

# POLIBOTÁNICA

ISSN 1405-2768



Núm. 51

 **CONACYT**  
Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología

Enero 2021

SEP



Enero 2021

Núm. 51

POLIBOTÁNICA



CONACYT

## PÁG.

## CONTENIDO

- 1 La familia Rosaceae en México.  
*The Rosaceae family in Mexico.*  
Rzedowski, J.
- 17 Orquídeas de los municipios de Santo Domingo Yanhuitlán y San Pedro y San Pablo Teposcolula, Oaxaca.  
*Orchids from the municipalities of Santo Domingo Yanhuitlán and San Pedro y San Pablo Teposcolula, Oaxaca.*  
Ibarra-Contreras, C.A. | R. Solano | L. Paz-Cruz | C. Pérez-Domínguez | L. Lagunez-Rivera
- 43 Caracterización de la variación morfológica de *Cyanotetras* (Cyanobacteria) en el Lago de Catemaco Veracruz, México.  
*Characterization of morphological variation of Cyanotetras (Cyanobacteria) in Catemaco Lake, Veracruz, Mexico.*  
Muciño-Márquez, R.E. | R.O. Echenique | I. Gárate-Lizárraga | M.G. Figueroa-Torres | A. Esquivel-Herrera
- 55 Estructura vertical de un bosque de galería en un gradiente altitudinal en el noroeste de México.  
*Vertical structure of a gallery forest on an altitude gradient in northwestern of Mexico.*  
Holguín-Estrada, V.A. | Alanís-Rodríguez E. | Aguirre-Calderón O.A. | J.I. Yerena-Yamallel | M.Á. Pequeño-Ledezma
- 73 Diversidad arbórea nativa: base para el diseño de sistemas agroforestales en una comunidad maya en la Península de Yucatán, México.  
*Native tree diversity: basis for the design of agroforestry systems in a mayan community in the Yucatan Peninsula, Mexico.*  
Dzib-Castillo, B. B. | H. Van der Wal | V. Cervantes-Gutiérrez | W. Cetzal-Ix | C. I. Chanatásig-Vaca | F. Casanova-Lugo
- 91 Estructura y diversidad arbórea de un bosque de galería urbano en el Río Camachito, noreste de México.  
*Tree structure and diversity of an urban gallery forest in the Camachito River, northeast Mexico.*  
Canizales-Velázquez, P.A. | E. Alanís-Rodríguez | S. A. García-García | V. A. Holguín-Estrada | A. Collantes-Chávez-Costa
- 107 Estructura y diversidad del matorral xerófilo en el noreste de México.  
*Structure and diversity of the xerophilous scrub in northeast Mexico.*  
Reyna-González, A. M. | P.S. Soto-Borrego | E. Alanís-Rodríguez | V. M. Molina-Guerra | A. Collantes-Chávez-Costa
- 123 Fenología floral de nueve variedades de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch).  
*Floral phenology of nine poinsettia varieties (Euphorbia pulcherrima Willd. ex Klotzsch).*  
Rodríguez-Rojas, T. de J. | M. Andrade-Rodríguez | A. Castillo-Gutiérrez | O.G. Villegas-Torres
- 141 Micropropagación del lirio amazónico (*Eucharis grandiflora* Planch. & Linden) mediante organogénesis directa.  
*Micropropagation of amazon lily (Eucharis grandiflora Planch. & Linden) through direct organogenesis.*  
Guerrero-Valencia, F.A. | J.L. Rodríguez-de la O | M. de J. Juárez-Hernández | J. Ayala-Arreola | G. Ramírez-González
- 155 Caracterización micrográfica de tres frutos tropicales, *Musa paradisii* L., *Persea americana* Mill. y *Physalis peruviana* L. Importancia en el control de calidad botánico de alimentos derivados.  
*Micrographic characterization of three tropical fruits, Musa paradisii L., Persea americana Mill. and Physalis peruviana L. Significance in the definition of botanical quality of derived foods.*  
Gimenez, L. A. S. | M. A. Rivas | N. D. Vignale | A. A. Gurni
- 171 Semillas de rabanitos (*Raphanus sativus* L.): observaciones de su morfología bajo microscopía electrónica, germinación y utilidad para estudios de fitotoxicidad.  
*Seeds of radishes (Raphanus sativus L): observations of its morphology under electron microscopy, germination and usefulness for phytotoxicity studies.*  
Taladrid, I. J. | M.B. Espinosa
- 185 Diversidad genética de la chaya (*Cnidoscolus aconitifolius* (Mill.) I. M. Johnst. ssp. *aconitifolius*) en Yucatán, México, su posible centro de domesticación.  
*Genetic diversity of chaya (Cnidoscolus aconitifolius (Mill.) I. M. Johnst. ssp. aconitifolius) in Yucatan, Mexico, its putative domestication center.*  
Chin-Chan, T. | M.M. Ortiz-García | P.J. Ruiz-Gil | J. Martínez-Castillo
- 203 Caracterización química de los volátiles de *Tagetes nelsonii*.  
*Chemical characterization of the volatiles of Tagetes nelsonii.*  
Cruz Flores, O. | M. Espinoza Ruiz | A. Santiesteban Hernández | L. Cruz-López
- 213 Extractos vegetales para el control de *Colletotrichum gloeosporioides in vitro*, en periodo de floración y poscosecha del fruto de *Carica papaya*.  
*Plant extracts for control of Colletotrichum gloeosporioides in vitro and flowering period and postharvest stage on Carica papaya.*  
García-Mateos, M.R. | M. Acosta-Ramos | E. Rodríguez-Pérez | J. Vásquez-Sánchez | L. Hernández-Ramos
- 229 Importancia relativa de frutos y verduras comercializadas en el Mercado de Izúcar de Matamoros, Puebla, México.  
*Relative importance of fruits and vegetables commercialized in the Izúcar de Matamoros Market, Puebla, Mexico.*  
Martínez Moreno, D. | J. Reyes Matamoros | A.L. López Pérez | F. Basurto Peña

## Portada

*Fallugia paradoxa* (D. Don) Endl. ex Torr.  
Rosaceae. “Penacho de Apache”

Arbustos de hasta 2 m de altura. Hojas de 6-8 mm de largo, en fascículos, usualmente caducas. Flores blancas y vistosas, generalmente unisexuales de 3 cm de diámetro. Aquenios obovoides-fusiformes, cada uno con un estilo que se modifica en una pluma rosada o violácea, retorcida y vellosa, de hasta 3 cm de largo, la “pluma” ayuda a dispersar las semillas por el viento. Prospera en matorral xerófilo. Se usa en la cestería para construir cunas, escobas y flechas, se considera valiosa para el control de la erosión en las zonas desérticas. Distribución: Noroeste de México y Sur de Estados Unidos.



Shrubs up to 2 m tall. Leaves 6-8 mm long, in fascicles, usually deciduous. Flowers white and showy, generally unisexual, 3 cm in diameter. Achenes obovoid-fusiform, each with a style that is modified into a pink or purplish, twisted and hairy feather, up to 3 cm long, the “feather” helps to disperse the seeds by the wind. Prosper in xerophilous scrub. It is used in basketry to build cradles, brooms and arrows, it is considered valuable for erosion control in desert areas. Distribution Northwest of Mexico and South of the USA.

por/by **Rafael Fernández Nava**



## INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

Director General: *Dr. Arturo Reyes Sandoval*

Secretaria General: *M.en D.D.C. María Guadalupe Vargas Jacobo*

Secretario Académico: *Dr. Jorge Toro González*

Secretario de Extensión e Integración Social: *Dr. Luis Alfonso Villa Vargas*

Secretario de Investigación y Posgrado: *Dr. Juan Silvestre Aranda Barradas*

Secretario de Servicios Educativos: *Dra. Ana Lilia Coria Páez*

Secretario de Administración: *C.P. Jorge Quintana Reyna*

Director de Educación Superior: *Ing. Juan Manuel Velázquez Peto*

## ESCUELA NACIONAL DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

Director:

