

Ação de quitosana sobre o desenvolvimento de *Plasmopara viticola* e *Elsinoe ampelina*, *in vitro* e em videiras cv. Isabel

Aline José Maia*¹, Renato Vasconcelos Botelho¹, Cacilda Márcia Duarte Rios Faria¹, Carla Daiane Leite¹

*Parte da dissertação de mestrado apresentada a Universidade Estadual do Centro Oeste, para a obtenção do título de mestre. Bolsista Capes;

²Departamento de Agronomia da Universidade Estadual do Centro Oeste, Rua: Simeão Camargo Vilela de Sá, 3 - Bairro Cascavel, CEP 85040080, Guarapuava, Paraná.

Autor para correspondência: Aline José Maia (alymaia2005@yahoo.com.br)

Data de chegada: 31/08/2009. Aceito para publicação em: 27/07/2010.

1672

RESUMO

Maia, A.J.; Botelho, R.V.; Faria, C.M.D.R.; Leite, C.D.. Ação de quitosana sobre o desenvolvimento de *Plasmopara viticola* e *Elsinoe ampelina*, *in vitro* e em videiras cv. Isabel. *Summa Phytopathologica*, v.36, n.3, p.203-209, 2010.

Este trabalho teve como objetivos avaliar o efeito da quitosana no controle dos fungos *Plasmopara viticola* e *Elsinoe ampelina*, agentes causais do míldio e da antracnose da videira, respectivamente. As concentrações de 0, 20, 40, 80 e 160 mg L⁻¹ de quitosana foram utilizadas nos seguintes experimentos: testes de crescimento micelial, de germinação de esporos e ensaio em condições de campo. Para os dois últimos ensaios, adicionou-se tratamentos padrões com mancozeb e calda bordalesa. Verificou-se redução no crescimento micelial de *E. ampelina* sendo que a maior concentração de quitosana (160 mg L⁻¹) reduziu em 57% o

desenvolvimento do fungo, 192 horas após incubação. Nos testes de germinação, a dose de 160 mg L⁻¹ de quitosana reduziu a germinação de esporos de *E. ampelina* em aproximadamente 98% e de *P. viticola* em 60%, não diferindo dos tratamentos com calda bordalesa e mancozeb. Nos ensaios a campo as maiores doses de quitosana (80 e 160 mg L⁻¹) apresentaram um decréscimo na severidade de antracnose entre 93 e 81%. Para o míldio, a concentração de 160 mg L⁻¹ apresentou um decréscimo de aproximadamente 81%. Baseando-se nestes resultados, pode-se concluir que a quitosana tem um grande potencial no controle do míldio e da antracnose da videira.

Palavras-chave adicionais: *Vitis labrusca*, controle alternativo, míldio, antracnose, fruteiras de clima temperado.

ABSTRACT

Maia, A.J.; Botelho, R.V.; Faria, C.M.D.R.; Leite, C.D. Chitosan action on *Plasmopara viticola* and *Elsinoe ampelina* development *in vitro* and in grapevines cv. Isabel. *Summa Phytopathologica*, v.36, n.2, p.203-209, 2010.

This work aimed to evaluate the effect of chitosan on the control of fungi *Elsinoe ampelina* and *Plasmopara viticola*, the causal agents of downy mildew and anthracnose in grapevines, respectively. The concentrations of 0, 20, 40, 80 and 160 mg L⁻¹ chitosan were used in the following trials: mycelial growth, spore germination, and experiment in field conditions. For the last two trials standard treatments with mancozeb and bordeaux mixture were added. There was a reduction in *E. ampelina* mycelial growth and the highest chitosan concentration (160 mg L⁻¹) decreased by 57% the fungus development at 192 hours after incubation. In

the germination tests, the concentration of 160 mg L⁻¹ chitosan reduced spore germination in *E. ampelina* by approximately 98% and *P. viticola* by 60%, not differing from the treatments with bordeaux mixture and mancozeb. In the field trial the highest chitosan concentrations (80 and 160 mg L⁻¹) decreased anthracnose severity between 93 and 81%. For downy mildew, the concentration of 160 mg L⁻¹ decreased the disease by approximately 81%. Based on these results, chitosan has a great potential for the control of downy mildew and anthracnose in grapevines.

Keywords: *Vitis labrusca*, alternative control, downy mildew, anthracnose, vines, fruit trees of temperate climates.

A videira é economicamente uma das mais importantes fruteiras cultivadas no mundo, devido às inúmeras utilizações dos seus frutos para consumo *in natura* e processamento (18).

As doenças fúngicas são um dos principais problemas de interesse econômico na viticultura, devido às grandes perdas registradas. Entre as principais doenças fúngicas, destacam-se o míldio, doença causada pelo fungo *Plasmopara viticola*, e a antracnose cujo agente causal é o fungo *Elsinoe ampelina*, responsáveis pelos maiores danos para a viticultura no sul do Brasil, assim como em outras regiões vitícolas do mundo. Essas doenças são especialmente sérias em anos com elevada precipitação, alta umidade relativa e longos períodos de umidade sobre

folhas e frutos e, em alguns anos são tão severas a ponto de comprometer não só a produção do ano como também produções futuras (25).

