

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CÓRDOBA
FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS, FÍSICAS Y NATURALES

**MORFO-ANATOMÍA VEGETATIVA EN ESPECIES DE *JATROPHA*
(EUPHORBIACEAE) CON ESPECIAL REFERENCIA A LAS
ESTRUCTURAS SECRETORAS**



Tesinista: Alejandra Malbrán Barros

Firma:.....

Directora: Marisa Matesevach Becerra

Firma:.....

Co-directora: Verónica Cabrera

Firma:.....

CÁTEDRA DE MORFOLOGÍA VEGETAL
INSTITUTO MULTIDISCIPLINARIO DE BIOLOGÍA VEGETAL

Córdoba, Argentina

2018

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CÓRDOBA
FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS, FÍSICAS Y NATURALES

MORFO-ANATOMÍA VEGETATIVA EN ESPECIES DE *JATROPHA*
(EUPHORBIACEAE) CON ESPECIAL REFERENCIA EN LAS
ESTRUCTURAS SECRETORAS

Tribunal examinador:

Nombre y apellido: Firma:.....

Nombre y apellido: Firma:.....

Nombre y apellido: Firma:.....

Calificación:.....

Fecha:

INDICE

RESUMEN	4
INTRODUCCIÓN	6
MATERIALES Y MÉTODOS	11
RESULTADOS	15
DISCUSIÓN	36
CONCLUSIONES.....	43
AGRADECIMIENTOS	53

MORFO-ANATOMÍA VEGETATIVA EN ESPECIES DE *JATROPHA* (EUPHORBIACEAE) CON ESPECIAL REFERENCIA EN LAS ESTRUCTURAS SECRETORAS

RESUMEN

Jatropha L. (Euphorbiaceae) cuenta con representantes en diversos ambientes a lo largo del mundo. Se obtiene biodiesel a partir de los aceites de las semillas de algunas especies; además, se usan diferentes partes de la planta con fines medicinales tradicionales. En Argentina, habitan 8 especies nativas y 1 adventicia. El objetivo del trabajo es caracterizar la morfo-anatomía de tallo y hoja y estructuras secretoras, y analizar la histoquímica de los laticíferos y el látex en 3 especies del género: *J. excisa*, *J. macrocarpa* y *J. pedersenii*. Se realizaron preparados histológicos permanentes y temporarios de tallo y pecíolo y lámina foliar, “peelings” en ambas caras del limbo foliar, técnica de raspado en pecíolo y pruebas histoquímicas en tallo, pecíolo y lámina foliar. La morfo-anatomía de las especies analizadas evidenció diferencias: en el tallo, desarrollo de una peridermis en *J. macrocarpa*, ausente en las otras dos especies; en el pecíolo en cuanto a la cantidad y distribución de los haces vasculares y en el indumento foliar (tricomas uniseriados, uni- o pluricelulares, glandulares y emergencias glandulares) que está ausente en *J. macrocarpa*. Las similitudes se hallan en la lámina foliar dorsiventral y anfiestomática con estomas braquiparacíticos, paracíticos, isotricíticos, anomocíticos y anisocíticos (*J. pedersenii* posee además estomas tetracíticos y con una sola célula oclusiva). En tallo y hoja se encuentran laticíferos, células taníferas y cristales. Los test histoquímicos revelaron que todas las especies poseen látex compuesto por mucílagos, taninos y proteínas. Algunos de los caracteres anatómicos de *J. excisa* y *J. macrocarpa* están relacionados con el ambiente xerofítico en el que crecen las especies: - región cortical bien desarrollada en relación a la médula; - parénquima reservante en la corteza y la médula de tallo y próximo al floema en pecíolo; - fibras perivasculares en tallo y pecíolo; - mesófilo con un mayor desarrollo de parénquima en empalizada en relación al parénquima esponjoso; - estructuras secretoras (idioblastos y emergencias glandulares). Por su parte, *J. pedersenii* exhibe caracteres asociados a ambientes mesofíticos: - tallos con tejidos corticales de poco espesor y acumulación de reservas en parénquima perifloemático; - ausencia de fibras

perifloemáticas en pecíolo; - lámina foliar con parénquima esponjoso notablemente más grueso que el parénquima en empalizada.

Palabras claves: *Jatropha*, anatomía foliar y caulinar, histoquímica, laticíferos, estructuras secretoras.

INTRODUCCIÓN

El género *Jatropha* L. pertenece a la Tribu Jatrophae Baill de la subfamilia Crotonoideae Burmeister (Euphorbiaceae). Esta subfamilia comprende hierbas, arbustos y árboles. En cuanto a caracteres vegetativos, se destaca por poseer hojas simples, lobadas a palmadas, margen foliar diverso y distintas estructuras secretoras tales como idioblastos, laticíferos, tricomas y emergencias glandulares (Vitarelli *et al.*, 2015; Webster, 1994). La presencia de estas estructuras le confiere ventaja adaptativa al grupo (Fahn, 1979). Por un lado, los cristales de oxalato de calcio contenidos en los idioblastos protegen la planta contra la herbivoría, le brindan soporte estructural, disipan los rayos solares y acumulan metales pesados (zinc, cadmio, estroncio, plomo, aluminio) nocivos para el organismo vegetal (Jáuregui-Zúñiga & Moreno Cárcamo, 2004; Ruiz *et al.*, 2016; Torrecilla *et al.*, 2008); el calcio almacenado en dichos cristales se utiliza bajo condiciones de estrés para permitir el funcionamiento de los procesos metabólicos vitales (Taiz & Zeiger, 2006). Por otro lado, el látex permite el rápido sellado de las heridas y protege a la planta frente del ataque de herbívoros y patógenos (Agrawal & Konno, 2009; Demarco *et al.*, 2006; Farrell *et al.*, 1991; Pickard, 2008). Finalmente, los tricomas coadyuvan a la protección de la planta contra la radiación excesiva y la depredación, regulan la temperatura y absorben la humedad del ambiente (Benzing, 1976; Fahn, 1986).

El nombre *Jatropha* deriva del griego “iatros” que significa doctor y “trofe” que significa alimento” (Clérici *et al.*, 2013). Es de origen Gondwánico y cuenta con aproximadamente 180 especies, presentes tanto en las regiones semiáridas como tropicales del mundo, denotando así su distribución disyunta (Dehgan & Schutzman, 1994; Diniz *et al.*, 2013; Ganesh-Ram *et al.*, 2008). Debido a la diversidad de ambientes que ocupan, se caracterizan por presentar distintas morfologías; de manera tal que se aprecian especies de diferente porte, suculentas o no, con hojas muy pequeñas o enteras y, en ocasiones, divididas en lóbulos, perennes o caducifolias, algunas con rizomas, con o sin glándulas en los márgenes de las hojas, con variaciones en el tipo de pubescencia de la epidermis foliar, con la corteza caediza o no, entre otros caracteres (Dehgan, 1982; Dehgan & Schutzman, 1994; Dehgan & Webster, 1979; Fernández Casas, 2016; Tavecchio *et al.*, 2016).

Algunas especies cuentan con diversos usos medicinales y son fuente de combustible. En la medicina, los nativos de regiones tropicales y subtropicales del mundo utilizan estas plantas, a veces en combinación con otros vegetales, para tratar enfermedades cutáneas y virales, dolores corporales, afecciones renales, diabetes y como antiparasitaria, antiinflamatoria o purgante (Aiyelaagbe *et al.*, 2008; Cano & Volpato, 2004; Félix-Silva *et al.*, 2014; Pabón & Hernández Rodríguez, 2012; Sabandar *et al.*, 2013). Además, en India se está investigando la potencial acción antimicrobiana que poseen los extractos de órganos reproductivos y vegetativos de *Jatropha excisa* Griseb. (Kaladhar *et al.*, 2009). En el ámbito industrial, tanto en nuestro país como en México, se ha estudiado la capacidad de extraer aceites de las semillas de distintas especies del género para producir biodiesel (Aranda-Rickert *et al.*, 2011; Rodríguez-Acosta *et al.*, 2010; Wassner *et al.*, 2012). Estudios llevados a cabo en diversos lugares del mundo enfocados en *Jatropha curcas* L. revelan que la calidad del biocombustible obtenido a partir de los extractos de sus semillas cumple con los estándares mínimos, tanto europeos como americanos, requeridos para su utilización (Aranda-Rickert *et al.*, 2011; Wassner *et al.*, 2012). Entre dichos parámetros se pueden mencionar los índices de Iodo y de Cetanos (Achten *et al.*, 2008). Teniendo en cuenta el aprovechamiento económico de *J. curcas*, se están impulsando estudios a lo largo del mundo con el objetivo de ampliar el conocimiento respecto de otras especies del género.

La diversidad de rasgos morfológicos y/o anatómicos permite diferenciar a las especies de una región determinada y así contribuir a esclarecer las relaciones filogenéticas entre los miembros de un género. Distintos autores de diversas partes del mundo han llevado a cabo trabajos de investigación sobre la anatomía de las distintas especies de *Jatropha*: anatomía del xilema secundario (Oladipo & Illoh, 2012); anatomía del pecíolo (Dehgan, 1982); estudios epidérmicos y anatómicos en hoja (Dehgan, 1980; Dehgan & Craig, 1978; Olowokudejo, 1993); estudios químicos (Kolawole *et al.*, 2014; Uthayakumari & Sumathy, 2011); entre otros. Sin embargo, existe escasa bibliografía acerca de la morfo-anatomía e histoquímica de las especies nativas de Argentina (Clérici *et al.*, 2013; Fernández Casas, 2013; Fernández Casas & Pizarro Domínguez, 2007a, 2007b, 2007c; Kaladhar *et al.*, 2009, Tavecchio *et al.*, 2016).

En el territorio argentino, se encuentra 1 especie adventicia (*J. curcas*) y 8 especies nativas adaptadas a ambientes xéricos y mesofíticos, que se distribuyen por el centro, este, oeste y norte del país (Zuloaga *et al.*, 2018): *J. breviloba* (Morong) Pax & K. Hoffm., *J. excisa*, *J. grossidentata* Pax & K. Hoffm., *J. hieronymi* Kuntze, *J. isabelliae* Müll. Arg., *J. macrocarpa* Griseb., *J. pedersenii* Lourteig & O'Donell y *J. peiranoi* Lourteig & O'Donell. El presente trabajo se focaliza en el estudio de tres especies de *Jatropha* nativas de nuestro país: *J. excisa*, *J. macrocarpa* y *J. pedersenii*. *Jatropha excisa* y *J. pedersenii* pertenecen a la sección *Jatropha* (Pax) Dehagn & Webster, mientras que *J. macrocarpa* se encuentra dentro de la sección *Peltatae* (Pax) Dehagn & Webster (Dehgan, 1982).

Jatropha excisa está ampliamente distribuida, encontrándose en Paraguay (Dpto. Alto Paraguay) y en 12 provincias argentinas (Catamarca, Córdoba, Corrientes, Formosa, Jujuy, La Rioja, Salta, Santiago del Estero, Santa Fe, San Juan, San Luis y Tucumán). Crece en ambiente áridos o semiáridos y a menudo se la encuentra en áreas marginales y erosionadas, con suelos arenosos y salinos, no aptos para el cultivo (Clérici *et al.*, 2013; Falasca & Ulberich, 2008a; Zuloaga *et al.*, 2018). Además de utilizarse sus semillas para extraer aceites y así producir biodiesel, la planta es utilizada como emética y como planta melífera y ornamental (Clérici *et al.*, 2013).

Jatropha macrocarpa también se encuentra distribuida en el departamento de Alto Paraguay y en ambientes xéricos del centro-oeste de la Argentina, creciendo en regiones marginales, con suelos pobres en nutrientes, en las provincias de Catamarca, Chaco, Formosa, Jujuy, La Rioja, Salta, Santiago del Estero, San Luis y Tucumán (Falasca & Ulberich, 2008a, 2008b; Zuloaga *et al.*, 2018). Es la especie más estudiada en cuanto a su potencialidad de obtener biodiesel a partir de los aceites de las semillas, aunque no se descartan sus utilidades como planta medicinal (Aranda-Rickert *et al.*, 2011; Falasca & Ulberich, 2008a, 2008b; Tavecchio *et al.*, 2016; Wassner *et al.*, 2012).

Jatropha pedersenii habita en la provincia de Corrientes (Argentina) y en los departamentos paraguayos de Itapúa y Misiones. De esta especie sólo se encuentran registros de su presencia en los países mencionados, en hábitats con suelos arenosos o salinos (Zuloaga *et al.*, 2018). No se halla ningún antecedente

referido a su morfo-anatomía. Considerando lo anteriormente mencionado y que podrían utilizarse distintas partes de la planta para fines medicinales y/o industriales como otras especies del género ya estudiadas, se la incorpora a este trabajo, constituyéndose el mismo como el primer registro de estudios llevados a cabo en la misma.

Objetivo general:

- Contribuir al conocimiento de especies de *Jatropha* nativas de Argentina, de importancia económica, a través de estudios morfo-anatómicos e histoquímicos en tallo y hoja, con especial referencia a sus estructuras secretoras.

Objetivos específicos:

- Analizar y comparar la exomorfología y anatomía del tallo y hoja en las tres especies de *Jatropha*.
- Describir la epidermis foliar de las especies de *Jatropha*, teniendo en cuenta los diversos tipos celulares, los apéndices epidérmicos y las particularidades de ambos.
- Describir las estructuras secretoras en cuanto a su distribución y composición química.

MATERIALES Y MÉTODOS

Obtención y selección del material

Se estudiaron muestras de 3 especies de *Jatropha*: *J. excisa*, *J. macrocarpa* y *J. pedersenii*. El material de las dos primeras se recolectó en viajes de colección llevados a cabo en las provincias de Córdoba, Santiago del Estero y Catamarca entre 2014 y 2016. Los ejemplares de herbario de referenciarse depositaron en el Herbario del Museo Botánico de Córdoba (CORD). El material de *J. pedersenii* proviene de la provincia de Corrientes, especie coleccionada por investigadores de la Universidad Nacional del Noreste, en agosto de 2016; el registro herborizado está depositado en el Herbario del Instituto de Botánica del Nordeste (CTES).

En todos los casos, se fijaron segmentos de tallo, de aproximadamente 5 cm de longitud y hojas enteras en una mezcla de formaldehído-alcohol etílico-ácido acético (F.A.A.) en recipientes adecuadamente rotulados (Zarlavsky, 2014).

Para realizar los estudios morfo-anatómicos, se utilizaron los siguientes ejemplares de las especies de *Jatropha*:

- *Jatropha excisa*: Cosa 422 (Prov. Córdoba) y Cosa et al. 448 (Prov. Córdoba).
- *Jatropha macrocarpa*: Cosa 409 (Prov. Catamarca) y Cosa et al. 441 (Prov. Santiago del Estero).
- *Jatropha pedersenii*: López & Vanni 434 (Prov. Corrientes)

Estudios morfo-anatómicos

Exomorfología: se consideraron los siguientes caracteres de hoja y tallo:

- Tallo: color y textura de la corteza e indumento.
- Hoja: tipo de lámina, forma de ápice, base y borde, presencia o ausencia de indumento en pecíolo y lámina, tipo de estípulas, longitud del pecíolo.

Para los caracteres cuantitativos, se utilizó un calibre y para la caracterización de ápice, borde, margen y estípulas se empleó la clasificación provista por Dilcher (1974). Para las características de la corteza, se siguió el trabajo de Demaio *et al.* (2015).

Anatomía: se elaboraron preparados histológicos temporarios y permanentes de tallo, lámina foliar y pecíolo.

Para los preparados temporarios de tallo y pecíolo, se realizaron cortes transversales a mano alzada con una hoja de afeitar siguiendo el procedimiento de D'Ambrogio de Argüeso (1986). Se los coloreó con azul astral-fucsina básica; al primer colorante se lo dejó actuar 10 minutos y luego se hizo un pasaje con fucsina básica (Kraus *et al.*, 1998). Los tallos utilizados para realizar los cortes transversales tuvieron un diámetro de 0,9 cm en *J. excisa*, 0,7 cm en *J. pedersenii* y 2 cm en *J. macrocarpa*.

Para realizar los preparados permanentes de tallo y lámina foliar, se sometió el material a una serie ascendente de alcoholes a partir de alcohol 60° hasta alcohol absoluto, sucesivos cambios por xilol puro de 1 hora cada uno y mezclas 3:1 y 1:3 de xilol-Paraplast®, permaneciendo en cada paso 3 horas. Luego, se hicieron dos cambios de Paraplast® puro, cada uno por un tiempo mínimo de 24 hs. Los frascos con muestras de tallos fueron sometidos a una bomba de vacío durante los pasajes por alcohol, con el fin de extraer el aire que pudiese haber quedado contenido en los mismos. A continuación, se armaron panes con el material incluido en Paraplast® y se dejó solidificar por 3 días a temperatura ambiente. Finalmente, se confeccionaron prismas conteniendo el material y se seccionó con un micrótopo de rotación de avance frontal Arcano YD-1508 B. Las secciones longitudinales de tallo se realizaron a un grosor de 15 µm y los cortes transversales de lámina foliar a 7 µm. Las tiras de parafina obtenidas se adhirieron a portaobjetos utilizando albúmina de Mayer y abundante agua, y se dejaron secar por 24 hs. Posteriormente, se desparafinó el material y se coloreó con azul astral durante 3 hs y fucsina básica por 8 minutos (Kraus *et al.*, 1998). Por último, se lavó el excedente de colorante con un pasaje de alcohol 60°, se dejaron secar los preparados por 24 hs y, luego, se hicieron dos pasajes por xilol puro. Los preparados desparafinados y coloreados se montaron con Bálsamo de Canadá (D'Ambrogio de Argüeso, 1986).

