

**ESTUDO QUÍMICO E ATIVIDADE ANTIFÚNGICA DO ÓLEO  
ESSENCIAL DA CASCA DO FRUTO DO JATOBÁ-DO-CERRADO**  
*(Hymenaea stigonocarpa Mart. Ex Hayne)*

Autor: Fernando Campos Pimentel  
Orientadora: Dra. Cristiane de Melo Cazal  
Coorientadora: Dra. Cássia Cristina Fernandes Alves

INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E  
TECNOLOGIA GOIANO – IF GOIANO - CAMPUS RIO VERDE  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGROQUÍMICA

**ESTUDO QUÍMICO E ATIVIDADE ANTIFÚNGICA DO ÓLEO  
ESSENCIAL DA CASCA DO FRUTO DO JATOBÁ-DO-CERRADO**  
*(Hymenaea stigonocarpa Mart. Ex Hayne)*

Autor: Fernando Campos Pimentel  
Orientadora: Dra. Cristiane de Melo Casal  
Coorientadora: Dra. Cássia Cristina Fernandes Alves

Dissertação apresentada como parte das exigências para obtenção do título de MESTRE EM AGROQUÍMICA, no Programa de Pós-Graduação em Agroquímica do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano – Campus Rio Verde – Área de concentração Agroquímica Orgânica.

**TERMO DE CIÊNCIA E DE AUTORIZAÇÃO PARA DISPONIBILIZAR PRODUÇÕES TÉCNICO-CIENTÍFICAS NO REPOSITÓRIO INSTITUCIONAL DO IF GOIANO**

Com base no disposto na Lei Federal nº 9.610/98, AUTORIZO o Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano, a disponibilizar gratuitamente o documento no Repositório Institucional do IF Goiano (RIIF Goiano), sem ressarcimento de direitos autorais, conforme permissão assinada abaixo, em formato digital para fins de leitura, download e impressão, a título de divulgação da produção técnico-científica no IF Goiano.

**Identificação da Produção Técnico-Científica**

Tese  Artigo Científico  
 Dissertação  Capítulo de Livro  
 Monografia – Especialização  Livro  
 TCC - Graduação  Trabalho Apresentado em Evento  
 Produto Técnico e Educacional - Tipo:

Nome Completo do Autor: **Fernando Campos Pimentel**

Matrícula: **20181033103I0078**

Título do Trabalho: **ESTUDO QUÍMICO E ATIVIDADE ANTIFÚNGICA DO ÓLEO ESSENCIAL DA CASCA DO FRUTO DO JATOBÁ-DO-CERRADO (*Hymenaea stigonocarpa* Mart. Ex Hayne)**

**Restrições de Acesso ao Documento**

Documento confidencial:  Não  Sim, justifique: \_\_\_\_\_

Informe a data que poderá ser disponibilizado no RIIF Goiano: 05/03/2020

O documento está sujeito a registro de patente?  Sim  Não  
O documento pode vir a ser publicado como livro?  Sim  Não

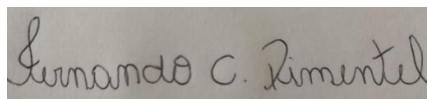
**DECLARAÇÃO DE DISTRIBUIÇÃO NÃO-EXCLUSIVA**

O/A referido/a autor/a declara que:

- o documento é seu trabalho original, detém os direitos autorais da produção técnico-científica e não infringe os direitos de qualquer outra pessoa ou entidade;
- obteve autorização de quaisquer materiais inclusos no documento do qual não detém os direitos de autor/a, para conceder ao Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano os direitos requeridos e que este material cujos direitos autorais são de terceiros, estão claramente identificados e reconhecidos no texto ou conteúdo do documento entregue;
- cumpriu quaisquer obrigações exigidas por contrato ou acordo, caso o documento entregue seja baseado em trabalho financiado ou apoiado por outra instituição que não o Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano.

Rio Verde, 25/01/2021

Ciente e de acordo:



Assinatura do Autor e/ou Detentor dos direitos autorais



Assinatura do (a) orientador(a)



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL  
MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO

SECRETARIA DE EDUCAÇÃO PROFISSIONAL E TECNOLÓGICA  
INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA GOIANO

Documentos 19/2020 - NREPG-RV/CPG-RV/DPGPI-RV/DG-RV/CMPRV/IFGOIANO

ESTUDO QUÍMICO E ATIVIDADE ANTIFÚNGICA DO ÓLEO ESSENCIAL DA CASCA DO FRUTO DO JATOBÁ-  
DO-CERRADO (*Hymenaea stigonocarpa* Mart. Ex Hayne).

Autor: Fernando Campos Pimentel

Orientadora: Dra. Cristiane de Melo Cazal

TITULAÇÃO: Mestre em Agroquímica - Área de  
Concentração Agroquímica

APROVADO em 30 de julho de 2020.

Prof. Dr. Eugenio Miranda  
Sperandio

Avaliador externo - IF Goiano /  
Rio Verde

Prof. Dr. Paulo Sérgio Pereira  
Avaliador interno - IF Goiano /  
Rio Verde

Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Cassia Cristina  
Fernandes Alves

Avaliadora interna - IF Goiano /  
Rio Verde

Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Cristiane de Melo Cazal  
Presidente da Banca - IF Sudeste  
de Minas Gerais / Barbacena

Documento assinado eletronicamente por:

- Eugenio Miranda Sperandio, 2019102331540209 - Discente, em 03/08/2020 16:41:23.
- Paulo Sergio Pereira, PROFESSOR ENS BASICO TECN TECNOLOGICO, em 31/07/2020 11:10:13.
- Cassia Cristina Fernandes Alves, PROFESSOR ENS BASICO TECN TECNOLOGICO, em 30/07/2020 17:38:24.
- Cristiane de Melo Cazal, Cristiane de Melo Cazal - Professor Avaliador de Banca - Instituto Federal Goiano - Campus Rio Verde (10651417000500), em 30/07/2020 16:34:34.

Este documento foi emitido pelo SUAP em 21/07/2020. Para comprovar sua autenticidade, faça a leitura do QRCode ao lado ou acesse <https://suap.ifgoiano.edu.br/autenticar-documento/> e forneça os dados abaixo:

Código Verificador: 165141  
Código de Autenticação: f8542ee393



INSTITUTO FEDERAL GOIANO  
Campus Rio Verde

Rodovia Sul Goiana, Km 01, Zona Rural, None, RIO VERDE / GO, CEP 75901-970  
(64) 3620-5600

## AGRADECIMENTOS

A Deus, por ter me dado saúde e força para superar as dificuldades nas etapas da vida.

A minha família, principalmente aos meus avós maternos, pelo incentivo, apoio incondicional, investimento financeiro e educacional, para o meu crescimento profissional. Obrigado por tudo.

A professora e orientadora Dr.<sup>a</sup> Cristiane de Melo Cazal, apelidada carinhosamente como Cris ou Mãe 1, com quem tanto aprendi academicamente e pessoalmente, levarei sempre comigo a sua ética, seriedade, paciência e empatia profissional durante todo esse período de orientação. Muito obrigado por acreditar e confiar no meu potencial, no meu trabalho, por mais que tenha sido uma orientação à distância, nunca deixou a desejar sua função. A senhora me fez apaixonar pela Química Orgânica e Química de Produtos Naturais.

A professora e coorientadora Dr.<sup>a</sup> Cássia Cristina Fernandes Alves, apelidada como Fada da Orgânica e Mãe 2, pelo seu acolhimento, colaboração e incentivo. Sentirei saudades das confraternizações no laboratório.

A professora Dr.<sup>a</sup> Adriane da Silveira Gomes, pelas contribuições importantes referentes a este trabalho.

As secretárias do programa de pós-graduação em Agroquímica, Pâmella e Renata, que sempre me atenderam tão bem, com tanta paciência e prestatividade. A todo corpo docente do Programa em Agroquímica. Enfim, a todos desta instituição de ensino que de forma direta ou indireta contribuíram pela janela que hoje vislumbro um horizonte superior, eivado pela acendrada confiança no mérito e ético aqui presente.

Agradeço a CAPES, pela bolsa concedida.

Aos meus colegas da Agroquímica, compartilhamos disciplinas, lanches, experiências científicas, choros e risos, Damaris, Mariana, Bruno, Fernando Duarte, Larissa Liz, Lorena, Valéria e primordialmente você Amanda de Oliveira Souza, com quem compartilhei moradia, uma irmã de coração, foi ótimo brincar de casinha com você esse período. Talvez eles não saibam, mas trouxeram conforto e me alegrou em vários momentos difíceis.

## **BIOGRAFIA DO AUTOR**

Natural de Iporá, Goiás, Brasil. Filho de Jacirene Sousa Campos e Dárcio Gonçalves Pimentel, nasceu em 04 de abril de 1993. Em 2012 iniciou sua vida acadêmica, possui formação em “Técnico em Química” em 2014 pelo Instituto Federal Goiano-Campus Iporá, em “Licenciatura em Química” em 2018 pelo Instituto Federal Goiano-Campus Iporá. Trabalhou como Técnico em Química na Arte Pharma Medicamentos no ano de 2015. Em 2018 iniciou no curso de pós-graduação em Agroquímica no Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano-Campus Rio Verde sob orientação da Prof.<sup>a</sup> Dra. Cristiane de Melo Cazal e coorientação da Prof.<sup>a</sup> Dra. Cássia Cristina Fernandes Alves.

## SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	15
2. REFERENCIAL TEÓRICO .....	166
2.1 Bioma Cerrado.....	166
2.2 Descrição da planta .....	167
2.2.1 Família <i>Fabaceae</i> .....	177
2.2.2 Gênero <i>Hymenaea</i> .....	177
2.2.3 <i>Hymenaea stigonocarpa</i> Mart. Ex Hayne .....	177
2.3 Metabólitos primários .....	188
2.4 Metabólitos secundários.....	199
2.5 Óleos essenciais.....	20
2.6 Fungos fitopatogenos .....	22
2.6.1 <i>Botrytis cinerea</i> .....	22
2.6.2 <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> .....	23
2.6.3 <i>Colletotrichum truncatum</i> .....	25
2.6.4 <i>Aspergillus flavus</i> .....	26
3. OBJETIVOS.....	277
3.1 Geral.....	277
3.2 Específicos.....	288
4. METODOLOGIA.....	288
4.1. Extração e rendimento do óleo essencial da casca de <i>Hymenaea stigonocarpa</i> (OEHS) .....	288
4.2. Análise da composição química do óleo essencial da casca de <i>H. stigonocarpa</i> (OEHS) por CG-MS .....	299
4.3. Atividade antifúngica do óleo essencial da casca de <i>H. stigonocarpa</i> (OEHS)...	29
5. RESULTADOS E DISCUSSÕES.....	31

5.1. Teor do óleo essencial da casca de <i>Hymenaea stigonocarpa</i> (OEHS) .....	31
5.2. Composição química do óleo essencial da casca do fruto de <i>H. stigonocarpa</i> (OEHS) por CG-EM.....	32
5.3 Atividade antifúngica.....	35
5.3.1. <i>Botrytis cinerea</i> .....	35
5.3.2. <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> .....	36
5.3.3. <i>Colletotrichum truncatum</i> .....	37
5.3.4. <i>Aspergillus flavus</i> .....	38
6. CONCLUSÃO.....	<b>Erro! Indicador não definido.</b> 40
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	41



## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: <i>Hymenaea stigonocarpa</i> Mart. Ex Hayne.....	18
Figura 2: Rotas biosintéticas de metabólitos secundários.....	20
Figura 3: Fatores que interferem na quantidade de metabólitos secundários nas plantas.....	21
Figura 4: Óleo essencial extraído da casca dos frutos maduros de <i>Hymenaea stigonocarpa</i> .....	22
Figura 5: Sintomas causados por <i>B. cinerea</i> .....	23
Figura 6: Estrutura química do princípio ativo fluazinam.....	23
Figura 7: Lesões causadas por <i>S. sclerotiorum</i> .....	24
Figura 8: Estruturas químicas dos princípios ativos contidos no fungicida SPOT® SC.....	25
Figura 9: Lesões ocasionadas por <i>Colletotrichum ssp</i> em soja.....	25
Figura 10: Estruturas químicas dos princípios ativos contidos no fungicida VITAVAX THIRAM200.....	26
Figura 11: Deterioração de grãos de amendoim por <i>A. flavus</i> .....	27
Figura 12: Cromatograma obtido em CG-EM para óleo essencial da farinha da casca do fruto de <i>H. stigonocarpa</i> .....	32
Figura 13: Estrutura química dos compostos majoritários.....	34

Figura 14: Percentual de inibição micelial do óleo essencial da casca do fruto de <i>Hymenaea stigonocarpa</i> sobre o fungo <i>Botrytis cinerea</i> .....	36
Figura 15: Percentual de inibição micelial do óleo essencial da casca do fruto de <i>Hymenaea stigonocarpa</i> sobre o fungo <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> .....	37
Figura 16: Percentual de inibição micelial do óleo essencial da casca do fruto de <i>Hymenaea stigonocarpa</i> sobre o fungo <i>Colletotrichum truncatum</i> .....	38
Figura 17: Percentual de inibição micelial do óleo essencial da casca do fruto de <i>Hymenaea stigonocarpa</i> sobre o fungo <i>Aspergillus flavus</i> .....	39

## ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1. Volume de óleo essencial da casca do fruto do jatobá-do-cerrado em relação ao tempo de extração partindo de 100 g da farinha da casca.....	31
Tabela 2. Composição química do óleo essencial da casca do fruto de <i>H. stigonocarpa</i> (OEHS).....	33

## LISTA DE SÍMBOLOS, SIGLAS, ABREVIACÕES E UNIDADES

$\alpha$	Alfa
$\beta$	Beta
$\gamma$	Gama
$\delta$	Delta
$\epsilon$	Épsilon
<b>AFB1</b>	Aflatoxina B1
<b>AFB2</b>	Aflatoxina B2
<b>CCT0487</b>	<i>Aspergillus flavus</i>
<b>CCT1252</b>	<i>Botrytis cinerea</i>
<b>CHC</b>	Câncer hepatocelular
<b>CN</b>	Controle negativo
<b>CP</b>	Controle positivo
<b>FAT</b>	Fundação André Toledo
<b>CG-ES</b>	Cromatografia gasosa com espectrômetro de
massas	
<b>IE</b>	Ionização eletrônica
<b>IR<sup>L</sup></b>	Índice de retenção da literatura
<b>IR<sup>O</sup></b>	Índice de retenção do óleo essencial
<b>PIC</b>	Percentual de inibição de crescimento
<b>OEHS</b>	Óleo essencial de <i>Hymenaea stigonocarpa</i>

## RESUMO

PIMENTEL, FERNANDO CAMPOS. Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano – Campus Rio Verde, Goiás, Brasil, julho de 2020. **Estudo químico e atividade antifúngica do óleo essencial da casca do fruto do jatobá-do-Cerrado (*Hymenaea stigonocarpa* Mart. Ex Hayne)**. Orientadora: Dra. Cristiane de Melo Casal. Coorientadora: Dra. Cassia Cristina Fernandes Alves.

