



**UNIVERSIDADE ESTADUAL DA PARAÍBA
CAMPUS I – CAMPINA GRANDE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA
PROGRAMA DE PÓS GRADUAÇÃO EM QUÍMICA
MESTRADO EM QUÍMICA**

CARLA DELANIA MONTEIRO CAVALCANTI

**ESTUDO FITOQUÍMICO DA ESPÉCIE *Poincianella pyramidalis* (Tul) LP
Queiroz**

CAMPINA GRANDE - PB

2022

CARLA DELANIA MONTEIRO CAVALCANTI

**ESTUDO FITOQUÍMICO DA ESPÉCIE *Poincianella pyramidalis* (Tul) LP
Queiroz**

Trabalho de Dissertação
apresentada ao Programa de Pós-
Graduação em Química da
Universidade Estadual da Paraíba,
como requisito parcial à obtenção do
título de mestre em Química.

Área de concentração: Química
Medicinal

Orientador: Prof. Dra. Yanna Carolina Ferreira Teles.

CAMPINA GRANDE – PB

É expressamente proibido a comercialização deste documento, tanto na forma impressa como eletrônica. Sua reprodução total ou parcial é permitida exclusivamente para fins acadêmicos e científicos, desde que na reprodução figure a identificação do autor, título, instituição e ano do trabalho.

C377e Cavalcanti, Carla Delania Monteiro.
Estudo fitoquímico da espécie *Poincianella pyramidalis*
(Tul) LP Queiroz [manuscrito] / Carla Delania Monteiro
Cavalcanti. - 2022.

67 p. : il. colorido.

Digitado.

Dissertação (Mestrado em Química - Mestrado) -
Universidade Estadual da Paraíba, Centro de Ciências e
Tecnologia, 2022.

"Orientação : Profa. Dra. Yanna Carolina Ferreira Teles,
Departamento de Química - CCT."

1. Ácidos graxos. 2. Loniflavona. 3. *Poincianella*
pyramidalis. 4. Química orgânica. I. Título

21. ed. CDD 615.321

CARLA DELANIA MONTEIRO CAVALCANTI

ESTUDO FITOQUÍMICO DA ESPÉCIE *Poincianella pyramidalis* (Tul) LP Queiroz

Trabalho de Dissertação
apresentada ao Programa de Pós-
Graduação em Química da
Universidade Estadual da Paraíba,
como requisito parcial à obtenção do
título de mestre em Química.

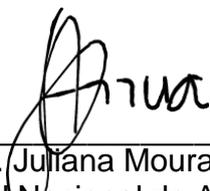
Área de concentração: Química
Medicinal

Aprovada em: 30/09/2022.

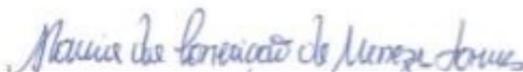
BANCA EXAMINADORA



Prof. Dra. Yanna Carolina Ferreira Teles
(Orientador)
Universidade Federal da Paraíba (UFPB)



Profa. Dra. Juliana Moura Mendes Arrua
Universidad Nacional de Asunción (UNA -
Paraguai)



Profa. Dra. Maria da Conceição de Menezes Torres
Universidade Estadual da Paraíba (UEPB)

Ao meu Deus, autor e consumidor
da minha fé e a minha bondosa e
dedicada mãe (*in memoriam*),
dedico.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente ao meu Deus, autor e consumidor da minha fé, aquele que me deu a vida e me sustenta com suas fortes mãos, aquele que aplanou os meus caminhos e que me tem como menina dos seus olhos, a ti Senhor, dedico minha existência e respirar.

A toda minha família, meus mais sinceros agradecimentos, não só por serem minha base, por me proporcionarem coisas e momentos maravilhosos, não só pela educação e amor que me deram, mas principalmente por me mostrarem em quem eu devo depositar toda minha confiança, no Deus ao qual me consagraram e me apresentam desde a infância, desejo um dia, poder retribuir tudo que fizeram e fazem por mim.

Aos meus sobrinhos, minha herança, pelos quais eu levanto todos os dias pronta para guerrear e assim poder oferecer o que há de melhor em mim, que eu possa ser um bom espelho e que vocês alcancem voos inimagináveis.

A Rosilda Ribeiro, por cuidar de mim como uma mãe cuida de um filho e por estar ao meu lado em todos os momentos, sou muito grata a Deus por sua vida. Ao meu pai, que ao seu modo, me cuida e me protege.

Aos meus amigos por rirem com meu riso, chorarem com minhas lágrimas, acreditarem nos meus sonhos e me darem o apoio necessário.

A professora Yanna Teles, por ser sinônimo de competência e seriedade em tudo que faz.

Por fim, e sim, de maior importância, a minha mãe, foi pela senhora e continuará sendo, cada degrau que alcanço é no intuito de realizar os sonhos que sonhamos juntas.

O vazio que se instalou desde sua partida tão repentina é enorme, mas sigo, não com a mesma felicidade, mas com maior determinação de honrar o seu nome através da mulher que me ensinou a ser. Te amo hoje e eternamente.

RESUMO

A química de produtos naturais é uma subárea da química orgânica que busca identificar os componentes do metabolismo secundário de microrganismos, animais e vegetais. Para tanto, faz ponte com diversas outras áreas, como a microbiologia, bioquímica, ecologia, farmacologia, medicina e síntese orgânica. A fitoquímica estuda o metabolismo secundário vegetal visando a utilização de compostos para diferentes finalidades, tais como o desenvolvimento de fármacos. O presente trabalho possui como alvo a espécie *Poincianella pyramidalis* (Tul) LP Queiroz conhecida como “catingueira”. Suas folhas são utilizadas na medicina popular para tratamento de infecções respiratórias e diarreias, sendo também utilizada para alimentação animal, de bovinos e ovinos. Apesar do seu uso na alimentação animal, não existem relatos da composição química dos ácidos graxos produzidos pelo vegetal. Estudos anteriores reportaram a produção de diferentes tipos de compostos fenólicos a partir dessa espécie. Levando-se em consideração seus usos medicinais e alimentícios, o presente trabalho visou aprofundar o conhecimento fitoquímico da *P. pyramidalis*, visando a identificação dos seus ácidos graxos e compostos fenólicos. O estudo levou à identificação de ácidos graxos da fase hexânica através de cromatografia gasosa com Detector por Ionização de Chama (CG-FID), tendo como componentes principais os ácidos linoleico e palmítico. Utilizando técnicas cromatográficas e espectroscópicas foi possível isolar e identificar o biflavonoide Loniflavona, previamente reportado na espécie. A partir da quantificação de fenólicos totais, determinou-se o valor de $192,500 \pm 0,001$ mg EAG (equivalentes de ácido gálico)/g de extrato etanólico da espécie. Os resultados obtidos contribuem para o conhecimento do metabolismo da espécie *P. pyramidalis*.

Palavras-Chave: ácidos graxos; Loniflavona; *Poincianella pyramidalis*.

ABSTRACT

The chemistry of natural products is a subfield of organic chemistry that aims to identify the components of the secondary metabolism of microorganisms, animals and plants. To this end, it bridges several other areas, such as microbiology, biochemistry, ecology, pharmacology, medicine and organic synthesis. Phytochemistry studies plant secondary metabolism aiming at the use of compounds for different purposes, such as the development of drugs, agrochemicals, insecticides, etc. The present research has as target the species *Poincianella pyramidalis* (Tul) LP Queiroz known as "catingueira". Its leaves are used in folk medicine to treat respiratory infections and diarrhea, and it is also used to feed cattle and sheep. Despite its use in animal feed, there are no reports of the chemical composition of the fatty acids produced by the species. Previous studies have reported the production of different types of phenolic compounds from the species. Taking into account its medicinal and food uses, the present work aimed to deepen the phytochemical knowledge of *P. pyramidalis*, aiming at the identification of its fatty acids and phenolic compounds. The research led to the identification of fatty acids from the hexane phase through gas chromatography with Flame Ionization Detector (GC-FID), with linoleic and palmitic acids as the major components. Using chromatographic and spectroscopic techniques, it was possible to isolate and identify the biflavonoid Loniflavone, previously reported in the species. From the quantification of total phenolics, it was found the value of 192.500 ± 0.001 mg EAG (gallic acid equivalents)/g of ethanolic extract of the species. The results obtained contribute to the knowledge of the metabolism of the *P. pyramidalis* species.

Keywords: fatty acids; loniflavone; *Poincianella pyramidalis*.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 - Substâncias isoladas das folhas de *P. pyramidalis*

Figura 2 - Substâncias isoladas das flores de *P. pyramidalis*

Figura 3 - Substâncias isoladas do caule de *P. pyramidalis*

Figura 4 – Substâncias isoladas da casca de raiz de *P. pyramidalis*

Figura 5 – Extrato da *P. pyramidalis*

Figura 6 – Partições feitas a partir do extrato da *P. pyramidalis*

Figura 7 – Reação de Shinoda

Figura 8 – Reação de Bornträger

Figura 9 - Reação para identificação de cumarinas

Figura 10 - Reação de Liebermann-Burchard

Figura 11 – Estrutura do núcleo básico de saponina

Figura 12 - CCDA com substância de *P. pyramidalis* purificada a partir da fase clorofórmica

Figura 13 – Reação de saponificação

Figura 14 – Reação de esterificação

Figura 15 - Identificação de metabólitos secundários

Figura 16 - Curva de calibração do ácido gálico

Figura 17 – Estruturas de flavonas

Figura 18 - Estrutura dos flavonoides Luteolina e Apigenina

Figura 19 – Estrutura da substância Pp-1 (Loniflavona)

Figura 20 - Espectro de RMN ^1H da amostra Pp-1 (500 MHz, DMSO-d6)

Figura 21 - Expansão do espectro de RMN ^1H da amostra Pp-1 (500 MHz, DMSO-d6)

Figura 22 - Expansão do espectro de RMN ^1H da amostra Pp-1 (500 MHz, DMSO-d6)

Figura 23 - Espectro de RMN de ^{13}C da amostra Pp-1 (125 MHz, DMSO-d6)

Figura 24 - Expansão do espectro de RMN ^{13}C da amostra Pp-1 (125 MHz, DMSO-d6)

Figura 25 - Espectro de RMN $^1\text{H} \times ^{13}\text{C}$ HSQC de Pp-1 (500 x 125 MHz, DMSO-d6)

Figura 26 - Expansão do espectro de RMN $^1\text{H} \times ^{13}\text{C}$ HSQC de Pp-1 (500 x 125 MHz, DMSO-d6)

Figura 27 - Espectro de RMN $^1\text{H} \times ^{13}\text{C}$ HMBC de Pp-1 (500 x 125 MHz, DMSO-d6)

Figura 28 - Expansão do espectro de RMN $^1\text{H} \times ^{13}\text{C}$ HMBC de Pp-1 (500 x 125 MHz, DMSO-d6)

Figura 29 - Expansão do espectro de RMN $^1\text{H} \times ^{13}\text{C}$ HMBC de Pp-1 (500 x 125 MHz, DMSO-d6)

Figura 30 - Expansão do espectro de RMN $^1\text{H} \times ^{13}\text{C}$ HMBC de Pp-1 (500 x 125 MHz, DMSO-d6)

Figura 31 - Espectrometria de massas de alta resolução do biflavonoide

Figura 32- Estrutura dos ácidos identificados na amostra

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Usos medicinais da *P. Pyramidalis*

Tabela 2 – Compostos químicos isolados das folhas da *P. pyramidalis*

Tabela 3 – Compostos químicos isolados das flores da *P. pyramidalis*

Tabela 4 – Compostos químicos isolados do caule da *P. Pyramidalis*

Tabela 5 – Compostos químicos isolados da casca da raiz da *P. Pyramidalis*

Tabela 6 – Resultado da triagem fitoquímica preliminar

Tabela 7– Valores de absorbâncias para sua respectiva concentração de ácido gálico

Tabela 8 – Dados de RMN ^1H e ^{13}C de Pp-1 (δ , DMSO, 500 e 125 MHz) e da Loniflavona (δ , piridina-d₅, 300 e 75 MHz)

Tabela 9 – Dados comparativos de RMN ^1H e ^{13}C de Pp-1 (δ , DMSO, 500 e 125 MHz) e Luteolina (δ , DMSO) (CUONG et al., 2019) e Apigenina (δ , DMSO)

Tabela 10 – Identificação de ésteres metílicos de ácidos graxos

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

Abs	Absorbâncias
DMSO	Dimetilsulfóxido
EAG	Equivalente de ácido gálico
FR	Frações
CG	Cromatografia Gasosa
CG-EM	Cromatografia gasosa acoplada à espectrometria de massas
CG-FID	Cromatografia gasosa com Detector por Ionização de Chama
HPLC	Cromatografia Líquida, de Alta Eficiência
HPLC-MS	Cromatografia líquida acoplada à espectrometria de massas
HPLC-RMN	Cromatografia líquida acoplada à ressonância magnética nuclear
PN	Produtos naturais
HSQC	Heteronuclear Single Quantum Correlation
HMBC	Heteronuclear Multiple Bond Correlation
RMN	Ressonância Magnética Nuclear
RMN ¹ H	Ressonância Magnética Nuclear de Hidrogênio
RMN ¹³ C	Ressonância Magnética Nuclear de Carbono-13

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	12
2 OBJETIVOS.....	15
3 REVISÃO DE LITERATURA.....	16
3.1 Família Fabaceae.....	16
3.2 Espécie <i>Poincianella pyramidalis</i> Tul.....	18
3.2.1 Estudo fitoquímico da <i>Poincianella pyramidalis</i>	22
4. METODOLOGIA.....	32
4.1 Coleta do material.....	32
4.2 Preparação dos extratos.....	32
4.3 Análise Fitoquímica.....	33
4.3.1 Flavonoides.....	33
4.3.2 Alcaloides.....	34
4.3.3 Quinonas.....	34
4.3.4 Cumarinas.....	35
4.3.5 Esteroides e Triterpenos.....	35
4.3.6 Saponinas.....	36
4.3.7 Taninos.....	36
4.4 Quantificação de fenólicos totais.....	37
4.5 Isolamento dos constituintes químicos de <i>P.</i> <i>Pyramidalis</i>	37
4.6 Preparação de Ésteres metílicos de ácidos graxos.....	38
4.7 Análise por GC - FID	40
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	41
5.1 Análise Fitoquímica.....	41
5.2 Quantificação de Fenólicos Totais.....	43
5.3 Identificação estrutural da amostra Pp-1 isolada de <i>P.</i> <i>pyramidalis</i>	44
5.4 Identificação dos ésteres metílicos de ácidos graxos do extrato de <i>P.</i> <i>Pyramidalis</i>	69
6. CONCLUSÕES.....	73
REFERÊNCIAS.....	74

1 INTRODUÇÃO

Em países como a Índia, China e Egito há cerca de 5000 mil anos já se utilizava de plantas com fins medicinais (JAMSHIDI-KIA et al., 2018). Há inúmeros relatos ao longo da história sobre o uso de plantas para fins medicinais, como a morfina (*Papaversomniferum*), na alimentação, para controle de pragas e até mesmo como repelente, a exemplo do óleo de citronela (*Cymbopogon citratus*) (HIKAL et al., 2017; COLPO et al., 2014).

A maioria dos medicamentos utilizados atualmente são derivados direta ou indiretamente de produtos naturais. Uma importante pesquisa sobre os fármacos disponíveis no mercado entre os anos de 1981 e 2011, indica que 35% são fármacos sintéticos; 26% são derivados sintéticos de produtos naturais (PN); 14% são fármacos com estruturas que simulam PN; 13% são fármacos sintéticos baseados em PN (com estrutura que simula produtos naturais); 6% são PN com estrutura inalterada; 5% são fármacos sintéticos com grupo farmacofórico baseado em PN e 1% são medicamentos fitoterápicos (NEWMAN e CRAGG, 2016).

No entanto, o uso inadequado de plantas medicinais pode vir a ser um grande problema no que diz respeito a casos de intoxicação e outros efeitos nocivos. Para que essas adversidades não ocorram, cada vez mais são realizados estudos sobre os compostos naturais ativos, mecanismos de ação e eficácia de espécies de origem vegetal (FALCÃO & MORAES, 2020).

A química de produtos naturais faz ponte com diversas outras subáreas, como a microbiologia, bioquímica, ecologia, farmacologia, medicina, síntese orgânica e química medicinal, isso se dá devido à grande aplicabilidade dos vegetais, que possuem moléculas bioativas que são essenciais para descoberta de novos fármacos. Sendo assim, se faz de extrema importância a integração entre química de produtos naturais, síntese orgânica e química medicinal (BERLINCK et al., 2017).

Com base em pesquisas, pode-se afirmar que o Brasil encontra-se em posição privilegiada quanto a ciência que envolve os produtos naturais, isso deve-se ao fato de ser um país com ampla biodiversidade além de possuir um grande corpo de pesquisadores que atuam nessa área (BERLINCK, et al., 2017). Estudos como os realizados por Gomes et al., 2022 e Kasali et al., 2021

confirmam essas informações quando apresentam pesquisas sobre as múltiplas propriedades das ervas medicinais em diferentes áreas incluindo o uso da fitoquímica, farmacologia e toxicologia.

Vale ainda ressaltar que a procura de fontes alternativas de tratamento, como por exemplo, a utilização de produtos naturais tem sido cada vez mais almejada pela sociedade, para prevenções e tratamentos terapêuticos (OLIVEIRA e CERQUEIRA, 2016).

Nesse contexto, se faz cada vez mais necessário, técnicas rápidas e eficientes para caracterização e identificação das substâncias presentes nos extratos de plantas. Para este propósito o uso de técnicas instrumentais como cromatografia líquida de alta eficiência (CLAE) e a cromatografia gasosa (CG). Essas técnicas podem ser hifenadas, ou seja, combinadas com diferentes detectores, tais como espectrometria de massas (EM) e ressonância magnética nuclear (RMN), e seu uso têm crescido (PATEL et al., 2010; PENG et al., 2014).

Diante do exposto, fica clara a importância dos estudos fitoquímicos que tem como objetivo identificar e analisar a presença de constituintes químicos que podem resultar em propriedades biológicas importantes, como antitumoral, anti-inflamatória, antioxidante, antiviral, antibacteriana, antifúngica, entre outras (SIMÕES et al., 2017).

A presente pesquisa possui como alvo a espécie *Poincianella pyramidalis* (Tul) LP Queiroz, conhecida anteriormente como *Caesalpinia pyramidalis* e popularmente chamada de catingueira. Trata-se de uma espécie arbórea da família Fabaceae, nativa e endêmica do Brasil. A *P. pyramidalis* possui uma grande dispersão principalmente na região Nordeste, ocorrendo em áreas de vegetação de Floresta Ombrófila e Caatinga podendo ser encontrada em vários estados, como Ceará, Piauí, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Alagoas, Sergipe, Bahia e Norte de Minas Gerais (SILVA et al., 2009; FLORA DO BRASIL, 2020).

As folhas de *P. pyramidalis* são utilizadas como boa opção de forragem, já as flores, folhas e cascas são geralmente utilizadas no tratamento das infecções respiratórias e em diarreias (SILVA et al., 2009). Em tempos de déficit hídrico, a utilização da catingueira mostrou-se promissora para alimentação animal de bovinos e ovinos pelo seu alto valor de lipídeos e proteína (MOURA et al., 2005). Apesar do uso da espécie na nutrição animal não há relatos de estudos que

reportem a composição dos ácidos graxos dessa espécie.

Levando-se em consideração os usos medicinal e alimentício da espécie, bem como a necessidade crescente de estudos químicos acerca dos produtos naturais da biodiversidade brasileira, o presente trabalho visa aprofundar o conhecimento fitoquímico da espécie *Poincianella pyramidalis* (Tul.).

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo Geral

O presente trabalho visa a realização de um estudo fitoquímico para aprofundar o conhecimento sobre os metabólitos produzidos da espécie *Poincianellapyramidalis* (Tul) LP Queiroz.

2.2 Objetivos Específicos

- Realizar a prospecção fitoquímica através de reações de detecção qualitativa de substâncias do metabolismo secundário vegetal no extrato obtido da espécie *P. pyramidalis*;
- Identificar e quantificar os ácidos graxos presente na fração lipídica (fase hexânica) do extrato da espécie *P. pyramidalis*;
- Isolar e identificar metabólitos secundários da espécie *P. pyramidalis*;
- Determinar o teor de fenólicos totais no extrato de *P. pyramidalis*;
- Contribuir com a quimiotaxonomia da família Fabaceae.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 Família Fabaceae

A família Fabaceae constitui uma das maiores famílias de angiospermas, compreende 750 gêneros e cerca de 19.500 espécies, podendo ser herbáceas, trepadeiras, arbustivas ou arbóreas, distribuídas em três subfamílias: Faboideae, Mimosoideae e Caesalpinioideae. Sendo este último um grupo parafilético do qual se ramificaram as outras duas subfamílias e 36 tribos, sendo consideradas monofiléticas apenas as duas primeiras (LPWG, 2013).

A subfamília Caesalpinioideae compreende cinco tribos e 152 gêneros. Esta subfamília está muito bem representada no Brasil, sendo o gênero *Cassia* com o maior número de espécies. Outros gêneros frequentemente encontrados são *Caesalpinia*, *Dimorphandra*, *Bauhinia*, *Copaifera*, *Hymenaea* e *Swartzia* (SCHULTZ, 1984).

Por ser a terceira maior família de plantas do mundo, a família apresenta uma grande distribuição, estando presente em todas as regiões dentro do círculo ártico ao Equador, tanto nas florestas tropicais quanto desertos, planícies e regiões alpinas (DOYLE e LUCKOW, 2003). No entanto, vale salientar que a mesma sofre influência quanto a área de localização, se diferenciando tanto em ocorrência quanto em abundância (IGNOATO, 2012). No Brasil, a família conta com 2.807 espécies agrupadas em 222 gêneros, sendo 15 endêmicos, presentes praticamente em todos os biomas e ecossistemas do país (BFG, 2015).

