*

Mercado Augusto Soares Soares
Luiz Augusto Varella

Introdução	9
O patógeno e a doença	11
Princípios de manejo do mofo cinzento	15
Medidas sanitárias	16
Controle do ambiente	17
Uso de fungicidas	19
Aplicação de substâncias em pré e pós-colheita	22
Controle biológico	24
Outros métodos em pós-colheita	26
Uso de CO ₂	27
Controle da umidade no armazenamento e transporte	27
Uso de radiação UV-C	27
Manejo integrado: uma necessidade	28
Referências Bibliográficas	29

Manejo Integrado do Mofo Cinzento, Causado por *Botrytis cinerea*

Marcelo Augusto Boechat Morandi

Luiz Antonio Maffia

Introdução

O fungo *Botrytis cinerea* Pers.:Fr., agente causal do mofo cinzento, ocorre em todas as regiões agrícolas do mundo e pode infectar mais de 200 gêneros diferentes de plantas (Jarvis, 1980). O patógeno causa perdas consideráveis em plantas ornamentais, hortícolas, frutíferas, cereais e essências florestais, em condições de sementeira, viveiro, campo, casa de vegetação, bem como durante o armazenamento e transporte de produtos vegetais. Em vista da ampla gama de hospedeiros, ampla faixa geográfica de ocorrência e potencial para desenvolvimento de epidemias severas e rápidas, *B. cinerea* é um fitopatógeno importante e difícil de se controlar.

No Brasil, as principais culturas nas quais o mofo cinzento ocorre são: ornamentais (roseira, violeta, gerânio, kalanchoe, lisianthus, begônia, lírio, gerbera, poinsetia e outras); fruteiras (videira, maçã, pêra, ameixas e outras); hortícolas (morango, tomate, alface, pimentão, cebola e outros) e mudas de eucalipto no viveiro, durante o enraizamento.

As plantas ornamentais e hortícolas em cultivo protegido estão constantemente ameaçadas por *B. cinerea*. O patógeno é favorecido pelo ambiente úmido das casas de vegetação, onde tem rápido crescimento e esporulação abundante (Hausbeck & Moorman, 1996).

Os sintomas do mofo cinzento podem variar nos diferentes hospedeiros e até em um mesmo hospedeiro, sob diferentes condições climáticas. De maneira geral, os sintomas podem ser encontrados em folhas, flores, hastes e frutos (Fig. 1).

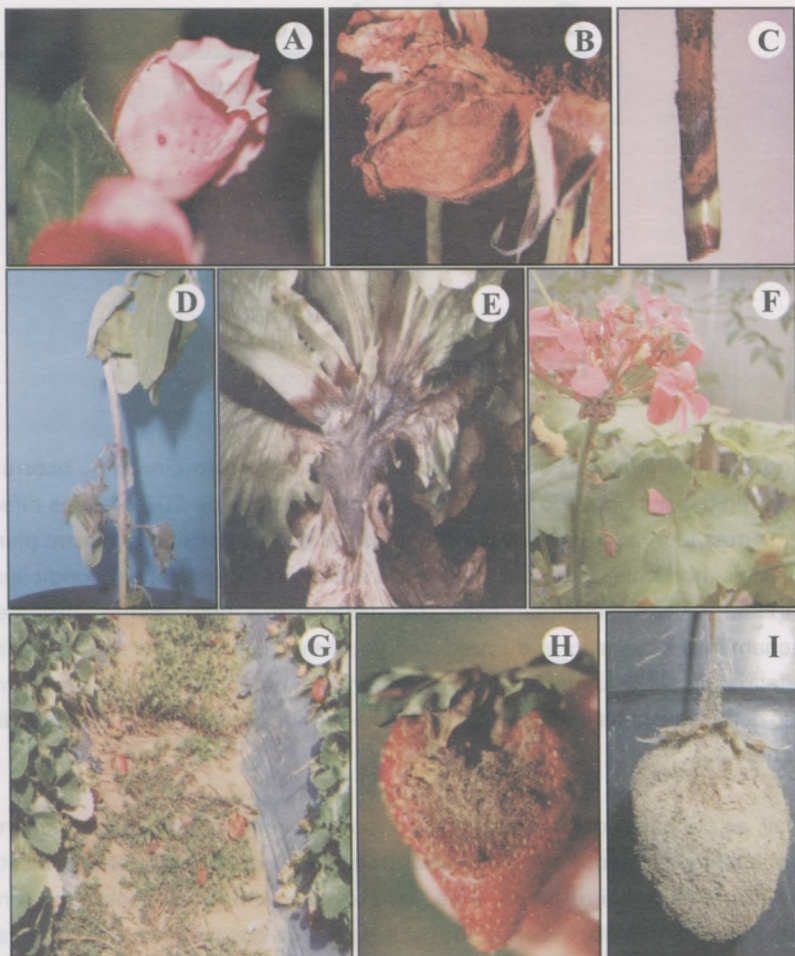


Fig. 1. Sintomatologia do mofo cinzento, causado por *Botrytis cinerea*, em diferentes culturas. A-C, botões e hastes de roseira; D, estacas de eucalipto; E, alface; F, inflorescência de begônia; G-I, frutos de morango.

Nas folhas, os sintomas são pequenas manchas, ou lesões marrons e desenvolvidas. Nas hastes jovens infectadas podem ocorrer lesões necróticas. Em hastes feridas, a doença pode provocar o apodrecimento de todo o ramo. Nas pétalas, os sintomas iniciam-se como pequenas manchas ou bolhas claras, que evoluem para marrom ou avermelhado, e podem resultar em uma podridão mole. Quando as condições ambientais e do tecido do hospedeiro se tornam favoráveis à doença, as manchas tornam-se numerosas e coalescentes, de cor marrom, há mumificação dos botões, nos quais ocorrem crescimento micelial e esporulação acinzentada abundante. Em frutos, os sintomas geralmente só são observados no amadurecimento ou no armazenamento em pós-colheita. Geralmente, são lesões aquosas e que tomam o fruto rapidamente. Os sinais do patógeno aparecem nas lesões sob a forma de um intenso mofo cinzento e pulverulento (Holliday, 1980). Sob temperaturas baixas (10 a 15°C) pode ocorrer a formação de escleródios escuros e irregulares nos órgãos afetados (Shaul et al., 1992).

Como o patógeno é de grande importância em cultivos protegidos, a discussão a seguir será direcionada para o manejo de *B. cinerea* em casa de vegetação. Entretanto, alguns princípios podem ser extrapolados para seu manejo em outras condições culturais.

O patógeno e a doença

Nas condições brasileiras, o agente causal do mofo cinzento se reproduz de forma assexuada (forma imperfeita) e é denominado *Botrytis cinerea*. A sua forma perfeita (sexuada) é o ascomiceto *Botryotinia fuckeliana* (de Bary) Whetzel, a qual ainda não foi relatada no Brasil. O ciclo de vida simplificado do patógeno em nossas condições é apresentado na Fig. 2. Fatores do hospedeiro (resistência, hábito de crescimento) e do ambiente (água livre, umidade relativa, temperatura, luz) afetam a ocorrência e, ou, prevalência de uma ou mais fases do ciclo. O manejo das doenças causadas por este patógeno requer a interrupção do maior número possível de pontos em seu ciclo de vida, bem como do conhecimento dos efeitos do ambiente e do hospedeiro sobre ele (Jarvis, 1992).

A capacidade do patógeno de causar doença em diferentes gêneros de plantas está relacionada com a produção de grande variedade de toxinas e enzimas (Tabelas 1 e 2) (Kamoen, 1992).

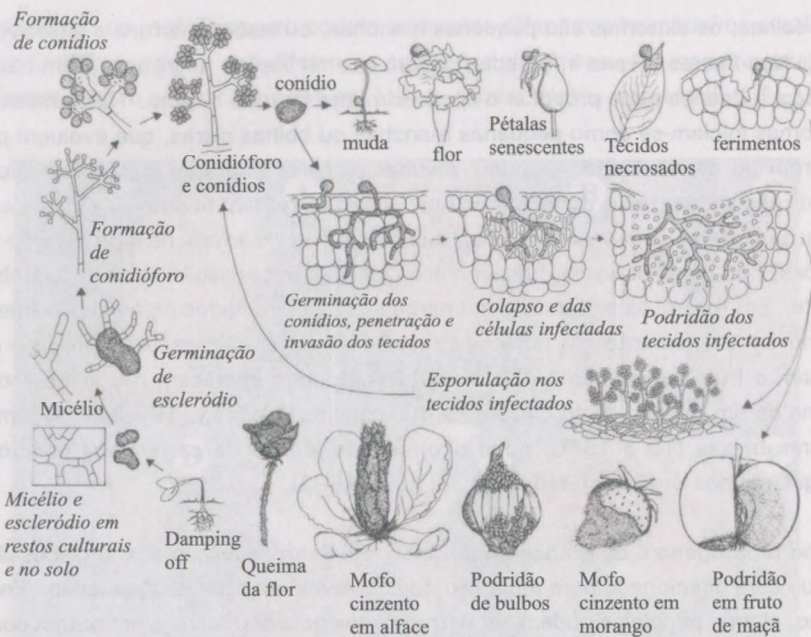


Fig. 2. Ciclo de vida de *Botrytis cinerea*. Adaptado de Agrios (1997).