O Brasil é um dos principais países produtor e exportador no setor agrônomico mundial, consequentemente, um dos maiores consumidores de agroquímicos no mundo, estes têm causado danos ao meio ambiente, saúde humana e a organismos não alvos. Tal fato, tem proporcionado o crescente interesse em estudo de biomoléculas com menos toxicidade, que exerçam controle sobre pragas agrícolas como fungos fitopatogênicos. A espécie *Hymenaea stigonocarpa* Mart. Ex Hayne (família *Fabaceae*), conhecido popularmente como jatobá-do-Cerrado, tem sido alvo de estudo científicos, por exercer diversas atividades biológicas já comprovadas. Nesse contexto, o presente trabalho teve por objetivo realizar o estudo químico do óleo essencial da casca do fruto maduro da espécie *H. stigonocarpa* (OEHS) e avaliar a atividade antifúngica sobre *Botrytis cinerea*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Aspergillus flavus* e *Colletotrichum truncatum* por causarem perdas significativas no setor agrônomico. Em 180 minutos de hidrodestilação, obteve-se 0,890% de rendimento do óleo essencial. Foram identificados 30 compostos no óleo essencial da casca do fruto de *H. stigonocarpa*, sendo que 63,41% são sesquiterpênicos oxigenados, como esptatulenol (25,19%) e óxido de cariofileno (13,33%), representando os compostos majoritários, os quais apresentam diversas atividades biológicas comprovadas. OEHS demonstrou potencial antifúngico contra *B. cinerea*, *S. sclerotiorum*, *A. flavus* e *C. truncatum* em todas as concentrações avaliadas, em um comportamento dose-dependente. Sendo os resultados mais promissores contra *B. cinerea* e *A. flavus*, em que a menor concentração testada ( $10 \mu\text{LmL}^{-1}$ ) inibiu mais de 70% do crescimento micelial, e a maior concentração ( $100 \mu\text{LmL}^{-1}$ ) inibiu totalmente o crescimento dos fungos. Tomados em conjunto, estes dados pressupõem que o óleo essencial das cascas do fruto de *H. stigonocarpa* são fontes naturais promissoras de novos agentes antifúngicos, que têm a vantagem de serem menos prejudiciais ao meio ambiente e a saúde humana. A luz do conhecimento atual, este trabalho descreve pela primeira vez a composição química e a atividade antifúngica do OEHS frente aos fungos fitopatogênicos *B. cinerea* e *C. truncatum*, contribuindo para o conhecimento da espécie, bem como da sua aplicação.

**Palavras-chave:** Gênero *Hymenae*, metabólitos especiais, sesquiterpenos, fungos.

## ABSTRACT

PIMENTEL, FERNANDO CAMPOS. Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano – Campus Rio Verde, Goiás, Brasil, julho de 2020. **Chemical study and antifungal activity of the essential oil of the jatobá-do-cerrado fruit peel (*Hymenaea stigonocarpa* Mart. Ex Hayne)**. Adviser: Dra. Cristiane de Melo Casal. Coadviser: Dra. Cassia Cristina Fernandes Alves.

Brazil is one of the main producers and exporter countries in the global agronomic sector, consequently, one of the largest consumers of agrochemicals in the world, these have caused damage to the environment, human health and non-target organisms. This fact has led to a growing interest in the study of biomolecules with less toxicity, which exercise control over agricultural pests such as phytopathogenic fungi. The species *Hymenaea stigonocarpa* Mart. Ex Hayne (*Fabaceae* family), popularly known as jatobá-do-cerrado, has been the subject of scientific study, for exercising several biological activities already proven. In this context, the present study aimed to carry out the chemical study of the essential oil of the fruit peel of the species *H. stigonocarpa* (OEHS) and to evaluate the antifungal activity on *Botrytis cinerea*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Aspergillus flavus* and *Colletotrichum truncatum* by causing significant losses in the agronomic sector. In 180 minutes of hydrodistillation, 0.890% yield of essential oil was obtained. 30 compounds were identified in the essential oil of the fruit peel of *H. stigonocarpa*, 63.41% of which are oxygenated sesquiterpenes, such as spathulenol (25.19%) and caryophyllene oxide (13.33%), representing the major compounds, which have several proven biological activities. OEHS demonstrated antifungal potential against *B. cinerea*, *S. sclerotiorum*, *A. flavus* and *C. truncatum* in all concentrations evaluated, in a dose-dependent behavior. The most promising results were observed against *B. cinerea* and *A. flavus*, in which the lowest concentration tested (10  $\mu\text{L mL}^{-1}$ ) inhibited more than 70% of mycelial growth, and the highest concentration (100  $\mu\text{L mL}^{-1}$ ) completely inhibited the fungi growth. Taken together, these data assume that the essential oil from the peels fruit of *H. stigonocarpa* are promising natural sources of new antifungal agents, which have the advantage of being less harmful to the environment and human health. In the light of current knowledge, this work describes for the first time the chemical composition and antifungal activity of OEHS against phytopathogenic fungi *B. cinerea* and *C. truncatum*, contributing to the knowledge of the species, as well as its application.

**Keywords:** Genus *Hymenae*, special metabolites, sesquiterpenes, fungi

## 1. INTRODUÇÃO

O Brasil é um dos maiores produtores agrícolas e consumidor de agroquímico no mundo. Os agroquímicos são empregados no controle de pragas, proporcionando bons retornos econômicos através da alta produtividade agrônômica, e a comercialização destes defensivos agrícolas no país mobiliza US \$ 10 bilhões por ano, sendo 20% do mercado mundial (BARIZON et al., 2019; PAUMGARTTEN, 2020).

Dentre as pragas que danificam diversas culturas no mundo, inclusive no Brasil, encontram-se os fungos fitopatogênicos que comprometem a saúde das plantas ocasionando perdas econômicas significativas no setor agrônômico, em diversas etapas do processo, desde o cultivo, transporte e armazenamento (KIM et al., 2018; RGUEZ et al., 2020).

*Botrytis cinerea* é um fungo patogênico responsável pela doença conhecida como mofo cinzento que atinge diversas culturas de verduras e frutas em campo, estufa e pós-colheita, como tomate e morango (WANG et al., 2019a; RGUEZ et al., 2020). Já o mofo branco é uma doença ocasionada por *Sclerotinia sclerotiorum* que afeta mais 400 espécies de plantas mundialmente, incluindo leguminosas como soja, feijão, ervilha, vegetais crucíferos e entre outras culturas (BARBACCI et al., 2020; CHEN et al., 2020). *Aspergillus flavus* é uma espécie fúngica produtora de aflatoxinas como aflatoxinas B1 (AFB1) e aflatoxina B2 (AFB2) que são nocivas à saúde humana e animal, sendo carcinogênica, hepatotóxica e mutagênica (BOMFIM et al., 2020; OLIVEIRA et al., 2020). Antracnose é uma doença causada pelo fungo *Colletotrichum truncatum*, afetando principalmente a cultura da soja, podendo infectar em várias etapas do desenvolvimento da planta. Geralmente, a transmissão se dá através da semente, proporcionando grande perda na quantidade e qualidade do cultivar (POTI et al., 2020; SOTO et al., 2020).

Por muitas décadas vários grupos de fungicidas sintéticos vêm sendo empregado no controle de fungos fitopatogênicos, estes fungicidas não possuem seletividade sendo tóxicos para aqueles organismos não alvos, ambiente e saúde humana; selecionando, também, o desenvolvimento de fungos resistentes (WAHAB et al., 2020; ZACCARDELLI et al., 2020). Adicionalmente, o crescimento da produtividade agrônômica com redução dos impactos ambientais tem sido discutido na comunidade científica, pois, é de responsabilidade mundial assegurar e garantir o abastecimento de alimentos para futura geração (TURAN et al., 2019). Neste contexto, a busca e estudo químico de óleos essenciais que apresentem atividade antifúngica tem sofrido ascensão

nos últimos anos, com intuito de reduzir e/ou substituir os fungicidas sintéticos, gerando menos efeitos nocivos (REIS et al., 2011; FAJINMI et al., 2018; HOUICHER et al., 2018; VERAS et al., 2020; LIU et al., 2020; ZACCARDELLI et al., 2020).

As plantas do gênero *Hymenaea* pertencem à família *Fabaceae*, a cerca de 25 espécies do gênero são descritas na América do Sul e Central (CIPRIANO et al., 2014; VERAS et al., 2020). Existem diversas atividades biológicas comprovadas do óleo essencial de espécies do gênero *Hymenaea* como larvicida (AGUIAR et al., 2010), antinociceptiva, antioxidante, antimicrobiana (VERAS et al., 2020) e antifúngica (MENEZEZ FILHO et al., 2020).

Algumas espécies são encontradas no Brasil, como a *Hymenaea stigonocarpa* Mart. Ex Hayne, conhecido popularmente como jatobá-do-Cerrado, o óleo essencial presente em suas folhas e cascas atua como antifúngico, antibacteriano e moluscida (STUBBLEBINE e LANGENHEIM, 1980, LORENZI e MATOS, 2002; MENEZES FILHO et al., 2020). A investigação da composição química e da atividade do óleo essencial de outras partes da planta *H. stigonocarpa* poderão contribuir para o melhor conhecimento científico, químico e biológico da espécie.

Neste contexto, o presente trabalho teve por objetivo realizar o estudo químico do óleo essencial da casca do fruto maduro da espécie *H. stigonocarpa* e avaliar a atividade antifúngica sobre *B. cinerea*, *S. sclerotiorum*, *C. truncatum* e *A. flavus*.

## 2. REFERENCIAL TEÓRICO

### 2.1 Bioma Cerrado

O bioma Cerrado é o segundo maior da América do Sul, chegando a ocupar a cerca de 22% do território brasileiro, considerada uma savana tropical e uma flora rica com 11.000 espécies de plantas nativas. Este abrange o estado de Goiás, Tocantins, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Bahia, Piauí, Maranhão, Rondônia, Paraná, São Paulo e Distrito Federal, inserido também no Amapá, Roraima e Amazonas (BUENO et al., 2018).

### 2.2 Descrição da planta



### 2.2.1 Família *Fabaceae*

*Fabaceae* é a terceira maior família de angiospermas, com 727 gêneros e 19.325 espécies classificadas em três subfamílias: *Caesalpinioideae*, *Mimosoideae* e *Papilionoideae*. No Brasil, *Fabaceae* está representada por aproximadamente 259 gêneros e 5.825 espécies disseminadas em quase todos os biomas brasileiros (COSTA et al., 2014).

Segundo Gomes et al. (2017) a família é diversificada, tal como, sua ecologia e morfologia, sendo empregada em diversos setores como na área medicinal, pesticida, corante, goma, óleo ou ornamental.

### 2.2.2 Gênero *Hymenaea*

De acordo com Cipriano et al. (2014) na subfamília *Caesalpinioideae*, até o presente momento, encontram-se 64 gêneros e 790 espécies nativas, abrangendo arbustos, árvores e lianas. Entre os 64 gêneros está incluso o *Hymenaea*, grande parte das plantas do gênero são neotropical, contendo 16 espécies, e 13 são encontradas em território brasileiro. Existem 3 espécies deste gênero no norte, nordeste, centro-oeste e sudeste brasileiro com importância econômica e medicinal são as *Hymenaea courbaril*, *Hymenaea stigonocarpa* e *Hymenaea martiana*, encontradas principalmente no bioma Cerrado, sendo usadas pela população na ornamentação, construções civis e, especialmente, no tratamento de doenças.

Os substratos e óleos essenciais de diferentes partes das plantas do gênero *Hymenaea* são frequentemente usadas na medicina tradicional brasileira conferindo efeitos antibacteriano, anti-inflamatório, antirreumático, antianêmico (SILVA et al., 2009), anti-helmíntico (VALENTE et al., 2014), antifúngico (SALES et al., 2014), antidepressivo, empregado no tratamentos de infecções estomacais (ORSI et al., 2012), infecções do trato urinário (DIMECH et al., 2013) e antiprotozoária (SEQUEIRA et al., 2016).

### 2.2.3 *Hymenaea stigonocarpa* Mart. Ex Hayne

O Jatobá-do-Cerrado (*Hymenaea stigonocarpa*) é uma leguminosa encontrada na savana brasileira, tem destaque devido ao seu interesse agrônômico, possui uma madeira de ótima qualidade, resistente e dura (SOARES et al., 2013). Podendo atingir altura de 20 metros com tronco de um metro de diâmetro (SAMPAIO et al., 2015). O jatobá-do-

Cerrado (Figura 1) necessita de baixas aquisições nutricionais e hídricas em ambientes naturais, com ocorrência em terrenos que apresentam solos distróficos e bem drenados (NASCIMENTO et al., 2011).

Estudos químicos de diferentes partes da planta demonstram a presença de sesquiterpenos, ácidos graxos, diterpenos, oligossacarídeos (ORSI et al., 2012); sais minerais, taninos, xiloglucanas, antraquinonas, pectinas, flavonoides (CARTAXO et al., 2010); alcaloides e terpenoides (MERCÊS et al., 2018).

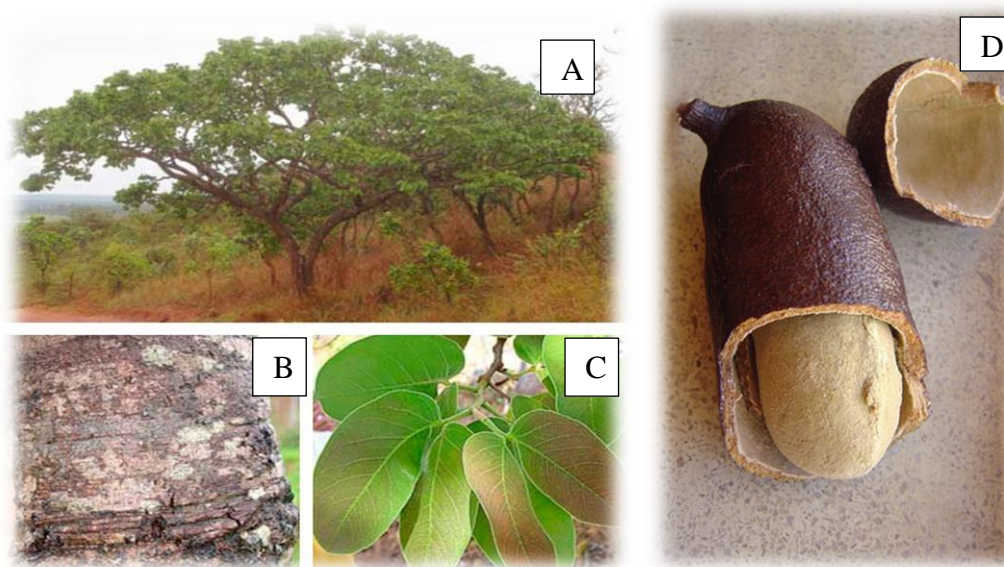


Figura 1: *Hymenaea stigonocarpa* Mart. Ex Hayne. (A) árvore, (B) tronco, (C) folhas e (D) fruto Fonte: própria

### 2.3 Metabólitos primários

Silva et al. (2010) comenta que os metabólitos primários são compostos que auxiliam na sobrevivência do vegetal, cumprindo atividades fundamentais na fotossíntese, respiração e assimilação de nutrientes. Estes se caracterizam por exercerem uma atividade metabólica direta; por serem compostos essenciais como intermediários nas vias catabólica e anabólica da planta; são comuns em todas as plantas; como hidratos de carbono, proteínas, lipídeos, ácidos nucleicos ou clorofilas (GROENIGEN et al., 2015).

Além disso, exercem função estrutural, armazenamento de energia e plástica, enquanto os metabólitos secundários, aparentemente não têm relação com o crescimento e desenvolvimento da planta (KABERA et al., 2014). Apesar disso, é importante realçar que os metabólitos primários são os grandes precursores dos metabólitos secundários, que se inserem os óleos essenciais, tema desta dissertação.

## 2.4 Metabólitos secundários

Pacheco (2014) aborda que metabólitos secundários são compostos produzidos e acumulados por plantas, que lhes proporcionam mecanismos de defesas para sua sobrevivência e atração de polinizadores para perpetuação da espécie, servindo como fatores de interação entre as plantas. Uma das principais rotas biosintéticas dos metabólitos secundários (Figura 2) se dá através da glicose que é um metabólito primário que sofre glicólise, sendo precursores de diversas classes de compostos que podem ser biosintetizadas pelas vias do ácido chiquímico e do acetil-coenzima A, sendo que a última abrange as rotas do ácido malônico, mevalônico e do metileritritol-fosfato (MEP).