*Dr. Gonzalo Trujillo Chávez*

Subdirectora Académica:

*M. en C. Martha Patricia Cervantes Cervantes*

Subdirector Administrativo: *Ing. Raúl Chávez Alviricio*

Jefe de la Sección de Estudios de Posgrado e Investigación:

*Dr. Gerardo Aparicio Ozores*

---

**POLIBOTÁNICA**, Año 26, No. 51, enero-junio 2021, es una publicación semestral editada por el Instituto Politécnico Nacional, a través de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. Unidad Profesional Lázaro Cárdenas, Prolongación de Carpio y Plan de Ayala s/n, Col. Santo Tomas C.P. 11340 Delegación Miguel Hidalgo México, D.F. Teléfono 57296000 ext. 62331. <http://www.herbario.encb.ipn.mx/>, Editor responsable: Rafael Fernández Nava. Reserva de Derechos al Uso Exclusivo del Título No. 04-2015-011309001300-203. ISSN impreso: 1405-2768, ISSN digital: 2395-9525, ambos otorgados por el Instituto Nacional del Derecho de Autor. Responsable de la última actualización de este número, Unidad de informática de la ENCB del IPN, Rafael Fernández Nava, Unidad Profesional Lázaro Cárdenas, Prolongación de Carpio y Plan de Ayala s/n, Col. Santo Tomas C.P. 11340 Delegación Miguel Hidalgo México, D.F.

Las opiniones expresadas por los autores no necesariamente reflejan la postura del editor de la publicación.

Queda estrictamente prohibida la reproducción total o parcial de los contenidos e imágenes de la publicación sin previa autorización del Instituto Politécnico Nacional.

# REVISTA BOTÁNICA INTERNACIONAL DEL INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

## EDITOR EN JEFE

*Rafael Fernández Nava*

## EDITORA ASOCIADA

*María de la Luz Arreguín Sánchez*

## COMITÉ EDITORIAL INTERNACIONAL

*Christiane Anderson*  
University of Michigan  
Ann Arbor, Michigan, US

*Edith V. Gómez Sosa*  
Instituto de Botánica Darwinion  
Buenos Aires, Argentina

*Heike Vibrans*  
Colegio de Postgraduados  
Estado de México, México

*Jorge Llorente Bousquets*  
Universidad Nacional Autónoma de México  
Ciudad de México, México

*Graciela Calderón de Rzedowski*  
Instituto de Ecología del Bajío  
Pátzcuaro, Mich., México

*Delia Fernández González*  
Universidad de León  
León, España

*Theodore S. Cochrane*  
University of Wisconsin  
Madison, Wisconsin, US

*Jerzy Rzedowski Rotter*  
Instituto de Ecología del Bajío  
Pátzcuaro, Mich., México

*Hugo Cota Sánchez*  
University of Saskatchewan  
Saskatoon, Saskatchewan, Canada

*Luis Gerardo Zepeda Vallejo*  
Instituto Politécnico Nacional  
Ciudad de México, México

*Fernando Chiang Cabrera*  
Universidad Nacional Autónoma de México  
Ciudad de México, México

*Claude Sastre*  
Muséum National d'Histoire Naturelle  
Paris, Francia

*Thomas F. Daniel*  
California Academy of Sciences  
San Francisco, California, US

*Mauricio Velayos Rodríguez*  
Real Jardín Botánico  
Madrid, España

*Francisco de Asis Dos Santos*  
Universidad Estadual de Feira de Santana  
Feira de Santana, Brasil

*Noemi Waksman de Torres*  
Universidad Autónoma de Nuevo León  
Monterrey, NL, México

*Carlos Fabián Vargas Mendoza*  
Instituto Politécnico Nacional  
Ciudad de México, México

*Julieta Carranza Velázquez*  
Universidad de Costa Rica  
San Pedro, Costa Rica

*José Luis Godínez Ortega*  
Universidad Nacional Autónoma de México  
Ciudad de México, México

*Tom Wendt*  
University of Texas  
Austin, Texas, US

*José Manuel Rico Ordaz*  
Universidad de Oviedo  
Oviedo, España

## DISEÑO Y FORMACIÓN ELECTRÓNICA

*Luz Elena Tejeda Hernández*

## OPEN JOURNAL SYSTEM Y TECNOLOGÍAS DE LA INFORMACIÓN

*Pedro Aráoz Palomino*

Toda correspondencia relacionada con la revista deberá ser dirigida a:

**Dr. Rafael Fernández Nava**  
Editor en Jefe de

## POLIBOTÁNICA

Departamento de Botánica  
Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Instituto Politécnico Nacional  
Apdo. Postal 17-564, CP 11410, Ciudad de México

Correo electrónico:  
*polibotanica@gmail.com*  
*rfernan@ipn.mx*

Dirección Web  
*http://www.polibotanica.mx*

POLIBOTÁNICA es una revista indexada en:

CONACYT, índice de Revistas Mexicanas de Investigación Científica y Tecnológica del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología.

SciELO - Scientific Electronic Library Online.

Google Académico - Google Scholar.

DOAJ, Directorio de Revistas de Acceso Público.

Dialnet portal de difusión de la producción científica hispana.

REDIB Red Iberoamericana de innovación y conocimiento científico.

LATINDEX, Sistema regional de información en línea para revistas científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal.

PERIODICA, (Índice de Revistas Latinoamericanas en Ciencias).



# LA FAMILIA ROSACEAE EN MÉXICO

# THE ROSACEAE FAMILY IN MEXICO

**Rzedowski, J.**

LA FAMILIA ROSACEAE EN MÉXICO.

THE ROSACEAE FAMILY IN MEXICO.

## LA FAMILIA ROSACEAE EN MÉXICO

## THE ROSACEAE FAMILY IN MEXICO

J. Rzedowski / [jerzedowski@gmail.com](mailto:jerzedowski@gmail.com)

Instituto de Ecología, A.C.

Centro Regional del Bajío

Apartado postal 382

61600 Pátzcuaro, Michoacán

Rzedowski, J.

LA FAMILIA ROSACEAE  
EN MÉXICOTHE ROSACEAE FAMILY  
IN MEXICO

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 1-16. Enero 2021

DOI:  
10.18387/polibotanica.51.1

**RESUMEN:** Se presenta un inventario actualizado de los componentes silvestres de la familia Rosaceae en México. Se enumeran 192 especies (pertenecientes a 34 géneros), de las cuales 11 no son nativas y 26 se conocen de un solo estado; no se encontraron ejemplares ni citas de su existencia en Campeche, Quintana Roo, Tabasco y Yucatán. Se realiza un somero análisis de la ubicación geográfica y ecológica de sus componentes, enfatizando su significativa participación en los matorrales xerófilos en el territorio de la República.

**Palabras clave:** inventario, matorral xerófilo, México, Rosaceae.

**ABSTRACT.** An updated inventory of spontaneous members of the Rosaceae family in Mexico is presented. 192 species (belonging to 34 genera) are listed; 11 of them are not native and 26 are only reported from one of the states. No references were found of their occurrence in the states of Campeche, Quintana Roo, Tabasco and Yucatan. A brief survey of the geographic and ecological location of the elements of the family is performed, emphasizing their significant participation in the composition of the xerophilous flora in Mexico.

**Key words:** inventory, Mexico, Rosaceae, xerophilous scrub.

## INTRODUCCIÓN

Las Rosaceae constituyen uno de los grandes grupos de las angiospermas, pues incluyen alrededor de 90 géneros y probablemente más de 3,000 especies. En su totalidad es un conjunto casi cosmopolita, aunque es particularmente diverso en áreas de clima templado, sobre todo, en el Hemisferio boreal. Su participación en la flora intertropical termófila es escasa y en muchos lugares nula.

