

135

Circular
TécnicaBento Gonçalves, RS
Abril, 2017

Autores

Lucas da Ressurreição Garrido
Pesquisador,
Embrapa Uva e Vinho,
Bento Gonçalves, RS,
lucas.garrido@embrapa.br

Renata Gava
Analista de Pesquisa,
Embrapa Uva e Vinho,
Bento Gonçalves, RS,
renata.gava@hotmail.com

Léo Antonio Carollo
Técnico de Pesquisa,
Embrapa Uva e Vinho,
Bento Gonçalves, RS,
leo.carollo@embrapa.br

Podridão-descendente da videira na região sul do Brasil

Introdução

A podridão ou morte descendente, conhecida no exterior por *Botryosphaeria dieback* ou *black dead arm* – BDA, é uma doença que evolui até a morte da planta, podendo ser encontrada tanto em plantas adultas como também em mudas. Alguns fatores que contribuíram para este aumento são: desconhecimento da doença, pouca importância quanto à adoção de medidas de controle, utilização de material vegetativo contaminado, presença de outras espécies de plantas hospedeiras próxima aos vinhedos e falta de interesse por parte das empresas de agroquímicos para o registro, no Brasil, de produtos registrados em outros países. Outra causa para a falta de preocupação inicial por parte dos produtores, é que os sintomas de declínio nas plantas aparecem cerca de dois a quatro anos após a infecção em plantas adultas, enquanto que para outras doenças fúngicas os danos são imediatamente visíveis durante a safra. Com a evolução da doença, os sintomas tornam-se mais expressivos despertando com isso o interesse na adoção de alguma prática de controle. Quanto mais cedo for detectada a doença mais eficaz será o seu controle. Contudo, com o progresso da podridão-descendente boa parte do tecido da planta estará comprometido o que dificultará a sua recuperação (L. R Garrido, comunicação pessoal). Logo a substituição da planta passa ser a alternativa viável.

Esta doença é encontrada com bastante frequência nos vinhedos da região sul do Brasil, como também em outras regiões do país (Gallotti et al., 2004; Sônego, et al., 2005). É uma das principais causas da morte de plantas na região da Serra Gaúcha. As perdas variam de 5% a 60%, dependendo da extensão do vinhedo comprometido. Já em relação ao plantio de mudas contaminadas as perdas podem chegar a 100%, devido a interrupção do fluxo da seiva da planta na região da enxertia infectada pelo patógeno.

Espécies

Em cada região, pode-se encontrar uma ou outra espécie do agente causal, não sendo, portanto, causada por apenas um agente etiológico. A espécie, *Lasiodiplodia theobromae* Pat., já foi relatada em vinhedos do estado do Paraná, enquanto que *Neofusicoccum luteum*. Crous, Slippers & A.J.L., Phillips e *Fusicoccum aesculi* Corda in Sturm, foram relatadas principalmente no Rio Grande do Sul (Sônego et al., 2005; Gava et al., 2010; Garrido et al., 2011). Das vinte e uma espécies de *Botryosphaeriaceae* que estão associadas com a morte e podridão-descendente, as mais comuns encontradas pelos vinhedos são: *Diplodia seriata* (teleomorfo *Botryosphaeria obtusa*), *D. mutila* (teleomorfo *B. stevensii*), *Neofusicoccum parvum* (teleomorfo *B. parva*); *N. australe* (teleomorfo *B. australis*); *N. luteum* (teleomorfo *B. lutea*); *B. dothidea* (anamorfo *F. aesculi*) e *Lasiodiplodia theobromae* (teleomorfo *B. rhodina*) (Crous et al., 2006; Úrbez-Torres et al., 2006; Smith & Stanosz, 2001).

Sintomatologia

Os sintomas nas plantas de videira causadas por fungos Botryosphaeriaceae incluem manchas nas folhas, podridão de frutos, morte de ramos, necroses de gemas, descoloração vascular do lenho, cancrios e morte de plantas. Contudo, outro agravante observado é que os sintomas vasculares e foliares causados por Botryosphaeriaceae apresentam certo grau de dificuldades para diferenciar daqueles causados por outros patógenos de doenças do tronco da videira, como *Eutypa lata* (Pers. : Fr.) Tul. & C. Tul., *Phomopsis viticola* Sacc. *Phaeomoniella* (Pa.) *chlamydospora* Crous & W. Gams e *Phaeoacremonium* (Pm.) *aleophilum* W. Gams, Crous, M.j. Wingfield & L. Mugnai (Úrbez-Torres, 2011).

A característica distinta da morte ou podridão-descendente é a necrose do lenho do tronco e ramos das plantas infectadas. Os sintomas foliares são similares a GLSD (grapevine leaf stripe disease), causada pelo complexo phaeotraqueomicótico (*Pa. chlamydospora* e *Pm. aleophilum*), o que gera confusões na diagnose. Contudo, Laurigon et al. (2001) identificou alguns detalhes importantes dos sintomas da podridão-descendente. Manchas com coloração amarelo-alaranjado (cultivares brancas) ou vermelho-vinho (cultivares tintas) desenvolvem-se nas margens da folha e no restante do limbo, que coalescesse formando zonas de necroses entre as nervuras e bordos das folhas. Estes sintomas da podridão-descendente são geralmente observados mais cedo do que o ocasionado pela esca (*Pa. chlamydospora* e *Pm. aleophilum* e várias espécies de basiodiomycetos, entre os quais, *Fomitiporia mediterranea* (Fisher, 2002), ou seja, aparecimento em novembro a dezembro, ao invés de final de dezembro a janeiro (hemisfério sul). Outro sintoma típico da podridão-descendente é a presença de estrias marrons no lenho abaixo da casca, com setores verdes e setores apodrecidos. Observa-se ainda a apoplexia, ou seja, o secamento e a morte do ramo, sintoma também comum no GLSD e na esca (Bertsch et al., 2013).

