



LORENNAL LEAL PIRES

**EFEITO *IN VITRO* DE ÓLEOS FIXOS NO CONTROLE DE
FUNGOS FITOPATOGÊNICOS**

**TERESINA – PI
2020**

LORENNAL LEAL PIRES

EFEITO *IN VITRO* DE ÓLEOS FIXOS NO CONTROLE DE FUNGOS FITOPATOGÊNICOS

Dissertação apresentada à Universidade Federal do Piauí, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Agricultura Tropical, para obtenção do título de Mestre em Ciências.

Orientador

Prof. Dr. José Evando Aguiar Beserra Júnior

**Teresina – PI
2020**

FICHA CATALOGRÁFICA
Universidade Federal do Piauí
Biblioteca Comunitária Jornalista Carlos Castello Branco
Divisão de Processos Técnicos

P667e Pires, Lorena Leal.
Efeito *In vitro* de óleos fixos no controle de fungos fitopatogênicos. / Lorena Leal Pires. – 2020.
58 p.
Dissertação (Mestrado) – Pós-Graduação em Agronomia - Agricultura Tropical, Universidade Federal do Piauí, Teresina, 2020.
“Orientação: Prof. Dr. José Evando Aguiar Beserra Júnior”.

1. Atividade antifúngica. 2. Fungicida natural.
3. Potencial fungitóxico. 4. Fungos Fitopatogênicos - Controle. I. Título.

CDD 632.4

LORENNAL LEAL PIRES

**EFEITO *IN VITRO* DE ÓLEOS FIXOS NO CONTROLE DE FUNGOS
FITOPATOGÊNICOS**

Dissertação apresentada à Universidade Federal do Piauí, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Agronomia-Agricultura Tropical, para obtenção do título de Mestre em Ciências.

APROVADA em 28 de agosto de 2020

Comissão Julgadora:



Profa. Dra. Luana Maria Alves da Silva – IFPI



Profa. Dra. Kamila Câmara Correia – UFCA



Prof. Dr. José Evando Aguiar Beserra Júnior – CCA/UFPI
(Orientador)

TERESINA-PI

2020

AGRADECIMENTOS

A Deus acima de tudo, por iluminar meu caminho ao longo de toda minha jornada, por me dar saúde, perseverança e força para que eu chegasse até aqui.

A Universidade Federal do Piauí (UFPI) e ao Programa de Pós-graduação em Agronomia – Agricultura Tropical pela oportunidade de realização do curso de mestrado.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de estudo.

Ao professor Dr. José Evando Aguiar Beserra Júnior pelo exemplo de profissional, dedicação, orientação e ensinamentos relevantes para o meu crescimento profissional.

A Samara Raquel de Sousa do Laboratório de Inovação Tecnológica e Empreendedorismo - Medicamentos e Correlatos (LITE) por disponibilizar o óleo fixo de *Annona coriacea*. A coordenação do Laboratório de Geoquímica Orgânica (LAGO) da UFPI por disponibilizarem os óleos fixos de *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* utilizados neste trabalho.

Aos amigos pós-graduandos, do Laboratório de Fitopatologia e Microbiologia (LAFITO), Bruno Arcanjo Silva e Enayra Silva Sousa por me auxiliarem em todas as etapas de realização deste trabalho.

Aos meus pais Agostinho Pires de Oliveira e Iris Nane Cardoso Leal por tudo que já fizeram por mim.

A Bruno Arcanjo Silva por sua amizade, por estar sempre ao meu lado me apoiando em todas as minhas decisões e me ajudando em tudo que eu preciso.

A todos que me apoiaram de alguma maneira ao longo desses anos e que, de alguma forma, contribuíram para a realização deste trabalho.

“Entrega o teu caminho ao Senhor; confia Nele, e Ele o fará.”

(Salmos 37:5)

RESUMO

As doenças causadas por fungos fitopatogênicos ocasionam impactos significativos na agricultura mundial e problemas econômicos devido às perdas durante todas as etapas da produção. A busca por óleos vegetais a serem utilizados no controle fitossanitário vêm sendo expandida como tentativa de encontrar novos produtos alternativos para o controle das doenças de plantas. Assim, objetivou-se com o presente trabalho avaliar o efeito *in vitro* dos óleos fixos de *Annona coriacea*, *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial e germinação de conídios de *Colletotrichum siamense*, *Colletotrichum truncatum*, *Fusarium sacchari*, *Fusarium udum*, *Thielaviopsis ethacetica* e *Lasiodiplodia theobromae*. Para o experimento de crescimento fúngico, os óleos fixos foram incorporados ao meio de cultura BDA (Batata-Dextrose-Ágar) e vertidos em placas de Petri. Os tratamentos foram compostos por diferentes doses 0.5, 1.0, 2.0 e 3.0 $\mu\text{L mL}^{-1}$ para o óleo de *A. coriacea*, e para os demais óleos foram usadas as doses 2, 20, 200 e 2000 $\mu\text{g mL}^{-1}$. As placas foram inoculadas no centro com discos fúngicos de 5 mm e mantidas a 28 ± 2 °C com fotoperíodo de 12 h em estufa incubadora. O experimento de crescimento fúngico foi dividido em quatro etapas, onde foi avaliado um óleo contra todos os fungos a cada etapa. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado (DIC) com esquema fatorial envolvendo 1 óleo x 4 doses x 6 fungos + 1 controle, com cinco repetições. Ao final desse experimento foi calculada a porcentagem de inibição do crescimento micelial (PICM). Posteriormente, foi realizado o experimento de germinação de conídios a partir de novas placas repicadas para a obtenção de conídios. Esse experimento foi dividido em cinco etapas, onde cada fungo que produziu conídios foi avaliado contra todos os óleos fixos a cada etapa. O delineamento experimental utilizado nesse experimento foi inteiramente casualizado (DIC) em esquema fatorial envolvendo 1 fungo x 4 óleos x 4 doses + 1 controle negativo e 1 controle positivo, com três repetições (sendo cada repetição representada por 1 poço da placa). Em seguida foi possível calcular a porcentagem de inibição de germinação (PIG). Todos os óleos testados, mesmo que em apenas algumas das doses, exerceram inibição sobre o crescimento micelial e germinação de conídios dos fungos avaliados. O óleo de *A. coriacea* obteve maior PICM, de 43,77%, em *C. truncatum* e maior PIG de 93,70% em *T. ethacetica*. Os melhores resultados para o óleo de *C. luetzelburgii* foram PICM de 72,44% em *T. ethacetica* e PIG de 100% em *C. truncatum*. *T. ethacetica* foi o mais eficientemente controlado pelos óleos de *L. lasiocalycina* e *C. zehntneri* com PICM de 100% / PIG de 97,25% e PICM de 87,33% / PIG de 94,89%, respectivamente. Diante do exposto, os quatro óleos estudados demonstraram potencial no controle dos fungos, sendo *T. ethacetica* o mais eficientemente controlado, tanto no crescimento micelial, quanto na germinação dos conídios. Isso demonstra o potencial desses óleos e a possibilidade de serem utilizados em estudos de controle alternativo de fungos fitopatogênicos.

Palavras-chave: Atividade antifúngica, fungicida natural, potencial fungitóxico.

ABSTRACT

Diseases caused by phytopathogenic fungi cause significant impacts on world agriculture and economic problems due to losses during all stages of production. The search for vegetable oils to be used in phytosanitary control has been expanded in an attempt to find new alternative products for the control of plant diseases. Thus, the aim of this study was to evaluate the in vitro effect of the fixed oils of *Annona coriacea*, *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* and *Croton zehntneri* on mycelial growth and conidia germination of *Colletotrichum siamense*, *Colletotrichum truncatum*, *Fusarium sacchari*, *Fusarium udum*, *Thielaviopsis ethacetica* and *Lasiodiplodia theobromae*. For the fungal growth experiment, the fixed oils were incorporated into the culture medium PDA (Potato-Dextrose-Agar) and poured into Petri dishes. The treatments consisted of different doses 0.5, 1.0, 2.0 and 3.0 $\mu\text{L mL}^{-1}$ for *A. coriacea* oil, and for the other oils, doses 2, 20, 200 and 2000 $\mu\text{g mL}^{-1}$ were used. The plates were inoculated in the center with 5 mm fungal discs and maintained at 28 ± 2 ° C with a 12 h photoperiod in an incubator. The fungal growth experiment was divided into four stages, where an oil was evaluated against all fungi at each stage. The experimental design used was completely randomized (CRD) with a factorial scheme involving 1 oil x 4 doses x 6 fungi + 1 control, with five replications. At the end of this experiment, the percentage of mycelial growth inhibition (PMGI) was calculated. Subsequently, the conidia germination experiment was carried out from new peaked plates to obtain conidia. This experiment was divided into five stages, where each fungus that produced conidia was evaluated against all fixed oils at each stage. The experimental design used in this experiment was completely randomized (CRD) in a factorial scheme involving 1 fungus x 4 oils x 4 doses + 1 negative control and 1 positive control, with three repetitions (each repetition represented by 1 well of the plate). Then it was possible to calculate the germination inhibition percentage (GIP). All oils tested, even if only in some doses, inhibited mycelial growth and conidia germination of the evaluated fungi. *A. coriacea* oil obtained the highest PMGI, of 43.77%, in *C. truncatum* and the highest GIP of 93.70% in *T. ethacetica*. The best results for *C. luetzelburgii* oil were 72.44% PMGI in *T. ethacetica* and 100% GIP in *C. truncatum*. *T. ethacetica* was the most efficiently controlled by the oils of *L. lasiocalycina* and *C. zehntneri* with PMGI of 100% / GIP of 97.25% and PMGI of 87.33% / GIP of 94.89%, respectively. In view of the above, the four oils studied demonstrated potential in the control of fungi, with *T. ethacetica* being the most efficiently controlled, both in mycelial growth and in the conidia germination. This demonstrates the potential of these oils and the possibility of being used in studies of alternative control of phytopathogenic fungi.

Keywords: Antifungal activity, natural fungicide, fungitoxic potential.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1** Efeito das diferentes doses dos óleos fixos de A. *Annona coriacea*, B. *Copaifera luetzelburgii*, C. *Lippia lasiocalycina* e D. *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Colletotrichum siamense*.27
- Figura 2** Efeito dos óleos fixos de A. *Annona coriacea*, B. *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Colletotrichum siamense*. Teresina, PI – 202027
- Figura 3** Efeito das diferentes doses dos óleos fixos de A. *Annona coriacea*, B. *Copaifera luetzelburgii*, C. *Lippia lasiocalycina* e D. *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Colletotrichum truncatum*.....28
- Figura 4** Efeito dos óleos fixos de A. *Annona coriacea*, B. *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Colletotrichum truncatum*. Teresina, PI – 202028
- Figura 5** Efeito das diferentes doses dos óleos fixos de A. *Annona coriacea*, B. *Copaifera luetzelburgii*, C. *Lippia lasiocalycina* e D. *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Fusarium sacchari*.29
- Figura 6** Efeito dos óleos fixos de A. *Annona coriacea*, B. *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Fusarium sachari*. Teresina, PI – 2020.....29
- Figura 7** Efeito das diferentes doses dos óleos fixos de A. *Annona coriacea*, B. *Copaifera luetzelburgii*, C. *Lippia lasiocalycina* e D. *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Fusarium udum*.....30
- Figura 8** Efeito dos óleos fixos de A. *Annona coriacea*, B. *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Fusarium udum*. Teresina, PI – 202030
- Figura 9** Efeito das diferentes doses dos óleos fixos de A. *Annona coriacea*, B. *Copaifera luetzelburgii*, C. *Lippia lasiocalycina* e D. *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Thielaviopsis ethacetica*.31
- Figura 10** Efeito dos óleos fixos de A. *Annona coriacea*, B. *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Thielaviopsis ethacetica*. Teresina, PI – 202031
- Figura 11** Efeito das diferentes doses dos óleos fixos de A. *Annona coriacea*, B. *Copaifera luetzelburgii*, C. *Lippia lasiocalycina* e D. *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Lasiodiplodia theobromae*.....32
- Figura 12** Efeito dos óleos fixos de A. *Annona coriacea*, B. *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Lasiodiplodia theobromae*. Teresina, PI – 202032

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 Período de avaliação do crescimento fúngico de <i>Colletotrichum siamense</i> , <i>Colletotrichum truncatum</i> , <i>Fusarium sacchari</i> , <i>Fusarium udum</i> , <i>Thielaviopsis ethacetica</i> e <i>Lasiodiplodia theobromae</i> submetidos aos óleos fixos de <i>Annona coriacea</i> , <i>Copaifera luetzelburgii</i> , <i>Lippia lasiocalycina</i> e <i>Croton zehntneri</i> . Teresina, PI – 2020.	24
Tabela 2 Porcentagem de germinação (%G) e inibição de germinação (%IG) de conídios de <i>Colletotrichum siamense</i> submetidos aos óleos fixos <i>Annona coriacea</i> , <i>Copaifera luetzelburgii</i> , <i>Lippia lasiocalycina</i> e <i>Croton zehntneri</i> . Teresina, PI – 2020.....	35
Tabela 3 Porcentagem de germinação (%G) e inibição de germinação (%IG) de conídios de <i>Colletotrichum truncatum</i> submetidos aos óleos fixos <i>Annona coriacea</i> , <i>Copaifera luetzelburgii</i> , <i>Lippia lasiocalycina</i> e <i>Croton zehntneri</i> . Teresina, PI – 2020.....	36
Tabela 4 Porcentagem de germinação (%G) e inibição de germinação (%IG) de conídios de <i>Fusarium sacchari</i> submetidos aos óleos fixos <i>Annona coriacea</i> , <i>Copaifera luetzelburgii</i> , <i>Lippia lasiocalycina</i> e <i>Croton zehntneri</i> . Teresina, PI – 2020.....	36
Tabela 5 Porcentagem de germinação (%G) e inibição de germinação (%IG) de conídios de <i>Fusarium udum</i> submetidos aos óleos fixos <i>Annona coriacea</i> , <i>Copaifera luetzelburgii</i> , <i>Lippia lasiocalycina</i> e <i>Croton zehntneri</i> . Teresina, PI – 2020.....	36
Tabela 6 Porcentagem de germinação (%G) e inibição de germinação (%IG) de conídios de <i>Thielaviopsis ethacetica</i> submetidos aos óleos fixos <i>Annona coriacea</i> , <i>Copaifera luetzelburgii</i> , <i>Lippia lasiocalycina</i> e <i>Croton zehntneri</i> . Teresina, PI – 2020.....	37

SUMÁRIO

	RESUMO	vi
	ABSTRACT.....	vii
	LISTA DE FIGURAS	viii
	LISTA DE TABELAS	ix
1	INTRODUÇÃO	11
2	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	13
2.1	Doenças fúngicas em espécies vegetais.....	13
2.2	Controle de doenças de plantas.....	15
2.3	Uso de óleos fixos e essenciais no controle de doenças de plantas	18
3	MATERIAL E MÉTODOS	22
3.1	Isolados fúngicos	22
3.2	Obtenção dos óleos fixos	22
3.3	Avaliação do crescimento fúngico	23
3.4	Avaliação da germinação de conídios.....	24
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO	26
4.1	Avaliação do crescimento fúngico	26
4.2	Avaliação da germinação de conídios.....	34
5	CONCLUSÃO.....	39
	REFERÊNCIAS.....	40

1 INTRODUÇÃO

Em todo o mundo as produções agrícolas de diversas culturas enfrentam vários problemas ocasionados por agentes bióticos como vírus, bactérias, fungos, oomicetos, insetos etc. As doenças causadas por fungos fitopatogênicos, por exemplo, geram perdas econômicas afetando a produtividade e a qualidade dos produtos. Estas perdas são menores em países desenvolvidos e maiores em países subdesenvolvidos e em desenvolvimento, onde estima-se redução média de 30 a 40% de todas as culturas produzidas mundialmente e mais de 10% de perdas pós-colheita (FLOOD, 2010; BEBBER; GURR, 2015; BERGAMIN FILHO; AMORIM, 2018).

O controle de muitas doenças foliares é realizado através do uso de agrotóxicos. O uso correto destes produtos químicos resulta geralmente em controle efetivo, reduzindo as perdas de produtividade e, conseqüentemente, o aumento da produção agrícola e da oferta de alimentos. Apesar disso, o uso contínuo e desordenado destes produtos causa problemas ambientais como prejuízos sobre animais e seu hábitat natural, além de impactos no solo e na água (COOPER; DOBSON, 2007; LOPES; ALBUQUERQUE, 2018).

A respeito da saúde humana devem-se destacar os impactos relacionados à saúde tanto da população do campo quanto da cidade, pois os trabalhadores rurais podem se intoxicar diretamente com utilização dos produtos químicos e a população das cidades em geral se intoxica indiretamente através do consumo de alimentos contaminados por agrotóxicos. Isso ocasiona sérios problemas de saúde, pois acarreta problemas respiratórios, malformações congênitas, distúrbios neurológicos, aumento da incidência de cânceres como de mama, tireoide, leucemia, entre outros (CARNEIRO *et al.*, 2015; DUTRA; FERREIRA, 2017; DUTRA; SOUZA, 2017).

Diante disso, surgiu a necessidade de utilizar métodos alternativos que sejam eficazes no controle de patógenos causadores de doenças de plantas, e que não ofereçam riscos ao meio ambiente e à saúde humana. Neste sentido, a busca por extratos/óleos vegetais a serem utilizados no controle fitossanitário vêm sendo expandida. Esses compostos geralmente de origem vegetal destacam-se pela fácil utilização, baixo custo, baixa toxicidade e por minimizarem os problemas de toxidez apresentados pelos produtos químicos. Os óleos vegetais em geral demonstram eficiência, por sua ação fungitóxica, que inibe tanto o crescimento micelial, como a

germinação de esporos ou pela capacidade de induzir o acúmulo de metabólitos envolvidos na resistência das plantas, como as fitoalexinas (BASTOS; ALBUQUERQUE, 2004; DINIZ *et al.*, 2006; PEIXINHO; RIBEIRO; AMORIM, 2017).

Grande número de plantas apresenta propriedades antifúngicas, sendo uma boa alternativa a utilização de seus extratos ou óleos. O Brasil é um dos países com maior biodiversidade no mundo, possuindo uma flora diversificada com cerca de 55 mil espécies que correspondem a mais de 20% do total mundial. Além disso, o país engloba diversos biomas dentre os mais ricos em diversidade do planeta como a Floresta Amazônica, Cerrado e Mata Atlântica. Comparada a diversos países no mundo, a bioprospecção da flora brasileira ainda é pouco explorada. Estima-se que menos de 1% da flora brasileira foi pesquisada quimicamente (MING, 1996 apud PEREIRA *et al.*, 2009; MYERS *et al.*, 2000; VIEIRA; CAMILLO; CORADIN, 2016).

