

UNIVERSIDADE ESTADUAL DE PONTA GROSSA
SETOR DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS FARMACÊUTICAS

IRAILSON THIERRY MONCHAK

MORFOANATOMIA, MICROMORFOLOGIA E HISTOQUÍMICA DE ÓRGÃOS
VEGETATIVOS E REPRODUTIVOS DE *Hovenia dulcis* Thunb. (RHAMNACEAE)

PONTA GROSSA

2026

IRAILSON THIERRY MONCHAK

MORFOANATOMIA, MICROMORFOLOGIA E HISTOQUÍMICA DE ÓRGÃOS
VEGETATIVOS E REPRODUTIVOS DE *Hovenia dulcis* Thunb. (RHAMNACEAE)

Dissertação apresentada para obtenção do título de
Mestre em Ciências Farmacêuticas na Universidade
Estadual de Ponta Grossa, no Programa de Pós-
graduação em Ciências Farmacêuticas, Área de
Fármacos, medicamentos e biociências aplicadas à
Farmácia.

Orientadora: Profa. Dra. Jane Manfron
Coorientador: Prof. Dr. Arquimedes Gasparotto
Junior

PONTA GROSSA

2026

M737 Monchak, Irailson Thierry
Morfoanatomia, micromorfologia e histoquímica de órgãos vegetativos e reprodutivos de *Hovenia dulcis* Thunb. (Rhamnaceae) / Irailson Thierry Monchak. Ponta Grossa, 2026.
83 f.

Dissertação (Mestrado em Ciências Farmacêuticas - Área de Concentração: Fármacos, Medicamentos e Biociências Aplicadas à Farmácia), Universidade Estadual de Ponta Grossa.

Orientadora: Profa. Dra. Jane Manfron.

Coorientador: Prof. Dr. Arquimedes Gasparotto Junior.

1. *Hovenia dulcis*. 2. Anatomia vegetal. 3. Morfologia vegetal. 4. Farmacognosia. 5. Plantas medicinais - Controle de qualidade. I. Manfron, Jane. II. Gasparotto Junior, Arquimedes. III. Universidade Estadual de Ponta Grossa. Fármacos, Medicamentos e Biociências Aplicadas à Farmácia. IV.T.

CDD: 581.4

IRAILSON THIERRY MONCHAK

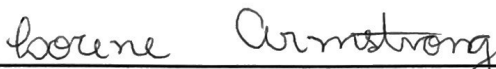
**MORFOANATOMIA, MICROMORFOLOGIA E HISTOQUÍMICA DE ÓRGÃOS
VEGETATIVOS E REPRODUTIVOS DE Hovenia Dulcis Thunb. (Rhamnaceae)**

Dissertação apresentada para obtenção do grau de Mestre(a) no Programa de Pós-Graduação em Ciências Farmacêuticas, nível Mestrado e Doutorado, Associação Ampla entre a Universidade Estadual de Ponta Grossa (UEPG) e a Universidade do Centro-Oeste (UNICENTRO).

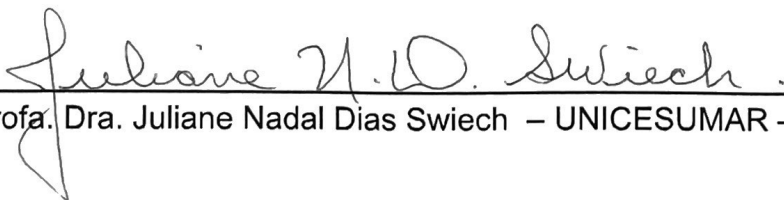
Ponta Grossa, 03 de março de 2026.



Prof. Dra. Jane Manfron – UEPG – Presidente



Prof. Dra. Lorene Armstrong – UEPG – Membro titular interno



Prof. Dra. Juliane Nadal Dias Swiech – UNICESUMAR – Membro titular externo

RESUMO

MONCHAK, I. T. **Morfoanatomia, micromorfologia e histoquímica de órgãos vegetativos e reprodutivos de *Hovenia dulcis* Thunb. (Rhamnaceae).** Orientadora: Jane Manfron. Coorientador: Arquimedes Gasparotto Junior. Ponta Grossa, 2026. Dissertação (Mestrado em Ciências Farmacêuticas) – Departamento de Ciências Farmacêuticas, Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa, 2026.

Hovenia dulcis Thunb. (Rhamnaceae), conhecida popularmente como “uva-japão”, é uma espécie medicinal amplamente utilizada na Medicina Tradicional Chinesa, com todos os órgãos empregados em diferentes preparações, especialmente no tratamento de distúrbios hepáticos, além de apresentar propriedades estomáquicas, antiparasitárias e diuréticas. Apesar do uso tradicional consolidado, ainda são escassos os estudos anatômicos e histoquímicos que subsidiem sua identificação botânica e o controle da qualidade de suas matérias-primas. Este trabalho teve como objetivo caracterizar morfológicamente, anatomicamente e histoquimicamente os órgãos vegetativos e reprodutivos de *H. dulcis*, por meio de microscopia de luz, microscopia eletrônica de varredura e dezessete reagentes histoquímicos destinados à detecção de metabólitos primários e secundários. Raízes, caules, folhas, flores, pedúnculos e sementes de *H. dulcis* foram coletados, armazenados em etanol, seccionados manualmente em cortes transversais e longitudinais e submetidos à dupla coloração e aos reagentes histoquímicos. A diafanização foi realizada para análise das superfícies epidérmicas das folhas, posteriormente coradas com safranina. Morfológicamente, a espécie apresenta raízes pivotantes, caule cilíndrico, folhas pecioladas, ovais e alternas, flores pentâmeras e hermafroditas, pedúnculos carnosos e comestíveis, frutos capsulares secos e sementes oblongo-elípticas com hilo linear. Anatomicamente, destaca-se a presença de crescimento secundário nas raízes e caules, folhas hipostomáticas com estômatos anomocíticos e actinocíticos, mesófilo homogêneo paliádico, flores com ovário contendo três óvulos anátropos e estruturas adaptadas à polinização, pedúnculos com grande quantidade de amiloplastos, além de sementes albuminosas, oleíferas e com cotilédones paliádicos. Amiloplastos e grãos de amido foram observados em diversos tecidos, assim como tricomas tectores. Cavidades mucilaginosas foram identificadas em todos os órgãos, exceto raízes e sementes, enquanto idioblastos fenólicos foram encontrados em todos os órgãos analisados. Cristais inorgânicos com diferentes morfologias e composições químicas foram detectados em vários tecidos. Testes histoquímicos revelaram a presença de mucilagem, compostos fenólicos, lipídios, tecidos lignificados, substâncias pécicas, proteínas, alcaloides e amido em diferentes partes do vegetal. Os resultados oferecem subsídios relevantes para a autenticação botânica da espécie e o controle da qualidade de produtos fitoterápicos contendo *H. dulcis*, além de contribuir para estudos taxonômicos e sistemáticos da família Rhamnaceae.

Palavras-chave: anatomia; controle da qualidade; micromorfologia; microscopia de luz; microscopia eletrônica de varredura.

ABSTRACT

MONCHAK, I. T. **Morphoanatomy, micromorphology and histochemistry of vegetative and reproductive organs of *Hovenia dulcis* Thunb. (Rhamnaceae).** Advisor: Jane Manfron. Co-advisor: Arquimedes Gasparotto Junior. Ponta Grossa, 2026. Dissertation (Master in Pharmaceutical Sciences) – Departamento de Ciências Farmacêuticas, Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa, 2026.

Hovenia dulcis Thunb. (Rhamnaceae), popularly known as "Japanese raisin tree," is a medicinal species widely used in Traditional Chinese Medicine. All its organs are used in various preparations, especially in the treatment of liver disorders, and it also has stomachic, antiparasitic, and diuretic properties. Despite its established traditional use, anatomical and histochemical studies supporting its botanical identification and the quality control of its raw materials are still scarce. This study aimed to characterize morphologically, anatomically, and histochemically the vegetative and reproductive organs of *H. dulcis* using light microscopy, scanning electron microscopy, and seventeen histochemical reagents for the detection of primary and secondary metabolites. Roots, stems, leaves, flowers, peduncles, and seeds of *H. dulcis* were collected, stored in ethanol, cut freehand into transverse and longitudinal sections, and subjected to double staining and histochemical reagents. Clearing was performed for analysis of the epidermal surfaces of the leaves, which were then stained with safranin. Morphologically, the species has taproots, a cylindrical stem, petiole, oval, and alternate leaves, pentamerous and hermaphrodite flowers, fleshy and edible peduncles, dry capsule fruits, and oblong-elliptical seeds with linear hilum. Anatomically, the presence of secondary growth in the roots and stems, hypostomatic leaves with anomocytic and actinocytic stomata, a homogeneous palisade mesophyll, flowers with an ovary containing three anatropous ovules and structures adapted for pollination, peduncles with a large number of amyloplasts, and albuminous, oily seeds with palisade cotyledons are notable. Amyloplasts and starch grains were observed in various tissues, as were tector trichomes. Mucilaginous cavities were identified in all organs except roots and seeds, while phenolic idioblasts were found in all analyzed organs. Inorganic crystals with different morphologies and chemical compositions were detected in various tissues. Histochemical tests revealed the presence of mucilage, phenolic compounds, lipids, lignified tissues, pectic substances, proteins, alkaloids, and starch in different parts of the plant. The results provide relevant information for the botanical authentication of the species and the quality control of herbal products containing *H. dulcis*, in addition to contributing to taxonomic and systematic studies of the Rhamnaceae family.

Keywords: anatomy; light microscopy; micromorphology; quality control; scanning electron microscopy.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	6
2 OBJETIVOS	9
2.1 OBJETIVO GERAL	9
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	9
3 REVISÃO DE LITERATURA	10
3.1 CONTROLE DA QUALIDADE VEGETAL	10
3.2 RHAMNACEAE Jussieu	11
3.3 <i>Hovenia</i> Thunberg	13
3.4 <i>Hovenia dulcis</i> Thunberg	15
4 MATERIAL E MÉTODOS	19
4.1 MATERIAL VEGETAL	19
4.2 PREPARO DAS AMOSTRAS PARA MICROSCOPIA DE LUZ	19
4.3 MICROMEDIÇÕES	20
4.4 MICROSCOPIA ELETRÔNICA DE VARREDURA POR EFEITO DE CAMPO (FEG) E ESPECTROSCOPIA DE RAIOS X POR DISPERSÃO DE ENERGIA (EDS)	20
4.5 ANÁLISES HISTOQUÍMICAS	20
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	22
5.1 ANÁLISE MACROSCÓPICA	22
5.2 ANÁLISE MICROSCÓPICA	26
5.2.1 Raiz	26
5.2.2 Caule	27
5.2.3 Folha	30
5.2.4 Flor	35
5.2.5 Pedúnculo	39
5.2.6 Semente	42
5.3 ANÁLISES HISTOQUÍMICAS	46
6 CONCLUSÃO	64
REFERÊNCIAS	65

1 INTRODUÇÃO

As plantas medicinais constituem um dos pilares mais antigos da prática terapêutica, tendo desempenhado papel central na manutenção da saúde humana e no tratamento de enfermidades desde os primórdios das civilizações. O uso empírico desses recursos vegetais, sistematicamente transmitido por gerações, permitiu a consolidação de um conhecimento etnofarmacológico abrangente, que serviu de alicerce para o desenvolvimento da farmacologia moderna. Diversos fármacos atualmente empregados na clínica têm sua origem em metabólitos secundários isolados de espécies vegetais, evidenciando a relevância das plantas como fonte de compostos bioativos (Saggar *et al.*, 2022; El-Saadony *et al.*, 2025).

A Organização Mundial da Saúde (OMS) (2004), estima que 80% da população mundial depende de remédios à base de plantas para cuidados primários, especialmente em países em desenvolvimento. No Brasil, de forma semelhante, cerca de 82% da população recorre às plantas medicinais, seja por meio da medicina popular de comunidades tradicionais ou pelos sistemas de saúde oficiais, orientada pelos princípios e diretrizes do Sistema Único de Saúde (SUS) (Brasil, 2012). Essa expressiva adesão demonstra não apenas a importância cultural do uso de espécies vegetais, mas também sua relevância como alternativa acessível e de baixo custo frente às limitações de acesso aos medicamentos industrializados (Assunção *et al.*, 2020).

A Política Nacional de Práticas Integrativas e Complementares (PNPIC), instituída pelo Ministério da Saúde em 2006, representa um marco na consolidação de estratégias voltadas à promoção, prevenção e recuperação da saúde no âmbito do SUS. A política visa integrar e ampliar o acesso da população a diferentes práticas terapêuticas, incluindo o uso de plantas medicinais e fitoterápicos, reconhecendo a importância do saber tradicional e da biodiversidade brasileira. Além disso, a PNPIC estimula a pesquisa científica e a produção de fitoterápicos de qualidade, com segurança e eficácia comprovadas, assegurando respaldo técnico-científico para sua utilização, constituindo-se, assim, em um instrumento essencial não apenas para o fortalecimento do cuidado integral em saúde, mas também para a valorização cultural, social e econômica das práticas tradicionais, bem como para o uso sustentável dos recursos vegetais (Brasil, 2006; Habimorad *et al.*, 2020).

Mesmo com os avanços da medicina moderna, as plantas continuam sendo uma fonte valiosa de novos medicamentos, graças à sua diversidade química e ao potencial terapêutico para tratar diversas condições de saúde. Para garantir a eficácia e segurança desses compostos, a caracterização botânica é fundamental, permitindo a identificação precisa das espécies, a

diferenciação de plantas morfológicamente semelhantes e a prevenção de erros na utilização de drogas vegetais (Klein-Junior *et al.*, 2021; Manfron, 2021).

Para que a caracterização botânica seja efetiva, é fundamental coletar plantas em estágio reprodutivo, pois com as estruturas vegetativas e reprodutivas disponíveis é possível realizar a identificação por meio de chaves de identificação e descrições de espécies (Klein-Junior *et al.*, 2021). Essa análise geralmente é realizada a partir de caracteres macroscópicos visíveis a olho nu, sendo complementada por técnicas de microscopia de luz e eletrônica de varredura, que permitem a identificação de marcadores botânicos distintivos e a diferenciação precisa entre espécies morfológicamente semelhantes (Manfron, 2021).

Esse processo de identificação detalhada é particularmente relevante para espécies como *Hovenia dulcis* Thunb., importante representante do gênero *Hovenia*, visto que ainda são escassos os trabalhos de microscopia e histoquímica. Nativa da China, Coreia e Japão, *H. dulcis* foi amplamente introduzida em outras regiões por seu valor ornamental, incluindo Europa Meridional, África Oriental e países das Américas, como Estados Unidos, Honduras, Peru, Brasil, Argentina e Paraguai (Hyun *et al.*, 2010; Morales *et al.*, 2017; Sferrazza *et al.*, 2021).

No Brasil, é conhecida por diversos nomes populares, como “uva-japão”, “uva-passa-japonesa”, “uva-japonesa”, “mata-fome”, “uva-chinesa”, “tripa-de-galinha”, “caju-japonês”, “pau-doce” e “chico-magro” (Carvalho, 1994; Lima *et al.*, 2025) e tem seu uso consolidado na medicina tradicional, com todas as partes da planta valorizadas por suas propriedades terapêuticas (Yang *et al.*, 2024). A casca é empregada no tratamento de doenças retais (Na *et al.*, 2004), as folhas são benéficas no tratamento de injúrias hepáticas (Godoi *et al.*, 2023) e os pedúnculos carnosos são usados no tratamento de infecções parasitárias, doenças hepáticas e respiratórias, além de auxiliarem na desintoxicação alcoólica e atuarem como diurético (Hyun *et al.*, 2010; Morales *et al.*, 2017). As sementes também apresentam propriedades diuréticas e são eficazes na desintoxicação alcoólica (He *et al.*, 2024; Zhang *et al.*, 2024). Além disso, *H. dulcis* possui valor nutricional, sendo consumida como substituto do mel (Lim, 2013), utilizada na produção de vinagres e vinhos (Park *et al.*, 2023) e, ainda, empregada na formulação de suplementos alimentares e nutracêuticos (Sferrazza *et al.*, 2021; Zhang *et al.*, 2024).

Sendo uma espécie potencialmente terapêutica e uma fonte promissora de matéria-prima vegetal para a pesquisa de novos medicamentos e correlatos, *H. dulcis* demanda de estudos morfoanatômicos e histoquímicos, pois espécies do gênero *Hovenia* são muito semelhantes entre si, com diferenças macroscópicas muito sutis (Kimura, 1939). Nesse contexto, análises microscópicas podem auxiliar na identificação e diferenciação das espécies, oferecendo dados complementares às observações macroscópicas e contribuindo para a resolução de problemas

taxonômicos (Alamgir, 2017; Manfron, 2021) e de adulterações em amostras comerciais (Xia *et al.*, 2023; Jeon *et al.*, 2024).

Considerando a escassez de estudos micromorfológicos e histoquímicos em *H. dulcis* e demais espécies do gênero *Hovenia*, este trabalho tem como objetivo investigar detalhadamente a morfologia, anatomia e histoquímica de suas estruturas vegetativas e reprodutivas. Os resultados visam fornecer: a) caracteres diagnósticos para a taxonomia do gênero e da espécie; b) subsídios para o controle da qualidade farmacognóstico; e c) bases para pesquisas ecológicas e aplicadas, como o manejo de populações naturais ou exploração sustentável.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Determinar os caracteres morfológicos, anatômicos, micromorfológicos e histoquímicos de órgãos vegetativos e reprodutivos de *Hovenia dulcis* Thunb.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar os caracteres morfológicos da raiz, caule, folha, flor, pedúnculo, fruto e semente de *H. dulcis*;
- Determinar os caracteres microscópicos da raiz, caule, folha, flor, pedúnculo e semente de *H. dulcis* por microscopia de luz;
- Determinar os caracteres micromorfológicos da raiz, caule, folha, flor, pedúnculo e semente de *H. dulcis* por Microscopia Eletrônica de Varredura por Efeito de Campo (FEG);
- Determinar a composição química elementar dos cristais por Espectroscopia de Raios X por Dispersão de Energia (EDS);
- Descrever os marcadores botânicos de identificação da espécie.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 CONTROLE DA QUALIDADE VEGETAL

O controle da qualidade vegetal compreende um conjunto de procedimentos técnicos e científicos destinados a garantir a identidade, pureza, segurança e eficácia dos insumos vegetais utilizados na formulação de produtos derivados de plantas. Esses parâmetros são avaliados por meio de medidas qualitativas e quantitativas, que asseguram a padronização e a confiabilidade dos materiais vegetais (Indrayanto, 2018; Balekundri; Mannur, 2020; Muyumba *et al.*, 2021).

Embora seja um processo complexo, o controle da qualidade não se restringe ao nível botânico. Ainda assim, a identificação correta da espécie vegetal representa um ponto de partida essencial, uma vez que garante a autenticidade da matéria-prima e evita erros que podem comprometer a eficácia e a segurança do produto final (Machado *et al.*, 2021a; Muyumba *et al.*, 2021).

De acordo com Plants of the World Online (POWO) (2025a), mais de 380.000 espécies de plantas vasculares são atualmente reconhecidas com nomes científicos válidos em todo o mundo. A determinação da identidade botânica de cada uma é baseada na observação visual e, na maioria dos casos, complementada por técnicas microscópicas para descrição e caracterização morfológica (Manfron, 2021). Esse processo representa um grande desafio, especialmente diante da alta demanda por insumos vegetais e das semelhanças morfológicas entre muitas espécies. Além disso, a utilização de nomes vernáculos, muitas vezes restritos a regiões geográficas específicas, também contribui para a dificuldade na identificação, o que levou à necessidade do uso de uma nomenclatura científica padronizada (Muyumba *et al.*, 2021; Prpa *et al.*, 2022).

Somadas a essas dificuldades existentes no setor industrial, práticas como adulterações, falsificações e contaminações de matéria-prima vegetal representam obstáculos significativos para a garantia da qualidade e da segurança dos fitoterápicos. Além de comprometerem a eficácia terapêutica, essas práticas afetam a confiança do consumidor e a credibilidade da cadeia produtiva e dos órgãos reguladores (Srirama *et al.*, 2017; Klein-Junior *et al.*, 2021; Ibrahim *et al.*, 2024).

Nesse sentido, a identificação das espécies vegetais se torna um ponto-chave para garantir qualidade ao longo da cadeia produtiva. Embora técnicas moleculares, como o uso de sequências de ácido desoxirribonucleico (DNA), tenham se destacado por sua alta sensibilidade e especificidade na identificação botânica, essas metodologias ainda enfrentam limitações práticas, técnicas e econômicas (Klein-Junior *et al.*, 2021; Ibrahim *et al.*, 2024). A necessidade de

infraestrutura laboratorial especializada, alto custo, tempo de análise, complexidade de extração do DNA a partir de drogas vegetais e incapacidade de distinguir diferentes órgãos vegetais, que muitas vezes são os adulterantes mais comuns, dificultam a adoção dessas técnicas como ferramenta padrão nas análises de rotina (Manfron, 2021).

Diante disso, as técnicas convencionais de análise microscópica aplicadas à observação de características morfoanatômicas, continuam sendo ferramentas fundamentais no controle da qualidade botânico. Essas técnicas são acessíveis, confiáveis, de baixo custo e oferecem subsídios suficientes para autenticar espécies vegetais, determinar marcadores botânicos e detectar adulterações de forma eficiente (Manfron, 2021; Antunes *et al.*, 2023a; Antunes *et al.*, 2025).

A exemplo disso, tais técnicas têm sido eficazes na caracterização e descrição de membros de diferentes famílias botânicas, como em Aquifoliaceae (Antunes *et al.*, 2023a), Asteraceae (Almeida *et al.*, 2021; Manfron *et al.*, 2021; Antunes *et al.*, 2024), Celastraceae (Antunes *et al.*, 2023b), Crassulaceae (Andrade *et al.*, 2025), Fabaceae (Raman *et al.*, 2022), Lamiaceae (Machado *et al.*, 2021a), Myrtaceae (Armstrong; Duarte; Miguel, 2012; Migacz *et al.*, 2018), Passifloriaceae (Wosch *et al.*, 2015), Ranunculaceae (Armstrong *et al.* 2023), Rhamnaceae (Duarte; Budel; Ramos, 2008; Malmir *et al.*, 2015), Rubiaceae (Moraes *et al.*, 2011; Formagio *et al.*, 2022; Formagio *et al.*, 2024), Santalaceae (Almeida *et al.*, 2023) e Urticaceae (Machado *et al.*, 2021b), entre outras, reforçando sua importância na padronização e segurança de insumos vegetais.

3.2 RHAMNACEAE Jussieu

Rhamnaceae é uma das nove famílias da ordem Rosales, compreendendo aproximadamente 1.000 espécies distribuídas em cerca de 65 gêneros. Segundo Onstein e Linder (2016), trata-se de uma família predominantemente composta por arbustos lenhosos adaptados a climas quentes. No entanto, sua distribuição é cosmopolitana, com predominância em regiões tropicais e subtropicais (Ribeiro; Marinho; Teixeira, 2021; POWO, 2025b).

Comumente conhecida como “Buckthorn”, a família é representada principalmente por arbustos, embora também inclua árvores caducifólias ou perenes, trepadeiras lenhosas (lianas) e, mais raramente, ervas. Suas flores apresentam pétalas cuculadas, convolutas ou conchiformes, estames antipétalos e um disco nectarífero que recobre internamente o receptáculo floral (Medan; Schirarend, 2004; Lima; Giulietti, 2014).

Ao longo da história, muitos fósseis vegetais da família foram descritos, o que a torna um dos táxons mais antigos, com registros que remontam ao período Cretáceo, há cerca de 94 milhões de anos (Crepet; Nixon; Gandolfo, 2004; Aafi; Ardakani; Ardakani, 2022; Silva *et al.*, 2022). Evidências arqueológicas também demonstram o uso de espécies de Rhamnaceae desde a Antiguidade para diferentes fins. Frutos de *Ziziphus spina-christi* (L.) Desf. foram encontrados em templos antigos no Sudão, datando entre 1.500 – 1.430 a.C., sugerindo seu uso como fonte alimentar (Zeista, 1983). No Antigo Egito, a madeira da mesma espécie era empregada na construção de embarcações (Abdrabou *et al.*, 2022), evidenciando sua importância econômica em recursos madeireiros. Há ainda relatos de uso ornamental (Medan; Schirarend, 2004) e medicinal (Alarcón; Céspedes, 2015; Nigussie; Melak; Endale, 2021) envolvendo outras espécies da família.

Rhamnaceae é conhecida pela produção de metabólitos secundários específicos, como saponinas, terpenoides, flavonoides e alcaloides ciclopeptídicos e benzilisoquinolínicos, muitos dos quais apresentam potenciais terapêuticos de interesse para a indústria farmacêutica (Alarcón; Céspedes, 2015; Iqbal; Shinwari; Mahmood, 2019). Diversos estudos tem se dedicado à triagem fitoquímica e avaliação das atividades biológicas de extratos vegetais de gêneros como *Alphitonia* Reissek ex Endl. (Jou *et al.*, 2013; Muhammad *et al.*, 2016; Al-Omar *et al.*, 2022), *Rhamnus* L. (Nekkaa *et al.*, 2021; Mahmoodi *et al.*, 2022) e *Ziziphus* Mill. (Villanueva; Villanueva, 2017; Letaief *et al.*, 2021).

Outro aspecto marcante da família é a presença de estruturas secretoras, como nectários, idioblastos fenólicos e mucilaginosos, dutos de óleo-resina e tricomas glandulares, localizando em diferentes órgãos do vegetal. Estruturas contendo mucilagem, por exemplo, são importantes fontes de monossacarídeos como a ramnose. Recentemente, esse açúcar tem sido explorado na indústria cosmética, especialmente em hidratantes faciais antienvelhecimento, com destaque para sua extração a partir de folhas do gênero *Rhamnus* e *Ziziphus* (Ribeiro; Marinho; Teixeira, 2021; Iwamoto *et al.*, 2023).

Do ponto de vista morfoanatômico, a distribuição e a morfologia das estruturas secretoras também servem de marcadores botânicos úteis na diferenciação entre espécies de gêneros como *Colubrina* Rich. ex Brongn., *Gouania* Jacq. e *Rhamnidium* Reissek, contribuindo para estudos taxonômicos e evolutivos dentro da família (Clifford *et al.*, 2002; Sferrazza *et al.*, 2021).

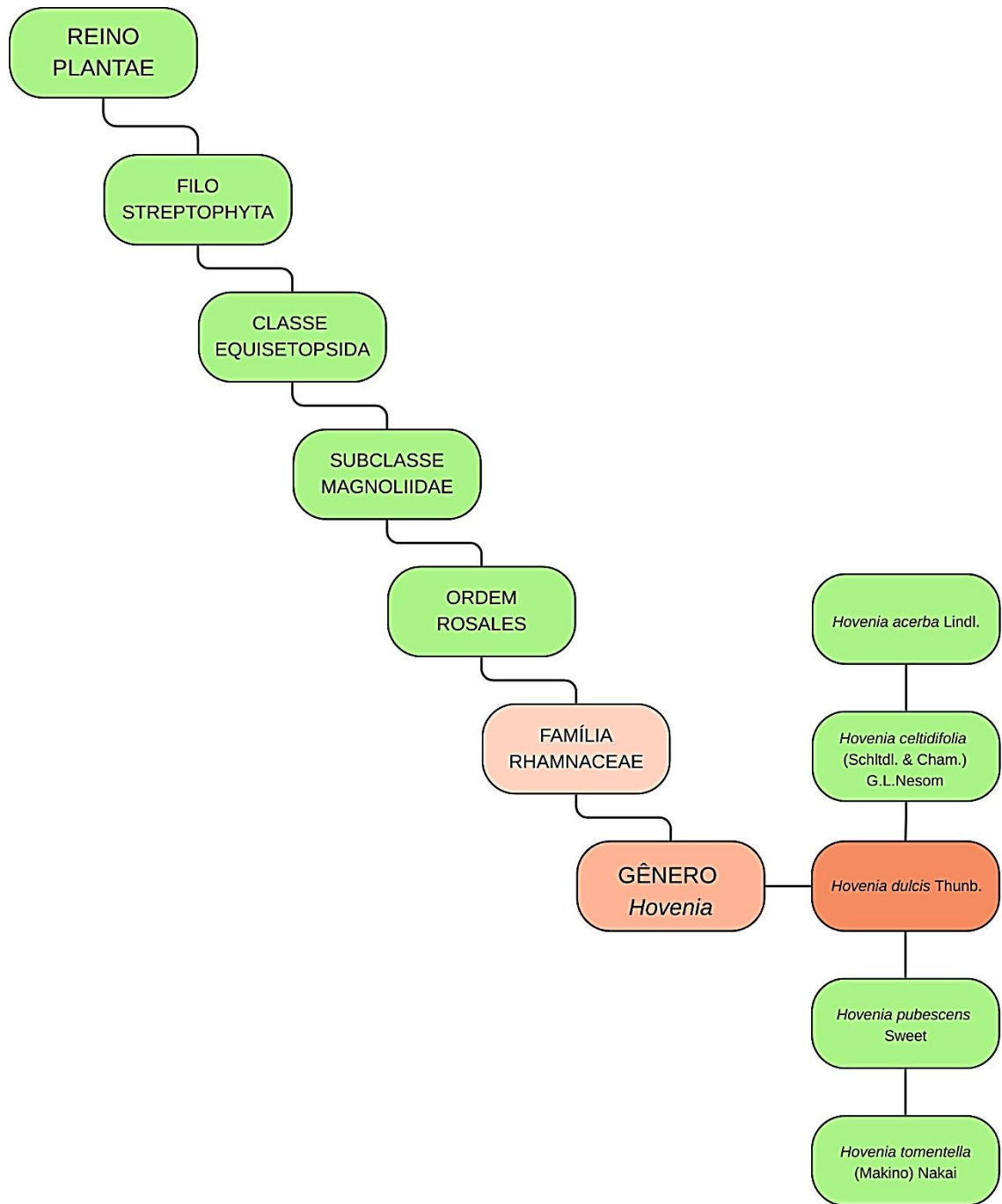
Adicionalmente, outros gêneros como *Hovenia* Thunb., *Sarcomphalus* P. Browne e *Scutia* (Comm. ex DC.) Brongn. também possuem importância econômica, medicinal e científica comprovada (Carvalho, 1994; Boligon *et al.*, 2014; Araújo *et al.*, 2022; Silva *et al.*, 2022).