O fungicida mais utilizado e mais eficiente no controle do míldio e antracnose é a calda bordalesa, entretanto, a calda bordalesa assim como todos os cúpricos, tem o inconveniente de poder causar fitotoxicidade nas partes jovens da planta além de comprometer o sistema de condução, devido sua ação corrosiva. Em função destas características, os cúpricos são recomendados apenas após a frutificação. Além disso, inúmeros são os fungicidas sintéticos utilizados na viticultura em larga escala para o controle destas doenças,

tais como: captan, metalaxyl, cymoxanil e mancozeb (1). A solubilidade destes produtos, além de sua ação sistêmica são os principais fatores de risco para a contaminação de resíduos dos subprodutos da uva (21).

De acordo com Cabras & Angioni (7), o mosto de uva e o vinho podem apresentar resíduo de agroquímicos. Soleas & Goldberg (24) analisando 26 agroquímicos em sucos de uva bruto antes da fermentação, verificaram que os agroquímicos mais frequentemente encontrados foram: folpete, captan, carbaril e dimetoato. Além disso, Navarro et al. (15) observaram que quatro dias após a vinificação, o vinho apresentou teores residuais de mancozeb, penconazole, vinclozolin, fenarimol e metalaxyl. Isto, conseqüentemente, é o resultado do uso de fungicidas/inseticidas na viticultura, portanto, estes resíduos podem permanecer na videira e serem transferidos para o vinho (17), embora a mobilidade dos agroquímicos de uvas para vinho é geralmente reduzido, devido ao processo de vinificação (esmagamento, prensagem, estabilização, etc) (7).

A preocupação com a segurança alimentar tem levantado questionamento sobre a agricultura moderna, aumentando a demanda pela produção orgânica, a qual preserva os agroecossistemas através do uso adequado dos recursos naturais e obtenção de alimentos de maior qualidade (23).

Diante do exposto, o uso de compostos naturais ou biodegradáveis, não-tóxicos, derivados de animais ou plantas, que apresentem efeito fungistático ou induzam a resistência natural das plantas, tem tomado destaque entre os fitopatologistas (4). Dentre estas alternativas, encontra-se a quitosana, que é um polissacarídeo obtido através da desacetilação da quitina, presente na carapaça de crustáceos (camarões, caranguejos e siris), e na parede celular de fungos (*Aspergillus niger* e *Penicillium notatum*) (26), com efeito, fungistático e indutor dos mecanismos de defesa das plantas (27). Camilli et al. (8) verificaram que a quitosana aplicada em frutos de uva cv. Itália demonstrou ser eficiente no controle de *Botrytis cinerea*. Muñoz et al. (14) observaram que a aplicação de 1,0 e 2,5% de quitosana também reduziu o tamanho das lesões em frutos de tomates e bagas de uvas.

Neste sentido, o objetivo do trabalho foi de avaliar o efeito *in vitro* e *in vivo* da quitosana no controle de *P. viticola* e *E. ampelina*, agentes causais do míldio e antracnose da videira, respectivamente.

MATERIAL E MÉTODOS

Produtos utilizados para o controle dos patógenos

Como fonte de quitosana foi utilizado o produto comercial Fish Fértil Quitosana® (20 g L⁻¹ de quitosana, Fish Indústria e Comércio de Fertilizantes Ltda., Mogi-Mirim-SP). Como controle positivo, utilizou-se o princípio ativo mancozeb (Manzate® 800, fabricado por Dow AgroSciences Industrial LTDA-Barueri-SP), empregando-se a dose indicada no rótulo para a cultura. A calda bordalesa na proporção 1:1:100 (sulfato de cobre: cal virgem: água), produto recomendado na agricultura orgânica, foi utilizado como padrão.

Teste *in vitro*

Para este experimento foi realizado isolamento do patógeno, *E. ampelina*, a partir de folhas com lesões provenientes da região de Guarapuava-PR, o qual foi mantido em meio de cultura BDA (batata-dextrose-ágar).

Inicialmente, adicionou-se ao meio BDA as doses de 20, 40, 80 e 160 mg L⁻¹ de quitosana, além da testemunha sem adição do produto.

Em seguida, os meios foram autoclavados durante 20 minutos, a 120 °C e pressão de 1 atm, e vertidos em placas de Petri de 90 mm de diâmetro, onde discos de 8 mm de diâmetro do micélio do fungo foram depositados no centro da placa.

As placas foram incubadas em câmara de crescimento (BOD) a 25 ± 1 °C, com fotoperíodo de 16 horas de luz. Após 48, 92, 144 e 244 horas de incubação, avaliou-se o crescimento micelial através da medida do diâmetro da colônia, com auxílio de paquímetro digital. O delineamento experimental adotado foi inteiramente casualizado, com cinco tratamentos, cinco repetições e parcela experimental constituída por uma placa de Petri. Para validação dos dados o experimento foi repetido duas vezes.