Varios de sus componentes son de mayor importancia para la humanidad. Aquí pertenecen diversos árboles y también varias plantas herbáceas que son básicas en la fruticultura a nivel mundial, destacando la almendra (*Prunus dulcis* (Mill.) D. A. Webb), la cereza (*Prunus avium* (L.) L., *P. cerasus* L.), el chabacano (*Prunus armeniaca* L.), la ciruela (*Prunus domestica* L., *P. salicina* Lindl.), el durazno (*Prunus persica* (L.) Betsch), la frambuesa (*Rubus idaeus* L.), la fresa (*Fragaria x ananassa* (Duchasne ex Weston) Duchasne ex Rozier), la manzana (*Malus domestica* (Suckow) Barkh.), el membrillo (*Cydista oblonga* Mill.), el níspero (*Eriobotrya japonica* Thunb.), la pera (*Purus communis* L.) y la zarzamora (*Rubus* spp., mayormente híbridos). No pocos destacan por sus atractivas flores y se cultivan para tal propósito, ocupando la rosa (*Rosa* spp., mayormente híbridos) el lugar más prominente en este conjunto.

En México, además, no dejan de ser relevantes dos frutales nativos, a mencionar el capulín (*Prunus serotina* ssp. *capuli* (Cav.) McVaugh) y el tejocote (*Crataegus mexicana* DC.), que han sido objeto de selección, cultivo y consumo desde tiempos prehispánicos.

En su actual circunscripción la familia se considera monofilética (Potter *et al.*, 2002). Sin embargo, la historia de su taxonomía revela que ha pasado por diferentes contextos e interpretaciones. Así, por ejemplo, en el trabajo de principios del siglo pasado Rydberg (1908-1918), que consiste en la revisión de todas sus especies de América del norte (incluyendo México, Centroamérica y las Antillas), no se trataron los grupos de Maloideae y Prunoideae, que en esa época muchos autores reconocían como familias independientes.

Ese mismo criterio lo sostuvo Standley (1922c) quien, en su obra sobre árboles y arbustos de México, dividió tal conjunto de plantas en Rosaceae, Malaceae y Amygdalaceae. A su vez, en este último grupo estuvieron incluidos también varios géneros que en el presente se definen como componentes de Chrysobalanaceae.

Las mencionadas contribuciones de Rydberg y de Standley siguen funcionando como importantes fuentes de información e instrumentos de identificación de muchos componentes mexicanos de esta familia.

Entre los botánicos actuales que han abordado la sistemática de algunos de sus géneros mexicanos procede mencionar a Barbara Ertter, James S., Henrickson y a James B. Phipps.

En términos generales, las Rosaceae se han ganado el calificativo de taxonómicamente difíciles a raíz de fuertes controversias en la delimitación de sus taxones, sobre todo a nivel de especie en muchos de sus géneros. Así por ejemplo para *Rubus* se han descrito más de 2,200 especies, de las cuales varios autores no aceptan más de 300. De acuerdo con Turner (2011), al género mayormente mexicano *Malacomeles* le corresponden cinco especies, mientras que Campbell (2014) sólo reconoce la existencia de dos.

Tal circunstancia significa que a lo largo del tiempo a menudo se han modificado y se siguen modificando las circunscripciones de algunos géneros y de numerosas especies y en consecuencia en los herbarios una buena proporción de los ejemplares de esta familia no lleva el nombre que en la actualidad le toca, con todas sus respectivas secuelas.

De este modo no deben sorprender al lector varias de las discrepancias que encontrará entre la aproximación presentada en este trabajo y otras contribuciones al conocimiento de la familia en México, que por cierto son bastante escasas.

La dificultad en la identificación de muchos ejemplares de Rosaceae es también la principal causa de las relativamente pocas adiciones de sus novedades a la flora de México publicadas en los últimos 100 años.

El principal objetivo de la presente contribución consiste en la integración de un inventario actualizado de los componentes silvestres de la familia en México, así como de su ubicación geográfica y ecológica.

## MÉTODO

El catálogo se integró mediante una extensa consulta de la literatura y de varios portales electrónicos. Para tal propósito resultaron ser substanciales las siguientes obras:

- Rosaceae, Malaceae y Amygdalaceae, in: *Trees and shrubs of Mexico* (Standley, 1922);

- Rosaceae, in: North American Flora (Rydberg, 1908-1918);
- Rosaceae, in: Checklist of the native vascular plants of Mexico (Villaseñor, 2016);
- Rosaceae, in: Flora of North America, north of Mexico (varios autores, 2014);
- Rosaceae, in: Flora Mesoamericana (Barrie *et al.*, 2015);
- Rosaceae, in: Annotated checklist of the vascular plants of Baja California, Mexico (Rebman *et al.*, 2016);
- Rosaceae, in: A flora of the Chihuahuan desert region (Henrickson & Johnston, 1997);
- Rosaceae, in Flora fanerogámica del Valle de México (Calderón de Rzedowski, 2001);
- Rosaceae, in Flora del Bajío y de regiones adyacentes (Rzedowski & Calderón de Rzedowski, 2005);
- Rosaceae, in Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán (Martínez-Ramírez, 2014).

Se revisaron también numerosos trabajos relacionados con la sistemática y filogenia de los géneros mexicanos de la familia, una parte de los cuales se encuentra en la literatura citada.

Se procuró localizar e incorporar a la lista los elementos nuevos de Rosaceae descritos del territorio de la República en los siglos XX y XXI.

Con el objeto de completar y actualizar la información relativa a la distribución geográfica conocida de las especies se consultaron principalmente los portales electrónicos ‘Colecciones Biológicas UNAM’, ‘Tropicos’ y ‘GBIF’.

## RESULTADOS

En este censo se reconocen 34 géneros, de los cuales dos (*Lindleya* y *Xerospiraea*) restringen su distribución al territorio de la República y tres solamente incluyen especies introducidas y más o menos naturalizadas al menos en alguna parte del país. Los mejor representados son: *Rubus* (36 spp.), *Potentilla* (34 spp., de las cuales 21 son endémicas de México), *Prunus* (32 spp.), *Crataegus* (13 spp.) y *Lachemilla* (10 spp.).

A nivel de especie se enlistan 192 elementos, de los cuales 74 (38.5%) únicamente se han registrado dentro de los límites del país y 11 con seguridad no son nativas. 26 se han colectado en un solo estado. No se han visto ejemplares ni citas de Rosaceae espontáneas de Campeche, Quintana Roo, Tabasco y Yucatán (véase Cuadro 1).

**Cuadro 1.** Números de especies registradas y de las localmente endémicas en los estados de la República.

Estado	Número de especies	Número de especies endémicas estatales
Chiapas	52	0
Oaxaca	51	3
Veracruz	51	3
Hidalgo	46	1
Chihuahua	43	5
Puebla	39	0
Estado de México	38	1
Coahuila	37	3
Baja California	36	1
Michoacán	34	1
Nuevo León	34	3
Querétaro	30	2
Ciudad de México	28	0
Durango	28	1
Jalisco	28	0
San Luis Potosí	27	0
Tamaulipas	26	0
Guerrero	22	1
Guanajuato	21	1
Morelos	19	0
Tlaxcala	18	0
Sonora	16	0
Zacatecas	13	0
Aguascalientes	10	0
Nayarit	9	1
Sinaloa	8	0
Colima	5	0
Baja California Sur	4	0
Campeche	0	0
Quintana Roo	0	0
Tabasco	0	0
Yucatán	0	0

## DISCUSIÓN

*Acaena* es un género de afinidad austral-antártica, presente también a lo largo de los Andes. Aunque *Lachemilla* y varias especies de *Rubus* muestran afinidad geográfica andina, los dos géneros probablemente son de ascendencia boreal, al igual de las demás Rosaceae de México que señalan la relación con la flora holártica, en particular con la de Estados Unidos de América. Esta vinculación se pone de particular manifiesto en el sureste del país, donde en cuatro estados, caracterizados por su flora termófila, faltan por completo sus representantes. Son escasos también en Sinaloa y en Colima y tal carácter se expresa a todo lo largo de la tierra caliente en la vertiente pacífica, incluyendo las porciones media e inferior de la cuenca del Balsas.

