

INSTITUTO FEDERAL DE SANTA CATARINA  
CAMPUS SÃO MIGUEL DO OESTE  
AGRONOMIA

Genaina Cristofoli

USO DE EXTRATOS VEGETAIS NO CONTROLE *IN VITRO*  
DA PODRIDÃO PARDA DO PESSEGUEIRO

São Miguel do Oeste – SC (2020)

Genaina Cristofoli

USO DE EXTRATOS VEGETAIS NO CONTROLE *IN VITRO*  
DA PODRIDÃO PARDA DO PESSEGUEIRO

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado  
ao Curso de Bacharelado em Agronomia do  
Campus São Miguel do Oeste do Instituto  
Federal de Santa Catarina como requisito  
parcial à obtenção do título de **Engenheira  
agrônoma**

Orientadora  
Francieli Lima Cardoso

São Miguel do Oeste – SC (2020)

## RESUMO

A podridão parda, causada pelo fungo *Monilinia fructicola* (Winter) Honey é a doença mais importante do pessegueiro, pois ocasiona perdas da floração a pós colheita. Tendo em vista o uso indiscriminado de fungicidas, vêm optando-se por produtos alternativos para controlar doenças. O trabalho teve como objetivo identificar, *in vitro*, o efeito fungistático de extratos vegetais aquosos de alecrim (*Rosmarinus officinalis*), alho (*Allium sativum*) e cavalinha (*Equisetum giganteum*) sobre o *Monilinia fructicola*. Os tratamentos foram constituídos por três extratos vegetais aquosos (alho, alecrim e cavalinha) com cinco concentrações 0 (controle), 5, 10, 15 e 20% (g/mL). Os extratos foram preparados triturando-se 30 gramas das partes vegetais (ramos jovens de alecrim e cavalinha e bulbilhos de alho), juntamente com 150 mL de água destilada, mantidos em local escuro por 24 horas e posteriormente filtrados em gaze e papel filtro, ambos esterilizados e em membrana de seringa. Após, os extratos foram adicionados a meio BDA líquido e posteriormente colocados a solidificar. Após inoculação, todas as placas foram vedadas com Parafilm® e incubadas em câmara do tipo BOD a 25 °C, por 10 dias. A avaliação de crescimento e desenvolvimento foi realizada diariamente, através de duas medições realizadas em posição ortogonal (obtendo-se uma média). No décimo dia, foi realizada a última medição, para determinar o crescimento micelial (CM), a taxa de crescimento (TX), a percentagem de inibição de crescimento (PIC) e índice de velocidade do crescimento micelial (IVCM). O experimento foi conduzido em DIC, com 4 repetições em arranjo bifatorial 3x5, sendo cada unidade experimental composta por uma placa de Petri. Houve interação significativa entre as diferentes concentrações e extratos vegetais, em todas as variáveis analisadas. Os resultados indicaram que os extratos vegetais de cavalinha e alecrim não demonstraram efeitos significativos sobre a inibição do fungo, em comparação a testemunha (placa com BDA e zero extrato). A cavalinha e o alecrim promoveram uma menor PIC em níveis de 52,91%, 67,91% e 45,13%, 53,47% e TX em níveis 42,37%, 28,87% e 49,37%, 41,87%, para as concentrações de 15 e 20%, respectivamente. O alecrim e a cavalinha promoveram um alto CM, de 22,46 cm e 16,88 cm, quando comparado com o alho, resultando em um IVCM de 0,42% e 0,29%, respectivamente. Somente o extrato de alho inibiu totalmente o crescimento e desenvolvimento do patógeno. Os melhores controles foram com o extrato de alho, nas concentrações de 10, 15 e 20%, com redução de 100% comparado ao controle. Pode-se concluir que, o extrato de alho apresenta ação fungistática sobre o crescimento e desenvolvimento do fungo *Monilinia fructicola*, *in vitro*, e que as propriedades fungitóxicas detectadas nos extratos, evidenciam um potencial controle como uso alternativo em pomares comerciais.

**Palavras-chave:** *Monilinia fructicola*, fruticultura, controle alternativo, plantas medicinais.

## LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 – Ciclo reprodutivo do fungo <i>Monilinia fructicola</i> (Winter) Honey.....	12
FIGURA 2 – Placas de petri com colônias puras do fungo <i>Monilinia fructicola</i> .....	21
FIGURA 3 – Partes vegetais de Alho (A), Cavalinha (B) e Alecrim (C) utilizadas para o preparo dos extratos vegetais aquosos.....	22
FIGURA 4 – Extratos brutos aquosos as estruturas vegetais de Alho, Cavalinha e Alecrim antes do repouso.....	23
Figura 5 – (A) Placas de petri com os extratos vegetais mais meio BDA. (B) Câmara BOD com as placas acondicionadas.....	24
FIGURA 6 – Placa de petri com representação das duas medidas do diâmetro do fungo.....	24
FIGURA 7 – Placas de petri com extratos de alho nas concentrações de 5% 10%, 15% e 20% após 10 dias de inoculação do fungo <i>Monilinia fructicola</i> .....	38
FIGURA 8 – Placas de petri com extratos de alecrim nas concentrações de 5% 10%, 15% e 20% após 10 dias de inoculação do fungo <i>Monilinia fructicola</i> .....	38
FIGURA 9 – Placas de petri com extratos de cavalinha nas concentrações de 5% 10%, 15% e 20% após 10 dias de inoculação do fungo <i>Monilinia fructicola</i> .....	39
Figura 10 – Crescimento Micelial (cm) do fungo <i>Monilinia fructicola</i> submetido a diferentes concentrações dos extratos aquosos de alho, alecrim e cavalinha.....	39
FIGURA 11 – Percentagem de Inibição do Crescimento Micelial (%) do fungo <i>Monilinia fructicola</i> submetido a diferentes concentrações dos extratos aquosos de alho, alecrim e cavalinha.....	40

FIGURA 12 – Índice de Velocidade de Crescimento Micelial (cm/dia) do fungo *Monilinia fructicola* submetido a diferentes concentrações dos extratos aquosos de alho, alecrim e cavalinha ..... 40

FIGURA 13 – Taxa de Crescimento (%) do fungo *Monilinia fructicola* submetido a diferentes concentrações dos extratos aquosos de alho, alecrim e cavalinha ..... 41

## LISTA DE TABELAS

TABELA 1 – Crescimento Micelial (CM), Índice de Velocidade de Crescimento Micelial (IVCM), Percentual de Inibição do Crescimento (PIC) e Taxa de Crescimento (TX) de <i>Monilinia fructicola in vitro</i> , submetido a diferentes extratos vegetais, São Miguel do Oeste, SC, 2020.....	26
--	----

## SUMÁRIO

<b>1. INTRODUÇÃO .....</b>	<b>8</b>
<b>2. OBJETIVO GERAL .....</b>	<b>10</b>
<b>2.1. Objetivos específicos.....</b>	<b>10</b>
<b>3. HIPÓTESES .....</b>	<b>10</b>
<b>4. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA .....</b>	<b>11</b>
<b>4.1. <i>Monilinia fructicola</i> (Winter) Honey.....</b>	<b>11</b>
<b>4.2. Métodos de controle.....</b>	<b>13</b>
<b>4.3 Compostos alternativos para controle da Podridão parda.....</b>	<b>15</b>
<b>4.4. Extratos vegetais .....</b>	<b>17</b>
4.4.1. Extrato de alho .....	18
4.4.2. Extrato de cavalinha.....	19
4.4.3. Extrato de alecrim .....	20
<b>5. MATERIAL E MÉTODOS .....</b>	<b>21</b>
<b>5.1. Obtenção dos extratos vegetais aquosos .....</b>	<b>21</b>
<b>5.2. Delineamento experimental e análise estatística.....</b>	<b>23</b>
<b>5.3. Avaliação do crescimento e desenvolvimento micelial do fungo.....</b>	<b>23</b>
<b>6. RESULTADOS E DISCUSSÃO .....</b>	<b>26</b>
<b>7. CONCLUSÃO.....</b>	<b>31</b>
<b>8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....</b>	<b>32</b>
<b>APÊNDICE A - FIGURAS.....</b>	<b>38</b>

## 1. INTRODUÇÃO

O cultivo do pêssego (*Prunus persica*) possui importância econômica nas regiões Sul e Sudeste do Brasil, sendo o Rio Grande do Sul, o principal produtor da cultura (NASCIMENTO, 2013). A produção na região Sul é favorecida pelas condições climáticas para o desenvolvimento da cultura (FLORES, 2013).

A produção brasileira chegou a 219.598 toneladas e um rendimento médio de 12.474 kg/ha em 2018 (IBGE, 2018). A demanda interna no país vem aumentando, mas o principal destino da fruta é à exportação. Para atender o mercado consumidor, o produtor necessita aumentar áreas cultivadas, obter cultivares que se adaptam a diferentes regiões, com resistência a doenças e que produzam frutos que satisfaçam as exigências do mercado consumidor (GONÇALVEZ, 2005).

O estado de Santa Catarina possui uma área que corresponde a 1.337 hectares com uma produtividade média de 13.902 kg/ha (IBGE, 2018). Na mesorregião do Oeste Catarinense, a produção chega a 87% (16.054 toneladas) da quantidade produzida no Estado, considerando que o produto seja demandado tanto internamente como externamente (GOULART et al., 2017).

O pessegueiro pode ser afetado por várias doenças fúngicas e bacterianas, sendo a podridão parda, causada pelo fungo *Monillinia fructicola* (Winter) Honey, uma das principais doenças fúngicas (WEBBER, 2016). As fases mais suscetíveis ao ataque do patógeno são nas fases de floração e pré-colheita, podendo acarretar perdas superiores a 25%, em pós-colheita (NASCIMENTO, 2013).

Conforme descrito por Santos et al. (2006), o controle do fungo com fungicidas é o mais utilizado. Porém, o uso descontrolado está sendo ineficiente, em razão da elevada quantidade de aplicações e da utilização de produtos não recomendados para a cultura, que podem ter levado a seleção de patógenos tolerantes a alguns fungicidas (SANTOS et al., 2006).

O uso de fungicidas sistêmicos é o método mais adotado para o controle da podridão parda a campo. Porém, a longo prazo, a seleção de fitopatógenos tolerantes aos fungicidas químicos, ocasionará resultados negativos para a sociedade e para o meio ambiente, devido à poluição causada pelos resíduos (SCHWAN-ESTRADA et al., 2000).

Visando diminuir ou até inibir o uso de fungicidas, vêm se realizando pesquisas utilizando extratos brutos ou óleos essenciais de plantas medicinais como alternativa ao uso de agroquímicos, no qual, têm apresentado efeitos positivos, controlando fitopatógenos, e



demonstrando ação fungitóxica (ROZWALKA, et al., 2008; SCHWAN-ESTRADA, et al., 2000; SOUZA, et al., 2007; TAGAMI, et al. 2009; VENTUROSOSO, et al., 2011). Para demonstrar os efeitos dos extratos, Silva et al. (2012), testaram extratos aquosos de alho e verificaram a inibição do desenvolvimento dos fungos *Colletotrichum gloeosporioides*, *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum* e *Pyricularia oryzae*. Além disso, os extratos de pimenta e nim, tiveram efeito fungitóxico sobre *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum* e *Pyricularia oryzae*.

A elevada presença residual de produtos agroquímicos para controle da podridão parda, pode causar sérios riscos à saúde humana e ao meio ambiente. Diante disso, busca-se utilizar extratos e óleos de plantas medicinais como uma opção de produtos alternativos para controlar fitopatógenos. Assim, o trabalho teve por objetivo de identificar, in vitro, o efeito fungistático de extratos vegetais aquosos de alecrim, cavalinha e alho, sobre o fungo *Monilinia fructicola* (Winter) Honey, causador da podridão parda em pessegueiro.

## **2. OBJETIVO GERAL**

Identificar, *in vitro*, o efeito fungistático de extratos vegetais aquosos de alecrim, cavalinha e alho, sobre o fungo *Monilinia fruticola* (Winter) Honey.

### **2.1. Objetivos específicos**

Avaliar a concentração dos extratos vegetais aquosos de alecrim, alho e cavalinha, sobre os parâmetros de crescimento do fungo *Monilinia fruticola*, *in vitro*.

Identificar o extrato vegetal aquoso que apresentou o melhor efeito fungistático sobre o crescimento e desenvolvimento, *in vitro*, do fungo *Monilinia fruticola*.

## **3. HIPÓTESES**

Extratos aquosos de alecrim, alho e cavalinha exercem ação fungistática sobre o fungo *Monilinia fruticola*.

Extratos aquosos de alecrim alho e cavalinha não exercem ação fungistática sobre o fungo *Monilinia fruticola*.

