INSTITUTO AGRONÔMICO

PÓS-GRADUAÇÃO

DISSERTAÇÃO

EFEITO DO METIL JASMONATO NO CONTROLE DA ANTRACNOSE EM GOIABAS ‘KUMAGAI’ E ‘PEDRO SATO’

BÁRBARA MARÇON PEREIRA DA SILVA

Campinas, SP
2015

INSTITUTO AGRONÔMICO
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRICULTURA TROPICAL E SUBTROPICAL

EFEITO DO METIL JASMONATO NO CONTROLE DA ANTRACNOSE EM GOIABAS 'KUMAGAI' E 'PEDRO SATO'

BÁRBARA MARÇON PEREIRA DA SILVA

Orientadora: Ilana Urbano Bron
Co-orientadora: Patrícia Cia

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre** em Agricultura Tropical e Subtropical, Área de Concentração em Tecnologia da Produção Agrícola.

Campinas, SP
Novembro 2015

"*Troque suas folhas, mas não troque suas raízes"*

Victor Hugo

AGRADECIMENTOS

À Deus em primeiro lugar.

Ao Instituto Agronômico (IAC) pela oportunidade de realização deste trabalho.

Ao Centro de Engenharia e Automação, localizado em Jundiaí/SP, onde realizei o experimento.

A CAPES pela concessão da bolsa de estudo para a realização desde projeto de pesquisa.

À minha orientadora Ilana Urbano Bron pela oportunidade, orientação, pela confiança depositada, pela amizade e pelos ensinamentos transmitidos.

À minha co-orientadora Patrícia Cia pela amizade, paciência, ajuda, orientação e ensinamentos.

À minha amiga e colega Raquel, que esteve presente em todas as horas e me ajudou com a montagem e realização dos experimentos, obrigada pelo seu companheirismo.

À Dra. Silvia Valentini, pesquisadora do IAC, pela confiança, amizade, incentivo, atenção e disponibilidade de sempre.

Aos meus pais, Aurea e Roberto, ao meu namorado e minha família por todo o amor transmitido, pelo apoio, dedicação, incentivo, carinho, compreensão, exemplos de determinação e luta.

À Fátima e Yolanda, funcionárias do laboratório do IAC que me ajudaram com as análises.

Aos produtores Milton e Odair pelo fornecimento das goiabas utilizadas na pesquisa.

À todos os docentes do curso, pelos ensinamentos transmitidos.

À secretaria da Pós-graduação IAC, pela atenção e ajuda.

À todos que de alguma forma colaboraram com o desenvolvimento deste trabalho.

Muito Obrigada !

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS..... vii
LISTA DE FIGURAS..... viii
RESUMO..... ix
ABSTRACT..... xi
1 INTRODUÇÃO..... 1
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA..... 2
2.1 A cultura da Goiaba..... 2
2.2 Antracnose..... 4
2.3 Metil jasmonato na pós-colheita..... 7
3 MATERIAL E MÉTODOS..... 13
3.1 Experimento 1: Avaliação *in vivo* de metil jasmonato no controle da antracnose em goiabas 'Pedro Sato' e 'Kumagai'..... 13
3.2 Experimento 2: Avaliação *in vivo* de metil jasmonato no controle da antracnose em goiabas 'Kumagai'..... 15
3.3 Análises..... 16
3.3.1 Incidência e severidade da antracnose..... 16
3.3.2 Atividades enzimáticas..... 16
4 RESULTADOS..... 18
4.1 Experimento 1..... 18
4.1.1 Incidência e severidade da antracnose em goiabas 'Pedro Sato' inoculadas após 24 horas do tratamento com metil jasmonato..... 18
4.1.2 Incidência e severidade da antracnose em goiabas 'Pedro Sato' inoculadas após 48 horas do tratamento com metil jasmonato..... 20
4.1.3 Incidência e severidade da antracnose em goiabas 'Kumagai' inoculadas após 24 horas do tratamento com metil jasmonato..... 22
4.1.4 Incidência e severidade da antracnose em goiabas 'Kumagai' inoculadas após 48 horas do tratamento com metil jasmonato..... 24
4.2 Experimento 2..... 27
4.2.1Incidência e severidade de antracnose em goiabas 'Kumagai'..... 27
4.2.2 Atividade enzimática..... 29
4.2.2.1 Fenilalanina amônia-liase (PAL)..... 29
4.2.2.2 Peroxidase (POD)..... 31
4.2.2.3 Polifenoloxidase (PPO)..... 32
5 DISCUSSÃO..... 34
6 CONCLUSÃO..... 40
7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... 40

LISTA DE TABELAS

Tabela 1- Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas ‘Pedro Sato’ colhidas no estádio amarelo, inoculadas após 24 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 ℃ e 85-90% UR por 6 dias..... 19

Tabela 2- Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas ‘Pedro Sato’ colhidas no estádio verde, inoculadas após 24 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 6 dias..... 20

Tabela 3- Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas ‘Pedro Sato’ colhidas no estádio amarelo, inoculadas após 48 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 ℃ e 85-90% UR por 6 dias..... 21

Tabela 4- Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas ‘Pedro Sato’ colhidas no estádio verde, inoculadas após 48 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 6 dias..... 21

Tabela 5- Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas ‘Kumagai’ colhidas no estádio amarelo, inoculadas após 24 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 ℃ e 85-90% UR por 8 dias..... 23

Tabela 6- Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas ‘Kumagai’ colhidas no estádio verde, inoculadas após 24 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 ℃ e 85-90% UR por 8 dias..... 24

Tabela 7- Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas ‘Kumagai’ colhidas no estádio amarelo, inoculadas após 48 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 ℃ e 85-90% UR por 8 dias..... 25

Tabela 8- Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas ‘Kumagai’ colhidas no estádio verde, inoculadas após 48 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias..... 26

Tabela 9- Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas ‘Kumagai’ colhidas no estádio amarelo, inoculadas após 48 horas do tratamento com 0 e 1 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias..... 28

LISTA DE FIGURAS

Figura 1- Aparência externa de goiabas ‘Kumagai’ colhidas no estádio verde (A) e amarelo (B), e goiabas ‘Pedro Sato’ colhidas no estádio verde (C) e amarelo (D)..... 13

Figura 2- Área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) para severidade (cm) e incidência (%) da antracnose em goiabas ‘Pedro Sato’ colhidas nos estádios verde e amarelo, inoculadas com *Colletotrichum gloeosporioides* após 24 (A e B) e 48 horas (C e D) do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 6 dias..... 22

Figura 3- Área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) para severidade (cm) e incidência (%) da antracnose em goiabas ‘Kumagai’ colhidas nos estádios verde e amarelo, inoculadas com *Colletotrichum gloeosporioides* após 24 (A e B) e 48 horas (C e D) do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias..... 27

Figura 4- Área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) para severidade (cm, A) e incidência (%, B) da antracnose em goiabas ‘Kumagai’ colhidas no estádio amarelo, inoculadas com *Colletotrichum gloeosporioides* após 48 horas do tratamento com 0 e 1 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias..... 29

Figura 5- Atividade de fenilalanina amônia-liase na casca (A) e polpa (B) de goiabas ‘Kumagai’ colhidas no estádio amarelo e inoculadas com *Colletotrichum gloeosporioides* após 48 horas do início do tratamento. Os frutos foram tratados com 0 e 1 µmol L^{-1} de metil jasmonato e mantidos a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias..... 31

Figura 6- Atividade de peroxidase na casca (A) e polpa (B) de goiabas ‘Kumagai’ colhidas no estádio amarelo e inoculadas com *Colletotrichum gloeosporioides* após 48 horas do início do tratamento. Os frutos foram tratados com 0 e 1 µmol L^{-1} de metil jasmonato e mantidos a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias..... 32

Figura 7- Atividade de polifenoloxidase na casca (A) e polpa (B) de goiabas ‘Kumagai’ colhidas no estádio amarelo e inoculadas com *Colletotrichum gloeosporioides* após 48 horas do início do tratamento. Os frutos foram tratados com 0 e 1 µmol L^{-1} de metil jasmonato e mantidos a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias..... 34

Efeito do metil jasmonato no controle da antracnose em goiabas 'Kumagai' e 'Pedro Sato'

RESUMO

Os reguladores vegetais vêm sendo utilizados como método alternativo no controle de doenças pós-colheita. O metil jasmonato (MJ) é um composto reconhecido como hormônio vegetal que induz a expressão de diversos genes relacionados à defesa contra estresses. O objetivo do trabalho foi avaliar o controle da antracnose em goiabas 'Kumagai' e 'Pedro Sato' tratadas com MJ. As goiabas (*Psidium guajava* L.) foram colhidas nos estádios de amadurecimento verde e amarelo, de acordo com a cor da casca. No primeiro experimento, os frutos foram tratados com 1 e 10 µmol L^{-1} de MJ por volatilização em tambores herméticos (200 L) com circulação de ar por 24 horas, e em seguida, armazenados à 25 ºC e 80 a 90% de umidade relativa. Os frutos foram inoculados com *Colletotrichum gloeosporioides* (10^5 conídios.mL^{-1}) 24 e 48 h após o tratamento com MJ, sendo avaliados, durante o amadurecimento, a incidência e a severidade da antracnose. Baseado no resultado do primeiro experimento, um segundo experimento foi realizado com goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo, tratadas com 1 µmol L^{-1} de MJ e inoculadas após 48 horas. Além das análises de incidência e severidade, foram determinadas as atividades das enzimas fenilalanina amônia-liase (PAL), peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO) durante o amadurecimento dos frutos. A aplicação de MJ, independentemente da dose, não foi efetiva no controle de antracnose em goiabas 'Pedro Sato' colhidas nos estádios amarelo e verde, inoculadas 24 ou 48 horas após o tratamento com o regulador. Em goiabas 'Kumagai' houve influência do MJ quando este foi aplicado em frutos colhidos no estádio amarelo e inoculados após 48 horas do tratamento com o regulador. A aplicação de 1 µmol L^{-1} de MJ em goiabas 'Kumagai' reduziu a severidade das lesões no oitavo dia de armazenamento; em média as lesões nesses frutos foram 30% menores em relação aos demais tratamentos. Influência semelhante foi observada para a incidência, que apresentou uma redução de 50% no número de frutos doentes, no quarto dia de armazenamento. No segundo experimento, o tratamento com 1 µmol L^{-1} de MJ teve pouco efeito na redução da severidade da antracnose, e não interferiu na incidência da doença. Não houve alteração na atividade da PAL, POD e PPO em função do

tratamento com o regulador. Conclui-se que a aplicação de 1 e 10 µmol L^{-1} de MJ não controlou a antracnose em goiabas ‘Kumagai’ e ‘Pedro Sato’.

Palavras-chave: *Colletotrichum gloeosporioides, Psidium guajava* L., doença, pós-colheita.

Effect of methyl jasmonate on anthracnose control in 'Kumagai' and 'Pedro Sato'guavas

ABSTRACT

Plant growth regulators have been used as an alternative method on postharvest disease control. Methyl jasmonate (MJ) is a compound recognized as a plant hormone that induces expression of several genes related to defense against stress. The aim of this research was to evaluate the anthracnose control in 'Kumagai' and 'Pedro Sato' guavas treated with MJ. Guavas (*Psidium guajava* L.) were harvested at green and yellow ripening stages according to the peel color. In the first assay, fruits were treated with 1 and 10 μmol L^{-1} of MJ in sealed containers (200 L) with air circulation for 24 hours, and then stored at 25 °C and 80-90% relative humidity. The fruits were inoculated with *Colletotrichum gloeosporioides* (10^5 spores.mL^{-1}) 24 and 48 h after treatment. During ripening, disease incidence and lesion diameters were evaluated. Based on these results, a second assay was carried out with 'Kumagai' guavas, harvested at yellow ripening stage and treated with 1 μmol L^{-1} of MJ. Besides analyses of decay incidence and severity, samples were also evaluated for the activity of the enzymes phenylalanine ammonia lyase (PAL), peroxidase (POD) and polyphenol oxidase (PPO). The application of methyl jasmonate, regardless the dose, was not effective in controlling anthracnose rot in 'Pedro Sato' guavas, at yellow and green ripening stages, when fruits were inoculated 24 or 48 hours after treatment. In 'Kumagai' guavas, MJ had effect when applied on fruits harvested at yellow ripening stage, inoculated 48 h after treatment. Application of 1 μmol L^{-1} of MJ in 'Kumagai' guavas promoted reduction of injuries severity on the eighth day of storage; in average, the lesions diameter was 30% lower compared to other treatments. Similar result was observed for the incidence of disease, with a reduction of 50% on the fourth day of storage. In the second assay, treatment with 1 μmol L^{-1} of MJ had little effect on severity and none effect on incidence of anthracnose. MJ did not influence the activity of the enzymes PAL, POD and PPO. In conclusion, the application of 1 and 10 μmol L^{-1} did not control anthracnose in 'Kumagai' and 'Pedro Sato' guavas.

Keywords: *Colletotrichum gloeosporioides*, *Psidium guajava* L., disease, postharvest.

1 INTRODUÇÃO

O Brasil produziu 345.332 toneladas de goiaba em 2012, em uma área de 15.171 hectares (AGRIANUAL, 2015). A produção deste fruto está concentrada nos estados de São Paulo e Pernambuco, que atingiram 125.462 e 107.196 toneladas, respectivamente.

No país, o cultivo da goiaba é favorecido pelo grande potencial econômico e pela fácil adaptação a diferentes condições edáficas e climáticas (DIAS et al., 2003). No entanto, o clima brasileiro ideal ao cultivo da goiaba também favorece o desenvolvimento de pragas e patógenos que prejudicam a qualidade dos frutos ao longo da cadeia produtiva (ZAMBOLIM & OLIVEIRA, 2003). Somado a isso, a falta de estrutura na comercialização e manejo inadequado na colheita e pós-colheita causam danos mecânicos que aumentam a suscetibilidade do fruto a fitopatógenos (MOURA NETO et al., 2008; ZANATTA et al., 2006; CHITARRA & CHITARRA, 2005). Os danos causados por estes microorganismos trazem também problemas para a exportação, uma vez que os países importadores aplicam rigorosas barreiras fitossanitárias, exigindo tratamentos eficazes para a desinfestação dos frutos (CARVALHO, 1999).

A antracnose causada por fungos do gênero *Colletotrichum* é uma das doenças mais importantes na cultura da goiaba, com a maior incidência registrada em frutos de pomares da região centro-oeste paulista, segundo levantamento da ocorrência de doenças pós-colheita (FISCHER et al., 2011). Dentre as medidas mais utilizadas para seu controle estão os fungicidas (FISCHER et al., 2012). O fácil acesso a informações sobre os efeitos nocivos destes produtos tem conscientizado e despertado a preocupação do consumidor (MOREIRA et al., 2004). Seu uso irracional, não respeitando protocolos de aplicação e os intervalos de carência, gera poluição no meio ambiente, sem garantir segurança alimentar (PIZA JR. et al., 2004).

Partindo deste princípio, algumas estratégias alternativas aos fungicidas têm sido investigadas. Os jasmonatos são um grupo de reguladores vegetais que reúnem potentes sinalizadores de vários processos fisiológicos, como crescimento, amadurecimento e senescência (SEMBDNER & PARTHIER, 1993; CREELMAN & MULLET, 1997). O metil jasmonato (MJ) também tem papel central como sinalizador na defesa das plantas, ativando diferentes grupos de genes em resposta a diferentes situações de estresse (CREELMAN & MULLET, 1997; SHOJI et al., 2000), como as doenças.

O MJ pode agir de forma direta no patógeno, inibindo a germinação de esporos e diminuindo o crescimento micelial de *Colletotrichum acutatum* em nêsperas (CAO et al., 2007), e de *Botrytis cinerea* em flores (DARRAS et al., 2005), ou agir de forma indireta, provocando aumento na atividade de enzimas chaves do metabolismo secundário, por exemplo a fenilalanina amônia-liase (PAL – EC 4.3.1.5) (HEREDIA et al., 2009), desencadeando a formação de compostos fenólicos (DROBY et al., 1999; CHOI et al., 2005).

A ação do MJ varia em função da concentração aplicada, do agente invasor, do intervalo de tempo entre o estímulo inicial do indutor e o contato com o patógeno e das condições de temperatura e luminosidade (ROHWER & ERWIN, 2008; GLAZEBROOK et al., 2003).

Diante disso, o objetivo deste trabalho é testar a hipótese de que o MJ tem efeito no controle da antracnose em goiabas 'Kumagai' e 'Pedro Sato'.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 A cultura da goiabeira

A cultura da goiaba (*Psidium guajava* L.), importante segmento da fruticultura brasileira, encontra-se em crescente expansão, principalmente devido sua grande aceitação na indústria (CAMPOS, 2009). A produção deste fruto é típica de pequenos produtores, contribuindo com a geração de empregos, além de movimentar o mercado interno (GOIABRÁS, 2004).

A goiaba pertence à família Myrtaceae, que compreende mais de 100 gêneros e 3000 espécies, e ao gênero *Psidium*, que agrupa mais de 150 espécies (OLIVEIRA & CEREDA, 1999; PIEDADE NETO, 2003). Os frutos são bagas com tamanho, coloração e rugosidade da casca diferente, de acordo com a variedade. As sementes correspondem a 30% da massa do fruto que pode ter polpa branca ou vermelha (ROZWALKA, 2003).

A colheita da fruta concentra-se no período de janeiro a março, no entanto, práticas culturais como irrigação e podas drásticas estendem a produção para o ano todo, oferecendo produtos de qualidade para o consumidor interno e externo (POMMER et al, 2013). As variedades de polpa vermelha são preferencialmente destinadas à indústria, como matéria prima para doces desidratados, geleias, sorvetes, compotas, purês e sucos e para consumo *in natura* no mercado interno (DIAS et al.,

2003). As goiabas de polpa branca são a opção de consumo *in natura* no mercado externo (PEREIRA & MARTINEZ JR, 1986).

A goiaba 'Kumagai' é uma seleção obtida e fixada no Município de Campinas de grande produtividade, os frutos são grandes, com peso médio de 350 g, formato arredondado e oblongo, casca lisa, resistente e verde-amarelada quando madura. A polpa é branca, espessa, firme, pouco ácida e com poucas sementes (PEREIRA & NACHTIGAL, 2003). Seu cultivo visa atender a um mercado mais exigente, por isso sua produção exige poda drástica e ensacamento dos frutos. No pólo de produção da região de Campinas e Valinhos, há predominância dessa variedade. Atualmente, representa a base da pequena exportação da goiaba brasileira, por ter vida útil pós-colheita mais longa e aroma menos pronunciado (POMMER et al., 2006; OLIVEIRA et al., 2006).

A goiaba 'Pedro Sato' é originária da variedade Ogawa Nº 1 Vermelha, os frutos são ovalados, o peso varia entre 150 a 400 g, e a casca é bastante rugosa. A polpa é vermelha, espessa e firme, com sabor agradável e poucas sementes. Essa variedade é destinada preferencialmente para mesa e é bastante difundida no Estado de São Paulo (PEREIRA & NACHTIGAL, 2003).

