



UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE BIOCIÊNCIAS
CIÊNCIAS BIOLÓGICAS BACHARELADO

AMANDA FLORIANO FONTES

Estudo químico, antioxidante e antimicrobiano da
madeira de *Schinopsis brasiliensis* engl. (Braúna)

Recife

2023

AMANDA FLORIANO FONTES

**ESTUDO QUÍMICO, ANTIOXIDANTE E ANTIMICROBIANO DA MADEIRA DE
Schinopsis brasiliensis Engl. (Braúna)**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado
ao Curso de Ciências Biológicas- Bacharelado
da Universidade Federal de Pernambuco,
como requisito parcial para obtenção do título
de Bacharel em Ciências Biológicas.

Orientadora: Prof^ª Dra. Andréa Lopes Bandeira Delmiro Santana

Recife

2023

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,
através do programa de geração automática do SIB/UFPE

Fontes, Amanda Floriano.

Estudo químico, antioxidante e antimicrobiano da madeira de *Schinopsis
brasiliensis* engl. (Braúna) / Amanda Floriano Fontes. - Recife, 2023.
62 p. : il., tab.

Orientador(a): Andréa Lopes Bandeira Delmiro Santana
(Graduação) - Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Biociências,
, 2023.

1. Botânica . 2. Microrganismos . 3. Química . 4. Antioxidante . I. Lopes
Bandeira Delmiro Santana, Andréa . (Orientação). II. Título.

570 CDD (22.ed.)

AMANDA FLORIANO FONTES

**ESTUDO QUÍMICO, ANTIOXIDANTE E ANTIMICROBIANO DA MADEIRA DE
Schinopsis brasiliensis Engl. (Braúna)**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado
ao Curso de Ciências Biológicas- Bacharelado
da Universidade Federal de Pernambuco,
como requisito parcial para obtenção do título
de Bacharel em Ciências Biológicas.

Data de aprovação: ____/____/____

Nota: _____

BANCA EXAMINADORA

Profª Dra. Andréa Lopes Bandeira Delmiro Santana / UFPE

Profª Dra. Márcia Silva do Nascimento / UFPE

Mestre Cleber José da Silva / FAST

AGRADECIMENTOS

Primeiramente agradeço a Deus, por ter me dado saúde e forças para superar minhas dificuldades, que permitiu e me possibilitou ter sabedoria para estar aqui hoje. Agradeço aos meus pais, irmã e noivo pelo amor, incentivo e apoio incondicional, pois acreditaram em mim quando eu mesma não conseguia acreditar.

Agradeço à universidade pelas várias oportunidades que me ofertou ao longo dos anos de graduação, a PROAS pelos editais de apoio ao estudante, que através dele pude me manter e ir até o final da minha graduação sem abalar muito a situação financeira dos meus pais.

Agradeço a Profa^o Andrea pela orientação acadêmica, pelo apoio e dedicação na elaboração do trabalho, agradeço também a Profa^o Eulália, que foi a primeira a me dar oportunidade de vivenciar de perto aquilo que eu gosto de estudar.

Aos meus colegas de turma que conviveram comigo ao longo dos anos, e que me ajudaram em muitos aprendizados também. Aos meus colegas de laboratório que me ajudaram no meu aprendizado, aprendemos muitas coisas juntos. Em especial Carlos, que me ajudou muito nos últimos meses, não sei o que seria de mim sem ele.

Agradeço a todos que direta ou indiretamente fizeram parte da minha formação. Obrigada a todos.

RESUMO

A Caatinga é um bioma localizado na região do Nordeste brasileiro, que apresenta uma vegetação composta por uma variedade de espécies de grande importância. No entanto, muito pouco se conhece sobre seu perfil químico e biológico. Algumas plantas como *Schinopsis brasiliensis* Engl. se destaca por ser forrageira, medicinal e fornecer madeira de qualidade. A madeira é um biopolímero tridimensional composto principalmente de celulose (30-50%), hemicelulose (20-30%), lignina (15-35%) e extrativos em pequenas quantidades. Os extrativos ou metabólitos secundários como saponinas, flavonoides, terpenos, esteroides, taninos e alcaloides podem ser encontrados em todas as partes da planta. No presente estudo foram obtidos os extratos hexânico e etanólico da madeira de *Schinopsis brasiliensis* Engl. Da partição do extrato etanólico da madeira de foram obtidas quatro fases, mas apenas a fase em diclorometano foi selecionada para estudo químico, enquanto que os testes de quantificação de fenóis totais, antioxidante e antimicrobiano foram realizados com o extrato etanólico. Os resultados obtidos dos testes fitoquímicos mostraram a presença de flavonoides, taninos, esteroides e terpenos na madeira estudada. A madeira de *S. brasiliensis* apresentou teor de fenóis totais (366,09 µg/mL ± 11,30), usando Folin-Ciocalteu, atividade sequestradora do radical DPPH (CE₅₀ 58,73 µg/mL) e atividade antimicrobiana frente às cepas de *Staphylococcus aureus* e *Enterococcus faecalis*, tendo resultado negativo apenas para *Candida albicans*. No estudo químico por UPLC-DAD-qTOF-MS realizado com a fase em diclorometano foram identificados nove compostos fenólicos compreendendo dois ésteres do ácido gálico (galato de metila e galato de etila) e sete flavonoides (aromadendrano, naringenina, eriodictiol, taxifolina, canferol, quercetina e buteína). Dentre as substâncias identificadas apenas o galato de metila já foi relatado anteriormente nas folhas de *S. brasiliensis*. As demais substâncias são inéditas na espécie. A atividade antioxidante e antimicrobiana observada nesse estudo pode ser em função da alta concentração de compostos fenólicos.

Palavras - chave: Caatinga, madeira, *Schinopsis brasiliensis* Engl., compostos fenólicos, fenóis totais, antioxidante, antimicrobiano.

ABSTRACT

The Caatinga is a biome located in the Northeast region of Brazil, which presents a vegetation composed of a variety of species of great importance. However, very little is known about its chemical and biological profile. Some plants such as *Schinopsis brasiliensis* Engl. stand out for being forage, medicinal and for providing quality wood. Wood is a three-dimensional biopolymer composed mainly of cellulose (30-50%), hemicellulose (20-30%), lignin (15-35%) and extractives in small amounts. Extractives or secondary metabolites such as saponins, flavonoids, terpenes, steroids, tannins, and alkaloids can be found in all parts of the plant. In the present study, hexanic and ethanolic extracts were obtained from the wood of *Schinopsis brasiliensis* Engl. From the partition of the ethanolic extract of the wood of four phases were obtained, but only the phase in dichloromethane was selected for chemical study, while the quantification tests of total phenols, antioxidant and antimicrobial were performed with the ethanolic extract. The results obtained from the phytochemical tests showed the presence of flavonoids, tannins, steroids and terpenes in the wood studied. The wood of *S. brasiliensis* showed high total phenol content ($366.09 \mu\text{g/mL} \pm 11.30$), using Folin-Ciocalteu, high DPPH radical scavenging activity. ($\text{CE}_{50} 58.73 \mu\text{g/mL}$) and antimicrobial activity against *Staphylococcus aureus* and *Enterococcus faecalis* strains, with negative result only for *Candida albicans*. In the chemical study by UPLC-DAD-qTOF-MS performed with the dichloromethane phase, nine phenolic compounds were identified, including two gallic acid esters (methyl gallate and ethyl gallate) and seven flavonoids (aromadendran, naringenin, eriodictyol, taxifolin, kaempferol, quercetin, and butein). Among the identified substances only methyl gallate has been previously reported in the leaves of *S. brasiliensis*. The other substances are new to the species. The antioxidant and antimicrobial activity observed in this study may be due to the high concentration of phenolic compounds.

Key-words: Caatinga, wood, *Schinopsis brasiliensis* Engl., phenolic compounds, total phenols, antioxidant, antimicrobial.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Mapa da abrangência do bioma Caatinga.

Figura 2. Vegetação seca da Caatinga.

Figura 3. *Schinopsis brasiliensis* Engl (Braúna).

Figura 4. Lugares de ocorrência da *Schinopsis brasiliensis* Engl.

Figura 5. Diferentes regiões de uma secção do tronco ou caule.

Figura 6. Fragmento da estrutura química de uma lignina.

Figura 7. Estrutura química de um alcalóide.

Figura 8. Estrutura do monoterpene Limoneno.

Figura 9. Esqueleto básico dos flavonóides.

Figura 10. Estrutura química da saponina (Solanina).

Figura 11. Estrutura de taninos hidrolisáveis: Galotanino e Elagitanino.

Figura 12. Estrutura dos taninos condensados.

Figura 13. Gráfico da curva padrão do Ácido tânico.

Figura 14. Gráfico com curva do extrato etanólico.

Figura 15. Atividade antimicrobiana das frações de *Schinopsis brasiliensis* frente bactérias e leveduras de interesse clínico.

Figura 16. Espectros UPLC-DAD e MS/MS em modo negativo das substâncias 1 (A) e 3 (B) identificada na fase em diclorometano da madeira de *Schinopsis brasiliensis*.

Figura 17. Espectros UPLC-DAD e MS/MS em modo negativo das substâncias 5 e 7 identificada na fase em diclorometano da madeira de *Schinopsis brasiliensis*.

Figura 18. Espectros UPLC-DAD e MS/MS em modo negativo das substâncias 2 e 4 identificadas na fase em diclorometano da madeira de *Schinopsis brasiliensis*.

Figura 19. Espectros UPLC-DAD e MS/MS em modo negativo das substâncias 6 e 8 identificadas na fase em diclorometano da madeira de *Schinopsis brasiliensis*.

Figura 20. Espectros UPLC-DAD e MS/MS em modo negativo da substância 9 identificada na fase em diclorometano da madeira de *Schinopsis brasiliensis*.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Compostos fitoquímicos já identificados da *S. brasiliensis* Engl. (Braúna).

Tabela 2. Classes de metabólitos secundários identificados na madeira de *S. brasiliensis* Engl. (Braúna)

Tabela 3. Dosamentos de fenóis totais da espécie vegetal *Schinopsis brasiliensis* Engl.

Tabela 4. Resultado da atividade antioxidante das amostras nas concentrações variando entre 15,63 e 500 µg/mL para o radical DPPH expressos em % de sequestro do radical DPPH.

Tabela 5. Resultado da atividade antioxidante das amostras expressos em CE50

Tabela 6. Compostos identificados por UPLC-DAD-ESI-QTOF-MS/MS na fase em diclorometano da madeira de *Schinopsis brasiliensis*

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	11
2 REFERENCIAL TEÓRICO	13
2.1 Caatinga	13
2.2 <i>Schinopsis brasiliensis</i> Engl.	16
2.3 A madeira	18
2.4 Metabólitos Secundários	21
2.4.1 Alcaloides	22
2.4.2 Terpenos e Esteróides	24
2.4.3 Flavonóides	25
2.4.4 Saponinas	26
2.4.5 Taninos	27
2.5 Aspectos Químicos	29
3 MATERIAL E MÉTODOS	33
3.1 Coleta do Material Vegetal	33
3.2 Testes fitoquímicos	33
3.2.1 Determinação de Alcalóides	33
3.2.2 Determinação de Esteróides e terpenos	33
3.2.3 Determinação de Flavonoides	33
3.2.4 Determinação de Saponinas	34
3.2.5 Determinação de Taninos	34
3.3 Caracterização de substancias por UHPLC-DAD-qTOF-MS/MS	34
3.3.1 Preparação e separação dos extrativos	34
3.3.2 Análise do extrativo por UHPLC-DAD-qTOF-MS/MS	35
3.4 Quantificação do teor de Fenóis Totais	35
3.5 Avaliação da atividade sequestradora do radical DPPH	37
3.6 Teste de Atividade antimicrobiana	37
3.6.1 Micro-organismo utilizado	37
3.6.2 Meio de cultura	38
3.6.3 Preparação das amostras para inóculo	38
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	39
4.1 Testes fitoquímicos	39

4.2 Quantificação do teor de Fenóis Totais	40
4.3 Avaliação da atividade sequestradora do radical DPPH	42
4.4 Teste de Atividade antimicrobiana	43
4.5 Caracterização de substancias por UHPLC-DAD-qTOF-MS/MS	45
5 CONSIDERAÇÕES FINAIS	51
6 REFERÊNCIAS	42

1 INTRODUÇÃO

No nosso país podemos encontrar vários tipos de vegetação, tanto nativa quanto exótica. Entre elas podemos destacar a vegetação da Caatinga, que é típica e exclusivamente brasileira, em virtude da sua vegetação ser adaptada às condições extremas. A Caatinga é um bioma caracterizado por suas altas temperaturas e longos períodos de estiagem, além da degradação ambiental causada pelo homem. Apesar da degradação e longos períodos de estiagem, a Caatinga é coberta por uma formação xerófila muito diversificada podendo ser classificada em herbácea, arbustiva ou arbórea. Na caatinga podemos encontrar 72 famílias, incluindo a família Anacardiaceae. (DE MOURA et al., 2017)

Schinopsis brasiliensis Engl. é uma planta pertencente à família Anacardiaceae, que está presente em diversos biomas brasileiros, sendo típica da Caatinga. Essa espécie se destaca devido ao seu grande porte (10 - 15m de altura), caracterizada por ser uma das espécies mais altas do bioma. A *S. brasiliensis* é bastante utilizada na construção civil e na fabricação de móveis por fornecer uma madeira dura, forte e resistente à deterioração, além de apresentar atividade antimicrobiana, frente às cepas de *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Enterococcus faecalis* e *Escherichia coli*, o que a torna de grande interesse para a comunidade científica. Comunidades também utilizam várias partes dessa espécie para produção de medicamentos contra enfermidades, inclusive a sua madeira. (SARAIVA et al., 2020).

A madeira é constituída por celulose (40 a 50%), hemicelulose (20 a 35%), lignina (15 a 35%) e extrativos (metabólitos secundários) como taninos, terpenos, esteroides, alcaloides, flavonoides e outros compostos aromáticos (cerca de 5%). Na madeira podemos encontrar diversos compostos, como citado acima, e os metabólitos primários e secundários. (LOPES BANDEIRA DELMIRO SANTANA, 2011)

Os metabólitos primários estão fortemente ligados ao crescimento e desenvolvimento do vegetal, enquanto que os secundários não têm participação efetiva no crescimento e desenvolvimento, mas estão atrelados às condições do ambiente. Em geral os metabólitos secundários têm função de proteção do vegetal, no desenvolvimento de mecanismos para repelir herbívoros, proteção contra radiação UV e ataque de insetos e fungos. Além disso, também ajudam o vegetal a desenvolver mecanismos para atrair polinizadores. (SILVA, 2013)

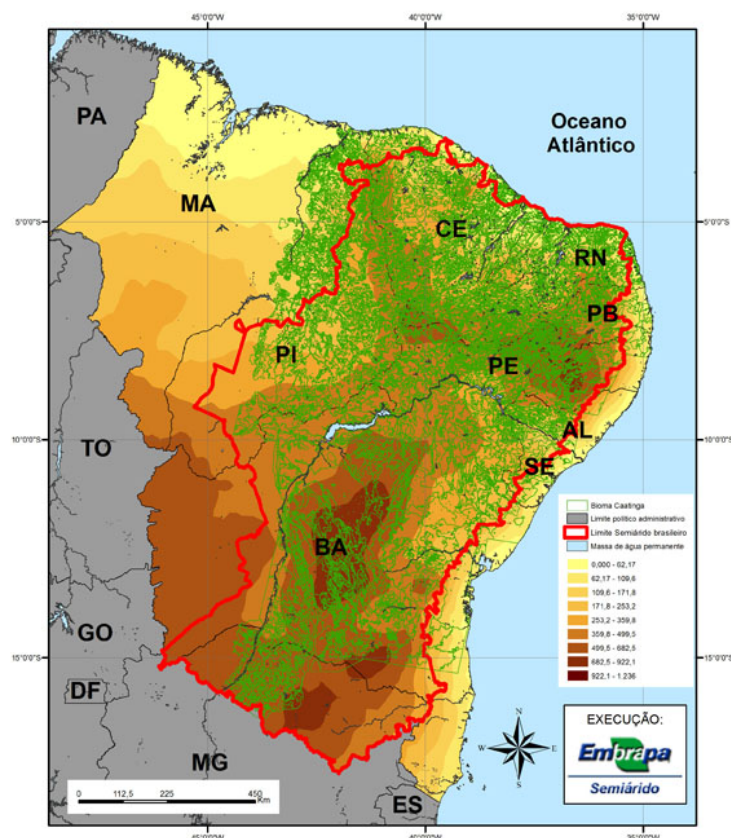
Tendo em vista estas informações aliadas à importância de estudar espécies do bioma Caatinga, pretendeu-se realizar o estudo químico, antioxidante e antimicrobiano da madeira de *Schinopsis brasiliensis* Engl. (braúna), tendo como objetivos específicos: Identificar as classes de metabólitos secundários, determinar o teor de fenóis totais, avaliar o potencial antioxidante, determinar a sensibilidade das cepas *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus faecalis* e a *Candida albicans* frente aos extrativos, caracterizar as substâncias presentes nos extrativos por métodos espectrométricos (CG-MS, UPLC-DAD-ESI-MS).

