

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

THIAGO TASSIO DE SOUSA SILVA

O USO DE FOSFITO EM CULTIVOS FLORESTAIS

CURITIBA

2020

THIAGO TASSIO DE SOUSA SILVA

O USO DE FOSFITO EM CULTIVOS FLORESTAIS

Trabalho de conclusão de curso apresentado ao Curso de MBA em Manejo Florestal de Precisão, do Programa de Educação Continuada em Ciências Agrárias, da Universidade Federal do Paraná, como pré-requisito para obtenção do título de especialista.

Orientador: Prof. Dr. Alessandro Camargo Ângelo.

CURITIBA

2020

“Com carinho para meu pai Gilberto Coelho que não se encontra mais em vida entre nós”.

**DEDICO**

## Resumo

A silvicultura brasileira destaca-se principalmente pelo cultivo de eucalipto e pinus para produção de papel e celulose e toras de madeira. Tanto o eucalipto como o pinus estão sujeitos a fatores ambientais que afetam desfavoravelmente o seu crescimento e sua produção, como o ataque de patógenos e estresses abióticos, com destaque para o déficit hídrico. A utilização de produtos não tóxicos que permitam o controle de doenças e a redução dos danos causados pela falta de água é imprescindível para o sucesso da instalação de florestas. Nesse cenário destacam-se os fosfitos, que são produtos derivados do ácido fosforoso ( $H_3PO_3$ ) e que podem ser combinados com cátions como potássio, sódio, cálcio, alumínio ou amônio. O objetivo desse trabalho foi realizar uma revisão bibliográfica detalhada sobre o uso de fosfitos em cultivos florestais no Brasil com enfoque no controle de doenças e nos efeitos causados na planta e nos patógenos. O controle de doenças pelo uso do fosfito se dá de duas formas: pela ação direta e pela ação indireta. A ação direta ocorre diretamente no microrganismo patogênico, alterando seu metabolismo e reduzindo seu crescimento. A ação indireta corre pelo efeito do fosfito na planta hospedeira, melhorando sua resposta defensiva à infecção. O uso de fosfito em cultivos florestais demonstra grande potencial de aplicabilidade pela facilidade de absorção da molécula pela planta, pela translocação para os diferentes tecidos vegetais via xilema e floema, e pela permanência por longos períodos sem ser metabolizado. Entretanto, há falta de dados na literatura nacional e internacional sobre a dose a ser utilizada, a época e forma de aplicação e a resposta dos diferentes patógenos a este produto, sendo necessários estudos mais abrangentes e de longa duração.

**Palavras chave:** Ácido fosforoso. Controle de doenças. *Eucalyptus* sp. *Pinus* sp.

## Abstract

Brazilian forestry stands out mainly for the cultivation of eucalyptus and pine to produce paper, pulp, and wood logs. Both eucalyptus and pine are subject to environmental factors that unfavorably affect their growth and production, such as pathogens attack and abiotic stresses, especially water deficit. The use of non-toxic products to control diseases and reduce the damage caused by lack of water is essential for forests successful installation. In this scenario we highlight the phosphites, which are products derived from phosphorous acid ( $\text{H}_3\text{PO}_3$ ) and which can be combined with cations such as potassium, sodium, calcium, aluminum or ammonium. The aim of this study was to carry out a detailed bibliographic review on the use of phosphites in forest crops in Brazil focusing on disease control and the effects on the plant and pathogens. Disease control using phosphite occurs in two ways: direct action and indirect action. Direct action occurs directly on the pathogenic microorganism, altering its metabolism and reducing its growth. The indirect action runs through the effect of phosphite on the host plant, improving its defensive response to infection. The use of phosphite in forest crops demonstrates a great potential of applicability due to the easy absorption of the molecule by the plant, its translocation to the different plant tissues via xylem and phloem, and its long-term permanence without being metabolized. However, there is a lack of data in the national and international literature on the dose to be used, the time and form of application and the response of different pathogens to this product, requiring more comprehensive and long-term studies.

**Palavras chave:** Disease control. *Eucalyptus* sp. Phosphoric acid. *Pinus* sp.

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	9
<b>2 OBJETIVOS</b> .....	10
<b>3 JUSTIFICATIVA</b> .....	10
<b>4 MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	11
<b>5 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	12
5.1 CULTIVOS FLORESTAIS NO BRASIL .....	12
5.2 FOSFITO .....	17
5.3 USO DE FOSFITO EM CULTIVOS FLORESTAIS .....	19
5.3.1 Defesa de patógenos e controle de doenças .....	19
5.3.3 Resposta a estresses abióticos .....	26
5.3.4 Ação herbicida .....	28
<b>6 CONSIDERAÇÕES FINAIS</b> .....	30
<b>7 REFERÊNCIAS</b> .....	31

## 1 INTRODUÇÃO

Dentro da silvicultura brasileira, o cultivo de espécies florestais destaca-se em relação à atividade extrativista, com 7,83 milhões de hectares de florestas plantadas (IBÁ, 2019). Nesse cenário as espécies do gênero *Eucalyptus* e *Pinus* estão dentre as espécies florestais mais cultivadas devido às características de alta produtividade, crescimento rápido e capacidade de adaptação às diferentes regiões do país. No Brasil, são muito utilizadas para o reflorestamento e o seu cultivo comercial responde por grande parte do sucesso da atividade florestal, sobretudo nos setores ligados a produção de papel, celulose e madeira.

Entretanto, por serem espécies perenes e permanecerem em campo por longos períodos, tornam-se suscetíveis ao ataque de pragas e aos efeitos de estresses abióticos, como o déficit hídrico, por exemplo. Nesse sentido, a busca por produtos que minimizem os efeitos deletérios de ambas situações é imprescindível para que o Brasil continue liderando a lista de produtores florestais no quesito produtividade.

Os fosfitos vêm de encontro a este problema. São produtos derivados do ácido fosforoso e possuem atividade antifúngica e potencial para ativar os mecanismos de defesa das plantas contra condições adversas. Por possuírem estrutura atômica similar à dos fosfatos são absorvidos pelos mesmos canais de absorção, embora não sejam metabolizados pelas plantas.

Sua diferença estrutural permite mobilidade no solo e no interior das plantas, sendo translocado para outros tecidos vegetais pelo xilema e floema, permitindo a ação defensiva em toda a planta. Nesse sentido, a reunião de informações sobre os mecanismos de ação envolvidos no controle de doenças e redução dos danos de estresses, se tornam necessários para uma compreensão do potencial de uso dos fosfitos no cultivo florestal brasileiro. Nesse sentido, este trabalho objetivou reunir um conjunto de informações, baseadas na literatura nacional e internacional sobre o uso de fosfito no cultivo florestal no Brasil.

## 2 OBJETIVOS

- **Objetivo geral:**

Reunir um conjunto de informações, baseadas na literatura nacional e internacional sobre o uso de fosfito no cultivo florestal no Brasil. Os critérios utilizados para escolha da literatura foram: confiabilidade da revista e atualidade dos dados.

- **Objetivos específicos:**

- Reunir informações sobre as principais espécies florestais cultivadas no Brasil;
- Reunir informações sobre os mecanismos de ação dos fosfitos nos microrganismos patogênicos e nas plantas hospedeiras;
- Reunir informações sobre o uso de fosfitos no controle de doenças e resposta a condições adversas nos cultivos florestais brasileiros.

## 3 JUSTIFICATIVA

O conhecimento do mecanismo de ação e das possibilidades de uso de fosfito em cultivos florestais permitirá a escolha consciente desse produto no auxílio ao controle de doenças e mitigação dos efeitos de estresse fisiológico em cultivos florestais. Após consulta na literatura nacional e internacional sobre o uso de fosfito no cultivo florestal brasileiro, foi atestada ausência de uma revisão que englobasse todos os principais mecanismos de ação do fosfito na planta e no patógeno, assim como ausência de revisão sobre a dimensão de uso do produto no Brasil. Dessa forma, a reunião dessas informações em um só documento, como é o caso desse trabalho, permite um entendimento amplo e rápido do assunto abordado.

#### 4 MATERIAL E MÉTODOS

A metodologia utilizada nesse trabalho foi de revisão sistemática de literatura. Foi realizado uma pesquisa nas bases de dados científicas (Scielo, Scholar Google, Elsevier, Periódicos CAPES), em periódicos nacionais e internacionais e em repositórios de teses e dissertações das Universidades estaduais e federais a fim de reunir um conjunto de artigos com as seguintes palavras-chaves: silvicultura brasileira, cultivos florestais, *Eucaliptus* sp., *Pinus* sp., uso de fosfitos na agricultura, mecanismos de ação de fosfitos, controle de doenças em espécies florestais, e demais tópicos relacionados.

Por haver poucos trabalhos na literatura envolvendo o uso de fosfito em espécies florestais também foram consultados trabalhos envolvendo esse produto no controle de doenças de outras culturas, como videira, cafeeiro, soja, milho e hortaliças.

Após a reunião dos citados artigos científicos, teses, dissertações e comunicados técnicos o material foi cuidadosamente analisado e comparado entre si e as informações foram reunidas a fim de formar os resultados e discussões apresentados na próxima seção. Os critérios utilizados para escolha da literatura foram: confiabilidade da revista e atualidade dos dados.

## 5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 5.1 CULTIVOS FLORESTAIS NO BRASIL

Segundo a Indústria Brasileira de Árvores (IBÁ) o setor brasileiro de árvores plantadas possui cerca de 7,83 milhões de hectares plantados, sendo responsável por 6,9% do PIB Industrial Brasileiro (IBÁ, 2019). Dentro dos produtos da silvicultura 34,6% é representado por papel e celulose, 30,2% por madeira em tora, 17,4% por carvão vegetal, 15,4% por lenha e outros (2,4%) (IBGE, 2017).

Em 2017 foi alcançado novo incremento no valor de produção da silvicultura no país e o valor total dos produtos da atividade atingiram cerca de R\$14,8 bilhões (IBGE, 2017). No cenário nacional da produção primária florestal a silvicultura ultrapassou o extrativismo vegetal em 1998 (Figura 1) e desde então o percentual de madeira extraída de florestas plantadas tem se elevado até atingir a marca de 77,3% (IBGE, 2017).

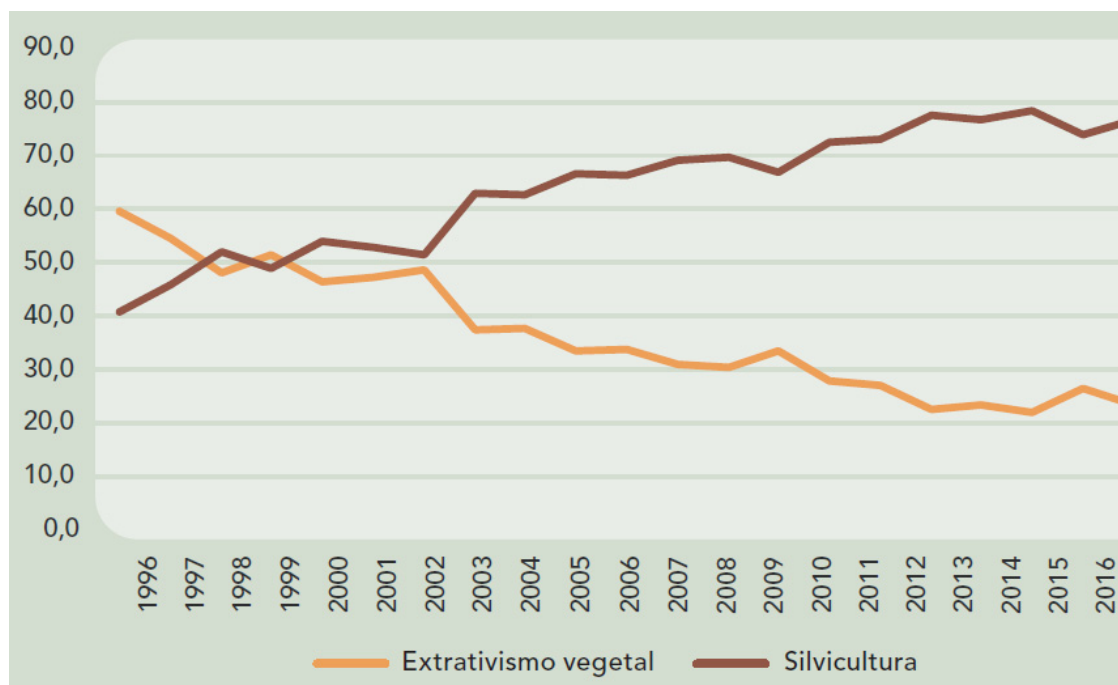


Figura 1. Participação do extrativismo vegetal e da silvicultura no valor da produção primária florestal (%).