Desse modo, devido a crescente demanda por alimentos, e considerando o impacto que os patógenos podem causar na produção agrícola é importante levar-se em consideração o potencial do uso de extratos e óleos vegetais no controle de doenças de plantas. Assim, o presente trabalho tem por objetivo avaliar o efeito *in vitro* dos óleos fixos de *Annona coriacea*, *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial e germinação de conídios de *Colletotrichum siamense*, *Colletotrichum truncatum*, *Fusarium sacchari*, *Fusarium udum*, *Thielaviopsis ethacetica* e *Lasiodiplodia theobromae*. Os resultados obtidos poderão fornecer dados importantes para a elaboração de produtos que poderão ser utilizados de maneira integrada a outras técnicas de manejo de doenças.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Doenças fúngicas em espécies vegetais

As perdas significativas na produção agrícola em diversas culturas economicamente importantes estão associadas às doenças de plantas, representando um problema tanto para pequenos como grandes produtores em todo o mundo.

Os agentes fitopatogênicos incluem vírus, bactérias, nematoides, fungos, oomicetos entre outros. Dentre esses patógenos os fungos estão entre os agentes causais de doenças de plantas mais importantes (MASSOLA JÚNIOR, 2018), pois afetam diversas culturas e são mais amplamente dispersos provocando perdas na agricultura mundial (BEBBER; GURR, 2015). A ação humana vem modificando os ambientes naturais, além de contribuir na dispersão das doenças fúngicas. Isso aumenta as oportunidades de evolução desses patógenos constituindo uma ameaça às espécies vegetais, o que pode representar risco para a segurança alimentar (FISHER *et al.*, 2012).

Grandes perdas na produção de alimentos e nas atividades agrícolas são ocasionadas por doenças fúngicas (SAVARY *et al.*, 2012). Todos os anos, até 40% das culturas alimentares globais são perdidas para pragas e doenças, levando a perdas anuais de mais de US\$ 220 bilhões no comércio agrícola, sendo um dos motivos que contribuem para ocasionar a fome de milhões de pessoas, principalmente em países subdesenvolvidos, além de prejudicar a agricultura (FAO, 2020).

Entre os fungos fitopatogênicos de importância econômica na agricultura podemos destacar alguns gêneros como *Colletotrichum*, *Fusarium*, *Thielaviopsis* e *Lasiodiplodia*. Estes gêneros possuem espécies responsáveis por diversas doenças em todas as etapas da produção agrícola.

O gênero *Colletotrichum* destaca-se pela elevada gama de hospedeiros vegetais economicamente importantes em todo o mundo e por apresentar vários estilos de vida como saprófitas, endófitos, epífitas (HYDE *et al.*, 2014; JAYAWARDENA *et al.*, 2016). Por sua ampla capacidade adaptativa a condições ambientais, praticamente todas as plantas cultivadas mundialmente são suscetíveis a uma ou mais espécies deste gênero (CANNON *et al.*, 2012). Assim, é importante

ressaltar que uma espécie pode causar doença em vários hospedeiros, como também, um único hospedeiro pode ser infectado por várias espécies de *Colletotrichum*, as quais induzem sintomas de antracnose. Também inclui importantes fitopatógenos de regiões tropicais e subtropicais (SHARMA; KULSHRESTHA, 2015).

A espécie *Colletotrichum siamense* Prihastuti, L. Cai & K.D. Hyde, foi relatada ocasionando antracnose em vários hospedeiros como em folhas e frutos de cafeeiro (CAO *et al.*, 2019), frutos de pimentão (DE SILVA *et al.*, 2019), frutos de pimenta (SHARMA; SHENOY, 2013) e frutos de morango (CAPOBIANGO *et al.*, 2016). Também foi identificada causando podridão amarga em frutos de maçã (ABID *et al.*, 2019). Ocasionalmente antracnose frequentemente em frutas tropicais (UDAYANGA *et al.*, 2013), como em frutos de manga (LIMA *et al.*, 2013), em folhas de gravioleira e fruta-do-conde (COSTA *et al.*, 2019a) e folhas de bananeira (KUMAR *et al.*, 2017).

Colletotrichum truncatum (Schwein) Andrus & W.D. Moore é relatado como importante patógeno responsável por causar doenças severas em solanáceas e leguminosas, além de reduzir a viabilidade e germinação de sementes (BEGUM *et al.*, 2008). Esta espécie já foi descrita causando antracnose em frutos de mamão (VIERIA *et al.*, 2020), brotações de videira (SANTOS *et al.*, 2017), folhas, pecíolos e caules de mandioca (SANGPUEAK *et al.*, 2017) e folhas, ramos e vagens de feijão-fava (CAVALCANTE *et al.*, 2019).

Fusarium é considerado um dos gêneros mais destrutivos e ricos em número de espécies de patógenos vegetais do mundo (AOKI *et al.*, 2014). Esse gênero causa uma grande variedade de doenças em ampla gama de hospedeiros de importância econômica, pode produzir micotoxinas e também infectar seres humanos (NUCCI *et al.*, 2013; TUPAKI-SREEPURNA *et al.*, 2016). A contaminação dos alimentos e produtos animais por micotoxinas tornam a comercialização inviável ocasionando perdas econômicas, além de gerar impactos na saúde de seres humanos e animais, devido ao consumo de micotoxinas (MUNKVOLD, 2016). Esses fungos ocorrem em ecossistemas em todas as regiões do globo (SUMMERELL *et al.*, 2010).

Fusarium sacchari (E.J. Butler) W. Gams é agente causal da doença denominada podridão do colmo na cana-de-açúcar (COSTA *et al.*, 2019b). Também causa doença em abacaxi (IBRAHIM *et al.*, 2017), arroz selvagem (PETROVIC *et al.*, 2013), milho (DUAN *et al.*, 2019) e sorgo (MOHAMED NOR *et al.*, 2019). Além disso,

já foi descrito causando a doença malformação da mangueira, podendo reduzir em até 80% a produção de frutos em plantas infectadas (DOS ANJOS; CHARCHAR, 2007). Outra espécie de *Fusarium* denominada *F. udum* E.J. Butler já foi encontrada em associação com doenças de culturas produtoras de fibras como linho e juta (CHENG *et al.*, 2020), feijão guandu (PFENNING *et al.*, 2018) e crotalária (WANG *et al.*, 2018).

O gênero *Thielaviopsis* abrange fungos causadores de podridão preta de raízes em diversas espécies vegetais importantes como cana-de açúcar, abacaxi, coco, alface, cenoura, dendê e cacau (ABBAS, 2007; PEREG, 2013; WIJERATNAM *et al.*, 2005). Fungos deste gênero geralmente são saprófitos, patógenos de solo e cosmopolitas. A espécie *Thielaviopsis ethacetica* Went foi identificada como o agente etiológico da doença podridão abacaxi da cana-de-açúcar (BORGES *et al.*, 2019).

O gênero *Lasiodiplodia* inclui fungos saprófitas, parasitas em várias espécies vegetais que estão em todas as regiões geográficas do mundo, exceto nos pólos (DISSANAYAKE *et al.*, 2016; PHILIPS *et al.*, 2013). A espécie *Lasiodiplodia theobromae* (Patouillard) Griffon & Maublanc é considerada um importante fitopatógeno por possuir características cosmopolitas, podendo estar presente em regiões tropicais e subtropicais, por ser polífago, oportunista, e capaz de sobreviver em tecidos vegetais vivos ou mortos (OLIVEIRA *et al.*, 2013). Há relatos desse fungo causando diversas doenças em cajueiro (MUNIZ *et al.*, 2011), cacauzeiro (ALVINDIA; GALLEMA, 2017), citros (BAUTISTA-CRUZ, 2019), frutos de mamão (PEREIRA *et al.*, 2012) e frutos de manga (LINS *et al.*, 2011).

2.2 Controle de doenças de plantas

A produção agrícola registra perdas anualmente em todo o mundo por problemas fitossanitários. Assim, pode-se notar a importância do controle das doenças de plantas, pois sem isso as doenças de plantas poderiam ocasionar prejuízos ainda maiores na exploração agrícola de diversas espécies vegetais de interesse econômico, gerando problemas sociais catastróficos como no passado (BERGAMIN FILHO; AMORIM, 2018).

O controle químico de doenças de plantas sem dúvidas é um dos métodos mais importantes de manejo de doenças, pois além de ser eficiente é

economicamente viável, e garante alta produtividade desejada pela agricultura moderna. Muitos fatores têm contribuído para o uso contínuo de agrotóxicos, aumentando seu mercado, entre eles destaca-se aumento da população mundial que exige maior produção e variedade de alimentos; maior rendimento produtivo das culturas e retorno financeiro ao produtor (SILVA JÚNIOR; BEHLAU, 2018).

O uso de agrotóxicos é adotado tanto em países desenvolvidos como em países em desenvolvimento. Na última década ocorreu uma expansão de cerca de 190% no mercado brasileiro de agrotóxicos. No mesmo período, o mercado global de agrotóxicos aumentou 93%. Isso colocou o Brasil como um dos principais consumidores no ranking mundial de consumo de agrotóxicos (RIGOTTO *et al.*, 2014). Os fungicidas representaram cerca de 33% do total de 9,6 bilhões de dólares comercializados com agrotóxicos no Brasil (SILVA JÚNIOR; BEHLAU, 2018).

Embora seja um dos principais métodos de controle das doenças de plantas, a alta toxicidade aliada ao uso, quantidade e frequência inadequada ocasiona sérios impactos ambientais, econômicos e na saúde. Uma das consequências é a contaminação de espécies animais, vegetais e o homem (PASIANI *et al.*, 2012) podendo até causar a morte do indivíduo por intoxicação (SANTANA *et al.*, 2013). Outro efeito do uso inadequado de produtos químicos é a possibilidade de seleção de patógenos resistentes aos fungicidas, que pode levar, por consequência, à falha no controle (BEBBER; GURR, 2015).

O uso correto aliado à associação de fungicidas ou uso alternado desses produtos pode auxiliar na redução do risco de surgimento de patógenos resistentes aos fungicidas, além de aumentar a eficiência do controle de doenças fúngicas de parte aérea, como no controle da antracnose da soja (PESQUEIRA; BACCHI; GAVASSONI, 2016).

Seguindo o objetivo de redução nos impactos ambientais causados pelo uso excessivo de agrotóxicos e visando a melhoria na qualidade de vida dos produtores e consumidores, vários métodos de controle alternativo de doenças de plantas vêm sendo desenvolvidos. A escassez de produtos menos tóxicos impede a conquista de novos mercados, o que motiva a busca por práticas alternativas no controle de fitopatógenos. As mudanças nos métodos de controle químico contribuirão para a segurança alimentar e a transição do sistema de produção atual para uma agricultura sustentável (EMBRAPA, 2018).

Em um mundo em constante expansão demográfica, com diminuição das áreas agricultáveis e a procura pela maior eficiência produtiva, torna-se necessário a adoção de medidas de manejo menos danosas ao ambiente. Nesse contexto, uma boa opção é o uso do manejo integrado de doenças (MID), pois visa à otimização econômica do controle de doenças através do uso de técnicas disponíveis que mantenham a população de organismos nocivos abaixo do limiar de dano econômico, sem prejudicar as plantas, os animais, o homem e o meio ambiente (BERGAMIN FILHO; AMORIM, 2018). Assim, pode-se destacar diferentes técnicas de MID, como controle cultural, físico, genético e biológico incluindo o uso de extratos ou óleos extraídos de plantas.

O controle biológico de doenças de plantas consiste basicamente na utilização de microrganismos não patogênicos ou de seus metabólitos que possam atuar no controle da população daqueles microrganismos considerados patogênicos e danosos às lavouras (MEDEIROS; SILVA; PASCHOLATI, 2018).

A utilização de produtos químicos no controle de doenças de plantas supera o uso de produtos biológicos. No Brasil, existem 550 produtos químicos registrados para o controle de doenças fúngicas e apenas 32 produtos formulados de fungicidas microbiológicos (AGROFIT, 2020). Entre alguns produtos registrados pode-se citar: Serenade[®] (*Bacillus subtilis*), Natucontrol[®] (*Trichoderma harzianum*), Timorex Gold[®] (extrato vegetal de *Mameluca alternifolia*), Ecoshot[®] (*Bacillus amyloliquefaciens*), Sonata[®] (*Bacillus pumulis*), Regalia Maxx[®] (extrato vegetal de *Reynoutria sachalinensis*) os quais são biofungicidas indicados para o controle de algumas espécies de *Fusarium*, *Thielaviopsis* e *Colletotrichum* (ABCBio, 2020).

O mercado global de bio defensivos foi estimado em US\$ 2,5 bilhões, sendo a Europa a maior representante nessa comercialização com cerca de 30%. O mercado brasileiro, nos últimos cinco anos, vem ganhando destaque na quantidade de indústrias de bio defensivos tanto quanto no número de registros de produtos (BORSARI; CLAUDINO, 2019).

Alguns métodos de controle utilizam isolados de *Trichoderma* spp. são usados no biocontrole da murcha do melão causada por *Fusarium* (GAVA; PINTO, 2016), bem como no controle de antracnose pós-colheita causada por *Colletotrichum* em mamão (VALENZUELA *et al.*, 2015). Leveduras podem ser usadas no controle de podridões pós-colheita causadas por *L. theobromae* e antracnose causada por *Colletotrichum* em manga (KONSUE; DETHOUP; LIMTONG, 2020).

2.3 Uso de óleos fixos e essenciais no controle de doenças de plantas

Os óleos fixos são substâncias insolúveis em água (hidrofóbicas) e solúveis em substâncias orgânicas apolares, formadas predominantemente por triglicerídeos (MORETTO; FETT, 1998) que em condições ambientais de pressão e temperatura se apresentam como substâncias líquidas viscosas. Os óleos fixos são quimicamente diferentes dos óleos essenciais, pois os essenciais apesar de possuírem aparência oleosa à temperatura ambiente são voláteis e solúveis em vapor d'água (SIMÕES; SPITZER, 2007).

Estes óleos são misturas complexas, podendo ser obtidos a partir de sementes, casca do caule e polpa de frutos de vegetais (MORETTO; FETT, 1998; MOYNA; HEINZEN, 2007). Os óleos fixos vegetais representam um dos principais produtos extraídos de plantas, sendo que aproximadamente 2/3 são usados em produtos alimentícios, fazendo assim parte integrante da dieta humana (FOOD INGREDIENTS BRAZIL, 2014).

Já os óleos essenciais são compostos naturais voláteis, apresentam complexa composição química, formados a partir do metabolismo secundário de plantas aromáticas (BAKKALI *et al.*, 2008). Apresenta aparência oleosa à temperatura ambiente, aroma agradável e intenso, solúveis em solventes orgânicos e coloração ligeiramente amarela ou incolor (LUPE, 2007). A concentração desses óleos nas plantas é baixa, porém são constituídos de dezenas ou centenas de componentes (GONÇALVES; GUAZZELLI, 2014).

Esses óleos estão presentes em diversas partes das plantas e em sua maioria são constituídos por misturas de mono e sesquiterpenos, sendo estes compostos geralmente responsáveis pelos odores e/ou sabores característicos das plantas das quais são obtidos (ISMAN; MACHIAL, 2006), podendo contribuir também para funções específicas, incluindo a defesa contra patógenos (BITU *et al.*, 2014).

Vários óleos essenciais têm indicado efeito potencial no controle de fungos fitopatogênicos, apresentando ação direta na inibição do crescimento micelial, germinação de esporos e na indução de fitoalexinas (OOTANI *et al.*, 2013). Além disso, apresentam baixa toxicidade e rápida degradação e sua aplicação é menos prejudicial à saúde humana e ao meio ambiente (SILVA *et al.* 2014).

Ambos os óleos, fixo e essencial, podem ser extraídos de diferentes partes das plantas, como sementes, frutos, caule, folhas, flores e até raízes. Apesar da potencialidade desses óleos, os essenciais sem dúvidas são mais amplamente difundidos e utilizados quando comparados aos óleos fixos.

Os óleos vegetais são extraídos das mais diversas espécies de famílias de plantas, e já foram avaliados em relação a sua atividade sobre diversos organismos como, por exemplo, os microrganismos. Dentre essas famílias de plantas, as Annonaceae se caracterizam pela presença de alcaloides, flavonoides e terpenoides, principalmente diterpenos (SILVA *et al.*, 2009). Esta família destaca-se pela presença de metabólitos secundários denominados de acetogeninas, estes compostos apresentam ampla atividade biológica (MATSUMOTO *et al.*, 2010), como antimicrobiana, antiparasitária, pesticida, citotóxica e imunossupressora (LIMA; PIMENTA; BOAVENTURA, 2010).

A família Annonaceae compreende cerca de 109 gêneros e 2.440 espécies descritas (CHATROU *et al.*, 2012), sendo a maioria nativa de regiões tropicais ou subtropicais (ALMEIDA *et al.*, 2012). No Brasil já foram registradas em torno de 30 gêneros, abrangendo aproximadamente 381 espécies (MAAS; LOBÃO; RAINER, 2020) distribuídas principalmente na Amazônia, Mata Atlântica e no Cerrado (LOPES; MELLO-SILVA, 2014). Os representantes desta família são plantas lenhosas de porte arbóreo ou arbustivo, onde algumas espécies são capazes de produzir frutos comestíveis e outras têm a finalidade medicinal ou cosmética (ALMEIDA; OLIVEIRA JÚNIOR; OLIVEIRA 2015).

Dentre as anonáceas de interesse econômico cultivadas no Brasil destacam-se as espécies do gênero *Annona*, conhecidas popularmente como pinha, ata, graviola, atemóia, condessa, fruta-do-conde, cherimóia e araticum (OLIVEIRA JÚNIOR *et al.*, 2014). Alguns produtos, como extratos e óleos, derivados de várias espécies desse gênero possuem potencial atividade antimicrobiana (COSTA *et al.*, 2013), inseticida (KRINSKI; MASSAROLI; MACHADO, 2014), anti-inflamatória (SIEBRA *et al.*, 2009), sedativa e antidepressiva (DINIZ *et al.*, 2013).

Outra família importante é a Fabaceae, que engloba em torno de 727 gêneros e 19.325 espécies descritas (LEWIS *et al.*, 2005). Apresenta plantas de diversos hábitos, compreendendo desde grandes árvores a arbustos, subarbustos, ervas anuais ou perenes e também trepadeiras. Podem viver nos mais variados ambientes e estão espalhadas em regiões tropicais e subtropicais (MORA; ROJAS, 2010). No

Brasil, foram registradas 2.807 espécies e 222 gêneros, sendo abundantes em quase todos os seus biomas e ecossistemas (LIMA *et al.*, 2020).

Dentre as várias espécies de plantas dessa família que apresentam compostos bioativos e potencial farmacêutico, destacam-se as espécies do gênero *Copaifera*. Esse gênero possui 72 espécies distribuídas em regiões tropicais da América Latina que se estende do México ao norte da Argentina e em regiões tropicais da África Ocidental (VEIGA JÚNIOR; PINTO; MACIEL, 2005).