Em território brasileiro, as Fabaceae estão presentes em todos os estados, com distribuição na Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, Pampa e Pantanal, com grande representatividade de táxons endêmicos. Podemos citar várias árvores conhecidas como o pau-brasil (*Caesalpinia echinata* Lam.) e o jacarandá-da-Bahia (*Dalbergia nigra* (Vell.) Allemão ex Benth), arbustos como topete-de-cardeal (*Calliandra tweediei* Benth), lianas como a estojo-de-luneta (*Dioclea*

violacea Mart. ex Benth) e até plantas aquáticas como *Neptunia pubescens* Benth. (COSTA et al., 2018).

Metabólitos secundários de grande importância são produzidos pelas plantas da família Fabaceae, como: alcaloides, aminoácidos não proteicos, aminas, fenilpropanoides, flavonoides, isoflavonoides, compostos fenólicos, esteroides e ésteres de ácido graxos (IGNOATO, 2012).

No meio científico, os altos valores no teor de flavonoides, bem como de outras substâncias biossinteticamente relacionadas como os isoflavonoides, conferem ainda mais importância a essa família (HEGNAUER E GRAYER-BARKMEIJER, 1993). Os flavonoides constituem uma grande classe de metabólitos secundários muito importantes para garantir a utilização etnobotânica das espécies para fins farmacológicos, além da produção de tinturas, inseticidas, inibição enzimática, ação antioxidante e até mesmo funções quimioecológicas, protegendo os vegetais da radiação UV (IGNOATO, 2012).

Sendo assim, essa família destaca-se por sua grande diversidade de uso, podendo servir para alimentação tanto humana quanto animal, nas indústrias químicas, na melhoria das características físicas, química e biológicas do solo e na recuperação de áreas degradadas (COSTA et al., 2018).

Algumas espécies da família Fabaceae possuem grande importância econômica, além de estarem presentes na base da alimentação humana, como por exemplo: lentilha (*Lens culvaris*), feijão-mungo (*Vigna radiata*), grão-de-bico (*Cicer arietnum*), feijão (*Phaseolus vulgaris*), soja (*Glycine max*) e a ervilha (*Pisum sativum*)(JARDINE E BARROS, 2015).

Espécies como *Dioclea megacarpa*, possuem em sua semente princípios ativos que agem contra fungos fitopatogênicos (BATISTA E VASCONCELOS, 2015). O mesmo aplica-se para a grama-amendoim (*Arachis repens* Handro), que além disso também é utilizada na produção de ração animal (SILVA E SOUZA, 2011)

Uma característica de extrema importância dessa família é a capacidade de fixação biológica de N₂ que suas espécies, principalmente nas subfamílias Mimosoideae e Caesalpinioideae, possuem, quando em associação com bactérias do solo do grupo dos rizóbios (SOUZA, 2010). Isso indica que mesmo

crescendo em solos pobres em nitrogênio, suas raízes desenvolvem nódulos contendo bactérias simbióticas que promovem a fixação do N₂ (CORBY, 1981).

3.2 Espécie *Poincianella pyramidalis* Tul.

A espécie *Poincianella pyramidalis* (Tul.) L.P. Queiroz é, no Brasil, uma espécie de destaque, nativa e endêmica na região Nordeste (OLIVEIRA et al., 2016). A mesma faz parte do gênero *Poincianella* Britton & Rose, pertencente à família Fabaceae e a subfamília *Caesalpinioideae*. No país há sete espécies para esse gênero, onde cinco são endêmicas, são elas: *Poincianella bracteosa* (Tul.) L.P. Queiroz, *Poincianella gardneriana* (Benth.) L.P. Queiroz, *Poincianella microphylla* (Mart. ex G.Don) L.P. Queiroz, *Poincianella pluviosa* (DC.) L.P. Queiroz e *Poincianella pyramidalis* (Tul.) L.P. Queiroz).

A espécie *Poincianella pyramidalis* Tul. até recentemente era conhecida como *Caesalpinia pyramidalis* (CHAVES et al., 2016), porém passou por um processo de atualização taxonômica, e agora pertence ao gênero *Poincianella*. Popularmente conhecida como “catingueira”, “catingueira-verdadeira”, “pau de rato” ou “caatinga-de-porco” e possui uma grande dispersão, podendo ser encontrada em vários estados, como no Ceará, Piauí, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Alagoas, Sergipe, Bahia e Norte de Minas Gerais (SILVA et al., 2009).

Quanto a sua estrutura, é um arbusto ou arvoredo de múltiplos troncos, possui porte médio, sem espinhos, com copa densa e aberta, chegando a 1-6 metros, quando adulta a casca é de cor cinza-claro, às vezes, castanho com manchas de cor amarela, verde e branco e libera a camada superficial em lâminas pouco alongadas (MAIA, 2004).

Quanto a seu uso, a catingueira possui um grande gama de aplicabilidade, podendo ser utilizada como combustível, matéria-prima na construção civil, uso medicinal (CHAVES et al., 2016). A forma mais comum de uso como combustível de espécies lenhosas presentes na caatinga é como lenha e carvão, isso se dá por características favoráveis de espécies presentes nesse tipo de vegetação, como a capacidade de produzir brasas quentes, liberação de pouca fumaça e facilidade em sofrer combustão (ALBUQUERQUE et al., 2010). Se faz mister ressaltar que para algumas populações a utilização

de carvão e lenha se faz imprescindível como subsídio e fonte de renda.

Vale ainda ressaltar que fora o uso da lenha como matriz energética, a madeira da catingueira também é utilizada para produção de estacas e construção de casas de barro, bem como fonte de produção de carvão vegetal devido seus altos valores de celulose e lignina (MAIA, 2004; MEDEIROS NETO et al.; 2014).

Quanto a utilização da catingueira como forragem, esta se dá através da deposição das folhas secas, o que pode contribuir com até 35% do percentual de consumo por caprinos, bovinos e ovinos (ARAÚJO FILHO, 1998). Além disso, a catingueira pode ser podada, em épocas de chuvas, para posterior fornecimento de feno nas estações secas, o que constitui uma excelente característica já que nessa estação a produção de biomassa herbácea cessa e o que resta é de baixa qualidade.

As folhas da catingueira são bastante consumidas pelos animais no período seco ou de início das chuvas, posteriormente, são rejeitadas pelo seu odor desagradável, deixando assim de ser palatável, estudos apontam que no Ceará, 85% da dieta dos caprinos no período seco, consiste nas folhas da catingueira, porém, apesar o alto consumo, a contribuição para um bom desempenho dos animais decai, isso devido ao decréscimo do valor nutritivo (NASCIMENTO et al., 2002).

Ainda de acordo com pesquisas realizadas por Nascimento et al. (2002), a catingueira em forma de feno se compara ao feno da leucena e ambos são excelentes suplementos proteicos devido ao alto potencial de degradação ruminal da proteína, o autor aponta ainda que para se adequar a fenação, o processo deve ser realizado por volta de 60 a 75 dias após a rebrotação das plantas.

Quanto ao uso medicinal a utilização popular de plantas para tratamento de doenças ganha cada vez mais espaço, sendo assim, se faz importante o estudo sobre as atividades biológicas dessas espécies. No que concerne a planta em estudo, já se tem na literatura uma gama de estudos que discorrem sobre suas atividades biológicas.

Quanto a atividade antibacteriana, o extrato da *P. pyramidalis* se mostra eficaz para bactérias como *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus oralis*,

Streptococcus Mutans, *Prevotella intermedia* e *Phyromonas gingivalis* (NOVAES et al., 2003;ALVIANO et al., 2008).

Alguns estudos como os realizados por Duarte et al. (2005) e Cruz et al. (2007), apontam atividade antifúngica da espécie contra fungos como *Trichophyton rubrum*, *Candida guilliermondii*, *Candida albicans*, *Cryptococcus neoformans* e *Fonsecaea pedrosoi*, no entanto, os estudos são apresentados como preliminares.

Em relação a atividade anti-helmítica, Santos et al. (2012) em seus estudos utilizou o extrato da *P. pyramidalis* para tratar caprinos infectados com nematoides gastrointestinais observando uma atividade positiva. Atividades gastroprotetoras também foram apontadas através do aumento da quantidade de muco como mecanismo de ação (RIBEIRO et al., 2013).

A *P. pyramidalis* é conhecida pelo seu uso tradicional para tratamento de doenças inflamatórias, contudo, estudos realmente confirmam essas atividades. O extrato etanólico da espécie foi utilizado para tratar dor e inflamação em roedores, promovendo uma diminuição na produção de mediadores inflamatórios, confirmando a atividade anti-inflamatória e antinociceptiva (SANTOS et al., 2011).

O extrato etanólico da casca também mostrou-se promissor para o tratamentoda pancreatite aguda provocada por obstrução do ducto biliar comum em roedores, reduzindo a inflamação, a lipoperoxidação e a dor aguda da pancreatite (SANTANA et al., 2012).

Em pesquisas realizadas com roedores que sofreram indução progressiva do parkinsonismo com reserpina, a administração do extrato hidroalcolico de *P. pyramidalis*, reduziu o déficit motor desses roedores, mostrando-se um possível tratamento adjuvante que pode retardar o início do processo neurodegenerativo causado pela doença de Parkinson (LINS et al., 2017).

Outros estudos, apontam ainda que um biflavonoide produzido pela espécie emestudo, a agathisflavona, atua via sinalização estrogênica, o que resulta no crescimento de neurônios *in vitro*, melhorando as propriedades neuroprotetoras da micróglia e astrócitos para diminuir os efeitos da neurotoxicidade mediada peloglutamato (SOUZA et al., 2018).

Levando-se em consideração as suas diversas utilidades forrageiras,

medicinais, para fins energéticos e construção rural, além de sua importância para as abelhas nativas e para a recuperação florestal de áreas degradadas, a conservação e multiplicação dessa espécie, bem como estudos com objetivo de conhecimento de constituição dessa espécie se faz importante tanto para fins ecológicos quanto para fins econômicos (MAIA, 2004).

Na tabela a seguir é apresentado alguns usos medicinais da espécie, bem como a parte da planta utilizada e o procedimento realizado para determinado fim (AGRA et al., 2007; ALBUQUERQUE 2006; OLIVEIRA et al., 2010; MARINHO et al., 2011; BAHIA et al., 2005; BAHIA et al., 2010; CRUZ et al., 2007; LUCENA et al., 2018).

Tabela 1. Usos medicinais da *P. pyramidalis*

Parte da planta	Procedimento	Uso
Flor	Maceração ou decocção	Antiasmático, tosse, gripe
Folhas	Infusão e decocção com ingestão oral	Diurético, dispéptico, digestivo e antipirético
Casca do caule	Xarope	Tosse
Casca do caule	Infusão, combinação com bebida alcoólica, suco e ingestão oral	Diarreia, diabetes, gastrite e inflamações em geral
Casca do caule	Decocção bebida como chá	Disenterias, diarreias e dores de estômago
Casca do caule	Decocção com açúcar, bebida como xarope	Expectorante
Folhas	Infusão	Candidíase
Folhas	Usar a folha sobre a língua	Analgésico
Casca do caule	Transformar a casca em pó e aplicar na área afetada	Hemostático

Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

No entanto, para que uma espécie possa ser considerada uma planta medicinal segura, a mesma precisa passar por validações obtidas através de experimentos científicos que identifiquem e comprovem sua eficácia e segurança para determinados fins, daí a importância das pesquisas envolvendo estudos fitoquímicos, a farmacologia e a toxicologia.

3.2.1 Estudos fitoquímicos *P. pyramidalis*

As plantas produzem duas ordens de compostos, os que chamamos de metabólitos primários e secundários. Os metabólitos primários como as proteínas e carboidratos, estão diretamente ligados com o metabolismo energético básico da planta, sendo assim indispensáveis para todos os organismos vivos. No que concerne aos metabólitos secundários, esses estão diretamente ligados ao sistema de defesa, sobrevivência e perpetuação da planta, podemos citar como exemplos de metabólitos secundários, cumarinas, terpenoides, taninos, flavonoides, alcaloides, saponinas, quinonas e esteroides (SILVA et al., 2018; SILVA, 2014; SIMÕES et al. 2017).

Os metabólitos secundários são geralmente produzidos por espécies de plantas selvagens, já que as mesmas necessitam desenvolver mecanismos de defesa e adaptação para sua sobrevivência em meio a outras espécies de vegetais e animais (SOUZA FILHO; ALVES, 2002).

Esse grupo se faz importante nas áreas farmacêuticas, pois podem atuar como compostos antimicrobianos, antidepressivos, anestésicos, antivirais, entre outros, área alimentar, ramo da perfumaria e área agrônômica (PEREIRA; CARDOSO, 2012; SIMÕES et al., 2017).

Os compostos fenólicos trata-se de uma classe de compostos que possui estruturas simples e complexas, onde pelo menos um hidrogênio do anel aromático é substituído por hidroxila (SIMÕES et al., 2017).

Esses compostos apresentam grupos benzênicos em sua estrutura, alguns ácidos fenólicos e polifenóis dos vegetais são caracterizados como fitoquímicos, além disso, os alimentos onde há sua presença são considerados funcionais por apresentam ação farmacológica, podendo atuar como antioxidante e anti-inflamatório (DEL RÉ; JORGE, 2012).

Os compostos fenólicos, formam diversas classes de metabólitos secundários, como flavonoides, taninos, cumarinas, entre outros. Quanto aos seus benefícios para a saúde humana, pode-se citar as evidências que apontam a redução na ocorrência de certos tipos de câncer, estimulação do sistema imunológico, graças à sua atividade antioxidante já relatada e redução do colesterol sérico (VIEIRA et al., 2011)

Os flavonoides compõem uma classe de polifenóis, possuem um ou mais

núcleos aromáticos contendo substituinte hidroxilados e seus derivados funcionais, a maioria dos compostos dessa classe apresentam 15 átomos de carbono em seu núcleo constituído de duas fenilas ligadas por uma cadeia de três carbono entre elas, formando um sistema C6-C3-C6 (SIMÕES et al., 2017).

Estudos indicam a existência de mais de 8000 substâncias que compõem esse grupo, a exemplo: flavonóis, flavonas, flavanonas, catequinas, antocianinas, isoflavonas e chalconas (PEREIRA; CARDOSO, 2012).

O interesse quanto aos benefícios a saúde obtido através dos flavonoides se dá por sua atividade antitumoral, anti-inflamatória, antioxidante e antiviral, onde alguns medicamentos são utilizados para tratamento de doenças circulatórias e hipertensão, podendo ainda ser utilizados para a proteger contra doenças crônicas, como as cardiovasculares.

Na literatura a espécie *P. pyramidalis* se destaca pela presença de metabólitos secundários importantes como flavonoides, esteroides, ácidos fenólicos, lignanas, taninos, fenilpropanoides e álcoois graxos (MENDES et al., 2000; BAHIA et al., 2005; SARAIVA et al., 2012; CHAVES et al., 2016; OLIVEIRA et al., 2016).

Pesquisas destacam que a *P. pyramidalis* possui em suas folhas, flores e cascas ricas em compostos fenólicos totais, taninos totais, flavonoides e biflavonoides bioativos e ácido gálico, o que faz com que a espécie possa ser utilizada em infecções catarrais, diarreias e disenterias devido sua atividade antioxidante (OLIVEIRA et al., 2016).

Nas tabelas 2 a 5 e figuras 1 a 4 encontram-se algumas das substâncias isoladas, bem como suas estruturas, que foram identificadas nas folhas, no caule e na casca da raiz da espécie em estudo e suas estruturas, respectivamente (MENDES et al. 2000; BAHIA et al. 2005; BAHIA et al. 2006; OLIVEIRA, 2010).

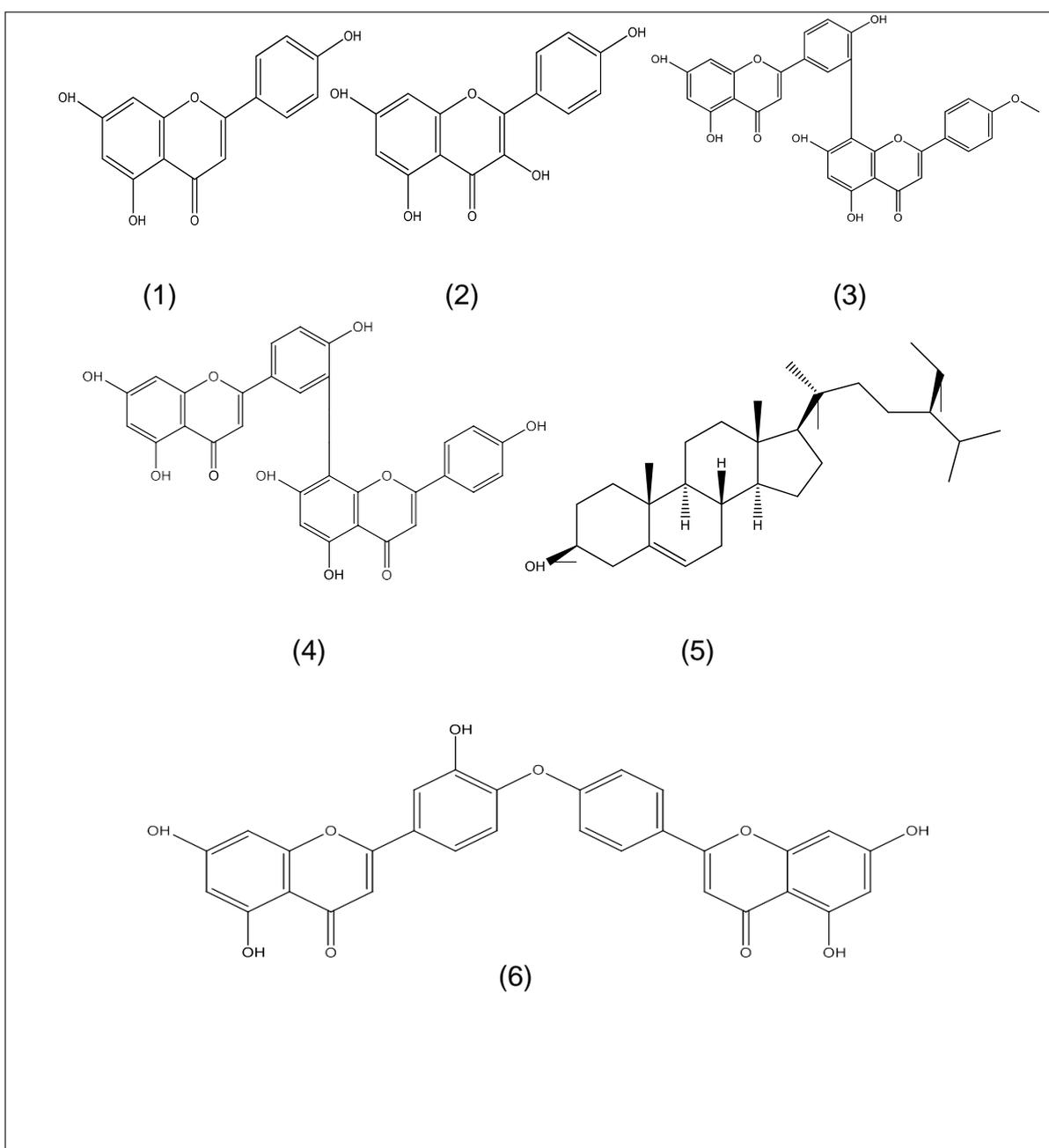
Tabela 2. Compostos químicos isolados das folhas da *P. pyramidalis*

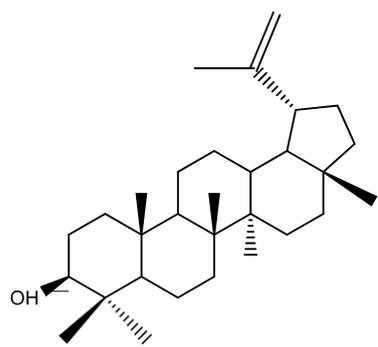
Número	Nome do composto	Referência
1	Apigenina	Bahia et al. (2005)
2	Canferol	Bahia et al. (2005)
3	Podocarpusflavona	Bahia et al. (2005)
4	Amentoflavona	Bahia et al. (2005)
5	Sitosterol	Bahia et al. (2010)
6	Loniflavona	Bahia et al. (2010)
7	Lupeol	Bahia et al. (2005)

8	Ácido 4-O-β-(2',3',4',6'- tetraacetilglicopirasi loxi (Z)-7- hidroxicinâmico	Mendes et al. (2000)
9	Ácido 4-O-β-(2',3',4',6'- tetraacetilglicopiranosiloxi (Z)-8- hidroxicinâmico	Mendes et al. (2000)
10	Agathisflavona	Mendes et al. (2000); Bahia et al. (2005)
11	Caesalflavona	Bahia et al. (2005)
12	5-hidroxiamentoflavona	Bahia et al. (2010)
13	Taxifolina	Bahia et al. (2010)
14	3-β-O Glicopiranosilsterol	Oliveira (2010)
15	Sequoiaflavona	Bahia et al. (2010)

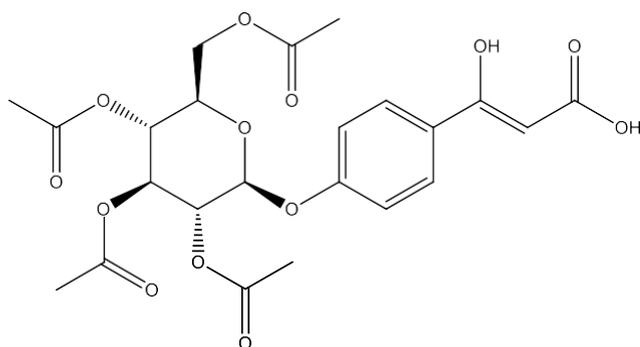
Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

