

## **Caracterização anatômica e histoquímica de Ayapana triplinervis (Vahl) R. M. King & H. Rob.**

**Anatomical and histochemical characterization of Ayapana triplinervis (Vahl) R. M. King & H. Rob.**

**Caracterización anatómica e histoquímica de Ayapana triplinervis (Vahl) R. M. King & H. Rob.**

Recebido: 16/11/2022 | Revisado: 22/12/2022 | Aceitado: 23/02/2023 | Publicado: 28/02/2023

### **Thalisson Johann Michelon de Oliveira**

ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-5410-732X>  
Universidade Federal Rural da Amazônia, Brasil  
E-mail: thalissonmichelon@gmail.com

### **Manoel Euclides do Nascimento**

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-4363-8843>  
Universidade Federal Rural da Amazônia, Brasil  
E-mail: nascimento-15@hotmail.com

### **Jessica Corrêa Albuquerque Medeiros**

ORCID: <https://orcid.org/0000-0003-2031-8254>  
Universidade Federal Rural da Amazônia, Brasil  
E-mail: albuquerque.jessica.ja@gmail.com

### **Vítor Resende do Nascimento**

ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-7620-7188>  
Universidade Federal Rural da Amazônia, Brasil  
E-mail: vitoresf@gmail.com

### **Francimary da Silva Carneiro**

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-1693-8779>  
Universidade Federal Rural da Amazônia, Brasil  
E-mail: francimarycarneiro@gmail.com

### **Antonio Vinicius Correa Barbosa**

ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-9961-2485>  
Universidade Federal Rural da Amazônia, Brasil  
E-mail: profvinibarbo@gmail.com

### **Telma Fátima Vieira Batista**

ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-7379-6028>  
Universidade Federal Rural da Amazônia, Brasil  
E-mail: telma.batista@ufra.edu.br

### **Glauco André dos Santos Nogueira**

ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-9961-2485>  
Universidade Federal Rural da Amazônia, Brasil  
E-mail: glauand@yahoo.com.br

### **Joze Melisa Nunes de Freitas**

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-4531-720X>  
Universidade Federal Rural da Amazônia, Brasil  
E-mail: profvinibarbo@gmail.com

### **Cândido Ferreira de Oliveira Neto**

ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-6070-0549>  
Universidade Federal Rural da Amazônia, Brasil  
E-mail: candidato.neto@ufra.edu.br

### **Resumo**

Este trabalho teve como objetivo caracterizar espécimes de japana (*Ayapana triplinervis*) do horto medicinal da Universidade Federal Rural da Amazônia - Campus Belém em diferentes tipos de testes histoquímicos. Algumas plantas possuem uma grande quantidade de variedades, ecotipos e quimiotipos, dificultando a identificação da mesma. As fotomicrografias em microscopia fotônica foram obtidas a partir de lâminas histológicas dos órgãos vegetativos da raiz, caule e folha, confeccionadas a mão livre, seguindo as técnicas usuais da anatomia vegetal. Os testes histoquímicos foram feitos através da utilização dos reagentes Sudan Black B (Pearse), Lugol (Johansen et al) e Azul de Toluidina (O' Brien et al), para a detecção dos compostos de lipídios, amido e polissacarídeos ácidos, respectivamente, seguindo a metodologia citada nas literaturas destes autores.

**Palavras-chave:** Japana; Histologia; Estrutura secretora.

### Abstract

Anatomical and histochemical characterization of This work aimed to characterize specimens of japana (*Ayapana triplinervis*) from the medicinal garden of the Federal Rural University of Amazônia - Campus Belém in different types of histochemical tests. Some plants have a large number of varieties, ecotypes and chemotypes, making it difficult to identify them. The photomicrographs in photonic microscopy were obtained from histological slides of the vegetative organs of the root, stem and leaf, made freehand, following the usual techniques of plant anatomy. Histochemical tests were performed using Sudan Black B (Pearse), Lugol (Johansen et al) and Toluidine Blue (O'Brien et al) reagents, for the detection of lipid, starch and acidic polysaccharide compounds, respectively, following the methodology cited in the literature of these authors.

