

INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA
GOIANO - CÂMPUS RIO VERDE PROGRAMA DE
PÓS-GRADUAÇÃO EM BIODIVERSIDADE E CONSERVAÇÃO

CARACTERÍSTICAS ANATÔMICAS, HISTOQUÍMICAS E
FITOQUÍMICAS DE *Cybistax antisyphilitica* (Mart.) Mart.
(Bignoniaceae)

Autora: Ludmylla Borges Gonçalves
Orientador: Dr. Sebastião Carvalho Vasconcelos Filho
Coorientadora: Pós Dra. Valdneá Casagrande Dalvi

RIO VERDE - GO
MARÇO DE 2022

INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA
GOIANO - CÂMPUS RIO VERDE PROGRAMA DE
PÓS-GRADUAÇÃO EM BIODIVERSIDADE E CONSERVAÇÃO

CARACTERÍSTICAS ANATÔMICAS, HISTOQUÍMICAS E
FITOQUÍMICAS DE *Cybistax antisiphilitica* (Mart.) Mart.
(Bignoniaceae)

Autora: Ludmylla Borges Gonçalves
Orientador: Dr. Sebastião Carvalho Vasconcelos Filho
Coorientadora: Pós Dra. Valdneá Casagrande Dalvi

Dissertação apresentada como parte das exigências para obtenção do título de MESTRE EM BIODIVERSIDADE E CONSERVAÇÃO no Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Conservação do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano – Campus Rio Verde - Área de Concentração: Conservação dos Recursos Naturais.

Rio Verde - GO
Março de 2022

INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA
GOIANO - CÂMPUS RIO VERDE PROGRAMA DE
PÓS-GRADUAÇÃO EM BIODIVERSIDADE E CONSERVAÇÃO

CARACTERÍSTICAS ANATÔMICAS, HISTOQUÍMICAS E
FITOQUÍMICAS DE *Cybistax antisiphilitica* (Mart.) Mart.
(Bignoniaceae)

Autora: Ludmylla Borges Gonçalves
Orientador: Dr. Sebastião Carvalho Vasconcelos Filho

TITULAÇÃO: Mestre em Biodiversidade e Conservação –
Área de Concentração Conservação dos Recursos Naturais

RIO VERDE - GO
Março de 2022

Sistema desenvolvido pelo ICMC/USP
Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema Integrado de Bibliotecas - Instituto Federal Goiano

BG635c BORGES GONÇALVES, LUDMYLLA
CARACTERÍSTICAS ANATÔMICAS, HISTOQUÍMICAS E
FITOQUÍMICAS DE *Cybistax antisyphilitica* (Mart.) Mart.
(Bignoniaceae) / LUDMYLLA BORGES GONÇALVES;
Orientador Sebastião Carvalho Vasconcelos Filho ;
co-orientadora Valdneá Casagrande Dalvi. -- Rio Verde, 2022.
45 p.

Dissertação (Mestrado em PROGRAMA DE PÓS-
GRADUAÇÃO EM BIODIVERSIDADE E CONSERVAÇÃO) --
Instituto
Federal Goiano, Campus Rio Verde, 2022.

1. Ipê Verde. 2. metabólitos secundários. 3. estruturas secretoras. I.
Carvalho Vasconcelos Filho, Sebastião , orient. II. Casagrande Dalvi,
Valdneá, co-orient. III. Título.

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

Com base no disposto na Lei Federal nº 9.610, de 19 de fevereiro de 1998, AUTORIZO o Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano a disponibilizar gratuitamente o documento em formato digital no Repositório Institucional do IF Goiano (RIIF Goiano), sem ressarcimento de direitos autorais, conforme permissão assinada abaixo, para fins de leitura, download e impressão, a título de divulgação da produção técnico-científica no IF Goiano.

IDENTIFICAÇÃO DA PRODUÇÃO TÉCNICO-CIENTÍFICA

- | | |
|--|---|
| <input type="checkbox"/> Tese (doutorado) | <input type="checkbox"/> Artigo científico |
| <input checked="" type="checkbox"/> Dissertação (mestrado) | <input type="checkbox"/> Capítulo de livro |
| <input type="checkbox"/> Monografia (especialização) | <input type="checkbox"/> Livro |
| <input type="checkbox"/> TCC (graduação) | <input type="checkbox"/> Trabalho apresentado em evento |

Produto técnico e educacional - Tipo:

Nome completo do autor:

LUDMYLLA BORGES GONÇALVES

Matrícula:

2020102310840101

Título do trabalho:

CARACTERÍSTICAS ANATÔMICAS, HISTOQUÍMICAS E FITOQUÍMICAS DE *Cybistax antisiphilitica* (Mart.)
Mart. (Bignoniaceae)

RESTRIÇÕES DE ACESSO AO DOCUMENTO

Documento confidencial: Não Sim, justifique:

Informe a data que poderá ser disponibilizado no RIIIF Goiano: / /

O documento está sujeito a registro de patente? Sim Não

O documento pode vir a ser publicado como livro? Sim Não

DECLARAÇÃO DE DISTRIBUIÇÃO NÃO-EXCLUSIVA

O(a) referido(a) autor(a) declara:

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

RIO VERDE/GO

Local

/ /

Data

Ludmylla Borges Gonçalves

Assinatura do autor e/ou detentor dos direitos autorais

Ciente e de acordo:

Sérvio C. V. Filho

Assinatura do(a) orientador(a)

Assinatura do(a) orientador(a)



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
SECRETARIA DE EDUCAÇÃO PROFISSIONAL E TECNOLÓGICA
INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA GOIANO

Documentos 37/2022 - NREPG-RV/CPG-RV/DPGPI-RV/CMPRV/IFGOIANO

CARACTERÍSTICAS ANATÔMICAS, HISTOQUÍMICAS E FITOQUÍMICAS DE *Cybistax
antisyphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae)

Autora: Ludmylla Borges Gonçalves
Orientador: Prof. Dr. Sebastião Carvalho Vasconcelos Filho

TITULAÇÃO: Mestre em Biodiversidade e Conservação - Área de Concentração Conservação dos
Recursos Naturais

APROVADA em 28 de março de 2022.

Prof.^a Dr.^a Jaqueline Martins
Vasconcelos
Avaliadora externa - UNIR / Porto
Velho

Dr. Arthur Almeida Rodrigues
Avaliador externo - IF Goiano /
Rio Verde

Prof. Dr. Sebastião Carvalho Vasconcelos Filho
Presidente da Banca - IF Goiano / Rio Verde

Documento assinado eletronicamente por:

- Arthur Almeida Rodrigues, Arthur Almeida Rodrigues - Professor Avaliador de Banca - Instituto Federal Goiano - Campus Rio Verde (10651417000500), em 06/04/2022 08:29:49.
- Jaqueline Martins Vasconcelos, Jaqueline Martins Vasconcelos - Professor Avaliador de Banca - Instituto Federal Goiano - Campus Rio Verde (10651417000500), em 05/04/2022 21:17:31.
- Sebastião Carvalho Vasconcelos Filho, PROFESSOR ENS BASICO TECN TECNOLOGICO, em 02/04/2022 16:49:19.

Este documento foi emitido pelo SUAP em 14/03/2022. Para comprovar sua autenticidade, faça a leitura do QRCode ao lado ou acesse <https://suap.ifgoiano.edu.br/autenticar-documento/> e forneça os dados abaixo:

Código Verificador: 366805
Código de Autenticação: 024b0ce7a8



INSTITUTO FEDERAL GOIANO
Campus Rio Verde
Rodovia Sul Goiana, Km 01, Zona Rural, None, RIO VERDE / GO, CEP 75901-970
(64) 3620-5600

AGRADECIMENTOS

Ao meu orientador que não mediu esforços durante esse período do mestrado e tanto me ensinou sendo sempre paciente.

Aos professores do Mestrado em Biodiversidade e Conservação de Rio Verde, Goiás, pelo interesse e esforços em prol da pesquisa e crescimento de cada acadêmico da instituição mesmo em meio a pandemia.

Ao João Mineiro que com seu conhecimento popular sobre as plantas me instigou a tornar científico o conhecimento desta espécie.

A Carla Cristina que me motivou e não me deixou desistir sendo sempre um admirável apoio, compreendendo minha ausência, e me acolhendo nos dias difíceis durante essa caminhada.

Aos meus pais que sempre me ensinaram a jamais cessar a busca pelo conhecimento e aprendizagem.

Aos meus colegas de mestrados e bolsistas que me auxiliaram durante a pesquisa em laboratório.

Acima de tudo, a Deus que com sua presença em todos os momentos desta pesquisa tornou tudo possível diante das minhas capacidades.

BIOGRAFIA DA AUTORA

Ludmylla Borges Gonçalves, natural da cidade de Rio Verde, Goiás, nascida no ano de 1987, filha de Braz Lemes Gonçalves e Mãe Marta Lúcia Borges. Iniciou sua formação acadêmica no curso de Farmácia e Bioquímica pela Universidade de Rio Verde Goiás – FESURV, no ano de 2012. Iniciou o mestrado em Biodiversidade e Conservação no ano de 2020 no Instituto Federal De Educação, Ciência E Tecnologia Goiano – IFGoiano no campus Rio Verde Goiás, o qual concluiu no ano de 2022.

ÍNDICE

	PÁGINA
ÍNDICE DE TABELAS	XI
ÍNDICE DE FIGURAS	XII
LISTA DE SIMBOLOS, SIGLAS, ABREVIACÕES E UNIDADES	XV
RESUMO	1
1. INTRODUÇÃO	3
2. REVISÃO DE LITERATURA	5
2.1 <i>CYBISTAX ANTISYPHILITICA</i> (MART.) MART.	5
2.2 ATIVIDADES BIOLÓGICAS	6
2.3 ESTRUTURA SECRETORAS	8
3. OBJETIVO	10
3.1 OBJETIVO GERAL	10
3.2 OBJETIVO ESPECÍFICO	10
4. MATERIAL E MÉTODOS	11
4.1 MATERIAL VEGETAL.....	11
4.2 CARACTERIZAÇÃO ANATÔMICA	11
4.3 CARACTERIZAÇÃO HISTOQUÍMICA.....	12
4.4 ANÁLISES FITOQUÍMICAS	13
4.4.1 <i>Produção do extrato hidroetanólico</i>	13
4.4.2 <i>Parâmetros organolépticos e prospecção fitoquímica</i>	13
4.4.3 <i>Determinação do conteúdo de fenólicos, taninos e flavonoides totais</i>	14
4.4.4 <i>Atividade antioxidante</i>	14
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	16
5.1 ANATOMIA FOLIAR	16
5.2 HISTOQUÍMICA DAS FOLHAS	19
5.3 ANATOMIA DA CASCA DA ESPÉCIE <i>C. ANTISYPHILITICA</i> (MART.) MART.	23
5.4 HISTOQUÍMICA DA CASCA DA ESPÉCIE <i>C. ANTISYPHILITICA</i> (MART.) MART.	24
5.5 FITOQUÍMICA.....	27
6. CONCLUSÃO	31

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... 32

ÍNDICE DE TABELAS

	Página
Tabela 1. Testes histoquímicos utilizados para caracterizar os grupos de metabólitos nas folhas e cascas de <i>C. antisiphilitica</i> (Mart.) Mart.	12
Tabela 2. Testes fitoquímicos utilizados para identificar os metabólitos secundários em extratos das folhas e cascas de <i>C. antisiphilitica</i> (Mart.) Mart.	15
Tabela 3. Prospecção fitoquímica qualitativa dos extratos da casca com floema e foliar de <i>C. antisiphilitica</i> (Mart.) Mart.	28
Tabela 4. Parâmetros físico-químicos, conteúdo de compostos fenólicos, flavonóides e taninos totais e atividade antioxidante para o extrato hidroetanólico da casca com floema e foliar de <i>C. antisiphilitica</i> (Mart.) Mart.	30

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
<p>Figura 1 - Diafanização das folhas de <i>C. antisiphilitica</i> (Mart.) Mart. (Bignoniaceae), coradas com Safranina 1%: a – face adaxial da epiderme; b – face abaxial da epiderme, hipoestomática; c – detalhe de um tricoma peltado; d – detalhes dos estômatos restritos a face abaxial. Es: estômatos, Tr: tricoma.</p>	17
<p>Figura 2 - Cortes transversais de folha de <i>C. antisiphilitica</i> (Mart.) Mart. (Bignoniaceae). Micrografias da esquerda de cortes sem coloração. Micrografias da direita de cortes corados com Azul de Toluidina: a até d – detalhes da nervura principal com feixe vascular do tipo colateral com bainha de fibras e colênquima do tipo angular; e,f – região entre nervuras constituída de epiderme simples em ambas as faces, hipoestomática, tricomas peltados em depressão da epiderme na face abaxial, parênquima clorofiliano heterogêneo do tipo dorsiventral. Co: colênquima, Ep Ab: epiderme abaxial, Ep Ad: epiderme adaxial, Fi: fibras, Fl: floema, Pa: parênquima, PE: parênquima esponjoso, PP: parênquima paliçádico, Tr: tricoma, Xi: xilema.</p>	19
<p>Figura 3 - Cortes transversais de folhas de <i>C. antisiphilitica</i> (Mart.) Mart. (Bignoniaceae) submetidos aos testes histoquímicos para compostos fenólicos: a, b – método do Cloreto de Ferro III: os compostos fenólicos totais coram de marrom a negro em células epidérmicas e algumas células parenquimáticas; c, d – método do Dicromato de Potássio: compostos fenólicos totais coram de castanho avermelhado em células epidérmicas; e, f – Cloreto de Alumínio em luz Ultravioleta: flavonoides emitem fluorescência secundária</p>	

amarelo-esverdeado em células epidérmicas, a fluorescência avermelhada nas células do parênquima clorofiliano está associada a presença de terpenos.21

Figura 4 - Cortes transversais de folhas de *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae) submetidos aos testes histoquímicos para óleos essenciais, oleorresinas e alcalóides : a, b – reagente de NADI: terpenos coram de azul (óleos essenciais) em algumas células parenquimáticas e adquirem coloração violeta quando ocorrem misturas de óleos essenciais e oleorresinas no parênquima clorofiliano; c, d – reagente de Wagner: alcaloides coram de castanho avermelhado.22

Figura 5 - Cortes transversais da casca de *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae): a - corte sem coloração; b até d - Micrografias de cortes corados com Azul de Toluidina: b – detalhes da periderme; c – floema secundário; d – detalhes do floema secundário com célula contendo cristais do tipo ráfide. Cr: Córtex, Ec: elemento de tubo crivado, Fd: feloderme, Fe: felogênio, Fd: fibroesclereídeo , PA: parênquima axial, PR: parênquima radial, Su: súber, (*): cristais do tipo ráfide.24

Figura 6 - Cortes transversais da casca de *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae) submetidos aos testes histoquímicos para compostos fenólicos: a, b – método do Cloreto de Ferro III: os compostos fenólicos totais coram de marrom a negro no súber e algumas células parenquimáticas; c, d – método do Dicromato de Potássio: compostos fenólicos totais coram de castanho avermelhado algumas células parenquimáticas; e, f – Cloreto de Alumínio em luz Ultravioleta: fenólicos emitem fluorescência secundária amarelo-esverdeado na parede celular de fibroesclereídeos e células do súber.25

Figura 7 - Cortes transversais da casca de *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae) submetidos aos testes histoquímicos para óleos essenciais, oleorresinas e alcalóides : a, b – reagente de NADI: terpenos coram de azul (óleos essenciais) em células

parenquimáticas do córtex e do floema secundário; c, d – reagente de Wagner: alcaloides coram de castanho avermelhado em algumas células do súber e parenquimáticas, o reagente também marcou a parede celular de fibroescléídeos.26

Figura 8 - Extratos hidroetanólicos foliar e da casca com floema de *C. antisiphylitica*.

