



Identificação e caracterização de glicosaminoglicanos em árvores frutíferas cultivadas em Pernambuco

Identification and characterization of glycosaminoglycans in fruit trees grown in Pernambuco

UNES, Lucas de Oliveira⁽¹⁾; SOARES, Manoel Henrique Fernandes⁽²⁾; SILVA, Felipe Ribeiro da⁽³⁾; SILVA, Herlayne Carolayne Caetano da⁽⁴⁾; MAGALHÃES, Cledson dos Santos⁽⁵⁾; RANDAU, Karina Perrelli⁽⁶⁾

- ⁽¹⁾ 0009-0007-1212-4106; Universidade Federal de Pernambuco, Discente, Brasil, E-mail: lucas.onunes@ufpe.br.
⁽²⁾ 0009-0002-6272-9123. Universidade Federal de Pernambuco; Recife, Brasil; E-mail: manoelhfernandes@outlook.com.
⁽³⁾ 0000-0003-0915-5933. Universidade Federal de Pernambuco, discente, pesquisadora, Departamento de Ciências farmacêuticas, Laboratório de Farmacognosia, Programa de Pós-graduação em Ciências Farmacêuticas, Brasil, E-mail: felipe.rsilva@ufpe.br.
⁽⁴⁾ 0000-0001-6190-9515; Universidade Federal de Pernambuco, discente, pesquisadora, Departamento de Ciências farmacêuticas, Laboratório de Farmacognosia, Programa de Pós-graduação em Ciências Farmacêuticas, Brasil, E-mail: herlaynecaetano@gmail.com.
⁽⁵⁾ 0000-0002-2398-4036; Universidade Federal de Pernambuco, discente, pesquisador, Departamento de Ciências farmacêuticas, Laboratório de Farmacognosia, Programa de Pós-graduação em Inovação Terapêutica, Brasil, E-mail: cledsonmagalhaes@gmail.com.
⁽⁶⁾ 0000-0002-4486-4420; Universidade Federal de Pernambuco, docente, pesquisadora, Departamento de Ciências farmacêuticas, Laboratório de Farmacognosia, Programa de Pós-graduação em Inovação Terapêutica, Programa de Pós-graduação em Ciências Farmacêuticas, Brasil, E-mail: karina.prandau@ufpe.br.

O conteúdo expresso neste artigo é de inteira responsabilidade dos/as seus/as autores/as.

ABSTRACT

Glycosaminoglycans (GAGs) are found in plant and animal species and their use is increasingly common in the food, cosmetics and pharmaceutical industries. However, despite the studies that address the therapeutic power of plants, there are only studies that report the identification and characterization of GAGs in animals. In view of this, this study aimed to characterize and locate glycosaminoglycans in leaves of plant species cultivated in the state of Pernambuco. For this, histochemical characterizations and phytochemical prospection by colorimetric reactions and Thin Layer Chromatography of caju (*Anacardium occidentale*), fruta-pão (*Artocarpus altilis*), mangaba (*Hancornia speciosa*), acerola (*Malpighia emarginata*) and seriguela (*Spondias purpurea*) were carried out. Through histochemical tests, phenolic compounds, starch, lipophilic compounds and lignins were observed in different species. It is noteworthy that the species that presented crystals, its composition based on calcium oxalate was observed. Regarding the specific histochemical tests for GAGs, mucilage, reducing sugar, acidic polysaccharides, pectins and neutral polysaccharides were observed. In the phytochemical tests, flavonoids, cinnamic derivatives and tannins were identified only in cashew and crabmeat. In the specific characterization for GAGs, the glucosamine standard obtained a low retention factor, while the glucose standard eluted satisfactorily. The data found provide an important contribution to the histochemical and phytochemical characterization of GAGs.

RESUMO

Os glicosaminoglicanos (GAGs) são encontrados em espécies vegetais e animais e seu uso está cada vez mais comum na indústria de alimentos, cosméticos e farmacêutica. Entretanto, apesar dos estudos que abordem o poder terapêutico das plantas, observa-se apenas estudos que relatam a identificação e caracterização de GAGs em animais. Frente a isso, esse estudo teve o objetivo de caracterizar e localizar glicosaminoglicanos em folhas de espécies vegetais cultivadas no estado de Pernambuco. Para isso, foram realizadas caracterizações histoquímicas e prospecção fitoquímica por reações colorimétricas e Cromatografia em Camada Delgada de caju (*Anacardium occidentale*), fruta-pão (*Artocarpus altilis*), mangaba (*Hancornia speciosa*), acerola (*Malpighia emarginata*) e seriguela (*Spondias purpurea*). Através dos testes histoquímicos foram observados compostos fenólicos, amido, compostos lipofílicos e ligninas nas diferentes espécies. Destaca-se que as espécies que apresentaram cristais observou-se sua composição à base de oxalato de cálcio. Em relação aos testes histoquímicos específicos para GAGs foram observados mucilagem, açúcar redutor, polissacarídeos ácidos, pectinas e polissacarídeos neutros. Nos testes fitoquímicos foram identificados flavonoides, derivados cinâmicos e taninos apenas em caju e seriguela. Na caracterização específica para GAGs, o padrão glucosamina obteve um fator de retenção baixo, enquanto o padrão glicose eluiu de maneira satisfatória. Os dados encontrados conferem importante contribuição da caracterização histoquímica e fitoquímica de GAGs.

INFORMAÇÕES DO ARTIGO

Histórico do Artigo:

Submetido: 25/10/2023

Aprovado: 10/01/2025

Publicação: 27/03/2025



Keywords:

Chemical compounds,
Mucopolysaccharides,
Microscopy,
Phytochemistry.

Palavras-Chave:

Compostos químicos,
Mucopolissacarídeos,
Microscopia, Fitoquímica.

Introdução

Mucopolissacarídeos, conhecidos também como glicosaminoglicanos (GAGs) são carboidratos de cadeia linear que desempenham funções importantes para o metabolismo, tais como ancoragem de proteínas, melhoramento da viscosidade do meio, facilitador do movimento molecular e celular, agente hidratante, dentre outros (Scott, 1992).

Os GAGs se dispersam bem no meio biológico de muitas espécies devido a presença do grupo amina, proporcionando uma alta hidrofília e nesse contato com a água há a formação de géis, dispersões pegajosas ou soluções viscosas, permitindo que o meio seja capaz de promover uma melhor movimentação das células e de substâncias como nutrientes e hormônios através da redução do atrito. Além disso, promovem a retenção de água no tecido, servindo como um bom aliado na hidratação (Moura et al., 2019).