Llama la atención la existencia de numerosos representantes de la familia en el sector noroccidental de Baja California, donde prevalece el clima con lluvias concentradas entre diciembre y abril. Esta porción de México forma parte de la provincia florística californiana, en la cual las Rosaceae son frecuentes y abundantes.

A grandes rasgos cabe apreciar que en nuestro país los representantes de esta familia son elementos de un importante número de comunidades vegetales, aunque se registran relativamente pocos en los bosques tropicales. También son escasos los de la vegetación acuática y subacuática. Son bastantes los componentes de comunidades secundarias, pero no hay ninguno que se comporte de manera preferente como maleza ruderal o arvense. En su mayoría habitan los bosques de coníferas y de encino. Aunque hay entre ellos más de 20 especies francamente arbóreas (*Crataegus*, *Photinia*, *Prunus*), éstas no llegan a ser dominantes ni numéricamente importantes en la vegetación.

De singular interés resulta ser la significativa presencia cuantitativa de Rosaceae en los matorrales xerófilos de México. Son de esta afinidad ecológica: *Chamaebatia australis*, casi todas las especies de *Cercocarpus*, todas las de *Adenostoma*, de *Purshia* y de *Vauquelinia*, varias de *Malacomeles*, así como los géneros monotípicos *Fallugia*, *Heteromeles*, *Lindleya* y *Xerospiraea*, los dos últimos endémicos de nuestro país. Son arbustos o pequeños árboles, en su mayoría perennifolios, con especiales adaptaciones en sus hojas para resistir largas temporadas de sequía. Algunos aspectos del origen de varios componentes de este grupo han sido tratados en el reciente artículo de Vásquez-Cruz y Sosa (2020).

En este último contexto cabe señalar que Velasco de León & Cevallos-Ferriz (2000) reportaron la presencia de hojas de *Cercocarpus* en el Oligoceno en el estado de Puebla.

En el norte de Baja California los arbustos del género *Adenostoma* son elementos dominantes o codominantes del ‘chaparral’, comunidad de amplia distribución en el área; *Cercocarpus* y *Malacomeles* también forman parte de este matorral. De la sierra de Zapalinamé, ubicada en la cercanía de la ciudad de Saltillo, en el sur de Coahuila, se ha descrito (Arce & Marroquín, 1985; Encina Domínguez *et al.*, 2012) la existencia del ‘matorral de rosáceas’, constituido principalmente por especies de *Purshia*, *Malacomeles*, *Lindleya* y *Cercocarpus*.

En la flora de zonas francamente áridas de Sudamérica, de Asia y de África es mucho menos frecuente y conspicua la presencia de representantes de esta familia.

En general, el conocimiento actual de los componentes mexicanos de Rosaceae dista mucho de ser satisfactorio. Con seguridad colectas intensas en regiones menos exploradas del país, como muchos rincones de la Sierra Madre Occidental y de la Sierra Madre del Sur, revelarán la existencia de un contingente adicional de sus especies. La taxonomía de los grandes géneros *Potentilla*, *Rubus*, al igual que de la mayor parte de los componentes de *Prunus* no ha sido tratada ni revisada por cerca o más de 100 años. Poco se sabe de su morfología y anatomía. Faltan estudios autoecológicos, de la ecología de sus poblaciones, del papel que desempeñan en los ecosistemas. A pesar del hecho de que muchos de sus elementos tienen flores vistosas, el autor no ha podido encontrar contribuciones al conocimiento de la biología de su polinización ni tampoco de la dispersión de sus frutos y/o semillas. Aunque se sabe que las especies de *Cercocarpus*, de *Chamaebatia* y de *Purshia* viven en simbiosis con bacterias fijadoras de nitrógeno del género *Frankia*, al parecer no ha habido intentos de conocer la significación de esta propiedad en la vegetación de México.

Las Rosaceae forman parte importante de la biota y de la cubierta vegetal de nuestro país y será de mucha trascendencia que los botánicos mexicanos dediquen esfuerzos para su mejor cognición, aprovechamiento y conservación.

#### AGRADECIMIENTOS

La doctora Rosaura Grether, los doctores Abisai García Mendoza y James S. Henrickson, así como tres revisores anónimos, tuvieron la amabilidad de examinar y sugerir correcciones al manuscrito. Se les agradece profundamente esta gentileza.

## CATÁLOGO DE LAS ESPECIES MEXICANAS DE ROSACEAE

El catálogo está organizado en secuencia alfabética de géneros y especies. No se tomaron en cuenta las entidades infraespecíficas. Para cada género se enlistan los nombres de los componentes registrados, acompañados de la información de su distribución geográfica conocida en México, señalada por los estados de la República. El signo \* corresponde a elementos de área totalmente restringida a México, el \*\* a los endémicos a un solo estado, el ° a los que no son nativos.

***Acaena* Mutis ex L.**

Género de unas 45 especies mayormente distribuidas en el Hemisferio Sur (Sudamérica, Australia, Nueva Zelanda). Una se registra de Hawai. Otra, de área disyunta, crece en California; la presente en México se extiende al norte desde Bolivia hasta el centro de nuestro país. Referencia: Bitter, 1910.

*A. elongata* L., CdMx, Chis, Col, Gro, Hgo, Jal, Méx, Mich, Mor, Oax, Pue, Qro, Tlax, Ver

***Adenostoma* Hook. & Arn.**

Género de dos especies distribuidas en el sur de California, así como en Baja California. Referencia: Standley, 1922.

*A. fasciculatum* Hook. & Arn., BC

*A. sparsifolium* Torr., BC

***Agrimonia* L.**

Género de alrededor de 20 especies distribuidas en América, Eurasia y Sudáfrica.

Referencia: Kline & Sorensen, 2008.

*A. gryposepala* Wallroth, Chih, Coah, NL

\**A. pringlei* Rydb., Hgo, Pue, Qro, SLP, Tamps, Ver

*A. striata* Michx., CdMx, Chih, Hgo, Sin, Son, Tamps.

***Amelanchier* Medic.**

Género de unas 20 especies mayormente de Norteamérica, unas pocas en Eurasia y norte de África. Referencia: Spellenberg *et al.*, 1995.

*A. utahensis* Koehne, BC, Chih

***Aphanes* L.**

Género de unas 20 especies, distribuidas en Norte y Sudamérica, Eurasia y norte de África, introducido en Australia y Nueva Zelanda. Algunos autores prefieren ubicarlo como parte de *Alchemilla* L. Referencia: McNeill & Ertter, 2014.

*A. occidentalis* (Nutt.) Rydb., BC

***Cercocarpus* Kunth**

Género de componentes mayormente xerófilos, distribuido en el oeste de Estados Unidos de América y en México, de taxonomía extraordinariamente complicada y controvertida, pues mientras algunos autores reconocen 21 especies, otros las reducen a seis. En esta contribución se aceptan nueve. Referencias: Martin, 1950; Lis, 1992.

*C. betuloides* Nutt., BC

*C. breviflorus* A. Gray, Chih, Coah, Dgo, Hgo, NL, Qro, SLP, Son, Tamps, Zac

\**C. fothergilloides* Kunth, Coah, Hgo, NL, Oax, Pue, Qro, SLP, Tamps

*C. ledifolius* Nutt., BC

\**C. macrophyllus* C. Schneid., Ags, Chih, Coah, Col, Dgo, Gro, Gto, Hgo, Jal, Méx, Mich, NL, Oax, Pue, Qro, Sin, SLP, Tamps, Ver, Zac

\*\**C. mexicanus* Henrickson, NL

*C. montanus* Raf., Coah

\**C. pringlei* (C. Schneid.) Rydb., Gro, Hgo, Oax, Pue, Qro

\**C. rzedowskii* Henrickson, NL, SLP, Tamps

***Chamaebatia* Benth.**

Género de dos especies nativas de California y Baja California. Referencia: Henrickson, 2014.  
*C. australis* (Brandege) Abrams, BC

***Cotoneaster* Medic.**

Género de unas 400 especies nativas de Eurasia y norte de África. Muchas se cultivan como plantas de ornato y no pocas se han naturalizado en otras partes del mundo.