Fonte: IBGE (2017).

Com o aumento da área plantada a busca por tecnologias que permitam otimizar a produtividade florestal torna-se imprescindível para a competitividade do produtor dentro do mercado. O Brasil já se encontra em posição de destaque internacional apresentando os maiores índices de produtividade de biomassa florestal com origem em áreas plantadas (IBGE, 2017).

A produtividade em si é diretamente relacionada com as condições ecológicas do local de plantio e do potencial genético da espécie em utilizar os recursos naturais à disposição. Dentre os fatores ambientais que devem ser levados em conta na hora da escolha da espécie vegetal a ser instalada na área, estão a altitude, temperatura, distribuição de chuvas e umidade e profundidade do solo (SHIMIZU, 2008).

Para cada espécie florestal a ser cultivada existem condições ambientais que potencializam sua produtividade. Espécies advindas de locais temperados apresentam melhores desempenhos em temperaturas na faixa de 25°C enquanto espécies tropicais se desenvolvem melhor com temperaturas entre 30° e 35°C (BURNS; HONKALA, 1990).

Além de se atentar para os requisitos ecológicos para seu desenvolvimento, a escolha da espécie também deve ser baseada no seu hábito de crescimento, qualidade da madeira, resistência ou tolerância a estresses bióticos e pelo produto a ser comercializado (SHIMIZU, 2008). A celulose extraída do Eucalipto é de fibra curta, por exemplo, enquanto a extraída do Pinus é utilizada principalmente para produção de celulose de fibra longa e papel de qualidade superior (IBGE, 2017).

No Brasil a produção florestal é composta basicamente pelo cultivo de espécies de eucalipto e pinus, que juntos representam 95,8% das áreas de cultivo de florestas plantadas para fins comerciais (IBGE, 2017). A Figura 2 representa a distribuição dessas espécies no território nacional.

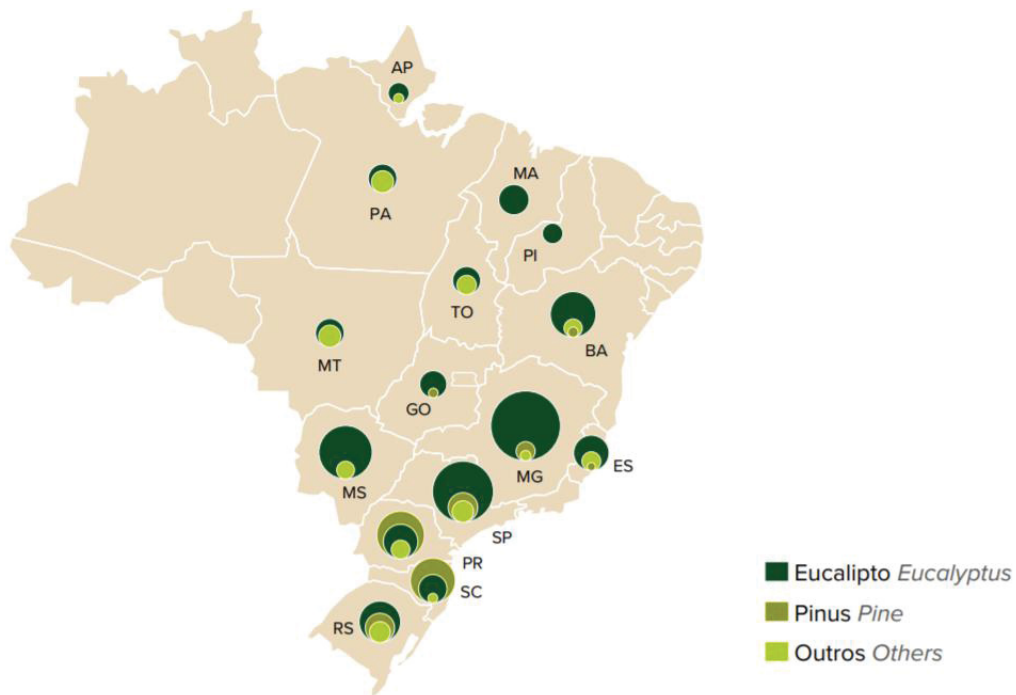


Figura 2. Área plantada com Eucalipto e Pinus no Brasil por estado. Fonte: IBÁ (2019).

Pertencente à família Myrtaceae, o gênero *Eucalyptus* representou 75,2% da área de floresta plantada no Brasil em 2017 (IBGE, 2017) possui mais de 900 espécies e subespécies que podem ser encontradas desde a forma arbustiva até árvores de grande porte (BROOKER; KLEINIG, 2006). As espécies mais plantadas dentro desse gênero são *E. grandis*, *E. saligna*, *E. urophylla* e *E. dunnii*. Por se adaptar a diferentes condições edafoclimáticas (SANTOS et al., 2001) encontra-se distribuído por todos os continentes, sendo encontrado predominantemente na Austrália, sua região de origem, e nas regiões tropicais americanas (GONÇALVES, 2013).

No Brasil, mais de 50% da área com eucalipto é ocupada por algum tipo de híbrido (FEITOZA et al., 2017), já que a hibridação interespecífica é uma forma rápida de obtenção de melhorias genéticas, como tolerância a estresses bióticos e abióticos. A distribuição dos plantios de Eucalipto no Brasil está apresentada na Figura 3. O estado com maior área plantada é Minas Gerais (24%), seguido de São Paulo (17%), Mato Grosso do Sul (16%), Bahia (11%), Rio Grande do Sul (5%) e Paraná (5%) (IBÁ, 2019).

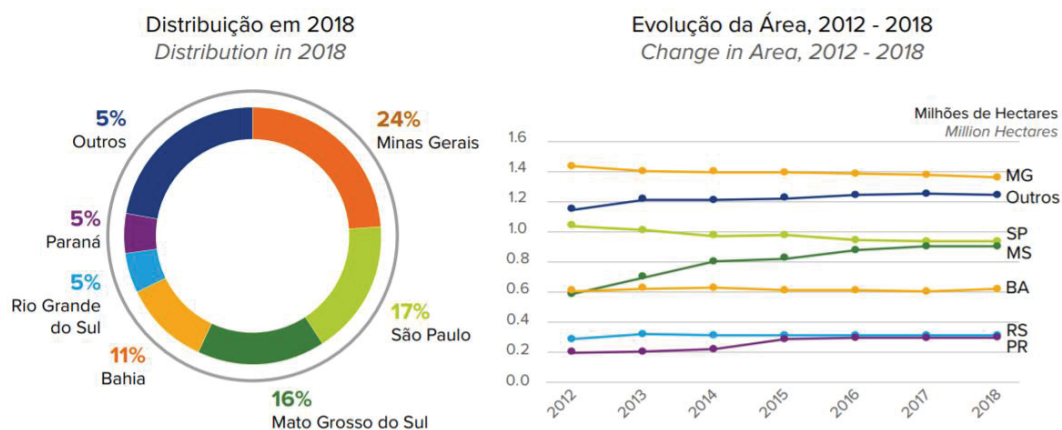


Figura 3. Distribuição e evolução da área com plantio de eucalipto por estado.  
Fonte: IBÁ (2019).

A consolidação do eucalipto no cenário nacional se deve ao seu rápido crescimento, ciclo de curta duração, adaptabilidade a diferentes ambientes, alta produtividade e alta qualidade de madeira (GONÇALVES, 2013), tornando-se destaque no cenário econômico e social do país, pela geração de empregos diretos e indiretos (SILVA, 2005).

O gênero *Pinus*, por sua vez, constitui um grupo de cerca de 90 espécies pertencentes à família *Pinaceae* (MARCHIORI, 1996). São espécies originárias de clima temperado, sendo nativas na Europa, Ásia e Américas do Norte e Central (SHIMIZU, 2008). Por exigirem temperaturas mais amenas as florestas plantadas com *Pinus* representaram apenas 20,6% da área de floresta plantada no Brasil em 2017 (IBGE, 2017). As maiores áreas plantadas com o gênero encontram-se no Paraná (42%), Santa Catarina (34%), Rio Grande do Sul (12%) e São Paulo (8%) (IBÁ, 2019).

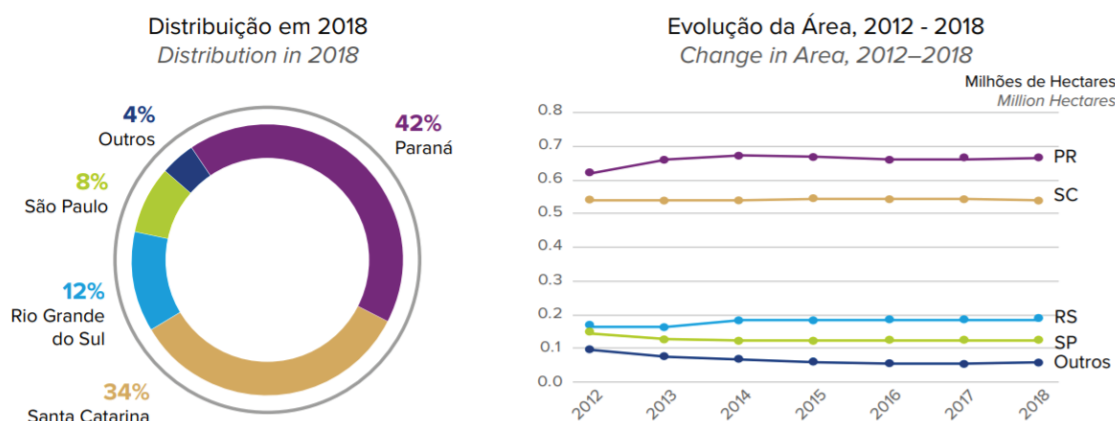


Figura 4. Distribuição e evolução da área com plantio de pinus por estado.  
Fonte: IBÁ (2019).

O aumento na área plantada observado na Figura 1 se deve principalmente à lucratividade apresentada pelo setor madeireiro na comercialização de madeira de eucalipto (SOARES et al. 2010), na produção de carvão vegetal (CASTRO et al., 2007; REZENDE et al., 2006), na produção de lenha para a secagem de grãos (AFONSO JÚNIOR; OLIVEIRA FILHO; COSTA, 2006) e na produção de lenha e madeira serrada (PEREIRA et al., 2011).

Entretanto, de acordo com Batalha e Souza Filho (2009), o desenvolvimento da agricultura deve ser analisado considerando todos os aspectos da competitividade da produção agropecuária, sendo que o cultivo florestal inclui-se nesse grupo. Os autores afirmam que o estudo da competitividade deve incluir não só a produtividade da atividade a ser exercida como também outros aspectos que oneram a produção, como a aquisição de insumos.