Botryosphaeria spp. apresentam uma ampla gama de plantas hospedeiras, destacando-se principalmente as fruteiras de clima temperado e tropical. Os sintomas do declínio e morte de plantas caracteriza-se pelo retardamento da brotação na primavera, encurtamento dos entrenós, deformação

e descoloração dos ramos, redução do tamanho normal, clorose, avermelhamento e deformação das folhas, que apresentam ainda pequenas necroses entre as nervuras e margens, podendo murchar e cair, redução drástica do vigor, superbrotamento, seca de ramos e a morte da planta (Figura 1). Verifica-se frutificação irregular e com menor número de bagas. Cancros formados nos ramos velhos e frutificações do fungo nestes locais são características importantes para o diagnóstico do agente envolvido no declínio. O corte transversal da área do ramo afetado mostra a extensão da doença (Figura 2), observando-se a área da madeira escura morta não funcional em forma de cunha, nos estádios iniciais, contrastando com a parte ainda viva (Pearson & Goheen, 1988; Sônego et al., 2005; Garrido et al., 2008; Garrido & Gava, 2014).

Em plantas adultas, a doença desenvolve-se lentamente nas videiras e nenhum sintoma é observado na 1ª ou na 2ª estação de crescimento após a infecção. Pela 3ª ou 4ª estação, cancrios são usualmente vistos e acompanhado pela manifestação dos sintomas na folhagem. Vários anos podem se passar antes do comprometimento do ramo ou do tronco. Pelo seu lento desenvolvimento, seu impacto econômico não é percebido até que a videira atinja a fase de maturação. Os principais danos observados são a redução da produção nas plantas atacadas e a produção de cachos menores, com bagas apresentando menor teor de açúcar e maior acidez. Já com a ocorrência do patógeno infectando os ferimentos da enxertia, os sintomas desenvolvem-se rapidamente, com atraso no desenvolvimento das plantas, apodrecimento do tecido interno (Figura 3) e a consequente morte da muda (L. Garrido, com. Pessoal).

Metabólitos Fitotóxicos

A produção de metabólitos fitotóxicos pelas espécies de Botryosphaeriaceae que colonizam o lenho de videiras tem sido relatado. Vários estudos têm mostrado que metabólitos tóxicos bio-ativos produzidos por patógenos causadores das doenças do tronco da videira podem também causar os sintomas da doença, incluindo a expressão dos sintomas foliares. Martos et al. (2008) mostraram pela primeira vez que cinco espécies de Botryosphaeriaceae (*Botryosphaeria dothidea*, *Diplodia seriata*, *Neofusicoccum luteum*, *N. parvum*

e *Dothiorella viticola*) envolvidas no declínio de videiras foram capazes de produzir compostos hidrofílicos de alto peso molecular, com propriedades fitotóxicas, semelhantes a um exopolissacarídeo (EPS). Outras análises do EPS produzido por *N. parvum* revelou ser composto de glucose, manose e galactose. Estes estudos também mostraram que enquanto *N. luteum* e *N. parvum* possuem alta atividade fitotóxica, *B. dothidea*, *D. seriata* e *S. viticola* mostraram baixos níveis de fitotoxicidade,

apresentando correlação com os resultados obtidos nos ensaios de patogenicidade. Filtrados de cultura de *D. seriata* conduziu ao isolamento de quatro dihidroisocoumarins, chamadas mellein, cis- e trans-4-hidroximellein e 4,7-dihidroximellein. Um estudo posterior relatou a identificação e atividade biológica de quatro fitotoxinas lipofílicas que foram produzidas por *N. parvum*, que foram identificadas como cis- e trans-4-hidroximellein isosclerone e tirosol (Evidente et al., 2010).

Foto: Lucas da Ressurreição Garrido.



Fig. 1. Sintomas de podridão-descendente na cv. Chardonnay (A) e Carbenet Sauvignon (B); picnídios do patógeno no cancro do tronco (C); sintomas em folhas da videira (D).

Foto: Renata Gava.

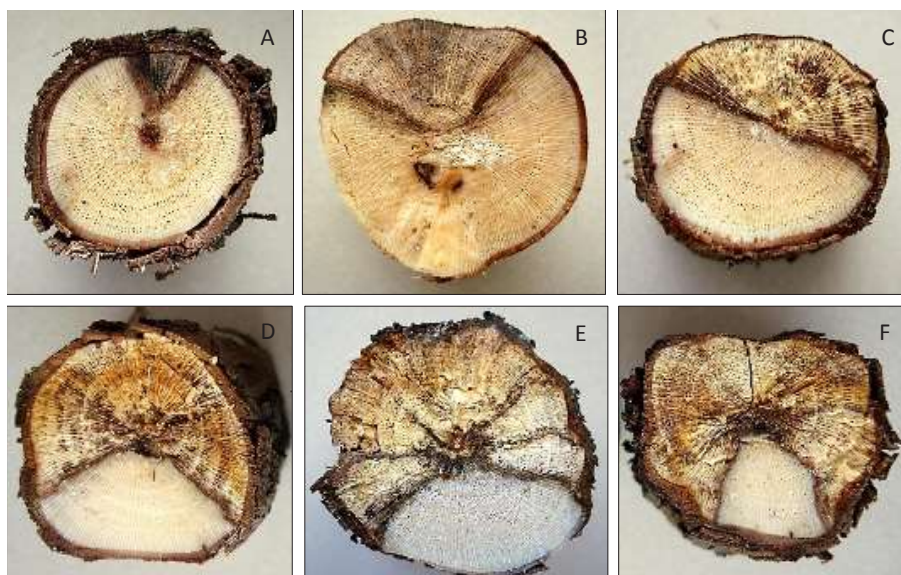


Fig. 2. Evolução dos sintomas da podridão-descendente no tronco da videira (A – F).