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Caatinga

A Caatinga é um bioma exclusivamente brasileiro, que ocupa 11% do território nacional e 70% da Região Nordeste, cujo clima é semiárido (Figura 1). A vegetação desse bioma tem características adaptadas à escassez de chuva e possui uma grande biodiversidade. O termo Caatinga é de origem indígena, que significa vegetação aberta, clara ou branca, cuja aparência típica, acinzentada, se verifica no período seco que varia normalmente de 6 a 8 meses (DE ARAÚJO, 2011).

Figura 1: Mapa da abrangência do bioma Caatinga.



Fonte: Laboratório de Geoprocessamento Embrapa Semiárido, 2010)

A Caatinga é um mosaico de arbustos espinhosos e florestas sazonalmente secas que cobre a maior parte dos estados do Piauí, Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Alagoas, Sergipe, Bahia e a parte nordeste de Minas Gerais, no vale do Jequitinhonha.

Estendendo-se por cerca de 735.000km², a Caatinga é limitada a leste e a oeste pelas florestas Atlântica e Amazônica, respectivamente, e ao sul pelo Cerrado (IR Leal *et al.* 2005). É um dos biomas marcados pela degradação ambiental, devido às ações do homem, tornando-se bastante ameaçado, pois grande parte desse bioma encontra-se degradada e a outra parcela caminha para esse fim. Esta degradação tem promovido a diminuição da riqueza e diversidade de espécies nativas, além de ocasionar a redução das funções ecológicas, podendo atuar como um facilitador para o processo de invasão biológica (WILLIAMSON, 1996; WILLIAMSON, 1996; ZILLER, 2001).

Ambientes de clima semiárido como a Caatinga são caracterizados pelas altas temperaturas, baixa umidade relativa do ar e longos períodos de estiagem (Figura 2). Por esses aspectos as plantas presentes nesse clima precisam ter características adaptativas. Sua temperatura pode variar entre 25°C a 30°C, contudo pode ultrapassar esses valores chegando a um calor bastante intenso, capaz de evaporar a água dos rios e lagos. Por conta desse clima com longos períodos de escassez de água, as plantas desse bioma são adaptadas a essas condições.

Figura 2 : Vegetação seca da Caatinga



Fonte: SOUSA, Rafaela. "Caatinga"; *Brasil Escola*.

A cobertura vegetal da Caatinga é representada por formações xerófilas muito diversificadas por razões climáticas, e antrópicas, podendo ser categorizada em arbórea, arbustiva ou herbácea, podendo ir de menos de 2 metros até 12 metros de altura onde são chamadas de caatingas arbóreas. Como adaptações, as plantas apresentam espinhos,

aumento do tamanho das raízes e aumento da área de condução de água, perda de folhas e fechamento estomático para evitar a perda de água, entre outras alterações como a produção de metabólitos secundários (BIANCHI, 2016; SEYFFARTH, 2017).

Apesar dos longos períodos de estiagem, a Caatinga mantém sua vegetação, ainda que restrita. De acordo com a Flora e Fungo do Brasil (2022) na Caatinga se encontram 72 famílias, sendo principalmente Leguminosae, Cactaceae, Euphorbiaceae e Bromeliaceae, 1800 gêneros e 6282 espécies, dentre elas pode-se citar Juazeiro (*Zizyphus joazeiro*), Braúna (*Schinopsis brasiliensis*), Aroeira-do-Sertão (*Myracrodruon urundeuva*), Umbuzeiro (*Spondias tuberosa*) e Catingueira (*Caesalpinia pyramidalis*).

O solo da Caatinga é definido como raso a profundo e de acordo com o Sistema Brasileiro de Classificação dos Solos é bastante rico em minerais, contudo em razão das características do clima, da vegetação e hidrografia do local, o solo é bastante pobre em matérias orgânicas. Por conta do clima semiárido e do solo bastante seco por conta da evaporação dos rios e lagos, a desertificação acaba se intensificando juntamente com outros fatores, como o manejo inadequado do solo e a prática de agricultura inadequada. Áreas que são cultivadas, podem ter sua química modificada, como é citado por Benites & Mendonça (1998), tais como concentração e tipo de íons na solução do solo e variação do pH, podendo causar uma modificação na dispersão da fração da argila, causando uma degradação na sua estrutura natural, limitando o desenvolvimento de vegetação nessas áreas.

A pecuária tradicional é uma das atividades que mais degradam a Caatinga atualmente. Muitos produtores rurais mantêm uma quantidade de pequenos ruminantes que necessitam se alimentar em época de seca, recorrendo principalmente às cactáceas. Apesar de medidas serem tomadas para minimizar que esses ruminantes diminuam a existência da vegetação nativa através da alimentação, os recursos florestais da Caatinga vêm sendo explorado de forma não sustentável, acelerando seu processo de degradação (GARIGLIO *et al.*, 2010).

Com a diminuição da riqueza e diversidade de espécies nativas, ocorre uma facilitação para que espécies invasoras consigam crescer facilmente. (WILLIAMSON, 1996; WILLIAMSON, 1996; ZILLER, 2001). Invasão biológica é o processo de introdução e consequente adaptação de espécies que não fazem parte naturalmente de um determinado ecossistema, e que passam a ser agentes de mudanças e ameaça a diversidade nativa (ZILLER, 2001; FABRICANTE, 2012; MARTINS, 2011).

Em plantas, uma das características que favorecem a capacidade de invasão de uma espécie está relacionada diretamente com sua alta capacidade de dispersão, reproduzir, crescer rapidamente desde a sua germinação até o estágio reprodutivo, bem como sua plasticidade fenotípica que lhe permitirá adaptar-se ao estresse ambiental do novo ambiente (BAKER, 1974).

Considerada o bioma menos conhecido do país e, por isso, pouco valorizado, a Caatinga é, ao contrário do que se pensa, muito rica em espécies vegetais e animais, sítios arqueológicos e manifestações culturais, sendo fundamental para o desenvolvimento do Semiárido Brasileiro. De todas as regiões semiáridas do planeta, a Caatinga é a mais rica em biodiversidade (GARIGLIO et al., 2010). Portanto, estudar sobre a diversidade da Caatinga, pode trazer vários benefícios, inclusive a *Schinopsis brasiliensis* Engl. que tem diversos benefícios a oferecer, e não tem muitos estudos citados na literatura científica.

2.2. *Schinopsis brasiliensis* Engl.

Schinopsis brasiliensis Engl. pertence à família Anacardiaceae, sendo o principal representante do gênero *Schinopsis*, nativo do Brasil. É uma espécie característica da Caatinga e de grande valor econômico para a região do nordeste (SILVA et al, 2019). É uma espécie popularmente conhecida por diversos nomes, como por exemplo “braúna”, “baraúna”, “braúna-do-sertão” e “braúna-parda”. O nome “Schinopsis” significa “parecido com Schinus”, uma aroeira com ocorrência no sul e sudeste do Brasil, já o epíteto *brasiliensis* é devido ao material ter sido coletado no Brasil. É uma espécie arbórea e espinhenta de grande porte, que pode atingir até 15m de altura e 60 cm de diâmetro na idade adulta, sendo uma das maiores árvores do bioma Caatinga (Figura 3).

Figura 3: *Schinopsis brasiliensis* Engl (Braúna).



Fonte: DS Silva¹, DD de Souza, 2018

Embora *Schinopsis brasiliensis* Engl. seja uma espécie típica da Caatinga, pode ser encontrada em outros biomas dos estados de Alagoas, Bahia, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Norte, Sergipe e em áreas de Cerrado (Figura 4) (FLORA DO BRASIL 2020).

Figura 4: Lugares de ocorrência da *Schinopsis brasiliensis* Engl.



Fonte: Endereço eletrônico da imagem: <https://floradobrasil.jbrj.gov.br>

A braúna possui um papel importante, tendo em vista que pode ser empregada de diversas maneiras, tendo como exemplo: medicina caseira, alimentação de animais, alimentação de humanos e construção civil. Essa espécie fornece uma madeira dura, pesada e grande, e em função dessas características é bastante utilizada na construção civil. De acordo com Gonzaga (2003), a madeira de *S. brasiliensis* é muito utilizada na fabricação de móveis e na construção civil, pelo fato de ser considerada madeira de lei por diversos autores. A madeira da braúna é bastante utilizada para obras internas, na carpintaria, como vigas. Também tem destaque na flora brasileira, tanto pela sua beleza e exuberância, quanto pelas suas diversas aplicações.

As partes da braúna também apresentam atividades antibacterianas, o que a torna de grande interesse econômico para a comunidade científica que busca a utilização de novas drogas para bactérias resistentes. Além disso, estudos com *S. brasiliensis* revelaram a presença de substâncias químicas que possuem atividade biológica, principalmente antimicrobianas, tais como: taninos, fenóis simples, flavonoides e alcaloides (CARDOSO *et*

al., 2005; CHAVES et al., 2011). Em um estudo realizado por Saraiva e colaboradores (2020), as folhas da braúna apresentaram atividade antibacteriana frente às cepas: *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus*, *Pseudomonas aeruginosa* e *Enterococcus faecalis* e *Escherichia coli*.

Além da utilização de partes da braúna para estudos antimicrobianos, comunidades também aproveitam os seus benefícios. A utilização de produtos naturais é empregada pela humanidade em busca de alívio e cura de doenças. No Brasil há uma grande variedade de plantas e com isso um vasto desenvolvimento de produtos e medicamentos naturais. Autores relataram que o caule, casca do caule, folhas, frutos e resina da braúna são bastante utilizados por comunidades do nordeste, para tratamento de fraturas, inflamação, dor de dente, gripe e diarreia. (SILVA et al., 2013)

Em virtude do seu valor econômico, principalmente na indústria civil, *S. brasiliensis* pode acabar variando entre as categorias de ameaças. Segundo CNCFlora (2014), essa espécie possui uma distribuição extensa pelo Brasil, havendo diferentes situações de ameaças para cada subpopulação, contudo como a espécie tem a madeira explorada comercialmente, pode apresentar um risco de extinção por conta da aquisição e o monitoramento.

2.3 A madeira

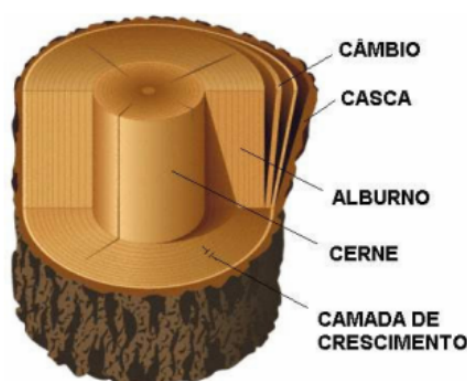
A madeira é um material produzido pelas plantas lenhosas, com função de sustentação mecânica. Por se tratar de um material resistente e relativamente leve, a madeira é utilizada frequentemente para fins estruturais e de sustentação de construção. A madeira é um material constituído por fibras que se agrupam em sentidos longitudinais e transversais, e está diretamente relacionada à função que elas desempenham na planta.

De acordo com Carvalho (2009), as madeiras podem ser classificadas em duas categorias: moles e duras. As madeiras moles ou coníferas, são provenientes de árvores como *Araucaria angustifolia*, *Podocarpus* spp. entre outras plantas perenes que são pertencentes ao grupo das gimnospermas. Já as madeiras duras são provenientes de árvores de crescimento lento, como *Aspidosperma polyneuron* (Peroba), *Quercus* (Carvalho) entre outras. As madeiras duras de melhor qualidade são chamadas de madeiras de lei. Madeiras designadas

madeiras de lei são aquelas que têm uma maior resistência a ataques de insetos, fungos, umidade e são bastante utilizadas em construções.

De acordo com Ziech (2008) o lenho é constituído fundamentalmente de celulose (40 a 50%), hemicelulose (20 a 35%), lignina (15 a 35%) e extrativos – taninos, óleos, resinas, gomas, látex e compostos secundários (cerca de 5%). Quando observado uma seção transversal da madeira, apresenta as regiões mostradas na figura 5.

Figura 5: Diferentes regiões de uma seção do tronco ou caule



Fonte: Endereço eletrônico da imagem: <http://estagionaobra.blogspot.com/>

Seguindo de fora para dentro, a primeira região é a casca externa (líber), que tem função de proteção contra ameaças externas, com características que diferem de espécie a espécie, isso sendo muito importante no momento de identificação de árvores vivas. É constituída da periderme (felema, felogênio e feloderme), que é a região mais externa da casca, e do floema, que é a região mais interna e que faz o transporte dos fotossintatos (substâncias nutritivas) no sentido da raiz (FLORSHEIM et al. 2020). O câmbio vascular é constituído de várias camadas que se estendem por toda a planta, e tem a função de conduzir seiva elaborada na planta; permanece ativo durante toda a vida da árvore e é visível apenas ao microscópio.

O alburno é a região que se segue ao câmbio vascular, geralmente de cor clara, constituída de células fisiologicamente ativas, não obstruídas, por onde circula as substâncias nutritivas da planta, em fluxo ascendente, razão pela qual é facilmente atacada pelos agentes

degradadores da madeira, principalmente fungos e insetos xilófagos. Logo, essa é a região que melhor recebe os produtos preservadores nos processos de tratamento da madeira, feito a fim de garantir a sua longevidade (FLORSHEIM et al., 2020).

Em algumas madeiras, o alburno escurece quando entra em contato com o ar (oxidação) ou com metais. Esse fenômeno pode ocorrer também no cerne, parte mais interna do caule, de algumas madeiras. As madeiras de cerne escuro são em geral mais duráveis, pois comumente possuem substâncias que fazem com que sejam mais resistentes ao ataque de agentes xilófagos, em relação às de cerne claro (consideradas madeiras brancas), que muitas vezes, são madeiras moles, leves e macias. (FLORSHEIM et al., 2020)

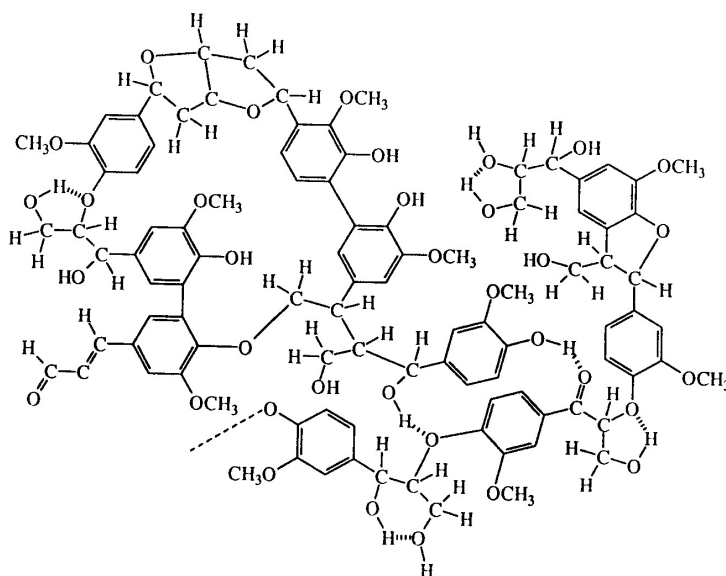
O cerne vai, gradativamente, perdendo a atividade vital e adquirindo, frequentemente, coloração mais escura devido à deposição de taninos, gomas, óleos, resinas e outros materiais resultantes da transformação das substâncias de reserva, contidas nas células do parênquima do alburno interno antes de sua morte e posterior transformação em cerne (CORADIN et al., 2002).

Na composição química da madeira, encontramos polissacarídeos, ligninas, extrativos (metabólitos secundários) e constituintes inorgânicos. Os polissacarídeos são constituídos por celulose, hemicelulose, pectinas e amido. A celulose é um dos principais constituintes que compõem a parede vegetal, sendo ela responsável por conferir rigidez às plantas e é a molécula orgânica mais abundante no planeta, consistindo em até 50% da composição da madeira. A celulose é um homopolissacarídeo linear constituído unicamente por moléculas de glicose unidas entre si através de ligações glicosídicas do tipo β (1 $\rightarrow$ 4), que resultam da perda de uma molécula de água (FENGEL et al., 1989). A hemicelulose são polissacarídeos presentes na madeira em menor grau de polimerização que a celulose (150 ~ 200), seu peso molecular varia entre 25.000 a 35.000, e equivale a 20 – 30% do peso da madeira.