Fonte: Autores,
2021.27

LISTA DE SIMBOLOS, SIGLAS, ABREVIACOES E UNIDADES

SIMBOLO OU SIGLA	SIGNIFICADO	UNIDADE
IFGoiano	Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano	
μm	Micrometro	
m	Metros	
cm^2	Centímetros ao quadrado	
M	Mols	
%	Porcentagem	
pH	Potencial Hidrogeniônico	
$^{\circ}\text{C}$	Grau Celsius	
v/v	Porcentagem em Volume	
h	Hora	
L	Litro	
mL	Mililitro	
g	Gramas	
mg	Miligramas	
μg	Micrograma	
μL	Microlitro	
\pm	Mais ou Menos	
β	Beta	
UV- <i>Vis</i>	Espectrofotometria Luz Ultravioleta	
BHT	Hidroxitolueno Butilado	
R^2	Coeficiente de Determinação	
DPPH	2,2-difenil-1-picrilhidrazil	
ECA	Curva Padrão de Catequina	
Mg	Miligrama	
Co	Colênquima,,: Pa: parênquima, PE: parênquima esponjoso, PP: parênquima paliçádico, Tr: tricoma, Xi: xilema	
Ep Ab	Epiderme abaxial	
Ep Ad	Epiderme adaxial	
Fi	Fibras	
Fl	Floema	

RESUMO

GONÇALVES, LUDMYLLA. Instituto Federal Goiano – Campus Rio Verde – Goiás, Março de 2022. **Características anatômicas, histoquímicas e fitoquímicas de *Cybistax antisyphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae)**. Orientador: Dr. Sebastião Carvalho Vasconcelos Filho. Coorientadora: Dr^a. Valdneá Casagrande Dalvi.

C. antisyphilitica (Mart.) Mart. é uma árvore da família Bignoniaceae, conhecida popularmente como Ipê Verde, encontrada no Cerrado Goiano. Existem algumas informações referente as partes mais utilizadas do vegetal nas terapias medicinais como as suas folhas e cascas por possuírem potencial medicinal anti-inflamatória, analgésica, anticoagulante, antissifilítica e antiepilética. Dessa forma, objetivou-se descrever a anatomia das folhas e casca de *C. antisyphilitica* e investigar a sua composição química através de análises histoquímicas e fitoquímicas. As análises anatômicas foram realizadas utilizando amostras de folhas e cascas sendo submetidas a técnicas usais de anatomia e histoquímica vegetal. Para as análises químicas, amostras frescas do material vegetal coletado foram submetidas a testes fitoquímicos para detecção de taninos, alcaloides, flavonoides, saponinas, glicosídeos cardiotônicos e terpenoides e esteroides. As folhas de *C. antisyphilitica* são hipoestomáticas, com estômatos anomocíticos, mesófilo com parênquima clorofiliano dorsiventral e feixes vasculares colaterais, apresentam tricomas do tipo peltados restritos a face abaxial. A casca apresenta floema secundário com células parenquimáticas contendo cristais do tipo ráfide. Os metabólitos encontrados de forma predominante foram, os compostos fenólicos, flavonoides, alcalóides e terpenos distribuídos abundantemente nas células parenquimáticas, epidérmicas, células do súber e floema secundário.

PALAVRAS-CHAVES: Ipê Verde, metabólitos secundários, estruturas secretoras, conservação, bioma cerrado.

ABSTRACT

GONÇALVES, LUDMYLLA. Instituto Federal Goiano – Câmpus Rio Verde – Goiás, Março de 2022. **Características anatômicas, histoquímicas e fitoquímicas de *Cybistax antisiphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae)**. Orientador: Dr. Sebastião Carvalho Vasconcelos Filho. Coorientadora: Dr^a. Valdneá Casagrande Dalvi.

C. antisiphilitica (Mart.) Mart. It is a tree of the Bignoniaceae family, popularly known as Green Ipê, found in the Cerrado of Goiano. There is some information regarding the most used parts of the plant in medicinal therapies, such as its leaves and shells, due to their anti-inflammatory, analgesic, anticoagulant, anti-syphilitic and anti-epileptic medicinal potential. Thus, we aimed to discover the anatomy of the leaves and shell of *C. antisiphilitica* and to investigate its chemical composition through histochemical and phytochemical analyses. The anatomical analyzes carried out using samples of leaves and shells being subjected to techniques used in plant anatomy and histochemistry. For chemical analysis, fresh samples of harvested plant material were submitted to phytochemical tests for the detection of tannins, alkaloids, flavonoids, saponins, cardiotonic glycosides, and terpenoids and steroids. The leaves of *C. antisiphilitica* are hypostomatic, with anomocytic stomata, mesophyll with dorsiventral chlorophyllous parenchyma and collateral vascular feixes, presenting peltate-type trichomes restricted to the abaxial face. A casca presents secondary phloem with parenchymatic cells containing raphide-type crystals. The metabolites found predominantly foram, the phenolic compounds, flavonoids, alkaloids and terpenes abundantly distributed in parenchymal cells, epidermal cells, suber cells and secondary phloem.

KEYWORDS: Ipê Verde, secondary metabolites, secretory structures, conservation, cerrado biome.

1. INTRODUÇÃO

As espécies da família Bignoniaceae possuem distribuição Pantropical sendo encontradas principalmente na América Central incluindo 82 gêneros e 840 espécies de árvores, arbustos e lianas (Lohmann e Ulloa 2021). A ocorrência desta família no Brasil inclui aproximadamente 45 gêneros e 269 espécies encontradas desde a Amazônia ao Rio Grande do Sul, nos Cerrados e Mata Atlântica (Gentry 1992; Flora Do Brasil 2020).

Possui flores hermafroditas e gamopétalas, quatro estames férteis, presença de estaminódio, reduzido ou de forma alongada, folhas opostas, compostas e seu porte é lenhoso, os frutos são do tipo capsulas, a flores podem variar de tamanho, cores e formas (Olmstead et al. 2009; Lohmann e Ulloa 2021).

C. antisiphilitica exibe estruturas secretoras perceptíveis em órgãos reprodutivos e vegetativos, entretanto os tricomas glandulares são de maior interesse em estudos morfoanatômicos (Metcalf e Chalk 1979). Os compostos químicos secretados podem possuir diversas atividades biológicas, podendo ter a função de adaptação, atração, comunicação química e defesa contra predadores (Silva et al. 2010).

A localização histológica dos metabólitos secundários que caracterizam os compostos medicinais, indicara a melhor parte do vegetal a ser utilizado (Silva et al. 2010). Na identificação dos compostos medicinais, o estudo microscópico é essencial para a padronização das plantas usadas como medicamentos e indica o órgão vegetativo mais eficaz para o tratamento farmacológico evitando o uso indiscriminado da espécie sendo mais assertivo e eficaz o uso da planta. Nesse sentido, a caracterização botânica e química das espécies medicinais também é importante para a validação de seu uso tradicional e em estudos para a produção de novos produtos melhor estudados e elaborados (Araújo et al. 2010; Who 2013).

A análise estrutural das plantas identifica características distintivas úteis para a determinação da autenticidade das plantas medicinais e a identificação dos órgãos da planta onde as substâncias bioativas estão presentes em maior concentração, especialmente quando as plantas são fragmentadas para uso em drogas fitoterápicas (Coelho et al. 2012).

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 *Cybistax antisyphilitica* (Mart.) Mart.

A *C. antisyphilitica* (Mart.) Mart., é uma planta da família Bignoniaceae que apresenta aspecto arbóreo e arbusto, sendo uma espécie comumente encontrada no Cerrado em áreas irregulares e abertas, podendo medir de 1,5 a 20m de altura, com ramos relativos dispostos em cruz, ao se ramificar dão sustentação as folhas, havendo ausência de cheiro. O seu tronco é lenhoso, curto, reto e casualmente é encontrado com maior tortuosidade (Gentry 1992).

A espécie *Cybistax antisyphilitica* é popularmente conhecida por ipê-caroba ou ipê-verde, sendo de pequeno porte, localizada em solos pedregosos, arenosos e utilizada para fins medicinais, ornamentais, de arborização e reflorestamento (Lorenzi 2001). As folhas e cascas da *C. antisyphilitica* possuem ativos com ação farmacológica anti-inflamatória, larvicida contra o mosquito *Aedes aegypti*, analgésica, anticoagulante, antissifilítica, antiepilética, sendo de suma importância conservar e proteger esta espécie (Bittencourt et al. 2011).

A utilização da casca e folha da planta no tratamento de infecções, pústulas e chagas surge relatada no Tratado do Brasil, nos dias atuais, está comprovado que a espécie *C. antisyphilitica* possui ativos com ação farmacológica anti-inflamatória, analgésica, anticoagulante, antissifilítica, antiepilética, sendo de suma importância conservar e proteger esta espécie (Bittencourt et al. 2011).

O conhecimento popular auxilia como ponto de partida, mas torna-se necessário um embasamento anatômico, histológico e fitoquímico para melhor identificação e

classificação convicta da planta e seus constituintes químicos que contribuem para a conservação da espécie devido e o seu potencial de uso (Correia et al. 2005).

A identificação e histolocalização dos constituintes químicos de *C. antisiphilitica*, faz-se importante na perspectiva de obter informações de algumas substâncias benéficas bioativas da planta que poderão ser elementos chave para o avanço de pesquisas que possam contribuir em diversas aplicações biotecnológicas e farmacológicas (Morais et al. 2019).

A segmentação realizada em bioensaios com extratos da espécie *C. antisiphilitica* quando isolado o composto orgânico 2-hidroxi-3- (3-metil-2-butenil) -1,4-naftoquinona conhecido como lapachol, possui ação larvicida em combate a larvas de *Aedes aegypti* com três dias de vida (Rodrigues et al. 2005).

A realização da prospecção das estruturas anatômicas tanto das folhas quanto das cascas da espécie *C. antisiphilitica* que produzem substâncias químicas associadas ao tipo de morfologia de tais glândulas/estruturas, localização, organização anatômica e a definição de quais as classes desse compostos químicos é de suma importância, pois podem contribuir com a relação entre mecanismos da própria planta para adaptação, atração, defesa, comunicação química, produzindo substâncias específicas que auxiliam em sua proteção, atividades biológica, com também na ação farmacológica e medicinal (Fahn 1979; Castro e Machado, 2012).

2.2 Atividades biológicas

As análises fitoquímica sustentam o conhecimento da produção dos constituintes químicos elaborados pelas plantas, assim como os metabolitos secundários, muitos deles oriundos do stress químicos, físicos e biológicos, pluviosidade, irradiação solar, sazonalidade, diferentes tipos de solo e as queimadas, fatores que tonam ainda mais necessário as análises para identificação em seus diversos grupos revelando características representativas da espécie no contexto fitoterápico (Silva, Miranda e Conceição 2010).

O metabolismo primário é essencial para a sobrevivência das plantas envolvendo sistemas fotossintéticos processada em energia luminosa (Santos 2007). No entanto, os metabolitos secundários são provenientes da conversão para energia química em resposta

aos fatores ambientais que exigem da planta interação e comunicação com organismos de diversos tipos, de forma a atraí-los ou dispersá-los contribuindo com o equilíbrio da biodiversidade e garantindo sua sobrevivência aos diferentes fatores biológicos e físicos (Castro et al. 2004).

Aliado aos estudos anatômicos, as análises fitoquímicas são indispensáveis nas pesquisas para identificar possíveis compostos químicos, produtos do metabolismo secundário das plantas. Por meio deste procedimento será possível comprovar e identificar a formação de substâncias bioativas produzidas pelas plantas com função farmacológica (Oliveira et al. 2005). Alguns exemplos são:

- Saponinas: compostos de alto peso molecular, oriundos da hidrólise das moléculas de glicose e, possuem solubilidade em água e insolubilidade em éter. Contribuem ainda como estimulantes na produção de hormônios sexuais, possui ação antitumoral, combatem colesterol e lipídeos, porém podem irritar as mucosas (Vizzotto 2010).
- Flavonoides: aromatizantes, responsáveis por dar cor as flores e possuem ação adstringente, bactericida, anti-inflamatória e fungicida, possuindo em sua fórmula estrutural 15 carbonos (Barbosa et al. 2004).
- Óleos essenciais: são compostos voláteis, aromatizantes, antioxidantes, característica marcante, por possuírem vários anéis aromáticos, são capazes de atrair várias espécies de insetos polinizadores e sendo função importante contra predadores herbívoros e regulam a decomposição de matéria orgânica. Os taninos são formados por fenóis com elevado peso molecular, com função antisséptica, antidiarreica e anti-inflamatório em leucorreia (Castro 2004).
- Alcaloides: possuem função vermífida, anestésica, hipotensiva, estimulante para o sistema nervoso central, hipertensiva, tendo bases nitrogenadas em sua composição química, solúvel em clorofórmio, éter e insolúvel em água, sendo um composto químico importante e presente nos animais, plantas e seres humanos (Castro 2004).
- Depsídeos e depsídonas: são compostos fenólicos com atividade antitumoral, antiviral, antimicrobiana, antioxidante, analgésica e antipirética (Ramos et al. 2014).