Tabela 1. Enzimas secretadas por *Botrytis* spp., com possível importância para a interação patógeno-hospedeiro.

Substrato (local na célula vegetal)	Enzimas
Cutina (cutícula)	Cutinase
Pectina (parede celular)	Poligalacturonases pectinaliases, pectina metil esterase
Proteína (parede celular)	Proteinase ácida
Fenóis	Lacase
α (1-3) glucanos	α (1-3) glucanase
Celulose	Celulases
Fosfolípidos (membranas)	Fosfolipases Fosfatidases, Lípases

Tabela 2. Substâncias tóxicas produzidas por *Botrytis cinerea*

Classe	Substância secretada
Polissacarídeos	Glucanos Rhamno-galacto-manose
Ácidos orgânicos	Ácido cítrico Ácido oxálico
Outras substâncias	Thiouréia Uréia

Botrytis cinerea é patógeno necrotrófico, ou seja, cresce e se multiplica em tecidos mortos ou em restos culturais na superfície do solo. A produção de conídios (estruturas reprodutivas assexuadas) se dá em temperaturas acima de 12°C (ideal entre 15 e 20°C) em condições de umidade relativa acima de 90%. A liberação dos conídios ocorre quando há rápida mudança na umidade relativa, principalmente nas horas mais quentes do dia. A germinação dos conídios é favorecida por temperaturas amenas, em torno de 20°C, apesar de o crescimento do tubo germinativo ser mais rápido a 30°C (Jarvis, 1989). Sob condições ótimas, aproximadamente 19°C e umidade relativa maior que 95%, o ciclo da doença pode se completar em menos que sete dias (Marois, 1996).

A temperatura ótima para infecção depende, em parte, das reações de defesa do hospedeiro, mas, na maioria dos casos, ocorre entre 15 e 25°C. Normalmente, a temperatura em casas de vegetação não é fator limitante ao desenvolvimento de *B. cinerea*. Em roseira, o patógeno pode se desenvolver em faixa ampla de temperatura (Elad, 1989; Araújo, 1995). Conídios podem germinar em pétalas de gerbera, de 4 a 25°C (Salinas et al., 1989). A suscetibilidade de folhas e brácteas de poinsetia ao patógeno, em pós-colheita, aumentou com o aumento da temperatura de 16 para 22°C (Pritchard, 1995). Há aumento do número de lesões causadas pelo patógeno em flores de gerbera expostas a temperaturas mais altas (Kerssies, 1994). O mesmo autor observou que em plantas de pepino pré-expostas a 30°C, a intensidade de doença foi maior em frutos novos e em folhas, que naquelas pré-expostas a temperaturas entre 10 a 25°C.

Botrytis cinerea pode também produzir infecções quiescentes (ou latentes). Nesse tipo de infecção, o patógeno, após penetrar, paralisa seu crescimento até que as

condições ambientais ou do tecido hospedeiro (por exemplo, a senescência dos tecidos) se tornem conducentes. Em rosas de corte, infecções quiescentes nos botões, não detectadas no momento da colheita, desenvolvem-se rapidamente sob condições de alta umidade relativa durante o armazenamento e transporte, mesmo sob baixa temperatura (2 a 5°C) (Volpin & Elad, 1991). Com isso, baixos níveis de incidência na casa de vegetação necessariamente não implicam em poucos danos em pós-colheita. Araújo (1995) observou maiores índices de infecção quiescente com menor incidência da doença na casa de vegetação. Provavelmente, esta baixa incidência estava relacionada a condições menos favoráveis ao patógeno na casa de vegetação. Assim, a infecção permaneceu quiescente até que ocorressem condições favoráveis em pós-colheita.

O mecanismo da infecção quiescente é pouco conhecido, e sua duração pode variar com o hospedeiro e as condições específicas de sua fisiologia (Verhoeff, 1980). Em hastes de tomateiro, infecções por *B. cinerea* podem permanecer quiescentes por até 12 semanas (Jarvis, 1989). O período de quiescência do patógeno em botões de rosa é relativamente curto, provavelmente em vista do tempo de duração destes órgãos. Considerando que os botões sejam infectados logo após o início de sua formação, este período deve durar no máximo oito dias, que corresponde ao período entre a formação do botão e sua colheita. Apenas sob condições adversas, a ausência de sintomas pode prolongar-se, em vista de a infecção permanecer quiescente. Condições que favorecem a abertura dos botões são favoráveis à transição entre a fase latente e o aparecimento de sintomas.

Em estudos epidemiológicos com o mofo cinzento da roseira, Araújo (1995) avaliou a sobrevivência do patógeno, como escleródios (estruturas rígidas de sobrevivência formadas pelo envelhecimento de hifas) no solo e como micélio entre restos de cultura, durante 12 meses. O patógeno sobreviveu, como escleródios, durante todo o período experimental. Como micélio, sobreviveu mais sobre pétalas, onde esporulou até aos 12 meses, do que sobre hastes e folhas. Ocorreu abundante produção de escleródios sobre pétalas artificialmente inoculadas com o fungo e mantidas entre os restos de cultura. O autor estudou, também, a germinação de conídios, o crescimento micelial, a esporulação e a produção de escleródios de *B. cinerea*. Maiores percentuais de germinação, crescimento micelial e esporulação ocorreram a 20°C, enquanto a maior produção de escleródios foi a 15°C. As temperaturas extremas (5 e 30°C) foram desfavoráveis ao patógeno. O mesmo autor avaliou o efeito da temperatura (10, 15, 20 e 25°C) e do período de molhamento de pétalas (8, 16, 24 e 32 h) sobre a infecção de

botões pelo patógeno. A severidade máxima do mofo cinzento ocorreu a 20°C, com 24 horas de molhamento.

Princípios de manejo do mofo cinzento

Como nas demais doenças, a ocorrência e intensidade do mofo cinzento estão associadas à atuação conjunta de fatores do ambiente, do hospedeiro e do patógeno. O homem, ao modificar as condições do ambiente, do hospedeiro e do patógeno, completa o denominado tetraedro de doença (Fig. 3).

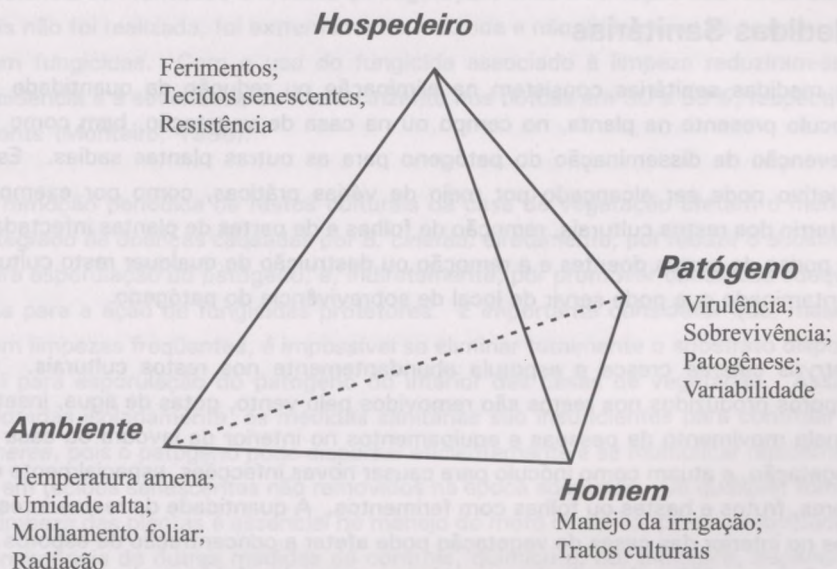


Fig. 3. Tetraedro de doença, destacando alguns fatores envolvidos na ocorrência do mofo cinzento.

A diversidade genética de *B. cinerea* é grande principalmente pela condição heterocariótica (presença de vários núcleos de constituição genética diferentes dentro de mesma célula) de suas hifas e esporos. Em vista da alta variabilidade do patógeno e do seu mecanismo de colonização dos hospedeiros (necrotrófica com produção de enzimas inespecíficas), o desenvolvimento de cultivares com resistência genética ao patógeno é extremamente dificultado.

Assim, é necessária a integração de várias medidas de controle para que se reduzam as perdas causadas pelo patógeno (Gullino, 1992; Araújo, 1995). Entre essas medidas, incluem-se práticas de saneamento; alteração do ambiente (temperatura, umidade relativa e radiação); uso de fungicidas; aplicação de substâncias em pré e pós-colheita e o controle biológico (Hammer & Marois, 1988; Elad & Volpin, 1991; Gullino, 1992; Jarvis, 1992; Hausbeck & Moorman, 1996; Morandi et al., 2003).

Medidas Sanitárias

As medidas sanitárias consistem na eliminação ou redução da quantidade de inoculo presente na planta, no campo ou na casa de vegetação, bem como na prevenção da disseminação do patógeno para as outras plantas sadias. Esse objetivo pode ser alcançado por meio de várias práticas, como por exemplo: enterrio dos restos culturais, remoção de folhas e de partes de plantas infectadas, as podas de partes doentes e a remoção ou destruição de qualquer resto cultural contaminado que pode servir de local de sobrevivência do patógeno.