A lignina está presente em todas as plantas e é o segundo componente mais abundante, depois da celulose. Possui natureza aromática e tridimensional, de elevado peso molecular, constituída estruturalmente por três tipos de álcoois, derivados do ácido cinâmico (fenilpropanoide), ligados a grupos metoxilas e hidroxilas (Figura 6), que variam, dependendo do tipo de madeira (TRUGILHO et al., 1996). A lignina na planta apresenta como uma das principais funções a sustentação mecânica, sendo responsável pela rigidez e, por isso, é conhecida como ‘cimento’ da madeira. Além disso, é responsável pelo controle dos fluidos no

vegetal (GRABBER, 2005). Outra importante função da lignina, amplamente afirmada na literatura, é a de proteger a planta contra ataques de microorganismos (HABERMEHT AND FLIEGNER, 1998).

Figura 6: Fragmento da estrutura química de uma lignina.



Fonte: Endereço eletrônico da imagem:

<https://www.infoescola.com/compostos-quimicos/lignina/>

2.4 Metabólitos secundários (Extrativos)

As substâncias orgânicas encontradas em qualquer organismo são provenientes de seu metabolismo, que é o conjunto de reações químicas que continuamente ocorrem no interior de uma célula viva. Os processos reacionais são descritos por vias metabólicas que incluem fragmentação (catabolismo) e construção (anabolismo) de moléculas, designadas como metabólitos (KERBAUY, 2004). Esses metabólitos são divididos em dois grupos principais: os primários e os secundários. Os metabólitos primários são constituintes que participam ativamente no crescimento e no desenvolvimento da planta. Os metabólitos secundários, produtos secundários ou produtos naturais, aparentemente não possuem relação com crescimento e desenvolvimento da planta (TAIZ AND ZEIGER, 2006).

Teoricamente, todas as plantas são potencialmente capazes de sintetizar metabólitos secundários. No entanto, essa característica é mais comum entre as plantas selvagens, que, ao longo do seu ciclo evolutivo, desenvolveram mecanismos de adaptação para competir com outras, assegurando sua sobrevivência quer pela formação de estandes puros, quer para se defender de seus inimigos naturais (SOUZA FILHO, 2002). De acordo com Berg e Lubert (2008) os metabólitos secundários geralmente são de estruturas complexas e de baixo peso molecular, possuindo atividades biológicas marcantes, se diferenciando dos metabólitos primários. Esses metabólitos são encontrados em menor quantidade nas plantas e podem ser extraídos utilizando solventes.

Como citado por De Rezende et al. (2016), as substâncias resultantes das vias secundárias são de grande importância para as plantas, atuando como repelentes ou atrativos de polinizadores, na proteção contra radiação UV e poluição, dentre outras funções importantes. Quando esses extrativos estão presentes, há uma produção de óleos essenciais que auxiliam na atração de polinizadores ou repelem insetos, coloração dos frutos e flores para atrair insetos que possam polinizar a planta e assim haver dispersão de sementes.

Esses metabólitos também apresentam uma grande importância na aplicação farmacêutica como medicamentos tanto na medicina tradicional quanto popular. São utilizados com a finalidade de tratar na maioria das vezes sintomas de dor. São usadas diferentes partes da planta na medicina popular, tais como, folhas, frutos e principalmente casca. Os metabólitos secundários se classificam de modo geral em: alcalóides, terpenos e esteroides, flavonoides, saponinas e taninos.

2.4.1 Alcaloides

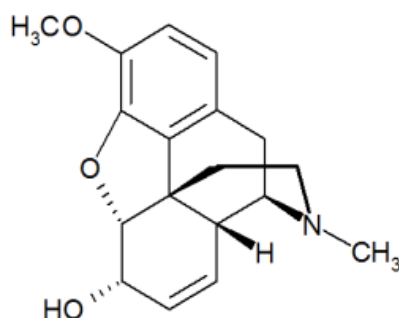
O termo alcaloide foi proposto por W. Meissner no século XIX, aos compostos de origem natural que apresentam o átomo de nitrogênio na sua estrutura molecular, seja na forma trivalente e tetravalente formando cátion. Estes compostos formam uma grande classe de substâncias heterogêneas naturais que, normalmente, apresentam uma estrutura complexa constituída basicamente por carbono, hidrogênio e nitrogênio. O átomo de nitrogênio, na

maioria dos casos, forma parte de um anel heterocíclico que pode ser aromático ou não, sendo em sua grande maioria compostos oxigenados (SENA et al. 2019).

Alcaloides possuem função de defesa contra herbívora, tese construída sobre a grande variedade de efeitos que estas substâncias têm em animais. A nicotina e a cafeína possuem forte ação inseticida mesmo em concentrações baixas. Algumas classes de pequenos herbívoros se adaptaram para evitar o consumo de espécies vegetais específicas a fim de evitar a toxicidade de seus metabólitos secundários (SILVA, 2022). Apesar da considerável toxicidade de muitos alcaloides, estes constituem um grupo de substâncias de grande potencial farmacológico, com diversos usos terapêuticos, como antitumoral, analgésico, antimalárico, além da atividade psicotrópica, atuando como psicodislépticos, provocando alucinações quando consumidos (BAHAR et al., 2008; CARLINI, 2003).

Os alcaloides podem ser classificados em três grupos, de acordo com sua origem biossintética, que são os alcalóides verdadeiros, pseudoalcalóides ou protoalcalóides. A diferença entre eles é em relação ao átomo de nitrogênio e a origem biossintética. Nos alcalóides verdadeiros o anel heterocíclico possui um átomo de nitrogênio, já nos protoalcalóides o átomo de nitrogênio não está presente no anel heterocíclico, ambos são derivados de um aminoácido. Já o pseudo alcalóide não é biossintetizado a partir de um aminoácido e o átomo de nitrogênio pode ou não estar presente no anel.

Figura 7: Estrutura química de um alcaloide.



Fonte: Endereço eletrônico da imagem: <https://pt.wikipedia.org/wiki/Alcaloide>

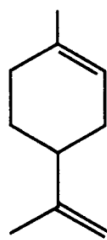
2.4.2 Terpenos e Esteroides

Os terpenos abrangem uma grande variedade de substâncias de origem vegetal e sua importância ecológica como defensivos de plantas está bem estabelecida (VIEGAS JÚNIOR, 2003). Quimicamente, os terpenos podem ser definidos como “alcenos naturais”, isto é, apresentam uma dupla ligação carbono-carbono sendo caracterizado como um hidrocarboneto insaturado (MCMURRY, 2011). É o principal componente de oleoresinas que segundo Felipe e Bicas (2017), corresponde a uma “secreção constituída basicamente de óleo essencial e resina obtidas de diferentes tipos de plantas”.

Terpenos, também chamados de terpenoides ou isoprenoides e constituem a maior classe de produtos naturais com mais de 55.000 compostos conhecidos (CHANG et al., 2010). Como citado por Dewick (2009), esses produtos são derivados de unidades isoprênicas (C5), que se unem através de ligações cabeça-cauda por duas vias biossintéticas. As estruturas típicas dos terpenos contém um esqueleto carbônico representado por (C5)_n e são classificados como hemiterpenos (C5), monoterpenos (C10), sesquiterpenos (C15), diterpenos (C20), sesterterpenos (C25), triterpenos (C30) e tetraterpenos (C40).

Muitos terpenoides são comercialmente interessantes para uso como aromas e fragrâncias em alimentos e cosméticos, ou por sua importância na qualidade de produtos agrícolas. Outros têm importância medicinal, em virtude de suas propriedades anticarcinogênicas, antiulcerosas, antimaláricas, antimicrobianas, etc. Muitas plantas (limão, hortelã, eucalipto ou tomilho) produzem misturas de álcoois, aldeídos, cetonas e terpenoides chamados de óleos essenciais (Figura 8), responsáveis pelos odores e sabores característicos destas plantas, alguns dos quais agem como repelentes de insetos ou inseticidas (PÉREZ-URRIA CARRIL, 2009).

Figura 8: Estrutura do monoterpeno limoneno



Fonte: Maróstica Júnior, M. R., & Pastore, G. M. (2007).

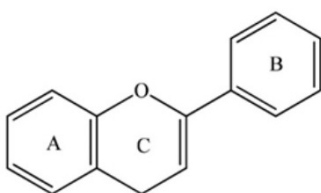
2.4.3 Flavonoides

O termo flavonoides denota um grupo de compostos polifenólicos amplamente distribuídos no reino vegetal, caracterizado por uma estrutura básica C6-C3-C6, composta por 3 anéis A, B e C (Figura 9). Essa classe de metabólitos é encontrada universalmente em plantas vasculares na forma de glicosídeos. As atividades bioquímicas dos flavonoides dependem de sua estrutura química, que podem variar com substituições incluindo hidrogenação, hidroxilações, metilações, malonilações, sulfatações e glicosilações. Flavonoides e isoflavonoides ocorrem comumente como ésteres, éteres ou derivados glicosídicos ou ainda uma mistura deles (BIRT et al, 2001).

Eles são muito importantes para o desenvolvimento e bom funcionamento das plantas, uma vez que atuam como atrativos de animais na oviposição, como agentes protetores contra luz ultravioleta ou contra infecção por organismos fitopatogênicos (CARTAYA, 2013). Entre as funções que exercem nos vegetais, destacam-se além da proteção contra incidência de raios ultravioleta e visível, ação antioxidante, inibição de enzimas (ZUANAZZI and MONTANHA, 2004) e atuam na atração de insetos para polinização (YAO et al., 2004). Geralmente, flavonóides encontrados nas folhas podem ser diferentes daqueles presentes nas flores, nos galhos, raízes e frutos. O mesmo composto ainda pode apresentar diferentes concentrações dependendo do órgão vegetal em que se encontra (SIMÕES et al., 2000).

O interesse econômico dos flavonoides é decorrente de suas diferentes propriedades. Ensaio biológicos usando combinações isoladas revelam que os flavonoides exibem uma grande ação sobre os sistemas biológicos demonstrando efeitos antimicrobiano, antiviral, antiulcerogênico, citotóxico, antineoplásico, antioxidante, anti hepatotóxico, anti hipertensivo, hipolipidêmico, anti inflamatório, anti plaquetário. Também demonstraram aumento na permeabilidade capilar, inibição da exudação protéica e migração de leucócitos (PELZER et al., 1998).

Figura 9: Esqueleto básico dos flavonóides



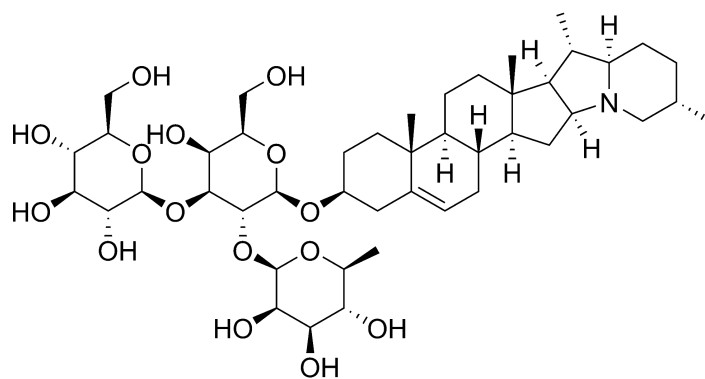
Fontes: (ANGELO; JORGE, 2007)

2.4.4 Saponinas

As saponinas são compostos originários do metabolismo secundário das plantas, geralmente encontrados nos tecidos de maior vulnerabilidade ao ataque fúngico, bacteriano ou predatório dos insetos. Consequentemente, um de seus papéis é atuar como uma barreira química ou como um protetor do sistema de defesa da planta (WINA et al., 2005).

Saponinas são glicosídeos de esteróides ou de triterpenos policíclicos. Seu esqueleto químico é caracterizado por apresentar um núcleo triterpênico ou esteroide como porção aglicona ligado a carboidratos (Figura 10). Sua estrutura possui caráter anfifílico, em função de uma parte ter característica lipofílica (triterpeno ou esteroide) e outra hidrofílica (açúcares). Essa característica determina a propriedade de redução da tensão superficial da água e suas ações detergentes e emulsificantes e por isso essa classe de metabólitos secundários é conhecida por possuir a capacidade de formar espuma em soluções aquosas (SCHENKEL et al., 2001).

Figura 10: Estrutura química da saponina solanina



Fonte: Endereço eletrônico da imagem: <https://pt.wikipedia.org/wiki/Alcaloide>

As saponinas triterpênicas encontram-se mais comumente distribuídas nas famílias Leguminosae, Araliaceae, Scrophulariaceae, Campanulaceae e Caryophyllaceae, enquanto as esteroidais encontram-se principalmente distribuídas entre as famílias Agavaceae, Dioscoreaceae, Liliaceae, Solanaceae, Scrophulariaceae, Amaryllidaceae, Leguminosae e Rhamnaceae. Entre as atividades mais citadas para as saponinas na literatura científica, destacam-se a atividade hemolítica, moluscicida, antiinflamatória, antifúngica/antilevadura, antibacteriana/antimicrobiana, antiparasitária, citotóxica/antitumoral e a atividade antiviral.(WYKOWSKI, 2012).

2.4.5 Taninos

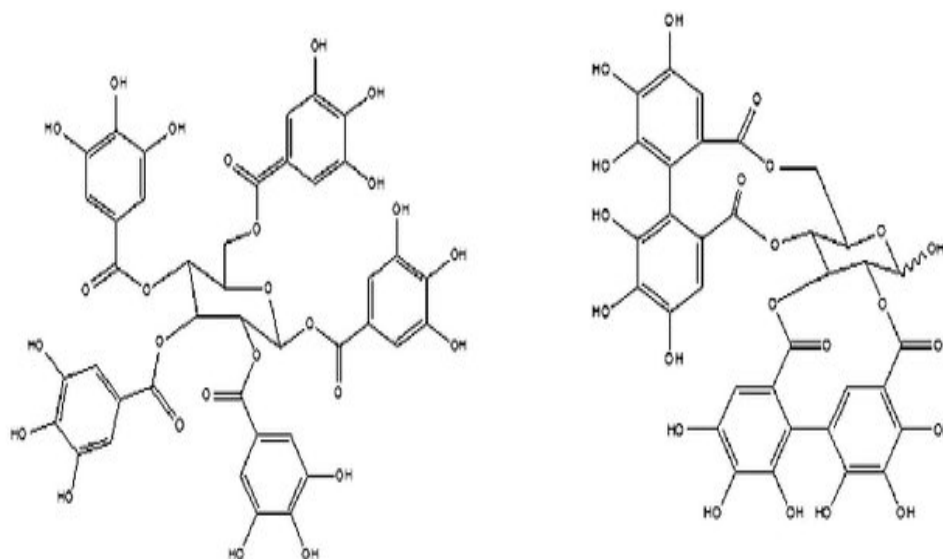
Taninos são compostos naturais chamados de polifenóis biossintetizados por diversas plantas. São moléculas extraídas da casca, semente, raízes e folhas e retratam o segundo maior grupo de compostos fenólicos. Tratam-se de metabólitos secundários das plantas que apresentam a característica de interagir e precipitar macromoléculas, como as proteínas presentes no tecido de pele de animais, realizando seu curtimento. O nome taninos é derivado do inglês "*tanning*" que significa curtimento (GRASEL *et al.*, 2016; SANTOS *et al.*, 2017).

Os taninos são encontrados em diversas plantas e em diferentes partes como raízes, cascas, caules, flores, folhas, frutas e sementes, além disso têm diversas funções essenciais na planta. As principais fontes de taninos são *Acacia* spp. e casca de *Schinopsis* spp. Outras árvores que também são ricas em taninos são *Quercus ilex*, *Quercus suber*, *Quercus robur*, *Castanea* spp. e *Pinus* spp. (SÁNCHEZ-MARTÍN *et al.*, 2010). De acordo com Raven (2014), os taninos estão sempre presentes em certas quantidades, contudo a concentração pode aumentar em respostas a ataques.