Para el estudio de la anatomía de la lámina foliar, se seleccionó la porción media del lóbulo central de la lámina de *J. excisa* y *J. macrocarpa* y la porción media de la lámina entera de *J. pedersenii*.

Se analizaron los tejidos presentes en las estructuras seccionadas, número de estratos para cada uno, presencia y tamaño de células secretoras (células

conteniendo cristales o taninos, laticíferos), tipo de estela, estructura foliar, posición de los estomas y grosor de la cutícula.

Para la observación, se utilizó un microscopio óptico compuesto ZEISS Primo Star y se tomaron microfotografías con una cámara digital Nikon Coolpix5200.

Estudios epidérmicos en hoja

Se realizaron extendidos epidérmicos de las hojas utilizando la técnica de “peeling”, tanto de la cara abaxial como adaxial; se tiñeron con azul astral y se montaron en glicerina diluida en agua destilada al 50% (D’Ambrogio de Argüeso, 1986). Se realizaron dos incisiones con un bisturí: una a lo largo de la vena principal y otra perpendicular a esta, luego suavemente con un bisturí y una aguja histológica se procedió a separar el tejido de protección a partir de la incisión. Debido a que el mesófilo estaba fuertemente adherido a la epidermis, fue necesario colocar unas gotas de solución de hipoclorito de sodio al 50% que se dejó actuar unos minutos y posteriormente se lavó el material con agua destilada antes de continuar separando la epidermis. El hipoclorito de sodio permite transparentar el tejido subepidérmico y también posibilita separar a la epidermis del resto del mesófilo (Palchetti *et al.*, 2014).

En el pecíolo, se realizó la técnica de raspado según Metcalfe (D’Ambrogio de Argüeso, 1986) con el fin de obtener tricomas.

Se caracterizaron las células epidérmicas propiamente dichas y se determinó la ubicación y tipos de estomas y tricomas. Para clasificar los estomas, se siguieron las propuestas de Dilcher (1974) y Prabhakar (2004). La descripción de los tricomas se basó en el trabajo de Inamdar & Gangadhar (1977).

Análisis histoquímico de látex y laticíferos

Para revelar los principales componentes del látex y de la pared celular de los laticíferos presentes en hoja (lámina foliar y pecíolo) y tallo, se realizaron cortes transversales a mano alzada de estos órganos y se los expuso a diversos reactivos: azul de coomasie para detectar proteínas, azul de cresil al 1% para mucílagos, sudán IV para lípidos, floroglucina clorhídrica para lignina, reactivo de Dragendorff para alcaloides, reactivo de Lugol para almidón y sulfato férrico en

formol 10% para taninos, siguiendo los pasos detallados en D'Ambrogio de Argüeso (1986).

RESULTADOS

Estudios morfo-anatómicos en tallo

Exomorfología

Los tallos jóvenes de las tres especies de *Jatropha* son de color verde (Fig. 1 A-C y F). La corteza solo está presente en *J. macrocarpa*, es lisa, grisácea o amarronada (Fig. 1 D y E). En tallos de *J. macrocarpa* con diámetros superiores a 3 cm la corteza se desprende en escamas (Fig. 1 E). No se aprecia indumento en ninguna de las especies analizadas.

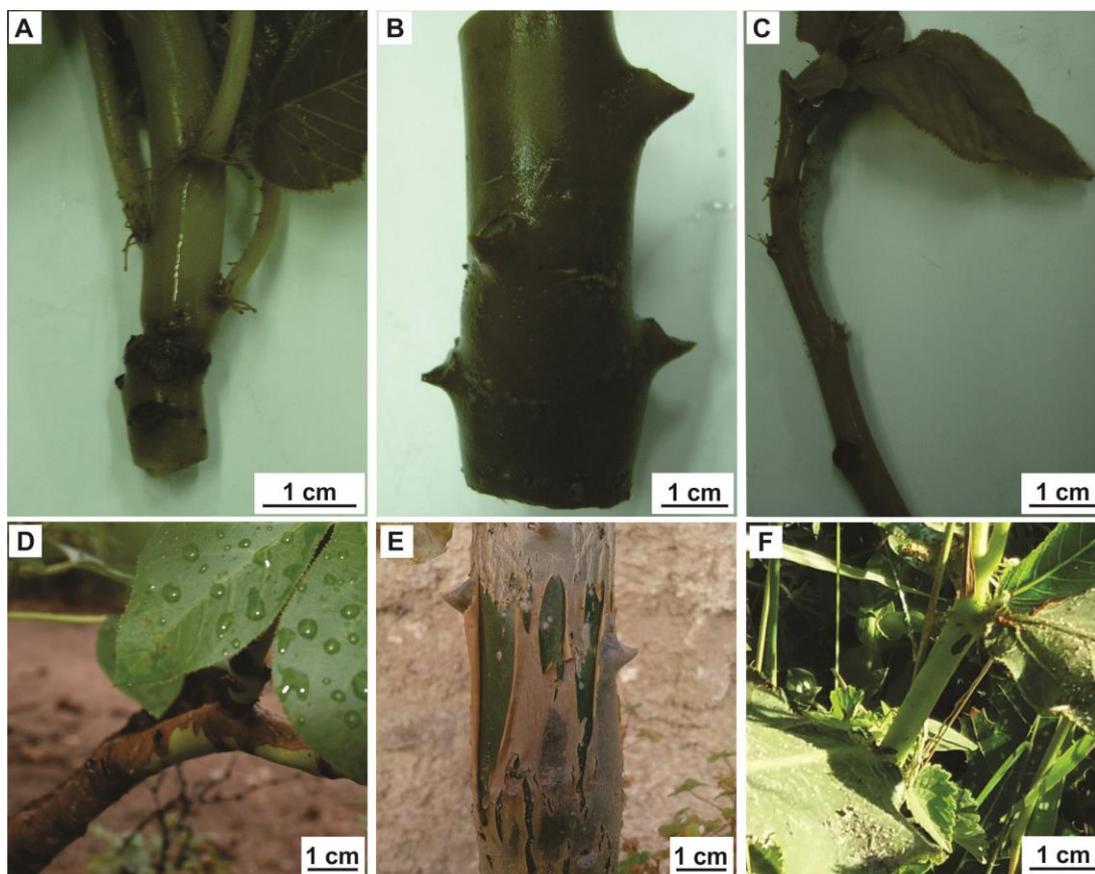


Fig. 1: Exomorfología del tallo. A y D) *J. excisa*, tallo secundario con corteza lisa; B y E) *J. macrocarpa*, tallo secundario, B) corteza lisa, E) tallo con corteza que se desprende; C y F) *J. pedersenii*, tallo secundario aún sin corteza.

Anatomía

En un corte transversal de tallo, en *J. excisa* y *J. pedersenii* se observa, de afuera hacia dentro, una epidermis uniestratificada, con células recubiertas por una cutícula lisa y fina. Por debajo de la epidermis, se distinguen 9 a 11 estratos de colénquima angular que conforman un anillo interrumpido por cuñas de clorénquima. Hacia el interior, se dispone un anillo continuo de clorénquima,

formado por 6-7 estratos en *J. excisa* (Fig. 2 B) y por 3-4 en *J. pedersenii* (Fig. 2 H). El tallo de *J. macrocarpa*, presenta una peridermis pluriestratificada compuesta por 19-20 estratos y carece de clorénquima y colénquima en la corteza (Fig. 2 E). En todas las especies, el parénquima reservante se distribuye por la corteza y entre los haces vasculares, disponiéndose a continuación del clorénquima en *J. excisa*, en las cercanías del floema en *J. pedersenii*, y por debajo del tejido de protección en *J. macrocarpa*. Hay fibras perivasculares, formando casquetes sobre el floema. El tejido vascular está formado por hacecillos colaterales abiertos de tamaño similar entre sí, dispuestos en círculo en la corteza, a modo de eustela. El cambium comienza a producir tejido secundario en estadíos tempranos del crecimiento (Fig. 2 A, D y G). La médula está constituida por parénquima reservante. Tanto en la corteza como en la médula, la reserva acumulada en el parénquima es almidón que se deposita dentro de las células en forma de numerosos gránulos. En *J. pedersenii*, estos gránulos son notablemente más pequeños.

En cuanto a las estructuras secretoras, se observan idioblastos y laticíferos. Las células taníferas se hayan en el xilema de las 3 especies (Fig. 2 A, D y G). En todas las especies se advierten cristales y laticíferos. Los cristales son drusas y pequeños cristales prismáticos, distribuidos entre las células del parénquima reservante, colénquima, clorénquima y floema (Fig. 2 B, F e I). El diámetro de las drusas, en los tejidos fundamentales mencionados, varía entre 26-40 μm , siendo las de *J. excisa* los menores ($21,36 \pm 5,96 \mu\text{m}$); mientras que, en el floema son más pequeñas, exhibiendo un diámetro de 18-20 μm . Los laticíferos se ubican en los mismos tejidos que los cristales y son más abundantes en las proximidades del floema (Fig. 2 B, C, D, G y H). El diámetro aproximado de los laticíferos es de 43-68 μm . En *J. macrocarpa* son más escasos respecto de las otras dos especies, están ausentes en el parénquima de la médula y son los de mayor diámetro ($57,84 \pm 9,67\mu\text{m}$).

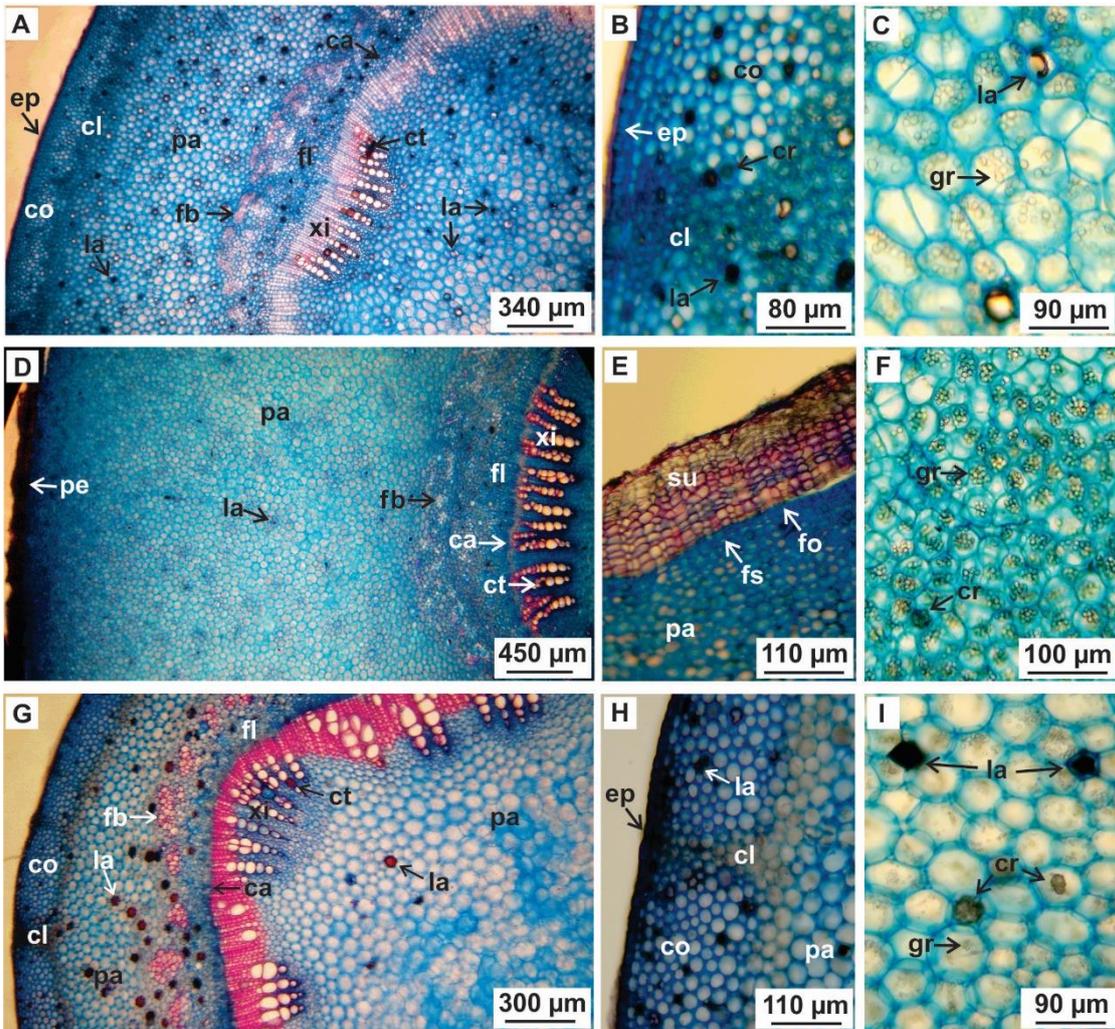


Fig. 2: Anatomía del tallo secundario. A-C) *J. excisa*, B) detalle de la corteza, C) detalle de la médula; D-F) *J. macrocarpa*, E) detalles de la corteza, F) detalle de la médula; G-I) *J. pedersenii*, H) detalle de la corteza, I) detalle de la médula.

Abreviaturas: ca: cambium; cl: clorénquima; co: colénquima; cr: cristal; ct: célula tanífera; ep: epidermis; fb: fibras; fi: floema; fo: felógeno; fs: felodermis; gr: gránulos de almidón; la: laticífero; pa: parénquima; pe: peridermis; su: súber; xi: xilema.

En las tres especies, en corte longitudinal, los laticíferos son anastomosados y no anastomosados, siendo los no anastomosados en ocasiones articulados y en otras oportunidades no articulados (Fig. 3 A-I).

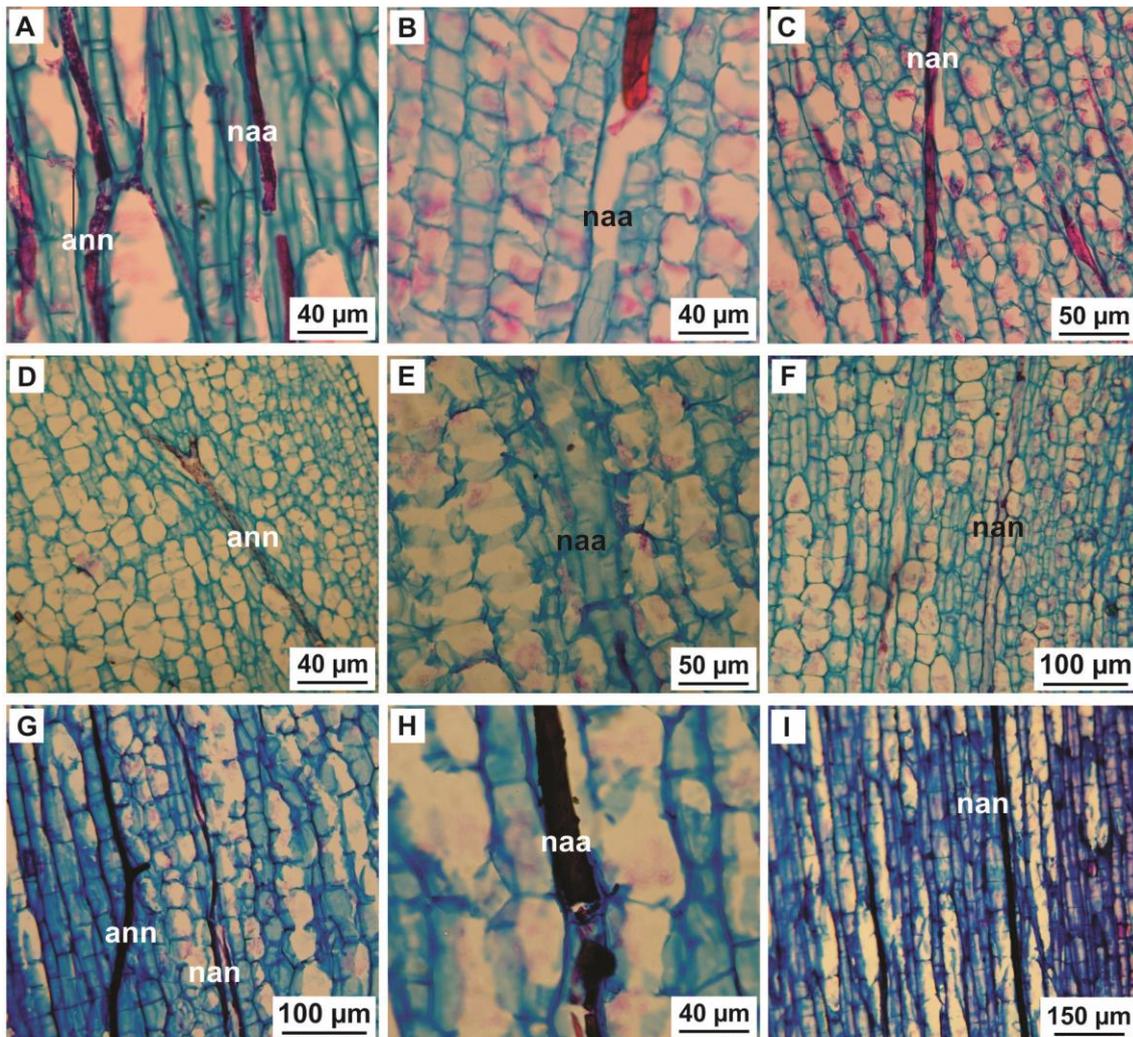


Fig. 3: Tipos de laticíferos en tallo. A-C) *J. excisa*; D-F) *J. macrocarpa*; G-I) *J. pedersenii*. Abreviaturas: ann: anastomosado no articulado; naa: no anastomosado articulado; nan: no anastomosado no articulado.