No organismo, a síntese e a degradação dos GAGs ocorrem constantemente, evitando concentrações fora do normal suportadas por cada tecido. Os GAGs em baixas concentrações dificultam o pleno metabolismo do tecido, entretanto, essas alterações são raras e, geralmente assintomáticas, pois os organismos possuem rotas que conseguem suprir a falta dessas substâncias (Moura et al., 2019). Já em excesso, provocam casos de mucopolissacaridoses devido à deficiência de síntese enzimática que os degradam, causando problemas de diversas complexidades podendo interferir diretamente na qualidade de vida dos portadores. Em contrapartida, alguns tipos de GAGs podem ser extraídos e utilizados na indústria farmacêutica, a exemplo, pode-se citar o ácido hialurônico (AH), um polímero natural que pertence a classe dos glicosaminoglicanos não-sulfatados (Guillaume, 2006).

A vasta aplicabilidade dos GAGs deve-se às suas excelentes características higroscópicas, ao seu ótimo comportamento reológico e às suas propriedades visco-elásticas. O número de produtos cosméticos e alimentícios que incluem o AH na sua formulação é crescente, devido ao fato de ser extremamente tolerado pelo organismo, o que significa um risco muito baixo ou quase inexistente de efeitos adversos (Pierre, 2004; Tezel, 2008; Nascimento; Lombello, 2016; Fernandes et al., 2021).

O AH tem sido amplamente utilizado, sendo incorporado em produtos cosméticos de aplicação tópica, essencialmente como agente hidratante e antienvhecimento (Guillaume, 2006; Pierre, 2004). Além disso, possui efeito antioxidante, funcionando como agente sequestrante de radicais livres aumentando a proteção da pele em relação à radiação UV e contribui para aumentar a capacidade de reparação tecidual (Guillaume, 2006). Na área da oftalmologia o uso de AH também apresenta grande relevância em procedimentos de cirurgia intraocular e plástica ocular com objetivo de proteger o endotélio corneal na retirada de catarata e lubrificar, principalmente, a retração de pálpebra (Figueiredo et al, 2010).

Na natureza, os GAGs podem ser encontrados tanto em tecidos animais quanto vegetais (Scott, 1992). Em geral, espécies vegetais são ótimas fontes de carboidratos e proteínas que possuem aminoácidos essenciais. Além disso, são ricas em vitaminas do complexo B, vitamina C, A, E e D. Em particular, sabe-se que plantas frutíferas apresentam considerável importância social e econômica devido ao caráter alimentício de seus frutos. Além disso, suas folhas apresentam grande aplicabilidade na medicina tradicional, sendo consideradas com alto poder terapêutico como antidiabéticas, anti-hipertensivas, problemas decorrentes da obesidade e diversos processos inflamatórios (Khandare; Kumar; Lakshmaiah, 2000, Anita et al., 2005, Miller; Schaal, 2005, Agra 2008, Suryawanshi, 2011, Chacko; Estherlydia, 2014).

Segundo levantamento do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) de 2019, o estado de Pernambuco foi um dos maiores produtores de frutas do Brasil e segundo o Instituto de Terras e Reforma Agrária de Pernambuco (ITERPE), o cultivo de espécies frutíferas na região da mata é de grande importância econômica, nutricional (Pernambuco, 2020) e medicinal (Klosterhoff et al., 2018; Palupi et al., 2020; Pegorin et al., 2020; Muñiz-Ramirez et al., 2021).

Apesar dos estudos que abordem o poder terapêutico de plantas frutíferas, na literatura, observa-se apenas estudos que relatam a identificação, caracterização e extração de GAGs em animais, existindo uma lacuna no que tange a estudos correlacionais realizados com plantas.

Nesse sentido, a identificação dos GAGs em plantas frutíferas possibilitará a inserção dessas espécies na cadeia de produção de medicamentos, alimentos e cosméticos com o amplo uso na formulação de géis, emulsões e suspensões assim como, dependendo do tipo de glicosaminoglicanos encontrado, poderá fazer parte de formulações cosméticas como princípio ativo. Além disso, a identificação e caracterização dos GAGs aumentará as chances de negócios para os produtores rurais pernambucanos.

Para tanto, este trabalho teve como objetivo caracterizar e localizar glicosaminoglicanos e outros metabólitos em folhas de espécies vegetais cultivadas no estado de Pernambuco, Brasil.

Material e métodos

Material vegetal

As espécies utilizadas para o estudo foram caju (*Anacardium occidentale* L.), fruta-pão (*Artocarpus altilis* Park.), mangaba (*Hancornia speciosa* Gomes), acerola (*Malpighia emarginata* DC.) e siriguela (*Spondias purpurea* L.). Todas as espécies foram depositadas no Herbário Dárdano de Andrade Lima, na Empresa Pernambucana de Pesquisas Agropecuárias

(IPA) e as exsiccatas do material vegetal foram identificadas botanicamente, como pode ser observado no Quadro 1.

Quadro 1.

Exsiccatas do material vegetal estudado.

Espécie	Local de coleta	Tombamento
Caju (<i>Anacardium occidentale</i> L.)	Recife, Pernambuco, Brasil	89979
Fruta-pão (<i>Artocarpus altilis</i> Park.)	Recife, Pernambuco, Brasil	91180
Mangaba (<i>Hancornia speciosa</i> Gomes)	Tamandaré, Pernambuco, Brasil	90920
Acerola (<i>Malpighia emarginata</i> DC.)	Estrada de Aldeia, Camaragibe, Pernambuco, Brasil	90999
Siriguela (<i>Spondias purpurea</i> L.)	Vitória de Santo Antão, Pernambuco, Brasil	91797

Fonte: Dados da pesquisa, 2023.

Caracterização histoquímica

Testes histoquímicos foram realizados através de secções transversais de lâminas foliares frescas, obtidas à mão livre, usando lâmina comum, utilizando os reagentes: dicromato de potássio (10%) para compostos fenólicos (Johansen, 1940); Dragendorff para alcaloides (Yoder; Mahlberg, 1976), Sudan III para compostos lipofílicos (Sass, 1951); tricloreto de antimônio para triterpenos e esteroides (Mace; Bell; Stipanovic, 1974); Lugol para amido (Johansen, 1940); floroglucinol para lignina (Johansen, 1940), ácido clorídrico (10%) para estabelecer a natureza dos cristais (Jensen, 1962); azul de toluidina para identificação de polissacarídeos (Feder; O'Brien, 1968), azul de Alcian para polissacarídeos e mucopolissacarídeos ácidos (Pearse, 1980), ácido periódico–reagente de Schiff (PAS) para polissacarídeos neutros (McManus, 1948), ácido tânico/cloreto férrico para mucilagens (Figueiredo et al., 2007) e vermelho de rutênio para pectina (Ventrela et al., 2013). As análises foram realizadas utilizando microscópio de luz (Leica DM750M), acoplado a câmera digital (Leica ICC50W) e foram obtidas imagens processadas por software (LAS EZ).

Análise qualitativa

A caracterização qualitativa do tipo de açúcar existente nas espécies foi realizada a partir da utilização do Reagente de Benedict (Korwar et al., 2010), utilizado para identificação de açúcares redutores. Extratos aquosos a 10% foram submetidos a aquecimento em banho-maria após a adição do reativo. Passados 10 minutos, foi observada a formação de precipitado laranja/castanho.