Aliada aos estudos fitoquímicos, as reações histoquímicas não só ajudam a caracterizar as classes de metabólitos secundários como possibilitam localizar diferentes

substância nos diferentes tecidos, que podem ser mais bem estudados como o princípio de futuras bases para produtos farmacêuticos de plantas medicinais para diversas terapias (Farias 2010).

2.3 Estruturas secretoras

As plantas possuem estruturas secretoras externas em seus órgãos vegetativos e/ou estruturas internas em seus tecidos que são capazes de sintetizar, armazenar, excretar substâncias, tudo acontece por meio de células especializadas que possuem uma variabilidade de funções que são expressas de acordo com cada órgão ou tecido (Hallahan e Gray 2000).

Ascensão (2017), descreve o estudo das estruturas secretoras internas como sendo de grande importância para a taxonomia das espécies, em geral incluem as cavidades ou bolsas secretoras, os laticíferos, canais ou ductos secretores e os idioblastos.

Os idioblastos possuem células com tamanhos maiores que de outras células adjacentes, sendo hipertrofiadas, podendo conter mucilagem, óleos essenciais, resinas, taninos ou até um conjunto de todos esses secretados. Os idioblastos contendo mucilagem dispõem de células com paredes celulósica-pécticas, no entanto os idioblastos contendo óleos essenciais são constituídos por uma camada de suberina, retendo a secreção para que não haja um extravasamento de composto químico que pode ser tóxico para as células adjacentes (Ascensão 2007).

Os ductos secretores são cavidades maiores podendo ser ramificada conectando-se ao caule, folha, flores, frutos, por onde os compostos químicos ficaram alojados em bolsas secretoras (Evert 2006; Ascensão 2007).

As cavidades ou bolsas secretoras são formadas por uma camada epitelial que envolve a lúmen onde fica alojado o secretado, possui formato esférico, resultando no afastamento das células parenquimáticas da lamela média. São quimicamente constituídas de óleos essenciais, mucilagem e resinas (Ascensão 2007; Evert 2006; Fahn 1979).

Os laticíferos são formados pela união de várias células alongadas e enfileiradas, articuladas ou não articuladas associam-se aos tecidos vasculares, xilema e floema. O composto químico produto desta associação consiste no látex (Evert 2006).

As estruturas externas quando comparadas as internas estão em um número maior e variado, dentre os mais comuns estão os tricomas, osmóforos, coléteres, nectários e hidatódios (Hallahan e Gray 2000).

Os tricomas estão presentes na epiderme de diferentes órgãos das plantas, podendo ser classificado de forma geral como tricoma glandular ou secretor e tricoma não glandular ou de revestimento. Os tricomas glandulares apresentam células capazes de produzir variados tipos de excretas, tais compostos químicos que podem ser melhor identificados através de teste histoquímicos. No entanto, os tricomas não glandulares, ou de revestimento podem ser unicelulares ou pluricelulares, simples ou ramificados, unisseriados ou multisseriados em um aspecto, morfológico muitas das vezes são filamentosos, dendríticos e estrelados. Os tricomas glandulares pluricelulares são divididos em peltados e capitados, formados por uma célula em sua base, pedúnculo podendo ser longo ou curto composto uma ou mais células (Evert, 2006).

Os coléteres são formados por tecidos da epiderme e subepiderme, pluricelulares, pediculados ou sésseis capazes de secretar mucilagem e/ou terpenos com consistência densa comumente encontrados em folhas jovens e em escamas das gemas de plantas lenhosas, desta forma atuam na proteção dos órgãos vegetativos e reprodutivos para que não haja dessecação e contra microrganismos (Fahn 1979; Evert 2006; Demarco 2005).

Os nectários produzem néctar através de suas glândulas, desta forma consegue atrair polinizadores para seus órgãos reprodutivos, suas glândulas são unicelulares ou multicelulares, estão presentes nos órgãos vegetativos (Paccini et al. 2007).

Segundo Evert (2006), o processo de secreção de água ou solução aquosa contendo solutos inorgânicos e orgânicos está relacionada com os hidatódios que são estruturas externa capazes de secretar tal substâncias.

Os estudos histoquímicos não só ajudam a caracterizar as classes de metabólitos secundários como possibilitam localizar diferentes substâncias nos diferentes tecidos, podendo a princípio contribuir para que futuramente novos produtos farmacêuticos a base de plantas medicinais para diversas terapias (Farias 2000).

3. OBJETIVO

3.1 Objetivo Geral

Caracterizar a anatomia, histoquímica e fitoquímica das folhas e casca de *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart.

3.2 Objetivo Específico

- Identificar os principais componentes químicos da planta através de prospecção fitoquímica e análises histoquímicas.
- Histolocalizar e descrever as estruturas anatômicas envolvidas na produção dos principais metabólitos secundários da espécie.
- Descrever as estruturas anatômicas das folhas e casca de *C. antisiphilitica*.

4. MATERIAL E MÉTODOS

Os procedimentos de análises anatômicas, histoquímicas e fitoquímicas foram realizados no Laboratório de Anatomia Vegetal, do Instituto Federal Goiano – Campus Rio Verde, Goiás.

4.1 Material vegetal

Foram coletadas amostras de folhas e cascas de três árvores de *C. antisyphilitica* localizadas no município de Quirinópolis - Goiás, Brasil (Latitude: -18.4482 Longitude: -50.4466), que foram destinadas as análises anatômicas, histoquímicas e fitoquímicas. As plantas foram devidamente identificadas por meio de consulta a especialistas, e uma excisata foi depositada no Herbário do Instituto Federal Goiano – Campus Rio Verde sob registro n°1560 no livro tombo.

4.2 Caracterização Anatômica

Amostras com cerca de 3 cm² da região mediana de folhas completamente expandidas e cascas do caule foram fixadas em FAA 70% (Johansen 1940), por 24 horas. Após o período de fixação, o material vegetal foi desidratado em série etílica e infiltrado em resina histológica (Leica, Alemanha), conforme as recomendações do fabricante. Posteriormente, as amostras das folhas e casca do caule foram seccionadas transversalmente a 5 µm de espessura em micrótomo rotativo (Modelo 1508R, Logen scientific, China) e os cortes obtidos foram corados com azul de toluidina (0,05% tampão fosfato 0,1 M, pH 6,8) (O'brien et al. 1964) e montados entre lâmina e lamínula com

Balsamo do Canadá. As fotomicrografias foram obtidas em um microscópio Olympus (BX61, Tokyo, Japão), acoplado com câmera DP-72 utilizando opção de campo claro no laboratório de anatomia vegetal do Instituto Federal Goiano, Campus Rio Verde, Goiás, Brasil.

A superfície foliar foi analisada através da técnica de diafanização com hidróxido de potássio (Bersier e Bocquet 1960). No qual, o terço médio das folhas, cerca de 2 cm², foram submetidos ao processo de branqueamento em hidróxido de potássio à 5% em estufa a 50 °C por 24 horas. Após clareamento, o material passou por lavagem ácido clorídrico 5%, hidróxido de amônio 5%, por um minuto cada, lavagem em água corrente por cinco minutos. Após lavagem a coloração foi realizada com imersão as amostras em safranina 1% por 48 horas. Terminado o processo de coloração, o excesso de corante foi retirado da amostra com lavagens em álcool 70% por 48 horas. Posteriormente, o material passou por processo de desidratação em série etanólica crescente (70, 80, 90, 100 e 100% por uma hora cada), xileno-etanol 100% (1:1) por uma hora, xileno (2 vezes, cinco minutos cada) e em seguida a montagem da lâmina permanente com Bálsamo-do-Canadá e lamínula. Com lâminas permanentes, imagens de ambas as faces da folha foram obtidas em um microscópio Olympus (BX61, Tokyo, Japão), acoplado com câmera DP-72 utilizando opção de campo claro no laboratório de anatomia vegetal do Instituto Federal Goiano, campus Rio Verde, Goiás, Brasil.

4.3 Caracterização histoquímica

Para a realização dos testes histoquímicos foram utilizadas amostras frescas das folhas e cascas de *C. antisiphilitica*. As amostras foram seccionadas em um micrótomo de mesa (modelo LPC; Rolemberg and Bhering Comercio e Importação LTDA, Belo Horizonte, Brasil). Os testes histoquímicos foram realizados seguindo os métodos das referencias citadas de acordo com a tabela 1.

Tabela 1. Testes histoquímicos utilizados para caracterizar os grupos de metabólitos nas folhas e cascas de *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart

Grupos de Metabólitos	Testes Histoquímicos e Referencias
Compostos Fenólicos Gerais	Cloreto de Ferro III (Johansen 1940) Dicromato de Potássio (Gabe 1968)

Taninos	Vanilina Clorídrica (Mace e Howell 1974)
Flavonoides	Cloreto de Alumínio em luz Ultravioleta (Charrière-Landreix 1976)
Alcaloides	Reagente de Wagner (Furr; Mahlberg 1981)
Óleos essenciais e Oleoresinas	Reagente de NADI (David; Carde 1964)
Terpenóides	2,4-dinitrofenil-hidrazina (Ganter; Jollés 1969)

Após a coloração foi realizada a montagem da lâmina permanente com Bálsamo-do-Canadá e lamínula. As fotomicrografias foram obtidas em um microscópio Olympus (BX61, Tokyo, Japão), acoplado com câmera DP-72 utilizando opção de campo claro e fluorescência usando cubo com filtro de excitação UV 330-385, U-MWU2.

4.4 Análises fitoquímicas

4.4.1 Produção do extrato hidroetanólico

A produção do extrato hidroetanólico 70% (v/v) seguiu conforme descrito por Karimzadeh e Farahpour (2017) adaptado. Foram utilizados 100 g de casca e folhas frescas, acrescidas com 250 mL de solução extratora. O material foi triturado em processador por 5 min., e em seguida, transferido para frascos de vidro âmbar 1 L separadamente por 96 h em refrigerador a 4 °C. Após esse período, o extrato foi filtrado em papel de filtro qualitativo, e o filtrado reduzido em rotaevaporador com pressão negativa. Após redução, o extrato foi congelado em refrigerador a -12 °C e liofilizado até peso constante. O extrato liofilizado foi mantido em frasco hermético de vidro âmbar sob refrigeração a -12 °C até análises.

4.4.2 Parâmetros organolépticos e prospecção fitoquímica

A determinação dos padrões organolépticos para o extrato hidroetanólico da casca e folha de *C. antisiphylitica* foram para visual, cristalinidade, homogeneidade e aroma conforme descrito por Prakash e Vedanayaki (2019).

Os ensaios fitoquímicos qualitativos foram realizados para compostos aromáticos e alifáticos (Brady; Elsmie 1926), ácidos orgânicos, glicosídeos cardíacos,

glicosídeos cianogênicos, alcaloides, açúcares redutores e não redutores, saponina hemolítica, polissacarídeos, fenólicos, taninos, flavonoides, purinas, catequinas, depsídeos e depsídonas, antraquinonas, esteróides e triterpenóides, proteínas e aminoácidos, azulenos e cumarinas (Barbosa et al. 2004), sesquiterpenolactonas (Cunha et al. 2014), resinas (Gaitén et al. 2018), saponina espumídica (Braga et al. 2019).

4.4.3 Determinação do conteúdo de fenólicos, taninos e flavonoides totais

O conteúdo de compostos fenólicos totais foi realizado conforme o método de Slinkard e Singleton (1977), utilizando reagente de *Folin-Ciocalteu* e padrão de ácido gálico. O teor de fenólicos totais foi expresso em mg equivalentes de ácido gálico por grama de amostra (mg EAG 100 g⁻¹), utilizando uma curva padrão de ácido gálico com faixa entre 50 – 1.000 mg L⁻¹, com R² = 0,9998. O ensaio foi realizado em triplicata.

Para determinação do conteúdo de taninos totais, foi utilizado o método colorimétrico pelo reagente de *Folin Denis* descrito por Makkar (2003). O resultado foi expresso em mg equivalente de ácido tânico (mg EAT 100 g⁻¹), utilizando uma curva padrão com faixa entre 0,02 – 0,10 mg L⁻¹, com R² = 0,9997. O ensaio foi realizado em triplicata.

O teor de flavonoides totais foi determinado usando o método colorimétrico descrito por Dewanto et al. (2002). Os resultados foram expressos em mg equivalentes de catequina por 100 gramas de extrato seco (mg ECA 100 g⁻¹) a partir de uma curva padrão de catequina variando entre 50 – 1.000 mg L⁻¹, com R² = 0,9999. O ensaio foi realizado em triplicata.

4.4.4 Atividade antioxidante

A capacidade antioxidante na redução do radical livre 2,2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH) foi obtida utilizando metodologia descrita por Mezza et al. (2018) adaptado, realizado em placas de 96 poços. Uma curva padrão foi realizada entre as concentrações 100 – 0,25 µg mL⁻¹. O resultado foi expresso em concentração de inibição (CI₅₀ µL mL⁻¹) calculado por regressão linear utilizando o software GraphPad Prism. O ácido ascórbico CI₅₀ = 2,45 ± 0,17a µL mL⁻¹ e quercetina CI₅₀ = 4,12 ± 0,28b µL mL⁻¹ foram utilizados como controle positivo. O ensaio foi realizado em triplicata.