Também chamada de "maçã dos trópicos", a goiaba é muito apreciada pelo seu alto valor nutritivo e suas características de sabor e aroma (CHITARRA, 1996). Rica em vitamina C (160 a 180 mg.100 g^{-1}), licopeno (53-56 µg g^{-1}) e β-caroteno (2,3 a 12 µg g^{-1}) destaca-se pelo elevado benefício ao organismo humano (SOUBIHE & GURGEL, 1962; RODRIGUEZ-AMAYA et al., 2008). Em sua composição 80% é água, 11% é açúcar (frutose, glicose e sacarose) e 6% fibra. Dentre os minerais presentes estão cálcio, magnésio, sódio, fósforo, potássio e, encontrado em maior quantidade nas sementes, o ferro. Dentre as vitaminas que a compõe estão A, E e as do complexo B, tiamina (B1), riboflavina (B2), niacina (B3) e piridoxina (B6) (PIEDADE NETO, 2003; SARTORI, 2014).

A vida útil das goiabas é limitada pela intensa perda de massa fresca, amolecimento dos tecidos e alterações na composição bioquímica resultantes do processo de amadurecimento e senescência. Os frutos são muito delicados e vulneráveis a injúrias mecânicas, com durabilidade de apenas 4 dias, quando armazenadas a 21 ºC e 85% UR (MORGADO et al., 2010), sendo a maioria das variedades classificadas como climatérica (BROW & WILLS, 1983; MERCADO-SILVA et al., 1998). Ao investigar o padrão respiratório da variedade Pedro Sato AZZOLINI (2002) constatou ser do tipo

climatérico, BELTRAME (2012) não confirmou esse resultado e alegou o oposto. Com relação aos estudos feitos com a variedade Kumagai, YAMASHITA & BENASSI (1998), descrevem o fruto como não climatérico, apesar de apresentar respiração elevada. Para OLIVEIRA & CEREDA (1996), esta variedade de polpa branca tem padrão respiratório do tipo climatérico. Mais tarde, OLIVEIRA & CEREDA (1999) observaram respiração menos intensa em goiabas 'Kumagai' quando comparadas a goiabas 'Pedro Sato'. Há ainda estudos que detectaram aumento constante na produção de CO_2 e C_2H_4, com climatério após o completo amadurecimento dos frutos, tanto na variedade Kumagai (CAVALINI, 2008), quanto na variedade Pedro Sato (AZZOLINI et al., 2005), demonstrando que essas variedades não se enquadram em nenhuma classificação utilizada quanto ao padrão respiratório.

Além do rápido amadurecimento, as injúrias pelo frio e doenças podem diminuir a vida pós-colheita de goiabas (GONZÁLES-AGUILAR et al., 2004; KADER, 2000). Dentre as principais doenças que acometem o fruto na pós-colheita estão a antracnose (*Colletotrichum gloeosporioides* Penz e *C. acutatum* Simmonds), a pinta preta (*Guignardia psidii*), a podridão de *Fusicoccum* (FISCHER et al., 2012), a ferrugem (*Puccicinia psidii*) e as podridões de frutos (*Phoma psidii*, *Macrophoma* sp., *Penicillium* sp., *Aspergillus* sp., *Rhizopus* sp. e *Phytophthora* sp.) (ZAMBOLIM & OLIVEIRA, 2003). Dessa forma, a tecnologia de conservação pós-colheita a ser empregada deve ser eficaz em manter a qualidade e a resistência dos frutos às doenças (BENATO, 1999).

2.2 Antracnose

A antracnose é uma das principais doenças pós-colheita no mundo e a mais importante na cultura da goiabeira. Apresenta alta incidência em frutos da variedade Kumagai nos mercados atacadistas CEASA (Campinas, SP) e CEAGESP (São Paulo, SP) (GUIMARÃES & PAZ-LIMA, 2010), ocorrendo com maior intensidade e frequência em lavouras de São Paulo, Minas Gerais e Sul do Brasil (REIS, 2013).

O agente causal da antracnose pertence ao gênero *Colletotrichum* que agrupa espécies responsáveis por infecções em diversas culturas como maracujá-amarelo (DUTRA, 2008), abacate (COATES et al., 1993) e manga (BATISTA, 2010). É descrito como o mais importante entre os fungos fitopatogênicos nas regiões tropicais e subtropicais do globo. Em condições favoráveis, a antracnose pode ocasionar grandes

perdas sob temperatura moderada e alta humidade (em média 25 ºC e 95% UR), levando a surtos descontrolados em estações de chuva intensa (PANDEY et al., 1997; SOARES, 2008). No cultivo da goiaba é normal o ensacamento dos frutos para evitar o ataque de insetos e pássaros, no entanto, essa prática promove a formação de uma câmara úmida artificial e também contribui para o desenvolvimento da antracnose (PICCININ & PASCHOLATI, 1997; MARTINS et al., 2007).

Colletotrichum gloeosporioides não é mais considerado como a única espécie causadora da antracnose. DAMM et al. (2010) definem *Colletotrichum gloeosporioides* como um complexo de espécies com grande diversidade genética e biológica reunidas pela morfologia semelhante de seus conídios, entre outros parâmetros. Na goiaba, a antracnose ocorre por infecções simples ou múltiplas tanto de *C. gloeosporioides*, quanto de *C. acutatum* J. H. Simmonds (SOARES et al., 2008; PERES et al., 2002).

Os sintomas característicos da antracnose são lesões grandes e arredondadas de cor marrom escuro com depressões necróticas na epiderme do fruto e produção de matriz mucilaginosa conidial de cor alaranjada, quando em estádio avançado (BONETT et al., 2010). Essa matriz confere proteção contra dessecamento, impede a germinação do conídio e auxilia a adesão do patógeno no hospedeiro (PICCININ & PASCHOLATI, 1997).

A antracnose é classificada como uma doença quiescente. Infecções quiescentes na pós-colheita promovem a inibição do desenvolvimento do patógeno pela condição fisiológica do hospedeiro, sendo assim, o apressório, que é formado na extremidade do tubo germinativo, penetra na cutícula do fruto e permanece dormente até o início do amadurecimento (JEFFRIES et al., 1990; COOPER et al., 1998). O gatilho inicial para a germinação do apressório, dando início a fatores de patogenicidade do fungo, pode ser sinalizado pelo próprio hospedeiro, como a elevação na produção de etileno ou a redução de barreiras físicas pré-formadas (PRUSKY, 1996).

Após a colheita, a resistência natural das plantas diminui consideravelmente, propiciando aumento na incidência e na severidade de patógenos quiescentes (TERRY & JOYCE, 2004). Em estudo com *C. gloeosporioides*, PANDEY et al. (1997) comprovaram que há maior severidade da antracnose em frutos que sofrem danos mecânicos, facilitando a penetração através dos ferimentos. Nas fases subsequentes de embalagem, transporte e comercialização, danos como estes expõem os tecidos por longos períodos e desencadeiam várias transformações endógenas que se refletem em alterações bioquímicas no fruto, indicativas dos processos de amadurecimento e

senescência (PERES et al., 2002; ANDRADE et al., 2007). Nessas condições, o início do desenvolvimento do patógeno e aparecimento dos primeiros sintomas da doença é inevitável. A presença da doença e injúrias deprecia o produto, reduzindo seu valor de mercado, além de ser uma barreira para exportação (JEGER & PLUMBLEY, 1988; BONETT et al., 2010).

Restos culturais ou plantas infectadas podem servir como fonte de inóculo do patógeno, que atinge os frutos através de gotas de chuva, irrigação, vento e insetos. A água que entra em contato com a matriz mucilaginosa das lesões forma uma solução de conídios de alta concentração, propícia para o desenvolvimento da infecção (JEFFRIES et al., 1990; MARTINS et al., 2007).

O controle da antracnose pode ser feito com medidas culturais de poda dos ramos com sintomas, manutenção da limpeza das plantas, queima dos resíduos do pomar e aplicação de fungicidas cúpricos (PICCININ & PASCHOLATI, 1997). Contudo, não existem produtos registrados para uso em pós-colheita na cultura da goiabeira. Como consequência, a administração desses produtos é, geralmente, inadequada, com dosagens incorretas no momento da aplicação, sem respeitar a carência do produto (PIZA JR. et al., 2004).

O uso de embalagens que modificam a atmosfera externa acarretando a elevação do nível de dióxido de carbono (CO_2) e diminuição de oxigênio (O_2) através da respiração do produto, assim como o armazenamento dos frutos sob refrigeração são técnicas comuns e recomendadas para muitos produtos perecíveis (CHITARRA & CHITARRA, 2005; PARISI et al., 2012). Segundo SOARES-COLLETI & LOURENÇO (2014), o armazenamento de goiabas ‘Kumagai’ a 15 ºC reduziu em 50% a incidência de antracnose em comparação à incubação à temperatura ambiente.

Em goiabas, outros tratamentos alternativos pós-colheita têm sido analisados, como o uso de absorvedores de etileno (AHLAWAT et al., 1980), cálcio (XISTO, 2002; SING et al., 1980), ceras (OJEDA, 2001; COMBRINK et al., 1990; JACOMINO et al., 2003), reguladores de crescimento (SAHA, 1971) e tratamentos com 1-metilciclopropeno e quitosana (SCOLFARO, 2009). Nas últimas décadas, o uso de agentes abióticos, como os elicitores de resistência sistêmica, têm apresentado bons resultados no controle de doenças e em destaque estão o ácido jasmônico e seu derivado metil jasmonato (GONZÁLEZ-AGUILAR et al., 2003; WANG & BUTA, 2003; BUTA & MOLINE, 1998; MEIR et al., 1998).

2.3 Metil jasmonato na pós-colheita

Os jasmonatos são um grupo de reguladores vegetais presentes em várias espécies. O metil jasmonato (MJ) foi identificado pela primeira vez como um composto do óleo essencial de jasmim (*Jasminum grandiflorum* L.), dando origem a seu nome (DEMOLE et al., 1962), e também em alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) (CRABALONA, 1967). O ácido jasmônico (AJ) foi isolado de colônias do fitopatógeno *Lasiodiplodia theobromae* e classificado como um inibidor de crescimento (ALDRIDGE et al., 1971). Somente depois, foi comprovada a ação do MJ em promover a senescência de modo semelhante ao ácido abscísico. Baseados neste fato, UEDA & KATO (1979) sugeriram pela primeira vez sua classificação como um hormônio vegetal.

Na planta, concentrações micromolares de jasmonatos podem ativar expressões gênicas diversas, variando em função do tecido (CREELMAN & MULLET, 1995). São comumente encontrados em tecidos em desenvolvimento, gemas apicais, pontas de raízes, frutos imaturos e folhas jovens (SEMBDNER & PARTHIER, 1993; CREELMAN & MULLET, 1995; KRUMM et al., 1995). Dentre os vários efeitos fisiológicos e bioquímicos dos jasmonatos estão a inibição da abertura estomática, a divisão celular, a atividade fotossintética, a formação de botão floral, a germinação de sementes e a embriogênese (CREELMAN & MULLET, 1997; KODA, 1992; SEMBDNER & PARTHIER, 1993). Em oposição, o ácido jasmônico e o metil jasmonato também podem promover a senescência, abscisão de folhas, degradação de clorofila e a biossíntese de carotenóides (CREELMAN & MULLET, 1997; DAVIES et al., 1986; KODA, 1992; SEMBDNER & PARTHIER, 1993; YAMANE et al., 1981).

Os jasmonatos são produtos da via Octadecanóide, também chamada de via das oxilipinas (KAZAN & MANNERS, 2008). As reações de biossíntese são catalisadas por três enzimas principais localizadas no cloroplasto: lipoxigenase (LOX), *allene oxide synthase* (AOS) e *allene oxide cyclase* (AOC). Os metabólitos formados a partir de ácidos graxos poliinsaturados ou oxilipinas são abundantes nos cloroplastos, e incluem o Ácido Linoléico e o Ácido α-Linolênico (α-Lea) (CHEONG & CHOI, 2003). Através da atividade enzimática da LOX, esses compostos formam hidroperóxidos, que são importantes substratos para diversas reações, como por exemplo, na formação dos jasmonatos (SCHALLER & STINTZI, 2009). No cloroplasto, a enzima LOX catalisa a reação de conversão do α-Lea em ácido 13-hidroperoxi-9,11,15-octadecatrienóico (13-

HPOT). Em seguida, o ácido 13-HPOT é oxidado pela AOS, formando um óxido de aleno instável, 12,13-epoxilinolênico. No citosol, este composto é convertido ao ácido 12-oxofitodienóico (12-OPDA), pela ação da enzima AOC, considerada uma enzima chave desta via (CREELMAN & MULLET, 1995). No peroxissomo, o ácido 12-OPDA é reduzido por uma β-oxidação tripla a ácido jasmônico (AJ). A reação de esterificação do AJ é catalisada pela AJ Carboxil Metil Transferase (JMT) e culmina na síntese do metil jasmonato (MJ) (CREELMAN & MULLET, 1995; PIETERSE et al., 2012).

O MJ é o composto mais conhecido dos jasmonatos, principalmente por seu caráter volátil, que facilita a difusão rápida através das células, promovendo respostas celulares distantes do seu local de síntese (STASWICK, 1992; FARMER & RYAN, 1990). FIDANTSEF et al. (1999) identificaram a formação de inibidores de proteases 3 h depois da aplicação de 1 mM de AJ, já o MJ gasoso induziu inibidores em menos de 1 h, quando aplicado na concentração de 80 nL L^{-1} (FARMER & RYAN, 1990).

A aplicação deste composto em ambientes fechados com circulação de ar, como câmaras de armazenamento ou tambores herméticos para tratamento pós-colheita, já provou ser eficaz na indução de respostas de defesa em tomates (THALER et al., 1996) e na indução de enzimas do sistema antioxidante em mamões 'Golden' (MASSUCATO, 2011). No estudo com mamões, a aplicação de 10 µmol L^{-1} MJ reduziu em torno de 50% a incidência de *Colletotrichum gloeosporioides*.

MEIR et al. (1998), constataram que a aplicação de 200 µM em duas cultivares de rosas reduziu em 50% a severidade das lesões do fungo *Botrytis cinerea* nas pétalas das flores. DARRAS et al. (2005) obtiveram resultado semelhante após aplicação de 0,1 µL L^{-1} de MJ em pétalas de frésia. As flores, armazenadas a 20 ºC apresentaram redução de 50% na incidência e 48% no tamanho das lesões de *B. cinerea*. O regulador também demonstrou ser eficiente na indução de síntese de monoterpenos e sesquiterpenos em *Picea abies* tratadas com 100 mM, que apresentaram concentração duas vezes maior destes compostos que nas plantas não tratadas (ZENELI et al., 2006).

Os jasmonatos desempenham papel central na sinalização que ativa a indução de defesa das plantas e estão envolvidos na proteção direta contra estresses bióticos causados por doenças (GUNDLACH et al., 1992; LOAKE, 1996; MUELLER et al., 1993). Estudos sobre o sistema de defesa das plantas identificaram o AJ como uma molécula endógena sinalizadora de respostas de defesa do hospedeiro, além de outras duas moléculas também importantes, o ácido salicílico (AS) e o etileno (ET). Acredita-se que a resistência sistêmica a esses estresses seja dependente da sinalização mediada

pelo MJ que induz certas enzimas catalisadoras de reações para formação de compostos de defesa, como polifenois, alcaloides e espécies ativas de oxigênio (HARMS et al., 1995; WASTERNACK & PARTHIER, 1997). Trata-se de uma complexa rede de respostas interligadas que regulam as duas maiores rotas de defesa contra amplo espectro de patógenos, injúrias e estresses (KUNKEL & BROOKS, 2002).

A rota de defesa dependente de AS desencadeia uma reação de hipersensibilidade (HR) no hospedeiro com o reconhecimento do patógeno invasor. Componentes de defesa típicos são sintetizados, dentre eles estão as fitoalexinas, proteínas relacionadas à patogênese e ao reforço na parede celular (LAMB & DIXON, 1997; CLARKE et al., 2000). Essa reação provoca a morte celular programada das células adjacentes ao tecido infectado e, dessa maneira, restringe a invasão e multiplicação do patógeno, concomitante ao aumento na produção de peróxido de hidrogênio (H_2O_2) (BARON & ZAMBRYSKI, 1995). A molécula de H_2O_2 é altamente reativa, com alta mobilidade, alta toxicidade, envolvida na formação de barreiras físicas e com papel central na sinalização das reações da resistência sistêmica adquirida (RSA) e da resistência sistêmica induzida (RSI) (OROZCO-CÁRDENAS et al., 2001; SCHEEL, 2002; WALTERS, 2003).

Outra rota metabólica pela qual a planta se defende é através da resistência sistêmica induzida (RSI) (MACAGNAN, 2007). A indução de resistência é ativada pela interação entre receptores, geralmente localizados na membrana plasmática vegetal e moléculas elicitoras capazes de desencadear uma cascata de mecanismos que levam a formação de barreiras físicas (lignificação da parede celular) ou químicas (síntese de fitoalexinas) na planta (THOMMA et al., 1998). Respostas a injúrias causadas por danos mecânicos ou herbivoria, que independem de AS e, portanto não ativam RSA, revelaram a ação dos jasmonatos (AJ e MJ) e de seus precursores, assim como, a do etileno (ET) como sinalizadores secundários indispensáveis para a ativação de RSI (BARON & ZAMBRYSKI, 1995; MÉTRAUX, 2007).

Avanços genéticos comprovaram o envolvimento do ET como sinalizador essencial para RSI (DONG, 1998). PENNINCKX et al. (1998) observaram que a inoculação de *Alternaria brassicicola* não desencadeou a indução de resistência sistêmica em plantas mutantes, incapazes de sintetizar etileno. Os níveis de compostos antimicrobianos, derivados da ativação da rota dos fenilpropanóides pela RSI, foi 12 vezes menor em plantas mutantes, quando comparadas a plantas não tratadas. Segundo

XU et al. (1994), ET e MJ agem sinergicamente, estimulando a biossíntese de forma mútua.

A função dos jasmonatos na indução de respostas de defesa nas plantas vem sendo estudada com afinco desde sua descoberta. Os mecanismos sinalizados por esta molécula envolvem a produção intensa de metabólitos secundários e a criação de um ambiente inóspito ao patógeno (NIMCHUK et al., 2003). Pelo menos cinco grupos de proteínas de defesa são ativados pelo MJ, dentre os quais estão os inibidores de protease e as enzimas envolvidas na rota dos fenilpropanóides (DITTRICH et al., 1992; GUNDLACH et al., 1992; REINBOTHE et al., 1994).

Em tomates, MJ (0,5 e 1,0 mM) induziu síntese de proteínas relacionadas com os mecanismos de defesa. As enzimas peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO), ambas envolvidas na lignificação da parede celular e na síntese de compostos antimicrobianos, tiveram atividade duas a três vezes maior, em comparação às plantas controle (THALER et al., 1996). A imersão de raízes de Ginseng (*Panax ginseng*) em solução com MJ (200 mg L^{-1}) provocou aumento na atividade de fenilalanina amonia-liase (PAL), peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO) em resposta a inoculação do fungo *Cylindrocarpon destructans* (SUN et al., 2013).

Na concentração de 10 mM, MJ causou o acúmulo de H_2O_2 e aumento na atividade das enzimas do sistema antioxidante (SOD, APX, ASC e GSH), de modo a reduzir o crescimento de *Botrytis cinerea* e conservar a integridade celular (ZHU & TIAN, 2012). O mesmo ocorreu em estudo feito com bananeiras tratadas com 1,5 mM de MJ e inoculadas com *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (SUN et al., 2013) e em nêsperas inoculadas com *Colletotrichum acutatum* (CAO et al., 2007).