Caracterização fitoquímica

Para a caracterização fitoquímica foram utilizadas análises cromatográficas de extratos metanólicos das folhas das espécies por Cromatografia em Camada Delgada - CCD (placas de gel de sílica Merck). As placas cromatográficas foram realizadas utilizando 5 µL da amostra, em sistemas cromatográficos e reveladores específicos para cada grupo de acordo com o Quadro 2.

Quadro 2.

Metodologia utilizada para a análise fitoquímica dos extratos foliares.

Metabólito	Fase móvel	Padrão	Revelador	Referência
Triterpenos e Esteroides	Tolueno: AcOEt (90:10)	β -sitosterol Ácido Ursólico	Liebermann/ Burchard Δ	Harbone, 1998
Mono sesquiterpenos	Tolueno: AcOEt (97:3)	Carvacrol	Vanilina sulfúrica Δ	Wagner; Bladt, 1996
Alcaloides	AcOEt: Ácido Acético: Ácido Fórmico: Água (100:11:11:27)	Atropina	Draggendorf	Wagner; Bladt, 1996
Cumarinas	Hexano: AcOEt (3:2)	Umbeliferona	KOH 5% + EtOH + UV	Neu, 1956; Wagner; Bladt, 1996
Flavonoides	AcOEt: Ácido Acético: Ácido Fórmico: Água (100:11:11:27)	Quecertina e rutina	NEU + UV	Neu, 1956; Markhan, 1982
Derivados Cinâmicos	AcOEt: Ácido Acético: Ácido Fórmico: Água (100:11:11:27)	Ácido Cafeico	NEU + UV	Neu, 1946; Wagner; Bladt, 1996
Taninos hidrolisáveis	AcOEt: Ácido Acético: Ácido Fórmico: Água (100:11:11:27)	Ácido gálico	NEU + UV	Stiasny, 1912
Antraquinonas	AcOEt: Álcool n Propílico: Água: Ácido Acético (40:40:30:1)	Senosideo A+B	Ácido nítrico 25% (aquoso) + Δ	Brasil, 2010
Açúcares	n-buOH: Me ₂ CO: tampão fosfato pH 5.0 (40:50:10)	Glicose	Trifeniltetrazóli o	Metz, 1961

Fonte: Dados da pesquisa, 2023.

Testes fitoquímicos específicos para glicosaminoglicanos e polissacarídeos ácidos foram realizados inicialmente com reações colorimétricas: Molisch (carboidratos), Vermelho de rutênio (mucilagens) e lugol (amido) (Kassakul et al., 2014). Através de Cromatografia em Camada Delgada (CCD) a partir de extratos etanólicos e hidrolisados de folhas adultas das espécies utilizaram como base o método de Lipiello e Manking (1971) e Humbel e Chamoles (1972), sendo o eluente uma mistura de ácido acético 0,5 N, etanol P.A. e acetato de cálcio, utilizando como padrão condroitina de cartilagem de tubarão para glicosaminoglicanos. Também foi utilizado para polissacarídeos ácidos, sistema de eluente acetonitrila e água (85:15 v/v), utilizando como revelador 0,5% de α -naftol em 5% de H₂SO₄, utilizando como padrão glucosamina ou glicose (Lee et al., 2012).

Resultados e Discussão

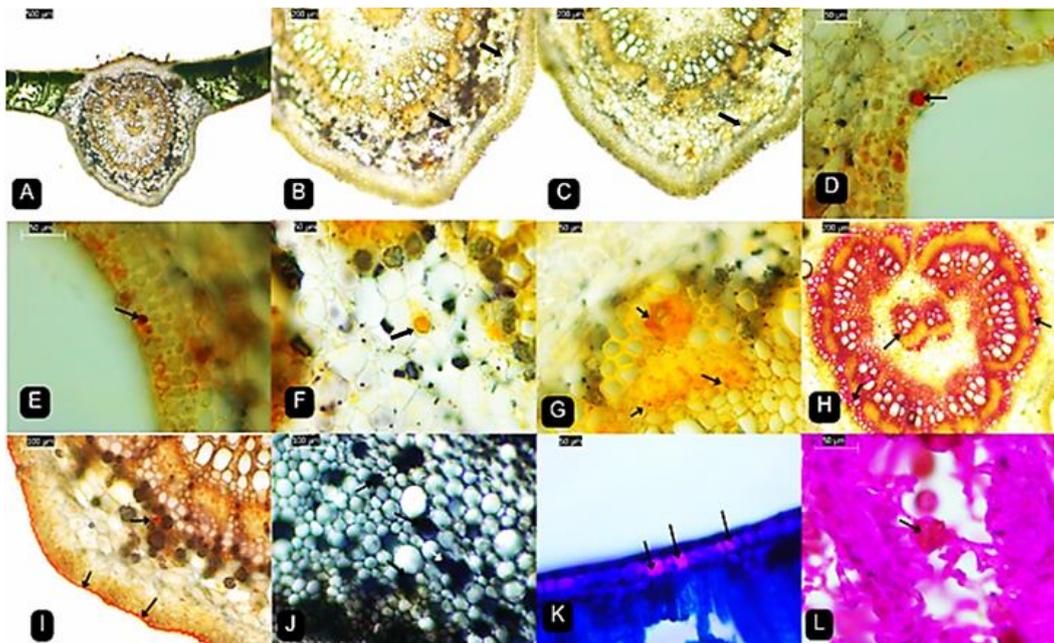
Caracterização histoquímica

A caracterização histoquímica busca evidenciar os locais de acúmulo de cada classe de metabólito na estrutura vegetal e, para que essa análise seja realizada, são utilizados reagentes específicos evidenciando cada uma delas.

Artocarpus altilis (Parkinson) Fosberg

Na Figura 1A observa-se a secção transversal da lâmina foliar sem adição de reagente. A caracterização histoquímica de fruta-pão evidenciou que os cristais apresentam composição a base de oxalato de cálcio (Figuras 1B e 1C). Compostos fenólicos foram observados na epiderme (Figuras 1D e 1E). Alcaloides são evidenciados no parênquima e colênquima (Figuras 1F e 1G). Ligninas foram observadas no xilema e esclerênquima (Figura 1H). Compostos lipofílicos foram evidenciados na cutícula e parênquima (Figura 1I). Sobre os testes específicos para GAGs, mucilagens foram observadas no parênquima e feixe vascular (Figura 1J), polissacarídeos na epiderme (Figura 1K) e pectinas foram observadas no parênquima esponjoso (Figura 1L). Os testes para amido, polissacarídeos e mucopolissacarídeos ácidos, triterpenos e esteroides foram negativos.

Figura 1.
Caracterização histoquímica de *Artocarpus altilis* (Parkinson) Fosberg.