Para determinação da atividade antioxidante pelo método sistema β -caroteno/ácido linoleico, foi adotado a metodologia proposta por Farooq et al. (2020) adaptado. Alíquota contendo 400 μ L a partir de uma concentração de (1.000 mg L⁻¹) de extrato foi acrescido com 5 mL de solução sistema constituído por β -caroteno, ácido linoleico e peróxido de hidrogênio. As leituras foram realizadas nos tempos 2 min. e 120 min em absorbância UV-Vis em 540 nm, e os resultados expressos em percentual de inibição da oxidação do β -caroteno (%AAT). O ácido ascórbico (200 mg L⁻¹), BHT (200 mg L⁻¹) e quercetina (200 mg L⁻¹) foram utilizados como controle positivo apresentando atividade de redução (%AAT) = 93,77 \pm 3,09b; 97,21 \pm 1,27a e 91,68 \pm 1,92b, respectivamente. O ensaio foi realizado em quintuplicata.

Tabela 2. Testes fitoquímicos utilizados para identificar os metabólitos secundários em extratos das folhas e cascas de *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart.

Metabólitos Secundários	Testes Fitoquímicos
Taninos	Gelatina (Henriques <i>et al.</i> 2013).
Fenóis	Cloreto Férrico (Henriques <i>et al.</i> 2013).
Flavonoides	Reativo de Shinoda (Barbosa <i>et al.</i> 2004).
Alcaloides	Reativo de Mayer's Wagner, Reativo de Dragendroff Hager e Reativo de Bouchardat (Henriques <i>et al.</i> 2013).
Cumarinas	Teste de Fluorescência (Henriques <i>et al.</i> 2013).
Saponinas	Teste de Froth e Teste de Espuma (Silva <i>et al.</i> 2019).
Glicosídeos Cardiotônicos	Reativo de Keede (Alves <i>et al.</i> 2019).
Ácidos Orgânicos	Reativo de Pacová (Henriques <i>et al.</i> 2013).
Purinas	Ácido Clorídrico, Solução aquosa de Peróxido de Hidrogênio (Henriques <i>et al.</i> 2013).
Catequinas	Solução de Vanilina e Ácido Clorídrico (Silva <i>et al.</i> 2019).
Derivados de Benzoquinonas, Naftoquinonas e Fenantraquinonas	Carbonato de Sódio Anidro e Solução de Formaldeído (Barbosa <i>et al.</i> 2004).
Depsídeos e Depsidonas	Éter, Cloreto Férrico (FeCl ₃) (Henriques <i>et al.</i> 2013).
Antraquinonas	Hidróxido de Amônio (Barbosa <i>et al.</i> 2004).
Esteroides e Triterpenóides	Teste de Salkowski e Teste de Burchard (Henriques <i>et al.</i> 2013).
Sesquiterpenolactonas	Solução de Cloridrato de Hidroxilamina Alcoólica, Solução de KOH Metanólico, Solução de Ácido Clorídrico, Solução Aquosa de Cloreto de Ferro III (FeCl ₃) (Barbosa <i>et al.</i> 2004).

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Anatomia foliar

A epiderme das folhas de *C. antisiphilitica* possuem células justapostas, sendo maiores e com ausência de estômatos na face adaxial (Figura 1a).

Os estômatos são encontrados somente na face inferior (abaxial) da lâmina foliar (folha hipoestomática), e são do tipo anomocítico devido o arranjo das células subsidiárias em *C. antisiphilitica* (Figura 1b e d). Os tricomas são pluricelulares peltados, cutinizados quando observados pela técnica de diafanização, observa-se a sua presença tão somente na face abaxial da epiderme nas folhas (Figura 1c).

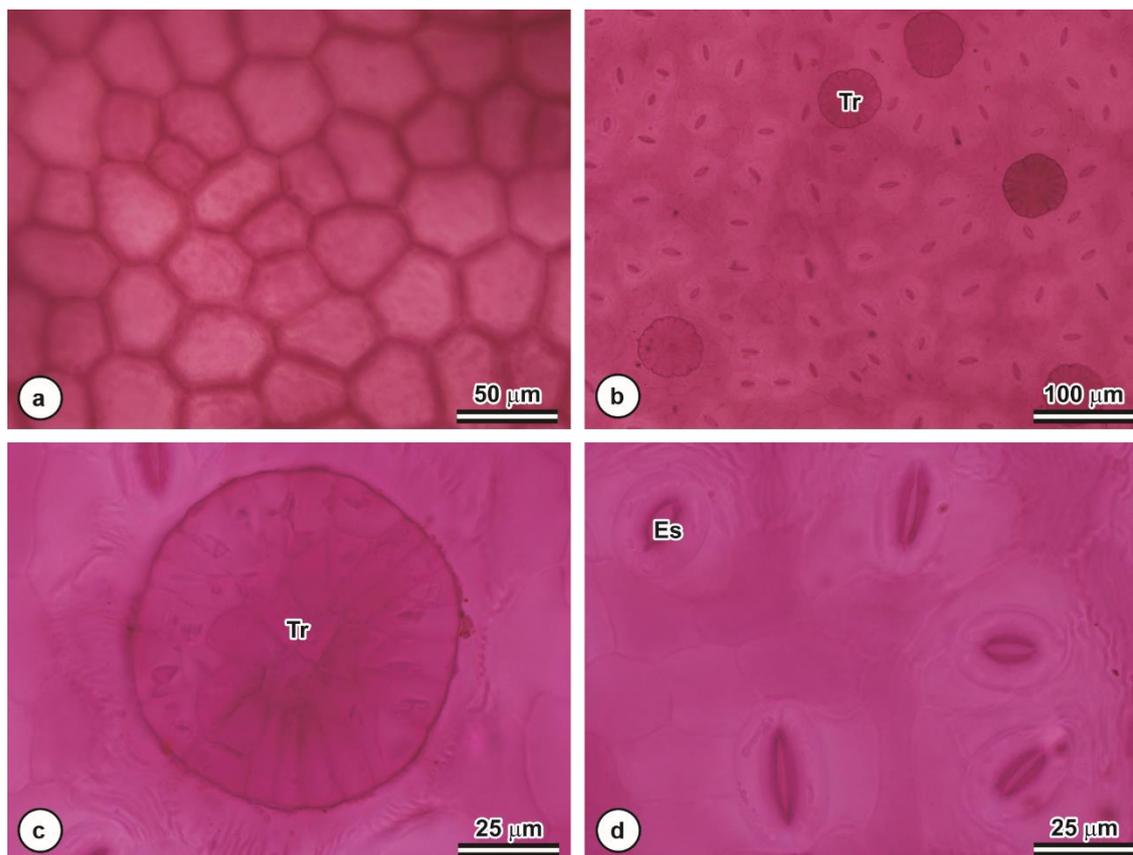


Figura 1 - Diafanização das folhas de *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae), coradas com Safranina 1%: a – face adaxial da epiderme; b – face abaxial da epiderme, hipostomática; c – detalhe de um tricoma peltado; d – detalhes dos estômatos restritos a face abaxial. Es: estômatos, Tr: tricoma.

Os indivíduos da espécie *C. antisiphilitica* apresentam em sua anatomia foliar epiderme uniestratificada, tanto na face adaxial quanto na face abaxial, cutícula espessa, tricomas peltados apenas na face abaxial (Figura 2).

As células da nervura principal das folhas, coraram de azul-esverdeado regiões lignificadas, enquanto as células com parede celulósica e/ou colenquimatosas apresentam coloração roxa. A cutícula foi bem definida pela cor azul-esverdeado assim como as paredes do xilema e floema devido ao corante ser metacromático corando as células que possuem parede celulósica como mostra as fotomicrografias da figura 2.

A nervura central exhibe epiderme uniestratificada, cuticularizada tanto na face adaxial quanto na face abaxial, a subepiderme apresenta tecido colenquimático e, mais interno os tecidos parenquimáticos, o feixe vascular do tipo colateral, possui forma de arco destacando ser colateral, a face adaxial da epiderme é linear, na nervura central estão presentes os vasos condutores e demais tipos celulares do xilema e floema (Figura 2).

A cutícula localizada na parede periclinal externa, constituída por lipídios poliésteres que são insolúveis produzidos pela união de moléculas de ácidos graxos

(polimerização), elaboradas no retículo endoplasmático das células da epiderme foliar, portanto é impermeável a água tendo como função a proteção da espécie contra a perda de água, excesso de radiação solar, primeira barreira de defesa contra microrganismo e patógenos (Appezzato e Carmello 2006).

O mesofilo é do tipo heterogêneo, apresentando parênquima clorofiliano do tipo dorsiventral, com duas camadas de parênquima paliçádico localizado em uma camada próxima à epiderme da face adaxial, o parênquima esponjoso apresenta cerca de 7 a 10 camadas de células, com a última adjacente a epiderme da face abaxial (Figura 2).

Características semelhantes foram observadas em espécies do gênero *Jacaranda*, também representante da família Bignoniaceae onde os autores descreveram ocorrência de folhas hipoestomáticas, estômatos anomocíticos, mesofilo dorsiventral, tricomas do tipo peltado, feixes vasculares colaterais e mesofilo dorsiventral (Martins et al. 2008; Nunes et al. 2020).

As células do colênquima são do tipo angular e possuem paredes primárias com espessamentos desiguais nos ângulos onde uma ou mais células se encontram, com aparência triangular quando observadas em corte transversal (Figura 2).

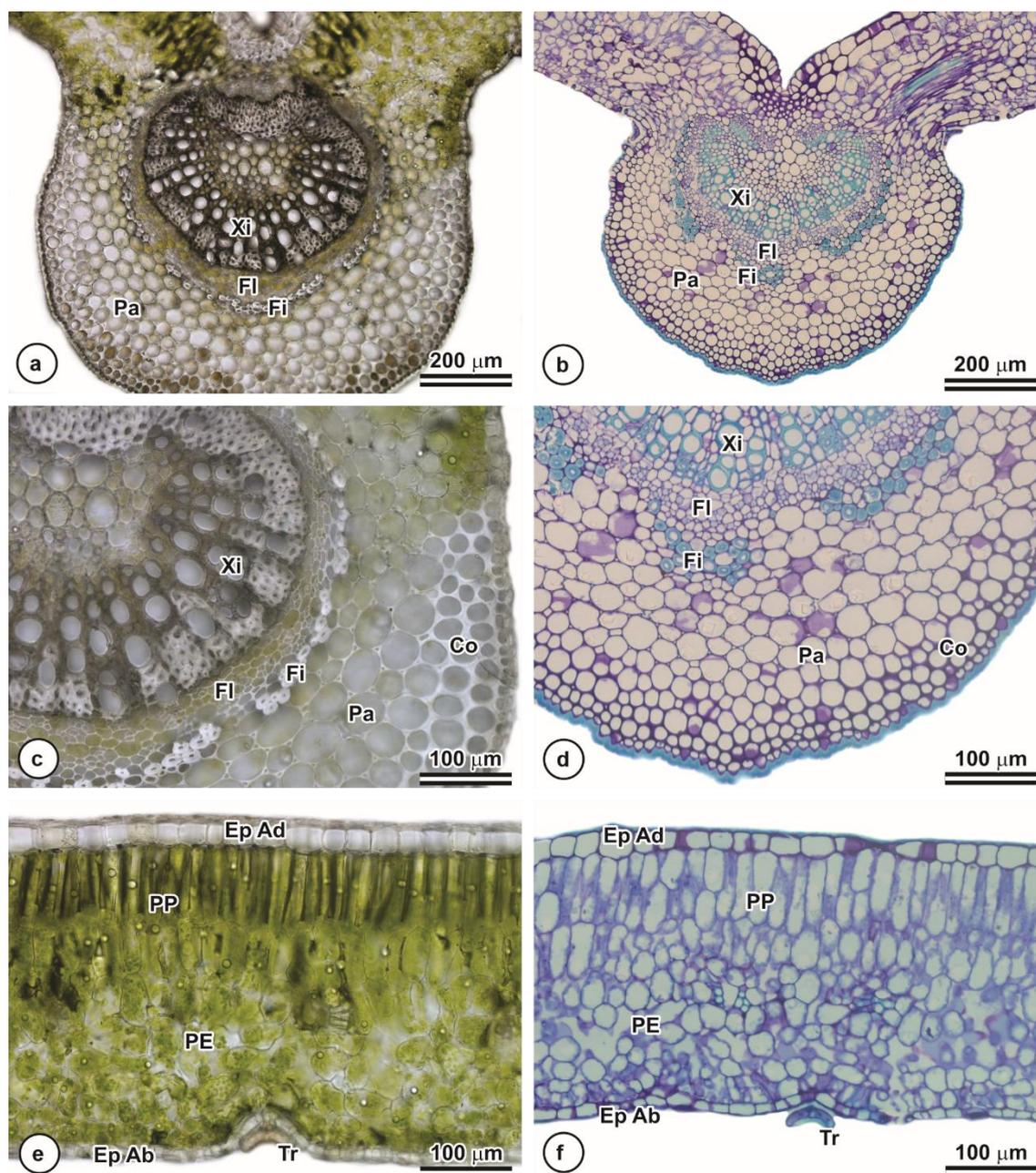


Figura 2 - Cortes transversais de folha de *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae). Micrografias da esquerda de cortes sem coloração. Micrografias da direita de cortes corados com Azul de Toludina: a até d – detalhes da nervura principal com feixe vascular do tipo colateral com bainha de fibras e colênquima do tipo angular; e, f – região entre nervuras constituída de epiderme simples em ambas as faces, hipostomática, tricomas peltados em depressão da epiderme na face abaxial, parênquima clorofiliano heterogêneo do tipo dorsiventral. Co: colênquima, Ep Ab: epiderme abaxial, Ep Ad: epiderme adaxial, Fi: fibras, Fl: floema, Pa: parênquima, PE: parênquima esponjoso, PP: parênquima paliçádico, Tr: tricoma, Xi: xilema.

5.2 Histoquímica das folhas

As amostras coletadas à fresco e seccionadas foram submetidas ao reagente cloreto de ferro III e dicromato de potássio para detecção de fenóis simples, formando uma coloração marrom a negro e castanho avermelhado, respectivamente, nos tecidos

onde há localização de fenóis. Os resultados obtidos foram positivo em determinadas regiões com células parenquimáticas presente no mesofilo (Figura 3; a, b). Os fenóis são resultados de metabolitos secundários e abrangem várias substâncias dentre elas se destacam as cumarinas, taninos, ligninas e quinonas, demonstrando a amplitude de sua distribuição dentre diversas espécies de plantas (Santos 2007).