**Keywords:** Japana; Histology; Secretory structure.

### Resumen

Caracterización anatómica e histoquímica de Este trabajo tuvo como objetivo caracterizar especímenes de japana (*Ayapana triplinervis*) del jardín medicinal de la Universidad Federal de Amazônia - Campus Belém en diferentes tipos de pruebas histoquímicas. Algunas plantas tienen una gran cantidad de variedades, ecotipos y quimiotipos, lo que dificulta su identificación. Las fotomicrografías en microscopía fotónica se obtuvieron a partir de preparaciones histológicas de los órganos vegetativos de la raíz, tallo y hoja, realizadas a mano alzada, siguiendo las técnicas habituales de anatomía vegetal. Las pruebas histoquímicas se realizaron con los reactivos Sudan Black B (Pearse), Lugol (Johansen et al) y Toluidine Blue (O'Brien et al), para la detección de compuestos lipídicos, almidonosos y polisacáridos ácidos, respectivamente, siguiendo la metodología citada en el literatura de estos autores.

**Palabras clave:** Japana; Histología; Estructura secretora.

## 1. Introdução

A espécie *A. triplinervis* pertence à família Asteraceae, da ordem Asterales, do sub-clado das Campanulids, clado Asterids e do super-clado das Superasterids, do grupo das Eudicotiledôneas, do grande grupo das Angiospermas que é pertencente ao Reino Plantae, conforme previsto no Angiosperm Phylogeny Group (APG) IV (Chase, 2016). Conhecida popularmente como Japana, pode ser encontrada em todo Brasil e em outros países da América Latina, Caribe e países Asiáticos (Moraes et al, 2022). Utilizada na medicina tradicional por ser estimulantes, tônico, adstringente e sudorífico (Estrela, 1995), sendo também utilizado o seu óleo essencial na indústria de medicamentos, perfumaria e cosméticos (Maia et al, 2001, Facknath et al, 2008, Lavia et al, 2017, Rodrigues, 2021), comunidades tradicionais amazônicas usam em rituais místicos religiosos (UEPA, 2020). Conhecida popularmente como “Japana”, “Japana branca”, “Japana roxa”, “erva de cobra”, entre outras denominações (Di Stasi et al 2002; Souza et al., 2003; Scudeller, 2009). Pode ser propagada via estaquia por estacas extraídas da parte basal, mediana e apical da planta. (Portal et al 2016). As estruturas secretoras são componentes bem distribuídos em plantas vasculares, possuindo muita variação entre elas, tanto funcional, morfológica ou na própria química do secretado. Além do mais, conforme Fernandes (2016), a caracterização anatômica, interligada com análises histoquímicas, fornece subsídios para identificação dos sítios de síntese e acúmulo.

Consoante Nery et al (2014), a espécie *A. triplinervis* é uma erva ocorrente na região amazônica, sendo denominada popularmente como “Erva de cobra” ou “Japana”, tendo suas variações de “Japana branca” e “Japana roxa”. Estudos etnobotânicos desta espécie consolidaram seu alto uso para tratamento de febre, feridas na boca, problemas gastrointestinais, malária e verminoses.

Em periódicos ainda não se encontram informações anatômicas radiculares e histoquímicas dos diferentes órgãos, e a falta dessas informações deixam escassas o conhecimento desta espécie para aplicações e estudos na farmacologia, ecologia, taxonomia e dentre outras. Por isso, objetivou-se caracterizar neste estudo a anatomia e histoquímica dos órgãos radicular, caulinar e foliar da espécie *A. triplinervis*, fornecendo informações para sua identificação e seu potencial para diferentes usos didáticos e comerciais.

## 2. Metodologia

Foram coletados espécimes de *A. triplinervis* do horto de plantas medicinais da Universidade Federal Rural da Amazônia – Campus Belém, para estudos histoquímicos dos órgãos vegetativos da planta (raiz, caule e folha). O material testemunho foi depositado no Herbário Felisberto Camargo com número de registro FC002645.

Para a anatomia radicular e caulinar foram selecionados seguimentos caulinares do 5º entrenó e radiculares da porção subapical da raiz pivotante de plantas em estágio vegetativo. As lâminas semipermanentes foram preparadas com secções histológicas transversais, feitas com auxílio de lâminas de aço, seccionado a mão livre nos diferentes órgãos, conforme os métodos usuais de anatomia vegetal. Os testes histoquímicos foram feitos de acordo com a Tabela 1. A montagem foi realizada com glicerina 30% aquosa para melhor preservação do material botânico fixado entre a lâmina e a lamínula.