Fig. 3. Sintomas de podridão-descendente em mudas de videira. Apodrecimento interno ao longo dos tecidos longitudinalmente (A) e transversalmente (B).

Epidemiologia

Os picnídios de espécies de *Botryosphaeriaceae* são comumente encontrados em tecidos lenhosos da videira, como também nos restos culturais deixados no solo após a poda (Van Niekerk et al., 2004; Úrbez-Torres et al., 2006). O movimento dos conídios de *Neofusicoccum* spp., dentro de um vinhedo, foi detectado até dois metros da fonte de inóculo após uma chuva normal (Baskarathevan et al., 2010). Embora os corpos de frutificação do fungo nas partes da planta e órgãos infectados, bem como os restos culturais contaminados da poda sejam considerados a principal fonte de inóculo, o material de propagação pode também ser responsável pelo desenvolvimento de uma epidemia da doença. Outra fonte de inóculo são as plantas hospedeiras do patógeno próximas aos vinhedos. Este fungo também é propagado pelas plantas matrizes infectadas e durante as operações nos viveiros (Billones-Baaijens et al., 2015).

Os estudos de monitoramento de esporos do patógeno no ambiente revelaram que a liberação dos picnídios ocorre após chuvas ou irrigação sobre copa. Embora os esporos possam estar presentes durante todos os meses do ano, o maior número foi detectado durante os meses de verão na França e na Nova Zelândia. Por outro lado, Úrbez-Torres et al. (2010) mostraram que a maioria dos esporos de *Botryosphaeriaceae* foram capturados após chuvas durante os meses de inverno na Califórnia e a menor quantidade foi detectada no outono e início da primavera e muitos poucos ou a sua ausência foram detectados no final da primavera e verão. Já na África do Sul, os esporos do patógeno foram detectados em maior número após chuvas de inverno (Van Niekerk et al., 2010, 2011). A poda

de videiras na Califórnia e na África do Sul toma lugar durante os principais períodos de chuvas e consequentemente durante o principal período de liberação de esporos. Assim, sítios de infecção altamente suscetíveis são facilmente disponíveis para fungos *Botryosphaeriaceae*, tornando o período de dormência o período de mais alto risco de infecção nessas regiões.

As espécies de *Botryosphaeriaceae* infecta videiras principalmente por meio de ferimentos e aberturas localizadas nos tecidos da planta. O conhecimento da duração da suscetibilidade dos ferimentos da poda é um fator crítico na epidemiologia e controle da doença, embora ainda não está completamente claro quanto tempo os tratamentos dos ferimentos da poda são eficientes na proteção. Entretanto, estudos epidemiológicos mostraram que, os ferimentos da poda da safra atual e anterior podem ainda estar suscetíveis a infecção por espécies de *Botryosphaeriaceae*, logo os tratamentos devem ser aplicados em todos os ferimentos (Úrbez-Torres & Gubler, 2011). Por outro lado, a importância da idade do ferimento para a infecção do patógeno tem sido relatada, com ausência de infecção por *N. luteum* 14 dias depois da poda (Amponsah et al., 2009). As maiores incidências foram observadas nas inoculações com ferimentos de 0, 1, 2, 7 dias, caindo drasticamente após 14 dias. Estes resultados são consistentes com os estudos sobre a formação da periderme nos ferimentos - camada de cortiça (Bostock & Stermer, 1989), embora a formação da periderme não foi investigada para *N. luteum* (Mundy & Manning, 2011). Van Niekerk et al. (2007) mostraram que os ferimentos da poda foram suscetíveis a infecção por *N. australe* por até 21 dias durante os meses de inverno na África do Sul. Outro estudo, conduzido na Califórnia por Úrbez-Torres & Gubler (2011) avaliaram a suscetibilidade dos ferimentos da poda, em duas cultivares de videiras, de novembro a março, ou seja, durante 84 dias após a poda. Os ferimentos da poda foram suscetíveis a infecção por *L. theobromae* e *N. parvum* durante toda estação dormente na Califórnia, mas a suscetibilidade dos ferimentos foi maior (100%) quando a inoculação foi realizada na primeira semana da poda e diminuiu com o aumento do intervalo entre a poda e a inoculação (5%) aos 84 dias. Além do mais, a suscetibilidade dos ferimentos novos foi menor quando as videiras foram podadas no início de março (final do inverno no hemisfério Norte)

comparada a poda em novembro (final do outono) a fevereiro (inverno) na Califórnia. Este estudo também mostrou uma correlação entre o aumento da temperatura e o declínio da suscetibilidade dos ferimentos da poda.