De acordo com Khanbabaee e van Ree (2001), a divisão dos taninos em apenas dois grupos, hidrolisáveis e condensados, não engloba a diversidade estrutural destas substâncias. Com base nestas características estruturais, foi possível dividir os taninos em quatro grupos maiores (KHANDABAE & van REE, 2001):

- Galotaninos: são todos os taninos em que as unidades galoíla ou derivados são ligadas a diversas unidades poliol-, catequina- ou triterpenoide (Figura 11).
- Elagitaninos são aqueles taninos em que pelo menos duas unidades galoíla são acopladas C-C mutuamente, e não contém uma unidade catequina ligada glicosidicamente (figura 11).
- Taninos complexos: são taninos em que uma unidade catequina é ligada glicosidicamente a uma unidade galotanino ou elagitanino.

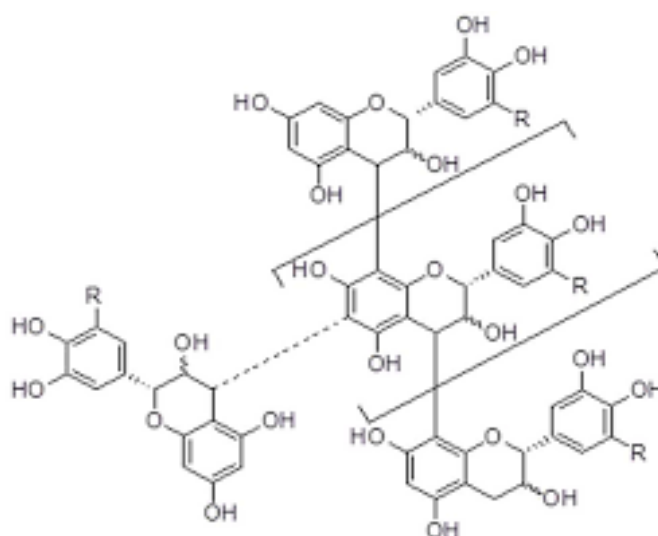
Figura 11: Estrutura de taninos hidrolisáveis: Galotanino e Elagitanino



Fonte: REIS et al., (2013)

- Taninos condensados; são todas as proantocianidinas oligoméricas e poliméricas formadas pela ligação do C-4 de um favan-3-ol com C-8 ou C-6 da próxima catequina monomérica, possuindo diferentes graus de condensação (Figura 12)

Figura 12: Estrutura dos taninos condensados



Fonte: Sociedade Brasileira de Farmacognosia (2009)

De acordo com Addisu (2016), os taninos hidrolisáveis estão presentes em pequenas concentrações variando entre 200 a 500 g/kg de matéria seca (MS) nas plantas. Este tipo de tanino é comumente encontrado e abundante em folhas e vagens de plantas dicotiledôneas, raramente encontradas em monocotiledôneas. São facilmente hidrolisáveis por ácidos, bases e ésteres, um exemplo é a hidrólise de ácido tânico, que é um tanino comum, que pode acontecer de forma espontânea ou pela ação de enzimas tendo como produtos glicose e ácido gálico (CORDÃO, 2010).

As moléculas de taninos condensados apresentam forte resistência à degradação microbiana e estão relacionadas aos pigmentos flavonoides e geralmente são menos adstringentes do que os taninos hidrolisáveis (SAXENA et al., 1995). De acordo com a Sociedade Brasileira de farmacognosia (2009), sob tratamento com ácidos ou enzimas esses compostos tendem a se polimerizar em substâncias vermelhas insolúveis, chamadas de flobafenos. Essas substâncias são responsáveis pela coloração vermelha de diversas cascas de plantas (p. ex. quina vermelha).

2.5 Aspectos Químicos de *Schinopsis brasiliensis* Engl.

Estudos químicos anteriores com as folhas de *S. brasiliensis* revelaram a presença de taninos e polifenóis como galato de metila, ácido gálico, ácido elágico e derivados (FERNANDES et al., 2015), flavonoides (LIMA-SARAIVA et al. 2017; REIS-LUZ et al. 2018) e terpenos (DONATI et al., 2014), enquanto que estudos químicos dos galhos mostraram a presença de um biflavonoide e uma chalcona (CARDOSO et al., 2015) (Tabela 1). CARDOSO et al., 2005 isolaram quatro *n*-alquil fenóis e um esteróide apenas das cascas. Não há relatos na literatura de estudos químicos prévios da madeira desta espécie.

Tabela 1. Compostos químicos já identificados em *S. brasiliensis* Engl. (Braúna)

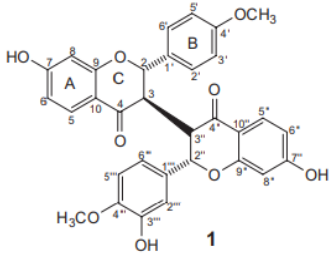
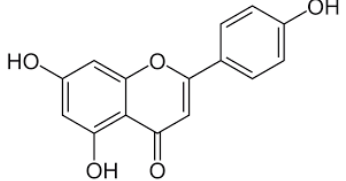
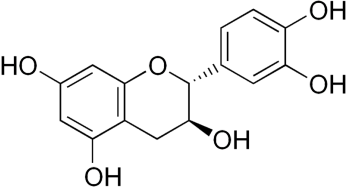
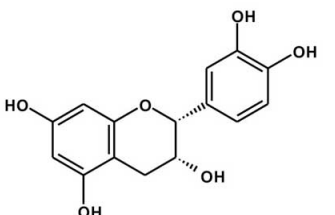
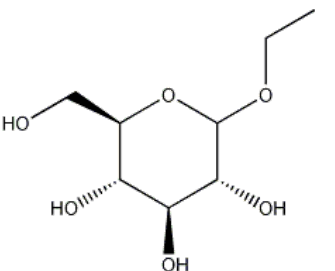
Metabólitos secundários isolados	Estrutura química dos compostos isolados	Partes da planta	Referências
Flavonoides 4,2',4'-tri-hidroxi chalcona-(3→O→4'')-2''', 4''', -diidrochalcona		Casca	CARDOSO, M.; LIMA, L et al. 2015
		Folha	CARDOSO, M.; LIMA, L et al. 2015
apigenina		Casca	LIMA-SARAIVA et al. 2017
catequina		Casca	LIMA-SARAIVA et al. 2017
		Frutas	SARAIVA et al. 2021
epicatequina		Casca	LIMA-SARAIVA et al. 2017
Etil-O-β-D-(6'-O-galoil)-glucopiranosídeo		Galho	REIS-LUZ et al. 2018

Tabela 1 Continuação. Compostos químicos já identificados em *S. brasiliensis* Engl. (Braúna)

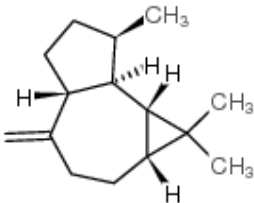
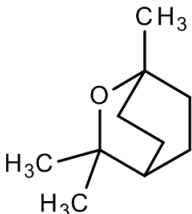
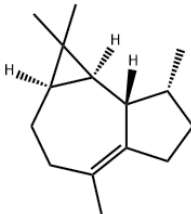
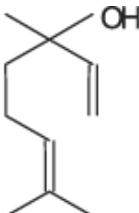
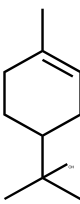
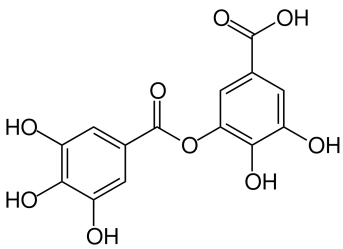
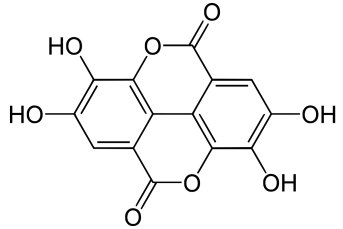
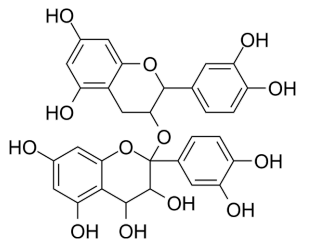
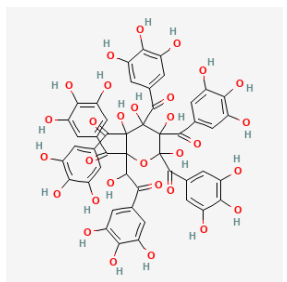
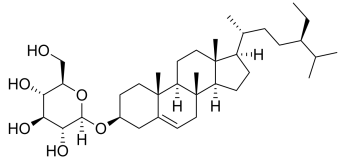
Metabólitos secundários isolados	Estrutura química dos compostos isolados	Partes da planta	Referências
Terpenos aromadendreno		Folha	DONATI et al. 2014
eucaliptol (cineol)		Folha	DONATI et al. 2014
ledene		Folha	DONATI et al. 2014
linalol		Folha	DONATI et al. 2014
terpineol		Folha	DONATI et al. 2014

Tabela 1 Continuação. Compostos químicos já identificados em *S. brasiliensis* Engl. (Braúna)

Metabólitos secundários isolados	Estrutura química dos compostos isolados	Partes da planta	Referências
Polifenóis ácido digálico		Folha	REIS-LUZ et al. 2018
ácido elágico		Casca	REIS-LUZ et al. 2018
proantocianidina		Frutas Casca	SARAIVA et al. 2021
hexagaloil-hexosídeo		Galhos	REIS-LUZ et al. 2018
Daucosterol		Cerne	MOREIRA et al., 2022

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Coleta do Material Vegetal

A madeira de *Schinopsis brasiliensis* foi coletada de forma manual em agosto de 2011 por agricultores da região de Serra Talhada – PE.

Um galho de 30cm de diâmetro de 100 cm de comprimento foi seco à temperatura ambiente, descascado e posteriormente moído no moinho do tipo martelo TE – 360 (Tecnal)

3.2 Teste Fitoquímicos

Neste procedimento foram realizados testes específicos, segundo a metodologia descrita por Costa (1982), para identificar as principais classes de compostos. Todos os testes foram realizados com a madeira moída da *S. brasiliensis*.

3.2.1 Determinação de Alcalóides

Para detecção da presença de alcalóides, foi realizado o teste de Dragendorff (solução de $K(BiI_4)$). Foi pesado de 1g de material seco e moído em um tubo de ensaio e nesse mesmo tubo foram adicionados 10mL de H_2SO_4 . Em seguida, essa mistura foi levada ao banho-maria a 100° C por 2 minutos, e seguidamente filtrada. Ao filtrado foram adicionadas gotas do reagente Dragendorff. A presença de alcalóides é verificada através da formação de um precipitado laranja-avermelhado.

3.2.2 Determinação de Esteróides e terpenos

Para detecção de esteróides e terpenos, foi realizado o teste de Liebermann-Buchard. Foi pesado 1g de material seco e moído em tubo de ensaio. No tubo foram adicionados 3 mL de clorofórmio e em seguida filtrado. Após a filtração foram adicionados 2 mL de anidrido acético e seguidamente o tubo foi agitado vigorosamente. Logo depois foram adicionadas 5 gotas de ácido sulfúrico concentrado. A presença de coloração rosa, azul e verde, se caracteriza pela presença de terpenos e esteróides.

3.2.3 Determinação de Flavonoides

O teste utilizado para detecção de flavonoides foi o de Shinoda (HCl concentrado e magnésio). 1g de material (seco e moído) foi pesado em tubo de ensaio e em seguida foram acrescentados 5 mL de metanol (MeOH). Após filtração foi adicionado 1mL de ácido

clorídrico (HCL) concentrado ao filtrado e em seguida foi inserida 1cm de fita de magnésio. A formação da coloração rosa, caracteriza a presença de flavonoides.

3.2.4 Determinação de Saponinas

Para a identificação de saponinas na madeira, foi necessário a pesagem de 1g de madeira em um tubo de ensaio, e em seguida adicionados 5mL de água destilada. Em seguida o tubo foi agitado vigorosamente durante 5 minutos e deixado de repouso por cerca de 30 minutos. Se após o tempo de repouso a espuma persistir indica a presença de saponinas.

3.2.5 Determinação de Taninos

Para a identificar a presença de taninos, foi utilizado cloreto férrico. Foi pesado 1g de material em tubos de ensaio, e logo em seguida adicionados 10 mL de água destilada. Seguidamente a mistura foi filtrada e ao filtrado foram adicionadas lentamente gotas de cloreto férrico 1%. A aparição da coloração verde indica a presença de taninos condensados, já a coloração azul indica taninos hidrolisáveis.

3.3 Caracterização de substancias por UHPLC-DAD-qTOF-MS/MS

3.3.1 Preparação e separação dos Extrativos

A madeira de *Schinopsis brasiliensis* foi inicialmente estudada quimicamente pela aluna de Iniciação Científica Dheborá Valentin no laboratório de química de produtos naturais, no ano de 2023. Foi preparado o extrato por maceração com 6 L de etanol 96° GL (6 vezes) à temperatura ambiente. Em seguida o extrato etanólico concentrado foi particionado, após concentração sob pressão reduzida, entre metanol/água 9:1 (300 mL) e 300 mL de hexano (3 vezes). A solução hidrometanólica e a fase em hexano foram concentradas sob pressão reduzida. Ao primeiro concentrado foram adicionados 300 mL de metanol/água 1:1 e a solução resultante foi submetida à partição com diclorometano (300 mL). Após quatro extrações com diclorometano a solução hidrometanólica resultante foi submetida à extração com 300 mL de acetato de etila (3 vezes). As fases em diclorometano e acetato de etila foram concentradas sob pressão reduzida e a fase hidrometanólica foi liofilizada.

Realizou-se o fracionamento da fase em diclorometano usando Cromatografia em coluna sílica gel 60 (70-230 Mesh) e como fase móvel utilizou as misturas de CH₂Cl₂:EtOAc e EtOAc:MeOH em sistema de gradiente de polaridade crescente. As frações A-7 (13, mg), A-8

(50,3 mg) e A-9 (10,9,3 mg) foram selecionadas e submetidas separadamente à Cromatografia em coluna Sephadex LH-20 eluída com CHCl_3 :MeOH (3:2), obtendo-se várias frações. Algumas frações foram submetidas a análise por Ressonância Magnética Nuclear de ^1H e ^{13}C e foram identificadas 4 substâncias fenólicas, porém algumas foram identificadas em misturas, cujos componentes minoritários não puderam ser identificados. Em função disso, pretendeu-se dar continuidade ao estudo com finalidade de identificar mais substâncias fenólicas, sendo que em nossa pesquisa o estudo químico foi realizado por UHPLC-DAD-qTOF-MS/MS.

Para a realização dos testes de fenóis totais, antioxidante e antimicrobiano da presente pesquisa foi realizada uma nova extração, sendo agora, utilizando o extrator de Soxhlet. 50 g da madeira moída de *S. brasiliensis* foi pesada dentro do cartucho feito com papel de filtro. Foi realizada a extração com hexano e em seguida com etanol.

A fase em hexano foi encaminhada para o Departamento de Química Fundamental-DQF para análise por Cromatografia Gasosa acoplada a Espectrometria de Massas (CG-EM), porém ainda não foi obtido o resultado, enquanto que a fase em diclorometano foi analisada por UHPLC-DAD-qTOF-MS/MS.

3.3.2 Análise do extrativo por UHPLC-DAD-qTOF-MS/MS

A separação cromatográfica e detecção de substâncias presentes na fase em diclorometano foi realizada em um sistema UPLC da Waters (Waters Corporation, Milford, Massachusetts, United States of America) acoplado a um espectrômetro de massas XEVO-G2XSQTOF (Waters Corporation, Manchester, United Kingdom) com fonte de ionização eletrospray no modo negativo e analisador QTOF (quadrupolo-tempo de voo).

A fase móvel consistiu em 0,1% de ácido fórmico em água (solvente A) e acetonitrila (solvente B) que foi bombeada a uma taxa de fluxo de 0,4 ml por minuto.. O programa de eluição gradiente foi o seguinte: 0–5 min, 5–10% B e 5–9 min, 10–95% B. O volume de injeção foi de 5 μL e a temperatura da coluna foi mantida em 40 °C.

3.4 Quantificação do Teor de Fenóis totais

Os compostos são oxidados pelo reagente de Folin-Ciocalteu. Este último é constituído por uma mistura de ácido fosfotúngstico e de ácido fosmolíbico que é reduzido,

quando da oxidação dos fenóis, numa mistura de óxidos azuis de tungstênio e de molibdênio. A cor azul produzida possui uma absorção máxima na proximidade dos 760nm e é proporcional à taxa de compostos fenólicos (AMORIN et al., 2008)

Para quantificação de fenóis totais, uma alíquota de 0,02 a 0,2mL, 20 a 200uL do extrato etanólico diluído (1,0 mg/mL), devendo ser ajustado de acordo com a planta, foi transferida para um tubo de ensaio. Posteriormente, foram adicionados 500μL da solução do reagente Folin-Ciocalteu, 1 mL da solução de carbonato de sódio e completados para 10mL com água destilada. As amostras permaneceram por 30 minutos no escuro à temperatura ambiente. Foi lida a absorbância da mistura a 760 nm contra um branco preparado com água destilada. O ensaio foi realizado em triplicata.