*C. pannosus* Franch., CdMx, Hgo, Mich

***Crataegus* L.**

Género de unas 230 especies, distribuidas originalmente en regiones de clima templado del Hemisferio Norte. Actualmente no pocas han sido introducidas y naturalizadas en otras partes del mundo.

Los frutos de muchas son comestibles y varias se han sometido al cultivo y a la comercialización a escala por lo general limitada. Las especies mexicanas se conocen como tejocotes. Referencia: Phipps, 1997.

\**C. aurescens* J. B. Phipps, Coah, NL

\**C. boroussana* J. B. Phipps, Coah, NL

\*\**C. cuprina* J. B. Phipps, NL

\**C. gracilior* J. B. Phipps, Hgo, NL, Oax, Pue, Qro, SLP, Tamps, Ver

\**C. grandifolia* J. B. Phipps, Coah, NL

*C. greggiana* Eggl., Coah, Hgo, NL, Tamps

\*\**C. johnstonii* J. B. Phipps, Coah

*C. lindenii* Stapf, Chis

*C. mexicana* DC., CdMx, Chis, Gro, Gto, Hgo, Jal, Méx, Mich, Mor, Oax, Pue, Qro, SLP, Tlax, Ver, Zac

\**C. rosei* Eggl., Chih, Coah, Dgo, Gto, Hgo, NL, Sin, SLP, Tamps

\**C. sulfurea* J. B. Phipps, Coah, NL

*C. tracyi* Ashe ex Eggl., Coah, NL

*C. uniflora* Münchh., Tamps

***Drymocallis* Fourr. ex Rydb.**

Género de unas 30 especies distribuidas en el Hemisferio Norte, en su mayoría en el oeste norteamericano. Solamente una en el NW de Baja California. Referencia: Ertter, 2007.

*D. glandulosa* (Lindl.) Rydb., BC

***Eriobotrya* Lindl.**

Género de unas 30 especies nativas de Asia. Una de ellas, el níspero, es ampliamente cultivada por sus frutos comestibles y localmente naturalizada en otras partes del mundo.

*E. japonica* (Thunb.) Lindl., Oax

***Fallugia* Endl.**

Género monotípico distribuido en zonas áridas del oeste de Estados Unidos de América y norte de México. Referencia: Henrickson, 2001.

*F. paradoxa* (D. Don) Endl. ex Torr., BC, Chih, Coah, Dgo, Son, Zac

***Fragaria* L.**

Género de 24 especies, distribuidas en las regiones de clima templado del Hemisferio Norte, en los Andes sudamericanos, así como en Polinesia. Algunos autores prefieren ubicar a *Fragaria* en la sinonimia de *Potentilla*. Referencia: Staudt, 1999.

*F. vesca* L., Ags, BC, BCS, CdMx, Chih, Chis, Dgo, Gro, Gto, Hgo, Jal, Méx, Mich, Mor, NL, Oax, Pue, Qro, SLP, Son, Tamps, Tlax, Ver, Zac

***Geum* L.**

Género de unas 45 especies distribuidas en América, Eurasia, Sudáfrica, Australia y Nueva Zelanda. Referencia: Gajewski, 1956.

*G. aleppicum* Jacq., CdMx, Chih, Coah, Hgo, NL, Pue

*G. canadense* Jacq., CdMx, Chis

\**G. mexicanum* Rydb., Hgo, Ver

***Heteromeles* M. Roem.**

Género de una especie nativa de California y Baja California. Referencia: Phipps, 1992.

*H. arbutifolia* (Lindl.) M. Roem., BC

***Holodiscus* (K. Koch) Maxim.**

Género esencialmente mexicano, con elementos de circunscripción muy controvertida, globalmente distribuido de Canadá a Venezuela, con cinco especies actualmente reconocidas. Lis (1990) propone someter a *H. pachydiscus* a la sinonimia de *H. discolor*. Referencias: Ley, 1943; Lis, 1990.

*H. argenteus* (L.f.) Maxim., Chis, Oax

*H. discolor* (Pursh) Maxim., BC, Chih, Dgo, NL, SLP, Son, Zac

*H. fissus* (Lindl.) C. K. Schneid., Chis, Dgo, Gro, Jal, Méx, Mich, Oax, Qro, Ver

\*\**H. orizabensis* F. A. Ley, Ver

\**H. pachydiscus* (Rydb.) Standl., CdMx, Gto, Hgo, Méx, Qro

***Horkelia* Cham. & Schltldl.**

Género de unas 20 especies del oeste de Norteamérica. Solamente dos en el extremo NW de Baja California. Referencia: Ertter & Reveal, 2014.

*H. clevelandii* (Greene) Rydb., BC

*H. truncata* Rydb., BC

***Ivesia* Torr. & A. Gray**

Género de unas 30 especies del oeste de Norteamérica. Solamente dos en el NW de Baja California. Referencia: Ertter, 1989.

*I. argyrocoma* (Rydb.) Rydb., BC

*I. saxosa* (Greene) Ertter, BC

***Lachemilla* (Focke) Rydb.**

Género de unas 80 especies americanas, distribuidas del suroeste de Estados Unidos de América a Argentina y Chile, mayormente habitantes de regiones con clima templado de montañas intertropicales. Con anterioridad considerado como una sección de *Alchemilla*.

Gehrke *et al.* (2008) reconocen el carácter monofilético de *Lachemilla*, pero con sus resultados sugieren reunir *Alchemilla*, *Aphanes* y *Lachemilla* en un solo género.

Referencias: Perry, 1929; Gehrke *et al.*, 2008.

*L. aphanoides* (Mutis ex L.f.) Rothm., Ags, BCS, CdMx, Chih, Chis, Dgo, Gro, Gto, Hgo, Jal, Méx, Mich, Mor, Nay, Oax, Pue, Qro, SLP, Son, Tlax, Ver

\*\**L. mexiquense* Morales-Briones, Méx

\*\**L. orizabensis* Rydb., Ver

*L. pectinata* (Ruiz & Pavón) Rothm., Chis, Hgo, Oax, Pue, Qro, Tlax, Ver

*L. pinnata* (Ruiz & Pavón) Rothm., Chis, Méx, Pue

*L. procumbens* (Rose) Rydb., CdMx, Chih, Chis, Dgo, Gto, Hgo, Jal, Méx, Mich, Mor, NL, Oax, Pue, Sin, SLP, Tlax, Ver

*L. siboldiifolia* (Kunth) Rydb., CdMx, Chih, Chis, Dgo, Gto, Hgo, Jal, Méx, Mich, Mor, Oax, Pue, Qro, Sin, SLP, Tlax, Ver

\**L. velutina* (S. Watson) Rydb., Ags, CdMx, Gro, Gto, Hgo, Méx, Pue, Qro, SLP, Tlax, Ver

*L. venusta* (Schltldl. & Cham.) Rydb., Chis, Oax, Pue

*L. vulcanica* (Schltldl. & Cham.) Rydb., CdMx, Chis, Coah, Dgo, Jal, Méx., Mich, Oax, Pue, Qro, Tlax, Ver

**\*Lindleya** Kunth

Género mexicano de una sola especie calcífila, habitante de áreas con clima árido o semiárido. Referencia: Henrickson, 2012.

\**Lindleya mespiloides* Kunth, Ags, Chih, Coah, Dgo, Gto, Hgo, NL, Oax, Pue, SLP, Tamps, Ver, Zac

**Malacomeles** (Decne.) Decne.

Género esencialmente mexicano, extendiendo su área de distribución a Texas y Centroamérica; de sistemática controvertida, pues mientras algunos autores reconocen solamente dos especies, otros lo dividen en cinco. Aquí se reconocen tres. Referencias: Jones, 1945; Turner, 2011.