Figura 1. Substâncias isoladas das folhas de *P. pyramidalis*

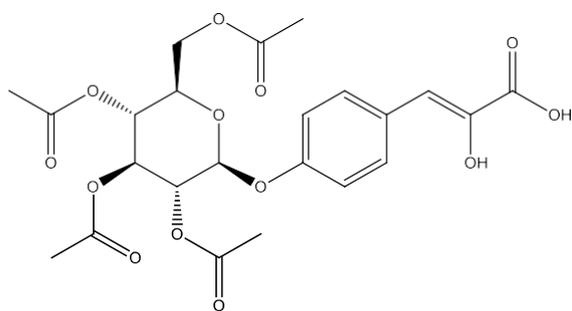




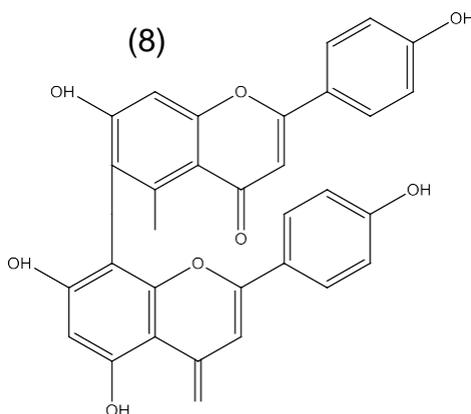
(7)



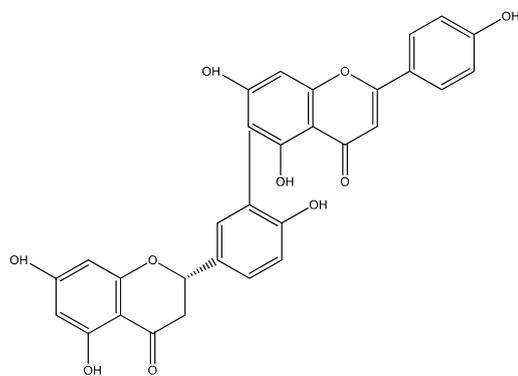
(8)



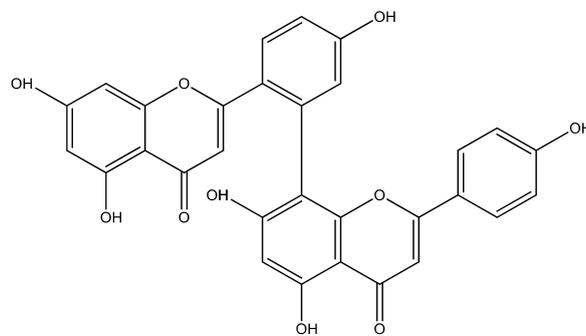
(9)



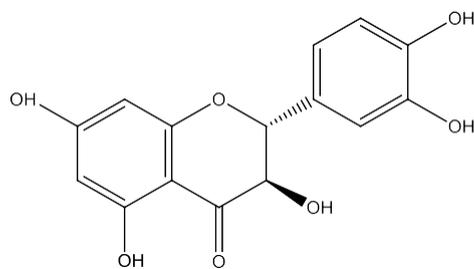
(10)



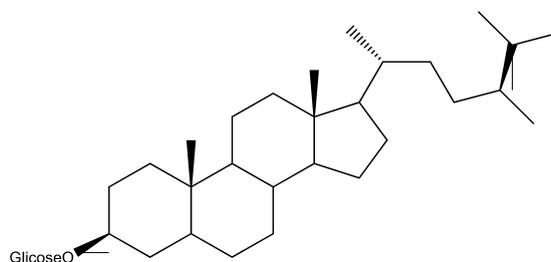
(11)



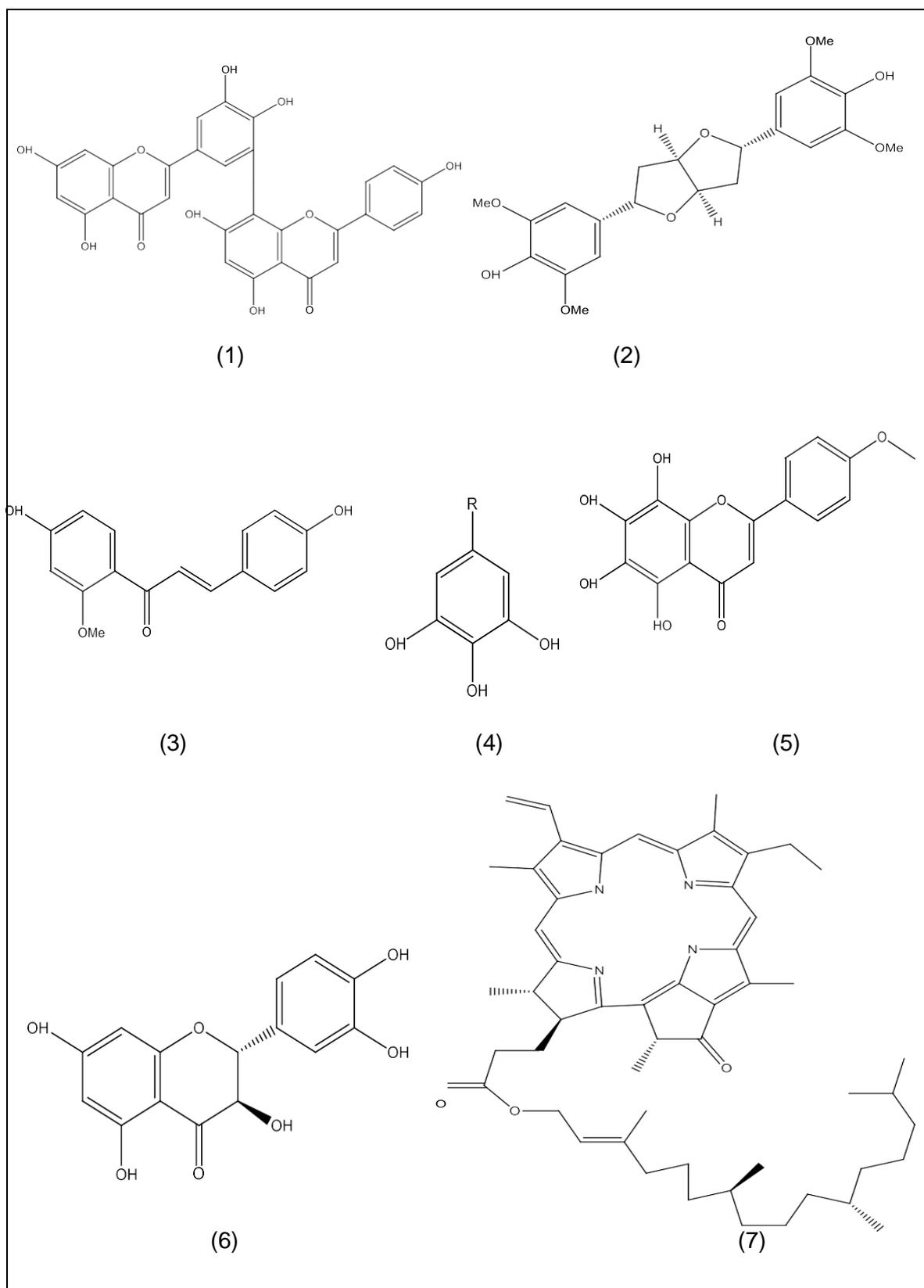
(12)



(13)



(14)

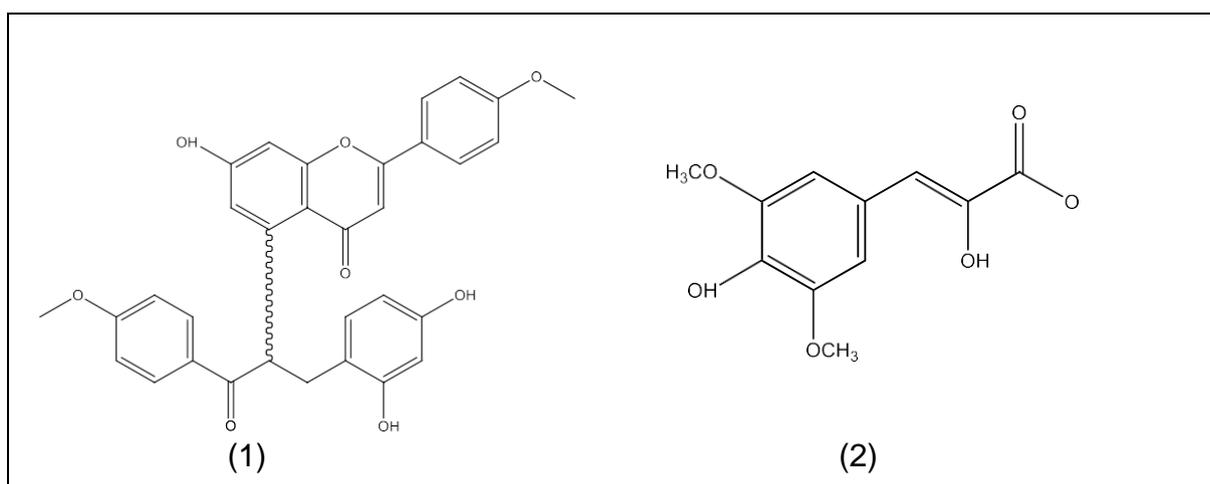
Figura 3. Substâncias isoladas do caule de *P. Pyramidalis*

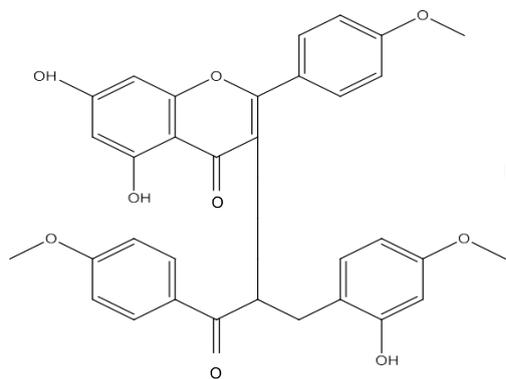
Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

Tabela 5. Compostos químicos isolados da casca da raiz da *P. pyramidalis*

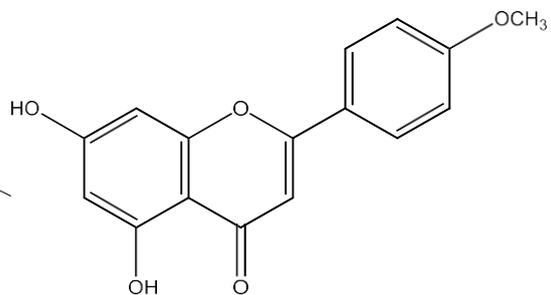
Número	Nome do composto	Referência
1	7-hidroxi-4'-metoxiflavona-5 α -2,4-dihidroxi-4'-metoxidihidrocalcona	Oliveira (2010)
2	Ácido (E)-8-hidroxi-3,5-dimetoxicumarico	Oliveira (2010)
3	(+)-5-hidroxi-7,4'-dimetoxiflavona-3 α -2'''-hidroxi-4''',4''-dimetoxidi-hidrocalcona	Oliveira et al. (2016)
4	Acacetina	Oliveira (2010)
5	3,3'-dimetoxi-4-hidroxielágico-4'-O- β -D-xilopiranosídeo	Oliveira et al. (2016)
6	(-)-7-hidroxi-4'-metoxiflavona-3 α -2''',4'''-diidroxi-4''-metoxidihidrocalcona	Oliveira et al. (2016)
7	(+)-5,7-dihidroxi-4'-metoxiflavona-3 α -2''''-hidroxi-4''''',4''-dimetoxidi-hidrocalcona	Oliveira et al. (2016)
8	3,3'-dimetoxi-4,4'-dihidroxielágico	Oliveira et al. (2016)
9	(-)-7,4'-diidroxi-flavanona-3,8-5''',6''',4''-triidroxi-flavona	Oliveira et al. (2016)
10	4,2',4',4'',2''',4'''-hexahidroxi-3,5'''bichalcona	Oliveira et al. (2016)
11	5,7-dihidroxi-4'-methoxiflavona-6 α -2''',4'''-dihidroxi-4'' methoxidihidrochalcona	Oliveira (2014)
12	5-hidroxi-7,4'-dimetoxiflavona-3 α -2'''-hidroxi-4''',4'' dimetoxidi-hidrochalcona	Oliveira (2014)

Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

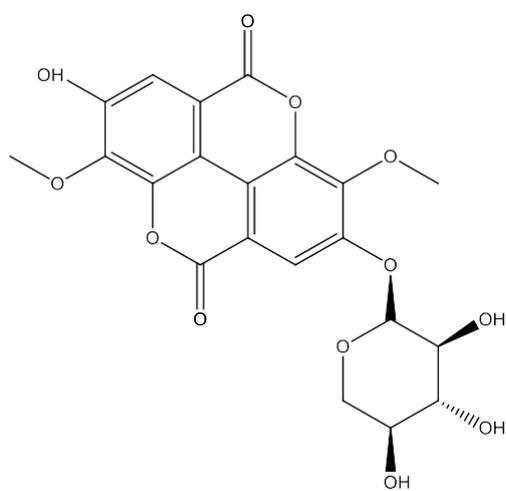
Figura 4. Substâncias isoladas da casca da raiz de *P. pyramidalis*



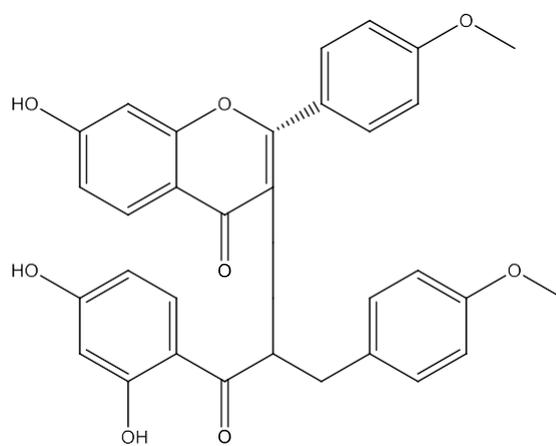
(3)



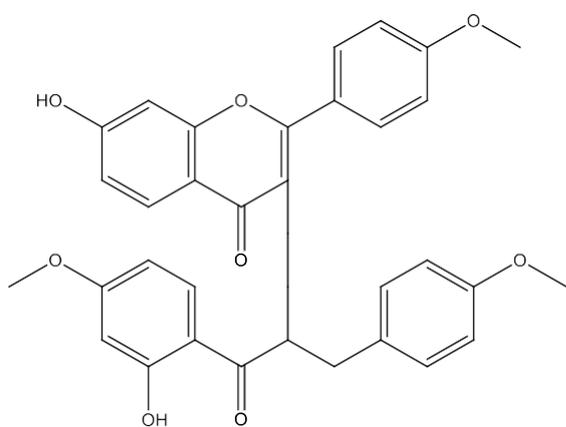
(4)



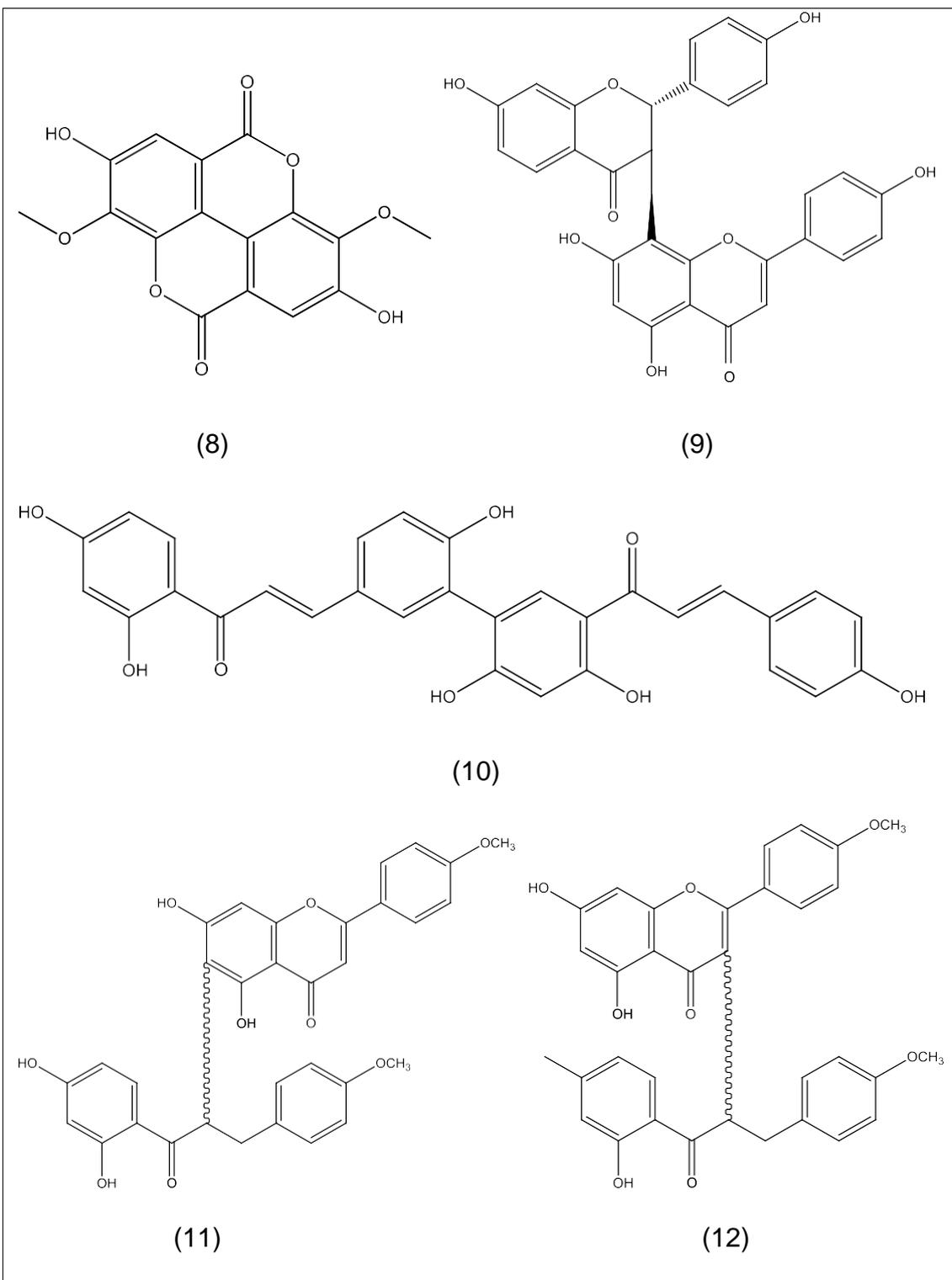
(5)



(6)



(7)



Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

4 METODOLOGIA

4.1 Coleta do material

O material botânico da espécie *P. pyramidalis* foi coletado na fazenda experimental do CCA/UFPB, em São João do Cariri – PB no dia 07/08/2018 às 8:30 horas. O material foi identificado e uma exsicata de número 25.587 depositada no Herbário Jaime Coelho de Moraes, no CCA/UFPB. A pesquisa foi cadastrada no Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado (Sisgen), sob código A69CBAF.

4.1 Preparação dos extratos

A amostra vegetal foi coletada da parte aérea da planta, passou por secagem em estufa de ar circulante a 50 °C, e foi triturada em moinho de facas (8,8 Kg), e submetida a maceração a frio (temperatura ambiente), resultando em um pó que em seguida foi macerado em etanol absoluto. Após isso, a solução obtida foi filtrada e concentrada em evaporador rotativo, resultando no extrato etanólico bruto (185,0 g) que pode ser observado na figura 5.

Figura 5. Extrato da *P. pyramidalis*



Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

O extrato obtido (185,0 g), foi solubilizado em uma solução hidroalcóolica de EtOH:H₂O (7:3) que foi submetida a partição líquido-líquido com hexano, clorofórmio, acetato de etila e n-butanol (Figura 6), resultando nas fases hexânica (7,6 g), clorofórmica (4,5 g), acetato de etila (5,8 g) e n-butanólica (17,8 g), as

referidas soluções obtidas também foram concentradas em rotaevaporador.

Figura 6. Partições feitas a partir do extrato da *P. pyramidalis*



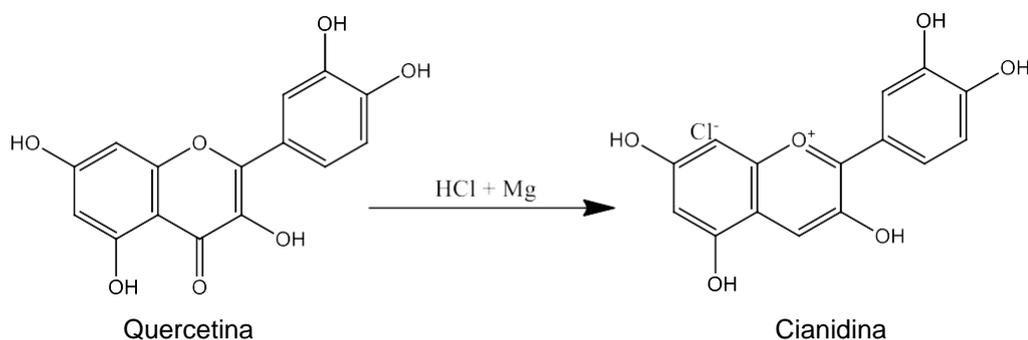
Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

4.2 Análise Fitoquímica

A análise fitoquímica foi desenvolvida com base nos estudos de Matos (1997), metodologia essa que consiste na observação da reação característica esperada ou não, indicando resultado positivo ou negativo para presença de cada grupo de metabólito secundário vegetal.

4.2.1 Flavonoides

Para a detecção de flavonoides nas espécies em estudo, utilizou-se a reação de Shinoda, representada na figura 7 que consiste na adição à solução alcoólica ácida da substância um pequeno fragmento de magnésio. Solubilizou-se 30 mg do extrato da espécie em 3 mL de etanol, posteriormente realizou-se a transferência para um tubo de ensaio contendo dois fragmentos de magnésio metálico, em seguida, adicionou-se 0,5 mL de ácido clorídrico concentrado. O resultado positivo dar-se pela mudança de coloração (coloração rósea a vermelha) (MATOS, 1997).