A curva de calibração (alíquotas de 0.050, 0.100, 0.150, 0.200, 0.250, 0.500, 0.750 e 1mL), foi preparada com uma solução padrão de ácido tânico. Foram adicionados 500μL da solução do reagente Folin-Ciocalteu, 1 mL da solução de carbonato de sódio e completados para 10mL com água destilada (8.45; 8.40; 8.35; 8.30; 8.25; 8.00; 7.75; 7.50mL respectivamente). As concentrações finais de ácido tânico foram 0.5; 1,0; 1,5; 2.0; 2.5; 5.0; 7.5; 10.0 /mL, respectivamente. O teor de fenóis totais é expressivo como miligramas equivalentes de ácido tânico por grama de extrato (mg EAT/g).

Para quantificar os fenóis residuais, foi pesado 1g de caseína e transferido para um erlenmeyer de 50 mL, adicionando 6 mL da amostra e 12 mL de água destilada. Após 3 (três) horas de reação sob agitação (para precipitação dos taninos com a proteína), a mistura foi filtrada em balão volumétrico de 25 mL e o volume foi completado com água destilada. Uma alíquota de 1 mL da solução foi retirada e quantificada pelo método Folin-Ciocalteu. O teor de taninos é calculado pela diferença entre o conteúdo de fenóis totais e fenóis residuais.

Reagentes:

- (1) *Ácido tânico* (0.1 mg/mL, p/v): Dissolver 0,01g de ácido tânico em 100 mL de água destilada.
- (2) *Folin-Ciocalteu* (10%, v/v): Pipetar 10 mL do reagente Folin-Ciocalteu e adicionar 90 mL de água destilada

(3) *Carbonato de Sódio* Na_2CO_3 (7.5%, p/v): Dissolver 7.5 g de Na_2CO_3 em 100 mL de água destilada. Caso necessário, solubilize a solução em chapa de aquecimento e agitador magnético.

3.5 Avaliação da atividade sequestradora do radical DPPH

A capacidade antioxidante das amostras foi investigada através do radical estável DPPH, como descrito por Li et al., (2008). Foi realizada uma diluição seriada do extrato etanólico da casca da *S. brasiliensis* a partir de 1 mg/mL (15,6, 31,3, 62,5, 125, 250 e 500 µg/mL). Em seguida, de cada concentração da solução foi retirado 40 µL e adicionado na placa de 96 poços junto com 250 µL da solução DPPH. Como controle positivo foi utilizado uma solução de ácido ascórbico (1 mg/mL) nas concentrações de 15,6; 31,3; 62,5; 125 e 250, 500 µg/mL para construção da curva de calibração, que foi construída da mesma maneira descrita para as amostras testes. Como controle negativo foi utilizado 40 µL de metanol com 250 µL de DPPH. Após o tempo de 25 min no escuro, a placa de 96 poços contendo os produtos testes foi lida com auxílio do leitor de microplacas – LMR 96 no comprimento de onda em 517 nm. Todo o procedimento foi realizado em triplicata. Os resultados foram expressos em % de sequestro do radical DPPH e CE_{50} .

O sequestro dos radicais DPPH foi medido usando a equação:

$$\% \text{ Seq DPPH} = \text{Abs Cont} - [\text{Abs Am} - \text{Abs Inf. Cor}] / \text{Abs Cont.} * 100$$

Onde:

Abs Cont = Abs do Controle

Abs Am = Absorbância da amostra

Abs Inf. Cor = Abs de Influência da cor

3.6 Teste de Atividade antimicrobiana

3.6.1 Micro-organismo utilizado

Foram utilizadas as cepas *Staphylococcus aureus* (UFPEDA 02), *Enterococcus faecalis* (UFPEDA 224) e a *Candida albicans* (UFPEDA 1007) obtidas da coleção de microorganismo do Laboratório de Microbiologia Ambiental e Industrial - LAMAI no departamento de antibióticos da UFPE.

3.6.2 Meio de crescimento

As cepas foram inoculadas em meio de cultura Agar Nutritivo e Ágar Sabouraud e incubados a 37°C e 35°C no período de 24 horas.

3.6.3 Preparação das amostras para inóculo

Para preparação, foram pesados 10 mg do extrato etanólico, solubilizado com DMSO e depois retirados 10µL e adicionados em discos. Nas placas com o meio de crescimento, foram adicionadas as cepas em formas de estrias, logo após os discos que foram banhados no extrato, foram adicionados na placa de forma segura para que os halos de inibição não se toquem e possam ser lidos.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Testes fitoquímicos

Através dos testes fitoquímicos realizados com a madeira *S. brasiliensis*, foi obtido o resultado que se encontra na tabela 2. Os resultados observados mostraram a presença de taninos, flavonoides, terpenos e esteroides. Entretanto, foram identificados taninos condensados em alta concentração. Foi notado a ausência de alcalóides e saponinas.

Tabela 2. Classes de metabólitos secundários identificados na madeira de *S. brasiliensis* Engl. (Braúna)

Classes de extrativos	Teste	<i>S. brasiliensis</i>
Alcalóides	Dragendorff	—
Esteróides e terpenos	Liebermann-Buchard	+
Flavonoides	Shinoda	+
Saponinas	Espuma	—
Taninos	Cloreto férrico	+

(-) ausência de extrativos; (+) presença de extrativos

Os metabólitos secundários, em geral, desempenham um papel de proteção contra herbívora, patógenos e outros fatores que possam afetar a planta, além de servir também como um agente de atração. Cada planta desenvolve sua quantidade de metabólitos secundários, dependendo do clima e local em que ela se localiza. *S. brasiliensis* por se localizar em regiões de Caatinga, está sempre exposta a condições extremas, de muita incidência solar, pouca disponibilidade de água, e sem contar com os animais que vivem nessas regiões e recorrem às plantas para poder se alimentar e buscar água. (MAIRESSE et al., 2005)

Os terpenos são responsáveis pelo forte odor nas folhas, de modo geral os terpenos fazem parte da constituição dos óleos essenciais, que é exatamente isso que deixa as folhas do vegetal com o odor forte, que afasta os herbívoros antes mesmo de se alimentarem. Por esse fato que comunidades utilizam da casca da *S. brasiliensis* como chá, pois segundo a medicina popular pode curar dores no ouvidos e de dentes (CARVALHO, 2008; FERNANDES, 2011; CHAVES et al., 2011). Pelo fato de óleos essenciais na sua maioria conter substâncias anti-inflamatórias e analgésicas.

Os taninos são responsáveis na defesa contra herbívoros e insetos, como encontrado em altas concentrações, pode se dizer que a madeira de *S. brasiliensis* tem uma alta resistência contra ataques de organismos xilófagos, diminuindo a existência de doenças. Compostos fenólicos, como taninos e flavonoides, apresentam propriedades antimicrobiana e antioxidante que estão envolvidas na defesa contra insetos, fungos e outros microorganismos (BOUDET, 2007).

Os resultados desse teste estão de acordo com estudos químicos prévios citados na literatura para esta espécie, uma vez que já foram identificados, taninos, terpenos e flavonoides em várias partes da planta, como evidenciado na recente revisão realizada por Linhares et al., 2022.

Embora a madeira de *S. brasiliensis* não apresente todas as classes de extrativos, ela compreende uma boa defesa contra ataques de insetos e raios ultravioleta, se mantendo assim uma árvore robusta e forte podendo se manter por longos anos e em função disso ela é bastante procurada e utilizada na construção civil. (GONZAGA et al., 2003)

4.2 Quantificação do teor de Fenóis totais

Os valores de fenóis totais estão presentes na tabela 3. Foi possível observar que a madeira *S. brasiliensis* Engl. apresenta um teor de fenóis totais. Segundo Queiroz et al. (2002) uma elevada quantidade de extrativos fenólicos é um dos principais responsáveis pela resistência natural de madeira à degradação química e biológica. Um teor de taninos e flavonoides que foram detectados através do estudo fitoquímico, pode justificar a quantidade de fenóis totais observada neste estudo.

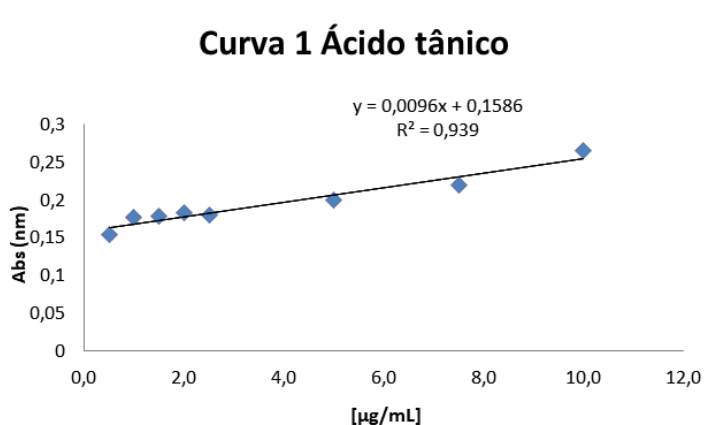
Tabela 3 - Doseamentos de fenóis totais da espécie vegetal *Schinopsis brasiliensis* Engl.

Solvente/ estrutura <i>Schinopsis brasiliensis</i> Engl.	CFT $\pm$ DP
Etanol/madeira	366,09 $\pm$ 11,30 mg/ml

Legenda: CFT = conteúdo de fenóis totais; DP= desvio padrão.

O teor de fenóis totais encontrado neste estudo está de acordo com os dados citados na literatura para a espécie *S. brasiliensis*. Como os fenóis estão presentes em diversas partes da planta, a concentração pode ser diferente, contudo sempre presente. No estudo realizado por Pereira (2019) foi obtida uma concentração de 571 $\mu\text{g/mL}$ de polifenóis totais nas folhas de *S. brasiliensis*, valor um pouco menor que o encontrado por Souza (2015) de 598,55 $\mu\text{g/mL}$ e maior que Lima (2016) que quantificou 386,75 $\mu\text{g/mL}$ deste grupo de biomoléculas nessa espécie com o mesmo extrato e metodologia.

As diferenças nos valores da concentração de fenóis totais pode ser justificada em virtude das concentrações de metabólitos secundários variarem no vegetal por diversos fatores, principalmente ambientais.

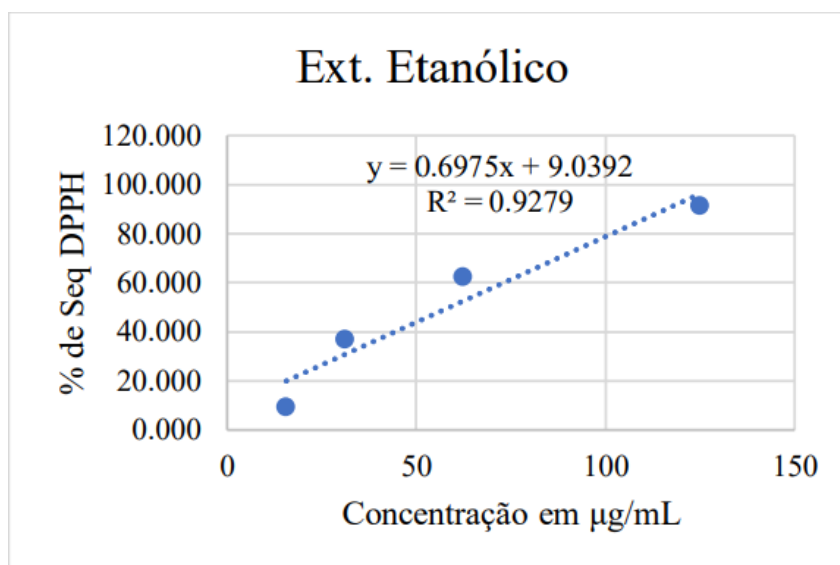
Figura 13. Gráfico da curva padrão do Ácido tânico.

Fonte: Autora

4.3 Avaliação da atividade sequestradora do radical DPPH

As substâncias antioxidantes presentes nos extratos reagem com o DPPH, que é um radical estável, e converte-o em 2,2-difenil-1-picrilhidrazina. O grau de descoloração indica o potencial antioxidante do extrato. Um extrato que exibe alto potencial em sequestrar radicais livres possui valor de CE50 baixo. Desta forma, uma pequena quantidade de extrato é capaz de decrescer a concentração inicial do radical DPPH em 50%, ou seja, inibir a oxidação do radical em 50% (VIEIRA et al., 2015).

Figura 14: Gráfico com curva do extrato etanólico



Fonte: Autora

Os resultados obtidos, expressos por meio da porcentagem de atividade antioxidante nas concentrações de 15,63 a 500 µg/mL são apresentados na tabela 4. Neste estudo foi observado um valor de CE50 de 58,73 µg/mL (Tabela 5). Na figura 14 podemos observar o resultado da curva do extrato etanólico de *S. brasiliensis*, que mostra uma atividade acima de 50%, a partir da concentração de 60 µg/mL, comprovando a atividade antioxidante do extrato. A relação entre concentração de fenóis totais e a capacidade de seqüestrar radicais livres dos extratos parece ser bastante significativa, visto que extratos com maior conteúdo de fenóis totais são justamente os extratos com maior atividade antioxidante (VIEIRA et al., 2015).

Tabela 4 - Resultado da atividade antioxidante das amostras nas concentrações variando entre 15,63 e 500 µg/mL para o radical DPPH expressos em % de sequestro do radical DPPH.

Concentração das amostras (µg/mL)	Ext. etanólico % de sequestro do Radical DPPH	Ácido ascórbico % de sequestro do radical DPPH
500	-	85,252 ± 0,132
250	-	76,067 ± 1,690
125	91,268 ± 0,088	66,452 ± 0,132
62,5	62,211 ± 0,306	53,938 ± 0,349
31,25	36,780 ± 0,485	48,833 ± 0,349
15,63	9,307 ± 0,844	48,148 ± 0,264

Legenda - Os resultados nas concentrações 250 e 500 ultrapassaram os 100% de sequestro do radical de DPPH por isso foram expressos como (-).

Tabela 5 - Resultado da atividade antioxidante das amostras expressos em CE₅₀

CE ₅₀ (µg/mL)	
Intervalo de confiança (95%)	
Ext. Etanólico	58,73 (51,57– 69,43)
Ácido Ascórbico	28,49 (22,43 – 36,19)

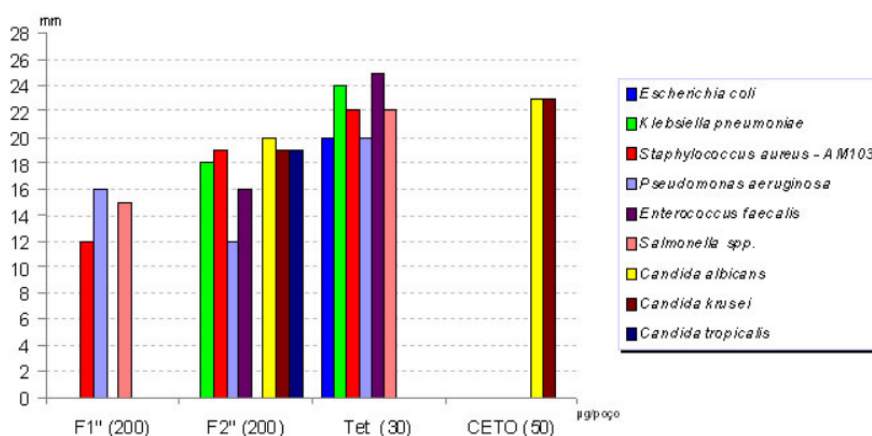
4.4 Teste de Atividade Antimicrobiana

A avaliação da atividade antimicrobiana de um extrato é determinada pela presença de metabólitos secundários com toxicidade nas cepas microbianas. Estes compostos, contidos nas plantas e adquiridos por processos extrativos, são concentrados e testados frente a estudos biológicos (SARAIVA et al., 2020). No presente estudo o teste de sensibilidade microbiana foi realizado com as cepas *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus faecalis* e *Candida albicans*, utilizando apenas o extrato etanólico de *S. brasiliensis* sem a adição de antibióticos ao meio. Foram observados resultados positivos para *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus faecalis* e negativo para *Candida albicans*.