3.3 *Hovenia* Thunberg

Hovenia é um gênero da família Rhamnaceae que compreende árvores e arbustos decíduos, nativos do Leste Asiático. Suas espécies ocorrem naturalmente no Japão, Coreia e leste da China e até altitudes elevadas do Himalaia, na Índia. Sua etimologia é em homenagem a David Hoven, senador holandês que financiou importantes expedições de Carl Peter Thunberg à Ásia durante seus estudos botânicos (Carvalho, 1994; Hyun *et al.*, 2010).

Segundo Xu *et al.* (2003), o gênero *Hovenia* compreendia inicialmente três espécies: *Hovenia acerba* Lindl., *Hovenia dulcis* Thunb. e *Hovenia trichocarpa* Chun & Tsiang. No entanto, de acordo com a revisão taxonômica de Nesom (2023), atualmente são aceitas cinco espécies. A posição sistemática do gênero *Hovenia* é ilustrado no fluxograma da Figura 1.

Figura 1 – Fluxograma representativo da posição sistemática do gênero *Hovenia*



Fonte: O autor.

Destaca-se que a espécie *Colubrina celtidifolia* (Schltdl. & Cham.) Schltdl., nativa da América Central, foi recentemente realocada no gênero *Hovenia*, sendo reconhecida como *Hovenia celtidifolia* (Schltdl. & Cham.) G.L.Nesom. Com isso, essa se tornou a primeira espécie do gênero registrada fora da Ásia, marcando uma ocorrência neotropical e reforçando a hipótese

da Teoria da Deriva Continental e da separação da antiga Laurásia (Nesom, 2023; POWO, 2025c).

Quimicamente, espécies do gênero *Hovenia* produzem diversos metabólitos secundários, como triterpenoides, flavonoides, alcaloides, polissacarídeos, monossacarídeos, saponinas, ácidos orgânicos, peroxidases (Xu *et al.*, 2003; Turck *et al.*, 2020; Yang *et al.*, 2024), fenilpropanoides (Yoshikawa *et al.*, 1998) e compostos fenólicos (Li *et al.*, 2005). Essas espécies têm sido amplamente investigadas por suas propriedades farmacológicas, com destaque para sua ação na aceleração da desintoxicação do etanol, bem como pelos efeitos hepatoprotetores, antioxidantes e diuréticos (Hyun *et al.*, 2010; Peng *et al.*, 2018; Cheng *et al.*, 2023).

Além dos usos medicinais, espécies de *Hovenia* também possuem valor econômico considerável. Sua madeira é empregada na construção civil, fabricação de móveis finos, entalhamento, torneamento e produção de instrumentos musicais. O uso ornamental também é comum, devido à estética das árvores e sua boa adaptação ao cultivo paisagístico (Li; Ye; Bi, 2020; Lim, 2013).

3.4 *Hovenia dulcis* Thunberg

Hovenia dulcis é a espécie mais conhecida do gênero *Hovenia*. Nativa do Leste Asiático, ocorre naturalmente na China, Japão, Coreia, Tailândia e Vietnã. Devido seu potencial econômico e valor ornamental, a espécie foi amplamente introduzida em diferentes regiões do mundo, incluindo países da América do Sul, América do Norte, Oceania, além de territórios na África e Europa. Atualmente, encontra-se distribuída em todos os continentes, com exceção da Antártida (Hyun *et al.*, 2010; Sferrazza *et al.*, 2021).

A espécie é uma árvore caducifolia de porte médio, com altura variando entre 10 e 15 m. Apresenta folhas simples, pecioladas, e seus frutos verdadeiros consistem em pequenas cápsulas globosas e secas, geralmente contendo três sementes, situadas no ápice das inflorescências. Estas, por sua vez, são sustentadas por pedúnculos delgados e contorcidos que, durante o amadurecimento, tornam-se carnosos e escurecidos, formando pseudofrutos de sabor adocicado. A doçura é atribuída à alta concentração de sacarose, e frequentemente comparada ao sabor de passas, cravos, canela e açúcar, característica que justifica o epíteto latino “*dulcis*” (Carvalho, 1994; Hyun *et al.*, 2010; De Biaggi *et al.*, 2020).

O rápido crescimento, a atratividade dos pseudofrutos para a fauna, e a presença de compostos alelopáticos nas folhas e sementes fazem de *H. dulcis* uma espécie de rápida e fácil

adaptação. No entanto, essas mesmas características contribuem para seu comportamento invasor em determinados ecossistemas, como florestas da Tanzânia e regiões Sul e Sudeste do Brasil (Buttenbender; Almerão, 2018; Bergamin *et al.*, 2022).

No Brasil, a espécie é a única representante do gênero *Hovenia*. Foi introduzida em 1987 pelo Centro Nacional de Pesquisa de Florestas da Empresa Brasileira de Pesquisa em Agropecuária (CNPFlorestas/EMBRAPA), a partir de sementes oriundas da Academia Chinesa de Florestas, com fins de reflorestamento e paisagismo urbano. Popularmente, é conhecida como “uva-japão” ou “uva-do-japão”, embora também receba outros nomes, como “banana-do-japão”, “passa-japonesa”, “chico-magro”, “tripa-de-galinha” e “pau-doce” (Carvalho, 1994). Seus principais usos estão relacionados a produtos florestais e carpintaria (Bergamin *et al.*, 2022), apicultura (Radaeski; Silva; Bauermann, 2019; Maieves *et al.*, 2020) e uso agropecuário (Carvalho, 1994; Rodolfo *et al.*, 2008). Na Ásia, os pseudofrutos são empregados como suplementos alimentares e produtos nutracêuticos (Morales *et al.*, 2017).

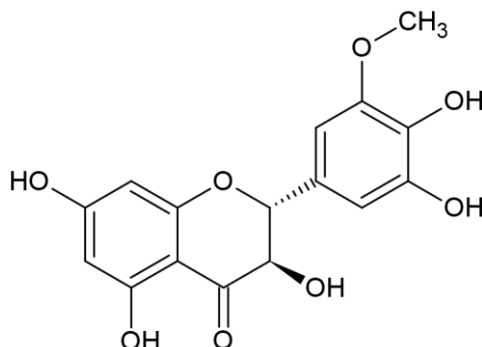
Do ponto de vista etnofarmacológico, *H. dulcis* é amplamente utilizada na Medicina Tradicional Chinesa, sendo citada nas primeiras publicações da “Materia Medica de Tang”, datando a 659 d.C. (Basavegowda; Idhayadhulla; Lee, 2014). Suas preparações tradicionais são utilizadas para tratar infecções parasitárias, doenças hepáticas e respiratórias, além de serem amplamente reconhecidas por suas propriedades desintoxicantes após o consumo do álcool. Sementes e pseudofrutos são considerados antipiréticos, antieméticos, laxantes, diuréticos e estomáquicos, enquanto a casca é utilizada para distúrbios intestinais e constipações (Castro *et al.*, 2002; Hyun *et al.*, 2010; Morales *et al.*, 2017; Sferrazza *et al.*, 2021; He *et al.*, 2024).

Diversas atividades biológicas têm sido atribuídas à espécie, incluindo ações antimicrobiana (Gadelha *et al.*, 2005; Basavegowda; Idhayadhulla; Lee, 2014), antioxidante (Maieves *et al.*, 2015), antidiabética (Wu; Zhang, 2012; Meng *et al.*, 2016; Yang *et al.*, 2021; Yang *et al.*, 2025), antitumoral (Cai *et al.*, 2021; Kwon; Jung, 2023; Yang *et al.*, 2024; Kim *et al.*, 2025), anti-tripanosômica (Castro *et al.*, 2002) e neuroprotetora (Li *et al.*, 2005). Essas propriedades se relacionam com a presença de uma ampla gama de metabólitos secundários distribuídos nas diferentes partes da planta.

Sob o ponto de vista químico, as raízes, cascas e folhas de *H. dulcis* são ricas em saponinas triterpenoides, como os compostos hovenidulciosídeos e compostos dos tipos damarano, ceanotano e lupano (Kang *et al.*, 2017; Cai *et al.*, 2021; Yang *et al.*, 2024). Frutos e sementes apresentam elevado conteúdo de compostos fenólicos, incluindo ampelopsina, galocatequina, hovenitinas (Figura 2), hovenodulinol (Figura 3), miricetina, taxifolina e quercetina, sendo que os flavonoides correspondem até 27,6% dos principais metabólitos bioativos da espécie (Xu *et*

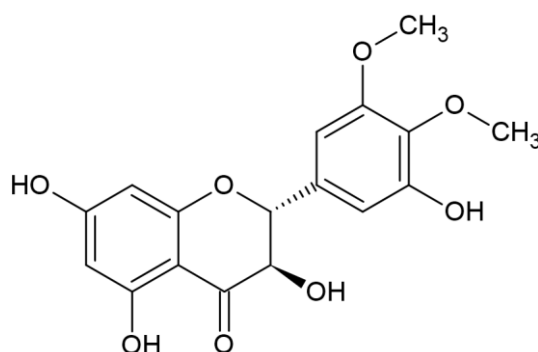
al., 2003; Park *et al.* 2016; He *et al.*, 2024). Alcaloides como frangulanina e perlolirina foram isolados das cascas e sementes, respectivamente (Kawai; Nozawa; Ogihara, 1977; Sferrazza *et al.*, 2021).

Figura 2 – Estrutura química da hovenitina I



Fonte: O autor.

Figura 3 – Estrutura química do hovenodulinol



Fonte: O autor.

Os pedúnculos carnosos destacam-se por sua riqueza em polissacarídeos biologicamente ativos. Wang *et al.* (2017) isolaram um polissacarídeo tipo pectina com ação proliferativa de células macrófagas. Atividades hipoglicêmicas, anti-glicosilantes, antioxidantes e diuréticas também são atribuídas aos polissacarídeos de *H. dulcis* (Yang *et al.*, 2021; Zhang *et al.*, 2024; Yang *et al.*, 2025).

Ainda que considerada uma importante espécie medicinal, *H. dulcis* também se destaca do ponto de vista nutricional. Em países asiáticos, a espécie é amplamente utilizada como fonte alimentícia, empregada no preparo de massas, bebidas e outros produtos alimentícios (Choi; Park, 2005; Hyun *et al.*, 2010; Morales *et al.*, 2017), além de servir como matéria-prima para chás, sucos fermentados, vinagre, xaropes e suplementos (Peng *et al.*, 2018; Sferrazza *et al.*, 2021; Park *et al.*, 2023; Verster *et al.*, 2025).

O mel de *H. dulcis* também se destaca pelo seu valor nutricional, sendo considerado um alimento funcional e nutricionalmente superior ao mel de acácia (Won-gi *et al.*, 2015). Além disso, diversas propriedades farmacológicas têm sido atribuídas a esse produto, incluindo atividades anti-inflamatórias (Karunarathne *et al.*, 2024), antivirais (Kwon *et al.*, 2025), antioxidantes e antibacterianas (Park *et al.*, 2020), bem como atividade antiproliferativa e potencial inibição de mecanismos associados à progressão tumoral (Kim *et al.*, 2025).

Por se tratar de um produto monofloral especializado e de produção limitada, o mel de *H. dulcis* tem sido alvo de fraudes, nas quais o produto original é adulterado com méis de baixa qualidade e comercializados como produto autêntico (Maieves *et al.*, 2020). Essa situação reforça a importância de estudos voltados à caracterização microscópica dos aspectos florais, como forma de apoiar a identificação botânica do mel e complementar as metodologias melissopalínológicas (Maieves *et al.*, 2020; Pospiech *et al.*, 2021; Nunes *et al.*, 2024).

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 MATERIAL VEGETAL

Amostras frescas de raízes, caules, folhas, flores, pedúnculos, frutos e sementes de *H. dulcis* foram coletadas de ao menos 5 espécimes, no campus Uvaranas da Universidade Estadual de Ponta Grossa (UEPG), Ponta Grossa, Paraná, Brasil (25°5'39" S e 50°6'5" O). Os espécimes foram identificados e depositados no Herbário da Universidade de Ponta Grossa (HUPG), sob o código HUPG 23.260. O acesso ao material botânico foi autorizado pelo Conselho de Gestão do Patrimônio Genético, por meio do Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado (CGEN/SISGEN), sob o código A2B606E.

4.2 PREPARO DAS AMOSTRAS PARA MICROSCOPIA DE LUZ

Amostras frescas de *H. dulcis* foram coletadas e fixadas em formaldeído, ácido acético, etanol 70%, 5:5:90 (v/v/v) (FAA70) por cinco dias (Johansen, 1940), sendo posteriormente substituído por álcool 70% (Berlyn; Miksche; Sass, 1976). Secções transversais e longitudinais dos órgãos foram realizadas à mão livre, com o auxílio de lâmina de aço.

Para análise das características epidérmicas da folha, realizou-se o processo de diafanização. Foram utilizadas cinco folhas, das quais se retiraram amostras do terço inferior do limbo foliar. Amostras foram clarificadas em solução de hipoclorito de sódio 50% (v/v) até ficarem translúcidas. Foram, então, lavadas em água destilada, neutralizadas com ácido acético 5%, lavadas novamente em água destilada (6x) e coradas com Safranina 1% (Fuchs, 1963).

Os cortes selecionados foram submetidos à dupla coloração com azul de astra e fucsina básica (Kraus *et al.*, 1998) e azul de toluidina (O'Brien; Feder; McCully, 1964), montados em lâminas de vidro com uma gota de glicerina 50% e lamínula (Fuchs, 1963). Fotomicrografias foram obtidas em microscópio fotônico Olympus CX 31, acoplado à câmera digital C7070. As análises foram realizadas no Laboratório de Farmacognosia da UEPG, Ponta Grossa, Paraná, Brasil.

4.3 MICROMEDIÇÕES

O Índice Estomático (IS) foi calculado conforme o procedimento descrito pela Farmacopeia Brasileira (ANVISA, 2024). Fotomicrografias de 15 campos, obtidas com uma ampliação de 40×, foram analisadas usando a fórmula:

$$IS = \frac{S}{S+E} \times 100$$

Onde S representa o número de estômatos por unidade de área e E o número de células epidérmicas observadas na mesma unidade de área (1 mm²). O tamanho médio dos estômatos foi determinado a partir da medição do comprimento e a largura de 20 estômatos localizados em diferentes locais da lâmina foliar.

4.4 MICROSCOPIA ELETRÔNICA DE VARREDURA POR EFEITO DE CAMPO (FEG) E ESPECTROSCOPIA DE RAIOS X POR DISPERSÃO DE ENERGIA (EDS)

Avaliações micromorfológicas complementares foram realizadas por FEG (Souza, 1998), no Complexo de Laboratórios Multiusuários (C-LABMU) da UEPG. Amostras fixadas em FAA foram desidratadas em séries etanólicas crescentes (80, 90 e 100%), fixadas em *stubs* de alumínio com fita dupla face e metalizadas com ouro usando um revestidor Quorum (modelo SC7620) (Quorum Technologies, Laughton, Reino Unido). Eletromicrografias foram obtidas em microscópio Mira 3 (Tescan, Brno-Kohoutovice, República Tcheca).

Microanálises qualitativas e quantitativas por EDS foram realizadas para a identificação elementar dos cristais selecionados através de um detector EDS (Oxford[®]) acoplado ao FEG previamente descrito.

4.5 ANÁLISES HISTOQUÍMICAS

Para a investigação das classes de metabólitos primários e secundários, foram realizadas secções transversais à mão livre, utilizando lâminas de aço, dos materiais vegetais previamente fixados em FAA e armazenados em etanol 70%. As análises foram conduzidas utilizando uma série de reagentes específicos, conforme descrito a seguir: azul de toluidina (O'Brien; Feder;

McCully, 1964) e azul de metileno (Costa, 1982) para identificar mucilagens; sudan black (Pearse, 1972) e sudan III (Foster, 1949) para análise de substâncias lipofílicas; sulfato azul do Nilo (Cain, 1947) para evidenciar lipídios neutros e/ou ácidos; α -naftol e cloridrato de dimetilparafenileno diamina (NADI) para investigação de terpenos e terpenoides (David; Carde, 1964); cloreto férrico 2% (Johansen, 1940) e dicromato de potássio 20% (Gabe, 1968) para revelar compostos fenólicos; vanilina clorídrica (Gardner, 1975) para identificar taninos condensados; ácido periódico-Schiff (PAS) (O'Brien; McCully, 1981) para a detecção de polissacarídeos; floroglucina clorídrica (Sass, 1951) para observar estruturas lignificadas; lugol (Berlyn; Miksche, 1976) para detecção de amido; azul brilhante de Coomassie (Fisher, 1968) e xilidina Ponceau (Vidal, 1970) para detecção de corpos proteicos; vermelho de rutênio (Johansen, 1940) para detecção de pectinas; e Dragendorff (Yoder; Mahlberg, 1976) e Wagner (Furr; Mahlberg, 1981) para a detecção de alcaloides.

Os resultados foram analisados por meio de fotomicrografias obtidas com o microscópio descrito no tópico 4.2.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 ANÁLISE MACROSCÓPICA

Hovenia dulcis é uma árvore caducifólia que atinge de 10 a 15 m de altura (Figura 4A). A raiz é pivotante, cônica e de coloração acastanhada, ao redor da qual se distribuem numerosas raízes secundárias (Figura 4I). O tronco principal é reto e cilíndrico, com casca fissurada, de coloração marrom a acinzentada. Características semelhantes foram descritas por Koller e Alexander III (1979) e Carvalho (1994). No entanto, Koller e Alexander III (1979) relataram que a espécie pode atingir até 24 m de altura, atribuindo esse porte à presença de um sistema radicular profundo, forte e bem desenvolvido.

As folhas são simples, alternas (Figura 4B), verdes e brilhantes em ambas as faces, com limbo oval, ápice cuspidado e base truncada a oblíqua (Figura 4C). Medem de 8 a 12 cm de comprimento e 5 a 7 cm de largura, com margem serrilhada (Figura 4C'). Segundo Kimura (1939), a margem dentada é uma das características que distingue *H. dulcis* de outras espécies do gênero. Em *Hovenia tomentella* (Makino) Nakai, por exemplo, as margens são crenadas, enquanto em *H. acerba*, as margens são descritas como diminutamente crenadas a serrilhadas. O pecíolo é curto, com média de 2,3 cm de comprimento e 1,5 mm de diâmetro. As folhas são trinervadas, com três nervuras principais emergindo da base da folha, visivelmente proeminentes na superfície abaxial (Figura 4C), onde pequenos corpos alimentares aderidos às nervuras secundárias e terciárias também podem ser observados (Figura 4C'').

Os corpos alimentares são geralmente compostos de lipídios, proteínas ou carboidratos e são responsáveis por sustentar as relações mutualísticas entre plantas e formigas (Gonçalves-Souza e Paiva, 2016). Buono, Oliveira e Paiva (2008) relataram a presença de corpos alimentares em *H. dulcis*, descrevendo-os como pequenas estruturas globosas, de até 1,2 mm de comprimento e 0,6 mm de diâmetro, localizadas exclusivamente nas superfícies abaxiais, especialmente ao redor da nervura central e nervuras maiores. A ocorrência de corpos alimentares é comum em gêneros como *Cecropia* Loefl. (Urticaceae) (Rickson, 1976; Gonçalves-Souza; Paiva, 2016; Machado *et al.*, 2021b) e *Macaranga* Thouars (Euphorbiaceae) (Rickson, 1980), e também são descritas nas espécies *Cissus verticillata* (L.) Nicolson & C.E.Jarvis (Vitaceae) (Paiva; Buono; Lombardi, 2009) e *Ryparosa kurrangii* B.L.Webber (Achariaceae) (Webber; Abaloz; Woodrow, 2006).

As flores são dispostas em inflorescências paniculadas axilares e terminais, ocorrendo solitárias ou em cachos maiores (Figura 4D). Em Rhamnaceae, as inflorescências são geralmente

do tipo cimosa (Medan; Schirarend, 2004). No entanto, alguns gêneros desta família, incluindo *Alphitonia* (Richardson *et al.*, 2000) e *Ceanothus* L. (Woodson; Schery; Nowicke, 1971), apresentam inflorescências paniculadas. Carvalho (1994) descreve as inflorescências em *H. dulcis* como cimeiras axilares, enquanto Kimura (1939) afirma que espécies do gênero podem apresentar inflorescências cimosas-paniculadas. A espécie *H. dulcis* apresenta inflorescências do tipo panícula, assimétricas, solitárias ou agrupadas, ocorrendo tanto na posição axilar quanto na terminal (Lima *et al.*, 2025), enquanto as inflorescências em *H. acerba* são descritas como cimeiras simétricas, restritas às axilas das folhas (Kimura, 1939).

As flores são pequenas (aproximadamente 0,5 cm), hermafroditas, creme a branco-esverdeada, e possuem 5 pétalas, 5 sépalas e 5 estames. O gineceu é formado por três carpelos fundidos (Figura 4E). Em geral, as flores de Rhamnaceae são pequenas, 0,1 a 0,6 cm, e são principalmente hermafroditas e pentâmeras (Medan; Schirarend, 2004). No entanto, as características florais podem variar dentro da família. Por exemplo, flores tetrâmeras também são encontradas em *H. dulcis* (Basso-Alves; Ribeiro; Teixeira, 2023), embora flores tetrâmeras sejam raras no gênero *Hovenia*, visto que a maioria de suas espécies possui flores pentâmeras (Kimura, 1939; Lima *et al.*, 2025). Em Rhamnaceae, as flores são antepétalas, com pétalas alternadas com estames, corroborando o padrão floral observado no presente estudo.

Dentro do gênero *Hovenia*, as flores apresentam características de bom valor taxonômico. Em *H. dulcis*, os estiletes são lobados e ramificados apenas no ápice, onde se formam os estigmas, enquanto em *H. acerba* e *H. tomentella*, os estiletes são ramificados a partir da base. A morfologia das pétalas também permite a distinção entre as espécies: em *H. dulcis* e *H. tomentella*, as pétalas são mais estreitas quando comparadas às de *H. acerba*. As sépalas são glabras em *H. dulcis* e *H. acerba*, enquanto em *H. tomentella* são pubescentes com tricomas tectores marrons (Kimura, 1939).

Os pedúnculos (pseudofrutos) são carnudos, comestíveis e variam em coloração do avermelhado ao marrom-escuro (Figura 4F). Possuem aparência retorcida e variam em tamanho, formando cachos volumosos que pendem dos ramos. Os pseudofrutos são estruturas que se desenvolvem a partir de tecidos carpelares e extracarpelares (Bobrov; Romanov, 2019). Essa formação é frequentemente considerada uma estratégia endozoocórica, ou seja, plantas com frutos carnosos tendem a ser facilmente atraídas por frugívoros, favorecendo a dispersão de sementes. Plantas com frutos secos se adaptaram desenvolvendo apêndices carnosos presos ao fruto verdadeiro, com o objetivo de atrair animais e facilitar a disseminação de suas sementes (Maieves *et al.*, 2015). Em *H. dulcis*, os pedúnculos retorcidos dificultam a remoção das sementes pelos animais, resultando em maior probabilidade de ingestão e dispersão (Zhou *et al.*, 2013).

Em outras espécies de *Hovenia*, como *H. acerba*, os pedúnculos também são utilizados na Medicina Tradicional Chinesa, além de serem utilizados na alimentação e no preparo de bebidas (Zhang; Ling, 2017).

Em *H. dulcis*, o fruto verdadeiro é uma cápsula seca, globosa a ovoide, de coloração acinzentada a marrom-clara, com aproximadamente 0,8 cm de comprimento, com 2 a 4 sementes, aderidas à extremidade dos pedúnculos (Koller; Alexander III, 1979; Carvalho, 1994; Lima *et al.*, 2025). O ápice do fruto apresenta uma estrutura que se assemelha a uma pequena coroa, com bordas onduladas. O pericarpo é formado por uma casca fina, marcada por três incisões perpendiculares que se conectam em um ponto central na extremidade oposta ao ápice (Figura 4G). Internamente, a estrutura é septada e dividida em três mericarpos, cada um geralmente com uma única semente. Rhamnaceae apresenta uma grande diversidade de frutos, frequentemente descritos como drupas, bagas e cápsulas, mas, em geral, os esquizocarpos são mais frequentes (Barroso *et al.*, 1999). Frutos capsulares com três sementes ocorrem em gêneros como *Alphitonia*, *Ceanothus*, *Colubrina* e *Lasiodiscus* Hook.f. (Medan; Schirarend, 2004). A espécie *H. tomentella* distingue-se por seus frutos cobertos por tricomas tectores acinzentados (Kimura, 1939).

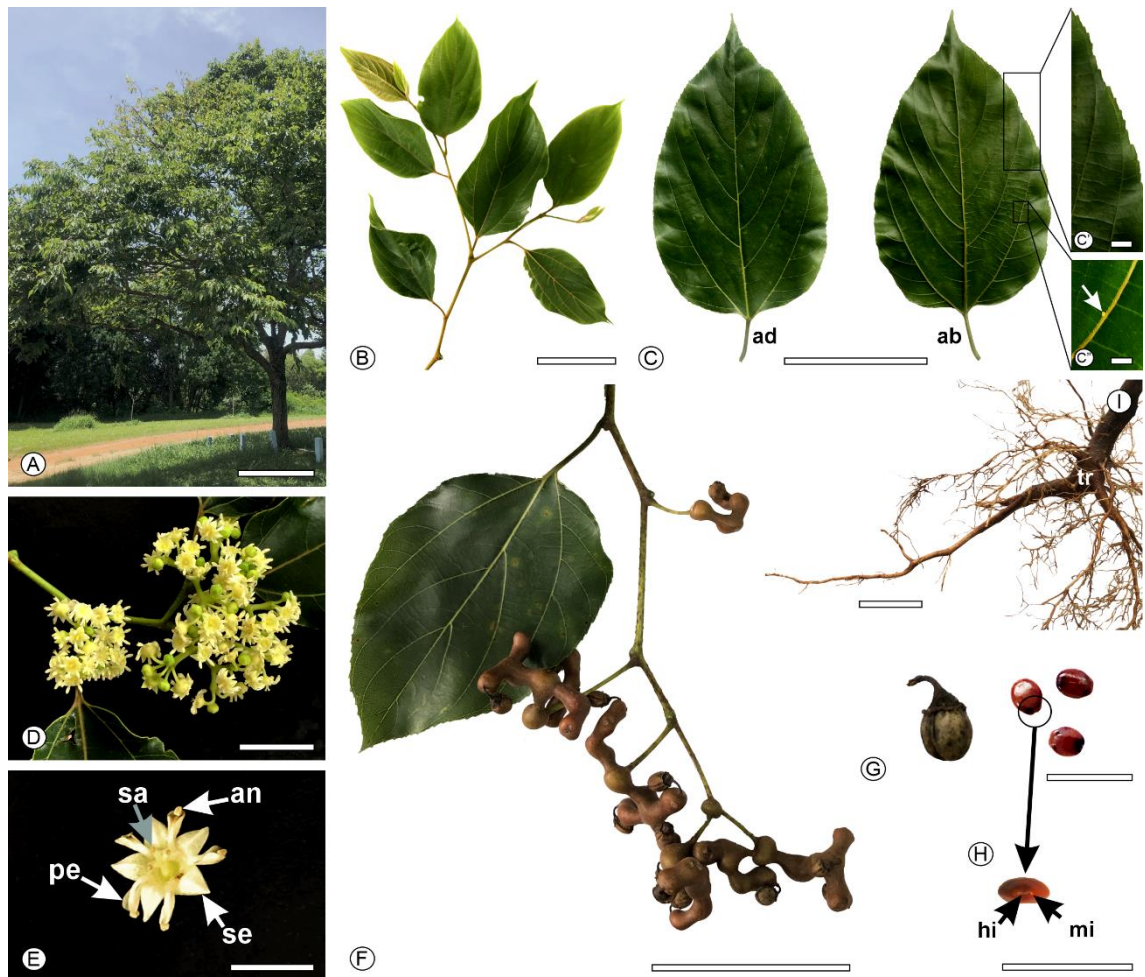
As sementes variam de avermelhadas a marrom-escuras, com formato ovoide a circular e extremidades levemente afiladas, medindo aproximadamente 0,4 cm de comprimento e 0,3 cm de diâmetro (Figura 4G). Quando observadas frontalmente, apresentam faces levemente achatadas (Figura 4H), conforme também descrito por Koller e Alexander III (1979) e Xia *et al.* (2023). Em relação à coloração, Kimura (1939) descreve as sementes de *H. dulcis* como pretas, Carvalho (1994) como tendo tons de laranja a vermelho, e Koller e Alexander III (1979), variando de pretas a marrom-alaranjadas. Essas diferenças podem estar associadas ao grau de maturação, uma vez que as sementes tendem a escurecer à medida que amadurecem (Aguilar; Perecin; Kageyama, 1988).