**Tabela 1** - Testes histoquímicos realizados na espécie *Ayapana triplinervis*, Belém (PA), 2022.

Grupo de compostos	Teste	Reagente	Autor	Reação
Lípídeos	Totais	Sudan Black B	Pearse, 1985	+
Amido	Neutros	Lugol	Johansen <i>et al.</i> , 1940	+
Polissacarídeos	Ácidos	Azul de Toluidina	O'Brien <i>et al.</i> , 1964	+

Abreviaturas: + (reação positiva). Fonte: Autores.

O mesófilo foliar, obtido por meio de cortes transversais na região central da folha ou adjacências para observar a reação química dos reagentes nos tecidos parenquimáticos e condutores da parte interna da folha coletadas do 5º nó. Para tal análise foi depositado o material finamente seccionado em uma Placa de Petri com água destilada. Após, distendeu-se o material em uma lâmina de vidro e realizou os testes citados na tabela acima. Quando o material atingiu uma boa reação, retirou-se da lâmina e colocou-se em outra lâmina de vidro com glicerina 30% aquoso para melhor preservação do material botânico montando-se entre a lâmina e a lamínula.

## 3. Resultados e Discussão

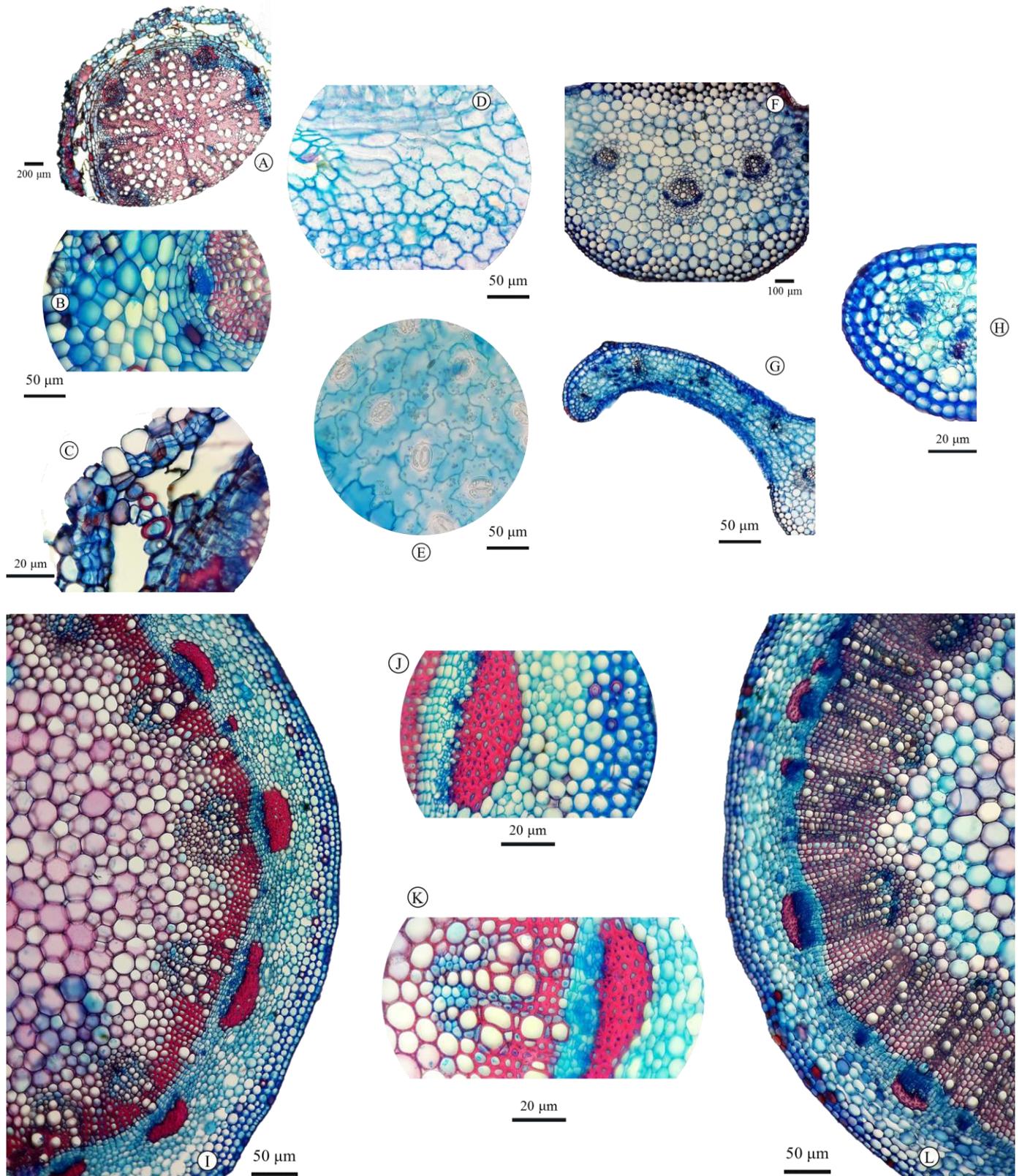
A raiz em vista transversal na região de ramificação revela um tecido de revestimento com células em escamação, seguida internamente por duas a quatro camadas de células irregulares, heterodimensionais, limitando externamente grandes aerênquimas. Nessa região cortical os aerênquimas estão dispostos circularmente, separados por colunas de células parenquimáticas, que variam de uma a seis colunas de células (Figura 1A e 1C). A face interna desses aerênquimas limita-se com a endoderme, cujas células são justapostas e com pouca evidência de estrias de Caspary (Figura 1A e 1B). O sistema de condução, xilema e floema primários, encontram-se na região central do órgão, onde o xilema ocupa centralmente a maior parte dessa região, com o floema deslocado para a periferia e em posição alternada aos polos de xilema. Os raios parenquimáticos estão presentes, delimitando os polos de xilema, surgem a diferentes distâncias do centro do órgão e limita-se externamente com o periciclo (Figura 1A).