As espécies deste gênero são conhecidas popularmente no Brasil como copaíba, copaibeira, pau-óleo. Podem ser arbustos ou árvores que chegam a atingir cerca de 40 m de altura e fornecem madeira e óleo-resina, que é empregado na medicina popular como antiinflamatório e antibactericida (LEANDRO *et al.*, 2012). Quimicamente o óleo-resina é definido por duas classes de metabólitos secundários, os sesquiterpenos que compõe a fração volátil, e os diterpenos compondo a fração fixa (CASCON; GILBERT, 2000; SOUZA *et al.*, 2011). Esse óleo, em diversas pesquisas, já demonstrou possuir propriedades anti-inflamatórias (VEIGA JÚNIOR, 2007), cicatrizantes (DIAS-DA-SILVA, 2013), analgésicas (CARVALHO *et al.*, 2005), antibacterianas (PIERI *et al.*, 2012), antifúngicas (DEUS; ALVES; ARRUDA, 2011) e antitumorais (LIMA *et al.*, 2003).

A família Verbenaceae também demonstra relativa importância neste contexto, pois espécies desta família demonstram grande potencial como fonte de compostos bioativos. Esta família compreende cerca de 98 gêneros e 2614 espécies no mundo espécies em diferentes hábitos como ervas perenes, arbustos e subarbustos, sendo encontradas em regiões tropicais e subtropicais. No Brasil, existem 16 gêneros distribuídos em 286 espécies presentes na Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, Pampa e Pantanal (SOUZA; LORENZI, 2012; SALIMENA *et al.*, 2015).

Dentre os gêneros que se destacam nessa família *Lippia* é importante pelo seu potencial fitoquímico e pelo uso medicinal (SANTOS *et al.*, 2015). Este gênero inclui em torno de 200 espécies de ervas, arbustos e árvores de pequeno porte distribuídas na América Central, regiões tropicais da América do Norte, América do Sul, África e Austrália (PASCUAL *et al.*, 2001; GOMES; NOGUEIRA; MORAES, 2011).

Extratos e óleos essenciais obtidos de *Lippia* spp. vêm sendo testados devido ao potencial dos princípios bioativos. Na medicina popular, espécies dessas plantas têm sido usadas no tratamento de resfriados, bronquite e tosse (GOMES;

NOGUEIRA; MORAES, 2011). Produtos derivados de *Lippia* spp. podem ser utilizados contra fitopatógenos (CAVALCANTI *et al.*, 2010; PORTILLO-RUIZ *et al.*, 2012; CARVALHO; LARANJEIRA; CARVALHO FILHO, 2013), e insetos (KHANI; BASAVAND; RAKHSHANI, 2012).

Por fim, a família Euphorbiaceae que possui cerca de aproximadamente 300 gêneros e 7600 espécies, distribuídas em toda superfície terrestre principalmente nas regiões tropicais, possuem hábito heterogêneo, incluindo árvores, arbustos, ervas e trepadeiras (COSTA *et al.*, 2008). O gênero *Croton* pertencente a essa família, possui potencial econômico devido seus óleos essenciais possuírem constituintes como terpenoides, flavonoides e alcaloides. Algumas espécies com propriedades terapêuticas já comprovadas são utilizadas na medicina popular (SANTOS; SCHRIPEMA; KUSTER 2005; PALMEIRA JÚNIOR *et al.*, 2006; SOUZA *et al.*, 2006; PERAZZO *et al.*, 2007; TORRICO *et al.*, 2007; ROCHA *et al.*, 2008).

Espécies do gênero *Croton* têm demonstrado atividade antimicrobiana. Por exemplo, óleos essenciais de espécies desse gênero foram eficientes no controle de dermatofitoses em humanos (FONTENELLE *et al.*, 2008). O extrato oleoso e hexano de *C. sonderianus* também demonstrou atividade biológica em ensaios antimicrobianos contra bactérias, leveduras e fungos patógenos de plantas (MCCHESENEY; CLARK; SILVEIRA, 1991).

Assim, mesmo com o evidente potencial das famílias de plantas e seus gêneros na produção de óleos que possuam atividade antimicrobiana e os benefícios do uso destes produtos no controle de doenças de plantas como alternativa viável aos agrotóxicos, ainda são escassos os estudos sobre os óleos fixos no controle de fungos fitopatogênicos, principalmente das espécies *Annona coriacea*, *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri*.

Diante do exposto, os objetivos deste estudo foram avaliar o efeito *in vitro* dos óleos fixos de *Annona coriacea*, *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial e germinação de conídios de *Colletotrichum siamense*, *Colletotrichum truncatum*, *Fusarium sacchari*, *Fusarium udum*, *Thielaviopsis ethacetica* e *Lasiodiplodia theobromae*.

3 MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi desenvolvido no Laboratório de Fitopatologia e Microbiologia (LAFITO) do Departamento de Fitotecnia, do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Piauí (UFPI), na cidade de Teresina, Piauí.

3.1 Isolados fúngicos

Foram utilizados seis isolados pertencentes à coleção de fungos fitopatogênicos do LAFITO, os quais foram previamente identificados por filogenia concatenada da região ITS (do inglês: Internal Transcribed Sequence) e de genes *housekeeping*. Os isolados fúngicos utilizados foram: *Colletotrichum siamense* (COUFPI 233) isolado de caule de *Spigelia anthelmia*; *Colletotrichum truncatum* (COUFPI 227) isolado de caule de *Vigna unguiculata*; *Fusarium sacchari* (COUFPI 72) isolado de folha de *Saccharum* sp.; *Fusarium udum* (COUFPI 34) isolado de raiz de *Crotalaria* sp.; *Thielaviopsis ethacetica* (COUFPI 1) isolado de fruto de *Ananas comosus* e *Lasiodiplodia theobromae* (COUFPI 264) isolado de fruto de *Attalea speciosa*. Todos os isolados foram cultivados em meio de cultura Batata-Dextrose-Ágar (BDA), mantidos a 28 ± 2 °C em estufa incubadora, com fotoperíodo de 12 h até a realização do experimento.

3.2 Obtenção dos óleos fixos

Foram utilizados quatro óleos fixos obtidos de plantas conhecidas popularmente como: araticum do mato (*Annona coriacea*) da família Annonaceae; copaíba (*Copaifera luetzelburgii*) da família Fabaceae; alecrim do mato (*Lippia lasiocalycina*) da família Verbenaceae e canelinha (*Croton zehntneri*) da família Euphorbiaceae. O primeiro óleo foi disponibilizado pela Coordenação do Laboratório de Inovação Tecnológica e Empreendedorismo - Medicamentos e Correlatos (LITE), e os demais óleos foram disponibilizados pela Coordenação do Laboratório de Geoquímica Orgânica (LAGO) da UFPI.

3.3 Avaliação do crescimento fúngico

O óleo de *A. coriacea* foi disponibilizado em pequena quantidade e na forma líquida a temperatura ambiente. As doses utilizadas para esse óleo foram 0.5, 1.0, 2.0 e 3.0 $\mu\text{L mL}^{-1}$. Esse óleo foi previamente solubilizado em dimetilsulfóxido (DMSO) a 1% e homogeneizado em meio de cultura BDA (ALVES *et al.*, 2018). Já os óleos de *C. luetzelburgii*, *L. lasiocalycina* e *C. zehntneri* foram disponibilizados na forma sólida a temperatura ambiente e precisaram ser previamente solubilizados em etanol P.A. e homogeneizados com auxílio de agitador vórtex. Em seguida, esses óleos foram filtrados com filtro para seringa membrana PES 0,22 μm e armazenados em tubos cônicos de polipropileno de 15 mL estéreis até a realização do experimento. Para esses óleos foram utilizadas as doses 2, 20, 200 e 2000 $\mu\text{g mL}^{-1}$.

Todos os óleos foram adicionados ao meio de cultura BDA fundido a temperatura máxima de 45 °C, contendo o antibiótico estreptomicina na concentração de 0,2 g L^{-1} , e depois vertido em placas de Petri estéreis de 90 mm de diâmetro. Cada placa foi inoculada, no centro, com um disco de 5 mm de diâmetro, contendo micélio de culturas puras dos isolados fúngicos. As placas foram mantidas a 28 ± 2 °C com fotoperíodo de 12 h em estufa incubadora. O controle foi composto por placas de Petri de 90 mm de diâmetro contendo apenas meio de cultura BDA adicionadas do antibiótico, e inoculadas com um disco fúngico de 5 mm no centro (CARVALHO *et al.*, 2013; CRUZ *et al.*, 2018).

As avaliações foram realizadas diariamente no mesmo horário, iniciadas 24 horas após o início da incubação. O crescimento micelial foi medido usando uma régua milimetrada, onde foram medidos os diâmetros das colônias no eixo ortogonal (média de duas medidas diametralmente opostas), até que o tratamento controle atingisse o diâmetro total da placa de Petri (CRUZ *et al.*, 2018), podendo variar a quantidade de dias de avaliações dependendo do fungo (Tabela 1).

Após as avaliações foi calculada a porcentagem de inibição do crescimento micelial (PICM) comparada à amostra controle, sem adição de óleo, utilizando a seguinte fórmula (GARCIA *et al.*, 2012):

$$PICM = \left(\frac{\text{diâmetro do tratamento controle} - \text{diâmetro do tratamento}}{\text{diâmetro do tratamento controle}} \right) \times 100 \quad (1)$$

Esse experimento foi dividido em quatro etapas, onde foi avaliado um óleo contra todos os fungos a cada etapa. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado (DIC) com esquema fatorial envolvendo 1 óleo x 4 doses x 6 fungos + 1 controle, com cinco repetições. Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância com teste “F” e análise de regressão quando significativo, avaliando-se linha de tendência e “R²”. A análise de dados foi realizada utilizando o software R v. 3.5.1.

Tabela 1 Período de avaliação do crescimento fúngico de *Colletotrichum siamense*, *Colletotrichum truncatum*, *Fusarium sacchari*, *Fusarium udum*, *Thielaviopsis ethacetica* e *Lasiodiplodia theobromae* submetidos aos óleos fixos de *Annona coriacea*, *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri*. Teresina, PI – 2020.

	<i>Annona coriacea</i>	<i>Copaifera luetzelburgii</i>	<i>Lippia lasiocalycina</i>	<i>Croton zehntneri</i>
<i>Colletotrichum siamense</i>	9 dias	7 dias	8 dias	8 dias
<i>Colletotrichum truncatum</i>	9 dias	9 dias	9 dias	9 dias
<i>Fusarium sacchari</i>	8 dias	10 dias	8 dias	8 dias
<i>Fusarium udum</i>	12 dias	12 dias	12 dias	12 dias
<i>Thielaviopsis ethacetica</i>	5 dias	5 dias	6 dias	7 dias
<i>Lasiodiplodia theobromae</i>	3 dias	3 dias	3 dias	3 dias

3.4 Avaliação da germinação de conídios

Para a realização desse experimento os fungos foram repicados em novas placas de Petri contendo meio de cultura BDA e mantidos a 28 ± 2 °C em estufa incubadora, com fotoperíodo de 12 h até a produção de conídios. Apenas o isolado de *L. theobromae* não produziu conídios, assim não foi possível realizar sua avaliação.

Foi avaliado o efeito inibitório dos quatro óleos na germinação de conídios de *C. siamense*, *C. truncatum*, *F. sacchari*, *F. udum* e *T. ethacetica*. Os conídios desses fungos foram obtidos a partir de placas contendo culturas puras. Foram utilizadas lâminas escavadas, as quais foram depositadas em placas de Petri contendo papel de filtro umedecido com A.D.E. (SILVA; BASTOS, 2007).

Nos poços das lâminas escavadas foram depositadas alíquotas de 50 µL de cada óleo nas concentrações citadas anteriormente e, em seguida, foi adicionado 50 µL da suspensão ($2,5 \times 10^5$ conídios mL⁻¹). Foram utilizados dois controles, sendo o primeiro controle negativo contendo 50 µL de A.D.E. + 50 µL de suspensão de conídios e o segundo controle positivo composto por 50 µL do fungicida Carbendazim 500 SC (concentração indicada pelo fabricante) + 50 µL de suspensão de conídios. As lâminas foram acondicionadas em placas de Petri e foram incubadas durante 24 horas a 28 ± 2 °C, com fotoperíodo de 12 horas (CARVALHO *et al.*, 2011).

Após 24 h foi realizada a verificação da germinação com auxílio de microscópio ótico, e a paralisação da germinação foi feita com a adição de 10 µL de solução de lactofenol de Amann com azul de algodão por poço. Foram contados aleatoriamente os conídios germinados ou não, sendo considerados germinados os conídios que apresentaram emissão de tubo germinativo, independentemente do comprimento, totalizando 100 conídios por repetição (BASTOS, 2007; OLIVEIRA *et al.*, 2017).

Após a contagem foi verificada a porcentagem de conídios germinados e, com base nos dados obtidos, foi calculada a porcentagem de inibição da germinação dos tratamentos com base na porcentagem de inibição da germinação do controle negativo por meio da fórmula (CRUZ *et al.*, 2018):

$$PIG = \frac{(Germinação\ da\ testemunha - Germinação\ do\ tratamento)}{Germinação\ da\ testemunha} \times 100 \quad (2)$$

Esse experimento foi dividido em cinco etapas, onde cada fungo que produziu conídios foi avaliado contra todos os óleos fixos a cada etapa. O delineamento experimental utilizado nesse experimento foi inteiramente casualizado (DIC) em esquema fatorial envolvendo 1 fungo x 4 óleos x 4 doses + 1 controle negativo e 1 controle positivo, com três repetições (sendo cada repetição representada por 1 poço da placa). Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância com teste “F” e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey ao nível de 5% de significância, utilizando o software R v. 3.5.1.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Avaliação do crescimento fúngico

O crescimento micelial dos fungos *C. siamense*, *C. truncatum*, *F. sacchari*, *F. udum*, *T. ethacetica* e *L. theobromae* tratados com os óleos fixos de *A. coriacea*, *C. luetzelburgii*, *L. lasiocalycina* e *C. zehntneri* pode ser observado nas figuras 1, 3, 5, 7, 9 e 11, respectivamente.

O óleo de *A. coriacea* inibiu o crescimento micelial de *C. siamense* em apenas 25,44% (Figura 2A), enquanto os óleos de *C. luetzelburgii*, *L. lasiocalycina* e *C. zehntneri* controlaram o crescimento micelial desse fungo em taxas de 65,44%, 65,11% e 52,88%, respectivamente, na maior dose (Figura 2B).

O crescimento de *C. truncatum* foi inibido na maior dose de todos os óleos, com PICM entre 38,77% e 43,88% (Figura 4). Apenas o óleo de *A. coriacea* conseguiu inibir o crescimento desse isolado em 16,33%, 18,11% e 20,22% nas doses 0,5, 1,0 e 2,0 $\mu\text{L mL}^{-1}$ respectivamente (Figura 4A). Já os óleos de *C. luetzelburgii*, *L. lasiocalycina* e *C. zehntneri* inibiram o crescimento desse fungo em taxas abaixo de 10% nas três primeiras doses (Figura 4B).

Para *F. sacchari* o óleo de *A. coriacea* não foi eficiente, nas doses utilizadas, na inibição do crescimento micelial, alcançando 8% de inibição na maior dose (Figura 6A). Nos demais óleos, a inibição do crescimento foi de 34% (Figura 6B).

A inibição do crescimento micelial de *F. udum*, na maior dose, foi de apenas 39,44% para o óleo de *A. coriacea* (Figura 8A), 49,55% para *C. luetzelburgii*, 46,44% para *L. lasiocalycina* e 41,33% para *C. zehntneri* (Figura 8B).

Thielaviopsis ethacetica teve somente 36,22% quando tratado com o óleo de *A. coriacea* (Figura 10A), mas obteve maiores taxas de inibição quando tratado com os demais óleos, sendo 100% de PICM com o óleo de *L. lasiocalycina*, 87,33% com *C. zehntneri* e 72,44% com *C. luetzelburgii* (Figura 10B).

Quando tratado com óleo de *A. coriacea* a inibição de *L. theobromae* não ultrapassou 13,44% na maior dose (Figura 12A). Mas quando tratado com o óleo de *L. lasiocalycina* obteve PICM de 86,11%, seguido dos óleos de *C. zehntneri* (66,55%) e *C. luetzelburgii* (45,44%) (Figura 12B). Em todos os óleos a maior concentração (3 $\mu\text{L mL}^{-1}$ para o óleo de *A. coriacea* e 2000 $\mu\text{g mL}^{-1}$ para os demais óleos) foi aquela que exerceu maior PICM dos fungos.

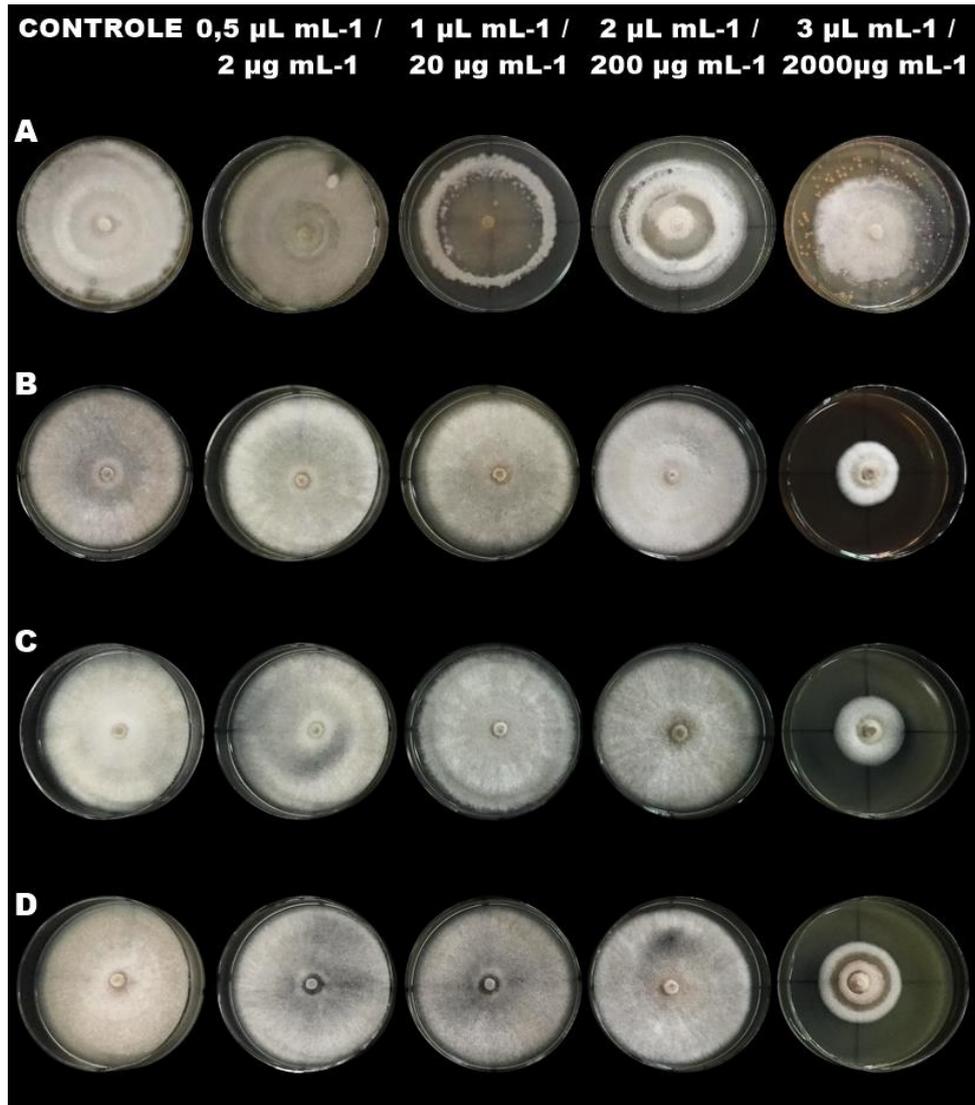


Figura 1 Efeito das diferentes doses dos óleos fixos de **A.** *Annona coriacea*, **B.** *Copaifera luetzelburgii*, **C.** *Lippia lasiocalycina* e **D.** *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Colletotrichum siamense*.