Dessa forma a busca por produtos que aumentem a produtividade a baixos custos torna-se essencial para que o setor florestal Brasileiro continue se destacando no cenário mundial. Dentro desse contexto, o uso de fosfitos para controle de doenças em cultivos florestais é uma alternativa que deve ser considerada e abrangida no âmbito das pesquisas agrícolas do país pelo motivo de serem uma opção para controlar patógenos que possam reduzir a produtividade do setor florestal brasileiro.

## 5.2 FOSFITO

O fósforo é um dos macronutrientes mais demandado por todos os organismos vivos, representando até 0,2% da matéria seca de plantas (SCHACHTMAN et al., 1998). Além de desempenhar o papel metabólico, o fósforo também é constituinte de estruturas celulares importantes como DNA, RNA, fosfolipídios, enzimas e compostos fosfatados de alta energia, como ATP e NADP, além de participar na ativação genética e proteção e defesa das células (ACHARY et al., 2017). Nas plantas o fósforo é absorvido na forma do íon fosfato ( $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ ).

O fosfito é um íon de P derivado do ácido fosforoso ( $\text{H}_3\text{PO}_3$ ) que pode ser combinado com cátions como potássio, sódio, cálcio, alumínio ou amônio (ACHARY et al., 2017). A diferença entre o íon fosfato e o fosfito é um átomo de oxigênio que foi substituído por um hidrogênio (ACHARY et al., 2017; YÁÑEZ-JUÁREZ et al., 2018), como mostrado na Figura 5.

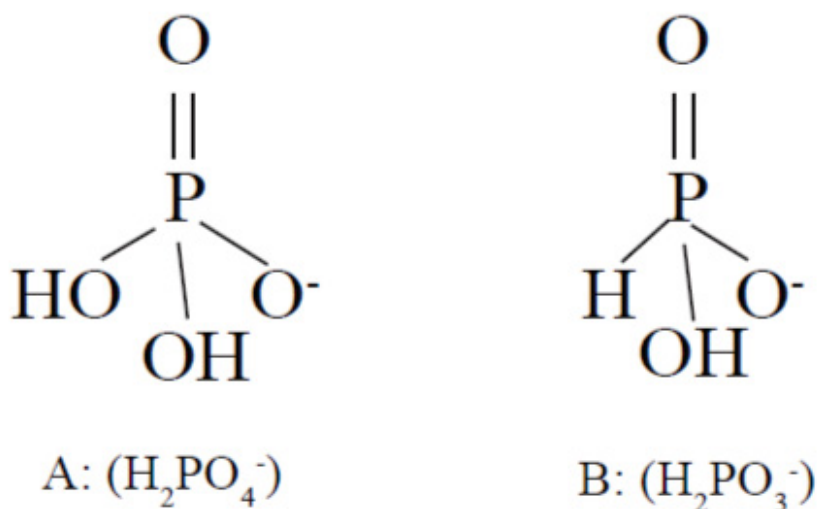


Figura 5. Estrutura do grupo fosfato (A) e fosfito (B).

Fonte: Yáñez-Juárez et al. (2018).

Essa alteração na estrutura química altera o comportamento do íon nos organismos vivos. No íon fosfato o átomo de O está presente no centro do tetraedro, com os átomos de oxigênio distribuídos nas extremidades, enquanto a estrutura do íon fosfito é assimétrica, o que altera sua atividade biológica (ACHARY et al., 2017). Além disso, essa diferença permite ao íon fosfito maior

capacidade de penetração por meio dos tecidos vegetais e maior mobilidade no solo e nos tecidos das plantas (TKACZYK et al., 2016), devido ao seu transporte dentro da planta ocorrer pelos vasos do xilema e floema (ACHARY et al., 2017). Entretanto, apesar da diferença estrutural entre os dois íons, o íon fosfito é absorvido pela planta pelos mesmos transportadores do íon fosfato (d'ARCY-LAMETA; BOMPEIX, 1991; DANOVA-ALT et al., 2008; JOST et al., 2015).

Embora possua fósforo em sua composição, o fosfito não é metabolizado pela planta (McDONALD; GRANT; PLAXTON, 2001) e por isso sua utilização como fertilizante fosfatado não é recomendada (BORZA et al., 2014; GÓMEZ-MERINO; TREJO-TÉLLEZ, 2015; ALEXANDERSSON et al., 2016; MANNA et al., 2016). Como não são metabolizados podem permanecer nos tecidos vegetais por meses ou anos (GUEST; GRANT, 1991; MALUSA; TOSI, 2005) e quando aplicados em altas dosagens podem resultar em fitotoxicidade. Barrett Shearer e Hardy (2002) observaram redução no crescimento radicular e da parte aérea de plantas após a aplicação de 24 kg de fosfito por hectare.

Estudando diversas culturas, Bertsch, Ramirez e Henriquez (2009) obtiveram redução no crescimento da planta e deterioração das raízes quando 100% da dosagem de fósforo foi aplicada como fosfito em pulverização foliar, já as plantas que cresceram em solução hidropônica com 50% de fósforo na forma de fosfato e 50% na forma de fosfito apresentaram maiores produtividades de matéria seca e área foliar, indicando que em baixas concentrações o fosfito não é tóxico para a planta e pode estimular o desenvolvimento vegetal.

Os fosfitos podem ser utilizados como fertilizantes no intuito de suprir a necessidade da planta dos demais cátions que se ligam à molécula (GONÇALVES; SOUSA; VELINI, 2015), como potássio, cobre ou zinco, por exemplo, desde que sejam respeitadas as dosagens baixas. Por possuir alta mobilidade e alta taxa de penetração nas membranas foliares, os fosfitos geralmente são aplicados na forma líquida por fertirrigação, pulverização foliar, pulverização de tronco e no sulco de plantio (ACHARY et al., 2017).

Embora seu método de ação nas plantas seja complexo e pouco estudado, o fosfito é utilizado como bioestimulador, agente de controle de doenças e inibidor dos efeitos de estresses abióticos (DELIOPOULOS; KETTLEWELL; HARE, 2010; ESHRAGHI et al., 2011; DALIO et al., 2012,

2014; GÓMEZ-MERINO; TREJO-TÉLLEZ, 2015; ACHARY et al., 2017; YÁÑEZ-JUÁREZ et al., 2018).

### 5.3 USO DE FOSFITO EM CULTIVOS FLORESTAIS

#### 5.3.1 Defesa de patógenos e controle de doenças

Fosfitos são compostos utilizados no controle de doenças fúngicas que acometem plantações comerciais, sendo especialmente eficientes contra *Phytophthora* spp., *Pythium* spp. e patógenos causadores do míldio (GRANT; GUEST et al., 1989; GUEST; GRANT, 1991; GUEST; PEGG; WHILEY et al., 1995; SMILLIE; JACKSON et al., 2000; WILKINSON et al., 2001; COOK; LANDSCHOOT; SCHLOSSBERG, 2009; MOREIRA; MAY-DE-MIO, 2009; SILVA et al., 2011; PEREIRA et al. 2012).

Yáñez-Juárez et al. (2018) compilaram dados de diferentes estudos demonstrando que o fosfito é eficiente não só no controle de doenças fúngicas, mas também de doenças causadas por bactérias, protozoários e oomicetos, nas mais diferentes espécies vegetais (Tabela 1).

O nível de eficácia dos fosfitos no controle de doenças tem sido similar ao resultado obtido com o uso de fungicidas convencionais (GUEST et al. 1989; NEMESTOTHY; GUEST, 1990; PILBEAM et al. 2000; SÔNEGO; GARRIDO, 2005), sendo dependente do íon associado ao fosfito, do método de aplicação, da dose aplicada, do patógeno em si e da planta hospedeira (LOBATO et al., 2010; YÁÑEZ-JUÁREZ et al., 2018). Por exemplo, nas folhas de *Pinus* o fosfito apresenta baixa taxa de penetração, sendo necessário a adição de adjuvantes para aumentar a absorção por parte da planta quando o modo de aplicação do produto é foliar (ROLANDO et al., 2014).

Bizi et al. (2008) e Silva (2003) observaram que houve controle eficiente do oídio em plantas de Eucalipto tratadas com fosfito de cobre e potássio/mangânês, mas não houve controle quando a aplicação foi do fosfito de cobre ou de potássio separadamente.

Tabela 1. Organismos fitopatogênicos controlados com o uso do fosfito.

Patógeno	Hospedeiro	Referência
<b>Protozoários</b>		
<i>Plasmodiophora brassicae</i>	<i>Brassica rapa</i>	Kammerich <i>et al.</i> , 2014
<b>Oomycetes</b>		
<i>Peronospora destructor</i>	<i>Allium cepa</i>	Monsalve <i>et al.</i> , 2012
<i>P. manshurica</i>	<i>Glicine max</i>	Silva <i>et al.</i> , 2011
<i>P. parasitica</i>	<i>Brassica oleracea</i>	Becót <i>et al.</i> , 2000
<i>Phytophthora cinnamomi</i>	<i>Macadamia</i> spp.	Akinsanmi y Dreth, 2013
<i>Phytophthora infestans</i>	<i>Solanum tuberosum</i>	Borza <i>et al.</i> , 2017
<i>P. nicotianae</i>	<i>Nicotiana tabacum</i>	Smillie <i>et al.</i> , 1989
<i>P. palmivora</i>	<i>Carica papaya</i>	Smillie <i>et al.</i> , 1989
<i>Plasmopara viticola</i>	<i>Vitis vinifera</i>	Pinto <i>et al.</i> , 2012
<i>Pseudoperonospora cubensis</i>	<i>Cucumis melo</i>	Méndez <i>et al.</i> , 2010
<i>Pythium aphanidermatum</i>	<i>C. sativus</i>	Abbasi y Lazarovits, 2006
<i>P. irregulare</i>	<i>C. sativus</i>	Abbasi y Lazarovits, 2006
<i>P. ultimum</i>	<i>C. sativus</i>	Mofidnakhaei <i>et al.</i> , 2016
<b>Hongos</b>		
<i>Alternaria alternata</i>	<i>Malus domestica</i>	Reuveni <i>et al.</i> , 2003
<i>Cercospora coffeicola</i>	<i>Coffea arabica</i>	Costa <i>et al.</i> , 2014
<i>Cochliobolus miyabeanus</i>	<i>Oryza sativa</i>	Nascimento <i>et al.</i> , 2016
<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	<i>C. arabica</i>	Ogoshi <i>et al.</i> , 2013
<i>Fusarium solani</i>	<i>Solanum tuberosum</i>	Lobato <i>et al.</i> , 2008
<i>F. solani</i>	<i>S. tuberosum</i>	Lobato <i>et al.</i> , 2008
<i>Fusicladium effusum</i>	<i>Carya illinoensis</i>	Bock <i>et al.</i> , 2012
<i>Hemileia vastatrix</i>	<i>Coffea arabica</i>	Costa <i>et al.</i> , 2014
<i>Oidium</i> sp.	<i>C. sativus</i>	Yáñez <i>et al.</i> , 2014
<i>Penicillium digitatum</i>	<i>Citrus limon</i>	Cerioni <i>et al.</i> , 2013
<i>P. italicum</i>	<i>C. limon</i>	Cerioni <i>et al.</i> , 2013
<i>P. expansum</i>	<i>Malus domestica</i>	Lai <i>et al.</i> , 2017
<i>Rhizoctonia solani</i>	<i>Solanum tuberosum</i>	Lobato <i>et al.</i> , 2008
<i>R. solani</i>	<i>S. tuberosum</i>	Lobato <i>et al.</i> , 2008
<i>Venturia inaequalis</i>	<i>S. tuberosum</i>	Percival <i>et al.</i> , 2009
<i>V. pirina</i>	<i>Pyrus communis</i>	Percival <i>et al.</i> , 2009
<b>Bacterias</b>		
<i>Erwinia carotovora</i>	<i>Solanum tuberosum</i>	Lobato <i>et al.</i> , 2011
<i>E. amylovora</i>	<i>Pyrus malus</i>	Ácimović <i>et al.</i> , 2015
<i>Pseudomonas syringae</i>	<i>Actinidia deliciosa</i>	Monchiero <i>et al.</i> , 2015

Adaptado de Yáñez-Juárez *et al.* (2018).

