

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

A cultura do eucalipto

As florestas naturais no mundo somam cerca de 4 bilhões de hectares, cobrindo aproximadamente 30% da superfície terrestre do globo (SBS, 2008). Cinco países concentram mais da metade da área florestal total: Rússia, Brasil, Canadá, Estados Unidos e China. No Brasil, que é o segundo maior, a área florestal total absoluta é de aproximadamente 851,4 milhões de hectares. Deste total, apenas 0,7% é de florestas plantadas, e destas 81,6% é com eucalipto (BRACELPA, 2009). O crescimento da área de florestas plantadas no país foi de 27,11% entre os anos de 2004 a 2009 (ABRAF, 2011).

O gênero *Eucalyptus* pertence à família *Myrtaceace* e é composta por aproximadamente 600 espécies, predominantemente, em regiões tropicais e subtropicais. É a árvore mais plantada no mundo, ocorrendo naturalmente na Austrália, Indonésia e ilhas próximas, mas foi introduzido em diferentes regiões do globo (Santos et al., 2001). No Brasil a introdução da planta ocorreu em 1868 no Rio Grande do Sul, entretanto seu plantio em escala comercial, data de 1904 no Estado de São Paulo (Dossa, 2003).

A distribuição percentual das florestas plantadas com eucalipto no Brasil, por estado no ano de 2009 foi: Minas Gerais (29%), São Paulo (23%), Bahia (14%), Mato Grosso do Sul (6,5%), Rio Grande do Sul (6%), Espírito Santo (5%) e outros 17%. A produção se concentrou nos últimos 40 anos nas regiões Sul e Sudeste do país (ABRAF, 2009).

Os plantios florestais, via de regra, são impulsionados por empresas consumidoras da madeira (ABRAF, 2008), tendo a eucaliptocultura um importante papel na economia do país. Em 2008, o Brasil subiu do sexto para o quarto lugar entre os produtores mundiais de celulose. A produtividade florestal em 2009 do Brasil foi de 44,2 m³ de eucalipto com casca/ha, gerando aproximadamente 46.850 empregos diretos (BRACELPA, 2009).

A produção de espécies de eucalipto no Brasil ocupa a maior parte dos plantios

florestais de rápido crescimento. A sua expansão tem sido capaz de suprir a demanda por matéria-prima para celulose, carvão vegetal, óleos essenciais, madeira para serraria, postes de eletricidade, moirões de cercas, ornamentação, quebra-vento e indústria farmacêutica. É também utilizado em programas de reflorestamento (Rocha & Santos, 2007), indiretamente em produtos apícolas, em programas de remoção de CO₂ da atmosfera (BRACELPA, 2007), entre outros multiprodutos.

Existem mais de 21 espécies comerciais de eucalipto, sendo possível encontrar uma espécie que atenda às necessidades do produtor e que seja indicada para determinada região (Crestana & Moreira, 2009). As principais espécies cultivadas no Brasil são o *E. grandis* (W. Hill ex Maiden), *Corimbia citriodora* (L.), *E. camaldulensis* (Dehnh.), *E. saligna* (Smith), *E. urophylla* (S.T. Blake). Além disso, existem cruzamentos entre as espécies, derivando as espécies híbridas como é o caso do *E. urophylla* x *E. grandis* “urograndis” (Agenda Silvicultura, 2009), muito utilizado para serraria, postes, moirões, aglomerados e chapas de fibra. Esse híbrido cresce bem em solos arenosos, pobres e sujeitos à seca (Higa et al., 2000).

As plantações para produção de lenha, carvão vegetal, moirões e madeira para a indústria de celulose são normalmente cortadas entre 6 e 8 anos de idade. No caso dos plantios para produção de madeira serrada, a colheita é feita após 12 ou 13 anos de idade (Higa et al., 2000). Segundo Silva et al. (2004), o custo médio para a implantação de 1 hectare de eucalipto em uma região de cerrado é de R\$ 703,02.

Doenças do Eucalipto no Brasil

Até algumas décadas atrás, os relatos de doenças bacterianas em essências florestais eram poucos, principalmente no Brasil (Ferreira, 1989). Entretanto, após a introdução do eucalipto no Brasil para fins comerciais e com sua expansão para regiões mais quentes e úmidas, além do plantio de procedências suscetíveis, ciclos sucessivos e com o estreitamento da base genética, várias doenças têm surgido tanto em viveiro quanto em plantio definitivo no campo (Alfenas & Mafia, 2003). As doenças ocorrem em todas as fases, desde a multiplicação por estaquia, enraizamento, aclimação até a fase de colheita (Alfenas et al., 2009).

Doenças causadas por agentes bióticos ou infecciosos em viveiro

Em viveiro, inúmeras são as doenças causadas por diferentes patógenos, sendo que a incidência varia de acordo com o estágio de desenvolvimento das mudas, hospedeiro e patógeno (Alfenas et al., 2009). Dentre elas pode-se citar: Tombamento de mudas causado por várias espécies de *Cylindrocladium*, além de *Pythium* e *Fusarium*; mela de *Rhizoctonia solani* (Kuhn.); mofo cinzento causado por *Botrytis cinerea* (Pers.); anelamento da haste e mancha foliar de *Quambalaria eucalypti* [(Wingfield, Crous & Swart) Simpson] (Alfenas et al., 2009; Krugner & Auer, 2005; Santos et al., 2001); manchas foliares bacterianas causadas, segundo Gonçalves (2003), por: *Xanthomonas axonopodis* (Hasse, 1915), *Xanthomonas campestris* (Pammel 1895; Dowson 1939), *Pseudomonas syringae* (Van Hall, 1904), *Pseudomonas putida* (Trevisan, 1889) e *Pseudomonas cichorii* (Swingle, 1925; Stapp, 1928). Oídio causado por *Oidium eucalypti* (Rostr.); antracnose de *Colletotrichum gloesporioides* (Penz.), murcha bacteriana causada por *Ralstonia solanacearum*, entre outras (Alfenas et al., 2009; Krugner & Auer, 2005; Santos et al., 2001).

Doenças causadas por agentes bióticos em campo

As doenças que ocorrem no campo, diferentes daquelas que também ocorrem em viveiros, são: ferrugem causada por *Puccinia psidii* (Winter); mancha de *Kirramyces epicoccoides* [(Cooke & Masee) J. Walker]; de *Pilidiella eucalyptorum* (Crous & M.J. Wingf.); de *Aulographina eucalypti* [(Cooke & Masee) Arx & E. Müll.]; mancha causada por várias espécies de *Teratosphaeria* e *Mycosphaerella*; mancha de *Cryptosporiopsis eucalypti* (Sankaran & B. Sutton); mancha causada por várias espécies de *Harknessia*; murcha de *Ceratocystis fimbriata* (Ell. & Halst.); cancro causado por *Chrysosporthe cubensis* [(Bruner) Gryzenhout & M.J. Wingfield]; rubelose de *Erythricium salmonicolor* [(Berk. & Broome) Burdsall.]; podridão de *Inocutis jamaicensis* [(Murr.) Gottlieb, Wright & Moncalvo]; cancro de *Coniothyrium zuluense* (Wingf., Crous & Cout.); cancro de *Cytospora eucalypticola* (Van der Westh.); cancro de *Botryosphaeria ribis* (Grossenb. & Dugg.); estromas negros de *Hypoxylon* spp., etc. (Alfenas et al., 2009; Krugner & Auer, 2005; Santos et al., 2001).

Doenças causadas por agentes abióticos ou não infecciosos

Dentre as doenças abióticas pode-se citar: distúrbios radiculares, resultantes do desequilíbrio raiz - parte aérea; déficit hídrico; excesso de umidade no ar e solo; estiolamento pela falta de luz; gomose e pau-preto incitados injúrias, que provocam o extravasamento da goma; seca dos ponteiros do eucalipto do Vale do Rio Doce, causado por vários fatores; afogamento do coleto; assamento ou escaldadura de coleto ocasionada por altas temperaturas na superfície do solo ou substrato; canela-preta; queima por geada; injúria por granizo; queima por fogo e quebra de árvores pelo vento (Alfenas et al., 2009; Krugner & Auer, 2005; Santos et al., 2001).

Murcha bacteriana

Sintomatologia

Segundo Buddenhagen & Kelman (1964), a relação entre sintomas e mecanismos de patogênese na murcha é: **1)** sintomas externos: **a)** murcha associada à formação de polissacarídeos extracelulares; **b)** amarelecimento pela quebra de clorofila resultante do decréscimo do suprimento de nutrientes e água, além da produção de metabólitos pela hospedeira e/ou patógeno; **c)** necrose marginal das folhas pelo decréscimo do suprimento de água e fatores desconhecidos; **d)** epinastia pelo aumento dos níveis de AIA (ácido indolacético) e etileno, formados tanto pelo hospedeiro quanto pelo patógeno; **e)** raízes adventícias também pelo aumento de AIA e **f)** redução do crescimento por todos os motivos anteriores; **2)** Sintomas internos: **a)** descoloração vascular devido a enzimas como tirosinases e polifenoloxidasas do hospedeiro; **b)** tiloses, colapso de vasos, proliferação do parênquima devido a aumento dos níveis de AIA; **c)** dissolução de substâncias pécnicas na lamela média devido à pectimetilesterases e poligaracturonases e **d)** degradação da celulose nos vasos pelas celulasas.

O sintoma típico da bacteriose é a murcha de cima para baixo. Sob certas condições favoráveis à doença (cultivar suscetível, ambiente quente e úmido) as bactérias se multiplicam em altas populações, produzindo exsudatos viscosos. Dessa forma, as folhas murcham começando pelas mais novas, principalmente nas horas mais quentes do dia. Com o passar do tempo a murcha se torna irreversível e a planta morre.

As enzimas produzidas pela bactéria levam ao escurecimento dos vasos, o que pode ser percebido pelo corte longitudinal do caule, na parte inferior das plantas afetadas. A formação de raízes adventícias também pode ser observada no coleto, sendo uma reação da planta a falta de água suficiente para mantê-la túrgida (Lopes, 2009).

Em eucalipto no campo a doença se pronuncia no estágio fenológico A e início do B (Ferreira, 2002). Inicialmente o murchamento das plantas é acompanhado ou não de clorose e avermelhamento (bronzamento), com queda parcial das folhas mais baixas (desfolha basal) sob a copa. Algumas plantas podem exibir necroses foliares em “V” invertido. Também pode haver necrose foliar, geralmente a partir do quarto mês após o transplante. Quando as mudas já estão contaminadas observa-se escurecimento do lenho a partir da região central, contrariamente ao que ocorre quando a infecção ocorre após o plantio, onde o escurecimento se dá no sentido da casca para o interior do lenho (Alfenas et al., 2009).