Os flavonoides não são detectados em microscopia de luz de campo claro com uso de luz branco, haja visto a necessidade da utilização de luz ultra violeta (UV), sob a aplicação do sal de cloreto de alumínio que atua como fluorocromo marcador de flavonoides, na amostra foliar produz fluorescência secundária de coloração amarelo-esverdeado (Brasil 2010).

A presença dos flavonoides foi detectada por cloreto de alumínio nas células da epiderme foliar da espécie *C. antisiphilitica* conforme a figura 3 (e; f.), como também nas células do parênquima paliçádico e parênquima esponjoso.

A histoquímica é bastante utilizada para detecção de substâncias alocadas nos tecidos da espécie em estudo podendo assim classificar os principais grupos de compostos químicos produzidos pela planta e a localização destas classes de compostos nas estruturas, que quando identificados resultam em vários tipos de colorações que trarão resultados positivos ou negativo (Palermo et al. 2017).

Existem algumas estruturas, assim como os vacúolos que são capazes de armazenar produtos advindos do metabolismo secundário, esse tipo de depósito acontece de forma dinâmica, após serem acumulados nos vacúolos podem ser futuramente realocados, a exemplo os compostos fenólicos, esse tipo de acontecimento em plantas do cerrado garante que haja uma melhor manutenção e integridade celular. O parênquima de preenchimento é uma estrutura existente nas raízes, nervuras das folhas, medulas e no córtex dos caules podendo conter compostos fenólicos que foram secretados e que por meio deste tecido, tais solutos serão transportados a pequena distância (Apezzato e Carmello 2006).

As estruturas que secretam os compostos fenólicos são as células epidérmicas das folhas e caules, idioblastos presentes nos caules e folhas. Há algumas situações em que os compostos fenólicos aparecem acumulados em estiloides, drusas e ráfides, podendo surgir sob quantidades variantes nos tecidos da periderme de algumas espécies, apesar de não ser uma substância possível de visualizar o acumulado e/ou junto a resina (Apezzato e Carmello 2006).

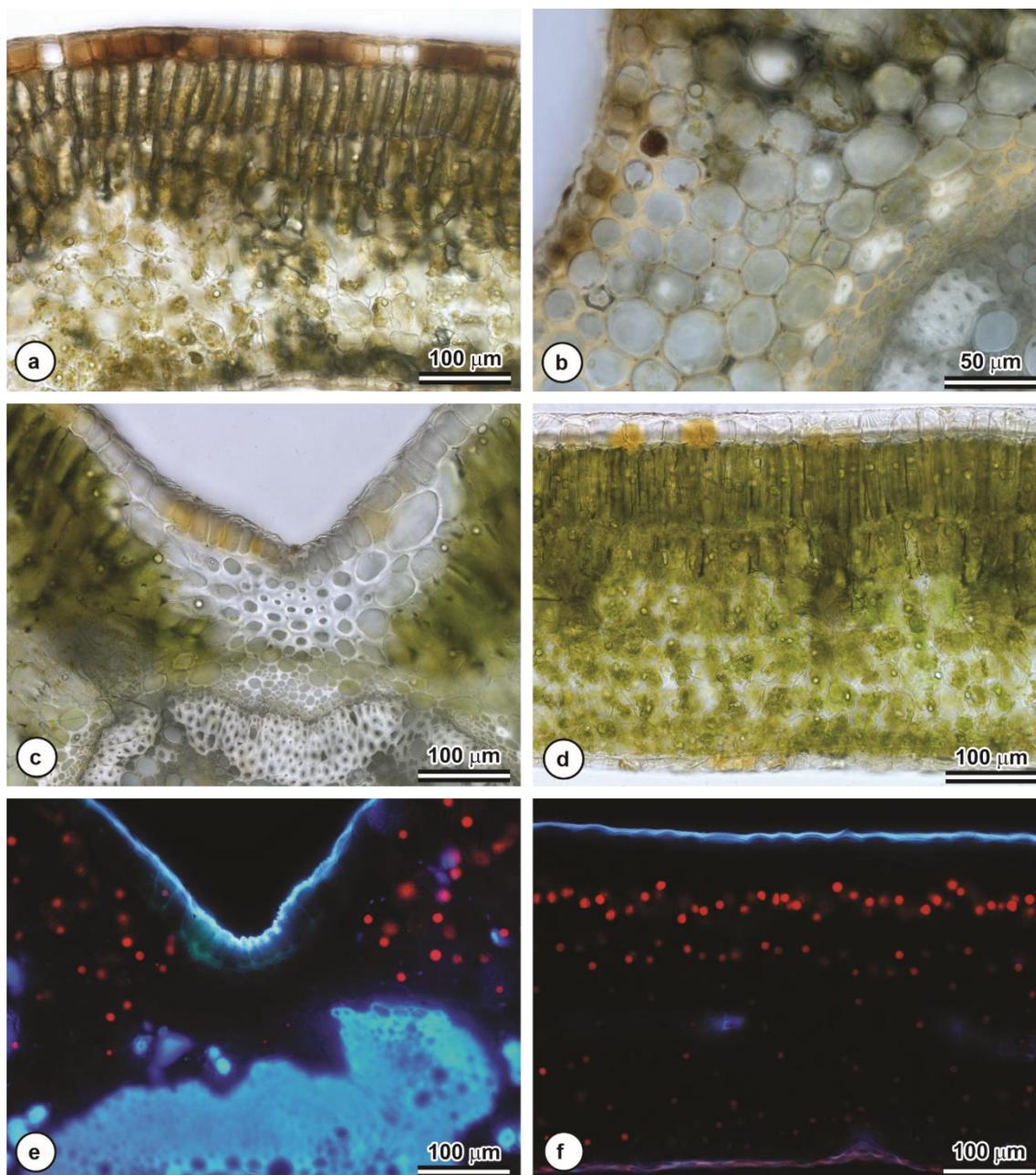


Figura 3 - Cortes transversais de folhas de *C. antisyphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae) submetidos aos testes histoquímicos para compostos fenólicos: a, b – método do Cloreto de Ferro III: os compostos fenólicos totais coram de marrom a negro em células epidérmicas e algumas células parenquimáticas; c, d – método do Dicromato de Potássio: compostos fenólicos totais coram de castanho avermelhado em células epidérmicas; e, f – Cloreto de Alumínio em luz Ultravioleta: flavonoides emitem fluorescência secundária amarelo-esverdeado em células epidérmicas, a fluorescência avermelhada nas células do parênquima clorofiliano está associada a presença de terpenos.

Os testes histoquímicos realizados com vanilina clorídrica nas folhas de *C. antisyphilitica* não localizaram a presença de taninos no órgão avaliado.

Os óleos essenciais são compostos constituídos em sua maioria por terpenóides encontrados frequentemente em tricomas glandulares, sendo importante o estudo anatômico para identificação dos tricomas e outras estruturas que possam armazenar essas

substâncias (Apezzato e Carmello 2006). O reagente Nadi identifica com a cor azul estruturas que possam conter essências, de vermelho estruturas contendo ácido resínicos, nas cores violeta à purpura são encontradas misturas de resinas e óleos essenciais.

A caracterização histoquímica com reagente de Nadi nas folhas da espécie *C. antisyphilitica* apresentaram coloração violeta localizada em algumas células do parênquima clorofiliano em forma de gotas, sugerindo ter evidência de hibridização com ácidos resínicos e óleos essenciais. A cor azul evidenciada nas células parenquimáticas revelando a existência em uma distribuição do composto bioativo terpeno que são óleos essenciais encontrados em diversos pontos nos tecidos (Figura 4). Óleos essenciais também ocorrem amplamente nas folhas de *Jacaranda ulei*, um representante da família Bignoniaceae (Nunes et al. 2020).

Nos tricomas peltados em *C. antisyphilitica* os testes histoquímicos obtiveram resultados negativos. Resultados semelhante foram observados nos tricomas peltados de *Bignonia aequinoctialis* (Gama et al. 2013).

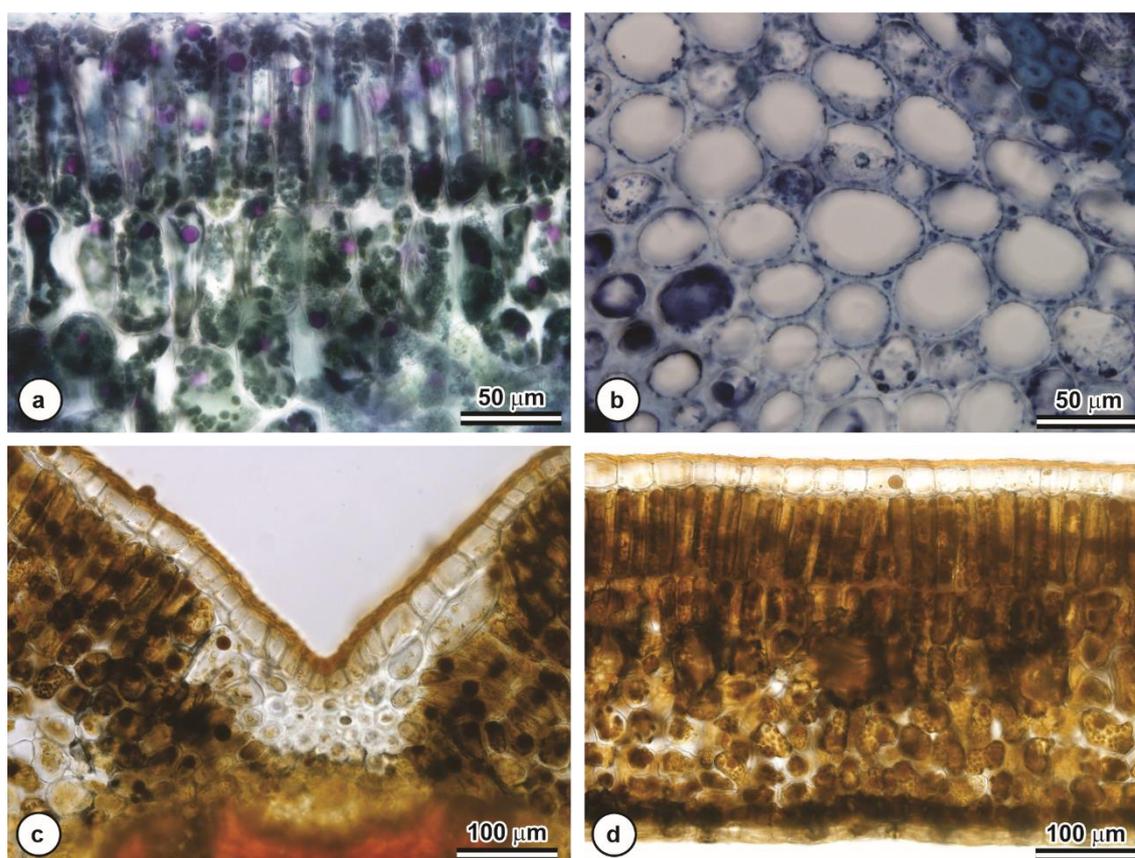


Figura 4 - Cortes transversais de folhas de *C. antisyphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae) submetidos aos testes histoquímicos para óleos essenciais, oleorresinas e alcalóides : a, b – reagente de NADI: terpenos coram de azul (óleos essenciais) em algumas células parenquimáticas e adquirem coloração violeta quando ocorrem misturas de óleos essenciais e oleorresinas no parênquima clorofiliano; c, d – reagente de Wagner: alcaloides coram de castanho avermelhado.

5.3 Anatomia da casca da espécie *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart.

Os cortes transversais da periderme da espécie *C. antisiphilitica* corados com azul de toluidina (figura 5) demonstram detalhadamente células do floema secundário contendo cristais do tipo ráfide. O felogênio aparece abaixo do súber com células achatadas, retangular, irregular e dispostas radialmente e em constante divisão dando origem ao súber, através do desenvolvimento do felogênio que pode se estender por muitos anos, dando origem ao crescimento em espessura do órgão do vegetal (Figura 5).

O súber pluriestratificado possui uma organização de células bastante compacto, com ausência de espaços intercelulares, possuindo parede celular suberizadas, ondulada frágeis com variação de espessamento, exposta para o meio externo, por ser uma parede suberizada ou lignificada possui a presença de resinas ou compostos fenólicos, podendo diferir sua quantidade de acordo com a obtenção dos extratos (Figura 5).

A feloderme encontra-se subjacente as células parenquimáticas do córtex, tornando complexa sua identificação, contém de uma a quatro camadas de células, neste caso as células apresentam-se irregulares, sua parede celular é delgada, apresentando alguns espaços intercelulares (Figura 5).

A periderme pode apresentar tanto células com paredes finas quanto células com parede esclerificada, é possível que haja lignina, assim como podem estar ausentes, os cristais encontrados comumente na periderme desta espécie são do tipo ráfide.

O floema secundário é do tipo condutor, voltado para o câmbio vascular sendo estratificado, possui parênquima axial e elementos condutores, já o floema não condutor é formado por fibroesclereídeos organizadas em faixas juntamente com o floema condutor, esse sistema compõem o sistema radial. São encontrados no sistema axial cristais nas células parenquimáticas e no floema secundário composto fenólicos com gotas de lipídios (Figura 5). Os elementos do tubo crivado são simples, condutoras, estão em pequenas quantidades, formam os pequenos grupos nas faixas do parênquima axial (Figura 5).