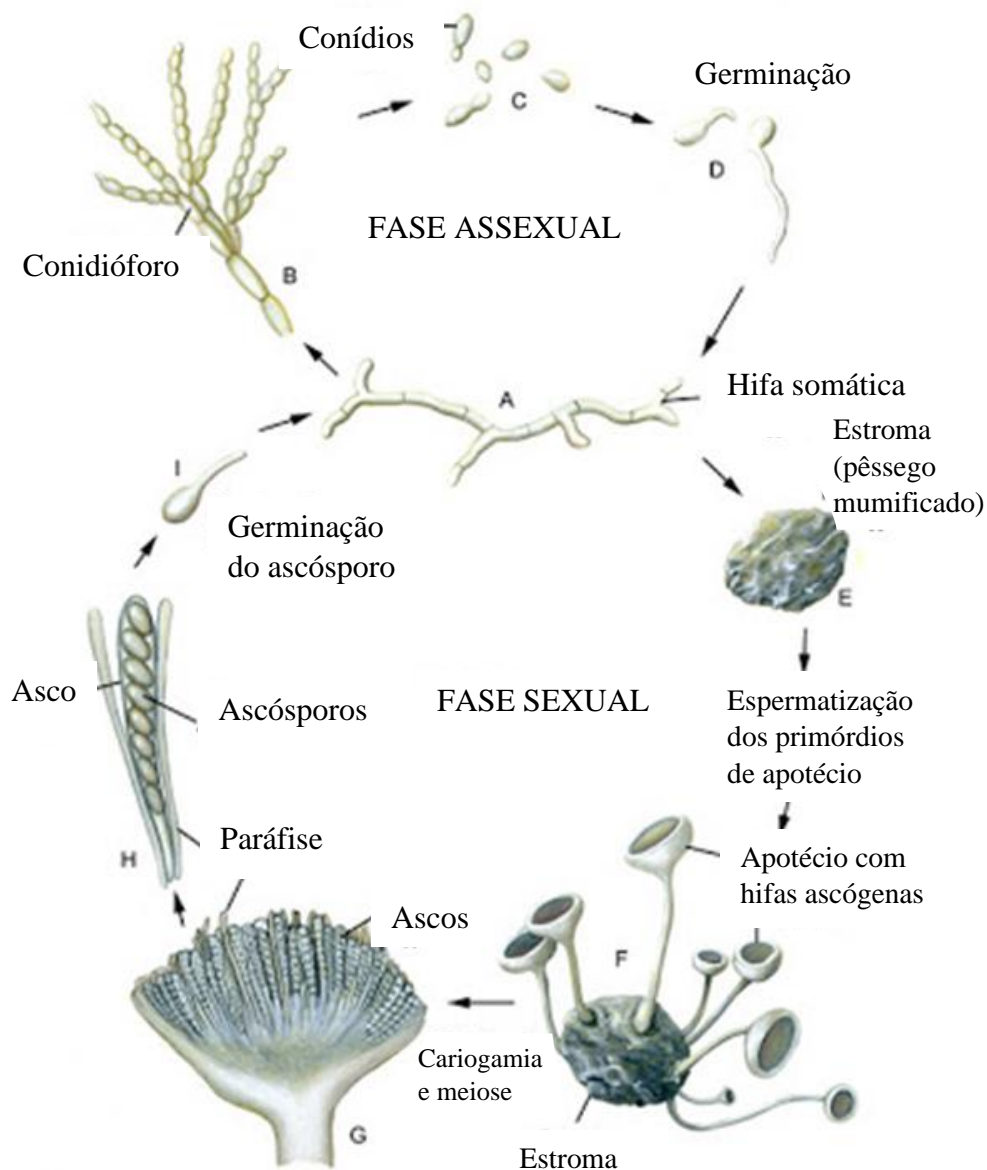
## 4. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 4.1. *Monilinia fruticola* (Winter) Honey

O fungo *Monilinia fruticola* (Winter) Honey, causador da podridão-parda, pertence ao filo Ascomycota, ordem Helotiales, família Esclerotiniaceae, a classe dos Ascomicetos, gênero *Monilinia* Honey e espécie *Monilinia fruticola* (Winter) Honey. Fungos formadores de apotécio (corpos de frutificação), em forma de taça aberta, formam esporos sexuais chamados de ascósporos, dentro de uma estrutura conhecida como asco, sendo encontrados em conjunto de ascos alinhados. Este fungo produz escleródios que garantem a sua sobrevivência no inverno e quando germinam formam apotécios que produzem ascos. Através do apotécio, os ascósporos são disseminados especialmente pela chuva e vento, resultando no inóculo primário da doença (KRUGNER; BACCHI, 1995).

O patógeno possui duas fases sexuais, sendo elas, perfeita e imperfeita (FIGURA 1). A fase perfeita ou sexual, apresenta apotécios com ascos cilíndricos e ascósporos hialinos, enquanto a fase imperfeita ou assexual apresenta conídios limoniliformes. Nas regiões brasileiras produtoras, a fase perfeita é raramente encontrada. O inóculo primário da doença é causado, principalmente, pelos conídios que estão presentes nos frutos mumificados que permaneceram nas plantas no período entressafra (AMORIM, L. et al., 2016).

FIGURA 1 – Ciclo reprodutivo do fungo *Monilinia fructicola* (Winter) Honey.



Fonte: Miguel Ulloa Sosa, 2015.

A podridão-parda, causada por espécies do gênero *Monilinia* Honey, é a principal doença da cultura do pessegueiro e de algumas rosáceas (NASCIMENTO, 2013). Essa doença causa sintomas em flores e frutos, porém, é nos frutos que o prejuízo é maior, causando apodrecimento e inviabilizando o consumo do fruto (AMORIM, 2016), podendo chegar a mais de 25% de perdas na pós-colheita (CARVALHO, 2009; NASCIMENTO, 2013).

Segundo May De Mio et al. (2004), o *M. fructicola* (Winter) Honey é um fungo muito destrutivo, por causar a morte de flores e podridões em frutos, podendo atacar também folhas e

brotos. A incidência da doença nos frutos maduros é provocada por condições de alta umidade e temperaturas em torno de 25°C, favorecendo o crescimento do micélio, a germinação e a produção de conídios. Em condições desfavoráveis, as infecções podem permanecer latentes ou quiescentes até que as condições meteorológicas sejam favoráveis à manifestação da doença (GELL et al., 2008). Na entressafra de regiões favoráveis para o desenvolvimento do fungo, sobre os frutos mumificados, formam-se os apotécios, contendo ascos que liberam os ascósporos, responsáveis pela infecção primária (MAY-DE-MIO et al., 2004).

Os conídios são disseminados pela chuva, insetos, ar ou animais, chegando as partes suscetíveis da planta como flores e frutos jovens. Nas flores do pessegueiro, o fungo pode levar a morte das mesmas, ou infectá-las e ficar latente no fruto em formação, voltando a desenvolver-se na fase de maturação do fruto. Frutos em estágio inicial de desenvolvimento, não apresentam nenhum sintoma visível (AGRIOS, 2005). Os primeiros sintomas de infecção são lesões circulares pardas, que evoluem para manchas marrons. Quando em fase de maturação, os frutos apresentam estruturas de frutificação do patógeno de coloração parda, que são facilmente vistas no campo. Logo, o fruto começa a perder água e mumificar na planta (MAY DE MIO et al., 2004). O patógeno pode sobreviver em frutos mumificados, na planta afetada, ou em estruturas de resistência no solo (escleródios).

## 4.2. Métodos de controle

Segundo Nascimento (2013), o emprego de resistência genética consiste na forma mais eficiente para controlar a doença, no entanto, a obtenção do material resistente à podridão parda é dificultada por conta de não existir registros de variedades resistente à doença. Há vários métodos para controlar a Podridão parda, dentre pode-se citar o controle biológico, físico, cultural e químico, durante o ciclo da cultura ou em pós-colheita (MAY DE MIO, et. al., 2004).

Louzada et al. (2009), avaliaram o controle biológico com *Trichoderma* spp. sobre o fungo do gênero *Fusarium* spp. Os autores testaram 230 espécies de *Trichoderma* e observaram que apenas 50 espécies inibiram o crescimento do fungo. A inibição do fungo por *Trichoderma*, ocorreu devido ao enrolamento das hifas, ocasionando uma competição entre os mesmos. Hong et al. (1998), testaram três isolados de *Trichoderma atroviride*, e uma levedura (*Rhodotorula* spp.) como controladores biológicos de *Monilinia fructicola* em pêssegos e ameixas. Os três isolados de *Trichoderma atroviride* controlaram a podridão-parda em pós-colheita, sendo a

doença completamente eliminada em pêssegos, no entanto, em ameixas a incidência da doença foi de 54%.

Outro método de controle é o físico, que consiste em processos de refrigeração, solarização, radiação e outros. O controle físico com baixas temperaturas, através do armazenamento em câmara fria, se mostrou eficiente, utilizando *Fusarium moniliforme*. No entanto, os patógenos não foram totalmente eliminados em baixas temperaturas, somente diminuíram o crescimento e a disseminação com o controle físico (TANAKA, 2001).

O controle cultural recomendado para essa doença, consiste na eliminação de fontes de inóculo primário, como poda de limpeza de ramos doentes, remoção de restos florais e frutos mumificados. Além disso, deve-se retirar do terreno e destruir com fogo ou enterrar, os restos culturais caídos no solo (MAY DE MIO et al., 2004).

As práticas culturais muitas vezes não controlam a doença, devido à rápida disseminação do patógeno, assim, o controle através de produtos sintéticos tem aumentado, elevando de tal modo o uso indiscriminado dos mesmos (SANTOS et al., 2006).

O uso de fungicidas é eficaz para controlar a doença, no qual, são realizadas pulverizações na floração até a pré-colheita. Essas aplicações em pré-colheita são essenciais, pois, reduzem o inóculo, diminuindo assim o seu desenvolvimento em pós-colheita (MAY DE MIO et al., 2004; MOREIRA; MAY DE MIO, 2009).

Pavanello et al. (2015), trabalhando com nove ingredientes ativos (difenoconazol, tebuconazol, azoxistrovina, iminoctadina, procimidona e trifloxtrobia/tebuconazol) alcançaram resultados aceitáveis para controlar a podridão parda de pêssegos em pré-colheita. Já Moreira e May De Mio (2009), observaram o controle de 96% da incidência da *Monilinia fructicola*, em pós colheita, utilizando o princípio ativo iminoctadina, em frutos armazenados sob temperaturas de 5°C e 25 °C.

O controle alternativo usa plantas medicinais para o controle de doenças. Utiliza extrato bruto ou óleo essencial de plantas que possuem compostos elicitores, para causar ação fungistática (estabiliza a atividade do patógeno por um certo período de tempo, voltando a sua atividade posteriormente) e ou fungicida (causa a morte do patógeno) sobre o fungo, inibindo o seu crescimento micelial e germinação de esporos (STANGARLIN et al., 1999). Pesquisas sobre o uso de extratos ou óleos essenciais, se demonstraram viáveis no controle de doenças de plantas. Os fungos *Sclerotinia rofsii*, *Alternaria alternata*, *Rhizoctonia solani*, *Phytophthora* spp. e *Colletotrichum graminicola* inibiram seu desenvolvimento após submetidos a aplicação

de extratos de *Baccharis trimera*, *Ruta graveolens* e *Ocimum basilicum*, sobre os mesmos (STANGARLIN et al., 1999).

### **4.3 Compostos alternativos para controle da Podridão parda**

Uma alternativa para controlar os fitopatógenos em substituição aos fungicidas sintéticos, é a utilização de compostos secundários de plantas, conhecidos como fitoalexinas, em forma de extratos, pó ou óleos essenciais (BASSEGIO, 2016). Após o ataque de microrganismos, esses compostos secundários produzidos pelas plantas, criam uma barreira, que é responsável pela tolerância dessas plantas ao ataque dos patógenos, sendo capazes de reduzir ou impedir a atividade dos mesmos.

O metabolismo das plantas é dividido em primário e secundário. O primário desempenha funções essenciais como fotossíntese, respiração, etc., sendo os compostos primários encontrados em altas concentrações e distribuídos por toda a planta a exemplo dos aminoácidos, lipídeos, carboidratos (POSER; MENTZ, 2004).

Os metabólitos secundários possuem uma distribuição menos ampla que a primária, relacionados à proteção das plantas, possuem estrutura complexa, peso molecular baixo, se diferenciando dos metabólitos primários. São distribuídos em 3 grupos: os terpenos (ácido mevalônico ou piruvato), compostos fenólicos (ácido chiquímico ou aromático) e alcaloides (ácido chiquímico) (PLETSCH, 1998; POSER; MENTZ, 2004).

Esses produtos originários do metabolismo primário e secundário dos vegetais, contêm compostos orgânicos naturais biologicamente ativos, tendo ação inseticida, fungicida, antiviral, analgésica, entre outras (PLETSCH, 1998). Os compostos secundários presente no óleo essencial ou no extrato bruto de plantas medicinais, pode ser uma opção no controle alternativo de doenças de plantas (SCHWAN-ESTRADA et al., 2000).