Estudios morfo-anatómicos en pecíolo

Exomorfología

En *J. excisa* y *J. macrocarpa*, el pecíolo es cilíndrico y más largo que la lámina foliar, con una longitud aproximada de 5-8 cm y 10-13 cm, respectivamente; mientras que en *J. pedersenii*, la estructura es aplanada en su cara adaxial, adoptando un contorno semicircular, y su longitud es de apenas 0,4-0,6 cm.

Jatropha excisa y *J. pedersenii* presentan indumento. En ambas especies, los tricomas son eglandulares uniseriados y las emergencias glandulares están ramificadas. La ramificación y el tamaño de las emergencias glandulares aumentan a medida que se ubican más cercanas a la parte proximal de la hoja. En *J. excisa*, el indumento se distribuye de manera uniforme a lo largo de todo el pecíolo (Fig. 4

A); mientras que, en *J. pedersenii*, los tricomas se encuentran restringidos a la cara adaxial y hacia los laterales de dicha cara se disponen las emergencias glandulares ramificadas en una fila, la cara abaxial del pecíolo es glabra (Fig. 4 C y D). En *J. excisa* y *J. pedersenii*, las estípulas son glandulares y más ramificadas que las demás emergencias foliares. *Jatropha macrocarpa* es glabra (Fig. 4 B)

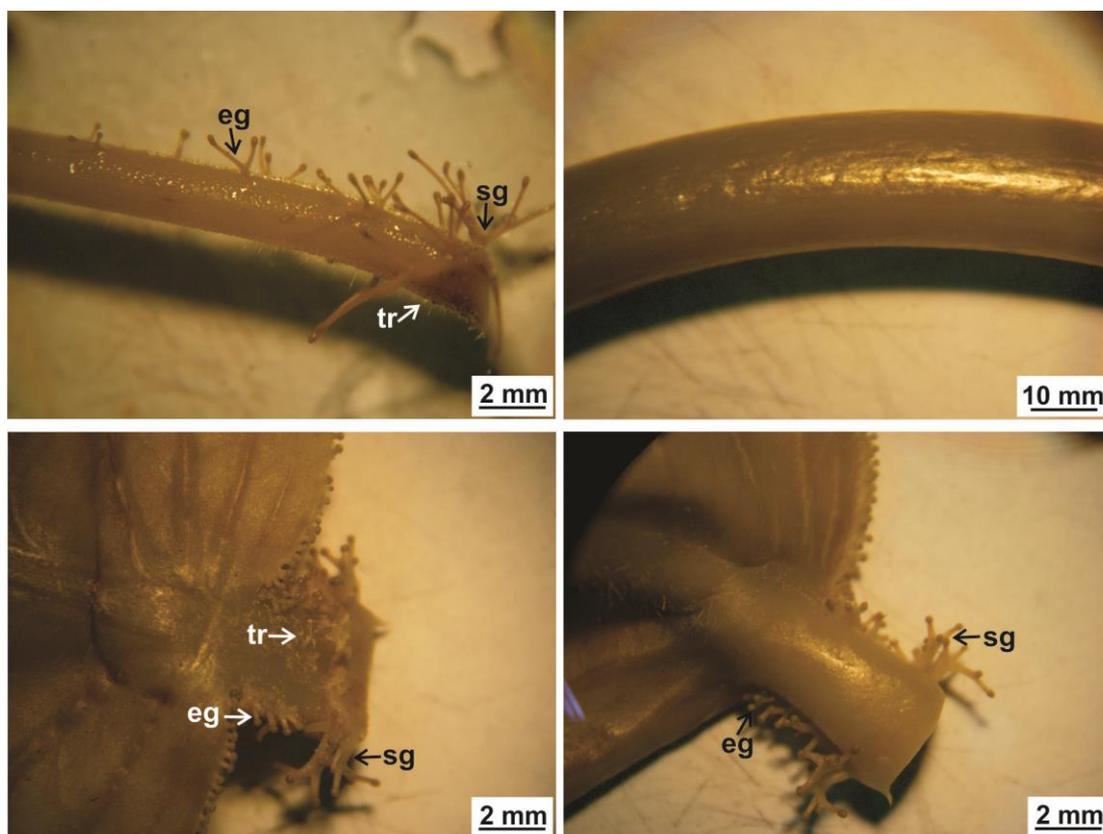


Fig. 4: Exomorfología del pecíolo. A) *J. excisa*, tricomas distribuidos uniformemente, emergencias glandulares ramificadas y estípulas glandulares ramificadas; B) *J. macrocarpa*, glabro; C y D) *J. pedersenii*, C) cara adaxial con tricomas delimitados por fila de emergencias glandulares ramificadas; se observan estípulas glandulares ramificadas, D) cara abaxial glabra. Abreviaturas: eg: emergencia glandular; sg: estípula glandular; tr: tricoma.

Anatomía

El pecíolo, en corte transversal, es similar en las tres especies. Consta de una epidermis uniestratificada, con células epidérmicas propiamente dichas rectangulares, con cutícula lisa y delgada de aproximadamente 4 μm de espesor en *J. excisa* y *J. macrocarpa* y no más de 2 μm en *J. pedersenii*. Hacia el interior, se observan varias capas de colénquima angular (6 en *J. excisa* y 8 en *J. macrocarpa* y *J. pedersenii*), discontinuadas por cuñas de clorénquima. A continuación, se distinguen 3-4 estratos de clorénquima dispuestos en un anillo (Fig. 5 C, F e I). Luego, se encuentra el parénquima que llega hasta la médula y se dispone entre los

haces vasculares, presentando numerosos estratos hasta llegar al centro de la médula (10-12 en *J. pedersenii*, 11-14 en *J. excisa* ó 20-22 en *J. macrocarpa*). En las proximidades del floema, el tejido parenquimático se caracteriza por poseer numerosos gránulos de almidón. Los tejidos de conducción están dispuestos formando hacecillos colaterales: en *J. excisa* 9 haces se disponen en forma de “U” (Fig. 5 A), en *J. macrocarpa* 10 unidades vasculares forman un anillo (Fig. 5 D) y en *J. pedersenii* hay 9 hacecillos, 7 se disponen en un círculo y otros 2 son dorsales (Fig. 5 G). En *J. excisa* y *J. macrocarpa* los tejidos vasculares se hallan rodeados por fibras perifloemáticas; mientras que, en *J. pedersenii* las fibras están ausentes (Fig. 5B, E y H).

Con respecto a las estructuras secretoras, en todas las especies se observan células conteniendo taninos, laticíferos y cristales (Fig. 5 B, E y H). Las células taníferas se encuentran en el xilema. Se aprecian cristales prismáticos y drusas en el colénquima, floema y parénquima medular y cortical de *J. macrocarpa* y *J. pedersenii*; en cambio *J. excisa* sólo posee cristales en el floema. En todas las especies, estos cristales están en mayor número en el tejido floemático, con un tamaño aproximado de 17-21 μm ; mientras que en el parénquima el diámetro de los mismos es mayor (51-68 μm). En las tres especies, los laticíferos se hallan en los mismos tejidos que los cristales y son más numerosos en el parénquima cortical, exhibiendo un diámetro de 36-38 μm . En *J. pedersenii*, tanto los cristales como los laticíferos, son más abundantes respecto de *J. excisa* y *J. macrocarpa*.

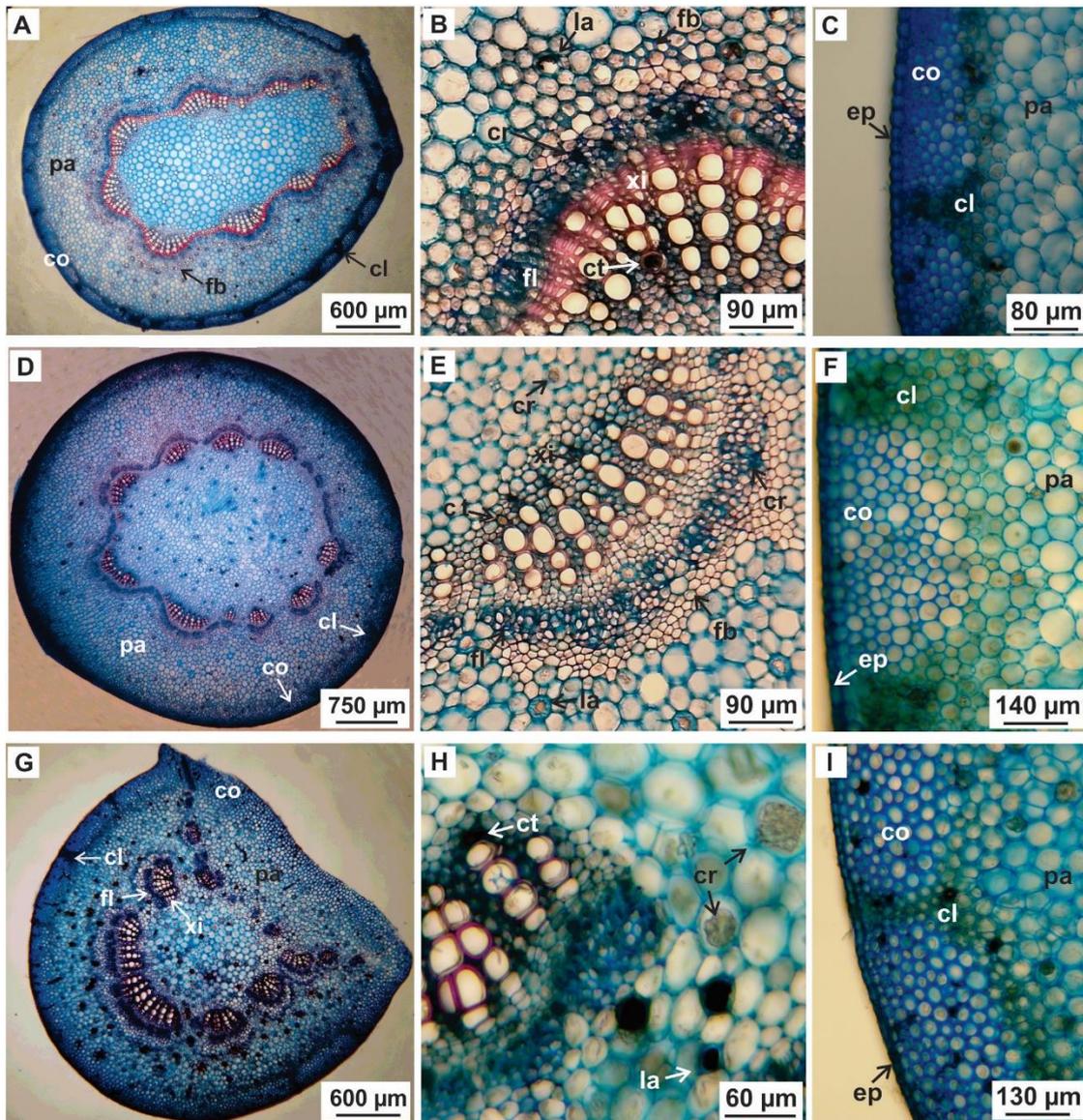


Fig. 5: Anatomía del peciolo. A-C) *J. excisa*, A) corte transversal, B) detalle del haz vascular, C) detalle de la corteza; D-F) *J. macrocarpa*, D) corte transversal, E) detalle del haz vascular F) detalle de la corteza; G-I) *J. pedersenii*, G) corte transversal, H) detalle del haz vascular I) detalle de la corteza.

Abreviaturas: cl: clorénquima; co: colénquima; cr: cristal; ct: célula tanífera; ep: epidermis; fb: fibras; fl: floema; la: laticífero; pa: parénquima; xi: xilema.

Estudios morfo-anatómicos en lámina foliar

Exomorfología

Los caracteres macroscópicos de la lámina varían entre las especies observadas. *Jatropha excisa* y *J. macrocarpa* tienen láminas simples, orbiculares, divididas en lóbulos, base cordada y ápice acuminado. *Jatropha excisa* se destaca por poseer hojas con 3 ó 5 lóbulos, ya sea en hojas jóvenes como en adultas; en cambio, *J. macrocarpa* muestra un número constante de 5 lóbulos (Fig. 6 A y C). Por otra parte, *J. pedersenii* posee hojas simples, lámina entera y ovada, base truncada y

ápice agudo (Fig. 6 E). En el margen foliar de *J. excisa* y *J. pedersenii* se observan, de manera intercalada, emergencias glandulares y tricomas eglandulares y uniseriados (Fig. 6 B y F); por el contrario, *J. macrocarpa* presenta un margen entero y glabro (Fig. 6 D). Las emergencias glandulares tienen forma de perilla, con el ápice achatado, cuentan de una parte proximal, o pie, y una parte distal, o cabeza. Estas glándulas están formadas por extensión de los tejidos epidérmico, parenguimático y vasculares, lo que la diferencia de los tricomas, los cuales están formados solamente por extensión del tejido epidérmico. En *J. pedersenii*, las emergencias glandulares son más numerosas respecto de *J. excisa* y están ramificadas hacia la base del pie, de manera que simulan una doble hilera en el margen foliar (Fig. 6 F).

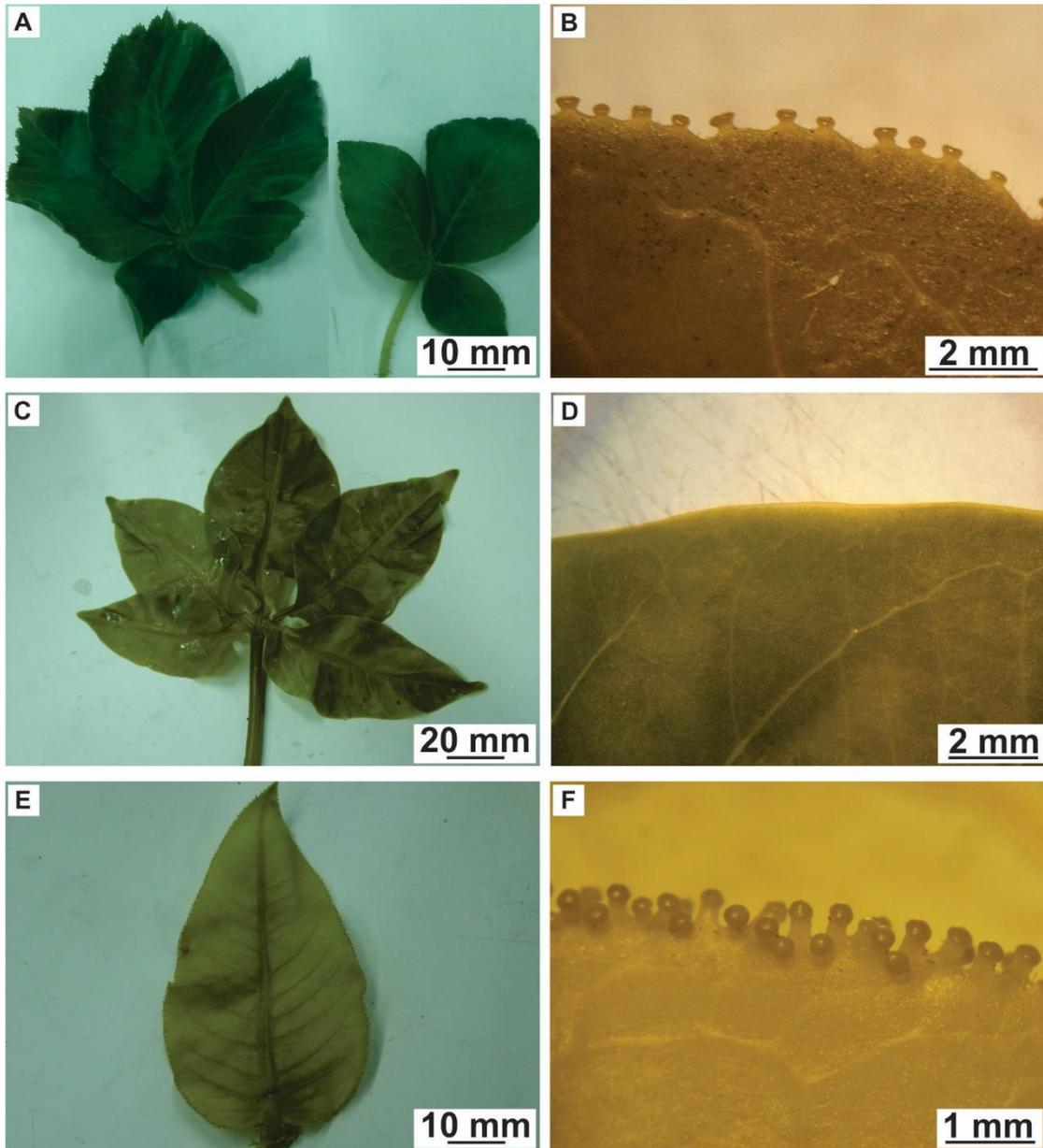


Fig. 6: Exomorfoloía foliar. A y B) *J. excisa*, A) hoja entera dividida en cinco y en tres lóbulos, B) margen foliar con emergencias glandulares; C y D) *J. macrocarpa*, C) hoja entera dividida en cinco lóbulos, D) margen foliar entero; E y F) *J. pedersenii*, E) hoja entera, F) margen foliar con emergencias glandulares.