As principais classes de metabólitos secundários identificados em espécies vegetais são os compostos nitrogenados (alcaloides, glucosinolatos e piridinas; compostos fenólicos (flavonoides e não flavonoides), fenóis, terpenos ou terpenoides (CUNHA et al., 2016), que exercem várias atividades biológicas como antifúngica, antioxidante, antitumoral, antiviral e entre outras,(CUNHA et al., 2016).

Por exercerem várias atividades biológicas, estes apresentam valor comercial, tanto para a indústria alimentícia, farmacêutica, agronômica, cosmética, entre outras (SIMÕES et al., 2010).

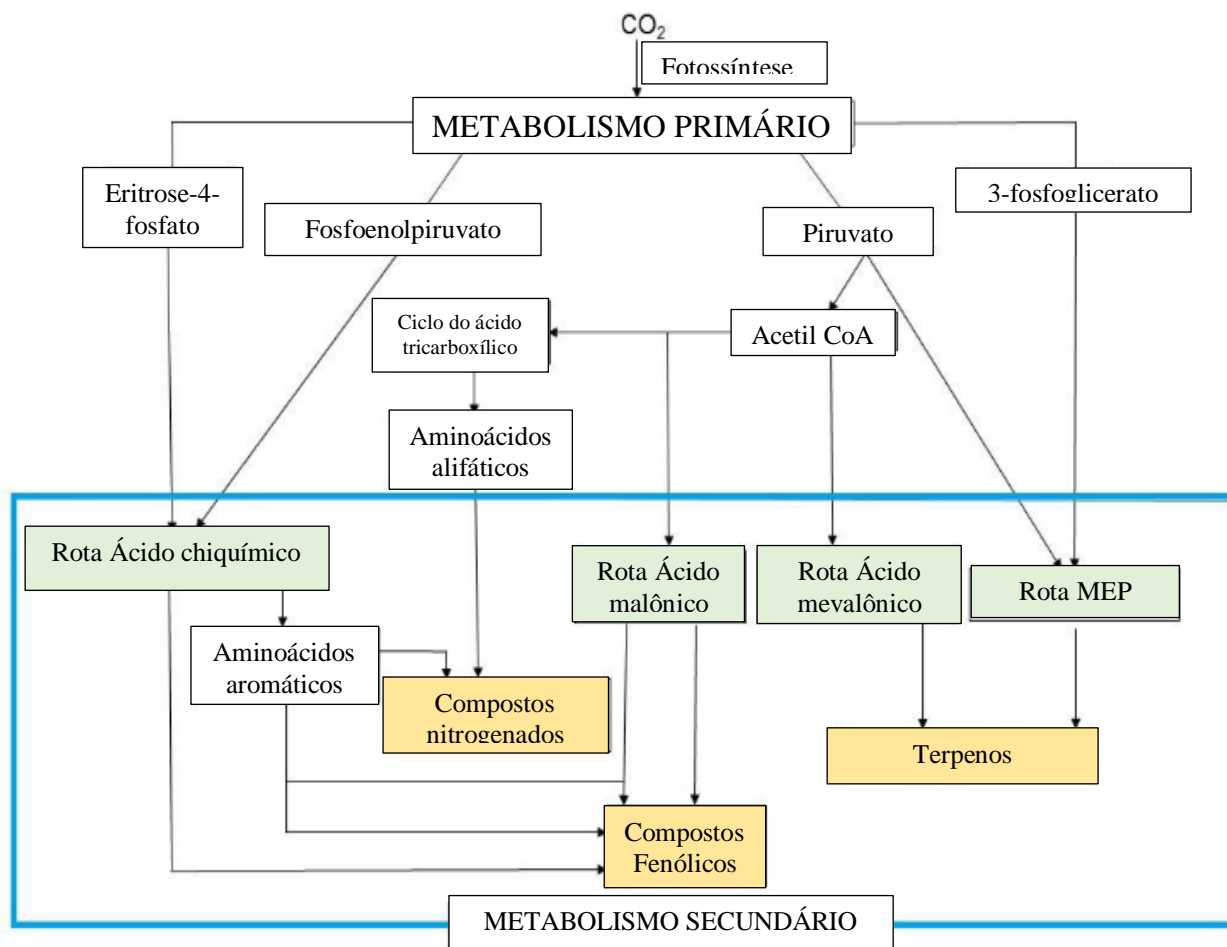


Figura 2: Rotas biosintéticas de metabólitos secundários. Fonte: própria.

## 2.5 Óleos essenciais

Os óleos essenciais são metabólitos secundários, hoje designados como “metabólitos especiais”, uma vez que assumem funções tão importantes quanto os metabólitos primários (GOTTLIEB et al., 1998; GOTTLIEB e BORIN, 2012). Seus constituintes químicos são diversificados, complexos e são produzidos de modo a assegurar adaptação das plantas em seu ambiente com outras plantas, herbívoros, patógenos, polinizadores e entre outros (FIGUEIREDO et al., 2008; HOSNI et al., 2011; SIDDIQUE et al., 2017; PEREIRA et al., 2018; SRIPATHI et al., 2018; ISAH et al., 2019).

Gobbo-neto e Lopes (2017) relatam que a composição química dos óleos essenciais pode variar entre partes de uma planta e entre espécie. Uma mesma espécie de planta pode sofrer influência (Figura 3) tanto por local de cultivo, condições de coleta, estabilização e estocagem, como também dos fatores climáticos. Os componentes dos óleos essenciais são formados a partir de três vias biosintéticas: (I) a via do fosfato

metileritritol (MEP), que leva aos mono e diterpenos; (II) a via do ácido mevalônico, que leva aos sesquiterpenos; e (III) a via do ácido chiquímico que leva aos fenilpropanoides. A identidade, quantidade relativa destas substâncias voláteis no óleo essencial são bastante variáveis e elas têm diversos papéis biológicos na planta, incluindo a atração de insetos polinizadores, como mensageiros internos e como substâncias protetoras contra herbívoros (FIGUEIREDO et al., 2008; HOSNI et al., 2011; SIDDIQUE et al., 2017; JACOB et al., 2017).

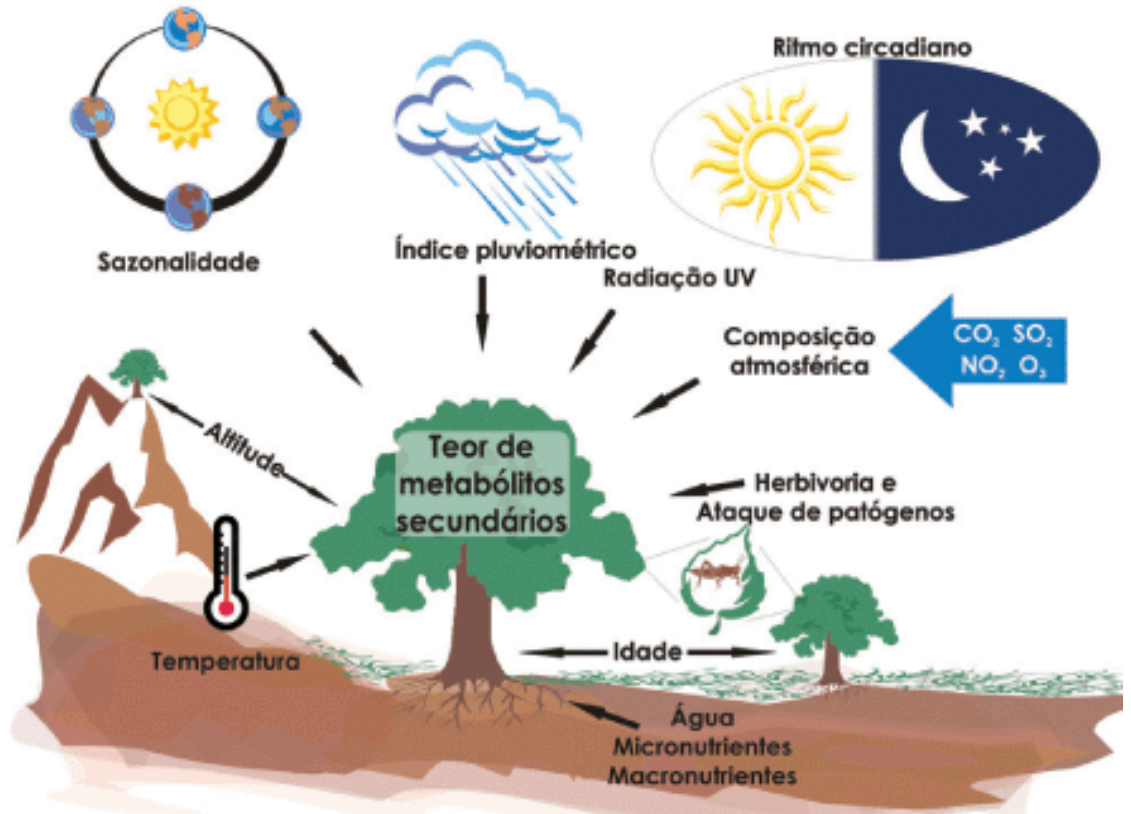


Figura 3: Fatores que interferem na quantidade de metabólitos secundários nas plantas. Fonte: Gobbo-neto e Lopes (2007).

Os terpenoides se classificam conforme o número de unidades isoprênicas: monoterpenos ( $C_{10}$ , 2 unidades), sesquiterpenos ( $C_{15}$ , 3 unidades), diterpenos ( $C_{20}$ , 4 unidades), triterpenos ( $C_{30}$ , 6 unidades) e tetraterpenos ( $C_{40}$ , 8 unidades) sendo comumente identificados com mais frequência os monoterpenos e sesquiterpenos em óleos essenciais (SIMÕES et al., 2010)

Esses metabolitos especiais (Figura 4), geralmente, possuem odor intenso, podendo ser encontrados em folhas, frutos e, até mesmo, em raízes de plantas e cascas; sendo empregados nas indústrias farmacêutica, alimentícia e cosmética (JABOB et al.,

2017). O rendimento desses óleos essenciais se baseia no método, parte empregada e tempo de extração (BARROS et al., 2018).



Figura 4: Óleo essencial extraído da casca dos frutos maduros de *Hymenaea stigonocarpa* Mart. Ex Hayne. Fonte: própria.

## 2.6 Fungos fitopatogênicos

Existem diversos fungos fitopatogênicos na pré e/ou pós-colheita que provocam doenças e degradam madeira (ZNININI et al., 2013; TOLBA et al., 2015; EL OUADI et al., 2017; TEGANG et al., 2018; LI et al., 2019).

### 2.6.1 *Botrytis cinerea*

O mofo cinzento, ocasionado pelo fungo fitopatogênico *B. cinerea*, resulta em grandes perdas de rendimento em mais de 200 espécies de culturas em todo o mundo, especialmente em culturas de hortaliças e frutas como morango; o controle efetivo desse fitopatogênio é difícil pela complexidade dos mecanismos de ataque entre hospedeiro-patogênio (WANG et al., 2019a; VITOR et al., 2019). Estima-se que no Brasil a produção anual é de 100 mil toneladas de morango em 3.500 ha e esta tem crescido nos últimos anos (ANTUNES et al., 2010; COSTA et al., 2011).

A perda econômica causada por esse patógeno supera US \$ 10 bilhões/ano no mundo, pode infectar todas as partes da planta como órgãos da fruta e/ou tecidos vegetativos senescentes ou danificados (Figura 5); a propagação e desenvolvimento acontecem através de feridas ou aberturas naturais, sendo melhor em condições úmidas e temperaturas baixas, causando danos de aproximadamente 80% das flores e frutos principalmente na cultura de morango (LI et al., 2019; PETRASCH et al., 2019).



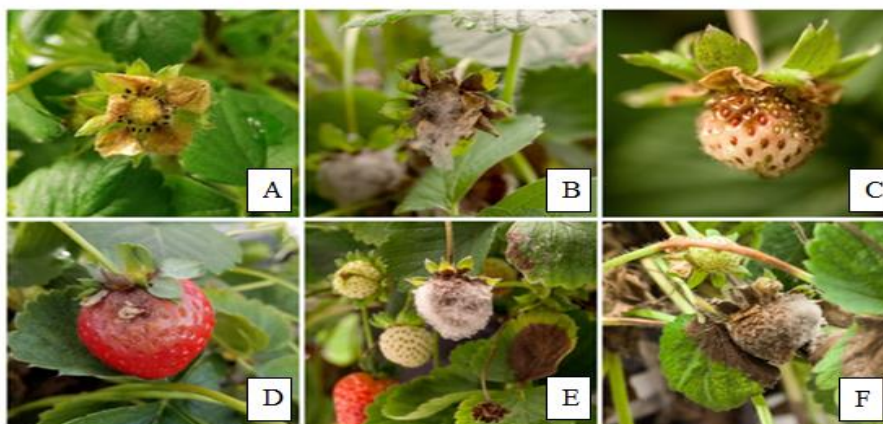


Figura 5: Sintomas causados por *B. cinerea*. (A) flor senescida com crescimento de micélio. (B) infecção floral avançada. (C) e (D) infecções de frutas em diferentes estágios. (D) pétala infectada tendo como fontes de infecção frutas contaminadas. (E) e (F) escurecimento das folhas e frutas devido a infecções. Fonte: Petrasch et al. (2019).

Um dos principais controles utilizados sobre *B. cinerea* são fungicidas químicos ou combinações destes, como por exemplo o AGATA SC, sendo seu princípio ativo o fluazinam (Figura 6), que inibe a fosforilação oxidativa durante o processo de respiração dos patógenos (AGROLINK, 2020; FUNGICIDE RESISTANCE ACTION COMMITTEE - FRAC, 2020; RGUEZ et al., 2020).

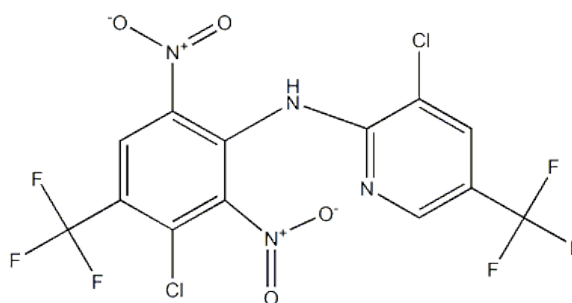


Figura 6: Estrutura química do princípio ativo fluazinam. Fonte: própria.

### 2.6.2 *Sclerotinia sclerotiorum*

O fungo *S. sclerotiorum* é o causador da doença conhecida como mofo branco, podendo infeccionar mais de 400 espécies de plantas no mundo, abrangendo culturas de importância comercial como feijão, colza, girassol, canola, tomate e soja (BARBACCI et al., 2020; CHEN et al., 2020). No Brasil, a área de cultivo e produtividade de soja tem aumentado nos últimos anos, na safra 2017/2018 a colheita gerou 117 milhões de toneladas, com isso, estima-se também aumento de 10% de incidência do mofo branco

no país, gerando redução de aproximadamente 172 kg/ha na produção de soja, provocando perda de US\$ 1,47 milhões por ano (CIAMPI-GUILLARDI et al., 2020).

Uma cultura infectada com esse fitopatógeno, os danos podem variar de 30 a 100%, caso não adote uma ação preventiva (CASTRO et al., 2016). Os escleródios são estruturas resistentes melanizadas escuras geradas por *S. sclerotiorum*, podem sobreviver no inverno em solo e/ou restos culturais, provocando, posteriormente, lesões que podem afetar o caule e bloquear o fluxo vascular da planta (Figura 7), coibindo o desenvolvimento das sementes e vagens (CIAMPI-GUILLARDI et al., 2020), ou propagação de ascósporos por correntes de ar, infectando pétalas de flores (MACENA et al., 2020).



Figura 7: Lesões causadas por *S. sclerotiorum*. (A) Desenvolvimento inicial da lesão em caule. (B), (C) e (D) Expansão gradual da lesão. (E) Lesão cobre a planta inteira causando a morte da planta. (F) Escleródio desenvolvido dentro do caule morto. Fonte: Kamal et al. (2015).