Os compostos fenólicos são produzidos rapidamente pela planta, após sofrerem um ataque/estresse, sendo posteriormente acumulado no vegetal. São biossintetizados por meio de diferentes rotas, responsáveis por uma grande diversidade de funções nos vegetais, sendo tóxicos aos patógenos. Os compostos fenólicos mais abundantes são derivados da fenilalanina, por meio de eliminação de amônio para formar ácido transcinâmico (TAIZ; ZEIGER, 2017).

Os alcalóides são substâncias naturais básicas, derivadas de aminoácidos como lisina, tirosina ou triptofano, possuem uma elevada toxicidade e é uma importante fonte de fitofármacos. Os terpenos são misturas de vários compostos, insolúveis em água, derivados do mentol, citronelol e eugenol. São compostos presentes nos óleos essenciais, que conferem odor

característico aos vegetais, servindo de atrativo para polinizadores e como repelente de insetos e herbívoros (TAIZ; ZEIGER, 2017).

O modo de ação das fitoalexinas sobre os fungos ocasiona granulação citoplasmática, desorganiza o conteúdo celular, rompe a membrana plasmática e inibe algumas enzimas. Devido a esses efeitos, a inibição da germinação e a alongação do tubo germinativo são afetados, causando a redução do crescimento micelial (LO et al., 1996).

Montes-Belmont et al. (2000), afirmam a importância do uso de extratos brutos visando controlar fitopatógenos, demonstrando que alguns extratos possuem propriedades antimicrobianas comprovadas, que afetarão o desenvolvimento do fungo tanto *in vitro* quanto *in vivo*.

Stangarlin et al. (1999), relata que os extratos de *Ruta graveolens*, *Baccharis trimera* e *Ocimum basilicum* tiveram efeitos expressivos na inibição do desenvolvimento de *Sclerotinia rofsii*, *Alternaria alternata*, *Rhizoctonia solani*, *Phytophthora* spp. e *Colletotrichum graminicola*.

A utilização de extratos brutos aquosos, *in vitro*, utilizando as plantas medicinais *Artemisia camphorata*, *Cymbopogon citratus* e *Rosmarinus officinalis*, diminuíram a esporulação e germinação de conídios do fungo *Alternaria solani*, causador da doença pinta preta no tomateiro (ITAKO et al., 2008). No trabalho, *in vitro*, o extrato bruto aquoso de *Rosmarinus officinalis*, apresentou 54% de inibição sobre o crescimento de *Exserohilum turcicum* (SCAPIN et al., 2010). Já Carvalho (2009), realizando testes com extratos vegetais, com potenciais elicitores de fitoalexinas e atividades antifúngicas no controle da antracnose em cajueiro, verificaram que extratos de alecrim-pimenta inibiram completamente o crescimento micelial de *Colletotrichum gloeosporioides*.

Conforme testado por Flores (2013), o extrato de alho autoclavado ou não, na concentração de 10%, apresentou eficiência no controle da podridão parda. Souza, Araújo e Nascimento (2007), utilizando diferentes concentrações de extratos de *Allium sativum* e *Cymbopogon citratus*, observaram redução na velocidade do crescimento e no diâmetro das colônias de *Fusarium proliferatum*.

Bassegio (2016), destaca que, a alta temperatura de autoclavagem favorece a liberação de substâncias fungitóxicas, encontradas nos extratos de alho. Resultados análogos foram encontrados em extratos não autoclavados, entretanto, com pequeno desenvolvimento dos fungos. Diante disso, a utilização da autoclavagem, para a obtenção de extratos vegetais, pode ou não influenciar na maior ou menor eficiência no controle do fungo.



#### 4.4. Extratos vegetais

Os extratos vegetais são preparos concentrados, obtidos de matérias-primas vegetais secas ou verdes, que antecipadamente passaram ou não por tratamento, como moagem, inativação enzimática, entre outras e preparadas com um solvente. O processo de fabricação resulta em duas etapas, a primeira, envolve a separação dos compostos ou parte da planta a ser utilizada, usando um solvente. E a segunda, envolve a concentração, definindo assim a quantidade de solvente a ser utilizada (REVISTA FOOD INGREDIENTS BRASIL, 2010).

Define-se um extrato pela relação entre a quantidade de material usado com a quantidade de extrato obtido. A obtenção desses extratos vegetais acontece por meio de alguns tipos de processos como: maceração, que consiste no contato do material vegetal com o líquido extrator, por um certo período de tempo; infusão, onde a água fervente é acrescentada sobre o material; decocção, é feito a fervura da água com a parte vegetal; digestão, o material vegetal e o solvente são mantido a uma temperatura de 40 a 60°C; percolação, ocorre a passagem do líquido extrator através do material moído, em percoladores; turbólise, emprego de um equipamento, como por exemplo um liquidificador industrial, que tritura as partes vegetais a temperatura ambiente e lava os conteúdos celulares, extraindo os princípios ativos; destilação, processo em que a planta, em contato com água ou álcool, é sujeita à destilação; secagem é quando o solvente é removido do extrato líquido (REVISTA FOOD INGREDIENTS BRASIL, 2010).

A água é utilizada como solvente para obtenção de extratos, por conta da eficiência dos compostos fenólicos com atividade antioxidante, devido à sua polaridade. No entanto, algumas substâncias não são solúveis em água, como, bases de alcalóides, óleos essenciais, bálsamos e resinas, mas solúveis em álcool. E, solúveis em água, heterosídeos, sais de alcalóides, substâncias amargas, taninos e açúcares. Podendo ser este um motivo ou não, de que os extratos aquosos tenham menos eficiência no controle de microrganismos do que os extratos alcoólicos (ANDREO; JORGE, 2006; FONSÊCA, 2005).

A eficiência do defensivo natural depende da espécie vegetal, da doença que será controlada e dos processos de obtenção do extrato, devido à diversidade de substâncias presentes nas plantas (SILVA et al., 2012). O emprego de plantas medicinais é complexo, porque, alterações ocorridas do cultivo até a comercialização podem comprometer a qualidade e a quantidade dos princípios ativos (MING, 1994). Também deve-se levar em consideração

que as concentrações dos princípios ativos da planta não são iguais durante o seu ciclo de vida, o seu habitat, a colheita e a preparação.

Segundo Ming (1994), é fundamental observar a procedência, identificação botânica, estágio de desenvolvimento da planta, época e horário de coleta, tratamentos fitossanitários usados e qualidade do vegetal. Além dos fatores citados acima, é importante ter conhecimento de como foi empregado o material vegetal, se seco ou fresco, quais métodos de extração e concentrações utilizadas, para obter máxima eficiência e confiabilidade nos resultados.

#### 4.4.1. Extrato de alho

O alho (*Allium sativum*) pertence à família Liliaceae, planta muito conhecida no Brasil, sendo considerado um ingrediente muito importante na culinária. Rico em compostos sulfurados, o alho, possui grande concentração de fitoquímicos terapêuticos localizados nos bulbos (KLASSA et al., 2013).

Várias pesquisas indicam que o alho possui propriedades antifúngicas, antibacterianas e antioxidantes. Apresenta óleos voláteis (0,1 a 0,36%), compostos contendo enxofre incluindo a aliina, alicina e compostos derivados da mesma. Terpenos incluindo citral, geraniol, linalol,  $\alpha$  e  $\beta$ -felandreno. Possui ainda proteínas, minerais (Se, Ca, S, I, Si, Na, Fe), vitaminas (A, B1, B2, C, P), aminoácidos e prostaglandinas. Talamani e Stadnik (2004), salientaram o potencial do *Allium sativum*, por apresentar substância tóxica conhecida como alicina, que inativa os microrganismos fitopatogênicos.

A utilização do extrato de alho obtido por hidrodestilação se mostrou eficiente, agindo como antimicrobiano sobre os fitopatógenos *Curvularia* spp. e *Alternaria* spp., como demonstrado por Barros et al. (1995) e Rozwalka et al. (2008).

Oliveira (2011) verificou que a utilização de extratos vegetais de alho nas concentrações de 20, 30 e 40% pode ser uma alternativa para controlar *Fusarium guttiforme*. Souza et al. (2007) descreveram que os extratos de *Allium sativum* e *Cymbopogon citratus* obtidos através da técnica de maceração com etanol absoluto, inibiram a germinação do fungo *Fusarium proliferatum*.

#### 4.4.2. Extrato de cavalinha

A *Equisetum giganteum*, conhecida como cavalinha, rabo-de-cavalo, erva-canudo, entre outros. Pertence a família das Equisetaceae, sendo distribuída em todo território brasileiro principalmente na região Sul (LORENZI, 2008).

A cavalinha é considerada a planta que contém maior quantidade de sílica, no ambiente terrestre. Tem sido registrado, na cavalinha, a presença de ácido silícico, constituintes inorgânicos (Na, K, Ca, Mg, Mn, Zn, F, Cl, Si, S e P), flavonóides (isoquercetina, hexetrina, canferol, galoteronina e fitosterol), triglicerídeos (ácido oleico, esteárico, linoleico e linolênico), alcaloides (meta-saperidina, nicotina, palustrina e palustrinina, ácidos orgânicos (gálico, málico e oxálico), saponinas (hexetonina), pequena quantidades de óleos, substâncias amargas, vitamina C e taninos. Sendo considerada também uma planta daninha tóxica para bovinos, equinos e animais domésticos (MARTINS et al., 2000; LORENZI, 2008; MELLO; BUDEL, 2013).

Por possuir alto teor de silício, a cavalinha confere ação fitoprotetora ao ser aplicada diretamente sobre as plantas, em forma de chá, agindo durante todo período produtivo da cultura, até mesmo no pós-colheita. (BERTALOT et al., 2010).

Radulovic et al. (2006) explica que o óleo essencial de cavalinha possui substâncias como linalol e timol, que apresentam atividade antimicrobiana contra *Staphylococcus aureus* e bactérias Gram-negativas, como *Klebsiella pneumoniae*, *Pseudomonas aeruginosa* e *Salmonella enteritidis*, controlando também fungos de *Aspergillus niger*. Oliveira (2011), avaliaram a exposição, após 24 horas, do extrato natural de cavalinha sobre fungos como *Candida glabrata* e bactérias como *Staphylococcus aureus*, constatando a diminuição de atividade celular, em comparação ao grupo controle. As reduções foram de 13% para o grupo tratado com 3,13 mg/mL, 29% para 12,5 mg/mL, 42% para 6,25 mg/mL, 52% para 50 mg/mL e 55% para 25 mg/mL do extrato. Os mesmos autores, avaliaram a atividade citotóxica de diferentes concentrações de extratos glicólicos de alcaçuz, barbatimão, cavalinha e romã. Os resultados obtidos, demonstraram que apenas o extrato de cavalinha apresentou efetividade celular inferior a 50% nas concentrações avaliadas.

Grisa (2003) na mesma linha de pesquisa, utilizando extratos de cavalinha na concentração de 20 g/L, constatou que a severidade da requeima no tomateiro (*Phytophthora infestans*) foi reduzida em até dez vezes. Isso se explica, devido ao seu alto teor de silício, no qual, atribuiu ação fitoprotetora ao tomateiro. Francisco e May de Mio (1998) aplicaram 20 g/L

de infuso de *Equisetum* spp. mais espalhante adesivo, e obtiveram um eficiente controle sobre oídio (*Sphaerotheca fuliginia*) em plantas de pepineiro.

#### 4.4.3. Extrato de alecrim

O alecrim (*Rosmarinus officinalis*) é uma espécie vegetal, perene de haste lenhosa, pertencente à família Lamiaceae. É uma planta muito utilizada devido suas características aromáticas e ornamentais, sendo suas folhas normalmente utilizadas como condimento e para fins medicinais (OLIVEIRA, 2016).

Esta planta medicinal, possui em sua composição química compostos fenólicos representados por flavonóides e flavonas metoxiladas e por ácidos fenólicos, além de ácidos cafeicos, clorogênico e rosmarínico. Alguns desses compostos são tóxicos para os patógenos, a exemplo dos ácidos clorogênico e cafeico (BRAND et al., 2010).

O alecrim, também apresenta compostos não voláteis como os ácidos (labiático, neoclorogênico, cítrico, glicólico, glicínico), nicotinamida, colina. E ainda flavonoides (diosmina, diosmetina, genkuanina e derivados espidulina e apigenina), diterpenos (carnosol) e triterpenoides (ácidos oleanólico e ursólico), entre outros (BRUNETON, 2001).

O mesmo autor cita a finalidade de alguns componentes, como os flavonóides que combatem radicais livres, reforçam a imunidade, reduzem os processos inflamatórios. Já o ácido rosmarínico apresenta atividade antioxidante e anti-inflamatório e o óleo essencial, constituído por cineol, borneol, linalol, eucaliptol,  $\alpha$ -pineno e cânfora, que lhe dão seu odor típico, atua como antifúngico (BRUNETON, 2001).