WALTERS et al. (2002) constataram aumento significativo na concentração de poliaminas em plântulas de cevada expostas a 20 mM do regulador, por volatilização. Também foi observado aumento cinco vezes maior na atividade de PAL, amostrada da folha adjacente a folha tratada, 24 horas após o tratamento. O incremento no sistema de defesa promoveu redução da infecção de *Blumeria graminis*, agente causal de oídios na espécie estudada.

O MJ também provou ser capaz de induzir metabólitos do sistema não-enzimático no combate ao estresse oxidativo. Segundo BETZ et al. (1995), a aplicação do MJ ocasionou aumento na proporção de carotenóides em cevada. A porcentagem de zeaxantina aumentou de 1% para 56%, quatro dias após o tratamento, em resposta ao estresse causado pela sua ação oxidativa.

A regulação dessas duas rotas de sinalização de defesa levanta questões controversas (DONG, 1998). Para VAN WEES et al. (2000), as plantas expressam rotas de defesa AS-, AJ- e ET-dependentes ao mesmo tempo, sem nenhum efeito antagônico e afirma que a ativação simultânea da RSI e RSA incrementa a proteção contra o ataque de patógenos, sendo uma ferramenta significativa no controle de doenças. Por outro lado, muitos autores alegam que essas rotas interagem de forma antagônica e, desse modo, AS atuaria como inibidor de síntese e transdução de sinal de AJ e ET, sendo o contrário também verdadeiro (DONG, 1998; GLAZEBROOK et al., 2003; ZHENG et al., 2006). Na tentativa de elucidar o mecanismo de ativação das rotas de defesa, PIETERSE et al. (1998) provaram que um mesmo gene pode ser regulado por ambas as rotas em situações diferentes ou por diferentes grupos de fitopatógenos.

Em geral, RSI e RSA promovem proteção distinta contra patógenos com diferentes estratégias de colonização (MCDOWELL & DANGL, 2000; TON et al., 2002; ZHENG et al., 2006). Nessa fase do parasitismo, os patógenos podem ser divididos em três classificações em função das relações nutricionais estabelecidas com o hospedeiro: biotróficos, necrotróficos e hemibiotróficos (AMORIM & PASCHOLATI, 2011). A reação de HR ativada pela rota de RSA limita o desenvolvimento do invasor pela degradação da célula hospedeira, no entanto, o combate ao patógeno só teria sucesso se o mesmo dependesse da integridade celular para se nutrir e se desenvolver. Por esse fato, a rota de AS é muito eficiente em mediar respostas de resistência contra patógenos biotróficos (THALER et al., 2012). Ao passo que, patógenos necrotróficos, em geral, são mais sensíveis a ação dos jasmonatos e ativam uma rota alternativa, a RSI (EPPLE et al., 1998; KUNKEL & BROOKS, 2002; NIMCHUK et al., 2003; ROBERT-SEILANIANTZ et al., 2011).

As duas rotas, portanto, são ferramentas potentes que regulam as respostas a patógenos com diferentes formas de ataque. Dessa forma, o antagonismo existente entre ambas as rotas pode, às vezes, ser vantajoso ou deletério (REYMOND & FARMER, 1998).

Muitos estudos buscam compreender essa interação. Em experimentos feitos com *Arabidopsis*, a ativação de RSI conteve o desenvolvimento de *A. brassicicola*, enquanto RSA foi ineficiente contra o patógeno (TON et al., 2001). Em tomates, a aplicação de AJ atrasou a colonização necrotrófica de *Colletotrichum coccodes.* (ALKAN et al., 2012).

Para PERFECT et al. (1999), algumas espécies de *Colletotrichum* apresentam fase biotrófica rápida ou inexistente, prevalecendo sua fase necrotrófica. Em mamões, o MJ foi eficaz em reduzir o tamanho das lesões causadas pela infecção de *C. gloeosporioides* (MASSUCATO, 2011) e em nêsperas inibiu a germinação e crescimento micelial de *C. acutatum* (CAO et al., 2007).

Em goiabas 'Pedro Sato' o tratamento com ácido salicílico (1,38 e 6,90 g L^{-1}) reduziu o tamanho das lesões de antracnose, mas não reduziu a incidência da doença (FISCHER et al., 2012). Em morangos, MJ reduziu a severidade da antracnose, mas não teve influência no crescimento micelial do patógeno (ROBAINA, 2013).

A diversidade de respostas dos jasmonatos está associada, entre outros fatores, a concentração utilizada. Para REINBOTHE et al. (1994), doses elevadas (> 50 µM) sinalizam processos de degradação. A expressão de genes sinalizados pelo MJ é reduzida consideravelmente sob altas concentrações, indicando seu efeito tóxico (SASAKI-SEKIMOTO et al., 2005, MUR et al., 2006; ZHANG & XING, 2008). Já FARMER & RYAN (1990) constataram que doses menores (1 a 10 µM) induziram o sistema de defesa levando a síntese de inibidores de proteases. O tratamento de *Picea abies* com doses equivalentes a 5 mM e 25 mM, promoveu redução de 50% na incidência do fungo *Ceratocystis polonica*, enquanto o tratamento com 100 mM de MJ reduziu apenas 1% da incidência do patógeno (ZENELI et al., 2006).

O papel do MJ na indução de resistência é bastante complexo. A sutileza com que sinaliza diversas funções endógenas e o pouco que se conhece do seu modo de ação ainda é um entrave para sua utilização na pós-colheita dos frutos. Por outro lado, o aumento do consumo de produtos frescos e a preocupação com a saúde do consumidor incentivam os avanços na busca de compostos menos nocivos, que controlem as doenças durante a comercialização. Mais estudos devem ser realizados para que esses compostos possam realmente contribuir como uma estratégia no manejo integrado de doenças e pragas.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Experimento 1: Avaliação *in vivo* de metil jasmonato no controle da antracnose em goiabas 'Pedro Sato' e 'Kumagai'

Nos experimentos foram utilizadas goiabas 'Kumagai', de polpa branca e 'Pedro Sato', de polpa vermelha, provenientes de Campinas e Valinhos-SP, respectivamente. Os frutos foram colhidos em fevereiro ('Kumagai') e março ('Pedro Sato'), ambos em dois estádios de amadurecimento, verde e amarelo, segundo a coloração da casca, avaliada visualmente (Figura 1).

Figura 1 – Aparência externa de goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio verde (A) e amarelo (B), e goiabas 'Pedro Sato' colhidas no estádio verde (C) e amarelo (D).

Após a colheita manual, os frutos foram encaminhados ao Laboratório de Pós-colheita de Produtos Agrícolas, localizado no Centro de Engenharia e Automação do Instituto Agronômico, em Jundiaí (SP), onde foram selecionados a partir de inspeção visual quanto à uniformidade de cor, ausência de defeitos e podridões. As goiabas selecionadas foram submetidas à aplicação do Metil Jasmonato - Sigma® - (MJ). Para

tanto, os frutos foram acondicionados em tambores herméticos com capacidade de 200 L e circulação forçada de ar a 25 °C. O MJ foi aplicado em placas de poliestireno contendo papel de filtro embebido com solução de 10 e 1 µmol L^{-1}, do produto, considerando-se o volume dos tambores. Os frutos permaneceram expostos ao MJ, durante 24 horas. Como testemunha utilizaram-se frutos não expostos ao MJ, mantidos em tambores herméticos com papel de filtro embebido em água destilada, sob as mesmas condições ambientais.

Após o tratamento com MJ, os tambores foram abertos e ventilados por 4 horas; em seguida, as goiabas foram inoculadas com o agente causal da antracnose (*Colletotrichum gloeosporioides*). Através de ferimento subcuticular, introduziu-se com auxílio de seringa cromatográfica, de 100 µL (Hamilton®), 10 µL da suspensão de esporos contendo 10^5 esporos.mL^{-1} na região equatorial de cada fruto. A suspensão de esporos foi preparada adicionando-se 15 mL de água destilada em uma placa de petri contendo colônia do patógeno, obtido através do isolamento de frutos doentes, da mesma região produtora, incubada por oito dias em meio batata-dextrose-ágar (BDA) a 25 ºC. A concentração da solução de esporos foi determinada em câmara de Neubauer. O procedimento de inoculação dos frutos respeitou dois períodos distintos: 24 e 48 horas após o início do tratamento com MJ, ou seja, após a abertura do tambor e também no dia seguinte.

A área inoculada foi previamente demarcada com caneta para confirmação de que os sintomas apresentados eram decorrentes da inoculação e não de infecção proveniente do campo. Após a inoculação, os frutos foram armazenados a 25 ºC e 80 a 90% de umidade relativa e, avaliados diariamente quanto à incidência (porcentagem de frutos que apresentaram sintomas) e severidade (diâmetro da lesão).

Para a avaliação do desenvolvimento da doença foram utilizadas cinco repetições contendo quatro frutos como unidade experimental. Os dados obtidos (incidência e severidade das podridões) foram utilizados para o cálculo da área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD), conforme equação (CARDOSO et al., 2005):

$$AACPD = \sum_{i=1}^{n} \left[\left(Y_{i+1} + Y_i \right) / 2 \right] * \left[\left(T_{i+1} - T_i \right) \right]$$

Sendo: n, o número de observações; Yi, a incidência da doença na "i"-ésima observação e, Ti, o tempo em dias na "i"-ésima observação.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado em arranjo fatorial triplo (estádios de amadurecimento x concentrações de MJ x dias de armazenamento). Os dados coletados foram submetidos à analise de variância (ANOVA) e a comparação de média foi pelo teste de Tukey a 10%, utilizando o programa SISVAR.

3.2 Experimento 2: Avaliação *in vivo* de metil jasmonato no controle da antracnose em goiabas 'Kumagai'

Com base nos resultados obtidos no experimento anterior (3.1), selecionou-se a variedade, o estádio de amadurecimento, a concentração de MJ e o período de inoculação que melhor proporcionou controle no desenvolvimento da antracnose. Goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo foram tratadas com 1 µmol L^{-1} de MJ e inoculadas 48 horas após serem retiradas dos tambores de tratamento e avaliadas diariamente quanto a incidência e severidade do patógeno. O método utilizado e o delineamento experimental foi o mesmo descrito no item 3.1.

Em paralelo às análises de doença, foram coletadas amostras de casca e polpa dos frutos para posterior avaliação das enzimas fenilalanina amônia-liase (PAL), peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO). As amostras destinadas à análise bioquímica foram divididas em grupos: Fruto Controle (não inoculado com *C. gloeosporioides* e não tratado com MJ); Fruto inoculado com *C. gloeosporioides* e não tratado com MJ; Fruto não inoculado com *C. gloeosporioides* e tratado com MJ; Fruto inoculado com *C. gloeosporioides* e tratado com MJ; designados como T1, T2, T3 e T4, respectivamente. Foram retiradas amostras de casca e polpa, próximo ao local de inoculação, em diferentes intervalos de tempo: 0, 24, 48, 72 e 96 horas após o início do tratamento com o regulador. Para cada tratamento foram utilizadas quatro repetições de um fruto cada. O tecido retirado foi macerado em nitrogênio líquido em almofariz de porcelana e tampão de extração adequado para cada enzima estudada, em seguida, armazenado a -20 °C para posterior determinação da atividade das enzimas

O delineamento experimental utilizado para as análises bioquímicas foi inteiramente casualizado em arranjo fatorial duplo (período de coleta x tratamento). A comparação de média entre os tratamentos T1 e T3, considerou as amostras coletadas no período de 24 a 96 h após o início do tratamento. A comparação de média entre os

quatro tratamentos (T1, T2, T3 e T4) considerou as amostras coletadas no período de 72 a 96 h após o início do tratamento. Os dados obtidos foram submetidos à analise de variância (ANOVA) e a comparação de média foi pelo teste de Tukey a 10%, utilizando o programa SISVAR.

3.3 Análises

3.3.1 Incidência e severidade da antracnose

A incidência da antracnose foi avaliada diariamente pela contagem do número de frutos apresentando sintoma da doença e expressa em porcentagem (%). A severidade das lesões foi avaliada diariamente pela determinação do diâmetro das mesmas, obtida com auxilio de régua milimetrada e expressa em centímetros (cm).

3.3.2 Atividades enzimáticas

Diariamente foram coletadas amostras da casca e polpa para avaliação da atividade das enzimas fenilalanina amônia-liase (PAL), peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO).

Para determinação de proteínas totais utilizou-se o método descrito por Bradford (1976), usando-se albumina bovina como padrão. Amostras de 2 g de casca e polpa de goiabas foram maceradas em nitrogênio líquido e tampão acetato 100 mM a pH 5,0. Posteriormente foram centrifugadas a 10000 *g* por 25 minutos, a 4 ºC. O sobrenadante foi utilizado para determinação da quantificação de proteínas das amostras. A leitura espectrofotométrica foi feita a 595 nm.

Para determinação da atividade da Fenilalanina amônia-liase (PAL – EC 4.3.1.5) foi utilizada método adaptado por Peixoto et al. (1999) e Cerqueira (2007). Amostras de 0,1 g da casca e da polpa foram maceradas separadamente em nitrogênio liquido e 10 mL de tampão borato de sódio 0,1 M a pH 8,8, contendo PVP (5% m/v) e β-mercaptoetanol (1,2 mL). Em seguida, centrifugadas a 10000 *g* por 20 minutos a 4 ºC. Uma alíquota de 1 mL foi retirada do sobrenadante e recebeu 1 mL de tampão borato de sódio 0,2 M.

Foram realizados dois brancos: branco geral, para calibração do espectrofotômetro, e o branco da amostra (para descontar o valor de absorbância relativo aos pigmentos da amostra). O branco geral constituiu-se de 1,5 mL de tampão borato de sódio 0,1 M e 1,5 mL de tampão borato de sódio 0,2 M. Enquanto para análise das amostras, adicionou-se 1 mL de borato de sódio 0,1 M e 1 mL de fenilalanina 0,1 M

a 1 mL de sobrenadante. Após 1 hora em banho-maria a 36 ºC, a reação foi interrompida por adição de 100 µl de HCl 6N. Após homogeneização, a leitura da absorbância a 290 nm foi feita em espectrofotômetro. A atividade da PAL foi expressa em mmoles.min^{-1}.mg de proteína^{-1}.

A atividade da Peroxidase (POD - EC 1.11.1.7) foi realizada segundo Lima (1994) e Cerqueira (2007). Amostras de 0,3 g de casca e polpa foram maceradas em nitrogênio líquido e 5 mL de tampão fosfato de potássio 0,2 M a pH 6,7. Em seguida, a suspensão foi centrifugada a 10000 *g* por 10 minutos a 4 ºC. O sobrenadante foi usado para determinar a atividade da peroxidase.

Foram utilizadas duas soluções, denominadas de A e B. A Solução A constituiu-se de 2,2 mL de H_2O_2 35% em 10 mL de H_2O destilada. Tomou-se uma alíquota de 0,5 mL dessa solução e completou para 50 mL com tampão fosfato. Para preparo da Solução B diluiu-se 83,3 mg de APP (aminoantipirina) em 10 mL de H_2O destilada e, 163 g de fenol em 70 mL de H_2O destilada. As duas diluições foram reunidas e completou-se o volume para 100 mL de H_2O destilada.

Para análise da atividade enzimática, a 1 mL de sobrenadante adicionou-se 0,5 mL de Solução A e 0,5 mL de Solução B, em tubos de ensaio. Para o branco, substituiu-se o sobrenadante por 1 mL de tampão. Os tubos de ensaio foram submetidos a aquecimento por 5 minutos em banho-maria a 30 °C. A reação foi interrompida por adição de 2,0 mL de álcool etílico absoluto. A leitura da absorbância foi feita a 505 nm em espectrofotômetro. A atividade da peroxidase foi expressa em H_2O_2 decomposto.min^{-1}.mg de proteína^{-1}.

Para determinação da atividade da Polifenoloxidase (PPO - EC 1.10.3.1), utilizou-se método adaptado por ZANATTA et al. (2006). Amostras de 2 g de casca e polpa foram maceradas em nitrogênio líquido e 4 mL de tampão fosfato de sódio 100 mM a pH 6,8. Ao tampão foi adicionado polivinilpolipirrolidona (PVPP) 5% e cloreto de cálcio, para reduzir a ação de fenóis. A suspensão foi centrifugada a 10000 *g* por 20 minutos a 4 ºC. Uma alíquota de 0,5 mL de sobrenadante foi adicionado a 0,8 mL de tampão fosfato de sódio 100 mM a pH 6,8 e 0,05 mL de catecol 10 mM. A mistura foi incubada por 30 minutos a 30 ºC em banho-maria. A reação foi interrompida por adição de 0,8 mL de ácido perclórico 2 M e a mistura foi imersa em gelo. A atividade foi determinada em espectrofotômetro a 395 nm e expressa em µmol de catecol transformado.min^{-1}.mg de proteína^{-1}.

4 RESULTADOS

4.1 Experimento 1

4.1.1 Incidência e severidade da antracnose em goiabas 'Pedro Sato' inoculadas após 24 horas do tratamento com metil jasmonato

Na colheita, as goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio verde de amadurecimento apresentaram ângulo de cor da casca de 110,9 ºh e 89,4 N de firmeza da polpa, enquanto os frutos colhidos no estádio amarelo apresentaram 66,6 ºh e 67,7 N, respectivamente. As goiabas 'Pedro Sato', colhidas no estádio verde de amadurecimento, apresentaram ângulo de cor da casca de 67,4 ºh e 52,4 N de firmeza da polpa, enquanto aquelas colhidas no estádio amarelo apresentaram 59,3 ºh e 28,0 N, respectivamente.

Os sintomas da antracnose nas goiabas 'Pedro Sato' foram visíveis a partir do segundo dia de armazenamento a 25 ºC após a inoculação. Verificou-se que o tratamento com MJ nas concentrações de 1 e 10 µmol L^{-1} não exerceu efeito significativo no controle da antracnose em goiabas colhidas no estádio amarelo e inoculadas 24 horas após o início do tratamento (P>0,10). Os frutos apresentaram alta incidência da doença desde os primeiros dias de avaliação. No segundo dia de armazenamento, os frutos que não receberam aplicação do MJ apresentavam 85% de incidência da antracnose, enquanto que aqueles que foram tratados com 1 e 10 µmol L^{-1} de MJ apresentavam 90 e 100%, respectivamente (Tabela 1). Também não houve efeito da aplicação do regulador na redução da severidade da antracnose em frutos colhidos no estádio amarelo (Tabela 1) (P>0,10).

Tabela 1 – Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas 'Pedro Sato' colhidas no estádio amarelo, inoculadas após 24 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 ºC e 85-90% UR por 6 dias.

Severidade (cm)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	1,1 aC	1,1 aC	1,1 aC	1,1 C
4	2,8 aB	2,8 aB	3,0 aB	2,9 B
6	4,4 aA	4,4 aA	4,5 aA	4,4 A
Média	2,7 a	2,8 a	2,9 a	
CV%		9,67		
Incidência (%)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	85 bB	90 bB	100 aA	91 B
4	95 aB	100 aA	100 aA	98 B
6	100 aA	100 aA	100 aA	100 A
Média	93 b	96 ab	100 a	
CV%		7,47		

*Médias seguidas pela mesma letra minúscula, na linha, e maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey (P>0,10).