Observa-se no caule em corte transversal um sistema de revestimento primário cuja epiderme é formada por uma única camada de células, onde destacam-se esporadicamente células com conteúdo mais condensados, possivelmente células com conteúdo de óleo. Na região cortical, as camadas mais externas apresentam deposição de pectina constituindo o sistema colenquimático do tipo lacunar, nas camadas mais internas da região cortical observa-se alguns idioblastos com reforço de parede, possivelmente com impregnação de lignina. Na região central, há grande predominância do parênquima fundamental, e os feixes vasculares ficam polarizados na região mais periféricas, formando uma estrutura continua pela presença do parênquima axial, que constituem o tecido xilemático. Na direção de cada polo do xilema, observa-se na região mais externa a presença do floema protegido por uma bainha de fibras, ainda não estando bem visível o câmbio vascular, em algumas regiões

ainda há fragmentação desse tecido (Figura 1I, 1J e 1K). No caule um pouco mais desenvolvido, nota-se a diminuição do tecido colenquimático e a ampliação do tecido xilemático, especialmente em nível de parênquima axial, o parênquima central torna-se mais restrito e o câmbio vascular contínuo mais evidente (Figura 1L).

A folha em vista frontal, apresenta células diferenciadas nas faces abaxial e adaxial. Na face adaxial as células são com formatos e tamanhos bem variáveis, cujas paredes apresentam ondulações irregulares e ausência de estômatos (Figura 1D). Na face abaxial as células epidérmicas apresentam-se mais dilatadas e maiores, com paredes mais onduladas e regulares, e os estômatos são do tipo anisocíticos em sua maioria, e raramente paracíticos (Figura 1E). Em corte transversal da folha, ao nível da nervura central o sistema de condução encontra-se dividido em três polos separados por um parênquima fundamental, sendo um mais central e dois laterais, em cada feixe nota-se a presença do xilema voltado para