Em sua composição, a braúna tem diversos compostos que contribuem para uma atividade antimicrobiana. Os estudos citados na literatura que comprovam que o extrato etanólico da braúna realmente tem uma forte atividade diante dessas cepas, contrastando apenas com o nosso resultado negativo para *Candida albicans*. Há empecilhos que podem ter causado um falso negativo, como o método utilizado ou até mesmo a concentração.

Em um estudo realizado por Saraiva et al., (2013) com o extrato metanólico das folhas de *S. brasiliensis*, utilizando uma metodologia diferente, mostraram que as cepas utilizadas no atual estudo apresentam um perfil de sensibilidade diante da espécie *S. brasiliensis* (Figura 15).

Figura 15. Atividade antimicrobiana das frações de *Schinopsis brasiliensis* frente bactérias e leveduras de interesse clínico



Fonte: SARAIVA et al., (2013)

De acordo com Paula Júnior et al. (2006), um vegetal com uma atividade antioxidante positiva, pode indicar a existência de outros tipos de atividades, como por exemplo, a bactericida e a anti-inflamatória. A atividade antimicrobiana observada nesse estudo pode ser em função da alta concentração de compostos fenólicos, que são excelentes antioxidantes. Em outro estudo realizado por Saraiva et al (2020) com o extrato metanólico e polifenóis isolados das folhas *S. brasiliensis* guiada por bioautografia comprovaram a atividade antimicrobiana da planta em questão, demonstrando que independentemente da parte da planta estudada, os metabólitos secundários de *S. brasiliensis*, principalmente fenólicos, têm um resultado positivo diante determinadas cepas.

4.5 Caracterização de compostos fenólicos por UHPLC-DAD-QTOF-MS/MS

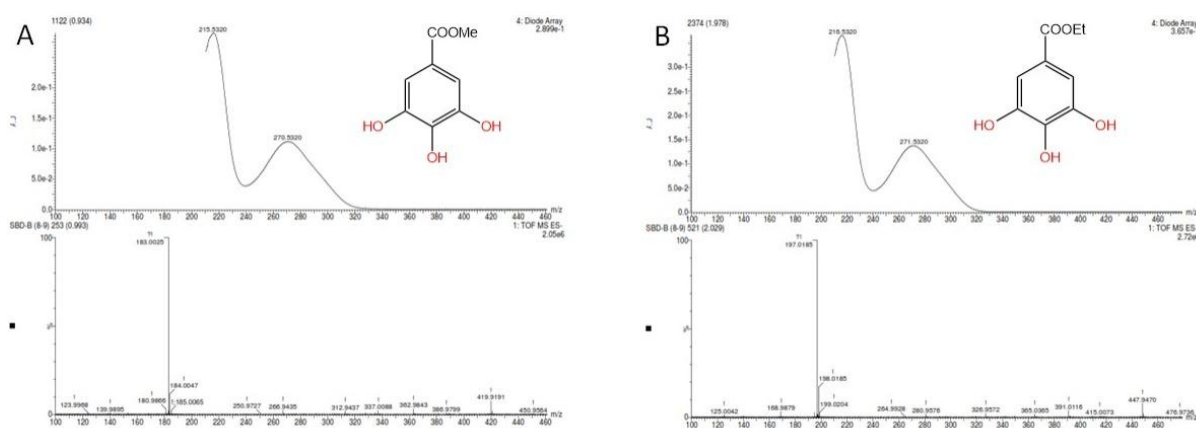
Os compostos fenólicos da madeira de *Schinopsis brasiliensis* Engl. foram identificados por UPLC-DAD-ESI-QTOF-MS/MS (Tabela 6) na fase em diclorometano obtida da partição do extrato etanólico. A caracterização química foi realizada através da análise dos espectros de UV, dos espectros MS² e por comparação com a literatura. A análise revelou predominantemente a presença de flavonoides e derivados do ácido gálico.

Tabela 6. Compostos identificados por UPLC-DAD-ESI-QTOF-MS/MS na fase em diclorometano da madeira de *Schinopsis brasiliensis*

Pico	Tr (min)	UV (nm)	[M-H] ⁻	MS ² (m/Z)	Composto identificado
1	0,98	216; 270	183,0025	139,9895 [M-H-CO ₂]-123,9968[M-H-C ₂ H ₂ O-H ₂ O]-	galato de metila
2	1,9	279; 313	287,0145	269,0072 [M-H-H ₂ O]-; 259,0247 [M-H-CO]-; 235,8929; 174,9286	aromadendrina
3	2,03	216; 272	197,0187	168,9879[M-H-CO]-; 125,0042[M-H-CO ₂ -C O]-	galato de etila
4	2,37	289	303,0075	284,9987[M-H-H ₂ O]-; 275,0157[M-H-CO]-; 176,9918	taxifolina
5	3,15	278; 312	271,0217	242,9940 [M-H-CO]-; 174,9294 [M-H-CO-C ₃ O ₂]-; ^{0,3} A-135,0235	naringenina
6	3,27	359	284,9996	254,9914; 227,0013; 190,9695; 152,9952	canferol
7	4,01	288; 335	287,0186	257,0085; 168,9886; ^{1,3} A- 150,9861	eriodictiol
8	4,17	255; 370	301,0289	271,0186[M-H-CH ₂ O]- ; 235,9215; 169,0089	quercetina
9	4,80	261; 380	271,0249	152,9952; ^{1,2} B- 135,0233	buteína

Os espectros de absorção de UV das substâncias **1** e **3** mostraram bandas de absorção semelhantes em 216 nm e 270-272 nm, de acordo com os valores relatados por Prakashkumar et al., 2021 para ésteres do ácido gálico. Foi possível identificar as substância **1** e **3** a partir do íons desprotonados $[M-H]^-$ a m/z 183,0025 e 197,0187 como galato de metila e galato de etila, respectivamente (Figura 16). A análise dos espectros MS/MS mostrou picos correspondentes às perdas neutras de CO, CO₂ e H₂O (Tabela 6).

Figura 16. Espectros UPLC-DAD e MS/MS em modo negativo das substâncias 1 (A) e 3 (B) identificada na fase em diclorometano da madeira de *Schinopsis brasiliensis*



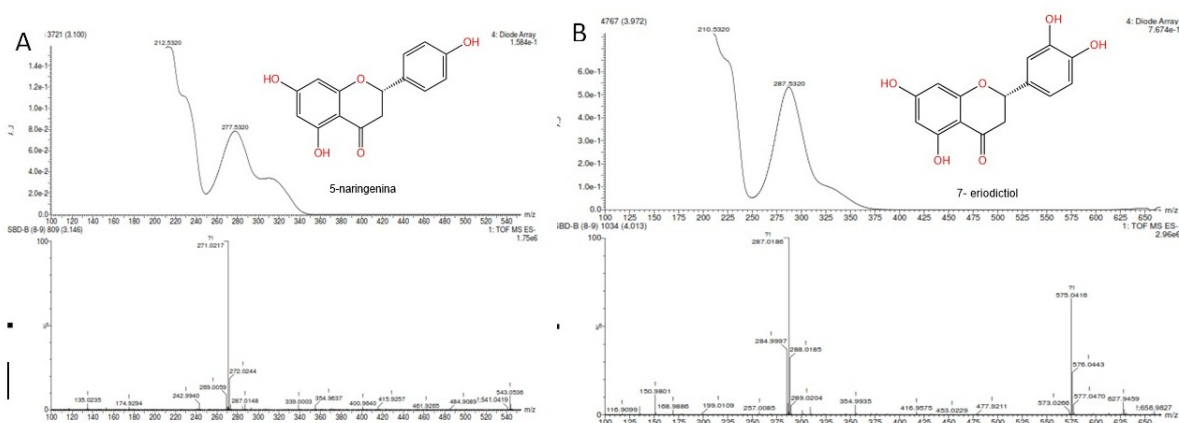
A análise dos espectros UPLC-DAD relativos aos picos **2**, **4-9** mostrou duas bandas de absorção características de flavonoides na região de UV entre 300-400 nm (banda I), que é causada pela transição eletrônica no grupo cinamoil (anel B) e entre 240-290 nm (banda II), atribuída à transição eletrônica no grupo benzoil (anel A) (FENG, HAO & LI, 2017). Em flavonoides a reação de fragmentação Retro-Diels-Alder (RDA) envolve a quebra e rearranjos do anel C de diferentes formas. Os principais fragmentos são derivados das quebras das ligações C-C e C-O no anel C e fragmentos neutros de CO, CO₂, H₂O, C₂H₂O, dentre outros (CHEN *et al.*, 2018).

Em flavanonas e diidroflavonóis (flavanonóis) a banda I é frequentemente reduzida a pouco mais que um ombro entre 300-330 nm, enquanto a banda II é a principal entre 277-295 nm. Consequentemente esses dois subgrupos de flavonoides não podem ser distinguidos pela simples análise dos seus espectros de UV. A substância **7** foi identificada como eriodictiol com base na comparação dos seus dados UV-MS com amostra autêntica em nosso laboratório.

O espectro de UV dessa substância apresentou banda de absorção máxima em 288 nm e outra de menor intensidade em 335 nm (Figura 17-B, Tabela 6) características de flavanonas. Na análise do espectro MS/MS foi observado o íon desprotonado $[M-H]^-$ a m/z 287,0186 e o íon $[2M-H]^-$ a m/z 575,0416, indicativos de uma flavanona de massa molar de 288 Da. Estes dados aliados ao fragmento resultante da clivagem RDA^{1,3}A⁻ a m/z 150,9861 confirmaram ser a flavanona eriodictiol.

O espectro MS/MS da substância **5** mostrou os picos em m/z 272,0217 e 543,0516 atribuíveis aos íons desprotonados $[M-H]^-$ e $[2M-H]^-$, respectivamente, sugestivos de um flavonoide de fórmula molecular $C_{15}H_{12}O_5$ (272 Da). Foi proposto que o íon em m/z 174,9294 foi gerado a partir do íon m/z 242,9940, pela perda neutra de C_3O_2 (-68 Da), após perda de CO (-28 Da) do íon $[M-H]^-$. A fragmentação do anel C envolvendo as ligações 0 e 3 foi proposta para justificar o fragmento m/z 135,0235 (Figura 17-A, Tabela 6). Esses dados sugeriram que a substância **5** trata-se de uma triidroxi-flavanona, possivelmente naringenina.

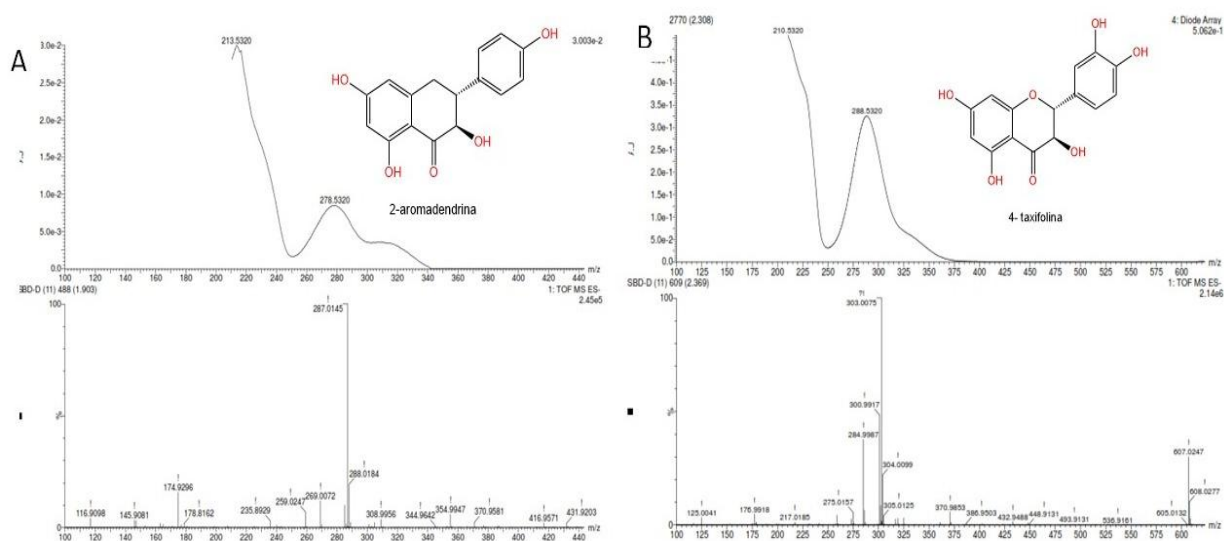
Figura 17. Espectros UPLC-DAD e MS/MS em modo negativo das substâncias 5 e 7 identificada na fase em diclorometano da madeira de *Schinopsis brasiliensis*



Dois flavanonóis puderam ser identificados na fase em diclorometano de *S. brasiliensis* com base na análise dos seus espectros de UV e MS/MS e por comparação com dados citados na literatura. A substância **4** foi identificada como taxifolina com base nas absorção máxima em 289 nm no UV (FENG, HAO & LI, 2017), em virtude da presença do

íon desprotonado $[M-H]^-$ a m/z 303,0075 e do íon m/z 176,9918 corresponde a quebra do anel C atribuído a $^{1,4}B^- - 2H$ (ESCOBAR-AVELO *et al.*, 2019), juntamente com os fragmentos m/z 284,9987 devido a perda neutra de H_2O (-18 Da) e m/z 275,0157, em função da perda de CO (-28Da) (Figura 18-B, Tabela 6). O segundo flavanonol foi identificado como aromandendrina (diidrocanferol), em função da banda de absorção máxima de UV em 279 nm, aliado ao valor correspondente ao íon desprotonado $[M-H]^-$ m/z em 287,0145 apresentado no espectro MS/MS (OLIVEIRA *et al.*, 2017). Também foram observados picos correspondentes às perdas neutras de H_2O e CO em m/z 269,0072 e 259,0247, respectivamente (Figura 18-A, Tabela 6).

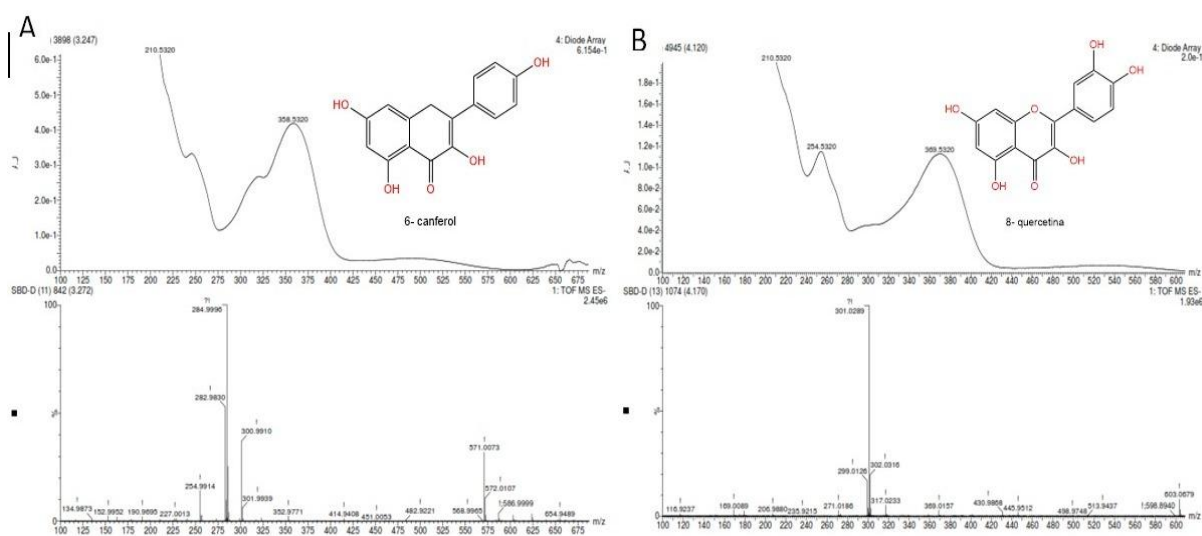
Figura 18. Espectros UPLC-DAD e MS/MS em modo negativo das substâncias 2 e 4 identificadas na fase em diclorometano da madeira de *Schinopsis brasiliensis*



O típico espectro de UV-Vis de flavonóis inclui a típica e intensa banda de absorção entre 350-385 nm (banda I), além da banda II entre 250-290 nm. Quercetina (**8**) foi identificada a partir da comparação da absorção máxima no UV em 370 nm, e os picos nos espectros MS/MS em m/z 301,0289 $[M-H]^-$ com dados espectrométricos de padrão existente em nosso laboratório. A substância **6** pode ser o canferol, uma vez que seu espectro de UV foi semelhante ao da substância **8**, com intensa banda de absorção I, sendo a absorção máxima em 359 nm aliado ao valor do íon $[M-H]^-$ em m/z 284,9996 no espectro MS/MS (Figura 19-A, tabela 6), indicativo de um flavonol com uma hidroxila a menos. A diferença no número de