Quando as goiabas foram colhidas no estádio verde, os sintomas da antracnose também foram visíveis a partir do segundo dia de armazenamento a 25 ºC após a inoculação, no entanto essas goiabas demoraram um pouco mais para atingir 100% de incidência da antracnose (Tabela 2), quando comparadas àquelas que foram colhidas no estádio amarelo (Tabela 1). Mesmo assim, também nesse caso não houve influência da aplicação das duas doses do MJ na severidade e incidência da antracnose nas goiabas colhidas no estádio verde e inoculadas 24 horas após o início do tratamento (P>0,10) (Tabela 2).

Tabela 2 – Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas 'Pedro Sato' colhidas no estádio verde, inoculadas após 24 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 6 dias.

Severidade (cm)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	0,7 aC	0,6 aC	0,6 aC	0,6 C
4	2,4 aB	2,2 aB	2,1 aB	2,3 B
6	4,8 aA	3,7 aA	3,7 aA	3,8 A
Média	2,4 a	2,2 a	2,1 a	
CV%		17,80		
Incidência (%)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	60 aB	55 aB	50 aB	55 B
4	90 aB	95 aB	95 aB	93 B
6	100 aA	100 aA	100 aA	100 A
Média	83 a	83 a	81 a	
CV%		22,85		

*Médias seguidas pela mesma letra minúscula, na linha, e maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey (P>0,10).

4.1.2 Incidência e severidade da antracnose em goiabas 'Pedro Sato' inoculadas após 48 horas do tratamento com metil jasmonato

Não houve efeito da aplicação de MJ no controle da severidade e da incidência da antracnose em goiabas colhidas no estádio amarelo (Tabela 3) e verde (Tabela 4), quando a inoculação foi realizada após 48 horas do início da aplicação do MJ (P>0,10).

Após 2 dias do tratamento, os frutos colhidos no estádio amarelo e expostos ao MJ nas concentrações de 1 e 10 µmol L^{-1} apresentaram 90 e 85% de incidência, respectivamente, enquanto 65% dos frutos controle apresentaram sintomas (Tabela 3) (P≤0,10). No mesmo período, os frutos colhidos no estádio verde e tratados com 10 µmol L^{-1} de MJ tiveram maior número de frutos doentes quando comparados aos frutos que não receberam a aplicação do regulador, com valores de 85 e 65% de incidência, respectivamente (Tabela 4) (P≤0,10).

Tabela 3 – Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas 'Pedro Sato' colhidas no estádio amarelo, inoculadas após 48 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 6 dias.

Severidade (cm)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	1,2 aC	1,3 aC	1,2 aC	1,2 C
4	2,6 bB	2,9 aB	2,8 abB	2,7 B
6	4,2 aA	4,2 aA	4,2 aA	4,2 A
Média	2,6 a	2,8 a	2,7 a	
CV%		8,75		
Incidência (%)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	65 bB	90 aA	85 aA	80 B
4	95 aA	95 aA	100 aA	96 A
6	95 aA	95 aA	100 aA	96 A
Média	85 b	93 ab	95 a	
CV%		12,93		

*Médias seguidas pela mesma letra minúscula, na linha, e maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey (P>0,10).

Tabela 4 – Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas 'Pedro Sato' colhidas no estádio verde, inoculadas após 48 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 6 dias.

Severidade (cm)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	0,8 aC	0,8 aC	0,8 aC	0,8 C
4	2,4 aB	2,5 aB	2,5 aB	2,4 B
6	3,5 aA	4,0 aA	4,0 aA	3,8 A
Média	2,2 a	2,4 a	2,4 a	
CV%		18,98		
Incidência (%)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	65 bB	75 abB	85 aB	75 B
4	90 aA	100 aA	100 aA	96 A
6	100 aA	100 aA	100 aA	100 A
Média	85 b	91 ab	95 a	
CV%		10,59		

*Médias seguidas pela mesma letra minúscula, na linha, e maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey (P>0,10).

Quando considerada a área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD), ou seja, todo o período de armazenamento estudado, é possível notar claramente que a aplicação do MJ não teve influência na incidência e severidade da antracnose em goiabas 'Pedro Sato' colhidas tanto no estádio verde, quanto no amarelo, e inoculadas 24 ou 48 horas após o tratamento com MJ nas duas concentrações aplicadas (Figura 2) (P>0,10).

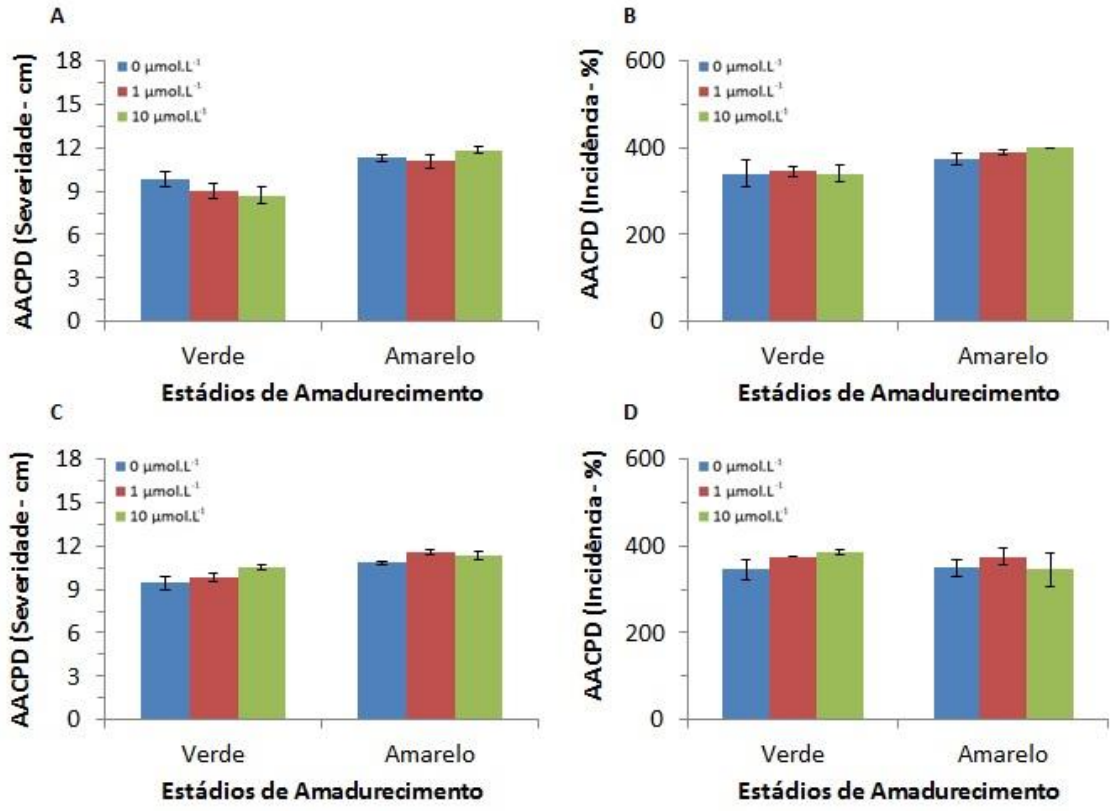

Figura 2 – Área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) para severidade (cm) e incidência (%) da antracnose em goiabas 'Pedro Sato' colhidas nos estádios verde e amarelo, inoculadas com *Colletotrichum gloeosporioides* após 24 (A e B) e 48 horas (C e D) do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 ºC e 85-90% UR por 6 dias.

4.1.3 Incidência e severidade da antracnose em goiabas 'Kumagai' inoculadas após 24 horas do tratamento com metil jasmonato

Os sintomas da antracnose nas goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo foram visíveis a partir do segundo dia de armazenamento após a inoculação, quando as

goiabas tinham em média 28% de incidência. No quarto dia de armazenamento as goiabas já apresentavam alta incidência de antracnose com valores médios de 77%, aumentando para 98% no final do armazenamento. Não houve efeito da aplicação do MJ na incidência e na severidade da antracnose, quando as goiabas foram colhidas no estádio amarelo e inoculadas após 24 horas do tratamento com MJ (P>0,10). No quarto dia de armazenamento, os frutos que não receberam aplicação do MJ apresentavam 70% de incidência da antracnose, enquanto que aqueles que foram tratados com 1 e 10 µmol L^{-1} de MJ apresentavam 83 e 80%, respectivamente (Tabela 5).

Tabela 5 – Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo, inoculadas após 24 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 ºC e 85-90% UR por 8 dias.

Severidade (cm)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	0,6 aC	0,6 aC	0,6 aC	0,6 D
4	1,6 aBC	1,6 aBC	1,6 aBC	1,5 C
6	2,6 aAB	2,4 aB	2,5 aAB	2,5 B
8	3,5 aA	3,7 aA	3,5 aA	3,5 A
Média	2,0 a	2,1 a	2,0 a	
CV%		35,46		
Incidência (%)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	30 aC	20 aB	35 aB	28 C
4	70 aB	83 aA	80 aA	77 B
6	85 aAB	88 aA	90 aA	87 AB
8	100 aA	95 aA	100 aA	98 A
Média	71 a	71 a	76 a	
CV%		22,02		

*Médias seguidas pela mesma letra minúscula, na linha, e maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey (P>0,10).

Nos frutos colhidos verdes, o aumento da incidência da antracnose foi um pouco mais lento. Os sintomas foram visíveis também a partir do segundo dia, quando as goiabas apresentavam em média 10% de incidência. A partir dessa data a incidência foi alta com 46% no quarto dia e 78% no final do armazenamento. Não houve efeito da aplicação do MJ na incidência e severidade da antracnose, quando as goiabas foram colhidas no estádio verde e inoculadas após 24 horas do tratamento com MJ (P>0,10). No quarto dia de armazenamento, foi verificado que frutos colhidos no estádio verde e

que não foram tratados ou tratados com 1 µmol L^{-1} apresentavam igualmente 45% de incidência de antracnose, enquanto entre os frutos tratados com 10 µmol L^{-1}, 50% (Tabela 6).

Tabela 6 – Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio verde, inoculadas após 24 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias.

Severidade (cm)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	0,2 aC	0,3 aB	0,2 aC	0,2 C
4	1,4 aC	0,9 aB	1,3 aC	1,2 B
6	2,3 aB	2,3 aA	2,2 aB	2,2 A
8	2,8 aA	2,7 aA	2,6 aA	2,7 A
Média	1,7 a	1,6 a	1,6 a	
CV%		35,42		
Incidência (%)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	5 aB	15 aB	10 aC	10 B
4	45 aA	45 aAB	50 aB	46 A
6	60 aA	50 aA	70 aAB	60 A
8	75 aA	70 aA	90 aA	78 A
Média	46 a	45 a	55 a	
CV%		42,49		

*Médias seguidas pela mesma letra minúscula, na linha, e maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey (P>0,10).

4.1.4 Incidência e severidade da antracnose em goiabas 'Kumagai' inoculadas após 48 horas do tratamento com metil jasmonato

Ao se realizar a inoculação após 48 horas do início do tratamento foi observada influência da aplicação do regulador na severidade e incidência da antracnose nos frutos colhidos no estádio amarelo (Tabela 8). No oitavo dia de armazenamento, os frutos tratados com 1 µmol L^{-1} de MJ apresentaram menor severidade da doença que os frutos não tratados e os tratados com 10 µmol L^{-1} ($P \leq 0,10$). Enquanto os frutos tratados com 1 µmol L^{-1} apresentavam lesões de antracnose com 2,5 cm de diâmetro, as lesões nos frutos tratados com 10 µmol L^{-1} e não tratados apresentavam 3,4 e 3,9 cm de diâmetro, respectivamente. Observou-se também redução na incidência da doença de 66 e 50% no segundo e quarto dia de armazenamento, naqueles frutos tratados com 1 µmol L^{-1} de

MJ, em relação aos frutos sem nenhum tratamento, respectivamente (P≤0,10). No quarto dia, a incidência verificada para os frutos tratados com 10 µmol L^{-1} foi de 75 e 90% nos frutos não tratados (Tabela 7).

Tabela 7 – Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo, inoculadas após 48 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 ºC e 85-90% UR por 8 dias.

Severidade (cm)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	0,5 aC	0,5 aC	0,6 aC	0,5 D
4	1,8 aB	1,1 aB	1,7 aB	1,5 C
6	3,1 aA	2,3 aA	2,7 aA	2,7 B
8	3,9 aA	2,5 bA	3,4 aA	3,2 A
Média	2,3 a	1,6 b	2,1 a	
CV%		26,72		
Incidência (%)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	75 aA	25 bC	60 aA	53 B
4	90 aA	45 bBC	75 aA	70 AB
6	90 aA	65 aAB	80 aA	78 A
8	90 aA	76 aA	90 aA	85 A
Média	86 a	52 b	76 a	
CV%		29,02		

*Médias seguidas pela mesma letra minúscula, na linha, e maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey (P>0,10).

Não houve diferença significativa na severidade entre os tratamentos nos frutos colhidos no estádio verde e inoculados após 48 horas da aplicação de MJ (P>0,10) (Tabela 8). O aumento da incidência da antracnose nos frutos colhidos no estádio verde e inoculadas após 48 horas do tratamento com MJ foi mais lento quando comparados àqueles colhidos no estádio amarelo. Somente 5% dos frutos em média apresentavam incidência da antracnose. A partir do quarto dia de armazenamento o aumento foi constante atingindo em média 66% ao final do armazenamento. Não houve efeito da aplicação do MJ na incidência da antracnose nos frutos colhidos no estádio verde e inoculadas após 48 horas do tratamento com o regulador (P>0,10).

Tabela 8 – Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio verde, inoculadas após 48 horas do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias.

Severidade (cm)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	0,7 aC	0,7 aC	0,9 aC	0,7 C
4	1,0 aBC	1,1 aBC	1,1 aBC	1,1 B
6	1,3 aAB	1,3 aAB	1,4 aAB	1,3 B
8	1,5 aA	1,6 aA	1,6 aA	1,6 A
Média	1,1 a	1,1 a	1,2 a	
CV%		24,66		
Incidência (%)*				
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**10 µmol L^{-1}**	**Média**
2	0 aB	0 aB	15 aB	5 C
4	40 aA	35 aAB	50 aAB	41 B
6	45 aA	40 aA	55 aA	46 AB
8	55 aA	60 aA	85 aA	66 A
Média	35 ab	33 b	51 a	
CV%		64,33		

*Médias seguidas pela mesma letra minúscula, na linha, e maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey (P>0,10). Os dados de severidade foram transformados em $\sqrt{x} + 0,5$.

Quando considerada a AACPD, ou seja, todo o período de armazenamento estudado, observa-se que a aplicação do MJ na concentração de 1 µmol L^{-1} em goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo e inoculadas após 48 horas foi o único tratamento que exerceu efeito sobre a incidência e a severidade da antracnose (Figura 3) ($P \leq 0,10$).

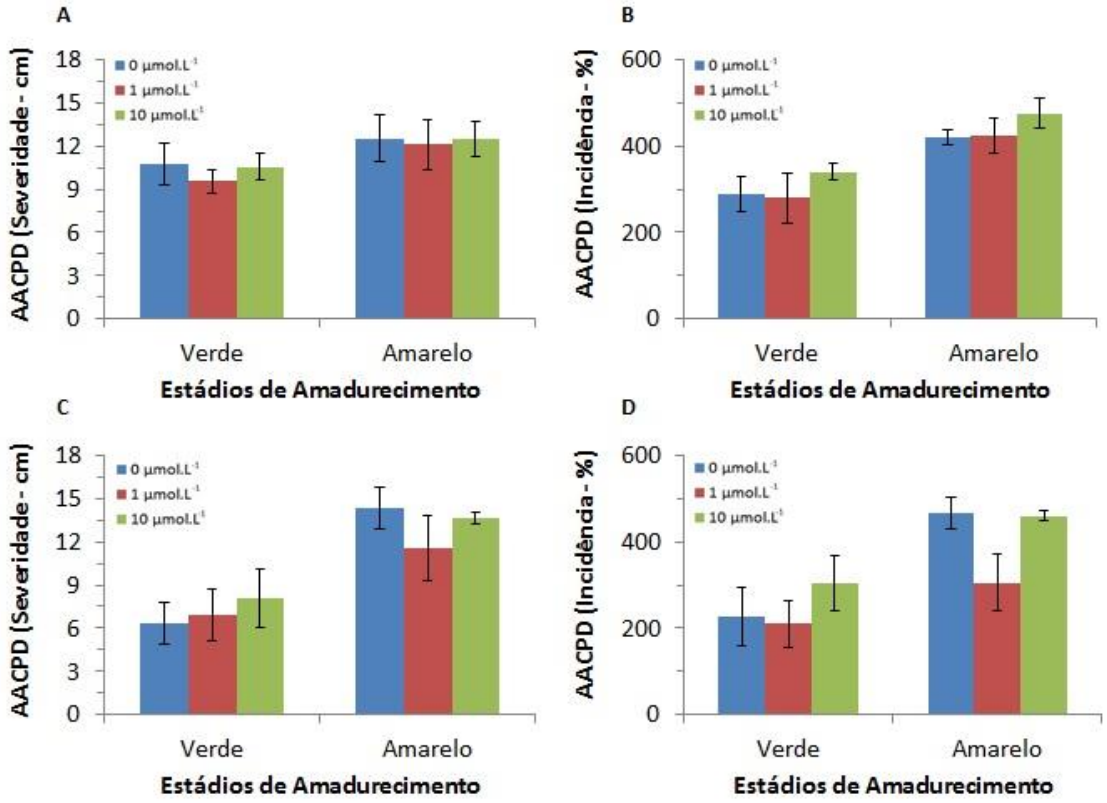

Figura 3 – Área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) para severidade (cm) e incidência (%) da antracnose em goiabas 'Kumagai' colhidas nos estádios verde e amarelo, inoculadas com *Colletotrichum gloeosporioides* após 24 (A e B) e 48 horas (C e D) do tratamento com 0, 1 e 10 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 ºC e 85-90% UR por 8 dias.

4.2 Experimento 2

4.2.1 Incidência e severidade de antracnose em goiabas 'Kumagai'

A partir dos resultados obtidos no experimento anterior, um segundo experimento foi instalado com o objetivo de investigar alguns mecanismos pelos quais o MJ exerceu efeito na redução da incidência e da severidade da antracnose. Para tanto, goiabas 'Kumagai' foram colhidas no estádio amarelo, tratadas com 1 µmol L^{-1} de MJ e inoculadas 48 horas após a aplicação do regulador. A caracterização realizada no dia da colheita dos frutos indicou que as goiabas apresentavam ângulo de cor da casca de 85,6 ºh e 64,6 N de firmeza da polpa.

Foi possível identificar sintomas de antracnose a partir do segundo dia de avaliação. Os frutos colhidos no estádio amarelo e submetidos ao tratamento com MJ

apresentaram pequena redução na severidade, porém significativa somente até o quarto dia de amadurecimento (P≤0,10). Nessa data, os frutos tratados com 1 µmol L^{-1} de MJ apresentavam lesões com 1,8 cm de diâmetro, enquanto nos frutos que não receberam tratamento com MJ as lesões tinham diâmetro igual a 2,0 cm (Tabela 9) (P≤0,10).