Brand et al. (2010) avaliaram que o crescimento micelial de *Colletotrichum lindemuthianum* foi afetado após utilizado extratos de alecrim autoclavado, obtido de material seco triturado em liquidificador juntamente com água estéril. Sendo a dose de 2,5%, que proporcionou maior redução do crescimento do fungo, inibindo 18,6% em relação à testemunha. A alta temperatura da autoclavagem pode ter influenciado na inibição, fazendo com que alguns metabólitos tóxicos fossem liberados sobre o fungo, inibindo a sua ação, e o mesmo extrato de alecrim não autoclavado não influenciou o crescimento fúngico.

Rozwalka et al. (2008), também relataram que o extrato aquoso de alecrim autoclavado apresentou efeito inibitório sobre o crescimento micelial de *Glomerella cingulata* e *Colletotrichum gloeosporioides*.

## 5. MATERIAL E MÉTODOS

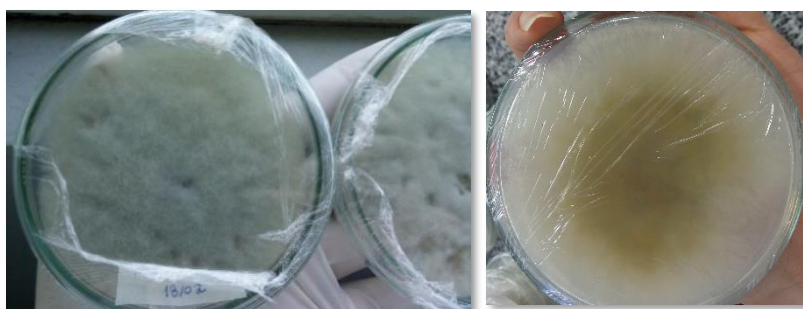
Os fungos de *Monilinia fructicola* foram isolados a partir de frutos de pêssego contendo o patógeno, oriundos de um pomar do município de São Miguel do Oeste, SC. Em seguida, foram preparados 1,5 L de meio de cultura Batata Dextrose Ágar (BDA), sendo que cada placa de Petri (25mL) recebeu 15 mL de BDA. Depois de pronto, o meio BDA, meio ideal para desenvolvimento deste fungo, foi armazenado em geladeira destinada à produtos autoclavados.

Pelo uso do método de isolamento direto, os isolados sobre os pêssegos, compostos por estruturas fúngicas, caracterizadas por uma massa de esporos acinzentadas, foram transferidos com o auxílio de uma alça (esterilizada com álcool 70% e flambada) para a placa de Petri com meio de cultura BDA.

Em seguida, as placas com os isolados, foram incubadas em câmara tipo BOD a 25 °C, mantidos até cobrirem totalmente a placa (tempo necessário para o fungo completar seu ciclo reprodutivo - 7 a 10 dias).

Foram realizadas repicagens, com o intuito da obtenção de uma cultura de fungos pura (este fungo caracteriza-se por coloração cinza na parte superior da colônia e coloração amarelada na parte inferior da colônia, ausência de margens lobadas, com esporulação abundante) (FIGURA 2), com posterior realização dos experimentos.

FIGURA 2 – Placas de petri com colônias puras do fungo *Monilinia fructicola*.



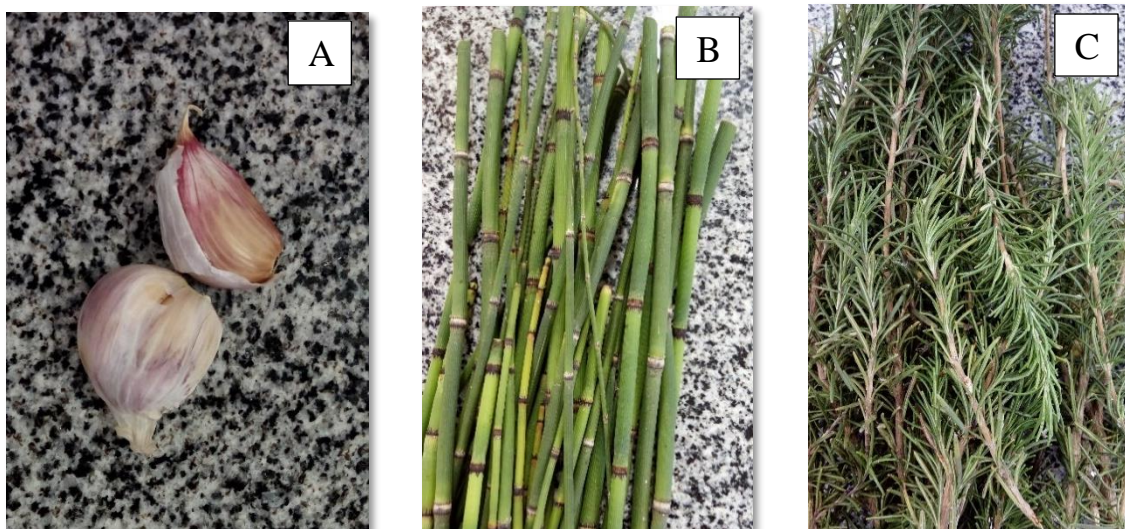
Fonte: Autora, 2020.

### 5.1. Obtenção dos extratos vegetais aquosos

Os extratos foram obtidos de ramos jovens (partes vegetais de coloração verde mais claro) de alecrim (extremidade do ramo) e cavalinha (plântulas menores) colhidos, das partes aéreas de plantas que não apresentavam floração, durante as primeiras horas do dia (06:00 horas), em propriedade localizada em São José do Cedro, SC (FIGURA 3). As plantas de

alecrim e cavalinha foram cultivadas em horta caseira, sem aplicação de produtos químicos. O extrato de alho foi obtido a partir de bulbos, adquiridos em estabelecimento comercial.

FIGURA 3 – Partes vegetais de Alho (A), Cavalinha (B) e Alecrim (C) utilizadas para o preparo dos extratos vegetais aquosos.



Fonte: Autora, 2020.

Após decorrido 02:00 horas desde a colheita, as plantas selecionadas foram lavadas em água corrente, e imersas em solução de hipoclorito de sódio (1%) por 15 min, para desinfestação, procedendo-se lavagem com água destilada para retirada do excesso de hipoclorito, método utilizado por Weber (2016).

Para o preparo dos extratos aquosos, foi empregado o método de Celoto et. al (2008) e Baseggio (2016), com modificações. O método utilizado para extração foi o método a frio turbólise, no qual foram utilizados 30 g do material vegetal, juntamente com 150 mL de água destilada (concentração  $30\text{g}/150\text{mL} = 20\%$ ), seguida de trituração em mixer Oster® por 10 minutos.

Na sequência, o extrato foi deixado em repouso por 24:00 horas, para extração dos princípios ativos, em frasco tipo Becker de 500 mL desinfetado com álcool 70% (FIGURA 4). Após tampado e envolto com papel pardo, foi deixado em local escuro e temperatura ambiente. Após as 24:00 de repouso, o extrato foi passado em gaze, papel filtro de 9 mm, com porosidade de  $7\ \mu\text{M}$ , ambos esterilizados e, em membrana de  $0,22\ \mu\text{M}$  de porosidade (filtro de seringa).

FIGURA 4 - Extratos brutos aquosos das estruturas vegetais de Alho, Cavalinha e Alecrim antes do repouso.



Fonte: Autora, 2020.

Posteriormente, foi armazenado em embalagem de vidro, envoltos com papel pardo, devidamente identificado e armazenado em freezer a 4°C, para manter as propriedades do extrato. Não foi realizada a autoclavagem dos extratos.

## 5.2. Delineamento experimental e análise estatística

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com 4 repetições, em esquema bifatorial 3x5 (3 extratos vegetais aquosos e 5 concentrações). Cada parcela foi constituída por uma placa de Petri.

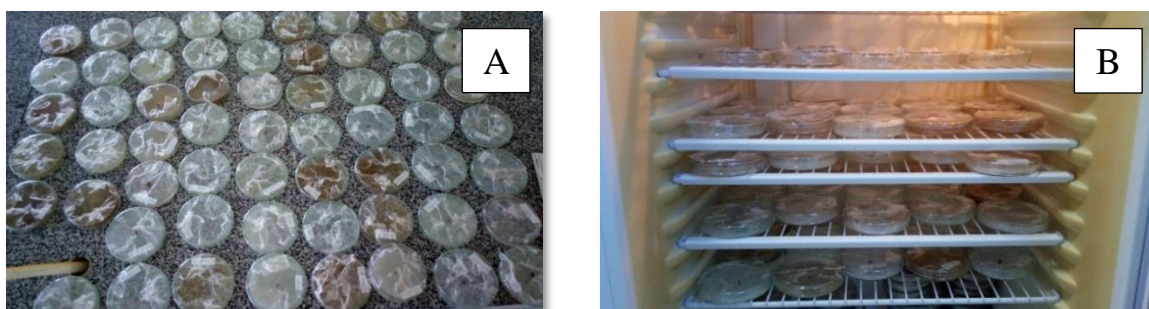
Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA) pelo Sistema de Análises Estatísticas – SISVAR 5.6. As diferenças entre as médias das variáveis qualitativas foram comparadas pelo teste de Scott Knott a 5% de probabilidade de erro e as quantitativas, por regressão polinomial. Os dados quantitativos que apresentaram diferença significativa foram submetidos a análise de regressão, no programa editor de planilhas eletrônicas Microsoft Office Excel 2016.

## 5.3. Avaliação do crescimento e desenvolvimento micelial do fungo

Para a avaliação do crescimento e desenvolvimento do micélio, 5mL dos extratos de alho, alecrim e cavalinha foram adicionados em meio de cultura BDA autoclavada, nas concentrações de 0 (controle: placa com BDA e zero extrato) 5, 10, 15 e 20%. Para obtenção dessas concentrações, foi necessário adicionar água destilada no extrato bruto vegetal, até adquirir as proporções percentuais esperadas. Em seguida, o meio de cultura com os extratos

vegetais foi vertido em placas de Petri. Após solidificar-se, com auxílio de um cortador e, de uma pinça (ambos esterilizados com álcool 70% e flambados), foi adicionada no centro de cada placa Petri, um disco do micélio do *Monilinia fructicola* de 0,6 cm de diâmetro. Posteriormente, todas as placas foram identificadas, vedadas com Parafilm®, e incubadas em câmara do tipo BOD a 25 °C por 10 dias (FIGURA 5). O tratamento testemunha consistiu somente do meio de cultura BDA mais o fungo.

FIGURA 5 – Placas de petri com os extratos vegetais mais meio BDA (A). Câmara BOD com as placas acondicionadas (B).



Fonte: Autora, 2020.

As avaliações do crescimento radial do fungo foram realizadas diariamente, no mesmo horário, até o décimo dia, através de medições, com régua graduada em cm, com duas medidas do diâmetro de crescimento do fungo nos respectivos tratamentos. Medição realizada (sem abertura da placa) em forma de cruz na parte superior e inferior da placa de petri (FIGURA 6).

FIGURA 6 – Placa de petri com representação das duas medidas do diâmetro do fungo.



Fonte: Freepik, 2017

No décimo dia, seguindo o método de Fontana et al. (2017), foi avaliado o crescimento do fungo (testemunha), que atingiu o diâmetro total da placa de Petri, realizando assim, a última medição em todos os tratamentos (média das duas medidas do diâmetro).



A partir dos resultados obtidos, determinou-se o Crescimento Micelial (CM) através de uma média das medidas diárias sobre o crescimento radial do fungo.

A ação fungistática dos extratos vegetais foi obtida calculando-se a percentagem de inibição dos tratamentos em relação à testemunha. Assim, a Percentagem de Inibição do Crescimento Micelial (PIC), foi obtida através da fórmula:

$$\text{PIC} = \left( \frac{\text{diâmetro da testemunha} - \text{diâmetro do tratamento}}{\text{diâmetro da testemunha}} \right) * 100$$

Avaliado o crescimento do micélio, com as medidas do diâmetro da colônia fúngica, em dois sentidos opostos, determinou-se a Taxa de Crescimento (TX) através da fórmula:

$$\text{TX} = \left( \frac{\text{diâmetro final da colônia}}{\text{número de dias de incubação}} \right) * 100$$

E, o Índice de Velocidade de Crescimento Micelial (IVCM), sob as diferentes concentrações de extratos vegetais aquosos foi obtido pela fórmula:

$$\text{IVCM} = \sum \left( \frac{D - D_a}{N} \right)$$

em que:

IVCM = Índice de Velocidade de Crescimento Micelial (cm/dia)

D = Diâmetro médio atual;

Da = Diâmetro médio do dia anterior;

N = Número de dias após a montagem do experimento (repicagem do fungo), para cada extrato utilizado, a fim de conhecer qual extrato vegetal foi capaz de inibir o crescimento do fungo.