Em uma das extremidades afiladas, duas cicatrizes são visíveis: um hilo linear, formando uma leve depressão; e uma pequena mancha branca e pontual na extremidade do hilo, identificada como micrópila (Figura 4H). Estudos que avaliam as variações morfológicas do hilo podem ser utilizados na classificação de sementes e na distinção botânica em nível de família, gênero e espécie (Baker; Mebrahtu, 1989). A presença de um hilo e de uma micrópila em *H. dulcis* foi relatada por Yang *et al.* (2022) ao investigarem o processo de germinação dessas sementes. Os autores descrevem a presença de uma fenda hilar, que corresponde à junção entre o hilo e a micrópila. Em espécies de Rhamnaceae, um hilo linear posicionado próximo à micrópila é

observado em *Colubrina glandulosa* Perkins (Pinto *et al.*, 2020) e *Discaria toumatou* Raoul (Keogh; Bannister, 1994), corroborando os resultados observados neste estudo.

Para a identificação macroscópica de *H. dulcis*, destacam-se como marcadores botânicos a raiz pivotante, o tronco cilíndrico de casca fissurada e as folhas simples, ovais, alternas, trinervadas e de margem serrilhada, com ápice cuspidado e presença de corpos alimentares na face abaxial. As inflorescências paniculadas, axilares e terminais, com flores pequenas, pentâmeras, antipétalas e hermafroditas, também constituem elementos diagnósticos. Os pedúnculos carnosos, retorcidos e de coloração avermelhada a marrom-escura representam um dos caracteres mais distintivos da espécie, assim como os frutos verdadeiros, cápsulas secas globosas contendo sementes de coloração avermelhada a marrom-escura, com hilo linear.

Figura 4 – Morfologia de *Hovenia dulcis*



Fonte: O autor.

Notas: (A) Árvore. (B) Ramo, mostrando o arranjo foliar. (C) Folha, evidenciando as superfícies adaxial e abaxial. (C') Detalhe da margem foliar. (C'') Corpo alimentar na superfície abaxial (marcado com uma seta branca). (D) Inflorescências. (E) Flor. (F) Pedúnculos carnosos. (G) Fruto seco. (H) Sementes. (I) Raiz. (ab: abaxial; ad: adaxial; an: antera; hi: hilo; mi: micrópila; pe: pétala; sa: estigma; se: sépala; tr: raiz principal). Barras de escala: A = 1 metro; B, C, F, I = 5 cm; D = 2 cm; G, H = 1 cm; E, C', C'' = 0,5 cm).

5.2 ANÁLISE MICROSCÓPICA

5.2.1 Raiz

Em secção transversal, a raiz em crescimento secundário apresenta contorno circular (Figuras 5A, B). O súber é formado por aproximadamente 5 camadas de células achatadas e alongadas (Figura 5G). As células do parênquima cortical contêm grãos de amido (Figura 5F). Fibras isoladas ou em pequenos grupos estão distribuídas no córtex (Figura 5D, E, H). Também no córtex, observam-se idioblastos cristalíferos contendo drusas, prismas em forma de diamante e cristas irregulares (Figura 5C; 12A). A ocorrência de cristais em raízes tem sido registrada em diversos táxons vegetais, incluindo cristais prismáticos em espécies de *Flemingia* Roxb. ex W.T.Aiton (Fabaceae) (Huang *et al.*, 2013), drusas e cristais prismáticos em *Fibraurea tinctoria* Lour. (Menispermaceae) (Widuri *et al.*, 2024), drusas em *Eryngium yuccifolium* Michx. (Apiaceae) (Raman; Manfron; Khan, 2021) e ráfides em *Yucca treculiana* Carrière (sin. *Yucca torreyi* Shafer) (Asparagaceae) (Kausch; Horner, 1983). Assim, a presença de cristais de oxalato de cálcio em raízes é comum e pode ocorrer em formas morfológicas distintas, variando em nível de espécie, gênero e família.

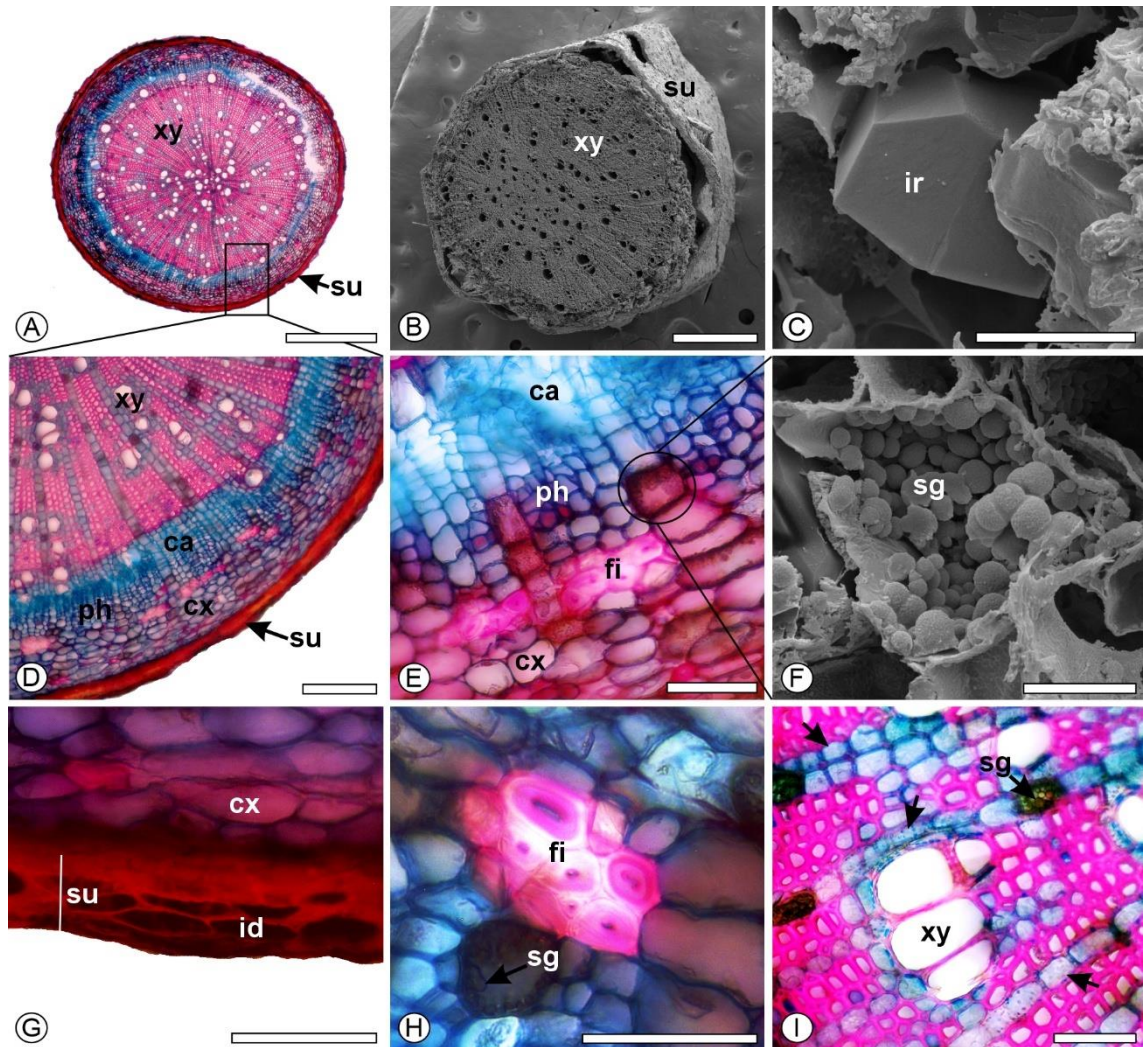
O câmbio vascular é composto por células de paredes finas, alongadas e transversalmente achatadas, dispostas linearmente, formando anéis sucessivos (Figura 5D, E). Produz floema em direção à periferia e xilema em direção ao centro, ambos atravessados por raios parenquimáticos estreitos e radialmente distribuídos (Figura 5E, I). No floema, são encontrados células parenquimáticas e elementos do tubo crivado (Figura 5E). No xilema, elementos traqueais podem ser encontrados isolados ou organizados em fileiras (Figura 5I).

Idioblastos fenólicos são observados no súber (Figura 5G). No parênquima cortical e xilemático, observam-se numerosos grãos esféricos de amido medindo 2 – 4 μm (Figura 5F, I). A ocorrência de idioblastos fenólicos em raízes tem sido relatada em diversas espécies (Raman; Manfron; Khan, 2021; Demétrio *et al.*, 2023; Widuri *et al.*, 2024). Portanto, a localização desses idioblastos em raízes de *H. dulcis* concorda com os registros da literatura para a ocorrência de idioblastos fenólicos. No entanto, estudos morfoanatômicos de raízes de Rhamnaceae ainda são escassos na literatura.

A raiz em crescimento secundário apresenta um conjunto de caracteres diagnósticos relevantes para a identificação botânica, destacando-se a presença de idioblastos fenólicos no súber e a ocorrência de fibras isoladas ou em pequenos grupos na região cortical. Idioblastos cristalíferos contendo drusas, prismas romboidais e cristais irregulares constituem marcadores

estruturais importantes, assim como a presença de grãos de amido esféricos no parênquima cortical e xilemático. A observação de um câmbio vascular organizado em anéis sucessivos e um xilema com elementos traqueais dispostos isoladamente ou em fileiras conferem à raiz um perfil anatômico consistente e distintivo.

Figura 5 – Anatomia da raiz de *Hovenia dulcis*



Fonte: O autor.

Notas: A, D, E, G – I: microscopia de luz, mostrando seções transversais da raiz coradas em azul de Astra e fucsina básica; B, C, F: MEV, mostrando raiz em seção transversal, cristal e grãos de amido, respectivamente. (ca: câmbio; cx: córtex; fi: fibras; id: idioblasto fenólico; ir: cristal de formato irregular; ph: floema; sg: grão de amido; su: súber; xy: xilema). Barras de escala: A, B = 500 µm; C, F = 10 µm; D = 200 µm; E, G – I = 50 µm.

5.2.2 Caule

Em secção transversal, o caule é arredondado (Figura 6A, B). Na superfície, o caule é pubescente, com numerosos tricomas longos, multicelulares e tectores, ocorrendo solitários ou em grupos. São formados por cerca de 4 a 8 células, com ápice agudo e paredes espessas (Figura

6B, I). Tricomas tectores unisseriados em caules foram relatados em várias espécies de Rhamnaceae (Duarte; Budel; Ramos, 2008; Yuca; Karakaya; Güvenalp, 2023). A epiderme é unisseriada, formada por células arredondadas, recoberta por cutícula ligeiramente espessada e levemente estriada (Figura 6C, D, I). No córtex, observam-se 4 a 6 camadas de colênquima do tipo anelar. Uma bainha esclerenquimática composta por células com lúmen reduzido e paredes espessas percorre toda a circunferência do caule (Figura 6C, D, E).

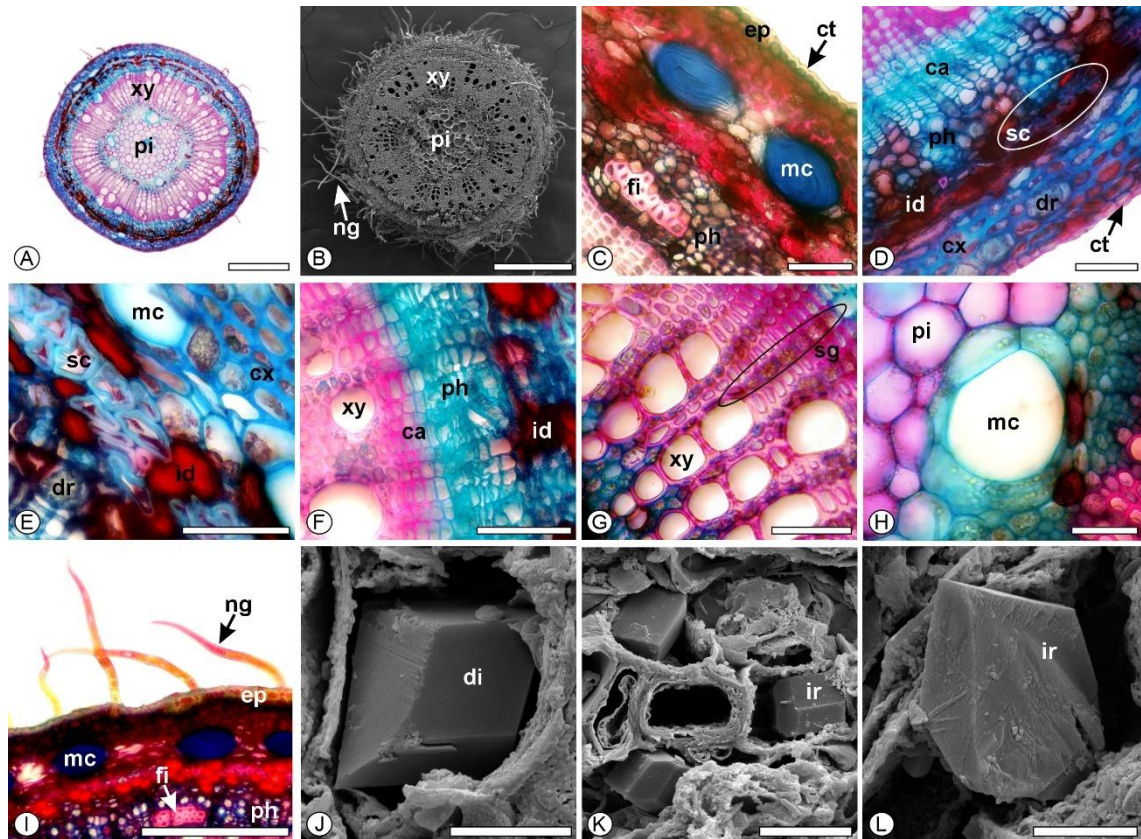
O câmbio vascular é semelhante ao da raiz, formando um cilindro floemático fora do xilema (Figura 6F). No floema, juntamente com células parenquimáticas e elementos do tubo crivado, também estão presentes pequenos feixes de fibras. O xilema apresenta elementos vasculares isolados ou organizados em fileiras radiais (Figura 6G). Tanto o xilema quanto o floema são atravessados por feixes radiais de células parenquimáticas. Os caracteres caulinares observados coincidem com o padrão geral descrito para a família (Medan; Schirarend, 2004) e outros membros de Rhamnaceae (Duarte; Budel; Ramos, 2008; Yuca; Karakaya; Güvenalp, 2023).

Cavidades mucilaginosas são comuns no parênquima cortical e na região perimedular (Figura 6H). Nessas regiões, assim como no floema, também ocorrem idioblastos fenólicos. Também são observados idioblastos cristalíferos com cristais de oxalato de cálcio dos tipos drusa, prismáticos em forma de diamante (Figura 6J, L) e de formas irregulares (Figura 6K). Amiloplastos podem ser encontrados no córtex, medula e raios do parênquima (Figura 6G). A família Rhamnaceae é conhecida pela produção de mucilagem, uma substância gelatinosa encontrada em cavidades de tecidos, dutos ou células epidérmicas especializadas, e pode ocorrer em altas concentrações em diferentes órgãos da planta (Ribeiro; Marinho; Teixeira, 2021). Espécies de *Ziziphus*, por exemplo, armazenam mucilagem em células da epiderme foliar, enquanto no caule, o armazenamento ocorre em cavidades mucilaginosas localizadas na medula e no parênquima cortical (Clifford *et al.*, 2002).

Duarte, Budel e Ramos (2008) descreveram estruturas secretoras de mucilagem em *Frangula polymorpha* Rissek (sin. *Rhamnus sphaerosperma* var. *pubescens* M.C.Johnst.), denominando-as canais secretores devido ao seu formato alongado. Yuca, Karakaya e Güvenalp (2023) relataram a presença de grandes células mucilaginosas ao redor do cilindro vascular do caule de *Paliurus spina-christi* Mill. Serdar *et al.* (2007) descreveram cavidades secretoras em *Frangula alnus* Mill. Em *H. dulcis*, as estruturas observadas apresentam formato esférico tanto em cortes transversais quanto longitudinais (Figura 6H), portanto, são consideradas cavidades e não dutos. Cavidades mucilaginosas podem surgir de idioblastos mucilaginosos. Quando essas células se desenvolvem em pares ou grupos maiores e amadurecem, elas se desintegram para

formar uma única estrutura que armazena grandes quantidades de mucilagem (Bakker; Baas, 1993).

O caule apresenta diversos caracteres anatômicos de relevância diagnóstica, destacando-se a pubescência composta por tricomas tectores multicelulares, o colênquima anelar cortical e bainha esclerenquimática contínua que circunda todo o órgão. Cavidades mucilaginosas no córtex e região perimedular, além de idioblastos fenólicos e cristalíferos contendo drusas, cristais prismáticos e irregulares, constituem marcadores estruturais adicionais. A presença de pequenos feixes de fibras no floema e de elementos vasculares xilemáticos dispostos isoladamente ou em fileiras radiais complementa o conjunto de caracteres úteis para a identificação anatômica da espécie.

Figura 6 – Anatomia do caule de *Hovenia dulcis*

Fonte: O autor.

Notas: A, C – I: microscopia de luz; B, J - L: MEV. A – I: seções transversais do caule coradas em azul de Astra e fucsina básica; J – L: cristais. (ca: câmbio; ct: cutícula; cx: córtex; di: cristal prismático em forma de diamante; dr: drusa; ep: epiderme; fi: fibras; id: idioblasto fenólico; ir: cristal irregular; mc: cavidade mucilaginosa; ng: tricoma; ph: floema pi: medula; sc: esclerênquima; sg: grãos de amido; xy: xilema). Barras de escala: A, B = 500 µm; C, E – H = 50 µm; D, I = 200 µm; J – L = 5 µm; K = 10 µm.

5.2.3 Folha

Em vista frontal, a epiderme foliar apresenta células poligonais com paredes anticlinais retas na face adaxial (Figura 7A) e levemente onduladas na face abaxial (Figura 7B), característica também observada em outros membros de Rhamnaceae (Duarte; Budel; Ramos, 2008; Eminağaoğlu *et al.*, 2019). Drusas são encontradas abaixo da epiderme, em ambos os lados. Nas nervuras, as células também são poligonais e alongadas na direção das nervuras. Pequenas aberturas, coincidindo com as extremidades das nervuras terciárias e formando uma depressão na extremidade dos dentes da margem foliar, são identificadas como nectários extraflorais (Figura 7A').

Glândulas foliares são comuns em espécies de Rhamnaceae e têm importante valor taxonômico (Iwamoto *et al.*, 2023). Embora as estruturas localizadas na margem foliar de *H. dulcis* sejam identificadas como nectários extraflorais no presente estudo, Buono, Oliveira e

Paiva (2008) parecem relacioná-las a corpos alimentares. No entanto, a presença dessas glândulas na margem foliar não corresponde à localização típica dos corpos alimentares em *H. dulcis*, que geralmente estão aderidos a nervuras foliares mais desenvolvidas, como descrito anteriormente. Como resultado, parece haver uma diferença na interpretação quanto à natureza dessas glândulas foliares. As estruturas observadas nas margens foliares de *H. dulcis* são semelhantes aos nectários extraflorais descritos em *Gouania polygama* (Jacq.) Urb. (Iwamoto *et al.*, 2023), indicando que são de fato nectários extraflorais e não corpos alimentares.

Os estômatos são pequenos, medindo em média 18,6 x 12,7 µm, com um índice estomático de 30,6%. São predominantemente anomocíticos (Figura 7C), com raros actinocíticos (Figura 7C'), localizados apenas na face abaxial, caracterizando a folha como hipoestomática (Figura 7D). Os estômatos estão no mesmo nível das demais células epidérmicas e apresentam câmara subestomática reduzida, com delicada crista cuticular externa (Figura 7D'). Em relação à presença de estômatos, as espécies de Rhamnaceae geralmente apresentam folhas hipoestomáticas, sendo os estômatos anomocíticos os mais comuns (Colares; Arambarri, 2008; Duarte; Budel; Ramos, 2008; Eminağaoğlu *et al.*, 2019), e os estômatos paracíticos e anisocíticos menos comuns (Medan; Schirarend, 2004). Estômatos actinocíticos também foram relatados em *Rhamnus glandulosa* Aiton (Marrero; Nogales, 2005). Tricomas tectores, semelhantes aos descritos no caule, são observados ao redor da nervura central e raramente podem ser encontrados na lâmina foliar de ambos os lados (Figura 7O, P).

Em secção transversal, a epiderme é unisseriada, com células na face adaxial alongadas na direção anticlinal e comparativamente maiores do que aquelas na face abaxial (Figura 7G). A cutícula na face adaxial é ligeiramente espessa (Figura 7G) e ornamentada com cera epicuticular (Figura 7B, B'), enquanto a da face abaxial é fina e lisa (Figura 7D, G). O mesófilo é homogêneo, composto por 4 a 5 camadas de parênquima paliádico atípico, contendo idioblastos fenólicos (Figura 7G, H). A primeira camada é formada por células alongadas e as camadas subsequentes diminuem de tamanho na direção abaxial. Mesófilos homogêneos são menos frequentes em Rhamnaceae, embora sejam comuns no gênero *Colletia* Comm. ex Juss. (Mantese; Medan, 1993) e também relatados na espécie *Retanilla patagonica* (Speg.) Tortosa (Mantese; Medan, 1992). Colares e Arambarri (2008) descrevem o mesófilo de *Sarcomphalus mistol* (Griseb.) Hauenschild (sin. *Ziziphus mistol* Griseb.) como dorsiventral, mas com tendência a ser homogêneo e paliádico.

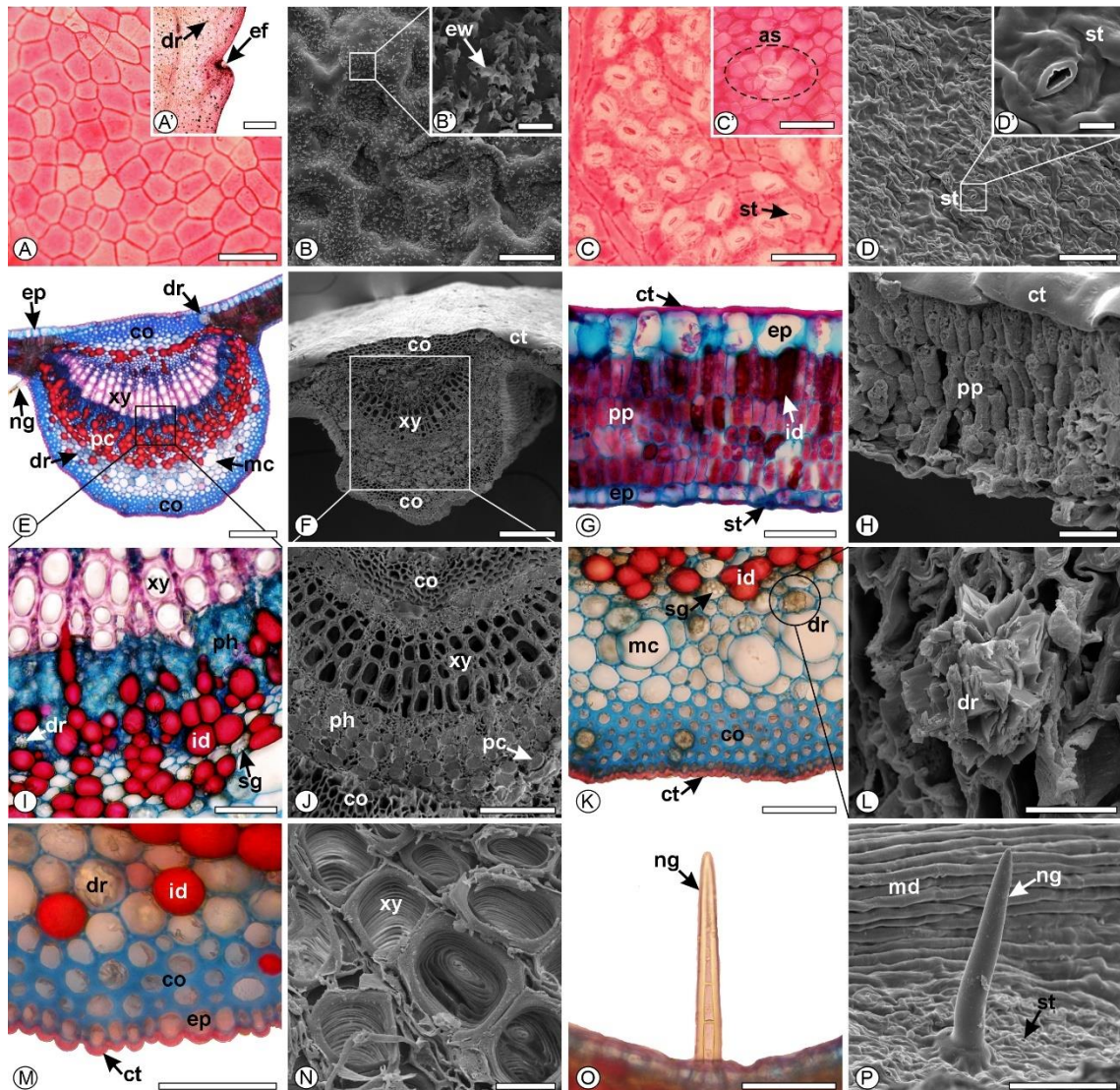
Pequenos feixes vasculares colaterais, circundados por idioblastos fenólicos e bainha parenquimática, distribuem-se por todo o clorênquima. Idioblastos cristalíferos com drusas ocorrem na posição subepidérmica adaxial (Figura 7E). Drusas são comuns no mesófilo de

espécies de Rhamnaceae (Medan; Schirarend, 2004). A presença de idioblastos cristalíferos na posição subepidérmica da superfície adaxial foi relatada apenas para o gênero *Colletia* (Mantese; Medan, 1993). Essa característica pode ser considerada um marcador anatômico em nível de família, ou possivelmente para os gêneros *Colletia* e *Hovenia*.

A nervura central é plano-convexa (Figura 7E, F). A epiderme possui células pequenas e arredondadas, sendo as células epidérmicas na superfície abaxial ligeiramente menores, conferindo à estrutura uma aparência papilar (Figura 7M). Subjacente à epiderme, observa-se um colênquima em forma de anel, com idioblastos fenólicos isolados ou raros (Figura 7K, M). O parênquima fundamental contém numerosos idioblastos cristalíferos contendo drusas (Figura 7K, L), além de grandes cavidades mucilaginosas formadas por 6 a 7 células (Figura 7E, K). Em geral, a mucilagem nos tecidos vegetais desempenha um papel fisiológico crucial na tolerância ao frio, no transporte de água, na cicatrização de feridas, na interação hospedeiro-patógeno, no equilíbrio iônico e no armazenamento de carboidratos (Clifford *et al.*, 2002). Em Rhamnaceae, cavidades mucilaginosas em folhas são amplamente relatadas (Clifford *et al.*, 2002; Duarte; Budel; Ramos, 2008; Yuca; Karakaya; Güvenalp, 2023) e são consideradas grandes reservatórios de mucilagem (Iwamoto *et al.*, 2023).

Imerso no parênquima, observa-se um único feixe vascular colateral em arco aberto. O floema é intensamente circundado por idioblastos fenólicos (Figura 7E, F, I, J), enquanto o xilema apresenta elementos vasculares com paredes secundárias espiraladas (Figura N). Uma bainha amilífera envolve o sistema vascular.

Na lâmina foliar, os principais marcadores diagnósticos incluem o mesófilo homogêneo, formado por 4 – 5 camadas de parênquima paliádico atípico, a presença de estômatos anomocíticos e raros actinocíticos, restritos à face abaxial, além de grandes cavidades mucilaginosas distribuídas na nervura central. Tricomas tectores multicelulares, concentrados principalmente na região da nervura central e raramente distribuídos pela lâmina, também constituem caráter relevante. Destacam-se ainda os idioblastos fenólicos ao redor do floema e os idioblastos cristalíferos em posição subepidérmica. A nervura plano-convexa, associada ao colênquima anelar bem desenvolvido e ao feixe colateral em arco aberto envolto por bainha amilífera, constitui um conjunto de marcadores anatômicos valiosos para distinção da espécie e para fins de autenticação botânica.

Figura 7 – Microscopia foliar de *Hovenia dulcis*

Fonte: O autor.

Notas: Colunas 1 e 3: microscopia óptica; outras: MEV. A – D': epiderme foliar; E – K, M – P: cortes transversais; L: drusa. (A, C, C': coradas em Safranina; E, G, I, K, M, O: coradas em azul de Astra e fucsina básica). (as: estômato actinocítico; co: colênquima; ct: cutícula; dr: drusa; ef: nectário extrafloral; ep: epiderme; ew: cera epicuticular; id: idioblasto fenólico; mc: cavidade mucilaginosa; md: nervura central; ng: tricoma tector; pc: composto fenólico; ph: floema; pp: parênquima paliçádico; sg: grão de amido; st: estômato; xy: xilema). Barras de escala: A' = 500 µm; E, F = 200 µm; J = 100 µm; A, C, C', D, G, I, K, O, S = 50 µm; M = 25 µm; B, H, N = 20 µm; L = 10 µm; D' = 5 µm; B' = 2 µm.