a superfície adaxial e o floema para a superfície abaxial, nota-se a ausência de bainhas de esclerênquimas protegendo os feixes ao nível do floema. As faces epidérmicas em vista transversal são formadas por uma única camada de células, com a presença de tecido colenquimático nas três camadas subjacentes tanto na região superior quanto inferior (Figura 1F). Na região do limbo foliar, não há grande destaque para parênquima paliçádico, porém, nota-se uma camada de células mais dilatadas anexa a face adaxial, e as demais camadas com células bem justapostas não apresentando espaços intercelulares como é comum em plantas com parênquima esponjoso. De maneira geral, podemos classificar o tecido clorofiliano como um mesofilo homogêneo. Na região marginal do limbo foliar nota-se uma pequena curvatura cuja células mais externas apresentam impregnação de pectina formando camadas regulares, caracterizando um colênquima lamelar, os feixes vasculares na região do limbo foliar estão dispostos medianamente no mesofilo e apresentam uma camada de células parenquimáticas semelhante a uma coroa Kranz (Figura 1G e 1H), possivelmente sendo uma planta de fisiologia C4 (Oliveira et al, 2022).

**Figura 1** - Prancha anatômica *Ayapana triplinervis*: A – Raiz geral; B – Detalhe sistema vascular; C – Detalhe aerênquima radicular; D – Superfície adaxial; E – Abaxial; F – Nervura central; G – Mesofilo; H – Detalhe mesofilo; I – Caule; J – Detalhe colênquima caule; K – Detalhe sistema vascular caule; L – Caule.



Fonte: Autores.

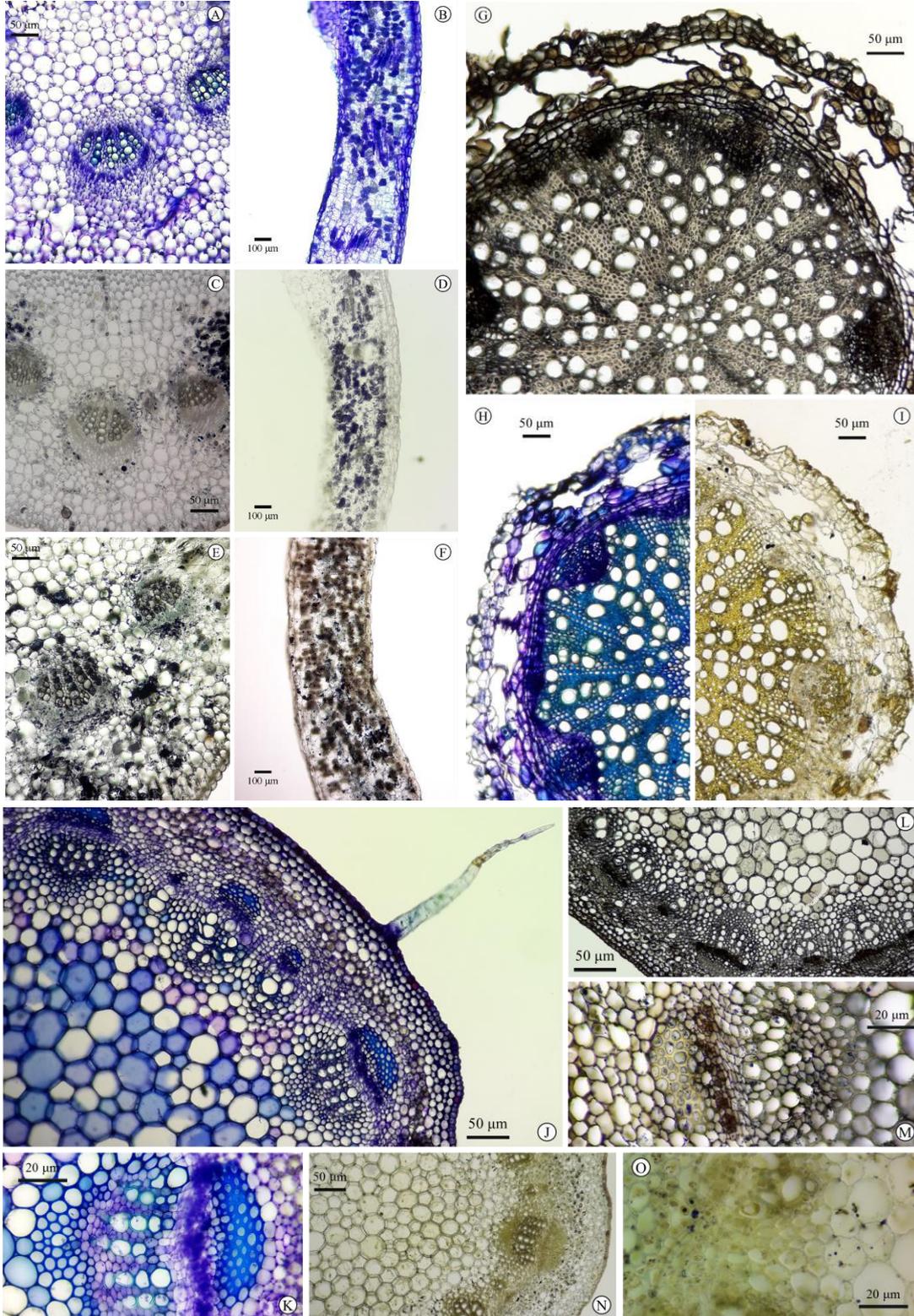
Todos os testes histoquímicos realizados na espécie *A. triplinervis* reagiram positivamente. O Sudan Black B corou os compostos lipídicos de preto; o Lugol corou os grãos de amido em tons de azul à preto, a cor amarela presente não significa nada; já o Azul de Toluidina corou o núcleo, citoplasma e paredes não lignificadas em tons de azul, e as paredes ricas em pectina, cutícula e mucilagem ácida em tons de roxo.