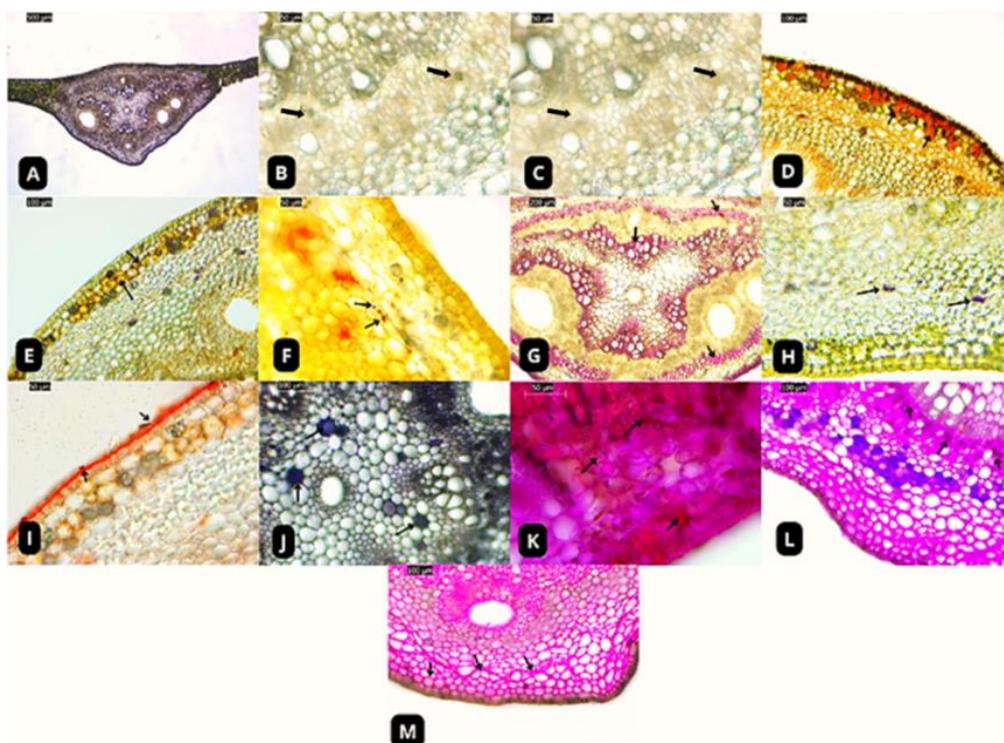
A: Controle; B-C: Ácido clorídrico 10%; D-E: Dicromato de potássio; F-G: Dragendorff; H: Floroglucinol; I: Sudan III; J: Ácido tânico/Cloreto férrico; K: Azul de toluidina; L: ácido periódico–reagente de Schiff (PAS). Fonte: Dados da Pesquisa, 2023.

Em estudo histoquímico com *A. altilis*, Sá et al. (2019) observaram nas folhas da espécie compostos fenólicos, triterpenos e esteroides, compostos lipofílicos na cutícula, epiderme e colênquima, lignina no xilema e esclerênquima, amido no parênquima e confirmaram que os cristais são a base de oxalato de cálcio. Os testes para alcaloides, no estudo de Sá et al. (2019), foram negativos. Os dados se assemelham com o presente estudo na presença de compostos fenólicos e compostos lipofílicos, entretanto, os locais de acúmulo se diferenciam. Além disso, os autores observaram amido, triterpenos e esteroides e no presente estudo deram negativo.

Anacardium occidentale L.

Na Figura 2A observa-se a secção transversal da lâmina foliar sem adição de reagente. A caracterização histoquímica de caju apresentou cristais à base de oxalato de cálcio (Figuras 2B e 2C). Compostos fenólicos foram observados no colênquima (Figura 2D) e alcaloides no colênquima e parênquima (Figuras 2E e 2F). Ligninas foram evidenciadas no xilema e esclerênquima (Figura 2G). Amido foi observado no parênquima (Figura 2H). Compostos lipofílicos foram observados na cutícula (Figura 2I). Os testes de GAGs obtiveram resultados positivos observando mucilagens no parênquima (Figura 2J), polissacarídeos neutros no colênquima e parênquima (Figuras 2K e 2L) e pectinas nas paredes das células parenquimáticas (Figura 2M). Os testes para polissacarídeos e mucopolissacarídeos ácidos, triterpenos e esteroides foram negativos.

Figura 2.
Caracterização histoquímica de *Anacardium occidentale* L.



A: Controle; B-C: Ácido clorídrico 10%; D: Dicromato de potássio; E-F: Dragendorff; G: Floroglucinol; H: Lugol; I: Sudan III; J: Ácido tânico/ cloreto férrico; K-L: ácido periódico–reagente de Schiff (PAS); M: Vermelho de rutênio. Fonte: Dados da Pesquisa, 2023.

Em estudo histoquímico com *A. occidentale*, Reis et al. (2014) observaram nas folhas da espécie apenas amido nas células parenquimáticas, lignina na parede das células do xilema e lipídios totais na cutícula, assemelhando com os achados do presente estudo.

Hancornia speciosa Gomes

Na Figura 3A observa-se a secção transversal da lâmina foliar sem adição de reagente. Compostos fenólicos foram observados no parênquima paliçádico (Figura 3B) e alcaloides no parênquima esponjoso (Figura 3C). Ligninas foram evidenciadas no xilema (Figura 3D) e amido no parênquima fundamental (Figura 3E). No parênquima, esclerênquima e cutícula foram observados compostos lipofílicos (Figura 3F). Em relação aos GAGs, polissacarídeos e mucopolissacarídeos ácidos foram identificados no parênquima paliçádico e esponjoso do mesofilo (Figura 3G), polissacarídeos neutros no parênquima e epiderme (Figura 3H) e pectinas no parênquima (Figura 3I) e na parede celular do colênquima (Figura 3J). Os testes para triterpenos e esteroides foram negativos.

Figura 3.
Caracterização histoquímica de *Hancornia speciosa* Gomes.



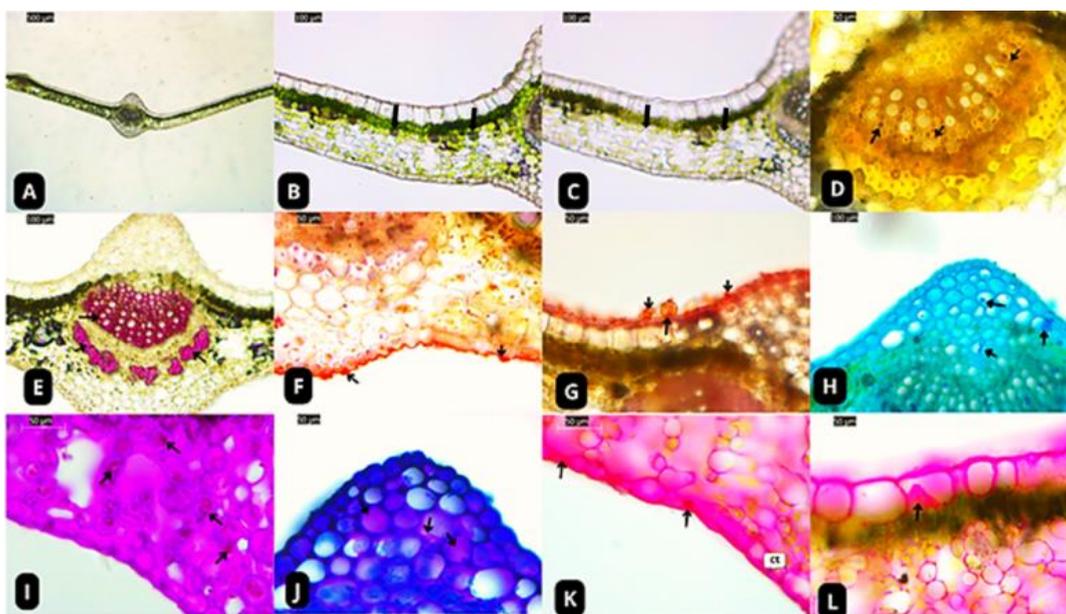
A: Controle; B: Dicromato de potássio; C: Dragendorff; D: Floroglucinol; E: Lugol; F: Sudan III; G: Azul de alcian; H: Azul de toluidina; I: ácido periódico–reagente de Schiff (PAS); J: Vermelho de rutênio.
Fonte: Dados da Pesquisa, 2023.