*M. denticulata* (Decne.) Decne., Ags, CdMx, Chis, Coah, Dgo, Gto, Hgo, Jal, Méx, NL, Oax, Pue, Qro, SLP, Tamps, Tlax, Ver, Zac

\**M. paniculata* (Rehder) J. B. Phipps, NL, Tamps

*M. pringlei* (Koehne) B. L. Turner, Chih, Coah, NL

**Petrophytum** (Nutt. ex Torr.) Rydb.

Género de tres especies, distribuido en el oeste y suroeste de Estados Unidos de América, así como en el norte de México, donde sólo se encuentra una. Referencia: Lis, 2014.

*P. caespitosum* (Nutt.) Rydb., Chih, Coah, NL, Tamps

**Photinia** Lindl.

Género de unas 60 especies, mayormente distribuidas en Asia. Unas pocas en México y Centroamérica. Referencia: Phipps, 1992.

\*\**P. guerreris* J. B. Phipps, Gro

*P. matudae* Lundell, Chis

\**P. mexicana* (Baill.) Hemsl., Chis, Mich, Oax, Ver

*P. microcarpa* Standl., Chis, Jal, Méx, Mich, Oax, Qro

\**P. oblongifolia* Standl., Jal, Nay

**Physocarpus** (Cambess.) Raf.

Género de unas 10 especies distribuido en Norteamérica y NE de Asia. Algunas se cultivan en calidad de ornamentales. Referencia: Alexander, 2014.

*P. intemedius* (Rydb.) C. K. Schneid., Coah, NL

**Potentilla** L.

Género de más de 500 especies de distribución casi cosmopolita pero particularmente diverso en regiones de clima templado del Hemisferio Norte. Su sistemática ha resultado excepcionalmente complicada, pues a menudo los límites entre los taxones son difíciles de definir, debido a la frecuente apomixis, hibridación e introgresión de caracteres.

Para México se diferencian alrededor de 35 componentes que requieren de revisión. Al parecer existe un contingente adicional por descubrir y describir.

Algunas especies antes incluidas en *Potentilla* han pasado a los géneros segregados *Drymocalis*, *Horkelia* e *Ivesia*. Varios autores prefieren reconocer también como independiente a *Argentina* Hill, representada en el país por *P. anserina*. A su vez, las plantas anteriormente ubicadas en *Duchesnea* están consideradas ahora como parte de *Potentilla*. Referencia: Rydberg, 1908.

*P. anserina* L., Chih, Mor

*P. biennis* DC., BC

\*\**P. butandae* Rzed. & Calderón, Gto

\**P. candicans* Humb. & Bonpl. ex Nestl., CdMx, Hgo, Méx, Mich, Mor, Pue, Tlax, Ver

\*\**P. durangensis* Rydb., Dgo

\*\**P. ehrenbergiana* Schltld., Hgo

\*\**P. exsul* Standl., Chih

*P. goldmanii* Painter ex Rydb., Oax

- P. gracilis* Hook., BC  
 \**P. hamaetochrous* Lehm., Gto, Hgo, Méx, Mich, Mor  
*P. heterosepala* Fritsch, Chis, Gro, Méx, Pue, Ver  
 \*\**P. horrida* Rydb., Chih  
 °*P. indica* (Andrews) Th. Wolf, CdMx, Chis, Gro, Hgo, Méx, Mich, Oax, Pue, SLP, Tamps, Ver  
 \*\**P. knoblochii* Standl., Chih  
 \**P. leonina* Standl., Coah, NL  
 \**P. leptopetala* Lehm., Chih, Dgo  
 \*\**P. luteosericea* Rydb., BC  
 \*\**P. macdonaldii* B. L. Turner, Oax  
 \*\**P. madreensis* Rose, Nay  
 \**P. mexiae* Standl., Chih, Dgo  
 \*\**P. oaxacana* Rydb., Oax  
*P. oblanceolata* Rydb., Chih  
*P. pennsylvanica* L., Tamps.  
 \*\**P. queretarensis* Rzed. & Calderón, Qro  
 \**P. ranunculoides* Humb. & Bonpl. ex Nestler, CdMx, Méx, Mich, Pue, Tlax, Ver  
 \**P. richardii* Lehm., Jal, Méx, Tlax, Ver  
*P. rimicola* (Munz & I. M. Johnst.) Ertter, BC  
*P. rivalis* Nutt., BC, CdM, Mich  
 \**P. rubra* Willd. ex Schltld., CdMx, Hgo, Méx, Mich, Ver  
*P. staminea* Rydb., CdMx, Chis, Hgo, Jal, Méx, Mich, Tlax  
*P. subviscosa* Greene, Son  
*P. supina* L., Dgo, Zac  
*P. thurberi* A. Gray, Chih, Coah, Dgo  
 \*\**P. townsendii* Rydb., Chih

### ***Prunus* L.**

Género de unas 500 especies distribuidas mayormente en América y Eurasia. Incluye numerosos árboles frutales de relevante importancia económica. Entre los nativos de nuestro país cuenta el capulín (*P. serotina* ssp. *capuli*). Las especies mexicanas de *Prunus* requieren de una revisión crítica. Referencias: McVaugh, 1951; Pérez-Zabala, 2015; Standley, 1922.

- P. axitliana* Standl., Chis, Ver  
 \**P. brachybotrya* Zucc., Oax, Qro, Ver  
 \*\**P. cercocarpifolia* Villarreal, Coah  
*P. chiapensis* Standl., Chis  
 \**P. cortapico* Kerber ex Koehne, Gro, Jal, Méx, Mich, Mor, Nay, Oax, Sin, Ver  
*P. emarginata* (Douglas) Eaton, BC  
 \**P. erythroxyton* Koehne, Gro, Jal, Nay, Oax  
*P. fasciculata* (Torr.) A. Gray, BC  
*P. fremontii* S. Watson, BC  
 \**P. gentryi* Standl., Chih, Son  
*P. guatemalensis* I. M. Johnst., Chis  
*P. havardii* (W. Wight) S. C. Mason, Chih  
 \*\**P. hintonii* (C. K. Allen) Kosterm., Mich  
*P. ilicifolia* (Nutt. ex Hook. & Arn.) A. Dietrich, BC  
*P. lundelliana* Standl., Chis  
*P. matudae* Lundell, Chis  
*P. mexicana* S. Watson, Coah, NL, SLP, Tamps  
 \**P. microphylla* (Kunth) Hemsl., Ags, CdMx, Dgo, Gto, Hgo, Méx, Oax, Pue, Qro, SLP, Tlax  
*P. myrtifolia* (L.) Urb., Chis, Ver  
 \*\**P. novoleontis* Standl., NL  
*P. occidentalis* Sw., Chis  
 °*P. persica* (L.) Batsch, BC  
 \**P. prionophylla* Standl., Gro, Jal, Méx, Mich, Oax

*P. rhamnoides* Koehne, Chih, Chis, Dgo, Gto, Hgo, Jal, Mich, Oax, SLP, Tamps, Ver

*P. salasii* Standl., Chis

\**P. samydoides* Schltl., Hgo, Oax, Pue, Qro, SLP, Ver

*P. serotina* Ehrh., Ags, BCS, CdMx, Chih, Chis, Coah, Col, Dgo, Gro, Gto, Hgo, Jal., Méx, Mich, Mor, Nay, NL, Oax, Pue, Qro, SLP, Sin, Son, Tamps, Tlax, Ver, Zac

\**P. tartarea* Lundell, Chis, Oax

\**P. tetradenia* Koehne, Chis, Hgo, Jal, Méx, Nay, Oax, Pue

\**P. tuberculata* Koehne, Chis, Oax, Qro

*P. virginiana* L., BC, Chih, Son

\**P. zinggii* Standl., Chih, Col, Gro, Jal, Mich, Mor, Nay, Oax, Son, Zac

### ***Purshia* DC.**

Género de seis especies, distribuidas del suroeste de Canadá al centro de México. Referencia: McArthur *et al.*, 1982.