Figura 7. Reação de Shinoda

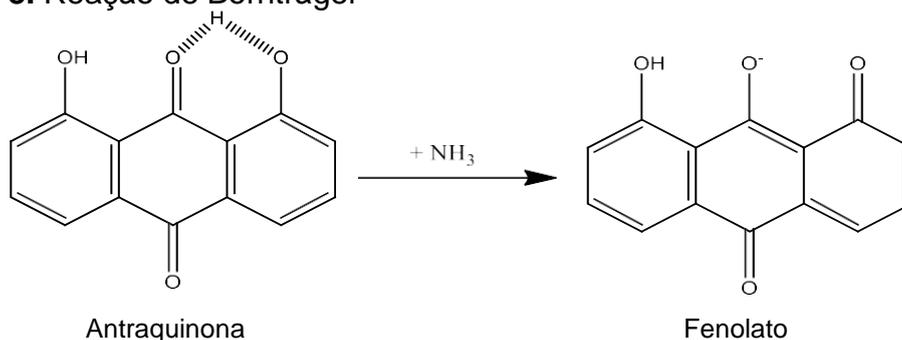
Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

4.2.2 Alcaloides

Para a identificação de alcaloides foi realizada a reação de Mayer. O extrato (cerca de 30 mg) foi solubilizado em 3 mL de etanol e transferido para um tubo de ensaio. Foram adicionadas cinco gotas de ácido clorídrico concentrado e 10 gotas de reagente de Mayer. A formação de precipitado indica a presença de alcaloides (MATOS, 1997).

4.2.3 Quinonas

Para a detecção de quinonas é empregada a reação de Bornträger, exibida na figura 8. Inicialmente 10 mg do extrato foi solubilizado em 0,5 mL de metanol, em seguida acrescentou-se 1,5 mL de água. Posteriormente, transferiu-se a solução para um tubo de ensaio e adicionou-se 5 mL de clorofórmio. Agitou-se e durante 10 minutos a amostra foi deixada em repouso. Após o tempo de repouso, a parte clorofórmica foi retirada e transferida para outro tubo de ensaio. Adicionou-se 1 mL de hidróxido de sódio a solução aquosa, o aparecimento de uma coloração roxa/púrpura indica a presença de quinonas (MATOS, 1997).

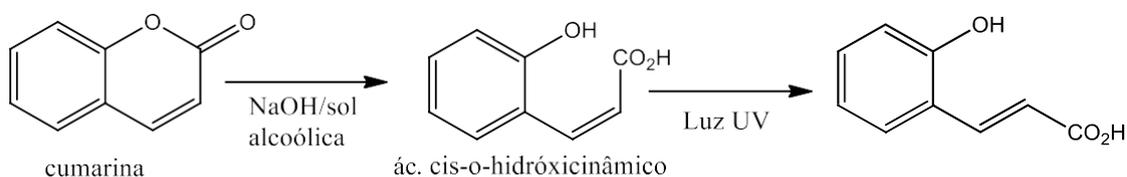
Figura 8. Reação de Bornträger

Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

4.2.4 Cumarinas

A identificação de cumarinas pode ser realizada por meio da técnica de fluorescência, através da reação exibida na figura 9, para isso 5 mg do extrato foi solubilizado em 3 mL de metanol. Logo após, as soluções foram gotejadas em papéis filtro e em seguida adicionou-se duas gotas de hidróxido de sódio 10% sobre a solução, apenas em um lado de cada papelfiltro. Ao observar o papel filtro sob a luz UV (245 nm a 366 nm), o resultado positivo é expresso pela fluorescência de coloração verde-amarelada ou azulada (MATOS, 1997).

Figura 9. Reação para identificação de cumarinas

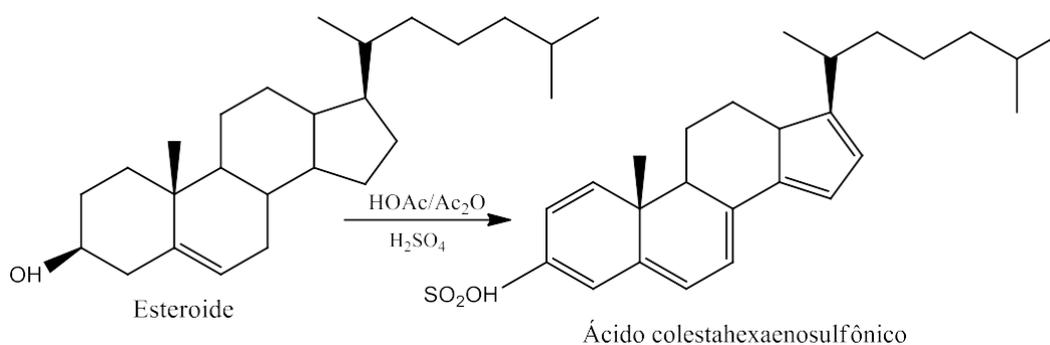


Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

4.2.5 Esteroides e Triterpenos

Na determinação de esteroides e triterpenos solubilizou-se 5 mg do extrato em 2 mL de clorofórmio e em seguida transferiu-se a parte solúvel para um tubo de ensaio. Após a transferência, realizou-se a reação de Liebermann-Buchard, exibida na figura 10, onde foi adicionado 1 mL de anidrido acético e três gotas de ácido sulfúrico concentrado. A presença de triterpenos dar-se pelo desenvolvimento de coloração vermelho-púrpura e a coloração verde azulada indica a existência de núcleo esteroidal (MATOS, 1997).

Figura 10. Reação de Liebermann-Burchard

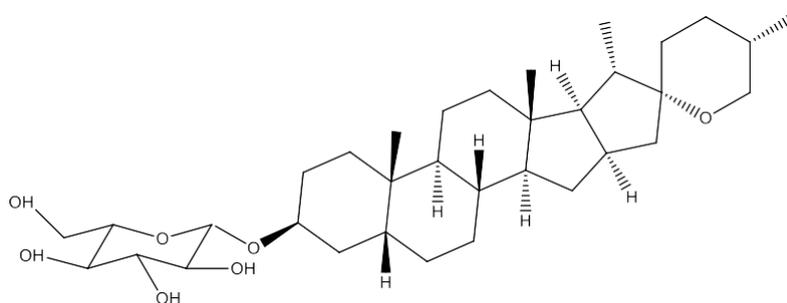


Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

4.2.6 Saponinas

Solubilizou-se 10 mg do extrato em 3 mL de água destilada e após esse processo transferiu-se os extratos diluídos para um tubo de ensaio com tampa. Durante três minutos o tubo foi agitado energeticamente e depois deixado em repouso por 15 minutos. A formação de espuma persistente indica a presença de saponinas pela sua capacidade de redução da tensão superficial da água devido à sua estruturaanfipática (Figura 11) (MATOS, 1997).

Figura 11. Estrutura do núcleo básico de saponina



Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

4.2.7 Taninos

Para a identificação de taninos foi solubilizada 20 mg de extrato em 2 mL de metanol, em seguida adicionou-se 4 mL de água destilada e fez-se filtração utilizando funil e papel filtro. Em seguida, a amostra foi dividida em dois tubos de ensaio, sendo 3 mL em cada. A primeira reação consistiu em acrescentar cinco gotas de cloreto férrico a 20% ao primeiro tubo de ensaio, para a presença de taninos hidrolisáveis tem-se o desenvolvimento de uma coloração azul e para a de taninos condensados a coloração esperada é verde. Porém essa reação não é específica apenas para taninos, também pode-se usar essa técnica na determinação de fenólicos em geral.

Para a segunda reação, adicionou-se duas gotas de ácido clorídrico aos extratos e em seguida foram gotejadas algumas gotas de solução de albumina a 2% no segundo tubo, o resultado positivo para taninos dar-se pela formação de precipitado ou turvação da amostra (MATOS, 1997).

4.3 Quantificação de Fenólicos totais

O total de compostos fenólicos presentes em cada amostra foi determinado pelo método espectrofotométrico de Folin-Ciocalteu, utilizando como padrão de referência o ácido gálico (GULCIN et al., 2004). Para determinar o teor de fenólicos totais no extrato de *P. pyramidalis*, foi construída uma curva de calibração com o padrão (ácido gálico), nas concentrações de 65; 80; 100; 125 e 150 µg/mL.

Em um balão volumétrico de 10 mL foram adicionados: 100 µL da solução amostral (solução de ácido gálico ou solução do extrato vegetal), 50 µL do Reagente Folin-Ciocalteu, 6 mL de água destilada, 2 mL de solução de Na₂CO₃ a 15% e aferiu-se o balão com água destilada. Aguardou-se durante 2 horas e a leitura foi realizada em espectrofotômetro (UV-Vis) a 760 nm. As análises foram realizadas em triplicata.

Uma amostra branco foi preparada, na qual havia apenas metanol e reagentes, com ausência de extrato vegetal ou de padrão.

Para quantificação de fenólicos totais utilizou-se uma solução de 1000 µg/mL do extrato etanólico bruto em metanol.

4.4 Isolamento dos constituintes químicos de *P. pyramidalis*

Uma amostra da fase clorofórmica (3,5 g) foi cromatografada em coluna de sílica eluída com hexano e clorofórmio (1:1). O procedimento resultou em 43 frações, as frações ímpares foram analisadas por cromatografia em camada delgada analítica (CCDA) e agrupadas em quatro amostras: Fr01-21, Fr22-32, Fr33-34 e Fr35-43.

A fração Fr33-34 (61,0 mg) foi cromatografada novamente utilizando uma coluna de Sephadex LH-20, eluída com metanol, fornecendo 56 frações, as quais foram analisadas por CCDA e agrupadas de acordo com o perfil de eluição. As frações 46- 56 foram consideradas puras por apresentar na CCDA uma única mancha escura (Figura 12), e foram reunidas. A amostra foi nomeada como Pp-1 (15,0 mg) e submetida à análise espectroscópica de RMN ¹H e ¹³C para elucidação estrutural.

Figura 12. CCDA com substância de *P. pyramidalis* purificada a partir da fase clorofórmica



Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

4.5 Preparação de Ésteres metílicos de ácidos graxos

O procedimento aqui descrito para a preparação de ésteres metílicos foi realizado pelo método descrito por Fernandes, et. al., (2021), conforme a reações de saponificação e esterificação são mostradas na figuras 13 e 14, respectivamente.

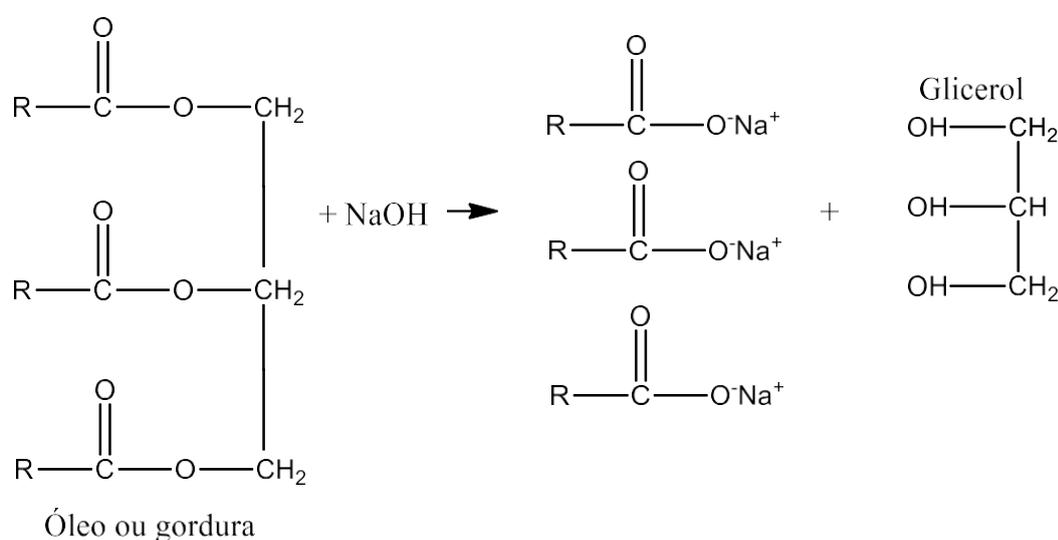
Uma amostra da fase hexânica (30 mg) foi saponificada em tubo de ensaio com tampa contendo 5 mL solução metanólica de hidróxido de sódio ($0,5 \text{ mol.L}^{-1}$) a 90°C por 5 min (em banho maria), com agitação ocasional. Em água corrente, o tubo foi resfriado para realização da posterior reação de esterificação.

Preparo do reagente de esterificação: Em balão de fundo redondo com boa esmerilhada de 1000 mL adicionou-se 20 g de cloreto de amônia (NH_4Cl) a 600 mL de metanol. Foi acrescentado lentamente 300 mL de H_2SO_4 (com cautela em banho de água fria, reação violenta). Adaptou-se o condensador ao balão e essa mistura deixada em refluxo por 15 minutos até observar a dissolução do NH_4Cl .

Os ácidos graxos foram esterificados adicionando ao tubo 4 mL do reagente de esterificação (solução de cloreto de amônio, ácido sulfúrico e metanol previamente preparada). O tubo fechado foi aquecido a 90°C em banho maria por 5 min e posteriormente resfriado em água corrente.

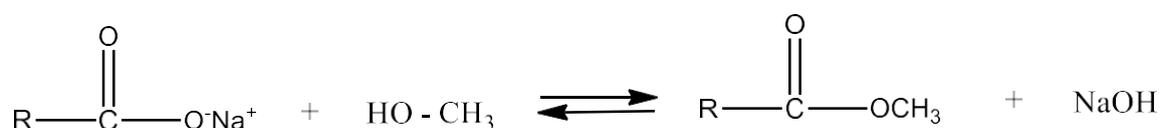
Em seguida, uma solução saturada de cloreto de sódio (4 mL) foi adicionado ao tubo de ensaio com agitação vigorosa (30 s). Em seguida foi adicionado de hexano(5 mL), seguido de agitação (30 s). A mistura foi deixada em repouso e a fase superior(orgânica) contendo os ésteres metílicos de ácidos graxos foi coletada utilizando pipeta de Pasteur. As amostras foram armazenadas em frascos (2 mL) em um congelador (-20 ° C) até análise por CG-FID.

Figura 13. Reação de saponificação



Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

Figura 14. Reação de esterificação



Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

4.7 Análise por GC-FID

A separação e quantificação (método de normalização de área) foram realizados por cromatografia a gás acoplada a detector de ionização de chama (CG- FID, Shimadzu, GC-2010) usando coluna capilar de sílica fundida OV-5 (Ohio Valley Specialty Chemical, Inc. 30,0 m x 0,25 mm x 0,25 µm), hélio como gás de arraste (1,7mL min⁻¹), injetor à temperatura de 220 ° C, detector a 230 ° C e split de 1:30. Uma alíquota da amostra (200 µg) foi diluída usando 1 mL de

hexano; 1 μL da solução diluída foi analisada no CG-FID na seguinte programação de temperatura: 110 °C por 1 min, 110 ° C-170 ° C (10 °C min⁻¹); 170 ° C durante 2 min; 170 ° C-173 ° C (1,5 ° C/min-1); 173 ° C-180 ° C (1 ° C min-1); 180 ° C durante 7 min; 180 ° C-230 ° C (6 ° C/min-1); 230 ° C por 20 min.

A identificação foi realizada comparando os tempos de retenção observados com ésteres metílicos dos seguintes ácidos graxos padrão: ácido oleico, ácido palmítico, ácido linoléico, ácido mirístico, ácido esteárico, ácido láurico, ácido araquídico e ácido beênico.

Todos os padrões foram analisados sob as mesmas condições de operação das amostras, tendo os seguintes tempos de retenção (RT): ácido láurico (7,869 min), ácido mirístico (11,442 min), ácido palmítico (17,773 min), ácido linoléico (26,734 min), ácido oleico (26,782 min), ácido esteárico (28,018 min), ácido araquídico (33,632 min) e ácido beênico (39,173 min).

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Análise Fitoquímica

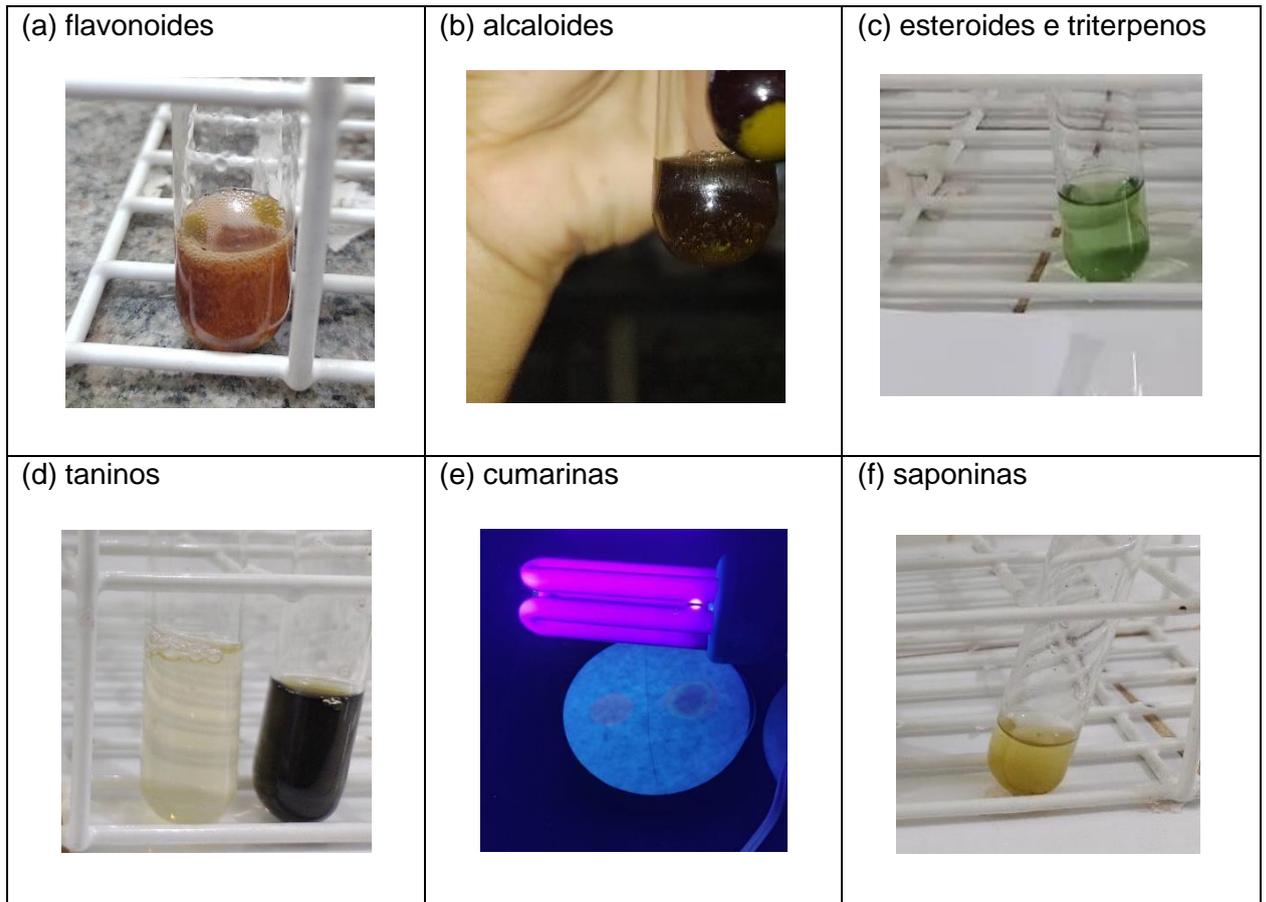
Os resultados obtidos a partir da realização da triagem fitoquímica podem ser observados na Tabela 6, onde o sinal positivo (+) representa resultado positivo para a presença do metabólito, bem como sua intensidade, podendo ser mais fraco ou mais forte, representado por mais ou menos sinais, respectivamente. Após os resultados obtidos na triagem, observou-se que os metabólitos de maior prevalência no extrato são os flavonoides, esteroides e taninos.

Tabela 6. Resultado da triagem fitoquímica preliminar

Metabólitos Secundários	Extrato Etanólico <i>Poincianella pyramidalis</i>
Flavonoides	+++
Alcaloides	+
Esteroides	+++
Triterpenos	-
Saponinas	-
Taninos	++
Cumarinas	+
Quinonas	-

Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

A figura 15 mostra as diferentes identificações realizadas e seus resultados, a parte (a) da imagem aponta resultado positivo para a presença de flavonoides identificado pela mudança de coloração, como a amostra se encontrava em tons esverdeados é normal a mudança de coloração em tom marrom-avermelhado. Esse teste baseia-se na redução que ocorre no anel C dos flavonóis e flavonas, formando o núcleo antociânico provocando a mudança de coloração (SIMÕES et al., 2017).

Figura 15. Identificação de metabólitos secundários

Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

Na parte (b) da figura 15 pode ser observado resultado positivo para alcaloides detectado pela formação de precipitado na amostra, devido à capacidade dos alcaloides precipitarem metais pesados. O teste para esteroides/triterpenos pode ser visto na parte (c). O referido teste causa desidratação e oxidação do sistema de anéis do ciclopentanoperidrofenantreno, com a formação do ácido colestá-hexaenossulfônico, de coloração azul-esverdeada. Para terpenoides, ocorre o desenvolvimento de cor avermelhada, ou púrpura. A presença de núcleo esteroidal foi identificada pela coloração verde após a adição do reagente (SIMÕES et al., 2017).

O teste para taninos apresentou resultado positivo, observado na parte (d), sendo detectados pela adição de cloreto férrico em solução etanólica, gerando coloração verdeazulada. Para a reação de precipitação de proteínas, os taninos formam complexo insolúvel em água com as proteínas, observando precipitação ou turvação (SIMÕES et al., 2017).