Os resultados foram submetidos à análise de variância e quando significativo se estudou a regressão polinomial ao nível de 5% probabilidade, através do programa estatístico SISVAR (12).

Teste de germinação

Para avaliar o efeito da quitosana sobre a germinação de *P. viticola* e *E. ampelina* utilizou-se uma alíquota de 40 µL de suspensão de esporos (2,2 x 10⁶ esporângios mL⁻¹ e 5,8 x 10⁶ conídios mL⁻¹) e outra de 40 µL de cada concentração de quitosana (0, 20, 40, 80 e 160 mg L⁻¹), além de uma única dose de calda bordalesa e mancozeb como tratamento padrão, não autoclavados. Estes foram colocadas em cada uma das cavidades de uma placa utilizada em teste ELISA (19).

As placas foram incubadas sob luz constante a 20 °C ± 1 °C e 25 ± 1 °C para *P. viticola* e *E. ampelina*, respectivamente. A porcentagem de germinação foi determinada as 2, 6 e 12 horas para *P. viticola* e 12 e 24 horas para *E. ampelina*, após o início do experimento, através do emprego de 20 µL do corante azul algodão de lactofenol para paralisar a germinação.

A avaliação foi realizada através da observação ao microscópio ótico com aumento de 400 vezes. Contaram-se 100 esporos aleatórios por repetição, totalizando 400 esporos por tratamento. Para o fungo *P. viticola* foram considerados esporos germinados aqueles que apresentavam liberação dos zoósporos. Já para *E. ampelina* foram considerados como esporos germinados aqueles que apresentavam qualquer emissão do tubo germinativo. Para validação dos dados apresentados em porcentagem, o experimento foi repetido duas vezes.

Os resultados foram submetidos à análise de variância e regressão polinomial ao nível de 5% probabilidade, através do programa estatístico SISVAR (12).

Experimento em campo

O experimento foi conduzido no período de setembro de 2008 a janeiro de 2009, em vinhedo comercial da cv. Isabel, localizado no município de Guarapuava-PR, com as seguintes coordenadas geográficas: 25° 23' 26" S e 51° 27' 15" O, altitude de 1.120 m. O solo foi classificado como Latossolo bruno distroférrico típico, textura muito argilosa (11). As plantas eram enxertadas sobre porta enxerto '1103 Paulsen', conduzidas em sistema de espaldeira, com espaçamento 2,5 x 2,0m.

Os tratamentos consistiram das seguintes concentrações de quitosana: 0, 20, 40, 80 e 160 mg L⁻¹, além do tratamento padrão com calda bordalesa, por ser um vinhedo conduzido em sistema orgânico. As pulverizações foram realizadas semanalmente com pulverizador manual até o ponto de "gotejamento", nas horas mais frescas do dia, a partir do início da brotação em 10/09/2008, perfazendo um total de 14 aplicações. O delineamento experimental foi em blocos ao acaso contendo cinco tratamentos e cinco repetições, sendo cada planta uma repetição.

Com o aparecimento dos primeiros sintomas, a severidade do míldio e da antracnose da videira foi avaliada em três folhas do ápice de dois ramos por planta, previamente identificadas, utilizando-se uma escala diagramática com notas de um a doze que correspondem de 0% a 100% da área foliar lesionada (2). Com os dados da severidade foi determinada a área abaixo da curva de progresso das doenças (AACPD), segundo Campbell & Madden (9). No total foram realizadas cinco avaliações com intervalos de sete dias.

Todos os resultados foram submetidos à análise de variância e quando significativo realizou-se a comparação de médias pelo teste de Tukey e análise de regressão polinomial ao nível de 5% probabilidade, através do programa estatístico SISVAR (12).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Teste *in vitro*

Para o teste *in vitro*, verificou-se redução no crescimento micelial de *E. ampelina* em função das concentrações de quitosana, com significância para regressão quadrática nas avaliações as 48, 96, 144 e 192 horas após incubação (Figura 1). Notou-se que na concentração de 160 mg L⁻¹ houve maior efeito fungistático, reduzindo em 57% o desenvolvimento de *E. ampelina* quando a avaliação foi realizada 192 horas após a incubação. Resultados semelhantes foram obtidos por Muñoz et al. (14) que verificaram que quitosana a 2% reduziu o crescimento micelial de *Colleotrichum* sp. em 63%. Di Piero & Garda (10) observaram redução do crescimento micelial do fungo *Colletotrichum lindemuthianum*, a partir de 1 mg L⁻¹ de quitosana colocada em meio BDA. Liu et al. (13) verificaram total inibição do crescimento micelial de *B. cinerea* quando utilizou 5% de quitosana.