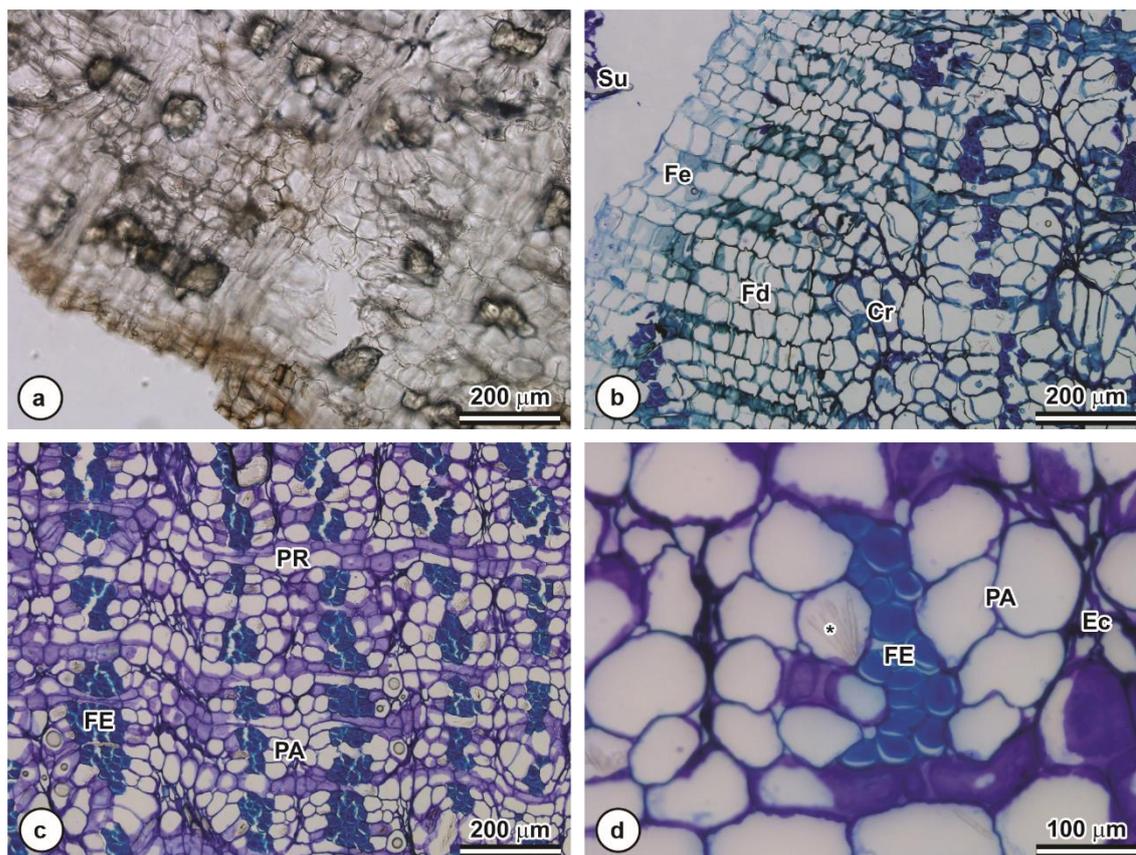


Figura 5 - Cortes transversais da casca de *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae): a - corte sem coloração; b até d - Micrografias de cortes corados com Azul de Toluidina: b – detalhes da periderme; c – floema secundário; d – detalhes do floema secundário com célula contendo cristais do tipo ráfide. Cr: Córtex, Ec: elemento de tubo crivado, Fd: feloderme, Fe: felogênio, Fd: fibroesclereídeo, PA: parênquima axial, PR: parênquima radial, Su: súber, (*): cristais do tipo ráfide.

5.4 Histoquímica da casca da espécie *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart.

A periderme é um tecido secundário externo, devido a esse contato direto com o ambiente em que vive a espécie, estando sujeita a variações em sua estrutura. O desenvolvimento da periderme é essencial para a proteção e cicatrização do caule, sendo composta por tecidos de origem secundária. Os tecidos súber, felogênio e feloderme são secundários e compõem a periderme. O câmbio e felogênio são estruturas que compõem os meristemas laterais estando posicionados simétricos a periderme no caule (Apezzato e Carmello 2006).

Os testes com cloreto de ferro III, marcador de fenóis, Figura 6 (a, b), foram positivos nas células parenquimática e no súber, indicando a presença de fenóis nestes tecidos. Resultado semelhante foi obtido com o reagente dicromato de potássio que ao

ser inserido na amostra forma uma coloração castanho avermelhado relevando resultado positivo para compostos fenólicos existentes neste tecido (Figura 6 c, d).

O fluorocromo cloreto de alumínio, para detecção de composto fenólicos, revelou a presença desse composto na periderme de *C. antisiphilitica*, através da emissão de fluorescência secundária dos flavonoides na cor amarelo-esverdeado presentes na parede celular das fibroesclereídes e nas células do súber (Figura 6 e, f).

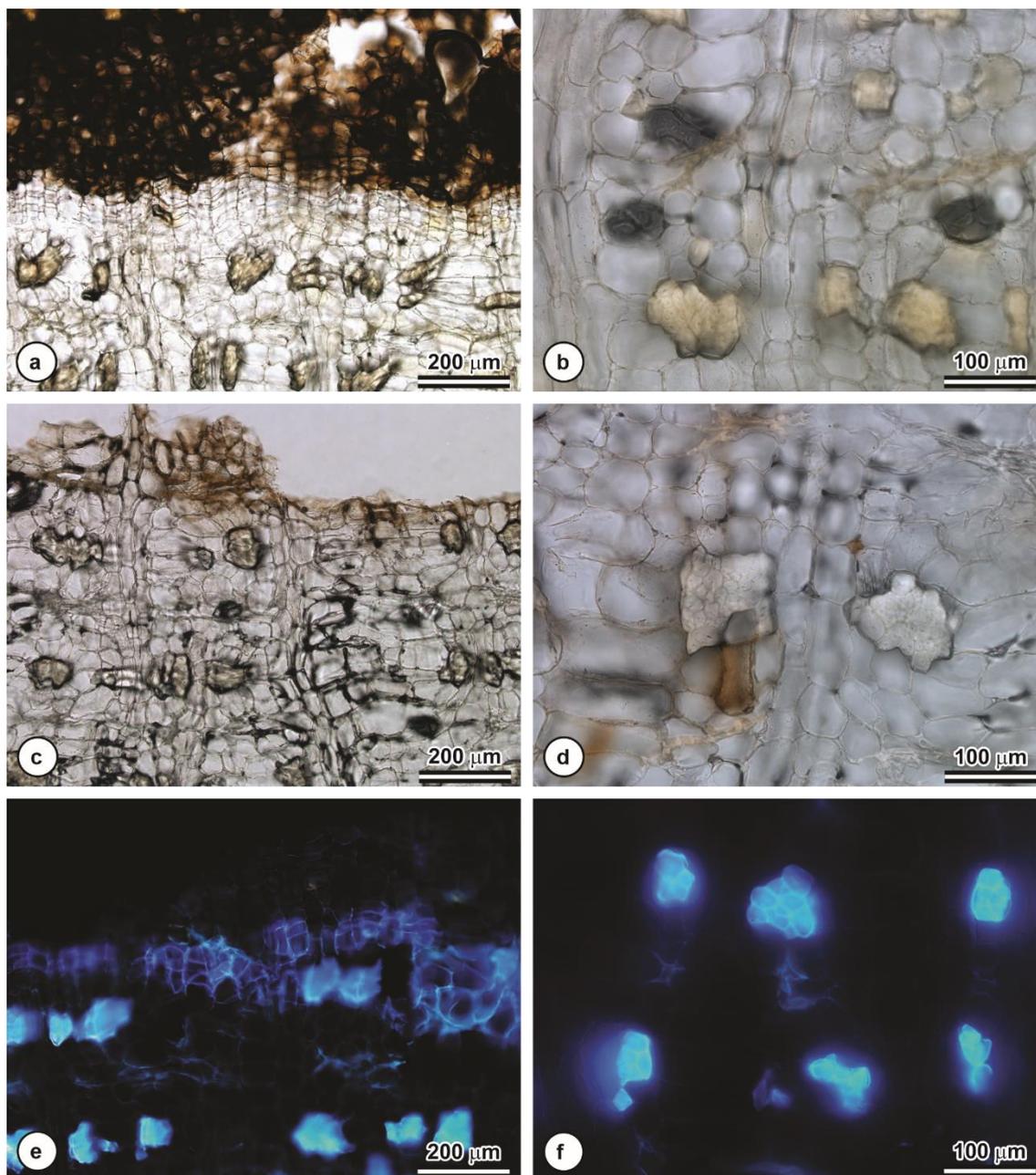


Figura 6 - Cortes transversais da casca de *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae) submetidos aos testes histoquímicos para compostos fenólicos: a, b – método do Cloreto de Ferro III: os compostos fenólicos totais coram de marrom a negro no súber e algumas células parenquimáticas; c, d – método do Dicromato de Potássio: compostos fenólicos totais coram de castanho avermelhado algumas células

parenquimáticas; e, f – Cloreto de Alumínio em luz Ultravioleta: fenólicos emitem fluorescência secundária amarelo-esverdeado na parede celular de fibroesclereídeos e células do súber.

As amostras da casca da espécie *C. antisyphilitica* submetidas a teste histoquímico para terpenos foram realizados com o reagente NADI, corando de azul as células parenquimáticas do córtex e floema secundário indicando a presença de óleos essenciais (Figura 7a, b).

O reagente de Wagner indicou a presença de alcaloides ao formar um complexo de coloração castanho avermelhado em células do tecido parenquimático, nas células do súber e na parede celular das fibroesclereídes (Figura 7 c, d).

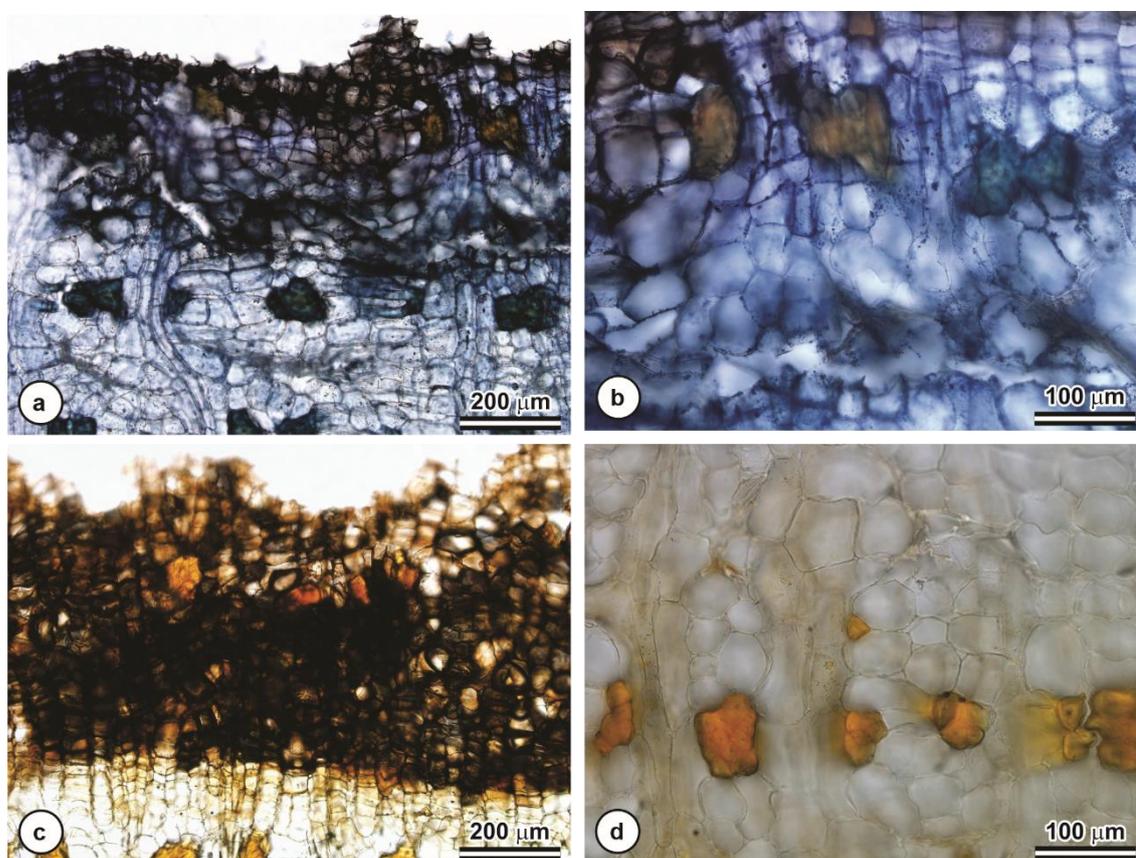


Figura 7 - Cortes transversais da casca de *C. antisyphilitica* (Mart.) Mart. (Bignoniaceae) submetidos aos testes histoquímicos para óleos essenciais, oleorresinas e alcalóides : a, b – reagente de NADI: terpenos coram de azul (óleos essenciais) em células parenquimáticas do córtex e do floema secundário; c, d – reagente de Wagner: alcaloides coram de castanho avermelhado em algumas células do súber e parenquimáticas, o reagente também marcou a parede celular de fibroesclereídeos.

Os grupos de compostos químicos identificados nos testes histoquímicos foram alcaloides e fenóis, especificamente alojados nas células do parênquima, parede celular de fibroesclereídes, floema secundário e no súber para alguns compostos.

5.5 Fitoquímica

Os extratos hidroetanólicos de *C. antisiphilitica* apresentaram a seguinte característica organoléptica para foliar, cor castanho escuro, solução límpida, cristalina, homogênea e aromática, e para casca com floema, cor visual castanho claro, solução límpida, cristalina, homogênea e aromática (Figura 8).



Figura 8 - Extratos hidroetanólicos foliar e da casca com floema de *C. antisiphilitica*. Fonte: Autores, 2021.

Foram observadas inúmeras classes fitoquímicas com resultados positivos para ambos os extratos hidroetanólicos de *C. antisiphilitica*, em especial para ácidos orgânicos, saponinas espumídicas, taninos, alcaloides, glicosídeos cardíacos, purinas, depsídeos e depsidonas, naftoquinonas e compostos alifáticos (Tabela 1). As classes de fitoquímicos obtidos a partir do metabolismo especial desse vegetal apresentam as seguintes ações biológicas reportadas em geral para flavonoides com ações (antimicrobiano, antiviral, antioxidante, anti-inflamatório, antiulcerogênica e antineoplásica) (Barcelos et al. 2017), cumarinas (larvicida, antiedematogênica, antimicrobiana, antioxidante e no tratamento de linfedema) (Ajuru et al. 2017; María et al. 2018; Ferrari et al. 2019), fenólicos (crescimento e reprodução vegetativo, previne doenças crônicas cardiovasculares e neurodegenerativas e anticancerígeno) (Ajuru et al.