Botrytis cinerea cresce e esporula abundantemente nos restos culturais. Os esporos produzidos nos restos são removidos pelo vento, gotas de água, insetos e pelo movimento de pessoas e equipamentos no interior da lavoura ou casa de vegetação, e atuam como inóculo para causar novas infecções, especialmente em flores, frutos e hastes ou folhas com ferimentos. A quantidade de restos infestados no interior das casas de vegetação pode afetar a concentração de esporos no ar. Sob condições favoráveis, o patógeno esporula rápida e abundantemente nesses tecidos e pode produzir em torno de 10^4 conídios/cm² de folhas de gerânio (Hausbeck & Moorman, 1996) e 10^5 a 10^7 conídios/cm² de folhas de morangueiro (Sosa-Alvarez et al., 1995). Já se observou correlação da quantidade de tecidos senescentes com esporulação de *B. cinerea* à concentração de conídios do patógeno no ar e à incidência da doença. Em uma casa de vegetação comercial com gerânios, o aumento em tecidos senescentes com esporulação do patógeno

foi correlacionado ao aumento da concentração de inóculo do patógeno no ar e ao aumento da incidência da doença (Hausbeck & Pennypacker, 1991). Similarmen-te, o número de conídios de *B. cinerea* capturados no ar aumentou com o incre-mento de tecidos de gerbera senescentes ou mortos, ao longo do desenvolvimento da cultura, o que resultou em maior incidência da doença em pós-colheita. (Kerssies, 1993).

Na cultura da roseira, restos acumulam-se nos canteiros em decorrência de práticas culturais, abscisão natural e senescência de tecidos nas plantas. Os restos cultu-rais garantem alta disponibilidade de inóculo nos locais de cultivo, durante todo o ano. Com a remoção dos restos culturais da casa de vegetação, houve redução significativa na severidade mas não da incidência do mofo cinzento em botões após a colheita (Monteiro, 1996). Por outro lado, a remoção dos restos culturais do interior das casas de vegetação aumenta a eficiência de fungicidas protetores. A eficiência de mancozeb em casas de vegetação, onde a remoção dos restos cultu-rais não foi realizada, foi extremamente reduzida e não diferenciou da testemunha sem fungicidas. Com o uso do fungicida associado à limpeza reduziram-se a incidência e a severidade do mofo cinzento nos botões em 30 e 50%, respectiva-mente (Monteiro, 1996).

A remoção periódica de restos culturais da casa de vegetação afetam o manejo integrado de doenças causadas por *B. cinerea*: diretamente, por reduzir o substrato para esporulação do patógeno, e, indiretamente, por promover condições adequadas para a ação de fungicidas protetores. É importante considerar que, mesmo com limpezas freqüentes, é impossível se eliminar totalmente o substrato disponí-vel para esporulação do patógeno do interior das casas de vegetação. Assim, adotadas isoladamente, as medidas sanitárias são insuficientes para controlar *B. cinerea*, pois o patógeno pode dispersar eficientemente e se multiplicar rapidamen-te em tecidos senescentes não removidos na época adequada. De qualquer forma, a limpeza das plantas é essencial no manejo do mofo cinzento, pois a efetividade e consistência de outras medidas de controle, químico e, ou, biológico, dependem da redução da quantidade de inóculo do patógeno no interior da lavoura ou casa de vegetação.

Controle do ambiente

A presença de grande quantidade de inóculo assegura infecção por *B. cinerea*, se as condições ambientais estiverem favoráveis ao patógeno. Alta umidade relativa

(>90%UR) e presença de água livre são pré-requisitos à infecção e são comuns na maioria das casas de vegetação. Portanto, o aumento da circulação de ar de forma a impedir que o filme de água sobre órgãos de plantas permaneça tempo suficiente para ocorrer infecção deve ser prática preventiva no manejo da doença (Jarvis, 1992). Pode-se reduzir a umidade na superfície das plantas de várias formas, como por exemplo: circulação forçada de ar (em casas de vegetação com equipamento de ventilação), abertura das cortinas laterais durante o dia para maior ventilação, aumento do espaçamento entre plantas, podas de limpeza e remoção de ramos excessivos, evitar o uso de irrigação por aspersão, entre outras.

Em vasos com *Exacum affine*, arranjados em fileiras paralelas ao fluxo de ar e com espaço entre as fileiras, ocorreu ambiente menos favorável à germinação, infecção e esporulação do patógeno (Trolinger & Strider, 1984). Aumentando-se o espaçamento entre plantas, tem-se um dossel menos denso, o que permite maior penetração da luz. Conseqüentemente, há redução da senescência precoce das folhas mais baixas e redução dos sítios favoráveis à infecção.

Durante a propagação de plantas, o ambiente úmido otimiza o enraizamento, mas a podridão das estacas e a queima das folhas provocadas por *B. cinerea* freqüentemente ocorrem (Hausbeck & Moorman, 1996). Nestes casos, alguns cuidados podem ser tomados para minimizar as perdas provocadas pelo patógeno: i. agrupar as estacas por maturidade, o que pode evitar que estacas mais maduras permaneçam molhadas mais tempo que o necessário e reduzir as condições para ocorrência de infecção; ii. separar fisicamente as estacas recém-plantadas das estacas mais velhas e das plantas já estabelecidas, as quais podem servir como fontes de inóculo. Como as estacas recém-plantadas requerem períodos prolongados e freqüentes de alta umidade, é importante evitar que sejam expostas a altas concentrações de esporos do patógeno.

É interessante, inclusive, pensar-se no uso adequado de cobertura plástica em casas de vegetação. Reduziu-se a intensidade do mofo cinzento em tomateiros em casas de vegetação cobertas com um tipo especial de polietileno, o qual absorve radiação infravermelha (IV) de comprimento de onda longo. A absorção do IV reduz a umidade relativa no interior da casa de vegetação, pois reduz o resfriamento durante a noite (Vakalounakis, 1992). Outra possibilidade é o uso de filmes plásticos com capacidade de absorver luz ultravioleta (comprimento de onda abaixo de 390nm) ou próximo de UV. O efeito destes plásticos está relacionado com a necessidade desses comprimentos de onda para esporulação do patógeno

(Bettiol & Ghini, 2003). Em trabalho com hortaliças em casa de vegetação, verificou-se redução significativa do mofo cinzento em tomateiro com o uso de filme plástico que absorve UV (Sasaki et al., 1985). Em outro estudo, a esporulação de *B. cinerea* foi significativamente reduzida no interior de casas de vegetação cultivadas com morango e com prímula e cobertas com polietileno especial que absorve a radiação próxima ao UV (até 405 nm) (West et al., 2000).

Efeitos da temperatura podem ser explorados para o manejo de *B. cinerea*. O tratamento térmico de botões de rosa, por imersão em água a 50°C por 20-40 segundos, controlou o patógeno em pós-colheita (Elad & Volpin, 1991). Condições menos drásticas não foram efetivas contra a doença, da mesma forma que tratamentos por tempo mais prolongado ou temperaturas mais elevadas resultaram em aumento da severidade da doença, provavelmente por serem prejudiciais aos tecidos dos botões. A vida de vaso das flores após o tratamento não foi reduzida. O tratamento térmico de flores provavelmente induz mudanças nos seus tecidos, tornando-os mais resistentes (resistência induzida) (Elad & Volpin, 1991). Outro possível mecanismo é o efeito direto da temperatura sobre o micélio do patógeno.

Tratamento com vapor quente também foi usado com sucesso no controle do mofo cinzento em pós-colheita de uvas de mesa (Lydakakis & Aked, 2003). Reduções de 72 a 95 % na podridão de bagas foram obtidas tratando-se os frutos a 52,5°C por 21 a 24 minutos seguida por 55°C por 18 a 21 minutos. Os autores sugerem que este método pode substituir com vantagens o uso de SO₂ em embalagens de uva de mesa, uma vez que não deixa resíduos tóxicos.

O calor também pode ser usado em pré-plantio de mudas e estacas para reduzir a presença do patógeno. A solarização pode ser usada para eliminar o fungo do solo e restos de cultura em casas de vegetação, no intervalo entre a instalação de culturas (López-Herrera et al., 1994).

Uso de fungicidas

Quando se considera o controle químico de doenças causadas por *Botrytis* spp., é importante considerar a biologia do patógeno, sua diversidade de hospedeiros, as condições culturais, a disponibilidade de fungicidas e a possibilidade de desenvolvimento de populações resistentes a estes produtos. Os fungicidas podem ser eficientes, mas não compensam práticas de limpeza ou de controle de ambiente (principalmente umidade) deficientes, especialmente quando a intensidade da doença é alta (Monteiro, 1996; Hausbeck & Moorman, 1996).

O controle químico de *B. cinerea* é dificultado, pois o patógeno pode infectar praticamente todas as partes de plantas em quase todos os estágios de crescimento e em pós-colheita. Além disso, comumente verifica-se o desenvolvimento de resistência do patógeno a fungicidas. Essa resistência pode desenvolver-se rapidamente e, mesmo o uso de misturas de princípios ativos, pode não ser eficiente em retardar a prevalência de populações resistentes (Northover & Matteoni, 1986).