A presença de cumarinas pode ser confirmada ao observar o papel filtro sob luz UV, exibido na parte (e) da figura 15 que apresenta fluorescência de coloração azulada, isso ocorre pois em meio básico o anel lactônico da cumarina se abre formando ácido cis-*o*-hidróxicinâmico, e com a luz ultravioleta, é produzida fluorescência de cor verde-amarelada ou azulada, produzida pelo ácido trans-hidróxicinâmico (SIMÕES et al., 2017).

A identificação de saponinas é mostrada na parte (f), onde após o tempo necessário de repouso, pode-se observar que não há formação de espuma, o que indica a ausência desse tipo de metabólito.

Como podemos observar, as classes de metabólitos mais significativas presentes no extrato em estudo são os esteroides, e os compostos fenólicos como flavonoides, taninos e cumarinas, estes estão diretamente ligados com a atividade antioxidante dos vegetais, o que pode contribuir para a saúde humana devido à capacidade de atuar prevenindo a ocorrência de problemas de saúde, tais como câncer e inflamações (VIEIRA et al., 2011).

5.2 Quantificação de Fenólicos Totais

Na presença de agentes redutores, como os compostos fenólicos, são formados os chamados complexos molibdênio-tungstênio azuis, cuja coloração permite a determinação da concentração das substâncias redutoras, pois apresenta absorvância máxima a 760 nm (AGBOR et al., 2014).

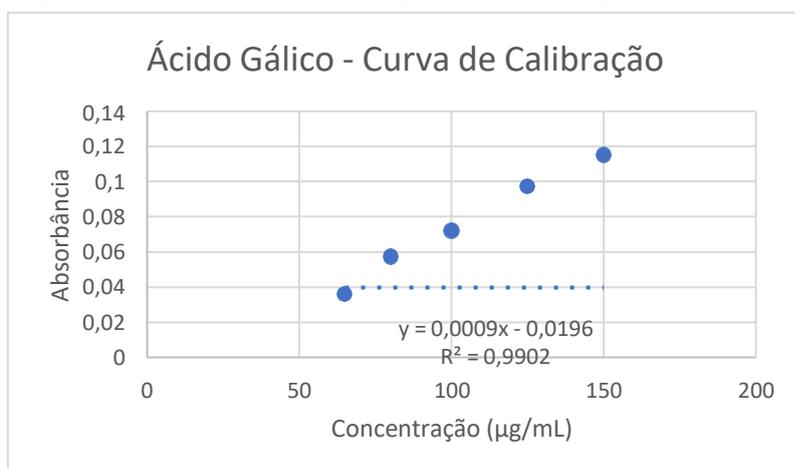
Os valores médios das absorvâncias para as concentrações de 65; 80; 100; 125 e 150 µg/mL do padrão ácido gálico, estão dispostos na Tabela 7.

A curva de calibração do padrão ácido gálico (Figura 6), obteve o valor do coeficiente de linearidade $R^2 = 0,9902$, a equação da reta obtida foi: $y = 0,0009x - 0,0196$. O teor de fenólicos totais foi calculado a partir da equação da reta. Foram encontrados no extrato etanólico da espécie *P.a pyramidalis*, $192,500 \pm 0,001$ mg de EAG/g de extrato etanólico (EAG - equivalentes de ácido gálico).

Tabela 7. Valores de absorvâncias para sua respectiva concentração de ácido gálico

Concentração (mg/mL)	Absorvância
65	0,036
80	0,057
100	0,072
125	0,097
150	0,115

Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

Figura 16. Curva de calibração do ácido gálico

Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

Como podemos observar um alto teor de compostos fenólicos foi encontrado na espécie de estudo, o que desperta muito interesse devido a sua atividade antioxidante, anti-inflamatória, antimicrobiana, vasodilatadora e anticâncer (HEIM et al., 2002; DEGÁSPAR e WASZCZYNSKYJ, 2004).

5.3 Identificação estrutural da amostra Pp-1 isolada de *P. pyramidalis*

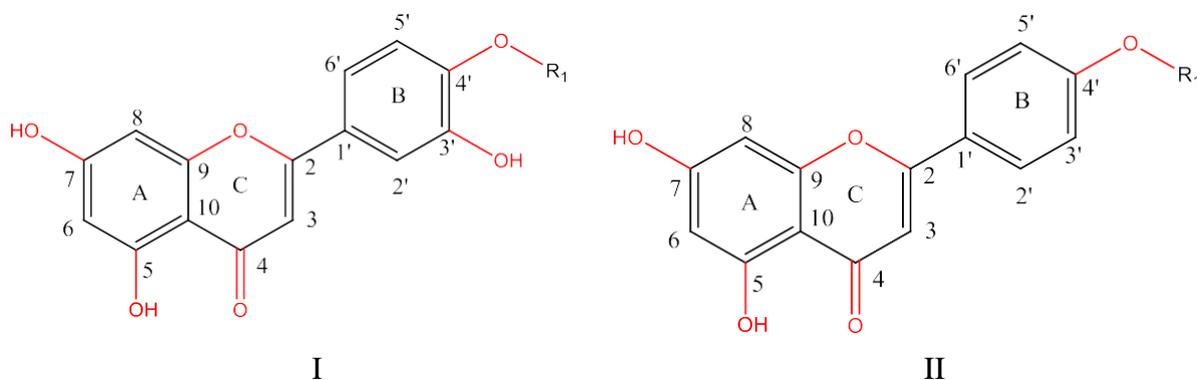
A amostra Pp-1 (15 mg) trata-se de um sólido amarelo solúvel em metanol, sendo submetida à análise por RMN ^1H e ^{13}C unidimensional e bidimensional para elucidação estrutural. O espectro de RMN ^1H , obtido a 500 MHz, em dimetilsulfóxido deuterado (DMSO-d6) e suas expansões podem ser observadas nas figuras 20, 21 e 22 abaixo.

Na figura 20 podemos observar um conjunto de sinais entre δ 5,32 e 7,89 ppm apresentando-se como singletos e dubletos compatíveis com hidrogênios de compostos aromáticos (PAVIA, 2010). Entre δ 0,8 e 2,0 foram observados sinais de baixa intensidade que foram atribuídos a hidrogênio metilênicos (CH_2) de ácidos graxos, indicando uma possível presença de impureza na amostra.

Os singletos desprotegidos observados em δ 13,2 e 12,8 ppm, são compatíveis com hidrogênios de hidroxila em ligação de hidrogênio intramolecular, como por exemplo, encontrado na posição 5 da estrutura de flavonoides (PAVIA, 2010). Como esses sinais apresentaram valores de integrais semelhantes (0,44 e 0,45) sugerimos se tratar de uma mistura (1:1) de dois flavonoides ou de um biflavonoide.

Ao analisar a expansão do espectro de RMN ^1H na região de hidrogênios aromáticos da amostra Pp-1 (Figuras 21 e 22), foi possível detectar a presença de dois singletos, em 6,50 e 6,59 ppm que são valores característicos de hidrogênios da posição 3 de flavonas (PAVIA, 2010).

Figura 17. Estruturas de flavonas

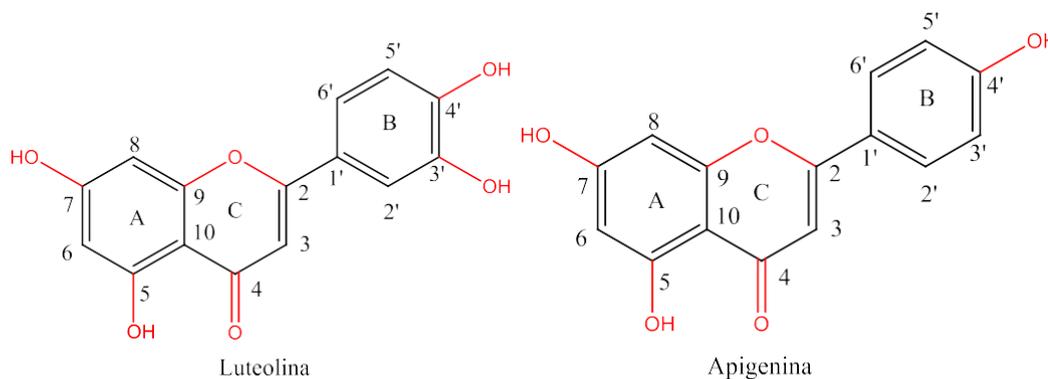


Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

Dois pares de dubletos acoplado meta com $J = 5$ Hz foram observados em δ 5,91; δ 6,01; δ 6,09 e δ 6,31 ppm, indicando a presença de anéis A de flavonoides tetra- substituídos. Foi possível ainda verificar a presença de um par de dubletos intensos com $J = 10$ Hz e integral correspondente a 2 hidrogênios cada em δ 7,89 e 6,95 ppm, indicando a presença de um anel B para substituído em uma das estruturas flavonoídicas. Outros sinais foram vistos em δ 6,64 (d, $J = 10$ Hz, 1H) e 7,64 (m, 2H), indicando também a presença de um anel B de flavonoide com sistema ABX (substituição nas posições 3' e 4') (PAVIA, 2010).

Como descrito, o espectro de RMN ^1H apresentou sinais compatíveis com dois núcleos flavonoídicos aqui chamados de I e II, com características semelhantes aos flavonoides Luteolina e Apigenina, respectivamente (Figura 18). A amostra foi encaminhada para obtenção dos espectros de RMN ^{13}C e bidimensionais.

Figura 18. Estrutura dos flavonoides Luteolina e Apigenina.



Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

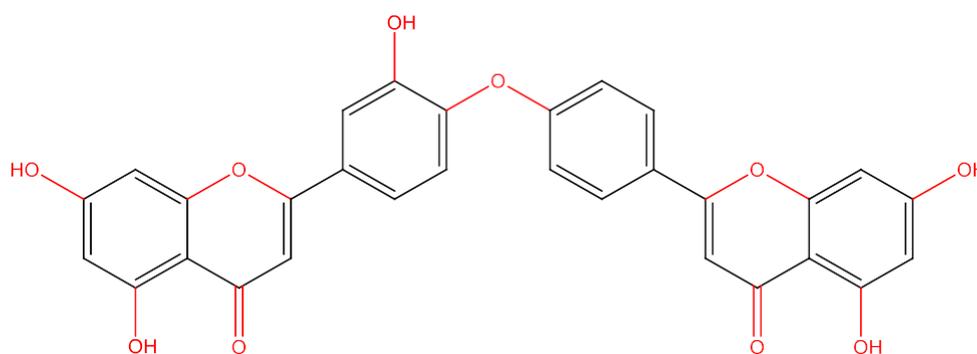
O espectro de RMN de ^{13}C da amostra Pp-1 apresentou 26 sinais para carbonosmetínicos (CH) e não hidrogenados (C). Destes sinais podemos destacar as absorções mais desprotegidas características de carbonilas cetônicas α,β -insaturadas em 181,1 e 180,9 ppm. Além disso, os sinais intensos em 127,8 e 115,9 ppm são compatíveis com os carbonos equivalentes do anel B para-substituído, e sugerimos a existência de um sinal sobreposto para os carbonos 1' do anel B de ambas as estruturas (123,5 ppm). Assim, considerando a possível presença de sinais sobrepostos para 4 carbonos, os dados do espectro de RMN de ^{13}C corroboram com a proposta da existência de dois núcleos flavonoídicos em Pp-1, totalizando 30 carbonos.

Uma detalhada análise dos espectros de RMN bidimensionais de correlação heteronuclear HSQC e HMBC permitiu localizar os carbonos e hidrogênios de cada núcleo flavonoídico (Tabela 8), através das correlações apresentadas (Figuras 25-30). Comparações dos dados espectrais com dados da literatura demonstraram diferenças em deslocamentos químicos do anel B do núcleo I quando comparado com a Luteolina, e semelhanças com o biflavonoide Ioniflavona, relatado anteriormente da espécie *P. pyramidalis* (BAHIA et al., 2010).

Para confirmação da estrutura de biflavonoide, a amostra foi encaminhada

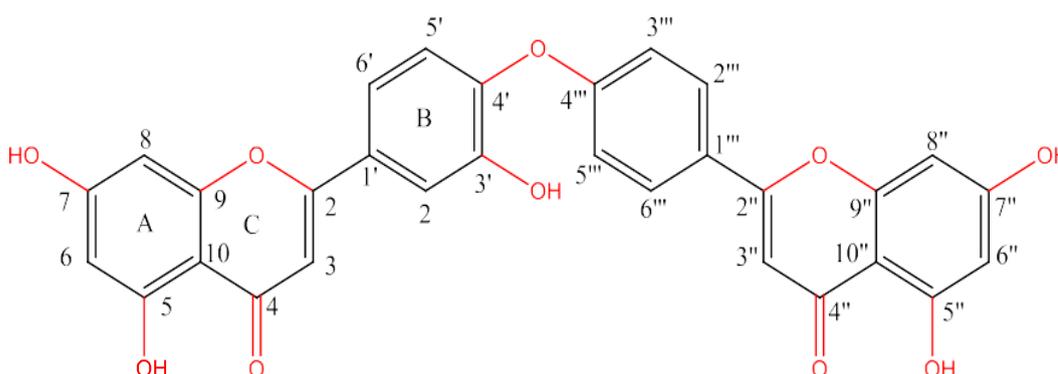
para análise por espectrometria de massas de alta resolução (HRMS) em modo negativo (Figura 31), sendo detectado o Íon m/z 537,0801 $[M-H]^-$, correspondente à massa 538 e à fórmula molecular $C_{30}H_{18}O_{10}$, confirmando se tratar da estrutura biflavonoídica. A comparação dos dados obtidos para Pp-1 com os dados de RMN da literatura permitiram confirmar a estrutura de Pp-1 como sendo o biflavonoide loniflavona (Figura 19), isolado pela primeira vez da espécie *Lonicera japônica* (KUMAR et al., 2005).

Figura 19. Estrutura da substância Pp-1 (Loniflavona)



Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

Tabela 8. Dados de RMN 1H e ^{13}C de Pp-1 (δ , DMSO, 500 e 125 MHz) e da Loniflavona (δ , piridina- d_5 , 300 e 75 MHz) (KUMAR et al., 2005)

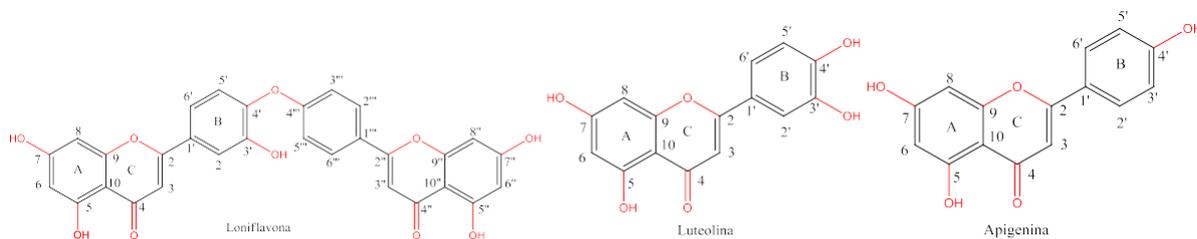


C	Pp-1		Loniflavona	
	δ_H	δ_C	δ_H	δ_C
2	-	164,1	-	163,1
3	6,50 (s, 1H)	100,3	6,82 (s)	104,8
4	-	180,9	-	182,5
5	-	161,5	-	161,1
6	6,01 (d, J = 5 Hz, 1H)	99,1	6,67 (d, J = 2 Hz)	99,9

7	-	165,8	-	166,1
8	6,31 (d, J = 5 Hz, 1H)	94,2	6,70 (d, J = 2 Hz)	94,7
9	-	157,3	-	154,4
10	-	103,1	-	105,0
1'	-	123,5	-	125,1
2'	7,64 (m, 2H)	120,4	7,97 (d, J = 2,4 Hz)	118,8
3'	-	157,3	-	154,7
4'	-	143,2	-	144,4
5'	6,65 (d, J = 10 Hz, 1H)	120,1	7,32 (d, J = 9 Hz)	121,4
6'	7,64 (m, 2H)	125,9	7,75 (dd, J = 9 e 2,4 Hz)	124,8
OH - 5	13,2 (s, 1H)	-	13,23 (s)	-
2''	-	162,5	-	163,4
3''	6,59 (s, 1H)	102,8	6,93 (s)	105,0
4''	-	181,1	-	182,5
5''	-	161,2	-	161,1
6''	5,91 (d, J = 5 Hz, 1H)	99,9	6,67 (d, J = 2,5 Hz)	99,9
7''	-	161,5	-	166,1
8''	6,09 (d, J = 5 Hz, 1H)	94,5	6,09 (d, J = 2,5 Hz)	94,7
9''	-	157,5	-	157,4
10''	-	102,2	-	104,7
1'''	-	123,5	-	125,8
2''' e 6'''	7,89 (d, J = 10 Hz, 2H)	127,8	7,80 (d, J = 9 Hz, 2H)	128,4
3''' e 5'''	6,95 (d, J = 10 Hz, 2H)	115,9	7,10 (d, J = 9 Hz, 2H)	116,5
4'''	-	161,2	-	161,0
OH - 5	12,8 (s, 1H)	-	12,83 (s)	-

Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

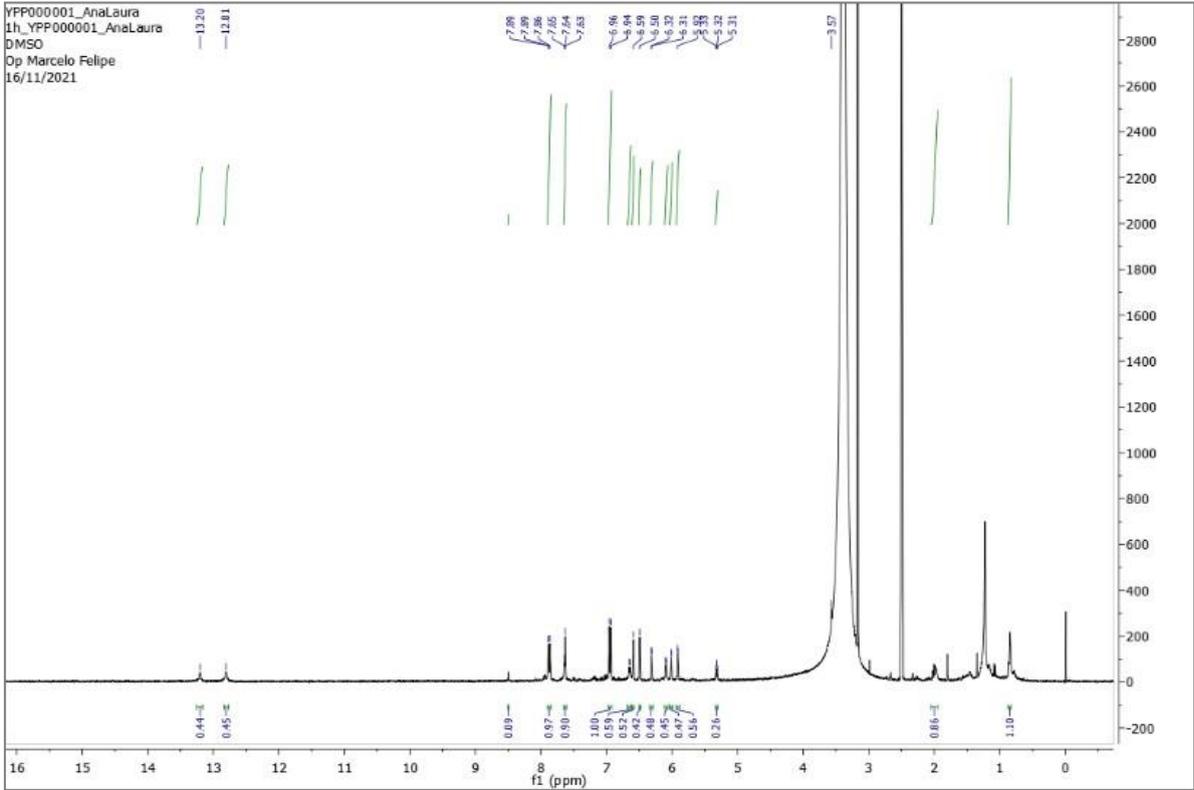
Tabela 9. Dados comparativos de RMN ^1H e ^{13}C de Pp-1 (δ , DMSO, 500 e 125 MHz) com Luteolina (δ , DMSO) (CUONG et al., 2019) e Apigenina (δ , DMSO) (TELES et al., 2015)



C	Pp-1		Luteolina	
	δ_{H}	δ_{C}	δ_{H}	δ_{C}
2	-	164,1	-	163,9
3	6,50 (s, 1H)	100,3	6,66 (s, 1H)	102,8
4	-	180,9	-	181,6
5	-	161,5	-	161,4
6	6,01 (d, J = 5 Hz, 1H)	99,1	6,19 (d, J = 2 Hz, 1H)	98,8
7	-	165,8	-	164,1
8	6,31 (d, J = 5 Hz, 1H)	94,2	6,44 (d, J = 2 Hz, 1H)	93,8
9	-	157,3	-	157,3
10	-	103,1	-	103,7
1'	-	123,5	-	121,5
2'	7,64 (m, 2H)	120,4	7,42 (d, J = 2,4 Hz)	113,3
3'	-	157,3	-	145,7
4'	-	143,2	-	149,7
5'	6,65 (d, J = 10 Hz, 1H)	120,1	6,89 (d, J = 8 Hz)	116,0
6'	7,64 (m, 2H)	125,9	7,40 (dd, J = 8 e 2 Hz)	119,0
OH - 5	13,2 (s, 1H)	-	12,97 (s, 1H)	-
			Apigenina	
2''	-	162,5	-	164,3
3''	6,59 (s, 1H)	102,8	6,78 (s)	103,4
4''	-	181,1	-	182,3
5''	-	161,2	-	162,0
6''	5,91 (d, J = 5 Hz, 1H)	99,9	6,19 (d, J = 1,8 Hz)	99,4
7''	-	161,5	-	164,7
8''	6,09 (d, J = 5 Hz, 1H)	94,5	6,48 (d, J = 1,8 Hz)	94,5
9''	-	157,5	-	157,9
10''	-	102,2	-	104,2
1'''	-	123,5	-	121,7
2''' e 6'''	7,89 (d, J = 10 Hz, 2H)	127,8	7,92 (d, J = 8,7 Hz, 2H)	129,0
3''' e 5'''	6,95 (d, J = 10 Hz, 2H)	115,9	6,93 (d, J = 8,7 Hz, 2H)	116,5
4'''	-	161,2	-	161,7
OH - 5	12,8 (s, 1H)	-	12,96 (s, 1H)	-