Silva *et al.* (2016) observaram que minicepas de eucalipto tratadas para oídio com fosfito de zinco (56% de controle da doença) apresentaram melhor porcentagem de controle da doença que o próprio fungicida utilizado no controle do patógeno.

No estudo da ação dos fosfitos em plantas de Pinus, Cerqueira *et al.* (2017) observaram atraso no aparecimento de sintomas de *Fusarium* sp. Ali, Smith e Guest (2000) e Rolando *et al.* (2017), estudando a mesma cultura, encontraram redução nas lesões causadas por *Phytophthora* sp em até 90 dias após tratamento com fosfito. Yáñez-Juárez *et al.* (2018) apresentaram controle

16% maior em macieiras com a aplicação de fosfito de potássio que no tratamento testemunha, no qual foi aplicado apenas água (Figura 6).

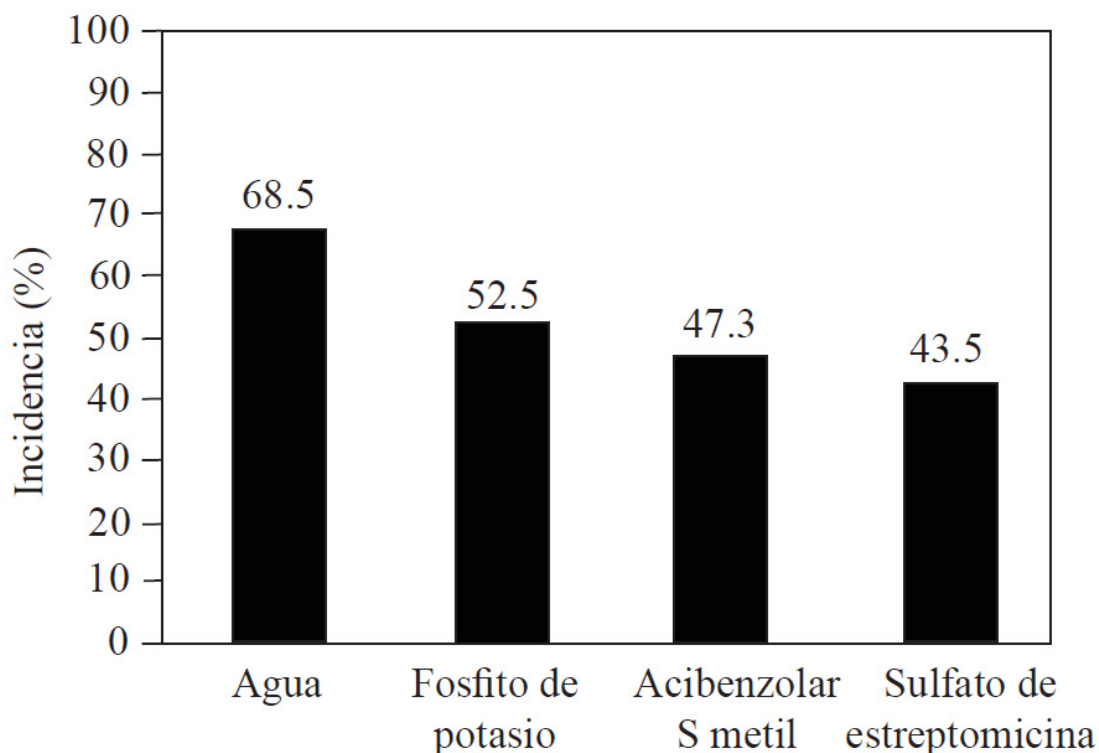


Figura 6. Incidência de *Erwinia amylovora* depois de duas aplicações de indutores de resistência e antibióticos no tronco de macieiras.

Fonte: Yáñez-Juárez et al., 2018

O fosfito pode ser utilizado não só no controle de doenças que acometem as plantas durante seu crescimento e reprodução, mas também em tratamentos pós colheita, visando aumentar a vida útil de prateleira de frutas. Dutra e Blum (2019) observaram redução significativa no desenvolvimento de antracnose na pós colheita de frutos de maracujá-amarelo quando tratados com fosfito de potássio.

Assim como os patógenos possuem a habilidade de contornar os mecanismos de defesa das plantas evitando seu reconhecimento ou reprogramando o metabolismo do hospedeiro (DALIO et al., 2014), as plantas também possuem formas de resposta à infecção, que incluem a indução da defesa pela mudança no metabolismo primário e levam à alterações na performance fotossintética, no metabolismo de nitrogênio e carboidratos e na

dinâmica de estresse oxidativo (BERGER; SINHA; ROITSCH, 2007; BOLTON 2009; ACHARY et al., 2017).

A ação dos fosfitos no controle de doenças age tanto no patógeno em si (ação direta) como no estímulo dos mecanismos de defesa das plantas (ação indireta) (NOVAES et al., 2019). Ao entrar em contato com o patógeno o fosfito afeta seu crescimento e reprodução ao alterar a expressão gênica que codifica compostos indispensáveis para sua sobrevivência (YÁÑEZ-JUÁREZ et al., 2018). Na planta o íon fosfito ativa mecanismos bioquímicos e estruturais de defesa, como aumento da cerosidade das folhas, que restringem a penetração e sobrevivência do patógeno (YÁÑEZ-JUÁREZ et al., 2018).

Além disso, Tambascio et al. (2014) observaram redução no período entre a sementeira e a emergência de plântulas de batata tratadas com fosfito, além de aumento da área foliar, da produção de matéria seca e da colonização com micorrizas. A redução no tempo de emergência de uma cultura e um crescimento inicial mais acelerado resulta em menor tempo de exposição dos tecidos tenros das plântulas ao ataque de pragas e patógenos do solo, como os causadores do damping off (TAMBASCIO et al., 2014).

- *Mecanismo de ação direta*

A ação direta dos fosfitos está relacionada com sua atuação dentro dos organismos fitopatogênicos. Isso pode ocorrer pela diminuição no crescimento micelial do fungo (LIU et al., 2016) ou por alterações em seus processos fisiológicos.

Yáñez-Juárez et al., 2018 observaram diminuição no crescimento do micélio do fungo patogênico redução no número de estruturas geradoras de esporos, na quantidade de esporos produzidos e na germinação dos esporos após a aplicação de fosfito de potássio (Figura 7), diminuindo conseqüentemente o alcance e a dispersão do patógeno para folhas e plantas saudáveis.

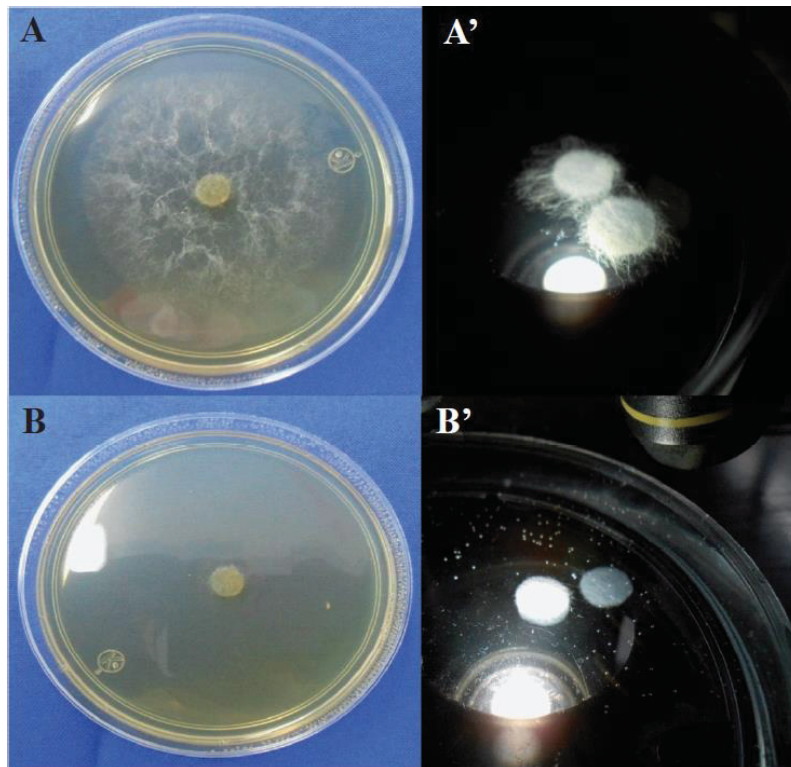


Figura 7. Crescimento de *Pythium aphanidermatum* em meio de cultivo sem fosfito de potássio (A e A') e com fosfito de potássio (B e B').  
 Fonte: Yáñez-Juárez et al., 2018

Na mesma linha, diversos autores reportaram a diminuição no crescimento de diferentes espécies de fungos que causam doenças de importância econômica nas culturas florestais, como podridões das estacas e das raízes causadas por *Colletotrichum* sp (ARAUJO; VALDEBENITO-SANHUEZA; STADNIK, 2010; OGOSHI et al., 2013), *Fusarium* sp (HOFGAARD et al., 2010), *Phytophthora* sp (WILKINSON et al., 2001; WONG et al., 2009; KING et al., 2010, BORZA et al., 2014, DALIO et al., 2014) e *Pythium* sp. (COOK; LANDSCHOOT; SCHLOSSBERG, 2009).

Esse efeito está relacionado especificamente ao formato estrutural do fosfito e à presença dos íons coadjuvantes na molécula e não especificamente ao fósforo. Wong et al. (2009), estudando a susceptibilidade de microrganismos observaram efeito positivo no crescimento de *Phytophthora* sp. quando submetidos a tratamento com sais de fosfato e efeito negativo quando o tratamento continha sais de fosfito.

Diversos mecanismos foram identificados como base para a inibição do crescimento fúngico pelo fosfito. King et al. (2010) reportaram modificação induzida por fosfito na expressão gênica que codifica a síntese de proteínas que

constituem a parede e o citoesqueleto das células de *Phytophthora cinnamomi*, o que resultou na distorção das hifas do fundo e na lise da parede celular.

Para Niere, DeAngelis e Grant (1994) a redução no crescimento do fungo se dá pelo aumento causado pelo fosfito no teor de polifosfatos inorgânicos, que inibem as reações de fosforilação no patógeno. A toxicidade do fosfito também pode ser atribuída à sua ação sobre a adenilato sintase Griffith, Smillie e Grant (1990) ou à competição do fosfito com o fosfato pelos mesmos sítios de ligação de enzimas de fosforilação (BARCHIETTO; SAINDRENAN; BOMPEIX 1992).

Além disso, assim como nas plantas, nas células dos microrganismos o fosfito também suprime a indução da fosfatase ácida induzida por fosfato (McDONALD; GRANT; PLAXTON, 2001) e altera os pools de nucleotídeos e metabolismo de pentoses fosfato (BARCHIETTO; SAINDRENAN; BOMPEIX 1992).

Alguns autores também defendem que a influência do fosfito na comunidade de microrganismos se deve não só à influência na fisiologia das células, mas na alteração do meio em que a célula está inserida. Lobato et al. (2010) e Araujo, Valdebenito-Sanhueza e Stadnik (2010) observaram diminuição do pH do meio de cultivo a níveis de acidez suficientes para diminuir a velocidade de crescimento de *Phytophthora infestans*, *Rhizoctonia solani*, *Fusarium solani*, *Streptomyces scabies* e *Colletotrichum gloeosporioides*.