Segundo Alfenas & Mafia (2003), a diferença dos sintomas foliares entre lesões fúngicas e bacterianas em *Eucalyptus* spp. é que lesões bacterianas são angulares e inicialmente exibem uma coloração esverdeada escura e encharcada. Essa diferenciação é importante para fornecer subsídios à correta diagnose.

Em minijardim clonal, a doença caracteriza-se por necrose foliar, escurecimento anelar ou completo do lenho, murcha e morte de minicepas. Na fase de enraizamento, as miniestacas de eucalipto infectadas podem apresentar arroxamento das nervuras do limbo foliar e podridão (Alfenas et al., 2006).

Etiologia

A murcha bacteriana tem como agente causal a bactéria *Ralstonia solanacearum* (Smith, 1896); (Yabuuchi et al., 1995), a qual foi descrita anteriormente com diferentes nomenclaturas, tais como: *Bacillus*, *Pseudomonas* e *Burkholderia*. Trata-se de uma bactéria gram-negativa, aeróbica, bastonetiforme, móvel por flagelos polares (Garrity et al., 2005), não fluorescente (EPPO, 2004). É catalase e oxidase positiva (Garrity et al., 2005). As células tem entre 0,5-0,7 x 1,5-2,5 µm de dimensão. Suas colônias são lisas, fluidas, irregularmente arredondadas e opacas. Em meio Kelman (contendo tetrazólio) as colônias virulentas apresentam centro avermelhado e bordas brancas, enquanto as avirulentas são totalmente vermelhas (Kelman, 1954).

A espécie está situada no Domínio Bacteria, Filo Proteobacteria, Classe Betaproteobacteria, Ordem Burkholderiales e Família Burkholderiaceae (Garrity et al., 2005). Segundo Hayward (1991), na antiga classificação fazia parte do grupo II de homologia de rRNA junto com outros fitopatógenos, tais como: *P. andropogonis* (Smith), *P. caryophylli* (Burkh.), *P. cepacea* (Burkh.) etc. e patógeno humanos tais como: *P. mallei* (Zopf), *P. pseudomallei* (Whitmore, 1913; Yabuuchi et al., 1993) e *P. pickettii* (Ralston et al., 1973; Yabuuchi et al., 1993).

Tal espécie é classificada, principalmente, em biovars com testes bioquímicos, que se baseiam na formação de ácido a partir de certos açúcares e álcoois. Hayward (1964) utilizou essas características para separar isolados de várias partes do mundo, inclusive os de batata do Brasil (**Tabela 1**). E em raças, ou seja, na sua capacidade de infectar diferentes hospedeiros (Buddenhagen et al., 1962) (**Tabela 2**).

TABELA 1 - Testes bioquímicos diferenciais para as biovars 1 a 5 de *Ralstonia solanacearum* (Hayward, 1994).

| Utilização de: | <i>Ralstonia solanacearum</i> | | | | |
|-------------------|-------------------------------|----------|----------|----------|----------|
| | Biovar 1 | Biovar 2 | Biovar 3 | Biovar 4 | Biovar 5 |
| Maltose | - | + | + | - | + |
| Lactose | - | + | + | - | + |
| Celobiose | - | + | + | - | + |
| Manitol | - | - | + | + | + |
| Sorbitol | - | - | + | + | - |
| Dulcitol | - | - | + | + | - |

Apesar de ser útil, a classificação em raças e biovars não é consistente já que se baseia em caracteres fenotípicos (Silveira et al., 2005) e não são grupos filogeneticamente coerentes, com exceção da biovar 2, que corresponde à Raça 3 (**R3bv2**) (Fegan & Prior, 2005). Além disso, esse grupo informal à nível infra subespecífico não é governado pelo Código de Nomenclatura de Bactérias (Lapage et al, 1992).

A instabilidade dessa classificação foi demonstrada quando se adicionou os

carboidratos trealose e inositol (**Tabela 3**) revelando a existência de novos fenótipos da biovar 2: 2-A (Andino), que engloba a Raça 3 e os isolados especializados em batata, encontrados no Chile e Colômbia e a biovar 2-T (Tropical) correspondendo aos isolados de terras mais baixas encontrados no Peru e Brasil (Hayward, 1994).

TABELA 2 - Distribuição das hospedeiras por Raça, biovar e local de ocorrência de isolados de *Ralstonia solanacearum*, adaptado de Buddenhagen et al. (1962) e Denny & Hayward (2001).

| Raça | Hospedeira | Biovar | Ocorrência |
|-------------|---|---------------|----------------------------|
| 1 | Muitas espécies, mais de 50 famílias | 1, 3 e 4 | Ásia, Austrália, Américas |
| 2 | Banana e outras espécies de musa e helicônias | 1, 3 e 4 | Brasil, Caribe, Filipinas |
| 3 | Batata e gerânio | 2 | Geral, exceto Canadá e EUA |
| 4 | Gengibre | 3 e 4 | Ásia |
| 5 | Amora | 5 | China |

TABELA 3 - Fenótipos variantes da biovar 2, segundo Hayward (1994).

| Origem geográfica e fenótipo | Biovar 2A | Biovar 2A | Biovar 2T |
|-------------------------------------|----------------------|------------------|------------------|
| | Todos os continentes | Chile, Colômbia | Brasil, Peru |
| Substrato | | | |
| Inositol | - | + | + |
| Trealose | + | - | + |

Estudos baseados na homologia DNA-DNA revelaram que *R. solanacearum* não é uma espécie única e, devido a sua heterogeneidade (Palleroni & Douderoff, 1971), foi classificada como um complexo específico. Essa classificação foi adotada inicialmente por Gillings & Fahy (1994) para refletir a variação genotípica e fenotípica dentro da espécie. O complexo é definido como um grupo de isolados proximamente aparentados cujos membros individualmente podem ser mais de uma espécie.

Vários trabalhos confirmam certa dicotomia dentro da espécie *R. solanacearum*. Análises de PCR-RFLP mostraram que isolados africanos da biovar 1 não se agruparam com outros isolados da mesma biovar (Poussier et al., 1999). Estudos posteriores, também baseados em PCR-RFLP da região do gene *hrp* e AFLP, confirmaram a separação de *R. solanacearum* em 2 grupos maiores. A primeira divisão foi chamada de “americana”, incluindo as biovars 1 e 2 e a segunda denominada “asiática” contendo as biovars 3, 4 e 5. Posteriormente, novas análises filogenéticas dos genes da endoglucanase e *hrpB* identificou grupos de isolados originários da África (Poussier et al., 2000).

Diante desses estudos, um novo esquema de classificação baseado em quatro níveis taxonômicos (**Tabela 4**) foi proposto. Os filótipos que designam grupos maiores no nível de subespécie são identificados por PCR multiplex baseado na região ITS (*Intergenic Transcribed Sequence*) do cromossomo, entre os genes de RNA ribossomal 16S e 23S. Os níveis infra subespecíficos são chamados de sequevar e são identificados pela análise de seqüência de genes da endoglucanase, que ocorre em única cópia no genoma e sofre grande pressão seletiva. Essa classificação tem uma maior relevância filogenética, pois é mais estável com o tempo. Cada filótipo é composto por um número de sequevars. Uma sequevar (*Sequence variant*) é definida como um grupo de isolados com seqüência altamente conservada de dentro da região gênica estudada. E por fim os clones, que são identificados através de *fingerprints* genômicos tais como PFGE, AFLP's ou rep-PCR (Fegan & Prior, 2005).

A abordagem da classificação em filótipos mostra certa tendência de divisão em regiões geográficas. O filótipo I seria originário da Ásia, II das Américas e III da África, que parece ser o centro da diversidade. O filótipo I inclui todos isolados pertencentes às biovars 3, 4 e 5. O filótipo II incluiria as biovars 1, 2 e 2T, contem também isolados da Raça 3 de batata e Raça 2 de banana. O filótipo III inclui biovars 1 e 2T. Por fim o filótipo IV engloba isolados da Indonésia biovars 1, 2 e 2T e também encontrado na Austrália e Japão (Fegan & Prior, 2005).

Estudos posteriores realizados por Castillo & Greenberg (2007) concordaram com os estudos de Fegan & Prior (2005) ao revelar que *R. solanacearum* é um microrganismo diversificado, com 4 grupos maiores fortemente separados evolutivamente (filótipos I a IV) e uma subdivisão do filótipo II em 2 subgrupos. O IIa formado exclusivamente pela **R3bv2** e o IIb que inclui isolados da Raça 1 da costa Atlântica da América Central e do Sul e alguns isolados da África. Esta subdivisão reflete o isolamento geográfico, onde a distância espacial desempenhou importante papel, resultado de diferentes forças de seleção.

TABELA 4 - Esquema de classificação hierárquica de *Ralstonia solanacearum* segundo Fegan & Prior (2005).

| Nível taxonômico | Equivalente Taxonômico | Nomenclatura | Modo de identificação |
|-------------------------|-------------------------------|--|--|
| Espécie | Espécie | Complexo <i>Ralstonia solanacearum</i> | PCR (<i>Primers</i>) |
| Filótipo | Subespécie | Filótipos I, II, III e IV | PCR multiplex baseado na região ITS |
| Sequevar | Grupo Infra subespecífico | Sequevares 1-23 | Seqüenciamento do gene da endoglucanase |
| Clone | Linhagens clonais | - | Métodos de <i>Fingerprinting</i> genômicos (rep-PCR, RAPD, AFLP) |

Epidemiologia

A murcha bacteriana, causada por estirpes tipicamente tropicais, é favorecida por alta temperatura e umidade do solo, dessa forma ocorre com maior intensidade durante o verão chuvoso. Ocorre em terrenos recém-cultivados, desmatados ou após vários anos de rotação de culturas consideradas não hospedeiras. Os focos podem ocorrer em locais

de crescimento de plantas daninhas que funcionam como mantenedoras da bactéria no solo. A partir daí a bactéria se espalha por meio da água, aderida a maquinário e implementos agrícolas ou até mesmo aderido a calçados (Lopes, 2009).

Dispersão por insetos, tais como abelhas, vespas, mosca das frutas, tem sido relatada na murcha em banana. Este é provavelmente o único caso de disseminação por insetos em murchas causadas por *R. solanacearum* e não está inteiramente esclarecido (Bunndenhagen & Kelman, 1964).

A penetração do patógeno se dá por meio de ferimentos no sistema radicular e locais de emergência de raízes secundárias. Em seguida, a bactéria coloniza os espaços intercelulares do córtex da raiz e parênquima vascular, desestruturando a parede das células o que facilita também sua translocação pelo sistema vascular (Vasse et al., 1995). As células atingem 10^9 UFC (unidades formadoras de colônias)/g de haste (Tans-Kersten et al., 2004), levando a uma alta produção de polissacarídeos de grande viscosidade que obstruí os vasos (González & Allen, 2003). Swanson et al. (2005), observaram uma população bacteriana média $4,8 \times 10^8$ UFC/g em tecido de gerânio assintomático.