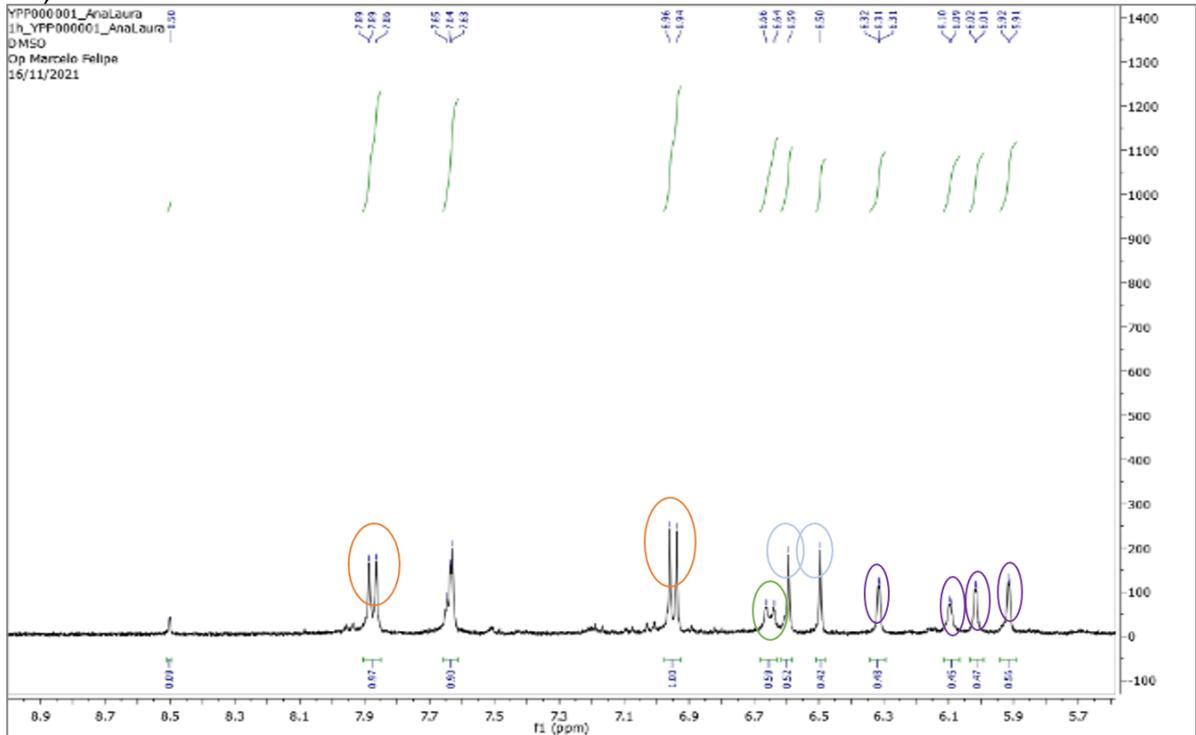
Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

Figura 20. Espectro de RMN ¹H da amostra Pp-1 (500 MHz, DMSO-d₆).



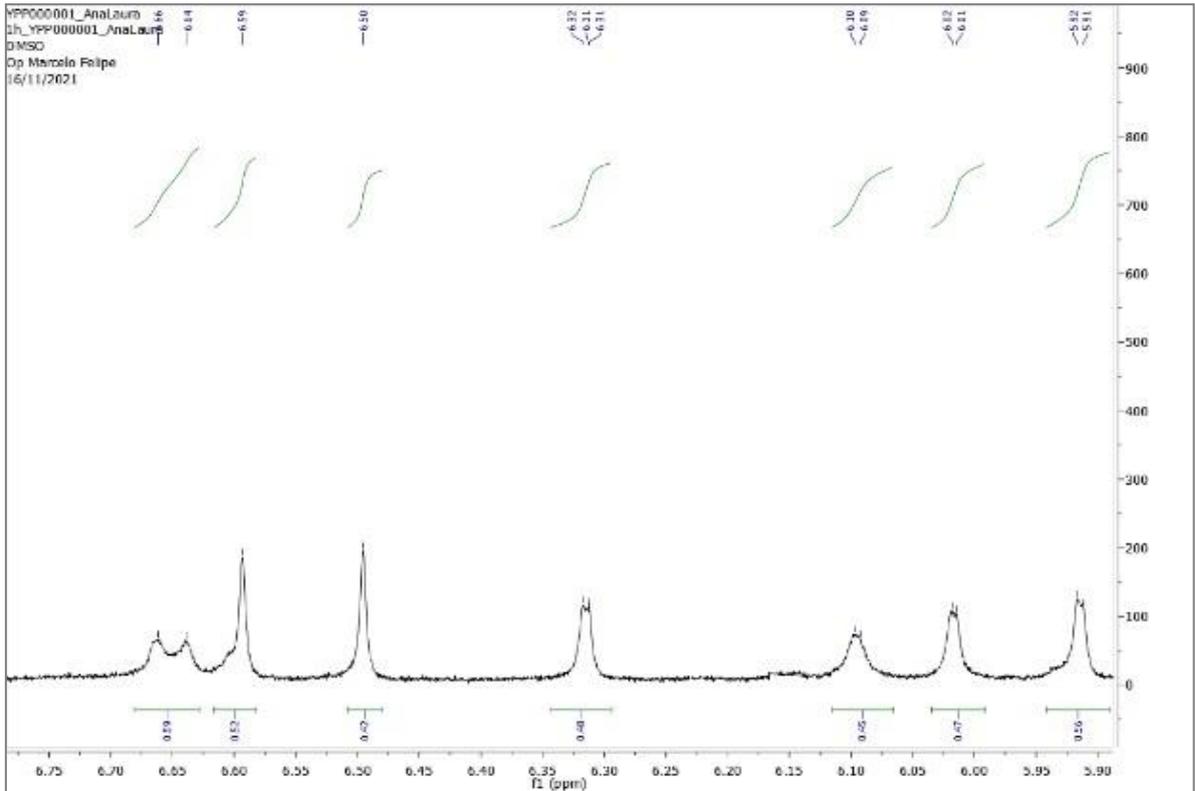
Fonte: Dados da pesquisa, 2022.

Figura 21. Expansão do espectro de RMN ¹H da amostra Pp-1 (500 MHz, DMSO-d₆).



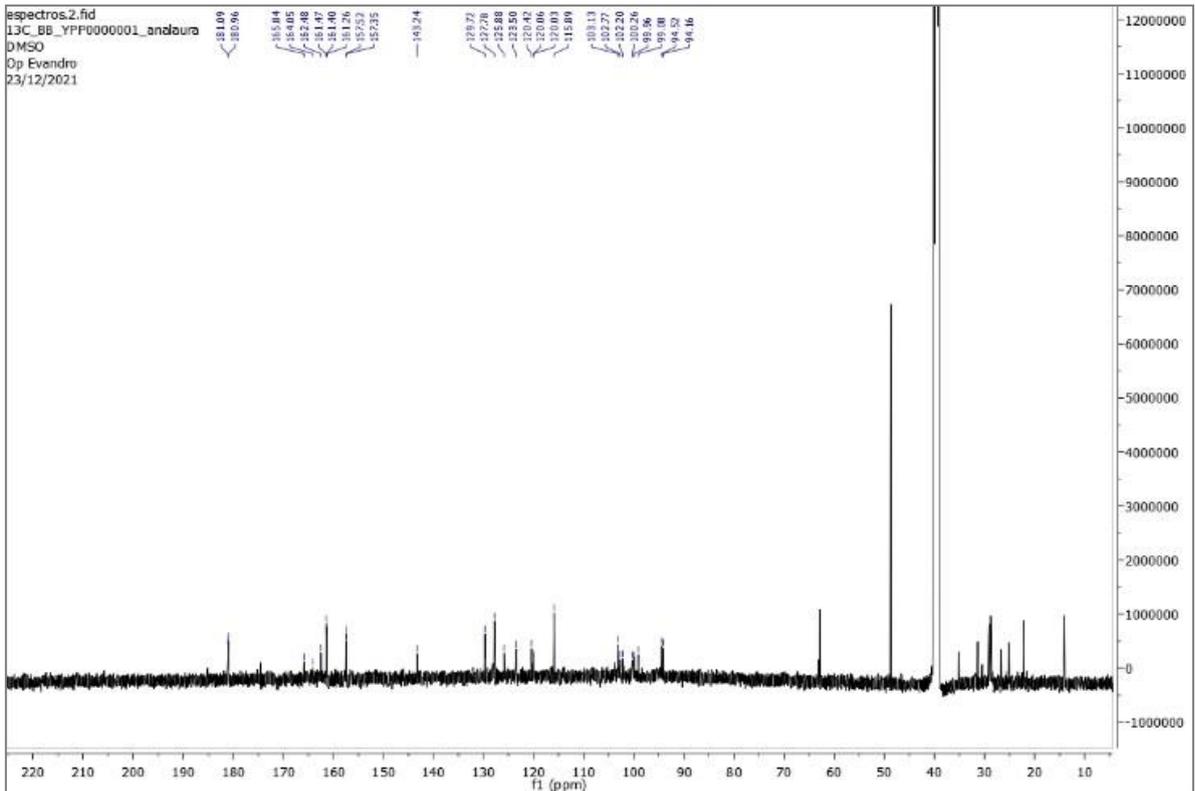
Fonte: Dados da pesquisa, 2022.

Figura 22. Expansão do espectro de RMN ¹H da amostra Pp-1 (500 MHz, DMSO-d₆).



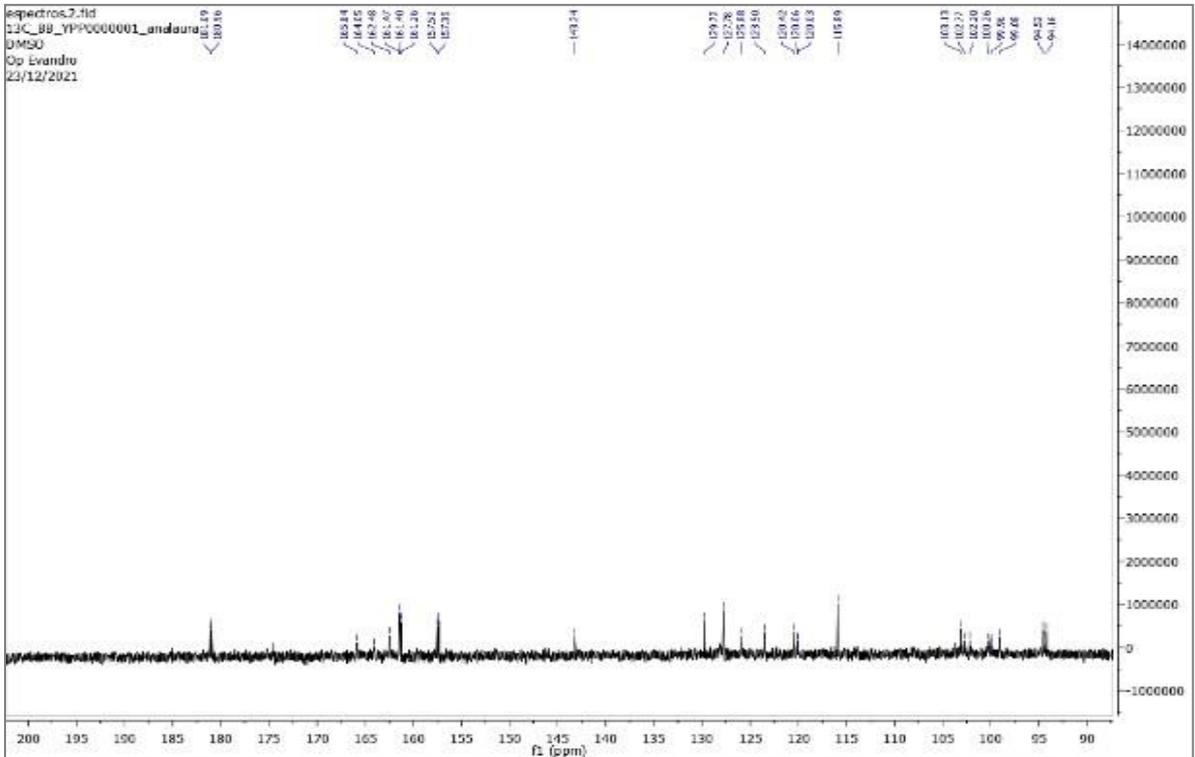
Fonte: Dados da pesquisa, 2022.

Figura 23. Espectro de RMN de ¹³C da amostra Pp-1 (125 MHz, DMSO-d₆).



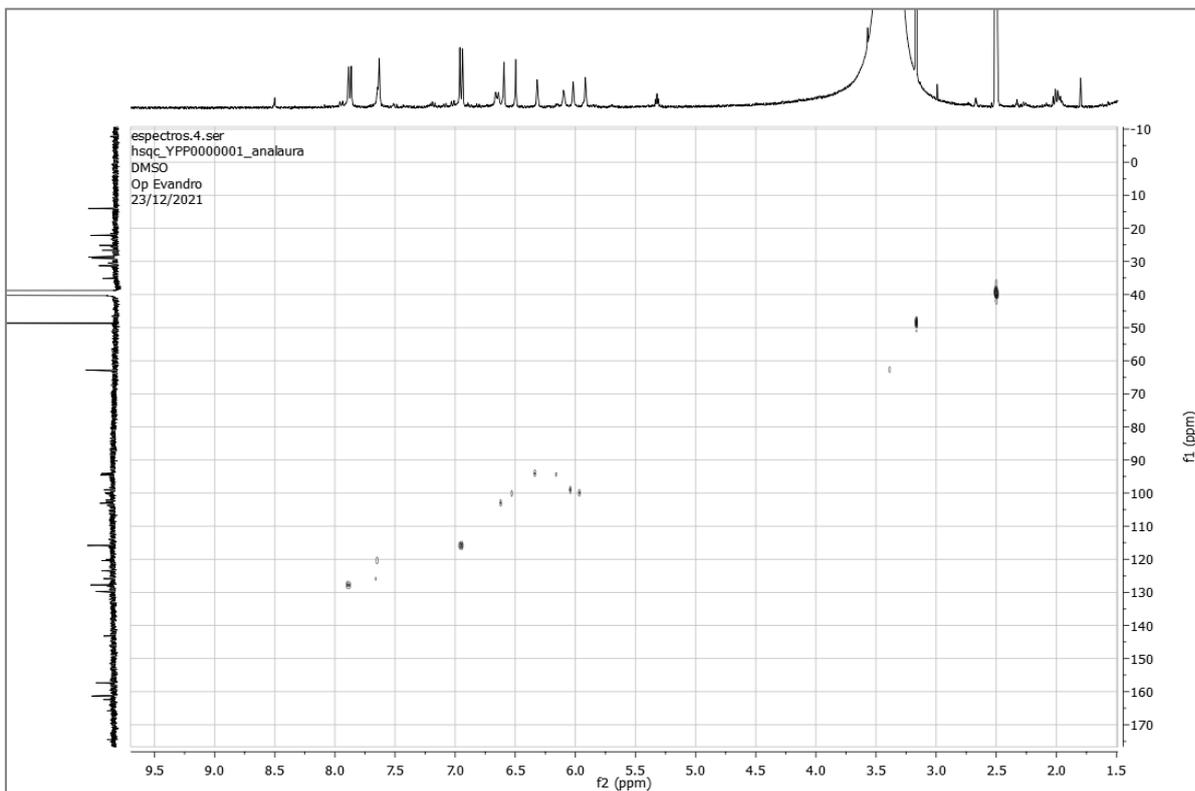
Fonte: Dados da pesquisa, 2022.

Figura 24. Expansão do espectro de RMN ^{13}C da amostra Pp-1 (125 MHz, DMSO- d_6).



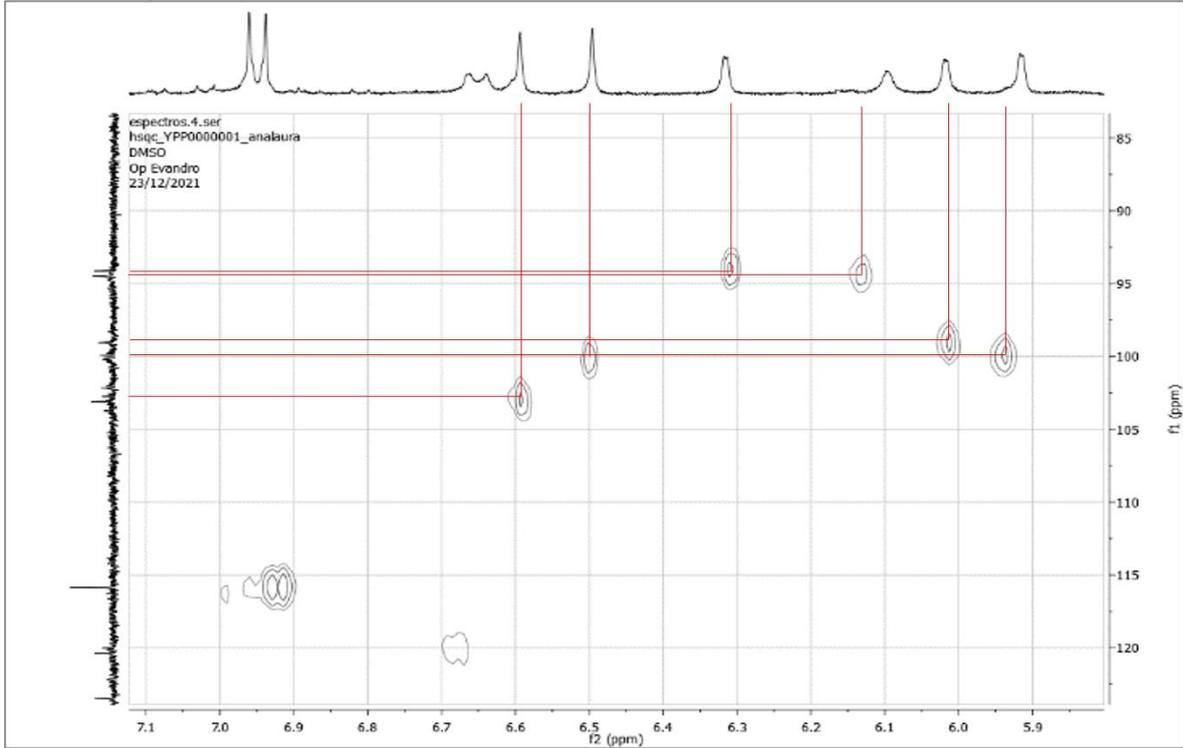
Fonte: Dados da pesquisa, 2022.

Figura 25. Espectro de RMN ^1H x ^{13}C HSQC de Pp-1 (500 x 125 MHz, DMSO- d_6).



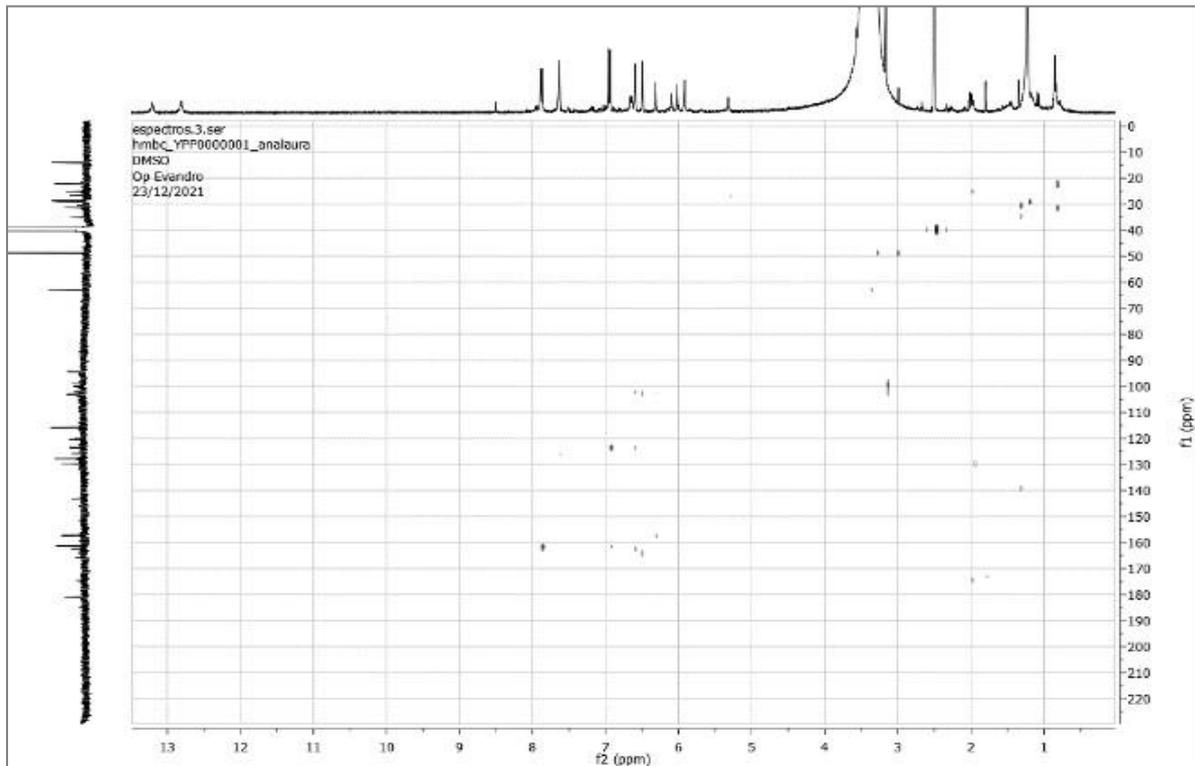
Fonte: Dados da pesquisa, 2022.