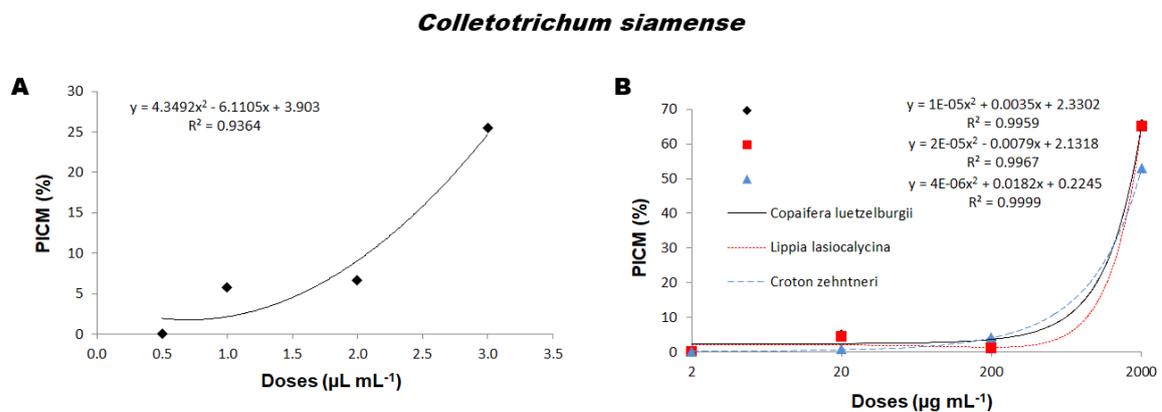


Figura 2 Efeito dos óleos fixos de **A.** *Annona coriacea*, **B.** *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Colletotrichum siamense*. Teresina, PI – 2020

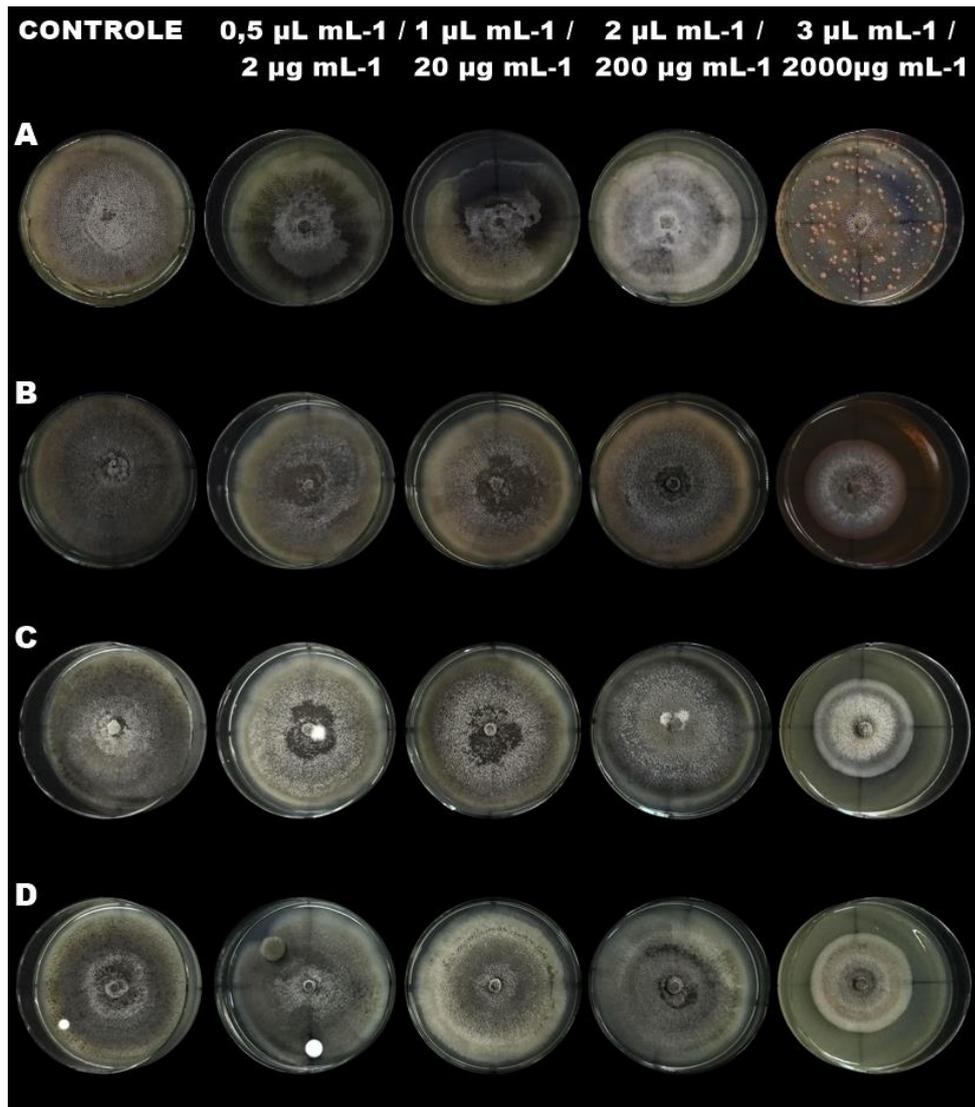


Figura 3 Efeito das diferentes doses dos óleos fixos de **A.** *Annona coriacea*, **B.** *Copaifera luetzelburgii*, **C.** *Lippia lasiocalycina* e **D.** *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Colletotrichum truncatum*.

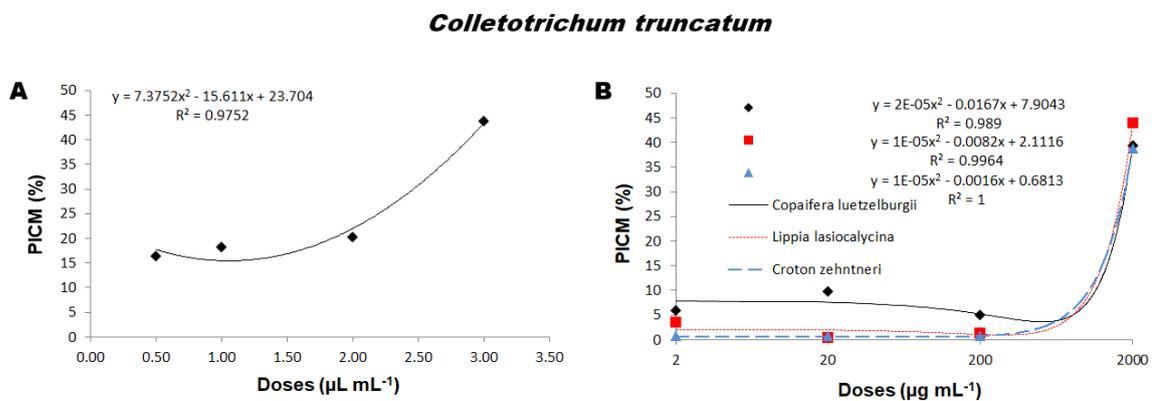


Figura 4 Efeito dos óleos fixos de **A.** *Annona coriacea*, **B.** *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Colletotrichum truncatum*. Teresina, PI – 2020

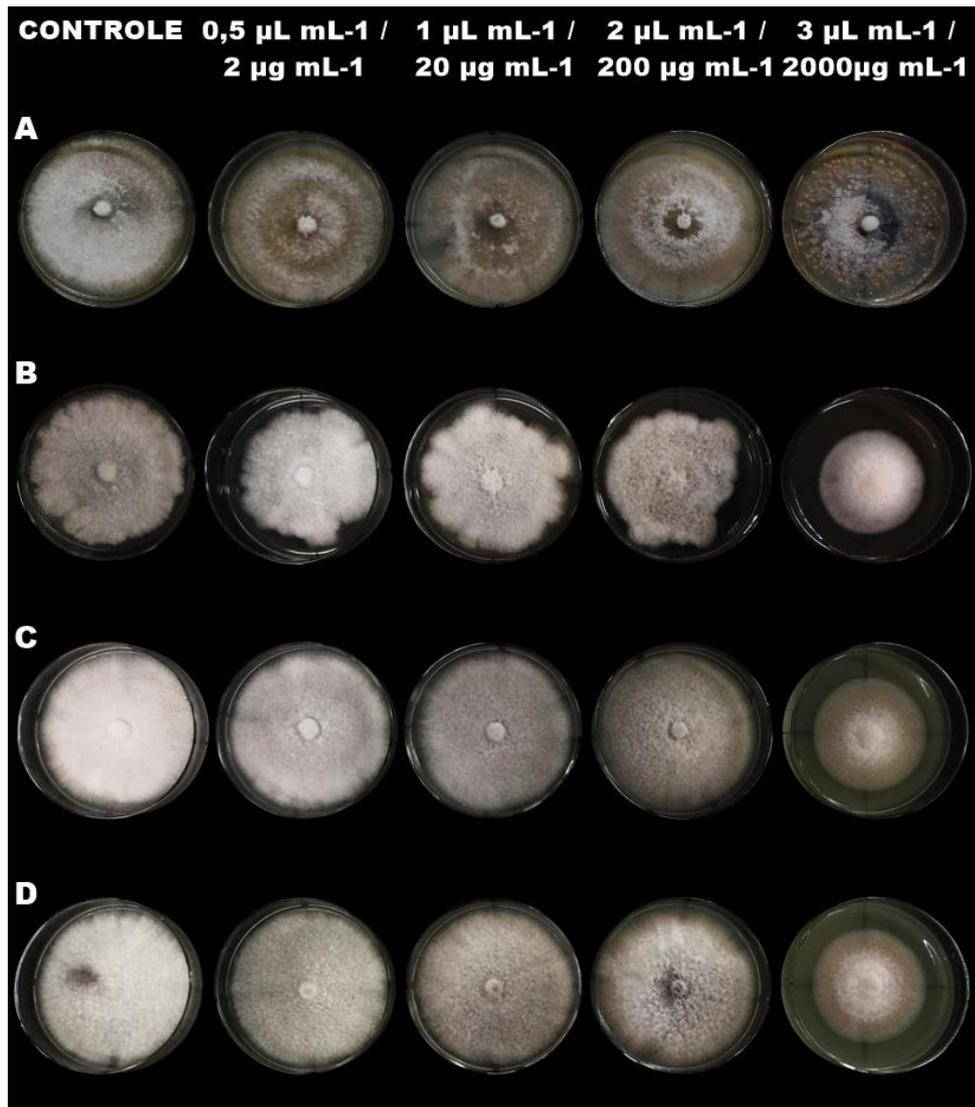


Figura 5 Efeito das diferentes doses dos óleos fixos de **A.** *Annona coriacea*, **B.** *Copaifera luetzelburgii*, **C.** *Lippia lasiocalycina* e **D.** *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Fusarium sacchari*.

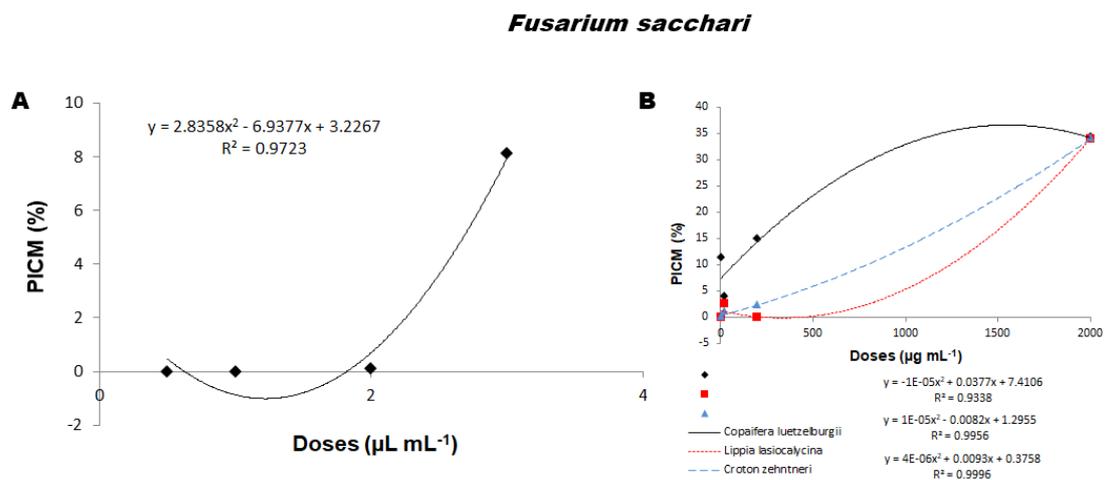


Figura 6 Efeito dos óleos fixos de **A.** *Annona coriacea*, **B.** *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Fusarium sacchari*. Teresina, PI – 2020

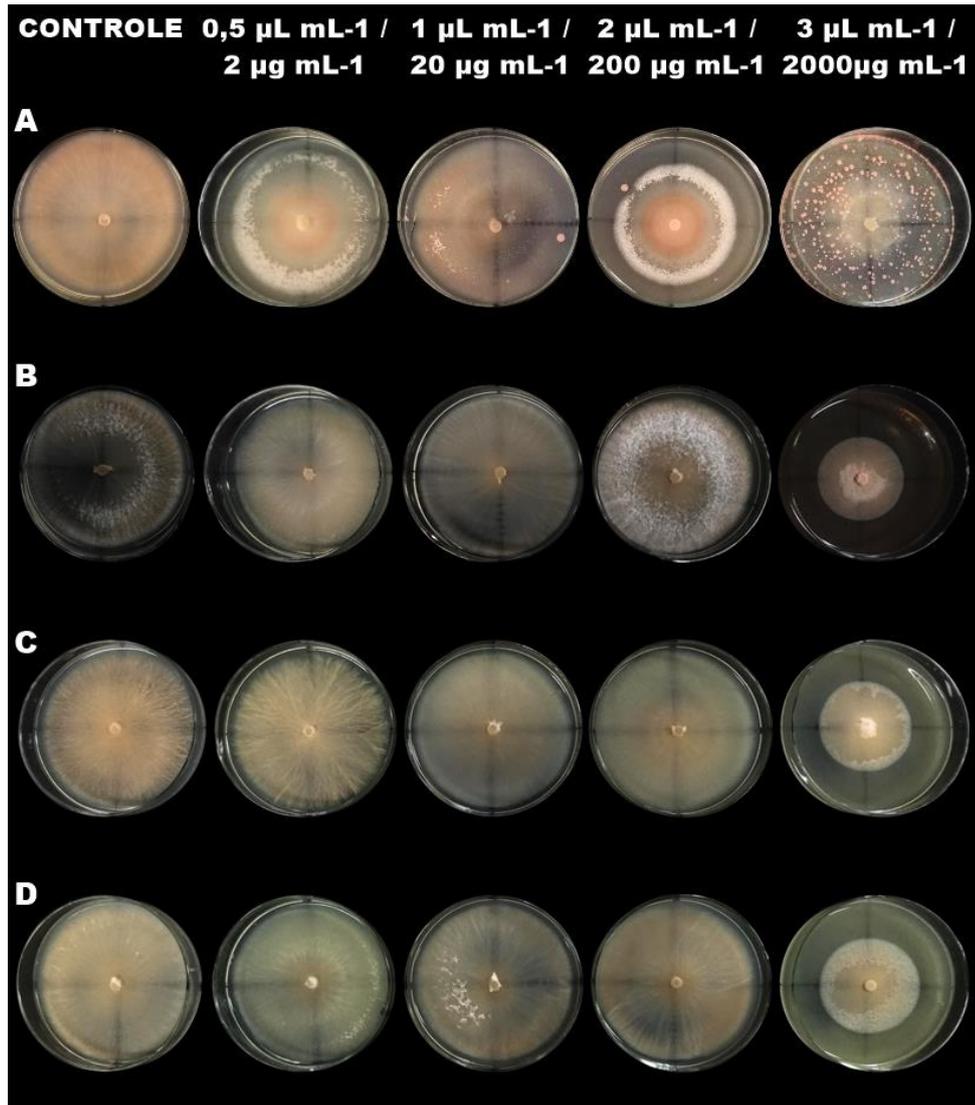


Figura 7 Efeito das diferentes doses dos óleos fixos de **A.** *Annona coriacea*, **B.** *Copaifera luetzelburgii*, **C.** *Lippia lasiocalycina* e **D.** *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Fusarium udum*.