## 6. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os dados analisados mostram interação significativa entre as diferentes concentrações e os extratos vegetais, para todas as variáveis analisadas. As concentrações dos diferentes extratos apresentaram tendência polinomial para alho e alecrim e linear decrescente para cavalinha. Os melhores controles foram observados no extrato de alho, com diferenças significativas aos demais extratos (TABELA 1).

TABELA 1 – Crescimento Micelial (CM), Índice de Velocidade de Crescimento Micelial (IVCM), Percentual de Inibição do Crescimento (PIC) e Taxa de Crescimento (TX) de *Monilinia fructicola in vitro*, submetido a diferentes extratos vegetais, São Miguel do Oeste, SC, 2020

EXTRATOS VEGETAIS	Média de todas as concentrações			
	CM	IVCM	PIC	TX
	cm	cm/dia		%
Alecrim	26,72 b	0,53 b	41,47 b	52,68 b
Alho	10,40 c	0,22 c	75,08 a	22,43 c
Cavalinha	28,88 a	0,55 a	38,44 c	55,40 a
Testemunha	45,05	0,90	0,00	90,00
CV (%)	12,78	9,71	9,04	9,66

\* médias seguidas pelas mesmas letras na coluna, não diferem entre si, pelo teste Scott Knott a 5%.

Fonte: Autora, 2020.

O maior crescimento micelial (CM) foi observado no extrato de cavalinha, 28,88 cm, seguido do extrato de alecrim, 26,72 cm, enquanto que o extrato de alho exibiu, menor crescimento, tamanho igual a 10,40 cm (TABELA 1). O menor CM do *Monilinia fructicola* foi observado a partir da concentração a 5% do extrato de alho, sendo mais efetivo nas concentrações de 10, 15 e 20% (FIGURA 7 e FIGURA 10). Já, o extrato aquoso de alecrim apresentou um CM, com leve decréscimo de 23,71 cm e 19,70 cm, nas concentrações a 5% e 10%, com posterior aumento de 24,61 cm na concentração a 15% e leve decréscimo de 22,46 cm, a 20% (FIGURA 8 e FIGURA 10). O extrato de cavalinha apresentou um CM, com oscilações de 15,82 cm, 43,06 cm, 23,71 cm e 16,88 cm, nas concentrações de 5%, 10%, 15% e 20%, respectivamente (FIGURA 9 e FIGURA 10).

Ao analisarmos os extratos sobre a percentagem de inibição do crescimento micelial (PIC) na Tabela 1, o alho novamente destacou-se em relação aos demais, com 75,08% de inibição. Para o extrato de alecrim, houve inibição de 41,47% e na utilização do extrato de cavalinha de 38,44% (TABELA 1). Na PIC para as concentrações dos extratos, o alho e a

cavalinha a 5%, apresentaram 75,41% e 69,02%, respectivamente, de inibição, enquanto o alecrim apresentou 49,30% (FIGURA 11). Já, nas posteriores concentrações, o alho apresentou 100% de inibição. Enquanto isso, a cavalinha inibiu em 52,91%, e 67,91% nas concentrações de 15% e 20%, respectivamente. E, no extrato de alecrim, a inibição foi de 59,44%, 45,13% e 53,47% para as respectivas concentrações de 10%, 15% e 20%.

Quanto ao índice de velocidade de crescimento micelial (IVCM), o extrato de cavalinha apresentou o maior valor, 0,55cm/dia, seguido do alecrim com 0,53cm/dia e 0,22cm/dia no alho (TABELA 1). Verificou-se tendência crescente no IVCM para o alecrim, de 0,46, 0,37, 0,50 e 0,42cm/dia, com o aumento das concentrações (FIGURA 12). Já para a cavalinha houve uma tendência decrescente, com valores de 0,28, 0,88, 0,43 e 0,29cm/dia, nas respectivas concentrações de 5%, 10%, 15% e 20%, comparados ao tratamento com alho, que apresentou na concentração de 5%, um IVCM de 0,23cm/dia e de 0,00cm/dia, nas concentrações de 10%, 15% e 20%, respectivamente.

Na taxa de crescimento (TX), novamente a cavalinha apresentou altos valores, com 55,40%, seguido do alecrim com 52,68% e por último do alho com 22,43%, (TABELA 1). Foi verificado, na TX, efeito linear decrescente para cavalinha, conforme aumento das concentrações, com valores de 27,87; 87,87; 42,37 e 28,87% (FIGURA 13). Já, o alecrim apresentou efeito crescente, em decorrência do acréscimo das concentrações, observando os respectivos valores de 45,65, 36,50, 49,37 e 41,87%. O alho reduziu significativamente a TX, em 22,12% a 5% de concentração, inibindo totalmente o crescimento, conforme aumento das concentrações.

Marcondes et al. (2014) avaliaram a influência do extrato aquoso de alho autoclavado, nas concentrações de 0, 5, 10 e 20%, sobre o desenvolvimento *in vitro* de *Colletotrichum gloeosporioides* e *Fusarium moniliforme*, comprovando a eficiência do extrato em todas as concentrações avaliadas, demonstrando também eficiência em reduzir o número e a germinação dos conídios de *Fusarium moniliforme*, na concentração de 20%. Corroborando com os resultados, Ribeiro e Bedendo (1999), verificaram que o extrato de alho apresentou propriedades fungitóxicas sobre *Colletotrichum gloeosporioides*, inibindo o crescimento micelial do patógeno a partir da concentração de 200 ppm.

Mas, Brand et al. (2010) mencionam as interferências advindas das formas de extração do extrato de alho, em autoclavado e não autoclavado. Os autores observaram que o extrato não autoclavado promoveu o menor crescimento micelial, em todas as concentrações estudadas (0,5; 1,0; 1,5; 2,0; 2,5 e 3,0%) e tempos (2, 4, 6, 8, 10, 12, 14 16 e 18 dias) avaliados, quando

comparado ao extrato autoclavado. Bolkhan et al. (1981), apresentam que o extrato aquoso de alho na concentração de 5000 µg/mL inibe em 37%, 66% e 76% o crescimento micelial de *Cylindrocladium clavatum*, *Fusarium moniliforme* var. *subglutinans* e *Rhizoctonia solani*, respectivamente. Já na concentração de 3000 µg/mL, o extrato aquoso de alho inibiu em 100% o crescimento micelial e a esporulação de *Aspergillus niger* (SOUZA et al., 2013).

Já Chalfoun et al. (2004), avaliaram o efeito *in vitro* de óleos essenciais de alho, canela, cravo e tomilho, nas concentrações de 500, 1000, 1500 e 2000 mg/ml, e do óleo de cravo nas concentrações de 200, 400, 600 e 800 mg/mL, sobre o desenvolvimento micelial dos fungos *Rhizopus* spp., *Penicillium* spp., *Eurotium repens*, verificaram a inibição total do desenvolvimento dos fungos nos tratamentos com óleo de canela.

Assim, verificamos que os resultados encontrados em nosso trabalho corroboram com os de Ribeiro e Bedendo (1999), onde as concentrações mais elevadas dos extratos apresentam melhor controle sobre o fungo, com destaque para o extrato de alho. Venturoso (2011), também encontrou em sua pesquisa resultados satisfatórios utilizando extrato aquoso de alho sobre *Aspergillus* spp., *Penicillium* spp., *Cercospora kikuchii*, *Colletotrichum* spp., *Fusarium solani*, *Phomopsis* spp. e *Monilinia fructicola*. O autor descreve que extrato e óleo essencial de alho apresentam alta atividade antifúngica, efeito antimicrobiano e antibacteriano, sobre o *Monilinia fructicola*, no qual, inibiu completamente seu crescimento em meio de cultura BDA (VENTUROSO, 2011).

Talamani e Stadnik (2004), destacam que o alho apresenta grande potencial de uso, em função da presença da alicina (formada do complexo de aliinase e aliina), principal substância ativa do extrato de alho fresco, responsável pelo cheiro acre, típico do alho, substância essa, tóxica para os microrganismos fitopatogênicos. O óleo essencial obtido do alho, a 0,1 e a 0,2%, contém cerca de 53 constituintes voláteis instáveis, com a maioria de derivados orgânicos do enxofre, principalmente ajoene, alicina e aliina. Segundo diversos autores, o tratamento com o ajoene, um dissulfureto insaturado presente no alho, causa alterações na membrana citoplasmática dos fungos, resultando no desenvolvimento anormal dos patógenos. (BRUNETON, 2001; CASELLA et al., 2012; CAVALLITO et al., 1944; EJAZ et al., 2003; SANCHEZ-MIRT et al., 1993).

Os resultados deste trabalho nos mostram que o alecrim se apresenta com menor eficiência no controle do crescimento micelial do *Monilinia fructicola*, seguido da cavalinha. Assim como em nosso trabalho, Webber (2016) descreve que o extrato de alecrim armazenado e não autoclavado, não é eficiente no controle de *M. fructicola*. O extrato de alecrim extraído

a frio e não autoclavado, na concentração a 10%, não controlou o desenvolvimento do fungo *M. fructicola*, quando comparado à testemunha. Mas, o extrato de alecrim, quando extraído com água quente e autoclavado, reduziu o crescimento do *M. fructicola* (WEBBER, 2016).

A realização da extração utilizando temperaturas elevadas interfere no conteúdo total de fenólicos presentes nos extratos, assim, a utilização de temperaturas mais baixas no processo de extração é preferível para evitar a degradação de alguns compostos, como por exemplo o ácido carnósico presente nos extratos de alecrim (ANDREO; JORGE, 2006).

Mas, vários estudos comprovam as propriedades antimicrobianas do alecrim, como os resultados encontrados por Venturoso (2011), referentes ao óleo essencial de alecrim sobre o fungo *Aspergillus ochraceus*. O autor observa uma tendência de aumento nos índices de inibição do desenvolvimento micelial proporcional ao aumento das concentrações do óleo sobre este fungo. Scapin et al (2010), também encontrou, em trabalhos com extrato bruto aquoso de alecrim, resultados positivos de inibição de crescimento de 54% sobre o fungo *Exserohilum turcicum*. Apesar de efeitos positivos de inibição, o extrato de alecrim, no trabalho de Santos, (2016), não inibiu o crescimento fungo *Sclerotium rolfii*, apresentando somente uma mínima redução no IVCm a partir da dose a 20%.

Assim como nos resultados deste trabalho, Venturoso (2011) não encontrou controle significativos sobre o crescimento do fungo *Penicillium* spp. nos tratamentos com cavalinha, nos primeiros 12 dias, do mesmo modo, sobre o fungo *Monilinia* spp., a cavalinha apresentou baixo controle para todas as variáveis analisadas.

Venturoso (2011) descreve que somente após 12 dias de incubação o extrato de cavalinha começa a ter efeito no crescimento de *Penicillium* spp., o que deve estar associado à presença de compostos que possuem atividades antifúngicas. Como é o caso de alguns compostos fenólicos, como timol e eugenol, mas seus usos têm sido mais eficientes quando aplicados diretamente no meio de cultura, enquanto compostos menores, como o alil isotiocianato e citral são mais eficazes quando utilizados por meio de fumigação. A quantidade e a longevidade destes compostos, podem resultar em maior ou menor inibição dos fitopatógenos (VENTUROSO, 2011; CARVALHO, 2010). Contrariando os resultados encontrados por outros autores, Guimarães, et al (2015), confirmam o efeito antifúngico do extrato vegetal de cavalinha, por meio de extração por maceração, sobre o *Rhizoctonia solani*, com inibição do crescimento micelial na concentração de 29,32%.

Extratos vegetais e óleos essenciais possuem características lipofílicas, que interagem com a membrana celular de microrganismos, causando alterações bioquímicas. A

hidrofobicidade dos compostos de óleos essenciais e de extratos vegetais degradam as membranas celulares dos fungos, alterando assim suas funções e permeabilidade (BURT, 2004). Como consequência dessa degradação da membrana celular dos microrganismos, pode-se citar o aumento da fluidez da membrana, ruptura do fluxo de elétrons, alterações no transporte de moléculas e permeabilização inespecífica da membrana celular, inibição das proteínas e funções da membrana celular (BRAND et al., 2010; SIKKEMA et al., 1995).

Os resultados obtidos neste estudo são de grande interesse prático, considerando que tais plantas apresentam potencial para controlar patógenos de importância econômica, proporcionando uma promissora alternativa para a agricultura. As diferenças encontradas entre os resultados com os extratos vegetais, podem ser justificadas pela padronização da metodologia de obtenção dos extratos vegetais, concentração e época de coleta das plantas. A separação dos metabólitos secundários e a determinação da atividade antifúngica dessas moléculas, poderá contribuir para o desenvolvimento de possíveis alternativas para controle de doenças em plantas.