2017), alcaloides (antimalárico, antiasmático e anticancerígeno) (Ajuru et al. 2017; Sonam et al. 2017), saponinas (complexadoras de sais biliares, citotóxicas, antitumorais) (Ferrari et al. 2019), e taninos (adstringentes, antifúngicos, anti-hipertensivo, tratamento de feridas dérmicas e antidiarréico) (Sonam et al. 2017; Ferrari et al. 2019).

Tabela 3. Prospecção fitoquímica qualitativa dos extratos da casca com floema e foliar de *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart.

Classe fitoquímica	EHCF	EHF
Ácidos orgânicos	++	+++
Saponinas espumídicas	+++	++
Saponinas hemolíticas	+	++
Açúcares redutores	++	+
Açúcares não redutores	-	-
Polissacarídeos	-	-
Resinas	+	-
Heterosídeos cianogênicos	-	+
Proteínas e aminoácidos	-	-
Fenóis	++	++
Taninos	Verde	Verde
Flavonóides	+	++
Alcaloides	+++	+++
Glicosídeos cardíacos	+	+++
Catequinas	-	++
Purinas	-	+++
Sesquiterpenolactonas	-	-
Cumarinas	++	-
Esteróides e triterpenóides	+	+
Azulenos	-	-
Depsídeos e depsidonas	+	+++
Antraquinonas	-	-
Naftoquinonas	+	+++
Compostos aromáticos	-	-

Compostos alifáticos	Amarelo	Amarelo
----------------------	---------	---------

EHCF = Extrato Hidroetanólico Casca com Floema. EHF = Extrato Hidroetanólico Foliar. (-) não detectado. (+) positivo fraco. (++) positivo moderado. (+++) positivo forte. Verde = taninos condensados ou catéquicos (Marinho et al., 2022). Fonte: Autores, 2021.

O gênero *C. antisyphilitica* por décadas é relatado em estudos avaliando possíveis propriedades medicinais, Binutu e Lajunutu (1994), Moura et al. (2001), e Ramos et al. (2003) descrevem em seus estudos inúmeras ações fitoterapêuticas com importantes atividades na prevenção de diversos tipos de cânceres, afecções dérmicas, como antimicrobiano e purgativa.

Alguns compostos fitoquímicos isolados do material foliar de *C. antisyphilitica* já são conhecidos como ácido oleanólico, 6-*O-p*-cumaril-catalpol, macfadienosídeo e ácido 25-hidroxioleanólico e lapachol, apresentando importante atividade larvicida contra *Aedes aegypti* (Rodrigues et al. 2005). O lapachol apresenta uma gama de atividades biológicas reportadas, como anticancerígeno, antiviral, antimicrobiano, leishmanicida, antimalárico, moluscicida, esquitossomicida e tripanossomida (Hussain; Green 2017; Eyoung et al. 2020). Ramos et al. (2003) isolaram a partir do extrato hexânico e particionado foliar de *C. antisyphilitica* ácido hidroxil-oleanólico, ácido oleanólico, β -sitosterol e nonacosano. Ainda neste estudo, os pesquisadores avaliaram os triterpenos sobre *Staphylococcus aureus* e *Escherichia coli* onde ambas, apresentaram taxa de inibição de 10 mm a 2 g mL⁻¹ do extrato bruto, embora tenham observado efeito antibacteriano, esse é considerado baixo.

Os conteúdos de compostos fenólicos totais foram superiores para o extrato foliar = 301, seguido do extrato da casca com floema = 235 mg EAG 100 g⁻¹, estatisticamente foi observado diferença em ambas as amostras pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). O mesmo foi observado para taninos totais com 74 e 52 mg EAT 100 g⁻¹ para os extratos foliar e da casca com floema, respectivamente, apresentando diferença significativa entre as amostras pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). O conteúdo de flavonóides foi expressivo para o extrato foliar = 87 mg ECA 100 g⁻¹, onde também apresentou diferença significativa pelo teste de Tukey ($p \leq 0,050$ quando comparado ao extrato da casca com floema = 23 mg ECA 100 g⁻¹).

A importante atividade antioxidante foi observada em ambos os ensaios na redução do radical livre DPPH e para o sistema β -caroteno/ácido linoleico, embora a CI₅₀ = 7 μ L mL⁻¹ do extrato tenha ficado próximo as soluções padrões de antioxidante, o extrato demonstrou potencial atividade redutora de radicais livre de DPPH. O extrato da

casca com floema também demonstrou excepcional atividade redutora no ensaio com DPPH, no entanto inferior ao extrato foliar e aos antioxidantes de uso padrão. Quanto ao ensaio *in vitro* no sistema β -caroteno/ácido linoleico, novamente o extrato foliar demonstrou maior capacidade antioxidante com %AAT = 88% seguido com 54% do extrato da casca com floema para *C. antisiphilitica*. Ambos os testes antioxidantes demonstraram diferença significativa pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) entre os extratos e as substâncias utilizadas como padrão de antioxidantes (Tabela 2).

Tabela 4. Parâmetros físico-químicos, conteúdo de compostos fenólicos, flavonóides e taninos totais e atividade antioxidante para o extrato hidroetanólico da casca com floema e foliar de *C. antisiphilitica* (Mart.) Mart.

Parâmetros	EHCF	EHF
Fenólicos totais (mg EAG 100 g ⁻¹)	235,26 ± 0,63b	301,94 ± 0,87a
Taninos totais (mg EAT 100 g ⁻¹)	52,06 ± 0,37b	74,11 ± 0,59a
Flavonoides totais (mg ECA 100 g ⁻¹)	23,64 ± 0,70b	87,03 ± 0,90a
DPPH (CI ₅₀ µL mL ⁻¹)	49,64 ± 0,18d	7,55 ± 0,21c
β -caroteno/ácido linoleico (%AAT)	54,07 ± 3,07c	88,21 ± 2,19b

EHCF = Extrato hidroetanólico da Casca com Floema. EHF = Extrato hidroetanólico foliar de *C. antisiphilitica*. Letras iguais na mesma linha não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).
Fonte: Autores, 2021.

Como observado na Tabela 4 para prospecção fitoquímica qualitativa, os efeitos da presença de várias classes de fitocompostos em ambos os extratos de *C. antisiphilitica* podem ser observados nos ensaios *in vitro* colorimétricos e como agentes antioxidantes na (Tabela 4). Visto que, vários grupos fitoquímicos agem promovendo certa ação antioxidante preservando assim, as biomoléculas tanto nos processos fisiológicos vegetais, quanto nos animais e seres humanos (Skenderidis et al. 2018; Munir et al. 2018).

O aumento na quantidade de uma substância no extrato em que expressa certa atividade antioxidante, esse é considerado um potencial agente capaz de promover proteção em várias biomoléculas, bem como no DNA, além disso, inúmeros extratos vegetais são utilizados em formulações farmacêuticas com ação fotoprotetora com os danos nocivos das radiações ultravioletas, que expressam uma grande quantidade de energia, que sobre a derme pode causar diversas formas de cânceres e queimaduras (Zulaikhah 2017; Zarei Jeliani et al. 2018; Hourieh 2020). De acordo com Sembirin et al. (2018) o conteúdo expressivo de fenólicos totais contribui positivamente na promoção da ação antioxidante, pois é capaz de doar hidrogênios

6. CONCLUSÃO

As características descritas dos tecidos das folhas e da casca de *C. antisyphilitica* contribuem para a identificação da planta que possui uso medicinal popular, agregando no controle de qualidade para produção de fitoterápicos. As análises histoquímicas e fitoquímicas demonstraram que a planta apresenta em sua composição química flavonoides, terpenos e ácidos resínicos amplamente distribuídos em células parenquimáticas e epidérmicas das folhas, além de ocorrerem em células do súber e floema secundário.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AJURU, MERCY GOSPEL. Qualitative and Quantitative Phytochemical Screening of Some Plants Used in Ethnomedicine in the Niger Delta Region of Nigeria. *Journal Of Food And Nutrition Sciences*, [S.L.], v. 5, n. 5, p. 198, 2017.

ALVES, C. Q., DAVID, J. M., DAVID, J. P., BAHIA, M. V., & AGUIAR, R. M. Métodos para determinação de atividade antioxidante *in vitro* em substratos orgânicos. *Química Nova*, 33(10), 2202-2210, 2010.

APEZZATO DA GLÓRIA, B.; CARMELLO GUERREIRO, S. M. (Editoras). *Anatomia Vegetal*. 2ª edição. Editora da Universidade Federal de Viçosa, MG: UFV, 2006. 111 p.

ARAÚJO, NATHALIA DINIZ; COELHO, VICTOR PEÇANHA DE MIRANDA; AGRA, MARIA DE FÁTIMA. Estudo farmacobotânico comparativo de folhas de *Solanum crinitum* Lam., *Solanum gomphodes* Dunal e *Solanum lycocarpum* A. St.-Hil., Solanaceae. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, [S.L.], v. 20, n. 5, p. 666-674, nov. 2010.

ASCENSÃO, L. Estruturas secretoras em plantas. Uma abordagem morfoanatômica, Potencialidades e Aplicações das Plantas Aromáticas. Curso teórico-prático. Centro de Biotecnologia Vegetal, Faculdade de Ciências da Universidade de Lisboa. P. 19-28. 2017.

BARBOSA, W. L. R.; QUIGNARD, E.; TAVARES, I. C DE. C.; PINTO, L DO, N.; OLIVEIRA, F. Q DE.; OLIVEIRA, R. M. Manual para análise fitoquímica e cromatográfica de extratos vegetais. UFPA, p. 19. *Revista Científica*, v. 4, 2004.

BARCELOS, I. B., BULIAN, A. L.; CALAZANS, R. S. P. Análise fitoquímica e das atividades citotóxicas, antioxidante, e antibacteriana das flores de *Tabebuia serratifolia* (Vahl) Nicholson. *Revista Fitos*, v. 11, n. 1, p. 1-18, 2017.

BERSIER, J. D., BOCQUET, G. Les methodes d'éclaircissement en vascularisation et en morphogénie végétales comparées. *Archives Science*, v.13, n.4, p.555-556, 1960.

BINUTU, O. A.; LAJUBUTU, B. A. Antimicrobial potentials of some species of the Bignoniaceae family. *African Journal of Medicine Science*, v. 23, p. 269-273, 1994.

BITTENCOURT, N. S., PEREIRA, E. J., DE SOUZA SÃO-THIAGO, P., & SEMIR, J. The reproductive biology of *Cybistax antisiphilitica* (Bignoniaceae), a characteristic tree of the South American savannah-like "Cerrado" vegetation. *Flora: Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*, 206(10), 872–886, 2011.

BRADY, O. L., ELSMIE, G. V. The use of 2:4-Dinitrophenylhydrazine as a reagent for aldehydes and ketones. *The Analyst*, v. 51, n. 599 p. 77-78, 1926.

BRAGA, P. M. S., BARCELOS, I. B., CALAZANS, R. S. P., BULIAN, A. L. S., GABLER, J. C. R., SOBRAL, F. O. S., SALVI, J. O. Análise fitoquímica, toxicidade, potencial antioxidante e atividade antibacteriana da *Ceiba speciosa* (A. ST. –Hil.) Ravenna. *Revista Fitos*, v. 13, n. 1, p. 9-21, 2019.

BRASIL. Farmacopeia Brasileira. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Brasília: Anvisa, v.1, n. 1, p. 106, 2010.

BRESCIANI, L. F. V.; PRIEBE, J. P.; YNES, R. A. Pharmacological and phytochemical evaluation of *Adiantum cuneatum* growing in Brazil. *Z. Naturforsch*, v. 58, p. 191-194, 2003.

CANIATO, R., FILIPPINI, R., CAPPELLETTI, E.M. & APPENDINO, G. Detection of peroxides in intact plant material. *Fitoterapia*, v. 60, p.549-551, 1989.

CASTRO, H. G.; FERREIRA, F. A.; SILVA, D. J. H.; MOSQUIM, P. R. Contribuição ao estudo das plantas medicinais Metabolitos secundários. 2a ed. Viçosa: Gráfica, 2004.

CASTRO, M. M. & MACHADO, S. R. Células e tecidos secretores. In: Appezzato-da-Glória, B. & Carmello-Guerreiro, S. M. (eds.) Anatomia Vegetal. 3a ed. Viçosa: Editora UFV, pp.169-191, 2012.

COELHO, VICTOR PEÇANHA DE MIRANDA; LEITE, JOÃO PAULO VIANA; NUNES, LÍRIA GRANATO; VENTRELLA, MARÍLIA CONTIN. Anatomy, histochemistry and phytochemical profile of leaf and stem bark of *Bathysa cuspidata* (Rubiaceae). Australian Journal Of Botany, [S.L.], v. 60, n. 1, p. 49, 2012.

CORREIA, M.C.R.; PINHEIRO, M.C.B. & LIMA, H.A. Produção de frutos e germinação de sementes de *Anemopaegma chamberlaynii* Bur. & K. Schum. (Bignoniaceae) - Um registro de poliembrionia, Sitientibus Série Ciências Biológicas 5: 68-71. 2005.

CUNHA, A. (ORG.). Farmacognosia e Fotoquímica. 4ª Ed. Lisboa: Fundação Calouste Gulbenkian, 2014.

DEMARCO, D. (2005). Estruturas secretoras florais e coléteres foliares em espécies de cerrado de *Aspidosperma* Mart. e *Blepharodon* Decne. (Apocynaceae), SP, Brasil. Tese de mestrado, Universidade Estadual de Campinas, Campinas.

DEWANTO, V., WU, X., ADOM, K., LIU, R. H. J. Processed sweet corn has higher antioxidant activity. Journal of Agricultural and Food Chemistry, v. 50, n. 10, p. 3.010-3.014, 2022.

EVERT, R. F. Esau's Plant anatomy: meristems, cells, and tissues of the plant body: their

EYONG, K. O.; KETSEMEN, H. L.; ZHAO, Z.; DU, L.; INGELS, A.; MATHIEU, V.; KNORNIENKO, A. Antiproliferative activity of naphthoquinones and indane carboxylic acids from lapachol against a panel of human cancer cell lines. Medicinal Chemistry Research, v. 29, p. 1058-1066, 2020.