Na folha a reação com azul de toluidina, para detecção de amidos ácidos foi positiva, evidenciando na região da nervura central, o tecido floemático e as células parenquimáticas que contornam cada feixe vascular e também na epiderme abaxial e adaxial (Figura 2A). Na região do limbo foliar a reação foi positiva para os feixes vasculares que se encontram em disposição longitudinal e nas faces epidérmicas abaxial e adaxial (Figura 2B). Na raiz a reação foi mais intensa nas células que contornam os aerênquimas na região cortical. No mesmo órgão, o cilindro vascular que ocupa toda a região central, observa-se uma intensidade maior nas áreas floemáticas e menos intenso nas demais áreas do sistema vascular (Figura 2H). No caule a reação foi semelhante a raiz, porém com ampliação para tecidos específicos desse órgão como parênquima central, raios parenquimáticos alternando o xilema, floema primário e primórdios de floema secundário, colênquima, e esclerênquima, neste possivelmente por esta região tratar-se de um tecido jovem com paredes celulares provavelmente ácidas, como é comum nas células ricas em pectina, onde a reação é bem intensa (Figura 2J e 2K).

No teste para evidenciar as estruturas e tecidos com a presença de amido neutro, no formato de grãos de amido, foi positiva na região da nervura central da folha, especialmente no contorno dos feixes vasculares com maior concentração na parte superior e nas regiões laterais ao nível do parênquima fundamental na região de transição com o limbo foliar (Figura 2C). No mesofilo, nota-se a presença de coloração mais intensa na maioria das células que compõem o parênquima clorofiliano, já o tecido de revestimento na face adaxial e abaxial não destacou a presença dos grãos de amido (Figura 2D). Na raiz, a reação foi pouco evidenciada, porém detectou-se a presença de grãos de amidos em poucas células do parênquima cortical com maior ocorrência na endoderme (Figura 2I). No caule, a reação foi positiva nas regiões próximas do sistema vascular, especialmente nas camadas mais internas do parênquima cortical, e nas camadas mais periféricas do parênquima central (Figura 2N e 2O).

No teste de Sudan Black B as reações foram positivas para todos os órgãos: na região da nervura central da folha, a maior concentração do conteúdo lipídico foi evidenciada nos elementos de vaso do xilema e em células esporádicas do parênquima central e cortical (Figura 2E). No mesofilo, houve um destaque maior para as células do parênquima clorofiliano, possivelmente pela grande quantidade de cloroplastos, onde há uma intensidade maior de membranas, também foi possível observar nas faces epidérmicas abaxial e adaxial, possivelmente pela presença da cutícula que possui base lipídica (Figura 2F).