As diferenças reações fisiológicas e do meio em resposta à aplicação do fosfito pode estar relacionada com a susceptibilidade intraespecífica. O trabalho de Wilkinson et al. (2001) demonstrou que das 21 estirpes de *Phytophthora cinnamomi* coletadas apenas 9% foram totalmente suscetíveis a fosfito de potássio, 82% apresentaram susceptibilidade intermediária e 9% foram tolerantes. Cook, Landschoot e Schlossberg (2009) avaliando o crescimento do micélio de 8 estirpes de *Pythium* sp. observaram susceptibilidade apenas quando foi aumentada a dose de fosfito utilizada.

Desta forma, além de estudos envolvendo os efeitos fisiológicos dos diferentes tipos de fosfitos e a dose adequada para o controle de cada doença, o estudo regionalizado se faz necessário já que estirpes adaptadas a diferentes regiões podem apresentar comportamento distintos de tolerância ou susceptibilidade.

- *Mecanismo de ação indireta*

Ao estudar o efeito do fosfito no controle de doenças em Eucalipto, Jackson et al. (2000) observaram que quando a concentração de fosfito é alta o modo de ação do produto é no controle direto da doença, agindo diretamente sobre o fungo, enquanto que, quando as concentrações são menores, a planta experimenta um incremento na sua resistência natural. A ação indireta do uso do fosfito no controle de doenças se dá pela ação do composto diretamente sobre o hospedeiro, estimulando os mecanismos de defesa estrutural e bioquímica das plantas (OLIVIERI et al., 2012; LIU et al., 2016).

Dentro da defesa estrutural, o fosfito pode induzir o aumento nas barreiras físicas produzidas pela planta que dificultam a entrada do patógeno no tecido vegetal, como por exemplo o aumento no conteúdo de pectina na periderme da casca (OLIVIERI et al., 2012) e lignificação da parede celular (ESHRAHGI et al., 2011). Estudando plantas de eucalipto, Pilbeam et al. (2011) observaram deposição de lignina e suberina ao redor do tecido danificado por *Phytophthora cinnamomi* em plantas tratadas com fosfito de potássio, limitando o desenvolvimento do patógeno e o aumento da lesão foliar.

Também estudando a resposta da aplicação de fosfito em Eucalipto, Jackson et al. (2000) observaram não só alterações morfológicas mas também um aumento significativo de enzimas de defesa (coenzima 4-cumarato A ligase e álcool desidrogenase cinamil) e de fenóis solúveis, indicando que o uso de fosfitos desencadeia respostas fisiológicas não só no patógeno mas também no hospedeiro.

Isso também foi observado por Daniel e Guest (2006), Eshraghi et al. (2011) e Lobato et al. (2011) que reportaram aumento da atividade citoplasmática, liberação de peróxido de hidrogênio, de compostos fenólicos e de outras substâncias tóxicas ao patógeno (peroxidases, quitinases e  $\beta$ -1,3- glucanases) em células de plântulas infectadas com esporos de *Phytophthora* sp. e tratadas com fosfito de potássio. Daniel e Guest (2006) também reportaram a morte celular localizada próxima à lesão foliar, o que reduz o raio de dano do patógeno.

Tunes et al. (2019) sugerem que a aplicação de fosfitos potencializa a via do ácido salicílico, que normalmente seria inibida pelo sinergismo de etileno

e ácido jasmônico, conferindo menor susceptibilidade ao patógeno hemibiotrófico e corroborando com os resultados de Machinandiarena et al. (2012) e Lim et al. (2013), que sugerem a via do ácido salicílico como mediadora da sinalização desencadeada por fosfitos.

A junção de ambos mecanismos confere à planta resposta cruzada ao ataque de patógenos. Quando tratada com fosfito, a planta ao identificar a entrada do patógeno em suas células inicia o processo mecânico para evitar o acesso do microrganismo às células saudáveis e libera ao mesmo tempo respostas fisiológicas na área infectada para controle químico da doença.

### 5.3.3 Resposta a estresses abióticos

Além de promover o controle de doenças, várias pesquisas identificaram o fosfito como um bioestimulante que aumenta a produtividade das culturas e a resistência ao estresse abiótico (ACHARY et al., 2017). De acordo com Lima et al. (2019), o ambiente onde as plantas são cultivadas e se desenvolvem é formado por um complexo conjunto de estresses bióticos e abióticos.

O trabalho de Oyarburo et al. (2015) demonstrou que o fosfito ativou canais de sinalização que protegem as plantas contra o estresse oxidativo causado pela radiação UV-B, aumentou o conteúdo de clorofila da folha e induziu a expressão da proteína fotossintética psbA.

Além do estresse causado pela radiação UV-B, o fosfito se mostrou eficiente em reduzir os efeitos do estresse hídrico. De acordo com Gonçalves et al. (2014), os fosfitos se destacam pelas inúmeras vantagens do produto em relação à melhoria do estado nutricional das plantas, principalmente nas etapas de aumento da atividade metabólica e no custo relativamente baixo da matéria-prima.

Quando a planta se encontra em situação de estresse hídrico há um aumento na produção de espécies reativas de oxigênio (ERO), representadas principalmente pelo superóxido ( $O_2^-$ ), peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) e radical hidroxila (OH) (GONÇALVES, 2013), o que representa um sinal para a ativação das respostas de defesa da planta (LEVINE et al., 1994; LOW; MERIDA, 1996; MITTLER, 2002).

Entretanto, quantidade mais elevadas de ERO podem resultar em danos ao tecido da planta, acarretando desintegração de clorofila, fragmentação do DNA, modificações proteicas e peroxidação lipídica (MOLLER et al., 2007; GARCIA, 2012), sendo que esta última pode alterar fluidez e inativar receptores e enzimas da membrana (HALLIWELL; CHIRICO, 1993).

Estudando o estresse hídrico em Eucalipto, Gonçalves, Sousa e Velini (2015) observaram redução na peroxidação lipídica nas folhas das plantas sob estresse hídrico quando tratadas com fosfito de potássio. Os autores também observaram que a taxa de transporte de elétrons (ETR) permaneceu a mesma em relação às plantas que não sofreram déficit de água. A ETR é um parâmetro importante para identificar danos causados na eficiência fotossintética da planta.

Durante a fotossíntese a luz é absorvida por pigmentos do completo da antena, que excitam os elétrons e transferem sua energia para os centros de reação dos fotossistemas I e II (YOUNG; FRANK, 1996). Quando os danos por estresse hídrico são acentuados há prejuízo nos cloroplastos e pode resultar na inativação do fotossistema II, reduzindo a ETR (COSTA et al., 2003).

O eucalipto perde produtividade quando em situações de déficit hídrico. Vários estudos têm comprovado que a produção de matéria seca total é diretamente proporcional à quantidade de água usada pela cultura (SASSE et al., 1996; ISMAEL, 2001; SILVA, 2003). Logo, produtos como o fosfito que reduzem o dano causado pelo estresse hídrico podem ser uma alternativa para e aumentar a sobrevivência de mudas e aumentar a produtividade de florestas de eucalipto nas épocas seca do ano.

Outra forma de reduzir os danos causados pelo estresse hídrico é através do fornecimento de potássio pelo uso de fosfito de potássio. O potássio está envolvido na ativação de enzimas, síntese de proteínas da célula e no mecanismo de abertura e fechamento dos estômatos.

Estudando plantas de Eucalipto submetidas a estresse hídrico, Silva, Klar e Passos (2004) e Romero (2008) observaram maior eficiência do uso da água nas plantas sob estresse sem deficiência de potássio em relação às que não receberam o nutriente e relacionaram o fato ao melhor controle na abertura estomática. O mesmo foi observado por Cerqueira et al. (2017), que observaram maiores valores de trocas gasosas em plantas de Pinus sob estresse hídrico e tratadas com fosfito.

Na mesma linha de pesquisa, Gonçalves et al. (2019) observaram que quando houve a aplicação foliar de fosfito de potássio em plantas de *Eucalyptus citriodora* submetidas a estresse hídrico não houve da atividade fotossintética e do teor de prolina nas folhas em relação às plantas que receberam irrigação. De acordo com os autores, o aumento do teor de prolina na folha é induzido pelo estresse hídrico.

Além disso, quando há carência de potássio na planta são observadas reduções na taxa fotossintética e na taxa de respiração, irregularidade na abertura estomática e menor assimilação de gás carbônico nos cloroplastos, diminuindo conseqüentemente a fotossíntese (SILVEIRA; MALAVOLTA, 2000).

#### 5.3.4 Ação herbicida

Altas doses de fosfito podem afetar negativamente o crescimento das plantas. Por esse motivo, outra função que tende a ser negligenciada dos produtos a base de fosfito é sua ação herbicida.

Vários estudos demonstraram que a toxicidade por fosfito só ocorre em situações onde há um desbalanceamento entre fosfito e fosfato no meio de cultivo. Quando há deficiência de fosfato no ambiente, doses relativamente baixas de fosfito podem resultar em fitotoxicidade para as plantas (VARADARAJAN et al., 2002; THAO; YAMAKAWA, 2009; ACHARY et al., 2017). Entretanto, quando há quantidades suficientes de fosfato no ambiente, a combinação das duas formas de fósforo cria um sinergismo de crescimento vegetal e aumenta a absorção de fósforo pela cultura (BERTSCH; RAMIREZ; HENRIQUEZ, 2009). Desta forma, na fase de instalação de cultivos florestais onde o fertilizante fosforado é aplicado nas linhas de plantio e os níveis do elemento no solo nas entrelinhas são baixos, o uso de fosfito pode se tornar uma alternativa para controle inicial de plantas daninhas (BERTSCH; RAMIREZ; HENRIQUEZ, 2009).

Além da redução no crescimento de plantas daninhas, o efeito herbicida de pré e pós emergência dos fosfitos foi descoberto por Lopez-Arredondo e Herrera-Estrella (2012) recentemente. Os autores realizaram a aplicação de fosfito em diferentes ervas daninhas e observaram a morte de algumas espécies

de folhas largas (*Phyllanthus niruri* e *Euphorbia hirta*), o branqueamento de *Chloris barbata* e o retardamento no crescimento de *Portulaca oleracea*.

Embora a resposta seja diferente de espécie para espécie, de maneira geral altas concentrações de fosfito apresentam efeito herbicida em folhas jovens e tenras de espécies não arbóreas (LOPEZ-ARREDONDO; HERRERA-ESTRELLA, 2012; MANNA et al., 2016).

A resposta fisiológica dentro das células das plantas daninhas que receberam as doses de fosfito ainda não foi totalmente elucidada, porém, o uso de herbicidas a base de fosfito pode se tornar um grande aliado do produtor no combate à resistência às moléculas de herbicida. Isso porque o fosfito é estruturalmente análogo ao fosfato, que possui múltiplos sítios de ação nas células e pode, portanto, ser absorvido pelos mesmos transportadores. Logo, para que surjam indivíduos resistentes aos fosfitos a mutação genética deveria substituir um grande número de aminoácidos em diferentes proteínas dentro das células. Mutações como esta são de rara ocorrência na natureza pois resultam na morte das células e da planta como um todo (ACHARY et al., 2017).

## 6 CONCLUSÕES

- Fosfitos podem ser utilizados tanto na instalação das áreas de floresta como na produção de mudas em viveiros, para controle de patógenos, redução no efeito de estresses abióticos e como herbicida no controle de plantas daninhas nas entrelinhas.

- Os fosfitos atuam no controle de patógenos de duas formas:

(1) direta: diminuição no crescimento micelial do fungo ou por alterações em seus processos fisiológicos.

(2) indireta: estímulo dos mecanismos de defesa estrutural (aumento no conteúdo de pectina na periderme da casca e lignificação da parede celular) e bioquímica das plantas.