Teste de germinação

Nos ensaios realizados para a verificação da germinação, houve efeito quadrático em função das doses de quitosana para ambos os fungos. A maior dose (160 mg L⁻¹) reduziu a germinação de esporos de *E. ampelina* em aproximadamente 98%, 12 e 24 horas após incubação,

não havendo diferença da quitosana em relação aos tratamentos com mancozeb e calda bordalesa (Figura 2). Para *P. viticola*, na maioria das avaliações, as concentrações de 80 e 160 mg L⁻¹ não diferiram dos tratamentos com calda bordalesa e mancozeb (Figura 3), exceto na última avaliação em que a calda bordalesa apresentou maior redução de germinação de esporos em relação aos tratamentos com quitosana.

Propriedades fungicidas da quitosana foram relatadas para outros fitopatógenos. Ben-Shalom et al. (6) observaram que a quitosana a 50 µg L⁻¹ inibiu a germinação de esporos e reduziu a elongação do tubo germinativo de *B. cinerea*, enquanto que a dose de 100 µg L⁻¹ reduziu em 75% a germinação de uredosporos de *Puccinia arachidis*, agente causal da ferrugem do amendoim (22). Liu et al. (13) verificaram a total inibição da germinação de esporos quando utilizaram 0,5 e 1% de quitosana, para *Penicillium expansum* e *B. cinerea*, respectivamente.

De acordo com Benhamou (5), possivelmente este mecanismo de ação da quitosana é devido ao seu alto peso molecular e as suas cargas positivas, às quais interferem com os resíduos carregados negativamente das macromoléculas expostas sobre a superfície celular fúngica e, modificam a permeabilidade da membrana plasmática, levando à degeneração e morte do patógeno. No entanto novos testes deverão ser realizados para a confirmação da hipótese.

Experimento em campo

Para os resultados da AACPD, houve efeito quadrático em função das concentrações de quitosana para antracnose, sendo que as maiores doses de quitosana (80 e 160 mg L⁻¹) apresentaram um decréscimo de aproximadamente 93 e 81%, respectivamente, não diferindo do tratamento com calda bordalesa (Figura 4). Para míldio, houve efeito linear negativo em função das concentrações de quitosana, sendo que as concentrações de 40, 80 e 160 mg L⁻¹ apresentaram um decréscimo de aproximadamente 52, 76 e 81%, respectivamente, não diferindo do tratamento com calda bordalesa (Figura 5). Aziz et al. (3) obtiveram resultados semelhantes, quando verificaram que oligômeros da quitosana na concentração de 200 µg mL⁻¹ pulverizado isoladamente ou em combinação com sulfato de cobre (CuSO₄) a 50 µg mL⁻¹ sobre folhas de videira cv. Chardonnay, reduziram a severidade de *P. viticola* em

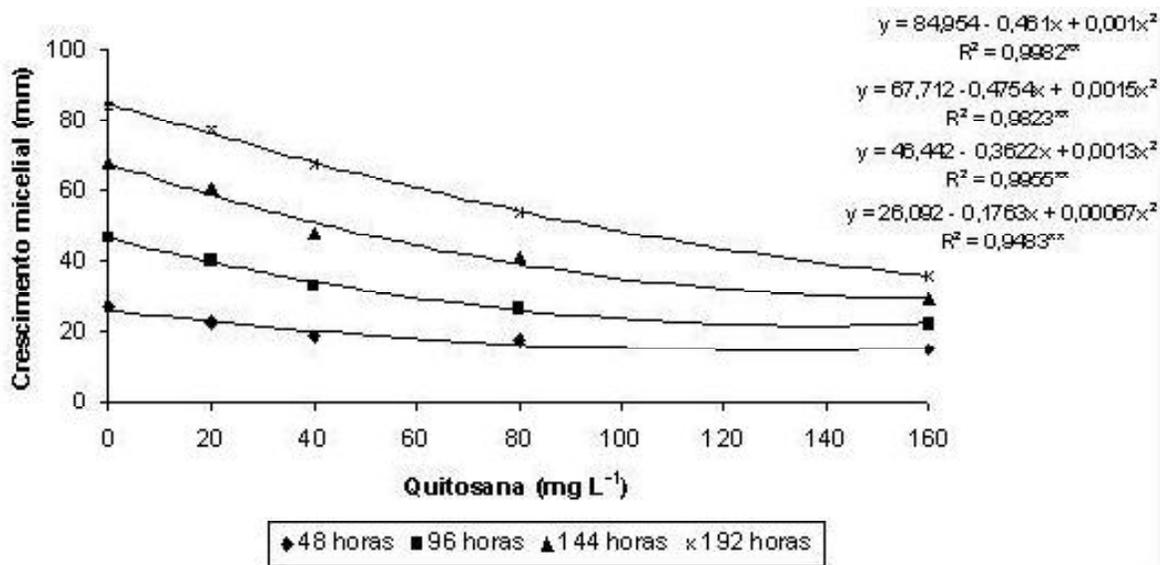


Figura 1. Crescimento micelial (mm) de *Elsinoe ampelina* em função de concentrações crescentes de quitosana, 48, 96, 144 e 192 horas após incubação em câmara de crescimento (Guarapuava-PR, 2008). ** Significativo a 1% de probabilidade.