O desenvolvimento é favorecido com umidade relativa do ar elevada, temperaturas baixas 10°C e 25°C, sucessão/rotação de cultura com hospedeiros suscetíveis, pluviometria coincidindo com temperaturas amenas (MICHEREFF et al., 2005). O controle de *S. sclerotiorum* se baseia principalmente no emprego de fungicidas químicos como SPOT® SC, sendo uma mistura de dois ingredientes ativos, dimoxistrobina e boscalida (Figura 8), este último inibe a succinato desidrogenase, enzima primordial do complexo II envolvida no processo de respiração dos fungos (AGROLINK, 2020; FUNGICIDE RESISTANCE ACTION COMMITTEE - FRAC, 2020).



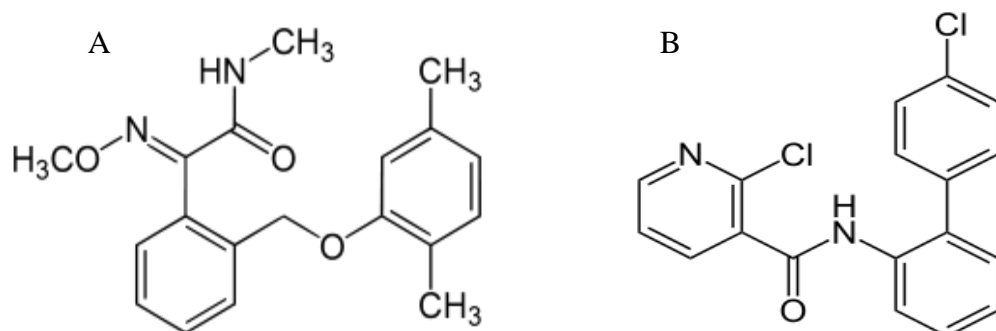


Figura 8: Estruturas químicas dos princípios ativos contidos no fungicida SPOT® SC. (A) dimoxistrobina e (B) boscalida. Fonte: própria.

### 2.6.3 *Colletotrichum truncatum*

Liu et al. (2016) comentam que *Colletotrichum* é um importante gênero patogênico em todo o mundo, causando a doença conhecida como antracnose, podendo incidir em uma ampla variedade de vegetais, frutas, culturas de leguminosas como feijão e soja. Sendo que, seu principal causador é a espécie *C. truncatum*, que possui micélio septado, conídios hialinos e unicelulares e sua reprodução é assexuada (PUTZKE e PUTZKE, 2002; ROGÉRIO et al., 2019). Antracnose pode proporcionar perdas de 90 kg/ha de grãos de soja na região do cerrado brasileiro, por este possuir condições climáticas favoráveis de alta temperatura e umidade em determinadas épocas do ano (ROGÉRIO et al., 2017). Hassan et al. (2019) relatam que uma das características ocasionada por antracnose no hospedeiro são necroses afundadas e difundidas em caules, folhas, frutos (Figura 9).

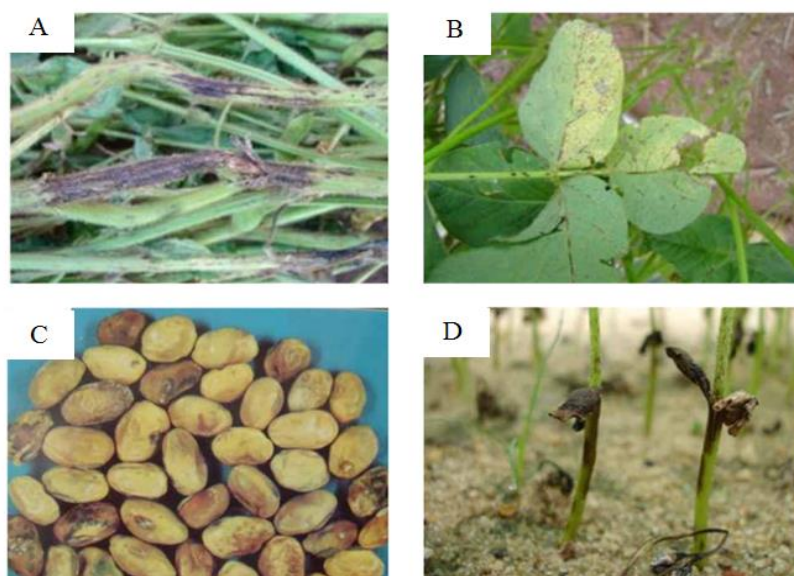


Figura 9: Necroses ocasionadas por *Colletotrichum ssp* em soja. (A) em hastes. (B) em folhas. (C) em sementes. (D) na planta. Fonte: Goulart (2009).

Os fungicidas químicos são empregados em escala global no controle da antracnose em culturas de soja (ROGÉRIO et al., 2019; GADBAN et al., 2020); entre esses fungicidas empregados se encontra VITAVAX THIRAM 200 SC, sua composição é uma mistura de carboxina e thiram (Figura 10). A carboxina é uma molécula do grupo das carboxanilidas, inibindo a succinato desidrogenase, enzima situada na membrana interna da mitocôndria que participa do ciclo de Krebs no complexo II e está envolvida no transporte de elétrons na cadeia de transporte de elétrons da respiração, já o thiram pertence ao grupo dos ditiocarbamatos com ação fungicida multisítio. Estes sítios de ação podem estar relacionados aos processos de mitose, meiose, síntese de ácidos nucleicos e aos processos respiratórios (AGROLINK, 2020; FUNGICIDE RESISTANCE ACTION COMMITTEE - FRAC, 2020).

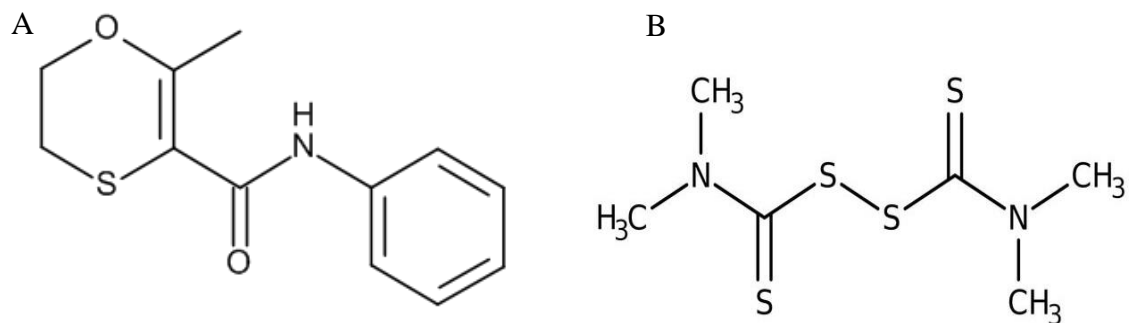


Figura 10: Estruturas químicas dos princípios ativos contidos no fungicida VITAVAX THIRAM 200 SC. (A) carboxina e (B) thiram. Fonte: própria.

#### 2.6.4 *Aspergillus flavus*

Fungos do gênero *Aspergillus*, como a espécie *Aspergillus flavus*, possuem distribuição mundial e sendo um dos principais deterioradores de alimentos e frutas (HEDAYATI et al., 2007). Fouad et al. (2019) abordam que podem ser encontrados principalmente em grãos de destilaria como milho, amendoim e farelo de algodão (Figura 11).



Figura 11: Deterioração de grãos de amendoim por *A. flavus*. Fonte: Souza e Natali (2013).

Os fungos deste gênero apresentam como principais metabólitos secundários tóxicos as aflatoxinas B1 (AFB1) e aflatoxina B2 (AFB2), as quais têm origem bioquímica a partir da molécula de acetil-CoA, através da via policetídica, sendo que estas toxinas são conhecidas por serem substâncias altamente tóxicas, teratogênicas, mutagênicas e carcinogênicas (KABAK, 2016; SANTOS et al., 2014; BOMFIM et al., 2020; OLIVEIRA et al., 2020). Tai et al. (2020) pressupõem que essas aflotoxinas induzem 28% do total de casos mundiais de câncer hepatocelular (CHC), a forma mais trivial de câncer de fígado.

O *A. flavus* é um fungo filamentoso saprotrófico, geralmente se prolifera em ambientes quentes e úmidos, sendo um dos problemas nas áreas agrícola e medicinal, tornando-se ameaça global para a saúde animal e humana. Hoje em dia é considerado um dos principais indicadores de segurança de grãos, sendo ainda amplamente empregado agroquímicos para seu controle (WANG et al., 2019b; MASIELLO et al., 2020), como o fungicida a base de carboxina e thiram.

### 3. OBJETIVOS

#### 3.1 Geral

Estudar a composição química e a atividade antifúngica do óleo essencial da casca do fruto de *Hymenaea stigonocarpa*, contra espécies de fitopatógenos *Botrytis cinerea*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Colletotrichum truncatum* e *Aspergillus flavus*.

### 3.2 Específicos

- Determinar o teor e o tempo de extração ideal do óleo essencial presente na casca do fruto de *Hymenaea stigonocarpa*.

- Caracterizar os componentes químicos do óleo essencial extraído da farinha das cascas do fruto de *Hymenaea stigonocarpa* através da cromatografia gasosa acoplada ao espectrômetro de massas.

- Avaliar a atividade antifúngica *in vitro* do óleo essencial de *Hymenaea stigonocarpa* contra os fitopatógenos *B. cinerea*, *S. sclerotiorum*, *C. truncatum* e *A. flavus* pelo método disco-difusão.

## 4. METODOLOGIA

A pesquisa foi conduzida no laboratório de Química de Produtos Naturais do Instituto Federal Goiano-Campus Rio Verde, localizado no município de Rio Verde, Goiás, Brasil. Os frutos maduros no mesmo estágio de maturação de *Hymenaea stigonocarpa* foram coletados entre 6h e 8h da manhã, no mês de outubro de 2018 no cerrado do campus da Universidade de Rio Verde-UniRV na cidade de Rio Verde, Goiás, Brasil (17°46'58.6''S 50°58'04.3''W), 782 m acima do mar. Amostras da planta foram depositadas no Herbário do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano – Campus Rio Verde sob o número de registro HRV 10039.

### 4.1. Extração e rendimento do óleo essencial da casca de *Hymenaea stigonocarpa* (OEHS)

Inicialmente, os frutos foram lavados em água corrente e colocados para secar sobre folhas de papel absorvente a  $25 \pm 1,0^\circ\text{C}$ , por 3 h. Após secagem, a casca do fruto foi separada da semente e arilo. Posteriormente, as cascas foram moídas em moinho de facas tipo ciclone com peneira granulométrica de 32 mesh, sendo armazenada em embalagens plásticas à temperatura de  $-8 \pm 1,0^\circ\text{C}$  até extração do óleo essencial, não ultrapassando o tempo de 36 horas para realização da extração. Foram pesados 100g da casca triturada, misturados em 500 mL de água e submetidos à hidrodestilação em aparelho do tipo Clevenger a  $100^\circ\text{C}$  para obtenção do óleo essencial.

O hidrolato foi submetido à extração líquido/líquido em funil de separação com 10 mL de diclorometano em triplicata. Em seguida, a fase apolar foi recolhida, seca com

50 mg de sulfato de sódio anidro, filtrada e a remoção do solvente foi feita por pressão reduzida. O melhor rendimento percentual do OEHS foi calculado pela relação entre a massa de óleo obtida e a massa da farinha utilizada na extração, nos intervalos de tempos 30, 60, 90, 120, 150, 180, 210 e 240 minutos. O rendimento médio de óleo essencial (%) foi calculado com base na matéria vegetal fresca, conforme metodologia descrita por Zhang et al. (2014) modificado. Para análise estatística dos dados, empregou-se o delineamento inteiramente ao acaso, com quatro repetições e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade.

#### 4.2 Análise da composição química do óleo essencial da casca de *H. stigonocarpa* (OEHS) por CG-EM

A composição química do OEHS foi realizada por cromatografia gasosa no espectrômetro de massas sequencial CG-EM/EM (Shimadzu MSTQ8040), com coluna capilar de sílica Restek Rtx-5ms (30 m x 0.250 mm x 0.25 µm), auto injetor (Combi PAL AOC-5000), com detector por ionização de impacto eletrônico (IE) de 70 (e.V). Tendo hélio como gás de arraste, fluxo de 1,0 mL min<sup>-1</sup>, com pressão de injeção 66,4 KPa. As temperaturas do injetor e do detector foram de 230°C e 300°C, respectivamente. A temperatura da coluna para análise teve início a 90°C por 1,0 min, aumentando 10°C.min<sup>-1</sup> até atingir 270°C e, posteriormente, seguiu o aumento de 10°C.min<sup>-1</sup> até 290°C, ficando nessa temperatura por mais 1,0 min. A identificação dos constituintes do OEHS foi realizada com base no índice de retenção linear (Índice de Kovats (KI)) determinado com referência a uma série homóloga de n-alcenos (C-9 a C-30) que foi injetado nas mesmas condições cromatográficas, e no padrão de fragmentação observado nos espectros de massa, comparando aos resultados encontrados na literatura (ADAMS, 2007) e nos dados da biblioteca de espectros de massa Nist® 11.

#### 4.3 Atividade antifúngica do óleo essencial da casca de *H. stigonocarpa* (OEHS)

Os isolados de *Aspergillus flavus* (CCT0487) e *Botrytis cinerea* (CCT1252) foram adquiridos pela Fundação André Tosello – FAT, Campinas, São Paulo. Já os isolados *Sclerotinia sclerotiorum* e *Colletotrichum truncatum* foram cedidos pela Embrapa Arroz e Feijão, localizada em Santo Antônio de Goiás, Goiás. Os fitopatógenos foram mantidos em estufa de crescimento no Laboratório de Microbiologia Vegetal do Instituto Federal Goiano - Campus Rio Verde, até o andamento dos experimentos.

A atividade antifúngica foi realizada de acordo com Xavier et al. (2016) com modificações. O OEHS foi avaliado sobre o crescimento micelial de *A. flavus* e *B. cinerea*, nas concentrações de 10, 20, 50, 70 e 100  $\mu\text{LmL}^{-1}$ , já nos isolados de *S. sclerotiorum* e *C. truncatum* foram testadas as concentrações de 10, 50, 70, 150 e 200  $\mu\text{LmL}^{-1}$ , em água utilizando Tween®20 a 1% (m/v) como emulsificante. Como controle negativo utilizou-se uma solução aquosa de Tween®20 a 1% (m/v). Como controle positivo foram empregados os fungicidas SPOT® SC para *S. sclerotiorum*, AGATA SC para o fungo *B. cinerea* e VITAVAX THIRAM 200 SC para os fitopatógenos *A. flavus* e *C. truncatum*, preparados na concentração de 10  $\mu\text{LmL}^{-1}$ .

Após esterilização e solidificação do meio de cultura de Batata-Dextrose-Ágar (BDA), as diluições do OEHS foram distribuídas por toda a superfície com auxílio de uma alça de Drigalski previamente esterilizada. Em seguida, um disco de micélio de cada fungo, com sete dias de cultivo foi adicionado ao centro das placas distintas, sendo identificadas e incubadas à temperatura de  $28 \pm 3^\circ\text{C}$  com fotoperíodo de 12 horas. Foram realizadas medições diárias do halo de crescimento micelial das colônias, sendo iniciadas as análises 24 h após a inoculação, até o crescimento total das colônias.

A atividade antifúngica foi determinada pela média de inibição do crescimento micelial do fungo tratado com os óleos essenciais e controle do crescimento. A atividade antifúngica foi calculada através do Percentual de Inibição de Crescimento Micelial-PIC (EDGINTON et al., 1971), conforme a seguinte equação:

$$(PIC = \frac{\text{Crescimento controle} - \text{Crescimento tratamento}}{\text{Crescimento controle}} \times 100\%)$$

Os dados obtidos nesse estudo foram submetidos a análise de variância e as médias (6 repetições e 7 tratamentos) comparadas pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade, utilizando o *software* estatístico BioEstat versão 5.0.