- Embora haja vários trabalhos confirmando o controle de doenças pelo uso do fosfito em espécies florestais, há falta de dados sobre a melhor dose a ser utilizada e a melhor forma de aplicação, por ser um produto dependente de muitos fatores e por serem culturas perenes com diferentes fases de crescimento. Por isso, estudos regionais e de longa duração se fazem necessários para maior compreensão dos efeitos do uso desse produto na silvicultura brasileira.

## 7 REFERÊNCIAS

- ABBASI, P. A.; LAZAROVITS, G. Seed treatment with phosphonate (AG3) suppresses *Pythium* damping-off of cucumber seedlings. **Plant Disease**, v. 90, p. 459-464, 2006.
- ACHARY, V. M. M.; RAM, B.; MANNA, M.; DATTA, D.; BHATT, A.; REDDY, M. K.; AGRAWAL, P. K. Phosphite: a novel P fertilizer for weed management and pathogen control. **Plant Biotechnology Journal**, v. 15, p. 1493–1508, 2017.
- AĆIMOVIĆ, S. G.; ZENG, Q.; MCGHEE, G. C.; SUNDIN, G. W.; WISE, J. C. Control of fire blight (*Erwinia amylovora*) on apple trees with trunk-injected plant resistance inducers and antibiotics and assessment of induction of pathogenesis related protein genes. **Frontiers in Plant Science**, v. 6, p. 1-6, 2015.
- AFONSO JÚNIOR, P. C.; OLIVEIRA FILHO, D.; COSTA, D. R. Viabilidade econômica de produção de lenha de eucalipto para secagem de produtos agrícolas. **Engenharia Agrícola**, v. 26, p. 28-35, 2006.
- AKINSANMI, O. A.; DRENTH, A. Phosphite and metalaxyl rejuvenate macadamia trees in decline caused by *Phytophthora cinnamomi*. **Crop Protection**, v. 53, p. 29-36, 2013.
- ALEXANDERSSON, E.; MULUGETA, T.; LANKINEN, Å.; LILJEROTH, E.; ANDREASSON, E. Plant resistance inducers against pathogens in *Solanaceae* species—from molecular mechanisms to field application. **International Journal Molecular Sciences**, v. 17, p. 1-25, 2016.
- ALI, Z.; SMITH, I.; GUEST, D. I. Combinations of potassium phosphonate and Bion (acibenzolar-S-methyl) reduce root infection and dieback of *Pinus radiata*, *Banksia integrifolia* and *Isopogon cuneatus* caused by *Phytophthora cinnamomi*. **Australasian Plant Pathology**, v. 29, p. 59-63, 2000.
- ARAUJO, L.; VALDEBENITO-SANHUEZA, R. M.; STADNIK, M. J. Avaliação de formulações de fosfito de potássio sobre *Colletotrichum gloeosporioides in vitro* e no controle pós infeccional da mancha foliar de *Glomerella* em macieira. **Tropical Plant Pathology**, v. 35, p. 54-59, 2010.
- BARCHIETTO, T.; SAINDRENAN, P.; BOMPEIX, G. Physiological responses of *Phytophthora citrophthora* to a sub-inhibitory concentration of phosphonate. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 42, p. 151–166, 1992.
- BARRETT, S. R.; SHEARER, B. L.; HARDY, G. E. S. J. Root and shoot development in *Corymbia calophylla* and *Banksia brownii* after application the application of the fungicide phosphite. **Australian Journal of Botany**, v. 50, p. 155–161, 2002.

BATALHA, M. O.; SOUZA FILHO, H. M. Analisando a Competitividade de Cadeias Agroindustriais: uma proposição metodológica. In: BATALHA, M. O. **Agronegócio no MERCOSUL: uma agenda para o desenvolvimento**. São Paulo: Atlas, 2009. p. 1-22.

BECÓT, S.; PAJOT, E.; LE CORRED, D.; MONOT, C.; SILUÉ, D. Phytogard ( $K_2HPO_3$ ) induces localized resistance in cauliflower to downy mildew of crucifers. **Crop Protection**, v. 19, p. 417-425, 2000.

BERGER, S.; SINHA, A. K.; ROITSCH, T. Plant physiology meets phytopathology: plant primary metabolism and plant–pathogen interactions. **Journal of Experimental Botany**, v. 58, p. 4019–4026, 2007.

BERTSCH, F.; RAMIREZ, F.; HENRIQUEZ, C. Evaluacion del fosfito como fuente fertilizante de fosforo via radical y foliar. **Agronomía Costarricense**, v. 33, p. 249–265, 2009.

BIZI, R. M.; GRIGOLETTI JUNIOR, A.; AUER, C. G.; MAY-DE MIO, L. L. Produtos alternativos no controle do oídio em mudas de eucalipto. **Summa Phytopathologica**, v. 34, p. 144-148, 2008.

BOCK, C. H.; BRENNEMAN, T. B.; HOTCHKISS, M. W.; WOOD, B. W. Evaluation of a phosphite fungicide to control pecan scab in the southeastern USA. **Crop Protection**, v. 36, p. 58-64, 2012.

BOLTON, M. D. Primary metabolism and plant defense — fuel for the fire. **Molecular Plant-Microbe Interactions**, v. 22, p. 487– 497, 2009.

BORIN, R. C.; POSSENTI, J. C.; REY, M. S.; MAZARO, S. M.; BERNARDI, C.; DEUNER, C.; SABURO, R. S. S. Desempenho fisiológico e indução de resistência de sementes de milho tratadas com fungicidas associados a fertilizantes a base de fosfitos. **Brazilian Journal of Development**, v. 5, n. 12, p. 33321-33338, 2019.

BORZA, T.; PETERS, R. D.; WU, Y.; SCHOFIELD, A.; RAND, J.; GANGA, Z.; AL-MUGHRABI, K. I.; COFFIN, R. H.; WANG-PRUSKI, G. Phosphite uptake and distribution in potato tubers following foliar and postharvest applications of phosphite-based fungicides for late blight control. **Annals of Applied Biology**, v. 1, p.127-139, 2017.

BORZA, T.; SCHOFIELD, A.; SAKTHIVEL, G.; BERGESE, J.; GAO, X.; RAND, J.; WANG-PRUSKI, G. Ion chromatography analysis of phosphite uptake and translocation by potato plants: dose-dependent uptake and inhibition of *Phytophthora infestans* development. **Crop Protection**, v. 56, p. 74-81, 2014.

BROOKER, M. H. I.; KLEINIG, D. A. **Field guide to Eucalypts**. 3 ed. Melbourne: Boomings books, 2006. 356 p.

BURNS, R. M.; HONKALA, B. H. **Silvics of North America: conifers**. 1 ed. Washington, DC: USDA, Forest Service, 1990. 675 p.

CASTRO, R. R.; SILVA, M. L.; LEITE, H. G.; OLIVEIRA, M. L. R. Rentabilidade econômica e risco na produção de carvão vegetal. **Cerne**, v.13, p. 353-359, 2007.

CERIONI, L.; RAPISARDA, V. A.; DOCTOR, J.; FIKKERT, S.; RUIZ, T.; FASSEL, R.; SMILANICK, J. L. Use of phosphite salts in laboratory and semicommercial tests to control citrus postharvest decay. **Plant Disease**, v. 97, p. 201-212, 2013.

CERQUEIRA, A.; ALVES, A.; BERENQUER, H.; CORREIA, B.; GÓMEZ-CADENAS, A.; DIEZ, J. J.; MONTEIRO, P.; PINTO, G. Phosphite shifts physiological and hormonal profile of Monterey pine and delays *Fusarium circinatum* progression. **Plant Physiology et Biochemistry**, v. 114, p. 88-99, 2017.

COOK, P.J.; LANDSCHOOT, P. J.; SCHLOSSBERG, M. J. Inhibition of *Pythium spp.* and suppression of *Pythium blight* of turfgrasses with phosphonate fungicides. **Plant Disease**, v. 93, p. 809–814, 2009.

COSTA, B. H. G.; RESENDE, M. L. V.; RIBEIRO, P. M.; MATHIONI, S. M.; PADUA, M. S.; SILVA, M. B. J. Suppression of rust and brown eye spot diseases on coffee by phosphites and byproducts of coffee and citrus industries. **Journal of Phytopathology**, v. 162, p. 635-642, 2014.

COSTA, B. H. G.; RESENDE, M. L. V.; RIBEIRO, P. M.; MATHIONI, S. M.; PADUA, M. S.; SILVA, M. B. J. Suppression of rust and brown eye spot diseases on coffee by phosphites and byproducts of coffee and citrus industries. **Journal of Phytopathology**, v. 162, p. 635-642, 2014.

COSTA, E. S.; BRESSAN-SMITH, R.; OLIVEIRA, J. G.; CAMPOSTRINI, E. Chlorophyll a fluorescence analysis in response to excitation irradiance in bean plants (*Phaseolus vulgaris* L. and *Vigna unguiculata* L. Walp) submitted to high temperature stress. **Photosynthetica**, v.41, p. 77-82, 2003.

d'ARCY-LAMETA, A.; BOMPEIX, G. Systemic transport of tritiated phosphonate in tomato plantlets (*Lycopersicon esculentum* Mill). **Pesticide Science**, v. 32, p. 7–14, 1991.

DALIO, R. J. D.; FLEISCHMANN, F.; HUMEZ, M.; OSSWALD, W. Phosphite protects *Fagus sylvatica* seedlings towards *Phytophthora plurivora* via local toxicity, priming and facilitation of pathogen recognition. **PLoS One**, v. 9, e87860, 2014.

DALIO, R. J. D.; RIBEIRO JUNIOR, P. M.; RESENDE, M. L. V.; SILVA, A. C.; BLUMER, S.; PEREIRA, V. F.; OSWALD, W.; PASCHOLATI, S. F. P. O triplo modo de ação dos fosfitos em plantas. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v. 20, p. 206-243, 2012.

DANIEL, R.; GUEST, D. Defence responses induced by potassium phosphonate in *Phytophthora palmivora*-challenged *Arabidopsis thaliana*. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v. 67, p. 194-201, 2006.

DANOVA-ALT, R.; DIJKEMA, C.; DE WAARD, P.; KOCK, M. Transport and compartmentation of phosphite in higher plant cells: kinetic and <sup>31</sup>P nuclear magnetic resonance studies. **Plant Cell Environment**, v. 31, p. 1510–1521, 2008.

DELIOPOULOS, T.; KETTLEWELL, P. S.; HARE, M.C. Fungal disease suppression by inorganic salts: a review. **Crop Protection, Guildford**, v. 29, p. 1059-1075, 2010.

DUTRA, J. B.; BLUM, L. E. B. Use of phosphites in post harvest to control anthracnose of yellow passionfruit. **Bioscience Journal**, v. 35, n. 6, p. 1799-1809, 2019.

ESHKAGHI, L.; ANDERSON, J.; ARYAMANESH, N.; SHEARER, B.; MCCOMB, J.; HARDY, G. E. S.; O'BRIEN, P. A. Phosphite primed defence responses and enhanced expression of defence genes in *Arabidopsis thaliana* infected with *Phytophthora cinnamomi*. **Plant Pathology**, v. 60, p. 1086-1095, 2011.

FEITOZA, J. C.; SOUZA, A. T. A.; SANTOS, C. C.; PASSOS, D. P.; MUÇOUÇA, F. J. Cadeia produtiva de eucalipto - da floresta ao papel. **Tekhne e Logos**, v. 8, p. 50-66, 2017.

GARCIA, R. D. **Qualidade das mudas clonais de dois híbridos de eucalipto em função do manejo hídrico**. 2012. 75 f. Dissertação – Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2012.