Estudos de Vasse et al. (1995) mostraram que após colonizar sítios de exudação, tais como extremidades de raízes, a bactéria infecta intercelularmente o córtex e o parênquima vascular. Em seguida, o patógeno invade os vasos de protoxilema degradando a parede celular. Existem, em tomate, dois sítios de colonização nas raízes chamados de zona de alongação e emergência de raízes secundárias, resultado de tropismo químico. O processo de infecção do córtex é intercelular. A invasão do protoxilema é um estágio seguinte a infecção dos tecidos e ocorre via degradação da parede celular. Foi observado também que a colonização de poucos vasos do xilema é suficiente para induzir a murcha.

Uma vez que invade os vasos do xilema atinge rapidamente a parte aérea (Tans-kersten et al., 2004). Após a morte das plantas a bactéria retorna ao solo, vivendo saprofiticamente até a infecção de novos hospedeiros (Vasse et al., 1995). A longas distâncias, a bactéria dissemina-se por meio de material propagativo com infecção latente (Gutarra et al., 1995); a curtas distâncias por utensílios, ferramentas, insetos etc. (Supriadi et al., 2001).

A dispersão por meio de material propagativo ocorreu entre vários países, por exemplo, através de rizomas de helicônia (Havaí para Austrália), de banana (América Central para as Filipinas) e por meio de tubérculos de batata (Mediterrâneo para

Suécia). No caso da **R3bv2**, da batata, sem dúvidas foi disseminada internacionalmente em tubérculos em infecção latente (Hayward, 1991). Segundo Salazar (2007), a dispersão de *R. solanacearum* por batata semente continua a ser uma preocupação com ocorrência mais grave na África.

Diagnóstico

A diagnose pode ser feita pela observação de sinais do patógeno como a exsudação de pus bacteriano (“teste do copo”); por características culturais: isolamento da bactéria em meio de cultura diferencial (Kelman, 1954), meios seletivos (Nesmith & Jenkins Jr., 1979). Para a murcha bacteriana do eucalipto realiza-se a reação de hipersensibilidade (HR) em folhas de fumo e testes de patogenicidade em plântulas de eucalipto e tomate (Alfenas et al., 2009).

Métodos baseados no DNA, tais como oligonucleotídeos específicos para espécie e biovar para PCR (Fegan et al., 1998; Pastrik & Maiss, 2000) e imunofluorescência seguida de PCR (van der Wolf et al., 2000) e também anticorpos policlonais em testes sorológicos (Machmud & Suryadi, 2008), também são utilizados corroborando os demais testes.

Interações ambientais

O incremento da temperatura aumenta a incidência e início de murcha em geral, mas não para todos os isolados do patógeno. Plantas que apresentam resistência em temperaturas moderadas podem se tornar suscetíveis em condições de altas temperaturas. A resistência é temperatura-sensível e isolado-específico (Hayward, 1991).

Influência da umidade do solo na murcha bacteriana

Segundo Bunndenhagen & Kelman (1964), a umidade afeta a murcha de quatro formas: **a)** aumenta a sobrevivência; **b)** aumenta a infecção; **c)** aumenta o desenvolvimento da doença após a infecção e **d)** ajuda na saída do hospedeiro e

dispersão através do solo.

De uma forma geral, alta umidade favorece a murcha bacteriana. A sobrevivência do patógeno é grande em solos molhados e drenados, mas não em solos afetados pela dissecação ou inundação (Hayward, 1991).

Interação com nematóides

A interação sinérgica entre *Meloidogyne* spp. e *R. solanacearum* é reconhecida mundialmente. A formação das galhas pelo nematóide na raiz serve como porta de ingresso do patógeno, além de modificar o tecido da planta tornando-o mais apropriado para colonização bacteriana (Hayward, 1991).

Em tomate, por exemplo, Deberdt et al. (1999) avaliaram o aumento da suscetibilidade à murcha bacteriana utilizando infecção cruzada com os nematóides *Meloidogyne incognita* e *Rotylenchulus reniformis*. Em temperaturas baixas (22-27 °C), a bactéria foi ligeiramente patogênica a todas as linhagens de tomate. Em temperaturas altas (27-32 °C), o nematóide das galhas aumentou a severidade da murcha, mas o nematóide reniforme não teve tal efeito considerando a combinação temperatura versus cultivar.

Existem poucos relatos da interação entre nematóides e o eucalipto. Por outro lado, vários nematóides fitoparasitas são comuns em áreas florestais (Keane et al., 2000). *Xiphinema italiae* ocorre em eucalipto na região mediterrânea (Luc & Aubert, 1985). Em Portugal, *Xiphinema brevisicum* já foi descrito nessa cultura (Lambert et al., 1994).

No Brasil, *Pratylenchus brachyurus* foi observado causando lesões e fissuras no tecido cortical do eucalipto (Ruehle, 1973). Cruz et al. (2003) fizeram um levantamento da ocorrência de nematóides em genótipos de *Eucalyptus* spp. e *Pinus caribaea* (Morelet.), pois como dito anteriormente dentre os fitoparasitas existem poucas informações sobre o ataque destes em espécies florestais, notadamente em espécies de eucalipto. Eles observaram que nematóides importantes foram detectados, principalmente *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp. e *Mesocriconema* sp.

Outro estudo, realizado na região do cerrado por Mattos et al. (2008) mostrou que nos sistemas de cultivo com eucalipto prevaleceu fortemente o gênero *Xiphinema*, ocorrendo também: *Helicotylenchus*, *Tylenchus*, *Trophotylenchulus* etc.

Impacto da murcha bacteriana na cultura do eucalipto

A murcha bacteriana é considerada uma das mais importantes doenças em regiões tropicais, subtropicais e temperadas (Hayward, 1991), apesar de ser emergente na eucaliptocultura brasileira (Alfenas & Ferreira, 2008). É uma das doenças mais conhecidas nessa cultura na China (Zhou et al. 2008). Tem sido cogitada como um potencial agente de bioterrorismo nos EUA e praga quarentenária União Européia (Lambert, 2002).

Os danos variam de 30-40% em áreas recém-desmatadas e menos de 5% em áreas previamente usadas para pastagem ou plantios de grandes culturas (Ferreira, 2002). No ano de 2005 no Brasil, a murcha causou um prejuízo de aproximadamente seis milhões de reais, devido o descarte de mudas pela elevada incidência da murcha em viveiros (Alfenas et al., 2009).

Distribuição geográfica da murcha bacteriana do eucalipto

O primeiro relato da doença em eucalipto no Brasil foi em 1980, por Sudo et al. (1983) no Estado de Minas Gerais. Logo em seguida, no ano de 1984, foi observada em Tucuruí - Pará e na Bahia (Robbs et al., 1988). Dianese & Takatsu (1985) também a relataram no Pará. Auer et al. (2008) descreveram a bacteriose em plantios de um ano, no Estado de Santa Catarina. Todas as ocorrências da doença foram relacionadas ao biovar 1. Mais recentemente Marques et al. (2009) relataram a Raça 3 biovar 2 em plantio jovem no município de Alexania - GO.

Devido a biovar 3, a bacteriose ocorre nas principais regiões produtoras de eucalipto do mundo, tais como: China (Wu & Liang, 1988); Indonésia (Muchmud, 1985); Taiwan (Wang, 1992); Austrália (Akiew et al., 1994); Venezuela (Ciesla et al., 1996), África do Sul (Coutinho et al., 2000); Tailândia (Pongpanich, 2000); Uganda (Roux et al, 2000) e Vietnã (Thu et al., 2000).

Sobrevivência

Considerando que a infecção por *R. solanacearum* resulta na morte da planta, a colonização da rizosfera de seus hospedeiros é provavelmente um evento temporário. Dessa forma, na ausência de hospedeiro a bactéria é capaz de sobreviver no solo por longos períodos por meio da associação com matéria orgânica, restos de culturas ou plantas daninhas (Buddenhagen & Kelman, 1964).

Existe a evidência de uma fase epifítica no ciclo de vida da bactéria, que pode contribuir na sobrevivência e como fonte de inóculo (Hayward, 1991). A grande capacidade de sobrevivência deste patógeno pode estar associada ao fato de a bactéria utilizar uma variedade de compostos orgânicos como fonte de energia e também por sua habilidade de permanecer em uma fase dormente, estágio viável, mas não cultivável assim como outros microrganismos de solo (Grey & Steck, 2001). Além do uso de carboidratos e ácidos graxos, também pode utilizar compostos aromáticos derivados da degradação de lignina, o que possibilita a sua permanência no solo mesmo após a morte do hospedeiro (Genin & Boucher, 2002).

Grahan et al. (1979) avaliaram a sobrevivência de *R. solanacearum* em restos culturais e em infecção latente em tubérculos de batata, na Austrália. Esses materiais foram coletados de um campo abandonado por quase 2 anos. A bactéria permaneceu por mais de 233 dias neles, mostrando que esses materiais servem como fonte de sobrevivência da bactéria por longos períodos no campo.

Granada & Sequeira (1983) estudaram a sobrevivência do patógeno no solo, na rizosfera e em raízes. Observou-se que a bactéria não foi capaz de sobreviver na rizosfera. Por outro lado, altas populações estavam localizadas em infecções nas raízes, levando a conclusão de que a sobrevivência, a longo prazo, pode estar associada a habilidade de infectar raízes.

Shekawat & Perombelon (1991) avaliaram fatores que afetam a sobrevivência e virulência de estirpes da **R3bv2** e **R1bv3**. A **R3bv2** perdeu virulência a alto pH, mas manteve sua maior virulência no solo a 10 °C e umidade variando entre 20-40%.

van Elsas et al. (2000), ao monitorar a bactéria em campos de batata dos Países Baixos, observaram que sua população diminuiu progressivamente com o passar do tempo. Entretanto, a bactéria persistiu por períodos de 10 a 12 meses. Em outro estudo, a dinâmica populacional e fisiologia da R3bv2 na água foram avaliadas. Na água estéril foi observado um forte declínio dependente da temperatura, a 4 e 44 °C. Parte das

células não detectadas poderiam estar no estágio viável, mas não cultivável o que torna a detecção um problema para métodos baseados em cultivo (van Elsas et al., 2001).

Com o intuito de investigar os efeitos da temperatura na viabilidade do patógeno em gerânio, tomate, batata e em água estéril, Scherf et al. (2010) utilizaram uma estirpe adaptada a baixas temperaturas. A população bacteriana decresceu rapidamente, em dois dias sob 5 °C seguido por dois dias a -10 °C, nos três hospedeiros e em água estéril. Os resultados mostraram que as flutuações de temperatura desempenharam um papel crítico na perda de viabilidade bacteriana.