Anatomía

La lámina de las 3 especies de *Jatropha* posee una epidermis uniestratificada, compuesta por células cúbicas y estomas en ambas caras ubicados al mismo nivel que las demás células epidérmicas. El mesófilo es dorsiventral, con 2 estratos de parénquima en empalizada hacia la cara adaxial y 7 a 8 capas de parénquima esponjoso hacia abaxial en *J. excisa* y *J. macrocarpa* y 8 a 9 estratos en *J. pedersenii* (Fig. 7). En todos los casos el espesor del parénquima esponjoso es mayor al del parénquima en empalizada, aunque esto es más evidente en *J.*

pedersenii. Además, en esta especie, los espacios intercelulares del parénquima esponjoso son mucho más reducidos y la capa subepidérmica posee células levemente alargadas, respecto de *J. excisa* y *J. macrocarpa* (Fig. 7 F).

En el parénquima del mesófilo de todas las especies, se divisan drusas, de 39-53 μm de diámetro, y laticíferos (23- 34 μm).

En la nervadura media de la lámina entera de *J. pedersenii* y del lóbulo central de *J. excisa* y *J. macrocarpa* se observa un hacesillo vascular colateral, angosto-oval, rodeado por una vaina parenquimática (Fig. 7 A, C y E). Por debajo de la epidermis adaxial se hallan 7-8 estratos de colénquima y también 3-4 capas en la cara abaxial.

Asociados al floema se ven numerosas drusas pequeñas de 17-22 μm de diámetro (Figs. 19 E, 20 D y 21 G), los laticíferos están presentes tanto en el parénquima como en el colénquima (Fig. 7 A, C y E) y las células contenedoras de taninos se encuentran en el xilema.

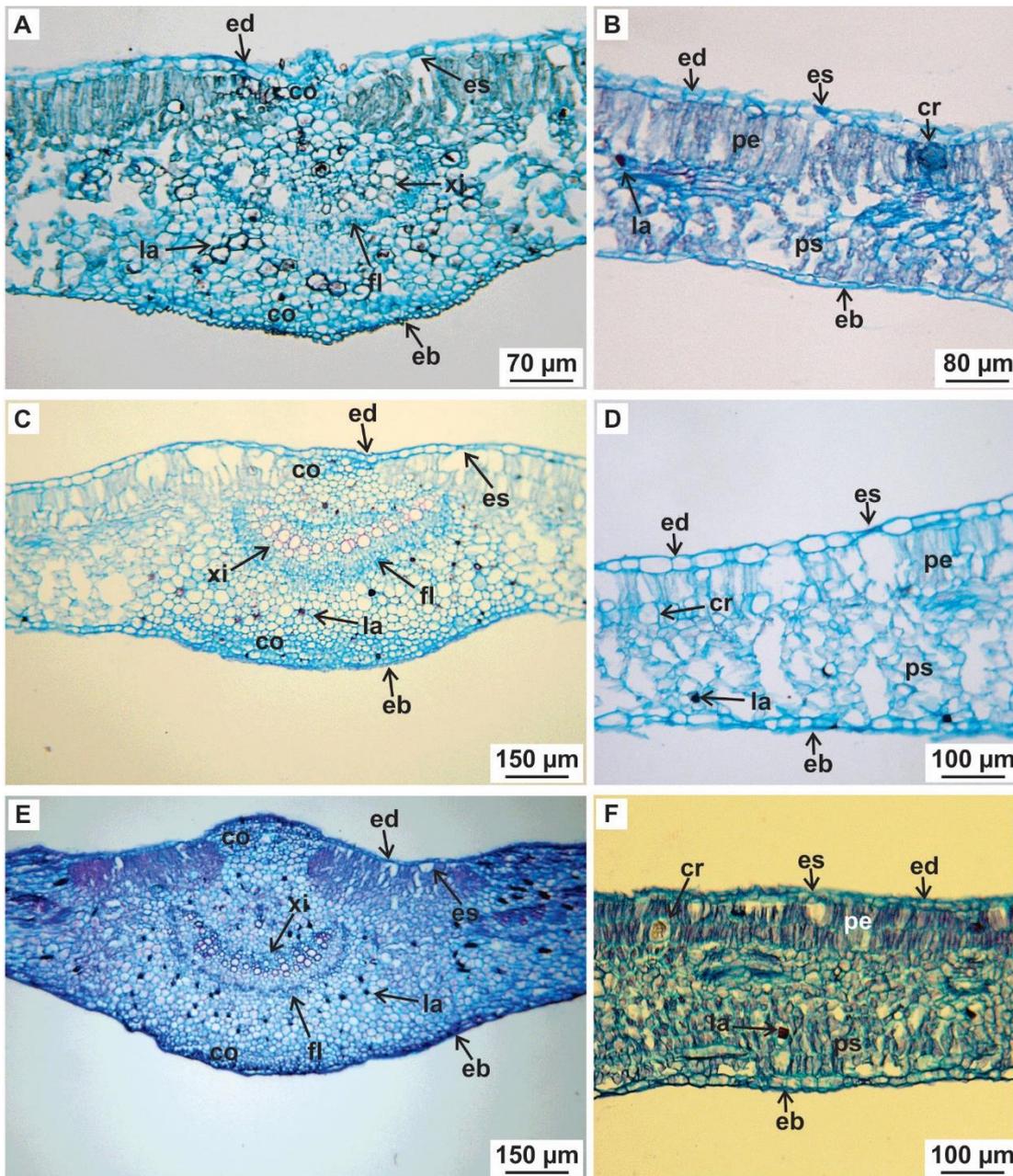


Fig. 7: Anatomía foliar dosiventral. A y B) *J. excisa*, nervadura media y mesófilo, respectivamente; C y D) *J. macrocarpa*, nervadura media y mesófilo, respectivamente; E y F) *J. pedersenii*, nervadura media y mesófilo, respectivamente. Abreviaturas: co: colénquima; cr: cristal; eb: epidermis abaxial; ed: epidermis adaxial; es: estoma; fl: floema; la: laticífero; pe: parénquima en empalizada; ps: parénquima esponjoso; xi: xilema.

Estudios epidérmicos en hoja

En las tres especies analizadas, la lámina de la hoja se caracteriza por poseer una epidermis con cutícula lisa. En vista paradérmica, las células propiamente dichas presentan forma poligonal, su tamaño es mayor o igual al de las células auxiliares y las paredes tangenciales son finas y levemente onduladas. Las células acompañantes de los estomas se distinguen por su forma y ubicación respecto de las células oclusivas. Se encuentran estomas paracíticos,

braquiparacíticos, isotricíticos, anisocíticos y anomocíticos (Figs. 8-10). *Jatropha pedersenii* posee, además, estomas con una sola célula oclusiva y tetracíticos (Fig. 10). En todas las especies, los estomas anomocíticos son, en general, de mayor tamaño comparado con los otros tipos, y los paracíticos y braquiparacíticos los más numerosos. Asimismo, en una misma cara de la hoja no necesariamente se observan todos los tipos de estomas señalados.

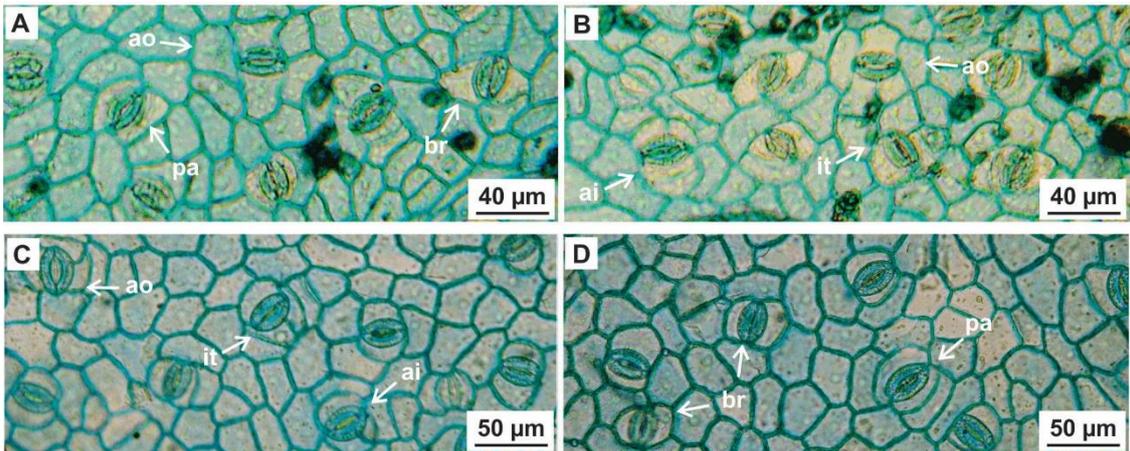


Fig. 8: Estomas en lámina foliar de *J. excisa*. A y B) cara abaxial; C y D) cara adaxial. Abreviaturas: ai: anisocítico; ao: anomocítico; br: braquiparacítico; bt: base de tricoma; it: isotricítico; pa: paracítico.

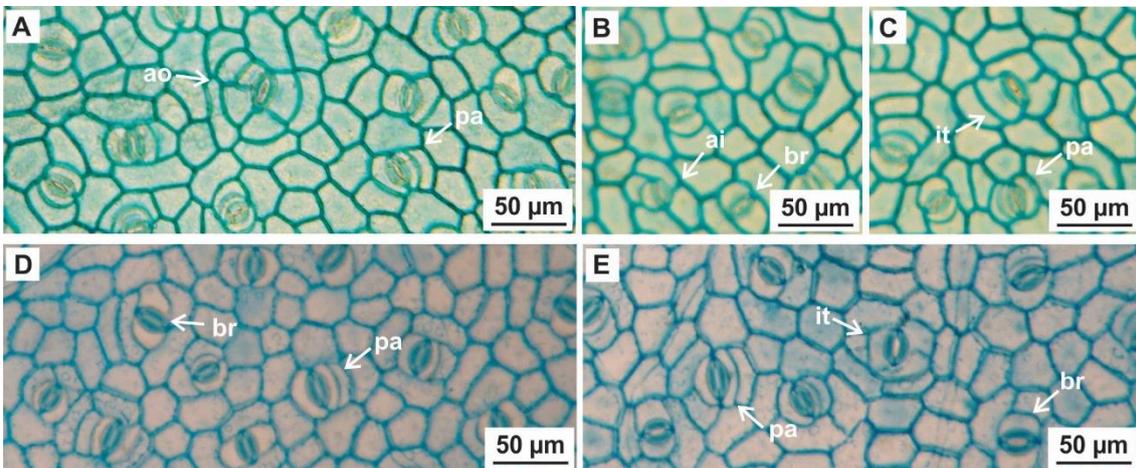


Fig. 9: Estomas en lámina foliar de *J. macrocarpa*. A - C) cara abaxial; D y E) cara adaxial. Abreviaturas: ai: anisocítico; ao: anomocítico; br: braquiparacítico; it: isotricítico; pa: paracítico.

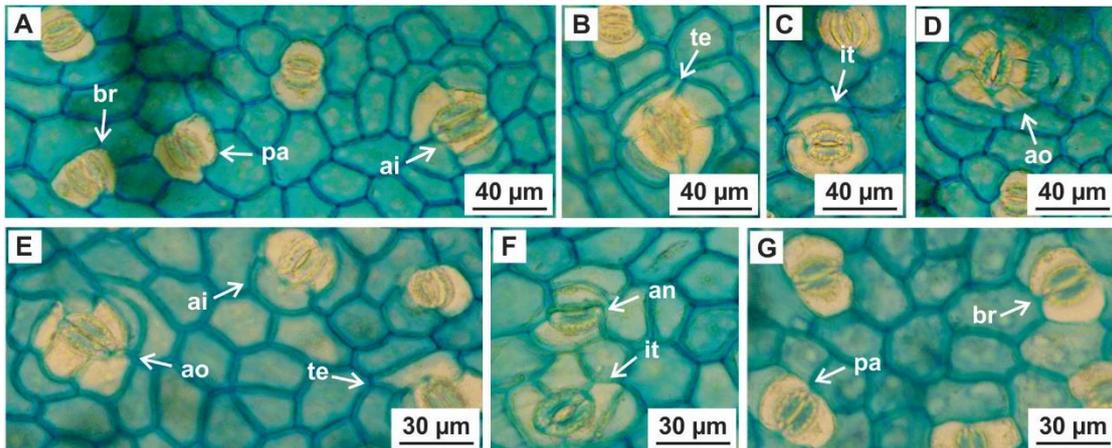


Fig. 10: Estomas de lámina foliar en *J. pedersenii*. A - D) cara abaxial; E - G) cara adaxial. Abreviaturas: ai: anisocítico; an: anómalo con una célula oclusiva; ao: anomocítico; br: braquiparacítico; it: isotricítico; pa: paracítico; te: tetracítico.

En cuanto al indumento, *J. macrocarpa* carece de tricomas. En cambio, en *J. excisa* y *J. pedersenii* se aprecian tricomas tanto en la lámina foliar como en el pecíolo; son eglandulares, uniseriados y uni- o pluricelulares. En el pecíolo, *J. excisa* presenta tricomas formados por dos a cuatro células (Fig. 11 A-C); por su parte, los de *J. pedersenii* están constituidos por tres células (Fig. 11 D). En la lámina de ambas especies, se distribuyen en ambas caras foliares, son más frecuentes en la cara abaxial y se encuentran en mayor cantidad sobre la venación del limbo; en *J. excisa* son uni-, bi- o tricelulares (Fig. 12 A y B), mientras que en *J. pedersenii*, están compuestos por uno, dos, tres o seis células (Fig. 12 C-E).

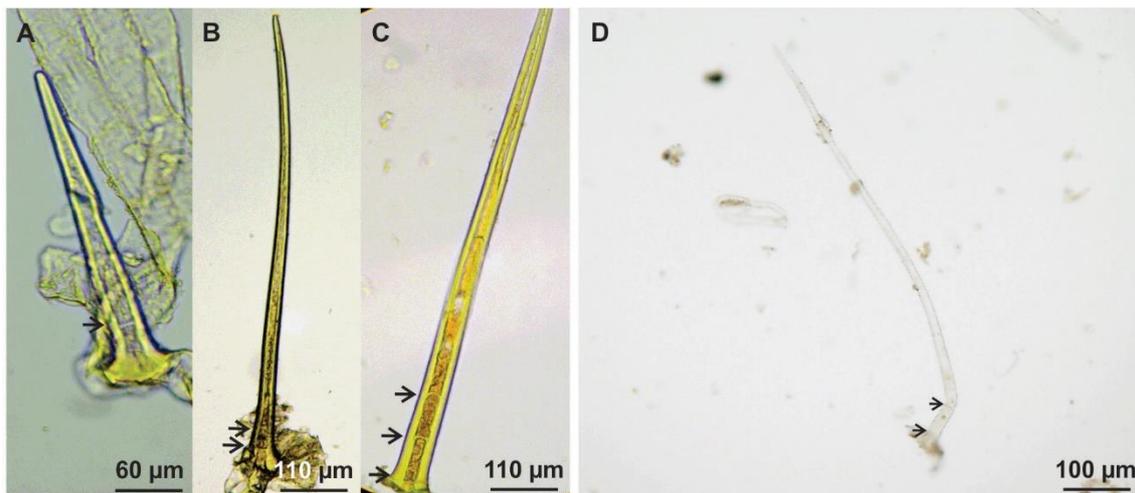


Fig. 11 Tipos de tricomas en pecíolo. A-C) *J. excisa*, D) *J. pedersenii*. Las flechas indican el sitio de unión de dos células.