GÓMEZ-MERINO, F. C.; TREJO-TÉLLEZ, L. I. 2015. Biostimulant activity of phosphite in horticulture. **Scientia Horticulturae**, v. 196, p.82-90, 2015.

GONÇALVES, K. S. **Aplicação de reguladores vegetais e de fosfito de potássio em mudas de eucalipto submetidas à deficiência hídrica**. 2013. 80 f. Tese - Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu. 2013.

GONÇALVES, K. S.; PAZ, V. P. S.; SILVA, F. L.; HONGYU, K.; ALMEIDA, W. F. Potassium phosphite and water deficit: physiological response of Eucalyptus using multivariate analysis. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 3, p.565-574, 219.

GONÇALVES, K. S.; SOUSA, A. P.; VELINI, E. D. Aplicação de reguladores vegetais e de fosfito de potássio em mudas de eucalipto submetidas à deficiência hídrica. **Irriga**, v. 20, p. 273-285, 2015.

GONÇALVES, K. S.; SOUSA, A. P.; VELINI, E. D.; TRINDADE, M. L. B.; PAZ, V. P. S. Application of potassium phosphite to eucalyptus submitted to water stress. In: II Inovagri International Meeting, 2014, Foz de Iguaçu. **Anais...** Foz de Iguaçu, 2014.

GRIFFITH, J. M.; SMILLIE, R. H.; GRANT, B.R. Alterations in nucleotide and pyrophosphate levels in *Phytophthora palmivora* following exposure to the antifungal agent potassium phosphonate (phosphite). **Journal of General Microbiology**, v. 136, p. 1285–1291, 1990.

GUEST, D. I.; UPTON, J. C. R.; ROWAN, K. S. Fosetyl-Al alters their respiratory response in *Phytophthora nicotianae* var. *nicotianae* infected tobacco. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v. 34, p. 257–265, 1989.

GUEST, D. L.; PEGG, K. G.; WHILEY, A. W. Control of *Phytophthora* diseases of tree crops using trunk-injected phosphonates. **Horticultural Reviews**, v. 17, p. 299–330, 1995.

GUEST, D.; GRANT, B. R. The complex action of phosphonates as antifungal agents. **Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society**, v. 66, p. 159-187, 1991.

HALLIWELL, B.; CHIRICO, S. Lipid peroxidation: its mechanism, measurement and significance. **American Journal of Clinical Nutrition**, v. 57, p. 715-725, 1993.

HOFGAARD, I. S.; ERGON, A.; HENRIKSEN, B.; TRONSMO, A. M. The effect of potential resistance inducers on development of *Microdochium majus* and *Fusarium culmorum* in winter wheat. *European Journal of Plant Pathology*, v. 128, p. 269-281, 2010.

IBÁ - Indústria Brasileira de Árvores. **Relatório 2019. 2019**. Disponível em <<https://iba.org/datafiles/publicacoes/relatorios/iba-relatorioanual2019.pdf>>. Acesso em 25/05/2020.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Produção da extração vegetal e da silvicultura 2017. **Produção da Extração Vegetal e da Silvicultura**, v. 32, p. 1-8, 2017.

ISMAEL, J. J. **Efeitos da fertilização nitrogenada e da umidade do substrato na aclimação e na adaptação no campo de mudas de *Eucalyptus grandis* W. (HILL ex MAIDEN)**. 2001. 106 f. Tese - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2001.

JACKSON, T. J.; BURGESS, T.; COLQUHOUN, I.; HARDY, G. E. StJ. Action of the fungicide phosphonate on *Eucalyptus marginata* inoculated with *Phytophthora cinnamomi*. **Plant Pathology**, v. 49, p. 147-154, 2000.

JOST, R.; PHARMAWATI, M.; LAPIS-GAZA, H. R.; ROSSIG, C.; BERKOWITZ, O.; LAMBERS, H.; FINNEGAN, P. M. Differentiating phosphate-dependent and phosphate independent systemic phosphate-starvation response networks in *Arabidopsis thaliana* through the application of phosphite. **Journal of Experimental Botany**, v. 66, p. 2501–2514, 2015.

KAMMERICH, J.; BECKMANN, S.; SCHARAFAT, I.; LUDWIG-MÜLLER, J. Suppression of the clubroot pathogen *Plasmodiophora brassicae* by plant growth promoting formulations in roots of two Brassica species. **Plant Pathology**, v. 63, p. 846-857, 2014.

KING, M.; REEVE, W.; VAN DER HOEK, M. B.; WILLIAMS, N.; MCCOMB, J.; O'BRIEN, P. A.; HARDY, G. E. Defining the phosphite-regulated transcriptome of the plant pathogen *Phytophthora cinnamomi*. **Molecular Genetics and Genomics**, v. 284, p. 425-35, 2010.

- LAI, T.; WANG, Y.; FAN, Y.; ZHOU, Y.; BAO, Y.; ZHOU, T. The response of growth and patulin production of postharvest pathogen *Penicillium expansum* to exogenous potassium phosphite treatment. **International Journal of Food Microbiology**, v. 244, p. 1-10, 2017.
- LEVINE, A.; TENHAKEN, R.; DIXON, R.; LAMB, C. H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> from the oxidative burst orchestrates the plant hypersensitive response. **Cell**, v. 79, p. 583-93, 1994.
- LIM, S.; BORZA, T.; PETERS, R. D.; COFFIN, R. H.; AL-MUGHRABI, K. I.; PINTO D. M.; WANG-PRUSKI, G. Proteomics analysis suggests broad functional changes in potato leaves triggered by phosphites and a complex indirect mode of action against *Phytophthora infestans*. **Journal of Proteomics**, v.93, n.1, p.207-223, 2013.
- LIMA, P. R.; MALAVASI, U. C.; BATTISTUS, A. G.; DRANSKI, J. A. L.; MALAVASI, M. M. Photosynthetic responses of Eucalyptus seedlings submitted to chemical and mechanical stimulus. **Ciência Florestal**, v. 29, n. 2, p. 740-753, 2019.
- LIU, P.; LI, B.; LIN, M.; CHEN, G.; DING, X.; WENG, Q. Phosphite-induced reactive oxygen species production and ethylene and ABA biosynthesis mediate the control of *Phytophthora capsici* in pepper (*Capsicum annuum*). **Functional Plant Biology**, v. 43, p. 563–574, 2016.
- LOBATO, M. C.; MACHINANDIARENA, M. F.; TAMBASCIO, C.; DOSIO, G. A. A.; CALDIZ, D. O.; DALEO, G. R.; ANDREU, A. B. Effect of foliar applications of phosphite on post-harvest potato tubers. **European Journal of Plant Pathology**, v. 130, p. 155–163, 2011.
- LOBATO, M. C.; MACHINANDIERENA, M. F.; TAMBASCIO, C.; DOSIO, G. A. A.; CALDIZ, D. O.; DALIO, G. R.; ANDREU, A. B.; OLIVIERI, F. P. Effect of foliar applications of phosphite on post-harvest potato tubers. **European Journal Plant Pathology**, v. 130, p. 155-163, 2011.
- LOBATO, M. C.; OLIVIERI, F. P.; DALEO, G. R.; ANDREU, A. B. Antimicrobial activity of phosphites against different potato pathogens. **Journal Plant Disease Protection**, v. 3, p. 102-109, 2010.
- LOBATO, M. C.; OLIVIERI, F. P.; GONZÁLEZ, A. E. A.; WOLSKI, E. A.; DALEO, G. R.; CALDIZ, D. O.; ANDREU, A. B. Phosphite compounds reduce disease severity in potato seed tubers and foliage. **European Journal Plant Pathology**, v. 122, p. 349–358, 2008.
- LOPEZ-ARREDONDO, D. L.; HERRERA-ESTRELLA, L. Engineering phosphorus metabolism in plants to produce a dual fertilization and weed control system. **Nature Biotechnology**, v. 30, p. 889–893, 2012.
- LOW, P. S.; MERIDA, J. R. The oxidative burst in plant defense: Function and signal transduction. **Physiologia Plantarum**, v.96, p.533-542, 1996.
- MACHINANDIARENA, M. F.; LOBATO, M. C.; FELDMAN, M. L.; DALEO, G. R.; ANDREU, A. B. Potassium phosphite primes defense responses in potato against

Phytophthora infestans. **Journal of Plant Physiology**, v.169, n.14, p.1417-1424, 2012.

MALUSA, E.; TOSI, L. Phosphorous acid residues in apples after foliar fertilization: results of field trials. **Food Additives and Contaminants**, v. 22, p. 541-548, 2005.

MANNA, M.; ACHARY, V. M. M.; ISLAM, T.; AGRAWAL, P. K.; REDDY, M. K. The development of a phosphite-mediated fertilization and weed control system for rice. **Scientific Reports**, v. 6, 24941, 2016.

MARCHIORI, J. N. C. **Dendrologia das gimnospermas**. Santa Maria: Universidade Federal de Santa Maria, 1996. 158 p.

MCDONALD, A. E.; GRANT, B. R.; PLAXTON, W. C. Phosphite (phosphorous acid): its relevance in the environment and agriculture, and influence on the plant phosphate starvation response. **Journal of Plant Nutrition**, v. 24, p. 1505–1519, 2001.

MÉNDEZ, L. W.; ARAUZ, L. F.; RÍOS, R. Evaluación de fungicidas convencionales e inductores de resistencia para el combate de mildiú veloso (*Pseudoperonospora cubensis*) en melón (*Cucumis melo*). **Agronomía Costarricense**, v. 34, p. 153-164, 2010.

MITTLER, R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. **Trends in Plant Science**, v.7, p.405-410, 2002.

MOFIDNAKHAEI, M.; ABDOSI, V.; DEHESTANI, A.; PIRDASHTI, H.; BABAEIZAD, V. Potassium phosphite affects growth, antioxidant enzymes activity and alleviates disease damage in cucumber plants inoculated with *Pythium ultimum*. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, v. 49, p. 207-221, 2016.

MOLLER, I. M.; JENSEN, P. E.; HANSSON, A. Oxidative modifications to cellular components in plants. **Annual Review of Plant Biology**, v. 58, p. 459-481, 2007.

MONCHIERO, M.; LODOVICA, M. G.; PUGLIESE, M.; SPADARO, D.; GARIBALDI, A. Efficacy of different chemical and biological products in the control of *Pseudomonas syringae* pv. actinidiae on kiwifruit. **Australasian Plant Pathology**, v. 44, p. 13-23, 2015.

MONSALVE, V.; VITERI, R. S. E.; RUBIO, C. N. J.; TOVAR, D. F. Efectos del fosfito de potasio en combinación con el fungicida metalaxyl + mancozeb en el control de mildío veloso (*Peronospora destructor* Berk) en cebolla de bulbo (*Allium cepa* L.). **Revista Facultad Nacional de Agronomía**, v. 65, p. 6317-6325, 2012.

MOREIRA, L. M.; MAY-DE-MIO, L. L. Controle da podridão parda do pessegueiro com fungicidas e fosfitos avaliados em pré e pós-colheita. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 33, p. 405-411, 2009.

NASCIMENTO, K. J. T.; ARAUJO, L.; RESENDE, R. S.; SCHURT, D. A.; SILVA, W. L.; RODRIGUES, F. A. Silicon, acibenzolar-S-methyl and potassium phosphite in the control of brown spot in rice. **Bragantia**, v. 75, p. 212-221, 2016.

NEMESTOTHY, G. S.; GUEST, D. I. Phytoalexin accumulation, phenylalanine ammonia lyase activity and ethylene biosynthesis in fosetyl-Al treated resistant and susceptible tobacco cultivars infected with *Phytophthora nicotianae* var. *nicotianae*. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v. 37, p. 207–219, 1990.