## 5. RESULTADOS E DISCUSSÕES

### 5.1 Teor do óleo essencial da casca de *Hymenaea stigonocarpa* (OEHS)

O OEHS apresentou coloração amarela esverdeada clara, com odor intenso amadeirado. A Tabela 1 apresenta os resultados do estudo sobre a influência do tempo de extração no teor do OEHS obtido.

Tabela 1. Volume de óleo essencial da casca do fruto do jatobá-do-Cerrado em relação ao tempo de extração partindo de 100 g da farinha da casca.

Tempo de extração (min)	Volume de óleo essencial (%)
30	0,297 <sup>f</sup> ± 0,08
60	0,455 <sup>e</sup> ± 0,01
90	0,525 <sup>d</sup> ± 0,02
120	0,612 <sup>c</sup> ± 0,04
150	0,760 <sup>b</sup> ± 0,01
180	0,890 <sup>a</sup> ± 0,02
210	0,915 <sup>a</sup> ± 0,05
240	0,892 <sup>a</sup> ± 0,03
*CV=	3,55%

\*CV= Coeficiente de variação. Médias seguidas por letras iguais na coluna não diferem entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

Verifica-se na Tabela 1 que o valor do coeficiente de variação obtido foi de 3,55%, demonstrando que houve baixa dispersão e homogeneidade entre os resultados obtidos. É possível observar também, que com 30 minutos de extração o teor de óleo essencial foi de 0,297% sendo a menor quantidade extraída. Nos tempos de 30, 60, 90, 120 e 150 minutos houve diferença estatística do teor de óleo essencial extraído entre eles e dos demais tempos de hidrodestilação. Com 180, 210 e 240 minutos o rendimento obtido do OEHS foi maior que nos demais experimentos e não diferiu estatisticamente entre eles. Dessa forma, é possível sugerir que o tempo de 180 minutos de hidrodestilação (0,890% de rendimento) é ideal para ser empregado por apresentar bom rendimento e menor tempo de extração.

Aguiar et al. (2010) extraíram óleo essencial das cascas dos frutos de planta do gênero *Hymenaea*, corroborando com os resultados encontrados. Curiosamente, houve diferença significativa no rendimento dos óleos essenciais de acordo com a maturação do fruto; os óleos essenciais dos frutos maduros e verdes de *Hymenaea courbaril* L. var. *courbaril*, tiveram rendimento de 0,041% e 0,071%, respectivamente. Segundo os autores, o teor do óleo essencial diminuiu nos frutos maduros pela volatilização dos compostos monoterpênicos durante o processo natural de amadurecimento dos frutos.

Menezes Filho et al. (2020) também extraíram o óleo essencial das cascas do fruto de *H. courbaril* var. *courbaril* e *H. stigonocarpa*, com teor de 0,06% e 0,04%, respectivamente.

O óleo essencial extraído das folhas de *Hymenaea rubriflora* Ducke coletadas no interior de Igarassu, Pernambuco, Brasil, apresentou rendimento de 0,069% (SILVA et al., 2020). Veras et al. (2020) obtiveram rendimento de 0,18% de óleo essencial após 4 horas de hidrodestilação, de partes aéreas de *Hymenaea cangaceira* coletadas no Parque Nacional do Catimbau, Pernambuco, Brasil.

Costa et al. (2017) e Mercês et al. (2018) estudaram o óleo essencial extraído das folhas de *Hymenaea courbaril* L. var. *courbaril* coletadas no Parque Nacional de Catimbau, no Estado de Pernambuco, Brasil e obtiveram rendimentos de 0,97% e 0,53%, respectivamente. Embora se tratasse de óleos essenciais da mesma espécie e coletadas no mesmo local, as plantas foram coletadas em épocas diferentes, e pode influenciar tanto no teor como na composição química do óleo essencial.

Esta diferença no rendimento de óleos essenciais, usualmente, é provocada por fatores bióticos e abióticos, tais como espécie vegetal, condições de cultivo, idade da planta, época da coleta, sazonalidade, métodos de extração e partes da planta utilizadas (FIGUEIREDO et al., 2008; HOSNI et al., 2011; SIDDIQUE et al., 2016; PEREIRA et al., 2018; SRIPATHI et al., 2018; ISAH et al., 2019).

## 5.2 Composição química do óleo essencial da casca do fruto de *H. stigonocarpa* (OEHS) por CG-EM

A Figura 12 apresenta o cromatograma obtido da análise em CG-EM do óleo essencial da farinha da casca do fruto de *H. stigonocarpa*.

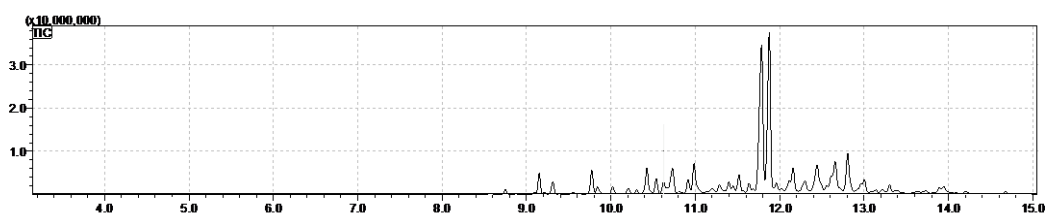


Figura 12: Cromatograma obtido em CG-EM para óleo essencial da farinha da casca do fruto de *H. stigonocarpa*. Condições: Gás de arraste hélio (He); a temperatura da coluna para análise teve início a 90°C por 1,0 min, aumentando 10°C.min<sup>-1</sup> até atingir 270°C e, posteriormente, seguiu o aumento de 10°C.min<sup>-1</sup> até 290°C, ficando nessa temperatura por mais 1,0 min.

Na Tabela 2, constam os resultados da análise da composição química do óleo essencial da farinha da casca do fruto de *H. stigonocarpa*. Foram identificados 30 compostos no óleo essencial, a maioria são sesquiterpênicos, representando um



percentual de 90,19% da área relativa dos picos; destes 63,41% são sesquiterpênicos oxigenados, sendo o espatulenol (25,19%) (a) e o óxido de cariofileno (13,33%) (b) os compostos majoritários (Figura 13). Segundo Xavier et al. (2016) compostos cuja representação de área é maior que 8% são considerados majoritários, os demais constituintes são considerados minoritários.

Tabela 2. Composição química do óleo essencial da farinha da casca do fruto de *H. stigonocarpa* (OEHS).

Nome do composto	Área (%)		IR <sup>O</sup>	IR <sup>L</sup>	Fórmula molecular
	TR	CG-EM			
$\alpha$ -cubebeno	8.750	0,57	1347	1345	C15H24
$\alpha$ -ilangenol	9.092	0,24	1373	1373	C15H24
$\alpha$ -copaeno	9.150	2,67	1377	1374	C15H24
$\beta$ -elemeno	9.312	1,63	1389	1389	C15H24
$\alpha$ -gurjuneno	9.550	0,15	1407	1409	C15H24
$\epsilon$ -Cariofileno	9.774	3,18	1425	1417	C15H24
Aromadendreno	10.022	0,78	1444	1441	C15H24
$\alpha$ -humuleno	10.207	0,59	1458	1452	C15H24
9-epi-E-cariofileno	10.308	0,46	1466	1464	C15H24
$\gamma$ -muuroleno	10.427	3,29	1476	1478	C15H24
$\delta$ -germacreno	10.537	1,45	1484	1484	C15H24
$\beta$ -selineno	10.625	1,24	1491	1489	C15H24
Viridifloreno	10.730	3,84	1499	1496	C15H24
$\alpha$ -camigreno	10.808	0,9	1505	1503	C15H24
$\gamma$ -cadineno	10.915	1,39	1514	1513	C15H24
$\delta$ -cadineno	10.985	3,36	1520	1522	C15H24
Trans-cadina-1,4-dieno	11.199	0,46	1537	1533	C15H24
$\alpha$ -calacoreno	11.289	1,01	1545	1544	C15H20
cis-Muurol-5-en-4- $\beta$ -ol	11.398	1,69	1554	1550	C15H26O
Trans-dauca-4-11-7-dieno	11.518	2,75	1564	1556	C15H24
Espatulenol	11.785	25,19	1585	1577	C15H24O
Óxido de cariofileno	11.878	13,33	1593	1582	C15H24O
Óxido de $\beta$ -himachaleno	12.114	2,26	1612	1608	C15H24O
Epóxido de humuleno 2	12.159	3,82	1616	1615	C15H24O
Muurola-4,10(14)-dien-1 $\beta$ -ol	12.300	3,01	1629	1630	C15H24O
Epóxido de Alloaromadendreno	12.444	2,64	1641	1639	C15H24O
3-Tujopsanona	12.659	4,44	1660	1653	C15H24O
14-hidroxi-9- ( $\epsilon$ ) – cariofileno	12.807	5,63	1673	1668	C15H24O

Eudesma-4(15),7-dien-1 $\beta$ -ol	13.002	0,5	1689	1687	C <sub>15</sub> H <sub>24</sub> O
Amorfa-4,7(11)-dieno-2- $\alpha$ -hidroxi	13.896	0,9	1770	1775	C <sub>15</sub> H <sub>24</sub> O
<b>Total Identificados</b>		<b>93,37%</b>			
Sesquiterpenos		29,96%			
Sesquiterpenos Oxigenados		63,41%			

\*TR= Tempo de retenção

\*IR<sup>O</sup>= Índice de retenção do óleo essencial extraído da farinha da casca do fruto do jatobá-do-Cerrado (OEHS).

\*IR<sup>L</sup>= Índice de retenção da literatura.

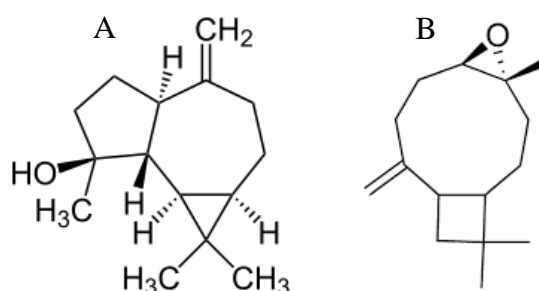


Figura 13: Estrutura química dos compostos majoritários: (A) espatulenol e (B) óxido de cariofileno.

O óleo essencial dos frutos maduros e verdes de *H. courbaril* também apresentou, em sua maioria, compostos sesquiterpenoides. O óleo essencial do fruto verde apresentou em sua composição os compostos D-germacreno (31,9%),  $\beta$ -cariofileno (27,1%), biciclogermacreno (6,5%),  $\alpha$ -humuleno (4,2%) e  $\alpha$ -copaeno (4,2%); já no óleo essencial do fruto maduro foram identificados os compostos  $\alpha$ -copaeno (11,1%), espatulenol (10,1%),  $\beta$ -selineno (8,2%),  $\gamma$ -muuroleno (7,9%) e óxido de cariofileno (6,9%) (AGUIAR et al., 2010).

Costa et al. (2017) identificaram como compostos majoritários do óleo essencial extraído das folhas de *Hymenaea courbaril* o trans-cariofileno (18,8%) e o óxido de cariofileno (29,55%). Silva et al. (2020) conseguiram identificar no óleo essencial extraído das folhas de *Hymenaea rubriflora* Ducke os seguintes sesquiterpenos: E-cariofileno (36,72%), D-germacreno (16,13%),  $\alpha$ -humuleno (6,06%),  $\beta$ -elemento (5,61%) e  $\delta$ -cadineno (3,76%). Adicionalmente, Veras et al. (2020) identificaram no óleo essencial extraído das partes aéreas de *Hymenaea cangaceira* os compostos E-Cariofileno (23,38%), D-germacreno (14,66%),  $\alpha$ -guaieno (9,75%),  $\beta$ -elemento (7,05%),  $\alpha$ -copaeno (6,34%) e  $\alpha$ -humuleno (4,65%).

Neste sentido, é possível sugerir que os compostos sesquiterpênicos, principalmente os sesquiterpênicos oxigenados espatulenol e óxido de cariofileno, são marcadores químicos da espécie *Hymenaea stigonocarpa* e de outras espécies do gênero (AGUIAR et al., 2010; COSTA et al., 2017).

As diferenças da composição química do óleo estudado com os demais citados podem ser explicadas por estudos que relatam vários fatores que influenciam na composição química e concentração dos óleos essenciais de plantas, tais como características genéticas, sazonalidade, partes da planta, espécies, gênero, ciclo circadiano, idade, estágio de desenvolvimento da planta, disponibilidade de água, solo, nutrientes, composição atmosférica, dano tecidual, condições de coleta, estabilização e estocagem (FIGUEIREDO et al., 2008; HOSNI et al., 2011; SIDDIQUE et al., 2016; PEREIRA et al., 2018; SRIPATHI et al., 2018; ISAH et al., 2019).

### 5.3 Atividade antifúngica

#### 5.3.1 *Botrytis cinerea*

Os resultados obtidos na avaliação da atividade antifúngica dos óleos essenciais da farinha da casca dos frutos de *H. stigonocarpa* frente ao fungo *B. cinerea* podem ser observados na Figura 14. Todas as concentrações testadas inibiram o crescimento micelial de *B. cinerea* em um comportamento dose-dependente, sendo a porcentagem de inibição acima de 73%. As concentrações de 70 e 100  $\mu\text{LmL}^{-1}$  não diferiram estatisticamente do controle positivo (AGATA), sendo que a concentração 100  $\mu\text{LmL}^{-1}$  inibiu 100% do crescimento do fungo, demonstrando o potencial do OEHS testado.

Wenqiang et al. (2006) mostraram que o óleo essencial da inflorescência de *Artemisia argyi* Le'vl. et Vant exibiu atividade antifúngica contra *B. cinerea* e *Alternaria alternate*, dois patógenos comuns de armazenamento de frutas e legumes. Este óleo essencial também apresentou em sua composição química, como compostos majoritários, os sesquiterpenoides espatulenol (10,03%) e óxido de cariofileno (6,51%). Com estes resultados é possível sugerir que estes compostos estão relacionados com a atividade antifúngica contra *B. cinerea*.

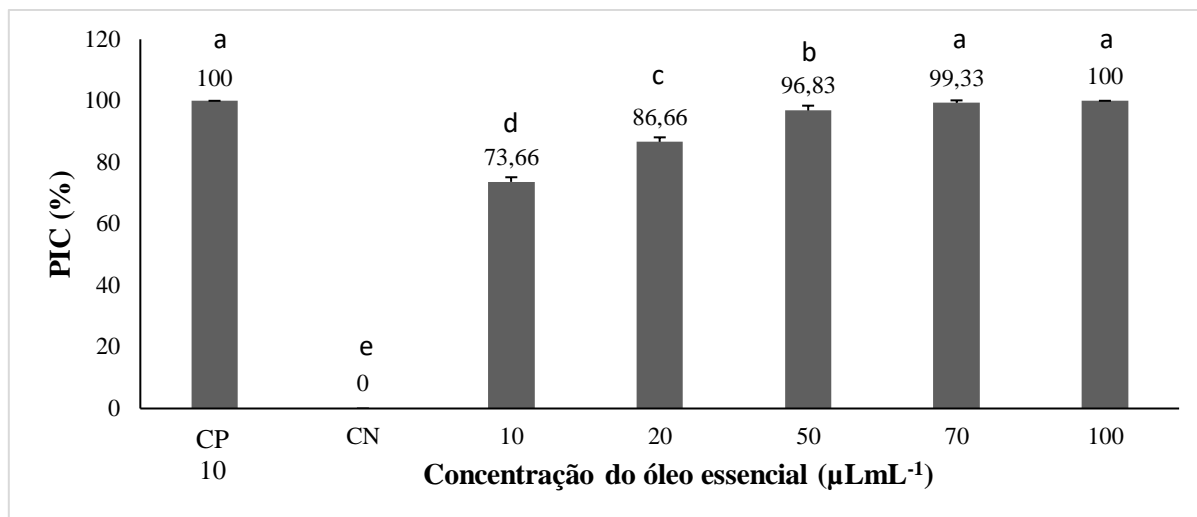


Figura 14: Percentual de inibição micelial do óleo essencial da farinha da casca do fruto de *Hymenaea stigonocarpa* sobre o fungo *Botrytis cinerea*. CP: Controle positivo - AGATA SC; CN: Controle negativo; médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade.