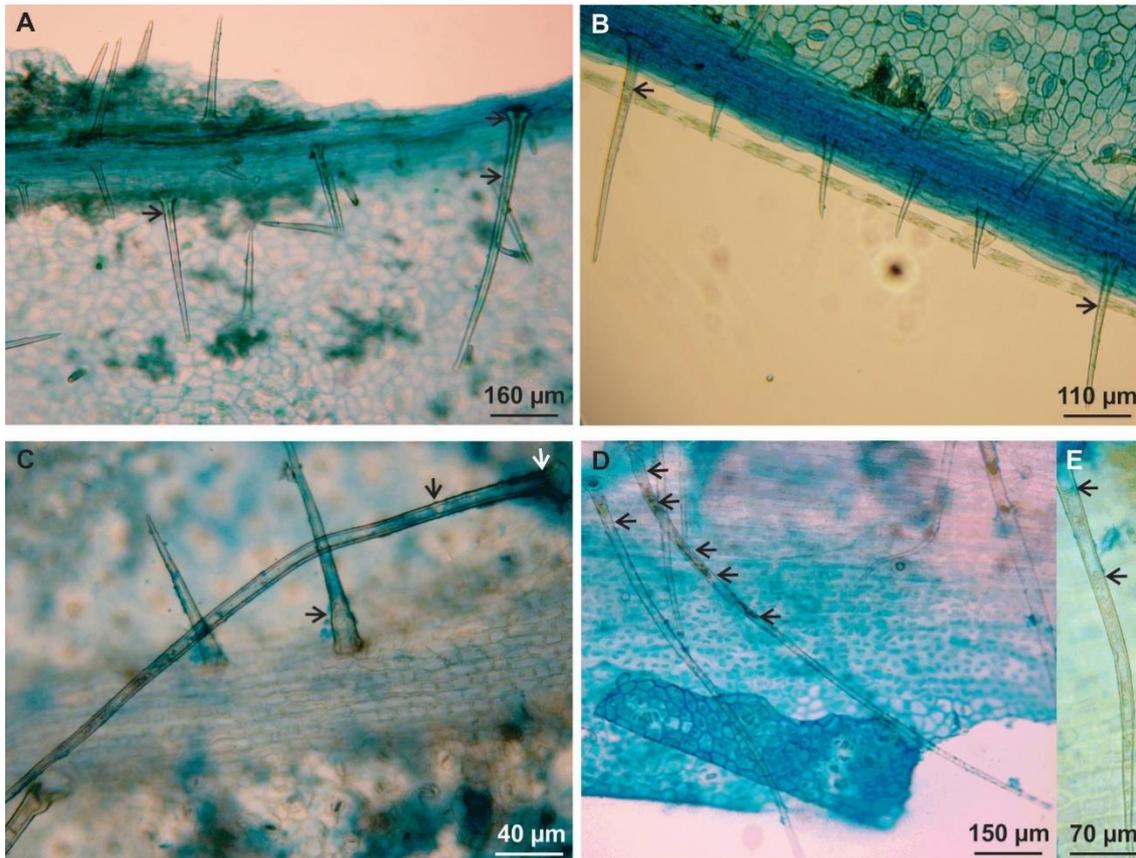


Fig. 12 Tipos de tricomas en lámina foliar. A y B) *J. excisa*, cara abaxial y cara adaxial, respectivamente; C-E) *J. pedersenii*, C) lámina foliar abaxial, D y E) lámina foliar adaxial. Las flechas indican el sitio de unión de dos células.

Análisis histoquímico de látex y laticíferos

Las pruebas histoquímicas llevada a cabo en tallo, pecíolo y hoja de las 3 especies revelaron que el látex contiene proteínas, mucílagos y taninos. Las pruebas referidas a la presencia de alcaloides, almidón, lignina y lípidos dieron negativas en todos los casos. La pared de los laticíferos está compuesta por mucílagos en tallo y hoja de *J. excisa* y en tallo y pecíolo de *J. macrocarpa*. En *J. pedersenii* la pared de los laticíferos no reaccionó con ningún reactivo.

El reactivo de Lugol permitió confirmar la presencia de gránulos de almidón en el parénquima cortical y medular de los tallos y proximidades del floema en los pecíolos. El reactivo de Dragendorff también coloreó a los gránulos debido a que en la composición de dicho colorante se utiliza yoduro de potasio, sustancia que interactúa con el almidón.

A continuación, se presentan las Tablas 1 y 2 que resumen los resultados de los test histoquímicos realizados en tallo y hoja. En las Figs. 13-15 se muestran las

reacciones en tallo, en las Figs. 16-18 en pecíolo y en las Figs. 19-21 en lámina foliar.

Tabla 1: Pruebas histoquímicas para el análisis de la composición del látex en tallo, pecíolo y lámina foliar de especies de *Jatropha*.

	<i>J. excisa</i>	<i>J. macrocarpa</i>	<i>J. pedersenii</i>
Tallo			
Azul de coomasie	+	+	+
Azul de cresil	+	+	+
Sulfato férrico	+	+	+
Reactivo de Dragendorff	-	-	-
Reactivo de Lugol	-	-	-
Floroglucina ácida	-	-	-
Sudán IV	-	-	-
Pecíolo			
Azul de coomasie	+	+	+
Azul de cresil	+	+	+
Sulfato férrico	+	+	+
Reactivo de Dragendorff	-	-	-
Reactivo de Lugol	-	-	-
Floroglucina ácida	-	-	-
Sudán IV	-	-	-
Lámina foliar			
Azul de coomasie	+	+	+
Azul de cresil	+	+	+
Sulfato férrico	+	+	+
Reactivo de Dragendorff	-	-	-
Reactivo de Lugol	-	-	-
Floroglucina ácida	-	-	-
Sudán IV	-	-	-

Tabla 2: Pruebas histoquímicas para el análisis de la composición de la pared de los laticíferos en tallo, pecíolo y lámina foliar de especies de *Jatropha*.

	<i>J. excisa</i>	<i>J. macrocarpa</i>	<i>J. pedersenii</i>
Tallo			
Azul de coomasie	-	-	-
Azul de cresil	+	+	-
Sulfato férrico	-	-	-
Reactivo de Dragendorff	-	-	-
Reactivo de Lugol	-	-	-
Floroglucina ácida	-	-	-
Sudán IV	-	-	-
Pecíolo			
Azul de coomasie	-	-	-
Azul de cresil	+	+	-
Sulfato férrico	-	-	-
Reactivo de Dragendorff	-	-	-
Reactivo de Lugol	-	-	-
Floroglucina ácida	-	-	-
Sudán IV	-	-	-
Lámina foliar			
Azul de coomasie	-	-	-
Azul de cresil	+	-	-
Sulfato férrico	-	-	-
Reactivo de Dragendorff	-	-	-
Reactivo de Lugol	-	-	-
Floroglucina ácida	-	-	-
Sudán IV	-	-	-

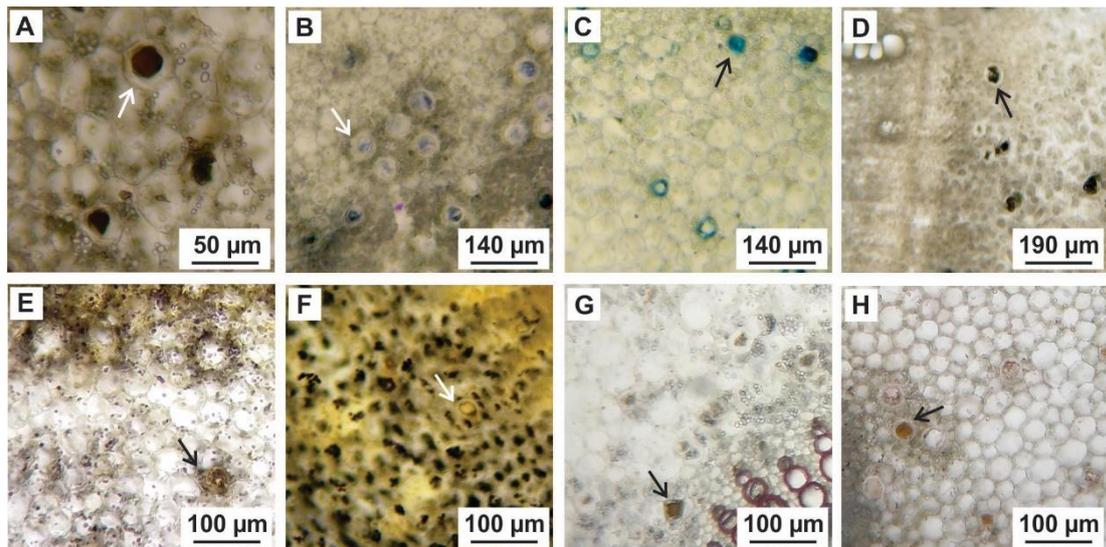


Fig. 13: Pruebas histoquímicas en tallo de *J. excisa*. A) control; B-D) pruebas positivas para la composición del látex, B) azul de coomasie, C) azul de cresil, D) sulfato férrico; E-H) pruebas negativas para la composición del látex, E) reactivo de Dragendorff, F) reactivo de Lugol, G) floroglucina ácida, H) sudan IV. Las flechas indican la ubicación de un laticífero.

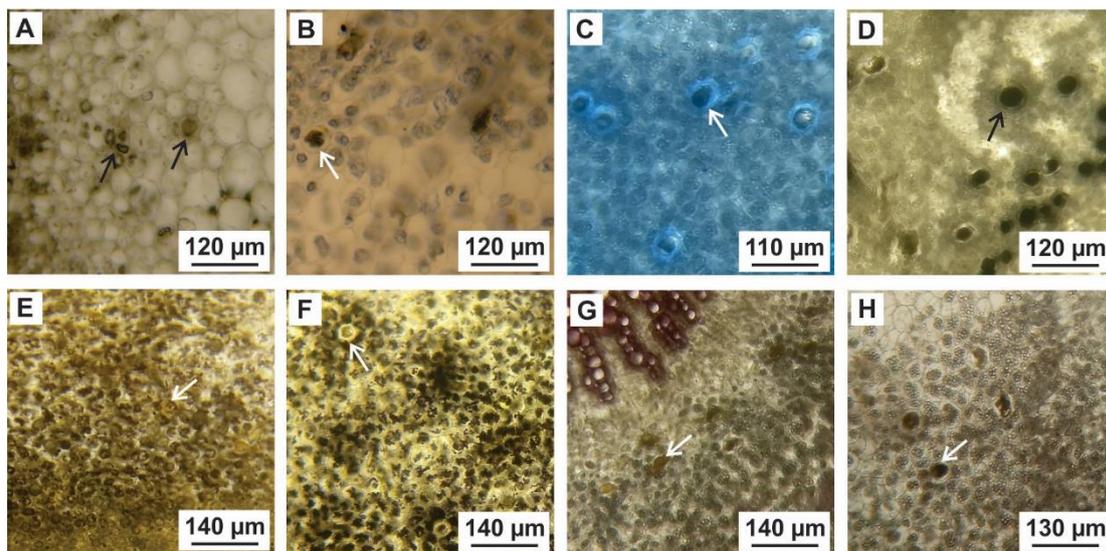


Fig. 14: Pruebas histoquímicas en tallo de *J. macrocarpa*. A) control; B-D) pruebas positivas para la composición del látex, B) azul de coomasie, C) azul de cresil, D) sulfato férrico; E-H) pruebas negativas para la composición del látex, E) reactivo de Dragendorff, F) reactivo de Lugol, G) floroglucina ácida, H) sudan IV. Las flechas indican la ubicación de un laticífero.

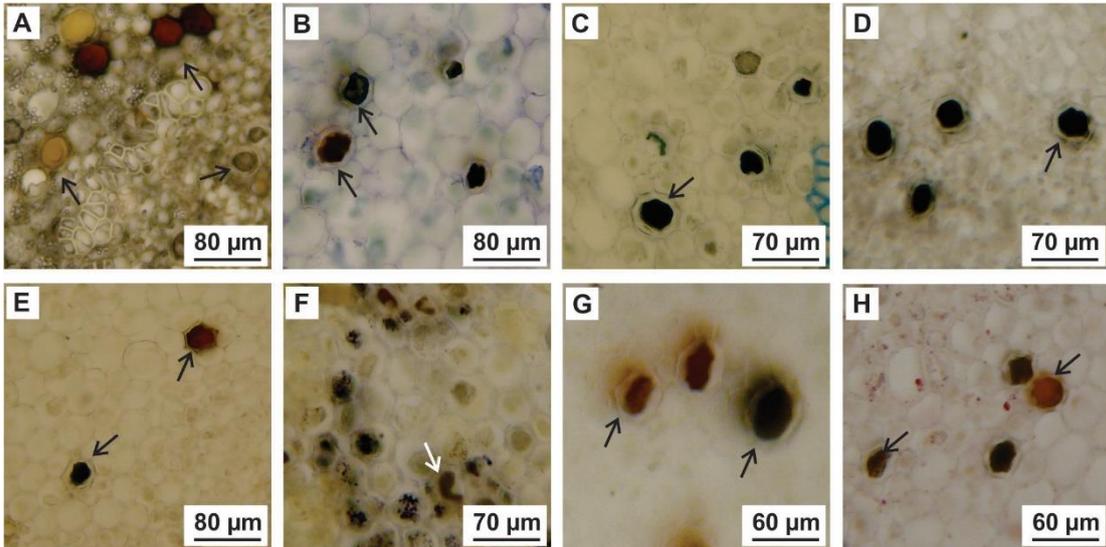


Fig. 15: Pruebas histoquímicas en tallo de *J. pedersenii*. A) control; B-D) pruebas positivas para la composición del látex, B) azul de coomasie, C) azul de cresil, D) sulfato férrico; E-H) pruebas negativas para la composición del látex, E) reactivo de Dragendorff, F) reactivo de Lugol, G) floroglucina ácida, H) sudan IV. Las flechas indican la ubicación de un laticífero.

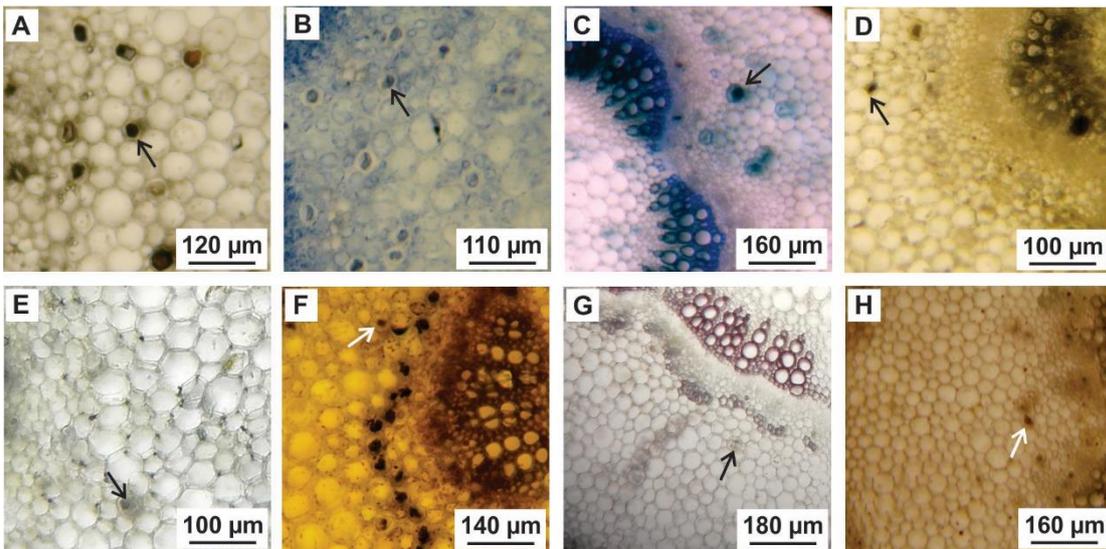


Fig. 16: Pruebas histoquímicas en peciolo de *J. excisa*. A) control; B-D) pruebas positivas para la composición del látex, B) azul de coomasie, C) azul de cresil, D) sulfato férrico; E-H) pruebas negativas para la composición del látex, E) reactivo de Dragendorff, F) reactivo de Lugol, G) floroglucina ácida, H) sudan IV. Las flechas indican la ubicación de un laticífero.