O aparecimento de linhagens resistentes na população do patógeno é resultante de mutações espontâneas. Entretanto, a predominância destas linhagens e a consequente perda de controle, resultam da pressão de seleção imposta à população do patógeno pelo uso exclusivo e intensivo de certos fungicidas, sob condições favoráveis a epidemias do mofo cinzento (Katan, 1982; Ghini & Kimati, 2000). Dois grupos de fungicidas de ação específica, benzimidazóis e dicarboximidas, eram mais utilizados no controle de *B. cinerea*. Inicialmente, os benzimidazóis tinham alta eficiência de controle e foram usados indiscriminadamente, mas, perderam sua importância, em virtude do aparecimento rápido e da persistência de isolados resistentes. A resistência a esse grupo de fungicidas pode ser bastante duradoura: população de *B. cinerea* resistente a benzimidazóis foi detectada em casa de vegetação, onde o produto deixou de ser utilizado por 12 anos (Faretra et al., 1989). Os dicarboximidas substituíram os benzimidazóis em muitas situações. Porém, sua alta efetividade inicial foi perdida, em parte com o desenvolvimento de populações resistentes. Apesar de a resistência aos dicarboximidas se desenvolver mais lentamente que aos benzimidazóis, atualmente já está amplamente disseminada (Gullino, 1992).

Para evitar o desenvolvimento da resistência, vários autores sugerem o uso de fungicidas de modos de ação diferentes, alternadamente ou em mistura (Barak & Edgington, 1984a,b; Elad, 1992; Gullino, 1992; Moorman & Lease, 1992; Hausbeck & Moorman, 1996). A recomendação geral no manejo de resistência é: alternar produtos com modos de ação específicos (sistêmicos) e misturar sistêmicos com protetores (específico + não-específico). É importante notar que a alternância dos benzimidazóis com fungicidas de ação não específica não previne o aumento das populações resistentes, pois o pequeno período de tempo entre as pulverizações é insuficiente para haver declínio das populações resistentes. Para outros grupos de fungicida (não benzimidazóis) esta estratégia pode ser válida. O uso de misturas de fungicidas com diferentes modos de ação também não é efetivo no manejo de populações resistentes, se na mistura houver um fungicida ao qual o patógeno é resistente (Vali & Moorman, 1992).

Os fungicidas de ação não específica são menos eficientes que os de ação específica, mas são importantes no manejo da doença, pois têm amplo espectro de ação e complementam os fungicidas específicos em estratégias anti-resistência (Gullino, 1992; Ghini & Kimati, 2000). Porém, na Europa e Canadá, já há relatos de populações do patógeno resistentes a alguns desses produtos, como a chlorotalonil, dichlofluanida e a thiram (Barak & Edgington, 1984b). Fungicidas inibidores da síntese de esterol, como tebuconazol e fenethanil, controlam efetivamente *B. cinerea*, mas também há registros de resistência a esses produtos, em locais onde foram mal utilizados ou utilizados em subdosagens (Elad, 1992).

Monteiro (1996) obteve reduções de 30 e 50%, respectivamente, na incidência e severidade do mofo cinzento em roseiras, com aplicações quinzenais de mancozeb, em casas de vegetação onde limpeza periódica era realizada. O fungicida protegeu os botões da infecção pelo patógeno, quando, pela remoção dos restos culturais, a quantidade de esporos no interior da casa de vegetação era baixa. O uso de mancozeb, associado à remoção de restos infestados e a outras medidas que reduzam a esporulação do patógeno (por exemplo, controle biológico), pode ser estratégia válida para controle da doença em roseiras e outras ornamentais em casa de vegetação. Não se obtiveram relatos de desenvolvimento de populações de *B. cinerea* resistentes a mancozeb.

O efeito de aditivos misturados aos fungicidas precisa ser mais explorado. Observou-se efeito sinérgico com a mistura de óleo parafínico a fungicidas: o controle de isolados resistentes a benzimidazóis e dicarboximidas com os dois fungicidas aplicados isoladamente foi inferior a 10% e o com o óleo apenas foi de cerca de 50%. Entretanto, quando se combinou o óleo a cada um dos fungicidas, o controle foi de 88 a 100% (Bourbos et al., 1994).

Existem diversos produtos comerciais registrados para o controle de *Botrytis* spp., entretanto, a variedade de modos de ação ou classes de fungicidas ainda é restrita (Hausbeck & Moorman, 1996). A partir dos meados dos anos 1990, porém, vários novos "botriticidas" (fungicidas com alta atividade no controle de *Botrytis*) têm surgido. Entre estes, destacam-se: pyrimethanil, cyprodinil e mepanipyrim (grupo das anilino pirimidinas), fludioxinil (fenilpirrol) e fenhexamid (hidroxianilida) (Rosslenbroich & Stuebler, 2000). As anilino pirimidinas têm atuação sistêmica e inibem a biossíntese de proteínas e enzimas associadas com a patogênese. Fludioxinil é um derivado do antibiótico pirrolnitrin, produzido por várias espécies de *Pseudomonas* e atua como um fungicida protetor, provocando alterações no tubo

germinativo do patógeno. Comercialmente, o fludixionil tem sido associado ao cyprodinil. Fenhexamida é o primeiro, e até o momento único, representante do novo grupo químico das hidroxianilidas. Possui ação sistêmica localizada, com excelente atividade contra *B. cinerea* e patógenos relacionados, como *Monilinia* e *Sclerotinia*. O mecanismo de ação deste composto ainda não está elucidado, entretanto, supõe-se que seja um novo mecanismo diferente de todos os outros botriticidas conhecidos.

Considerando que *B. cinerea* é um clássico patógeno de "alto risco" em termos de manejo de resistência a fungicidas (Brent & Hollomon, 1998), esses novos produtos não estão livres deste risco. Entretanto, ao contrário do passado onde o controle do patógeno era baseado principalmente no uso de dicarboximidas, estes novos botriticidas, pertencentes a três grupos químicos diferentes e com modos de ação diferentes, surgem como opções efetivas para o controle e manejo anti-resistência de *B. cinerea*. Por não apresentar resistência cruzada com nenhum outro botriticida, o fenhexamida é uma importante ferramenta na estratégia de manejo anti-resistência de *B. cinerea* (Rosslénbroich et al., 1998; Debieu et al., 2001; Decoin, 2001; Duben et al., 2002).

Aplicação de substâncias em pré e pós-colheita

Em floricultura, para aumentar a longevidade e a qualidade de flores, bem como controlar doenças, podem-se usar substâncias como ácido cítrico (Halevy et al., 1978), ácido salicílico (Gaur & Chenulu, 1982), sacarose (Halevy et al., 1978), tiosulfato de prata (TSP) (Serek et al., 1994) e sulfato de cálcio (Conway et al., 1994; Elad & Kirshner, 1992). Tais substâncias são utilizadas em pulverizações foliares, em pré-colheita ou em solução de acondicionamento, em pós-colheita. Cada uma das substâncias citadas possui um mecanismo específico de ação. Algumas agem sobre patógenos, outras sobre o metabolismo do hospedeiro e outras sobre ambos (Abeles et al., 1992; Conway et al., 1994; Elad & Kirshner, 1992; Volpin & Elad, 1991). Tratamentos de botões de rosa com os inibidores da síntese e ação de etileno tiosulfato de prata, em imersão, e ácido aminooxiacético, em pulverização, reduziram significativamente a incidência do mofo cinzento durante subsequente incubação a 10 e 20°C (Elad, 1988).

Sabe-se que o aumento do conteúdo de cálcio nos tecidos das plantas reduz a intensidade de certas doenças. O efeito de cálcio na redução da doença é creditado ao fortalecimento das paredes das células e à inibição da poligalacturonase e outras enzimas pectinolíticas. Essa inibição promove redução da degradação enzimática das substâncias pectínicas da lamela média e limita a permeabilidade de membranas

celulares, o que reduz a concentração de exsudatos que serviriam como fontes de nutrientes para o patógeno (Volpin & Elad, 1991). Demonstrou-se que o cálcio também afeta o desenvolvimento do mofo cinzento, por inibir a produção de etileno pelas flores (Shaul et al., 1992). Em botões de rosa, avaliou-se o efeito da pulverização de sulfato de cálcio em pré-colheita e da imersão das hastes, em soluções dos ácidos cítrico e salicílico, sacarose, sulfato de cálcio e do tiosulfato de prata na severidade do mofo cinzento e na vida de vaso (Capdeville, 1996). A pulverização com sulfato de cálcio em pré-colheita reduziu a severidade da doença e aumentou a vida de vaso. O tratamento mais efetivo em pós-colheita foi o sulfato de cálcio, com o qual a 50 mM, reduziu-se a severidade da doença e se prolongou a vida de vaso. Baas et al. (2000) verificaram que sob condições de deficiência de cálcio, a suscetibilidade de rosas de corte a *B. cinerea* aumentou e ocorreu necrose e queda de folhas e pétalas. Portanto, acredita-se que uma boa nutrição durante a produção e a aplicação de fontes de cálcio em pós-colheita é uma alternativa potencialmente eficaz no manejo do mofo cinzento em flores de corte.