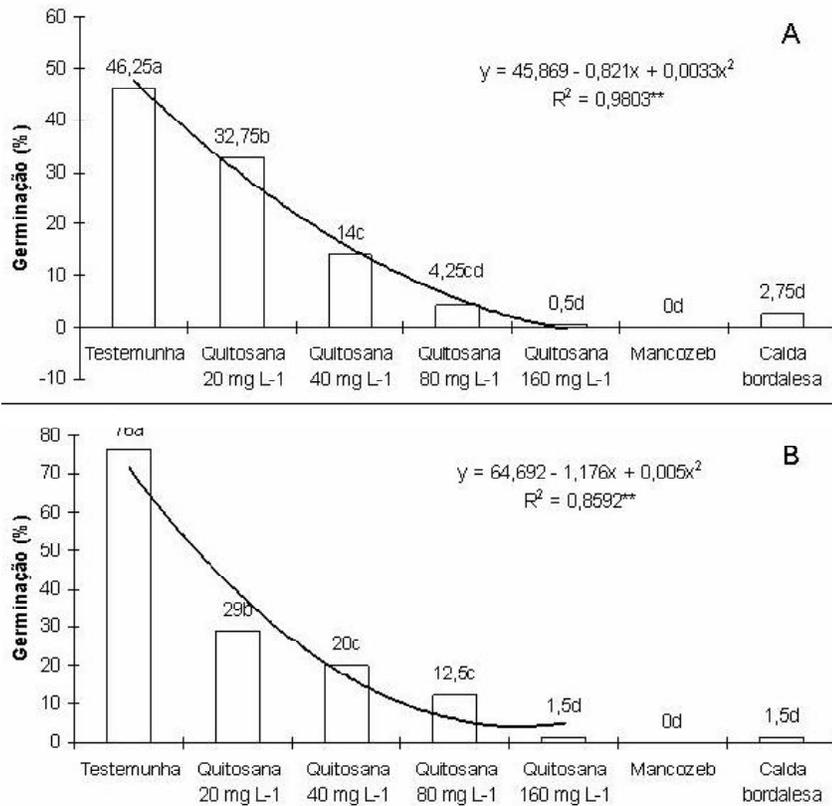
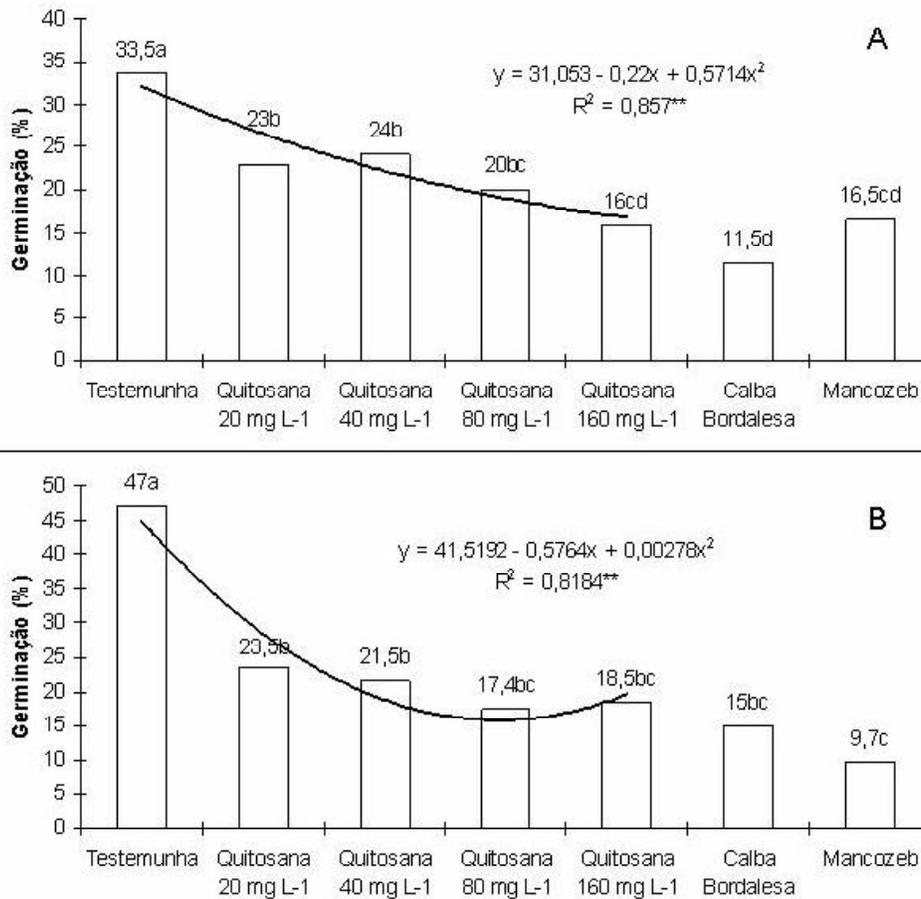


Figura 2. Germinação de esporos de *Elsinoe ampelina*, em diferentes concentrações de quitosana, mancozeb e calda bordalesa 12 (A) e 24 horas (B) após incubação a 25 °C. ** Significativo a 1% de probabilidade.



continua...