O pecíolo, em secção transversal, apresenta contorno levemente côncavo a côncavo-convexo (Figura 8A, C). A epiderme é unisseriada, composta por pequenas células alongadas na direção anticlinal, recobertas por cutícula espessa e levemente estriada (Figura 8E). Tricomas tectores, semelhantes aos descritos no caule e na lâmina foliar, ocorrem em grande quantidade no pecíolo (Figura 8C, H, K). Abaixo da epiderme, existem 5 a 6 camadas de colênquima, do tipo angular-anelar (Figura 8E). No parênquima fundamental, existem cavidades mucilaginosas formadas por 6 a 8 células (Figura 8L) e numerosos idioblastos cristalíferos contendo drusas de oxalato de cálcio (Figura 8G, I, J). Em algumas dessas células, existem septos internos que

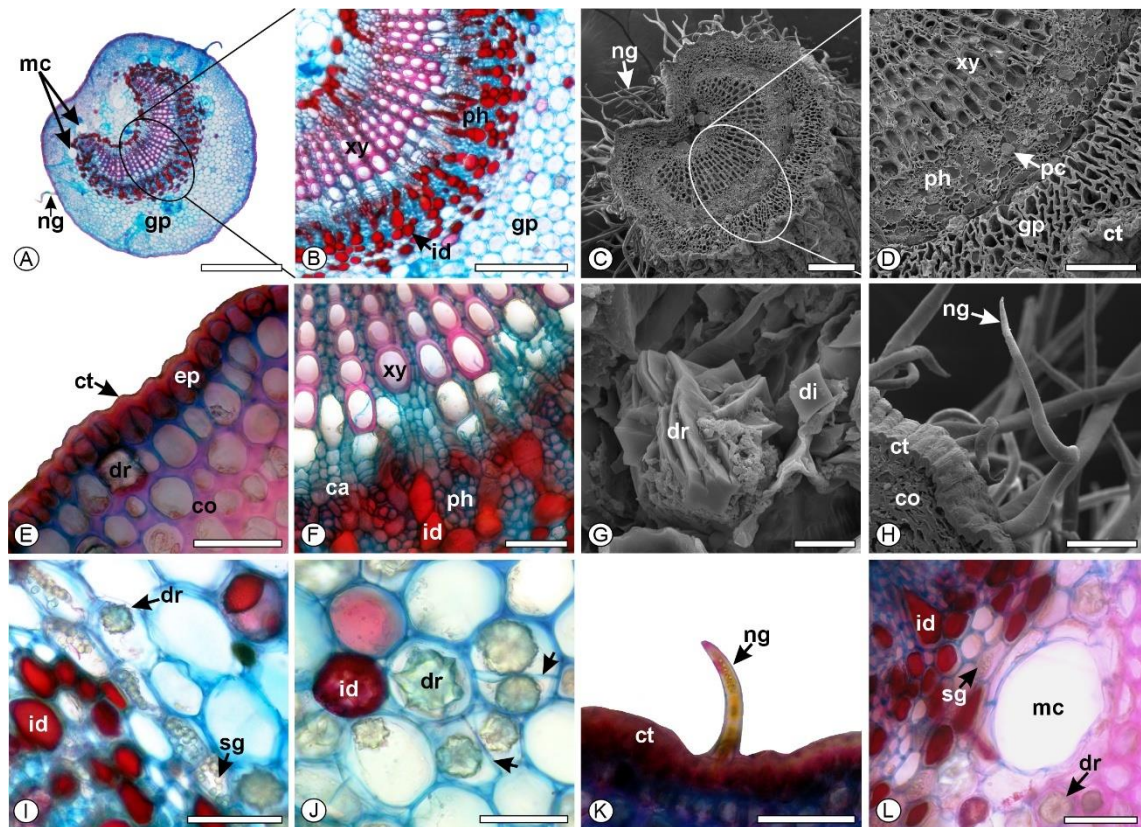
dividem o lúmen celular nos casos em que duas drusas são formadas (Figura 8J); essas células apresentam paredes laterais mais espessas, enquanto as paredes transversais são finas.

Células individuais podem formar septos transversais ao longo das paredes laterais (Jahns, 1973), um processo que pode ser mediado por proteínas envolvidas na divisão plastidial (Yun; Kawagoe, 2010) e atuar, por exemplo, como um sistema secretor interno por meio da interconexão de idioblastos (Rodrigues *et al.*, 2025). Em geral, essas junções intercelulares se formam em regiões específicas da célula e desempenham diferentes funções fisiológicas, incluindo a compartimentalização (Banerjee; Sousa; Bhat, 2006). Nesse sentido, as células septadas observadas no presente estudo podem estar relacionadas à compartimentalização das drusas, dada a grande quantidade desses cristais no tecido parenquimatoso do pecíolo, levando a uma formação sequencial e intensa de cristais. Essa abundância de cristais do tipo drusa no pecíolo também é relatada em outras espécies de Rhamnaceae (Serdar *et al.*, 2007; Colares; Arambarri, 2008; Eminağaoğlu *et al.*, 2019; Yuca; Karakaya; Güvenalp, 2023).

O sistema vascular do pecíolo apresenta um feixe vascular aberto em forma de “U”, com a abertura voltada para a face adaxial (Figura 8^a, B, C, D), e circundado por numerosos idioblastos fenólicos, também presentes no floema (Figura 8B, D, F). Todo o sistema vascular é circundado por uma bainha amilífera (Figura 8I), semelhante à observada na nervura central. Medan e Schirarend (2004) também relataram que os pecíolos de Rhamnaceae geralmente apresentam um único feixe vascular aberto ou em forma de “U”.

No pecíolo, são particularmente marcantes os tricomas tectores abundantes, o colênquima do tipo angular-anelar e as cavidades mucilaginosas. Entre os caracteres de maior valor diagnóstico, ressaltam-se os idioblastos cristalíferos septados, contendo duas ou mais drusas no interior de uma única célula, um traço incomum e altamente distintivo dentro da família. O feixe vascular em “U”, circundado por abundantes idioblastos fenólicos e por uma bainha amilífera contínua, compõe o conjunto de estruturas úteis para o reconhecimento anatômico foliar da espécie.

Figura 8 – Microscopia do pecíolo de *Hovenia dulcis*



Fonte: O autor.

Notas: A, B, E, F, I – L: microscopia de luz; C, D, G, H: MEV. A, B, E, F, I – L: cortes transversais do pecíolo corados em azul de Astra e fucsina básica; C, D e H: aspectos gerais do pecíolo; G: drusa e cristal em forma de diamante. (setas em J: septo; ca: câmbio; ct: cutícula; di: cristal prismático em forma de diamante; dr: drusa; gp: parênquima fundamental; id: idioblasto fenólico; mc: cavidade mucilaginosa; ng: tricoma tector; pc: composto fenólico; ph: floema; st: grãos de amido; xy: xilema). Barras de escala: A = 500 µm; B, C = 200 µm; D = 100 µm; E, F, H – L = 50 µm; G = 5 µm.

5.2.4 Flor

As sépalas são triangulares, com uma crista central que se projeta perpendicularmente à superfície e corre ao longo do eixo central (Figura 9K). A superfície das sépalas é rugosa, com ondulações proeminentes (Figura 9T). Em adição, Gotelli *et al.* (2020) descrevem papilas ocorrendo exclusivamente nas margens das sépalas de *H. dulcis*. As pétalas apresentam superfície estriada, com estrias longitudinais bem definidas, formando sulcos e cristas paralelas (Figura 9R). A textura rugosa das pétalas pode estar relacionada à sua acomodação dentro do botão floral, possivelmente sob tensões internas até o momento da antese (Basso-Alves; Ribeiro; Teixeira, 2023). Cristais de oxalato de cálcio bipiramidais são encontrados isolados ou em aglomerados na superfície das pétalas (Figura 9R, S, 12D), possivelmente originários das anteras durante a fase de pré-antese.

A antera é em forma de coração e formada por duas tecas com um sulco central delimitando os sacos polínicos, com projeções laminares alongadas e reentrâncias superficiais (Figura 9M), possivelmente relacionadas ao processo de ruptura e liberação dos pólen. Os grãos de pólen são triangulares e recobertos por um grande número de cristais bipiramidais (Figura 9P, U, V). Gębura e Winiarczyk (2016) relataram a presença de ráfides aderidas aos grãos de pólen em *Tinantia anomala* (Torr.) C.B. Clarke, bem como sua ocorrência em grande quantidade nas células do tapete da antera. Durante o desenvolvimento e a maturação dos grãos de pólen, ocorre uma alta demanda por íons cálcio, essenciais para a formação e maturação do gametófito masculino e síntese de exina. Em resposta, a planta começa a acumular cristais de oxalato de cálcio nos órgãos florais, temporariamente. Em determinado momento, alguns desses cristais se tornam excedentes e acabam sendo eliminados junto com os grãos de pólen. Além disso, a presença de cristais associados aos grãos de pólen pode exercer uma função adicional de proteção, atuando como uma barreira contra a herbivoria (Gębura; Winiarczyk, 2016).

A morfologia do grão de pólen está de acordo com o padrão morfológico geral descrito para a família Rhamnaceae (Medan; Schirarend, 2004). Além disso, os grãos de pólen de *H. dulcis* são descritos como oblato-esferoidais, tricolpados, com opérculo pequeno e exina estriada ou enrugada (Gotelli; Galati; Zarlavsky, 2016). Uma exina com ornamentação proeminente pode favorecer a adesão dos grãos de pólen ao estigma, otimizando o processo de polinização (Chaloner, 1985). Considerando a exina pouco proeminente em *H. dulcis*, sugere-se que os cristais bipiramidais encontrados nos grãos de pólen também desempenhem um papel na fixação desses grãos ao estigma floral e aos corpos dos polinizadores, facilitando a polinização.

Os filetes têm aparência fibrosa, com estrias paralelas, e estão fixados na base das pétalas (Figura 9K). Na região central, encontra-se o hipanto, circundado externamente por tricomas tectores simples e longos (Figura 9K, L), ornamentados com cristais bipiramidais simples (Figura 9N), provavelmente de origem semelhante aos encontrados nas pétalas. A presença de tricomas em flores é amplamente relatada, e essas estruturas desempenham diversas funções dependendo de sua natureza, morfologia e posição nos órgãos florais (Gębura; Winiarczyk, 2016; Konarska, 2017; Urooj; Mazhar; Azhar, 2024), incluindo defesa direta ou indireta (Ribeiro; Marinho; Teixeira, 2021). Em *H. dulcis*, a presença de tricomas tectores na superfície das sépalas e do hipanto (Basso-Alves; Ribeiro; Teixeira, 2023) sugere uma função protetora para o ovário, dada sua localização estratégica ao redor do hipanto.

Internamente, o hipanto parece ser oco, abrigando o ovário com três óvulos esféricos (Figura 9G, H, I, J). Em *H. dulcis*, o hipanto é do tipo perígino, circundando o ovário e parcialmente imerso no receptáculo floral (Basso-Alves; Ribeiro; Teixeira, 2023). O estilete

apresenta morfologia fibrosa semelhante à do filamento. O estigma apresenta formato amorfo, com superfície fortemente enrugada e margem ondulada (Figura 9K), sugerindo a presença de papilas, uma adaptação para maior adesão e retenção dos grãos de pólen, favorecendo a polinização (Medan; Hilger, 1992).

Em secção transversal, o hipanto apresenta contorno circular (Figura 9A). A epiderme é unisseriada, composta por células pequenas e arredondadas e recoberta por cutícula delgada (Figura 9B). Tricomas tectores simples, compostos por até 5 células curtas, são raramente encontrados (Figura 9O). O parênquima fundamental é constituído por células poliédricas de tamanhos variados, contendo numerosas cavidades mucilaginosas, idioblastos fenólicos e cristalíferos com drusas de oxalato de cálcio e corpos oleosos (Figura 9B, C, D).

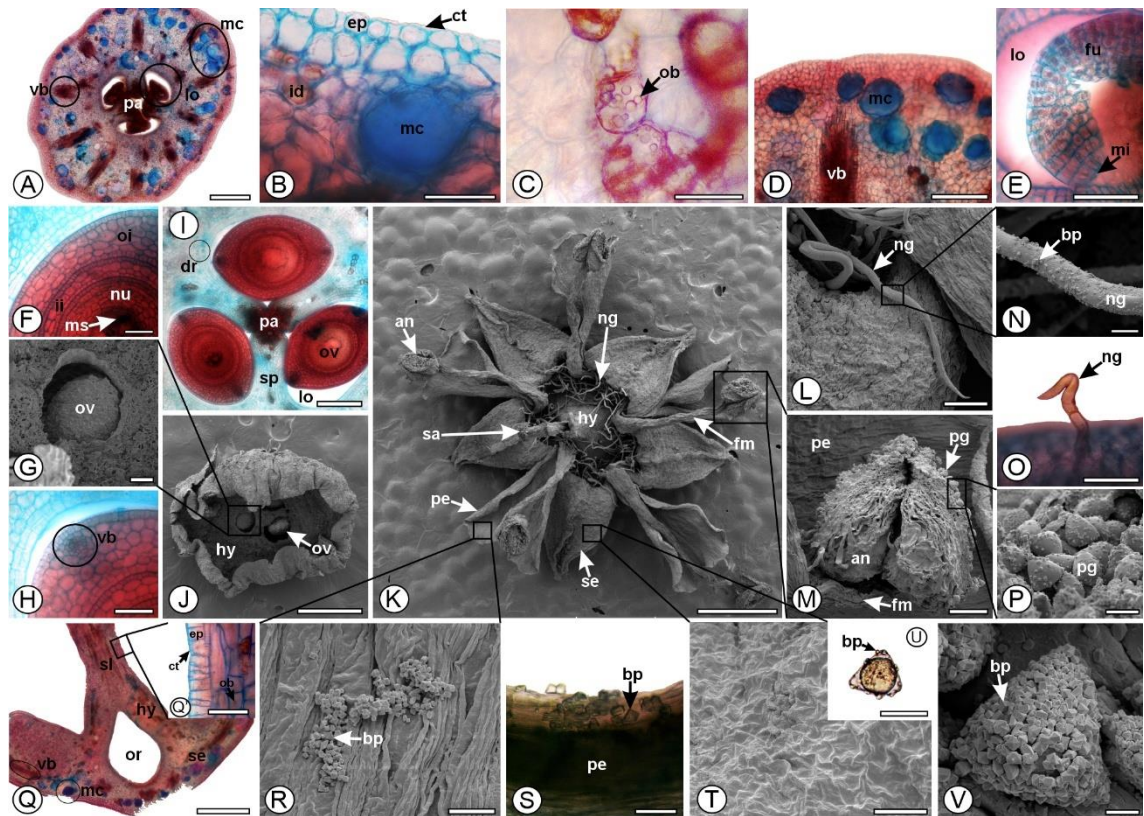
As flores de Rhamnaceae são capazes de sintetizar uma gama de produtos, incluindo mucilagem (Ribeiro; Marinho; Teixeira, 2021). Cavidades mucilaginosas em flores foram descritas em vários membros desta família, incluindo *H. dulcis*, que apresenta cavidades mucilaginosas dispersas e volumosas (Gotelli *et al.*, 2020; Ribeiro; Marinho; Teixeira, 2021; De Barros *et al.*, 2023), consistentes com os achados deste estudo. Idioblastos septados, semelhantes aos observados no pecíolo, também estão presentes no parênquima floral, reforçando a intensa produção de cristais neste tecido (Gębura; Winiarczyk, 2016). Ribeiro, Marinho e Teixeira (2021) descreveram a ocorrência de estruturas secretoras nas flores de seis espécies de Rhamnaceae, incluindo *H. dulcis*. Segundo os autores, em *H. dulcis*, os idioblastos ocorrem no parênquima do cálice, corola, pedicelo, brácteas, carpelos, anteras e hipanto, incluindo idioblastos fenólicos, cristalíferos e oleosos. Dez feixes vasculares estão dispersos no parênquima floral, organizados em arranjo circular e circundados por idioblastos fenólicos (Figura 9A).

No centro da flor, encontram-se três ovários, cada um posicionado em seu respectivo lóculo, conectados por septos que se fundem para formar a placenta (Figura 9I). O óvulo, em corte transversal, é elíptico, com tegumentos bem definidos e suprido por dois feixes vasculares, um em cada extremidade (Figura 9H, 9I). Tanto o tegumento externo quanto o interno são formados por células organizadas em fileiras concêntricas ao redor do nucelo (Figura 9F). No centro do óvulo, observa-se o megásporo, região onde ocorre o processo de megagametogênese que é responsável pela formação do saco embrionário (Tel-Zur; Schneider, 2009).

Em secção longitudinal, o ovário apresenta formato de lágrima (Figura 9Q). O estilete apresenta epiderme unisseriada, formada por células alongadas no sentido anticlinal e recobertas por cutícula espessa (Figura 9Q'). O parênquima do estilete é formado por células poliédricas de tamanhos variados, contendo idioblastos fenólicos e cristalíferos com drusas, além de corpos oleosos.

No óvulo, em secção longitudinal, os tegumentos são compostos por células parenquimáticas organizadas em fileiras paralelas (Figura 9E). Núcleos são visíveis nessas células, sugerindo intensa atividade celular. O óvulo é anátropo, com o funículo criando uma curvatura que posiciona a micrópila próxima à placenta (Figura 9E). Medan e Schirarend (2004) descrevem os óvulos de Rhamnaceae como anátropos e bitegumentados – quando apresentam tegumento externo mais espesso que os internos, e como crassinucelados, quando o nucelo é composto por diversas camadas celulares. A micrópila é geralmente formada pelo tegumento externo (Medan; Schirarend, 2004), como observado no presente estudo.

Os principais marcadores anatômicos florais de *H. dulcis* incluem a ornamentação por cristais bipiramidais presentes tanto nos grãos de pólen quanto nos tricomas do hipanto, além da própria conformação do hipanto perígino. O parênquima fundamental, rico em cavidades mucilaginosas, idioblastos fenólicos e idioblastos cristalíferos, constitui outro importante conjunto de caracteres diagnósticos. A organização circular de cerca de dez feixes vasculares, circundados por idioblastos fenólicos, constitui outro caráter distintivo da espécie. No centro floral, destacam-se o ovário trilocular e os óvulos elípticos, cujos tegumentos recebem dois feixes vasculares opostos. A conformação anátropa observada em secção longitudinal, completa o conjunto de marcadores florais de maior relevância taxonômica e diagnóstica.

Figura 9 – Anatomia da flor de *Hovenia dulcis*

Fonte: O autor.

Notas: A – F, H, I, O, Q, S, U: microscopia de luz; G, J – N, P, R, T, V: MEV. A – D, F – J, O: cortes transversais e E, Q, Q': seções longitudinais coradas em azul de Astra e fucsina básica; K, R, T: aspecto geral da flor; L, N: tricoma tector; S: superfície da pétala; M: antera; P, U: grãos de pólen. (an: antera; bp: cristal bipiramidal; ct: cutícula; dr: drusa; ep: epiderme; fm: filete; fu: funículo; hy: hipanto; id: idioblasto fenólico; ii: tegumentos internos; lo: lóculo; mc: cavidade mucilaginosa; mi: micrópila; ms: megásporo; ng: tricoma tector; nu: nucelo; ob: corpos oleosos; oi: tegumentos externos; or: ovário; ov: óvulo; pe: pétala; pg: grão de pólen; pa: placenta; sa: estigma; se: sépala; sp: septo; st: estilete; vb: feixe vascular). Barras de escala: K = 1 mm; A, J, Q = 500 µm; D, I = 200 µm; L, M = 100 µm; B, E – H, O, Q', S, T = 50 µm; C, U = 25 µm; N, P = 20 µm; R = 10 µm; V = 5 µm.

5.2.5 Pedúnculo

O pedúnculo apresenta formato arredondado (Figura 10A) em secção transversal. A epiderme é composta por numerosas células retangulares, compactadas e organizadas em fileiras (Figura 10B, C). Tricomas tectores simples, curtos, unisseriados e formados por 1 a 4 células (Figura 10L) são raramente observados. Cavidades mucilaginosas de formato alongado e tamanhos variados são observadas na região da periderme (Figura 10F). Essas estruturas parecem ser formadas pelo descolamento das camadas da periderme, possivelmente causado pela produção de mucilagem, exercendo pressão e, conseqüentemente, pela formação de espaços no tecido para armazenamento.

Externamente, ocorrem cristais amorfos contendo sódio e enxofre. Cristais de oxalato de sódio (Figura 10D, D', 12B), medindo entre 5 e 10 µm, apresentam morfologia arredondada a

amorfa e são extremamente porosos. Os cristais de sulfato de cálcio (Figura 10H, 12C) variam de 10 a 20 µm de tamanho, apresentam aparência escamosa e em forma de estrela, com estruturas radiais projetando-se a partir de um ponto central, e são adornados por cristais secundários ao longo das faces. Jeffrey e Parry (1954) analisaram o arranjo molecular dos íons oxalato em interação com cátions sódio e amônio. Segundo esses autores, os cristais de oxalato de sódio apresentam conformação espacial octaédrica, enquanto os cristais de oxalato de amônio se organizam de forma tetraédrica. Essa variação estrutural influencia diretamente a morfologia dos cristais, o que pode explicar os diferentes aspectos cristalinos observados no presente estudo. Raeski *et al.* (2023) afirmaram que a presença de diferentes morfotipos de cristais auxilia na identificação de espécies vegetais.

Em geral, o ácido oxálico em plantas pode ser encontrado em duas formas: como sal solúvel quando associado a sódio, potássio ou amônio; e insolúveis quando associados a cálcio, magnésio ou ferro, formando cristais ou precipitados (Li *et al.*, 2022). Em *Tamarix aphylla* (L.) H.Karst., por exemplo, soluções salinas contendo íons como sódio e sulfato são secretadas por glândulas salinas localizadas nas criptas epidérmicas das folhas. Essas soluções aquosas, ao evaporarem, promovem a cristalização de sais, formando acúmulos salinos nas criptas epidérmicas e nas células adjacentes. Essas estruturas cristalinas são descritas como amorfas de tamanho variado (Storey; Thomson, 1994). Em *H. dulcis*, esses cristais observados possivelmente se formam a partir de soluções salinas excretadas do pedúnculo através de lenticelas presentes no súber. A evaporação das moléculas de água, portanto, resulta na precipitação de cristais e na formação das estruturas cristalinas descritas anteriormente, sugerindo tratar-se de um mecanismo de excreção fisiológica relacionado à espécie.

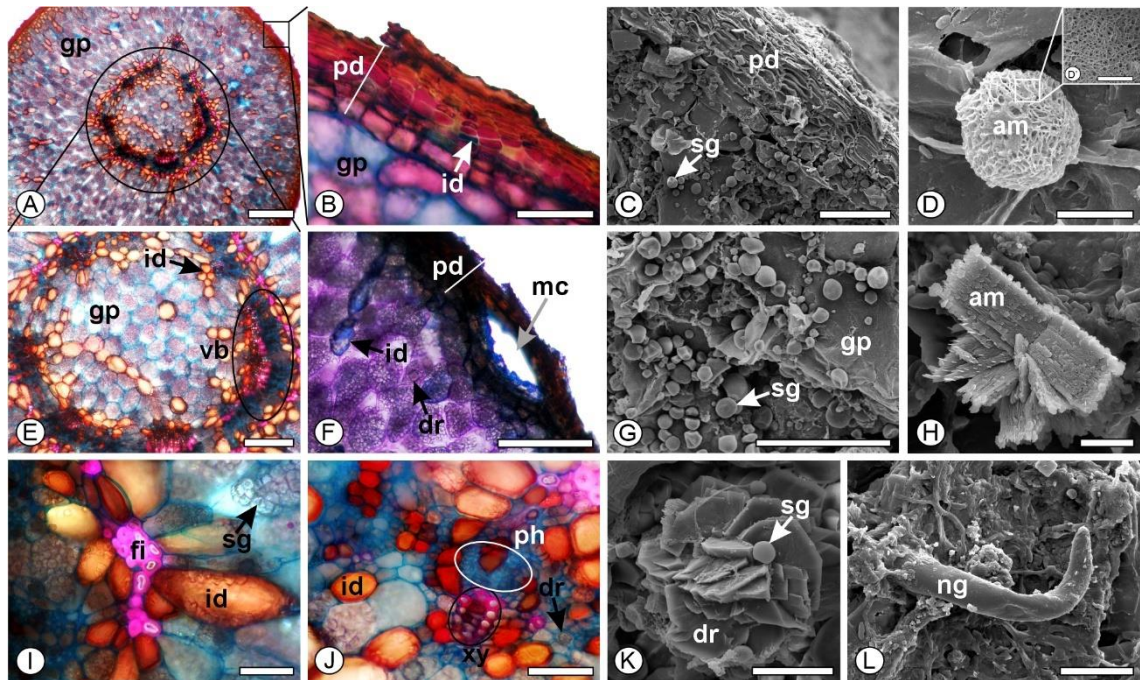
O parênquima fundamental do pedúnculo é composto por grandes células poliédricas e contém um amplo número de amiloplastos (Figura 10E, G). Os grãos de amido variam de esféricos a poliédricos, medindo aproximadamente 10 µm, e podem ocorrer isoladamente ou em grupos de 3 a 5 unidades. Idioblastos cristalinos contendo pequenas drusas são comuns neste tecido e também podem armazenar grãos de amido juntamente com os cristais (Figura 10F, K).

No centro, observa-se um sistema vascular composto por feixes dispostos em forma de cilindro (Figura 10A, E). O xilema é encontrado internamente, enquanto o floema está localizado externamente (Figura 10E, J). Pequenos feixes de fibras, constituídos por células com lúmen reduzido e paredes espessadas, distribuem-se ao redor do sistema vascular (Figura 10I). A presença de um feixe vascular disposto em forma de anel, como observado em pedúnculos de *Adansonia digitata* L., está relacionada ao aumento da flexibilidade torcional, prevenindo danos aos vasos do xilema devido à sobrecarga excessiva e torção (Lautenschläger *et al.*, 2020).

Em *H. dulcis*, os pedúnculos apresentam uma morfologia contorcida e, à medida que amadurecem, tornam-se mais pesados. Esse aumento de peso pode causar danos ao sistema vascular. O arranjo em forma de anel do sistema vascular, com os grupos de fibras distribuídos ao redor do feixe, pode ter o mesmo propósito descrito para *A. digitata*, resultando em maior resistência à torção e aumento da flexibilidade do pedúnculo. Idioblastos fenólicos, formados por células grandes e alongadas, ocorrem tanto ao redor do sistema vascular quanto entre os feixes de fibras, e também estão dispersos no parênquima fundamental e periderme (Figura 10A, B, E, I, J).

Os principais marcadores anatômicos do pedúnculo incluem a periderme composta por células retangulares compactadas e a rara ocorrência de tricomas tectores simples, curtos e unisseriados. Destacam-se também as cavidades mucilaginosas alongadas na região peridérmica e a presença de cristais externos amorfos. O parênquima fundamental, formado por grandes células poliédricas, apresenta abundantes amiloplastos com grãos de amido esféricos, além de idioblastos cristalíferos contendo pequenas drusas, que podem coexistir com grãos de amido em um mesmo idioblasto. No centro da estrutura, o sistema vascular disposto em cilindro, associado a pequenos feixes de fibras e a numerosos idioblastos fenólicos, completa o conjunto de caracteres diagnósticos do pedúnculo.

Figura 10 – Anatomia do pedúnculo de *Hovenia dulcis*



Fonte: O autor.

Notas: A – F: microscopia de luz; G – L: MEV. A – C, E, I, J, K: secções transversais do pedúnculo coradas em azul de Astra e fucsina básica e F: coradas em azul de toluidina; D, D', H: cristais na superfície do pedúnculo; L, L': tricoma tector. (am: cristal amorfo; dr: drusa; fi: fibras; gp: parênquima fundamental; id: idioblasto fenólico; mc: cavidade mucilaginosa; ng: tricoma tector; pd: periderme; ph: floema; sg: grãos de amido; vb: feixe vascular; xy: xilema). Barras de escala: A = 500 µm; E, F = 200 µm; B, C, G – J, L' = 50 µm; L = 20 µm; K = 10 µm; D = 5 µm.

5.2.6 Semente

Em secção transversal, a semente apresenta formato oblongo a elíptico, com extremidades arredondadas e uma borda ligeiramente plana em relação à outra (Figura 11A, B). Externamente, a semente apresenta uma superfície com microfuros discretos, distribuídos homogeneamente, conferindo à estrutura um aspecto pontilhado (Figura 11C). Essa característica pode ser percebida macroscopicamente e também foi descrita por Kimura (1939). Uma saliência delimita a região do hilo, cuja superfície é irregular e rugosa, apresentando uma fenda hilar com cristas em sua borda; a micrópila é identificada por um pequeno furo, localizado próximo a uma saliência verrucosa (Figura 11C).