Em água pura, Wakimoto et al. (1982) observaram que células de *R. solanacearum* foram capazes de se multiplicar a 20 °C. Até o 60º dia a concentração se manteve e nenhuma alteração no tamanho das células foi observada.

Na Espanha e em outros países da Europa existe uma crescente população de R3bv2 contaminando cursos d'água, o que aumenta a preocupação sob o ponto de vista epidemiológico, já que plantas suscetíveis irrigadas a partir dessas fontes são infectadas pelo patógeno (Caruso et al., 2005).

A sobrevivência de estirpes de *R. solanacearum*, filótipo II bv 2 em água foi estudada por Álvarez e colaboradores (2008). Por um período de 4 anos as estirpes foram mantidas a 24 °C. No primeiro ano, as células mantiveram os números iniciais, depois disso a população perdeu progressivamente a habilidade de formar colônias cultiváveis, entretanto eram metabolicamente ativas. Durante esse período, as bactérias permaneceram patogênicas, mas sofreram uma transição na sua forma de bacilo a cocos que tendiam a se agregar, já outras células se tornaram filamentosas e formaram brotações.

Fase viável, mas não cultivável – VMNC

Em 1976, Novitsky & Morita observaram a diminuição do tamanho e mudança na forma de espécies de *Vibrio* para cocos, em função da escassez de alimento. Microscopia eletrônica revelou que suas estruturas internas eram normais, exceto pelo aumento do espaço periplasmático.

De fato os microrganismos podem recorrer a diversos mecanismos quando confrontados à privação de alimento, mantendo seus números com o passar do tempo, em um estágio não cultivável (Morita, 1997). Sobre prolongada oligotrofia, ocorre

redução no tamanho e forma das células bacterianas. Essas modificações são consideradas estratégias de sobrevivência no ambiente, assim como a indução de um estágio chamado de viável, mas não cultivável – VMNC (Novitskay & Morita, 1976).

Outras mudanças nas células no estágio VMNC envolvem a estabilização da membrana e parede celular, decréscimo em 60% de ácidos graxos, a redução do tamanho e número de RNA e condensação do citoplasma. Acredita-se que assim como no *quorum sensing* existam sinais extracelulares para as células reverterem esse estágio (McDougald et al., 1998).

Sugere-se o que o estágio de VMNC seja parte do ciclo de vida de bactérias, induzido por estresse ambiental, sendo uma resposta geneticamente programada da célula que reforça a sobrevivência durante períodos de estresse. Essas células em estágio VMNC devem ser capazes de sair deste estágio e retornar a um estágio metabólico ativo quando em condições favoráveis. Além da escassez de alimento, salinidade e luz também podem ser responsáveis por indução desse estágio. Existem relatos de reativação *in vitro* através de adição de nutrientes, transferência para meio fresco ou mesmo choque de temperatura. *Pseudomonas syringae* e *Rhizobium meliloti* tem como métodos de reversão apenas a adição de nutrientes. Para verificar se existe a viabilidade das células é necessária a demonstração da atividade metabólica e manutenção das estruturas celulares (McDougald et al., 1998).

Grey & Steck (2001) mostraram *R. solanacearum* entrar em estágio VMNC em resposta a sulfato de cobre, solução salina e quando cultivadas na presença de solo autoclavado. Células nesse estágio também foram observadas em 2004, por van Overbeek et al. em resposta a baixas temperaturas, através de um sistema de detecção por fluorescência. Os autores avaliaram a fisiologia e virulência de um isolado da **R3bv2** mantido em água a 4 e 20 °C por 132 dias. A 24 °C o número de células permaneceu constante até o 133º dia, entretanto a 4°C o número de UFC diminuiu até o 125º dia, onde não foram mais observadas. Isolados presentes no estágio de VMNC a 4 °C até o 100º dia foram inoculados em plantas e não causaram sintomas de murcha. Este trabalho também reportou a reversão das células neste estágio em solo próximo a raízes de plantas de tomate.

Conversão fenotípica

Sob certas condições de crescimento, como cultivo prolongado em meio *R. solanacearum* também sofre espontaneamente conversão fenotípica, que se caracteriza pelo aspecto da cultura mudando de uma colônia de morfologia mucóide para não mucóides, dificultando os trabalhos de rotina. Isolados bacterianos que passaram por essa conversão são incapazes de provocar murcha (Kelman, 1954), mas ainda crescem nas plantas e podem causar necrose de vasos e formação de raízes adventícias (Denny & Baek, 1991). Essa mudança é acompanhada da perda de produção de EPS (polissacarídeos extracelulares), redução da atividade da EG (endoglucanase), virulência e aumento da atividade da endopoligalacturonase e motilidade.

Estudos mostraram que este estágio está ligado a mutações no gene *phcA* (Brumbley & Denny, 1990) e poder ser atribuída a diferentes inserções dentro deste loco, que também está associado a fatores de virulência (Brumbley et al., 1993). Poussier et al. (2003) através de várias alterações em *phcA* reverteram a conversão fenotípica em mutantes de *R. solanacearum*.

***Ralstonia solanacearum* em culturas florestais**

Existem relatos da murcha bacteriana causada por *R. solanacearum* em outras espécies florestais. Supriadi et al. (2001) reuniu trabalhos que descrevem a ocorrência da bacteriose em essências florestais, entretanto algumas informações são incompletas (**Tabela 5**).

TABELA 5 - Espécies arbóreas hospedeiras de *Ralstonia solanacearum* (Modificado de Mafia, 2006).

| Hospedeiro | Família Botânica | Biovar | País da Descrição |
|---|------------------|-----------|---|
| Palmeira-real-da-Austrália (<i>Archontophoenix alexandre</i> H.) | Arecaceae | 3 | Queensland (Austrália) |
| Cajueiro (<i>Anacardium occidentale</i> L.) | Anacardiaceae | 3 | Indonésia |
| Pinha (<i>Annona squamosa</i> L.) | Annonaceae | 3 | Queensland (Austrália) |
| Casuarina (<i>Cassuarina equisetifolia</i> L.) | Casuarinaceae | 3,4 | China |
| Moringa (<i>Moringa oleífera</i> Lam.) | Moringaceae | ? | Índia |
| Amoreira (<i>Morus alba</i> L.) | Moraceae | 3,5 | China, Índia |
| Neem (<i>Azadirachta indica</i> Juss.) | Meliaceae | 3 | Queensland (Austrália) |
| Noz-moscada (<i>Myristica fragrans</i> L.) | Myristicaceae | ? | Kerala (Índia) |
| Oliveira (<i>Olea europea</i> L.) | Oleaceae | 3,4 | China |
| Teca (<i>Tectona grandis</i> L.) | Verbenaceae | 3 | Malásia, Índia, Filipinas |
| Cravo-da-índia (<i>Syzygium aromaticum</i> L.) | Myrtaceae | ? | Indonésia |
| Jambo rosa (<i>Eugenia javanica</i> Lam.) | Myrtaceae | ? | Taiwan |
| Eucalipto (<i>Eucalyptus</i> spp.) | Myrtaceae | 1,1,3,3,3 | Brasil, Venezuela, Ásia, África, Austrália |

Gama de hospedeiras da Raça 3 biovar 2

A Raça 3 biovar 2 (**R3bv2**), conhecida como “raça da batata”: é encontrada em batata e, ocasionalmente, em tomate, berinjela e pimentão. Prevalece nas regiões Sul e Sudeste do Brasil. Não obstante, ocorre também em áreas com temperaturas amenas de regiões mais quentes, como na região Nordeste do Brasil (Lopes, 2009). Atualmente encontra-se disseminada mundialmente em regiões tropicais, subtropicais e temperadas, por exemplo: Bélgica, França, Suécia, Espanha e o Reino Unido (Janse, 1988; Elphinstone et al. 1996). Aparece também em toda a Ásia, África, México, Caribe e América do Sul. Além de ter sido registrada em estados da Austrália, exceto Tasmânia e Austrália Ocidental (Stansbury et al., 2001). A disseminação através de tubérculos, água, solo e ervas daninhas pode ter contribuído para estabelecimento do organismo nessas áreas (Janse, 1998; Elphinstone et al. 1996).

A gama de hospedeiras dessa biovar permanece confusa. Entretanto, trabalhos descrevem inúmeras espécies afetadas. Além das plantas citadas anteriormente foi descrita em gerânio nos EUA (Strider et al., 1981; Hudelson et al., 2002), Brasil (Almeida et al., 2003) e Europa. Além de infecção latente em *Petunia x hybrida* (Janse et al., 2004).

Só em 2005 a doença foi relatada nas Ilhas Maurício, em campos de batata e nas ervas daninhas *Solanum americanum*, *Lycopersicon pimpinellifolium* e *Oxalis latifolia*, que não apresentavam sintomas, mas formaram fluxo bacteriano. Embora a origem não seja conhecida a bactéria foi caracterizada como **R3bv2A** (Khoodoo et al., 2007).

Estudando a gama de hospedeiros dessa biovar, Álvarez et al. (2008) observaram que, após inocular a bactéria no solo, repolho (*Brassica oleracea*), kidney bean (*Phaseolus vulgaris*) e dulcamara (*Solanum dulcamara*) foram colonizadas pela bactéria. Entretanto, cevada (*Hordeum vulgare*), rutabaga (*Brassica napus nappobrassicus*), “colocynth” (*Citullus colocynthis*), alfafa (*Medicago sativa*), rabanete (*Raphanus sativus*), cenoura (*Daucus carota*), aipo (*Apium graveolens*), funcho (*Foeniculum vulgare*), ervilha (*Pisum* spp.), linho (*Linum* spp.), field bean (*Vicia* spp.) e rábano silvestre (*Armoracia rusticana*) foram considerados não hospedeiros.

Segundo um guia realizado pelo USDA, os hospedeiros cultivados da **R3bv2** seriam: gerânio (*Pelargonium* spp.); tomate (*Solanum esculentum*); pimentão (*Capsicum*

spp.); berinjela (*Solanum melongena*); batata (*Solanum tuberosum*); feijão (*Phaseolus vulgaris*); melão-de-são-caetano (*Momordica charantia*) e beterraba (*Beta vulgaris*) (Floyd, 2008). Por outro lado, mais de 60 plantas entre solanáceas e não solanáceas já foram relatadas como hospedeiras, seja naturalmente ou por infecção artificial (Janse et al., 2004).

Pradhanang e colaboradores (2000) avaliaram a possibilidade de ervas daninhas e espécies agrícolas comuns do Nepal agir como hospedeiras a R3bv2. Populações da bactéria foram recuperadas de extratos de raízes das ervas daninhas de verão: *Drymaria cordata* e *Polygonum capitata*, quando amostradas em campos cultivados anteriormente com murcha bacteriana da batata. Mostarda (*Brassica juncea*) desenvolveu sintomas típicos de murcha depois da inoculação artificial em condições de estufa, mas não em condições de campo.