**Figura 2** - Prancha histoquímica *Ayapana triplinervis*: A – Nervura Central (ATO); B - Mesofilo (ATO); C – Nervura Central (Lugol); D – Mesofilo (Lugol); E – Nervura Central (Sudan); F – Mesofilo (Sudan); G – Raiz (Sudan); H – Raiz (ATO); I – Raiz (Lugol); J - Caule (ATO); K – Sistema Vascular (ATO); L – Caule (Sudan); M – Sistema Vascular (Sudan); N – Caule (Lugol); O – Sistema Vascular (Lugol).



Fonte: Autores.

Na raiz, a maior concentração de conteúdo lipídico foi evidenciada nas camadas mais externas da região cortical, especialmente nas células em escamação da epiderme, onde provavelmente há grande porcentagem de suberina na composição das paredes celulares, neste mesmo órgão no cilindro vascular, evidenciou-se a maior concentração no floema e nos raios parenquimáticos (Figura 2G). No caule, a reação foi mais positiva na epiderme e na região do floema, possivelmente pela presença de idioblastos oleíferos neste tecido (Figura 2L e 2M). Os lipídios, constituintes da membrana celular, podem auxiliar na prevenção de perda de água excessiva, bem como na resistência a doenças (Taiz & Zeiger, 2017; Tiago et al, 2020).

#### 4. Considerações Finais

A presença de estruturas secretoras na *Ayapana triplinervis*, identificadas neste estudo elucidam a importância da espécie para fins medicinais. Trabalhos nas áreas de etnobotânica e ecologia podem ser direcionados com base nos resultados anatômicos e histoquímicos obtidos neste trabalho, no sentido de evidenciar a interação da japana com o ambiente e com comunidades regionais, além de servir de base para aplicabilidade na farmacologia e taxonomia.