Não houve efeito da aplicação de 1 µmol L^{-1} de MJ na incidência de antracnose em goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo e inoculadas após 48 horas do tratamento com o regulador (P>0,10). A partir do sexto dia de avaliação, os frutos sem tratamento apresentavam 100% de incidência, enquanto os frutos tratados apresentavam 90% de incidência (P>0,10) (Tabela 9).

Tabela 9 – Severidade (cm) e Incidência (%) da antracnose em goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo, inoculadas após 48 horas do tratamento com 0 e 1 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias.

Severidade (cm)*			
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**Média**
2	0,8 aD	0,6 bD	0,7 D
4	2,0 aC	1,8 bC	1,9 C
6	3,4 aB	3,3 aB	3,3 B
8	4,6 aA	4,5 aA	4,5 A
Média	2,7 a	2,6 b	
CV%	8,40		
Incidência (%)*			
Armazenamento (dias)	**0 µmol L^{-1}**	**1 µmol L^{-1}**	**Média**
2	60 aB	60 aB	60 B
4	95 aA	90 aA	92 A
6	100 aA	90 aA	95 A
8	100 aA	90 aA	95 A
Média	88 a	82 a	
CV%	22,04		

*Médias seguidas pela mesma letra minúscula, na linha, e maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey (P>0,10).

Quando considerada a AACPD, ou seja, todo o período de armazenamento estudado, observa-se que a aplicação do MJ na concentração de 1 µmol L^{-1} em goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo e inoculadas após 48 horas não teve efeito na incidência e severidade de antracnose (Figura 4) (P>0,10).

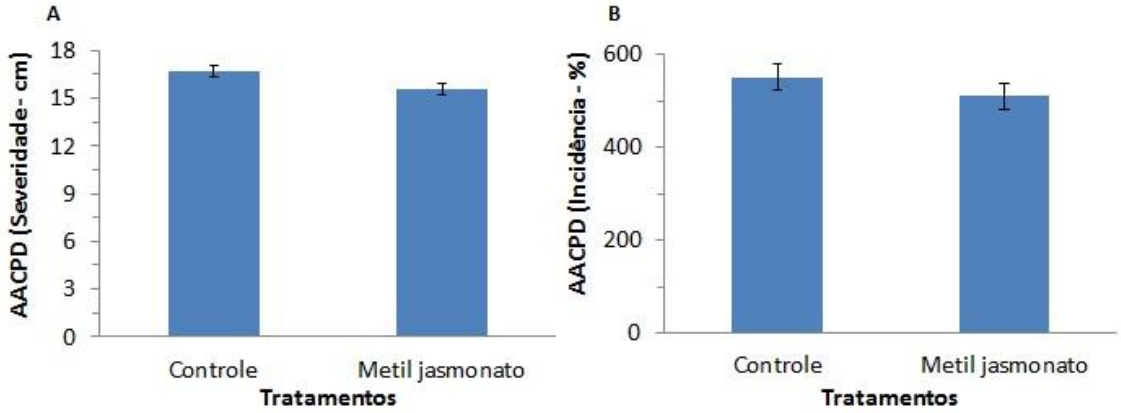

Figura 4 – Área abaixo da curva de progresso da doença (AACPD) para severidade (cm, A) e incidência (%, B) da antracnose em goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo, inoculadas com *Colletotrichum gloeosporioides* após 48 horas do tratamento com 0 e 1 µmol L^{-1} de metil jasmonato, e mantidas a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias.

4.2.2 Atividade enzimática

Paralelamente às avaliações de incidência e severidade do segundo experimento, foram coletadas amostras de polpa e casca de goiabas 'Kumagai', colhidas no estádio de amadurecimento amarelo e tratadas com 1 µmol L^{-1} de MJ, para determinar a atividade de três principais enzimas do sistema de defesa: fenilalanina amônia-liase (PAL), peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO).

4.2.2.1 Fenilalanina amônia-liase (PAL)

O tratamento com MJ não interferiu na atividade da PAL na casca dos frutos (Figura 5A) (P>0,10). O tratamento com MJ não incrementou a atividade da PAL no início do amadurecimento. Mesmo após 48 horas do início do tratamento, não foi observada nenhuma diferença significativa na atividade na casca dos frutos que não receberam o regulador quando comparada àquela dos frutos tratados, com valores de 1485 e 1241 mmoles.min^{-1}.mg de proteína^{-1}, respectivamente (P>0,10).

Mesmo após 72 e 96 horas do início do experimento, o MJ não influenciou na atividade da enzima quando comparado aos demais tratamentos (P>0,10). Além disso, também não houve estímulo da atividade da PAL pela presença do patógeno (P>0,10).

Após 72 horas do início do tratamento, frutos não tratados e não inoculados apresentaram atividade da PAL de 950 mmoles.min^{-1}.mg de proteína^{-1}, enquanto que naqueles inoculados a atividade foi de 1059 mmoles.min^{-1}.mg de proteína^{-1} (P>0,10). Na polpa dos frutos (Figura 5B), a atividade de PAL não diferiu estatisticamente entre os tratamentos, ao longo do período de armazenamento (P>0,10). O tratamento com MJ não interferiu na atividade da PAL da polpa no início do amadurecimento. Nas 48 horas iniciais do experimento, os frutos tratados com MJ apresentavam atividade média de 1202 mmoles.min^{-1}.mg de proteína^{-1}, enquanto os frutos sem tratamento apresentavam média de 1066 mmoles.min^{-1}.mg de proteína^{-1}, não foi observada diferença significativa entre esses tratamentos (P>0,10).

Ao final do período de armazenamento também não foi verificado influência na atividade da PAL da polpa em resposta ao MJ e à presença do patógeno. Após 72 horas do início do experimento, a atividade da PAL nos frutos inoculados e em frutos tratados com MJ e inoculados era de 596 e 571 mmoles.min^{-1}.mg de proteína^{-1}, respectivamente. A partir de 96 horas do início do experimento, foi observado aumento significativo na atividade da enzima, em amostras dos frutos inoculados e em frutos tratados com MJ e inoculados (‘MJ+Inoculado’), que apresentaram 1309 e 1359 mmoles.min^{-1}.mg de proteína^{-1} de ácido transcinâmico formado, respectivamente (P≤0,10). Nesse período, a atividade da PAL nos frutos que não receberam nenhum tratamento e nos frutos que só foram tratados com MJ, era similar, com valores de 730 e 913 mmoles.min^{-1}.mg de proteína^{-1} (P>0,10).

De modo geral, não houve efeito da aplicação de 1 µmol L^{-1} na atividade de PAL, na casca e na polpa de goiabas ‘Kumagai’ colhidas no estádio amarelo de amadurecimento (P>0,10) e inoculadas após 48 horas do tratamento com o regulador.

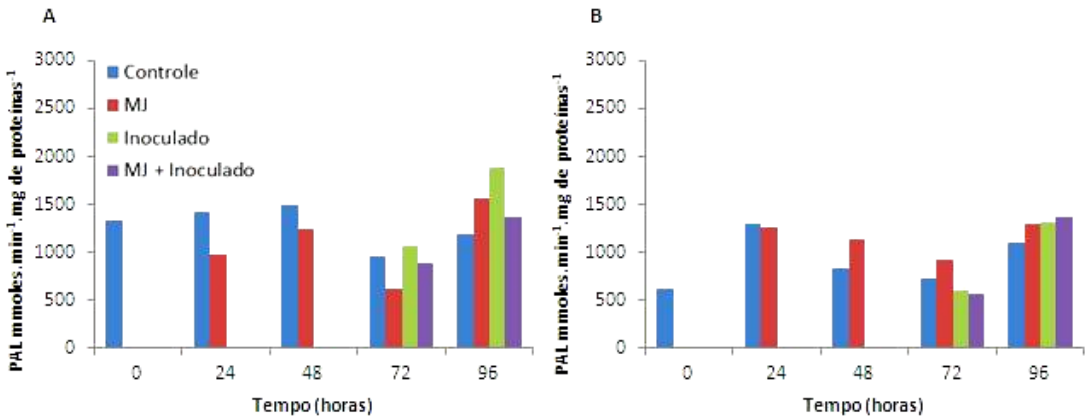

Figura 5 – Atividade de fenilalanina amônia-liase na casca (A) e polpa (B) de goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo e inoculadas com *Colletotrichum gloeosporioides* após 48 horas do início do tratamento. Os frutos foram tratados com 0 e 1 µmol L^{-1} de metil jasmonato e mantidos a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias.

4.2.2.2 Peroxidase (POD)

Os resultados demonstraram baixa atividade da POD nas amostras da casca dos frutos (Figura 6A). Houve diferença significativa, 48 horas após o início do experimento entre os frutos tratados com MJ e aqueles que não receberam o regulador ($P \leq 0,10$). No entanto, a atividade nos frutos tratados atingiu o valor de 0,09 unidades de absorbância.min^{-1}.mg de proteína^{-1} enquanto nos frutos controle foi obtido 0,16 unidades de absorbância.min^{-1}.mg de proteína^{-1} . Portanto, não houve estímulo da atividade da POD na casca de goiabas tratadas com MJ durante as primeiras 48 horas do experimento ($P > 0,10$).

Após 24 horas da inoculação, ou seja, 72 horas do início do experimento, a atividade da POD apresentou aumento nos frutos que foram previamente tratados com MJ e inoculados, com valor de 0,26 unidades de absorbância.min^{-1}.mg de proteína^{-1} ($P \leq 0,10$), enquanto, os demais tratamentos apresentaram, em média, atividade de 0,09 unidades de absorbância.min^{-1}.mg de proteína^{-1}. No entanto, a partir de 96 horas, a atividade foi reduzida em todos os tratamentos, com média de 0,10 unidades de absorbância.min^{-1}.mg de proteína^{-1} ($P > 0,10$).

Na polpa dos frutos (Figura 6B), novamente foi possível observar que o tratamento MJ não diferiu de forma significativa do tratamento controle no início do experimento, 24 horas após aplicação do regulador ($P > 0,10$). Após 48 horas do início

do experimento, a atividade da POD nos frutos tratados com MJ foi significativamente inferior quando comparada àquela dos frutos que não receberam o regulador com 0,21 unidades de absorbância.min^{-1}.mg de proteína^{-1} e 0,49 unidades de absorbância.min^{-1}.mg de proteína^{-1}, respectivamente (P≤0,10). No final do período estudado, ou seja, 72 e 96 horas após o início do experimento não houve diferença significativa entre os tratamentos (P>0,10). A partir de 72 horas todos os tratamentos apresentaram redução na atividade. Com 96 horas do início do experimento, os frutos atingiram atividade média de 0,18 unidades de absorbância.min^{-1}.mg de proteína^{-1} (P>0,10).

De modo geral, não houve efeito da aplicação de 1 µmol L^{-1} na atividade de POD, na casca e na polpa de goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo de amadurecimento e inoculadas após 48 horas do tratamento com o regulador (P>0,10).

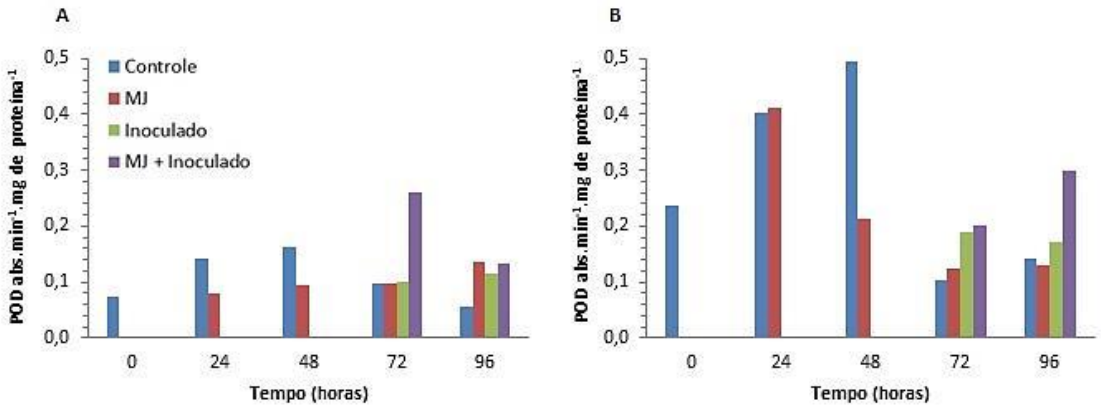

Figura 6 – Atividade de peroxidase na casca (A) e polpa (B) de goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo e inoculadas com *Colletotrichum gloeosporioides* após 48 horas do início do tratamento. Os frutos foram tratados com 0 e 1 µmol L^{-1} de metil jasmonato e mantidos a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias.

4.2.2.3 Polifenoloxidase (PPO)

Nas primeiras 48 horas do experimento, os frutos tratados com MJ apresentaram redução de 71% na atividade de PPO quando comparados aos frutos que não receberam a aplicação do regulador, com média de 0,11 µmol de catecol.min^{-1}.mg de proteína^{-1} e 0,39 µmol de catecol.min^{-1}.mg de proteína^{-1}, respectivamente. Após 72 horas do tratamento com MJ, ou seja, 24 horas da inoculação, não houve diferença entre os tratamentos (P>0,10).

No final do período estudado, após 48 horas da inoculação, foi observada alta atividade da PPO na casca dos frutos inoculados (Figura 7A), com valor de 0,68 µmol de catecol.min^{-1}.mg de proteína^{-1}, diferindo dos demais tratamentos ($P \leq 0,10$). Nessa mesma data, os frutos que não foram tratados e aqueles que foram previamente tratados com MJ e inoculados apresentaram o mesmo valor de atividade de 0,15 µmol de catecol.min^{-1}.mg de proteína^{-1}, já os frutos que somente foram tratados com MJ apresentaram valores de 0,18 µmol de catecol.min^{-1}.mg de proteína^{-1}($P > 0,10$).

Também na polpa não foi observado estímulo da atividade da PPO com o tratamento com MJ no início do experimento ($P > 0,10$) (Figura 7B). Após 48 horas, frutos que não foram tratados com MJ apresentaram maior atividade da PPO (0,95 µmol de catecol.min^{-1}.mg de proteína^{-1}) que os frutos tratados com MJ (0,59 µmol de catecol.min^{-1}.mg de proteína^{-1}) ($P \leq 0,10$).

Não houve diferença entre os tratamentos após as 72 horas do início do experimento ($P > 0,10$). Frutos que foram inoculados com *Colletotrichum* sp. apresentaram aumento na atividade da PPO 96 horas após o início do experimento, com valor de 0,75 µmol de catecol.min^{-1}.mg de proteína^{-1} diferindo dos demais tratamentos, que apresentaram média de 0,24 µmol de catecol .min^{-1}.mg de proteína^{-1}, bem como da atividade obtida no dia anterior de coleta, com valor de 0,34 µmol de catecol transformado.min^{-1}.mg de proteína^{-1} ($P \leq 0,10$).

De modo geral, o tratamento com MJ não foi eficaz em estimular a atividade da polifenoloxidase, e frutos tratados apresentaram atividade inferior ou igual aos frutos não tratados em ambos tecidos avaliados, ao longo do período de armazenamento ($P > 0,10$). Houve maior atividade da polifenoloxidase nos frutos inoculados após 96 horas de armazenamento ($P \leq 0,10$).

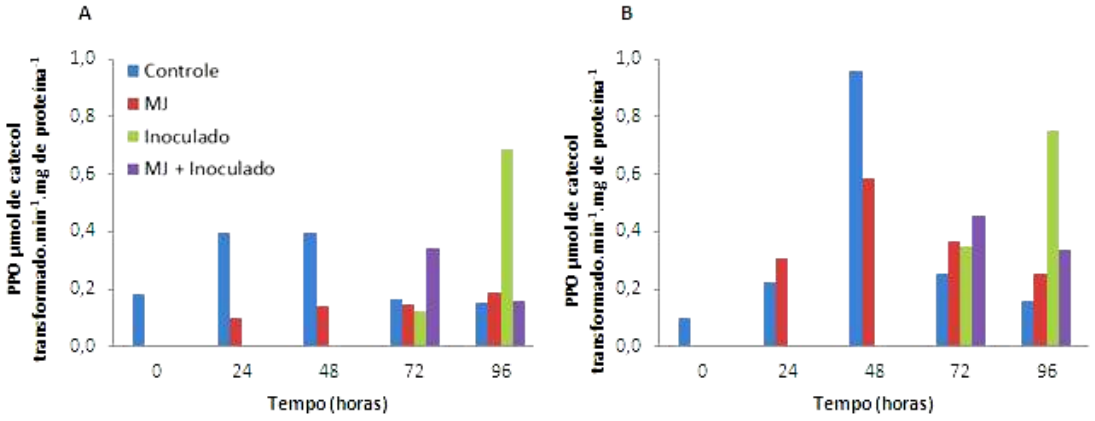

Figura 7 – Atividade de polifenoloxidase na casca (A) e polpa (B) de goiabas 'Kumagai' colhidas no estádio amarelo e inoculadas com *Colletotrichum gloeosporioides* após 48 horas do início do tratamento. Os frutos foram tratados com 0 e 1 µmol L^{-1} de metil jasmonato e mantidos a 25 °C e 85-90% UR por 8 dias.

5 DISCUSSÃO

Os resultados demonstraram que o MJ, nas duas concentrações estudadas, não foi efetivo no controle da antracnose em goiabas 'Pedro Sato', independente do estádio de amadurecimento na colheita e do tempo até a inoculação do patógeno (Tabelas 1, 2, 3, 4 e Figura 2). No entanto, nesse mesmo experimento, houve efeito do regulador nas goiabas 'Kumagai', mas somente naqueles frutos colhidos mais amarelos (Tabela 7 e Figura 3).

Os efeitos da aplicação exógena do MJ na pós-colheita de frutos ainda não estão suficientemente claros, e parecem ser bastante dependentes da espécie, das cultivares estudadas e do estado fisiólogico dos frutos no momento da aplicação do regulador (FAN et al., 1998; KHAN & SINGH, 2007; ZIOSI et al, 2008). No amadurecimento, o efeito do MJ ocorre, em parte, via interação com o etileno, apresentando respostas maximizadas na presença do hormônio (FAN et al., 1998). O mesmo ocorre na indução dos mecanismos de defesa (XU et al., 1994; LAUDERT & WEILER, 1998), em que a presença de patógenos também provoca o aumento na produção de etileno (VAN LOON et al. 2006), e dessa forma, ambos são considerados os principais compostos sinalizadores da expressão de genes de defesa em plantas (HIRAGA et al., 2000).

As reações sinalizadas pelo MJ também são dependentes da cultivar utilizada. KONDO et al. (2005) estudando duas cultivares de maçã, observaram que após a aplicação do regulador, as cultivares respondem de maneira diferente. A cultivar Delicious apresentou uma diminuição na produção de etileno, enquando a cultivar Golden Delicious apresentou um aumento na produção desse hormônio. Em pêssegos da cultivar Baifeng, 1 µmol L^{-1} de MJ promoveu redução na incidência e na severidade de *Rhizopus stolonifer* e *Botrytis cinerea* (JIN et al., 2009). A aplicação de 200 µmol L^{-1} de MJ em pêssegos da cultivar Bayuecui promoveu redução na incidência de *Monilinia fructicola*, e não apresentou efeito no desenvolvimento de *Penicilium expansum* (YAO & TIAN, 2005b).