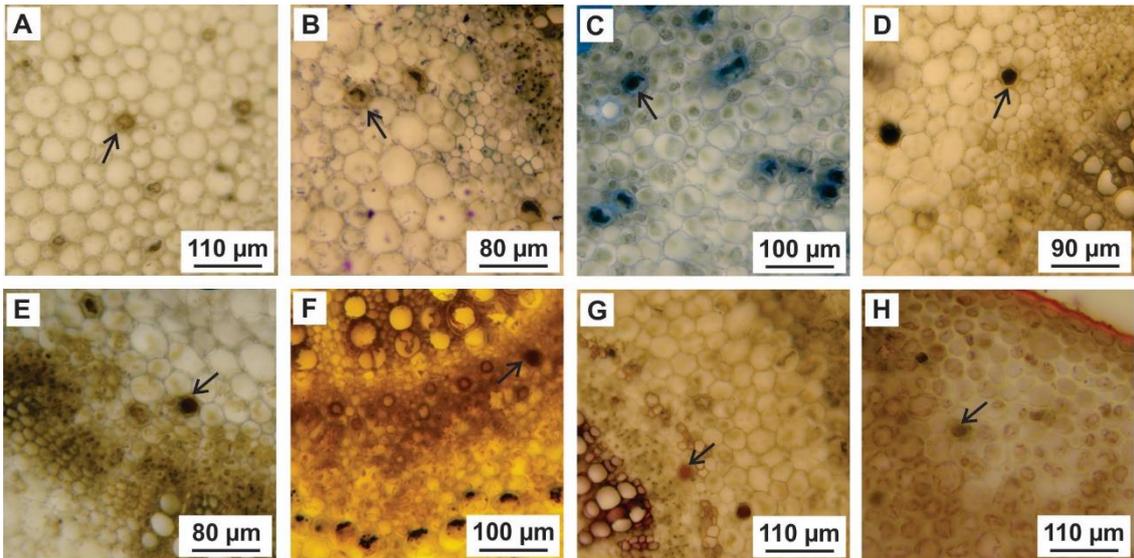


Fig. 17: Pruebas histoquímicas en peciolo de *J. macrocarpa*. A) control; B-D) pruebas positivas para la composición del látex, B) azul de coomasie, C) azul de cresil, D) sulfato férrico; E-H) pruebas negativas para la composición del látex, E) reactivo de Dragendorff, F) reactivo de Lugol, G) floroglucina ácida, H) sudan IV.

Las flechas indican la ubicación de un laticífero.

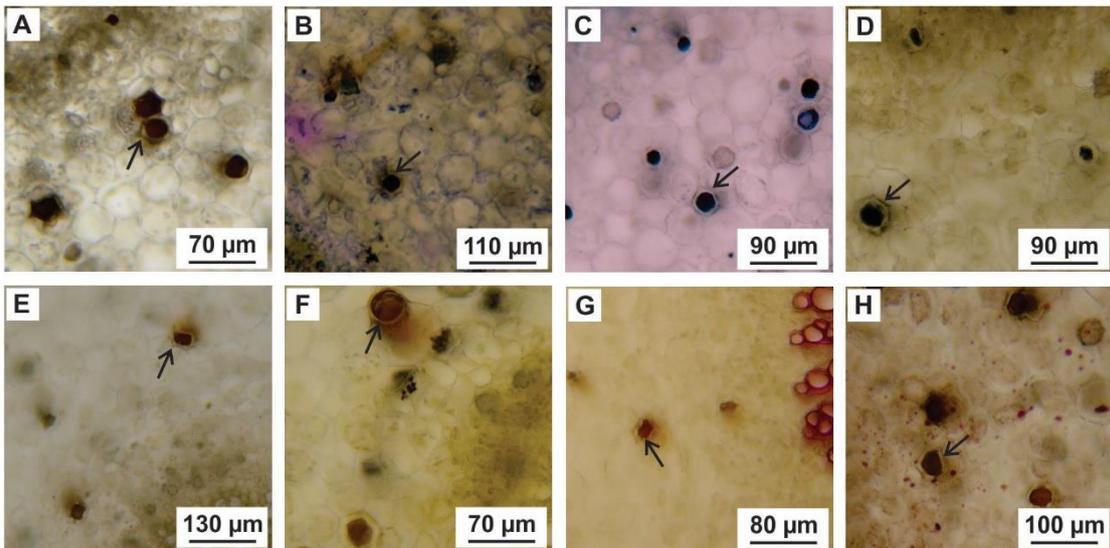


Fig. 18: Pruebas histoquímicas en peciolo de *J. pedersenii*. A) control; B-D) pruebas positivas para la composición del látex, B) azul de coomasie, C) azul de cresil, D) sulfato férrico; E-H) pruebas negativas para la composición del látex, E) reactivo de Dragendorff, F) reactivo de Lugol, G) floroglucina ácida, H) sudan IV.

Las flechas indican la ubicación de un laticífero.

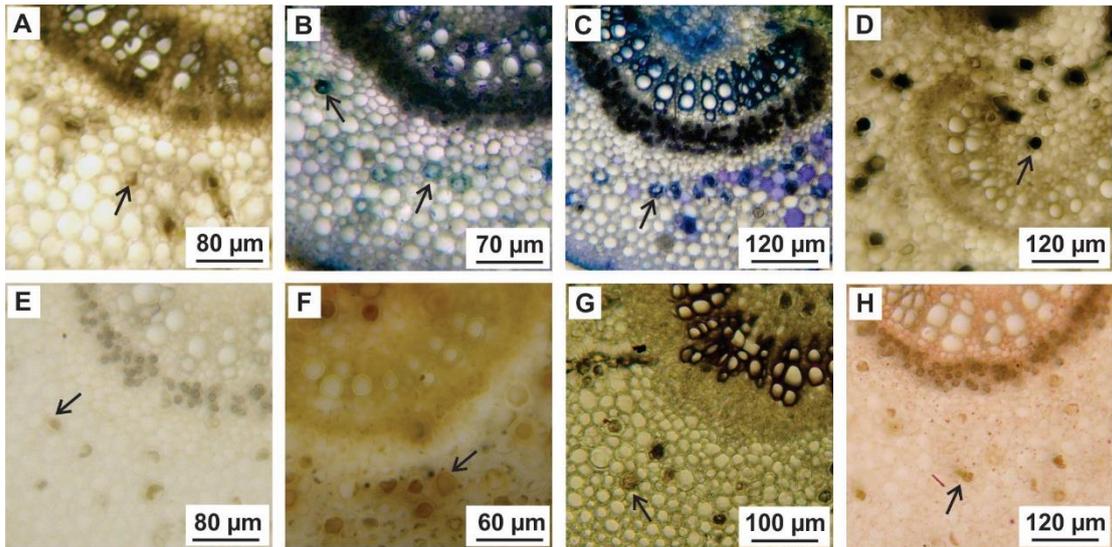


Fig. 19: Pruebas histoquímicas en lámina foliar de *J. excisa*. A) control; B-D) pruebas positivas para la composición del látex, B) azul de coomasie, C) azul de cresil, D) sulfato férrico; E-H) pruebas negativas para la composición del látex, E) reactivo de Dragendorff, F) reactivo de Lugol, G) floroglucina ácida, H) sudan IV. Las flechas indican la ubicación de un laticífero.

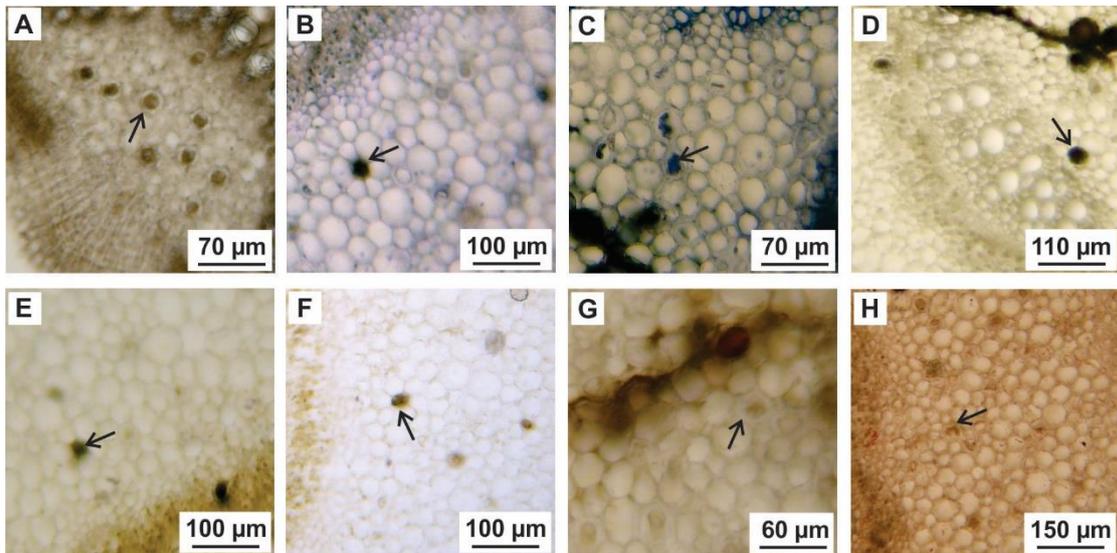


Fig. 20: Pruebas histoquímicas en lámina foliar de *J. macrocarpa*. A) control; B-D) pruebas positivas para la composición del látex, B) azul de coomasie, C) azul de cresil, D) sulfato férrico; E-H) pruebas negativas para la composición del látex, E) reactivo de Dragendorff, F) reactivo de Lugol, G) floroglucina ácida, H) sudan IV. Las flechas indican la ubicación de un laticífero.

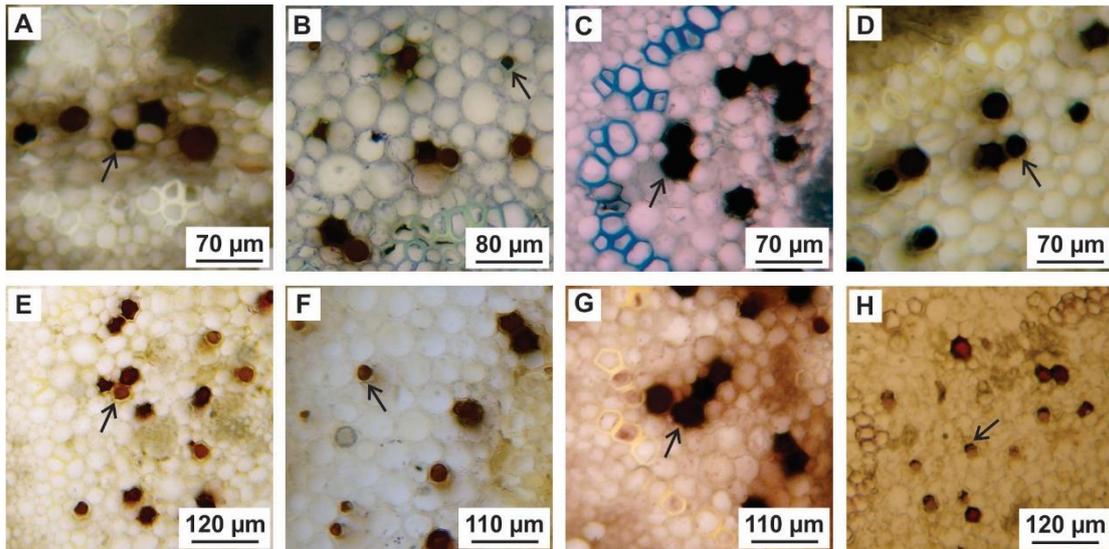


Fig. 21: Pruebas histoquímicas en lámina foliar de *J. pedersenii*. A) control; B-D) pruebas positivas para la composición del látex, B) azul de coomasie, C) azul de cresil, D) sulfato férrico; E-H) pruebas negativas para la composición del látex, E) reactivo de Dragendorff, F) reactivo de Lugol, G) floroglucina ácida, H) sudan IV. Las flechas indican la ubicación de un laticífero.

DISCUSIÓN

Las 3 especies de *Jatropha* estudiadas en este trabajo se caracterizan por su porte arbustivo: *J. macrocarpa* es un pequeño árbol de hasta 3 m de altura, mientras que, *J. excisa* y *J. pedersenii* tienen un porte arbustivo y alcanzan alturas menores a 1,5 m (Clérici *et al.*, 2013; Fernández Casas y Pizarro Domínguez, 2007a). En *J. macrocarpa*, la corteza de los nudos basales del tallo se desprende en escamas; esto concuerda con lo publicado por Fernández Casas & Pizarro Domínguez (2007b) para *J. hieronymi* (Cabrera & Matesevach, com. pers.). En *J. macrocarpa*, se aprecia una peridermis con numerosas capas de súber. El corcho, en el hipocótilo, tiene por función el aislamiento térmico del órgano y así permitir que la planta soporte el frío del invierno (Tavecchio *et al.*, 2016). En *J. excisa* y *J. pedersenii* se halla tejido fotosintético y colenquimático en la corteza. El clorénquima permite que el tallo joven realice la fotosíntesis y se encuentra frecuentemente en miembros de Euforbiáceas tropicales y subtropicales (De la Barrera & Smith, 2009); el colénquima brinda soporte mecánico extra (Fahn, 1982), presentándose en otras especies de la familia Euphorbiaceae, entre ellas, *J. panduraefolia* Andr. (Thakur & Patil, 2012). Thakur & Patil (2012) denotan que en la familia Euphorbiaceae es frecuente la presencia de esclerénquima en las cercanías del floema, rasgo que se observa en las 3 especies analizadas en este trabajo. Las fibras perivasculares proporcionan soporte estructural al mantener la presión osmótica que sufre la planta en ambientes secos (Fernandez *et al.*, 2016).

En ambientes áridos y de alta radiación solar, los tejidos corticales son más gruesos y, en consecuencia, los tejidos vasculares quedan al resguardo de la desecación o de otros daños en estados tempranos del desarrollo del órgano, antes de que se forme el leño (Fahn & Cutler, 1992). Este aspecto se aprecia en *J. excisa* y *J. macrocarpa*, aunque no se hayan otros estudios comparativos acerca del mismo en otras especies del género.

En el pecíolo, la presencia de fibras perivasculares es frecuente en las especies del género (Dehgan, 1980), tal como se observó en *J. excisa* y *J. macrocarpa*; además, se conoce que cumplen una importante función protectora de los elementos conductores en plantas que habitan en lugares áridos (Fahn &

Cutler, 1992). En *J. pedersenii*, se destaca la ausencia de estas fibras, lo cual podría deberse a que la especie crece en ambientes más húmedos.

Con respecto al número y disposición de los haces vasculares, se encuentran discrepancias con los datos publicados por Dehgan (1982). Según el autor, la sección *Jatropha*, a la cual pertenecen *J. excisa* y *J. pedersenii*, posee 7 hacesillos principales distribuidos en forma de "U" o de anillo y 2 dorsales; estos últimos inervan a las emergencias glandulares. Sin embargo, en el presente trabajo no se evidenciaron dichos haces dorsales en *J. excisa*, sino que se aprecian 9 unidades dispuestas en forma de "U"; mientras que, *J. pedersenii* sí los ostenta, además de los otros 7 en forma de anillo. En *J. macrocarpa* (sección *Peltatae*) tampoco se muestra total concordancia con lo expuesto por el autor. Si bien coincide la disposición en forma de círculo del tejido vascular, se identificaron 10 hacesillos y en ese trabajo de Dehgan se destaca la presencia de 7 u 11 unidades vasculares.

Las emergencias glandulares foliares se han descrito en diversas familias: Haloragaceae, Apocynaceae, Asteraceae (subtribu Ecliptinae) y Euphorbiaceae (Ezcurra, 1981; Guantay *et al.*, 2008; Kakkar & Paliwal, 1972; Lapp *et al.*, 2004; Negritto *et al.*, 1995; Untawale & Mukherjee, 1968). Dentro de la última familia, se destacan algunas especies del género *Jatropha* por poseer estas emergencias en pecíolo y lámina foliar. En Asteraceae, la presencia de estas glándulas le permite a la planta poseer secreciones que protejan los primordios foliares de la depredación (Ezcurra, 1981). Untawale & Mukherjee (1968) describen la presencia de estas glándulas para *J. gossypifolia* y Hadid *et al.* (2013) las describen para *J. excisa*. De acuerdo a los autores, las glándulas producen secreciones que disuaden a posibles depredadores o insectos fitófagos de alimentarse de distintas partes de la planta. Estas secreciones son producidas por células epidérmicas de forma columnar y se acumulan en forma de ampollas, por debajo de la cutícula hasta que éstas se rompen y la sustancia se libera. La consistencia de las secreciones suele ser pegajosa y a veces se encuentra coloreada (Fahn, 1982; Cabrera & Matesevcah, com. pers.), En consecuencia, posiblemente *J. excisa* y *J. pedersenii* poseen estas glándulas para evitar la herbivoría.

El indumento aporta datos de interés para la delimitación específica y/o genérica. En *Jatropha*, en algunas especies de los subgéneros *Jatropha* y *Curcas*, los

tricomas eglandulares a menudo están acompañados por las emergencias glandulares (Dehgan, 1982). En este estudio, el indumento puede utilizarse para delimitar secciones: *Jatropha excisa* y *J. pedersenii*, las cuales pertenecen a la sección *Jatropha*, tienen tricomas y emergencias glandulares, mientras que, en *J. macrocarpa*, de la sección *Peltatae*, están ausentes.

Fernández Casas (2004, 2014) y Fernández Casa & Pizarro Domínguez (2006, 2007b) hay reportado para *J. grossidentata*, *J. hieronymi*, *J. pachypoda* Pax y *J. weddelliana* Baillon hojas glabras en especies que habitan en regiones xéricas. Lo que sustenta los resultados obtenidos en el presente trabajo. La presencia de tricomas en *J. pedersenii* podría deberse a que en el área occidental de Corrientes se hallan suelos salinos-alcalinos (Capurro & Escobar, 1985) y como consecuencia la planta podría estar exhibiendo caracteres propios de vegetales xero-halófitos, aun cuando los regímenes de lluvia son más abundantes comparado al área de distribución de *J. excisa* y *J. macrocarpa* (Pérez Cuadra & Cambi, 2014, 2016).