Campos et al. (2021) identificaram através de histoquímica de *H. speciosa* compostos fenólicos no parênquima paliçádico e esponjoso, alcaloides, triterpenos e esteroides no parênquima paliçádico, compostos lipofílicos na cutícula, lignina foi evidenciada no xilema, amido no parênquima e o teste para estabelecer a natureza dos cristais confirmou que eram constituídos por oxalato de cálcio. Estes resultados diferem apenas na presença de triterpenos e esteroides e não foram observados cristais no presente estudo.

Malpighia emarginata DC.

Na Figura 4A observa-se a secção transversal da lâmina foliar sem adição de reagente. Foi evidenciado que os cristais presentes na espécie eram compostos por oxalato de cálcio (Figuras 4B e 4C). Alcaloides foram evidenciados no xilema (Figura 4D) e lignina no xilema e esclerênquima (Figura 4E). Compostos lipofílicos foram observados na cutícula e em tricomas glandulares (Figuras 4F e 4G). Sobre os testes específicos para GAGs, polissacarídeos e mucopolissacarídeos ácidos foram observados no parênquima fundamental (Figura 4H) e polissacarídeos totais no parênquima esponjoso (Figura 4I). Mucilagens foram observadas no parênquima (Figura 4J) e pectinas na epiderme (Figuras 4K e 4L). Os testes para compostos fenólicos, amido, triterpenos e esteroides deram negativos. Não foram encontrados estudos histoquímicos na literatura referente à espécie estudada.

Figura 4.
Caracterização histoquímica de *Malpighia emarginata* DC.



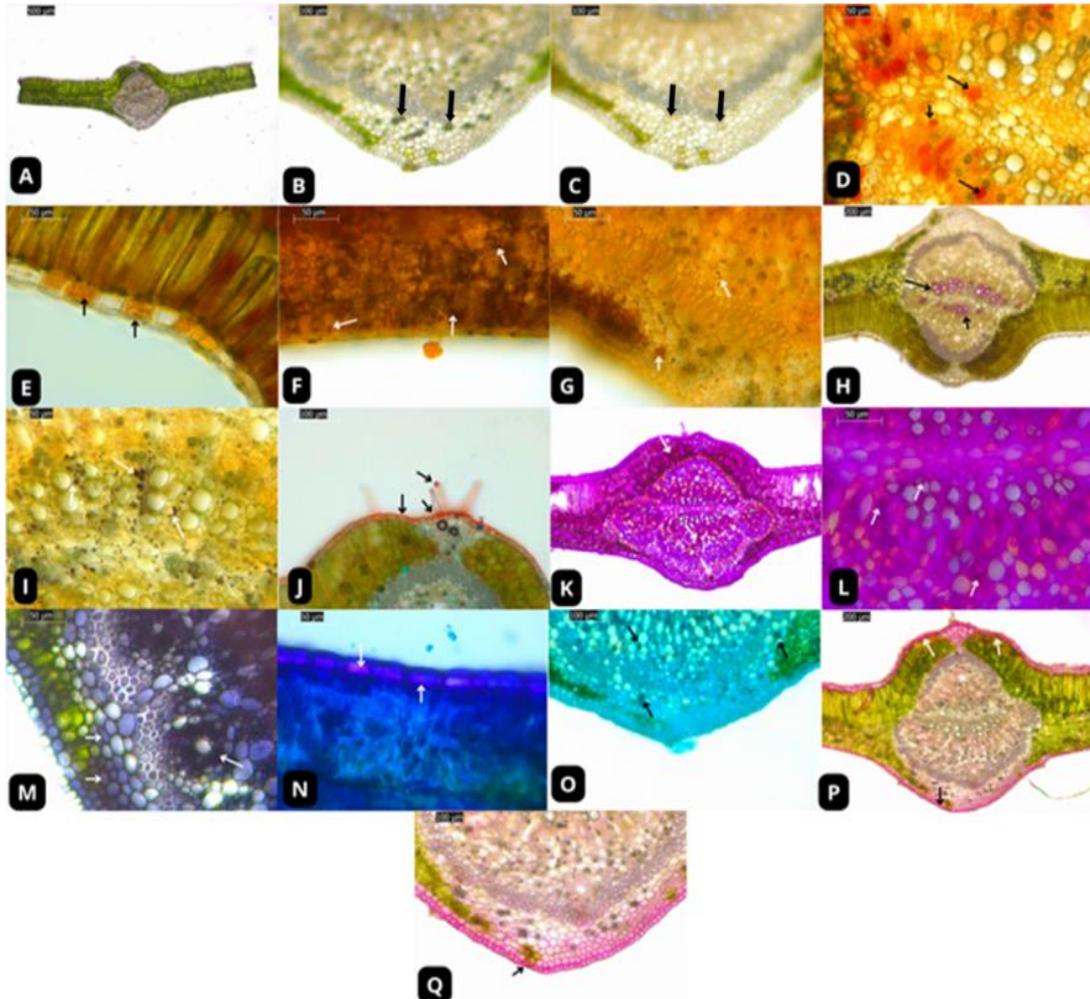
A: Controle; B-C: Ácido clorídrico 10%; D: Dragendorff; E: Floroglucinol; F-G: Sudan III; H: Azul de alcian; I: ácido periódico–reagente de Schiff (PAS); J: Azul de toluidina; K-L: Vermelho de rutênio. Fonte: Dados da Pesquisa, 2023.

Spondias purpurea L.