Fusarium udum

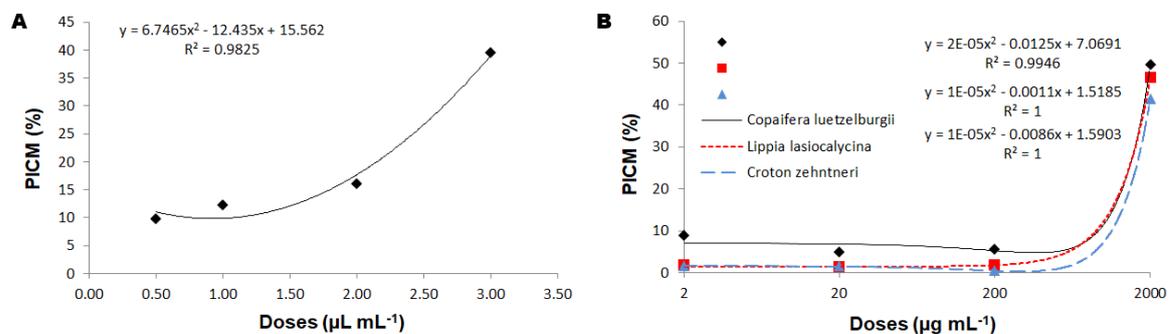


Figura 8 Efeito dos óleos fixos de **A.** *Annona coriacea*, **B.** *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Fusarium udum*. Teresina, PI – 2020

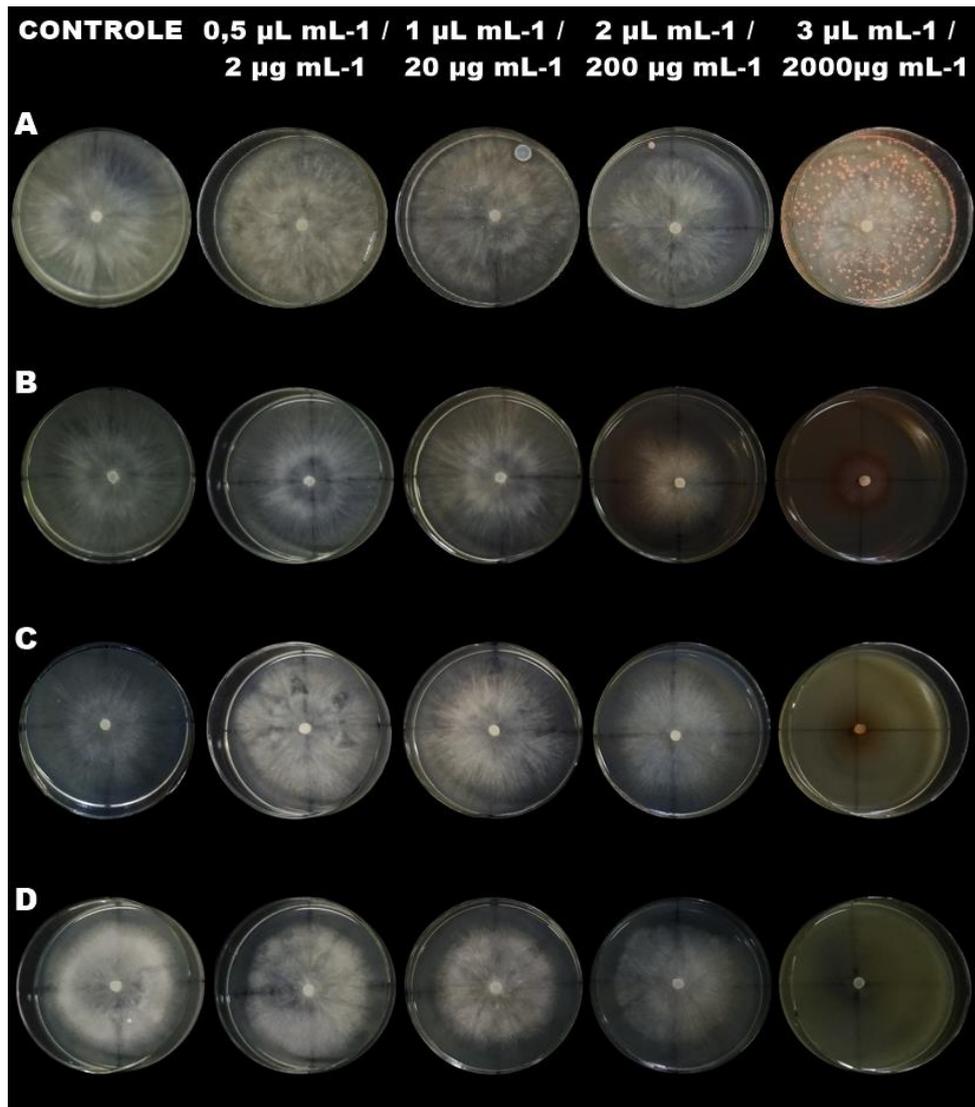


Figura 9 Efeito das diferentes doses dos óleos fixos de **A.** *Annona coriacea*, **B.** *Copaifera luetzelburgii*, **C.** *Lippia lasiocalycina* e **D.** *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Thielaviopsis ethacetica*.

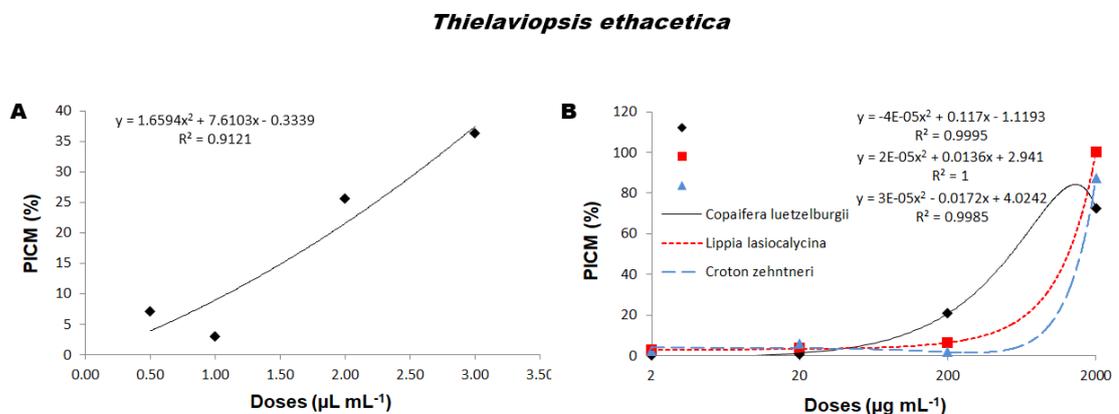


Figura 10 Efeito dos óleos fixos de **A.** *Annona coriacea*, **B.** *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Thielaviopsis ethacetica*. Teresina, PI – 2020

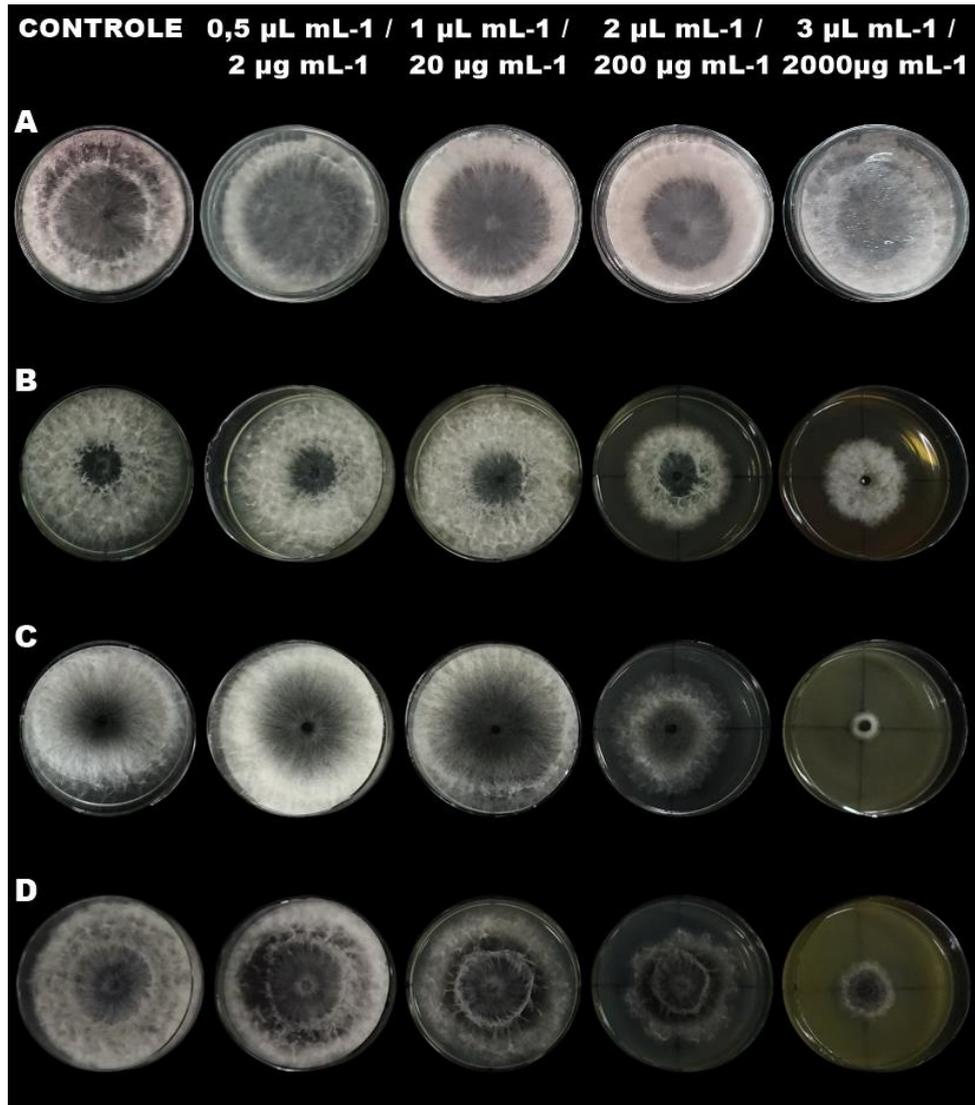


Figura 11 Efeito das diferentes doses dos óleos fixos de **A.** *Annona coriacea*, **B.** *Copaifera luetzelburgii*, **C.** *Lippia lasiocalycina* e **D.** *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Lasiodiplodia theobromae*.

Lasiodiplodia theobromae

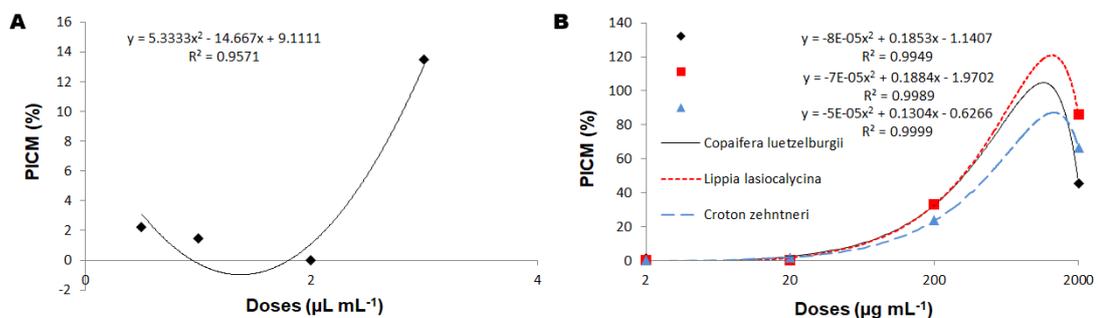


Figura 12 Efeito dos óleos fixos de **A.** *Annona coriacea*, **B.** *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri* sobre o crescimento micelial de *Lasiodiplodia theobromae*. Teresina, PI – 2020

A literatura científica apresenta diversos estudos sobre o uso de óleos ou extratos de plantas dos gêneros *Annona*, *Copaifera*, *Lippia* e *Croton* no controle de fungos fitopatogênicos. Há alguns exemplos de eficiência ou ineficiência de óleos/extratos no controle de diversas espécies de fungos fitopatógenos de espécies de interesse agrônômico.

Diferentes extratos ou óleos de espécies do gênero *Annona* não foram eficientes no controle de outras espécies fúngicas como, por exemplo, o extrato de folha da gravioleira (*Annona muricata*) não inibiu o desenvolvimento micelial de *Pestalotiopsis* sp., *Monilinia* sp. e *Rhizopus* spp., independentemente da concentração utilizada (BIBIANO; SÁBER, 2017). Extratos etanólicos de araticum (*Annona crassiflora*) não apresentaram efeito no crescimento micelial de *Fusarium solani*, mesmo na maior concentração (RÊGO *et al.*, 2011 apud ZANELLA *et al.*, 2011).

Em contra partida, extratos de metanol e éter obtidos de sementes de ateira (*Annona squamosa*) demonstraram efeito na inibição do crescimento micelial de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* causador da doença conhecida como murcha do feijão-caupi (SAHAYARAJ; NAMASIVAYAM; BORGIO, 2006). Extrato aquoso de sementes de gravioleira apresentou efeito potencial no controle *in vitro* de *Colletotrichum gloeosporioides* agente causal da antracnose em frutos de mamão (FERREIRA *et al.*, 2014). *Alternaria solani* teve seu crescimento micelial inibido em 26 e 17,5%, quando exposto aos extratos hexânicos de *A. crassiflora* e *A. coriacea*, respectivamente (MARQUES *et al.*, 2007 apud ZANELLA *et al.*, 2015).

Vários trabalhos indicam efeitos positivos no uso de óleos de plantas no gênero *Copaifera* no controle de fungos. O óleo de copaíba (*Copaifera* sp.) teve efeito inibitório sobre *Colletotrichum* sp. apresentando maior porcentagem (65,56%) de inibição micelial na concentração de 150 $\mu\text{L mL}^{-1}$ quando comparado a outros óleos (LIMA *et al.*, 2019). Esse óleo também demonstrou efeito inibitório no crescimento micelial de *Alternaria alternata* e *Colletotrichum musae* em condições *in vitro* (NÓBREGA *et al.*, 2019).

Os óleos essenciais de *Copaifera* também podem ser utilizados no controle de fungos associados a sementes. O óleo essencial de *Copaifera langsdorffii* reduziu a incidência de *Aspergillus* spp., *Rhizopus* sp. e *Aspergillus niger* associados a sementes de feijão-fava (*Phaseolus lunatus*) (GOMES *et al.*, 2016).

Embora o óleo essencial de *Copaifera* sp. seja promissor, também já apresentou resultados pouco satisfatórios (33,72%) como, por exemplo, na inibição intermediária (33,72%) do crescimento micelial de *Macrophomina phaseolina* quando comparada ao óleo essencial de *Lippia gracilis* que apresentou resultados superiores (100%) (UGULINO *et al.*, 2018).

O óleo essencial de *Lippia alba* inibiu o crescimento micelial do fitopatógeno *Alternaria solani*, além de não afetar a germinação e desenvolvimento das plantas, podendo assim ser utilizado no controle deste patógeno (TOMAZONI *et al.*, 2016). Esse óleo também demonstrou eficiência no controle dos fungos fitopatogênicos *L. theobromae*, *Fusarium pallidoroseum* e *F. solani* (PEIXOTO *et al.*, 2018). O óleo essencial de *L. gracilis* foi eficiente no controle de *Monosporascus cannonballus*, causador do colapso do meloeiro, com percentuais de inibição de até 100% (FERNANDES *et al.*, 2015).

O gênero *Croton* também vem demonstrando capacidade no controle de fitopatógenos. Extratos etanólicos obtidos de *Croton aromaticus* podem inibir significativamente o crescimento micelial e a germinação de esporos dos patógenos *C. musae*, *Fusarium proliferatum* e *L. theobromae* (DILHANI *et al.*, 2016).

Desse modo, todas essas informações sugerem que os extratos e óleos obtidos das espécies vegetais dos gêneros citados anteriormente possuem potencial fungitóxico promissor no controle de espécies de fungos fitopatogênicos.

4.2 Avaliação da germinação de conídios

Não foi possível avaliar a germinação de conídios de *L. theobromae*, pois o isolado não produziu conídios. O óleo de *L. lasiocalycina* apesar de ter inibido o crescimento micelial de *C. siamense* em 65,11%, não inibiu a germinação de conídios na maior dose (2000 $\mu\text{g mL}^{-1}$), porém houve inibição da germinação de conídios nas demais doses (Tabela 2).

Algumas espécies de *Colletotrichum* na presença de nutrientes exógenos na superfície de adesão podem favorecer a germinação e alongamento do tubo germinativo (EMMETT; PARBERY, 1975). Substâncias presentes em folhas de *Lippia alba* podem aumentar a taxa de germinação de conídios mesmo em pequenas quantidades, além de impedir a formação de apressórios, mas essa inibição nem

sempre é causada por inibidores específicos ou por concentrações inibitórias (SANTOS, 1998).

A dose de $3 \mu\text{L mL}^{-1}$ do óleo de *A. coriacea* reduziu em 47,62% a germinação dos conídios. Já para os óleos de *C. luetzelburgii*, *L. lasiocalycina* e *C. zehntneri* houve redução de 74,08%, 57,68% e 34,92% respectivamente na dose $200 \mu\text{g mL}^{-1}$ (Tabela 2).

Tabela 2 Porcentagem de germinação (%G) e inibição de germinação (%IG) de conídios de *Colletotrichum siamense* submetidos aos óleos fixos *Annona coriacea*, *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri*. Teresina, PI – 2020

Doses ($\mu\text{L mL}^{-1}$ / $\mu\text{g mL}^{-1}$)	<i>Annona coriacea</i>		<i>Copaifera luetzelburgii</i>		<i>Lippia lasiocalycina</i>		<i>Croton zehntneri</i>	
	%G	%IG	%G	%IG	%G	%IG	%G	%IG
0,5 / 2	59,00 ^{ab}	6,35	45,66 ^{ab}	27,52	59,66 ^{ab}	5,30	60,33 ^a	4,24
1 / 20	52,33 ^{ab}	16,94	29,66 ^{bc}	52,92	51,33 ^b	18,52	54,00 ^{ab}	14,29
2 / 200	62,00 ^a	1,59	16,33 ^c	74,08	26,66 ^c	57,68	41,00 ^b	34,92
3 / 2000	33,00 ^b	47,62	44,33 ^b	29,63	69,33 ^a	0,00	43,00 ^b	31,75
Controle -	63,00 ^a	-	63,00 ^a	-	63,00 ^{ab}	-	63,00 ^a	-
Controle +	4,66	-	4,66	-	4,66	-	4,66	-
CV (%)	18,96		17,16		10,19		11,74	

*Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($p > 0,05$).

O isolado de *C. truncatum* teve a germinação de conídios inibida por todas as doses do óleo de *C. luetzelburgii*, alcançando 100% de inibição na dose $2000 \mu\text{g mL}^{-1}$. A menor dose do óleo de *L. lasiocalycina* inibiu a germinação em 50,01%. O óleo de *C. zehntneri* inibiu discretamente a germinação, com inibição máxima observada de 22,96%, enquanto o óleo de *A. coriacea* curiosamente teve seu maior efeito na menor dose (Tabela 3).

Os conídios de *F. sacchari* tiveram as maiores porcentagens de inibição da germinação nas maiores doses dos óleos de *C. luetzelburgii* (62,16%), *L. lasiocalycina* (16,33%) e *C. zehntneri* (48,60%). As doses de 2 e $3 \mu\text{g mL}^{-1}$ de *A. coriacea* tiveram porcentagens de inibição próximo a 50% (Tabela 4).

Semelhante ao que foi observado para *F. sacchari*, para *F. udum* as maiores doses dos óleos foram aquelas que alcançaram %IGs acima de 50%, com ênfase ao óleo de *L. lasiocalycina* que alcançou 63,10% de inibição (Tabela 5).