Los tricomas eglandulares se presentan en distintas familias de Angiospermas (Abdulrahman & Oladele, 2011; Benzing, 1976; Bonzani *et al.*, 1997; Rendón-Carmona *et al.*, 2006). En particular, los tipos de tricomas presentes en *J. excisa* y *J. pedersenii* (eglandulares, uniseriados y uni- o pluricelulares) han sido observados en otros representantes del género (Kolawole *et al.*, 2017; Leal & Agra, 2005; Olowokudejo, 1993; Untawale & Mukherjee, 1968). La aparición de estos apéndices epidérmicos se asocia como una adaptación hacia ambientes áridos, ya que los tricomas en xerófitos desempeñan dos funciones fundamentales: pueden afectar la transpiración al influir en la capa límite de difusión del agua en la superficie de la hoja transpiratoria. De este modo, el indumento disminuye el movimiento de aire en la superficie de la hoja y crea una zona de aire inmóvil a través de la cual el vapor de agua se difunde cuando se mueve desde el interior de la hoja al aire relativamente seco de la atmósfera circundante. Cuanto mayor es la velocidad del viento sobre la hoja, más rápida es la eliminación del agua. Además, los tricomas también pueden influir indirectamente en la economía del agua de las plantas a través de la regulación de la temperatura. Capas densas de tricomas aumentan sustancialmente la reflectancia de la hoja para todas las longitudes de onda solar entre 400 y 3000 nm y reducen la absorbancia de la radiación, lo que da

como resultado la reducción de la carga de calor. Como consecuencia, se produce una disminución de la temperatura de la hoja y una reducción en las tasas de transpiración (Fahn, 1986; Fahn & Cutler, 1992).

La estructura foliar, en todas las especies aquí analizadas, es dorsiventral, al igual que en otros representantes del género, tales como *J. curcas*, *Jatropha maheswarrii* Subr. & Nayar, *Jatropha molissima* (Pohl) Baill. y *Jatropha ribifolia* (Pohl) Baill. Las diferencias interespecíficas se encuentran en el número de estratos de parénquima en empalizada y esponjoso y/o en el grosor de esos tejidos (Leal & Agra, 2005; Melo *et al.*, 2011; Uthayakumari & Sumathy, 2011). Es conocido que la relación parénquima en empalizada/parénquima esponjoso varía de acuerdo al ambiente en el que se desarrollan las plantas: en ambientes xerofíticos, el grosor del parénquima en empalizada aumenta, ya que la estructura de este tejido incrementa en gran medida la superficie interna libre de la hoja y como consecuencia se facilita el intercambio gaseoso y se logra una mayor eficiencia fotosintética (Fahn & Cutler, 1992); *J. exisa* y *J. macrocarpa* exhiben este rasgo que coincide con el ambiente árido donde crecen. En ambientes mesofíticos, el grosor del parénquima esponjoso es mucho mayor comparado al parénquima en empalizada (Torrecilla *et al.*, 2008), tal como se observa en *J. pedersenii*.

Las 3 especies analizadas presentan estomas en ambas caras de la hoja y en el género es posible encontrar taxones con láminas foliares hipoestomáticas o anfiestomáticas (Abdulrahman *et al.*, 2009; Idu *et al.*, 2009; Kolawole *et al.*, 2017). La ubicación de los estomas en ambas caras del limbo facilita un rápido intercambio gaseoso cuando las condiciones climáticas son adversas (Fahn & Cutler, 1992; Pérez Cuadra & Cambi, 2014). En estas especies se presenta más de un tipo de estomas en la misma lámina foliar lo cual puede deberse al precario balance entre las influencias que operan a nivel del meristemoide que tienden a producir dos efectos: por un lado, causan la formación de células madres de los estomas; y por el otro, intervienen en la orientación de la división celular a nivel del órgano involucrado (Thakur & Patil, 2011). Esto concuerda con la bibliografía consultada para el género en la cual se mencionan estomas anisocíticos, anomocíticos, braquiparacíticos y paracíticos (Abdulrahman *et al.*, 2009; Aworinde *et al.*, 2009; Kolawole *et al.*, 2017; Olowokudejo, 1993; Rai & Tiwari,

2012), aunque no hay registros acerca de las variedades restantes (tetracíticos, isotricíticos y aquellos con una sola célula oclusiva). Sin embargo, dentro de la familia Euphorbiaceae se hallan, en pocas ocasiones, estomas con una célula oclusiva (Inamdar & Gangadhara, 1977) y con 4 células auxiliares (Raju & Rao, 1977). Los estomas isotricíticos se citan por primera vez en la familia Euphorbiaceae.

Las diferentes tipologías de los complejos estomáticos también han sido utilizadas como carácter taxonómico en numerosas ocasiones, tanto dentro del género *Jatropha* como entre familias (Gole *et al.*, 2013; Hidayat, 2009; Rai & Tiwari, 2012; Sarojini Devi *et al.*, 2013; Thakur & Patil, 2011, entre otros). Sin embargo, en este estudio, los tipos de estomas no aportan información para distinguir las secciones *Jatropha* y *Peltatae*, a las que pertenecen *J. excisa* y *J. pedersenii*, y *J. macrocarpa*, respectivamente. En cambio, si podría contribuir a la delimitación específica, ya que *J. pedersenii* tiene estomas tetracíticos y con una sola célula oclusiva, ausentes en otros miembros de la sección *Jatropha*.

En los ambientes áridos, la producción de biomasa vegetal es costosa, por lo tanto, las plantas han desarrollado diversos mecanismos para evitar la pérdida de biomasa causada por la herbivoría o el ataque de microorganismos. Entre estos mecanismos se puede citar la presencia de células contenedoras de taninos o cristales y los laticíferos (Fahn, 1986).

“Los taninos son generalmente toxinas que reducen significativamente el crecimiento y la supervivencia de muchos herbívoros cuando son añadidos a sus dietas. Además, los taninos actúan como repelentes alimenticios de una gran diversidad de animales” (Taiz & Zeiger, 2006) e intervienen protegiendo a la planta frente a radiación ultravioleta (Ponce, 1986). Las especies analizadas en este trabajo contienen taninos en el látex y cuentan, además, con células contenedoras de taninos en el xilema de tallo y hoja, lo cual podría ser ventajoso respecto a otras especies de ambientes áridos que no presentan ese compuesto.

La presencia de cristales, probablemente de oxalato de calcio, contribuiría a suplir diversas funciones, ya sea prevenir el ataque de herbívoros, disipar los rayos solares, brindar soporte estructural o permitir el correcto funcionamiento del metabolismo celular (Jáuregui-Zuñiga & Moreno Cárcamo, 2004; Ruiz *et al.*, 2016;

Taiz & Zeiger, 2006; Torrecilla *et al.*, 2008). Al igual que en otras especies del género se encuentran cristales en tallo y hoja en todas las especies aquí analizadas (Elumalai *et al.*, 2013; Kakkar & Paliwal, 1972; Melo, *et al.*, 2011; Uthayakumari & Sumathy, 2011). *Jatropha pedersenii* posee mayor número de cristales prismáticos y drusas, lo que podría deberse a que en el suelo donde habita esta planta hay una mayor concentración de calcio disponible (Torrecilla *et al.*, 2008).

Las Euforbiáceas se destacan por ser las únicas plantas que poseen látex en sus hojas (Elumalai *et al.*, 2013). La distribución de los laticíferos identificados en el colénquima y parénquima cortical y medular de tallo, colénquima y parénquima en empalizada y esponjoso de hoja y cercanías del floema de tallo y pecíolo concuerdan con lo encontrado para otras especies de la familia Euphorbiaceae y del género (Assis *et al.*, 2013; Dehgan, 1980; Dehgan & Craig, 1978; Diniz *et al.*, 2013; Kakkar & Paliwal, 1972; Rudall, 1994; Vitarelli *et al.*, 2015). La presencia de los laticíferos en la médula de tallo de *J. excisa* y *J. pedersenii* y la ausencia de los mismos en la médula caular de *J. macrocarpa* podría utilizarse como carácter de interés taxonómico para definir las secciones *Jatropha* a la cual pertenecen las dos primeras especies y *Peltatae* que incluye a *J. macrocarpa*.

Si bien la presencia de gránulos de almidón en tallo es común en dicotiledóneas (Fahn, 1982), pocos son los autores que han demostrado la presencia de este carbohidrato en otros órganos en el género: Liu *et al.*, (2007) en anteras; Oladipo & Illoh, (2012) en leño y Uthayakumari & Sumathy, (2011) en hoja. En este estudio se lo encuentra en tallo y pecíolos.

El almacenamiento de este compuesto orgánico es una fuente de reserva energética de extrema utilidad para aquellas plantas que habitan en ambientes adversos (Fernandez *et al.*, 2016; Guerra & Medri, 2015), lo que contribuye a afirmar las diferencias ambientales que hay entre las especies analizadas. En los tallos de *J. excisa* y *J. macrocarpa* de zonas xerófitas tienen abundantes gránulos de almidón en el parénquima cortical y medular en comparación con su acumulación restringida al parénquima perivascular en los tallos de *J. pedersenii* que habita en una región más húmeda y en condiciones más favorables para el desarrollo de la planta.

Las pruebas histoquímicas realizadas en tallo y hoja respecto al contenido del látex, revelan que en todas las especies analizadas hay taninos, mucílagos y proteínas, siendo estos compuestos también detectados en otras especies del género (Assis *et al.*, 2013; Diniz *et al.*, 2013; Kaladhar *et al.*, 2009; Kolawole *et al.*, 2017). Los mucílagos presentes en los laticíferos de tallo y hoja contribuyen al sellado de las heridas, la defensa frente a agentes bióticos y son capaces de retener agua (Agrawal & Konno, 2009; Apóstolo, 2005; Demarco *et al.*, 2006; Farrell *et al.*, 1991; Pickard, 2008, Taiz & Zeiger, 2006); por otro lado, los taninos contribuyen a la retención de agua (Fahn & Cutler, 1992). Ambos, brindan mayor beneficio a las especies que crecen en ambiente áridos como *J. macrocarpa* y *J. excisa*.

CONCLUSIONES

Este trabajo constituye el primer estudio descriptivo de la morfo-anatomía vegetativa de las especies de *Jatropha* analizadas aquí, de ahí la importancia de este trabajo para las mismas.

Se pudo evidenciar diferencias morfo-anatómicas en tallo y hoja de las tres especies de *Jatropha*. En tallo y pecíolo se observaron distintos tejidos presentes; en pecíolo se dividió diferente número de unidades vasculares; en hoja de *J. excisa* y *J. pedersenii* se destacó la presencia de indumento, mientras que *J. macrocarpa* es glabra,

La similitud se encontró en la lámina foliar, la cual es anfiestomática, con mesófilo dorsiventral y colénquima subepidérmico en la nervadura media. Se registró por primera vez la aparición de estomas isotricíticos, tetracíticos y con una sola célula oclusiva para el género.

Se identificaron, células taníferas, células cristalíferas y laticíferos distribuidos en la corteza, médula y tejidos vasculares del tallo y en el mesófilo de la hoja de las 3 especies.

En todas las especies, la naturaleza química del látex es similar (está compuesto por mucílagos, proteínas y taninos), la diferencia se encuentra en la composición química de la pared.

Jatropha excisa y *J. macrocarpa* exhiben numerosos caracteres propios de plantas adaptadas a ambientes xéricos; mientras que *J. pedersenii* muestra también características típicas de ambientes mesofíticos, lo que podría significar que la especie aún continúa adaptándose al ambiente en que crece.

BIBLIOGRAFÍA

- Abdulrahaman, A. A. & Oladele, F. A. (2011). Response of trichomes to water stress in two species of *Jatropha*. *Insight. Bot.* 1(2): 15-21.
- Abdulrahaman, A. A., Kolawole, O. M. & Ahmed, R. N. (2009). Anatomical studies of *Jatropha curcas* Linn. and *J. gossipyfolia* Linn. and associated microflora under different watering conditions. *Biol. Environ. Sci. J. Trop.* 7(1): 55-61.
- Achten, W. M. J., Verchot, L., Franken, Y. J., Mathijs, E., Singh, V. P., Aerts, R. & Muys, B. (2008). *Jatropha* bio-diesel production and use. *Biomass Bioenergy* 32(12): 1063-1084.
- Agrawal, A. A. & Konno, K. (2009). Latex: a model for understanding mechanisms, ecology and evolution of plant defense against herbivory. *Annu. Rev. Ecol. Evol. Syst.* 40: 311-331.
- Aiyelaagbe, O. O., Oguntuase, B. J., Arimah, B. D. & Adeniyi B. A. (2008). The antimicrobial activity of *Jatropha multifida*. Extracts and chromatographic fractions against sexually transmitted infections. *J. Med. Sci.* 8(2): 143-147.
- Apóstolo, N. M. (2005). Caracteres anatómicos de la vegetación costera del Río Salado (Noroeste de la provincia de Buenos Aires, Argentina). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 40(3-4): 215-227.
- Aranda-Rickert, A., Morzán, L. & Fracchia, S. (2011). Seed oil content and fatty acid profiles of five *Euphorbiaceae* species from arid regions in Argentina with potential as biodiesel source. *Seed Sci. Res.* 21: 61-68.
- Assis, J. M., Porto, N. M. & Agra, M. F. (2013). Caracterização anatómica e histoquímica de estruturas secretoras de folhas e caule de *Jatropha mollissima* (Euphorbiaceae). Ponencia presentada en 64^o Congresso Nacional de Botânica, Belo Horizonte, Brasil.
- Aworinde, D. O., Nwoye, D. U., Jayeola, A. A., Olagoke, A. O. & Ogundele, A.A. (2009). Taxonomic significance of foliar epidermis in some members of Euphorbiaceae family in Nigeria. *Res. J. Bot.* 4(1):17-28.
- Benzing, D. H. (1976). Bromeliad trichomes: structure, function and ecological significance. *Selbyana* 1(4): 330-348.

- Bonzani, N. E., Filippa, E. M. & Barboza, G. E. (1997). Particularidades epidérmicas de algunas especies de Verbenaceae. *An. Inst. Biol.* 68(2): 47-56.
- Cano, J. H. & Volpato, G. (2004). Herbal mixtures in the traditional medicine of Eastern Cuba. *J. Ethnopharmacol.* 90(2-3): 293-316.
- Capurro R. A. & Escobar, E. (1985). *Atlas de suelos de la República Argentina: provincia de Corrientes*. Buenos Aires: INTA.
- Clérici, S., Aranda, J., Martínez, P., Torchán, C. & Baravalle, F. (2013). Caracterización morfológica y citogenética de *Jatropha excisa*, en la ecorregión chaco seco de la provincia de Catamarca. *Revista Virtual: Revista Biología en Agronomía* 3(1): 24-36.
- D'Ambrogio de Argüeso, A. (1986). *Manual de Técnicas en Histología Vegetal*, 83 pp. Buenos Aires, Argentina: Hemisferio Sur.
- Dehgan, B. (1980). Application of epidermal morphology to taxonomic delimitations in the genus *Jatropha* L. (Euphorbiaceae). *Bot. J. Linn. Soc.* 80: 257-278.
- Dehgan, B. (1982). Comparative anatomy of the petiole and infrageneric relationships in *Jatropha* (Euphorbiaceae). *Am. J. Bot.* 69(8): 1283-1295.
- Dehgan, B. & Craig, M. E. (1978). Types of laticifers and crystals in *Jatropha* and their taxonomic implications. *Am. J. Bot.* 65(3): 345-352.
- Dehgan, B. & Schutzman, B. (1994). Contributions toward a monograph of the Neotropical *Jatropha*: phenetic and phylogenetic analysis. *Ann. Mo. Bot. Gard.* 81(2): 349-367.
- Dehgan, B. & Webster, G. L. (1979). *Morphology and infrageneric relationships of the genus Jatropha* (Euphorbiaceae), 73 pp. University of California Press.
- De La Barrera, E., & Smith, W. K. (Eds.). (2009). *Perspectives in Biophysical Plant Ecophysiology: A Tribute to Park S. Nobel*, 402 pp. Universidad Nacional Autónomas de México.
- Demaio, P., Karlin, U. O. & Medina, M. (2015). *Árboles nativos de Argentina*. Tomo 1: Centro y Cuyo, 181 pp. Córdoba, Argentina: Ecoval.