Neste trabalho, a inoculação das goiabas 'Kumagai' 24 horas após o tratamento com MJ não resultou em redução dos índices de incidência e severidade em nenhuma das concentrações utilizadas (Tabelas 5 e 6). A redução somente foi observada quando a inoculação foi realizada com 48 horas após o tratamento com MJ (Tabelas 7 e 8, Figura 3 C e D), assim como relatado em trabalho de MASSUCATO (2011) com mamões. Para YAO & TIAN (2005a) a indução de resistência e a proteção sistêmica acontecem gradualmente, dessa forma acredita-se que esse tempo tenha sido suficiente para a sinalização dos mecanismos de defesa contra o patógeno. A necessidade de um intervalo de tempo para que se estabeleça o estado induzido do fruto, é um critério intrínseco ao processo de indução de resistência (HAMMERSCHMIDT & KUC, 1995). GHAOUTH et al. (2003) investigaram a ação de *Candida saitoana* na indução de resistência contra *B. cinerea* em maçãs recém-colhidas e armazenadas a 4 ºC, e concluíram que o tratamento com o microorganismo antagônico após 48 horas da inoculação do patógeno resultou em redução de 50% no tamanho das lesões, quando comparado ao tratamento realizado 24 h após a inoculação. LEEMAN et al. (1995) obtiveram resultado semelhante, no qual o intervalo de dois dias foi necessário para redução de lesões causadas por *Fusarium oxysporum* f. sp. *raphani* após tratamento com *Pseudomonas fluorescens* em rabanetes. Dessa forma, o indutor de resistência ideal deve combinar um pequeno intervalo de resposta com uma proteção prolongada (HAMMERSCHMIDT & KUC, 1995).

Os resultados de incidência e severidade de antracnose também indicaram efeito distinto entre as concentrações de MJ aplicadas, quando a inoculação foi feita 48 horas do início do tratamento. O regulador aplicado na concentração de 10 µmol L^{-1} em goiabas 'Kumagai', colhidas em dois estádios de amadurecimento, não teve efeito no

controle de antracnose (Figura 3). Em contraste, DROBY et al. (1999) avaliaram o efeito de MJ na redução de incidência de *Penicillium digitatum* em toranjas armazenadas a 24 ºC e o resultado indicou que a aplicação de 10 μmol L^{-1} foi a mais eficaz no controle da doença dentre as concentrações utilizadas. O mesmo foi obtido por MASSUCATO (2011), em que 10 μmol L^{-1} controlou significativamente o desenvolvimento de *C. gloeosporioides* inoculado em mamões. Nas goiabas, a exposição dos frutos ao MJ na concentração de 1 μmol L^{-1} resultou em redução da incidência e da severidade da antracnose em frutos colhidos no estádio amarelo de amadurecimento (Tabela 9). O mesmo foi constatado por JIN et al. (2009) que obtiveram resultados positivos no controle de *Penicillium expansum, B. cinerea* e *R. stolonifer* em pêssegos tratados com a concentração de 1 μmol L^{-1}, tida como a mais eficaz dentre as doses avaliadas. Existem evidências de que a concentração aplicada de MJ durante a pós-colheita interfere no tipo de resposta dos frutos. O uso de concentrações elevadas de MJ leva a um estímulo do amadurecimento e, consequentemente, da senescência (BUTA & MOLINE, 1998; PEREZ et al., 1993), o que pode minimizar o efeito positivo da indução de resistência (GONZÁLEZ-AGUILAR et al., 2003) e predispor o fruto à infecção.

No segundo experimento não foi verificado nenhum efeito no controle da antracnose quando os frutos foram expostos a 1 μmol L^{-1} de MJ (Figura 4). A aplicação deste regulador confere proteção contra amplo espectro de patógenos com diferentes estratégias de colonização, em diferentes frutos (THALER et al., 2004). O tratamento com MJ mostrou ser eficiente na redução da antracnose em nêsperas (CAO et al., 2007) e em tomates (TZORTZAKIS, 2007), inibiu a podridão causada por *Botrytis cinerea* em morangos (ZHANG et al., 2006), promoveu redução na incidência de *Monilinia fructicola* em pêssegos (YAO & TIAN, 2005b) e de *Penicillium digitatum* em toranjas (DROBY et al., 1999). Avaliações *in vitro* com 10 mM de MJ também resultaram em redução do desenvolvimento de *Botrytis cinerea* (ZHU & TIAN, 2012).

Portanto, a defesa contra estresses bióticos e abióticos nas plantas consiste em uma rede complexa de respostas eficientes na redução dos efeitos deletérios causados por esses estresses (SCHEEL, 1998). Fica evidente que o efeito do tratamento com o regulador durante a pós-colheita dos frutos é muito variável e que estudos que relacionem a concentração, o estádio de desenvolvimento e mecanismos de ação deste composto ainda são necessários para o esclarecimento do papel do mesmo em frutos.

O acúmulo de MJ já foi associado ao incremento na atividade de enzimas de defesa em diversas culturas (GUNDLACH et al., 1991), atuando como regulador da expressão de genes que codificam a síntese de diferentes enzimas do sistema antioxidante e do metabolismo secundário (CHEONG & CHOI, 2003; TANG et al., 2012). OROZCO-CARDENAS et al. (2001) propuseram que o MJ estaria envolvido na sinalização de genes iniciais, ativados 30 minutos após a injúria, culminando no acúmulo de peróxido de hidrogênio (H_2O_2), sinalizado pela fragmentação de componentes da parede celular (SOARES & MACHADO, 2007). O H_2O_2 é altamente reativo e tem papel central na sinalização das reações da resistência sistêmica adquirida (RSA) e da resistência sistêmica induzida (RSI) (SCHEEL, 2002; WALTERS, 2003). CAO et al. (2007) verificaram que a aplicação de 10 μmol L^{-1} MJ em nêsperas reduziu o crescimento de *Colletotrichum acutatum* pela indução de mecanismos de defesa. A atividade de superóxido dismutase (SOD) se manteve constante, enquanto a atividade de catalase (CAT) foi inferior à obtida nos frutos não tratados até o quarto dia de avaliação, levando ao acúmulo de H_2O_2. O mesmo resultado foi constatado por JIN et al. (2009) em pêssegos tratados com 1 μmol L^{-1} de MJ. Em estudo realizado com cerejas, a aplicação na pós-colheita de MJ por imersão (200 μmol L^{-1} por 2 minutos) teve pouco efeito no controle de *Monilinia fructicola*, no entanto foi verificado aumento na atividade de enzimas chave do metabolismo secundário (YAO & TIAN, 2005a).

Dentre as enzimas envolvidas na rota dos fenilpropanóides, três são normalmente induzidas em resposta a estresses causados por patógenos: fenilalanina amônia-liase (PAL), peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO) (CHITARRA & CHITARRA, 2005). A PAL é a principal enzima da rota dos fenilpropanóides, via biossintética dos compostos fenólicos secundários. Essa enzima catalisa a reação de formação de ácido cinâmico, pela retirada de uma amônia da fenilalanina. É regulada por vários estímulos, dentre eles luz, nutrientes e infecção por fungos (CAMM & TOWERS, 1973). Mensageiros secundários como o MJ em associação ao aumento na produção de etileno, em resposta ao dano, induzem a síntese de PAL (ENGELSMA & BRUGGEN, 1971). Para DITTRICH et al. (1992) os jasmonatos são elicitores que induzem genes de síntese da PAL.

O tratamento pós-colheita em cerejas com 200 μmol L^{-1} de MJ, por imersão, resultou num aumento significativo na atividade da PAL, quatro dias após tratamento, quando os frutos foram armazenados a 25 ºC (YAO & TIAN, 2005a). GUNDLACH et al. (1991) constataram acúmulo de PAL poli$(A)^+$ RNA e pico de atividade da enzima

com 25 e 33 horas, respectivamente, após adição de 5µL de MJ em suspensão de células de *Eschscholzia californica*, expostas a levedura, utilizada como elicitor de respostas de defesa.

Nos resultados do segundo experimento, no qual não houve controle da antracnose, não foi verificado estímulo gerado em resposta ao MJ na atividade da enzima PAL, no início do experimento, antes ou depois da inoculação (Figura 5). CAO et al. (2007) obtiveram resultado semelhante ao determinar a atividade de PAL em nêsperas (*Eriobotrya japonica*) submetidas ao tratamento com 10 µmol L^{-1} de MJ e inoculados após 24 horas com *C. acutatum*. O estudo indicou que o regulador manteve baixa a atividade da enzima em comparação ao controle.

Outra enzima avaliada foi a polifenoloxidase (PPO), localizada nos plastídeos. Danos celulares causados pelo amadurecimento ou por invasão de fitopatógenos expõe essa enzima a compostos fenólicos, que são seus substratos, desencadeando uma reação que leva ao escurecimento dos tecidos (VAUGHN & DUKE, 1984; HOLDERBAUM et al., 2010). Essa reação consiste na oxidação de fenólicos em quinonas, catalisada pela PPO, e a seguinte polimerização das quinonas em pigmentos, como a melanina. Na defesa contra invasores, essa enzima contribui tanto pela formação de melanina, que atua como uma barreira física no sítio da infecção, enrijecendo a parede celular, como pela formação de quinonas que polimerizam-se a proteínas secretadas pelo patógeno, nocivas ao hospedeiro, dificultando o processo de colonização (WALKER & FERRAR, 1998).

Segundo THALER et al. (1996), a exposição de tomateiros aos voláteis de MJ por 12 horas triplicou a síntese de PPO em relação as plantas controle, aumentando a proteção contra insetos. CONSTABEL & RYAN (1998) constataram que a indução da enzima PPO foi evidente em plantas de tomate e tabaco, enquanto a resposta observada para *S. nigrum* e *S. tuberosum* foi menos intensa, quando submetidos à aplicação de 20 µL de MJ. Nas espécies em que houve indução de PPO, o pico de atividade da enzima foi verificado 48 horas após a injúria. Os autores relacionaram o aumento da atividade da enzima em resposta ao acúmulo de MJ endógeno, sendo este o principal indutor do mecanismo de defesa.

Os resultados do segundo experimento indicaram aumento na atividade de PPO nos frutos inoculados com *Colletotrichum gloeosporioides*, no entanto, não houve estímulo evidente do tratamento com MJ na indução da enzima (Figura 7). Para MAYER (2006), as alterações na atividade de PPO nem sempre estão relacionadas à

aplicação de MJ, não sendo esta uma resposta universal, variando de acordo com a sensibilidade das espécies. Deve-se lembrar que no presente estudo não foi observado nenhum controle da antracnose no segundo experimento (Tabela 10 e Figura 4).

LI & STEFFENS (2002) detectaram em tomateiros transgênicos, com superexpressão de PPO, aumento na resistência sistêmica contra o patógeno *Pseudomonas syringae*. As plantas modificadas apresentaram maiores taxas de oxidação de fenólicos, com redução significativa na população das bactérias, apresentando lesões com severidade 15% menores quando comparadas as plantas controle. Em ginseng (*Panax quinquefolius* L.), áreas de coloração marrom se desenvolvem na superfície das raízes em resposta ao ataque de fungos fitopatogênicos, devido ao aumento na oxidação de fenólicos, através da alta atividade das enzimas PPO e POD no local da infecção (RAHMAN & PUNJA, 2005).

Complementar a estes resultados, também foi avaliada a atividade da peroxidase (POD) na casca e na polpa de goiabas 'Kumagai' submetidas à inoculação, ao tratamento com MJ e a conjugação desses fatores. As peroxidases utilizam os peróxidos para oxidar vários substratos biológicos incluindo os fenólicos e estão envolvidas em respostas relacionadas a estresses (HAMMERSCHMIDT et al., 1982), assim como as polifenoloxidases (TANG et al., 2012). Sua biossíntese se dá pela rota dos fenilpropanóides, iniciada pela enzima PAL. Mesmo com a baixa atividade obtida em todas as condições estudadas, foi novamente possível observar que não houve indução na atividade da enzima, nos primeiros dias de experimento, antes da inoculação (Figura 6). Um aumento isolado da atividade de POD foi observado após 24 horas da inoculação, ou seja, 72 horas do início do experimento, somente na casca de frutos previamente tratados com MJ e inoculados (Figura 6). Alterações na atividade das peroxidases têm sido frequentemente correlacionadas à resposta de resistência ou suscetibilidade em diferentes patossistemas (STARGALIN et al., 2011). Contudo, nem sempre essas enzimas tem uma relação direta com o estabelecimento do estado induzido, sendo apenas uma das muitas respostas de defesa manifestadas pelas plantas (LABANCA, 2002).

A constante e baixa atividade das três enzimas determinadas no segundo experimento é mais um indicativo de que o MJ não manifestou sua ação elicitora na indução do sistema de defesa das goiabas, dado condizente com os resultados obtidos para o controle da antracnose nos frutos, apresentados nos dois experimentos.

6 CONCLUSÃO

A aplicação de 1 e 10 µmol L^{-1} de MJ não controlou a antracnose em goiabas 'Kumagai' e 'Pedro Sato'.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGRIANUAL, Anuário da agricultura brasileira. São Paulo: FNP Consultoria & Agroinformativos, 2015. 497 p.

AHLAWAT, V.P.; YAMDAGNI, R.; JINDAL, D.C. Studies on the effect of postharvest treatments on storage behavior of guava (*Psidium guavaja* L.) cv. Sardar (L49). **Haryana Agricultural University Journal Research** , v. 10, n. 2, p. 244-247, 1980.

ALDRIDGE, D. C., GALT, S., GILES, D.; TURNER, W. B. Metabolites of lasiodiplodia theobromae. **Journal of the Chemical Society**, p.1623–1627, 1971.

ALKAN, N.; FLUHR , R.; PRUSKY, D. Ammonium secretion during *Colletotrichum coccodes* infection modulates salicylic and jasmonic acid pathways of ripe and unripe tomato fruit. **Molecular Plant-Microbe Interactions**, v. 25, n. 1, 2012.

AMORIM, L.; PASCHOLATI, S.F. Ciclo de relações patógeno-hospedeiro. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. (Eds**). Manual de fitopatologia**: princípios e conceitos, 3 ed. São Paulo, Agronomica Ceres, p. 729-758, 2011.

ANDRADE, E.M.; UESUGI, C.H.; UENO, B.; FERREIRA, M.A.S.V. Caracterização morfocultural e molecular de isolados de *Colletotrichum gloeosporioides* patogênicos ao mamoeiro. **Fitopatologia Brasileira,** v. 32, p.021-031, 2007.

AZZOLINI, M. Fisiologia pós-colheita de goiabas 'Pedro Sato': estádios de maturação e padrão respiratório. 2002. 100 f. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura 'Luiz de Queiroz' - EZALQ, Piracicaba.

AZZOLINI, M.; JACOMINO, A.P.; BRON, I.U.; KLUGE, R.A.; SCHIAVINATO, M.A. Ripening of 'Pedro Sato' guava: study on its climacteric or non-climacteric nature. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v.17, n.3, p. 299-306, 2005.

BARON, C.; ZAMBRYSKI, P.C. The plant response in pathogenesis, symbiosis, and wounding: Variations on a common theme. **Annual Reviews in Genetics,** v. 19, p.107-29, 1995.

BATISTA, D.C. Cultivo da mangueira. **Embrapa semiárido: sistemas de produção**, v. 2, 2010.

BELTRAME, A.E.G. Fisiologia do amadurecimento de maracujá-amarelo e goiaba 'Pedro Sato' ligados ou não às plantas. 2012. 113 f. Dissertação (Doutorado) - Pós-graduação – Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba – SP.

BENATO, E.A. Controle de doenças pós-colheita em frutos tropicais. **Summa Phytopathologica**, v. 25, n. 1, p. 90 – 93, 1999.

BONETT, L.P.; ALMEIDA, M.; GONÇALVES, R.G.A.; AQUINO, T.F.; BERNARDI-WENZEL, J. Caracterização morfocultural e infecção cruzada de *Colletotrichum gloeosporioides* agente causal da antracnose de frutos e hortaliças em pós-colheita. **Ambiência Guarapuava**, v. 6, n. 3, p.451-463, 2010.

BRADFORD, A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **,** v. 72, p. 248–254, 1976.

BROWN, B.I.; WILLS, R.B.H. Postharvest changes in guava fruit of differente maturing. **Scientia Horticulturae**, v.19, n.3/4, p.237-243, 1983.

BUTA, J.G.; MOLINE, H.E. Methyl jasmonate extends shelf life and reduces microbial contamination of fresh-cut celery and peppers. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.46, p.1253–1256, 1998.

CAMM, E.L.; TOWERS, G.H.N. Phenylalanine ammonia lyase. **Phytochemistry**, v. 12, p. 961-973, 1973.

CAMPOS, M.A.S. Fungos micorrízicos arbusculares associados à goiabeira e efeito sobre o parasitismo de *Meloidogyne mayaguensis*. 2009. 132 f. Dissertação (Doutorado) Universidade Federal de Pernambuco. Recife – PE.

CAO, S.; ZHENG, Y.; YANG, Z.; TANG, S.; JIN, P.; WANG, K.; WANG, X. Effect of methyl jasmonate on the inhibition of *Colletotrichum acutatum* infection in loquat fruit and the possible mechanisms. **Postharvest Biology and Technology**, v.49, p.301-307, 2007.

CARDOSO, J.E.; SANTOS, A.A.; BEZERRA, M.A.; NETO, J.S.; SOUZA, R.M.N. Epidemiologia do Mofo-Preto e Danos na Produção do Cajueiro. Fortaleza: **Embrapa Agroindústria Tropical**, 16 p. (Boletim de pesquisa e desenvolvimento, n. 23), 2005.

CAVALINI, F. C. Fisiologia do amadurecimento, senescência e comportamento respiratório de goiabas 'Kumagai' e 'Pedro Sato'. 2008. 90f. Tese (Doutorado em Fisiologia e Bioquímica de Plantas) – Escola Superior de Agricultura 'Luiz de Queiroz', Universidade de São Paulo, Piracicaba.

CERQUEIRA, T.S. Recobrimentos comestíveis em goiabas cv. Kumagai. 69p. Dissertação (Mestrado) – Escola Superior de Agricultura Luis de Queiroz, Piracicaba, 2007.

CHEONG, J.J.; CHOI, Y.D. Methyl jasmonate as a vital substance in plants. **Trends in genetics,** v.19, n.7, p.408-411, 2003.

CHITARRA, M.I.F. Características das Frutas de Exportação. In: GONCATTI NETO, A.; GARCIA, A.E.; ARDITO, E.F.G.; GARCIA, E.E.C.; BLEINROTH, E. W.; MATALIO, M.; CHITARRA, M.F.I.; BORIN, M.R. **Goiabas para exportação: procedimentos de colheita e pós-colheitas**. Brasilia: EMBRAPA, p.9-11, 1996.

CHITARRA, M.I.F.; CHITARRA, A.B. **Pós-colheita de frutos e hortaliças:** fisiologia e manuseio. Lavras: UFLA, 2ª ed., 2005, 785p.