Tratamentos pós-colheita dos botões com banho fungicida têm sido limitado pela má aparência ocasionada pelos resíduos dos produtos utilizados (Volpin & Elad, 1991). Avaliou-se o efeito de PCAF (*picro-cupric-amonium-formate*), fungicida a base de cobre, no controle pós-colheita do mofo cinzento em flores de rosa 'Sônia', 'Royalty' e 'Gold rush' durante o armazenamento a 2,5°C (Hammer & Marois, 1988). Quando se mergulharam as flores em PCAF a 250 a 1000 mg i.a./L, ocorreram redução significativa da severidade da doença nas três variedades, aumento de peso fresco após o armazenamento e não se detectaram resíduos nas pétalas. A 4000 mg i.a./L, PCAF foi fitotóxico.

A busca por compostos naturais para o controle de patógenos em substituição aos fungicidas tem tido grande impulso nos últimos anos. A quitosana (poli(1-4)- β -D-glicosamina), um polissacarídeo catiônico de alto peso molecular, é relatada com ação fungicida contra vários fungos. A aplicação de 50 ppm de quitosana, antes da inoculação com *B. cinerea* proporcionou significativa redução no desenvolvimento do mofo cinzento em plantas de pepino (Ben-Shalom et al., 2003). Os resultados indicam que a quitosana atua por dois modos: ação fungicida direta e indução de resistência. Em outro trabalho, Ben-Shalom & Fallik (2003) verificaram que o uso de um complexo de quitosana com cobre (0,2 g de quitosana por litro e 1,6 mmol de cobre) foi mais eficiente na supressão do patógeno em pepinos do que a quitosana apenas.

Atualmente, há uma tendência crescente à restrição de uso de fungicidas em pós-colheita. Isto tem estimulado as pesquisas visando o desenvolvimento de alternativas para o controle das doenças que ocorrem nesta fase (Janisiewicz, 2002; Valdebenito-Sanhueza, 2001). Sholberg et al. (2000) obtiveram sucesso no controle de podridões pós-colheita em pêssegos, maçãs e morangos, causadas respectivamente por *Monilinia fructicola*, *Penicillium expansum* e *B. cinerea*, com a fumigação dos frutos com vinagre contendo de 4,2% a 6,0% de ácido acético. O produto substitui com vantagens outros líquidos biocidas, como o hipoclorito de sódio, na prevenção de podridões pós-colheita.

Controle biológico

O controle biológico é alternativa viável num programa de manejo integrado do mofo cinzento. Atualmente, vários antagonistas têm sido estudados para biocontrole do patógeno, dentre os quais incluem-se fungos filamentosos (*Trichoderma harzianum*, *Clonostachys rosea*, *Cladosporium* spp., *Ulocladium atrum* e outros), leveduras (*Exophiala jeanselmei*, *Cryptococcus albidus*, *Aureobasidium pullulans* e outras) e bactérias (*Pseudomonas cepacia*, *Bacillus subtilis*, *Erwinia* sp. e outras).

Avanços consideráveis ocorreram no uso do controle biológico, pelo aumento da população de microrganismos nativos e pela introdução de antagonistas específicos isoladamente ou em misturas. Os microrganismos saprófitas habitantes da superfície de órgãos das plantas produzem metabólitos tóxicos, consomem exsudatos e, ou, impedem o desenvolvimento dos patógenos por competição ou micoparasitismo (Nigam & Mukerji, 1986). A competição é um dos principais mecanismos explorados no controle de patógenos que necessitam de fonte externa de açúcares para infectar o hospedeiro, como *B. cinerea* (Blakeman, 1985; Tokeshi, 1991; Elad, 1996).

Sob condições favoráveis, o conídio do patógeno pode germinar e o tubo germinativo penetrar rapidamente nos tecidos das plantas. Nesse contexto, a estratégia de controle biológico que visa proteger os tecidos sadios da infecção pelo patógeno nem sempre é eficiente, pois o tempo de interação do patógeno e o antagonista no filoplano (superfície da planta) é curto e o patógeno pode escapar do antagonista (Fokkema, 1993). Assim, a estratégia de controle que se baseia na competição de um antagonista saprófita (que cresce em tecidos senescentes e mortos) com o crescimento de *B. cinerea* nestes tecidos pode reduzir o crescimento

e a esporulação do patógeno em restos culturais (Köhl et al., 1995), e resulta na redução da taxa de progresso da doença. Uma vantagem adicional desta estratégia é o longo tempo de interação entre o patógeno e o antagonista nos restos culturais. Vários trabalhos já demonstraram que a supressão da esporulação do patógeno nos restos culturais por agentes de controle biológico é uma estratégia eficiente de manejo de *B. cinerea* (Köhl & Fokkema, 1994; Sutton & Peng, 1993; Morandi, 1997; Morandi et al., 2001; Morandi et al., 2003).

O fungo filamentoso *Clonostachys rosea* passou a ser considerado como antagonista potencial a *B. cinerea* no final da década de 1980, em estudos do biocontrole do mofo cinzento em morangueiro (Peng & Sutton, 1990). Em ensaios com folhas, pétalas e estames de morangueiro, consistentemente, isolados do antagonista suprimiram o patógeno em mais de 98%, eficiência igual ou superior a captan, fungicida padrão utilizado no teste (Peng & Sutton, 1991). O antagonista foi eficiente no controle do patógeno em outros hospedeiros, como gerânio, begônia, ciclamen, *Exacum affine*, tomateiro, pimentão, pepino, framboesa e em mudas de abeto preto e outras coníferas (Sutton et al., 1997). Um isolado de *Clonostachys rosea* propiciou reduções de até 100% na esporulação de *B. cinerea* em restos culturais de roseira (Tatagiba et al., 1998).

Clonostachys rosea estabeleceu-se em folhas verdes, senescentes ou mortas de roseira e suprimiu a esporulação do patógeno em mais de 96% (Morandi, 1997; Morandi et al., 2001). Os autores verificaram que *C. rosea* atuou no controle de *B. cinerea*, por colonizar o substrato antes e mais eficientemente que o patógeno, por parasitar hifas e conidióforos do patógeno e por reduzir significativamente sua esporulação. O antagonista cresce endofiticamente (no interior) em tecidos verdes sem causar danos ao hospedeiro. Assim, *C. rosea* tem uma importante vantagem competitiva sobre o patógeno na colonização de tecidos foliares durante sua senescência (Sutton et al., 1997; Yu & Sutton, 1997; Köhl & Fokkema, 1998; Morandi et al., 2001). A aplicação do antagonista na parte aérea da planta pode suprimir a esporulação do patógeno nestes tecidos após sua queda natural ou em decorrência de podas.

Obteve-se redução significativa da esporulação de *B. cinerea* em roseiras cultivadas em casa de vegetação, com a aplicação quinzenal de *C. rosea*, efeito superior ao obtido com aplicação semanal de mancozeb (Morandi et al., 2003). Neste trabalho, quando se associou a aplicação integrada do agente de controle biológico ao fungicida, o efeito não foi superior ao da aplicação de *C. rosea* apenas.

Apesar dos vários resultados promissores obtidos com o controle biológico de *B. cinerea*, há limitações em sua efetivação imediata em escala comercial. Essas limitações são similares àquelas para implementar o controle biológico de modo geral: produção de inóculo dos antagonistas em grande escala, desenvolvimento de formulações ao nível comercial que possibilitem manter a viabilidade do antagonista e uso de linhagens capazes de sobreviver nas formulações ou sob condições adversas no campo. Entretanto, na Europa, América do Norte e em Israel já há produtos biológicos registrados para o controle de *B. cinerea*. Dentre estes, destaca-se o Trichodex, uma bioformulação à base de *Trichoderma harzianum* registrada para uso nas culturas de maçã, pêra, algumas hortaliças e ornamentais (O'Neill et al., 1996).

No Brasil, tem-se produzido *C. rosea* em escala semi-comercial pela Embrapa Uva e Vinho para controle do mofo cinzento em morangueiro na região de Bento Gonçalves, RS (Valdebenito-Sanhueza et al., 1997). Estudos sobre a produção massal e formulação do agente têm sido conduzidos na Embrapa Meio Ambiente (Jaguariúna, SP) e na Universidade Federal de Viçosa (Viçosa, MG), visando ao controle do mofo cinzento em plantas ornamentais e fruteiras.

Além do uso de antagonistas específicos, pode-se também obter a supressão da esporulação de *B. cinerea* nos restos culturais de roseira pela ativação da microbiota naturalmente presente neste material ou ainda pela combinação destas duas estratégias. O aumento de populações de microrganismos presentes em restos culturais, com conseqüente supressão da esporulação do patógeno, pode ser obtida acelerando-se a decomposição dos restos com adição de matéria orgânica rica em nitrogênio. Em estudos preliminares, verificou-se redução superior a 50% na esporulação do patógeno em restos culturais de roseira quando estes foram cobertos com lodo de esgoto *in natura* ou compostado com bagaço de cana (Morandi, et al., no prelo). Quando este tratamento foi combinado à aplicação de *C. rosea*, a esporulação do patógeno foi suprimida completamente e a sobrevivência do antagonista foi aumentada.