Segundo Miranda et al. (2004), as espécies mentruz (*Lepidium virginicum*); joá-de-capote (*Nicandra physaloides*); maria-pretinha (*Solanum americanum*); beldroega (*Portulaca oleracea*); camapú (*Physalis angulata*); caruru (*Amaranthus* spp.); amendoim-bravo (*Euphorbia heterophylla*); chocalho-de-cascavel (*Crotalaria spectabilis*) e picão-preto (*Bidens pilosa*) permitiram colonização pelas biovars, 1, 2 e 3 da bactéria. Janse et al. (2004) também observou a doença em beldroega também através de inoculações artificiais da R3bv2.

O guia do USDA aponta erva moura (*Solanum nigrum*); dulcamara (*Solanum dulcamara*); beladona-bola (*Solanum carolinense*); figueira-do-inferno (*Datura stramonium*); beldroega (*Portulaca oleracea*); mostarda (*Brassica* spp.) e erva-de-santa-maria (*Chenopodium album*) como ervas daninhas hospedeiras de *R. solanacearum* **R3bv2** (Floyd, 2008).

A interação de *R. solanacearum* com o sistema radicular de plantas daninhas é pouco conhecida. Há plantas que exibem sintomas típicos de murcha, mas também as que permanecem assintomáticas (Hayward, 1994; Tussime, 1997). Segundo Olson (1976), as espécies *Solanum cinereum* e *Solanum dulcamara* funcionam como fonte de sobrevivência da biovar 2 de batata em países da Europa.

Medidas gerais de controle da murcha bacteriana

Várias estratégias de controle têm sido desenvolvidas, mas muitas são de aplicação limitada nas plantas acometidas pela doença. Não existem soluções universais e sim princípios que podem ser aplicados e adaptados a situações particulares (Hayward, 1991). Uma vez estabelecido no campo, o controle do patógeno é dificultado. O mais indicado é adotar o controle integrado, baseado em várias medidas preventivas e complementares (Lopes, 2009).

No caso do eucalipto o sistema de produção de mudas, é basicamente, clonal e altamente favorável à multiplicação de *R. solanacearum* (Alfenas et al., 2006). Segundo Cunha et al. (2006), doenças causadas por bactérias constituem um novo desafio à cultura do *Eucalyptus* spp., podendo, inclusive, limitar o uso de clones suscetíveis. Nas duas últimas décadas grandes esforços foram feitos no intuito de se controlar a murcha bacteriana do eucalipto (Ran et al., 2005). O controle da doença é dificultado devido a sua natureza sistêmica, pela alta capacidade de sobrevivência do patógeno e fácil disseminação (Mafia, 2006).

Controle Químico

Como dito anteriormente o patógeno é de difícil controle devido à sua ampla gama de hospedeiros, variação entre isolados e falta de tratamento químico adequado. Produtos químicos já testados para determinadas culturas precisam ser validados em maior escala e para demais cultivos (Champoiseau et al. 2010).

Sabe-se que a bactéria pode estar presente em camadas de até 1 m de profundidade (Hayward, 1991). Dessa forma, a fumigação do solo é de eficácia e utilidade limitadas (Champoiseau et al., 2010).

O ácido fosfórico surgiu como uma forma alternativa e eficiente de controle de *R. solanacearum*. O composto, já considerado como um biopesticida tem sido estudado na proteção das plantas. Avaliações realizadas por Norman et al. (2006) mostraram diminuição da doença em gerânio, sendo que a proteção contra a infecção provavelmente se dá por uma

ação bacteriostática.

No controle de pragas e doenças do eucalipto normalmente não se aplicam defensivos agrícolas de forma preventiva. As intervenções químicas, quando necessárias, são feitas preferencialmente com o uso de produtos de baixa toxicidade e geralmente em fase de viveiro (Aracruz, 2008). Não existem produtos registrados para o controle da murcha bacteriana do eucalipto no Brasil, segundo informação obtida no AGROFIT – Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários do Ministério da Agropecuária e Abastecimento – (http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons).

O tratamento da água de irrigação pode ser efetivo com baixas doses de cloro (Champoiseau et al. 2010).

Controle Cultural

A certificação de origem é a forma mais efetiva de se obter mudas isentas de qualquer fitopatógeno, procedendo-se a indexação, ou seja, certificação da ausência do patógeno na planta-matriz. Como já citado anteriormente, no caso do eucalipto em que a produção de mudas é basicamente clonal, as estacas comprovadamente sadias devem ser adquiridas de viveiros que garantam a certificação de origem (Alfenas et al., 2009).

A rotação de culturas é também uma prática recomendável, pois dependendo da planta utilizada ocorre uma grande redução do patógeno no terreno. Obviamente que varia de acordo com o grau de infestação da área (Lopes, 2009). Em outros casos a rotação é capaz ao menos de reduzir a transmissão raiz-raiz. Para batata a rotação com feijão ou milho mostrou redução na incidência da doença (Hayward, 1991).

O consórcio com caupi dentro da linha de plantio de tomate levou a uma redução significativa da murcha, segundo Michel et al. (1997). Outra planta que mostrou supressão quando consorciada com tomate, na China, foi a cebolinha (*Allium fistulosum*). Extratos radiculares da planta também inibiram *in vitro* *R. solanacearum* (Yu, 1999).

No Suriname concha triturada (42% CaO) diminuiu a incidência da doença (Hayward, 1991).

Avaliando a incidência da murcha bacteriana do tomate, em Taiwan, Michel et al.

(1997) observaram que a aplicação de 200 kg/ha de uréia e 5000 kg/ha de óxido de cálcio reduziram significativamente a população do patógeno e a incidência de murcha.

O uso de fertilizante à base de silício foi estudado por Ayana et al. (2010) no controle da murcha no campo, em tomate. A aplicação de 15 kg/m² reduziu significativamente a população bacteriana e a média de incidência de murcha em uma cultivar moderadamente resistente.

A eliminação de plantas doentes, assim como daninhas, irrigação bem manejada, controle do movimento de máquinas (evita dispersão de focos) e declividade do terreno também são fatores a serem considerados no manejo da murcha bacteriana. No caso de pequenos focos as plantas devem ser arrancadas e eliminadas (incineradas ou enterradas e cobertas por uma camada fina de cal), uma camada de cal também pode ser utilizada na cova da planta erradicada, evitando-se assim a contaminação de plantas vizinhas (Lopes, 2009).

O uso de areia livre de inóculo também é imprescindível no caso de minijardins clonais de eucalipto. Deve-se realizar o replantio através de mudas com sistema radicular bem-formado e sem injúrias nas raízes e colo e evitar dobrar ou compactar a ponta das raízes durante o plantio (Alfenas et al., 2009).

Indução de resistência

A indução de resistência tem sido estudada no controle de bacterioses, tanto por indutores bióticos quanto abióticos (Silva et al., 2007).

Extratos de cogumelos mostraram alto potencial na indução de resistência em tomate (Silva et al., 2007) e berinjela (Silva et al., 2008), contra a murcha bacteriana causada por *R. solanacearum*.

Araujo et al. (2005) e Barretti et al. (2010) no Brasil e Pradhanang et al. (2005) na Flórida EUA estudaram o efeito do acibenzolar-*S*-metil na murcha bacteriana do tomate e observaram que a resistência foi significativamente realçada por este produto.

Teng e colaboradores (2006) avaliaram o efeito de uma estirpe de *Streptomyces* sp. e observaram que a severidade da murcha do tomateiro foi significativamente reduzida

quando as folhas superiores das mudas foram infiltradas ou a raiz irrigada com a suspensão bacteriana. Contudo, a resistência persistiu somente por alguns dias.

A indução de resistência sistêmica contra a murcha bacteriana do eucalipto foi estudada através do uso de rizobactérias por Ran et al. (2005). Os isolados de *Pseudomonas* spp. que produziam ácido salicílico *in vitro* não induziram resistência sistêmica contra a murcha em eucalipto quando aplicados via solo, mas sim quando inoculados nas folhas.

Evasão

Como altas temperaturas e umidade do solo são condições favoráveis à maioria dos isolados do patógeno, perdas podem ser minimizadas pela manipulação da data de plantio. Recomenda-se o plantio no inverno onde seria menos sujeito a ocorrência da doença (Lopes, 2009).

A escolha da área de plantio também é fundamental. Terrenos de baixada ou argilosos, sujeitos ao encharcamento (Hayward, 1991), assim como os com histórico da doença ou cultivados com outras hospedeiras da bactéria devem ser evitados nos patossistemas em geral (Lopes, 2009).

Controle Físico

A solarização é uma técnica desenvolvida para a desinfestação de solos e substratos antes do plantio (Katan et al., 1976) e já foi estudada para vários patógenos de solo. Na Flórida EUA observou-se inicialmente que a técnica reduziu a população de *R. solanacearum* apenas nas camadas mais superficiais do solo, mostrando resultados pouco consistentes para a murcha (Chelemi & Olson, 1994; Chelemi et al., 1997)

No Brasil a solarização foi estudada por Patrício et al. (2005) no controle da murcha bacteriana e se mostrou promissora nas profundidades de 0-10 e 0-20 cm. Segundo Lopes (2009), a técnica utilizada por dois a três meses, embora não elimine a bactéria, reduz significativamente a fonte de inoculo no solo.

Formas alternativas de controle da murcha

Formas alternativas de controle da murcha de *R. solanacearum* em tomate, tais como óleos voláteis de plantas foram testados por Ji et al. (2005) em biofumigação. Os óleos extraídos de *Thymus* spp. e *Cymbopogon martinii* foram capazes de reduzir a incidência da doença.

Também em tomate, Cardoso et al. (2006) avaliaram o efeito de matéria orgânica na melhoria das características físicas, químicas e biológicas do solo, ou seja, como indutora de supressividade da murcha. A incorporação e incubação por 30 dias com guandu e crotalária promoveu 100% de controle da murcha, em todas as concentrações avaliadas.

A biofumigação através da adição de cama de frango (20 t/ha) associada com solarização e brometo de metila possibilitou uma produção significativamente maior de tubérculos de batata em relação à testemunha, segundo Baptista et al. (2006).

O efeito de certos açúcares e aminoácidos, selecionadas com base na habilidade de utilização pelo patógeno, foi estudado por Posas et al. (2007) na inibição da murcha em tomate, quando aplicados no solo juntamente com a bactéria. Glucose, prolina, glutamina, serina, arginina e lisina foram compostos que mostraram efeito supressivo sobre a murcha. O mesmo foi observado posteriormente quando se analisou o efeito da adição de lisina e serina. A menor incidência de doença pode ser explicada devido ao desenvolvimento de uma comunidade bacteriana específica no rizoplane do tomate com a adição do aminoácido (Posas & Toyota, 2010).