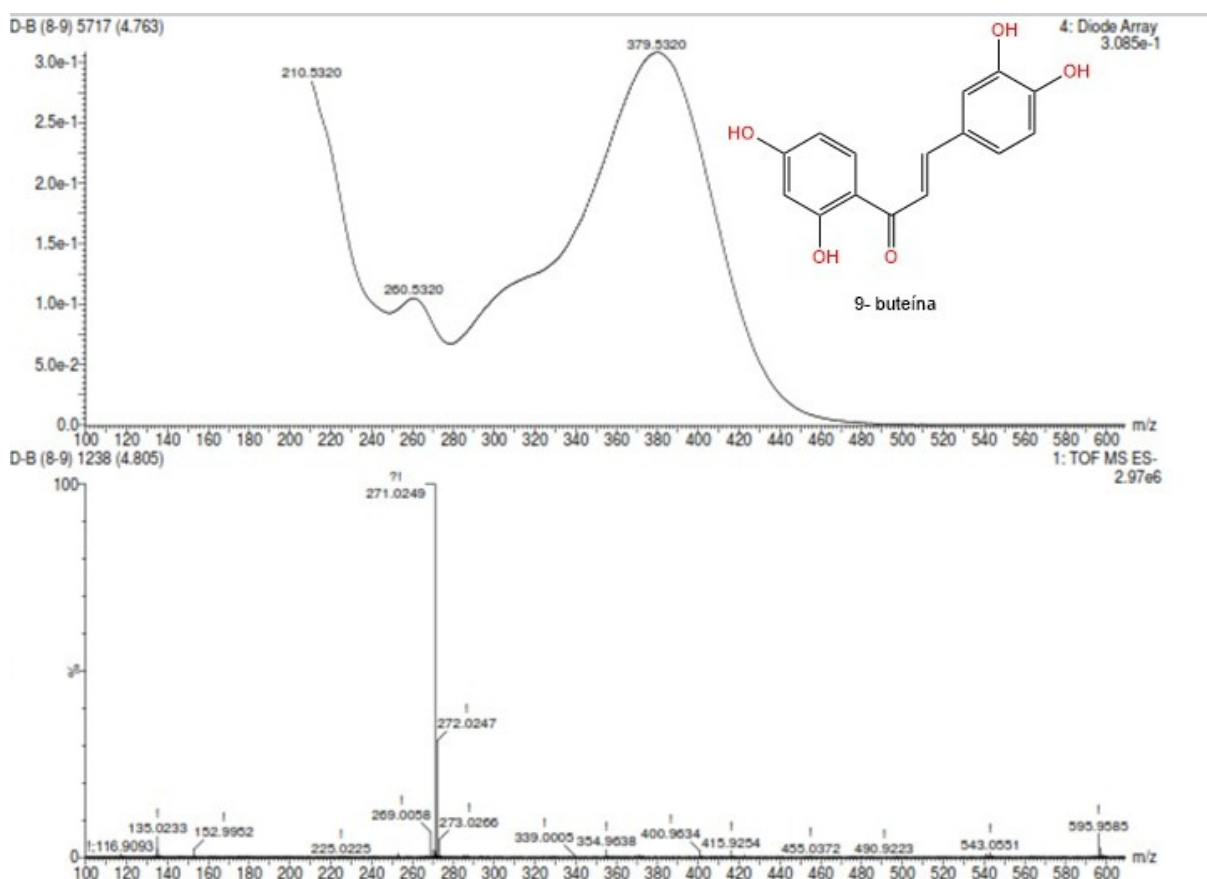
hidroxilas no anel B, justifica o valor menor para a absorção máxima no UV-VIS, pois nos flavonóis quanto maior o número de substituintes oxigenados maior a absorção da banda I.

Figura 19. Espectros UPLC-DAD e MS/MS em modo negativo das substâncias 6 e 8 identificadas na fase em diclorometano da madeira de *Schinopsis brasiliensis*



A substância **9** apresentou uma banda de absorção máxima no espectro de UV a 380 nm e uma banda menos intensa a 261 nm indicativas de chalcona. As chalconas apresentam espectros de UV característicos, com a banda I de absorção intensa entre 340-390 nm e uma banda II de menor intensidade entre 220-270 nm (FENG, HAO & LI, 2017). Esses dados aliados ao valor do íon desprotonado $[M-H]^-$ a m/z 271,0249 e aos fragmentos mostrados no espectro MS/MS a m/z 135,0233 (Figura 20, tabela 6) sugeriram ser buteína (OLIVEIRA *et al.*, 2017).

Figura 20. Espectros UPLC-DAD e MS/MS em modo negativo da substância 9 identificada na fase em diclorometano da madeira de *Schinopsis brasiliensis*



Dos 9 compostos fenólicos identificados na madeira de *S. brasiliensis* pelo método UHPLC-DAD-QTOF-MS/MS, apenas galato de metila (**1**) já havia sido identificado nas folhas desta espécie (FERNANDES *et al.*, 2015), porém esse é o primeiro relato da substância **1** na madeira desta espécie. As demais substâncias (2-9) estão sendo descritas pela primeira vez nesse vegetal.

De acordo com a literatura os flavonoides naringina (SOARES, 2005), quercetina (ALVES, 2007) eriodictiol (NARVÁEZ-MASTACHE, 2008) e canferol (PARK *et al.*, 2006) tem atividade antioxidantes comprovadas pelo método DPPH. Já em relação a atividade antimicrobiana, os compostos com essa capacidade são: galato de metila (NIJEVELDT, 2001; ZAIDI-YAHIAOUI, 2008), taxifolina (SHEVELEV *et al.*, 2020), buteína (CRUZ, 2011) e quercetina (MATSUDA *et al.*, 2004).

5 Considerações Finais

Os resultados apresentados neste estudo mostram que a madeira de *Schinopsis brasiliensis* Engl. possui atividades antioxidante, antimicrobiana, e teor de fenóis totais. As atividades apresentadas podem estar relacionadas à quantidade de substâncias fenólicas, principalmente taninos e flavonoides. Dentre as substâncias identificadas na fase em diclorometano apenas o galato de metila já foi relatado anteriormente nas folhas de *S. brasiliensis*. As demais substâncias são inéditas na espécie.

Com isso podemos concluir que estudar espécies nativas da caatinga, como a *S. brasiliensis* pode ser de grande atribuição para a área científica, tendo em vista que a braúna tem diversos compostos importantes, que podem ser utilizados de diversas maneiras de modo positivo para a sociedade.

REFERÊNCIAS

ADDISU, Shewangzaw. Effect of dietary tannin source feeds on ruminal fermentation and production of cattle; a review. **Online J. Anim. Feed Res**, v. 6, n. 2, p. 45-56, 2016. Acesso em: 19 mar. 2023.

ALVES, Clayton Queiroz et al. Avaliação da atividade antioxidante de flavonóides. **Diálogos & Ciência**, v. 12, p. 1-8, 2007. Acesso em: 11 fev. 2023.

AMORIM, Elba LC et al. A simple and accurate procedure for the determination of tannin and flavonoid levels and some applications in ethnobotany and ethnopharmacology. **Functional Ecosystems and Communities**, v. 2, n. 1, p. 88-94, 2008. Acesso em: 22 mar. 2023.

ANGELO, P. M.; Jorge, N. Compostos fenólicos em alimentos – Uma breve revisão. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, 66(1): 1-9, 2007. Disponível em: <<http://periodicos.ses.sp.bvs.br/pdf/rial/v66n1/v66n1a01.pdf>>. Acesso em: 02 nov. 2022.

BAHAR, M. et al. Plant-derived natural products in drug discovery and development: an overview. In: IKAN, R. (Org.). Selected topics in the chemistry of natural products. **Singapore: World Scientific Publishing Co**, 2008. Acesso em: 15 fev. 2023.

BAKER, Herbert G. The evolution of weeds. **Annual review of ecology and systematics**, v. 5, n. 1, p. 1-24, 1974. Acesso em: 19 fev. 2023.

BARRETO LINHARES, L.P.M.; PEREIRA, B.V.N.; DANTAS, M.K.G.; BEZERRA, W.M.D.S.; VIANA-MARQUES, D.D.A.; DE LIMA, L.R.A.; SETTE-DE-SOUZA, P.H. *Schinopsis brasiliensis* Engler—Phytochemical Properties, Biological Activities, and Ethnomedicinal Use: A Scoping Review. **Pharmaceuticals** 2022, 15, 1028. <https://doi.org/10.3390/ph15081028>. Acesso em: 21 jan. 2023.

BENITES, V. M.; MENDONÇA, E. S. Propriedades eletroquímicas de um solo eletropositivo influenciadas pela adição de diferentes fontes de matéria orgânica. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 22, p. 215-221, 1998. Acesso em: 06 abr. 2023.

BERG, J.M.T.; LUBERT, J. **Bioquímica**. 6.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 545p. 2008. Acesso em: 18 dez. 2023.

BIANCHI, L.; GERMINO, G. H.; SILVA, M. A. Adaptação das Plantas ao Déficit Hídrico. **Acta Iguazu, Cascavel**, v. 5, n. 4, p. 15-32, 2016. Acesso em: 02 abr. 2023.

BIRT, D. F.; HENDRICH, S.; WANG, W. Dietary agents in cancer prevention: flavonóides and isoflavonoids. *Pharmacology. Therapeutics.*, v. 90, p. 157-177, 2001. Acesso em: 24 mar. 2023.

BOUDET, A. M. Evolution and current status of research in phenolic compounds. *Phytochemistry*, v. 68, p. 22, 2007. Acesso em: 06 abr. 2023.

CARDOSO, M. P.; DAVID, J. M.; DAVID, J. P. n- Alquil e n-alquenil fenóis identificados de *Schinopsis brasiliensis* (ANACARDIACEAE). **Sociedade Brasileira de Química (SBQ)**, v. 1, p. 2–3, 2005. Acesso em: 12 jan. 2023.

CARDOSO, M.; DAVID, J.; DAVID, J. A new alkyl phenol from *Schinopsis brasiliensis*. **Nat. Prod. Res.** 2005, 19, 431–433. Acesso em: 17 nov. 2023.

CARDOSO, M.; LIMA, L.; DAVID, J.; MOREIRA, B.; SANTOS, E.; DAVID, J.; ALVES, C. A New Biflavonoid from *Schinopsis brasiliensis* (Anacardiaceae). **J. Braz. Chem. Soc.** 2015, 26, 1527–1531. Acesso em: 25 fev. 2023.

CARLINI, E. A. Plants and the Central Nervous System. **Pharmacology, Biochemistry and Behavior**, v. 75, n. 1, p. 501-512, 2003. Acesso em: 06 abr. 2023.

CARTAYA, O. Reseña bibliográfica Flavonoides: características químicas y aplicaciones. **Cultivos tropicales**, v. 22, n. 2, p. 5-14, 2013. Acesso em: 24 mar. 2023.

CARVALHO, Walter et al. Uma visão sobre a estrutura, composição e biodegradação da madeira. **Química nova**, v. 32, p. 2191-2195, 2009. Acesso em: 06 abr. 2023.

CHANG, T.-H. et al. Structure of a Heterotetrameric Geranyl Pyrophosphate Synthase from Mint (*Mentha piperita*) Reveals Intersubunit Regulation. **The Plant Cell Online**, v. 22, n. 2, p. 454–467, 2010. Acesso em: 23 mar. 2023.

CHAVES, T. P. et al. Atividade antimicrobiana das folhas de *Schinopsis brasiliensis* Engler. **Revista de Biologia e Farmácia**, v. 5, n. 2, p. 2011. Acesso em: 19 jan. 2023.

CHEN, H.; LI, M.; ZHANG, C.; DU, H.; SHAO, H.; FENG, Y.; ZHANG, W.; YANG, S. Isolation and Identification of the Anti-Oxidant constituents from *Loropetalum chinense* (R. Brown) Oliv. Based on UHPLC–Q-TOF-MS/MS. **Molecules**, v. 23, p. 1720, 2018. Acesso em: 08 abr. 2023.

CORADIN, V. T. R.; CAMARGOS, J. A. A. A estrutura anatômica da madeira e princípios para a sua identificação. **Brasília: Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos**, v. 28, 2002. todos do dia. Acesso em: 24 mar. 2023.

CORDÃO, Maiza Araújo et al. Taninos e seus efeitos na alimentação animal–Revisão bibliográfica. **Pubvet**, v. 4, p. Art. 924-930, 2010. Acesso em: 13 out. 2023.

COSTA , A. F. Farmacognosia. **Lisboa: Fundação Calouste Gulbenkian**, 2^a Ed., v. III, 1982

CRUZ, Ritiel Corrêa da et al. Compostos fenólicos e atividade antimicobacteriana das folhas de *Ficus benjamina* L. e *Ficus luschnathiana* (Miq.) Miq. 2011. Acesso em: 22 dez. 2023.

DA SILVA, Lucas Giroto Lagreca. Competição química entre plantas. **Laboratório de Anatomia Vegetal**, p. 152. 2022. Acesso em: 18 fev. 2023.

DE ARAUJO FILHO, J. C. Relação solo e paisagem no Bioma Caatinga. 2011. Acesso em: 06 abr. 2023.

DE MOURA, Katiele Dobler; WALKER, Gilmar Antônio; TRINDADE, Claudio Rogério. CAATINGA. **Mostra Interativa da Produção Estudantil em Educação Científica e Tecnológica**, 2017. Acesso em: 25 abr. 2023.

DE OLIVEIRA, Geane Pereira et al. Isolation and structure elucidation of flavonoids from *Amburana cearensis* resin and identification of human DNA topoisomerase II- α inhibitors. **Phytochemistry letters**, v. 22, p. 61-70, 2017. Acesso em: 22 de jan. 2023.

DE REZENDE, Fernanda Mendes et al. Vias de síntese de metabólitos secundários em plantas. **Laboratório de Ensino de Botânica**, v. 93, 2016.

DEWICK, P. M. Medicinal natural products biosynthetic approach. **Chichester: Wiley**, 2009

DONATI, M.; MONDIN, A.; CHEN, Z.; MIRANDA, F.; DO NASCIMENTO, B.; SCHIRATO, G.; PASTORE, P.; FROLDI, G. Radical scavenging and antimicrobial activities of *Croton zehntneri*, *Pterodon emarginatus* and *Schinopsis brasiliensis* essential oils and their major constituents: Estragole, trans-anethole, β -caryophyllene and myrcene. **Nat. Prod. Res.** 2014, 29, 939–946. Acesso em: 02 abr. 2023.

DOS SANTOS C, VARGAS A, FRONZA N, et al. Structural, textural and morphological characteristics of tannins from *Acacia mearnsii* encapsulated using sol-gel methods: Applications as antimicrobial agents. **Colloids Surfaces B Biointerfaces.** 2017;151:26– 33. Acesso em: 29 jan. 2023.

ESCOBAR-AVELLO, Danilo et al. Phenolic profile of grape canes: Novel compounds identified by lc-esi-ltq-orbitrap-ms. **Molecules**, v. 24, n. 20, p. 3763, 2019. Acesso em: 02 abr. 2023.

FABRICANTE JR, ARAÚJO KCT, ANDRADE LA, FERREIRA JVA. Invasão biológica de *Artocarpus heterophyllus* Lam. (Moraceae) em um fragmento de Mata Atlântica no Nordeste do Brasil: impactos sobre a fitodiversidade e os solos dos sítios invadidos. **Acta Bot Bras.** 2012 Fev;26(2):39407. Acesso em: 22 de jan. 2023.

FELIPE, L. O; BICAS, J. L. Terpenos, aromas e a química dos compostos. **Química Nova na Escola**, v. 39, n. 02, p. 120-130. Acesso em: 29 mar. 2023.

FENG, W.; HAO, Z.; LI, M.. **Isolation and structure identification of flavonoids. Flavonoids, from biosynthesis to human health**/Ed. by Justino GC Intech Open, p. 17-43, 2017. Acesso em: 02 abr. 2023.

FENGEL, D.; STOLL, M. Crystals of cellulose grown from TFA solution. **Wood science and technology**, v. 23, n. 1, p. 85-94, 1989. Acesso em: 18 fev. 2023.

FERNANDES, F.H.A.; BATISTA, R.S.d.A.; DE MEDEIROS, F.D.; SANTOS, F.S.; MNEDEIROS, A.C.D. Development of a rapid and simple HPLC-UV method for determination of gallic acid in *Schinopsis brasiliensis*. **Rev. Brasileira de Farmacognosia**, v. 25, p. 208–211, 2015. Acesso em: 05 dez. 2022.