## 7. CONCLUSÃO

Após analisados os resultados, observou-se que os extratos de alecrim e cavalinha não demonstram efeito fungistático significativo sobre o fungo *Monilinia fructicola*. No entanto, o extrato de alho apresentou respostas satisfatórias sobre o fungo.

Dentre os três extratos vegetais analisados, o de alho, nas concentrações 10, 15 e 20%, demonstrou os melhores resultados em todas variáveis testadas *in vitro*. Os extratos de alecrim e cavalinha demonstraram resultados menos satisfatórios, necessitando assim de maiores estudos sobre o modo de cultivo, formas de extração e concentração adequada, para cada espécie vegetal.

Logo, o extrato de alho seria uma possibilidade de controle alternativo em pomares comerciais ou em pomares caseiros, onde o próprio produtor poderia cultivar a planta e realizar a aplicação direta do seu extrato sobre a incidência do patógeno.

## 8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGRIOS, G. N. **Plant pathology**. 5th ed. Elsevier. Academic Press: San Diego, p. 922, 2005.
- AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; CAMARGO, L. F. A. **Manual de fitopatologia, volume 2: doenças das plantas cultivadas**. 5º ed. Ouro Fino: Agronômica Ceres, 2016.
- ANDREO, D; JORGE, N. Antioxidantes naturais: técnicas de extração. **Boletim do Centro de Pesquisa de Processamento de Alimentos**, Curitiba, v. 24, n. 2, p. 319-336, 2006.
- BARROS, S. T.; OLIVEIRA, N. T.; MAIA, L. C. Efeito do extrato de alho (*Allium sativum*) sobre o crescimento micelial e germinação de conídios de *Curvularia* spp. e *Alternaria* spp. **Summa Phytopathologica**, v. 21, n. 2, p. 168-170, 1995.
- BASEGGIO, E. R. et al. Compostos voláteis de óleos essenciais na inibição do desenvolvimento de *Monilinia fructicola* *in vitro*. **Revista de Ciências Agrárias**. v. 42, n. 3, p. 761-766, 2019.
- BASEGGIO, E. R. **Extratos vegetais e compostos voláteis no controle de *Monilinia fructicola* *in vitro* e da podridão parda na pós-colheita de pêssegos**. 2016. 49f. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia Ambiental) - Universidade Federal da Fronteira Sul, Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia Ambiental. Erechim, RS, 2016.
- BERTALOT, M. J. A.; CARVALHO-PUPATTO, J. G.; FURTADO, E. L.; ROSA, D. D.; MENDONZA, E.; LIMA, A. B. Métodos alternativos para controle de doenças fúngicas na cultura de jambu (*Spilanthes oleraceae* L.) através de *Equisetum* spp. e preparado biodinâmico 501, **Revista Brasileira de Agroecologia**. v. 5, n. 2, p. 264-274, 2010.
- BOLKHAN, H. A.; RIBEIRO, W. L.; Efeito do extrato de alho em *Cylindrocladium clavatum*, *Fusarium moniliforme* var. *subglutinans* e *Rhizoctonia solani*., **Fitopatologia Brasileira**, v. 6, p. 565-566, 1981.
- BRAND, S.C.; BLUME, E.; MUNIZ, M. F. B.; MILANESI, P. M.; SCHEREN, M. B.; ANTONELLO, L. M. Extratos de alho e alecrim na indução de faseolina em feijoeiro e fungitoxicidade sobre *Colletotrichum lindemuthianum*. **Ciência Rural**, v. 40, n. 9, 2010
- BRUNETON, J. **Farmacognosia, Fitoquímica. Plantas Medicinales**. Editorial Acriba S.A/Zaragoza, Espanha, 2. ed., p. 1099, 2001. Disponível em: <2019[https://tejararossi.files.wordpress.com/2017/01/farmacognosia\\_bruneton.pdf](https://tejararossi.files.wordpress.com/2017/01/farmacognosia_bruneton.pdf) >. Acesso em: 03 abr. 2019
- BURT, S. Essential oils: Their antibacterial properties and potential applications in foods - A review. **International Journal of Food Microbiology**, v. 94, p. 223-253, 2004.
- CARVALHO, P. R. S. **Extratos vegetais: potencial elicitador de fitoalexinas e atividade antifúngica em antracnose do cajueiro**. Tese de doutorado. Jaboticabal, São Paulo, Brasil, 2010.



CARVALHO, V. L.; CUNHA, R.; CHALFUN, N. N. J. MOURA, P. H. A. Alternativas de controle pós-colheita da podridão-parda e da podridão-mole em frutos de pessegueiro. **Revista Brasileira de Fruticultura**, SP, v. 31, n. 1, p. 78-83. 2009. Disponível em: < [https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0100-29452009000100012](https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-29452009000100012)>. Acesso em: 03 abr. 2019.

CASELLA, S.; LEONARDI, M.; MELAI, B.; FRATINI, F.; PISTELLI, L. The role of diallyl sulfides and dipropyl sulfides in the *in vitro* antimicrobial activity of the essential oil of garlic, *Allium sativum* L., and leek, *Allium porrum* L. **Phytotherapy Research**. v. 27, ed. 3, p. 380-383, 2012.

CAVALCANTI, L.S.; BRUNELLI, K.R.; STANGARLIN, J.R. Aspectos bioquímicos e moleculares da resistência induzida. In: CAVALCANTI, L.S.; DI PIERO, R.M.; CIA, P.; PASCHOLATI, S.F.; RESENDE, M.L.V.; ROMEIRO, R.S. (Eds.). **Indução de Resistência em Plantas a Patógenos e Insetos**. Piracicaba: FEALQ, p. 81-124, 2005.

CAVALLITO, C.J.; BAILEY, J.H. Allicin, the antibacterial principle of *Allium sativum*. I isolation, physical properties and antibacterial action. **Journal of the American Chemical Society**. v. 66, n. 11, 1941.

CELOTO, M. I. B.; PAPA, M. F. S.; SACRAMENTO, L. V. S.; CELOTO, F. J. Atividade antifúngica de extratos de plantas a *Colletotrichum gloeosporioides*. **Acta Scientiarum Agronomy**, [online]. v. 30, n. 1, p. 1-5, 2008.

CHALFOUN, S. M.; PEREIRA, M. C.; RESENDE, M. L. V.; ANGÉLICO, C. L.; SILVA, R. A. D. A. Effect of powdered spice treatments growth, sporulation and production of aflatoxin by toxigenic fungi. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 28, n. 4, p. 856-862, 2004.

Extratos vegetais. **Revista Food Ingredients Brasil**, São Paulo, n. 11, p. 16-20, 2010. Disponível em: <<http://www.revista-fi.com/materias/120.pdf>>. Acesso em: 03 abr. 2019.

EJAZ, S.; WOONG, L.C.; EJAZ, A. Extract of garlic (*Allium sativum*) in cancer chemoprevention. **Experimental Oncology**, v. 25, p. 93-97, 2003.

FLORES, F. F. **Extratos vegetais no controle de podridão parda (*Monilinia fructicola*) em pêssego**. 2013. 60f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Pato Branco, PR, 2013.

FONSÊCA, S. G. C. **Farmacotécnica de fitoterápicos**. Departamento de farmácias – Faculdade de Farmácia, Odontologia e Enfermagem, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2005.

FONTANA, D. C.; KULCZYNSKIL, S. M.; TREVISAN, R.; SCHMIDT, D.; CARON, B. O.; PINHEIRO, M. V. M.; PRETTO, M. M.; DIEL, M. I. Uso de extratos vegetais no controle alternativo da podridão parda do pessegueiro. **Revista cultivando o saber**, v. 10, n. 2, p. 148-165. 2017.

FRANCISCO, D.P; MAY de MIO, L.L. Eficiência de óleos e extratos de plantas no controle do oídio (*Sphaerotheca fuliginea*) em pepino. **Summa Phytopathologica**, v. 24, p. 59, 1998.

GELL, I.; DE CAL, A.; TORRES, R.; USALL, J.; MELGAREJO, P. Relationship between the incidence of latent infections caused by *Monilinia* spp. and the incidence of brown rot of peach fruit: Factors affecting latent infection. **Journal of Plant Pathology**, v. 121, p. 487-498. 2008.

GONÇALVES, F. P. **Quantificação de danos e controle pós-colheita de podridão parda (*Monilinia fructicola*) e podridão mole (*Rhizopus stolonifer*) em frutos de ameixa e nectarina**. 2005. 73p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Piracicaba, 2005.

GOULART, J. R.; MONDARDO, M.; REITER, J.M.W. **Relatório sobre a Fruticultura Catarinense: Fruticultura em números - Safra 2014/15**. Florianópolis: Epagri, 2017. 114p. (Epagri. Documentos, 271).

GRISA, I. M. **Controle alternativo da requeima (*Phytophthora infestans*) e do oídio (*Oidium lycopersici*) na cultura do tomate em cultivo protegido: Avaliação do efeito fitoprotetor de extratos aquosos de cavalinha (*Equisetum hyemale*) e de cinzas de casca de arroz**. 2003, 58p. Dissertação (Mestrado em Agroecossistemas) - Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 2003.

GUIMARÃES, S. S.; MAZARO, S. M.; FREDDO, A. R.; WAGNER JÚNIOR, A. Potencial de preparados de cavalinha (*Equisetum* spp.) na síntese de metabólitos de defesa em cotilédones de soja (*Glycine max* L.) e o efeito sobre o crescimento de *Rhizoctonia solani* Kuhn, *in vitro*. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, Campinas, v. 17, n. 1, p. 143-149, 2015.

HONG, C. X.; MICHAILIDES, T J.; HOLTZ, B. A. Effects of wounding, inoculum density, and biological control agents on postharvest brown rot of stone fruits. **Plant Disease**, v. 82, n. 11, p. 1210-1216, 1998.

IBGE, Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Produção Agrícola Municipal 2018**. Rio de Janeiro: IBGE, 2018. Disponível em: <<https://www.ibge.gov.br/estatisticas/economicas/agricultura-e-pecuaria/9117-producao-agricola-municipal-culturas-temporarias-e-permanentes.html?=&t=resultados>>. Acesso em: 20 jul. 2020.

ITAKO, A. T.; SCHWAN-ESTRADA, K. R. F.; TOLENTINO, J. B. J.; STANGARLIN, J. R.; CRUZ, M. E. S. Atividade antifúngica e proteção do tomateiro por extratos de plantas medicinais. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 33, n. 3, p. 241-244, 2008.

KLASSA, B.; GROSSELI, M. M.; KIYOMURA, A. K.; ALVES, M. J. Q. F. Avaliação do efeito do alho (*Allium sativum* L.) sobre o colesterol plasmático em coelhos com hipercolesterolemia induzida. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 15, n. 4, p. 557-565, 2013.

KRUGNER, T.L.; BACCHI, L.M.A. **Fungos**. In: BERGAMIN, F, KIMATI, H, AMORIN, L. ed. **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. 3 ed. São Paulo: Ceres, p. 46-96, 1995.

LO, L.C.; et al. Phytoalexin accumulation in sorghum: identification of a methyl ether of luteolinidin. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v. 49, p. 21-31, 1996.

LORENZI, H.; MATOS, F. J. A. **Plantas medicinais no Brasil: nativas e exóticas**. 2. ed. São Paulo: Ed. Plantarum, 2008.

LOUZADA, G. A. S.; CARVALHO, D. D. C.; MELLO, S. C. M.; LOBO JÚNIOR, M.; MARTINS, I.; BRAÚNA, L. M. Potencial antagônico de *Trichoderma* spp. originários de diferentes agroecossistemas contra *Sclerotinia sclerotiorum* e *Fusarium solani*. **Biota Neotropica**, v. 9, n. 3, p.145-149, 2009.

MARCONDES, M. M.; MARTINS MARCONDES, M.; BALDIN I.; MAIA, A. J.; LEITE, C. D.; FARIA C. M. D. R. Influência de diferentes extratos aquosos de plantas medicinais no desenvolvimento de *Colletotrichum gloeosporioides* e de *Fusarium moniliforme*. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, v.16, n.4, p. 896-904, 2014.

MARTINS, E. R.; CASTRO, D. M.; CASTELLANI, D. C.; DIAS, J. E. **Plantas Medicinais**. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, p. 219, 2000.

MAY DE MIO, L. L.; GARRIDO, L; UENO, B.; FARJADO. T. V. M. Doenças da cultura do pessegueiro e métodos de controle. In: MAY DE MIO, L. L. et al. (Org.) **Fruteiras de caroço: uma visão ecológica**. Curitiba: UFPR, 2004. p. 355-432.

MAZARO, S.M.; FOGOLARI, H.; WAGNER JÚNIOR, A.; CITADIN, I.; SANTOS, I. Potencial de extratos à base de *Calendula officinalis* L. na indução da síntese de fitoalexinas e no efeito fungistático sobre *Botrytis cinerea*, *in vitro*. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, v. 15, p. 208-216, 2013.