Outros métodos em pós-colheita

Outros métodos como o uso de CO₂, o controle da umidade durante o armazenamento e transporte e uso de radiação UV-C têm sido estudados para controle do mofo cinzento em flores de corte e frutos, durante o armazenamento e transporte. Esses métodos em pós-colheita podem reduzir ou retardar o desenvolvimento da doença, entretanto, não compensam o controle deficiente durante o período de produção.

Uso de CO₂

A severidade do mofo cinzento foi reduzida, a qualidade das flores mantida e a vida de vaso prolongada, quando se mantiveram botões de rosa 'Samanta', 'Royal red', 'Pauls pink' e 'Bettina' em concentrações de 10, 20 e 30% de CO₂ a 10 - 12°C, por seis dias. Pelos resultados, o controle da doença resultou da simples inibição do patógeno pelo CO₂ e não de sua eliminação (Phillips et al., 1985). Os cultivares variaram quanto à tolerância a CO₂ em níveis não fitotóxicos.

Hoogerwerf et al. (2002) demonstraram o potencial do uso de atmosfera modificada com elevados níveis de O₂ e CO₂ no retardo do crescimento de diversos fungos de armazenamento, incluindo *B. cinerea*. Em condições de altas concentrações de oxigênio (80%) e de CO₂ (20%) em armazenamento a 10°C, o crescimento de *B. cinerea* foi retardado por 17 dias, enquanto que o uso de CO₂ apenas, inibiu o patógeno por apenas 11 dias. Segundo os autores, essa técnica pode ser usada para diversas frutas, desde que adaptadas para a resistência do produto as condições de atmosfera modificada.

Controle da umidade no armazenamento e transporte

Considerando a necessidade de um filme de água livre para sucesso da infecção por *B. cinerea*, é possível controlar o patógeno durante o armazenamento e transporte das flores, mantendo-se umidade alta o suficiente para prevenir perda de água excessiva pelas flores, mas sem permitir a condensação de água nas pétalas.

Provavelmente, a melhor forma de prevenir a condensação de água nas flores durante o armazenamento é pelo controle preciso da temperatura, entretanto é um processo de custo alto. A condensação pode também ser evitada pela deumidificação do ar, até atingir nível abaixo do ponto de orvalho. Com o armazenamento em níveis baixos de umidade, como 55% UR, houve redução da intensidade de doença, sem afetar a qualidade visual e vida de vaso de botões de rosa (Hammer & Marois, 1989). Os autores recomendam que a desumidificação deve ser usada associada à aplicação de uma solução preservativa, para evitar o bloqueio vascular e manter a hidratação das flores.

Uso de radiação UV-C

A podridão causada por *B. cinerea* em frutos de morango em pós-colheita foi significativamente reduzida pela exposição dos frutos a radiação UV-C (compri-

mento de onda de 254 nm) na dose de 0,01 J/cm². Entretanto, doses maiores de radiação (> 1,0 J/cm²) tiveram efeitos negativos, especialmente na coloração do cálice e folhas (Marqueniet et al., 2002).

Manejo integrado: uma necessidade

Como já relatado, *B. cinerea* é fitopatógeno de difícil controle. O fungo tem ampla gama de hospedeiros, é adaptado a diferentes condições climáticas e ecológicas, é saprófita eficiente e, sob condições favoráveis, esporula rápida e abundantemente. Ademais, como é patógeno necrotrófico, o uso de resistência é dificultada, e não se dispõem de variedades resistentes nas culturas mais importantes afetadas pela doença. Portanto, a integração de tratamento químico com um sistema de manejo cultural e agentes de biocontrole é o caminho mais realista e racional para o manejo do mofo cinzento.

Atualmente, com o acúmulo de conhecimentos epidemiológicos, já é possível o uso de sistemas de previsão de ocorrência no manejo de doenças. Nessa abordagem, Shtienberg & Elad (1997) desenvolveram um sistema que integra o controle biológico ao químico de *B. cinerea* em hortaliças cultivadas em casas-de-vegetação. O agente de biocontrole foi o fungo *Trichoderma harzianum*, formulado comercialmente como Trichodex. No desenvolvimento do sistema, basearam-se em duas premissas básicas: i- o controle biológico pode reduzir a aplicação de fungicidas e ii- a germinação de esporos e a penetração do patógeno são as fases do ciclo do patógeno mais sensíveis à flutuação do ambiente. Assim, prevendo-se as condições de ambiente favoráveis à ocorrência dessas duas fases, pode-se prever a ocorrência de doença e racionalizar a implementação do controle químico associado ao biológico. As decisões sobre a aplicação do agente de biocontrole ou fungicida basearam-se num sistema de previsão da doença. O sistema BOTMAN (BOTtrytis MANagement) foi implementado, considerando-se que: i-quando o progresso da doença é lento ou não esperado, não se recomenda pulverizar; ii-quando o progresso rápido é esperado, recomenda-se o fungicida; iii- nas demais situações, recomenda-se a aplicação de Trichodex. Esse sistema foi testado em diferentes casas-de-vegetação em Israel, com bastante sucesso. Assim, com a integração de agentes químicos e biológicos de controle, pode-se reduzir o uso de produtos químicos e manejar mais efetivamente o desenvolvimento de populações do patógeno resistentes a fungicidas. Essa é uma meta a se atingir, tanto nas doenças causadas por *B. cinerea* quanto nas demais doenças de plantas.

Referências Bibliográficas

ABELES, F.B.; MORGAN, P.B.; SALTVEIT, M.E. **Ethylene in plant biology**. 2. ed. San Diego: Academic Press, 1992. 414p.

AGRIOS, G.N. **Plant pathology**. New York: Academic Press, 1997. 635p.

ARAÚJO, A.E. **Sobrevivência de *Botrytis cinerea* em restos de cultura, efeito de fatores de ambiente sobre o patógeno e progresso do mofo cinzento em roseiras cultivadas em casa de vegetação**. 1995. 98p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

BAAS, R.; MARISSSEN, N.; DIK, A. Cut rose quality as affected by calcium supply and translocation. **Acta Horticulturae**, v.518, p.45-54, 2000.

BARAK, E.; EDGINGTON, L.V. *Botrytis cinerea* resistant to captan: the effect of inoculum age and type on response to fungicide. **Canadian Journal of Plant Pathology**, v.6, p.221-224, 1984a.

BARAK, E.; EDGINGTON, L.V. Cross-resistance of *Botrytis cinerea* to captan, thiram, clorothalonil and related fungicides. **Canadian Journal of Plant Pathology**, v.6, p.318-320, 1984b.

BEN-SHALOM, N.; FALLIK E. Further suppression of *Botrytis cinerea* disease in cucumber seedlings by chitosan-copper complex as compared with chitosan alone. **Phytoparasitica**, v.31, p.99-102, 2003.

BEN-SHALOM, N.; ARDI, R.; PINTO, R.; AKI, C.; FALLIK, E. Controlling gray mould caused by *Botrytis cinerea* in cucumber plants by means of chitosan. **Crop Protection**, v.22, p.285-290, 2003.

BETTIOL, W.; GHINI, R. Controle físico de doenças e de plantas invasoras. In: CAMPANHOLA, C.; BETTIOL, W. **Métodos alternativos de controle fitossanitário**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2003. p.165-189.

BLAKEMAN, J.P. Ecological succession of leaf surface microorganisms in relation to biological control. In: WINDELS, C.E.; LINDOW, S.E. **Biological control on the phylloplane**. St. Paul: APS Press, 1985. p.6-30.

- BOURBOS, V.A.; SKOUDRIDAKIS, M.T.; HAITAS, V.X.; FOTIADIS, K.S. The possible control of *Botrytis cinerea* Pers. using parafinic oils. In: BRIGHTON CROP PROTECTION CONFERENCE. PESTS AND DISEASES, 1994, Brighton. **Proceedings...** Farnham: BCPC, 1994. p.794-800.
- BRENT, K.J.; HOLLomon, D.W. **Fungicide resistance: the assessment of risk.** Brussels: FRAC, 1998. (FRAC Monograph, 2).
- CAPDEVILLE, G. **Controle de *Botrytis cinerea* em rosas por tratamentos pré e pós-colheita.** 1996. 72p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.
- CONWAY, W.S.; SAMS, C.E.; WANG, C.Y. Abbott, J. A. Additive effects of postharvest calcium and heat treatment on reducing decay and maintaining quality in apples. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, v.119, p.49-53, 1994.
- DEBIEU, D.; BACH J.; HUGON, M.; MALOSSE, C.; LEROUX, P. The hydroxylanilide fenhexamid, a new sterol biosynthesis inhibitor fungicide efficient against the plant pathogenic fungus *Botryotinia fuckeliana* (*Botrytis cinerea*). **Pest Management Science**, v.57, p.1060-1067, 2001.
- DECOIN, M. Fungicides top the list of new products for use in the vineyard. **Phytoma**, v.543, p.22-27, 2001.
- DUBEN, J.; ROSSLENBROICH, H.J.; JENNER, G. Teldor(R) (fenhexamid) - a new specific fungicide for the control of *Botrytis cinerea* and related pathogens on *Rubus*, *Ribes* and other crops. **Acta Horticulturae**, v.585, p. 325-329, 2002.
- DUBOS, B. Biological control of *Botrytis*: state-of-the-art. In: VERHOEFF, K.; MALATHRAKIS, N.E.; WILLIAMSON, E.B. **Recent advances in *Botrytis* research.** Wageningen: PUDOC, 1992. p.169-179.
- ELAD, Y. Latent infection of *Botrytis cinerea* in rose flowers and combined chemical and physiological control of the disease. **Crop Protection**, v.7, p. 361-366, 1988.
- ELAD, Y. Effect of abiotic conditions on development of grey mould of rose and scanning electron microscopy. **Phytopathologia Mediterranea**, v.28, p.122-130, 1989.