FLORSHEIM, Sandra Monteiro Borges et al. Identificação macroscópica de madeiras comerciais do estado de São Paulo. **Governo do Estado de São Paulo**, 2020. Acesso em: 26 fev. 2023.

GARIGLIO, A.M., SAMPAIO, E.VOL.S.B; CESTARO, L.A; KAGEYAMA, P.Y;Uso sustentável e conservação dos recursos florestais da caatinga. **Brasília: Serviço Florestal Brasileiro**, p.368, 2010. Acesso em: 02 abr. 2023.

GONZAGA, Taciana Walesca Cruz et al. Crioconservação de sementes de aroeira (*Astronium urundeuva* Engl.), e baraúna (*Schinopsis brasiliensis* Engl.). **Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais**, v. 5, n. 2, p. 145-154, 2003. Acesso em: 15 fev. 2023.

GRABBER, J. H. How do lignin composition, structure, and cross-linking affect degradability? A review of cell wall model studies. **Crop Science Society of America**, v. 45, p. 820-831, 2005. Acesso em: 24 mar. 2023.

GRASEL FS, MARCELO MCA, FERRÃO MF. A non-destructive, rapid and inexpensive methodology based on digital images for the classification of natural tannin extracts. **RSC Adv.** [Internet]. 2016;6:32358–32364. Available from: <http://xlink.rsc.org/?DOI=C6RA00900J>. Acesso em: 14 de jan de 2023

HABERMEHT, G. G.; FLIEGNER, W. Terpenes and theirs biological revevance. In: Atta-urRAHMAN, A. (Org.). Studies in natural products chemistry: structure and chemistry (Part F). [S.l.]: **Elsevier**, 1998. p. 3. Acesso em: 24 mar. 2023.

KERBAUY, G. B. Fisiologia Vegetal. **Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan S.A.**, 470p, 2004. Acesso em: 29 mar. 2023.

KHANBABAEE, R.; van REE, T. Tannins: Classification and definition. **Natural Product Reports**, v. 18, p. 641, 2001. Acesso em: 04 mar. 2023.

LEAL, I.R., J.M.C. SILVA, M. TABARELLI & T. LACHER. 2005. Mudando o curso da conservação da biodiversidade na Caatinga do Nordeste do Brasil. **Megadiversidade 1**: 139–146. Acesso em: 09 mar. 2023.

LIMA-SARAIVA, S.; OLIVEIRA, F.; JUNIOR, R.; ARAÚJO, C.; OLIVEIRA, A.; PACHECO, A.; ROLIM, L.; AMORIM, E.; CÉSAR, F.; ALMEIDA, J. Chemical Analysis and Evaluation of Antioxidant, Antimicrobial, and Photoprotective Activities of *Schinopsis brasiliensis* Engl. (Anacardiaceae). **Sci. World J.** 2017, 2017, 1713921. Acesso em: 29 jan. 2023.

Lista Vermelha de Ameaça da Flora Brasileira 2014 do CNCFlora. **CNCFlora**, 2014. Disponível em: <http://www.cncflora.jbrj.gov.br/>. Acesso em: 14 de jan de 2023.

LOPES BANDEIRA DELMIRO SANTANA, Andréa. Estudo químico, Antitermítico e Antifúngico da madeira de lei *Anadenanthera colubrina* (Vell.) Brenan var-cebril (Griseb) von Reis Alt.(Angico-de-Caroço). 2011. Acesso em: 25 abr. 2023.

LUZ, L.D.R.; PORTO, D.D.; CASTRO, C.B.; SILVA, M.F.S.; FILHO, E.D.G.A.; CANUTO, K.M.; DE BRITO, E.S.; BECKER, H.; PESSOA, C.D.; ZOCCOLO, G.J. Metabolomic profile of *Schinopsis brasiliensis* via UPLC-QTOF-MS for identification of biomarkers and evaluation of its cytotoxic potential. **J. Chromatogr. B** 2018, 1099, 97–109. Acesso em: 08 abr. 2023.

MARTINS CR, HAY JV, WALTER BMT, PROENÇA CEB, VIVALDI LJ. Impacto da invasão e do manejo do capim-gordura (*Melinis minutiflora*) sobre a riqueza e biomassa da flora nativa do Cerrado sentido restrito. **Rev Bras Bot.** 2011 Jan;34(1):73-90. Acesso em: 02 abr. 2023.

MATSUDA, M.M., RAMBERT, J., MALVY, D., BOISSEAU, H.L., DAULOUÉDE, S., THIOLAT, D., COVES, S., COURTOIS, P., VINCENDEAU, P., MOSSALAYI, D. (2004). Quercetin Induces Apoptosis of *Trypanosoma brucei* gambiense and Decreases the Proinflammatory Response of Human Macrophages. **Antimicrobial Agents and Chemotherapy**, 48(3), pp. 924 – 929. Acesso em: 18 fev. 2023.

MAIRESSE, Luiz Alberto Silveira et al. **Avaliação da bioatividade de extratos de espécies vegetais, enquanto excipientes de aleloquímicos**. 2005. Tese de Doutorado. Universidade Federal de Santa Maria. Acesso em: 25 abr. 2023.

MCMURRY, J. 7º Ed. Química Orgânica - Combo. **São Paulo: Cengage Learning**, 2011. 1344 p. Acesso em: 29 mar. 2023.

MOREIRA, B.O.; VILAR, V.L.S.; DE ALMEIDA, R.N.S.; MORBECK, L.L.B.; ANDRADE, B.S.; BARROS, R.G.M.; NEVES, B.M.; DE CARVALHO, A.L.; CRUZ, M.P.; YATSUDA, R.; et al. New dimer and trimer of chalcone derivatives from anti-inflammatory and antinociceptive extracts of *Schinopsis brasiliensis* roots. **J. Ethnopharmacol.** 2022, 289, 115089. Acesso em: 16 mar. 2023.

NARVÁEZ-MASTACHE JM, NOVILLO F, DELGADO G. Antioxidant aryl-prenylcoumarin, flavan-3-ols and flavonoids from *Eysenhardtia subcoriacea*. **Phytochemistry**. 2008 Jan;69(2):451-6. Acesso em: 02 mar. 2023.

NIJEVELDT, R. et al. Flavonoids: a review of probable mechanisms of action and potential applications. **American Journal of Clinical Nutrition**, v.74, n.4, p.418- 425, 2001. Acesso em: 29 fev. 2023.

O que é Farmacognosia?. **Sociedade Brasileira de Farmacognosia**, 2009. Disponível em: <http://www.sbfognosia.org.br/>. Acesso em: 22 de jan. 2023.

PARK, J. S. et al. Enzymatic preparation of kaempferol from green tea seed and its antioxidant activity. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 54, n. 8, p. 2951-2956, 2006. Acesso em: 18 fev. 2023.

PAULA-JUNIOR, W. et al. Leishmanicidal, antibacterial and antioxidant activities of Caryocar brasiliense Cambess leaves hydroethanolic extract. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.16, p.625-30, 2006. Acesso em: 29 mar. 2023.

PELZER, E. L. et al. Acute and chronic Antiinflammatory effects of plant flavonoids. **II Farmaco**. v. 53, p. 421-424, 1998. Acesso em: 24 mar. 2023.

PEREIRA, Paulo Sérgio da Silva. **Prospecção química e avaliação da atividade antimicrobiana do extrato etanólico das folhas de *schinopsis brasiliensis* engl.** 2019. Trabalho de Conclusão de Curso. Brasil. Acesso em: 22 mar. 2023.

PÉREZ-URRIA CARRIL, Elena; ÁVALOS GARCÍA, Adolfo. Metabolismo secundario de plantas. 2009. Acesso em: 29 mar. 2023.

PRAKASHKUMAR, N.; SIVAMARUTHI, B. S.; CHAIYASUT, C.; SUGANTHY, N. Decoding the Neuroprotective Potential of Methyl Gallate-Loaded Starch Nanoparticles against Beta Amyloid-Induced Oxidative Stress-Mediated Apoptosis: An In Vitro Study. **Pharmaceutics**, v. 13, p. 299-323, 2021. Acesso em: 24 jan. 2023.

QUEIROZ, Carla Regina Amorim dos Anjos; MORAIS, Sérgio Antônio Lemos de; NASCIMENTO, Evandro Afonso do. Caracterização dos taninos da aroeira-preta (*Myracrodruon urundeuva*). **Revista Árvore**, v. 26, p. 485-492, 2002. Acesso em: 14 nov. 2022.

RAVEN, P.H.; EICHHORN, S.E.; EVERT, R.F. **Biologia Vegetal**. 8ª Edição. Guanabara Koogan, 867p, 2014. Acesso em: 12 out. 2022.

SÁNCHEZ-MARTÍN J, BELTRÁN-HEREDIA J, COCO-RIVERO B. New lab-made coagulant based on *Schinopsis balansae* tannin extract: synthesis optimization and preliminary tests on refractory water pollutants. **Appl. Water Sci.** [Internet]. 2014;4:261–271. Available from: <http://link.springer.com/10.1007/s13201-013-0141-y>. Acesso em: 29 mar. 2023.

SARAIVA, A. M. et al. Atividade antimicrobiana e sinérgica das frações das folhas de *Schinopsis brasiliensis* Engl. frente a clones multirresistentes de *Staphylococcus aureus*. **Revista Brasileira de Plantas Medicinai**s, v. 15, p. 199-207, 2013. Acesso em: 02 abr. 2023.

SARAIVA, A.; COUTINHO, F.; DA SILVA, R.; RANDAU, K.; XAVIER, H.; PISCIOTTANO, M. Atividade antimicrobiana de polifenóis isolados das folhas de *Schinopsis brasiliensis* (Engl.) guiado por bioautografia. **Rev. Fitos** 2021, 14, 10–25. Acesso em: 06 mar. 2023.

SARAIVA, Antonio Marcos et al. **Atividade antimicrobiana de polifenóis isolados das folhas de *Schinopsis brasiliensis* (Engl.) guiado por bioautografia**. 2020. Acesso em: 06 abr. 2023.

SAXENA, R.K.; SHARMILA, P.; SINGH, V.P. Microbial degradation of tannins, **Science Direct**. p.259-270, 1995. Acesso em: 15 mar. 2023.

SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; ATHAYDE, M. L. Saponinas. In: SIMÕES, C. M.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; MELLO, J. C. P.; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. Porto Alegre: Ed. UFRGS/Ed. UFSC, 2001. p. 597-619. Acessado em: 19 mar. 2023.

SCHINOPSIS ENGL. **Flora e Funga do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 2020. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB4395>>. Acesso em: 29 mar. 2023.

SENA, Antonia Eliane Costa; DA SILVA, Ketlen Luiza Costa; DE ARAUJO MARQUES, Ricardo. Análise experimental de Humirianthera ampla: testando positividade para alcaloides. **Scientia Naturalis**, v. 1, n. 1, 2019. Acesso em: 22 out. 2022.

SEYFFARTH, J. A. C.; RODRIGUES, V. s. Impactos da seca sobre a biodiversidade da Caatinga. **Parc. Estrat.** Brasília-DF. v. 22, n. 44, p. 41-62, 2017. Acesso em: 29 mar. 2023.

SHEVELEV, A. B. et al. In Vivo antimicrobial and wound-healing activity of resveratrol, dihydroquercetin, and dihydromyricetin against *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, and *Candida albicans*. **Pathogens**, v. 9, n. 4, p. 296, 2020. Acesso em: 14 dez. 2023.

SILVA, M. et al. Plantas medicinais—conhecendo e valorizando os recursos naturais da Caatinga, no alto do Capibaribe. **Proceedings of the XIII Jornada de Ensino, Pesquisa e Extensão da UFRPE—JEPEX**, Recife, Brazil, p. 9-13, 2013. Acesso em: 09 out. 2022.

SILVA, Rayane Patrícia et al. Susceptibilidade de extratos vegetais de *Schinopsis brasiliensis* Engl. frente a *Pseudomonas* spp. **III Simpósio de Engenharia de Alimentos–SIMEALI: interdisciplinaridade e inovação na Engenharia de Alimentos**, 2019. Acesso em: 01 abr. 2023.

SILVA, Gabriela Thomaz da. Influência do efeito de borda sobre a herbivoria e a composição química de *miconia cabucu hoehne* (melastomataceae) em diferentes estágios de desenvolvimento em um remanescente de floresta ombrófila densa do Parque Estadual da Serra Furada, **Orleans**, SC. 2013. Acesso em: 25 abr. 2023

SIMÕES, C. et al. Farmacognosia da planta ao medicamento. 2ª ed. rev. **Porto Alegre/ Florianópolis: Ed Universidade /UFRGS/ Ed. Universidade/ UFSC**, 2000. Acesso em: 24 mar. 2023.

SOARES, Daniele Grazziotin; ANDREAZZA, Ana Cristina; SALVADOR, Mirian. Avaliação de compostos com atividade antioxidante em células da levedura *Saccharomyces cerevisiae*. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v. 41, p. 95-100, 2005. Acesso em: 12 mar. 2023.

SOUZA FILHO, A. P. S.; ALVES, S. M. **Alelopatia: princípios básicos e aspectos gerais**. **Belém: Embrapa Amazônia Oriental**, 2002. 260 p. Acesso em: 19 jan. 2023.

SOUZA, P. H. S. **Potencial de extratos da *Schinopsis brasiliensis* Engl. para desenvolvimento de produtos odontológicos**. 2015. 137 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Odontologia, Universidade Estadual da Paraíba, Campina Grande/PB, 2015. Acesso em: 29 mar. 2023.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Plant physiology**. 4. ed. Sunderland, Massachusetts: Sinauer Associates Inc., 2006. Acesso em: 02 abr. 2023.

TRUGILHO, Paulo Fernando; LIMA, José Tarcísio; MENDES, Lourival Marin. Influência da idade nas características físico-químicas e anatômicas da madeira de *Eucalyptus saligna*. **Cerne**, v. 2, n. 1, p. 94-111, 1996. Acesso em: 18 fev. 2023.

VIEGAS JÚNIOR, Cláudio. Terpenos com atividade inseticida: uma alternativa para o controle químico de insetos. **Química Nova**, v. 26, p. 390-400, 2003. Acesso em: 19 mar. 2023.

VIEIRA, L. M. et al. Fenóis totais, atividade antioxidante e inibição da enzima tirosinase de extratos de *Myracrodruon urundeuva* Fr. All.(Anacardiaceae). **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, v. 17, p. 521-527, 2015. Acesso em: 25 mar. 2023.

WILLIAMSON M. Biological Invasions. **London: Chapman e Hall**;1996. Acesso em: 19 mar. 2023.

WILLIAMSON MH, FITTER A. The characters of successful invaders. **Biol Conserv.** 1996;78:163-170. Acessado em: 19 mar. 2023.

WINA, E.; MUETZEL, S.; BECKER, K. The Impact of saponins or saponin-containing plant materials on ruminant productions: A review. **Journal of Agricultural and Food Chemistry, Washington**, v.53, p.8093-8105, 2005. Acesso em: 25 mar. 2023.

WYKOWSKI, R. SAPONINAS: UMA PROMESSA DA CIÊNCIA CONTRA O CÂNCER. **UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL**, p. 58, 2012. Acesso em: 25 mar. 2023.

YAO, L. H. et al. Flavonoids in Food and their Health Benefits. **Plant Food for Human Nutrition**. v. 59, p. 113-122, 2004. Acesso em: 24 mar. 2023.

ZAIDI-YAHIAOUI, R.; ZAIDI, F.; BESSAI, A.A. Influence of gallic and tannic acids on enzymatic activity and growth of *Pectobacterium chrysanthemi* (*Dickeya chrysanthemi* bv. *chrysanthemi*). **African Journal Biotechnology**, v.7, n.4, p.482-6, 2008 Acessado em: 12 mar. 2023.

ZIECH, RQ de S. **Características tecnológicas da madeira de cedro australiano (*Toona ciliata* M. Roem) produzida no sul do Estado de Minas Gerais**. 2008. Tese de Doutorado. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia da Madeira) Universidade Federal de Lavras, Lavras. 91p. Acessado em: 19 mar. 2023.

ZILLER SR. Plantas exóticas invasoras: A ameaça da contaminação biológica. **Ciência Hoje**.2001 Dez;30(178):77-79. Acessado em: 25 mar. 2023.

ZUANAZZI, J. A. S.; MONTANHA, J. A. Flavonóides. In: SIMÕES, C. M. O. et al. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. 5ª Ed. Porto Alegre/ Florianópolis: Ed. da UFRGS/ UFSC, 2004, Cap. 23, p. 577-614. Acessado em: 24 mar. 2023.