Tabela 3 Porcentagem de germinação (%G) e inibição de germinação (%IG) de conídios de *Colletotrichum truncatum* submetidos aos óleos fixos *Annona coriacea*, *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri*. Teresina, PI – 2020

Doses ($\mu\text{L mL}^{-1}$ / $\mu\text{g mL}^{-1}$)	<i>Annona coriacea</i>		<i>Copaifera luetzelburgii</i>		<i>Lippia lasiocalycina</i>		<i>Croton zehntneri</i>	
	%G	%IG	%G	%IG	%G	%IG	%G	%IG
0,5 / 2	62,00 ^a	23,77	14,33 ^c	82,38	40,66 ^a	50,01	77,33 ^a	4,92
1 / 20	81,33 ^a	0,00	8,00 ^c	90,16	54,00 ^a	33,60	79,00 ^a	2,86
2 / 200	95,00 ^a	0,00	38,00 ^b	53,28	76,00 ^a	6,55	78,66 ^a	3,28
3 / 2000	82,33 ^a	0,00	0,00 ^c	100,00	44,00 ^a	45,90	62,66 ^a	22,96
Controle -	81,33 ^a	-	81,33 ^a	-	81,33 ^a	-	81,33 ^a	-
Controle +	2,00	-	2,00	-	2,00	-	2,00	-
CV (%)	25,25		26,3		20,33		21,12	

*Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($p>0,05$).

Tabela 4 Porcentagem de germinação (%G) e inibição de germinação (%IG) de conídios de *Fusarium sacchari* submetidos aos óleos fixos *Annona coriacea*, *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri*. Teresina, PI – 2020

Doses ($\mu\text{L mL}^{-1}$ / $\mu\text{g mL}^{-1}$)	<i>Annona coriacea</i>		<i>Copaifera luetzelburgii</i>		<i>Lippia lasiocalycina</i>		<i>Croton zehntneri</i>	
	%G	%IG	%G	%IG	%G	%IG	%G	%IG
0,5 / 2	71,66 ^{ab}	14,34	73,33 ^{ab}	12,35	82,00 ^{ab}	1,98	88,00 ^a	0,00
1 / 20	68,00 ^b	18,72	51,66 ^c	38,25	77,66 ^{ab}	7,17	85,33 ^a	0,00
2 / 200	39,33 ^c	52,99	64,33 ^{bc}	23,11	82,33 ^{ab}	1,59	80,33 ^a	3,98
3 / 2000	41,00 ^c	50,99	31,66 ^d	62,16	70,00 ^b	16,33	43,00 ^b	48,60
Controle -	83,66 ^a	-	83,66 ^a	-	83,66 ^a	-	83,66 ^a	-
Controle +	17,00	-	17,00	-	17,00	-	17,00	-
CV (%)	9,37		10,88		6,16		4,63	

*Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($p>0,05$).

Tabela 5 Porcentagem de germinação (%G) e inibição de germinação (%IG) de conídios de *Fusarium udum* submetidos aos óleos fixos *Annona coriacea*, *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri*. Teresina, PI – 2020

Doses ($\mu\text{L mL}^{-1}$ / $\mu\text{g mL}^{-1}$)	<i>Annona coriacea</i>		<i>Copaifera luetzelburgii</i>		<i>Lippia lasiocalycina</i>		<i>Croton zehntneri</i>	
	%G	%IG	%G	%IG	%G	%IG	%G	%IG
0,5 / 2	62,66 ^b	25,40	50,33 ^b	40,08	58,33 ^b	30,56	78,66 ^a	6,36
1 / 20	49,66 ^c	40,88	46,33 ^b	44,85	62,00 ^b	26,19	83,33 ^a	0,80
2 / 200	47,66 ^c	43,26	38,33 ^b	54,37	34,66 ^c	58,74	60,66 ^b	27,79
3 / 2000	38,00 ^d	54,76	39,66 ^b	52,79	31,00 ^c	63,10	39,66 ^c	52,79
Controle -	84,00 ^a	-	84,00 ^a	-	84,00 ^a	-	84,00 ^a	-
Controle +	5,66	-	5,66	-	5,66	-	5,66	-
CV (%)	5,83		11,61		9,86		4,97	

*Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($p>0,05$).

Os maiores %IGs foram alcançados contra *T. ethacetica*, uma vez que as menores doses de todos os óleos inibiram a germinação em mais de 80%, e acima de 90% na maior dose (Tabela 6).

Tabela 6 Porcentagem de germinação (%G) e inibição de germinação (%IG) de conídios de *Thielaviopsis ethacetica* submetidos aos óleos fixos *Annona coriacea*, *Copaifera luetzelburgii*, *Lippia lasiocalycina* e *Croton zehntneri*. Teresina, PI – 2020

Doses ($\mu\text{L mL}^{-1}$ / $\mu\text{g mL}^{-1}$)	<i>Annona coriacea</i>		<i>Copaifera luetzelburgii</i>		<i>Lippia lasiocalycina</i>		<i>Croton zehntneri</i>	
	%G	%IG	%G	%IG	%G	%IG	%G	%IG
0,5 / 2	10,33 ^b	87,80	9,66 ^b	88,59	9,00 ^b	89,37	14,66 ^b	82,68
1 / 20	9,00 ^b	89,37	7,33 ^b	91,34	7,33 ^b	91,34	14,33 ^b	83,07
2 / 200	5,33 ^b	93,70	7,00 ^b	91,73	7,00 ^b	91,73	9,00 ^{bc}	89,37
3 / 2000	6,00 ^b	92,91	2,66 ^b	96,86	2,33 ^b	97,25	4,33 ^c	94,89
Controle -	84,66 ^a	-	84,66 ^a	-	84,66 ^a	-	84,66 ^a	-
Controle +	8,66	-	8,66	-	8,66	-	8,66	-
CV (%)	14,11		14,8		12,66		13,21	

*Médias seguidas de mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($p > 0,05$).

Alguns estudos demonstraram a inibição da germinação de esporos de fungos fitopatogênicos tratados com óleos ou extratos vegetais. Por exemplo, extratos hexânicos de *A. coriacea* e *A. crassiflora* apresentaram inibição da germinação de uredósporos de *Phakopsora pachyrhizi* na ordem de 93,9 e 96,25%, respectivamente (LIMA *et al.*, 2007 apud ZANELLA *et al.*, 2015). Extratos de *Annona cacans*, também apresentaram atividade antifúngica de 72% de inibição na germinação carpogênica de *Sclerotinia sclerotiorum*. (ZANELLA *et al.*, 2015). O extrato de *Annona cherimola* inibiu 98% da germinação de conídios de *Colletotrichum gloeosporioides* (HERNÁNDEZ-ALBÍTER, *et al.*, 2007).

Trabalhos utilizando óleo essencial de plantas do gênero *Lippia* demonstraram eficácia na inibição da germinação de conídios. O óleo essencial de *L. sidoides* inibiu a germinação de conídios de *Bipolaris maydis* proporcionalmente ao aumento das concentrações. As concentrações de 0,05%, 0,1% e 0,25% reduziram respectivamente, em 16%, 18% e 28% a germinação dos conídios. Já na concentração de 0,5% houve 90% de inibição e na concentração de 1%, houve 100% da inibição da germinação dos conídios (MOURÃO *et al.*, 2020).

O gênero *Croton* também vem demonstrando capacidade de inibir a germinação de esporos de fungos fitopatogênicos. O extrato de folha de *C.*

aromaticus na concentração de 10% (v/v) resultou em 46,9% de inibição da germinação de conídios de *C. musae*. Nas concentrações de 50 e 80% a inibição foi de 84,6% e 96,9%, respectivamente (DILHANI *et al.*, 2016).

Assim, pode-se notar o potencial dos extratos e óleos obtidos das espécies vegetais desses gêneros no controle de fungos causadores de doenças de plantas.

5 CONCLUSÃO

O óleo de *Annona coriacea*, na maior dose ($3 \mu\text{L mL}^{-1}$), quando comparado aos outros óleos, apresentou a menor eficiência na inibição de crescimento micelial em todos os fungos, entre 8 e 43%. Esse óleo também inibiu a germinação de conídios acima de 50% em *F. sacchari*, *F. udum* e *T. ethacetica*.

A dose de $2000 \mu\text{g mL}^{-1}$ do óleo de *Copaifera luetzelburgii* foi eficiente em inibir em mais de 65% o crescimento micelial de *T. ethacetica* e *C. siamense*. A germinação de conídios também foi inibida acima de 50% na maioria dos fungos testados.

O óleo de *Lippia lasiocalycina*, na maior dose ($2000 \mu\text{g mL}^{-1}$), foi mais eficiente na inibição do crescimento micelial de *T. ethacetica* e *L. theobromae*. Essa dose também inibiu em mais de 50% a germinação de conídios de *C. siamense*, *C. truncatum*, *F. udum* e *T. ethacetica*.

O óleo de *Croton zehntneri*, na dose de $2000 \mu\text{g mL}^{-1}$, inibiu em mais de 50% o crescimento micelial de *C. siamense*, *T. ethacetica* e *L. theobromae*, além inibir a germinação de conídios em mais de 50% de *F. udum* e acima de 80% de *T. ethacetica*.

REFERÊNCIAS

ABBAS, S. Q.; NIAZ, M.; GHAFAR, A. *Thielaviopsis basicola*: a potential threat to agriculture and forestry in Pakistan. **Pakistan Journal of Botany**, v. 39, n. 3, p. 985-990, 2007.

ABCBIO. Associação Brasileira das Empresas de Controle biológico. Produtos biológicos de controle registrados no Brasil desde 2005. Disponível em: <https://www.abcbio.org.br/biodefensivos-registrados/>. Acesso em: 01 de abril de 2020.

ABID, M.; CHOHAN, S.; ATIQ, R.; ANEES, M. First report of bitter rot of apple caused by *Colletotrichum siamense* in Pakistan. **Plant Disease**, v. 103, n. 3, p. 583-584, 2019.

AGROFIT. http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 27 de março de 2020.

ALMEIDA, J. R. G. S.; ARAÚJO, E. C. C.; RIBEIRO, L. A. A.; LIMA, J. T.; NUNES, X. P.; LÚCIO, A. S. S. C.; AGRA, M. F.; BARBOSA-FILHO, J. M. Antinociceptive activity of ethanol extract from *Duguetia chrysocarpa* Maas (Annonaceae). **The Scientific World Journal**, v. 2012, p. 1-6, 2012.

ALMEIDA, J. R. G. S.; OLIVEIRA JÚNIOR, R. G.; OLIVEIRA, A. P. **Annonaceae: tópicos selecionados**. Ed. CRV, 1ª ed., cap. 12, 2015.

ALVES, M. F.; BLANK, A. F.; GAGLIARDI, P. R.; ARRIGONI-BLANK, M. de F.; NIZIO, D. A. de C.; BRITO, F. de A.; SAMPAIO, T. S. Essential oils of *Myrcia lundiana* Kiaersk and their major compounds show differentiated activities against three phytopathogenic fungi. **Bioscience Journal**, v. 34, n. 5, p. 1200-1209, 2018.

ALVINDIA, D. G.; GALLEMA, F. L. M. *Lasiodiplodia theobromae* caused vascular streak dieback (VSD)-like symptoms of cacao in Davao Region, Philippines. **Australasian Plant Disease Notes**, v. 12, p. 4, 2017.

AOKI, T.; O'DONNELL, K.; GEISER, D. M. Systematics of key phytopathogenic *Fusarium* species: current status and future challenges. **Journal of General Plant Pathology**, v. 80, p. 189-201, 2014.

BAKKALI, F.; AVERBECK, S.; AVERBECK, D.; IDAOMAR, M. Biological effects of essential oils - A review. **Food and Chemical Toxicology**, v. 46, n. 2, p. 446-475, 2008.

BASTOS, C. N. Fungitoxicidade *in vitro* e ação protetora e curativa de óleos essenciais contra *Crinipellis pernicioso*. **Revista de Ciências Agrárias**, n. 47, p. 137-148, 2007.

BASTOS, C. N.; ALBUQUERQUE, P. S. B. Efeito de óleo de *Piper aduncum* no controle em pós-colheita de *Colletotrichum musae* em banana. **Fitopatologia Brasileira**, v. 29, n. 5, p. 555-557, 2004.

BAUTISTA-CRUZ, M. A.; ALMAGUER-VARGAS, G.; LEYVA-MIR, S. G.; COLINAS-LEÓN, M. T.; CORREIA, K. C.; CAMACHO-TAPIA, M.; ROBLES-YERENA, L.; MICHEREFF, S. J.; TOVAR-PEDRAZA, J. M. Phylogeny, distribution, and pathogenicity of *Lasiodiplodia* species associated with cankers and dieback symptoms of persian lime in Mexico. **Plant Disease**, v. 103, n. 6, p. 1156-1165, 2019.

BEBBER, D. P.; GURR, S. J. Crop-destroying fungal and oomycete pathogens challenge food security. **Fungal Genetics and Biology**, v. 74, p. 62-64, 2015.

BEGUM, M. M.; SARIAH, M.; PUTEH, A. B.; ABIDIN, M. Z. Pathogenicity of *Colletotrichum truncatum* and its influence on soybean seed quality. **International Journal of Agriculture and Biology**, v. 10, n. 4, p. 393-398, 2008.

BERGAMIN FILHO, A.; AMORIM, L. Princípios gerais de controle. In: AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A.; REZENDE, J. A. M. **Manual de Fitopatologia: Princípios e conceitos**. Ed. Agronômica Ceres, v.1, 5ª ed., cap. 14, 2018.

BIBIANO, H. da S.; SÁBER, M. L. Extratos *Cymbopogon citratus* e *Annona muricata* como inibidores do crescimento micelial de fungos fitopatogênicos. **Revista Agroambiental**, v. 9, n. 2, p. 11, 2017.

BITU, V. de C. N.; FECUNDO, H. di T. F.; COSTA, J. G. M. da; COUTINHO, H. D. M.; RODRIGUES, F. F. G.; SANTANA, N. M. de; BOTELHO, M. A.; MENEZES, I. R. A. Chemical composition of the essential oil of *Lippia gracilis* Schauer leaves and its potential as modulator of bacterial resistance. **Natural Product Research**, v. 28, n. 6, p. 399-402, 2014.

BORGES, A. F.; ALCÂNTARA NETO, F. de; MATOS, K. da S.; BESERRA JÚNIOR, J. E. A.; MASSOLA JÚNIOR, N. S.; MOREIRA, S. I.; MELO, M. P; de. *Thielaviopsis ethacetica* the etiological agent of sugarcane pineapple sett rot disease in Brazil. **Tropical Plant Pathology**, v. 44, n. 5, p. 460-467, 2019.

BORSARI, A. P.; CLAUDINO, M. Mercado e percepção do produtor brasileiro. **AgroANALYSIS**, v. 38, n. 10, p. 32-37, 2019.

CANNON, P. F.; DAMM, U.; JOHNSTON, P. R.; WEIR, B. S. *Colletotrichum* current status and future directions. **Studies in Mycology**, v. 73, p. 181-213, 2012.

CAO, X.; XU, X.; CHE, H.; WEST, J. S.; LUO, D. Characteristics and distribution of *Colletotrichum* species in coffee plantations in Hainan, China. **Plant Pathology**, v. 68, p. 1146-1156, 2019.

CAPOBIANGO, N. P.; PINHO, D. B.; ZAMBOLIM, L.; PEREIRA, O. L.; LOPES, U. P. Anthracnose on strawberry fruits caused by *Colletotrichum siamense* in Brazil. **Plant Disease**, v. 100, n. 4, p. 859, 2016.

CARNEIRO F. F.; RIGOTTO, R. M.; AUGUSTO, L. G. da S.; FRIEDRICH, K.; BÚRIGO, A. C. **Dossiê ABRASCO: um alerta sobre os impactos dos agrotóxicos na saúde**. Rio de Janeiro: EPSJV; São Paulo: Expressão Popular. 624 p., 2015.

CARVALHO, J. C. T.; CASCON, V.; POSSEBON, L. S.; MORIMOTO, M. S. S.; CARDOSO, L. G. V.; KAPLAN, M. A. C.; GILBERT, B. Topical antiinflammatory and analgesic activities of *Copaifera duckei* dwyer. **Phytotherapy Research**, v. 19, n. 11, p. 946-950, 2005.

CARVALHO, R. R. C.; LARANJEIRA, D.; CARVALHO FILHO, J. L. S.; SOUZA, P. E.; BLANK, A. F.; ALVES, P. B.; JESUS, H. C. R.; WARWICK, D. R. N. *In vitro* activity of essential oils of *Lippia sidoides* and *Lippia gracilis* and their major chemical components against *Thielaviopsis paradoxa*, causal agent of stem bleeding in coconut palms. **Química Nova**, v. 36, n. 2, p. 241-244, 2013.

CARVALHO, R. R. C. e; WARWICK, D. R. N.; SOUZA, P. E.; CARVALHO FILHO, J. L. S. Efeito da temperatura no crescimento micelial, produção e germinação de esporos de *Thielaviopsis paradoxa* isolado de coqueiros em Sergipe. **Scientia Plena**, v. 7, n. 9, p. 5, 2011.

CASCON, V.; GILBERT, B. Characterization of the chemical composition of oleoresins of *Copaifera guianensis* Desf., *Copaifera duckei* Dwyer and *Copaifera multijuga* Hayne. **Phytochemistry**, v. 55, n. 2000, p. 773-778, 2000.

CAVALCANTE, G. R. S.; BARGUIL, B. M.; VIEIRA, W. A. S.; LIMA, W. G.; MICHEREFF, S. J.; DOYLE, V. P.; CAMARA, M. P. S. Diversity, prevalence, and virulence of *Colletotrichum* species associated with lima bean in Brazil. **Plant Disease**, v. 103, n.8, p. 1961-1966, 2019.

CAVALCANTI, S. C. H.; NICULAU, E. S.; BLANK, A. F.; CÂMARA, C. A. G.; ARAÚJO, I. N.; ALVES, P. B. Composition and acaricidal activity of *Lippia sidoides* essential oil against two-spotted spidermite (*Tetranychus urticae* Koch). **Bioresource Technology**, v. 101, p. 829-832, 2010.

CHATROU, L. W.; PIRIE, M. D.; ERKENS, R. H. J.; COUVREUR, T. L. P.; NEUBIG, K. M.; ABBOTT, J. R.; MOLS, J. B.; MAAS, J. W.; SAUNDERS, R. M. K.; CHASE, M.