Atualmente há 21 espécies de Botryosphaeriaceae conhecidas que infectam a videira e as diferenças geográficas tem sido atribuídas principalmente a *L. theobromae*. Leavitt (1990) citado por Úrbez-Torres (2011) relatou dois biótipos de *L. theobromae* na Califórnia, que foram relacionados a tolerância a baixa e alta temperatura, respectivamente. Os biótipos tolerantes à baixa temperatura apresentavam crescimento ótimo em 25 a 30°C, enquanto que os biótipos tolerantes à alta temperatura possuem crescimento ótimo em 35 a 40°C. Mais tarde, Úrbez-Torres et al. (2006) mostraram que os biótipos tolerantes à baixa temperatura se tratavam de *D. seriata*. Adicionalmente, entre todas as espécies de Botryosphaeriaceae que infectam a videira, estudos tem mostrado que *L. theobromae* apresenta crescimento micelial e germinação de esporos em temperaturas mais altas de 30 a 40°C. Isso suporta as conclusões que as condições climáticas são uma das possíveis causas da distribuição geográfica de *L. theobromae* (Úrbez-Torres et al., 2006; Úrbez-Torres, 2011; Úrbez-Torres et al., 2013).

Controle

O manejo das doenças do tronco da videira causadas por espécies de Botryosphaeriaceae tem sido tradicionalmente alcançado pela remoção das partes infectadas (cirurgia), um método de controle largamente utilizado para prolongar a longevidade das videiras infectadas por *Eutypa lata* e outros fungos. Esta remoção inclui a poda drástica dos braços e parte do tronco infectado, no mínimo 10 cm abaixo dos sintomas vasculares visíveis (cancros, podridões internas e pontuações). Esta operação deve ser realizada na época mais seca do ano, ou seja, com menor ocorrência de chuvas. Os novos ramos brotados serão reconduzidos para formação da nova copa. Plantas severamente atacadas, podridões internas avançadas devem ser arrancadas e substituídas (Úrbez-Torres et al., 2013). Todos os restos culturais infectados devem ser retirados do vinhedo visando reduzir fontes de inóculo do patógeno para novas infecções. A aplicação de fungicidas nos ferimentos da poda

é altamente recomendada (Sosnowski et al., 2005). Por outro lado, a aplicação tinta látex nos ferimentos da poda possibilita um certo grau de proteção, mas não é aceitável como método de controle. A falta de eficiência do controle pode ser devida as diferenças na virulência entre espécies do patógeno. Alguns fungicidas testados em outros países com redução das infecções do patógeno são captan, iprodione (Epstein et al., 2008), tiofanato metílico, piraclostrobina, ciproconazole + iodocarb e pasta de boro (Rolshausen et al., 2010). Em outro ensaio, o tratamento de mudas de videira cv. Aragonez enxertada em Paulsen 1103 com ciprodinil + fludioxinil ou ciprodinil reduziu significativamente a incidência e severidade de fungos Botryosphaeriaceus em relação a testemunha (Rego et al., 2009). Já estudos conduzidos em vinhedos da África do Sul mostraram que fungicidas fluzilazole e benomil, como também produtos biológicos, *Trichoderma* e *Bacillus*, não reduziram as infecções por espécies de Botryosphaeriaceae (Halleen et al., 2010; Úrbez-Torres, 2011). Pulverizações após a poda apresentaram bons resultados quando fungicidas foram aplicados em mistura com surfactante organossiliconado (Herche & Gubler, 2010 citado por Úrbez-Torres, 2011). O controle completo de fungos Botryosphaeriaceus e de outros patógenos causadores de outras doenças do tronco da videira tem sido complicado, no presente momento, devido ao fato de um simples ingrediente ativo não controlar o amplo espectro de espécies presentes nos diferentes ambientes (Úrbez-Torres & Gubler, 2011).

Outras medidas recomendadas são a poda dupla, uma prática cultural largamente utilizada para reduzir infecções causadas por *E. lata* na Califórnia, que foi provado ser também muito eficiente em reduzir infecções causadas por *L. theobromae* e *N. parvum* (Úrbez-Torres & Gubler, 2009). A poda dupla assegura que os ferimentos são realizados quando o patógeno apresenta menos probabilidade de sucesso em colonizar os tecidos expostos, devido a sua presença no ambiente está limitada pelas condições climáticas ou pela diminuição da suscetibilidade dos ferimentos da poda (Úrbez-Torres, 2011).

As observações mostraram que mesmo com as causas primárias definidas, o declínio agrava-se quando a videira está em estresse de qualquer natureza, como estresse hídrico e desequilíbrio

nutricional. A redução da ação dos fatores que provocam estresse nas plantas poderá diminuir o efeito do declínio e às vezes até controlá-lo. Como medidas gerais de controle são recomendadas: utilizar material propagativo sadio, evitar podas durante períodos chuvosos, desinfestar frequentemente as ferramentas com hipoclorito de sódio, proteger os ferimentos da poda com pasta à base de fungicida ou pasta bordalesa, eliminar as partes atacadas e os esporões que não brotaram, pulverizar as plantas com fungicidas durante o período de repouso das plantas e evitar o estresse hídrico (Sônego et al., 2005; Garrido & Botton, 2015).