...continuação

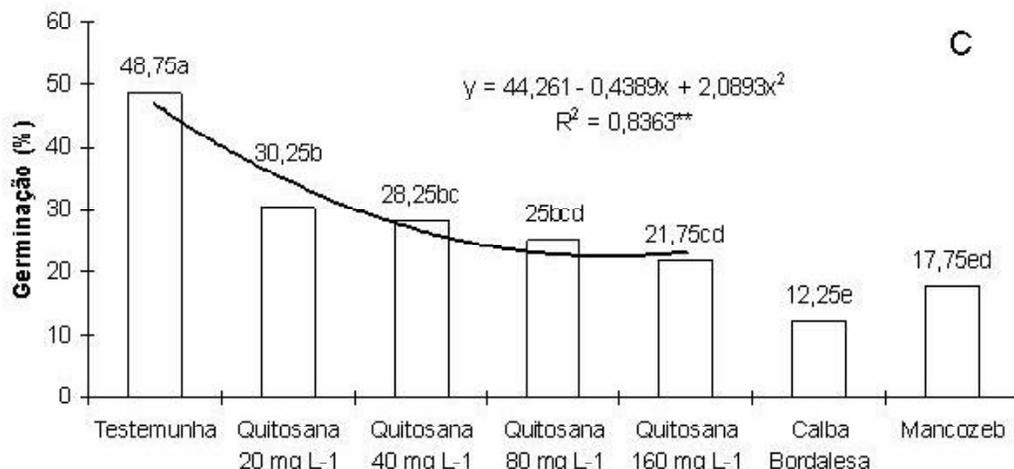


Figura 3. Germinação de esporos de *Plasmopara viticola* em diferentes concentrações de quitosana, calda bordalesa e mancozeb 2 (A), 6 (B) e 12 horas (C) após incubação a 20 °C. **Significativo a 1% de probabilidade.

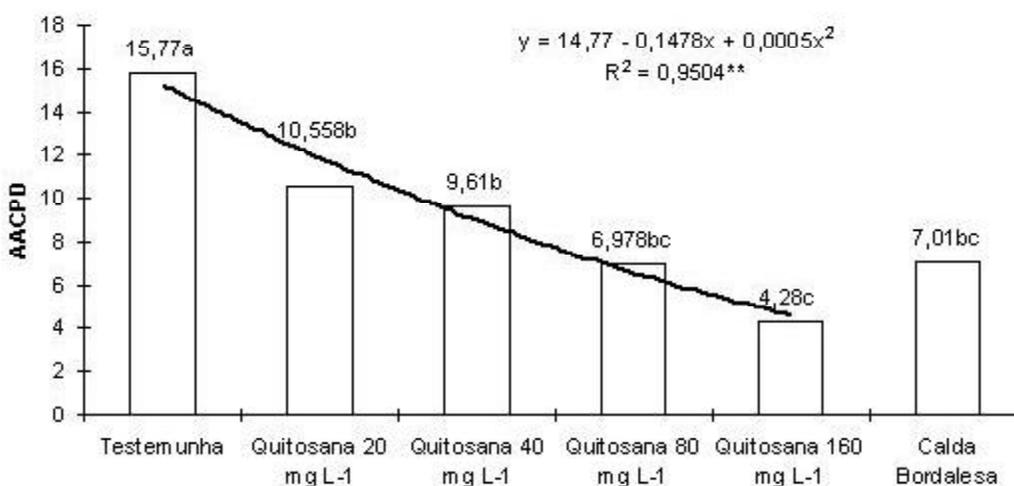


Figura 4. Efeito das doses de quitosana sobre a severidade da antracnose em plantas de videira cv. Isabel. Dados transformados em raiz quadrada de Y + 1.0 - SQRT (Y + 1.0). ** Significativo a 1% de probabilidade.