A testa é formada por uma linha nítida (Figura 11D). Subjacente, encontra-se o tegumento, composto por uma camada de células paliçádicas longas e lignificadas, perpendiculares à superfície, exibindo um espessamento em forma de “U” na base com projeções triangulares, típico da camada mamilonada (Figura 11D, E, F). O tégmen é formado por 3 a 4 camadas de células parenquimáticas grandes e poliédricas e exibe dois pequenos feixes vasculares nas extremidades elípticas da semente (Figura 11G, H). Essas características

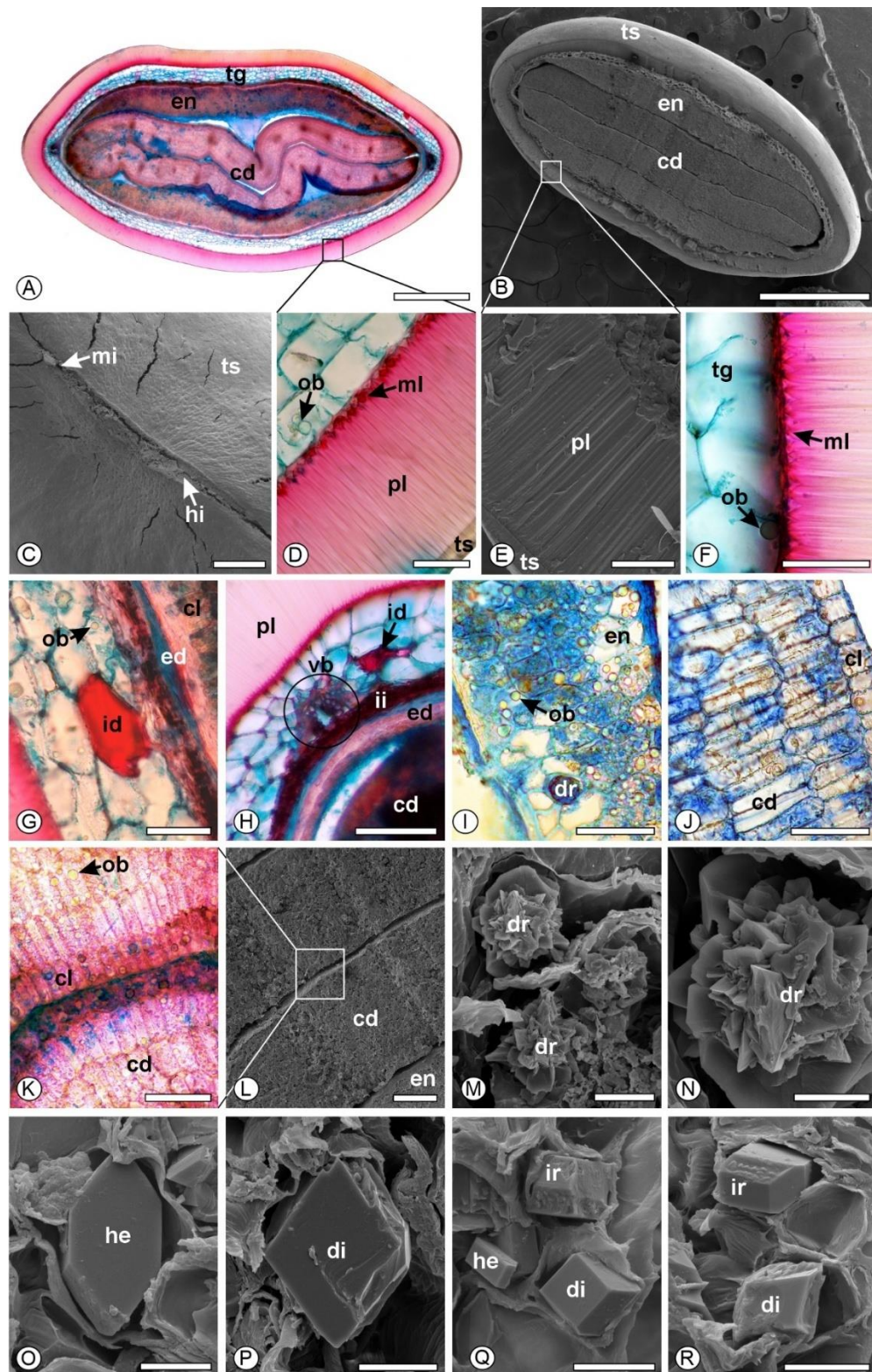
coincidem com o padrão descrito para a família (Boesewinkel; Bouman, 1984; Keogh; Bannister, 1994; Medan; Schirarend, 2004; Burda *et al.*, 2006; Pinto *et al.*, 2020).

Os idioblastos fenólicos localizam-se principalmente ao redor dos feixes vasculares e, com menor frequência, estão dispersos por todo o parênquima (Figura 11G). Idioblastos cristalíferos contendo drusas de oxalato de cálcio (Figura 11M, N, 12E), cristais irregulares, hexagonais e em forma de diamante (Figura 11O, P, Q, R) também ocorrem neste tecido. Em sementes, os cristais podem atuar como estruturas de armazenamento ou excreção, além de desempenhar funções defensivas contra herbívoros e fornecer proteção mecânica por meio do fortalecimento do tecido (Boesewinkel; Bouman, 1984). Corpus oleosos são frequentes neste tecido (Figura 11F, G), embora possam ter vazado do endosperma durante o preparo da secção.

Duas camadas estreitas de tecido são observadas abaixo do tégmen, correspondendo ao tegumento interno e ao endotélio, respectivamente (Figura 11H). O endosperma é composto por duas porções de tecido, localizadas externamente aos cotilédones (Figura 11A, B). As células são arredondadas a poliédricas, variam em tamanho e são ricas em óleo (Figura 11I). Sementes de Rhamnaceae foram descritas como albuminosas e oleíferas (Medan; Schirarend, 2004).

No centro da semente, observam-se dois longos cotilédones (Figura 11A, B). A camada limite do cotilédone é formada por pequenas células cúbicas, ligeiramente menores que as células do parênquima (Figura 11J, K, L). O tecido do parênquima é composto por aproximadamente 8 camadas de células alongadas, dispostas em padrão paliçádico. Pequenos feixes vasculares estão distribuídos por todo o tecido. O arranjo do tecido do parênquima cotilédone pode variar dentro da família. Em *P. spina-christi*, por exemplo, os cotilédones são bifaciais, com dois tecidos paliçádicos dispostos em lados opostos e atravessados por fascículos vasculares; entre essas camadas, há um tecido lacunar (Burda *et al.*, 2006). Gotículas de óleo ocorrem abundantemente nos cotilédones (Figura 11K). Em *H. dulcis*, as sementes contêm cerca de 8% de óleo, composto principalmente de ácidos graxos insaturados (87,46%) (Lim, 2013).

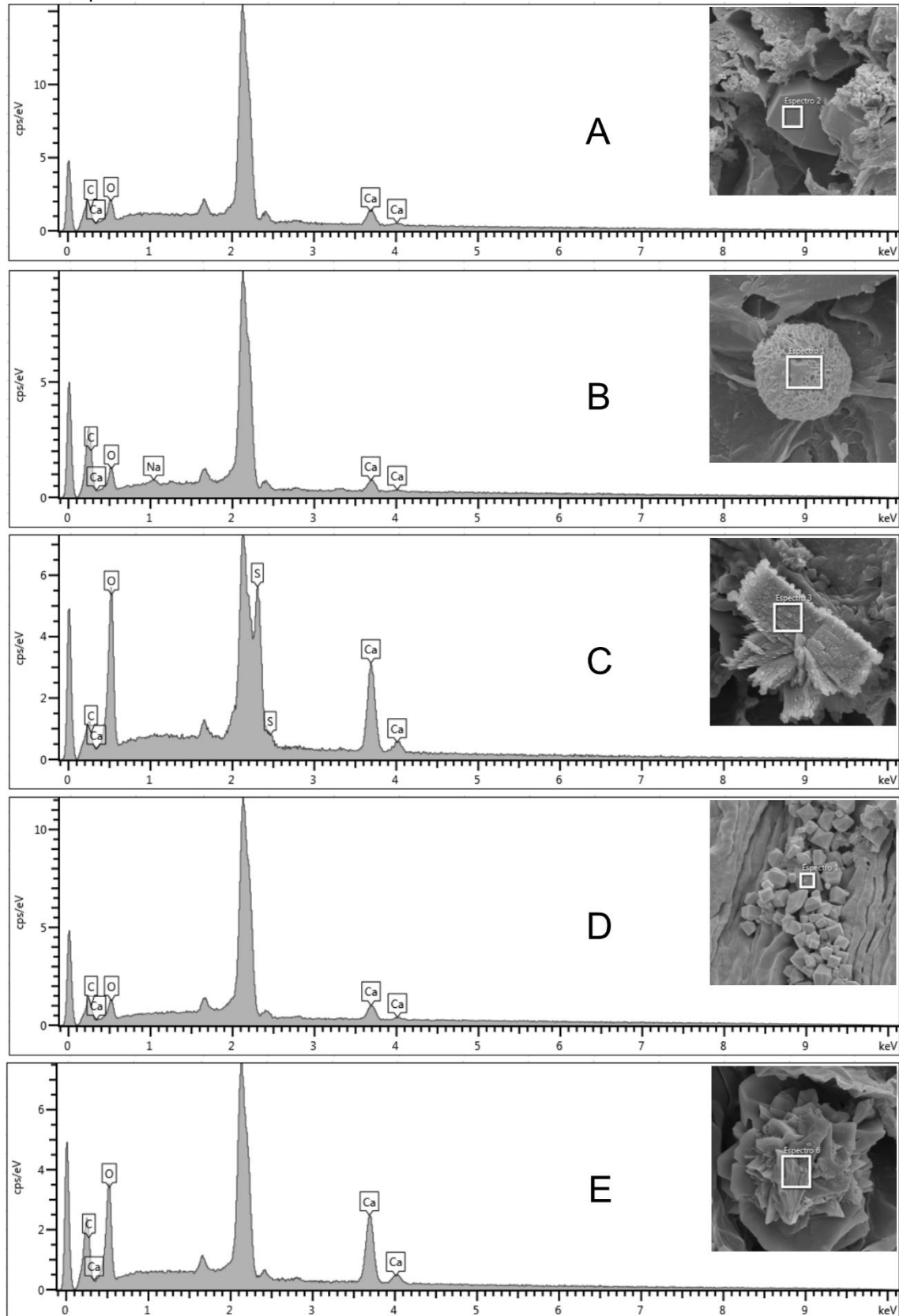
Os principais marcadores anatômicos da semente de *H. dulcis* incluem a superfície externa pontilhada por microfuros, a região hilar saliente com fenda e cristas marginais, e a micrópila próxima a uma saliência verrucosa. Em secção transversal, a testa é fina, enquanto o tegumento externo apresenta células paliçádicas longas e lignificadas, com espessamento basal em “U” típico da camada mamilonada. O tégmen é composto por 3 – 4 camadas de células parenquimáticas, com dois feixes vasculares nas extremidades, e apresenta idioblastos fenólicos e cristalíferos contendo drusas e cristais irregulares. O endosperma é oleífero, e os cotilédones mostram parênquima paliçádico com feixes vasculares e abundantes gotículas lipídicas, completando o conjunto de caracteres diagnósticos da semente.

Figura 11 – Microscopia da semente de *Hovenia dulcis*

Fonte: O autor.

Notas: A, D, F – K: microscopia de luz; B, C, L – D: MEV. A, B, D – L: cortes transversais da semente corada em azul de Astra e fucsina básica; C: aspecto geral do hilo; M – R: cristais. (cb: cristal cúbico; cd: cotilédone; cl: camada limite do cotilédone; di: cristal prismático em forma de diamante; dr: drusa; ed: endotélio; en: endosperma; he: cristal hexagonal; hi: hilo; id: idioblasto fenólico; ii: tegmentos internos; ir: cristal irregular; mi: micrópila; ml: camada mamilonada; ob: corpos oleosos; pl: camada paliçádica; tg: tégmen; ts: testa; vb: feixe vascular). Barras de escala: B = 1 mm; A = 500 µm; C, H = 200 µm; L = 100 µm; D – G, I – K = 50 µm; M, P – R = 10 µm; N, O = 5 µm.

Figura 12 - Espectros EDS dos cristais observados em *Hovenia dulcis*



Fonte: O autor.

Notas: Cristais irregulares (A), oxalato de sódio (B), sulfato de cálcio (C), bipiramidais simples (D) e drusas (E). O pico proeminente não identificado em 0 keV corresponde ao ruído, enquanto o pico em torno de 2,1 keV refere-se ao ouro (Au), utilizado no recobrimento das amostras por pulverização catódica para análise em SEM.

5.3 ANÁLISES HISTOQUÍMICAS

A aplicação de técnicas histoquímicas constitui um recurso complementar de grande relevância, pois permite a detecção e a localização de compostos do metabolismo primário e secundário das plantas. Essa abordagem proporciona compreensão mais ampla da organização estrutural e da composição química dos tecidos vegetais, oferecendo subsídios importantes para estudos taxonômicos e farmacognósticos (Ventrella et al., 2013; Almeida et al., 2023). As análises histoquímicas baseiam-se no princípio de que, ao serem expostos a soluções de coloração específicas, tecidos ou células reagem formando produtos finais insolúveis, coloridos e detectáveis por microscopia (Yadav et al., 2021).

O azul de metileno e o azul de toluidina evidenciam a presença de mucilagens por meio de interações iônicas com os grupos carboxila dessas substâncias, geralmente conferindo coloração azul ou roxa às regiões onde estão presentes (Ventrella *et al.*, 2013; Andrade *et al.*, 2024). Com exceção das raízes e sementes, cavidades contendo mucilagem foram observadas em todos os outros órgãos de *H. dulcis* analisados, incluindo caule (Figura 18.1), folhas (Figura 18.2), pedúnculos e flores (Figura 18.3). Reservatórios de mucilagens são comuns em diversas espécies de Rhamnaceae (Clifford *et al.*, 2002; Duarte; Budel; Ramos, 2008; Arsenijević *et al.*, 2018; Iwamoto *et al.*, 2023), em concordância com os achados do presente estudo.

Embora a presença de mucilagem tenha sido mais explorada em órgãos vegetativos e sementes, estudos recentes relatam sua ocorrência também em flores de Rhamnaceae, incluindo as de *H. dulcis* (Gotelli *et al.*, 2020; Ribeiro; Marinho; Teixeira, 2021). Esses achados sugerem que a mucilagem desempenha um papel importante na polinização das flores pistiladas, favorecendo a aderência dos grãos de pólen e, conseqüentemente, otimizando o processo de fecundação (De Barros *et al.*, 2023).

Compostos e estruturas lipofílicas foram identificados por meio da reação com os corantes sudan black e sudan III, que resultam em coloração azul-negro e alaranjado, respectivamente (Ventrella *et al.*, 2013). Reações positivas foram observadas no súber da raiz e do pedúnculo, bem como nas cutículas caulinares e foliares (Figura 18.4), que se apresentaram ligeiramente espessas em ambos os órgãos. O súber é uma estrutura formada por suberina, um poliéster lipofílico de ácidos graxos e glicerol, enquanto as cutículas são constituídas principalmente por cutina, um biopolímero poliéster alifático de ácidos e álcoois graxos, além de ceras de alcanos não polimerizados. Cho *et al.* (2004) isolaram das folhas de *H. dulcis* o ácido 3-(Z)-dodecenodioico, um ácido graxo dicarboxílico com atividade antibacteriana. Tanto o súber

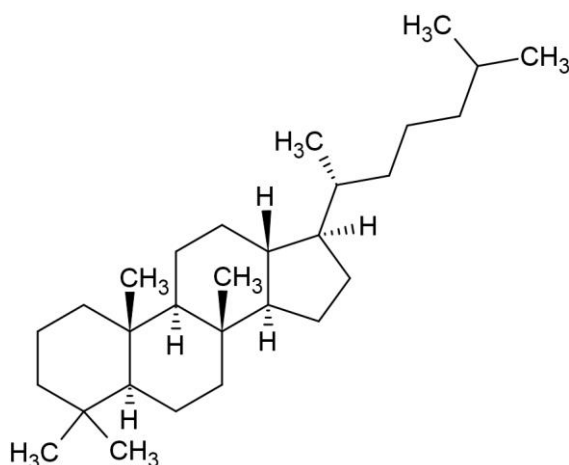
quanto a cutícula desempenham papel essencial como barreiras físicas e químicas, reduzindo a perda de água e nutrientes e dificultando a entrada de microrganismos (Serra; Geldner, 2022).

Nas flores, além da presença de uma cutícula delgada, pequenos corpos oleosos foram evidenciados na epiderme e no parênquima do hipanto, semelhante ao observado por Ribeiro, Marinho e Teixeira (2021) em flores dessa espécie. Nas sementes, conforme previsto, os corantes reagiram intensamente com os corpos oleosos presentes no endosperma e nos cotilédones (Figura 18.5). De acordo com Rydlewski *et al.* (2017), as sementes de *H. dulcis* são ricas em ácidos graxos poli-insaturados, sendo que 53% dos lipídios totais correspondem ao ácido α -linoleico.

O sulfato azul do Nilo é empregado para diferenciar lipídios neutros e ácidos, corando-os em rosa e azul, respectivamente (Ventrella *et al.*, 2013). No presente estudo, apenas lipídios neutros foram detectados nas sementes de *H. dulcis*, principalmente nas regiões do endosperma e dos cotilédones. Apesar de essas sementes serem ricas em ácidos graxos poli-insaturados, grande parte deles encontra-se esterificada na forma de triacilgliceróis, o que os caracteriza como lipídios neutros. Nessa forma, o grupo carboxila permanece temporariamente neutralizado, resultando na perda de acidez e na coloração rosa observada (Lung; Weselake, 2006).

A presença de terpenos e terpenoides foi evidenciada pelo reagente de NADI, que confere coloração azul a violeta às estruturas reativas (Ventrella *et al.*, 2013). A reação foi fortemente positiva na cutícula foliar da lâmina, da nervura central (Figura 18.6) e do pecíolo, indicando a ocorrência de terpenoides nesse órgão. O gênero *Hovenia* apresenta elevada presença de saponinas triterpênicas, principalmente derivadas dos triterpenos do tipo damarano (Figura 13), encontradas em raízes, cascas do caule e folhas. De modo geral, terpenos e terpenoides ocorrem frequentemente na forma de agliconas saponínicas em diversas plantas (Peng *et al.*, 2018), sendo amplamente reconhecidas por apresentarem uma série de efeitos biológicos, como atividades antioxidantes, anti-inflamatórias, antitumorais, antimicrobianas e hemolíticas (Sparg; Light; Staden, 2004; Ikeda; Murakami; Ohigashi, 2008; Peng *et al.*, 2018).

Figura 13 – Estrutura química do damarano



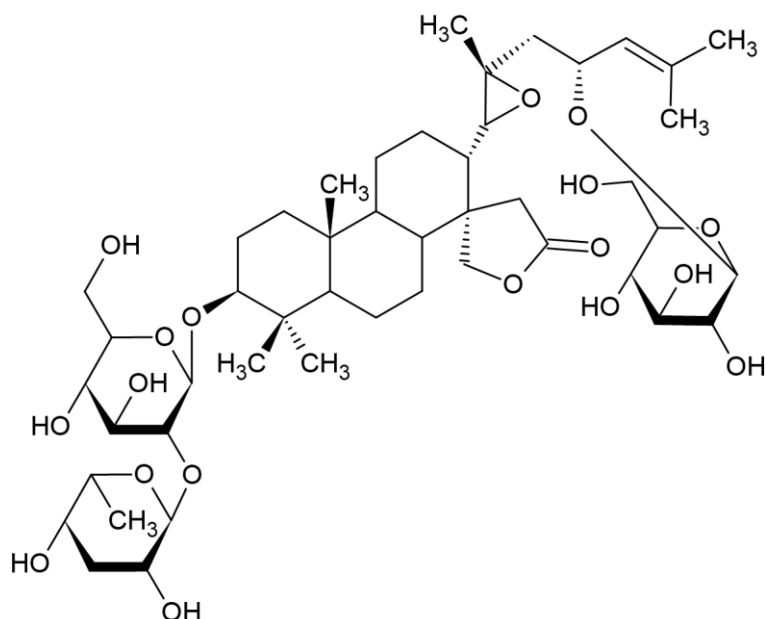
Fonte: O autor.

A presença de triterpenoides é amplamente documentada em Rhamnaceae e constitui uma característica química recorrente em diversos gêneros da família, como *Alphitonia* (Muhammad *et al.*, 2016), *Ampelozizyphus* Ducke (Rosas *et al.*, 2007), *Gouania* (Gossan *et al.*, 2017; Désiré *et al.*, 2019), *Helinus* E.Mey. ex Endl. (Tadesse; Reneela; Dekebo, 2012), *Jaffrea* H.C.Hopkins & Pillon (Muhammad *et al.*, 2017) e *Ziziphus* (Dos Santos *et al.*, 2019; Pan *et al.* 2023), sugerindo uma relação taxonômica consistente entre esses grupos.

A espécie *H. dulcis*, em particular, possui triterpenoides de três grupos distintos: os hodulosídeos, presentes exclusivamente nas folhas; (Kennedy *et al.*, 1988; Yoshikawa *et al.*, 1992); os hovenidulciosídeos, encontrados principalmente em sementes e pedúnculos (Yoshikawa *et al.*, 1996); e os ácidos hovendulcísicos, localizados nos caules (Yang *et al.*, 2024).

Entre os hodulosídeos, destaca-se a hodulcina (hodulosídeo I) (Figura 14), principal responsável pelo bloqueio da percepção do sabor doce no paladar humano. Essa atividade tem despertado interesse farmacológico, uma vez que este composto pode atuar como aliada no controle de diabetes, obesidade e compulsão alimentar ao reduzir o prazer associado à ingestão de alimentos açucarados (Kennedy *et al.*, 1988; Kolodny; Kennedy, 1988). Em adição, a hodulcina é cerca de 50% mais potente que a zizifina, um composto semelhante extraído de *Ziziphus jujuba* Mill. (Hyun *et al.*, 2010).

Figura 14 – Estrutura química da hodulcina



Fonte: O autor.

Nas sementes, alguns corpos oleosos apresentaram coloração arroxeada quando reagiram com NADI, enquanto nas flores, esses corpos também reagiram positivamente, sendo observados no parênquima do hipanto e na região placentária. A presença de glicosídeos e saponinas triterpênicas também foram relatadas em sementes de *H. dulcis* (Yoshikawa *et al.*, 1996; Cai *et al.*, 2021; Sferrazza *et al.*, 2021).

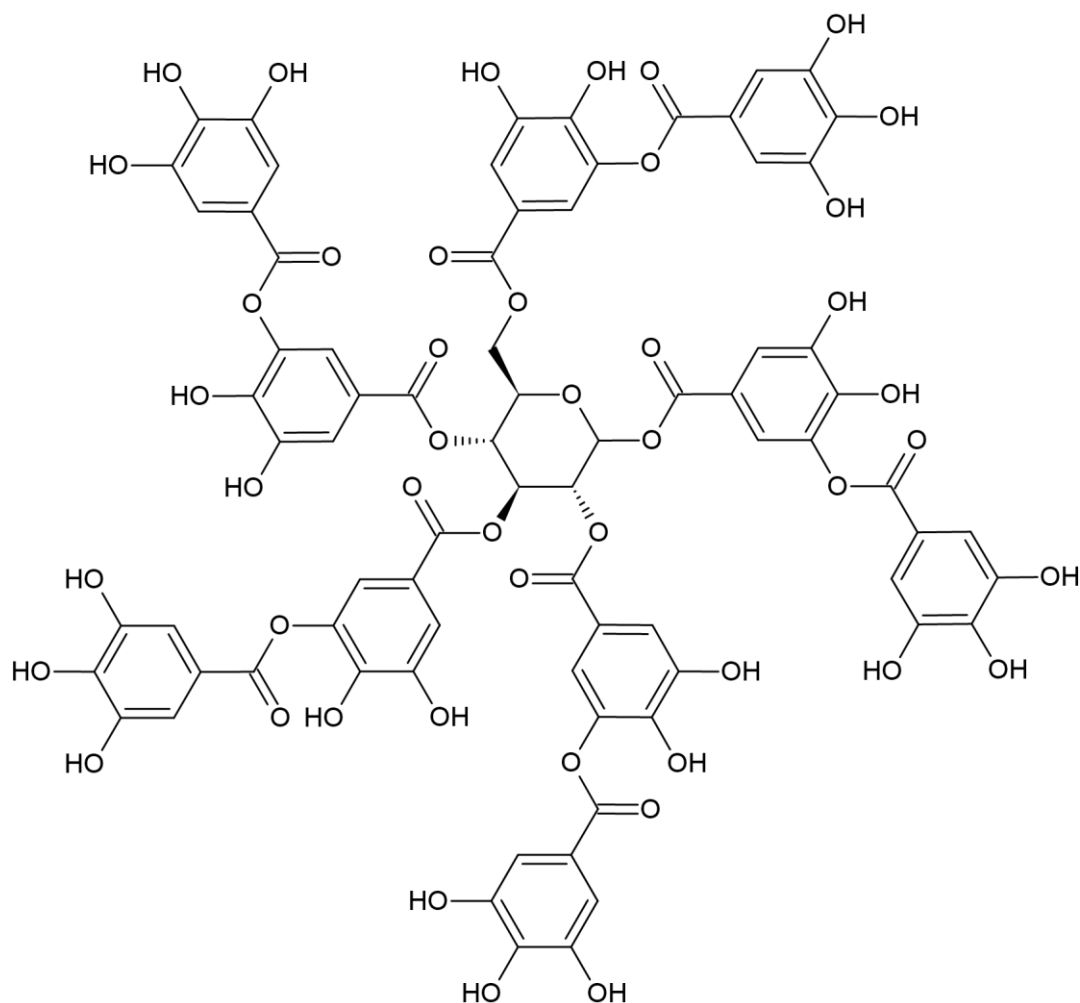
Em relação às flores, essas estruturas possuem diferentes mecanismos para mediar a polinização, incluindo a produção de terpenos voláteis, que atuam como sinais químicos para atrair polinizadores e emitir aromas (Qiao *et al.*, 2021). Gotelli *et al.* (2020), descreveram glândulas florais especializadas, denominadas osmóforos, em 11 espécies de Rhamnaceae, incluindo *H. dulcis*, predominantemente localizadas nas pontas e margens das sépalas, embora também tenham sido observadas na porção interna do tubo floral e na cutícula. No presente estudo, não foi observada reação positiva na cutícula, possivelmente devido à atividade periódica dos osmóforos, que evita o acúmulo de terpenos na superfície cuticular (Kowalkowska *et al.*, 2017). Em contraste, Ribeiro, Marinho e Teixeira (2021) não identificaram terpenos nas flores de seis espécies de Rhamnaceae, incluindo *H. dulcis*.

Compostos fenólicos podem ser evidenciados por meio de diferentes reagentes: solução de cloreto férrico 2%, que cora as estruturas de marrom a negro; dicromato de potássio 20%, resultando em coloração castanho-avermelhada; e vanilina clorídrica, que evidencia a presença de taninos condensados quando produz coloração vermelha (Ventrella *et al.*, 2013). *Hovenia*

dulcis reagiu positivamente com soluções de cloreto férrico e dicromato de potássio, apresentando idioblastos fenólicos distribuídos em diversos órgãos. Na raiz, os idioblastos fenólicos estão presentes no súber (Figura 18.7), no parênquima cortical e nos feixes parenquimáticos do xilema. No caule, concentram-se na epiderme (Figura 18.8), no parênquima cortical, nas regiões próximas ao floema e na região perimedular.

Kim *et al.* (2012) identificaram as raízes de *H. dulcis* como fontes de ácido tânico (Figura 15), um composto fenólico de sabor adstringente pertencente ao grupo dos taninos hidrolisáveis. Além disso, Li *et al.* (2005), relataram pela primeira vez a presença dos flavonoides (-)-catequina e (+)-afzelequina em extratos do caule de *H. dulcis*, representando o primeiro registro desses compostos para o gênero *Hovenia* (Li *et al.*, 2005; Sferrazza *et al.*, 2021).

Figura 15 – Estrutura química do ácido tânico



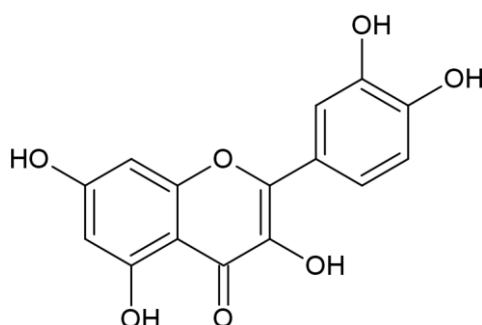
Fonte: O autor.

Na folha, os compostos fenólicos estão presentes principalmente na nervura central, especialmente na região floemática do feixe vascular (Figura 18.9) e no parênquima cortical; no

limbo foliar, distribuem-se ao redor de feixes vasculares menores e pelo parênquima paliçádico do mesofilo. No pecíolo são encontrados, predominantemente, na região floemática (Figura 18.10), de forma semelhante ao observado na nervura central.

Cho *et al.* (2013) isolaram das folhas de *H. dulcis* um triglicosídeo flavonol derivado de kaempferol, além de outros sete compostos fenólicos ainda não descritos para a espécie. Entre os principais fenólicos identificados nas folhas estão o ácido ferúlico, o ácido vanílico, a isoquercitrina, o kaempferol, a quercetina (Figura 16), a quercitrina e a rutina (Hyun *et al.*, 2010; Sferrazza *et al.*, 2021; Godoi *et al.*, 2023).

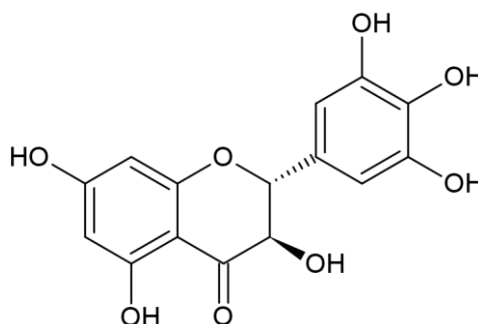
Figura 16 – Estrutura química da quercetina



Fonte: O autor.