Trabalhos Desenvolvidos

Um trabalho foi desenvolvido por Gava et al. (2010) com o objetivo de identificar, por meio

da morfologia, anamorfos de *Botryosphaeria* associados à podridão descendente da videira. Para isso foram coletados 44 isolados, procedentes do RS, SC, PR e SP, obtidos de 29 cultivares de uvas para processamento e mesa. Amostras do tecido apresentando cancro foram retiradas do tronco e em seguida desinfestadas, depositadas sobre meio BDA (batata-dextrose-ágar) e incubadas a 25°C. Isolamentos monospóricos foram obtidos e repicados para meio BDA. As colônias permaneceram sob luz contínua até a esporulação. Observações morfológicas e medidas dos conídios foram realizadas para os isolados que esporularam em BDA, contendo pedaços de ramos lignificados, previamente autoclavados por dois dias consecutivos. As estruturas foram montadas em lâminas contendo lactofenol e, para cada isolado, foram realizadas 30 medições sob microscópio óptico. Com auxílio de chaves dicotômicas e trabalhos publicados realizou-

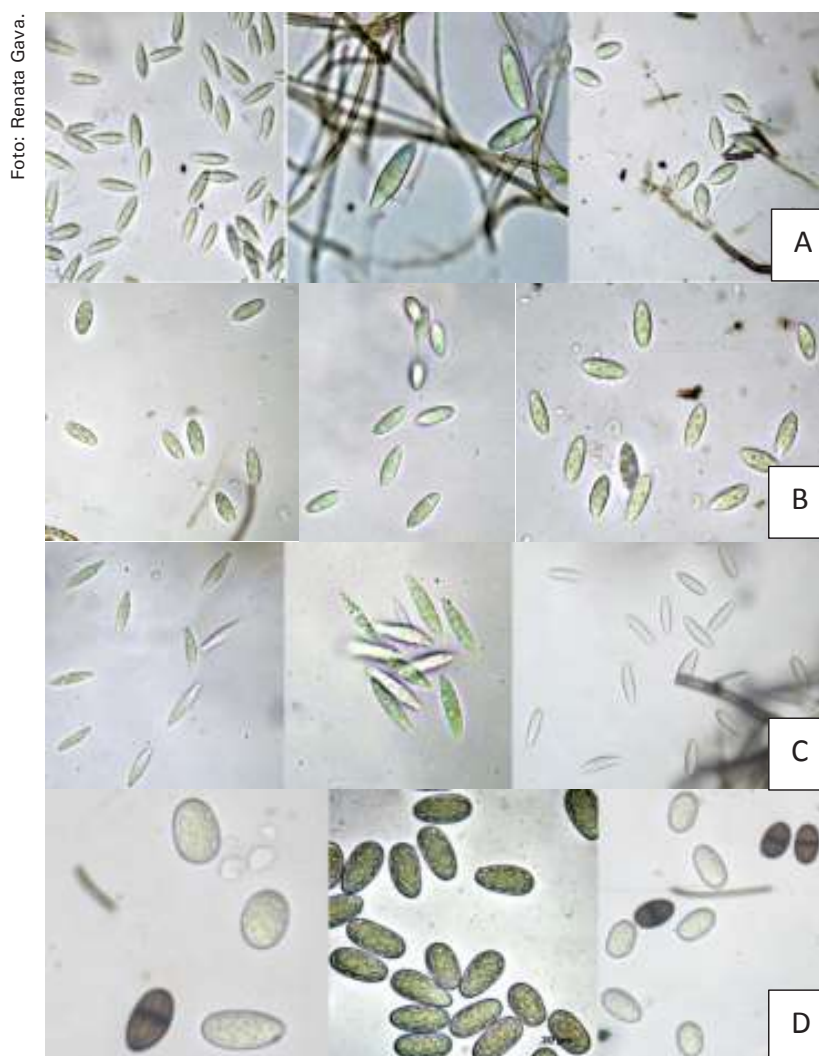


Fig. 4. Conídios de *Neofusicoccum* spp. (A); *Neofusicoccum luteum* (B); *Fusicoccum aesculi* (C) e *Lasiodiplodia theobromae* (D).

Um outro estudo foi conduzido por Nalin et al. (2010) cujo objetivo foi avaliar a variabilidade genética de isolados de Botryosphaeriaceae associados à podridão-descendente da videira com marcadores moleculares. Isolados de Botryosphaeriaceae obtidos de 29 cultivares de videira apresentando sintomas de podridão-descendente, procedentes do RS, SC, PR e SP, foram utilizados neste estudo. O DNA foi extraído e a análise molecular foi conduzida após a amplificação dos fragmentos via PCR. Inicialmente uma análise RAPD exploratória foi conduzida para investigar a variabilidade dos isolados, utilizando 110 fragmentos obtidos utilizando 24 primers. Subsequentemente, a região ITS foi amplificada utilizando primers ITS4 e ITS5 e os fragmentos foram digeridos com nove enzimas de restrição. A análise foi efetuada utilizando-se o programa NTSYS para estimar a similaridade entre os isolados bem como a classificação por agrupamento UPGMA. O dendograma resultante da análise RAPD mostrou uma similaridade (coeficiente de DICE) entre 45 e 100%. Já a análise de ITS variou de 24 a 100%. Em ambas as análises dois grupos foram observados. Um grupo foi formado por três espécies relacionadas à Botryosphaeriaceae: *Sphaeropsis viticola*, *Neofusicoccum luteum* e *Fusicoccum aesculi*. O gênero *Lasiodiplodia* agrupou-se no segundo grupo. Para a caracterização molecular torna-se necessário o sequenciamento dos produtos do ITS e a sua comparação com fragmentos depositados no GenBank. Ambas as análises confirmaram a variabilidade dos isolados de Botryosphaeriaceae coletados e proporcionaram suporte ao estudo morfológico.