ELAD, Y. Reduced sensitivity of *Botrytis cinerea* to two sterol biosynthesis-inhibiting fungicides: Fenetrazole and Fenetraniil. **Plant Pathology**, v.41, p. 47-54, 1992.

ELAD, Y. Mechanisms involved in the biological control of *Botrytis cinerea* incited diseases. **European Journal of Plant Pathology**, v.102, p.719-732, 1996.

ELAD, Y.; KIRSHNER, B. Calcium reduces *Botrytis cinerea* damages to plants of *Ruscus hypoglossum*. **Phytoparasitica**, v.20, p.285-291, 1992.

ELAD, Y.; VOLPIN, H. Heat treatment for the control of Rose and Carnation grey mould (*Botrytis cinerea*). **Plant Pathology**, v.40, p.278-286, 1991.

FARETRA, F.; POLLASTRO, S.; DiTONNO, A.P. New natural variants of *Botryotinia fuckeliana* (*Botrytis cinerea*) coupling benzimidazole-resistance to insensitivity toward the *N*-phenylcarbamate dietofencarb. **Phytopathologia Mediterranea**, v.28, p.98-104, 1989.

FOKKEMA, N. J. Opportunities and problems of control of foliar pathogens with micro-organisms. **Pesticide Science**, v.37, p.411-416, 1993.

GAUR, A.; CHENULU, V.V. Chemical control of postharvest disease of *Citrus reticulata* and *Solanum tuberosum*. **Indian Phytopathology**, v.35, p. 623-632, 1982.

GHINI, R.; KIMATI, H. **Resistência de fungos a fungicidas**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2000. 78p.

GULLINO, M.L. Chemical control of *Botrytis* spp. In: VERHOEFF, K.; MALATHRAKIS, N.E.; WILLIAMSON, E.B. **Recent advances in Botrytis research**. Wageningen: PUDOC, 1992. p.217-222.

HALEVY, A.H.; BYRNE, T.G.; KOFRANEK, J. et al. Evaluation of postharvest handling methods for transcontinental truck shipments of cut carnation, chrysanthemum and roses. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, v.103, p.151-155, 1978.

HAMMER, P.E.; MAROIS, J.J. Postharvest control of *Botrytis cinerea* on cut roses with picro-cupric-ammonium formate. **Plant Disease**, v.72, p. 347-350, 1988.

HAMMER, P.E.; MAROIS, J.J. Nonchemical methods for postharvest control of *Botrytis cinerea* on cut roses. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, v.114, p.100-106, 1989.

HAUSBECK, M.K.; MOORMAN, G.W. Managing *Botrytis* in greenhouse-grown flower crops. **Plant Disease**, v.80, p.1212-1219, 1996.

HAUSBECK, M.K.; PENNYPACKER, S.P. Influence of grower activity and disease incidence on concentrations of airborne conidia of *Botrytis cinerea* among geranium stock plants. **Plant Disease**, v.75, p.798-803, 1991.

HOLLIDAY, P. **Fungus diseases of tropical crops**. Cambridge: Cambridge University Press, 1980. 607p.

HOOGERWERF, S.W.; KETS, E.P.W.; DIJKSTERHUIS, J. High-oxygen and high-carbon dioxide containing atmospheres inhibit growth of food associated moulds. **Letters in Applied Microbiology**, v.35, p.419- 422, 2002.

JANISIEWICZ, W.J. Postharvest biocontrol products: development and commercialization. **Fitopatologia Brasileira**, v.27(Supl.), p.S10-S11, 2002.

JARVIS, W. R. Taxonomy. In: COLEY-SMITH, J.R.; VERHOEFF, K.; JARVIS, W. R. (Ed.). **The biology of *Botrytis***. New York: Academic Press, 1980. p.10-14.

JARVIS, W. R. Managing diseases in greenhouse crops. **Plant Disease**, v. 73, p.190-194, 1989.

JARVIS, W. R. **Managing diseases in greenhouse crops**. Harrow: APS Press, 1992. 288p.

KAMOEN, O. Phytopathological role of secretions from *Botrytis cinerea* (1989). In: VERHOEFF, K.; MALATHRAKIS, N.E.; WILLIAMSOM, B. **Recent advances in *Botrytis* research**. Pudoc: Wageningen, 1992. p.18-21.

KATAN, T. Resistance to 3,5-dichlorophenyl-N-cyclicimide (dicarboximide) fungicides in the grey mould pathogen *Botrytis cinerea* on protected crops. **Plant Pathology**, v.31, p.133-141, 1982.

KERSSIES, A. Influence of environmental conditions on dispersal of *Botrytis cinerea* conidia and on post-harvest infection of gerbera flowers grown under glass. **Plant Pathology**, v.42, p.754-762, 1993.

KERSSIES, A. Effects of temperature, vapour pressure deficit and radiation on infectivity of conidia of *Botrytis cinerea* and on susceptibility of gerbera petals. **European Journal of Plant Pathology**, v.100, p.123-136, 1994.

KÖHL, J.; FOKKEMA, N.J. Fungal interactions on living and necrotic leaves. In: BLAKEMAN, J. P.; WILLIAMSON, B. (Ed.). **Ecology of plant pathogens**. Oxon: CABI, 1994. p.321-334.

KÖHL, J.; MOLHOEK, W. M. L.; van der PLAS, C. H.; FOKKEMA, N. J. Suppression of sporulation of *Botrytis* spp. as a valid biocontrol strategy. **European Journal of Plant Pathology**, v.101, p.251-259, 1995.

LÓPEZ-HERRERA, C.J.; VERDÚ-VALIENTE, B.; MELERO-VARA, J.M. Eradication of primary inoculum of *Botrytis cinerea* by soil solarization. **Plant Disease**, v.78, p.594-597, 1994.

LYDAKIS, D.; AKED, J. Vapour heat treatment of Sultanina table grapes. I: Control of *Botrytis cinerea*. **Postharvest Biology and Technology**, v.27, p. 109-116, 2003.

MAROIS, J. J. Epidemiology of *Botrytis cinerea*. In: INTERNATIONAL BOTRYTIS SYMPOSIUM, 11., 1996, Wageningen. **Book of abstracts**. Wageningen, 1996. p.45.

MARQUENIE, D.; SCHENK, A.; NICOLAI, B.; MICHIELS, C.; SOONTJENS, C.; IMPE, J. Van. Use of UV-C and heat treatment to reduce storage rot of strawberry. **Acta Horticulturae**, v.567, p.779-782, 2002.

MONTEIRO, A.J.A. **Avaliação da remoção de restos culturais e de fungicidas na intensidade do mofo cinzento em roseiras cultivadas em casas de vegetação**. 1996. 49 p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

- MOORMAN, G. W.; LEASE, R.J. Residual efficacy of fungicides used in the management of *Botrytis cinerea* on greenhouse-grown geraniums. **Plant Disease**, v.76, p.374-376, 1992.
- MORANDI, M.A.B. *Gliocladium roseum* como agente de biocontrole de *Botrytis cinerea* em roseiras cultivadas em casa de vegetação. 1997. 60 p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.
- MORANDI, M.A.B.; MAFFIA, L.A.; SUTTON, J.C. Development of *Clonostachys rosea* and interactions with *Botrytis cinerea* in rose leaves and residues. **Phytoparasitica**, v.29, p.103-113, 2001.
- MORANDI, M.A.B.; MAFFIA, L.A.; MIZUBUTI, E.S.G.; ALFENAS, A.C.; BARBO-SA, J.G. Suppression of *Botrytis cinerea* sporulation by *Clonostachys rosea* on rose debris: a valuable component in Botrytis blight management in commercial greenhouses. **Biological Control**, v.26, p.311-317, 2003.
- MORANDI, M.A.B.; SANTOS, E.R.; MATTOS, L.P.V.; BONUGLI, R.C. Associação de matéria orgânica e *Clonostachys rosea* para a supressão de *Botrytis cinerea* em restos culturais de roseira. **Summa Phytopathologica**, no prelo.
- NIGAM, N.; MUKERJI, K.G. Biological control: concepts and practices. In: MUKERJI, K.G.; GARG, K.L. **Biological control of plant diseases**. Boca Raton: CRC Press, 1986. v.1, p.1-13.
- NORTHOVER, J.; MATTEONI, J.A. Resistance of *Botrytis cinerea* to Benomyl and Iprodione in vineyards and greenhouses after exposure to the fungicides alone or mixed with Captan. **Plant Disease**, v.70, p.398-402, 1986.
- O'NEILL, T.M.; ELAD Y.; SHTIENBERG, D.; COHEN, A. Control of grapevine grey mould with *Trichoderma harzianum* T39. **Biocontrol Science and Technology**, v.6, p.139-146, 1996.
- PENG, G.; SUTTON, J. C. Biological methods to control grey mould of strawberry. In: BRIGHTON CROP PROTECTION CONFERENCE. PESTS AND DISEASES, 1990, Farnham. **Proceedings...** Farnham: BCPC, 1990. v.3, p. 233-240.