No pedúnculo, além de ocorrerem no súber, os compostos fenólicos estão presentes ao redor do sistema vascular central (Figura 18.11), entre os feixes de fibras e dispersos pelo parênquima fundamental. A (+)-di-hidromiricetina, também chamada ampelopsina (Figura 17), é encontrada nos pedúnculos de *H. dulcis* e descrita como o principal componente bioativo responsável pelas atividades hepatoprotetoras atribuídas à espécie (Shen *et al.*, 2012; Dong *et al.*, 2018). Em adição, os pedúnculos de *H. dulcis* apresentam maiores teores de compostos fenólicos quando comparados a frutos de outras espécies, como *Psidium guajava* L., *Syzygium cumini* (L.) Skeels e *Eugenia involucrata* DC. (sin. *Eugenia calycina* Cambess.), bem como em espécies de pseudofrutos de *Anacardium* L., conferindo ao órgão importantes atividades antioxidantes em associação com antocianinas (Rocha *et al.*, 2011; Maieves *et al.*, 2015).

Figura 17 – Estrutura química da ampelopsina

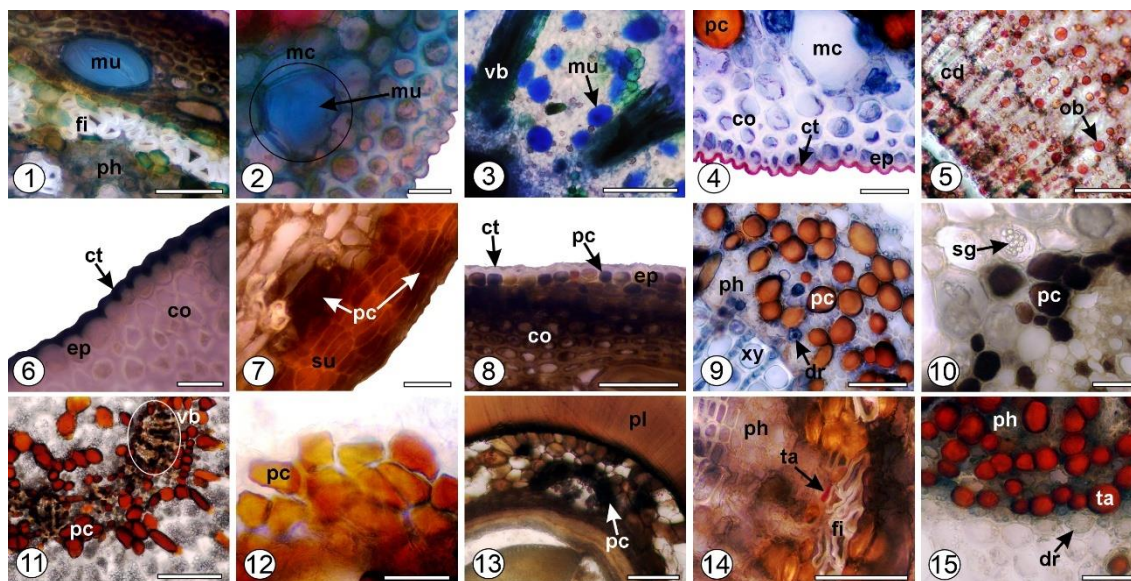


Fonte: O autor.

Na flor, os idioblastos fenólicos aparecem isolados ou agrupados no parênquima do hipanto (Figura 18.12), sobretudo próximos aos feixes vasculares. Esses idioblastos foram descritos em diversas espécies de Rhamnaceae, incluindo *H. dulcis* (Gotelli *et al.*; 2020; Ribeiro; Marinho; Teixeira, 2021), sendo a quercetina um dos compostos potencialmente bioativos presentes nas flores (Kaisoon *et al.*, 2011; Fernández-Pintor; Zarcero; Sierra, 2025), contribuindo para a atração de polinizadores e, conseqüentemente, para o sucesso reprodutivo da espécie (Hernández *et al.*, 2019). Nas sementes, os compostos fenólicos estão localizados exclusivamente ao redor dos feixes vasculares (Figura 18.13) e dispersos no parênquima interno do tegumento. Xu *et al.* (2020) isolaram das sementes de *H. dulcis* 12 flavonoides previamente conhecidos, além de três novos derivados de biflavonóis, denominados hovenianinas A – C. Assim como nos pedúnculos, a ampelopsina também é encontrada nas sementes, juntamente com quercetina e derivados do kaempferol (Ding; Liang; Teng, 1997).

A presença de taninos condensados foi detectada principalmente nas folhas, em maior concentração na região floemática da nervura central (Figura 18.15) e no pecíolo. No caule (Figura 18.14) e no pedúnculo, esses compostos foram observados apenas em alguns idioblastos adjacentes ao floema, enquanto nas sementes sua ocorrência se restringiu ao parênquima do tégmen. Os taninos condensados, também chamados de proantocianidinas, são polímeros formados por unidades de flavan-3-ol ligadas por ligações carbono-carbono e apresentam importantes atividades fisiológicas e nutricionais (Smeriglio *et al.*, 2016). Compostos como galocatequina e epigalocatequina, que atuam como monômeros das proantocianidinas, foram identificados nos pedúnculos de *H. dulcis* (Morales *et al.*, 2017; Wu *et al.*, 2020), enquanto (-)-catequina foi detectada no caule (Li *et al.*, 2005), sugerindo a presença de taninos condensados nesses órgãos, assim como nas folhas e em outras estruturas da planta.

Figura 18 – Histoquímica de tecidos vegetativos e reprodutivos de *Hovenia dulcis* (Parte I)



Fonte: O autor.

Notas: 7: raiz; 1, 8, 14: caule; 2, 4, 6, 9, 15: folha; 10: pecíolo; 11: pedúnculo; 3, 12: flor; 5, 13: semente. Reagentes: Azul de Metileno (2, 3); Azul de Toluidina (1); Cloreto Férrico (8, 10, 13); Dicromato de Potássio (7, 9, 11, 12); NADI (6); Sudan III (4, 5); Vanilina Clorídrica (14, 15). (cd: cotilédone; co: colênquima; ct: cutícula; dr: drusa; ep: epiderme; fi: fibras; mc: cavidade mucilaginosa; mu: mucilagem; ob: corpo oleoso; pc: composto fenólico; ph: floema; pl: camada paliádica; sg: grãos de amido; ta: taninos; su: súber; vb: feixe vascular; xy: xilema). Barras de escala: 1, 3, 8, 9, 11, 14 = 200 µm; 4, 6, 13 = 100 µm; 2, 5, 15 = 50 µm; 7, 10, 12 = 25 µm.

O teste PAS é utilizado para detectar glicoproteínas e outros carboidratos em tecidos. Nesse procedimento, o ácido periódico oxida grupos hidroxila adjacentes nos polissacarídeos, formando aldeídos que reagem com o reagente de Schiff, originalmente incolor, produzindo uma coloração magenta (Almeida *et al.*, 2023). Em *H. dulcis*, a presença de polissacarídeos foi especialmente positiva nas folhas (Figura 21.1), pedúnculos (Figura 21.2) e sementes (Figura 21.3). Nos órgãos vegetativos, os polissacarídeos foram detectados na região floemática dos sistemas vasculares da nervura central, do pecíolo e do pedúnculo, enquanto nas sementes, a reação ocorreu apenas nas células poliédricas do endosperma.

A ocorrência de polissacarídeos em *H. dulcis* é bem estabelecida e amplamente estudada por suas propriedades bioativas. Complexos formados por polissacarídeos e quercetina demonstraram inibição significativa da enzima α -glucosidase, sugerindo um efeito modulador do metabolismo da glicose (Zhu *et al.*, 2025). Polissacarídeos extraídos dos pedúnculos da planta também apresentaram forte atividade imunoestimulante (Wang *et al.*, 2013), promovendo a proliferação de macrófagos (Wang *et al.*, 2017) e exercendo efeito protetor contra lesões hepáticas agudas induzidas por álcool em camundongos (Wang *et al.*, 2012). Além disso, esses compostos têm sido associados a efeitos antioxidantes, antitumorais, antivirais, anti-inflamatórios e probióticos, evidenciando seu amplo potencial terapêutico (Liu; Cai; Qiang, 2017; Yang *et al.*, 2019; Wu *et al.*, 2020; Wang *et al.*, 2023).

Elementos lignificados podem ser detectados por meio da reação com floroglucina clorídrica. Nessa reação, o ácido clorídrico promove uma hidrólise parcial da parede celular, expondo os grupos funcionais da lignina, em especial os aldeídos conjugados presentes em seus monômeros. O floroglucinol reage com esses aldeídos, originando um complexo que confere coloração rosa a vermelho às estruturas (Ventrella *et al.*, 2013; Blaschek *et al.*, 2020). No presente estudo, elementos lignificados foram evidenciados em fibras e elementos vasculares das raízes (Figura 21.4), caules, folhas (Figura 21.5) e pedúnculo. Nas flores, a reação foi restrita aos elementos xilemáticos, o que era esperado, uma vez que esse órgão, em geral, não apresenta outros elementos botânicos lignificados. Nas sementes, a lignificação foi particularmente evidente na testa e nas camadas paliçádicas e mamilonadas do tegumento (Figura 21.6), além de também estar presentes nos elementos de vaso do xilema. A lignina é um componente típico de uma ou mais camadas da parede celular secundária e exerce papel essencial no processo de lignificação. Sua deposição promove alterações estruturais que aumentam a rigidez e a resistência das paredes celulares, conferindo maior suporte mecânico aos tecidos vegetais (Almeida *et al.*, 2023).

O amido é um polímero formado por duas frações principais, amilose e amilopectina, que se organizam em estruturas helicoidais formando grânulos característicos. Quando tratado com o reagente de lugol, os íons de iodo presentes na solução se inserem na hélice da amilose, formando um complexo de carga que absorve luz e confere aos grãos de amido uma coloração que varia do marrom ao roxo ou negro (Ventrella *et al.*, 2013; Pesek; Silaghi-Dumitrescu, 2024). Grãos de amido foram observados em praticamente todos os órgãos de *H. dulcis*, exceto nas flores e nas sementes. Na raiz, os amiloplastos se concentram no parênquima cortical e na região xilemática, distribuídos em feixes que atravessam o xilema (Figura 21.7). No caule, além do parênquima cortical e xilemático, os grãos de amido também estão presentes na medula. Nas folhas, predominam no mesofilo (Figura 21.8), enquanto na nervura central são encontrados no colênquima adaxial, na região do floema e formando uma bainha amilífera ao redor de todo o sistema vascular; essa bainha também é observada no pecíolo. No pedúnculo, o reagente de lugol reage com todos os amiloplastos (Figura 21.9, 10), evidenciando a presença generalizada de amido nesse órgão.

A presença de amido no mesofilo da lâmina foliar, embora incomum, pode ocorrer em função de diferentes condições fisiológicas e ambientais. Como a folha não é considerada um órgão de reserva, esse amido representa um acúmulo temporário decorrente de desequilíbrios momentâneos entre produção e exportação de fotoassimilados. Em geral, esse acúmulo está associado à elevada atividade fotossintética e à consequente síntese de carboidratos que excede

a capacidade de transporte pelo floema, levando a sua deposição nos cloroplastos, uma vez que o amido resulta da polimerização de monossacarídeos produzidos na fotossíntese (Evert; Eichhorn, 2014; Taiz *et al.*, 2017).

O azul brilhante de Coomassie e xilidina Ponceau são corantes utilizados para evidenciar corpos proteicos em tecidos e membranas. Ambos atuam como corantes de afinidade, ligando-se às proteínas por meio de interações iônicas e eletrostáticas, sem causar precipitação. Essa ligação resulta em coloração intensa, tornando os corpos proteicos facilmente visíveis: o Coomassie confere coloração azul, enquanto a xilidina Ponceau produz coloração vermelha (Stochaj; Berkelman; Laird, 2006; Georgiou *et al.*, 2008; Ventrella *et al.*, 2013). Em *H. dulcis*, os corpúsculos globulares proteicos são observados ocasionalmente no caule, mas tornam-se mais evidentes nas regiões floemáticas da nervura central das folhas (Figura 21.11), do pecíolo (Figura 21.12, 14) e do pedúnculo (Figura 21.13). Nas sementes, esses corpos estão predominantemente concentrados no parênquima interno do tegumento (Figura 21.15), onde atuam como reserva de nitrogênio e aminoácidos, essenciais para o metabolismo inicial e o desenvolvimento da plântula durante a germinação (Huang, 1985). Os corpúsculos globulares proteicos são estruturas vacuoladas especializadas no armazenamento de proteínas, também denominados corpos proteicos ou grãos de aleurona (Almeida *et al.*, 2023).

A composição proteica de *H. dulcis* apresenta variações significativas conforme o órgão analisado e o processamento. As folhas possuem teor proteico elevado, alcançando 8,2% em base fresca e mais de 30% em base seca (Zanferari *et al.*, 2019), evidenciando seu potencial como fonte proteica. Os pedúnculos contêm aproximadamente 3,7 g/100 g de proteínas, valor que aumenta para 5,7 g/100 g na farinha obtida desse órgão (Bambi *et al.*, 2010). Extratos aquosos e produtos processados apresentam teores em torno de 2,3%, enquanto frações polifenol-proteína-polissacarídeo confirmam a presença de proteínas como componentes estruturais, embora em menor proporção (Thies, 2020; Wu *et al.*, 2020). Nas sementes, os corpos proteicos contribuem significativamente para o teor proteico, estimando em cerca de 15% (Duke; Ayensu, 1985), reforçando o seu papel como reserva de nutrientes.

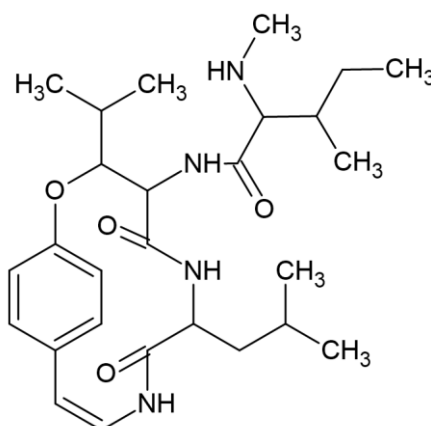
O vermelho de rutênio apresenta afinidade com gomas e pectinas, ligando-se aos grupos carboxilados e sulfatos dessas estruturas, o que resulta em uma coloração rosa a vermelha nas regiões onde essas substâncias estão presentes (Pérez-de-Luque *et al.*, 2006; Ventrella *et al.*, 2013). A pectina, um polissacarídeo complexo, constitui um dos principais componentes da parede celular vegetal (El-Nashar *et al.*, 2024). Em *H. dulcis*, sua presença foi observada na maioria dos órgãos, exceto em fibras e elementos do xilema, sendo particularmente evidente no colênquima foliar (Figura 21.16) e caulinar, bem como nas camadas tegumentares das sementes,

incluindo a camada paliádica e mamilonada (Figura 21.18), contribuindo para a rigidez e o suporte estrutural desse órgão. No pedúnculo, além de se localizar nas paredes celulares, depósitos de pectina ocorrem entre as células do tecido parenquimático (Figura 21.17), sugerindo um papel importante na adesão celular e na coesão tecidual, além de indicar o pedúnculo como uma fonte promissora dessa substância.

Ao analisarem as propriedades fenológicas e físicas dos pedúnculos de *H. dulcis*, Maieves *et al.* (2016) observaram um alto teor de fibras solúveis, associadas a pectinas e mucilagens, cujos níveis aumentam durante a maturação do pseudofruto. Com base nesses achados, os autores sugerem que o órgão poderia ser explorado como espessante alimentício natural, agregando valor nutricional aos produtos derivados. Wang *et al.* (2017) identificaram e caracterizaram polissacarídeos ácidos do tipo pectina contendo cerca de 45,9% de ácido galacturônico, e investigaram suas propriedades em complexos ternários com proteínas e polifenóis, reforçando o potencial de *H. dulcis* para aplicações alimentícias e farmacológicas.

Os reagentes de Dragendorff e Wagner são utilizados para a detecção de alcaloides. Seu princípio baseia-se na formação de complexos insolúveis quando os reagentes interagem com o átomo de nitrogênio dos alcaloides, resultando em precipitados coloridos, geralmente variando de castanho escuro ao marrom-vermelhado (Ventrella *et al.*, 2013; Raal *et al.*, 2020). Em *H. dulcis*, a formação de precipitados indicativos de alcaloides foi observada em todos os órgãos analisados. Na raiz, esses precipitados ocorrem no córtex, enquanto no caule, além do córtex, idioblastos alcaloídicos também são encontrados na região perimedular e próximos ao floema, sugerindo relação com os alcaloides ciclopeptídicos frangulanina, hovenina A (Figura 19) e hovenina B, isolada das raízes e da casca do caule de *H. dulcis*, respectivamente (Takai; Ogihara; Shibata, 1973).

Figura 19 – Estrutura química da hovenina A



Fonte: O autor.

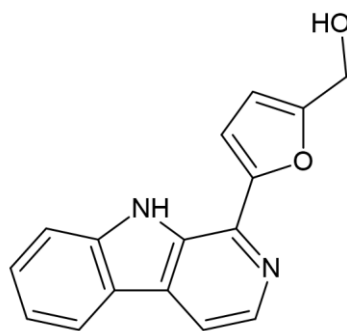
Nas folhas, idioblastos alcaloídicos estão presentes principalmente na região floemática (Figura 21.19) e no parênquima cortical, além de ocorrerem em células da epiderme da nervura central e do pecíolo. No pedúnculo, esses idioblastos distribuem-se ao redor do cilindro vascular e próximos ao súber. A presença de alcaloides foi previamente relatada em diferentes espécies de *Hovenia* (Takai; Ogihara; Shibata, 1973; Xu *et al.*, 2003), incluindo em folhas (He *et al.*, 2016) e em pedúnculos de *H. acerba* e *H. tomentella* (YING *et al.*, 2025), configurando uma característica química amplamente compartilhada dentro do gênero.

Nas flores, esses idioblastos alcaloídicos estão dispersos pelo tecido parenquimático do hipanto (Figura 21.20) e ao redor de feixes vasculares. Alcaloides presentes em flores podem manipular o comportamento de polinizadores, muitas vezes otimizando o serviço de polinização sem necessariamente trazer benefícios diretos aos polinizadores (Stevenson; Nicolson; Wright, 2016), seja por meio da modulação do comportamento do polinizador, contribuindo para uma maior retenção da memória do odor floral (Wright *et al.*, 2013), ou pelo estímulo da persistência em retornar às flores (Thomson; Draguleasa; Tan, 2015).

Além de modularem as interações planta-polinizador, alcaloides presentes em estruturas florais também podem ser transferidos para produtos de derivados de flores, como méis, infusões florais, óleos essenciais e suplementos alimentares contendo flores comestíveis. Esses itens representam uma categoria crescente de novos produtos, impulsionados pelo interesse cada vez maior em ingredientes naturais, funcionais e sustentáveis. Embora, na maioria dos casos, as concentrações de alcaloides em produtos florais sejam baixas e não representem risco ao consumo humano, alguns grupos, como os alcaloides pirrolizidínicos, quinolizidínicos e tropânicos, são reconhecidos por sua toxicidade em doses elevadas e, por isso, constituem um ponto crítico em avaliações de segurança alimentar. Assim, a presença desses compostos em produtos de origem botânica tem implicações diretas para a qualidade, regulamentação e segurança de alimentos, bebidas e derivados vegetais (Bandini; Spisso, 2021; Fernández-Pintor; Zarcero; Sierra, 2025).

Na semente, os precipitados indicativos de alcaloides são encontrados exclusivamente na região do endosperma, sugerindo a presença do alcaloide indólico perlolirina (Figura 20), cujo isolamento em sementes de *H. dulcis* foi descrito por Park e Park (1990). A ocorrência de alcaloides no endosperma é consistente com o papel desses compostos como reservas químicas e elementos de defesa no tecido germinativo, podendo atuar tanto na proteção contra predadores e patógenos quanto na regulação de processos fisiológicos associados à germinação (Aniszewski, 2015).

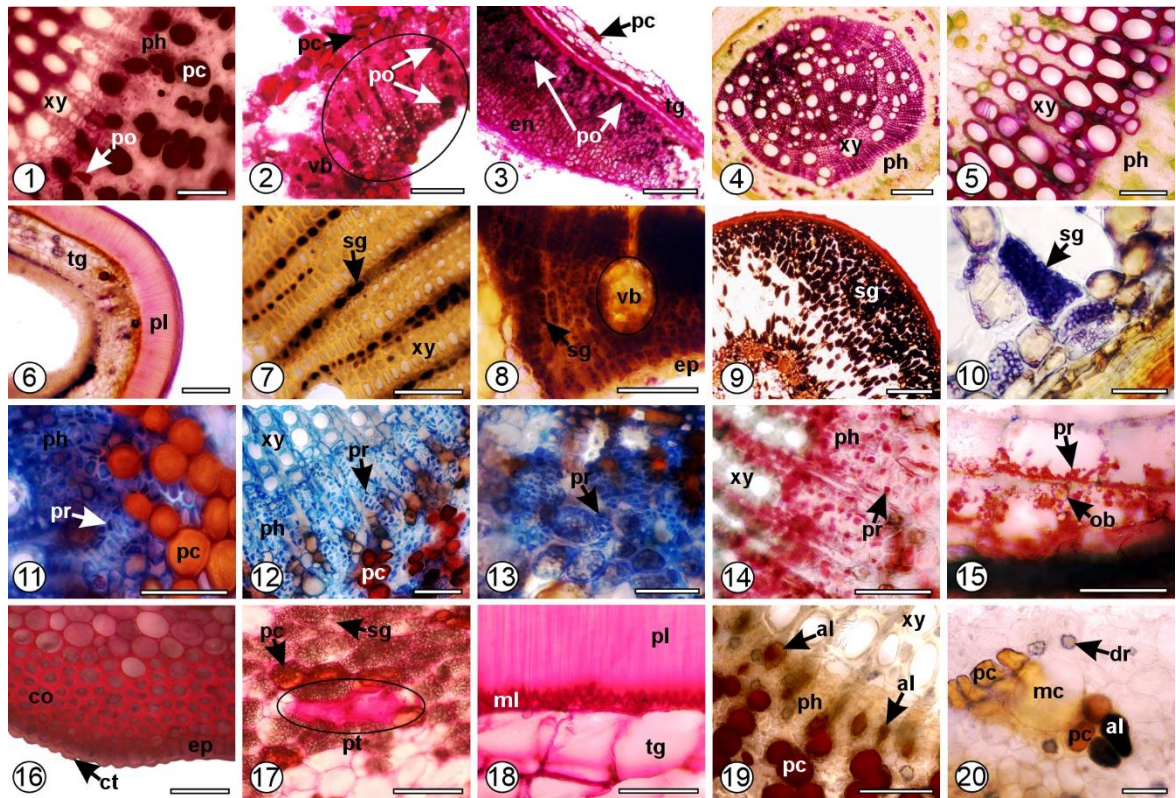
Figura 20 – Estrutura química da perlolirina



Fonte: O autor.

De todas as espécies de plantas com flores, estima-se que cerca de 20% produzam alcaloides, e cada uma delas apresenta um padrão próprio e altamente específico de síntese, armazenamento e distribuição desses metabólitos (Quiroz-Carreño *et al.*, 2020). Todavia, no contexto mais amplo de Rhamnaceae, os alcaloides ciclopeptídicos são particularmente comuns, sendo amplamente relatados em gêneros como *Ceanothus* (Lagarias *et al.*, 1979; Underwood, 2022), *Condalia* Cav. (Gehm *et al.*, 2022), *Discaria* Hook. (Morel; Machado; Wessjohan, 1995; Dahmer *et al.*, 2019; Quiroz-Carreño *et al.*, 2022), *Scutia* (Dahmer *et al.*, 2022) e *Ziziphus* (Adhikari, 2012; Kaleem *et al.*, 2013; Mongalo; Mashele; Makhafola, 2020).

Figura 21 – Histoquímica nos tecidos vegetativos e reprodutivos de *Hovenia dulcis* (Parte II)



Fonte: O autor.

Notas: 4, 7: raiz; 1, 5, 8, 11, 16, 19: folha; 12, 14: pecíolo; 2, 9, 10, 13, 17: pedúnculo; 20: flor; 3, 6, 15, 18: semente. Azul Brilhante de Coomassie (11, 12, 13); Dragendorff (20); Floroglucina Clorídrica (4, 5, 6); Lugol (7, 8, 9, 10); PAS (1, 2, 3); Vermelho de Rutênio (16, 17, 18); Xilidina Ponceau (14, 15); Wagner (19). (al: alcaloide; co: colênquima; ct: cutícula; en: endosperma; ep: epiderme; ml: camada mamilonada; ob: corpo oleoso; pc: composto fenólico; ph: floema; pl: camada paliçada; po: polissacarídeo; pr: proteína; pt: pectina; sg: grãos de amido; tg: tégmen; vb: feixe vascular; xy: xilema. Barras de escala: 9 = 500 μ m; 4, 6, 7, 12 = 200 μ m; 2, 4, 5 = 100 μ m; 1, 8, 11, 13 – 20 = 50 μ m; 10 = 25 μ m.

Os resultados obtidos na análise histoquímica dos órgãos vegetativos e reprodutivos de *H. dulcis* estão apresentados de forma sintetizada no Quadro 1 abaixo.

Quadro 1 – Reações histoquímicas em tecidos de *Hovenia dulcis*

(continua)

Reagentes histoquímicos	Classe de metabólitos	Órgãos vegetais							
		Raiz	Caule	Folha			Flor	Pedúnculo	Semente
				Lâmina	Nervura central	Pecíolo			
Azul de metileno	Mucilagens	ND	Cortéx e região perimedular	ND	Parênquima fundamental	Parênquima fundamental	Parênquima fundamental e placenta	Periderme	ND
Azul de toluidna									
Sudan black	Substâncias lipídicas	Periderme	Cutícula	Cutícula	Cutícula	Cutícula	Cutícula e corpos oleosos do parênquima fundamental	Periderme	Corpos oleosos (endosperma e cotilédones)
Sudan III									
Sulfato azul do Nilo	Lipídios neutros coram em rosa e ácidos graxos em azul	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	Lipídios neutros (endosperma e cotilédones)
NADI	Terpenos e terpenoides	ND	ND	Cutícula	Cutícula	Cutícula	Corpos oleosos no parênquima fundamental e placenta	ND	Corpos oleosos (endosperma e cotilédones)

Quadro 1 – Reações histoquímicas em tecidos de *Hovenia dulcis*

(conclusão)

Vermelho de rutênio	Pectinas, mucilagens e gomas	Cortéx	Epiderme, cortéx e medula	Epiderme e mesofilo	Epiderme e parênquima fundamental	Epiderme e parênquima fundamental	Parênquima fundamental	Parênquima fundamental	Tegumento, tégmen, endosperma e cotilédones
Dragendorff	Alcaloides	Cortéx	Cortéx e região perimedular	ND	Epiderme, parênquima fundamental e região floemática	Epiderme, parênquima fundamental e região floemática	Parênquima fundamental	Região floemática	Endosperma
Wagner									

Fonte: O autor.

Nota: ND (não detectado).

De modo geral, os resultados obtidos neste estudo, provenientes das análises macroscópicas, microscópicas e histoquímicas, permitem caracterizar de forma integrada os órgãos vegetativos e reprodutivos de *H. dulcis*. As evidências morfoanatômicas associadas aos padrões de distribuição dos metabólitos, contribuem para a identificação de marcadores estruturais, oferecendo subsídios que fortalecem a caracterização da espécie e fornecem base para investigações futuras.

6 CONCLUSÃO

As análises morfológicas, anatômicas e histoquímicas de *H. dulcis* revelaram um conjunto de características inéditas com elevado potencial taxonômico para a distinção da espécie nos níveis de família, gênero e espécie. A integração da microscopia óptica e eletrônica de varredura foi essencial para essa caracterização, permitindo a identificação de atributos macro e micromorfológicos complementares.

Entre os aspectos macroscópicos mais relevantes, destacam-se folhas brilhantes com corpos alimentares, flores pentâmeras em panículas cimosas, pedúnculos carnosos e sementes com hilo linear próximo à micrópila. Microscopicamente, observaram-se estômatos anomocíticos e actinocíticos, mesofilo homogêneo, nervura central com feixe vascular característico, células septadas no pecíolo, cavidades mucilaginosas desenvolvidas e cristais inorgânicos ampla distribuídos. Esse perfil anatômico singular constitui uma ferramenta de autenticação robusta, favorecendo o controle da qualidade de matérias-primas vegetais e a detecção de adulterações em produtos comerciais à base de *H. dulcis*. Além disso, os testes histoquímicos evidenciaram a presença de mucilagens, compostos fenólicos, substâncias lipofílicas, tecidos lignificados, substâncias pécicas, proteínas, alcaloides e grãos de amido em diferentes órgãos de *H. dulcis*, com distribuição variável conforme o tecido analisado.

Adicionalmente, este estudo estabelece uma base farmacobotânica sólida para futuras investigações, destacando a importância das cavidades mucilaginosas e dos metabólitos primários e secundários como alvos em processos de extração, padronização e validação farmacêutica. Dessa forma, o trabalho não apenas fortalece a sistemática de Rhamnaceae, mas também fornece subsídios indispensáveis para a validação farmacêutica, garantindo a eficácia, a segurança e a reprodutibilidade de suas futuras aplicações medicinais.

Para além das aplicações taxonômicas e farmacobotânicas imediatas, os achados deste estudo abrem perspectivas para investigações interdisciplinares. A caracterização de estruturas secretoras e de acúmulo cristalino oferece subsídios para estudos ecofisiológicos, visando compreender a adaptação de *H. dulcis* a estresses ambientais e ao seu uso em restauração ecológica. Do mesmo modo, o detalhamento anatômico e histoquímicos serve como ponto de partida para pesquisas em bioprospecção, explorando o potencial tecnológico de seus metabólitos e estruturas, e para o desenvolvimento de protocolos de cultivo *in vitro*, integrando assim os campos da sistemática, sustentabilidade e biotecnologia.