No ano de 2015, 144 amostras de videira foram encaminhadas ao Laboratório de Fitopatologia da Embrapa Uva e Vinho, Bento Gonçalves, RS, para a análise de fungos fitopatogênicos. A grande maioria das amostras foi resultante de plantas com declínio e morte de videira. O objetivo do trabalho foi diagnosticar as principais causas da morte de videiras em cultivares americanas, híbridas e europeias. Inicialmente, as amostras foram examinadas quanto à presença de podridões internas na região próxima aos cortes de poda, enxertia e base das plantas. Também foi examinada a região do floema no tronco das plantas. Pedacinhos de tecido foram retirados, submetidos à desinfestação, depositados em meio BDA e incubados de sete a 10

dias sob condições controladas. Seções de tecidos com pontuações escuras ou apodrecimentos foram colocadas em câmara-úmida durante sete dias à temperatura ambiente. Após o tempo de incubação, as estruturas reprodutivas foram avaliadas sob microscópio estereoscópio e óptico, utilizando chaves dicotômicas. Do total de cultivares analisadas 97, 13 e 34 eram americanas, híbridas e europeias, respectivamente. Destas, 27,8%, 15,3% e 29,4% apresentaram *Botryosphaeria* sp. (Gava et al., 2015a).

Programas para certificação de materiais propagativos de videira são realidade na maior parte dos países com tradição vitivinícola. Para a efetivação destes programas é necessário o estabelecimento de padrões que caracterizem os materiais em relação às qualidades fitossanitária e morfológica. No Brasil, tais padrões inexistem e, antes da sua definição, seria recomendável o levantamento da realidade de campo. Pensando nisso, Grohs et al. (2015) realizaram um levantamento inicial de pragas em viveiros de mudas de videira na safra 2014/2015. Foram verificados cinco viveiros comerciais que utilizam a técnica de enxertia de mesa para produção de mudas do tipo raiz nua. Para a diagnose de fungos foram coletadas, em canteiros de enraizamento, 58 mudas com sintomas perceptíveis (cultivar Bordô enxertada sobre Paulsen 1103) e “sem pegamento” (mudas nas quais a brotação e/ou raízes não foram plenas). As amostras foram coletadas aleatoriamente nas áreas e, em seguida, encaminhadas ao laboratório, onde foram processadas utilizando o método de câmara úmida e isolamento em meio de cultura. Os resultados revelaram que 91% das amostras “sem pegamento” apresentaram alguma contaminação, destacando-se como de maior incidência: *Botryosphaeria* sp., *Ilyonectria* sp. e *Phaeoacremonium* sp., respectivamente. A presença de podridão-descendente na região da enxertia tem sido comum em mudas de videira, o que tem contribuído para a inviabilização de novos plantios (L. Garrido, com. Pessoal).

Em outro ensaio, Gava et al. (2015b) avaliaram o progresso da doença em dois grupos de cultivares, em condições de casa de vegetação: o primeiro composto pelas cvs. Bordô, Cabernet Sauvignon, Concord, Isabel e Merlot, com 3 anos; e o segundo com as cvs. Carmen, Magna e Violeta, com 6 meses.

As plantas foram inoculadas no tronco com palitos contendo micélio do fungo. Para as testemunhas foram usados palitos sem o fungo. Mensalmente, durante seis meses, as plantas inoculadas e as testemunhas foram avaliadas no laboratório quanto à presença de podridão no local de inoculação e foi efetuada a medição de sua extensão. O comprimento da lesão interna do lenho não diferiu entre as cvs Merlot e Bordô, por outro lado, esta primeira cultivar diferiu significativamente dos valores observados nas outras cultivares do mesmo grupo. As cultivares híbridas, do segundo grupo, não diferiram significativamente no comprimento da lesão. Corroborando os resultados acima, as cvs. Merlot e Bordô apresentaram maior AACPD, seguido da C. Sauvignon, Concord e Isabel. Já o grupo das cvs. híbridas, Magna, Carmen e Violeta, apresentaram valores menores da AACPD, em ordem decrescente. Logo, a suscetibilidade pode variar em função da genética do material e idade.