#### Referências

- Chase, M. W., Christenhusz, M. J. M., Fay, M. F., Byng, J. W., Judd, W. S., Soltis, D. E., Mabberley, D. J., Sennikov, A. N., Soltis, P. S., & Stevens, P. F. (2016). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. *Botanical Journal of the Linnean Society, Londres*, 181, 1-20, <https://doi.org/10.1111/boj.12385>. <https://academic.oup.com/botlinnean/article/181/1/1/2416499>.
- Di Stasi, L. C., Hiruma-Lima, C. A., Santos, C. M., & Guimarães, E. M. (2002). Asterales Medicinais. In: Di Stasi, L. C.; Hiruma-Lima, C. A. (orgs). *Plantas medicinais na Amazônia e na Mata Atlântica*. São Paulo: Editora Universidade Estadual Paulista. p.463-491.
- Estrella, E. *Plantas medicinales amazónicas: realidad y perspectivas*. TCA, 1995. 301p.
- Facknath, S., & Lalljee, B. Study of various extracts of *Ayapana triplinervis* for their potential in controlling three insect pests of horticultural crops. *Tropicicultura*. 2008; 26 (2):119–124.
- Fernandes, V. F. (2016). Estruturas secretoras foliares em *Casearia Jacq.*: uma abordagem anatômica, ultraestrutural e taxonômica. 2016. Dissertação (Doutorado em Botânica) – Universidade de Viçosa, Minas Gerais, 2016. <https://www.locus.ufv.br/bitstream/handle/123456789/10617/texto%20completo.pdf?sequence=1>.
- Johansen, D. A. (1940). *Plant microtechnique*. New York, McGraw-Hill Book Company.
- Leyva, M., French, L., Pino, O., Montada, D., Morejón, G., & Marquetti, M. D. C. (2017). Plantas con actividad insecticida: una alternativa natural contra mosquitos. Estado actual de la tematica en la region de las Americas. *Rev Biomd*. 2017; 28: 137–178. <https://doi.org/10.32776/revbiomed.v28i3.571>
- Maia, J. G. S., Zoghbi, M. G. B., & Andrade, E. H. A. (2001). *Plantas Aromáticas na Amazônia e Seus Óleos Essenciais*. Belém: Museu Paraense Emílio Goeldi, 2001. 173p.
- Moraes, C. S. P., Paixão, T. P., Pantoja, L. V. P. Da S., Okabe, D. H., Trindade, S. S. A., Vieira, J. G. De P., Gonçalves, A. C. B., & Andrade, M. A. (2022). Estudos Tradicionais, Fitoquímicos e Biológicos de *Ayapana triplinervis* (Vahl) R. M. King & H. Robinson: Estado da arte. *Research, Society and Development*, 11(6), e6411628648.
- Nery, M. I. S., Potiguara, R. C. V., Kikuchi, T. Y. S., Garcia, T. B., & Lins, A. L. F. A. (2014). Morfoanatomia do eixo vegetativo aéreo de *Ayapana triplinervis* (Vahl) R.M. King & H. Rob. (Asteraceae). *Rev. Bras. Pl. Med.*, 16(1), 62-70. <http://dx.doi.org/10.1590/S1516-05722014000100009>. [http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S1516-05722014000100009&script=sci\\_arttext](http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S1516-05722014000100009&script=sci_arttext).
- O'Brien, T. P., et al. (1964) Polychromatic staining of plant cell walls by toluidine blue O. *Protoplasma*, 59(2), 368-373.
- Oliveira, T. J. M., Santos, A. Y. G., Silva, B. G. H., Carneiro, F. Da S., Palheta, L. F., Nogueira, G. A. Dos S., Souza, L. C., Brito, A. E. De A., Oliveira Neto, C. F., & Nascimento, M. E. (2022). Variações morfoanatômicas de espécimes de *Pectis elongata* Kunth. *Research, Society and Development*, 11(8), e33411830061, 2022. 10.33448/rsd-v11i8.30061. <https://rsdjournal.org/index.php/rsd/article/view/30061>.
- Pearse, A. G. E. (1985). *Histochemistry theoretical and applied*. vol. 2. Edinburgh, C. Livingstone.
- Portal, R. K. V. P., Santos, G. R., Santos, G. A. B. L., Conceição, C. C. C., & Miranda, R. A. (2016). Enraizamento de estacas de japana branca (*Ayapana triplinervis* (Vahl) R. M. King & H. Rob.) em vermiculita. *Anais da Conferência de Genética e Citogenética Vegetal*. v. 2: DNA: do princípio à evolução.
- Rodrigues, A. B. L., Martins, R. L., Rabelo, E. d. M., Tomazi, R., Santos, L. L., & Brandão L. B. (2021). Development of nano-emulsions based on *Ayapana triplinervis* essential oil for the control of *Aedes aegypti* larvae. *PLoS ONE* 16(7): e0254225. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0254225>
- Scudeller, V. V. (2009). Diversidade Sociocultural. Etnoconhecimento de plantas de uso medicinal nas comunidades São João do Tupé e Central (Reserva de Desenvolvimento Sustentável do Tupé). In: Santos-Silva, E.N e Scudeller, V.V (orgs). *Amazônia Central. Biotupé: Meio Físico, Diversidade Biológica e Sociocultural do Baixo Rio Negro*. p.185-199.

Souza, N. N., Silva, A. F. C., Martins, F. S., Ferreira, G. S., Ferreira, C. F. A., Ramos, F. M., & Pereira, R. O. (2003). Plantas Mediciniais: Etnobotânica na várzea do Mamirauá. Manaus. Instituto de Desenvolvimento Sustentável Mamirauá. SEBRAE. 218 p.

Taiz, L., Zeiger, E., Moller, I. & Murphy, A. (2017). *Fisiologia e desenvolvimento vegetal*. Artmed.

Tiago, P. V., Larocca, D., Silva, I. V., Carpejani, A. A., Tiago, A. V., Dardengo, J. de F. E., & Rossi, A. A. B. (2020). Caracterização morfoanatômica, fitoquímica e histoquímica de *Hymenaea courbaril* (Leguminosae), ocorrente na Amazônia Meridional. *Rodriguésia*, 71(Rodriguésia, 2020 71). <https://doi.org/10.1590/2175-7860202071063>

Universidade do estado do Pará-UEPA. (2020). Documentos- Exsicata- Japana Roxa – Exsicata. <https://herbariomfs.uepa.br/colecao-biocultural/japana-roxa-exsicata/#:~:text=%C3%89%20bastante%20usada%20como%20um,como%20regulador%20para%20problemas%20menstruais>.