Figura 26. Expansão do espectro de RMN ^1H x ^{13}C HSQC de Pp-1 (500 x 125 MHz, DMSO-d₆).



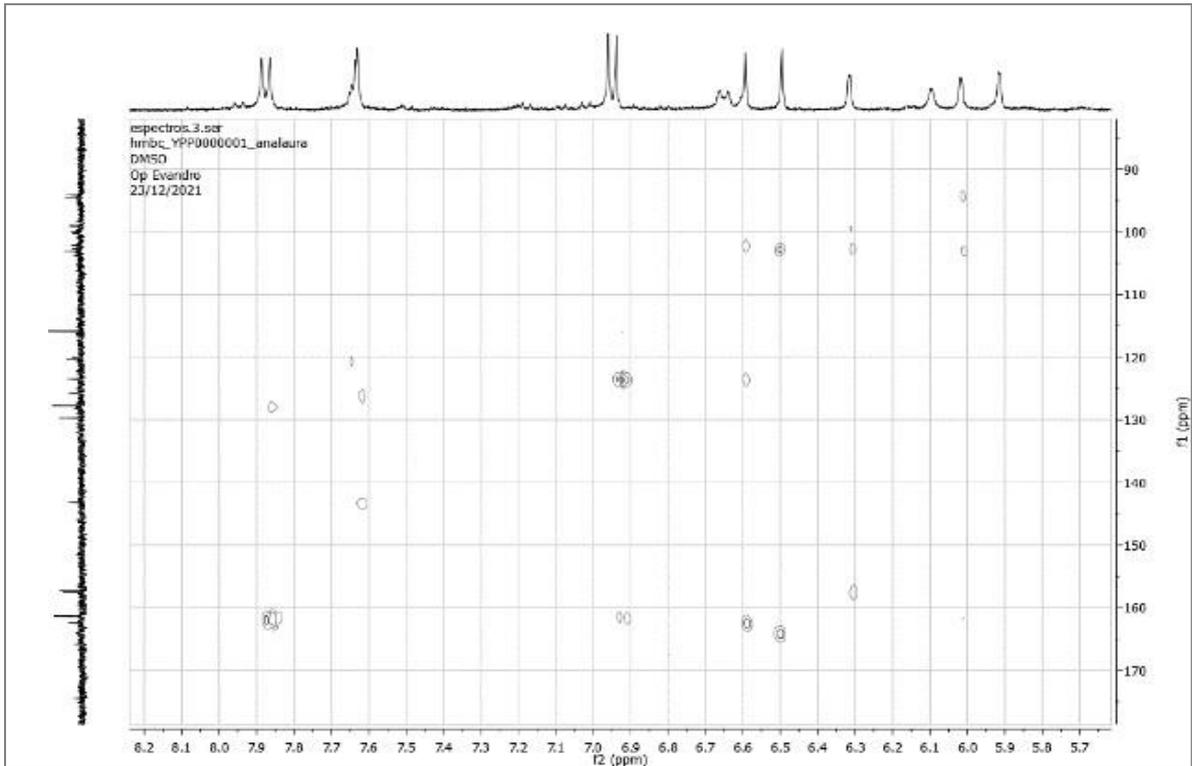
Fonte: Dados da pesquisa, 2022.

Figura 27. Espectro de RMN ^1H x ^{13}C HMBC de Pp-1 (500 x 125 MHz, DMSO-d₆).



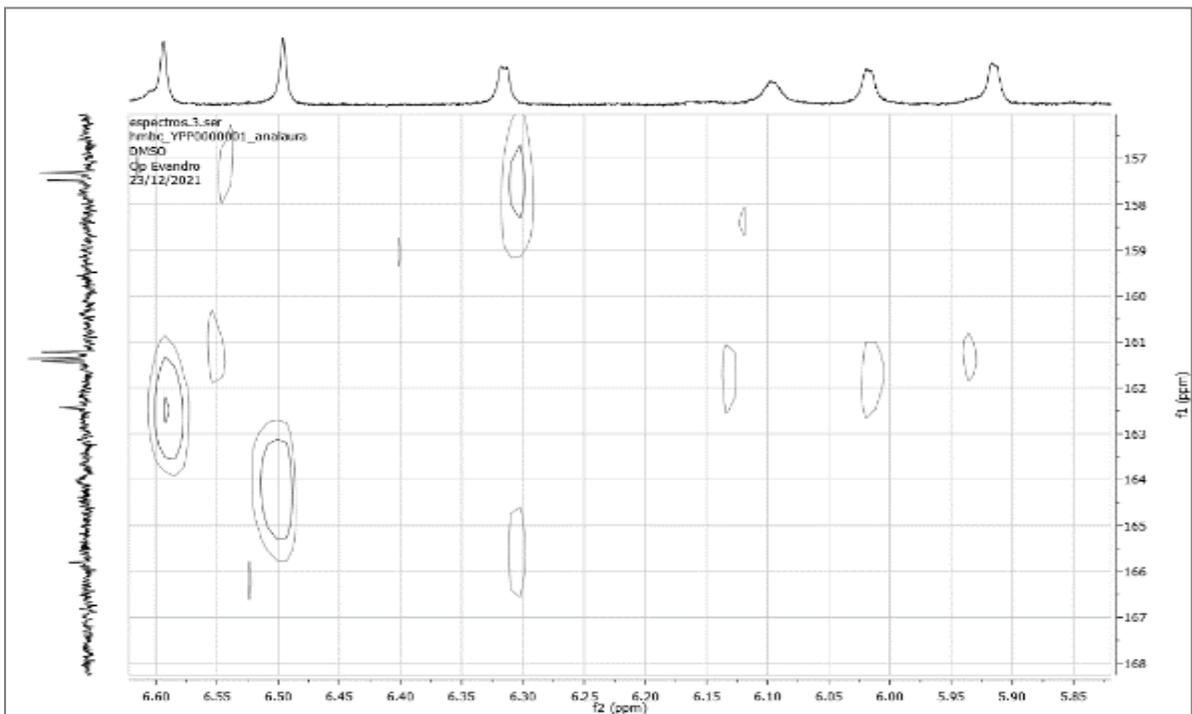
Fonte: Dados da pesquisa, 2022.

Figura 28. Expansão do espectro de RMN ^1H x ^{13}C HMBC de Pp-1 (500 x 125 MHz, DMSO-d₆).



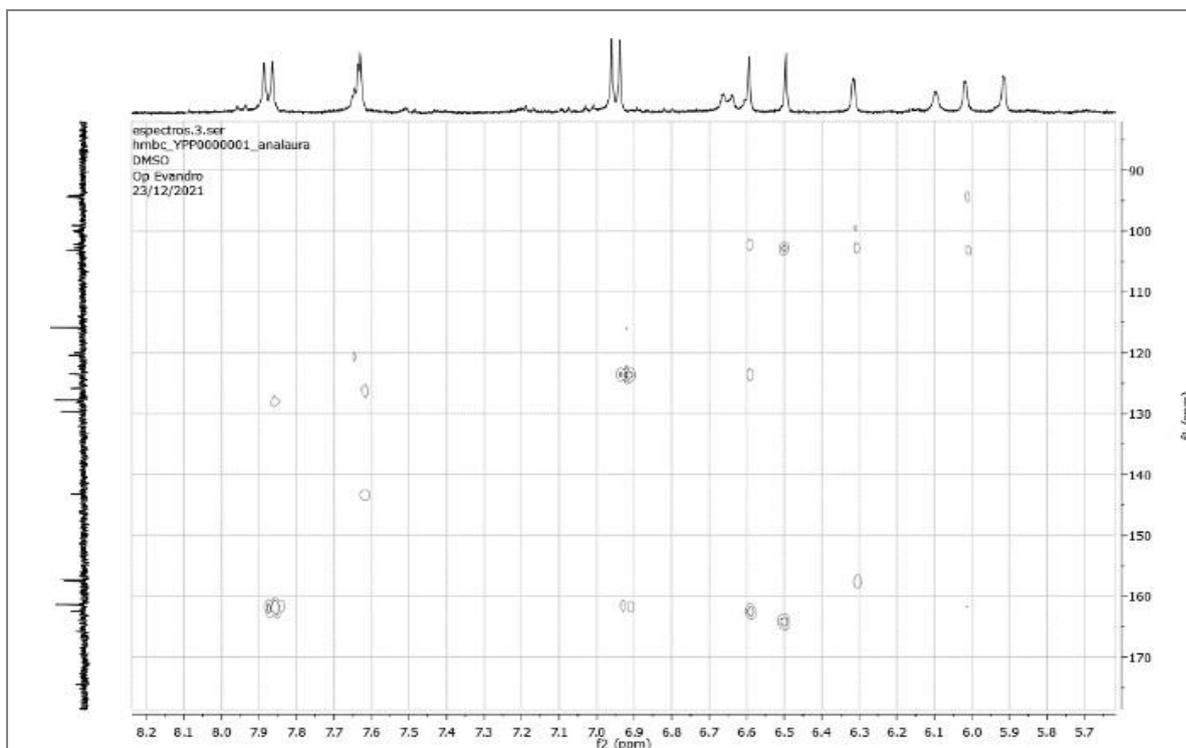
Fonte: Dados da pesquisa, 2022.

Figura 29. Expansão do espectro de RMN ^1H x ^{13}C HMBC de Pp-1 (500 x 125 MHz, DMSO-d₆).



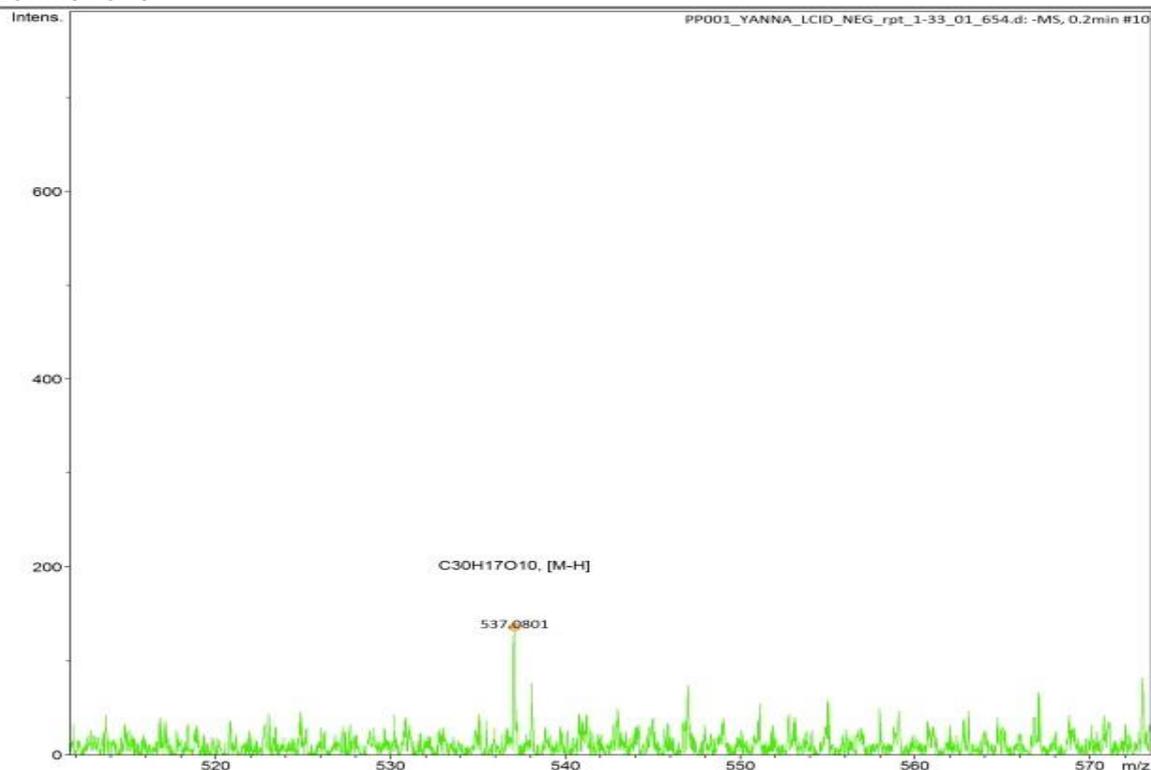
Fonte: Dados da pesquisa, 2022.

Figura 30. Expansão do espectro de RMN ^1H x ^{13}C HMBC de Pp-1 (500 x 125 MHz, DMSO- d_6).



Fonte: Dados da pesquisa, 2022.

Figura 31. Espectrometria de massas de alta resolução do biflavonoide Loniflavona



Fonte: Dados da pesquisa, 2022.

5.4 Identificação dos ésteres metílicos de ácidos graxos do extrato de *P. pyramidalis*

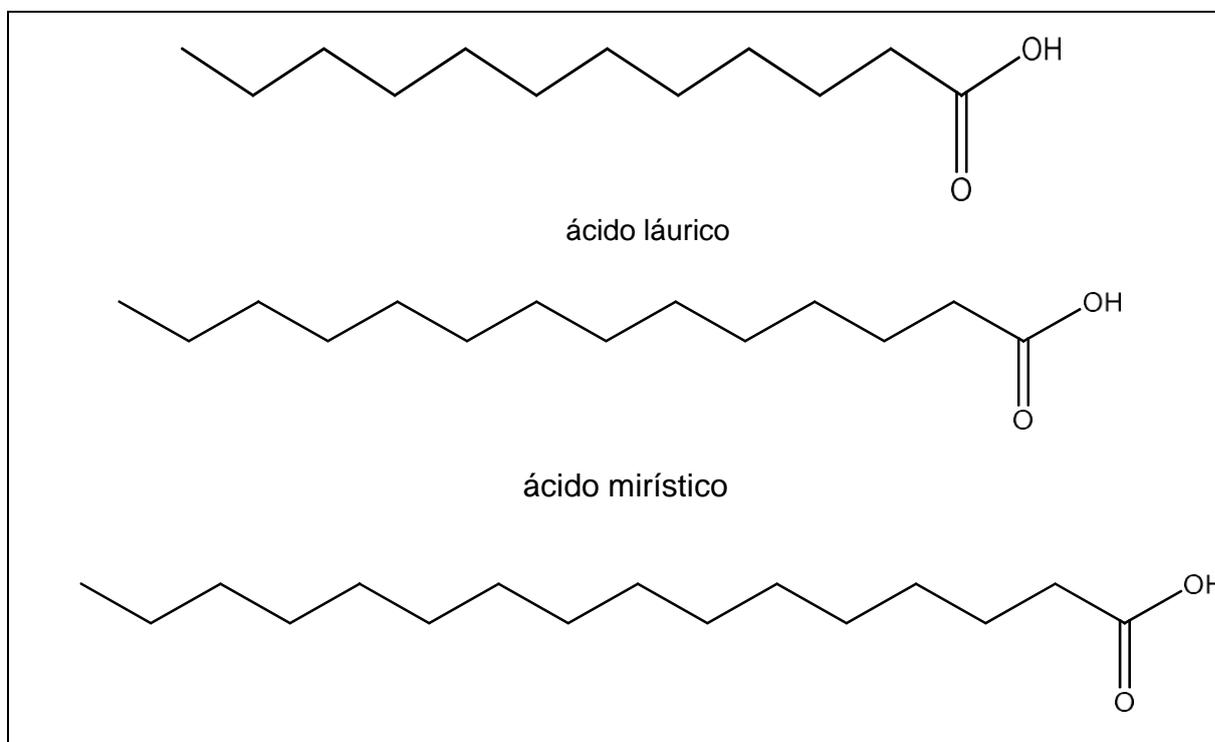
O resultado da identificação dos ésteres metílicos de ácidos graxos obtido através de cromatografia a gás acoplada ao detector de ionização de chama, pode ser observado na tabela 10. A figura 32 pode ser observado as estruturas dos ácidos identificados amostra.

Tabela 10. Identificação de ésteres metílicos de ácidos graxos

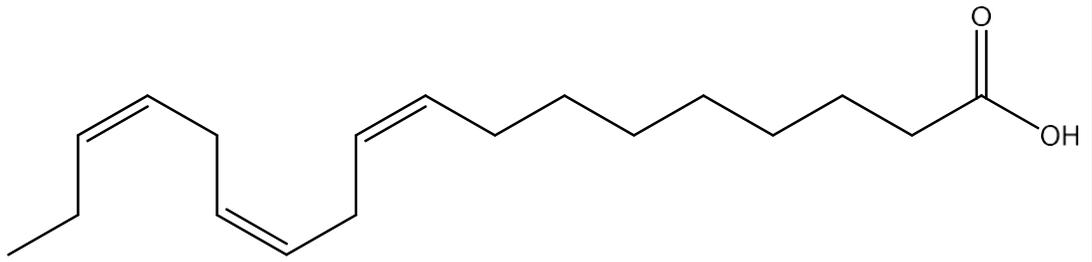
	Ácidos graxos	% relativo
C12:0	ácido láurico	0,71
C14:0	ácido mirístico	1,57
C16:0	ácido palmítico	16,67
C18:3	ácido linolênico	6,42
C18:2	ácido linoléico	19,58
C18:1	ácido oleico	0,54
C18:0	ácido esteárico	5,12
C20:0	ácido araquídico	2,32
C22:0	Ácido behênico	0,82

Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

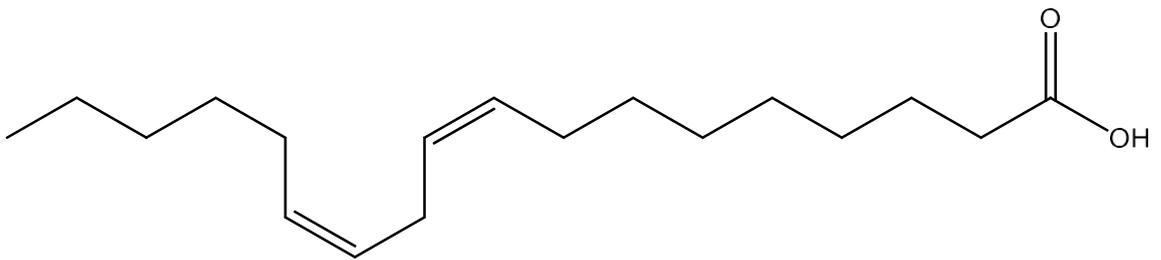
Figura 32: Estrutura dos ácidos identificados na amostra



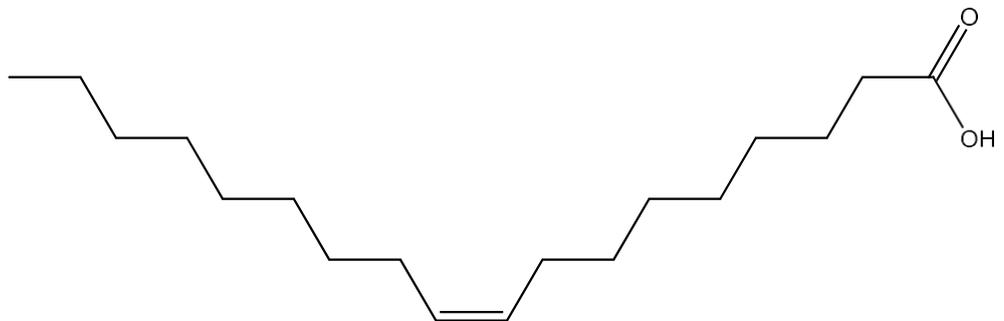
ácido palmítico



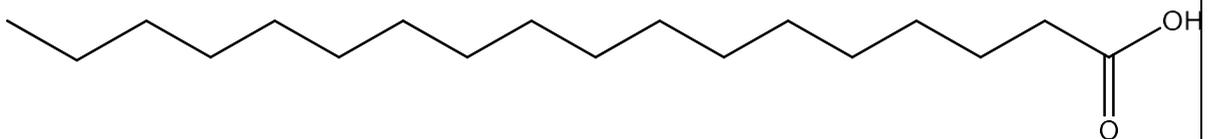
ácido linolênico



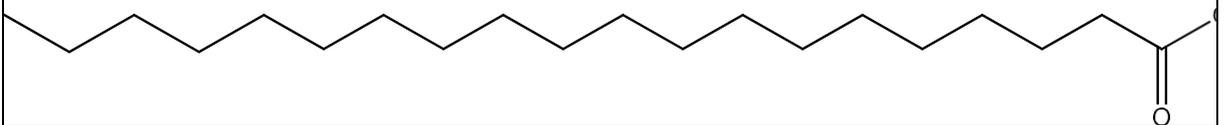
ácido linoleico

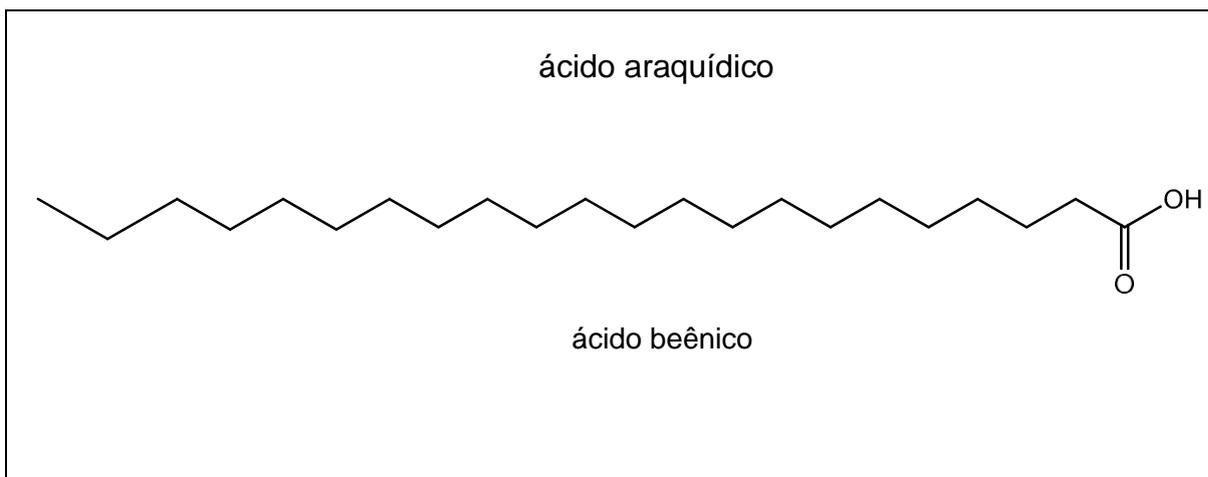


ácido oleico



ácido esteárico





Fonte: Elaborada pela própria autora, 2022

Como pode ser observado os componentes mais prevalentes na amostra são o ácido graxo insaturado ácido linoleico com 19,58 % e o ácido graxo saturado palmítico com 16,67 %.