Na Figura 5A observa-se a secção transversal da lâmina foliar sem adição de reagente. A seriguela apresentou cristais do tipo drusa com composição à base de oxalato de cálcio (Figuras 5B e 5C). Compostos fenólicos foram observados na epiderme (Figura 5D) e no parênquima (Figura 5E). Alcaloides evidenciados nos tricomas glandulares e no parênquima (Figuras 5F e 5G). Ligninas (Figura 5H) e amido (Figura 5I) foram observados no feixe vascular. Compostos lipofílicos foram evidenciados na cutícula e no tricoma tector (Figura 5J). Em relação aos GAGs, polissacarídeos totais foram observados no parênquima e colênquima

(Figuras 5K e 5L). O teste de ácido tânico / Cloreto férrico identificou mucilagens no parênquima e em canais secretores (Figura 5M), enquanto Azul de toluidina apenas na epiderme (Figura 5N). Polissacarídeos e mucopolissacarídeos ácidos foram observados no colênquima (Figura 5O) e pectinas na parede da epiderme (Figuras 5P e 5Q). Os testes para triterpenos e esteroides foram negativos.

Figura 5.
Caracterização histoquímica de *Spondias pupurea* L.



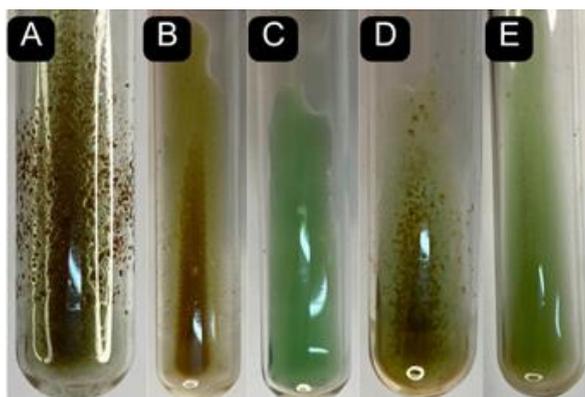
A: Controle; B-C: Ácido clorídrico 10%; D-E: Dicromato de potássio; F-G: Dragendorff; H: Floroglucinol; I: Lugol; J: Sudan III; K-L: ácido periódico–reagente de Schiff (PAS); M: Ácido tânico Cloreto férrico; N: Azul de toluidina; O: Azul de alcian; P-Q: Vermelho de rutênio. Fonte: Dados da Pesquisa, 2023.

Santos et al. (2021), em estudo histoquímico das folhas, observaram compostos fenólicos na epiderme, parênquima esponjoso, parênquima paliçádico e parênquima da nervura central. Alcaloides foram identificados no parênquima, triterpenos e esteroides foram visualizados no parênquima da nervura central e no parênquima esponjoso e compostos lipofílicos na cutícula. Estes dados diferem do presente estudo apenas em relação à presença de triterpenos e esteroides.

Análise qualitativa

O reagente de Benedict apresentou resultado positivo apenas para caju, seriguela, mangaba e fruta-pão, formando precipitado laranja/ castanho (Figura 6). Este reagente é utilizado para a identificação de açúcares redutores, importantes para a identificação de GAGs.

Figura 6.
Reagente de Benedict.



A: Caju; B: Siriguela; C: Acerola; D: Mangaba; E: Fruta-pão. Fonte: Dados da Pesquisa, 2023.

Caracterização fitoquímica

Os resultados da caracterização fitoquímica geral evidenciaram a presença das mesmas classes de metabólitos nos extratos foliares de fruta-pão (*A. altilis*) e seriguela (*S. purpurea*), sendo eles: mono e sesquiterpenos, triterpenos, esteroides e flavonoides. No extrato de caju (*A. occidentale*) foram observados a presença de mono e sesquiterpenos, triterpenos, esteroides, flavonoides e taninos hidrolisados, e no de acerola (*M. emarginata*) foram identificados flavonoides, derivados cinâmicos e taninos hidrolisados. No extrato de mangaba (*H. speciosa*) foram identificados flavonoides e derivados cinâmicos.

Em estudo fitoquímico de *A. altilis*, Costa et al. (2019) identificaram em extratos hexânico e etanólico das folhas, através de CCD, a presença de fenóis, triterpenos, esteroides e alcaloides, diferenciando do presente estudo apenas na presença de alcaloides na espécie.

Baptista (2018), analisando extratos foliares de *A. occidentale* através de fitoquímica, identificaram a presença de compostos fenólicos como flavonoides, taninos, triterpenos, saponinas, alcaloides, cumarinas, antraquinonas, além de óleos essenciais, diferenciando do presente estudo apenas na presença de alcaloides.

Em estudo fitoquímico das folhas de *H. speciosa*, Chaves e Panontin (2019) identificaram saponinas, taninos, flavonoides e derivados, diferenciando do presente estudo

apenas na presença de taninos na espécie. Souza et al. (2023) identificaram através de fitoquímica de extratos foliares de *M. emarginata* antocianinas, flavonoides.

Em prospecção fitoquímica do extrato etanólico bruto das folhas de *S. purpurea*, Nolasco et al. (2016) identificaram a presença de metabólitos secundários como alcaloides, taninos, compostos fenólicos, derivados antracênicos livres (quinonas), cumarinas, glicosídeos cardiotônicos, triterpenos e esteroides, diferenciando do presente estudo na presença de alcaloides e taninos.

Sobre a caracterização específica para GAGs, não foi possível realizar a identificação destas por meio dos métodos descritos e validados na literatura, em virtude da dificuldade de eluição desse tipo de composto na placa com os sistemas eluentes comumente utilizados.

Nas testagens realizadas, os padrões utilizados foram a glucosamina e a glicose, tendo a primeira obtido um fator de retenção pequeno, o qual não é considerado para fins cromatográficos, enquanto a glicose eluiu de maneira satisfatória. Almeida et al. (2021) em revisão da literatura observaram a presença de polissacarídeos totais em diferentes partes como folhas, casca e frutos, enquanto Silva et al. (2008) observaram a presença de carboidratos, indicativos de GAGs nos frutos de *H. speciosa*. Em *M. emarginata* foi observada a presença de polissacarídeos totais e monossacarídeos no fruto (Righetto et al., 2005) e carboidratos na polpa (Souza et al., 2023). *Spondias* e *Anacardium* são caracterizadas pela presença de canais secretores contendo complexa matriz metabólica, apresentando mucilagens, fenóis, terpenos entre outras classes de compostos nessa porção vegetal (Tölke et al., 2021), o que além de reforçar a possibilidade da extração de mucopolissacarídeos a partir de espécies vegetais, demonstra a riqueza em compostos de interesse cosmético, comercial e farmacêutico.

Conclusão

Após a análise detalhada dos resultados obtidos, pode-se inferir que o potencial dessas espécies (*A. occidentale*, *A. altilis*, *H. speciosa*, *M. emarginata* e *S. purpurea*) é vasto e pouco explorado, não apenas como formas alternativas à obtenção de GAGs, mas também para outros tipos de aplicações, em virtude da riqueza de compostos presentes em cada uma das espécies, conforme evidenciado pelos testes histoquímicos e fitoquímicos. Nesse contexto, é importante ressaltar os resultados da serigueta (*S. purpurea*), que foram positivos e promissores para todos os testes realizados. Sobre a caracterização e obtenção dos mucopolissacarídeos a partir destas espécies (*A. occidentale*, *A. altilis*, *H. speciosa*, *M. emarginata* e *S. purpurea*), novos estudos devem ser realizados a fim de definir estruturalmente o tipo de GAG presente e a viabilidade da extração destes para fins produtivos, medicinais e cosméticos.