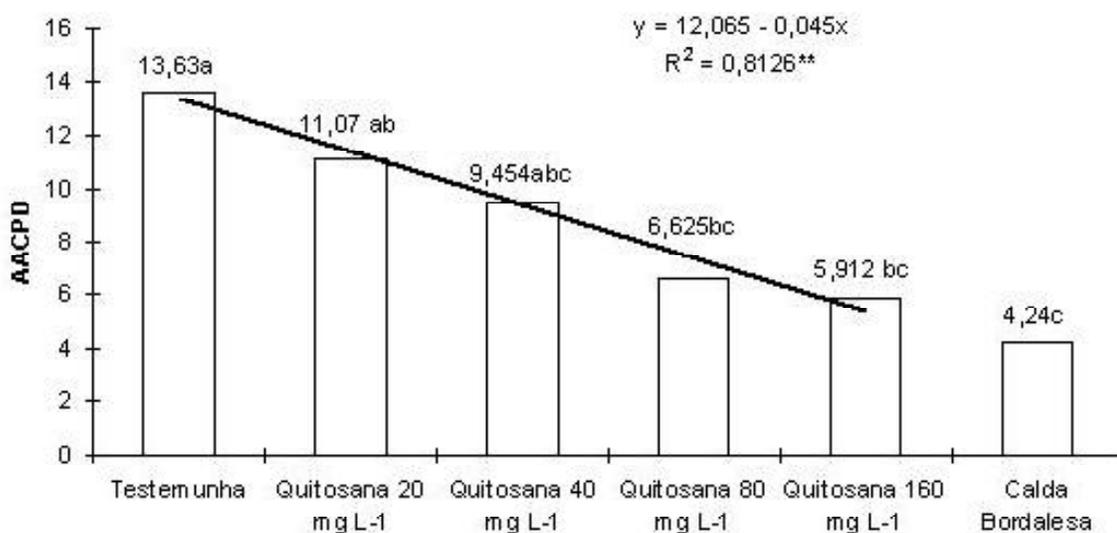


Figura 5. Efeito das doses de quitosana sobre a severidade do míldio em plantas de videira cv. Isabel. Dados transformados em raiz quadrada de Y + 1.0 - SQRT (Y + 1.0). ** Significativo a 1% de probabilidade.

71% e 85%, respectivamente. Do mesmo modo, Di Piero & Garda (10), avaliando o controle da antracnose em feijoeiro-comum com o uso de diferentes doses de quitosana, verificaram redução da severidade da doença em torno de 70%, quando se utilizou 9 mg de quitosana por planta, quatro dias antes da inoculação de *C. lindemuthianum*. Estes resultados sugerem um efeito da quitosana na interação patógeno-hospedeiro, através da ação direta sobre o desenvolvimento do patógeno (16).

Além do efeito fungistático, a quitosana também tem o potencial de ativar enzimas (4) e compostos fenólicos (5) relacionadas com o mecanismo de defesa das plantas. Trabalhos realizados por Vander et al. (28) demonstraram que a quitosana pode induzir a atividade da enzima FAL (fenilalanina amônia liase) e a produção e acúmulo de fitoalexinas em milho e videira, o que também foi comprovado por Romanazzi et al. (20) em videiras. Aziz et al. (3) obtiveram a máxima indução na atividade das enzimas quitinase e β -1,3-glucanase quando utilizou 300 $\mu\text{g mL}^{-1}$ de oligômeros de quitosana em videiras cv. Chandonnay.

Com base nos resultados obtidos, a quitosana, substância natural, biodegradável, não tóxica, pode inibir diretamente os fungos, *P. viticola* e *E. ampelina*, *in vitro*, como também reduzir a severidade das doenças em campo, tornando-se uma substância promissora no controle de fitopatógenos, principalmente para sistema orgânico de cultivo. Assim, este polímero pode substituir a utilização de fungicidas sintéticos, diminuindo o impacto ambiental, sem causar danos à saúde humana. Novos experimentos deverão ser conduzidos para melhor entendimento da ação da quitosana sobre os patógenos estudados.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Amorim, L.; Kuniyuki, H. Doenças da Videira. In: Kimati, H.; Amorim, L.; Rezende, J.A.M.; Bergamin Filho, A.; Camargo, L.E.A. (Ed.). **Manual de fitopatologia**. Doenças das plantas cultivadas. 4. ed. São Paulo: Ceres, 2005. v.2, p.639-651.
2. Azevedo, L.A.S. **Manual de quantificação de doenças de plantas**. São Paulo: Novartis Biociências- Setor Agro, 1997. 114p.
3. Aziz, A.; Trotel-Aziz, P.; Dhuicq, L.; Jeandet, P.; Couderchet, M.; Vernet, G. Chitosan oligomers and copper sulfate induce grapevine defense reactions and resistance to gray mold and downy mildew. **Phytopathology**, Saint Paul, v.96, n.11, p.1188-1194, 2006.
4. Bautista-Baños, S.; Hernández-Lauzardo, A.N.; Valle, M.G.V.; Hernández-López, M.; Barka, E.A.; Bosquez-Molina, E.; Wilson C.L. Chitosan as a potential natural compound to control pre and postharvest diseases of horticultural commodities. **Crop Protection**, London, v.25, n.2, p.108-118, 2006.
5. Benhamou, N. Elicitor-induced plant defense pathways. **Trends Plant Science**, Chicago, v.1, n.7, p. 233-240, 1996.
6. Ben-Shalom, N.; Ardi, R.; Pinto, R.; Aki, C.; Fallik, E. Controlling gray mould caused by *Botrytis cinerea* in cucumber plants by means of chitosan. **Crop Protection**, London, v.22, n.2, p. 285-290, 2003.
7. Cabras, P.; Angioni, A. Pesticide residues in grapes, wine and their processing products. **Journal of Agriculture and Food Chemistry**, Washington, v.48, n.4 p.967-973, 2000.
8. Camilli, E.C.; Benato, E.A.; Pascholati, S.F.; Cia, P. Avaliação de quitosana, aplicada em pós colheita, na proteção de uva 'Itália' contra *Botrytis cinerea*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.33, n.3, p.215-221, 2007.
9. Campbell, C.L.; Madden, L.V. **Introduction to Plant Disease Epidemiology**. New York: John. Wiley, 1990. 532p.