- Demarco, D., Kinoshita, L. S. & Castro, M. M. (2006). Laticíferos articulados anastomosados – novos registros para Apocynaceae. *Rev. Bras. Bot.* 29(1): 133-144.
- Dilcher, D. L. (1974). Approaches to the identification of angiosperm leaf remains. *Bot. Rev.* 40(1): 1-157.
- Diniz, R. P., Araújo, N. D. & Agra, M. F. (2013). *Anatomía e histoquímica foliar e caulinar de Jatropha ribifolia (Euphorbiaceae)*. Ponencia presentada en 64º Congresso Nacional de Botânica, Belo Horizonte, Brasil.
- Elumalai, R., Selvaraj, R. & Chidambaram, A. L. A. (2013). Biosystematical studies in some taxa of *Jatropha* Linn. *Int. J. Curr. Sci.* 6: 63-69.
- Ezcurra, C. (1981). Revisión de las Apocináceas de la Argentina. *Darwiniana* 23(2-4) 367-474.
- Fahn, A. (1979). *Secretory tissues in plants*, 302 pp. Londres, Inglaterra: Academic Press.
- Fahn, A. (1982). *Plant Anatomy*, 544pp. Oxford, Inglaterra: Pergamon Press.
- Fahn, A. (1986). Structural and functional properties of trichomes of xeromorphic leaves. *Ann. Bot.* 57(5): 631-637.
- Fahn, A. & Cutler, D. F. (1992). *Xerophytes*, 178 pp. Stuttgart, Berlín: Gebrüder Borntraeger.
- Falasca, S. & Ulberich, A. (2008a). Las especies del género *Jatropha* para producir biodiesel en Argentina. *Revista Virtual REDESMA* 2(1): 1-19.
- Falasca, S. L. & Ulberich, A. (2008b). Potencialidad bioenergética sudamericana a partir de forestaciones con *Jatropha* sp. (*J. curcas*, *hieronymi* y *macrocarpa*). *Revista Virtual REDESMA* 2(2): 102-115.
- Farrell, B. D., Dussourd, D. E. & Mitter, C. (1991). Escalation of plant defense: do latex and resin canals spur plant diversification? *Am. Nat.* 138(4): 881-900.
- Félix-Silva, J., Giordani, R. B., Sliva-Jr, A. A., Zucolotto, S. M. & Fernandes-Pedrosa, M. F. (2014). *Jatropha gossypifolia* L. (Euphorbiaceae): a review of traditional uses, phytochemistry, pharmacology and toxicology of this medicinal plant. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine* 2014: 1-32.

- Fernandez, R. D., Varela, O. & Albornoz, P. L. (2016). Anatomía de hoja, tallo y raíz de *Halophytum ameghinoi* (Halophytaceae), especie endémica de Argentina. *Lilloa* 53(1): 23-31.
- Fernández Casas, F. J. (2004). *Jatropha wedelliana* Baillon (Euphorbiaceae): nomenclatura, sistemática, morfología y distribución. *Adumbr. Summae Ed.* 9: 1-22.
- Fernández Casas, F. J. (2013). *Jatropha peiranoi* Lourteig & O'Donnell (Euphorbiaceae), morfología, nomenclatura, sistemática y distribución. *Adumbr. Summae Ed.* 51: 1-25.
- Fernández Casas, F. J. (2014). *Jatropha pachypoda* Pax (1910) (Euphorbiaceae), morfología, nomenclatura, sistemática y distribución. *Adumbr. Summae Ed.* 60: 1-22.
- Fernández Casas, F. J. (2016). Acerca del género *Jatropha* (Euphorbiaceae) en Insulindia. *Adumbr. Summae Ed.* 73: 1-58.
- Fernández Casas, F. J. & Pizarro Domínguez J. M. (2006). *Jatropha grossidentata* Pax & K. Hoffm. (Euphorbiaceae). Nomenclatura, sistemática, morfología y distribución. *Adumbr. Summae Ed.* 15: 1-23.
- Fernández Casas, F. J. & Pizarro Domínguez, J. M. (2007a). Otras dos *Jatrophae* (Euphorbiaceae) de Paraguay. *Adumbr. Summae Ed.* 19: 1-32.
- Fernández Casas, F. J. & Pizarro Domínguez, J. M. (2007b). *Jatropha hieronymi* Kuntze (Euphorbiaceae). Nomenclatura, sistemática, morfología y distribución (versión completa, en color). *Adumbr. Summae Ed.* 28: 1-28.
- Fernández Casas, F. J. & Pizarro Domínguez, J. M. (2007c). *Jatropha grossidentata* Pax & K. Hoffm. (Euphorbiaceae). Nomenclatura, sistemática, morfología y distribución. *Adumbr. Summae Ed.* 15: 1-23.
- Ganesh-Ram, S., Parthiban, K. T., Senthil-Kumar, R., Thiruvengadam, V. & Paramathma, M. (2008). Genetic diversity among *Jatropha* species as revealed by RAPD markers. *Genet. Resour. Crop. Evol.* 55: 803-809.

- Gole, A. A., Ramugade, M. A., Bhagwat, H. R., Gaikwad, S. S., Mohite, P. C. & Aparadh, V. T. (2013). Taxonomic diversity of stomata in some angiospermic plants, Satara region India. *Int. Res. J. Pharm. App. Sci.* 3(1): 52-55.
- Guantay, M. E., Slanis, A. C. & Bulacio, E. D. V. (2008). Caracterización del indumento caulinar de *Acalypha poiretti* (Euphorbiaceae, Acalypheae). *Lilloa* 45(1-2): 61-65.
- Guerra, A. & Medri, C. (2015). Diferenciação morfoanatômica de *Lepismium cruciforme* (Vell.) Miq. (Cactaceae) do dosel e do sub-bosque. *Saúde e Biol.* 10(1): 43-51.
- Hadid, M., Matesevach, M., Pérez, A., Dottori, N. & Cosa, M. T. (2013). Emergencias glandulares en *Jatropha excisa* (Euphorbiaceae). Glandular emergences in *Jatropha excisa* (Euphorbiaceae). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 48 (Supl.)
- Hidayat, T. K. (2009). Stomata diversification and phylogenetic analysis of 13 species of family Euphorbiaceae sensu lato. *Biodiversitas* 10(1): 19-22.
- Idu, M., Timothy, O., Onyibe, H. I. & Comor, A. O. (2009). Comparative morphological and anatomical studies on the leaf and stem of some medicinal plants: *Jatropha curcas* L. and *J. tanzorensis* J. L. Ellis and Saroja (Euphorbiaceae). *Ethnobot. Leaflet.* 13: 1232-1239.
- Inamdar, J. A. & Gangadhara, M. (1977). Studies on the trichomes of some Euphorbiaceae. *Feddes Repert.* 88(1-2): 103-111.
- Jáuregui, D., Castro, M., Ruiz-Zapata, T. & Lapp, M. (2014). Anatomía de los órganos vegetativos de dos especies de *Atriplex* (Chenopodiaceae) de Venezuela. *Rev. Biol. Trop.* 62(4): 1625-1636.
- Jáuregui-Zúñiga, D. & Moreno Cárcamo, A. (2004). La biomineralización del oxalato de calcio en plantas: retos y potencial. *Revista de Educación Bioquímica* 23(1): 18-23.
- Kakkar, L. & Paliwal, G. S. (1972). Foliar venation and laticifers in *Jatropha gossypifolia*. *Beltr. Biol. Pfl.* 48: 425-432.

- Kaladhar, D. S. V. G. K., Satyanarayana, K. V. V. V. & Bhaskar Reddy, I. (2009). Biochemical and antimicrobial studies of the genus *Jatropha excisa*. *Biosci. Biotechnol. Res. Asia* 6(1): 331-336.
- Kolawole, O. S., Abdulrahaman, A. A. & Oladele, F. A. (2014). A numerical approach to the taxonomy of the genus *Jatropha* Linn. using quantitative phytochemical constituents. *Eur. J. Exp. Biol.* 4(6): 71-76.
- Kolawole, O. S., Jimoh, M. A., Yakubu, F. & Chukwuma, C. E. (2017). Taxonomic value of the leaf micro-morphology and quantitative phytochemistry of *Jatropha integerrima* Jacq. and *Jatropha podargica* Hook. (Euphorbiaceae)-known horticultural plants in Nigeria. *Ann. Bot.* 39: 55-62.
- Kraus, J. E., Sousa, H. C., Rezende, M. H., Castro, N. M., Vecchi, C. & Luque, R. (1998). Astra blue and basic fuchsin double staining of plant materials. *J. Biotech. Histochem.* 73(5): 253-243.
- Lapp, M., Jáuregui, D. & Ruiz-Zapata, T. (2004). Anatomía foliar de ocho especies venezolanas del género *Oyedaea* DC. (Asteraceae-Heliantheae). *Acta. Bot. Venez.* 27(1): 1-16.
- Leal, C. K. A. & Agra, M. F. (2005). Estudo farmacobotânico comparativo das folhas de *Jatropha molissima* (Pohl) Baill. e *Jatropha ribifolia* (Pohl) Baill. (Euphorbiaceae). *Acta. Farm. Bonaerense* 24(1): 5-13.
- Liu, H. F., Kirchoff, B. K., Wu, G. J. & Liao, J. P. (2007). Microsporogenesis and male gametogenesis in *Jatropha curcas* L. (Euphorbiaceae). *J. Torrey Bot. Soc.* 134(3): 335-343.
- Melo, M. G., Carneiro da Cunha, P., Pereira, J. A. V., Willadino, L. & Ulisses, C. (2011). Alterações anatómicas em folhas e raízes de *Jatropha curcas* L. cultivadas sob estresse salino. *Rev. Ciên. Agron.* 42(3): 670-674.
- Negritto, M. A., Cocucci, A. A. & Anton, A. M. (1995). Emergencias glandulares en *Myriophyllum* (Haloragaceae). *Kurtziana* 24: 119-127.
- Oladipo, O. T. & Illoh, H. C. (2012). Comparative wood anatomy of some members of the genus *Jatropha* (Euphorbiaceae) found in Nigeria. *Phytol. Balc.* 18(2): 141-147.

- Olowokudejo, J. D. (1993). Comparative epidermal morphology of West African species of *Jatropha* L. (Euphorbiaceae). *Bot. J. Linn. Soc.* 111: 139-154.
- Pabón, L. C. & Hernández-Rodríguez, P. (2012). Importancia química de *Jatropha curcas* y sus aplicaciones biológicas, farmacológicas e industriales. *Rev. Cubana de Plant. Med.* 17(2): 194-209.
- Palchetti, M. V., Barboza, G. E. & Cosa, M. T. (2014). Anatomía foliar en especies de *Capsicum* (Solanaceae) de diferentes ambientes biogeográficos Sudamericanos. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 49(3): 417-436.
- Pérez Cuadra, V. & Cambi, V. N. (2014). Ocurrencia de caracteres anatómicos funcionales foliares y caulinares en 35 especies xero-halófilas. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 49(3): 347-359.
- Pérez Cuadra, V. & Cambi, V. (2016). Caracteres epidérmicos de especies xero-halófilas: ¿es el ambiente el principal factor determinante? *Lilloa* 53(2): 282-298.
- Pickard, W. F. (2008). Laticifers and secretory ducts: two other tube systems in plants. *New Phytol.* 177(4): 877-888.
- Ponce, M. M. (1986). Morfología ecológica de plantas saxícolas del Cerro de la Ventana, Prov. De Buenos Aires, Argentina. *Darwiniana* 27(1-4): 237-271.
- Prabhakar, M. (2004). Structure, nomenclature and classification of stomata. *Acta Bot. Sin.* 46(2): 242-252.
- Rai, K. & Tiwari, E. (2012). Epidermal studies in identification of *Jatropha* species. *J. Pharm. Biol. Sci.* 2(5): 41-51.
- Raju, V. S. & Rao, P. N. (1977). Variation in the structure and development of foliar stomata in Euphorbiaceae. *Bot. J. Linn. Soc.* 75: 69-97.
- Rendón-Carmora, N., Ishiki-Ishihara, M., Terrazas, T. & Nieto-López, M. G. (2006). Indumento y tricomas en la caracterización de un grupo de nueve especies del género *Mortonioidendron* (Tiliaceae). *Rev. Mex. Biodivers.* 77: 169-176.
- Rodríguez-Acosta, M., Sandoval-Ramírez, J. & Zeferino-Díaz, R. (2010). Extraction and characterization of oils from three Mexican *Jatropha* species. *J. Mex. Chem. Soc.* 54(2): 88-91.

- Rudall, P. (1994). Laticifers in Crotonoideae (Euphorbiaceae): Homology and evolution. *Ann. Mo. Bot. Gard.* 81(2): 270-282.
- Ruiz, A. I., Mercado, M. I., Guantay, M. E. & Ponessa, G. I. (2016). Arquitectura y morfoanatomía foliar de *Dinoserissalicifolia* (Asteraceae). *Lilloa* 53(1): 112-121.
- Sabandar, C. W., Ahmat, N., Jaafar, F. M. & Sahidin, I. (2013). Medicinal property, phytochemistry and pharmacology of several *Jatropha* species (Euphorbiaceae): a review. *Phytochemistry* 85: 7-29.
- Sarojini Devi, N., Padma, Y., Narasimhudu, C. L. & Venkata Raju, R. R. (2013). Diversity of stomata and trichomes in *Euphorbia* L. – I. *Bangladesh J. Plant. Taxon.* 20(1): 27-38.
- Taiz, L. & Zeiger, E. (2006). *Fisiología Vegetal*, Vol. I & II, 1153 pp. Castelló de la Plana, España: Universitat Jaume I(Ed).
- Tavecchio, N., Reinoso, H., Ruffini Castiglione, M., Spanò, C. & Pedranzani, H. E. (2016). Anatomical studies of two *Jatropha* species with importance for biodiesel production. *J. Agric. Sci.* 8(9): 84-94.
- Thakur, H. A. & Patil, D. A. (2011). The foliar epidermal studies in some hitherto unstudied Euphorbiaceae. *Curr. Bot.* 2(4): 22-50.
- Thakur, H. A. & Patil, D. A. (2012). Anatomy of stem in some Euphorbiaceae –II. *J. Exp. Sci.* 3(3): 39-44.
- Torrecilla, P., Castro, M. & Lapp, M. (2008). Morfoanatomía foliar en especímenes de *Capparisflexuosa* (L.) L. (Capparaceae) creciendo en tres localidades distintas del estado Aragua (Venezuela). *Ernstia* 19(1): 35-54.
- Untawale, A. G. & Mukherjee, P. K. (1968). Structure and development of glands in *Jatropha gossypifolia* Linn. *J. Indian. Bot. Soc.* 48: 359-362.
- Uthayakumari, F. & Sumathy, M. (2011). Pharmacognostical studies on the endemic medicinal plant – *Jatropha maheswarii* Subr. & Nayar (Euphorbiaceae). *Int. J. Pharmtech. Res.* 3(4): 2169-2174.
- Vitarelli, N. C., Riina, R., Caruzo, M. B. R., Cordeiro, I., Fuertes-Aguilar, J. & Meira, R. M. S. A. (2015). Foliar secretory structures in Crotonaeae (Euphorbiaceae):

Diversity, anatomy, and evolutionary significance. *Am. J. Bot.* 102(6): 833-847.

Wassner, D., Larran, A. & Rondanini, D. (2012). Evaluation of *Jatropha macrocarpa* as an oil crop for biodiesel production in arid lands of the Dry Chaco, Argentina. *J. Arid. Environ.* 77: 153-156.

Webster, G. L. (1994). Classification of the Euphorbiaceae. *Ann. Mo. Bot. Gard.* 81(1): 3-32.

Zarlavsky, G. E. (2014). *Histología vegetal: técnicas simples y complejas*, 198 pp. Buenos Aires, Argentina: Sociedad Argentina de Botánica.

Zuloaga, F. O., Rugolo, Z. & Anton, A. (2018). Flora Argentina [online]. Extraído el 16 de Febrero de 2018 de: <http://www.darwin.edu.ar/proyectos/floraargentina/fa.htm>.

AGRADECIMIENTOS

Quisiera agradecer a todas aquellas personas que permitieron y me animaron a continuar con la realización de este trabajo final:

- A SECyT, por proporcionar el subsidio con el cual se pudo llevar a cabo la presente tesina.
- A la Dra. María Teresa Cosa (UNC) y la Dra. Gabriela López (UNNE) por proveerme parte del material utilizado en este trabajo.
- A mi directora y co-directora, ya que sin la guía y paciencia de ellas no podría haber llegado a esta instancia y convertirme en aquello que ansío hace tiempo.
- A las profesoras de la Cátedra de Morfología Vegetal, que no solo permitieron que efectuara la tesina en la cátedra, sino que también siempre estuvieron dispuestas a ayudar y a hacerme sentir cómoda y querida en el lugar.
- A mi familia, en especial a mis padres, que siempre me escucharon e incentivaron a continuar, sobre todo en los momentos difíciles.
- A mi novio, mis amigos de la secundaria y de la facultad, que siempre me escucharon y levantaron mi ánimo cuando me sentí frustrada y confundida.
- A las amigas que conocí mientras trabajábamos en el laboratorio, ya sea en la tesina o en la ayudantía que ofrece la cátedra. Gracias por acompañarme en la pasión por la Morfología y por los hermosos recuerdos y viajes a congresos de Botánica.

Espero que los vínculos construidos a lo largo de todo este tiempo no se pierdan, ya que son excelentes personas.