MELLO M.; BUDEL, J. M. ***Equisetum* L. (*Equisetaceae*): Uma revisão**. Cadernos da Escola de Saúde. Curitiba, v. 1, n. 9, p. 1-15, 2013. Disponível em: <<http://www.gege.agrarias.ufpr.br/plantastoxicas/textos/equisetum%20giganteum.pdf>>. Acesso em: 24 abr. 2019.

MING, L.C. Estudo e pesquisa de plantas medicinais na agronomia. **Horticultura Brasileira**, v.12, n.1, p.2-9, 1994.

MONTES-BELMONT, R.; CRUZ-CRUZ, V.; MARTÍNEZ-MARTÍNEZ, G.; SANDOVAL-GARCÍA, G.; GARCÍA-LICONA, R.; ZILCH-DOMÍNGUEZ, S.; BRAVO-LUNA, L.; BERMÚDEZ-TORRES, K.; FLORES-MOCTEZUMA, H. E.; CARVAJAL-MORENO, M. Propriedades antifúngicas em plantas superiores: análise retrospectivo de investigaciones. In: **Revista Mexicana de Fitopatologia**, v. 18, n. 2, p. 125-131, 2000.

MOREIRA, L. M.; MAY-DE MIO, L. L. Controle da Podridão-Parda do pessegueiro com fungicidas e fosfitos avaliados em pré e pós-colheita. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 33, n. 2, p. 405-411, 2009.

NASCIMENTO, F. V. **Controle alternativo de podridão em pêssegos na pós-colheita**. 2013. 71f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Porto Alegre, 2013.

OLIVEIRA, J. R. **Avaliação de atividades biológicas dos extratos de *Rosmarinus officinalis* L. (alecrim) e *Thymus vulgaris* L. (tomilho)**. 2016. 156 f. Tese (Doutorado em Biopatologia Bucal) - Universidade Estadual Paulista, São José dos Campos, 2016.

OLIVEIRA, J. R. **Ensaio de citotoxicidade de extratos naturais após determinação da concentração microbicida mínima para *Staphylococcus* spp., *Streptococcus mutans* e *Candida* spp.** 2011. 134f. Dissertação (Mestrado em Biopatologia Bucal) – Universidade Estadual Paulista, São José dos Campos, 2011.

PAVANELLO, E. P.; BRACKMANN, A.; THEWES, F. R.; BOTH, V.; SANTOS, J. R. A.; SCHORR, M. R. W. Eficiência de fungicidas no controle da podridão parda do pessegueiro e sua relação com parâmetros fisiológicos dos frutos. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 36, p. 67-76, 2015.

PLETSCH, M. Compostos naturais biologicamente ativos. A aplicação da biotecnologia à produção de compostos naturais biologicamente ativos. **Revista Biotecnologia Ciência e Desenvolvimento**, n. 4, p. 12-15, 1998.

POSER, G. L.; MENTZ, L. A. Diversidade Biológica e Sistemas de Classificação. In: SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G. et al. (Org.) **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. Florianópolis: UFSC, 5. ed., p. 82, 2004.

RADULOVIĆ, N.; STOJANOVIĆ, G.; PALIĆ, R. Composition and antimicrobial activity of *Equisetum arvense* L. essential oil. **Phytotherapy Research**, n. 20, p. 85-88, 2006.

RIBEIRO, L. F.; BEDENDO, I. P. Efeito inibitório de extratos vegetais sobre *Colletotrichum gloeosporioides* – agente causal da podridão de frutos de mamoeiro. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v. 56, n. 4, p. 1267-1271, 1999.

ROZWALKA, L. C.; ZAKSEVSKAS, D. C. L. R. M. L.; MAY DE MIO, L. L.; NAKASHIMA, T. Extratos, decoctos e óleos essenciais de plantas medicinais e aromáticas na inibição de *Glomerella cingulata* e *Colletotrichum gloeosporioides* de frutos de goiaba. **Ciência Rural**, v. 38, n. 2, p. 301-307, 2008.

SANCHEZ-MIRT, A.; GIL, F.; APIZ-CASTRO, R. Efecto inhibithorio y alteraciones ultraestructurales producidas por ajoeno sobre el crecimiento in vitro de los hongos dematiaceos: *Cladosporium carrionii* y *Fonsecaea pedrosoi*. **Revista Iberoamericana de Micologia**, v. 10, n. 3, p.74-78, 1993.

SANTOS, G. C. **Extratos e óleos essenciais de plantas medicinais no controle do fungo *Sclerotium rolfii* na cultura do tomate**. 35 p. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação) - Universidade Federal de Santa Catarina, Campus Curitibanos, SC, 2016.

SANTOS, G. R.; FILHO, A. C.; REIS, A. Resistência de *Didymella bryoniae* a fungicidas no Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, v. 31, n. 5, p. 476-482, 2006.

SCAPIN, C. R.; CARNELOSSI, P. R.; VIEIRA, R. A.; SCHWAN-ESTRADA, K. R. F.; CRUZ, M. E. S. Fungitoxidade *in vitro* de extratos vegetais sobre *Exserohilum turcicum* (Pass) Leonard & Suggs. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 12, n. 1, p. 57-61, 2010.

SCHWAN-ESTRADA, K.R.F.; STANGARLIN, J. R.; CRUZ, M. E. S. Uso de extratos vegetais no controle de fungos fitopatogênicos. **Floresta**, v. 30, n. 1, p. 129-137, 2000.

SILVA, J. L.; TEIXEIRA, R. N. V.; SANTOS, D. I. P.; PESSOA, J. O. Atividade antifúngica de extratos vegetais sobre o crescimento *in vitro* de fitopatógenos. **Revista verde de agroecologia e desenvolvimento sustentável**, v. 7, n. 1, p. 80-86, 2012.

SIKKEMA, J.; BONT, J. A.; POOLMAN, B. Mechanisms of membrane toxicity of hydrocarbons. American Society for Microbiology: **Microbiological Reviews**, v. 259, n. 2, p. 201-222, 1995.

SOUZA, A. E. F.; ARAÚJO, E.; NASCIMENTO, L. C. Atividade Antifúngica de Extratos de Alho e Capim-Santo sobre o desenvolvimento de *Fusarium proliferatum* Isolado de Grãos de Milho. **Fitopatologia Brasileira**, v. 32, n. 6, p. 465-471, 2007.

SOUZA, L. S. S.; SOARES, A. C. F. Extrato aquoso de alho (*Allium sativum* L.) no controle de *Aspergillus niger* causador da podridão vermelha em sisal. **Tecno-Lógica**, Santa Cruz do Sul, v. 17, n. 2, p. 124-128, 2013.

STANGARLIN, J. R.; SCHWAN-ESTRADA, K.R.F.; CRUZ, M. E. S.; NOZAKI, M. H. Plantas Mediciniais: Plantas Mediciniais e Controle Alternativo de Fitopatógenos. **Biotecnologia Ciência e Desenvolvimento**, v. 2, n. 11, p. 16-21, 1999.

TAGAMI, O. K.; DIAMANTINO, G. G. M.; SCHWAN-ESTRADA, K. R. F.; DA SILVA CRUZ, M. E.; ITAKO, A. T.; TOLENTINO JÚNIOR, J. B.; DE MORAES, L. M.; STANGARLIN, J. R. Fungitoxidade de *Bidens pilosa*, *Thymus vulgaris*, *Lippia alba* e *Rosmarinus officinalis* no desenvolvimento *in vitro* de fungos fitopatogênicos. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 30, n. 2, p. 285-294, 2009.

TAIZ, L. ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5º ed. Porto Alegre: Artemed, 2013.

TALAMINI, V.; STADNIK, M. J. Extratos vegetais e de algas no controle de doenças de plantas. In: TALAMINI, V.; STADNIK, M. J. **Manejo ecológico de doenças de plantas**. Florianópolis: UFSC, p. 45-62, 2004.

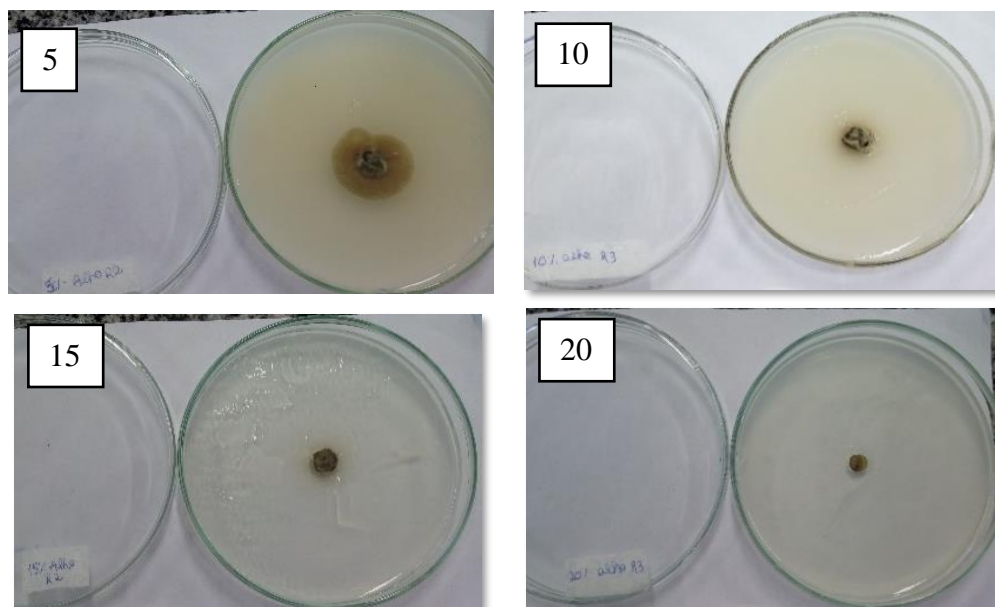
TANAKA, M. A. S. Sobrevivência de *Fusarium moniliforme* em sementes de milho mantidas em duas condições de armazenamento. **Fitopatologia Brasileira**, v. 26, n. 1, p. 60-64, 2001.

VENTUROSOSO, L.R.; BACCHI, L. M. A.; GAVASSONI, W. L.; CONUS, L. A.; PONTIM, B. C. A.; BERGAMIN, A. C. Atividade antifúngica de extratos vegetais sobre o desenvolvimento de fitopatógenos. **Summa Phytopathologica**, v. 37, n. 1, p. 08-23, 2011.

WEBBER, S. **Extratos vegetais no controle alternativo de podridão parda em pessegueiro**. 2013. 22f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação) - Universidade Federal da Fronteira Sul, Erechim, RS, 2016.

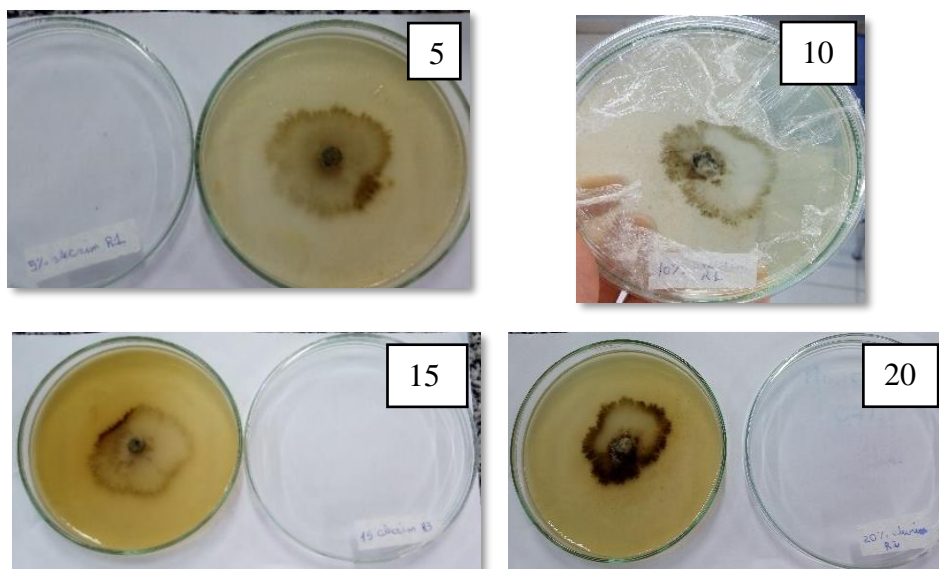
## APÊNDICE A – FIGURAS

FIGURA 7 – Placas de petri com extratos de alho nas concentrações de 5% 10%, 15% e 20% após 10 dias de inoculação do fungo *Monilinia fructicola*.