- W. A new subfamilial and tribal classification of the pantropical flowering plant family Annonaceae informed by molecular phylogenetics. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 169, n. 1, p. 5-40, 2012.
- CHENG, Y.; TANG, X.; GAO, C.; LI, Z.; CHEN, J.; GUO, L.; WANG, T.; XU, J. Molecular diagnostics and pathogenesis of fungal pathogens on bast fiber crops. **Pathogens**, v. 9, p. 19, 2020.
- COOPER, J.; DOBSON, H. The benefits of pesticides to mankind and the environment. **Crop Protection**, v. 26, p. 1337-1348, 2007.
- COSTA, E. V.; CRUZ, P. E. O. da; LOURENÇO, C. C. de; MORAES, V. R. de S.; NOGUEIRA, P. C. de L.; SALVADOR, M. J. Antioxidant and antimicrobial activities of aporphinoids and other alkaloids from the bark of *Annona salzmannii* A. DC. (Annonaceae). **Natural Product Research**, v. 27, n. 11, p. 1002-1006, 2013.
- COSTA, J. F. O.; KAMEI, S. H.; SILVA, J. R. A.; MIRANDA, A. R. G. S.; NETTO, M. B.; DA SILVA, S. J. C.; CORREIA, K. C.; LIMA, G. S. A.; ASSUNCAO, I. P. Species diversity of *Colletotrichum* infecting *Annona* spp. in Brazil. **European Journal of Plant Pathology**, v. 153, p. 1119-1130, 2019a.
- COSTA, J. G. M. da; RODRIGUES, F. F. G.; ANGÉLICO, E. C.; PEREIRA, C. K. B.; SOUZA, E. O. de; CALDAS, G. F. R.; SILVA, M. R.; SANTOS, N. K. A.; MOTA, M. L.; SANTOS, P. F. dos. Composição química e avaliação da atividade antibacteriana e toxicidade do óleo essencial de *Croton zehntneri* (variedade estragol). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 18, n. 4, p. 583-586, 2008.
- COSTA, M. M.; MELO, M. P.; GUIMARAES, E. A.; VEIGA, C. M. O.; CARMO SANDIN, F.; MOREIRA, G. M.; COSTA, S. S.; PFENNING, L. H. Identification and pathogenicity of *Fusarium* species associated with pokkah boeng of sugarcane in Brazil. **Plant Pathology**, v. 68, n.7, p. 1350-1360, 2019b.
- CRUZ, E. M. O.; MENDONÇA, M. C.; BLANK, A. F.; SAMPAIO, T. S.; PINTO, J. A. O.; GAGLIARDI, P. R.; OLIVEIRA JUNIOR, L. F. G.; DE LIMA, R. S. N.; NUNES, R. S.; WARWICK, D. R. N. *Lippia gracilis* Schauer essential oil nanoformulation prototype for the control of *Thielaviopsis paradoxa*. **Industrial Crops and Products**, v. 117, p. 245-251, 2018.
- DE SILVA, D. D.; GROENEWALD, J. Z.; CROUS, P. W.; ADES, P. K.; NASRUDDIN, A.; MONGKOLPORN, O.; TAYLOR, P. W. J. Identification, prevalence and pathogenicity of *Colletotrichum* species causing anthracnose of *Capsicum annuum* in Asia. **IMA Fungus**, v. 10, p. 32, 2019.
- DEUS, R. J. A; ALVES, C. N; ARRUDA, M. S. P. Avaliação do efeito antifúngico do óleo resina e do óleo essencial de copaíba (*Copaifera multijuga* Hayne). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 13, n. 1, p. 1-7, 2011.

- DIAS-DA-SILVA, M. A.; PEREIRA, A. C.; MARIN, M. C. C.; SALGADO, M. A. C. The influence of topic and systemic administration of copaiba oil on the alveolar wound healing after tooth extraction in rats. **Journal of Clinical and Experimental Dentistry**, v. 5, n.4, p. 1-5, 2013.
- DILHANI, S.; WIMALASIRI, S.; ABEYWICKRAMA, K.; KANNANGARA, S. Evaluation of antifungal effect of *Croton aromaticus* on storage life extension of banana. **International Journal of Agriculture and Environmental Research**, v. 2, n. 5, p.1507-1525, 2016.
- DINIZ, L. P.; MAFFIA, L. A.; DHINGRA, O. D.; CASALI, V. W. D.; SANTOS, R. H. S.; MIZUBUTI, E. S. G. Avaliação de produtos alternativos para controle da requeima do tomateiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 31, n. 2, p. 171-179, 2006.
- DINIZ, T. C.; ARAÚJO, C. de S.; SILVA, J. C.; OLIVEIRA JÚNIOR, R. G. de; LIMA-SARAIVA, S. R. G. de; QUINTANS JÚNIOR, L. J. NUNES, X. P.; ALMEIDA, J. R. G da S. Phytochemical screening and central nervous system effects of ethanolic extract of *Annona vepretorum* (Annonaceae) in mice. **Journal of Medicinal Plants Research**, v. 7, n. 37, p. 2729-2735, 2013.
- DISSANAYAKE, A. J.; PHILLIPS, A. J. L; LI, X. H.; HYDE, K. D. Botryosphaeriaceae: Current status of genera and species. **Mycosphere**, v. 7, n. 7, p. 1001-1073, 2016.
- DOS ANJOS, J. de R. N.; CHARCHAR, M. J. d'ÁVILA. Patogenicidade de isolados de *Fusarium sacchari* de Mangueira do Cerrado do Brasil Central. Planaltina: **Embrapa Cerrados**, (Documentos, 180), 14 p., 2007.
- DUAN, C. X.; DU, Q.; TANG, Z. L.; LI, S. C.; WANG, B. B. First report of maize ear rot caused by *Fusarium sacchari* in China. **Plant Disease**, v. 103, n. 10, p. 2674, 2019.
- DUTRA, L. S.; FERREIRA, A. P. Associação entre malformações congênitas e a utilização de agrotóxicos em monoculturas no Paraná, Brasil. **Saúde em Debate**, v. 41, n. especial, p. 241-53, 2017.
- DUTRA, R. M. S.; SOUZA, M. M. O. de. Impactos negativos do uso de agrotóxicos à saúde humana. **Hygeia**, v. 13, n. 24, p. 127-140, 2017.
- EMBRAPA. Visão 2030: **O futuro da agricultura brasileira**. Brasília, DF: Embrapa, 212 p, 2018.
- EMMETT, R. W.; PARBERY, D. G. Apressoria. **Annual Review of Phytopathology**, v.13, n. 1, p.147-67, 1975.

FERNANDES, L. C. B.; ALBUQUERQUE, C. C. de; SALES JÚNIOR, R.; OLIVEIRA, F. F. M.; GURGEL, E. P.; MESQUITA, M. V. de; SILVA, M. D. S. da. Fungitoxicidade dos extratos vegetais e do óleo essencial de *Lippia gracilis* Schauer sobre o fungo *Monosporascus cannonballus* Pollack e Uecker. **Summa Phytopathologica**, v. 41, n. 2, p. 153-155, 2015.

FERREIRA, E. F.; JOSÉ, A. R. S.; BOMFIM, M. P.; PORTO, J. S.; JESUS, J. S. de. Uso de extratos vegetais no controle in vitro do *Colletotrichum gloeosporioides* penz. coletado em frutos de mamoeiro (*Carica papaya* L.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, n. 2, p. 346-352, 2014.

FISHER, M. C., HENK, D. A., BRIGGS, C. J., BROWNSTEIN, J. S., MADOFF, L. C., MCCRAW, S. L., GURR, S. J. Emerging fungal threats to animal, plant and ecosystem health. **Nature**, v. 484, p. 186-194, 2012.

FLOOD, J. The importance of plant health to food security. **Food Security**, v. 2, p. 215-231, 2010.

Food and Agriculture Organization of the United Nations - FAO. **FAO launches 2020 as the UN's International Year of Plant Health**. Disponível em: <http://www.fao.org/news/story/en/item/1253551/icode/>. Acesso em: 10 de março de 2020.

FOOD INGREDIENTS BRASIL. **Dossiê Óleos**. Aboissa Óleos Vegetais. Beraca Sabara Químicos e Ingredientes S/A. Döhler América Latina. nº 31. 2014.

FONTENELLE, R. O. S.; MORAIS, S. M.; BRITO, E. H. S.; BRILHANTE, R. S. N.; CORDEIRO, R. A.; NASCIMENTO, N. R. F.; KERNTOPF, M. R.; SIDRIM, J. J. C.; ROCHA, M. F. G.. Antifungal activity of essential oils of *Croton* species from the Brazilian Caatinga biome. **Journal of Applied Microbiology**, v. 104, n. 5, p. 1383-1390, 2008.

GARCIA, R. A.; JULIATTI, F. C.; BARBOSA, K. A. G.; CASSEMIRO, T. A. Atividade antifúngica de óleo e extratos vegetais sobre *Sclerotinia sclerotiorum*. **Bioscience Journal**, v. 28, n. 1, p. 48-57, 2012.

GAVA, C. A. T.; PINTO, J. M. Biocontrol of melon wilt caused by *Fusarium oxysporum* Schlecht f. sp. *melonis* using seed treatment with *Trichoderma* spp. and liquid compost. **Biological Control**, v. 97, p. 13-20, 2016.

GOMES, R. S. S.; NUNES, M. C.; NASCIMENTO, L. C.; SOUZA, J. O.; PORCINO, M. M. Eficiência de óleos essenciais na qualidade sanitária e fisiológica em sementes de feijão-fava (*Phaseolus lunatus* L.). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 18, n. 11, p. 279-287, 2016.

GOMES, S. V. F.; NOGUEIRA, P. C. L.; MORAES, V. R. S. Aspectos químicos e biológicos do gênero *Lippia* enfatizando *Lippia gracilis* Schauer. **Eclética Química**, v. 36, n. 1, p. 64-77, 2011.

GONÇALVES, A.; GUAZZELLI, M. J. **Agrofloresta e óleos essenciais**. Centro Ecológico. 24 p., 2014.

HERNANDEZ-ALBITER, R. C.; BARRERA-NECHA, L. L.; BAUTISTA-BANOS, S.; BRAVO-LUNA, L. Antifungal potential of crude plant extracts on conidial germination of two isolates of *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. and Sacc. **Revista Mexicana Fitopatologia**, v. 25, n. 2, p. 180-185, 2007.

HYDE, K. D.; NILSSON, R. H.; ALIAS, S. A.; ARIYAWANSA, H. A.; BLAIR, J. E.; CAI, L.; DE COCK AWAM; DISSANAYAKE, A. J.; GLOCKLING, S. L.; GOONASEKARA, I. D.; GORCZAK, M.; HAHN, M.; JAYAWARDENA, R. S.; VAN KAN, J. A. L.; LAURENCE, M. H.; LÉVESQUE, C. A.; LI, X. H.; LIU, J. K.; MAHARACHCHIKUMBURA, S. S. N.; MANAMGODA, D. S.; MARTIN, F. N.; MCKENZIE, E. H. C.; MCTAGGART, A. R.; MORTIMER, P. E.; NAIR, P. V. R.; PAWŁOWSKA, J.; RINTOUL, T. L.; SHIVAS, R. G.; SPIES, C. F. J.; SUMMERELL, B. A.; TAYLOR, P. W. J.; TERHEM, R. B.; UDAYANGA, D.; VAGHEFI, N.; WALTHER, G.; WILK, M.; WRZOSEK, M.; XU, J. C.; YAN, J. Y.; ZHOU, N. One stop shop: backbones trees for important phytopathogenic genera: I. **Fungal Diversity**, v. 67, p. 21-125, 2014.

IBRAHIM, N. F.; MOHD, M. H.; NOR, N. M. I. M.; ZAKARIA, L. Characterization of *Fusarium* spp. associated with pineapple fruit rot and leaf spot in Peninsular Malaysia. **Journal of Phytopathology**, v. 65, p. 718-726, 2017.

ISMAN, M. B.; MACHIAL, C. M. Pesticides based on plant essential oils: from traditional practice to commercialization. In: RAI, M.; CARPINELLA, M.C. **Advances in Phytomedicine: Naturally Occurring Bioactive Compounds**, v. 3, p. 29-44, 2006.

JAYAWARDENA, R. S., HYDE, K. D., JEEWON, R., LIU, X. H., LIU, M., YAN, J. Y. Why it is important to correctly name *Colletotrichum* species? **Mycosphere**, v. 7, p. 1076-1092, 2016.

KHANI, A.; BASAVAND, F.; RAKHSHANI, E. Chemical composition and insecticide activity of lemon verbena essential oil. **Journal of Crop Protection**, v. 1, n. 4, p. 313-320, 2012.

KONSUE, W.; DETHOUP, T.; LIMTONG, S. Biological control of fruit rot and anthracnose of postharvest mango by antagonistic yeasts from economic crops leaves. **Microorganisms**, v. 8, n. 3, p. 17, 2020.

KRINSKI, D.; MASSAROLI, A.; MACHADO, M. Potencial inseticida de plantas da família Annonaceae. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, n. 1, p. 225-242, 2014.

KUMAR, V. S.; NAIR, B. A.; NAIR, P. V. R.; ANNAMALAI, A.; JAISHANKER, R.; UMAMAHESWARAN, K.; SOORAJ, N. P.; PEETHAMBARAN, C. K. First report of *Colletotrichum siamense* causing anthracnose of cliff banana in India. **Plant Disease**, v. 101, n. 2, p. 390, 2017.

LEANDRO, L. M.; VARGAS, F. S.; BARBOSA, P. S. C.; NEVES, J. K. O.; SILVA, J. A.; VEIGA-JUNIOR, V. F. Review: Chemistry and biological activities of terpenoids from copaiba (*Copaifera* spp.) Oleoresins. **Molecules**, v. 17, p. 3866-3889, 2012.

LEWIS, G. P.; SCHRIRE, B. D.; MACKINDER, B. A.; LOCK, M. **Legumes of the World**. Kew: Royal Botanic Gardens, 2005.

LIMA, A. F. B. de; NASCIMENTO, L. de O.; NASCIMENTO, G. de O.; SOUZA, R. L.; FERREIRA, J. B.; ALVES, W. F.; NASCIMENTO, F. I. O.; ORTEGA, G. P. Use of vegetable oils in the control of *Colletotrichum* sp. in banana fruits. **African Journal of Agricultural Research**, v. 14, n. 6, p. 287-293, 2019.

LIMA, H. C. de; QUEIROZ, L. P.; MORIM, M. P.; SOUZA, V. C.; DUTRA, V. F.; BORTOLUZZI, R. L. C.; IGANCI, J. R. V.; FORTUNATO, R. H.; VAZ, A. M. S. F.; SOUZA, E. R. de; FILARDI, F. L. R.; VALLS, J. F. M.; GARCIA, F. C. P.; FERNANDES, J. M.; MARTINS-DA-SILVA, R. C. V.; PEREZ, A. P. F.; MANSANO, V. F.; MIOTTO, S. T. S.; TOZZI, A. M. G. A.; MEIRELES, J. E.; LIMA, L. C. P.; OLIVEIRA, M. L. A. A.; FLORES, A. S.; TORKE, B. M.; PINTO, R. B.; LEWIS, G. P.; BARROS, M. J. F.; SCHÜTZ, R.; PENNINGTON, T.; KLITGAARD, B. B.; RANDO, J. G.; SCALON, V. R.; CARDOSO, D. B. O. S.; COSTA, L. C. da; SILVA, M. J. da; MOURA, T. M.; BARROS, L. A. V. de; SILVA, M. C. R.; QUEIROZ, R. T.; SARTORI, A. L. B.; CAMARGO, R. A.; LIMA, I. B.; COSTA, J.; SOARES, M. V. B.; SNAK, C.; SÃO-MATEUS, W.; FALCÃO, M. J.; MARTINS, M. V.; REIS, I. P.; CORDULA, E. **Fabaceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB115>. Acesso em: 15 de maio de 2020.

LIMA, L. A. R. S.; PIMENTA, L. P. S.; BOAVENTURA, M. A. D. Acetogenins from *Annona cornifolia* and their antioxidant capacity. **Food Chemistry**, Reading, v. 122, n. 4, p. 1129-1138, 2010.

LIMA, N. B.; BATISTA, M. V. de A.; MORAIS, M. A. de; BARBOSA, M. A. G.; MICHEREFF, S. J.; HYDE, K. D.; CÂMARA, M. P. S. Five *Colletotrichum* species are responsible for mango anthracnose in northeastern Brazil. **Fungal Diversity**, v. 61, n. 1, p. 75-88, 2013.

LIMA, S. R. M.; VEIGA JÚNIOR, V. F.; CHRISTO, H. B.; PINTO, A. C.; FERNANDES, P. D. *In vivo* and *in vitro* studies on the anticancer activity of *Copaifera multijuga* Hayne and its fractions. **Phytotherapy Research**, v. 17, p. 1048-1053, 2003.

LINS, S. R. O.; OLIVEIRA, S. M. A.; ALEXANDRE, E. R.; SANTOS, A. M. G.; OLIVEIRA, T. A. S. Controle alternativo da podridão peduncular em manga. **Summa Phytopathologica**, v. 37, n. 3, p. 121-126, 2011.

LOPES, C. V. A.; ALBUQUERQUE, G. S. C. Agrotóxicos e seus impactos na saúde humana e ambiental: uma revisão sistemática. **Saúde em debate**, n. 42, v. 117, p. 518-534, 2018.

LOPES, J. de C.; MELLO-SILVA, R. Diversidade e caracterização das Annonaceae do Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, n. 1, p. 125-131, 2014.

LUPE, F. A. **Estudo da composição química de óleos essenciais de plantas aromáticas da Amazônia**. 2007. 120 f. Dissertação (Mestrado em Química). Instituto de Química-Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2007.

MAAS, P.; LOBÃO, A.; RAINER, H. **Annonaceae in Flora do Brasil 2020 em construção**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB110219>. Acesso em: 15 de maio de 2020.

MASSOLA JÚNIOR, N. S. Fungos Fitopatogênicos. In: AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A.; REZENDE, J. A. M. **Manual de Fitopatologia: Princípios e conceitos**. Ed. Agronômica Ceres, v. 1, 5ª ed., cap. 8, 2018.

MATSUMOTO, R. S.; RIBEIRO, J. P. N.; TAKAO, L. K.; LIMA, M. I. S. Potencial alelopático do extrato foliar de *Annona glabra* L. (Annonaceae). **Acta Botanica Brasilica**, v. 24, n. 3, p. 631-635, 2010.

MCCHESENEY, J. D.; CLARK, A. M.; SILVEIRA, E. R. Antimicrobial diterpenes of *Croton sonderianus*, 1. Hardwickic and 3,4-Secotrachylobanoic acids. **Journal of Natural Products**, v. 54, n. 6, p. 1625-1633, 1991.

MEDEIROS, F. H. V. de; SILVA, J. C. P. da; PASCHOLATI, S. F. Controle biológico de doenças de plantas. In: AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A.; REZENDE, J. A. M. **Manual de Fitopatologia: Princípios e conceitos**. Ed. Agronômica Ceres, v.1, 5ª ed., cap. 17, 2018.

MOHAMED NOR, N. M. I.; SALLEH, B.; LESLIE, J. F. *Fusarium* species from sorghum in Thailand. **The Plant Pathology Journal**, v. 35, n. 4, p. 301-312, 2019.

MORA, P. C. M.; ROJAS, J. M. E. **Plantas del centro experimental amazônico-CEA-Mocoa, Putumayo**. 1ª Ed. Universidade Nacional da Colômbia, 2010.

MORETTO, E.; FETT, R. **Tecnologia de Óleos e Gorduras Vegetais**. São Paulo: Varela, 150p. 1998.

MOURÃO, D. de S. C.; SOUZA, M. R. de; REIS, J. V. L. dos; FERREIRA, T. P. de S.; OSORIO, P. R. A.; SANTOS, E. R. dos; SILVA, D. B. da; TSCHOEKE, P. H.; CAMPOS, F. S.; PEREIRA, T. A. Fungicidas botânicos no controle da mancha-de-bipolaris no milho. **Aspectos Fitossanitários da Agricultura**, p. 65-80, 2020.