A atividade antimicrobiana do óleo de cravo (*Syzygium aromaticum* L.) foi investigada contra fitobactérias, incluindo *R. solanacearum*, que foi a mais sensível *in vitro*. A aplicação de 5 mL/kg do óleo na fumigação do solo reduziu o patógeno a níveis indetectáveis (Huang & Lakshman, 2010).

Na Etiópia Ayana et al. (2010) estudaram o efeito do bagaço de cana (*Saccharum officinarum* L.) como uma estratégia de controle da murcha em tomateiro no campo. A aplicação de 1 t/ha uma semana antes do transplante resultou numa redução significativa da murcha e severidade da doença, mostrando ter potencial no manejo alternativo.

Ainda na Etiópia o manejo da murcha do tomate com composto de coco (*Cocos nucifera* L.), estrume de vaca e adubo verde foi avaliado. Supressão completa de *R.*

solanacearum foi observada com tramentos de 5 e 10% de esterco, 1% composto verde e 10% (v/v) de composto de côco (Yadessa et al., 2010).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABRAF (2011) Associação Brasileira de Produtores de Florestas Plantadas. Informativo 224. <http://www.abraflor.org.br/informativo/ABRAF224.pdf>

ABRAF (2009) Anuário Estatístico: ano base 2009. <http://www.abraflor.org.br/estatisticas/ABRAF10-BR.pdf>

ABRAF (2008) Anuário Estatístico: ano base 2008. <http://www.abraflor.org.br/estatisticas/ABRAF09-BR.pdf>

Agenda Silvicultura (2009). http://www.agricultura.gov.br/arq_editor/file/camaras_setoriais/Florestas_plantadas/9_reuniao/Agenda_Sivicultura.pdf

Akiew E, Tevorow PR (1994) Management of bacterial wilt of tobacco. In: Hayward A, Hartman GL (Eds.) Bacterial wilt: the disease and its causative agent, *Pseudomonas solanacearum*. Wallingford UK. CAB International. pp. 179-198.

Alfenas AC, Zauza EAV, Mafia RG, Assis TF de (2009) Clonagem e doenças do eucalipto. 2ª Ed. Viçosa MG. Editora UFV.

Alfenas AC, Ferreira EM (2008) Emerging diseases in eucalyptus plantations. Tropical Plant Pathology 33 (Supl.):S25.

Alfenas AC, Mafia RG, Sartório RC, Binoti DHB, Silva RR, Lau D, Vanetti CA (2006) *Ralstonia solanacearum* em viveiros clonais de eucalipto no Brasil. Fitopatologia Brasileira

31:357-366.

Alfenas AC, Mafia RG (2003) Controle integrado de doenças em viveiros clonais e aspectos relativos a ferrugem (*Puccinia psidii*) do eucalipto. Fitopatologia Brasileira 28:156-163.

Almeida IMG, Destefano SAL, Rodrigues Neto J, Malavolta Jr. VA (2003) Murcha bacteriana do gerânio causada por *Ralstonia solanacearum* biovar 2/raça 3 no Brasil. Revista de Agricultura 78:49-56.

Álvarez B, López MM, Biosca GE (2008) Survival strategies and pathogenicity of *Ralstonia solanacearum* phylotype II subjected to prolonged starvation in environmental water microcosms. Microbiology 154:3590-3598.

Aracruz (2008) Eucalipto & Meio Ambiente em tempos de aquecimento global. http://www.aracruz.com.br/eucalipto/pt/download/eucalipto_meioAmbiente.pdf

Araujo JS de P, Gonçalves K da S, Oliveira BC de, Ribeiro R de LD, Polidoro JC (2005) Efeito do acibenzolar-S-methyl sobre murcha-bacteriana do tomateiro. Horticultura Brasileira 23:5-8.

Auer CG, Santos AF, Rodrigues Neto J (2008) Ocorrência de murcha bacteriana em plantios de *Eucalyptus grandis* no estado de Santa Catarina. Tropical Plant Pathology 3 (Supl.):370.

Ayana G, Fininsa C, Ahmed S, Wydra K (2010) Effects of soil amendment on bacterial wilt caused by *Ralstonia solanacearum* and tomato yields in Ethiopia. Journal of Plant Protection Research 51:72-76.

Baptista MJ, Lopes CA, Souza RB, Furumoto O (2006) Efeito da solarização e biofumigação, durante o outono, na incidência de murcha bacteriana e produtividade da

batata. Horticultura Brasileira 24:99-102.

Barretti PB, Souza RM, Pozza EA, Resende MLV (2010) Aplicação e doses de acibenzolar-S-metil na proteção contra a murcha bacteriana, população do patógeno e crescimento do tomateiro. Tropical Plant Pathology 35:229-235.

BRACELPA (2009) Relatório Anual.
http://bracelpa.org.br/bra2/sites/default/files/public/RA02-RelatorioFlorestal_2009.pdf

BRACELPA (2007) O mito sobre o eucalipto.
<http://www.bracelpa.org.br/bra/saibamais/eucalipto/index.htm>

Brumbley SM, Carney BF, Denny TP (1993) Phenotype conversion in *Pseudomonas solanacearum* due to spontaneous inactivation of *phcA*, a putative *lysr* transcriptional regulator. Journal of Bacteriology 157:5477-5487.

Brumbley S, Denny T (1990) Cloning of wild-type *Pseudomonas solanacearum phcA*, a gene that when mutated alters expression of multiple traits that contribute to virulence. Journal of Bacteriology 172:5677-5685.

Buddenhagen I, Kelman A (1964) Biological and physiological aspects of bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum*. Annual Review of Phytopathology 2:203-230.

Buddenhagen I, Sequeira L, Kelman A (1962) Designation of races in *Pseudomonas solanacearum*. Phytopathology 52:726.

Cardoso SC, Soares ACF, Brito A dos S, Laranjeira FF, Ledo CS, Santos AP (2006) Controle da murcha bacteriana do tomateiro pela incorporação da parte aérea de guandu e crotalária no solo. Summa Phytopathologica 32:27-33.

Caruso P, Palomo JL, Bertolini E, Álvarez B, López M, Biosca EG (2005) Seasonal

variation of *Ralstonia solanacearum* biovar 2 populations in a Spanish river: recovery of stressed cells at low temperatures. *Applied and Environmental Microbiology* 71:140-148.

Castillo JA, Greenberg JT (2007) Evolutionary dynamics of *Ralstonia solanacearum*. *Applied and Environmental Microbiology* 73:1225-1238.

Champoiseau PG, Jones JB, Momol TM, Ji P, Allen C, Norman DJ, Harmon C, Miller A, Schubert T, Bell D, Floyd JP, Kaplan D, Bulluck R (2010) *Ralstonia solanacearum* race 3 biovar 2 causing brown rot of potato, bacterial wilt of tomato, and southern wilt of geranium. <http://www.ars.usda.gov/SP2UserFiles/Place/00000000/opmp/Rs3-2RecoveryPlan-v-Oct112006.pdf>

Chelemi DO, Olson SM, Mitchell DJ, Secker I, McSorley R (1997) Adaptation of soil solarization to the integrated management of soilborne pests of tomato under humid conditions. *Phytopathology* 87:250-258.

Chelemi DO, Olson SM (1994) Effects of soil solarization and fumigation on survival of soilborne pathogens of tomato in Northern Florida. *Plant Disease* 78:1167-1172.

Ciesla WM, Diekmann M, Putter CA (1996) *Eucalyptus* spp. Rome Italy. Technical Guidelines for the safe movement of germplasm 17.

Coutinho TA, Roux J, Riedel KH, Terblanche J, Wingfield MJ (2000) First report of bacterial wilt caused by *Ralstonia solanacearum* on eucalypts in South Africa. *Forest Pathology* 30:205-210.

Crestana MSM, Moreira R (2009) Plantio de Eucalipto. http://www.infobibos.com/Artigos/2009_3/eucalipto/index.htm

Cruz MC, Otoboni CE de M, Ferreira RV, Goulart SL (2003) Ocorrência de nematóides em genótipos de *Eucalyptus* e *Pinus caribaea*. Revista científica eletrônica Agronomia 4. <http://www.revista.inf.br/agro04/artigos/artigo10.pdf>

Cunha J de F, Picoli EA de T, Alfenas AC, Gonçalves RC (2006) Efeito *in vitro* de antibióticos e rizobactérias no controle de bactérias fitopatogênicas ao *Eucalyptus* spp. Revista Árvore 30:871-876.

Deberdt P, Queneherve P, Darrasse A, Prior P (1999) Increased susceptibility to bacterial wilt in tomatoes by nematode galling and the role of the *Mi* gene in resistance to nematóides and bacterial wilt. Plant Pathology 48:408-414.

Denny TP, Hayward AC (2001) *Ralstonia*. In: Schaad NW et al. (Eds.) Laboratory guide for the identification of plant pathogenic bacteria. Minnesota. APS Press. pp. 151-174.

Denny TP, Baek SR (1991) Genetic evidence that extracellular polysaccharide is a virulence factor of *Pseudomonas solanacearum*. Molecular Plant-Microbe Interactions 4:198-206.

Dianese JC, Takatsu A (1985) *Pseudomonas solanacearum* biovar 1 isolada de eucalipto em Monte Dourado, Estado do Pará. Fitopatologia Brasileira 10 (Supl.):362.

Dossa D (2003) Cultivo do Eucalipto - Importância socioeconômica e ambiental. http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Eucalipto/CultivodoEucalipto/01_01_historico.htm

Elphinstone JG, Hannessy J, Wilson JK, Stead DE (1996) Sensitivity of different methods for the detection of *Ralstonia solanacearum* in potato tubers extracts. Bulletin OEPP 26:663-678.

EPPO (2004) European and Mediterranean Plant Protection Organization. Diagnostic

protocols for regulated pests. Bulletin 34:155-157.

Fegan M, Prior P (2005) How complex is the “*Ralstonia solanacearum* species complex”? In: Allen P, Prior P, Hayward AC (Eds.) Bacterial wilt disease and the *Ralstonia solanacearum* species complex. St Paul MN. APS Press. pp. 449-461.

Fegan M, Holoway G, Hayward AC, Timmis J (1998) Development of a diagnostic test based upon the polymerase chain reaction (PCR) to identify strains of *Ralstonia solanacearum* exhibiting the biovar 2 genotype. In: Prior P, Allen C, Elphistone J (Eds.) Bacterial wilt disease: Molecular and Ecological Aspects. Paris. INRA Editions. pp. 34-43.

Floyd J (2008) *New Pest Response Guidelines: Ralstonia solanacearum race 3 biovar 2*. USDA-APHIS-PPQ-Emergency and Domestic Programs, Riverdale, Maryland. http://www.aphis.usda.gov/import_export/plants/manuals/index.shtml

Ferreira FA (2002) Diagnose visual e controle das doenças abióticas e bióticas do eucalipto no Brasil. Mogi Guaçu SP. International Paper.