PENG, G.; SUTTON, J. C. Evaluation of microorganisms for biocontrol of *Botrytis cinerea* in strawberry. **Canadian Journal of Plant Pathology**, v. 131, p. 247-257, 1991.

PHILLIPS, D.J.; MARGOSAN, D.A.; FOUSE, D.C. Postharvest control of *Botrytis* rot of roses with carbon dioxide. **Plant Disease**, v.69, p.789-790, 1985.

PLAUT, J.L.; BERGER, R.D. Infection rates in three pathosystem epidemics initiated with reduced disease severities. **Phytopathology**, v.71, p.917-921, 1981.

PRITCHARD, P.M. **Influence of DIF on the susceptibility of floral crops to *Botrytis cinerea***. 1995. M.S. Thesis - Michigan State University, East Lansing.

ROSSLENBROICH, H.J.; STUEBLER D. *Botrytis cinerea* - history of chemical control and novel fungicides for its management. **Crop Protection**, v.19, p. 557-561, 2000.

ROSSLENBROICH, H.J.; BRANDES, W.; KRUEGER, B.W.; KUCK, K.H.; PONTZEN, R.; STENZEL, K.; SUTY, A. Fenhexamid (KBR 2738) - a novel fungicide for control of *Botrytis cinerea* and related pathogens. In: BRIGHTON CROP PROTECTION CONFERENCE. PESTS AND DISEASES, 1998, Farnham. **Proceedings...** Farnham: BCPC, 1998. v.1, p.327-334.

SALINAS, J.; GLANDORF, D.C.M.; PICAVET, F. D.; VERHOEFF, K. Effects of temperature, relative humidity, and age of conidia on the incidence of spotting on gerbera flowers by *Botrytis cinerea*. **Netherlands Journal of Plant Pathology**, v.95, p.51-64, 1989.

SEREK, M.; JONES, R.B.; REID, M.S. Role of ethylene in opening and senescence of *Gladiolus* sp. flowers. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, v.119, p.1014-1019, 1994.

SHAUL, O.; ELAD, Y.; KIRSHER, B.; VOLPIN, H.; ZIESLIN, N. Control of *Botrytis cinerea* in cut rose flowers by gibberellic acid, ethylene inhibitors and calcium. In: VERHOEFF, K.; MALATHRANKIS, N.E.; WILLIAMSON, B. **Recent advances in *Botrytis* research**. Wageningen: Pudoc, 1992. p.257-261.

SHOLBERG, P.; HAAG P.; HOCKING, R.; BEDFORD, K. The use of vinegar vapor to reduce postharvest decay of harvested fruit. **HortScience**, v.35, p. 898-903, 2000.

SHTIENBERG, D.; ELAD, Y. Incorporation of weather forecasting in integrated, biological-chemical management of *Botrytis cinerea*. **Phytopathology**, v.87, p.332-340, 1997.

SOSA-ALVAREZ, M.; MADDEN, L.V.; ELLIS, M.A. Effects of temperature and wetness duration on sporulation of *Botrytis cinerea* on strawberry leaf residues. **Plant Disease**, v.79, p.609-615, 1995.

SUTTON, J.C.; PENG, G. Biocontrol of *Botrytis cinerea* in strawberry leaves. **Phytopathology**, v.83, p.615-621, 1993.

SUTTON, J.C.; LI, de-W.; PENG, G.; YU, H.; ZHANG, P.; VALDEBENITO-SANHUEZA, R.M. *Gliocladium roseum*: a versatile adversary of *Botrytis cinerea* in crops. **Plant Disease**, v.81, p.316-328, 1997.

TATAGIBA, J.S.; MAFFIA, L.A.; BARRETO, R.W.; ALFENAS, A.C.; SUTTON, J.C. Biological control of *Botrytis cinerea* in residues and flowers of rose (*Rosa hybrida*). **Phytoparasitica**, v.26, p.8-19, 1998.

TOKESHI, H. Manejo da microflora epífita no controle de doenças de plantas. In: REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE CONTROLE BIOLÓGICO DE DOENÇAS DE PLANTAS, 4., 1991, Campinas. **Anais...** Jaguariúna: EMBRAPA-CNPMA, 1991. p.32-62.

TROLINGER, J.C.; STRIDER, D.L. *Botrytis* blight of *Exacum affine* and its control. **Phytopathology**, v.74, p.1181-1188, 1984.

VAKALOUNAKIS, D.J. Control of fungal diseases of greenhouse tomato under long-wave infrared-absorbing plastic film. **Plant Disease**, v.76, p.43-46, 1992.

VALDEBENITO-SANHUEZA, R. M. Segurança alimentar: controle biológico de fitopatógenos e implementação do sistema APPCC/HACCP no manejo de frutas em pós-colheita. **Fitopatologia Brasileira**, v.26(Supl.), p.257-258, 2001.

VALDEBENITO-SANHUEZA, R.M.; SUTTON, J. C.; PERAZZOLO, I.; CZERMAINSKI, A.B.C. Controle biológico de *Botrytis cinerea* em morangueiros cultivados em estufa. **Fitopatologia Brasileira**, v.22, p.69-73, 1997.

VALI, R.J.; MOORMAN, G.W. Influence of selected fungicide regimes on frequency of dicarboximide-sensitive strains of *Botrytis cinerea*. **Phytopathology**, v.76, p.919-924, 1992.

VERHOEFF, K. The infection process and host-pathogen interactions. In: COLEY-SMITH, J.R.; VERHOEFF, K.; JARVIS, W.R. (Ed.). **The biology of *Botrytis***. New York: Academic Press, 1980. p.10-14.

VOLPIN, H.; ELAD, Y. Influence of calcium nutrition on susceptibility of rose flowers to botrytis blight. **Phytopathology**, v.81, p.1390-1394, 1991.

WEST, J. S.; PEARSON S.; HADLEY, P.; WHELDON, A. E.; DAVIS, F. J.; GILBERT, A.; HENBEST, R. G. C. Spectral filters for the control of *Botrytis cinerea*. **Annals of Applied Biology**, v.136, p.115-120, 2000.

YU, H.; SUTTON, J. C. Morphological development and interactions of *Gliocladium roseum* and *Botrytis cinerea* in raspberry. **Canadian Journal of Plant Pathology**, v.19, p.237-246, 1997.

- VALDEBERTO SANHUEZA, B. M. & BUTTNER, C. A. BRASILEIRO. 1982. CERRADO. A. B. C. Cerrado. História do Brasil. Cerrado em desenvolvimento. Cultivos em estufa. Fitopatologia Brasileira, v. 22, p. 89-133, 1987.
- VALL, B. & MOORMAN, D. W. Influence of several factors on the frequency of sporangia in sensitive strains of *Aspergillus fumigatus*. J. Gen. Microbiol., v. 78, p. 919-924, 1982.
- VERHOEFF, Y. The infection process and host-antagonism in *Aspergillus*. In: SMITH, J. R. & VERHOEFF, Y. (Eds.). The Biology of *Aspergillus*. New York: Academic Press, 1980. p. 10-14. 589 p.
- VOLIN, H. & JAD, Y. Influence of environment on susceptibility of flowers to botrytis blight. Phytopathology, v. 81, p. 1392-1394, 1991.
- WESTER, S., FARROW, S., HADLEY, P., WHELDON, A. E., DAVIS, P. & GIBBS, A. HENBEST. 2000. Growth, flower development and disease incidence. Annals of Applied Biology, v. 136, p. 119-120, 2000.
- YOSHIZUMI, A. O. Morphological development and interaction of *Aspergillus fumigatus* and *Botrytis cinerea* in a susceptible strain of *Fragaria*. Pathology, v. 19, p. 237-248, 1985.
- REUNION BRASILEIRA SOBRE CONTROLE BIOLÓGICO DE DOENÇAS DE PLANTAS. 1991. Anais. Brasília: Embrapa-CPMA, 1991. 4. 252 p.
- TROINGER, J. C. & RIDER, D. L. Botrytis blight of citrus and its control. Phytopathology, v. 74, p. 1181-1181, 1984.
- VAKALOUNAKIS, D. J. Control of fungal diseases of greenhouse tomato under long-wave infrared-absorbing plastic film. Plant Disease, v. 76, p. 43-46, 1992.
- VALDEBERTO SANHUEZA, B. M. & BUTTNER, C. A. BRASILEIRO. 1982. CERRADO. A. B. C. Cerrado. História do Brasil. Cerrado em desenvolvimento. Cultivos em estufa. Fitopatologia Brasileira, v. 22, p. 89-133, 1987.

Embrapa

Meio Ambiente

Ministério da Agricultura,
Pecuária e Abastecimento