NIERE, J. O.; DEANGELIS, G.; GRANT, B.R. The effect of phosphonate on the acid-soluble phosphorus components in the genus *Phytophthora*. **Microbiology**, v. 140, p. 1661–1670, 1994.

NOVAES, M. I. C.; DEBONA, D.; FAGUNDES-NACARATH, I. R. F.; BRÁS, V. V.; RODRIGUES, F. A. Physiological and biochemical responses of soybean to white mold affected by manganese phosphite and fluazinam. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 41, 2019.

OGOSHI, C.; ABREU, M. S.; DA SILVA, B. M.; NETO, H. S.; JÚNIOR, P. M. R.; RESENDE, M. L. V. Potassium phosphite: a promising product in the management of diseases caused by *Colletotrichum gloeosporioides* in coffee plants. **Bioscience Journal**, v. 29, p. 1558-1565, 2013.

OLIVIERI, F. P.; FELDMAN, M. L.; MACHINANDIARENA, M. F.; LOBATO, M. C.; CALDIZ, D. O.; DALEO, G. R.; ANDREU, A. B. Phosphite applications induce molecular modifications in potato tuber periderm and cortex that enhance resistance to pathogens. **Crop Protection**, v. 32, p. 1–6, 2012.

OYARBURO, N. S.; MACHINANDIARENA, M. F.; FELDMAN, M. L.; DALEO, G. R.; ANDREU, A. B.; OLIVIERI, F. P. Potassium phosphite increases tolerance to UV-B in potato. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 88, p. 1-8, 2015.

PERCIVAL, G. C.; NOVISS, K.; HAYNES, I. Field evaluation of systemic inducing resistance chemicals at different growth stages for the control of apple (*Venturia inaequalis*) and pear (*Venturia pirina*) scab. **Crop Protection**, v. 28, p. 629-633, 2009.

PEREIRA, T.; RANGEL, R.; RODRIGUES, R.; AZEVEDO, R. Análise de viabilidade econômica de uma plantação de eucalipto no Pará –Amazônia-Brasil. **Observatorio de la Economía Latinoamericana**, n. 159, 2011.

PEREIRA, V. F.; RESENDE, M. L. V.; RIBEIRO JÚNIOR, P. M.; REGINA, M. A.; MOTA, R. V.; VITORINO, L. R. R. Fosfito de potássio no controle do míldio da videira e características físico-químicas de uvas Merlot. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.47, p.1581-1588, 2012.

PILBEAM, R. A.; COLQUHOUN, I. J.; SHEARER, B.; HARD, G. E. J. Phosphite concentration: its effect on phytotoxicity symptoms and colonization by *Phytophthora cinnamomi* in three understory species of *Eucalyptus marginata* forest. **Australasian Plant Pathology**, v. 29, p. 86–95, 2000.

PILBEAM, R. A.; HOWARD, K.; SHEARER, B. L.; HARDY, G. E. J. Phosphite stimulated histological responses of *Eucalyptus marginata* to infection by *Phytophthora cinnamomi*. **Tree**, v. 25, p. 1121-1131, 2011.

PINTO, K. M.; NASCIMENTO, C.; GOMES, E. C.; SILVA, H. F.; MIRANDA, J. Efficiency of resistance elicitors in the management of grapevine downy mildew *Plasmopara viticola*: epidemiological, biochemical and economic aspects. **European Journal Plant Pathology**, v. 134, p. 745-754, 2012.

REUVENI, M.; SHEGLOV, D.; COHEN, Y. Control of moldycore decay in apple fruits by  $\beta$ -aminobutyric acids and potassium phosphites. **Plant Disease**, v. 87, p. 933-936, 2003.

REZENDE, J. L. P. PADUA, C. T. J.; OLIVEIRA, A. D.; SCOLFORO, J. R. S. Análise econômica de fomento florestal com eucalipto no estado de Minas Gerais. **Cerne**, v. 12, p. 221-231, 2006.

ROLANDO, C. A.; DICK, M. A.; GARDNER, J.; BADER, M. K-F.; WILLIAMS, N. M. Chemical control of two *Phytophthora* species infecting the canopy of Monterey pine (*Pinus radiata*). **Forest Pathology**, v. 47, e12327, 2017.

ROLANDO, C.; GASKIN, R.; HORGAN, D.; WILLIAMS, N.; BADER, M. K-F. The use of adjuvants to improve uptake of phosphorous acid applied to *Pinus radiata* needles for control of foliar *Phytophthora* diseases. **New Zealand Journal of Forestry Science**, v. 44, p. 8, 2014.

ROMERO, R. R. **Resposta fisiológica de plantas de *Eucalyptus grandis* a adubação com potássio ou sódio**. 2008. 56 f. Dissertação - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2008.

SAINDRENANT, P. BARCHIETTO, T.; AVELINO, J.; BOMPEIX, G. Effect of phosphite on phytoalexin accumulation in leaves of cowpea infected with *Phytophthora cryptogea*. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v. 32, p. 425-435, 1988.

SANTOS, A. F.; AUER, C. G.; GRIGOLETTI JUNIOR, A. **Doenças do eucalipto no sul do Brasil: identificação e controle**. Colombo: Embrapa, 2001. Circular Técnica 45.

SASSE, J.; SANDS, R.; WHITEHEAD, D.; KELLIHER, F. M. Comparative responses of cuttings and seedlings of *Eucalyptus grandis* and *Eucalyptus globulus* to water stress. **Tree Physiology**, v. 16, p. 287-294, 1996.

SCHACHTMAN, D. P.; REID, R. J.; AYLING, S. M. Phosphorus uptake by plants: from soil to cell. **Plant Physiology**, v. 116, p. 447-453, 1998.

SHIMIZU, J. Y. **Pinus na Silvicultura Brasileira**. Embrapa Florestas, Colombo, PR, 2008. 226 p. 1 edição.

SILVA, A. C.; RESENDE, M. L. V.; SOUZA, P. E.; PÔSSA, K. F.; SILVA JÚNIOR, M. B. Extrato vegetal, fosfito e sulfato de zinco no controle do oídio em eucalipto. **Revista Ciência Agronômica**, v. 47, p. 93-100, 2016.

SILVA, J. C. Cresce presença do eucalipto no Brasil. **Revista da Madeira**, v. 92, p. 61-66, 2005.

SILVA, J. C. Influência dos tratamentos silviculturais na qualidade da madeira. **Revista da Madeira**, v. 75, p. 1-10, 2003.

SILVA, M. R.; KLAR A. E.; PASSOS J. R. Efeitos do manejo hidrico e da aplicacao de potassio nas características morfofisiológicas de mudas de *Eucalyptus grandis* (Hill ex. Maiden). **Irriga**, v. 9, p. 31-40, 2004.

SILVA, O. C.; SANTOS, H. A. A.; DALLA PRIA, M.; MAY-DE MIO, L. L. Potassium phosphite for control of downy mildew of soybean. **Crop Protection**, v. 30, n. 6, p. 598-604, 2011.

SILVA, O. C.; SANTOS, H. A. A.; DALLA-PRIA, M.; MAY-DE MIO, L. L. Potassium phosphite for control of downy mildew of soybean. **Crop Protection**, v. 30, p. 598-604, 2011.

SILVEIRA, R. L. V. A.; GAVA, J. L.; MALAVOLTA, E. Nutrição e adubação potássica em *Eucalyptus*. **Informações Agronômicas**, n. 91, 2000.

SMILLIE, R.; GRANT, B. R.; GUEST, D. The mode of action of phosphite: evidence for both direct and indirect modes of action on three *Phytophthora* spp. in plants. **Phytopathology**, v. 79, p. 921-926, 1989.

SMILLIE, R.; GRANT, B.R.; GUEST, D. The mode of action of phosphite: evidence for both direct and indirect modes of action on three *Phytophthora* sp. in plants. **Phytopathology**, v. 79, p. 921–926, 1989.

SOARES, N. S.; SILVA, M. L.; REZENDE, J. L. P.; GOMES, M. F. M. Competitividade da cadeia produtiva da madeira de eucalipto no Brasil. **Revista Árvore**, v. 34, p. 917-928, 2010.

SÔNEGO, O. R.; GARRIDO, L. R. **Avaliação da eficácia de algumas marcas comerciais de fosfito de potássio e de fosfonato de Potássio no controle do míldio da videira**. Bento Gonçalves: EMBRAPA Uva e Vinho, 2005. 13 p.

TAMBASCIO, C.; COVACEVICH, F.; LOBATO, M.C.; DE LASA, C.; CALDIZ, D.; DOSIO, G.; ANDREU, A. The application of K phosphites to seed tubers enhanced emergence, early growth and mycorrhizal colonization in potato (*Solanum tuberosum*). **Journal of Plant Science**, v. 5, p. 32–137, 2014.

THAO, H. T. B.; YAMAKAWA, T. Phosphite (phosphorous acid): fungicide, fertilizer or bio-stimulator. **Soil Science and Plant Nutrition**, v. 55, p. 228–243, 2009.

TKACZYK, M.; KUBIAK, K. A.; SAWICKI, J.; NOWAKOWSKA, J. A.; OSZAKO, T. The use of phosphates in forestry. **Forest Research Papers**, v. 77, p. 76-81, 2016.

TUNES, C. D.; GONÇALVES, V. P.; RODRIGUES, D. B.; ALMEIDA, A. S.; SILVA, J. B.; FRANCO, M. S. Fosfito de potássio como indutor de resistência em mutantes de tomateiro contra *Phytophthora infestans*. **Revista Verde**, v. 14, n. 2, p. 218-223, 2019.

VARADARAJAN, D. K.; KARTHIKEYAN, A. S.; MATILDA, P. D.; RAGHOTHAMA, K. G. Phosphite, an analog of phosphate, suppresses the coordinated expression of genes under phosphate starvation. **Plant Physiology**, v. 129, p. 1232–1240, 2002.

WHILEY, A. W.; HARGREAVES, P.; PEGG, K. G.; DOOGAN, V. J.; RUDDLE, L.; SARANAH, J. B.; LANGDON, P. W. Changing sink strengths influence translocation of phosphonate in avocado (*Persea Americana Mill.*) trees. **Australian Journal of Agricultural Research**, v. 46, p. 1079-1090, 1995.

WILKINSON, C. J.; HOLMES, J. M.; DELL, B.; TYNAN, K. M.; MCCOMB, J. A.; SHEARER, B. L.; COLQUHOUN, I. J. Effect of phosphite on in planta zoospore production of *Phytophthora cinnamomi*. **Plant Pathology**, v. 50, p. 587–593, 2001.

WONG, M. A.; MCCOMB, B. J.; HARDY, B. G. E. J.; O'BRIEN, P.A. Phosphite induces expression of a putative proteophosphoglycan gene in *Phytophthora cinnamomi*. **Australasian Plant Pathology**, v. 38, p. 235-241, 2009.

YÁÑEZ, J. M. G.; LEÓN, D. J. F.; GODOY, A. T. P.; GASTÉLUM, L. R.; LÓPEZ, M. M.; CRUZ, O. J. E.; CERVANTES, D. L. Alternativas para el control de la cenicilla (*Oidium* sp.) en pepino (*Cucumis sativus* L.). **Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas**, v. 3, p. 259-270, 2012.

YÁÑEZ-JUÁREZ, M. G.; LÓPEZ-ORONA, C. A.; AYALA-TAFOYA, F.; PARTIDA-RUVALCABA, L.; VELÁZQUEZ-ALCARAZ, T. J.; MEDINA-LÓPEZ, R. Phosphites as alternative for the management of phytopathological problems. **Revista Mexicana de Fitopatología**, v. 36, p. 79-94, 2018.

YOUNG, A. L.; FRANK, H. A. Energy transfer reactions involving carotenoids: quenching of chlorophyll fluorescence. **Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology**, v. 36, p. 3-15, 1996.