REFERÊNCIAS

- AAFI, E.; ARDAKANI, M. R. S.; ARDAKANI, M. M. Jujube (*Ziziphus jujuba* Mill. (Rhamnaceae)): a review on its pharmacological Properties and phytochemistry. **Traditional Medicine Research**, v. 7, n. 4, p. 38, 2022.
- ABDRABOU, A. *et al.* King Khufu's Second Boat: Scientific Identification of Wood Species for Deckhouse, Canopy, and Forecastle. **Forests**, v. 13, n. 12, p. 2118, 2022.
- ADHIKARI, A. New 14-Membered Cyclopeptide Alkaloids from *Zizyphus oxyphylla* Edgew. **International Journal of Molecular Sciences**, 2012.
- AGUIAR, I. B.; PERECIN, D.; KAGEYAMA, P. Y. Maturação fisiológica de sementes de *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden. **Instituto de Pesquisa e Estudos Florestais**, n. 38, p. 41 – 49, 1988.
- ALAMGIR, A. N. M. Microscopy in Pharmacognosy. In: ALAMGIR, A. N. M. (Ed.) **Progress in drug research**, v. 73, Therapeutic use of plants and their extracts: Volume 1. Cham: Springer, 2017. 546 p.
- ALARCÓN, J; CÉSPEDES, C. L. Chemical constituents and biological activities of South American Rhamnaceae. **Phytochemistry Reviews**, v. 14, n. 3, p. 389 – 401, 2015.
- ALMEIDA, V. P. *et al.* Investigations on the morpho-anatomy and histochemistry of the European mistletoe: *Viscum album* L. subsp. *album*. **Scientific Reports**, v. 13, n. 4604, 2023.
- ALMEIDA, V. P. *et al.* Microscopy and Histochemistry of Leaves and Stems of *Baccharis* Subgenus *Coridifoliae* (Asteraceae) Through LM and SEM-EDS. **Microscopy and Microanalysis**, v. 27, n. 5, p. 1273 – 1289, 2021.
- AL-OMAR, R. *et al.* The genus *Alphitonia* Rissek ex Endl. (Rhamnaceae): A review of its customary uses, phytochemistry and biological activities. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 294, 2022.
- ANDRADE, E. A. *et al.* Differentiating Two Species of “Mother-of-Thousands”: *Kalanchoe daigremontiana* and *Kalanchoe x houghtonii*. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 67, 2024.
- ANDRADE, E. A. *et al.* Quality Control Strategies for Differentiation of *Kalanchoe* Species. **Phytochemical Analysis**, 2025.
- ANISZEWSKI, T. **Alkaloids: Chemistry, Biology, Ecology, and Applications** (2 Ed.). Elsevier, 2015.
- ANTUNES, K. A. *et al.* Authentication and Quality Control of the Brazilian Traditional Herb “Espinheira-Santa” (*Monteverdia ilicifolia*) by Morpho-Anatomy and Microscopy. **Microscopy and Microanalysis**, v. 29, n. 5, p. 1809–1821, 2023b.

ANTUNES, K. A. *et al.* Authentication and Quality Control of the Brazilian Traditional Herb ‘Carquejas’ (*Baccharis* Species) Using Morpho-Anatomy and Microscopy. **Plants**, v. 12, n. 21, p. 3030, 2024.

ANTUNES, K. A. *et al.* Comparative Anatomy of *Ilex paraguariensis* “Erva-Mate” and its Adulterant *Citronella gongonha* “Falso-Mate”. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 66 (spe.), 2023a.

ANVISA. **Agência Nacional de Vigilância Sanitária**, 6 ed. Brasília: Farmacopeia Brasileira, 2024.

ARAÚJO, N. J. S. *et al.* Chemical characterization UPLC-ESI-QToF-MSE, antibacterial and atibiofilm potential of *Sarcomphalus joazeiro* (Mart.) Hauenschild. **Food Bioscience**, v. 50, p. 102066, 2022.

ARMSTRONG, L. *et al.* Investigations on the morpho-anatomy and histochemistry of *Aconitum napellus* L. **Microscopy Research and Technique**, v. 87, n. 3, p. 534 – 545, 2023.

ARMSTRONG, L.; DUARTE, M. R.; MIGUEL, O. G. Morpho-anatomy of the leaf and stem of *Eugenia pyriformis*. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, n. 22, v. 3, 2012.

ARSENIJEVIĆ, J. *et al.* Anatomical analysis and phytochemical screening of *Frangula rupestris* (Scop.) Schur (Rhamnaceae). **Botanica Serbica**, v. 42, n. 2, p. 231 – 239, 2018.

ASSUNÇÃO, M. C. T. *et al.* Cost analysis in a Traditional Complementary and Integrative Medicine unit in Brazil. **Revista de Saúde Pública**, v. 54, 2020.

BAKER, D. M.; MEBRAHTU, T. Scanning electron microscopy examination of soy hilum development. **Canadian Journal of Botany**, v. 68, p. 544 – 550, 1989.

BAKKER, M. E.; BAAS, P. Cell walls in oil and mucilage cells. **Acta Botanica Neerlandica**, v. 42, n. 2, p. 133 – 139, 1993.

BALEKUNDRI, A.; MANNUR, V. Quality control of the traditional herbs and herbal products: a review. **Future Journal of Pharmaceutical Sciences**, v. 6, n. 67, 2020.

BAMBI, M. *et al.* Composição centesimal do fruto, extrato concentrado e da farinha da uva-do-japão. **Ciência Rural**, v. 40, n. 11, p. 2361 – 2367, 2010.

BANDINI, T. B.; SPISSO, B. F. Development and validation of an LC-HRMS method for the determination of pyrrolizidine alkaloids and quinolones in honey employing a simple alkaline sample dilution. **Journal of Food Measurement and Characterization**, v. 15, p. 4758 – 4770, 2021.

BANERJEE, S.; SOUSA, A. D.; BHAT, M. A. Organization and function of septate junctions: an evolutionary perspective. **Cell Biochemistry and Biophysics**, v. 46, p. 65 – 77, 2006.

BARROSO, G. M. *et al.* **Frutos e sementes: morfologia aplicada à sistemática de dicotiledôneas**. Viçosa: UFV, p. 283, 1999.

- BASAVEGOWDA, N.; IDHAYADHULLA, A.; LEE, Y. R. Phyto-synthesis of gold nanoparticles using fruit extract of *Hovenia dulcis* and their biological activities. **Industrial Crops and Products**, v. 52, p. 745 – 751, 2014.
- BASSO-ALVES, J. P.; RIBEIRO, C. C.; TEIXEIRA, S. P. Floral development of Rhamnaceae and origin of its unique floral features. **Plants**, v. 12, n. 2, p. 247, 2023.
- BERGAMIN, R. S. *et al.* Predicting current and future distribution of *Hovenia dulcis* Thunb. (Rhamnaceae) worldwide. **Biological Invasions**, v. 24, n. 7, p. 2229 – 2243, 2022.
- BERLYN G. P.; MIKSCHE, J. P. **Botanical microtechnique and cytochemistry**. 1 ed. Ames: The Iowa State University, 1976.
- BERLYN, G. P.; MIKSCHE, J. P.; SASS, J. E. **Botanical microtechnique and cytochemistry**. Ames, Iowa: Iowa State University Press, 1976.
- BLASCHEK, L. *et al.* Cellular and Genetic Regulation of Coniferaldehyde Incorporation in Lignin of Herbaceous and Woody Plants by Quantitative Wiesner Staining. **Frontiers in Plant Science**, v. 11, p. 109, 2020.
- BOBROV, A. V. F. C.; ROMANOV, M. S. Morphogenesis of fruits and types of fruit of angiosperms. **Botanical Letters**, v. 166, n. 3, p. 366 – 399, 2019.
- BOESENWINKEL, F. D.; BOUMAM, F. The seed structure. In: JOHRI, B. M. (Ed.). **Embryology of Angiosperms**. Berlin, Heidelberg: Springer, 1984.
- BOLIGON, A. A. *et al.* Antiulcerogenic activity of *Scutia buxifolia* on gastric ulcers induced by ethanol in rats. **Acta Pharmaceutical Sinica B**, v. 4, n. 5, p. 358 – 367, 2014.
- BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Atenção à Saúde. Departamento de Atenção Básica. **Política Nacional de Práticas Integrativas e Complementares no SUS – PNPIC-SUS**. Brasília: Ministério da Saúde, 2006. (Série B. Textos Básicos de Saúde).
- BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Atenção à Saúde. Departamento de Atenção Básica. **Práticas integrativas e complementares: plantas medicinais e fitoterapia na Atenção Básica**. Brasília: Ministério da Saúde, 2012. 156 p. (Série A. Normas e Manuais Técnicos) (Cadernos de Atenção Básica; n. 31).
- BUONO, R. A.; OLIVEIRA, A. B. de; PAIVA, E. A. Anatomy, ultrastructure and chemical composition of food bodies of *Hovenia dulcis* (Rhamnaceae). **Annals of Botany**, v. 101, n. 9, p. 1341 – 1348, 2008.
- BURDA, Ş. G. *et al.* Partial research on the morphology, physiology and phyto-chemical composition of the seeds of *Paliurus spina-christi* Miller (Rhamnaceae) under various before germinating treatments. **Analele Ştiinţifice ale Universităţii "Al. I. Cuza" Iaşi. Tomul. Biologie Vegetală**, v. 52, n. 2, p. 43 – 52, 2006.
- BUTTENBENDER, T. D.; ALMERÃO, M. P. Comércio de *Hovenia dulcis* Thunb. (uva-do-japão), uma espécie exótica invasora no Sul do Brasil. **Revista de Ciências Ambientais**, v. 12, n. 1, p. 37, 2018.

- CAI, W. *et al.* Five novel triterpenoid saponins from *Hovenia dulcis* and their Nrf2 inhibitory activities. **Arabian Journal of Chemistry**, v. 14, n. 8, 2021.
- CAIN, A. J. The use of Nile blue in the examination of lipids. **The Quarterly Journal of Microscopical Science**, v. 33, p. 383 – 392, 1947.
- CARVALHO, P. E. R. **Ecologia, silvicultura e usos da uva-do-japão** (*Hovenia dulcis* Thunberg). Colombo: EMBRAPA-CNPFFlorestas. Circular Técnica, n. 23, Série: CDD 634.97, 1994.
- CASTRO, T. C. *et al.* Atividade antineoplásica e tripanocida de *Hovenia dulcis* Thunb. cultivada *in vivo* e *in vitro*. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 12, p. 96 – 99, 2002.
- CHALONER, W. G. Electrostatic forces in insect pollination and their significance in exine ornament. In: BLACKMORE, S.; FERGUSON, I. K. (Eds.). **Pollen and Spores: form and function**. London: The Linnean Society of London, p. 103 – 108, 1985.
- CHENG, R. F. *et al.* *Hovenia acerba* Lindl. peduncles and seeds extracts ameliorate alcoholic liver injury by activating the Nrf2/HO – 1 signalling pathway in LO2 cells and mice. **Food Bioscience**, v. 51, 2023.
- CHO, J. Y. *et al.* Isolation and Characterization of 3(Z)-Dodecenedioic Acid as an Antibacterial Substance from *Hovenia dulcis* Thunb. **Food Science and Biotechnology**, v. 13, n. 1, p. 46 – 50, 2004.
- CHO, J. Y. *et al.* Isolation and structural determination of a novel flavonol triglycoside and 7 compounds from the leaves of oriental raisin tree (*Hovenia dulcis*) and their antioxidative activity. **Food, Science and Biotechnology**, v. 22, p. 115 – 123, 2013.
- CHOI, S.; PARK, G. A Study on the Noodle Quality Made from *Hovenia dulcis* Composite Flour. **Journal of the Korean Society of Food Science and Nutrition**, v. 34, n. 10, p. 1586 – 1594, 2005.
- CLIFFORD, S. C. *et al.* Mucilages and polysaccharides in *Ziziphus* species (Rhamnaceae): localization, composition and physiological roles during drought-stress. **Journal of Experimental Botany**, v. 53, n. 366, p. 131 – 138, 2002.
- COLARES, M. N.; ARAMBARRI, A. M. *Ziziphus mistol* (Rhamnaceae): morfo-anatomía y arquitectura foliar. **Latin American Journal of Pharmacy**, v. 27, n. 4, p. 568 – 577, 2008.
- COSTA, A. F. **Farmacognosia**. Vol. III 2 ed. Lisboa: Fundação Calouste Gulbenkian, 1982.
- CREPET, W. L.; NIXON, K. C.; GANDOLFO, M. A. Fossil evidence and phylogeny: the age of major angiosperm clades based on mesofossil and macrofossil evidence from Cretaceous deposit. **American Journal of Botany**, v. 91, n. 10, p. 1666-1682, 2004.
- DAHMER, J. *et al.* Alkaloids from the stem barks of *Scutia buxifolia* Reissek (Rhamnaceae): Structures and antimicrobial evaluation. **Phytochemistry**, v. 196, p. 113071, 2022.

- DAHMER, J. *et al.* Antibacterial activity of *Discaria americana* Gillies ex Hook (Rhamnaceae). **Journal of Ethnopharmacology**, v. 239, p. 111635, 2019.
- DAVID, R.; CARDE, J. P. Coloration différentielle des inclusions lipidique et terpeniques des pseudophylles du Pin maritime au moyen du reactif Nadi. **Comptes Rendus Hebdomadaires des Séances de l'Académie des Sciences Paris**. Série D 258, p. 1338 – 1340, 1964.
- DE BARROS, T. C. *et al.* Mucilage cells in the flower of Rosales species: reflections on morphology, diversity, and functions. **Protoplasma**, v. 260, p. 1135 – 1147, 2023.
- DE BARROS, T. C. *et al.* Mucilage cells in the flower of Rosales species: reflections on morphological diversity, classification, and functions. **Protoplasma**, v. 260, p. 1135 – 1147, 2023.
- DE BIAGGI, M. *et al.* Emerging species with nutraceutical properties: Bioactive compounds from *Hovenia dulcis* pseudofruits. **Food Chemistry**, v. 310, 2020.
- DEMÉTRIO, A. M. *et al.* Structural, histochemical, and phytochemical characterization of *Mikania cordifolia* (L.f.) Willd. (Asteraceae) in a coastal dune environment. **Flora**, v. 305, p. 152318, 2023.
- DÉSIRÉ, S. *et al.* A new dammarane type triterpene glucoside from the aerial parts of *Gouania longipetala* (Rhamnaceae). **Natural Product Research**, v. 35, n. 19, p. 3192 – 3203, 2019.
- DING, L. S.; LIANG, Q. L.; TENG, Y. F. Study on flavonoids in seeds of *Hovenia dulcis*. **Yao Xue Xue Bao**, v. 32, n. 8, p. 600 – 602, 1997.
- DONG, S. *et al.* Protective effects and possible molecular mechanism of *Hovenia dulcis* Thunb. extract on acetaminophen-induced hepatotoxicity. **Pharmazie**, v. 73, p. 666 – 670, 2018.
- DOS SANTOS, C. H. C. *et al.* Dammarane-type triterpenoids from the stem of *Ziziphus glaziovii* Warm. (Rhamnaceae). **Phytochemistry**, v. 162, p. 250 – 259, 2019.
- DUARTE, M. R.; BUDEL, J. M.; RAMOS, M. M. Diagnose anatômica foliar e caulinar de fruto-de-pombo: *Rhamnus sphaerosperma* var. *pubescens* (Reissek) M.C.Johnst. **Cadernos da Escola de Saúde (UniBrasil)**, v. 1, n. 1, 2008.
- DUKE, J. A.; AYENSU, E. S. **Medicinal Plants of China** (Vol. 2). Reference Publ., Inc. Algonac. Michigan, USA, 1985.
- EL-NASHAR, H. A. S. *et al.* Polysaccharides (pectin, mucilage, and fructan inulin) and their fermented products: A critical analysis of their biochemical, gut interactions, and biological functions as antidiabetic agents. **Phytotherapy Research**, v. 38, n. 2, p. 662 – 693, 2024.
- EL-SAADONY, M. T. *et al.* Medicinal plants: bioactive compounds, biological activities, combating multidrug-resistant microorganisms, and human health benefits - a comprehensive review. **Frontiers in Immunology**, v. 16, 2025.

- EMINAĞANOĞLU, Ö. *et al.* Morphological, anatomical and micromorphological characterization of *Rhamnus microcarpa* (Rhamnaceae). **Turkish Journal of Biodiversity**, v. 3, n. 1, p. 1 – 8, 2019.
- EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. **Biologia vegetal** (8 ed.). Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2014.
- FERNÁNDEZ-PINTOR, B.; ZARCERO, S. M.; SIERRA, I. Tropane and Pyrrolizine Alkaloids in Edible Flowers and Flower-Derived Foods: A Food Safety Perspective. **Foods**, v. 14, n. 21, p. 3695, 2025.
- FISHER, D. B. Protein staining of ribboned epon sections for light microscopy. **Histochemie**, p. 92 – 96, 1968.
- FORMAGIO, A. S. N. *et al.* A Comprehensive Description of the Anatomy and Histochemistry of *Psychotria capillacea* (Müll. Arg.) Standl. and an Investigation into Its Anti-Inflammatory Effects in Mice and Role in Scopolamine-Induced Memory Impairment. **Pharmaceuticals**, v. 17, n. 5, p. 564, 2024.
- FORMAGIO, A. S. N. *et al.* *Palicourea tomentosa* (Aubl.) Borhidi: Microscopy, chemical composition and the analgesic, anti-inflammatory and anti-acetylcholinesterase potential. **Journal of Ethnopharmacological**, v. 291, p. 115050, 2022.
- FOSTER, A. S. **Practical plant anatomy**. 2 ed. Princeton: D. Van Nostrand, 1949.
- FUCHS, C. H. Fuchsin staining with NaOH clearing for lignified elements of whole plants or plants organs. **Stain Technology**, v. 38, n. 3, p. 141 – 144, 1963.
- FURR, Y.; MAHLBERG, P. G. Histochemical Analysis of Laticifers and Glandular Trichomes in *Cannabis sativa*. **Journal of Natural Products**, v. 44, n. 2, p. 153 – 159, 1981.
- GABE, M. **Techniques histologiques**. Masson et Cie: Paris, 1968.
- GADELHA, A. P. R. *et al.* Susceptibility of *Giardia lamblia* to *Hovenia dulcis* extracts. **Parasitology Research**, v. 97, n. 5, p. 399 – 407, 2005.
- GARDNER, R. O. Vanillin-hydrochloric acid as a histochemical test for tannin. **Stain Technology**, 1975.
- GEÇBURA, J.; WINIARCZYK, K. A study on calcium oxalate crystals in *Tinantia anomala* (Commelinaceae) with special reference to ultrastructural changes during anther development. **Journal of Plant Research**, v. 129, p. 685 – 695, 2016.
- GEHM, A. Z. *et al.* New cyclopeptide alkaloid of *Condalia buxifolia* and the absolute stereochemistry of Condaline A. **Fitoterapia**, v. 159, p. 105194, 2022.
- GEORGIU, C. D. *et al.* Mechanism of Coomassie brilliant blue G-250 binding to proteins: a hydrophobic assay for nanogram quantities of proteins. **Analytical and Bioanalytical Chemistry**, v. 391, n. 1, p. 391 – 403, 2008.

- GODOI, R. S. *et al.* Protective effect of *Hovenia dulcis* Thunb. leaf extracts against ethanol-induced DNA damage in SH-SY5Y cells. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 304, p. 116042, 2023.
- GONÇALVES-SOUZA, P.; PAIVA, E. A. S. Food bodies of *Cecropia pachystachya* (Cecropiaceae) leaves: structural and functional features suggesting complementary role to Müllerian bodies. **New Zealand Journal of Botany**, v. 54, n. 3, p. 323 – 334, 2016.
- GOSSAN, D. P. A. *et al.* Triterpene glycosides from the aerial parts of *Gouania longipetala*. **Phytochemistry**, v. 134, p. 71 – 77, 2017.
- GOTELLI, M. M. *et al.* Localization, morphology, anatomy and ultrastructure of osmophores in species of Rhamnaceae. **Protoplasma**, v. 257, p. 1109 – 1121, 2020.
- GOTELLI, M. M.; GALATI, B. G.; ZARLAVSKY, G. Pollen development and anther morphology in 14 species of Rhamnaceae. **Plant Systematics and Evolution**, v. 302, p. 1433 – 1444, 2016.
- HABIMORAD, P. H. L. *et al.* Potencialidades e fragilidades de implantação da Política Nacional de Práticas Integrativas e Complementares. **Revista Ciência & Saúde Coletiva**, v. 25, n. 2, 2020.
- HE, Y. *et al.* *Hovenia dulcis*: a Chinese medicine that plays an essential role in alcohol-associated liver disease. **Frontiers of Pharmacology**, v. 15, 2024.
- HERNÁNDEZ, I. G. *et al.* Appetitive behavior of the honey bee *Apis mellifera* in response to phenolic compounds naturally found in nectars. **Journal of Experimental Biology**, v. 222, n. 2, 2019.
- HUANG, A. H. C. Protein Bodies. In: LINSKENS H. F.; JACKSON, J. F. (Eds.) **Cell Components**. Modern Methods of Plant Analysis, vol. 1. Springer, 1985.
- HUANG, Y. *et al.* Application of morphoanatomy and microscopy in authentication of three species of traditional Chinese herbs of *Moghania*. **Pharmacognosy Journal**, v. 5, p. 30 – 40, 2013.
- HYUN, T. K. *et al.* *Hovenia dulcis* – na Asian traditional herb. **Planta Medica**, v. 76, n. 10, p. 943 – 949, 2010.
- IBRAHIM, M. *et al.* Existing status and future advancements of adulteration detection techniques in herbal products. **Molecular Biology Reports**, v. 51, n. 151, 2024.
- INDRAYANTO, G. Recent Development of Quality Control Methods for Herbal Derived Drug Preparations. **Natural Product Communications**, v. 13, n. 12, p. 1599 – 1606, 2018.
- IKEDA, Y.; MURAKAMI, A.; OHIGASHI, H. Ursolic acid: an anti- and pro-inflammatory triterpenoid. **Molecular Nutrition & Food Research**, v. 52, n. 1, p. 26 – 42, 2008.

- IQBAL, J.; SHINWARI, Z. K.; MAHMOOD, T. Phylogenetic relationships within the cosmopolitan family Rhamnaceae using *atpB* gene promoter. **Pakistan Journal of Botany**, v. 51, n. 3, 2019.
- IWAMOTO, L. *et al.* Diversity of Leaf Glands and Their Putative Functions in Rhamnaceae Species. **Plants**, v. 12, n. 21, p. 3732, 2023.
- JAHNS, H. M. Chapter 1 – Anatomy, morphology, and development. In: AHMADJIAN, V.; HALE, M. E. (Eds.). **The Lichens**. Academic Press, p. 3 – 58, 1973.
- JEFFREY, G. A.; PARRY, G. S. The crystal structure of sodium oxalate. **Journal of the American Chemical Society**, v. 76, n. 21, p. 5283 – 5286, 1954.
- JEON, Y. *et al.* Deep Learning-Based Model for Effective Classification of *Ziziphus jujuba* Using RGB Images. **AgriEngineering**, v. 6, n. 4, p. 46404 – 4619, 2024.
- JOHANSEN, D. A. **Plant Microtechnique**. New York: McGraw Hill Book, 1940.
- JOU, S.-J. *et al.* Flavonol Glycosides and Cytotoxic Triterpenoids from *Alphitonia philippinensis*. **Journal of the Chinese Chemical Society**, v. 51, n. 4, p. 827 – 834, 2004.
- KAISOON, O. *et al.* Phenolic compounds and antioxidant activities of edible flowers from Thailand. **Journal of Functional Foods**, v. 3, n. 2, p. 88 – 89, 2011.
- KALEEM, W. A. *et al.* antinociceptive activity of cyclopeptide alkaloids isolated from *Ziziphus oxyphylla* Edgew (Rhamnaceae). **Fitoterapia**, v. 91, p. 154 – 158, 2013.
- KANG, K. B. *et al.* Ceanothane- and lupane-type triterpene esters from the roots of *Hovenia dulcis* and their antiproliferative activity on HSC-T6 cells. **Phytochemistry**, v. 142, p. 60 – 67, 2017.
- KARUNARATHNE, W. A. H. M. *et al.* *Hovenia dulcis* Thunb. monofloral honey attenuates LPS-induced inflammation and endotoxemia through the activation of the Nrf2/HO-1 axis. **Journal of Traditional and Complementary Medicine**, 2024.
- KAUSCH, A. P.; HORNER, H. T. Differentiation of raphide crystal idioblasts in isolated root cultures of *Yucca torreyi* (Agavaceae). **Canadian Journal of Botany**, v. 62, n. 7, p. 1474 – 1484, 1983.
- KAWAI, K.; NOZAWA, Y.; OGIHARA, Y. Biochemical studies on peptide alkaloids: Induction of ion selective mitochondrial swelling. **Experientia**, v. 33, n. 11, p. 1454, 1977.
- KENNEDY, L. M. *et al.* Hodulcin: selective sweetness-reducing principle from *Hovenia dulcis* leaves. **Chemical Senses**, v. 13, n. 4, p. 529 – 543, 1988.
- KEOGH, J. A.; BANNISTER, P. Seed structure and germination in *Discaria toumatou* (Rhamnaceae). **Weed Research**, v. 34, p. 481 – 490, 1994.
- KIM, B. *et al.* *Hovenia dulcis* Honey Suppresses Androgen-Induced Epithelial–Mesenchymal Transition in Benign Prostatic Hyperplasia. **Food Frontiers**, v. 6, n. 3, p. 1362 – 1375, 2025.

KIMURA, Y. Species and varieties of *Hovenia*. **Botanical Magazine**, v. 53, n. 635, p. 471 – 480, 1939.

KIN, S. H. *et al.* Study of Cosmeceutical Activities of Korean Raisin Tree (*Hovenia dulcis* var. *koreana*) Extracts. In: CARLEN, C. *et al.* (Eds.) **Proceedings of the 1st International Symposium on Medicinal, Aromatic & Nutraceutical Plants of Mountainous Areas**, Acta Horticulturae, v. 955, p. 357 – 364, 2012.

KLEIN-JUNIOR, L. C. *et al.* Quality Control of Herbal Medicines: From Traditional Techniques to State-of-the-art Approaches. **Planta Medica**, v. 87, p. 964 – 988, 2021.

KOLLER, G. L.; ALEXANDER III, J. H. The raisin tree – its use, hardiness and size. **Arnoldia**, v. 39, n. 1, p. 7 – 15, 1979.

KOLODNY, D. E.; KENNEDY, L. M. A model system for receptor cell studies with the taste modifier, hodonin. **Chemical Senses**, v. 13, n. 4, p. 545 – 557, 1988.

KONARSKA, A. Comparative micromorphology and anatomy of flowers and floral secretory structures in two *Viburnum* species. **Protoplasma**, v. 254, p. 523 – 537, 2017.

KOWALKOWSKA, A. K. *et al.* Floral structure of two species of *Bulbophyllum* section *Cirrhopetalum* Lindl.: *B. weberi* Ames and *B. cumingii* (Lindl.) Rehb. f. (Bulbophyllinae Schltr., Orchidaceae). **Protoplasma**, v. 254, p. 1431 – 1449, 2017.

KRAUS, J. *et al.* Astra blue and basic fuchsin double staining of plant materials. **Biotechnic & Histochemistry**, v. 73, n. 5, p. 235 – 243, 1998.

KWON, E. *et al.* *Hovenia dulcis* Thunb. Honey Exerts Antiviral Effect Against Influenza A Virus Infection Through Mitochondrial Stress-Mediated Enhancement of Innate Immunity. **Antioxidants**, v. 14, n. 1, p. 71, 2025.

KWON, M.; JUNG, H. J. *Hovenia dulcis* Suppresses the Growth of Huh7-Derived Liver Cancer Stem Cells by Inducing Necroptosis and Apoptosis and Blocking c-MET Signaling. **Cells**, v. 13, n. 1, p. 22, 2023.

LAGARIAS, J. C. *et al.* Cyclopeptide Alkaloids. Phencyclopeptides From the Polymorphic Species *Ceanothus integerrimus*. **Journal of Natural Products**, v. 42, n. 2, p. 220 – 227, 1979.

LAUTENSCHLÄGER, T. *et al.* Functional principles of baobab fruit pedicels – anatomy and biomechanics. **Annals of Botany**, v. 126, n. 7, p. 1215 – 1223, 2020.

LETAIEF, T. *et al.* Chemical Composition and Biological Activities of Tunisian *Ziziphus lotus* Extracts: Evaluation of Drying Effect, Solvent Extraction, and Extracted Plant Parts. **Parts**, v. 10, n. 12, p. 2651, 2021.

LI, G. *et al.* Neuroprotective and free radical scavenging activities of phenolic compounds from *Hovenia dulcis*. **Drug Development**, v. 28, p. 804 – 809, 2005.