10. Di Piero, M.D.; Garda, M.V. Quitosana reduz a severidade da antracnose e aumenta a atividade de glucanases em feijoeiro-comum. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. Brasília, v. 43, n.9, p.1121-1128, 2008.
11. EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. **Sistema brasileiro de classificação de solos**, 2.ed. Rio de Janeiro: EMBRAPA, 2006. 306p.
12. Ferreira, D.F. Análises estatísticas por meio do SISVAR (Sistema para análise de variância) para Windows versão 4.0. In: Reunião anual da região brasileira da sociedade internacional de biometria, 45., 2000, São Carlos. **Anais...** São Carlos: UFS-Car, p.255-258, 2000.
13. Liu, J.; Tian, S.; Meng, X.; Xu, Y. Effects of chitosan on control of postharvest disease and physiological response of tomato fruit. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 44, n.3, p.300-306, 2007.
14. Muñoz, Z.; Moret, A.; Garcés, S. Assessment of chitosan for inhibition of *Colletotrichum* sp. on tomatoes and grapes. **Crop Protection**, London, v. 28, n.1, p. 36-40, 2009.
15. Navaro, S.; Barba, A.; Oliva, J.; Navaro, G.; Pardo, F. Evolution of residual levels of six pesticides levels during elaboration of red wines. Effect of wine-making procedures in their disappearance. **Journal of Agriculture and Food Chemistry**, Washington, v.47, p.264-270, 1999.
16. Oh, S.K.; Cho, D.; Yu, S.H. Development of integrated pest management techniques using biomass for organic farming (I). Suppression of late blight and *Fusarium* wilt of tomato by chitosan involving both antifungal and plant activating activities. **Korean Society of Plant Pathology**, Suwon, v.14, p.278-285, 1998.
17. Oliva, J.; Payá, P.; Cámara, M.A.; Barba, A. Removal of famoxadone, fluquinconazole and trifloxystrobin residues in red wines: Effects of clarification and filtration processes. **Journal of Environmental Science and Health, Part B: Pesticides, Food Contaminants and Agricultural Wastes**, London, v.42, n.7, p.775, 2007.
18. Pommer, C.V.; Maia, M.L. Introdução. In: Pommer, C.V. (Ed.). **Uva: tecnologia da produção, pós-colheita e mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2003. p.11-36.
19. Regente, M.C.; Oliva, C.R.; Ffeldman, M.L.; Castagnaro, A.P.; Canal, L.A. sunflower leaf antifungal peptide active against *Sclerotinia sclerotiorum*. **Physiologia Plantarum**, Sweden, v.100, p.178-182, 1997.
20. Romanazzi, G.; Gabler, F.M.; Smilanick, J.L. Preharvest chitosan and postharvest UV irradiation treatments suppress gray mold of table grapes. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 90, n.4, p.445-450, 2006.
21. Rose, G.; Lane, S.; Jordan, R. The fate of fungicide and insecticide residues in Australian wine grape by-products following field application. **Food Chemistry**, Oxford, v.117, n. 4, p.634-640, 2009.
22. Sathiyabama M.; Balasubramaniam R. Chitosan induces resistance components in *Arachis hypogaea* against leaf rust caused by *Puccinia arachidis* Speg. **Crop Protection**, London, v.17, n.4, p307-313, 1998.
23. Schiiferstein, H.N.J.; Oude Ophuis, P.A.M. Health-related determinants of organic food consumption in the Netherlands. **Food Quality and Preference**, France, v.9, n. 3, p.119-133, 1998.
24. Soleas, G.J.; Goldberg, D.M. Pesticides residues in unfermented grape juices and raw wines: a 5-year survey of more than 3000 products. **Journal of Wine Research**, London, v.11, n.3, p.197-207, 2000.
25. Sônego, O.R.; Garrido, L.R. Doenças Fúngicas. In: Fajardo, T.V.M. (Ed.). **Uvas para processamento fitossanidade**. Brasília: EMBRAPA informação tecnológica, 2003. 131p.
26. Tan, S.C.; Tan, T.K.; Wong, S.M.; Khor, E. The chitosan yield of Zygomycetes at their optimum harvesting time. **Carbohydrate Polymers**, London, v.30, n.4, p.239-242, 1996.

27. Terry, L.A.; Joyce, D.C. Elicitors of induced disease resistance in postharvest horticultural crops: a brief review. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v.32, n.1, p.1–13, 2004.
28. Vander, P.; Varum, K.M.; Domard, A.; El-Gueddari, N.E.; Morschbacher, B.M. Comparison of the ability partially N-acetylated chitosans and chitooligosaccharides to elicit resistance reactions in wheat leaves. **Plant Physiology**, Urbana, v.118, p.1353–1359, 1998.