Vegetais produtores de gorduras e óleos têm sido utilizados na alimentação de animais ruminantes em substituição a altas proporções de grãos, com o intuito de aumentar a densidade energética da dieta, aumentando a eficiência alimentar, além de garantir a ingestão de fibra necessária para o bom funcionamento do rúmen (VALINOTE et al., 2005).

Entretanto, a adição de lipídeos na alimentação animal em níveis superiores a 7% da matéria seca pode prejudicar a degradação do alimento. Os lipídeos presentes na maioria dos vegetais utilizados na alimentação animal possuem em sua constituição maiores proporções de ácidos graxos insaturados, que podem ser tóxicos aos microrganismos ruminais, principalmente às bactérias Gram-positivas e aos protozoários, diminuindo a eficiência digestiva do rúmen (NOGOY et al., 2022). Para reduzir o efeito negativo dos lipídeos insaturados nos microrganismos ruminais, procura-se fontes de lipídeos que tenham proporções maiores de ácidos graxos saturados.

Como demonstrado na tabela 10 a composição de ácidos graxos saturados na fração lipídica da catingueira chega a 27%, enquanto que a composição de ácidos graxos insaturados alcança a 26%. Considerando que os vegetais são produtores principalmente de ácidos graxos insaturados a catingueira apresenta uma boa composição em termos de ácidos graxos saturados. Para fins de comparação, uma outra espécie utilizada como alimentação animal é a planta chamada “capim

elefante” (*Pennisetum purpureum* Schum). Um estudo de Dias et al. (2017) demonstrou para o “capim elefante” um teor de 50 a 60% de ácido linolênico (C18:3), 20% de ácido linoleico(C18:2) e 15% de ácido palmítico (C:16).

Quando comparado com a quantidade de ácidos graxos encontrados, por exemplo, na leucena, espécie muito utilizada como forragem que apresenta 41,4% de ácidos saturados e 58,6% de ácidos insaturados (ANGELIS, et al., 2021), a catigueira por possuir dentre o total de ácidos graxos identificados, um percentual superior de ácidos graxos saturados (51%), demonstra ser uma opção ainda mais vantajosa e benéfica para alimentação animal.

6 CONCLUSÕES

O estudo fitoquímico das partes aéreas da *Poincianella pyramidalis* foi realizado identificando-se os principais grupos de metabólitos secundários presentes no seu extrato sendo esteroides, flavonoides e taninos. Foi possível realizar o isolamento e identificação do biflavonoide Loniflavona. A partir da quantificação de fenólicos totais obteve-se o resultado de $192,500 \pm 0,001$ mg de EAG/g de extrato etanólico demonstrando que o vegetal estudado é grande produtor de compostos fenólicos. Quanto a análise de ácidos graxos, foi observado que os componentes mais prevalentes na amostra são o ácido graxo insaturado linoleico com 19,58 % e o ácido graxo saturado palmítico com 16,67 %. Considerando a composição total de ácidos foi possível verificar que a espécie produz altos teores de ácidos graxos saturados, apresentando-se como uma boa opção para a alimentação animal.

Os dados obtidos contribuíram para aprofundar o conhecimento sobre o metabolismo da espécie *Poincianella pyramidalis* bem como para ratificar seus usos.

REFERÊNCIAS

- AGBOR, G. A.; VINSON, J. A.; DONNELLY, P. E. Folin-Ciocalteu Reagent for Polyphenolic Assay. **International Journal of Food Science, Nutrition and Dietetics**, v.3, n. 8, p.147-156, 2014.
- AGRA, M. de F. et al. Synopsis of the plants known as medicinal and poisonous in Northeast of Brazil. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 17, n. 1, p. 114-140, 2007.
- ALBUQUERQUE, U. P. de. et al. Re-examining hypotheses concerning the use and knowledge of medicinal plants: a study in the Caatinga vegetation of NE Brazil. **Journal of ethnobiology and ethnomedicine**, v. 2, n. 1, p. 1-10, 2006.
- ALBUQUERQUE, U. P. et al. **Caatinga: biodiversidade e qualidade de vida**. Bauru, SP: Canal 6, 87 p. 2010.
- ALVIANO, W. S. et al. In vitro antioxidant potential of medicinal plant extracts and their activities against oral bacteria based on Brazilian folk medicine. **Archives of oral biology**, v. 53, n. 6, p. 545-552, 2008.
- ANGELIS, A. de. et al. Uma leguminosa multiuso para os países do Mediterrâneo: *Leucaena leucocephala* como fonte alternativa de proteína: Uma revisão. **Animais**, v. 11, n. 8, pág. 2230, 2021.
- ARAUJO FILHO, J. A. et al. Fenologia e valor nutritivo de espécies lenhosas caducifólias da caatinga. **Embrapa Caprinos e Ovinos- Comunicado Técnico (INFOTECA-E)**, 1998.
- BAHIA, M. V. et al. Biflavonoids and other phenolics from *Caesalpinia pyramidalis* (Fabaceae). **Journal of the Brazilian Chemical Society**, v. 16, p. 1402-1405, 2005.
- BAHIA, M. V. et al. Occurrence of biflavones in leaves of *Caesalpinia pyramidalis* specimens. **Química Nova**, v. 33, n. 6, p. 1297-1300, 2010.
- BATISTA, A.B.; VASCONCELOS, I.M. **Potentials insecticidal and fungicidal of seeds of *Dioclea megacarpa* Rolfe**. Repositório institucional UFC. 2015. Disponível em: <<http://www.repositorio.ufc.br/handle/riufc/4056>>. Acesso em: 17 mar. 2022.
- BERLINCK, R. G. de S. Bioprospecção no Brasil: um breve histórico. **Ciência e Cultura**, v. 64, n. 3, p. 27-30, 2012.
- BERLINCK, R. G. S et al. A química de produtos naturais do Brasil do século XXI. **Química Nova**, v. 40, p. 706-710, 2017.
- BFG. 2015. Growing knowledge: an overview of Seed Plant diversity in Brazil. **Rodriguésia** 66: 1085-1113.

CHAVES, T.P., et al. Evaluation of the interaction between the *Poincianella pyramidalis* (Tul.) LP Queiroz extract and antimicrobials using biological and analytical models. **Plos One**, v. 11, n. 5, p. e0155532, 2016.

COLPO, J.F.; JAHNKE, S.M.; FÜLLER, T. Potencial inseticida de óleos de origem vegetal sobre *Grapholita molesta* (Busck) (Lepidoptera: Tortricidae). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.16, n.2, 2014.

CORBY, H.D.L. **The systematic value of leguminous root nodules.** In: **Advances in Legume Systematics.** Part 2. POHLHILL, R. M. & RAVEN, P. H. (Ed.) **Proceedings of the International Legume Conference.** Royal Botanical Gardens, London, 1981, p.657- 670.

COSTA, R. N. et al. Avaliação de diferentes métodos pré-germinativos para três espécies arbóreas da família Fabaceae em diferentes ambientes. **Scientific Electronic Archives**, v. 11, n. 1, p. 35-42, 2018.

CRUZ, M. C. S. et al. Antifungal activity of Brazilian medicinal plants involved in popular treatment of mycoses. **Journal of ethnopharmacology**, v. 111, n. 2, p. 409-412, 2007.

CUONG, D.T.D., et al. Isolation and characterization of six flavonoids from the leaves of *Sterculia foetida* Linn. **Vietnam Journal Chemistry**, v. 57, p.438-442, 2019.

DEL RÉ, P. V.; JORGE, N. Especiarias como antioxidantes naturais: aplicações em alimentos e implicações na saúde. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais. Botucatu**, v. 14, n.2, p. 389-399, 2012.

DEGÁSPARI, C. H.; WASZCZYNSKYJ, N. Propriedades antioxidantes de compostos fenólicos. **Visão Acadêmica**, Curitiba, v. 5, n. 1, p. 33-40, 2004.

DIAS, KAMILA M. et al. Fatty acid profile in vertical strata of elephant grass subjected to intermittent stocking. **Anais da Academia Brasileira de Ciências [online]**. 2017, v. 89, n. 03, pp. 1707-1718.

DINIZ, L. R. L. **Efeito das saponinas triterpênicas isoladas de raízes da *Ampelozizyphus amazonicus* DUCKE sobre a função renal.** 2006. 116f. Dissertação (Pós-graduação em Ciências Biológicas) - Universidade Federal de Minas Gerais, Minas Gerais.

DOYLE, J.J & LUCKOW, M. The rest of the iceberg- Legume diversity and evolution in a phylogenetic context. **Plant Physiology**, 131: 900-910, 2003.

DUARTE, M. C. T. et al. Anti-Candida activity of Brazilian medicinal plants. **Journal of ethnopharmacology**, v. 97, n. 2, p. 305-311, 2005.

FALCÃO, N. D. & MORAES, F. C. Estudo do Potencial da *Chenopodium*

ambrosioides L. (erva-de-santa-maria) e seu uso popular como anti-helmíntico. **Revista científica eletrônica de ciências aplicadas da FAIT**, v.15, n. 2, p. 1-13, 2020.

FERNANDES, D. A. et al. FATTY ACIDS ANALYSIS AND CHEMOTAXONOMIC CONSIDERATIONS OF MALVOIDEAE (MALVACEAE) SPECIES. **Química Nova**, v.44, p. 137-141, 2021.

FLORA DO BRASIL (2020). Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/listaBrasil/PrincipalUC/PrincipalUC.do#CondicaoTaxonCP>>. Acesso em 05 dez. 2021.

GOMES, E. G. O. et al. Caracterização fitoquímica e atividade biológica para espécie *Chenopodium ambrosioides* L. *Research, Society and Development*, v. 11,n. 4, p. e24111427268-e24111427268, 2022.

GULCIN, I. et al. Comparison of Antioxidant Activity of Alove (*Eugenia caryophyllatathumb*) buds and lavender (*Lavandulastoechas* L.). **Food Chemistry**, v. 87,p. 393–400, 2004.

HEIM, K. E. et al. Flavonoid antioxidants: chemistry, metabolism and structure-activity relationships. **The Journal of nutritional biochemistry**, v. 13, n. 10, p. 572-584, 2002.

HEGNAUER, R.; GRAYER-BARKMEIJER, R. J. Relevance of seed polysaccharides and flavonoids for the classification of the Leguminosae: a chemotaxonomic approach. **Phytochemistry**, v. 34, n. 1, p. 3-16, 1993.

HIKAL, W. M., et al. Botanical insecticide as simple extractives for pest control. **Cogent Biology**, v.3, p.1-16, 2017.

IGNOATO, M. C. **Contribuição ao estudo fitoquímico e atividades biológicas de *Aeschynomene fluminensis* e de *Machaerium hirtum* (Fabaceae) de Porto Rico – Paraná.** 2012. 209 f. Tese (Doutorado em Química) - Universidade Estadual de Maringá. Maringá, 2012.

JAMSHIDI-KIA, F.; LORIGOOINI, Z; AMINI-KHOEI, H. Medicinal plants: Past history and future perspective. **Journal of Herbmed Pharmacology**, v.7, p.1-7, 2018.

JARDINE, J. G.; BARROS, T. D. *Árvore do conhecimento, agroenergia. Soja.* EMBRAPA. 2015. Disponível em: <https://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/agroenergia/arvore/CONT000fbl23vm_z02wx5eo0sawqe3vtdl7vi.html>. Acesso em: 16 mar. 2022.

KASALI, F. M., TUSIIMIRE, J., KADIMA, J. N. & AGABA, A. G. Ethnomedical uses, chemical constituents, and evidence-based pharmacological properties of *Chenopodium ambrosioides* L.: extensive overview. **Future Journal of Pharmaceutical Sciences.**, v. 7, n. 1, p.1-36, 2021.

KUMAR, N.; SINGH, B.; BHANDARI, P.; GUPTA, A. P.; UNİYAL, S. K.; KAUL, V. K.

Biflavonoids from *Lonicera japonica*. **Phytochemistry**. v.66, p.2740-2744, 2005.

LINS, L. C. R. F. et al. Attenuation of motor deficits by hydroethanolic extract of *Poincianella pyramidalis* in a Parkinson's disease model. **Boletín Latinoamericanoy del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas**, v. 16, n. 2, p. 150-161, 2017.

Lucena, R.F.P. et al. Plantas e Animais Medicinais da Paraíba: Visões daEtnobiologia e Etnoecologia. **Editora IESP**, Cabedelo, 2018.

LPWG, Legume Phylogeny Working Group. 2013. Legume phylogeny and classification in the 21st century: Progress, prospects and lessons for other species-rich clades. *Taxon*, 62:217–248, 2013.

MAIA, G. N. **Caatinga**: árvores e arbustos e suas utilidades. São Paulo: Leitura e arte, p.159-169. 2004.

MARINHO, M. G. V. et al. Levantamento etnobotânico de plantas medicinais em área de caatinga no município de São José de Espinharas, Paraíba, Brasil. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 13, n. 2, p. 170-182, 2011.

MATOS, F. J. A. **Introdução à Fitoquímica Experimental**. 2ed. Fortaleza: EdiçõesUFC, 1997.

MEDEIROS NETO, P.N. de et al. Relações entre as características da madeira e docarvão vegetal de duas espécies da Caatinga. **Floresta e Ambiente**, v.21, p.484- 493, 2014.

MENDES, C. C. et al. Constituents of *Caesalpinia pyramidalis*. **Fitoterapia**, v. 71, n.2, p. 205-207, 2000.

MOURA, Z. A. et al. **Composição bromatológica de leguminosas do semi-árido brasileiro**. 05 julho 2005. Disponível em: <http://www.Irrd.org/Irrd17/8/zani17087.htm>. Acesso em Acesso em: 01 dez. 2021.

NASCIMENTO, H. T. S. do et al. Catingueira-forrageira nativa para fenação. **Embrapa Meio-Norte-Circular Técnica (INFOTECA-E)**, 2002.

NEWMAN, D. J.; CRAGG, G. M. Natural products as sources of new drugs from1981 to 2014. *J. Natural Products*, v. 79, p.629-661, 2016.

NOGOY KMC, SUN B, SHIN S, LEE Y, ZI LI X, CHOI SH, PARK S. Fatty Acid Composition of Grain- and Grass-Fed Beef and Their Nutritional Value and HealthImplication. **Food Science of Animal Resources**, v. 42, n. 1, p. 18, 2022.

OLIVEIRA, F. C. S. et al. Plantas medicinais utilizadas em comunidades rurais de Oeiras, semiárido piauiense. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 12, p.282-301, 2010.

OLIVEIRA, J. C. S. de. **Estudo químico e avaliação biológica do extrato das cascas das raízes de *Caesalpinia pyramidalis* Tul (Leguminosae)**. 75 f. Dissertação (Mestrado em Química). Salvador 2010.

OLIVEIRA, J. C. S. de. **Isolamento de constituintes e síntese de flavonoides encontrados em *Poincianella pyramidalis* (Fabaceae) e análise fitoquímica de *Theobroma cacao* (Malvaceae)**.170f. Tese (Doutorado) - Universidade Federal da Bahia, Instituto de Química, Salvador 2014.

OLIVEIRA, I. M. A.; CERQUEIRA, F. **Fitoterapia: interações medicamentosas e toxicidadena Farmácia de Oficina**.2016. Dissertação de Mestrado – Universidade Fernando Pessoa.

OLIVEIRA, J.C.S. et al. Chemical composition of root barks and flowers of *Poincianella pyramidalis* (Fabaceae). **Química Nova**, v. 39, p.189–193. 2016.

PATEL, K.N et al. Introduction to hyphenated techniques and their applications inpharmacy. **Pharm Methods**, v.1, n.1, p. 2-13, 2010.

PAVIA, D. L. et al. Introdução à espectroscopia: Tradução da 4ª edição norte-americana. **São Paulo: Cengage Learning**, 2010.

PENG, C. et al. Development and Validation of a Sensitive LC-MS-MS Method forthe Simultaneous Determination of Multi component Contents in Artificial Calculusbovis. **Journal of Chromatographic Science**, v. 52, p. 128-136, 2014.

PEREIRA, R. J.; CARDOSO, M. G. Metabólitos secundários vegetais e benefícios antioxidantes.**Journal of Biotechnology and Biodiversity**, vol. 3, n. 4, p. 146-152,2012.

QUEIROZ, G. L. **Análise de esteróides em extratos vegetais e estudo fitoquímico e biológico preliminar de *Brunfelsi uniflora***. Relatório - Departamento de Química. Universidade Federal de Santa Catarina, 2009.

RIBEIRO, A. R. S. et al. Gastroprotective activity of the ethanol extract from the innerbark of *Caesalpinia pyramidalis* in rats. **Journal of ethnopharmacology**, v. 147, n. 2, p. 383-388, 2013.

SANTANA, D. G. et al. Beneficial effects of the ethanol extract of *Caesalpinia pyramidalis* on the inflammatory response and abdominal hyperalgesia in rats with acute pancreatitis. **Journal of ethnopharmacology**, v. 142, n. 2, p. 445-455, 2012.

SANTOS, R. R. B, dos et al. Biological effect of leaf aqueous extract of *Caesalpinia pyramidalis* in goats naturally infected with gastrointestinal

nematodes. **Evidence- Based Complementary and Alternative Medicine**, v. 2012, 2012.

SANTOS, C. A. et al. Antinociceptive and anti-inflammatory effects of *Caesalpinia pyramidalis* in rodents. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 21, n. 6, p. 1077-1083, 2011.

SARAIVA, A. M. et al. Antimicrobial activity and bioautographic study of antistaphylococcal components from *Caesalpinia pyramidalis* Tull. **Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences**, v. 48, n. 1, p. 147-154, 2012.

SILVA, L. B.; SANTOS, F. A. R.; GASSON, P.; CUTLER, D. Anatomia e densidade básica da madeira de *Caesalpinia pyramidalis* Tul. (Fabaceae), espécie endêmica da caatinga do Nordeste do Brasil. **Acta Botânica Brasilica**, São Paulo, v.23, n.2, p.436-445, 2009.

SILVA, C. M. A. **Metabólitos secundários de plantas do semi-árido de Pernambuco- uma inovação no controle de fitopatógenos**. 2014. 109f. Dissertação (Mestrado). Centro de Ciências Biológicas – Universidade Federal de Pernambuco.

SILVA, R.L.; SOUZA, L.A.G.; **Levantamento de fabaceae com potencial forrageiro encontrada no município de Codajás**. In: 63ª Reunião Anual da SBPC. Cerrado: água, alimentação e energia. UFG. Goiânia – Goiás. 2011.

SILVA, L.B., et al. Anatomia e densidade básica da madeira de *Caesalpinia pyramidalis* Tul. (Fabaceae), espécie endêmica da caatinga do Nordeste do Brasil. **Acta Botânica Brasilica** v. 23, p. 436-445, 2009.

SIMÕES, C. M. O. et al. **Farmacognosia: do produto natural ao medicamento**. Porto Alegre: Artmed, p. 848, 2017.

SOUZA FILHO, A. P. S.; ALVES, S. M. **Alelopatia: princípios básicos e aspectos gerais**. Belém: Embrapa Amazônia Oriental, 2002. 260 p.

SOUZA, G.A.L.; **Levantamento da habilidade nodulífera e fixação simbiótica de N₂ nas Fabaceae da região Amazônica**. Enciclopédia Biosfera, Centro Científico Conhecer - Goiânia, v. 6, n. 10, 2010.

SOUZA, C. dos S. et al. Agathisflavone, a flavonoid derived from *Poincianella pyramidalis* (Tul.), enhances neuronal population and protects against glutamate excitotoxicity. **Neurotoxicology**, v. 65, p. 85-97, 2018.

SCHULTZ, A. R. H. **Introdução à botânica sistemática**. Porto Alegre: Editora universitária, 4ª edição. 1984.

TELES, Y. C. F.; HORTA, C.R.H. ; AGRA, M. F ; SIHERI, W. ; BOYD, M. ; IGOLI, J.O.; GRAY, A.I. ; SOUZA, M. F. V. New Sulphated Flavonoids from *Wissadula periplocifolia* (L.) C. Presl (Malvaceae). **Molecules** (Basel. Online), v. 20, p. 20161- 20172, 2015.

VALINOTE, A. C., et al. Fontes de Lipídeos e Monensina na Alimentação de Novilhos Nelore e sua Relação com a População de Protozoários Ciliados do Rúmen. **R. Bras. Zootec.**, v. 34, n. 4, p. 1418-1423, 2005.

VIEIRA, L. M., et al. Fenólicos totais e capacidade antioxidante in vitro de polpas de fruto tropicais. **Rev. Bras. Frutic**, Jaboticabal, v.33, n.3, p. 888-897, 2011.