Referências

- AMPONSAH, N. T.; JONES, E. E.; RIDGWAY, H. J.; JASPERS, M. V. Factors that affect the infection of grapevine tissues with *Botryosphaeria* species. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 48, n. 1, p. 176, 2009.
- BASKARATHEVAN, J.; JASPERS, M. V.; JONES, E. E.; RIDGWAY, H. J. Use of endogenous molecular markers to measure rain water splash dispersal of *Neofusicoccum* species in the vineyard. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 49, n. 1, p.107, 2010.
- BERTSCH, C.; RAMÍREZ-SUERO, M; MAGNIN-ROBERT, M.; LARIGNON, P.; CHONG, J.; ABOU-MANSOUR, E.; SPAGNOLO, A.; CLÉMENT, C.; FONTAINE, F. Grapevine trunk diseases: complex and still poorly understood. **Plant Pathology**, v. 62, n. 2, p. 243-265, 2013.
- BILLONES-BAAIJENS, R.; JASPERS, M.; ALLARD, A.; HONG, Y.; RIDGWAY, H.; JONES, E. Management of *Botryosphaeriaceae* species infection in grapevine propagation materials. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 54, p. 355-367, 2015.
- BOSTOCK, R. M.; STERMER, B. A. Perspectives on wound-healing in resistance to pathogens. **Annual Review of Phytopathology**, v. 27, p. 343-371, 1989.
- CROUS, P. W.; SLIPPERS, B.; WINGFIELD, M. J.; RHEEDER, J.; MARASAS, W. F. O.; PHILIPS, A. J. L.; ALVES, A.; BURGESS, T.; BARBER, P.; GROENEWALD, J. Z. Phylogenetic lineages in the *Botryosphaeria*. **Studies in Mycology** v. 55. p. 235-253, 2006.
- EPSTEIN, L.; SUKHWINDER, K.; VANDERGHEYNST, J.S. Botryosphaeria-related dieback and control investigated in noncoastal California grapevines. **California Agriculture**, v. 62, p. 161-166, 2008.
- EVIDENTE, A.; PUNZO, B.; ANDOLFI, A.; CIMMINO, A.; MELCK, D.; LUQUE, J. Lipophilic phytotoxins produced by *Neofusicoccum parvum*, a grapevine canker agente. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 49, p. 74-79, 2010.
- FISHER, M. A new wood-decaying basidiomycete species associated with esca of grapevine: *Fomitiporia mediterranea* (Hymenochaetales). **Mycological Progress**, v. 1, n. 3, p. 315-324, 2002.
- GALLOTTI, G. J. M.; ANDRADE, E. R. de; SÔNEGO, O. R.; GARRIDO, L. da R.; GRIGOLETTI JÚNIOR, A. **Doenças da videira e seu controle em Santa Catarina**. Florianópolis: Epagri. 2004. 90 p. (Epagri. Boletim Técnico, 51).
- GARRIDO, L. da R.; BOTTON, M.; MELO, G. W. B. de; FAJARDO, T. V. M.; NAVES, R. de L. **Manual de identificação e controle de doenças, pragas e deficiências nutricionais da videira**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho. 2008. 78 p.
- GARRIDO, L. da R.; GAVA, R.; URBEN, A. F.; RITSCHER, P. S. Podridão-descendente da videira no Brasil. In: Congresso Brasileiro de Fitopatologia, 44., 2001, Bento Gonçalves. **Anais...** Bento Gonçalves, RS: Embrapa, Mesa redonda 4, p. 1363-1364, 2011.
- GARRIDO, L. da R.; GAVA, R. **Manual de doenças fúngicas da videira**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2014. 101 p.
- GARRIDO, L. da R.; BOTTON, M. **Recomendações técnicas para o manejo das pragas e doenças fúngicas da videira na região Sul do Brasil**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2015. (Embrapa Uva e Vinho. Circular Técnica, 117).

- GAVA, R.; MENEGOTTO, M.; URBEN, A. F.; GARRIDO, L. R. Identification of Botryosphaeriaceae anamorphs associated to grapevine in Brazil. In: International Workshop on Grapevine Trunk Disease, 7, 2010, Santa Cruz. **Book of abstracts**. Santa Cruz, Chile: Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronomicas, Laboratorio de Fitopatología Frutal y Molecular, 2010. p. 38.
- GAVA, R.; CAROLLO, L.; GARRIDO, L. da R. Análise fitopatológica de amostras de videira encaminhadas ao Laboratório de Fitopatologia da Embrapa Uva e Vinho. In: CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 15.; Congresso Brasileiro de Viticultura e Enologia, 13.,2015, Bento Gonçalves. **Resumos...** Bento Gonçalves: ABE; Embrapa Uva e Vinho, 2015a. p. 294.
- GAVA, R.; CAROLLO, L.; GARRIDO, L. da R. Progreso da podridão-descendente em cultivares de videira. In: CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 15.; Congresso Brasileiro de Viticultura e Enologia, 13.,2015, Bento Gonçalves. **Resumos...** Bento Gonçalves: ABE; Embrapa Uva e Vinho, 2015b. p. 295.
- GROHS, D. S.; FAJARDO, T. V. M.; GARRIDO, L. da R.; VIANA, G.; ROSA, C. da; GAVA, R.; FELDBERG, N. P. Levantamento da qualidade fitossanitária e morfológica na produção comercial de mudas de videira. In CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 15.; Congresso Brasileiro de Viticultura e Enologia, 13.,2015, Bento Gonçalves. **Resumos...**Bento Gonçalves: ABE; Embrapa Uva e Vinho, 2015. p.296.
- HALLEEN, F.; FOURIE, P. H.; LOMBARD, P. J. Protection of grapevine pruning against *Eutypa lata* by biological and chemical methods. **South African Journal of Enology and Viticulture**, v. 31, n. 2, p. 125-132, 2010.
- LARIGNON, P.; FULCHIC, R. ; CERE, L.; DUBOS, B. Observation on black dead arm in French vineyards. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 40, Supplement, p. S336-S342, 2001.
- MARTOS, S.; ANDOLFI, A.; LUQUE, J.; MUGNAI, L.; SURICO, G.; EVIDENCE, A. Production of phytotoxic metabolites by five species of Botryosphaeriaceae causing decline on grapevines, with special interest in the species *Neofusicoccum luteum* and *N. parvum*. **European Journal of Plant Pathology**, v. 121, n. 4, p. 451-461, 2008.
- MUNDY, D. C.; MANNING, M. A. Physiological response of grapevine to vascular pathogens: a review. **New Zealand Plant Protection**, v. 64, p. 7-16, 2011.
- NALIN, R.; RUSSI, A.; DEQUIGIOVANNI, G.; GAVA, R.; QUECINI, V.; GARRIDO, L. da R.; RITSCHER, P. S. Genetic variability of Botryosphaeriaceae associated with grapevine in Brazil using RAPD and polymorphisms of rRNA-ITS region. In: International Workshop on Grapevine Trunk Disease, 7, 2010, Santa Cruz. **Book of abstracts**. Santa Cruz, Chile: Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronomicas, Laboratorio de Fitopatología Frutal y Molecular, 2010. p. 39
- PEARSON, R. C.; GOHEEN, A. C. (Eds.). **Compendium of grape diseases**. Minnesota: APS Press, 1988. 93 p.
- REGO, C.; NASCIMENTO, T.; CABRAL, A.; SILVA, M. J.; OLIVEIRA, H. Control of grapevine wood fungi in commercial nurseries. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 48, p. 128-135, 2009.
- ROLSHAUSEN, P. E.; ÚRBEZ-TORRES, J. R.; ROONEY-LATHAM, S.; ESKALEN, A.; SMITH, R. J.; GUBLER, W. D. Evaluation of pruning wound susceptibility and protection against fungi associated with grapevine trunk diseases. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 61, n. 1, p. 113-119, 2010.
- SMITH, D. R.; STANOSZ, G. R. Molecular and morphological differentiation of *Botryosphaeria dothidea* (anamorph *Fusicoccum aesculi*) from some other fungi with *Fusicoccum* anamorphs. **Mycologia**, v. 93. N. 3, p. 505-515. 2001.
- SÔNEGO, O. R.; GARRIDO, L. da R.; GRIGOLETTI JÚNIOR, A. **Principais doenças fúngicas da videira no Sul do Brasil**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho. 2005. 40 p. (Embrapa Uva e Vinho. Circular Técnica, 56).
- SOSNOWSKI, M.; EDWARDS, J.; WICKS, T.; SCOTT, E.; LARDNER, R. What`s happening in the world of grapevine trunk diseases? **The Australian &**