Ferreira FA (1989) Patologia Florestal. Viçosa MG. Sociedade de Investigações Florestais.

Garrity GM, Staley JT, Boone DR, Brenner DJ, De Vos P, Goodfellow M, Krieg NR, Rainey FA, Schleifer K-H (2005) Proteobacteria. In: Brenner DJ, Krieg NR, Staley JT (Eds.). Bergey's Manual of Systematic Bacteriology. Michigan State University. pp. 575-623.

Genin S, Boucher C (2002) *Ralstonia solanacearum*: secrets of a major pathogen unveiled by analysis of its genome. Molecular Plant Pathology 3:111-118.

Gillings MR, Fahy P (1994) Genomic fingerprinting: towards a unified view of the *Pseudomonas solanacearum* species complex. In Hayward AC (Ed.) Bacterial wilt: the disease and its causative agent, *Pseudomonas solanacearum*. Wallingford UK. CAB

International. pp. 952-112.

Gonçalves RC (2003) Etiologia da mancha bacteriana do eucalipto no Brasil. Tese de Doutorado. Viçosa MG. Universidade Federal de Viçosa.

González ET, Allen C (2003) Characterization of a *Ralstonia solanacearum* operon required for polygalacturonate degradation and uptake of galacturonic acid. *Molecular Plant-Microbe Interactions* 16:536-544.

Grahan JDA, Jones A, Lloyd AB (1979) Survival of *Pseudomonas solanacearum* race 3 in plants debris and in infected potato tubers. *Phytopathology* 69:1100-1103.

Granada GA, Sequeira L (1983) Survival of *Pseudomonas solanacearum* in soil, rhizosphere and plant roots. *Canadian Journal of Microbiology* 29:433-440.

Grey BE, Steck TR (2001) The viable but nonculturable state of *Ralstonia solanacearum* may be involved in long-term survival and plant infection. *Applied and Environmental Microbiology* 67:3866-3872.

Gutarra ERFL, Aley P, Elphinstone J (1995) Methods for the detection of *Ralstonia solanacearum* in potato crops. In: Hardy B, French ER (Eds.). *Integrated management of bacterial wilt*. India. Proceedings of an international workshop held in New Delih.

Hayward AC (1994) The hosts of *Pseudomonas solanacearum*. In: Hayward AC, Hartman GL (Eds.) *Bacterial wilt: The disease and its causative agent, Pseudomonas solanacearum*. Willingford UK. CAB International. pp. 25-34.

Hayward AC (1991) Biology and epidemiology of bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum*. *Annual Review of Phytopathology* 29:65-87.

Hayward AC (1964) Characteristics of *Pseudomonas solanacearum*. *Journal of Applied*

Bacteriology 27:265-277.

Higa RCV, Mora AL, Higa AR (2000) Plantio de eucalipto na pequena propriedade rural. Colombo PR. Embrapa Florestas. Documentos, 54.

Huang Q, Lakshman DK (2010) Effect of clove oil on plant pathogenic bacteria and bacterial wilt of tomato and geranium. Journal of Plant Pathology 92:701-707.

Hudelson BD, Williamson L, Nakaho K, Allen C (2002) *Ralstonia solanacearum* race 3, biovar 2 strains isolated from geranium are pathogenic on potato. White River. In: Proceedings 3rd International Symposium on Bacterial Wilt.

Janse JD, van den Beld HE, Elphistone J, Simpkins S, Tjou-Tam NNA, Vaerenbergh J (2004) Introduction to Europe of *Ralstonia solanacearum* biovar 2, race 3 in *Pelargonium zonale* cuttings. Journal of Plant Pathology 86:147-155.

Janse JD (1998) Potato brown rot in Western Europe - history, present occurrence and some remarks on possible origin, epidemiology and control strategies. Bulletin OEPP 26:679-695.

Janse JD (1988) A detection method for *Pseudomonas solanacearum* in symptomless potato tubers and some data on its sensitivity and specificity. Bulletin OEPP/EPPO. Bulletin 18:343-351.

Ji P, Momol MT, Olson SM, Pradhanang PM, Jones JB (2005) Evaluation of thymol as biofumigant for control of bacterial wilt of tomato under field conditions. Plant Disease 89:497-500.

Katan J, Greenberger A, Alon H, Grinstein A (1976) Solar heating by polyethylene mulching for the control of diseases caused by soil-borne pathogens. Phytopathology 66:683-688.

Keane PJ, Kile GA, Podger FD (2000) Diseases and pathogens of eucalypts. In: Keane PJ, Kile GA, Podger FD, Brown BN (Eds.) Diseases associated with nematodes. Australia. CSIRO. pp. 346-348.

Kelman A (1954) The relationship of pathogenicity in *Pseudomonas solanacearum* to colony appearance on a tetrazolium medium. *Phytopathology* 44:693-695.

Khoodoo MHR, Ganoo ES, Saumtally S (2007) First report of *Ralstonia solanacearum* race 3 biovar 2A infecting potato and weeds in Mauritius. *Plant Disease - Disease Notes* 91:1200. <http://apsjournals.apsnet.org/doi/abs/10.1094/PDIS-91-9-1200B>

Krugner TL, Auer GC (2005) Doenças do eucaliptos. In: Kimati H, Amorin L, Rezende JAM, Bergamin Filho A, Camargo LEA (Eds.) *Manual de Fitopatologia*. São Paulo. Editora Agronômica Ceres Ltda. pp. 319-332.

Lambert CD (2002) Agricultural Bioterrorism Protection Act of 2002: Possession, use and transfer of biological; agents and toxins; interim and final rule. (7 CFR Part 331). *Federal Register* 67:76908-76938.

Lambert F, Bravo MA, Agostinello A, Lemos RM (1994) The *Xiphinema americanum* - group in Portugal with descriptions of four new species (Nematoda, Dorylaimida) *Nematologia Mediterranea* 22:189-218.

Lapage SP, Sneath PHA, Lessel EF, Skerman VBD, Seelinger HPR, Clark WA (1992) *International Code of Nomenclature of Bacteria*. Washington. American Society of Microbiology.

Lopes CA (2009) Murcha bacteriana ou murchadeira - Uma inimiga do tomateiro em climas quentes. Brasília DF. Comunicado Técnico Embrapa 67.

Luc M, Aubert V (1985) Notes brevès on the distribution of *Xiphinema italiae* Meyl, 1953 and *X. savanicola* Luc & Southey, 1980 (Nematoda: Longidoridae). *Revue Nematologie* 8:85-92.

Machmud M, Suryadi Y (2008) Detection and identification of *Ralstonia solanacearum* strains using the indirect ELISA technique. *Indonesian Journal of Agriculture* 1:13-21.

Mafia RG (2006) Sintomatologia, etiologia e controle da murcha bacteriana do eucalipto. Tese de Doutorado. Viçosa MG. Universidade Federal de Viçosa.

Marques E, Rezende DV, Uesugi CH (2009) Primeiro relato da biovar 2 de *Ralstonia solanacearum* em eucalipto no Brasil. *Tropical Plant Pathology* 34 (Supl.):12.

Mattos JKA, Andrade EP, Teixeira MA, Castro APG, Huang SP (2008) Gêneros-chaves de onze diferentes comunidades de nematóides do solo na região dos cerrados do Brasil central. *Nematologia Brasileira* 32:142-149.

McDougald D, Rice SA, Weichart D, Stajan K (1998) MiniReview Nonculturability: adaptation or debilitation? *FEMS Microbiology Ecology* 25:1-9.

Michel VV, Wang JF, Midmore DF, Hartman GL (1997) Effects of intercropping and soil amendment with urea and calcium oxide on the incidence of bacterial wilt of tomato and survival of soil-born *Pseudomonas solanacearum* in Taiwan. *Plant Pathology* 46:600-610.

Miranda EFO, Takatsu TA, Uesugi CH (2004) Colonização de raízes de plantas daninhas cultivadas *in vitro* e em vasos por *Ralstonia solanacearum* biovares 1, 2 e 3. *Fitopatologia Brasileira* 29:121-127.

Morita RY (1997) Bacteria in oligotrophic environments: starvation-survival lifestyle. *Limnology & Oceanography* 43:1021-1022.

Muchmud M (1985) Bacterial wilt in Indonesia. In: Crashwell ET, Pushperajah E (Eds.) Bacterial wilt disease in Asia and the South Pacific. Canberra. ACIAR Proceedings 13. pp. 30-34.

Nesmith WC, Jenkins SF (1979) A selective medium for the isolation and quantification of *Pseudomonas solanacearum* from soil. *Phytopathology* 69:182-185.

Norman DJ, Chen J, Yuen JMF, Mangravita-Novo A, Byrne D, Walsh L (2006) Control of bacterial wilt of geranium with phosphorous acid. *Plant Disease* 90:798-802.

Novitsky JA, Morita RY (1976) Morphological characterization of small cells resulting from nutrient starvation of a psychrophilic marine vibrio. *Applied and Environmental Microbiology* 32:617-622.

Olson K (1976) Experience of brown rot caused by *Pseudomonas solanacearum* (Smith) in Sweden. *EPPO Bulletin* 6:199-207.

Palleroni NJ, Douderoff M (1971) Phenotypic characterization and deoxyribonucleic acid homologies of *Pseudomonas solanacearum*. *Journal of Bacteriology* 107:690-696.

Pastrik KH, Maiss E (2000) Detection of *Ralstonia solanacearum* in potato tubers by polymerase chain reaction. *Journal of Phytopathology* 48:619-626.

Patrício FRA, Almeida IMG, Santos AS, Cabral O, Tessarioli Neto J, Sinigaglia C, Beriam LOS, Rodrigues Neto J (2005) Avaliação da solarização do solo para o controle de *Ralstonia solanacearum*. *Fitopatologia Brasileira* 30:475-481.

Posas MB, Toyota K (2010) Mechanism of tomato bacterial wilt suppression in soil amended with lysine. *Microbes and Environments* 25:83-94.

Posas MB, Toyota K, Islam TMD (2007) Inhibition of bacterial wilt of tomato caused by

Ralstonia solanacearum by sugars and amino acids. *Microbes and Environments* 22:290-296.

Pongpanich K (2000) *Eucalyptus* pathology in Thailand. In: *Eucalyptus* diseases and their management. Kasetsart University Bangkok. ACIAR 9441 Final Report. pp. 6-8.

Poussier S, Thouquet P, Trigateli-Demery D, Barthet S, Meyer D, Arlat M, Trigalet A (2003) Host plant-dependent phenotypic reversion of *Ralstonia solanacearum* from non-pathogenic to pathogenic forms via alterations in the *phcA* gene. *Molecular Microbiology* 49:991-1003.