CHOI, Y.J.; TOMÁS-BARBERÁN, F.A.; SALTVEIT, M.E. Wound-induced phenolic accumulation and browning in lettuce (*Lactuca sativa* L.) leaf tissue is reduced by exposure to *n*-alcohols. **Postharvest Biology and Technology,** v. 37, p.47-55, 2005.

CLARKE, J.D.; VOLKO, S.M.; LEDFORD, H.; AUSUBEL, F.M.; DONG, X. Roles of salicylic acid, jasmonic acid, and ethylene in cpr-induced resistance in Arabidopsis. **The Plant Cell**, v. 12, p.2175-2190, 2000.

COATES, L.M.; MUIRHEAD, I.F.; IRWIN, J.A.G.; GOWANLOCK, D.H. Inicial infection processes by *Colletotrichum gloeoporioides* on avocado fruit. **Mycological Research,** v. 97, n.11, p.1363-1370, 1993.

COMBRINK, J.C.; KOCK, S.L.; VAN EEDEN, C. Effect of posthaverst treatment and packing on the keeping quality of fresh guava fruit. **Acta Horticulturae**, n. 275, p. 639-645, 1990.

CONSTABEL, C.P.; RYAN, C.A. A survey of wound- and methyl jasmonate-induced leaf polyphenol oxidase in crop plants. **Phytochemistry**, v.47, n.4, p.507-511, 1998.

COOPER, W.; BOUZAYEN, M.; HAMILTON, A.; BARRY, C.; ROSSALL, S.; GRIERSON, D. Use of transgenic plants to study the role of ethylene and polygalacturanase during infection of tomato fruit by *Colletotrichum gloeosporioides*. **Plant Pathology,** v. 47, p.308-316, 1998.

CRABALONA, L. Presence of levoratatory methyl jasmonate, methyl cis-2-(2- penten-I-yl)-3-oxocyclopentenyl acetate, in the essential oil of Tunisian rosemary. **Comptes Rendus de l'Académie des Sciences - Series C**, v. 264, p.2074-2076, 1967.

CREELMAN, R.; MULLET, J.E. Biosynthesis and action of jasmonates in plants. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v.48, p.355-381, 1997.

CREELMAN, R.; MULLET, J.E. Jasmonic acid distribution and action in plants: Regulation during development and response to biotic and abiotic stress. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 92, p. 4114-4119, 1995.

DAMM, U.; BARONCELLI, R.; CAI, L.; KUBO, Y.; O'CONELL, R.; WEIR, B.; YOSHINO, K.; CANNON, P.F. *Colletotrichum*: species, ecology and interactions. **Ima Fungus**, v.1, n.2, p.161-165, 2010.

DARRAS, A.I.; TERRY, L.A.; JOYCE, D.C. Methyl jasmonate vapour treatment suppresses specking caused by *Botrytis cinerea* on cut Freesia hybrid L.flowers. **Postharvest Biology and Technology,** v. 38, p.175-182, 2005.

DAVIES, W.J.; METCALFE, J.; LODGE, T.A.; ROSA DE COSTA, A. Plant growth substances and the regulation of growth under drought. **Australian Journal of Plant Physiology**, v. 13, p. 105–125, 1986.

DEMOLE, E.; LEDERER, E.; MERCIER, D.E. Isolement et determination de la structure du jasmonate de methyle, constituant odorant characteristique de essence de jasmin. **Helvetica Chimica Acta**, v. 45, p. 675-685, 1962.

DIAS, J.M.M. et al. Propagação da goiabeira. In: ROZANE, D.E.; COUTO, F.A. D´A (Ed.). **Cultura da goiabeira** – Tecnologia e Mercado. 1.ed. Minas Gerais: Viçosa, 2003. p. 71-107.

DITTRICH, H.; KUTCHAN, T.M.; ZENK, M.H. The jasmonate precursor, 12-oxo-phytodienoic acid, induces phytoalexin synthesis in *Petroselinum crispum* cell cultures. **FEBS Letters**, v.309, n.1, p.33-36, 1992.

DONG, X. SA, JA, ethylene, and disease resistance in plants. **Current Opinion in Plant Biology**, v.1, p. 316-323, 1998.

DROBY, S.; PORAT, R.; COHEN, L.; WEISS, B.; SHAPIO, B.; PHILOSOPH-HADAS, S.; MEIR, S. Suppressing green mold decay in grapefruit with postharvest jasmonate application. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, v.124, p. 184-188, 1999.

DUTRA, J.B. Controle da antracnose (*Colletotrichum gloeosporioides*) pós-colheita do maracujá-amarelo (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*) por aplicações de fosfitos, água quente e 1-metilciclopropeno. 2008. 151f. Dissertação (Mestrado) em fitopatologia – Instituo de Biologia da Universidade de Brasília, Brasilía.

ENGELSMA, G.; BRUGGEN, J.M.H. Ethylene production and enzyme induction in excised plant tissue. **Plant Physiology**, v.48, p.94-96, 1971.

EPPLE, P.; VIGNUTELLI, A.; APEL, K.; BOHLMANN, H. Differential induction of the *Arabidopsis thaliana* thi2.1 gene by *Fusarium oxysporum* f. sp. *matthiolae*. **Molecular Plant-Microbe Interactions**, v. 11, n. 6, 1998.

FAN, X.; MATTHEIS, J.P.; FELLMAN, J.K. A role for jasmonates in climacteric fruit ripening. **Planta,** v.204, p.444-449, 1998.

FARMER, E.E., RYAN, C.A. Interplant communication, airbone methyl jasmonate induces synthesis of proteinase inhibitors in plan leaves. **Proceedings of the National Academy of Sciences,** v.87, p.7713-16, 1990.

FIDANTSEF, A.L.; STOUT, M.J.; THALER, J.S.; DUFFEY, S.S.; BOSTOCK, R.M. Signal interactions in pathogen and insect attack: expression of lipoxygenase, proteinase inhibitor II, and pathogenesis-related protein P4 in the tomato, *Lycopersicon esculentum*. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v.54, p. 57-114, 1999.

FISCHER, I.H.; ALMEIDA, A.M.; GARCIA, M.J. de M. Diagnose e controle de doenças da goiabeira. **Pesquisa & Tecnologia**, v. 8, n. 45, 2011.

FISCHER, I.H.; SILVA, B.L.; SOARES, A.R.; ARRUDA, M.C.; PARISI, M.C.M.; AMORIM, L. Efeito de fungicidas e produtos alternativos no controle da antracnose e da pinta preta da goiaba. **Ciências Agrárias**, v. 33, p. 2753-2766, 2012.

GHAOUTH, A.E.; WILSON, C.L.; WISNIEWSKI, M. Control of postharvest decay of apple fruit with *Candida saitoana* and induction of defense responses. **Phytopathology**, v. 93, n. 3, 2003.

GLAZEBROOK, J.; CHEN, W.; ESTES, B.; CHANG, H.S.; NAWRATH, C.; MÉTRAUX, J.P.; ZHU, T.; KATAGIRI, F. Topology of the network integrating salycilate and jasmonate signal transduction derived from global expression phenotyping. **The Plant Journal,** v. 34, p.217-228, 2003.

GOIABRÁS. PIF – GOIABA, SP: Uso emergencial de agrotóxicos para a cultura da goiaba. 2004.

GONZÁLEZ-AGUILAR, G.A.; TIZNADO-HERNÁNDEZ, M.E.; ZAVALETA-GATICA, R.; MARTÍNEZ-TÉLLEZ. Methyl jasmonate reduce chilling injury and activate the defense response of guava fruits. **Biochemical and Biophysical Research Communications**, v. 313, p. 694-701, 2004.

GONZÁLEZ-AGUILAR, G.A.; WANG, C.Y.; BUTA, J.G. Methyl jasmonate and modified atmosphere packaging (MAP) reduce decay and maintain postharvest quality of papaya 'Sunrise'. **Postharvest Biology and Tachnology,** v.28, p.361-379, 2003.

GUIMARAES, G.R.; PAZ-LIMA, M.L. Morfometria e patogenicidade de isolados de *Colletotrichum* spp. I Jornada de Iniciação Científica, Artística e Cultural do Instituto Federal Goiano, 2010.

GUNDLACH, H.; MULLER, M.; KUTCHAN, T.M.; ZENK, M.H. Jasmonic acid is a signal transducer in elicitor-induced plant cell cultures. **Proceedings of the National Academy Sciences,** v.89, p.2389-2393, 1992.

HAMMERSCHMIDT, R.; KUC, J. **Induced Resistance to Disease in Plants**. Kluwer Publishers, Dordrecht, The Netherlands. 1995.

HAMMERSCHMIDT, R.; NUCKLES, E.M.; KÚC, J. Association of enhanced peroxidase activity with induced systemic resistance of cucumber to *Colletotrichum I'agenarium*. **Physiological Plant Pathology**, v.20, p.78-82, 1982.

HARMS, K.; ATZORN, R.; BRASH, A.; KÜ, HN H.; WASTERNACK, C.; WILLMITZER, L.; PENÃ-CORTE´S, H. Expression of a flax allene oxide synthase cDNA leads to increased endogenous jasmonic acid (JA) levels in transgenic potato plants but not to a corresponding activation of JA-responding genes. **Plant Cell** , v. 7, p. 1645–1654, 1995.

HEREDIA, J.B.; CISNEROS-ZEVALLOS, L.; The effect of exogenous ethylene and methyl jasmonate on the accumulation of phenolic antioxidants in selected whole and wounded fresh produce. **Food Chemistry,** v. 115, p.1500-1508, 2009.

HIRAGA, S.; ITO, H.; SASAKI, K.; YAMAKAWA, H.; MITSUHARA, I.; TOSHIMA, H.; MATSUI, H.; HONMA, M.; OHASHI, Y. Wound-Induced Expression of a Tobacco Peroxidase Is Not Enhanced by ethephon and Suppressed by Methyl Jasmonate and Coronatine. **Plant Cell Physiology**, v. 41, n. 2, p. 165-170, 2000.

HOLDERBAUM, D.F.; KON, T.; KUDO, T.; GUERRA, M.P.; Enzymatic browning, polyphenol oxidase activity, and polyphenols in four apple cultivars: dynamics during fruit development. **Horticultural Science**, v.45, n.8, p.1150-1154, 2010.

JACOMINO, A.P.; MARTINEZ OJEDA.; KLUGE, R.A.; SCARPARE FILHO, J.A. Conservação de goiabas tratadas com emulsão de cera carnaúba. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 25, n. 3, p. 401-405, 2003.

JEFFRIES, P.; DODD, J.C.; JEGER, M.J.; PLUMBLEY, R.A. The biology and control of *Colletotrichum* species on tropical fruit crops. **Plant Pathology,** v.39, p.343-366, 1990.

JEGER, M.J.; PLUMBLEY, R.A. Post-harvest losses caused by anthracnose (Colletotrichum gloeosporioides) of tropical fruit and vegetables. **Biodeterioration** , v.7, p. 642-646, 1988.

JIN, P.; ZHENG, Y.; TANG, S.; RUI, H.; WANG, C.Y. Enhancing disease resistance in peach fruit with methyl jasmonate. **Jounal of Science Food and Agricultural**, v.89, p.802-808, 2009.

KADER, A.A. Guava recommendation for maintain postharvest quality. http://rics.uedavis.edu/postharvest2/produce/producefacts/fruit/guava.html. 2000.

KAZAN, K.; MANNERS, J.M. Jasmonate signaling: toward an integrated view. **Plant Physiology,** v.146, p.1459-1468, 2008.

KHAN, A.S.; SINGH, Z. Methyl jasmonate promotes fruit ripening and improves fruit quality in Japanese plum. **The Journal of Horticultural Science and Biotechnology**, v.82, p.695-706, 2007.

KODA, Y. The role of jasmonic acid and related compounds in the regulation of plant development. **International Review of Cytology**, v.135, p.155-159, 1992.

KONDO, S.; SETHA, S.; RUDELL, D.R.; BUCHANAN, D.A.; MATTHEIS, J.P. Aroma volatile biosynthesis in apples affected by 1-MCP and methyl jasmonate. **Postharvest Biology and Technology,** v. 36, p. 61-68, 2005.

KRUMM, T.; BANDEMER, K.; BOLAND, W. Induction of volatile biosynthesis in the Lima bean (*Phaseolus lunatus*) by leucine and isoleucine conjugates of 1-oxo- and 1-hydroxyin-4-carboxilic-acid: evidence for amino acid conjugates of jasmonic acid as intermidiates in the octadecanoid signaling pathway. **FEBS Letters**, v.377, p.523-529, 1995.

KUNKEL, B.N.; BROOKS, D.N. Crosstalk between signaling pathways in pathogen defense. **Current Opinion in Plant Biology**, v.5, p. 325–331, 2002.

LAMB, C.; DIXON, R.A. The oxidative burst in plant disease resistance. **Annual Review of Plant Physiology and Molecular Biology,** v. 48, p.251-275.1997.

LAUDERT, D.; WEILER, E.W. Allene oxide synthase: a major control point in *Arabdopsis thaliana* octadecanoid signalling. **The Plant Journal**, v. 5, p. 675-684, 1998.

LEEMAN, M.; VAN PELT, J.A.; DEN OUDEN, F.M.; HEINSBROEK, M.; BAKKER, P.A.H.M.; SCHIPPERS, B. Induction of systemic resistance by *Pseudomonas fluorescens* in radish cultivars differing in susceptibility to fusarium wilt, using a novel bioassay. **European Journal of Plant Pathology,** v. 101, p**.** 655-664, 1995.

LI, L.; STEFFENS, J.C. Overexpression of polyphenol oxidase in transgenic tomato plants results in enhanced bacterial disease resistance. **Planta**, v. 215, p. 239–247, 2002.

LIMA, G.P.P. Efeito do cálcio sobre o teor de poliaminas e atividade da peroxidase e redutase do nitrato em calos de arroz (*Oriza sativa* L. cv. IAA 4440). 1994. 135p. Tese (Doutorado) – Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Botucatu.

LOAKE, G.J. Jasmonates: global regulators of plant gene expression. in: membranes: specialized function in plants (eds Smallwood, M., Knox, J.P. & Bowles, D.J.). **BIOS Oxford Scientific Publishers**, p. 215–230, 1996.

MACAGNAN, D. Indução de resistência e biocontrole em cacaueiro. In.: REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE INDUÇÃO DE RESISTÊNCIA EM PLANTAS E PATÓGENOS, 2007, Viçosa. Anais...Viçosa: Universidade Federal, 2007. p.183-189.

MARTINS, M.C.; AMORIM, L.; LOURENÇO, S.A.; GUTIERREZ, A.S.D.; WATANABE, H.S. Incidência de danos pós-colheita em goiabas no mercado atacadista de São Paulo e sua relação com a prática de ensacamento de frutos. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 29, p. 245-248, 2007.

MASSUCATO, R.P. Efeito da aplicação do metil jasmonato na conservação pós-colheita do mamão 'GOLDEN'. 2011. 47f. Dissertação (Mestrado) em Agricultura Tropical e Subtropical - Instituto Agronômico de Campinas, Campinas.

MAYER, A.M. Polyphenol oxidase in plants and fungi: Going places? A review. **Phytochemistry**, v.67, p.2318-2331, 2006.

MCDOWELL, J.M.; DANGL, J.L. Signal transduction in the plant immune response. **Trends in Biochemical Sciences**, v.25, 2000.

MEIR, S.; DROBY, S.; DAVIDSON, H.; ALSEVIA, S.; COHEN, B.H.; HADAS, S.P. Suppresion of Botrytis rot in cut rose flowers by postharvest application of methyl jasmonate. **Postharvest Biology and Technology**, v.13, p 235–243, 1998.

MERCADO-SILVA, E.; BAUTISTA, P.B.; GARCIA-VELASCO, M.A. Fruit development, harvest index ripening changes of guavas produced in central Mexico. **Postharvest Biology and Technology**, v.13, n.2, p. 143-150, 1998.

MÉTRAUX, J.P. Induced defense in plants. In.: REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE INDUÇÃO DE RESISTÊNCIA EM PLANTAS E PATÓGENOS, 2007, Viçosa. Anais...Viçosa: Universidade Federal, 2007. p. 7-24.

MOREIRA, R.N.A.G.; FREITAS, G.B.; TRIVELLATO, M.D.; PINHEIRO, S.S.C. Normas de certificação e cultivo orgânico de goiabeira. **Universidade Federal de Viçosa**, 2004.

MORGADO, C.M.A.; DURIGAN, J.F.; LOPES, V.G.; SANTOS, L.O. Conservação pós-colheita de goiabas 'Kumagai': efeito do estádio de maturação e da temperatura de armazenamento. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.32, n.4, p. 1001-1008, 2010.

MOURA NETO, L.G.; AMARAL, D.S.; MOURA, S.M.A.; PEIXOTO, L.G. Qualidade pós-colheita de goiabas CV. 'Paluma' submetidas à aplicação de cloreto de cálcio armazenadas em temperaturas ambiente. **Agropecuária científica no semi-árido**, v.04, p. 27-31, 2008.

MUELLER, M.J.; BRODSCHELM, W.; SPANNAGL, E.; ZENK, M.H. Signaling in the elicitation process is mediated through the octadecanoid pathway leading to jasmonic acid. **Proceedings of the national academy of sciences,** v. 90, p.7490-7494, 1993.

MUR, L.A.J.; KENTON, P.; ATZORN, R.; MIERSCH, O; WASTERNACK, C. The outcomes of concentration-specific interactions between salicylate and jasmonate signaling include synergy, antagonism, and oxidative stress leading to cell death. **Plant Physiology**, v.140, p.249-262, 2006.

NIMCHUK, Z.; EULGEM, T.; HOLT III, B.F.; DANGL, J.L. Recognition and response in the plant immune system. **Annual Reviews in Genetics**, v.37, p. 579-609, 2003.

OJEDA, M.R. Utilização de ceras, fungicidas e sanitizantes na conservação de goiabas 'Pedro Sato' sob condição ambiente. 2001. 57 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", USP, Piracicaba.

OLIVEIRA, A.C.G.; ZANÃO, C.F.P.; ANICETO, A.P.P.; SPOTO, M.H.F.; CANNIATTI-BRAZACA, S.G.; WALDER, J.M.M. Conservação pós-colheita de goiaba branca kumagai por irradiação gama: aspectos físicos, químicos e sensoriais. **B. Ceppa**, v. 24, n. 2, p.375-396, 2006.

OLIVEIRA, C.A.; CEREDA, M.P. Efeito da Película de Mandioca na Conservação de Goiabas. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 2, n.1, p. 97-102, 1999.

OLIVEIRA, M.A.; CEREDA, M.P. Determinação da curva de respiração na pós-colheita dos frutos de goiaba híbrida (Branca) (*Psidium guajava*) variedade Kumagai. In CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, Curitiba, PR. Resumos. Londrina: IAPAR, 1996, p.239.

OROZCO-CÁRDENAS, M.L.; NARVÁEZ-VÁSQUEZ, J.; RYAN, C.A. Hydrogen peroxide acts as a second messenger for the induction of defense genes in tomato plants response to wounding, systemin, and methyl jasmonate. **The Plant Cell,** v.13, p.179-191, 2001.