### 5.3.2 *Sclerotinia sclerotiorum*

Os resultados deste ensaio demonstraram que o óleo essencial da farinha da casca do fruto de *H. stigonocarpa* foi eficaz na inibição do fungo *Sclerotinia sclerotiorum*. A partir da dose de  $50 \mu\text{LmL}^{-1}$  houve inibição acima de 90%. Nas concentrações de  $150$  e  $200 \mu\text{LmL}^{-1}$  obteve inibição micelial de 99,66% e 100%, respectivamente, estas não diferiram estatisticamente entre si e do controle positivo (Figura 15). Menezes Filho et al. (2020) também avaliaram o potencial fungicida do óleo essencial da casca do fruto de *H. stigonocarpa* neste fungo e observavam inibição máxima de 83% na maior concentração avaliada ( $100 \mu\text{LmL}^{-1}$ ). Embora estes autores não tenham relatado a composição química do óleo essencial, muito provavelmente trazem diferenças na composição, já que têm resultados ainda mais promissores, podendo ser empregado no controle desse fitopatógeno em diversas etapas do cultivo.

Em outro trabalho com óleo essencial de espécies pertencentes ao gênero *Hymenaea*, os autores relataram que o óleo essencial da espécie *H. courbaril* inibiu 58,7% o halo de crescimento do fungo *S. sclerotiorum*, e, ainda, observaram que o óleo essencial de *H. courbaril* alterou visualmente a morfologia do patógeno *Phytophthora* spp., relacionada à cor e a aparência dos halos (ARAÚJO et al., 2019).

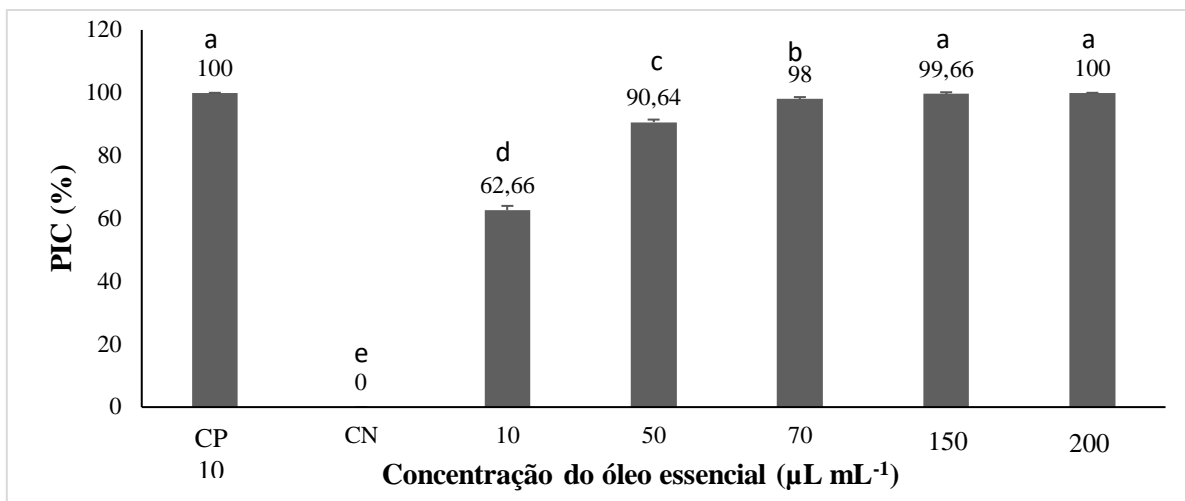


Figura 15: Percentual de inibição micelial do óleo essencial da farinha da casca do fruto de *Hymenaea stigonocarpa* sobre o fungo *Sclerotinia sclerotiorum*. CP: Controle positivo - SPOT® SC; CN: Controle negativo; \*Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade.

### 5.3.3 *Colletotrichum truncatum*

A Figura 16 apresenta o percentual de inibição micelial do óleo essencial da farinha da casca do fruto de *H. stigonocarpa* sobre o fungo *C. Truncatum*; verifica-se que houve diferença significativa entre todos os tratamentos. Entretanto, foi constatado que a porcentagem de inibição foi maior com o aumento das concentrações do OEHS, chegando a 96,5% na concentração de 200 µLmL<sup>-1</sup>.

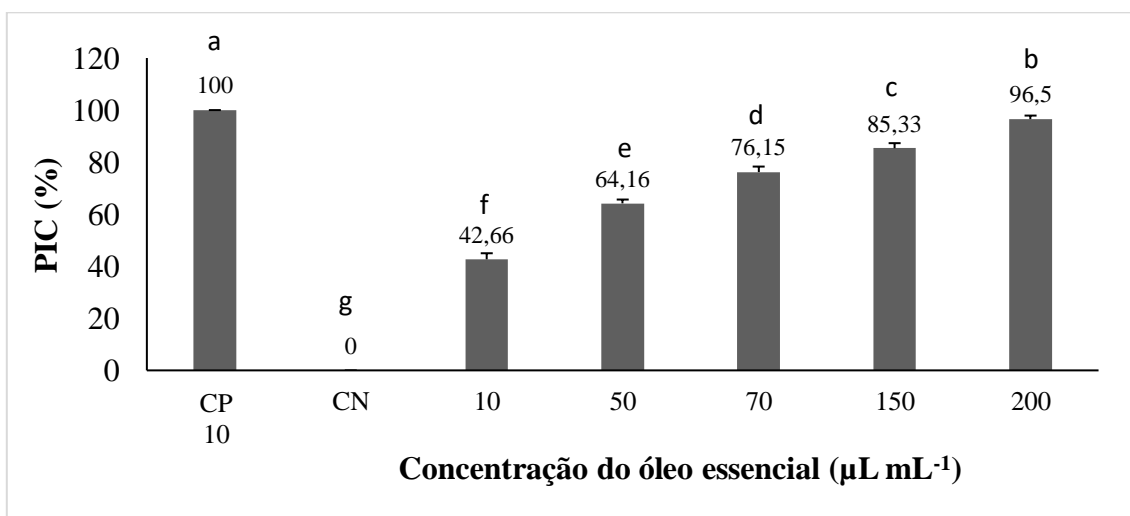


Figura 16: Percentual de inibição micelial do óleo essencial da farinha da casca do fruto de *Hymenaea stigonocarpa* sobre o fungo *Colletotrichum truncatum*. CP: Controle positivo - VITAVAX THIRAM 200 SC; CN: Controle negativo; \*Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade.

#### 5.3.4 *Aspergillus flavus*

Os resultados demonstraram que o óleo essencial da farinha da casca do fruto de *H. stigonocarpa* foi eficaz na inibição micelial do *A. flavus*, mesmo na menor dose testada ( $10 \mu\text{L.mL}^{-1}$ ), apresentando resultado bem satisfatório de PIC (82,83%). Nas concentrações de 70 e  $100 \mu\text{L.mL}^{-1}$  foram obtidas inibição micelial de 99,5% e 100% respectivamente, e não houve diferença estatística entre estes tratamentos comparado ao controle positivo VITAVAX THIRAM 200 SC (Figura 17). Já Menezes Filho et al. (2020) observaram que o óleo essencial da casca do fruto de *H. stigonocarpa* apresentou inibição micelial do fungo *A. flavus* apenas nas maiores concentrações 25, 50 e  $100 \mu\text{L.mL}^{-1}$  com taxas de PIC entre 39% e 55%. Esta diferença nos resultados, possivelmente, está associada a composição química dos óleos essenciais, que estão pautados a diferentes fatores, tais como idade da planta, época e hora da coleta (FIGUEIREDO et al., 2008; HOSNI et al., 2011).

Outros trabalhos com óleo essencial de espécies pertencentes a família *Fabaceae* relataram atividade contra *A. flavus*. Gundidza et al. (2009) avaliaram o potencial fungicida do óleo essencial de *Rhynchosia minima* (L) (DC) contra quatro fungos patogênicos, e este mostrou atividade semelhante ao controle positivo (clotrimazole) frente a *A. flavus*. Almeida et al. (2006) testaram o óleo essencial das folhas de *Bowdichia virgilioides* Kunt. (*Fabaceae*) em 14 fungos diferentes, incluindo *A. flavus*, e este se mostrou atividade antifúngica para 4 tipos de fungos.

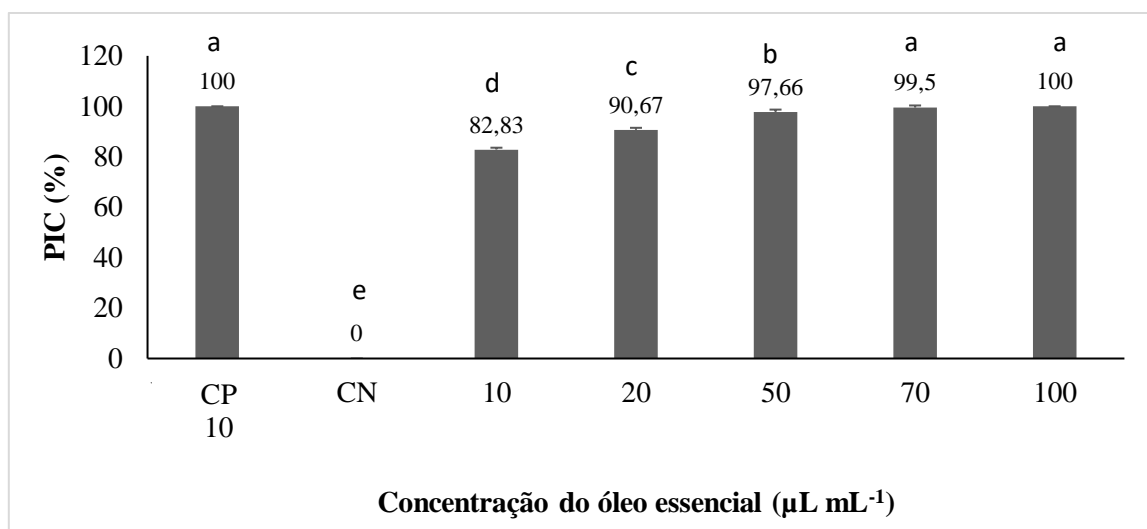


Figura 17: Percentual de inibição micelial do óleo essencial da farinha da casca do fruto de *Hymenaea stigonocarpa* sobre o fungo *Aspergillus flavus*. CP: Controle positivo - VITAVAX THIRAM 200 SC; CN: Controle negativo; \*Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade.

O OEHS apresentou atividade promissora no controle de todos os fungos fitopatogênicos testados, mesmo nas menores concentrações, e a porcentagem inibitória aumentou com a gradação das concentrações do óleo essencial. A atividade inibitória do OEHS contra *B. cinerea* e *A. flavus*, foi ainda mais expressiva, visto que a menor dose testada (10 µLmL<sup>-1</sup>) inibiu mais de 70% do crescimento micelial, e a maior dose (100 µLmL<sup>-1</sup>) inibiu totalmente o crescimento do fungo.

Por causa da diversificada composição química no óleo essencial, a atividade antifúngica pode ser resultado de combinações de vários mecanismos de ação, atingindo alvos celulares distintos, alguns compostos podem aumentar a permeabilidade da membrana, destruindo a membrana externa do fitopatógeno, outros diminuem o tamanho do fungo ocasionando mudanças na sua morfologia celular (EL OUADI et al., 2017).

El Oaudi et al. (2015) relataram que os monos e sesquiterpenos são grande parte dos compostos encontrados em óleos essenciais, exercendo ações antimicrobianas, como antifúngica, e atuam de forma a inibir o crescimento fúngico; a atividade dessas substâncias está relacionada com certas reações enzimáticas desenvolvidas durante a síntese da parede celular.

O espatulenol é um sesquiterpeno hidroxilado, com atividade antifúngica comprovada. Cazella et al. (2019) relatam que o espatulenol possui alta hidrofobicidade, favorecendo penetração mais fácil na membrana plasmática e interação com o sítio ativo das enzimas intra-organelas e/ou proteínas intracelulares que participam e exercem

funções fundamentais no metabolismo microbiano, ou desregulando a membrana com vazamentos de íons  $K^+$  de células microbianas.

O óxido de cariofileno, um sesquiterpeno oxigenado, pela presença do grupo funcional éter, é um potente agente antimicrobiano *in vitro*. Este composto é empregado como conservante de alimentos, drogas e cosméticos; e, exerce atividade antifúngica, principalmente pelo seu caráter lipofílico, sendo absorvido pela membrana celular dos fungos; esta atividade foi comparada com ciclopiroxolamina e sulconazol, empregado para o tratamento de onicomicose (ALVES et al., 2018; BARBOSA et al., 2012; PEREIRA et al., 2017; SARPIETRO et al., 2015).

## 6. CONCLUSÃO

Este trabalho descreve pela primeira vez a composição química e a atividade antifúngica do OEHS frente aos fungos fitopatogênicos *B. cinerea* e *C. truncatum*, contribuindo para o conhecimento da espécie, bem como para sua aplicação.

O OEHS demonstrou potencial antifúngico contra *B. cinerea*, *S. sclerotiorum*, *A. flavus* e *C. truncatum* em todas as concentrações utilizadas, em um comportamento dose-dependente. Os compostos identificados pertencem a classe dos sesquiterpenos, indicam a boa capacidade biológica do mesmo, sendo o Epatulenol e Óxido de cariofileno os principais componentes e este tendo características fungicidas, presumindo que estes sejam marcadores químicos das espécies do gênero *Hymenaea*.

Tomados em conjunto, estes dados pressupõem que o óleo essencial da farinha da casca do fruto de *Hymenaea stigonocarpa* é fonte promissora de novos agentes antifúngicos, e, portanto, poderia ser utilizado como alternativa aos fungicidas comerciais, pois, possivelmente, tem a vantagem de ser menos prejudicial ao meio ambiente e a saúde humana.

## 7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS



ADAMS, R. P. Identification of Essential Oil Components by Gas Chromatography/quadrupole Mass Spectroscopy, 4th ed. **Allured Publishing Corporation**, Carol Stream, p. 804, 2007.

AGROLINK. **AgrolinkFito**. Disponível em: <<https://www.agrolink.com.br/agrolinkfito/>>. Acessado em: 02 de junho de 2020.

AGUIAR, J. C.; SANTIAGO, G. M.; LAVOR, P. L.; VERAS, H. N.; FERREIRA, Y. S.; LIMA, M. A.; ARRIAGA, A. M.; LEMOS, T. L.; LIMA, J. Q.; de JESUS, H. C.; ALVES, P. B.; BRAZ-FILHO, R. Chemical constituents and larvicidal activity of *Hymenaea courbaril* fruit peel. **Natural Product Communications**, v. 5, n. 12, p. 1977-80, 2010.

ALMEIDA, J. R. G. da S.; SILVA FILHO, R. N. da; NUNES, P. X.; DIAS, C. da S.; PEREIRA, F. de O.; LIMA, E. de O. Antimicrobial activity of the essential oil of *Bowdichia virgilioides* Kunt. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 16, Supl. p. 638-641, 2006.