Poussier S, Trigalet-Demery D, Vandewalle P, Goffinet B, Luisetti J, Trigalet A (2000) Genetic diversity of *Ralstonia solanacearum* as assessed by PCR-RFLP of the *hrp* gene region, AFLP and 16S rRNA sequence analysis, and identification of an African subdivision. *Microbiology* 146:1679-1692.

Poussier S, Vandewalle P, Luisetti J (1999) Genetic diversity of African and worldwide estirpes of *Ralstonia solanacearum* as determined by PCR-restriction fragment length polymorphism analysis of the *hrp* gene region. *Applied and Environmental Microbiology* 65:2184-2194.

Pradhanang PM, Ji P, Momol MT, Olson SM, Mayfield JL, Jones JB (2005) Application of acibenzolar-*S*-methyl enhances host resistance in tomato against *Ralstonia solanacearum*. *Plant Disease* 89:989-993.

Pradhanang PM, Elphinstone JG, Fox RTV (2000) Identification of crop and weed hosts of *Ralstonia solanacearum* biovar 2 in the hills of Nepal. *Plant Pathology* 49:403-413.

Ran LX, Li ZN, Wu GJ, Van Loon LC, Bakker PAHM (2005) Induction of systemic resistance against bacterial wilt in *Eucalyptus urophylla* by fluorescent *Pseudomonas* spp. *European Journal of Plant Pathology* 113:59-70

Robbs CF, Cruz AP, Neto JR (1988) Algumas estratégias de controle à murcha bacteriana (*Pseudomonas solanacearum*) em eucaliptos. Jaguariúna SP. Comunicado Técnico Embrapa 3.

Rocha ME do N, Santos CL dos (2007) O uso comercial e popular do eucalipto *Eucalyptus globulus* Labill – Myrtaceae. Saúde & Ambiente em revista Universidade Unigranrio 2:23-34.

Roux J, Coutinho TA, Majuni BD, Wingfield MJ (2000) Diseases of plantation *Eucalyptus* in Uganda. South Africa Journal of Science 97:16-18.

Ruehle JL (1973) Nematodes and forest trees-types of damage to tree roots. Annual Review of Phytopathology 11:99-118.

Salazar LF (2007) Situacion mundial de la sanidad de la semilla de Papa. Fitopatologia Brasileira 32 (Supl.):S83.

Santos AF do, Auer CG, Grigoletti Jr. A (2001) Doenças do eucalipto no sul do Brasil: identificação e controle. Colombo PR. Circular Técnica Embrapa 45.

SBS – Sociedade Brasileira de Silvicultura (2008) Fatos e números do Brasil florestal. <http://www.sbs.org.br/FatoseNumerosdoBrasilFlorestal.pdf>

Scherf JM, Milling A, Allen C (2010) Moderate temperature fluctuations rapidly reduce viability of *Ralstonia solanacearum* race 3 biovar 2 in infected geranium, tomato, and potato. Applied and Environmental Microbiology Accepts, published online ahead of print on 17 September 2010. <http://aem.asm.org/cgi/reprint/AEM.01580-10v1>

Shekawat GS, Perombelon MCM (1991) Factors affecting survival in soil and virulence of *Pseudomonas solanacearum*. Zeitschrift Fuer Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz

98:258-267.

Silva RF, Pascholati SF, Bedendo IP (2008) Indução de resistência em plantas de berinjela por *Lentinula edodes* e *Agaricus blazei* contra *Ralstonia solanacearum*: aspectos bioquímicos e biomassa vegetal. *Summa Phytopathologica* 34:137-144.

Silva RF, Pascholati SF, Bedendo IP (2007) Indução de resistência em tomateiro por extratos aquosos de *Lentinula edodes* e *Agaricus blazei* contra *Ralstonia solanacearum*. *Fitopatologia Brasileira* 32:189-196.

Silva KR, Minetti LJ, Fiedler NC, Venturoli F, Machado EGB, Souza AP de (2004) Custos e rendimentos operacionais de um plantio de eucalipto em região de cerrado. *Revista Árvore* 28:361-366.

Silveira JRP, Duarte V, Moraes MG, Oliveira AMR, Barni V, Maciel LN (2005) Caracterização de estirpes de *Ralstonia solanacearum* isoladas de plantas de batata com murcha bacteriana, por PCR-Rep e RAPD. *Fitopatologia Brasileira* 30:615-622.

Smith EF (1986) A bacterial disease of tomato, eggplant and Irish potato (*Bacillus solanacearum* sp. nov.). Department of Agriculture Division of Vegetable Physiology and Pathology. *Bulletin* 12:21-28.

Stansbury C, McKirdy S, Mackie A, Power G (2001) Bacterial wilt *Ralstonia solanacearum* - race 3 exotic threat to Western Australia. ISSN 1443-7783. http://www.agric.wa.gov.au/objtwr/imported_assets/content/pw/ph/dis/veg/fs00701.pdf

Strider DL, Jones RK, Haygood RA (1981) Southern bacterial wilt of geranium caused by *Pseudomonas solanacearum*. *Plant Disease* 65:52-53.

Sudo S, Oliveira GHN, Pereira AC (1983) Eucalipto (*Eucalyptus* sp.) e bracatinga (*Mimosa scabrella* Penth), novos hospedeiros de *Pseudomonas solanacearum* E.F. Smith.

Fitopatologia Brasileira 8 (Supl.):631.

Supriadi D, Karden M, Sitepu D (2001) Bacterial wilt disease of woody trees caused by *Pseudomonas solanacearum*: a review. Jurnal Litbang Pertanian Local 20:106-112.

Swanson JK, Yao J, Tans-Kersten J, Allen C (2005) Behavior of *Ralstonia solanacearum* race 3 biovar 2 during latent and active infection of geranium. Phytopathology 95:136-143.

Tans-Kersten J, Brown D, Allen C (2004) Swimming motility, a virulence trait of *Ralstonia solanacearum*, is regulated by *FlhDC* and the plant host environment. Molecular Plant-Microbe Interactions 17:686-695.

Teng YC, Tzeng KC, Hsu ST (2006) Induction of systemic resistance in tomato against bacterial wilt by a plant growth-promoting rhizobacterium *Streptomyces* sp. RS70. Plant Pathology Bulletin 15:107-116

Thu PQ, Old KM, Dudzinski MJ, Gibbs RJ (2000) Results of eucalyptus disease surveys in Vietnam. In: *Eucalyptus* diseases and their management. Kasetsart University Bangkok. ACIAR 9441 Final Report. pp. 6-8.

Tussime G, Adipala E, Opiyo F, Bhagsari AS (1997) Weeds as latent hosts of *Ralstonia solanacearum* in highland Uganda: Implication for lowland potato bacterial wilt control. In: Sond International Wilt Symposium Guadeloupe-Antilles Françaises.

van der Wolf JM, Vriend SGC, Kastelein P, Nijhuis EH, van Bekkum PJ, van Vuurde JW (2000) Immunofluorescence colony-staining (IFC) for detection and quantification of *Ralstonia (Pseudomonas) solanacearum* biovar 2 (race 3) in soil and verification of positive results by PCR and dilution plating. European Journal of Plant Pathology 106:123-133.

van Elsas JD, Kastelein P, Vries PM de, van Overbeek LS (2001) Effects of ecological

factors on the survival and physiology of *Ralstonia solanacearum* bv. 2 in irrigation water. Canadian Journal of Microbiology 47:842-854.

van Elsas JD, Kastelein P, van Bekkum P, van der Wolf JM, de Vries PM, van Overbeek LS (2000) Survival of *Ralstonia solanacearum* biovar 2, the causative agent of potato brown rot, in field and microcosm soils in temperate climates. Phytopathology 90:1358-1366.

van Overbeek LS, Bergervoet JHW, Jacobs FHH, van Elsas JD (2004) The low-temperature-induced viable-but-nonculturable state affects the virulence of *Ralstonia solanacearum* biovar 2. Phytopathology 94:463-469.

Vasse J, Frey P, Trigalet A (1995) Microscopic studies of intercellular infection and protoxylem invasion of tomato roots by *Pseudomonas solanacearum*. Molecular Plant-Microbe Interaction 8:241-251.

Wakimoto S, Utatsu I, Matsuo N, Hayashi N (1982) Multiplication of *Pseudomonas solanacearum* in pure water. Annals of the Phytopathological Society of Japan 48:620-627.

Wang WY (1992) Survey of *Eucalyptus* disease in Taiwan. Bulletin Taiwan Forest Research Institute 7:179-194.

Wu QP, Liang ZC (1988) Identification and pathogenic tests of the causal organism of the bacterial wilt of *Eucalyptus*. Journal of South China Agriculture University 9:59-67.

Yabuuchi E, Kosako Y, Yano I, Hotta H, Nishiuchi Y (1995) Transfer of two *Burkholderia* and an *Alcaligenes* species to *Ralstonia* gen. nov.: proposal of *Ralstonia pickettii* (Ralston, Palleroni and Douderoff 1973) comb. nov., *Ralstonia solanacearum* (Smith 1896) comb. nov. & *Ralstonia eutropha* (Davis 1969) comb. nov. Microbiology and Immunology 39:897-904.

Yadessa GB, van Bruggen AHC, Ocho FL (2010) Effects of different soil amendments on bacterial wilt caused by *Ralstonia solanacearum* and on the yield of tomato. *Journal of Plant Pathology* 92:439-450

Yu JQ (1999) Allelopathic suppression of *Pseudomonas solanacearum* infection of tomato (*Lycopersicon esculentum*) in a tomato-chinese chive (*Allium tuberosum*) intercropping system. *Journal of Chemical Ecology* 25:2409-2417.

Zhou XD, Xie YJ, Chen SF, Wingfield MJ (2008) Diseases of eucalypt plantations in China: challenges and opportunities. *Reviews, Critiques and New Technologies: Fungal Diversity* 32:1-7.

OBJETIVOS

- (1) Caracterizar isolados da biovar 2 de *Ralstonia solanacearum*, relatados pela primeira vez causando murcha em cultivo de campo do híbrido *Eucalyptus urophylla* x *Eucalyptus grandis*, no município de Alexânia - Goiás;
- (2) Realizar a prospecção de bactérias “extremófilas facultativas”, em cinco diferentes tipos de solos da Fazenda Água Limpa, da Universidade de Brasília, com potencial no controle da **R3bv2T** de *Ralstonia solanacearum*,
- (3) Estudar a interação entre *Ralstonia solanacearum* **R3bv2T** e cinco diferentes tipos de solos no desenvolvimento de miniestacas do híbrido “urograndis”;
- (4) Avaliar a suscetibilidade de dezessete espécies de *Eucalyptus* a **R3bv2T** de *Ralstonia solanacearum*, através de testes de microbiolização *in vitro* de sementes;
- (5) Avaliar bactérias “extremófilas facultativas” na promoção de crescimento do híbrido “urograndis” a partir de sementes.