REFERÊNCIAS

- Agra, M. F.; Silva, K. N.; Basílio, I. J. L. D.; Freitas, P. F.; Barbosa-Filho, J. M. (2008). Survey of medicinal plants used in the region Northeast of Brazil. *Revista brasileira de farmacognosia*, 18 (3), 472–508.
<https://doi.org/10.1590/S0102-695X2008000300023>
- Almeida, F. L. C.; Oliveira, E. N. A.; Almeida, E. C.; Souza, W. F. C.; Silva, M. O.; Melo, A. M.; Castro, M. P. J.; Bullo, G. T.; Luna, L. C.; Prata, A. S.; Forte, M. B. S. (2022). *Hancornia speciosa*: An overview focused on phytochemical properties, recent achievements, applications, and future perspectives. *International Journal of Gastronomy and Food Science*, 29, 1-13.
<https://doi.org/10.1016/j.ijgfs.2022.100561>
- Baptista, A. B. *Extrato de folhas de caju (Anacardium occidentale L.) e de cajuí (Anacardium microcarpum D.)*: Prospecção fitoquímica, atividade antioxidante, antimicrobiana e antiinflamatória, *in vitro* e *in vivo*. 2018. 100f. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Minas Gerais, 2018.
- Bukatsch, F. (1972). Bemerkungen zur Doppelfärbung: Astrablau-Safranin. *Mikrokosmos*, 61 (8), 255.
- Campos, E. P. C. F.; Santos, D. M.; Sá, R. D.; Randau, K. P. (2021). Microscopic Analysis Applied to the Quality Control of *Hancornia speciosa* Gomes. *Microscopy and Microanalysis*, 27 (5), 1–8.
<https://doi.org/10.1017/S1431927621012058>
- Chacko, C. M.; Estherlydia, D. (2014). Antimicrobial evaluation of jams made from indigenous fruit peels. *International Journal of Advanced Research*, 2 (1), 202–207.
- Chaves, S. M.; Panontin, J. F. (2019). Screening fitoquímico da folha e caule da *Hancornia speciosa* gomes (mangabeira) com finalidade de bioprospecção cosmética. In. *XIX Jornada de Iniciação Científica*.
- Costa, A. J.; Araújo, M. R. S.; Dias, B.; Feitosa, C. M.; Santos, R. P.; Ferreira, D. A.; Araújo, F. P. S. (2019). Estudo químico e farmacológico de *Artocarpus alttilis* (Parkinson) Fosberg. In. Ribeiro, j. c.; Santos, c. a. (Org). *As ciências exatas e da terra no século XXI* [recurso eletrônico]. v. 2. Ponta Grossa, PR: Atena Editora.
- Feder, N.; O'Brien, T. P. (1968). Plant microtechnique: some principles and new methods. *Amer. J. Bot.*, 55, 123-142.
<https://doi.org/10.2307/2440500>

- Federação das Doenças Raras de Portugal (Brasil). (2013). *Doenças Raras de A a Z*. São Paulo: Outbox Interativa, 216 p.
- Fernandes, E. F. O.; Maciel, I. G. S.; Silva, N. C. M.; Anjos, H. A. (2021). Avaliação da composição de nutricosméticos utilizados no tratamento de cabelo. *Interfaces Científicas -Saúde e Ambiente*, 8 (3), 385–398.
<https://doi.org/10.17564/2316-3798.2021v8n3p385-398>
- Figueiredo, E. S. Macedo, A. C.; Figueirêdo, P. F. R.; Figueirêdo, R. S. (2010). Aplicações oftalmológicas do ácido hialurônico. *Arq. Bras. Oftalmol.*, 73 (1), 92-95.
<https://doi.org/10.1590/S0004-27492010000100018>
- Figueiredo, A. C. S.; Barroso, J. M. G.; Gaspar Pedro, L. M.; Ascensão, L. (2007). *Histoquímica e citoquímica em plantas: princípios e protocolos*. 1 ed. Lisboa: Repro2000, 80p.
- Guillaumie, F.; Malle, B. M.; Schwach-Abdellaoui, K.; Beck, T. C. (2006). A New Sodium Hyaluronate for Skin Moisturization and Antiaging. *Cosmetics & Toiletries*, 121, 51-58.
- Humbel, R.; Chamoles, N. A. (1972). Sequential thin layer chromatography of urinary acidic glycosaminoglycans. *Clin Chim Acta*, 40, 290-293.
[https://doi.org/10.1016/0009-8981\(72\)90287-2](https://doi.org/10.1016/0009-8981(72)90287-2)
- Jensen, W.A. (1962). *Botanical Histochemistry (principles and practice)*. San Francisco: W. H. Freeman and Company.
- Johansen, D. (1940). *Plant microtechnique*. New York: Mcgraw-Hill Book, 523 p.
- Khandare, A. L.; Kumar, P. U.; Lakshmaiah, N. (2000). Beneficial effect of tamarind ingestion of fluoride toxicity in dogs. *Fluoride*, 33 (1), 33–38.
- Korwar, P. G.; Beknal, A. K.; Patil, B. S.; Halkai, M. A.; Kulkarni, U.; Hariprasanna, R. C.; Soodam, S. R. (2010). A study on phytochemical investigation of *Drynaria quercifolia* Linn rhizome. *International Journal of Pharmaceutical Science and Research*, 1, 148-158.
[http://dx.doi.org/10.13040/IJPSR.0975-8232.1\(12\).148-58](http://dx.doi.org/10.13040/IJPSR.0975-8232.1(12).148-58)
- Lipiello, L.; Mankin, H. J. (1971). Thin-layer chromatographic separation of the isomeric chondroitin sulfates, dermatan sulfate, and keratan sulfate. *Analytical Biochemistry*, 39, 54-58.
[https://doi.org/10.1016/0003-2697\(71\)90460-x](https://doi.org/10.1016/0003-2697(71)90460-x)
- Mace, M. E.; Howell, C. R. (1974). Histochemistry and identification of condensed tannin precursor in roots of cotton seedlings. *Canadian Journal of Botany*, 52, 2423-2426.