- LI, M.; YE, X.; BI, H. Characterization of the complete chloroplast genome of two *Hovenia* species (Rhamnaceae). **Mitochondrial DNA Part B**, v. 5, n. 2, p. 1731 – 1732, 2020.
- LI, P. *et al.* Oxalate in plants: metabolism, function, regulation, and application. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 70, n. 51, p. 16037 – 16049, 2022.
- LIM, T. K. *Hovenia dulcis*. In: LIM, T. K. (Ed.) **Edible medicinal and non-medicinal plants**. Dordrecht: Springer, p. 568 – 577, 2013.
- LIMA, R. B. *et al.* Rhamnaceae in **Flora e Funga do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<https://floradobrasil.jbrj.gov.br/FB121629>>. Acesso em: 12 ago. 2025
- LIMA, R. B.; GIULIETTI, A. M. Synonymies and typification of the Rhamnaceae of Brazil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 28, n. 3, p. 376 – 381, 2014.
- LIU, Y.; CAI, B.; QIANG, M. Characterization and bioactivities of polysaccharide from spent *Hovenia dulcis* peduncles by alkali pretreatment. **International Journal of Food Properties**, v. 20, n. 1, 2017.
- LUNG, S. C.; WESELAKE, R. J. Diacylglycerol acyltransferase: A key mediator of plant triacylglycerol synthesis. **Lipids**, v. 41, p. 1073 – 1088, 2006.
- MACHADO, C. D. *et al.* Contributions of trichome micromorphology to the characterization of species traded as “BOLDO”. **Flora**, v. 279, p. 151827, 2021a.
- MACHADO, C. D. *et al.* Ethnopharmacological investigations of the leaves of *Cecropia pachystachya* Trécul (Urticaceae): A native Brazilian tree species. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 270, p. 113740, 2021b.
- MAHMOODI, S. *et al.* *Rhamnus pallasii* subsp. *sintenisii* fruit, leaf, bark and root: Phytochemical profiles and biological activities. **Arabian Journal of Chemistry**, v. 15, n. 7, 2022.
- MAIEVES, H. A. *et al.* Antioxidant phytochemicals of *Hovenia dulcis* Thunb. peduncles in different maturity stages. **Journal of Functional Foods**, v. 18, p. 1117 – 1124, 2015.
- MAIEVES, H. A. *et al.* Chemical Properties, Rheological Behavior, and Melissopalynological Analysis of Selected Brazilian Honeys from *Hovenia dulcis* Flowering. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 63, 2020.
- MAIEVES, H. A. *et al.* Physical Properties and Rheological Behavior of Pseudofruits of *Hovenia dulcis* Thunb. in Different Maturity Stages. **Journal of Texture Studies**, v. 48, n. 1, p. 31 – 38, 2016.
- MALMIR, M. *et al.* Contribution of Light and Electron Microscopy to Identification of Bark from *Frangula azorica*, an Azorean Medicinal Plant. **Microscopy and Microanalysis**, v. 21, n. 5, p. 1296 – 1303, 2015.
- MANFRON, J. *et al.* Morpho-anatomical Characteristics of Species of *Baccharis*. In: FERNANDES, G. W.; OKI, Y.; BARBOSA, M. (Eds.) **Baccharis**. Cham: Springer, 2021.

MANFRON, J. Farmacobotânica: uma ferramenta importante para a detecção de adulterações em matérias-primas vegetais. In: BARATTO, L. C. (Ed.) **A Farmacognosia no Brasil: memórias da sociedade de farmacognosia**. Cap. 12. Petrópolis, RJ: **Sociedade Brasileira de Farmacognosia**, p. 259 – 276, 2021.

MANTESE, A.; MEDAN, D. Anatomia y arquitectura foliares de *Colletia y Adolphia* (Rhamnaceae). **Darwiana**, v. 32, p. 91 – 97, 1993.

MANTESE, A.; MEDAN, D. Anatomia y arquitectura foliares de *Retanilla* (Rhamnaceae). **Darwiana**, v. 31, p. 253 – 259, 1992.

MARRERO, P.; NOGALES, M. A microhistological survey on the trees of a relict subtropical laurel forest from the Macaronesian Islands as a base for assessing vertebrate plant diet. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 148, p. 409 – 426, 2005.

MEDAN, D.; HILGER, H. H. Comparative flower and fruit morphogenesis in *Colubrina* (Rhamnaceae) with special reference to *C. asiatica*. **American Journal of Botany**, v. 79, n. 7, p. 809 – 819, 1992.

MEDAN, D.; SCHIRAREND, C. Rhamnaceae. In: Kubitzki, K. **Flowering Plants – Dicotyledons. The Families and Genera of Vascular Plants**, vol 6. Berlin, Heidelberg: Springer, 2004.

MENG, Y. *et al.* Evaluation of Total Flavonoids, Myricetin, and Quercetin from *Hovenia dulcis* Thunb. As Inhibitors of α -Amylase and α -Glucosidase. **Plants Foods for Human Nutrition**, v. 71, p. 444 – 449, 2016.

MIGACZ, I. P. *et al.* Comparative leaf morpho-anatomy of six species of *Eucalyptus* cultivated in Brazil. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 28, p. 273 – 281, 2018.

MONGALO, N. I.; MASHELE, S. S.; MAKHAFOLA, T. J. *Ziziphus mucronata* Willd. (Rhamnaceae): it's botany, toxicity, phytochemistry and pharmacological activities. **Heliyon**, v. 6, 2020.

MORAES, T. M. S. *et al.* Comparative leaf anatomy and micromorphology of *Psychotria* species (Rubiaceae) from the Atlantic Rainforest. **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, n. 1, 2011.

MORALES, P. *et al.* *Hovenia dulcis* Thunb. pseudofruits as functional foods: Phytochemicals and bioactive properties in different maturity stages. **Journal of Functional Foods**, v. 29, p. 37 – 45, 2017.

MOREL, A. F.; MACHADO, E. C.; WESSJOHAN, L. A. Cyclopeptide alkaloids of *Discaria febrifuga* (Rhamnaceae). **Phytochemistry**, v. 39, n. 2, p. 431 – 434, 1995.

MUHAMMAD, D. *et al.* Triterpenoid saponins and other glycosides from the stems and bark of *Jaffrea xerocarpa* and their biological activity. **Phytochemistry**, v. 141, p. 121 – 130, 2017.

MUHAMMAD, D. *et al.* Triterpenoids from the leaves of *Alphitonia xerocarpus* Baill and their biological activity. **Phytochemistry**, v. 129, p. 45 – 57, 2016.

MUYUMBA, N. W. *et al.* Quality control of herbal drugs and preparations: The methods of analysis, their relevance and applications. **Talanta Open**, v. 4, p. 100070, 2021.

NA, C. S. *et al.* Hepatoprotective and Blood Alcohol Lowering Effects of Fruit Peduncle Extract of *Hovenia dulcis* var. *koreana* in the *In Vitro* and *In vivo* Animal Models. **Yakhak Hoeji**, v. 48, n. 1, p. 34 – 40, 2004.

NEKKAA, A. *et al.* *Rhamnus alaternus* Plant: Extraction of Bioactive Fractions and Evaluation of Their Pharmacological and Phytochemical Properties. **Antioxidants**, v. 10, n. 2, p. 300, 2021.

NESOM, G. L. The American *Colubrina celtidifolia* (Rhamnaceae) is a member of the Asian genus *Hovenia*. **Phytoneuron**, n. 18, p. 1 – 75, 2023.

NIGUSSIE, G.; MELAK, H.; ENDALE, M. Traditional Medicinal Uses, Phytochemicals, and Pharmacological Activities of Genus *Rhamnus*: A review. **Journal of the Turkish Chemical Society**, v. 8, n. 3, p. 899 – 932, 2021.

NUNES, A. *et al.* Melissopalynological methodologies for investigating honey samples – a critical approach. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 96, n. 3, 2024.

O'BRIEN, T. P.; FEDDER, N.; MCCULLY, M. E. Polychromatic staining of plant cell walls by toluidine blue O. **Protoplasma**, p. 367 – 373, 1964.

O'BRIEN, T. P.; MCCULLY, M. E. The Study of Plant Structure: Principles and Selected Methods, **Termarcaphi Pty. Ltd**, Melbourne, 1981.

ONSTEIN, R. E.; H. P. LINDER. Beyond climate: convergence in fast evolving sclerophylls in Cape and Australian Rhamnaceae predates the mediterranean climate. **Journal of Ecology**, v. 104, n. 3, p. 665 – 677, 2016.

ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DA SAÚDE. **WHO guidelines on safety monitoring of herbal medicines in pharmacovigilance systems**. Geneva: OMS, 2004. Disponível em: <<https://iris.who.int/handle/10665/43034>>. Acesso em: 12 ago. 2025.

PAIVA, E. A. S.; BUONO, R. A.; LOMBARDI, J. A. Food bodies in *Cissus verticillata* (Vitaceae): ontogenesis, structure and functional aspects. **Annals of Botany**, v. 103, p. 517 – 524, 2009.

PAN, F. *et al.* Triterpenoids in Jujube: A Review of Composition, Content Diversity, Pharmacological Effects, Synthetic Pathway, and Variation during Domestication. **Plants**, v. 12, n. 7, p. 1501, 2023.

PARK, J. S. *et al.* HPLC Determination of Bioactive Flavonoids in *Hovenia dulcis* Fruits Extracts. **Journal of Chromatographic Science**, v. 54, n. 2, p. 130 – 135, 2016.

PARK, M. K.; PARK, J. H. Study on the alkaloidal component of the seed of *Hovenia dulcis*. **Seoul University Journal of Pharmaceutical Sciences**, v. 14, p. 41 – 45, 1990.

- PARK, S. H. *et al.* Antioxidant and Antibacterial Properties of *Hovenia* (*Hovenia dulcis*) Monofloral Honey Produced in South Korea. **Food Science of Animal Resources**, v. 40, n. 2, p. 221 – 230, 2020.
- PARK, W. L. *et al.* Antioxidant activity and blood alcohol concentration lowering effect of fermented *Hovenia dulcis* fruit vinegar. **Food Science and Biotechnology**, v. 32, p. 299 – 308, 2023.
- PEARSE, A. G. E. **Histochemistry**: Theoretical and Applied. 3. Ed. Baltimore: The Williams & Wilkins Company, v. 2, 1972.
- PENG, H. *et al.* Major Chemical constituents and antioxidante activities of diferente extracts from the peduncles of *Hovenia acerba* Lindl. **International Journal of Food Properties**, v. 21, n. 1, p. 2135 – 2155, 2018.
- PÉREZ-DE-LUQUE, A. *et al.* Mucilage production during the incompatible interaction between *Orobancha crenata* and *Vicia sativa*. **Journal of Experimental Botany**, v. 57, n. 4, p. 931 – 942, 2006.
- PESEK, S.; SILAGHI-DUMITRESCU, R. The Iodine/Iodide/Starch Supramolecular Complex. **Molecules**, v. 29, n. 3, p. 641, 2024.
- PINTO, T. T. *et al.* Germination of physically dormant seeds of *Colubrina glandulosa* Perkins (Rhamnaceae). **Brazilian Journal of Botany**, v. 43, p. 91 – 97, 2020.
- POSPIECH, M. *et al.* Identification of pollen taxa by different microscopy techniques. **PLOS One**, v. 16, n. 9, p. e0256808, 2021.
- POWO. **Plants of the World Online. Facilitated by the Royal Botanic Gardens, Kew.** Disponível em: < <https://powo.science.kew.org/>>. Acesso em: 12 ago. 2025a.
- POWO. **Plants of the World Online. Facilitated by the Royal Botanic Gardens, Kew.** Rhamnaceae Juss. Disponível em: <<https://powo.science.kew.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:50033316-1>>. Acesso em: 12 ago. 2025b.
- POWO. **Plants of the World Online. Facilitated by the Royal Botanic Gardens, Kew.** *Hovenia* Thunb. Disponível em: < <https://powo.science.kew.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:33460-1>>. Acesso em: 12 ago. 2025c.
- PRPA, B. *et al.* Utilization of microscopic and macroscopic characteristics as part of quality control of herbal teas and tea mixtures and authentication of individual components. **Biologia Serbica**, v. 22, n. 2, p. 30 – 40, 2022.
- QIAO, Z. *et al.* An Update on the Function, Biosynthesis and Regulation of Floral Volatile Terpenoids. **Horticulturae**, v. 7, n. 11, p. 451, 2021.

QUIROZ-CARREÑO, S. *et al.* Assessment of Insecticidal Activity of Benzyloquinoline Alkaloids from Chilean Rhamnaceae Plants against Fruit-Fly *Drosophila melanogaster* and the Lepidopteran Crop Pest *Cydia pomonella*. **Molecules**, v. 25, n. 21, p. 5094, 2020.

QUIROZ-CARREÑO, S. *et al.* Cyclopeptide Alkaloids from *Discaria chacaye* (Rhamnaceae) as Result of Symbiosis with *Frankia* (Actinomycetales). **Chemistry & Biodiversity**, v. 19, n. 9, 2022.

RAAL, A. *et al.* Dragendorff's reagent: Historical perspectives and current status of a versatile reagent introduced over 150 years ago at the University of Dorpat, Tartu, Estonia. **Pharmazie**, v. 75, n. 7, p. 299 – 306, 2020.

RADAESKI, J. N.; SILVA, C. I.; BAUERMANN, S. G. Melissopalynology in the Rio Grande do Sul: review and characterization of potencial botanical species for beekeeping of apiculture and meliponiculture. **Acta Biológica Catarinense**, v. 6, n. 2, p. 63 – 75, 2019.

RAMAN, V. *et al.* Application of Microscopy in the Quality Control of Licorice Roots: Comparative Anatomy of the Roots and Rhizomes of Five Species of *Glycyrrhiza*. **Microscopy and Microanalysis**, v. 28, n. 6, p. 2150 – 2166, 2022.

RAMAN, V.; MANFRON, J.; KHAN, I. A. Morpho-anatomical characterization of *Eryngium yuccifolium* ('Rattlesnake-master'). **Microscopy Research and Technique**, Hoboken, v. 85, p. 209 – 219, 2021.

RIBEIRO, C.; MARINHO, C.; TEIXEIRA, S. Uncovering the Neglected Floral Secretory Structures of Rhamnaceae and Their Functional and Systematic Significance. **Plants**, v. 10, n. 4, p. 736, 2021.

RICHARDSON, J. E. *et al.* A revision of the tribal classification of Rhamnaceae. **Kew Bulletin**, v. 55, n. 2, p. 311 – 340, 2000.

RICKSON, F. R. Anatomical development of the leaf trichilium and Müllerian bodies of *Cecropia peltata* L. **American Journal of Botany**, v. 63, n. 9, p. 1266 – 1271, 1976.

RICKSON, F. R. Developmental anatomy and ultrastructure of the ant-food bodies (Beccarian bodies) of *Macaranga triloba* and *M. hypoleuca* (Euphorbiaceae). **American Journal of Botany**, v. 67, p. 285–292, 1980.

ROCHA, W. S. *et al.* Compostos fenólicos totais e taninos condensados em frutas nativas do Cerrado. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 33, n. 4, p. 1215 – 1221, 2011.

RODOLFO, A. M. *et al.* *Citrus aurantium* L. (laranja-aepu) e *Hovenia dulcis* Thunb. (uva-do-japão): espécies exóticas invasoras da trilha do Poço Preto no Parque Nacional do Iguaçu, Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Biociências**, v. 6, n. S1, p. 16 – 18, 2008.

RODRIGUES, T. M. *et al.* Interconnected idioblasts in *Peltaea polymorpha*: a novel component of the mucilage-secretory apparatus in Malvaceae. **AoB Plants**, v. 17, n. 1, p. plae063, 2025.

- ROSAS, L. V. *et al.* In vitro evaluation of the cytotoxic and trypanocidal activities of *Ampeloziphyphus amazonicus* (Rhamnaceae). **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, v. 40, n. 5, 2007.
- RYDLEWSKI, A. A. *et al.* Bioactive Compounds, Antioxidant Capacity, and Fatty Acids in Different Parts of Four Unexplored Fruits. **Journal of Food Quality**, v. 2017, n. 1, 2017.
- SAGGAR, S. *et al.* Traditional and Herbal Medicines: Opportunities and Challenges. **Pharmacognosy Research**, v. 14, n. 2, p. 107 – 114, 2022.
- SASS, J. E. **Botanical microtechnique**. 2. ed. Ames: Iowa State College, 1951.
- SERDAR, B. *et al.* Anatomical notes on Turkish *Frangula alnus* Mill. (Rhamnaceae). **Plant Biosystems**, v. 141, n. 1, p. 69 – 74, 2007.
- SERRA, O.; GELDNER, N. The making of suberin. **New Phytologist**, v. 235, n. 3, p. 848 – 866, 2022.
- SFERRAZZA, G. *et al.* *Hovenia dulcis* Thunberg: Phytochemistry, Pharmacology, Toxicology and Regulatory Framework for Its Use in the Europe Union. **Molecules**, v. 26, n. 4, p. 303, 2021.
- SILVA, M. V. C. C. Flora do Ceará, Brazil: Rhamnaceae. **Rodriguésia**, v. 73, 2022.
- SMERIGLIO, A. *et al.* Proanthocyanidins and hydrolysable tannins: occurrence, dietary intake and pharmacological effects. **British Journal of Pharmacology**, v. 174, n. 11, p. 1244 – 1262, 2016.
- STEVENSON, P. C.; NICOLSON, S. W.; WRIGHT, G. A. Plant secondary metabolites in nectar: impacts on pollinators and ecological functions. **Functional Ecology**, v. 31, n. 1, p. 65 – 75, 2016.
- SOUZA, W. **Técnicas básicas de microscopia eletrônica aplicadas às Ciências Biológicas**. Rio de Janeiro: Sociedade Brasileira de Microscopia Eletrônica, 1998.
- SPARG, S. G.; LIGHT, M. E.; STADEN, J. Biological activities and distribution of plant saponins. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 94, p. 219 – 243, 2004.
- SRIRAMA, R. *et al.* Species Adulteration in the Herbal Trade: Causes, Consequences and Mitigation. **Drug Safety**, v. 40, p. 651 – 661, 2017.
- STOCHAJ, W. R.; BERKELMAN, T.; LAIRD, N. Staining Membrane-Bound Proteins with Ponceau S. **Cold Spring Harb Protoc**, 2006.
- STOREY, R.; THOMSON, W. W. An X-ray microanalysis study of the salt glands and intracellular calcium crystals of *Tamarix*. **Annals of Botany**, v. 73, p. 307 – 313, 1994.
- TADESSE, G.; RENEELA, P.; DEKEBO, A. Isolation and characterization of natural products from *Helinus mystachnus* (Rhamnaceae). **Journal of Chemical and Pharmaceutical Research**, v. 4, n. 3, p. 1756 – 1762, 2012.

TAIZ, L. *et al.* **Fisiologia e desenvolvimento vegetal** (6 ed.). Porto Alegre: Artmed, 2017.

TAKAI, M.; OGIHARA, Y.; SHIBATA, S. New peptide alkaloids from *Hovenia dulcis* and *H. tomentella*. **Phytochemistry**, v. 12, n. 12, p. 2985 – 2986, 1973.

TEL-ZUR, N.; SCHNEIDER, B. Floral biology of *Ziziphus mauritiana* (Rhamnaceae). **Sexual Plant Reproduction**, v. 22, p. 73 – 85, 2009.

THIES, F. Safety of hot water extract of fruits and peduncles of *Hovenia dulcis* as a novel food pursuant to Regulation 1(EU) 2015/2283. **European Food Safety Authority Journal**, v. 18, n. 8, 2020.

THOMSON, J. D.; DRAGULEASA, M. A.; TAN, M. G. Flowers with caffeinated nectar receive more pollination. **Arthropod – Plant Interactions**, v. 9, p. 1 – 7, 2015.

TURCK, D. *et al.* Safety of hot water extract of fruits and peduncles of *Hovenia dulcis* as a novel food pursuant to Regulation 1 (EU) 2015/2283. **ESFA Journal**, v. 18, n. 8, 2020.

UNDERWOOD, E. B. **Discovery of conserved peptide sequences to gain insight into cyclopeptide alkaloid formation in *Ceanothus americanus***. Orientador: Jonathan R. Chekan. 2022. Mestrado em Ciências. Universidade da Carolina do Norte – Greensboro, Greensboro, Carolina do Norte, Estados Unidos, 2022.

UROOJ, U.; MAZHAR, F.; AZHAR. Microscopic characterization of *Achillea santolina* L. flower through light microscopy and scanning electron microscopy. **Microscopy Research and Technique**, v. 88, n. 3, p. 879 – 894, 2024.

VENTRELLA, M. C. *et al.* **Métodos histoquímicos aplicados às sementes**. Viçosa: UFV, 2013. ISSN 2179-1732.

VERSTER, J. C. *et al.* The alcohol hangover product market of the United States of America. **Drug Science, Policy and Law**, 2025.

VIDAL, B. C. Dichroism in collagen bundles stained with Xylidine – Ponceau 2R. **Annales d’Histochemie**, v. 15, p. 289 – 296, 1970.

VILLANUEVA, J. R.; VILLANUEVA, L. R. Experimental and Clinical Pharmacology of *Ziziphus jujuba* Mills. **Phytotherapy Research**, v. 31, n. 3, p. 347 – 365, 2017.

WANG, J. *et al.* Structural Features and Activity Analyses of Polysaccharides from Different Parts of *Hovenia dulcis*. **Modern Food Science & Technology**, v. 39, n. 9, p. 252, 2023.

WANG, M *et al.* Preliminary characterization, antioxidant activity *in vitro* and hepatoprotective effect on acute alcohol-induced liver injury in mice of polysaccharides from the peduncles of *Hovenia dulcis*. **Food and Chemical Toxicology**, v. 50, n. 9, p. 2964 – 2970, 2012.

WANG, M. *et al.* Preparation, preliminary characterization and immunostimulatory activity of polysaccharide fractions from the peduncles of *Hovenia dulcis*. **Food Chemistry**, v. 138, n. 1, p. 41 – 47, 2013.

- WANG, M. *et al.* Structural elucidation of a pectin-type polysaccharide from *Hovenia dulcis* peduncles and its proliferative activity on RAW264.7 cells. **Internacional Journal of Biological Macromolecules**, v. 104, p. 1246 – 1253, 2017.
- WEBBER, B. L.; ABALLOZ, B. A.; WOODROW, I. E. Myrmecophilic food body production in the understorey tree, *Ryparosa kurrangii* (Achariaceae), a rare Australian rainforest taxon. **New Phytologist**, v. 173, n. 2, p. 250 – 263, 2006.
- WIDURI, A. S. *et al.* Secretory structures and histochemistry of roots, stem, and leaves of medicinal plant *Fibraurea tinctoria* Lour. **Microscopy Research and Technique**, v. 87, n. 12, p. 3026 – 3036, 2024.
- WON-GI, B. *et al.* Studies on the Chemical Characteristics of *Hovenia* (*Hovenia dulcis*) Honey Produced in Korea. **Journal of Apiculture**, v. 30, n. 2, p. 75 – 85, 2015.
- WOODSON, R. E.; SCHERY, R. W.; NOWICKE, J. W. Flora of Panama. Part VI. Family 111: Rhamnaceae. **Annals of the Missouri Botanical Garden**, v. 58, n. 3, p. 267 – 283, 1971.
- WOSCH, L. *et al.* Comparative study of *Passiflora* taxa leaves: I. A morpho-anatomic profile. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 25, p. 328 – 343, 2015.
- WRIGHT, G. A. *et al.* Caffeine in floral nectar enhances a pollinator's memory of reward. **Science**, v. 8, n. 6124, p. 1202 – 1204, 2013.
- WU, D. T. *et al.* Polyphenolic-Protein-Polysaccharide Complexes from *Hovenia dulcis*: Insights into Extraction Methods on Their Physicochemical Properties and In Vitro Bioactivities. **Foods**, v. 9, n. 4, p. 456, 2020.
- WU, L. H.; ZHANG, J. Evaluation of Anti-Diabetic Activities of *Hovenia dulcis* Thunb. **Advanced Materials Research**, v. 554 – 556, p. 1827 – 1830, 2012.
- XIA, F. *et al.* Identification of Ziziphi Spinosa Semen from its Adulterants Based on RAPD. **Pharmacognosy Magazine**, v. 19, n. 3, p. 763 – 771, 2023.
- XU, B. *et al.* Chemical Compositions of the Genus *Hovenia*. **Natural Products Sciences**, v. 9, n. 3, p. 143 – 153, 2003.
- XU, F. F. *et al.* Three new bisflavonols from the seeds of *Hovenia dulcis* Thunb. and their anti-RSV activities. **Fitoterapia**, v. 143, p. 104587, 2020.
- YADAV, V. *et al.* Histochemical Techniques in Plant Science: More Than Meets the Eye. **Plant and Cell Physiology**, v. 62, n. 10, p. 1509 – 1527, 2021.
- YANG, B. *et al.* *Hovenia dulcis* (Guaizao) polysaccharide ameliorates hyperglycemia through multiple signaling pathways in rats with type 2 diabetes mellitus. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 285, p. 138338, 2025.

YANG, B. *et al.* Hypoglycemic effect of low-sugar juice derived from *Hovenia dulcis* on type 1 diabetes mellitus rats. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 101, n. 11, p. 4818 – 4828, 2021.

YANG, B. *et al.* Japanese grape (*Hovenia dulcis*) polysaccharides: new insight into extraction, characterization, rheological properties, and bioactivities. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 134, p. 631 – 644, 2019.

YANG, J. *et al.* Hovendulcic acid A – D: four novel ceanothane-type triterpenoids from *Hovenia dulcis* stems with anticancer properties. **Frontiers of Chemistry**, v. 12, 2024.

YANG, S. H. *et al.* Acid scarification completes the germination of *Hovenia dulcis* seeds. **Agronomy**, v. 12, n. 11, p. 2801, 2022.

YING, J. *et al.* Comprehensive targeted metabolomic analysis of fruit stalks in two species of *Hovenia* plants. **Journal of Zhejiang A&F University**, v. 42, n. 2, p. 348 – 356, 2025.

YODER, L.; MAHLBERG, P. G. Reactions of alkaloid and histochemical indicators in laticifers and specialized parenchyma cells of *Catharanthus roseus* (Apocynaceae). **American Journal of Botany**, n. 63, p. 1167 – 1173, 1976.

YOSHIKAWA, K. *et al.* Antisweet Natural Products. VII. Hodulosides I, II, III, IV, and V from the Leaves of *Hovenia dulcis* Thunb. **Chemical and Pharmaceutical Bulletin**, v. 40, n. 9, p. 2287 – 2291, 1992.

YOSHIKAWA, K. *et al.* Hovetrichosides C – G, Five New Glycosides of Two Auronols, Two Neolignans, and a Phenylpropanoid from the Bark of *Hovenia trichocarea*. **Journal of Natural Products**, v. 61, n. 6, p. 786 – 790, 1998.

YOSHIKAWA, M. *et al.* Bioactive Saponins and Glycosides. IV. Four Methyl-Migrated 16,17-*seco*-Dammarane Triterpene Glycosides from Chinese Natural Medicine, *Hoveniae Semn Seu Fructus*, the Seeds and Fruit of *Hovenia dulcis* Thunb.: Absolute Stereostructures and Innibitory Activity on Histamine Release of Hovenidulciosides A₁, A₂, B₁ and B₂. **Chemical and Pharmaceutical Bulletin**, v. 44, n. 9, p. 1736 – 1743, 1996.

YUCA, H.; KARAKAYA, S.; GÜVENALP, Z. Anatomy of *Paliurus spina-christi* Mill. (Blackthorn) (Rhamnaceae). **Pharmata**, v. 3, n. 4, p. 78 – 83, 2023.

YUN, M. S.; KAWAGOE, Y. Septum formation in amyloplasts produces compound granules in the rice endosperm and is regulated by plastid division proteins. **Plant Cell Physiology, Tokyo**, v. 51, n. 9, p. 1469 – 1479, 2010.

ZANFERARI, N. C. *et al.* Determinação da composição centesimal e conteúdo mineral da planta alimentícia não convencional (PANC) uva-do-japão (*Hovenia dulcis*). In: Anais da Semana de Ensino, Pesquisa e Extensão do IFC – Campus Concórdia. Concórdia, Santa Catarina. IFC Campus Concórdia, 2019. Disponível em: [https://www.even3.com.br/anais/sepeifcconcordia2019/175824-DETERMINACAO-DA-COMPOSICAO-CENTESIMAL-E-CONTEUDO-MINERAL-DA-PLANTA-ALIMENTICIA-NAO-CONVENCIONAL-\(PANC\)-UVA--DO-JA](https://www.even3.com.br/anais/sepeifcconcordia2019/175824-DETERMINACAO-DA-COMPOSICAO-CENTESIMAL-E-CONTEUDO-MINERAL-DA-PLANTA-ALIMENTICIA-NAO-CONVENCIONAL-(PANC)-UVA--DO-JA). Acesso em: 22/09/2025.

ZEISTA, W. Fruits in foundation deposits of two temples. **Journal of Archaeological Science**, v. 10, n. 4, p. 351 – 351, 1983.

ZHANG, S. D.; LING, L. Z. De novo sequencing and comparative analysis of peduncle transcriptomes in *Hovenia acerba*. **Agrigenomics**, v. 3, p. 32 – 36, 2017.

ZHANG, Z. *et al.* A review on extraction, purification, structural characteristics, biological activities, applications of polysaccharides from *Hovenia dulcis* Thunb. (Guai Zao). **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 265 (Pt. 2), p. 131097, 2024.

ZHOU, Y. *et al.* Peduncles elicit large-mammal endozoochory in a dry-fruited plant. **Annals of Botany**, v. 112, n. 1, p. 85 – 93, 2013.

ZHU, J. *et al.* Quercetin – *Hovenia dulcis* polysaccharide complexes inhibit α -glucosidase and mitigate hyperglycemia. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 327, n. 2, p. 147390, 2025.