*P. ericifolia* (Torr. & A. Gray) Henrickson, Chih, Coah

\**P. mexicana* (D. Don) S. L. Welsh, Ags, Chih, Coah, Dgo, Gto, Jal, Son, Zac

\**P. plicata* (D. Don) Henrickson, Ags, Coah, Dgo, Gto, NL, SLP, Tamps, Zac

*P. stanburyana* (Torr.) Henrickson, BC, Son

*P. tridentata* (Pursh) DC., BC

### °***Pyracantha* M. Roem.**

Género de unas diez especies nativas de Eurasia. Varias se cultivan como ornamentales y algunas se han naturalizado en otros países.

°*P. angustifolia* (Franch.) M. Roem., Chis

°*P. crenulata* M. Roem., Ver

°*P. koidzumii* (Hayata) Rehder, Mor, Pue

### °***Pyrus* L.**

Género de ca. 25 especies nativas de Eurasia y norte de África. Varias corresponden a árboles frutales ampliamente cultivados en el mundo entero.

°*P. communis* L., BC

### ***Rosa* L.**

Género de unas 150 especies distribuidas en Norteamérica, Eurasia y norte de África. Muchas se cultivan como ornamentales, medicinales y alimenticias y varias se han naturalizado en diferentes partes del mundo. Referencia: Lewis *et al.*, 2014.

*R. californica* Cham. & Schltl., BC

°*R. canina* L., CdMx, Hgo, Méx, Mich, Mor, Ver

*R. carolina* L., Coah, NL, Tamps

*R. minutifolia* Engelm., BC

°*R. multiflora* Thunb., Chis

*R. woodsii* Lindl., Coah

### ***Rubus* L.**

Género de aproximadamente 700 especies de distribución casi cosmopolita. Al igual que *Potentilla* su sistemática ha resultado sumamente difícil de definir y abundan opiniones muy controvertidas acerca de la delimitación de sus elementos. El listado que a continuación se presenta está esencialmente basado en la contribución de Standley (1922).

Recientemente Alice *et al.* (2014) y Hernández Agudo (2018) han reducido a sinonimia a *R. aboriginus*, *R. arizonensis*, *R. coriifolius*, *R. eriocarpus* y *R. schiedeanus*. Aquí se conserva su vigencia. Además de las enlistadas existen en México aún especies por encontrar y describir. Los frutos de *Rubus* (frambuesas, zarzamoras) por lo general son comestibles y varias especies se cultivan para tal propósito, así como también en calidad de plantas ornamentales. Referencia: Standley (1922b).

- R. adenotrichos* Schltld., Chis, Col, Gro, Hgo, Jal, Méx, Mich, Mor, Oax, Pue, Ver  
 \*\**R. alnifolius* Rydb., Ver  
 °*R. armeniaca* Focke, BC  
 °*R. bifrons* Vest, BC  
*R. coriifolius* Liebm., Chis, Gro, Hgo, Méx, Mich, Oax, Ver  
*R. costaricanus* Liebm., Chis  
 \**R. cymosus* Rydb., CdMx, Hgo, Jal, Méx, Mich, Qro  
*R. eriocarpus* Liebm., CdMx, Chis, Gro, Méx, Oax, Pue, SLP, Tamps, Ver  
*R. fagifolius* Schltld. & Cham., Chis, Ver  
*R. flagellaris* Willd., Coah, Hgo, NL, SLP, Son  
*R. glaucus* Benth., Chis, Oax  
*R. hadrocarpus* Standl. & Steyerm., Chis  
*R. humistratus* Steud., Chis, Coah, Gto, Hgo, Jal, Mich, NL, Pue, Qro, SLP, Tamps, Ver  
*R. idaeus* L., Chih  
*R. leptosepalus* Donn.Sm., Chis  
*R. leucodermis* Douglas ex Torr. & A. Gray, Chih  
*R. liebmannii* Focke, CdMx, Chis, Gro, Hgo, Méx, Mich, Mor, Oax, Ver  
 \*\**R. macvaughianus* Rzed. & Calderón, Qro  
*R. miser* Liebm., Chis  
 \*\**R. nelsonii* Rydb., Oax  
*R. neomexicanus* A. Gray, Chih, Son  
 \**R. palmeri* Rydb., Chih, Dgo, Jal, Nay, Sin, Ver  
*R. parviflorus* Nutt., Chih  
 \**R. philyrophyllus* Rydb., Hgo, Oax, Pue, Qro, Ver  
*R. pringlei* Rydb., CdMx, Chih, Chis, Dgo, Gro, Gto, Jal, Méx, Mich, Mor, Oax, Pue, Ver  
 \**R. pseudofagifolius* Huan C. Wang, Oax, Ver  
 \**R. pumilus* Focke, CdMx, Chih, Dgo, Jal, Méx, Mich, Mor, Tlax  
*R. sapidus* Schltld., Chis, Hgo, Mich, Oax, Pue, Ver  
*R. schiedeanus* Steud., Chis, Ver  
 \*\**R. sierrae* J. E. Laferr., Chih  
*R. trilobus* Ser., Chis, Gro, Oax, Pue, Tlax, Ver  
*R. trivialis* Michx., Coah, NL, Tamps  
 \**R. uhdeanus* Focke, Méx, Mor  
*R. ursinus* Cham. & Schltld., BC  
*R. urticifolius* Poir., Chis, Oax  
 \**R. verae-crucis* Rydb., Hgo, Oax, Pue, Ver

### **Sibbaldia** L.

Género recientemente reducido a solo cuatro especies distribuidas en áreas de clima templado y frío de Eurasia, Norteamérica, incluyendo el centro de México. Referencia: Eriksson *et al.*, 2015.  
*S. procumbens* L., Méx, Pue, Ver

### **Vauquelinia** Correa ex Humb. & Bonpl.

Género esencialmente mexicano de taxonomía complicada y controvertida, también presente en el SW de Estados Unidos de América; sus tres especies aceptadas son habitantes de áreas con clima árido. Referencia: Hess & Henrickson, 1987.

- \**V. australis* Standl., Oax, Pue  
*V. californica* (Torr.) Sarg., BC, BCS, Chih, Coah, Dgo, Son  
*V. corymbosa* Humb. & Bonpl., Chih, Coah, Gto, Hgo, NL, Qro, SLP, Tamps

### \***Xerospiraea** Henrickson

Género monotípico, endémico de ambientes áridos del norte y este de México. Referencia: Henrickson, 1985.

- \**X. hartwegiana* (Rydb.) Henrickson, Coah, Dgo, Hgo, Oax, Pue, Qro, Ver.