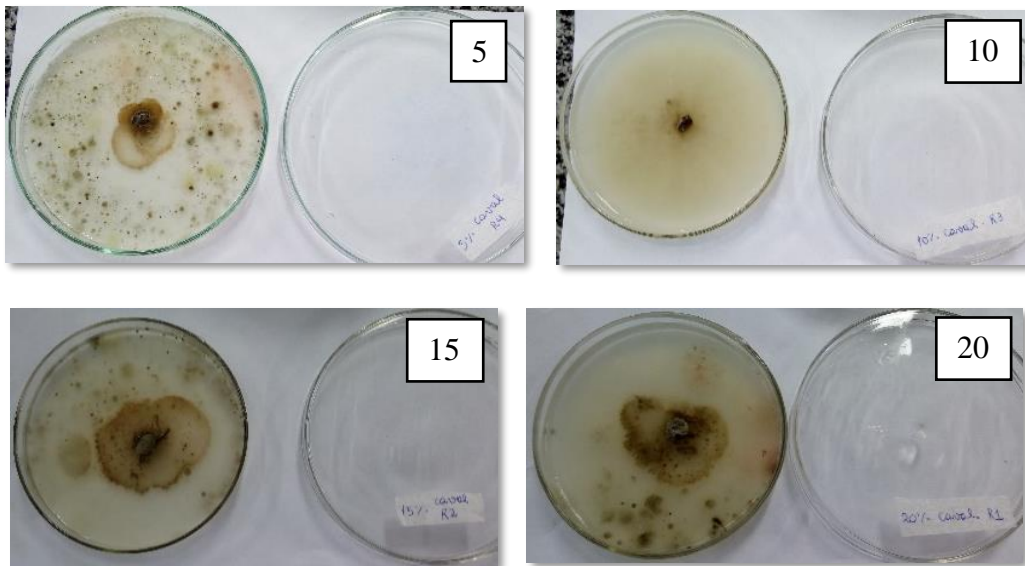
Fonte: Autora, 2020.

FIGURA 8 – Placas de petri com extratos de alecrim nas concentrações de 5% 10%, 15% e 20% após 10 dias de inoculação do fungo *Monilinia fructicola*.



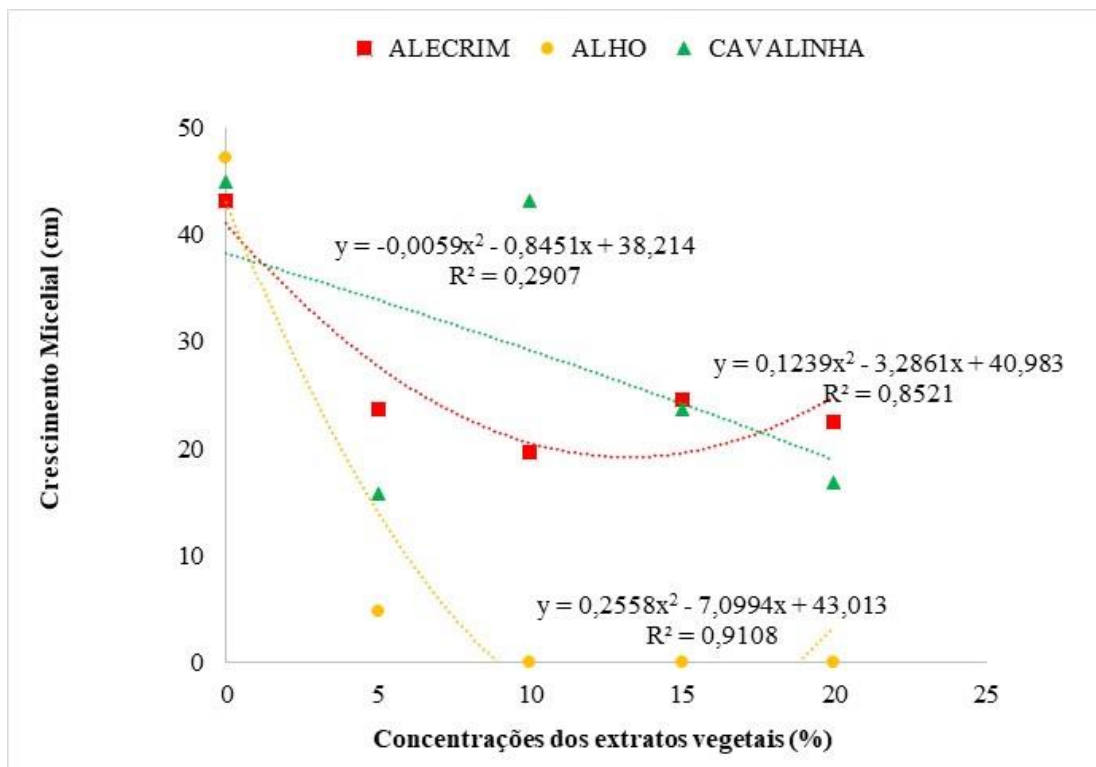
Fonte: Autora, 2020.

FIGURA 9 – Placas de petri com extratos de cavalinha nas concentrações de 5% 10%, 15% e 20% após 10 dias de inoculação do fungo *Monilinia fructicola*.



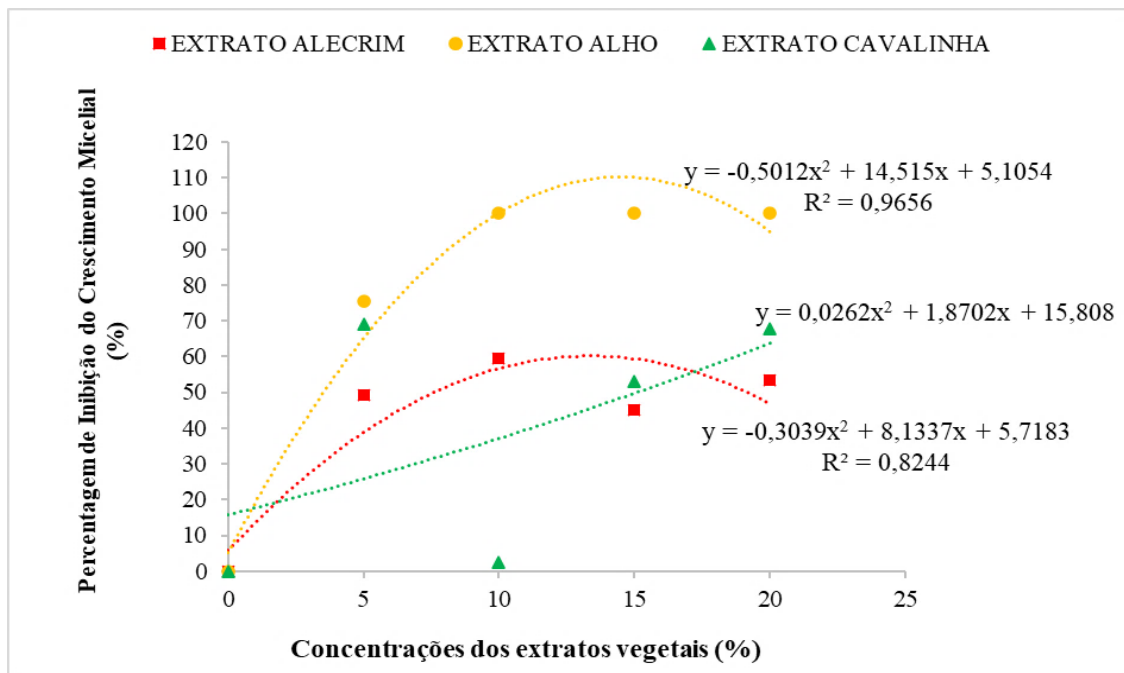
Fonte: Autora, 2020.

FIGURA 10 – Crescimento Micelial (cm) do fungo *Monilinia fructicola* submetido a diferentes concentrações dos extratos aquosos de alho, alecrim e cavalinha.



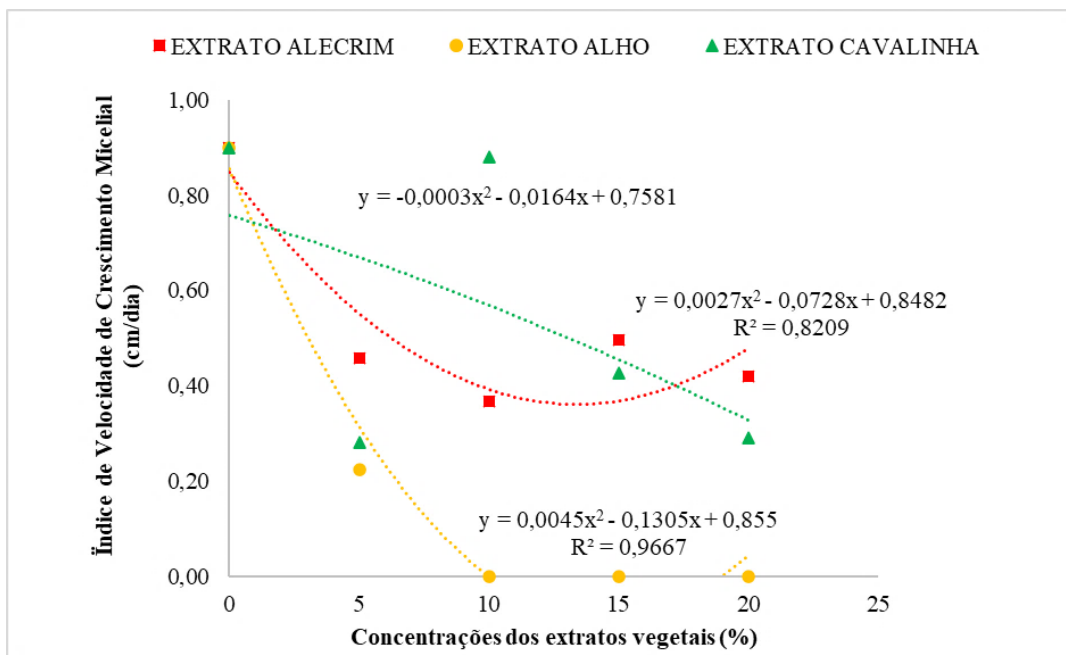
Fonte: Autora, 2020.

FIGURA 11 – Percentagem de Inibição do Crescimento Micelial (%) do fungo *Monilinia fruticola* submetido a diferentes concentrações dos extratos aquosos de alho, alecrim e cavalinha.



Fonte: Autora, 2020.

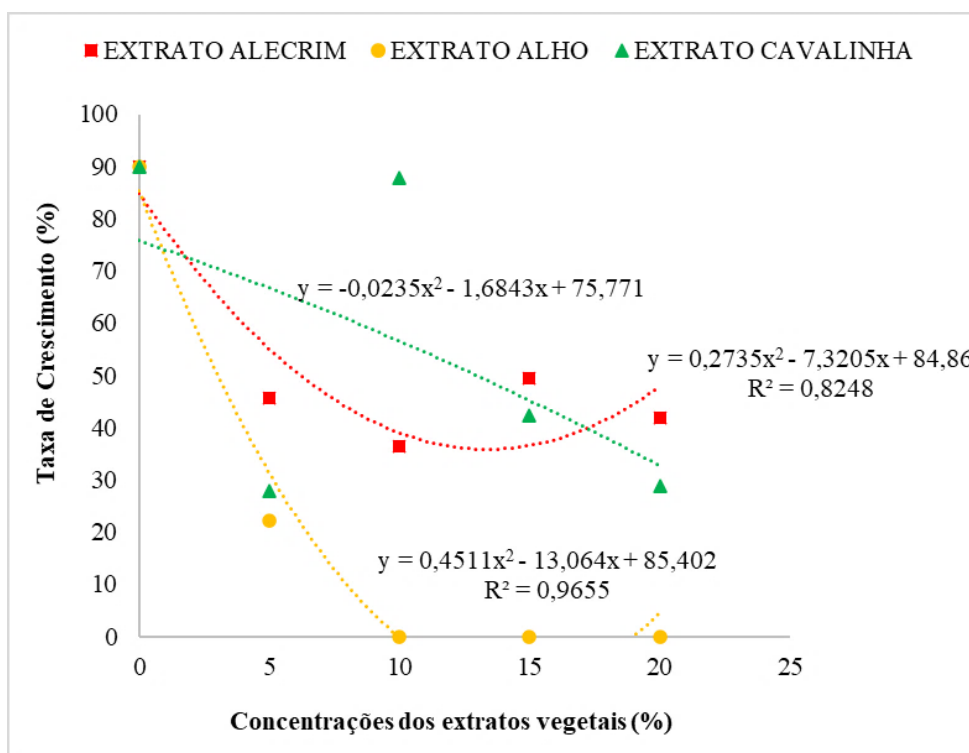
FIGURA 12 – Índice de Velocidade de Crescimento Micelial (cm) do fungo *Monilinia fruticola* submetido a diferentes concentrações dos extratos aquosos de alho, alecrim e cavalinha.



Fonte: Autora, 2020.



FIGURA 13 – Taxa de Crescimento (%) do fungo *Monilinia fructicola* submetido a diferentes concentrações dos extratos aquosos de alho, alecrim e cavalinha.



Fonte: Autora, 2020.