<https://doi.org/10.1139/b74-314>

- Mace, M. E.; Bell, A. A.; Stipanovic, R. D. (1974). Histochemistry and isolation of gossypol and related terpenoids in roots of cotton seedlings. *Phytopathology*, 64, 1297-1302.
- McManus, J. F. A. (1948). Histological and histochemical uses of periodic acid. *Stain Technol.*, 23, 99-108.
<https://doi.org/10.3109/10520294809106232>
- Miller, A.; Schaal, B. (2005). Domestication of a Mesoamerican cultivated fruit tree, *Spondias purpurea*. *ProceedingsoftheNationalAcademyofSciencesofthe United States of America*, 102 (36), 12801–12806.
<https://doi.org/10.1073/pnas.0505447102>
- Moura, A. L.; Guimarães, B. M.; Lima, J. A. C.; Mata, M. M. S.; Silva, J. F.; Oliveira, R. N.; Freitas, J. C. R.; Freitas Filho, J. R. (2019). Avanços Recentes Na Química Dos Aminoaçúcares: ocorrência, biossíntese, síntese e aplicação. *Química Nova*, 42 (6), 1-19.
- Nascimento, M. H. M.; Lombello, C. B. (2016). Hidrogéis a base de ácido hialurônico e quitosana para engenharia de tecido cartilaginoso. *Polímeros*, 26 (4), 360-370.
<https://doi.org/10.1590/0104-1428.1987>
- Nolasco, N. L.; Santos, M. M. O.; Costa, R. O.; Santos, A. P.; Rezende, L. C.; Sousa, V. R. (2016). Análise fitoquímica das folhas de *Spondiaspurpurea* L. (Seriguela). In. *39ª Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Química: Criar e Empreender*.
- Palupi, D. H. S.; Retnoningrum, D. S.; Iwo, M. I.; Soemardji, A. A. (2020). Leaf extract of *Artocarpus altilis* [Park.] Fosberg has potency as antiinflammatory, antioxidant, and immunosuppressant. *Rasayan Journal Of Chemistry*, 13 (01), 636-646.
<http://dx.doi.org/10.31788/RJC.2020.1315519>
- Pearse, A. G. E. (1980). *Histochemistry: Theoreticalandapplied*. 4 ed. LongmanGroupLimited.
- Pernambuco, G1 (ed.). *Puxada por cana e frutas, produção agrícola de Pernambuco tem maior aumento em 45 anos, diz IBGE*. 2020. Disponível em:
[https://g1.globo.com/pe/pernambuco/noticia/2020/10/01/puxada-por-cana-e-frutas-producao-agricola-de-pernambuco-tem-maior-aumento-em-45-anos-diz-ibge.ghtml#:~:text=Em%202019%2C%20a%20produ%C3%A7%C3%A3o%20agr%C3%ADcola,Geografia%20e%20Estat%C3%ADstica%20\(IBGE\)](https://g1.globo.com/pe/pernambuco/noticia/2020/10/01/puxada-por-cana-e-frutas-producao-agricola-de-pernambuco-tem-maior-aumento-em-45-anos-diz-ibge.ghtml#:~:text=Em%202019%2C%20a%20produ%C3%A7%C3%A3o%20agr%C3%ADcola,Geografia%20e%20Estat%C3%ADstica%20(IBGE).). Acessoem: 31 mar. 2021.

- Pierre, A. (2004). Hyaluronic acid and its use as a “rejuvenation” agent in cosmetic dermatology. *Semin Cutan Med Surg.*, 23, 218-222.
<https://doi.org/10.1016/j.sder.2004.09.002>
- Pegorin, G. S.; Leite, M. N.; Antoniassi, M.; Chagas, A. L. D.; Santana, L. A.; Garms, B. C.; Marcelino, M. Y.; Herculano, R. D.; Cipriani Frade, M. A. (2020). Physico-chemical characterization and tissue healing changes by *Hancornia speciosa* Gomes látexbiomembrane. *Journal Of Biomedical Materials Research Part B: Applied Biomaterials*, 109 (7), 938-948.
<https://doi.org/10.1002/jbm.b.34758>
- Reis, A. L. L. E.; Silva, D. S.; Silva, K. L. F.; Chagas, D. B. (2014). Caracterização anatômica e histoquímica de raízes e folhas de plântulas de *Anacardium occidentale* L. (Anacardiaceae). *Revista Árvore*, 38 (2), 209-219.
<https://doi.org/10.1590/S0100-67622014000200001>
- Righetto, A. M.; Netto, F. M. Carraro, F. (2005). Chemical composition and antioxidant activity of juices from mature and immature acerola (*Malpighia emarginata* DC). *Food Science and Technology International*, 11 (4).
<https://doi.org/10.1177/1082013205056785>
- Santos, G. D. M.; Magalhães, C. S.; Sá, R. D.; Randau, K. P. (2021). Anatomical and histochemical characterization of leaves of *Spondias purpurea* L. *Journal of Environmental Analysis and Progress*, 6 (3), 268-277.
<https://doi.org/10.24221/jeap.6.3.2021.3969.268-277>
- Sá, R. D.; Cadena, M. B.; Padilha, R. J. R.; Alves, L. C.; Randau, K. P. (2019). Comparative anatomy and histochemistry of the leaf blade of two species of *Artocarpus*. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 91 (1), 1-10.
<http://dx.doi.org/10.1590/0001-3765201820170922>
- Sass, J. E. (1951). *Botanical microtechnique*. 2. ed. Ames: The Iowa State College Press, p. 391.
- Scott, J. E. (1992). Supramolecular organization of extracellular matrix glycosaminoglycans, *in vitro* and in the tissues. *FASEB J*, 6 (9), 2639-2645.
- Silva, M. R.; Lacerda, D. B. C. L.; Santos, G. G. S.; Martins, D. M. O. (2008). Caracterização química de frutos nativos do cerrado. *Ciência Rural*, 38 (6), 1790-1793.
<https://doi.org/10.1590/S0103-84782008000600051>
- Souza, J. F.; Santana, E. A.; Silva, A. S. S.; Souza, A. C. F. (2023). Avaliação físico-química de acerola, *Malpighia emarginata* DC., proveniente de Macapá-Amapá. *Journal of Biology & Pharmacy and Agricultural Management*, 16 (2), 156-176.

- Suryawanshi, J. A. S. (2011). An overview of *Citrus aurantium* used in treatment of various diseases. *African Journal of Plant Science*, 5 (7), 390–395.
- Tezel, A.; Fredrickson, G. H. (2008). The science of hyaluronic acid dermal fillers. *J Cosmetic Laser Therapy*, 10, 35-42.
<https://doi.org/10.1080/14764170701774901>
- Tölke, E.D; Laccia, A. P. S.; Lima, E. A.; Demarco, D.; Ascensão, L.; Carmello-Guerreiro, S. M. (2021). Secretory ducts in Anacardiaceae revisited: Updated concepts and new findings based on histochemical evidence. *South African Journal of Botany*, 138, 394-405.
<https://doi.org/10.1016/j.sajb.2021.01.012>
- Ventrella, M.C. Almeida, A. L.; Nery, L. A.; Coelho, V. P. M. (2013). *Métodos histoquímicos aplicados às sementes*. Viçosa, Minas Gerais: ePUB.
- Yoder, L. R.; Mahlberg, P. G. (1976). Reactions of alkaloid and histochemical indicators in laticifers and specialized parenchyma cells of *Catharanthus roseus* (Apocynaceae). *American Journal of Botany*, 63, 1167-1173.
<https://doi.org/10.2307/2441734>