MOYNA, P.; HEINZEN, H. Lípidos: química y productos naturales que los contienen. In: SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; MELLO, J. C. P.; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 6. ed. Porto Alegre: Editora da UFRGS; Florianópolis: Editora da UFSC, p. 435-466, 2007.

MUNKVOLD, G. P. *Fusarium* species and their associated mycotoxins. **Mycotoxigenic Fungi: Methods and Protocols, Methods in Molecular Biology**, p. 51-106, 2016.

MUNIZ, C. R.; FREIRE, F. C. O.; VIANA, F. M. P.; CARDOSO, J. E.; COOKE, P.; WOOD, D.; GUEDES, M. I. F. Colonization of cashew plants by *Lasiodiplodia theobromae*: Microscopical features. **Micron**, v. 42, p. 419-428, 2011.

MYERS, N.; MITTERMEIER, R. A.; MITTERMEIER, C. G.; FONSECA, G. A. B.; KENT, J. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, p. 853-858, 2000.

NÓBREGA, L. P. da; FRANÇA, K. R. da S.; LIMA, T. S.; ALVES, F. M. de F.; UGULINO, A. L. N.; SILVA, A. M. da; CARDOSO, T. A. L.; RODRIGUES, A. P. M.; MENDONÇA JÚNIOR, A. F. de. In vitro fungitoxic potential of *Copaiba* and *Eucalyptus* essential oils on phytopathogens. **Journal of Experimental Agriculture International**, v. 29, n. 3, p. 1-10, 2019.

NUCCI, M.; VARON, A. G.; GARNICA, M.; AKITI, T.; BARREIROS, G.; TROPE, B. M.; NOUÉR, S. A. Increased incidence of invasive fusariosis with cutaneous portal of entry, Brazil. **Emerging Infectious Diseases**, v. 19, n. 10, p. 1567-1572, 2013.

OLIVEIRA JÚNIOR, R. G. de; RABÊLO, S. V.; ARAÚJO, C. de S.; SILVA, J. C.; DINIZ, T. C.; ALMEIDA, J. R. G. da S. Prospecção tecnológica do gênero *Annona* (Annonaceae). **Revista Gestão, Inovação e Tecnologias**, v. 4, n. 2, p. 850-858, 2014.

- OLIVEIRA, J. S. B.; SCHWAN-ESTRADA, K. R. F.; BONATO, C. M.; CARNEIRO, S. M. de T. P. G. Homeopatas de óleos essenciais sobre a germinação de esporos e indução de fitoalexinas. **Revista Ciência Agronômica**, v. 48, n. 1, p. 208-215, 2017.
- OLIVEIRA, M. Z. A.; Prates JR, P.; BARBOSA, C. J.; ASSMAR, C. C. Fungo *Lasiodiplodia theobromae*: um problema para agricultura baiana. **Bahia Agrícola**, v. 9, n. 2, p. 24-29, 2013.
- OOTANI, M. A.; AGUIAR, R. W.; RAMOS, A. C. C.; BRITO, D. R.; SILVA, J. B. da; CAJAZEIRA, J. P. Use of essential oils in agriculture. **Journal of Biotechnology and Biodiversity**, v. 4, n. 2, p. 162-174, 2013.
- PALMEIRA JÚNIOR, S. F.; ALVES, V. L.; MOURA, F.S.; VIEIRA, L. F. A; CONSERVA, L. M.; LEMOS, R. P. L. Constituintes químicos das folhas e caule de *Croton sellowii* (Euphorbiaceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 16, p. 397-402, 2006.
- PASCUAL, M. E.; SLOWING, K.; CARRETERO, E.; MATA, D. S.; VILLAR, A. *Lippia*: traditional uses, chemistry and pharmacology: a review. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 76, p. 201-214, 2001.
- PASIANI, J.O. Knowledge, attitudes, practices and biomonitoring of farmers and residents exposed to pesticides in Brazil. **International Journal of Environmental Research and Public Health**, v. 9, p. 3051-3068, 2012.
- PEIXINHO, G. S.; RIBEIRO, V. G.; AMORIN, E. P. R. Ação do óleo essencial de menta (*Mentha arvensis*) sobre o patógeno *Lasiodiplodia theobromae* em cachos de videira cv. Itália. **Summa Phytopathologica**, v. 43, n. 1, p. 32-35, 2017.
- PEIXOTO, M. G.; BLANK, A. F.; ARRIGONI-BLANK, M. de F.; GAGLIARDI, P. R.; MELO, J. O. de; NIZIO, D. A. de C.; PINTO, V. S. Activity of essential oils of *Lippia alba* chemotypes and their major monoterpenes against phytopathogenic fungi. **Bioscience Journal**, v. 34, n. 5, p. 1136-1146, 2018.
- PERAZZO, F. F.; CARVALHO, J. C. T.; RODRIGUES, M.; MORAIS, E. K. L.; MACIEL, M. A. M. Comparative anti-inflammatory and antinociceptive effects of terpenoids and an aqueous extract obtained from *Croton cajucara* Benth. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 17, p. 521-528, 2007.
- PEREG, L. L. Black root rot of cotton in Australia: the host, the pathogen and disease management. **Crop & Pasture Science**, v. 64, p. 1112-1126, 2013.
- PEREIRA, W. V.; PAPA, M. DE F. S.; SANTOS, J. A. dos.; FADEL, R. Bioatividade de extratos de folhas de *Xylopiá aromática* e *Caryocar brasiliense* sobre *Colletotrichum gloeosporioides*. **Cultura Agronômica**, v. 18, n. 3, p. 33-39, 2009.

PEREIRA, A. V. S.; MARTINS, R. B.; MICHEREFF, S. J.; SILVA, M. B.; CÂMARA, M. P. S. Sensitivity of *Lasiodiplodia theobromae* from brazilian papaya orchards to MBC and DMI fungicides. **European Journal of Plant Pathology**, v. 132, p. 489-498, 2012.

PESQUEIRA, A. da S.; BACCHI, L. M. A.; GAVASSONI, W. L. Associação de fungicidas no controle da antracnose da soja no Mato Grosso do Sul. **Revista Ciência Agrônômica**, v. 47, n. 1, p. 203-212, 2016.

PETROVIC, T.; BURGESS, L. W.; COWIE, I.; WARREN, R. A.; HARVEY, P. R. Diversity and fertility of *Fusarium sacchari* from wild rice (*Oryza australiensis*) in Northern Australia, and pathogenicity tests with wild rice, rice, sorghum and maize. **European Journal of Plant Pathology**, v. 136, p. 773-778, 2013.

PFENNING, L. H.; DE MELO, M. P.; COSTA, M. M.; REIS, A.; CABRAL, C. S.; LIMA, C. S.; ABREU, L. M.; COSTA, S. S. *Fusarium udum* revisited: a common, but poorly understood member of the *Fusarium fujikuroi* species complex. **Mycological Progress**, v. 18, p. 107-117, 2019.

PHILIPS, A. J. L.; ALVES, A.; ABDOLLAHZADEH, J.; SLIPPERS, B.; WINGFIELD, M. J.; GROENEWALD, J. Z.; CROUS, P. W. The *Botryosphaeriaceae*: Genera and species known from culture. **Studies in Mycology**, v. 76, p. 51-167, 2013.

PIERI, F. A.; MUSSI, M. C. M.; FIORINI, J. E.; MOREIRA, M. A. S.; SCHNEEDORF, J. M. Bacteriostatic effect of copaiba oil (*Copaifera officinalis*) against *Streptococcus mutans*. **Brazilian Dental Journal**, v. 23, n. 1, p. 36-38, 2012.

PORTILLO-RUIZ, M. C.; SÁNCHEZ, R. A. S.; RAMOS, S. V.; MUÑOZ, J. V. T.; NEVÁREZ-MOORILLÓN, G. V. Antifungal effect of Mexican oregano (*Lippia berlandieri* Schauer) essential oil on a wheat flour-based medium. **Journal of Food Science**, v. 77, n. 8, p.441-445, 2012.

RIGOTTO, R. M.; VASCONCELOS, D. P.; ROCHA, M. M. Uso de agrotóxicos no Brasil e problemas para a saúde pública. **Caderno de Saúde Pública**, v. 30, n. 7, p. 1-3, 2014.

ROCHA, F. F.; NEVES, E. M. N.; COSTA, E. A.; MATOS, L. G.; MÜLLER, A. H.; GUILHON, G. M. S. P.; CORTES, W. S.; VANDERLINDE, F. A. Evaluation of antinociceptive and antiinflammatory effects of *Croton pullei* var. *glabrior* Lanj. (Euphorbiaceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 18, p. 344-349, 2008.

SAHAYARAJ, K.; NAMASIVAYAM, S. K. R.; BORGIO, J. A. F. Influence of three plant extracts on *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* mycelium growth. **Journal of Plant Protection Research**, v. 46, n. 4, 2006.

SALIMENA, F.R.G.; THODE, V.; MULGURA, M.; O'LEARY, N.; FRANÇA, F.; SILVA, T.R.S.; SOUZA, V.C. 2015 *Verbenaceae* in Lista de Espécies da Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB246>. Acesso em: 17 de maio de 2020.

SANGPUEAK, R.; PHANSAK, P.; BUENSANTEAI, N. Morphological and molecular identification of *Colletotrichum* species associated with cassava anthracnose in Thailand. **Journal of Phytopathology**, v. 166, n.2, p. 129-142, 2017.

SANTANA, V. S.; MOURA, M. C. P. M.; NOGUEIRA, F. F. Mortalidade por intoxicação ocupacional relacionada a agrotóxicos, 2000-2009, Brasil. **Revista de Saúde Pública**, v. 47, n. 3, p. 598-606, 2013.

SANTOS, A. C. B.; NUNES, T. S.; COUTINHO, T. S.; SILVA, M. A. P. Uso popular de espécies medicinais da família Verbenaceae no Brasil. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 17, n. 4, p. 980-991, 2015.

SANTOS, M. M. F. B. Efeito de extratos de *Lippia alba* sobre o fungo *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.), isolados de *Citrus*. In: MING, L.C. *et al.* **Plantas Mediciniais, aromáticas e condimentares: avanços na pesquisa agrônômica**. Botucatu: UNESP, v.2, p.193-217, 1998.

SANTOS, P. M. L.; SCHRIPSEMA, J.; KUSTER, R.M. Flavonóides O-glicosilados de *Croton campestris* St. Hill. (Euphorbiaceae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 15, p. 321-325, 2005.

SANTOS, R. F.; CIAMPI-GUILLARDI, M.; AMORIM, L.; MASSOLA JR., N. S.; SPOSITO, M. B. Aetiology of anthracnose on grapevine shoots in Brazil. **Plant Pathology**, v. 67, n. 3, p. 692-706, 2017.

SAVARY, S.; FICKE, A.; AUBERTOT, J.N.; HOLLIER, C. Crop losses due to diseases and their implications for global food production losses and food security. **Food Security**, v. 4, p. 519-537, 2012.

SHARMA, G.; SHENOY, B. D. *Colletotrichum fructicola* and *C. siamense* are involved in chilli anthracnose in India. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, v. 47, p. 1179-1194, 2013.

SHARMA, M.; KULSHRESTHA, S. *Colletotrichum gloeosporioides*: an anthracnose causing pathogen of fruits and vegetables. **Biosciences, Biotechnology Research Asia**, v. 12, n. 2, p. 1233-1246, 2015.

SIEBRA, C. A.; NARDIN, J. M.; FLORÃO, A.; ROCHA, F. H.; BASTOS, D. Z.; OLIVEIRA, B. H.; WEFFORT-SANTOS, A. M. Potencial antiinflamatório de *Annona glabra*, Annonaceae. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 19, n. 1, p. 82-88, 2009.

SILVA, A. C. da; SOUZA, P. E. de; AMARAL, D. C.; ZEVIANI, W. M.; PINTO, J. E. B. P. Essential oils from *Hyptis marruboides*, *Aloysia gratissima* and *Cordia verbenacea* reduce the progress of Asian soybean rust. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 36, n. 2, p. 159, 2014.

SILVA, D. M. M. H.; BASTOS, C. N. Atividade antifúngica de óleos essenciais de espécies de *Piper* sobre *Crinipellis perniciosa*, *Phytophthora palmivora* e *Phytophthora capsici*. **Fitopatologia Brasileira**, v. 32, n. 2, p. 143-145, 2007.

SILVA, M. S.; TAVARES, J. F.; QUEIROGA, K. F.; AGRA, M. F.; BARBOSA-FILHO, J. M.; ALMEIDA, J. R. G. S.; SILVA, S. A. S. Alcaloides e outros constituintes de *Xylopia langsdorffiana* (Annonaceae). **Química Nova**, São Paulo, v. 32, n. 6, p. 1566-1570, 2009.

SILVA JÚNIOR, G. J. da; BEHLAU, F. Controle Químico. In: AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A.; REZENDE, J. A. M. **Manual de Fitopatologia: Princípios e conceitos**. Ed. Agronômica Ceres, v.1, 5ª ed., cap. 16, 2018.

SIMÕES, C. M. O.; SPITZER, V. Óleos voláteis. In: SIMÕES, C. M. O. *et al.* **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 6. ed. Porto Alegre: Editora da UFRGS, Florianópolis: Editora da UFSC, p. 467-495, 2007.

SOUZA, A. B.; MARTINS, C. H.; SOUZA, M. G.; FURTADO, N. A.; HELENO, V. C.; DE SOUSA, J. P.; ROCHA, E. M.; BASTOS, J. K.; CUNHA, W. R.; VENEZIANI, R. C.; AMBROSIO, S. R. Antimicrobial activity of terpenoids from *Copaifera langsdorffii* Desf. against cariogenic bacteria. **Phytotherapy Research**, v. 25, p. 215-220, 2011.

SOUZA, M. A. A.; SOUZA, S. R.; VEIGA JÚNIOR, V. F.; CORTEZ, J. K. P. C.; LEAL, R. S.; DANTAS, T. N.C; MACIEL, M. A. M. Composição química do óleo fixo de *Croton cajucara* e determinação das suas propriedades fungicidas. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 16, p. 599-610, 2006.

SOUZA, V. C.; LORENZI, H. Botânica Sistemática: guia ilustrado para identificação das famílias nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG III. **Instituto Plantarum**, p. 674-678, 2012.

SUMMERELL, B.; LAURENCE, M. H.; LIEW, E. C. Y.; LESLIE, J. F. Biogeography and phylogeography of *Fusarium*: a review. **Fungal Diversity**, v. 44, n. 1, p. 3-13, 2010.

TOMAZONI, E. Z.; PANSERA, M. R.; PAULETTI, G. F.; MOURA, S.; RIBEIRO, R. T. S.; SCHWAMBACH, J. In vitro antifungal activity of four chemotypes of *Lippia alba* (Verbenaceae) essential oils against *Alternaria solani* (Pleosporaceae) isolates. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 88, n. 2, p. 999-1010, 2016.

TORRICO, F.; CEPEDA, M.; GUERRERO, G.; MELENDEZ, F.; BLANCO, Z.; CANELÓN, D. J.; DIAZ, B.; COMPAGNONE, R. S.; SUÁREZ, A. I. Hypoglycaemic effect of *Croton cuneatus* in streptozotocin-induced diabetic rats. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 17, p.166-169, 2007.

TUPAKI-SREEPURNA, A.; AL-HATMI, A. M. S.; KINDO, A. J.; SUNDARAM, M.; HOOG, G. S. de. Multidrug-resistant *Fusarium* in keratitis: a clinico-mycological study of keratitis infections in Chennai, India. **Mycoses**, v. 60, n. 4, p. 230–233, 2016.

UDAYANGA, D.; MANAMGODA, D. S.; LIU, X.; CHUKEATIROTE, E.; HYDE, K. D. What are the common anthracnose pathogens of tropical fruits? **Fungal Diversity**, v. 61, p. 165-179, 2013.

UGULINO, A. L. N.; MENDONÇA JÚNIOR, A. F. de; RODRIGUES, A. P. M. dos S.; SANTOS, A. B.; FRANÇA, K. R. da S.; CARDOSO, T. A. L.; PRADO JÚNIOR, L. S. do. Inhibition effect of vegetable oils on the mycelial growth of *Macrophomina phaseolina* (Tassi.) Goid. **Journal of Agricultural Science**, v. 10, n. 6, p. 49, 2018.

VALENZUELA, N. L.; ANGEL, D. N.; ORTIZ, D. T.; ROSAS, R. A.; GARCÍA, C. F. O.; SANTOS, M. O. Biological control of anthracnose by postharvest application of *Trichoderma* spp. on maradol papaya fruit. **Biological Control**, v. 91, p. 88-93, 2015.

VEIGA JÚNIOR, V. F.; PINTO, A. C.; MACIEL, M. A. M. Plantas medicinais: cura segura? **Química Nova**, v. 28, n. 3, p. 519-528, 2005.

VEIGA JÚNIOR, V. F.; ROSAS, E. C.; CARVALHO, M. V.; HENRIQUES, M. G. M. O.; PINTO, A. C. Chemical composition and anti-inflammatory activity of copaiba oils from *Copaifera cearensis* Huber ex Ducke, *Copaifera reticulata* Ducke and *Copaifera multijuga* Hayne - A comparative study. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 112, n. 2, p. 248-254, 2007.

VIEIRA, R. F.; CAMILLO, J.; CORADIN, L. **Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: Plantas para o Futuro: Região Centro-Oeste**. Ministério do Meio Ambiente. Secretaria de Biodiversidade. Brasília, DF: MMA, 2016. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/publicacoes/biodiversidade/category/54-agrobiodiversidade>> Acesso em: 12 mai. 2020.

VIERIA, W. A. dos S.; NUNES, A. dos S.; VELOSO, J. S.; MACHADO, A. R.; BALBINO, V. Q.; DA SILVA, A. C.; GOMES, A. A. M.; DOYLE, V. P.; CÂMARA, M. P.

S. *Colletotrichum truncatum* causing anthracnose on papaya fruit (*Carica papaya*) in Brazil. **Australasian Plant Disease Notes**, v. 15, p. 3, 2020.

WANG, C. L.; DAI, Y. L. First report of sunn hemp *Fusarium* wilt caused by *Fusarium udum* f. sp. *crotalariae* in Taiwan. **Plant Disease**, v. 102, n. 5, p. 3, 2018.

WIJERATNAM, R.S. W.; HEWAJULIGE, I. G. N.; ABEYRATNE, N. Postharvest hot water treatment for the control of *Thielaviopsis* black rot of pineapple. **Postharvest Biology and Technology**, v. 36, n. 3, p. 323-327, 2005.

ZANELLA, C. de S.; GAVASSONI, W. L.; BACCHI, L. M. A.; FORMAGIO, A. S. N. Atividade de óleos e extratos vegetais sobre germinação carpogênica e crescimento micelial de *Sclerotinia sclerotiorum*. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 82, 2015.