PANDEY, R.R.; AURORA, D.K.; DUBEY, R.C. Effect of environmental conditions and inoculum density on infection of guava fruits by *Colletotrichum gloesporioides*. **Mycopathologia**, v. 137, p. 165-172, 1997.

PARISI, M.C.M.; HENRIQUE, C.M.; PRATI, P. Perdas pós-colheita: um gargalo na produção de alimentos. **Pesquisa & Tecnologia,** v. 9, n. 2, 2012.

PEIXOTO, E.A. Aluminum effects on lipid peroxidation and on the activities of enzymes of oxidative metabolism in sorghum. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal,** v.11, n.3, p. 137-143, 1999.

PENNINCKX, I.A.M.A.; THOMMA, B.P.H.J.; BUCHALA, A.; METRAUX, J.-P.; BROEKAERT, W.F. Concomitant activation of jasmonate and ethylene response pathways is required for induction of a plant defensin gene in Arabidopsis. **Plant Cell,** v. 10, p. 2103–2113, 1998.

PEREIRA, F.M.; MARTINEZ JR., M. **Goiabas para industrialização**. Jaboticabal. Editora Legis Summa, 1986.

PEREIRA, F.M.; NATCHTIGAL, J.C. – Melhoramento da goiabeira. In: ROZANE, D.E.; COUTO, F.A. D´A (Ed.). **Cultura da goiabeira** – Tecnologia e Mercado. 1.ed. Minas Gerais: Viçosa, 2003. p.53-78.

PERES, N.A.R.; KURAMAE, E.E.; DIAS, M.S.C.; SOUZA, N.L. Identification and characterization of *Colletotrichum* spp. affecting fruit after harvest in Brazil. **Journal of Phytopathology** , v.150, p.128-134, 2002.

PEREZ, A.G.; SANZ, L.C.; RICHARDSON, D.; OLIAS, J.M. Methyl jasmonate vapour promotes β-carotene synthesis and chlorophyll degradation in Golden Delicious apple peel. **Journal of Plant Growth Regulation**, v.12, p.163-167, 1993.

PERFECT, S.E.; HUGHES, H.B.; O'CONELL, R.J.; GREEN, J.R. *Colletotrichum*: a model genus for studies on pathology and fungal–plant interactions. **Fungal Genetics and Biology,** v. 27, p. 186-198, 1999.

PICCININ, E.; PASCHOLATI, S.F. Doenças da goiabeira (*Psidium guajava*). In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L.; CAMARGO, L.E.A.; REZENDE, J.A.M. (Eds**). Manual de fitopatologia volume**: doenças de plantas cultivadas, 3 ed. São Paulo: Ceres, p. 422-427.1997.

PIEDADE NETO, A. Goiaba vermelha, fonte de riqueza à saúde, ao trabalho e às nações. In: ROZANE, D.E.; COUTO, F.A. D´A (Ed.). **Cultura da goiabeira** – Tecnologia e Mercado. 1.ed. Minas Gerais: Viçosa, 2003. p. 39-52.

PIETERSE, C.M.J.; VAN DER DOES, D.; ZAMIOUDIS, C.; LEON-REYES, A.; VAN WEES, S. Hormonal modulation of plant immunity. **Annual Review Cell Development Biology,** v. 28, p.489–521, 2012.

PIETERSE, C.M.J.; VAN WEES, S.C.M.; VAN PELT, J.A.; KNOESTER, M.; LAAN, R.; GERRITS, H.; WEISBEEK, P.J.; VAN LOON, L.C. A novel signaling pathway controlling induced systemic resistance in *Arabidopsis.* **The Plant Cell,** v. 10, p.1571-1580, 1998.

PIZA JR., C. de T. Condução e poda da goiabeira. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE A CULTURA DA GOIABEIRA, 1., 1997, Jaboticabal. Anais... Jaboticabal: Funep, 1997. p. 33-62.

POMMER, C.V.; MURAKAMI, K.R.N.; WATLINGTON, F. Goiaba no mundo. **O Agronômico**, v. 58, n. 1/2, p.22, 2006.

POMMER, C.V; OLIVEIRA, O.F.; SANTOS, C.A.F. **Goiaba**: Recursos genéticos e melhoramento. Edufersa: Mossoró – RN, 2013. 126 p.

PRUSKY, D. Pathogen quiescence in postharvest diseases. **Annual Review Phytopathology**, v.34, p.34-413, 1996.

RAHMAN, M.; PUNJA, Z.K. Biochemistry of ginseng root tissue affected by rusty root symptoms. **Plant Physiology and Biochemistry,** v. 43, p. 1103–1114, 2005.

REINBOTHE, S. MOLLENHAEUR, B.; REINBOTHE, C. JIPs and RIPs: The regulation of plant gene expression by jasmonates in response to environmental cues and pathogens. **The Plant Cell,** v.6, p. 1197-1209, 1994.

REIS, D.A.R.; CRUVINEL, L.A.; FERNANDES, R.H.; MOREIRA, J.R.M.; PESSOA, H.P.; PEREIRA, M.C. Análise do crescimento micelial de *Colletotrichum lindemuthianum* em diferentes valores de pH. In.: SIMPÓSIO DE MESTRADO ACADÊMICO EM AGRONOMIA – PRODUÇÃO VEGETAL, 2013. Viçosa.

REYMOND, P.; FARMER, E.E. Jasmonate and salicylate as global signals for defense gene expression. **Current Opinion in Plant Biology**, v.1, p. 404-411, 1998.

ROBAINA, A.S. Avaliação de metil jasmonato e de ácido salicílico no controle pós-colheita de podridões em morangos 'Oso Grande'. 2013. 83f. Dissertação (Mestrado) em Agricultura Tropical e Subtropical - Instituto Agronômico de Campinas, Campinas.

ROBERT-SEILANIANTZ, A.; GRANT, M.; JONES, J.D.G. Hormone crosstalk in plant disease and defense: more than just jasmonate-salicylate antagonism. **Annual Review of Phytopathology**, v. 49, p. 317-43, 2011.

RODRIGUEZ-AMAYA, D.; KIMURA, M.; AMAYA-FARFAN, J. **Fontes brasileiras de carotenoides:** tabela brasileira de composição de carotenoides em alimentos. Brasília: MMA/SBF, 2008.100p.

ROHWER, C.L.; ERWIN, J.E. Horticultural applications of jasmonates: a review. **Journal of Horticultural Science & Biotechnology**, v. 83, p. 283-304, 2008.

ROZWALKA, L.C. Controle alternativo da antracnose em frutos de goiabeira, em laboratório. 2003. 56 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba – PR.

SAHA, A.K. Effect of postharvest treatment with growth regulators on the ripening and chemical composition of guava (*Psidium guavaja* L.). fruits. **Indian Journal of Horticulture**, v. 28, n. 1, p. 11-15, 1971.

SARTORI, F.S. **Frutas e Saúde**. Jaboticabal: Funep, 2014. 226 p.

SASAKI-SEKIMOTO, Y.; TAKI, N.; OBAYASHI, T.; AONO, M.; MATSUMOTO, F.; SAKURAI, N.; SUZIKI, H.; HIRAI, M.Y.; NOJI, M.; SAITO, K.;MASUDA, T.; TAKAMIYA, K.; SHIBATA, D.; OHTA, H. Coordinated activation of metabolic pathways for antioxidants and defense compounds by jasmonates and their roles in stress tolerance in Arabidopsis. **The Plant Journal**, v.44, p.653-668, 2005.

SCHALLER A, STINTZI A. Enzymes in jasmonate biosynthesis – structure, function, regulation. **Phytochemistry**, v.70, p.1532–1538, 2009.

SCHEEL, D. Oxidative burst and the role of reactive oxygen species in plant-pathogen interactions. In: INZÉ, D.; MONTAGU, M.V. **Oxidative stress in plants,** 1 ed, Taylor & Francis, p.137-153. 2002.

SCOLFARO, F.P. Agentes alternativos no controle pós-colheita da antracnose em goiabas 'Kumagai'. 2009. 60f. Dissertação (Mestrado) em Agricultura Tropical e Subtropical - Instituto Agronômico de Campinas, Campinas.

SEMBDNER, G.; PARTHIER, B. The biochemistry and the physiological and molecular actions of jasmonates. **Annual review of plant physiology and plant molecular biology,** v. 44, p.569-89, 1993.

SHOJI, T.; NAKAJIMA, K.; HASHIMOTO, T. Ethylene supresses jasmonate-induced gene expression in nicotine biosynthesis. **Plant cell physiology**, v.41, n.9, p. 1072-1076. 2000.

SING, B.P.; SING, H.K.; CHAUKAN, K.S. Effect of postharvest calcium treatment on the storage life of guava fruits. **Indian Journal of Agricultural Sciences,** v. 51, n. 1, p. 44-47, 1980.

SOARES, A.M.S.; MACHADO, O.L.T. Defesa de plantas: sinalização química e espécies reativas de oxigênio. **Revista Trópica**, v.1, n.1, p.9, 2007.

SOARES, A.R. Infecção e colonização de goiabas por *Colletotrichum gloeosporioides* e *Colletotrichum acutatum* sob diferentes temperaturas e períodos de molhamento. 2008. 85f. Dissertação (Mestrado) Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba – SP.

SOARES, A.R.; LOURENÇO, S.A.; AMORIM, L. Infecção de goiabas por *Colletotrichum gloeosporioides* e *Colletotrichum acutatum* sob diferentes temperaturas e períodos de molhamento. **Tropical Plant Pathology**, v. 33, n.4, p. 265 – 272, 2008.

SOARES-COLLETI, A.R.; LOURENÇO, S.A. Effect of temperature, wetness duration and cultivar on the development of anthracnose in guava fruits. **Summa Phytopathologica**, v.40, n.4, p.307-312, 2014.

SOUBIHE, S.J.; GURGEL, J.T.A. Taxa de panmixia na goiabeira (*Psidium guajava* L.). **Bragantia**, v. 21, n. 2, p. 15-20, 1962.

STANGARLIN, J.R.; KUHN, O.J.; TOLEDO, M.V.; PORTZ, R.L.; SCHWAN-ESTRADA, K.R.F.; PASCHOLATI, S.F. A defesa vegetal contra fitopatógenos. **Scientia Agraria Paranaenis**, n. 1, v. 10, p. 18-46, 2011.

STASWICK, P. Jasmonate, genes and fragrant signal. **Plant Physiology**, v. 99, p. 804-807, 1992.

SUN, D.; LU, X.; HU, Y.; LI, W.; HONG, K.; MO, Y.; CAHILL, D.M.; XIE, J. Methyl jasmonate induced defense responses increase resistance to *Fusarium oxysporum* f. sp. c*ubense* race 4 in banana. **Sciencia Horticulturae,** v.164, p.484-491, 2013.

TANG, Y.; XU, J.; QU, W.; PENG, X.; YANG, X.; YING, C.; SUN, X.; HAO, L. Resveratrol reduces vascular cell senescence through attenuation of oxidative stress by SIRT1/NADPH oxidase-dependent mechanisms. **Journal of Nutritional Biochemistry,** v. 23, p. 1410–1416, 2012.

TERRY, L.; JOYCE, D.C. Elicitors of induced disease resistance in postharvest horticultural crops: a brief review. **Postharvest Biology and Technology**, v.32, p.1-13, 2004.

THALER, J.; HUMPHREY, P.T.; WHITEMAN, N.K. Evolution of jasmonate and salicylate signal crosstalk. **Trends in Plant Science**, v. 17, n.5, 2012.

THALER, J.S.; OWEN, B.; HIGGINS, V.J. The role of the jasmonate response in plant susceptibility to diverse pathogens with a range lifestyles. **Plant Physiology**, v.135, p.530-538, 2004.

THALER, J.S.; STOUT, M.J.; KARBAN, R.; DUFFEY, S.S. Exogenous jasmonates stimulate insect wounding in tomato plants (*Lycopersicon esculentum*) in the laboratory and field. **Journal of Chemical Ecology**, v.22, n.10, 1996.

THOMMA, B.P.H.J.; EGGERMONT, K.; PENNINCKX, I.A.M.A.; MAUCH-MANI, B.; VOGELSANG, R.; CAMMUE, B.P.A.; BROEKAERT, W.F. Separate jasmonate-dependent and salicylate-dependent defense-response pathways in Arabidopsis are essential for resistance to distinct microbial pathogens. **Proceedings of National Academy of Sciences,** p.15107–15111, 1998.

TON, J.; DE VOS, M.; ROBBEN, C.; BUCHALA, A.; MÉTRAUX, J.P.; VAN LOON, L.C.; PIETERSE, C.M.J. Characterization of *Arabidopsis* enhanced disease susceptibility mutants that are affected in systemically induced resistance. **The Plant Journal,** v. 29, n.1, p.11-21, 2002a.

TON, J.; VAN PELT, J.A.; VAN LOON, L.C.; PIETERSE, C.M.J. Differential effectiveness of salicylate-dependent and jasmonate/ethylene-dependent induces resistance in *Arabidopsis*. **Molecular Plant Microbe Interactions,** v.15, n.1, 2001.

TZORTZAKIS, N.G. Methyl jasmonate-induced suppression of anthracnose rot in tomato fruit. **Crop protection,** v. 26, p. 1507-1513, 2007.

UEDA, J.; KATO, J. Isolation and identification of a senescence-promoting substance from wormwood (*Artemisia absinthium* L.). **Plant Physiology,** v.66, p.246-249, 1980.

VAN LOON, L.C. Induced resistance in plants and the role of pathogenesis-related proteins. **European Journal of Plant Pathology**, v.103, p.753-765, 1997.

VAN LOON, L.C.; REP, M.; PIETERSE, C.M.J. Significance of Inducible Defense-related Proteins in Infected Plants. **Annual Review of Phytopathology**, v. 44, p. 133-162, 2006.

VAN WEES, S.C.M.; SWART, E.A.M.; VAN PELT, J.A.; VAN LOON, L.C.; PIETERSE, C.M.J. Enhancement of induced disease resistance by simultaneous activation of salicylate- and jasmonate-dependent defense pathways in *Arabidopsis thaliana*. **Proceedings of National Academy of Sciences,** v. 97, n. 15, p. 8711-8716, 2000.

VAUGHN, K.C.; DUKE, S.O. Function of polyphenol oxidase in higher plants. **Physiologia Plantarum**, v.60, p.106-112, 1984.

WALKER, J.R.L.; FERRAR, P.H. Diphenol oxidases,enzyme-catalysed browning and plant disease resistance. **Biotechnology and Genetic Engineering Reviews**, v. 15, n. 1,p. 457-498, 1998.

WALTERS, D. Resistance to plant pathogens: possible roles for free polyamines and polyamine carabolism. **Nem Phytologist**, v. 159, p. 109-115, 2003.

WALTERS, D.; COWLEY, T.; MITCHELL, A. Methyl jasmonates alters polyamine metabolism and induces systemic protection against powdery mildew infection in barley seedlings. **Journal of Experimental Botany**, v.53, n.369, p.747-756, 2002.

WANG, C.Y.; BUTA, G.J. Maintaining quality of fresh-cut kiwifruit with volatile compounds. **Postharvest Biology and Technology**, v. 2, p.181-186, 2003.

WASTERNACK, C.; PARTHIER, B. Jasmonate-signalled plant gene expression. **Trends in Plant Science**, v.2, n.8, p.302-307, 1997.

XISTO, A.L.R.P. Conservação pós-colheita de goiaba 'Pedro Sato' com aplicação de cloreto de cálcio em condições ambiente. 2002. 47 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Lavras, Lavras.

XU, Y.; CHANG, P.-F.L.; LIU, D.; NARASIMHAN, M.L.; RAGHOTHAMA, K.G.; HASEGAWA, P.M.; BRESSAN, R.A. Plant defense genes are synergistically induced by ethylene and methyl jasmonate. **Plant Cell**, v. 6, p.1077–1085, 1994.

YAMANE, H.; SUGAWARA, J.; SUZUKI, Y.; SHIMAMURA, E.; TAKAHASHI, N. Synthesis of jasmonic acid and related compounds and their structure-activity relationships on the growth of rice seedlings. **Agricultural Biology and Chemistry,** v. 44, p. 2857–2864, 1981.

YAMASHITA, F.; BENASSI, M.T. Influência de diferentes embalagens de atmosfera modificada sobre a aceitação de goiabas brancas de mesa (*Psidium guajava*, L., var. Kumagai) mantidas sob refrigeração. **Alimentos e Nutrição**, v.9, p.9-16, 1998.

YAO, H.J.; TIAN, S.P. Effect of biocontrol agent and methyl jasmonate on postharvest disease of peach fruit and the possible mechanism involved. **Journal of Applied Microbiology,** v. 98, p.941-950, 2005b.

YAO, H.J.; TIAN, S.P. Effect of pre- and post-harvest application of salicylic acid or methyl jasmonate on inducing disease resistance of cherry fruit in storage. **Postharvest Biology and Technology,** v.35, p.235-262, 2005a.

ZAMBOLIM, L.; OLIVEIRA, R.R. Manejo integrado das doenças da goiabeira. In: ROZANE, D.E.; COUTO, F.A. D´A (Ed.). **Cultura da goiabeira** – Tecnologia e Mercado. 1.ed. Minas Gerais: Viçosa, 2003. p. 207-224.

ZANATTA, C.L.; ZOTARELLI, M.F.; CLEMENTE, E. Peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO) em polpa de goiaba (*Psidium guajava*). **Ciência Tecnológica de Alimentos,** v.26, n.3, p. 705-708, 2006.

ZENELI, G.; KROKENE, P.; CHRISTIANSEN, E.; KREKLING, T.; GERSHEZON, J. Methyl jasmonate treatment of mature Norway spruce (*Picea abies*) trees increases the accumulation of terpenoid resin components and protects against infection by

Ceratocystis polonica, a bark beetle-associated fungus. **The Physiology**, v. 26, p.977-988, 2006.

ZHANG, F.S.; WANG, X.Q.; MA, S.J.; CAO, S.F.; LI, N.; WANG, X.X.; ZHENG, Y.H. Effects of methyl jasmonate on postharvest decay in strawberry fruit and the possible mechanisms involved. **Acta Horticulturae**. v. 712, p. 693 – 698, 2006.

ZHANG, L.; XING, D. Methyl jasmonate induces production of reactive oxygen species and alterarions in mitochondrial dynamics that precede photosynthetic dysfunction and subsequent cell death. **Plant Cell Physiology**, v.49, n.7, p.1092-1111, 2008.

ZHENG, Z.; QAMAR, S.A.; CHEN, Z.; MENGISTE, T. Arabidopsis WRKY33 transcription factor is required for resistance to necrotrophic fungal pathogens. **The Plant Journal,** v. 48, p. 592-605, 2006.

ZHU, Z.; TIAN, S. Resistant responses of tomato fruit treated with exogenous methyl jasmonate to *Botrytis cinerea* infection. **Scientia Horticulturae**, v.142, p.38-43, 2012.

ZIOSI, V.; BONGHI, C.; BREGOLI, A.M.; TRAINOTTE, L.; BIONDI, S.; SUTTHIWAL, S.; KONDO, S.; COSTA, G.; TORRIGIANI, P. Jasmonate-induced transcriptional changes suggest a negative interference with the ripening syndrome in peach fruit. **Journal of Experimental Botany**, v.59, n.3, p. 563-573, 2008.