ALVES, F. A. R.; MORAIS, S. M. de; SOBRINHO, A. C. N.; SILVA, I. N. G. da; MARTINS, C. G.; SILVA, A. A. de S.; FONTENELLE, R. O. dos S. Composição química atividades antioxidante e antifúngica dos óleos essenciais e extratos de “*Plectranthus*” spp. contra fungos dermatófitos. **Revista Brasileira de Saúde e Produto Animal**, v. 19, n.1, p.105-115, 2018.

ANTUNES, O. T.; CALVETE, E. O.; ROCHA, H. C.; NIENOW, A. A.; CECCHETTI, D.; RIVA, E.; MARAN, R. E. Yield and quality of strawberry cultivars. **Horticultura Brasileira**, v.28, n.2, p.222-226, 2010.

ARAÚJO, A. S. Q.; CORDEIRO, C. B.; ARAÚJO, E. V. B.; AMORIN, R. dos S.; FALLER, B. V.; PAES, V. L. de A.; JARDIN, I. N.; DOMINGOS, D. G.; JUNIOR, M. A. Bioprospecting of bioactive essential oils against phytopathogenic fungi. **Amazonian Journal of Plant Research**, v. 3, n. 1, p. 298-304, 2019.

BARBACCI, A.; NAVAUD, O.; MBENGUE, M.; BARASCUD, M.; GODIARD, L.; KHAFIF, M.; LACAZE, A.; RAFFAELE, S. Rapid identification of an Arabidopsis NLR

gene as a candidate conferring susceptibility to *Sclerotinia sclerotiorum* using time-resolved automated phenotyping. **The Plant Journal**, 2020.

BARBOSA, P. C. S.; MEDEIROS, R. S.; SAMPAIO, P. T. B.; VIEIRA, G.; WIEDEMANN, L. S. M.; VAIGA-JUNIOR, V. F. Influence of Abiotic Factors on the Chemical Composition of Copaiba Oil (*Copaifera multijuga* Hayne): Soil Composition, Seasonality and Diameter at Breast Height. **Journal of the Brazilian Chemical Society**, v. 23, n. 10, p. 1823-1833, 2012.

BARIZON, R. R. M.; FIGUEIREDO, R. de O.; DUTRA, R. C. de S.; REGITANO, J. B.; FERRACINI, V. L. Pesticides in the surface waters of the Camanducaia River watershed, Brazil. **Journal of Environmental Science and Health**. v. 55, n. 3, p. 283-292, 2020.

BARROS, D. B. S.; SILVA, M. H. de M.; dos SANTOS, R. H.G.; OLIVEIRA, A. F. M. Tempo de extração para óleo essencial de *Croton spp.* (Euphorbiaceae). **Revista Brasileira de Meio Ambiente**, v.3, n.1, p. 37-40, 2018.

BOMFIM, N. da S.; KOHIYAMA, C. Y.; NAKASUGI, L. P.; NERILO, S. B.; MOSSINI, S.; A. G.; ROMOLI, J. C. Z.; MIKCHA, J. M.; FILHO, B. A. de A.; JÚNIOR, M. M. Antifungal and anti-aflatoxigenic activity of rosemary essential oil (*Rosmarinus officinalis* L.) against *Aspergillus flavus*. **Food additives & contaminants: part A**, v. 37, n. 1, p. 153-151, 2020.

BUENO, M. L.; de OLIVEIRA-FILHO, A. T.; PONTARAL, V.; POTT, A.; DAMASCENO-JUNIOR, G. A. Flora arbórea do Cerrado de Mato Grosso do Sul. **Iheringia**, Série Botânica, v. 73, p. 53-64, 2018.

CARTAXO, S. L.; ALMEIDA, D. E.; SOUZA, M. M.; ALBUQUERQUE, U. P. Medicinal plants with bioprospecting potential used in semi-arid northeastern Brazil. **Journal Ethnopharmacology**, v. 131, p. 326-342, 2010.

CASTRO, L. H. S.; FIGUEIRÓ, A. A.; NOGUEIRA, A. P. O.; CLOUGH, S. J.; JULIATTI, F. C. Resistance of soybean genotypes to *Sclerotinia sclerotiorum* isolates in different incubation environments. **Genetics and Molecular Research**, v. 15, n. 4, 2016.

CAZELLA, L. N.; GLAMOCLIIJA, J.; SOKOVIC, M.; GONÇALVES, J. E.; LINDE, G. A.; COLOAUTO, N. B.; GAZIM, Z. C. Antimicrobial Activity of Essential Oil of *Baccharis dracunculifolia* DC (*Asteraceae*) Aerial Parts at Flowering Period. **Frontiers in Plant Science**, v. 10, n. 27, 2019.

CHEN, J.; ULLAH, C.; REICHEL, M.; BERAN, F.; YANG, Z. L.; GERSHENZON, J.; HAMMERBACHER, A.; VASSÃO, D. G. The phytopathogenic fungus *Sclerotinia sclerotiorum* detoxifies plant glucosinolate hydrolysis products via an isothiocyanate hydrolase. **Nature Communications**, v. 11, n. 1, p. 1-12, 2020.

CIAMPI-GUILLARD, M.; RAMIRO, J.; MORAES, M. H. D. de; BARBIERI, G.; MASSOLA, N. S. Multiplex qPCR assay for direct detection and quantification of *Colletotrichum truncatum*, *Corynespora cassicola* and *Sclerotinia sclerotiorum* in soybean seeds. **Plant Disease**, 2020.

CIPRIANO, J.; MARTINS, L.; de DEUS, M. do S. M.; PERON, A. P. O gênero *Hymenaea* e suas espécies mais importantes do ponto de vista econômico e medicinal para o Brasil. **Caderno de Pesquisa**, v. 26, p. 41-51, 2014.

COSTA, E. C.; CARVALHO-FERNANDES, S. P.; SANTOS-SILVA J. Galhas entomógenas associadas à *Leguminosae* do entorno do riacho Jatobá, Caetitê, Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Biociência**, v. 12, n. 2, p. 115-120, 2014.

COSTA, M. da C. M. F.; da SILVA, A. G.; SILVA, A. P. S.; LIMA, V. L. de M.; SILVA, P. C. B.; ROCHA, S. K. L.; NAVARRO, D. M. do A. F.; CORREIA, M. T. dos S.; NAPOLEÃO, T. H.; SILVA, M. V.; PAIVA, P. M. G. Essential Oils from Leaves of Medicinal Plants of Brazilian Flora: Chemical Composition and Activity against *Candida* Species. **Medicines**, v. 4, n. 2, p. 27, 2017.

COSTA, R. C. da; CLAVETE, E. O.; REGINATTO, F. H.; CECCHETTI, D.; LOSS, J. T.; RAMBO, A.; TESSARO, F. Telas de sombreamento na produção de morangueiro em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.29, n.1, p.98-102, 2011.

CUNHA, A. L.; MOURA, K. S.; BARBOSA, J. C.; SANTOS, A. F. DOS. Os metabólitos secundários e sua importância para o organismo. **Diversitas Journal**, v. 1, n. 2, p. 175-181, 2016.

DIMECH, G. S.; SOARES, L. A.; FERREIRA, M. A.; OLIVEIRA, A. G.; CARVALHO, M. C.; XIMENES, E. A. Phytochemical and antibacterial investigations of the extracts and fractions from stem bark of *Hymenaea stigonocarpa* Mart. Ex Hayne and effect on ultrastructure of *Staphylococcus aureus* induced by hydroalcoholic extract. **The Scientific World Journal**, v. 14, p. 862- 763, 2013.

EDGINGTON, L. V.; KHEW, K. L.; BARRON, G. L. Fungitoxic spectrum of benzimidazoles compounds, **Phytopathology**, v. 61, p. 42-44, 1971.

EL OUADI, Y.; MANSSOURI, M.; BOUYANZER, A.; MAJIDI, L.; BENDAIF, H.; ELMSELLEM, H.; SHARIATI, M. A.; MELHAOUI, A.; HAMMOUTI, B. Essential oil composition and antifungal activity of *Melissa officinalis* originating from north-Est Morocco, against postharvest phytopathogenic fungi in apples. **Microbial pathogenesis**, v. 107, p. 321-326, 2017.

EL OUADI, Y.; MANSSOURI, M.; BOUYANZER, A.; MAJIDI, L.; LAHHIT, N.; BENDAIF, H.; COSTA, J.; CHETOUANI, A.; ELMSELLEM, H.; HAMMOUTI, B. Essential oil composition and antifungal activity of *Salvia officinalis* originating from North-East Morocco, against postharvest phytopathogenic fungi in apples. **Der Pharma Chemica**, v. 7, n. 9, p. 95-102, 2015.

FAJINMI, O. O.; KULKAMI, M. G.; BENICKÁ, S.; ZELJKOVIC, S. C.; DOLEZAL, K.; TARKOWSKI, P.; FINNIE, J. F.; STADEN, J. P. Atividade antifúngica dos voláteis do óleo essencial comercial de *Agathosma betulina* e *Coleonema album* e seus efeitos na morfologia das linhagens de fungos *Trichophyton rubrum* e *T. mentagrophytes*. **South African Journal of Botany**, v. 122, p. 492-497, 2018.

FIGUEIREDO, A. C.; BARROSO, J. G.; PEDRO, L. G.; SCHEFFER, J. J. C. Factors affecting secondary metabolite production in plants: volatile components and essential oils Factors affecting volatile and essential oil production in plants. **Flavour and Fragrance Journal**, v. 23, n.4, p. 213–226, 2008.

FOUAD, A. M.; RUAN, D.; EL-SENOUSEY, H. K.; CHEN, W.; JIANG, S.; ZHENG, C. Harmful Effects and Control Strategies of Aflatoxin B1 Produced by *Aspergillus flavus* and *Aspergillus parasiticus* Strains on Poultry: Review. **Toxins**, v. 11, n. 176, p. 4-21, 2019.

FUNGICIDE RESISTANCE ACTION COMMITTEE – FRAC (Brasil). **Modo de ação de fungicidas**. Disponível em: < <https://www.frac-br.org/modo-de-acao>>. Acesso em: 07 de julho de 2020.

GADBAN, L. C.; CAMILETTI, B. X.; BIGATTON, E. D.; DISTÉFANO, S. G.; LUCINI, E. I. Combinations of *Tagetes filifolia* Lag. essential oil with chemical fungicides to control *Colletotrichum truncatum* and their effects on the biocontrol agent *Trichoderma harzianum*. **Journal of Plant Protection Research**, v. 60, n. 1, p. 41-50, 2020.

GOBBO-NETO, L.; LOPES, N. P. Plantas medicinais: fatores de influência no conteúdo de metabólitos secundários. **Química Nova**, v. 30, n. 2, p. 374-381, 2007.

GOMES, G. da S.; da SILVA, G. S.; da CONCEIÇÃO, G. M. Diversidade de leguminosas no cerrado do município de São João do Sóter, Maranhão, Brasil. **Agrarian Academy**, v. 4, n. 7, p. 166-175, 2017.

GOTTLIEB, O. R.; BORIN, M. R. de M. B. Químico-Biologia Quantitativa: um novo paradigma?. **Química Nova**, v. 35, n. 11, p. 2105-2114, 2012.

GOTTLIEB, O. R.; BORIN, M. R. de M. B.; PAGOTTO, C. L. A. da C.; ZOCHER, D. H. T. Biodiversidade: o enfoque interdisciplinar brasileiro. **Ciências e saúde coletiva**, v. 3, n. 2, p.97-102, 1988.

GOULART, A. P. Detecção e Controle Químico de *Colletotrichum* em Sementes de Soja e Algodão. **Documentos 100: Embrapa Agropecuária Oeste**, p. 36, 2009.

GROENIGEN, J. W. V.; HUYGENS, D.; BOECKX, P.; KUYPER, T. W.; LUBBERS, M.; RÜTTING, T.; GROFFMAN, P. M. The soil N cycle: new insights and key challenges. **Soil**, v. 1, p.235-256, 2015.

GUNDIDZA, M.; GWERU, N.; MAGWA, M.; RAMALIYHANA, N.; HUMPHREY, G. Phytochemical composition and biological activities of essential oil of *Rhynchosia minima* (L) (DC) (*Fabaceae*). **African Journal of Biotechnology**, v. 8, n. 5, p. 721-724, 2009.

HASSAN, O.; LEE, Y. S.; CHANG, T. *Colletotrichum* Species Associated with Japanese Plum (*Prunus salicina*) Anthracnose in South Korea. **Scientific Reports**, v. 9, n. 1, p. 1-12, 2019.

HEDAYATI, M. T.; PASQUALOTTO, A. C.; WARN, P. A.; BOWYER, P.; DENNING D. W. *Aspergillus flavus*: human pathogen, allergen and mycotoxin producer. **Microbiology**, v. 153, p. 1677-1692, 2007.

HOSNI, K.; MSAADA, K.; TAÂRIT, M. B.; MARZOUK, B. Phenological variations of secondary metabolites from *Hypericum triquetrifolium* Turra. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 39, n. 1, p. 43–50, 2011.

HOUICHER, A.; HAMDY, M.; HECHACHNA, H. ÖZOGUL, F. Chemical composition and antifungal activity of *Anacyclus valentinus* essential oil from Algeria. **Food Bioscience**, v. 25, p. 28–31, 2018.

ISAH, T. Stress and defense responses in plant secondary metabolites production. **Biological Research**, v. 52, p. 1-25, 2019.

JACOB, R. G.; OLIVEIRA, D. H.; DIAS, I. F. C.; SCHUMACHER, R. F.; SAVEGNAGO, L. Óleos Essenciais como Matéria-Prima Sustentável para o Preparo de Produtos com Maior Valor Agregado. **Revista Virtual de Química**, v. 9, n. 1, p. 294-316, 2017.

KABAK, B. Aflatoxins in hazelnuts and dried figs: Occurrence and exposure assessment. **Food Chemistry**, v. 211, p. 8-16, 2016.

KABERA, J. N.; SEMANA, E.; MUSSA, A. R.; HEL, X. Plant Secondary Metabolites: Biosynthesis, Classification, Function and Pharmacological Properties. **Journal of Pharmacy and Pharmacology**, v. 2, n. 7, p. 393-403, 2014.

KIM, B.; HAN, J. W.; THI NGO, M.; DANG, Q. L.; KIM, J. C.; KIM, H.; CHOI, G. J. Identification of novel compounds, oleanane-and ursane-type triterpene glycosides, from *Trevesia palmata*: their biocontrol activity against phytopathogenic fungi. **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 14522, 2018.

LI, H.; HE, C.; LI, G.; ZHANG, Z.; LI, B.; TIAN, S. The modes of action of epsilon-polylysine ( $\epsilon$ -PL) against *Botrytis cinerea* in jujube fruit. **Postharvest Biology and Technology**, n. 147, p. 1-9, 2019.

LIU, F.; TANG, G.; ZHENG, X.; LI, Y.; SUN, X.; QI, X.; ZHOU, Y.; XU, J.; CHEN, H.; CHANG, X.; ZHANG, S.; GONG, G. Molecular and phenotypic characterization of *Colletotrichum* species associated with anthracnose disease in peppers from Sichuan Province, China. **Scientific Reports**, v. 6, p. 32761, 2016.

LIU, H.; HUANG, J.; YANG, S.; LI, J.; ZHOU, L. Chemical Composition, Algicidal, Antimicrobial, and Antioxidant Activities of the Essential Oils of *Taiwania flousiana* Gaussen. **Molecules**, v. 25, n. 4, 2020.

LORENZI, H. e MATOS, F. J.de A. Plantas Medicinais do Brasil: nativas e exóticas. 2ª Ed. Nova Odessa, SP. **Instituto Plantarum**, p. 512, 2008.

MASIELLO, M.; SOMMA, S.; GHIONNA, V.; LOGRIECO, A. F. In Vitro and in Field Response of Different Fungicides against *Aspergillus flavus* and *Fusarium* Species Causing Ear Rot Disease of Maize. **Toxins**, v. 11, n. 1, 2019.