New Zealand Grapegrower & Winemaker, v. 35. p. 18-21. 2005.

ÚRBEZ-TORRES, J. R. The status of *Botryosphaeriaceae* species infecting grapevines. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 50, (supplement), p. S5-S45, 2011.

ÚRBEZ-TORRES, J. R.; GUBLER, W. D. Pathogenicity of *Botryosphaeriaceae* species isolated from grapevine cankers in Califórnia. **Plant Disease**, v. 93, n. 6, p. 584-592, 2009.

ÚRBEZ-TORRES, J. R.; GUBLER, W. D. Susceptibility of grapevine pruning wounds to infection by *Lasiodiplodia theobromae* and *Neofusicoccum parvum*. **Plant Pathology**, v. 60, n. 2, p. 261-270, 2011.

ÚRBEZ-TORRES, J. R.; LEAVITT, G. M.; VOGEL, T. M.; GUBLER, W. D. Identification and distribution of *Botryosphaeria* spp. associated with grapevine cankers in Califórnia. **Plant Disease**, v. 90, n. 12, p. 1490-1503, 2006.

ÚRBEZ-TORRES, J. R.; GUBLER, W. D.; LEAVITT, G. M. *Botryosphaeria dieback*. In: BETTIGA, L.J. (Ed.). **Grape pest management**. Oakland, Califórnia: University of Califórnia: Agriculture and Natural Resources, p. 104-109, 2013.

ÚRBEZ-TORRES, J. R.; BATTANY, M.; BETTIGA, L. J.; GISPERT, C.; MCGOURTY, G.; RONCORONI, J.; SMITH, R. J.; VERDEGAAL, P.; GUBLER, W. D. *Botryosphaeriaceae* species spore-trapping studies in Califórnia vineyards. **Plant Disease**, v. 94, n. 6, p. 717-724, 2010.

VAN NIEKERK, J. M.; CROUS, P. W.; GROENEWALD, J. Z.; FOURIE, P. H.; HALLEN, F. DNA phylogeny, morphology and pathogenicity of *Botryosphaeria* species on grapevines. **Mycologia**, v. 96, n. 4, p. 781-798, 2004.

VAN NIEKERK, J. M.; HALLEN, F.; FOURIE, P. H. Susceptibility of grapevine pruning wounds to trunk pathogens infection in South Africa. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 46, n. 1, p. 114-115, 2007.

VAN NIEKERK, J. M.; CALITZ, F. J.; HALLEN, F.; FOURIE, P. H. Temporal spore dispersal patterns of grapevine trunk pathogens in South Africa. **European Journal of Plant Pathology**, v. 127, n. 3, p. 375-390, 2010.

VAN NIEKERK, J. M.; HALLEN, F.; FOURIE, P. H. Temporal susceptibility of grapevine pruning wounds to trunk pathogen infection in South African grapevines. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 50, (Supplement), p. S139-S150, 2011.

Circular Técnica, 135

Ministério da
Agricultura, Pecuária
e Abastecimento



Embrapa Uva e Vinho
Rua Livramento, 515 - Caixa Postal 130
95701-008 Bento Gonçalves, RS
Fone: (0xx) 54 3455-8000
Fax: (0xx) 54 3451-2792
<https://www.embrapa.br/uva-e-vinho/>
<https://www.embrapa.br/fale-conosco/sac>

1ª edição
Publicação digitalizada (2017)

Comitê de Publicações

Presidente: César Luis Girardi
Secretária-Executiva: Sandra de Souza Sebben
Membros: Adelião Cargnin, Alexandre Hoffmann,
Ana Beatriz da Costa Czermainski, Henrique
Pessoa dos Santos, João Caetano Fioravanço,
João Henrique Ribeiro Figueredo, Jorge Tonietto,
Rochelle Martins Alvorcem e Viviane Maria Zanella
Bello Fialho

Expediente

Editoração gráfica: Cristiane Turchet
Normalização: Rochelle Martins Alvorcem