FAHN, A. Secretory tissues in plants. Academic Press, London. 1979.

FAROOQ, M. U., MUMTAZ, M. W., MUKHTAR, H., RASHID, U., AKHTAR, M. T., RAZA, S. A., NADEEM, M. UHPLC-QTOF-MS/MS based phytochemical

characterization and anti-hyperglycemic prospective of hydro-ethanolic leaf extract of *Butea monosperma*. *Scientific Reports*, v. 10, p. 3530, 2020.

FERNNER, R.; BETTI, A. H.; MENTZ, L. A.; RATES, S. M. K. Plantas utilizadas na medicina popular brasileira com potencial atividade antifúngica. *Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas*, v. 42, n. 3, p. 369-394, 2006.

FERRARI, A. L. S.; COSTA, K. A.; FERREIRA, V.; BULIAM, A. L. Prospecção fitoquímica e toxicidade aguda das flores de *Carnegiea gigantea* (Engelm) Britton & Rose. *South American Journal of Basic Education, Technical and Technological*, v. 6, n. 1, p. 268-281, 2019.

FLORA DO BRASIL 2020 em construção. “Família Bignoneacea”. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>. Acesso em: 20 de Janeiro de 2021.

FURR, MARION; MAHLBERG, PAUL G. Histochemical Analyses of Laticifers and Glandular Trichomes in *Cannabis sativa*. *Journal Of Natural Products*, [S.L.]. v. 44, n. 2, p. 153-159, mar. 1981.

GABE, MANFRED. *Techniques histologiques*. Paris: Masson. 1113 p. 1968.

GAITÉN, Y. G., LIZAMA, R. S.; SIMÓN, G. G., ÁLVAREZ, A. M. Evaluación farmacognóstica, fitoquímica y biológica de un extracto hidroalcohólico de *Tagetes lucida* Cavanilles. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, v. 23, n. 2, 2018.

GAMA, Thália do Socorro Serra; DEMARCO, Diego; AGUIAR-DIAS, Ana Cristina Andrade de. Ontogeny, histochemistry, and structure of the glandular trichomes in *Bignonia aequinocialis* (Bignoniaceae). *Brazilian Journal Of Botany*, [S.L.], v. 36, n. 4, p. 291-297, 31 out. 2013.

GANTER, PIERRE; JOLLES, GEORGES. *Histochimie normale et pathologique*. Paris: Gauthier-Villars, 923 p. 1969.

GENTRY, A. H. *Bignoniaceae: Part II (Tribo Tecomeae)*. *Flora Neotropica*, New York, v. 25, n. 2, p. 1 – 362, 1992.

GONZALEZ A. M. Indumento, nectários extraflorales y anatomia foliar em Bignoniáceas de la Argentina. Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica, Caba, v.48, p. 221-245, 2013.

HALLAHAN, D. L. & GRAY, J. C. Plant Trichomes. Advances in Botanical Research, incorporating advances in plant pathology, vol. 31, Academic Press, London, 2000.

HARDMAN, R.; SOFOWORA, E. A. Antimony trichloride as test reagents for steroids, especially diosgenin and yamogenin, in plant tissues. Stain Technology, v. 47, p. 205-208, 1972.

HENRIQUES, S. V. C., & ALMEIDA, S. S. M. S. Identificação do caráter medicinal da espécie *Curatella americana* por meio das folhas. Estação Científica, 3(2), 89-97, 2013.

HOURIEH, A. A review o free radicals and antioxidants. Infectious Disorders, v. 20, n. 1, p. 16-26, 2020.

HUSSAIN, H.; GREEN, I. R. Lapachol and Lapachone analogs: a journey of two decades of patent research (1997-2016). Expert Opinion on Therapeutic Patents, v. 27, n. 10, p. 1111-1121, 2017.

JOHANSEN, D. A. Plant microtechnique. New York, McGraw-Hill Book Co. Incl., 523p. 1940.

KARIMZADEH, S., FARAHPOUR, M. R. (2017). Tropical application of *Salvia officinalis* hydroethanolic leaf extract improves wound healing process. Indian Journal of Experimental Biology, v. 55, p. 98-106, 2017.

LOHMANN L. G.; ULLOA C. Bignoniaceae em: iPlants Prototype Checklist. Disponível em: <http://www.iplants.org>, acessado em 01 de janeiro de 2021.

LORENZI, H.; Árvores brasileiras: Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa: Inst. Plantarum, v. 1, 3 ed., p. 352, 2000.

MACE, M. E.; HOWELL, C. R. Histochemistry and identification of condensed tannin precursors in roots of cotton seedlings. Canadian Journal Of Botany, [S.L.], v. 52, n. 11, p. 2423-2426, 1 nov. 1974.

MAKKAR, H. P. S. Quantification of tannins in tree foliage. A laboratory manual. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, 2003.

MARÍA, R.; SHIRLEY, M.; XAVIER, C.; JAIME, S. Preliminary phytochemical screening, total phenolic content and antibacterial activity of thirteen native species from Guayas province Ecuador. *Journal of King Saud University – Science*, v. 30, n. 4, p. 500-505, 2018.

MARINHO, T. A., OLIVEIRA, M. G., MENEZES FILHO, A. C. P., CASTRO, C. F. S., OLIVEIRA, I. M. M., BORGES, L. L., MELO-REIS, P. R., SILVA-JR, N. J. Phytochemical characterization, and antioxidant and antibacterial activities of the hydroethanolic extract of *Anadenanthera peregrina* stem bark. *Brazilian Journal of Biology*, v. 82, p. e234476, 2021.

MARTINS, MARIA BERNADETE GONÇALVES; CASTRO, ANSELMO A.; CAVALHEIRO, ALBERTO J.. Caracterização anatômica e química de folhas de *Jacaranda puberula* (Bignoniaceae) presente na Mata Atlântica. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, [S.L.], v. 18, n. 4, p. 600-607, dez. 2008.

METCALFE, C.R. & CHALK, L. Anatomy of the dicotyledons: systematic anatomy of the leaf and stem. Vol. I. New York: Oxford University Press, 1979.

MEZZA, G. N., BORGNELLO, A. V., GROSSO, N. R., FERNANDEZ, H., PRAMPARO, M. C., GAYOL, M. F. Antioxidant activity of rosemary essential oil fractions obtained by molecular distillation and their effect on oxidative stability of sunflower oil. *Food Chemistry*, v. 242, p. 9-15, 2018.

MORAIS, D. V., MOREIRA, M. M., SILVA, F. L., COSTA, M. A. P. C., DELERNE-MATO, C., CARVALHO, C. A. L., & ESTEVINHO, M. L. M. Dalbergia ecastaphyllum leaf extracts: in vitro inhibitory potential against enzymes related to metabolic syndrome, inflammation and neurodegenerative diseases. *Acta Scientiarum Biological Sciences*, 41, e46622, 2019.

MOURA, K. C. G.; EMERY, F. S.; NEVES-PINTO, C. et al. Trypanocidal activity of isolated naphthoquinones from *Tabebuia* and some heterocyclic derivatives: A review

from an interdisciplinary study. *Journal of Brazilian Chemistry Society*, v. 12, p. 325-338, 2001.

MUNIR, A.; SULTANA, B.; BASHIR, A.; GHAFAR, A.; MUNIR, B.; SHAR, G. A.; NAZIR, A.; IQBAL, M. Evaluation of antioxidant potential of vegetables waste. *Polish Journal of Environmental Studies*, v. 27, n. 2, p. 947-952, 2018.

NAKAJIMA, J. 2013. *ACRITOPAPPUS*. In: FORZZA, R. C. et al. (eds.). *Lista de espécies da flora do Brasil*. Jardim Botânico de Rio de Janeiro. Disponível em <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB111654>>. Acesso em 15 de Janeiro 2020.

NUNES, PATRICIA HELENA; FERREIRA, HELENO DIAS; BORGES, LEONARDO LUIZ; SÁ, STONE DE; CUNHA, LUIZ CARLOS DA; OLIVEIRA NETO, JERÔNIMO R.; PAULA, JOSÉ REALINO DE; FIUZA, TATIANA DE SOUSA. Morphoanatomic Study of *Jacaranda ulei* and Variability of Its Volatile Oils. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, [S.L.], v. 30, n. 5, p. 718-722, 30 set. 2020.

O'BRIEN, T. P.; FEDER, N.; MCCULLY, M. E. Polychromatic staining of plant cell walls by toluidine blue O. *Protoplasma*, [S.L.]. v. 59, n. 2, p. 368-373, jun. 1964.

OGUNDIPE O. T.; WUJEK D. E. Foliar anatomy on twelve genera of Bignoniaceae (Lamiales). *Acta Botanica Hungarica*, v.46, p. 337-361, 2004

OLIVEIRA, F.; AKISUE, G.; AKISUE M. K. *Farmacognosia*. 1ed. Ribeirão Preto: Atheneu, 412p, 2005.

OLMSTEAD R. G.; ZJHRA M. L.; LOHMANN L. G.; GROSE S. O.; ECKERT A. J. A molecular phylogeny and classification of Bignoniaceae. *American Journal of Botany*, United States. v.96, p. 1731-1743, 2009.

PALERMO FH, TEIXEIRA SP, MANSANO VF, LEITE, VG, RODRIGUES TM Secretory spaces in species of the clade Dipterygeae (Leguminosae, papilionoideae). *Acta Botânica Brasilica* 31, 374–381, 2017

PEREIRA P. H.; MANSANO V. F. Estudos taxonômicos da tribo Tecomeae (Bignoniaceae) no Parque Nacional do Itatiaia, Brasil. *Rodriguésia*, Rio de Janeiro, v.59, n.2, p. 265-289, 2008.

PRAKASH, J., VEDANAYAKI, S. Organoleptic, fluorescence, qualitative and quantitative analysis of bulb extract of *Zephyranthes citrina*. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, v. 8, n. 3, p. 2531-2536, 2019.

RAMOS, M. P. P.; FERREIRA, M. J. P.; LOPES, L.; EMERENCIANO, V. P. Computer-aided identification of chemical constituents isolated from *Cybistax antisiphylitica*. *Internet Electronic Journal of Molecular Design*, v. 2, 2003.

RAMOS, R. S.; RODRIGUES, A. B. L.; ALMEIDA, S. S. M. S. Preliminary study of the extract of the barks of *Licania macrophylla* Benth: phytochemicals and toxicological aspects. *Biota Amazônica*. v. 4, p. 94-99, 2014.

REITZ, R. Plantas medicinais de Santa Catarina. *Anais botânicos do herbário Barbosa Rodrigues*. Itajaí, v. 6, n. 6, p. 259-300, 1954.

RODRIGUES, A. M. S.; PAULA, J. E.; ROBLLOT, F.; FOURNET, A.; ESPÍNDOLA, L. Larvicidal activity of *Cybistax antisiphylitica* against *Aedes aegypti* larvae. *Fitoterapia*, v. 76, p. 755-757, 2005.

SANTOS, I. R. Metabolismo básico e origem dos metabólitos secundários. In: Simões C.M.O., Schenkel E. P. Gosmann, G., Mello, J. C. P., Mentz, L. A. & Petrovick, P. R. (orgs.). *Farmacognosia: da planta ao medicamento*. 6ª ed. Universidade UFRGS/ Ed. UFSC, Porto Alegre/ Florianópolis, pp 403-410, 2007.

SILVA A.M.L., COSTA M.F.B.; LEITE V.G.; REZENDE A. A.; TEIXEIRA S. P. Anatomia foliar com implicações taxonômicas em espécies de ipês. *Hoehnea*, São Paulo, v. 36, p. 329-338, 2009.

SILVA N. L. A., MIRANDA F. A. A., CONCEIÇÃO G. M. Triagem fitoquímica de plantas de cerrado da área de proteção ambiental Municipal do Inhamum Caxias Maranhão, *Scientia Plena* 6, 1-17, 2010.

SILVA, A. A., SOUZA, R. R., SILVA, K. L., MARQUES, D. D., & GRAEBNER, I. B. Identificação dos metabólitos da espécie *Bauhinia acreeana* (Fabaceae). *Scientia Naturalis*, 1(5), 83-91, 2019.

SILVA, L. M.; ALQUINI, Y.; CAVALLER, V. J. Inter-relações entre a anatomia vegetal e a produção vegetal. *Acta Botânica Brasileira*, v.19, n.1, p. 183-194, 2005.

SKENDERIDIS, P.; KERASIOTI, E.; KARKANTA, E.; STAGOS, D. et al. Assessment of the antioxidant and antimutagenic activity of extracts from goji berry of greek cultivation. *Toxicology Reports*, v. 5, p. 251-257, 2018.

SLINKARD, K., SINGLETON, V. L. Total phenol analyses automation and comparison with manual methods. *American Journal of Enology and Viticulture*, v. 28, p. 49-55, 1977.

SONAM, M., SINGH, R. P., POOJA, S. Phytochemical screening and TLC profiling of various extracts of *Reinwardtia indica*. *International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research*, v. 9, n. 4, p. 523-527, 2017.

structure, function, and development. 3rd ed. [S. l.]: Wiley-Interscience, 2006.

VIZZOTTO, M.; KROLOW, A. C.; WEBER, G. E. B. (2010). Metabólitos Secundários Encontrados em Plantas e sua Importância. Disponível em: www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/bitstream/.../documento316.pdf. Acesso 10 jul 2021.

WIEMER, A. P., MORÉ, M., BENITEZ-VIEYRA, S., COCUCCI, A. A., RAGUSO, R. A., SÉRSIC, N. A. A simple floral fragrance and unusual osmophore structure in *Cuclopogon elatus* (Orchidaceae). *Plant Biology*, 11, 506-514, 2009.

ZAREI JELIANI, Z.; MASHJOOR, S.; SOLEIMANI, S.; PIRIAN, K.; SEDAGHAT, F.; YOSEFZADI, M. Antioxidant activity and cytotoxicity of organic extracts from three species of green macroalgae of *Ulvaceae* from Persian Gulf. *Tarbiat Modares University*, v. 9, n. 1, p. 59-67, 2018.

ZULAIKHAH, S. T. The role of antioxidant to prevent free radicals in the body. *Sains Medika Journal of Medicine and Health*, v. 8, n. 1, p. 39-45, 2017.