MENEZES FILHO, A. C. P.; OLIVEIRA FILHO, J. G. de; CASTRO, C. F. de S. Avaliações antioxidante e antifúngica dos óleos essenciais de *Hymenaea stigonocarpa*

Mart. ex Hayne e *Hymenaea courbaril* L. **Journal of Biotechnology and Biodiversity**, v. 8, n. 2, p. 104-114, 2020.

MERCÊS, P. F. F.; BESSA, C. M. A. S.; MALAFAIA, C. B.; CÂMARA, C. A. G.; SILVA, M. M. C. Caracterização fitoquímica e avaliação do potencial acaricida e inseticida do óleo essencial de *Hymenaea courbaril* L. var. *courbaril* sobre o ácaro-rajado e o gorgulho do milho. **Journal of Environmental Analysis and Progress**, v. 3, n. 4, p. 417-428, 2018.

MICHEREFF, J. S. Doenças causam sérios prejuízos na safra de feijão em Pernambuco. **Summa Phytopathol**, v. 31, n. 2, p. 173-180, 2005.

NASCIMENTO, H.H.C.; NOGUEIRA, R.J.M.C.; da SILVA, E.C.; da SILVA, M. A. Análise do crescimento de mudas de jatobá (*Hymenaea courbaril* L.) em diferentes níveis de água no solo. **Revista Árvore**, v. 35, n. 3, p. 617-626, 2011.

OLIVEIRA, R. C.; MORENO, M. C.; CORREA, B.; CALEJJAS, F. R. Cellular, physiological and molecular approaches to investigate the antifungal and anti-aflatoxic effects of thyme essential oil on *Aspergillus flavus*. **Food Chemistry**, v. 315, 2020.

ORSI, P. R.; BONAMIN, F.; SEVERI, J. A.; SANTOS, R. C.; VILEGAS, W.; LIMA, C.; DISTASI, L. C. *Hymenaea stigonocarpa* Mart. Ex Hayne: A Brazilian medicinal plant with gastric and duodenal anti-ulcer and antidiarrheal effects in experimental rodent models. **Journal of Ethnopharmacology**, v.143, p.81-90, 2012.

PACHECO, F. V. **Desempenho ecofisiológico e análise de compostos secundários de plantas de *Piper aduncum* sob efeito da radiação**. Universidade Federal de Lavras, Lavras- MG, 2014.

PAUMGARTTEN, F. J. R. Pesticides and public health in Brazil, **Current Opinion in Toxicology**, v. 22, p. 7-11, 2020.



PEREIRA, F. G.; MARQUETE, R.; DOMINGOS, L. T.; ROCHA, M. E. N.; PEREIRA, A. F.; MANSUR, E.; MOREIRA, D. Atividades antifúngicas do óleo essencial e de suas frações ricas em sesquiterpenos das folhas de *Casearia sylvestris* Sw. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 89, n. 4, p. 2817-2824, 2017.

PEREIRA, K. de C.; QUINTELA, E. D.; SILVA, D. J.; NASCIMENTO, V. A.; ROCHA, D. V. M.; SILVA, J. F. A.; FORIM, M. R.; SILVA, F. G.; CAZAL, C. de M. Characterization of Nanospheres Containing *Zanthoxylum riedelianum* Fruit Essential Oil and Their Insecticidal and Deterrent Activities against *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae). **Molecules**, v. 23, n. 8, 2018.

PETRASCH, S.; KNAPP, S. J.; KAN, J. A. L. V.; BLANCO-ULATE, B. Grey mould of strawberry, a devastating disease caused by the ubiquitous necrotrophic fungal pathogen *Botrytis cinerea*. **Molecular Plant Pathology**, v. 20, n. 6, p.877–892, 2019.

POTI, T.; MAHAWAN, K.; CHEEWANKONN, R.; ARUNOTHAYANAN, H.; AKIMITSU, K.; NALUMPANG, S. Detection and molecular characterization of carbendazim resistant *Colletotrichum truncatum* Isolates causing anthracnose of soybean in Thailand. **Journal of Phytopathology**, v. 168, n. 5, p. 267-278, 2020.

PUTZKE, J.; PUTZKE, M. T. L. **Os reinos do fungos**. Ed. 2, Santa Cruz do Sul: Edunisc, p. 491, 2002.

REIS, E. M.; CASA, R. TREZZI.; BIANCHIN, V. Control of plant disease by crop rotation. **Summa Phytopathologica**, v. 37, n. 3, p. 85-91, 2011.

RGUEZ, S.; SLIMENE, I. B.; ABID, G.; HAMM EMI, M.; KEFI, A.; ELKAHOUI, S.; KSOURI, R.; SELLAMI, I. H.; DJEBALI, N. Tetraclinis articulata essential oil reduces *Botrytis cinerea* infections on tomato. **Scientia Horticulturae**, v. 226, p. 109291, 2020.

ROGÉRIO, F.; GLADIEUX, P.; JUNIOR, N. S. M.; CIAMPI-GUILLARDI, M. Multiple introductions without admixture of *Colletotrichum truncatum* associated with soybean anthracnose in Brazil. **Phytopathology**, v. 109, n. 4, p. 681-689, 2019.

SALES, G. W. P.; BATISTA, A. H. de M.; ROCHA, Q. L.; NOGUEIRA, N. A. P. Efeito antimicrobiano e modulador do óleo essencial extraído da casca de frutos da *Hymenaea courbaril* L. **Revista Ciências Farmacêutica Básica Aplicada**, v. 35, n. 4, p. 709-715, 2014.

SAMPAIO, M. F.; do COUTO S. R., SILVA, C. A.; SILVA, A. C. A.; da SILVA, A. A. S.; TEIXEIRA, A. L. Influência de diferentes substratos associados a métodos de superação de dormência na germinação e emergência de sementes de jatobá (*Hymenaea courbaril* L.). **Revista Farociência**, v. 2, n. 1, p. 11- 27, 2015.

SANTOS, M. C.; SOUSA, R. B.; OLIVEIRA, S. E. M.; LIMA, K. S. C.; LIMA, A. L. S. Micotoxinas e seu Potencial como Agentes de Guerra. **Revista Virtual de Química**, v. 6, p. 761-778, 2014.

SARPIETRO, M. G; SOTTO, A. D.; ACCOLLA, M. L.; CASTELLI, F. Interaction of  $\beta$ -Caryophyllene and  $\beta$ -Caryophyllene oxide with phospholipid bilayers: differential scanning calorimetry study. **Thermochimica Acta**, v. 600, p. 28-34, 2015.

SEQUEIRA, B. M.; NETO, R.; FLAUZINO, L. B.; TOZATTI, M. G.; SOUZA, J. M.; MAGALHÃES, L. G.; SILVA, M. L. A.; CUNHA, W. R. Avaliação in vitro da atividade leishmanicida de *Hymenaea courbaril*. **Investigação**, v. 15, n. 6, 2016.

SIDDIQUE, S.; PARVEEN, Z.; BAREEN, F.; MAZHAR, S.; CHAUDHARY, M. N.; SAEED, K. Chemical Composition, Antioxidant and Antimicrobial Activities of Essential oil from *Callistemon viminalis* (Gaertn.) G. Don Leaves. **Journal of Essential Oil Bearing Plants**, v. 20, n. 2, p. 524– 534, 2017.

SILVA, G. C.; VERAS, B. O.; ASSIS, C. R. D.; NAVARRO, D. M. do A. F.; DINIZ, D. L. V.; SANTOS, F. A. B.; AGUIAR, J. C. R. de O. F.; SILVA, M. V.; CORREIA, T. S. Chemical composition, antimicrobial activity and synergistic effects with conventional antibiotics under clinical isolates by essential oil of *Hymenaea rubriflora* Ducke (FABACEAE). **Natural Product Research**, p. 1-5, 2020.

SILVA, M. R. R.; SOUZA, A. C. M.; KATO, L.; SILVA, C. C.; CIDADE, A. F.; OLIVEIRA, C. M. A. Antimicrobial activity of *Hymenaea martiana* towards dermatophytes and *Cryptococcus neoformans*. **Mycoses**. v. 53, n. 6, p. 500–503, 2009.

SILVA, N. L. A.; MIRANDA, F. A. A.; da CONCEIÇÃO, G. M. Triagem fitoquímica de Plantas do Cerrado da Área de Proteção Ambiental Municipal do Inhamum, Caxias, Maranhão. **Scientia Plena**, v.6, n.2, p.1-17, 2010.

SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; MELLO, J. C. P.; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. ed.6 Porto Alegre: Editora da UFRGS: Florianópolis: Editora da UFSC, 2010.

SOARES, J. N. REIS, J. M. R.; PEREIRA, I. S.; REIS, M.R. do; GONTIJO, R.G. Avaliação do desenvolvimento de mudas de jatobá-do-cerrado (*Hymenaea stigonocarpa* Mart.) em diferentes fontes de fósforo. **Revista do Centro Universitário de Patos de Minas**, v. 13, n. 4, p. 35–41, 2013.

SOUZA, F. C. e NATALI, M. R. M. Micotoxinas, o veneno de casa dia. **Museu dinâmico interdisciplinar**, 2013. Disponível em: <<https://museudinamicointerdisciplinar.wordpress.com/2013/11/02/micotoxinas-o-veneno-nosso-de-cada-dia/>>. Acesso em: 08 de julho de 2020.

SOTO, N.; HERNÁNDEZ, Y.; DELGADO, C.; ROSABAL, Y.; ORTIZ, R.; VALENCIA, L.; BORRÁS-HIDALGO, O.; PUJOL, M.; ENRÍQUEZ, G. A. Field resistance to *Phakopsora pachyrhizi* and *Colletotrichum truncatum* of transgenic soybean expressing the plant defensin NmDef02. **Frontiers in Plant Science**, v. 11, p. 562, 2020.

SRIPATHI, R.; JAYAGOPAL, D.; RAVI, S. Study on the seasonal variation of the essential oil composition from *Plectranthus hadiensis* and its antibacterial activity. **Natural Product Research**, v. 32, n. 7, p. 871-874, 2018.

STUBBLEBINE, W. H.; LANGENHEIM, J. H. Estudos comparativos da variabilidade na composição da resina da folha entre árvore parental e progênie de espécies selecionadas de *Hymenaea*: comparação de populações Amazônicas com uma população do sudeste brasileiro. **Acta amazônica**, v. 10, p.293-309, 1980.

TAI, B.; CHANG, J.; LIU, Y.; XING, F. Recent progress of the effect of environmental factors on *Aspergillus flavus* growth and aflatoxins production on foods. **Food Quality and Safety**, v. 4, n. 1, p. 21-28, 2020.

TEGANG, A. S.; BEUMO, T. M. N.; DONGMO, P. M. J.; NGOUNE, L. T. Essential oil of *Xylopia aethiopica* from Cameroon: Chemical composition, antiradical and in vitro antifungal activity against some mycotoxigenic fungi. **Journal of King Saud University-Science**, v. 30, n.4, p. 466-471, 2018.

TOLBA, H., MOGHRANI, H., BENELMOUFFOK, A., KELLOU, D., & MAACHI, R. Essential oil of Algerian *Eucalyptus citriodora*: Chemical composition, antifungal activity. **Journal de Mycologie Médicale/Journal of Medical Mycology**, v. 25, ed.4, p. 128- 133. 2015.

TURAN, V.; SCHRÖDER, P.; BILEN, S.; INSAM, H.; MARINA F ERNÁNDEZ-DELGADO JUÁREZ, M. F. D. Co-inoculation effect of *Rhizobium* and *Achillea millefolium* L. oil extracts on growth of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) and soil microbial-chemical properties. **Scientific Reports**, v. 9, n.1, p. 1-10, 2019.

VALENTE, P. P.; AMORIN, J. M.; CASTILHO, R. O.; RIBEIRO, M. F. 2014. In vitro acaricidal efficacy of plant extracts Brazilian lora and isolated substances against *Rhipicephalus microplus* (Acari: Ixodidae). **Parasitology Research**, v. 113, n. 1, p. 417-413, 2014.

VERAS, B. O.; OLIVEIRA, M. B. M.; OLIVEIRA, F. G. da SILVA.; SANTOS, Y. Q.; OLIVEIRA, J. R. S.; LIMA, V. L. de M.; AILMEIDA, J. R. G. da S.; NAVARRO, D. M.do A. F.; AGUIAR, J. dos S.; GORLACH-LIRA, K.; ASSIS, C. R. D.; SILVA, M. V.; LOPES, A. C. de S. Chemical composition and evaluation of the antinociceptive, antioxidante and antimicrobial effects of essential oil from *Hymenaea cangaceira* (Pinto, Mansano & Azevedo) native to Brazil: A natural medicine. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 247, p. 112265, 2020.

VITOR, D. M.; MEDEIROS, H. S.; SOARES, N. de F. F.; MEDEIROS, E. A. A. Evaluation of active paper in conservation and postharvest quality of strawberry. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v.14, n.4, 2019.

XAVIER, M. N, ALVES, J. M, CARNEIRO, N. S, SOUCHIE, E. L, SILVA, E. A. J.; MARTINS, C. H. G.; AMBROSIO, M. A. L. V.; EGEEA, M. B.; ALVES, C. C. F.; MIRANDA, M. L. D. Composição química do óleo essencial de *Cardiophyllum* Schldl. (Annonaceae) e suas atividades antioxidantes, antibacterianas e antifúngicas. **Revista Virtual de Química**, v. 8, n. 5, p. 1433-1448, 2016.

WAHAB, H. A.; MALEK, A.; GHOBARA, M. Effects of Some Plant Extracts, Bioagents, and Organic Compounds on *Botrytis* and *Sclerotinia* Molds. **Acta Agrobotanica**, v. 73, n. 2, 2020.

WANG, M.; DU, Y.; LIU, C.; YANG, X.; QIN, P.; QI, Z.; LI, X. Development of novel 2- substituted acylaminoethylsulfonamide derivatives as fungicides against *Botrytis cinerea*. **Bioorganic chemistry**, v. 87, p. 56-69, 2019.

WANG, P.; MA, L.; JIN, J.; ZHENG, M.; PAN, L.; ZHAO, Y.; SUN, X.; LIU, Y. XING, F. The anti-aflatoxigenic mechanism of cinnamaldehyde in *Aspergillus flavus*. **Scientific Reports**, v, 9, n. 1, p. 1-11, 2019.

WENQIANG, G.; SHUFEN, L.; RUIXIANG, Y.; YANFENG, H. Comparison of composition and antifungal activity of *Artemisia argyi* Lévl. et Vant inflorescence essential oil extracted by hydrodistillation and supercritical carbon dioxide. **Natural Product Research**, v. 20, n. 11, p. 992-998, 2006.

ZACCARDELLI, M.; PANE, C.; PAUTO, M.; DURAZZO, A.; LUCARINI, M.; SILVA, A. M.; SEVERINO, P.; SOUTO, E. B.; SANTINI, A.; de FEO, V. Sage Species Case Study on a Spontaneous Mediterranean Plant to Control Phytopathogenic Fungi and Bacteria. **Forests**, v. 11, n. 704, 2020.

ZHANG, Z.; HAN, Z.; WEI, J.; XUE, J.; YANG, Y.; LIANG, L.; LI, X.; GUO, Q.; XU, Y.; GAO, Z. Compositions and Antifungal Activities of Essential Oils from Agarwood

of *Aquilaria sinensis* (Lour.) Gilg Induced by *Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griffon. & Maubl. **Journal of the Brazilian Chemical Society**, v. 25, n. 1, p. 20-26, 2014.

ZNINI, M., CRISTOFARI, G., MAJIDI, L., PAOLINI, J., DESJOBERT, J. M., & COSTA, J. Essential oil composition and antifungal activity of *Pulicaria mauritanica* Coss., against postharvest phytopathogenic fungi in apples. **LWT-Food Science and Technology**, v. 54, ed. 2, p. 564-569, 2013.