## LITERATURA CITADA

- Alexander, C. (2014). *Physocarpus*, En Fl. N. Amer. 9 (consultado en línea).  
[www.efloras.org/florataxon.aspx?flora\\_id=18&taxon\\_id=125317](http://www.efloras.org/florataxon.aspx?flora_id=18&taxon_id=125317)
- Alice, L. A., Goldman, D. H., Macklin, J. A. & Moore, G. (2014). *Rubus*. En Fl. N. Amer. 9: 28-56.
- Arce, G. L. & Marroquín, J. S. (1985). Las unidades fisonómico florísticas del cañón de San Lorenzo, Coah., México. *Biotica*, 10, 369-393.
- Barrie, F. R., Davidse, G. & Pérez-Zavala, J. A. (2015). Rosaceae. En *Flora Mesoamericana* 2(3): 1-110.
- Bitter, F. A. G. (1910). Die Gattung *Acaena*. *Biblioth. Bot.*, 17(74), 1-336.
- Calderón de Rzedowski, G. (2001). Rosaceae. En *Flora fanerogámica del Valle de México*. (págs. 233-250). Pátzcuaro, Mich. Instituto de Ecología, A. C., Centro Regional del Bajío.
- Campbell, C. S. (2014). Malacomeles. En Fl. N. Amer. 9 (consultado en línea).  
[www.efloras.org/florataxon.aspx?flora\\_id=18&taxon\\_id=119515](http://www.efloras.org/florataxon.aspx?flora_id=18&taxon_id=119515)
- Colecciones Biológicas UNAM. [datosabiertos.unam.mx](http://datosabiertos.unam.mx)
- Encina Domínguez, J. A., Gómez Pérez, S. G. & Valdés Reyna, J. (2012). Composición florística y ecología del matorral de rosáceas de la sierra de Zapalinamé, Coahuila, México. *J. Bot. Res. Inst. Texas*, 6, 143-156.
- Eriksson, T., Lundberg, M., Töpel, M., Östensen, P. & Smedmork, J. E. E. (2015). *Sibbaldia*, a molecular study of a remarkably polyphyletic genus of Rosaceae. *Pl. Syst. Evol.*, 301, 171-184.
- Ertter B. (1989). Revisionary studies in *Ivesia* (Rosaceae). *Syst. Bot.*, 14, 231-244.
- Ertter, B. (2007). Generic realignment in the tribe Potentilleae and revision of *Drymocallis*. *J. Bot. Res. Inst. Texas*, 1, 31-46.
- Ertter, B. & J. L. Reveal. (2014). *Horkelia*. En Fl. N. Amer 9 (consultado en línea).
- Gajewski, W. (1956). A cytogenetic study of the genus *Geum* L. *Monogr. Bot.*, 4, 1-416.
- GBIF, [www.gbif.org](http://www.gbif.org)
- Gehrke, B., Bräucher, C., Romoleroux, K., Lundberg, G. Heubl, M., & Ericksson, T. (2008). Molecular phylogenetics of *Alchemilla*, *Aphanes* and *Lachemilla* (Rosaceae) inferred from plastid and nuclear intron and spaces DNA sequences, with comments on generic classification. *Molec. Phylogen. Evol.*, 47, 1030-1044.
- Henrickson, J. (1985). *Xerospiraea*, a generic segregate of *Spiraea* (Rosaceae). *Aliso*, 11, 199-211.
- Henrickson, J. (2001). Systematics and relationships of *Fallugia* (Rosoideae – Rosaceae). *Aliso*, 20, 1-15.

- Henrickson, J. (2012). Systematics of *Lindleya* (Rosaceae: Maloideae). J. Bot. Res. Inst. Texas, 6, 341-360.
- Henrickson, J. (2014). *Chamaebatia*. En: Fl. N. Amer 9 (consultado en línea). [www.efloras.org/florataxon.aspx?flora\\_id=18&taxon\\_id=106415](http://www.efloras.org/florataxon.aspx?flora_id=18&taxon_id=106415)
- Henrickson, J. & Johnston, M. C. (1997). Rosaceae. En. A flora of the Chihuahuan Desert region. (pp. 606-629). Los Angeles, California. Published by James Henrickson.
- Hernández Agudo, F. O. (2018). Revisión taxonómica del género *Rubus* (Rosaceae) en Costa Rica y Panamá. Tesis. (130 págs.). San José. Universidad de Costa Rica.
- Hess, W. L. & J. Henrickson. (1987). A taxonomic revision of *Vauquelinia*. Sida, 12, 101-163.
- Jones, G. N. (1945). *Malacomeles*, a genus of Mexico and Guatemala. Madroño, 8, 33-39.
- Kline, G. J. & Sorensen, P. D. (2008). A revision of *Agrimonia* in North and Central America. Brittonia, 60, 11-33.
- Lewis, W. H., B. Ertter & Bruneau, A. (2014). Rosa. En Fl. N. Amer. 9 (consultado en línea). [www.efloras.org/florataxon.aspx?flora\\_id=18&taxon\\_id=128746](http://www.efloras.org/florataxon.aspx?flora_id=18&taxon_id=128746)
- Ley, A. (1943). A taxonomic revision of the genus *Holodiscus* (Rosaceae). Bull. Torr. Bot. Club, 70, 275-288.
- Lis, R. A. (1990). A taxonomic revision of *Holodiscus* Maxim. (Spiraeoideae: Rosaceae) based upon numerical analyses of morphometric variation. Ph.D. dissertation. (414 págs.). Berkeley. University of California.
- Lis, R. A. (1992). Leaf architecture survey of *Cercocarpus* (Rosaceae) and its systematic significance. Intern. J. Pl. Sci., 153, 258-272.
- Lis, R. A. (2014). Petrophytum. En Fl. N. Amer. 9 (consultado en línea). [www.efloras.org/florataxon.aspx?flora\\_id=18&taxon\\_id=31468](http://www.efloras.org/florataxon.aspx?flora_id=18&taxon_id=31468)
- Martin, F. L. (1950). A revision of *Cercocarpus*. Brittonia, 7, 91-111.
- Martínez-Ramírez J. (2014). Rosaceae, En Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán 120, 1-62.
- McArthur, E. R., Stutz, H. C. & Sonderson, S. C. (1982). Taxonomy, distribution and cytogenetics of *Purshia*, *Cowania* and *Fallugia* (Rosoideae, Rosaceae). (págs. 4-31). Ogden, Utah. U. S. Department of Agriculture. Forest Service Rep. INT-182.
- McNeill, J. & B. Ertter. (2014). *Aphanes*. En Fl. N. Amer. 9 (consultado en línea).
- McVaugh, R. (1951). A revision of the North American black cherries (*Prunus serotina* and relatives). Brittonia, 7, 279-315.
- Pérez-Zabala, J. A. (2015). *Prunus*. En Flora Mesoamericana 2(3), 31-47.
- Perry, L. M. (1929). A tentative revision of *Alchemilla* section Lachemilla. Contr. Gray Herb., 84, 3-57.
- Phipps, J. B. (1997). Monograph of northern Mexican *Crataegus* (Rosaceae, subfam. Maloideae). Sida Bot. Misc., 15, 1-94.

Recibido:  
10 septiembre 2020

Aceptado:  
30 enero 2021

Phipps, J. B. (1992). *Heteromeles* and *Photinia* (Rosaceae, subfam. Maloideae) of Mexico and Central America. *Canad. J. Bot.*, 70, 2138-2162.

Potter, D., Gao, F., Bortin, P. E., Oh, S. & Beggett, S. (2002). Phylogenetic relationships in Rosaceae inferred from chloroplast matK and trnL-trnF nucleotide sequence data. *Pl. Syst. Evol.*, 231, 77-89.

Rebman, J. P., Gibson, J. & Rich, K. (2016). Rosaceae. En Annotated checklist of the vascular plants of Baja California, Mexico. *Proc. San Diego Soc. Natur. Hist.*, 45, 244-247.

Rydberg, P. A. (1908-1918). Rosaceae. En *N. Amer. Fl.*, 22, 239-533.

Rydberg, P. A. (1908). *Potentilla*. En *N. Amer. Fl.*, 22, 293-388.

Rzedowski, J. & Calderón de Rzedowski, G. (2006). Rosaceae. En *Flora del Bajío y de regiones adyacentes*, 13, 1-157.

Spellenberg, R., Lebgue, T., Corral-Díaz, R. & Bacon, S. (1995). Nuevos registros de plantas de las montañas del norte de México. *Acta Bot. Mex.*, 30, 13-20.

Standley, P. C. (1922). Rosaceae, Malaceae & Amygdalaceae. En *Trees and shrubs of Mexico*. *Contr. U.S. Natl. Herb.*, 23, 321-345.

Standley, P. C. (1922a). *Adenostoma*. En *Trees and shrubs of México*. *Contr. U.S. Natl. Herb.*, 23, 325.

Standley, P. C. (1922b). *Prunus*. En *Trees and shrubs of Mexico*. *Contr. U.S. Natl. Herb.*, 23, 338-343.

Standley, P. C. (1922c). *Rubus*. En *Trees and shrubs of Mexico*. *Contr. U.S. Natl. Herb.*, 23, 328-333.

Staudt, G. (1999). Systematics and geographic distribution of the American strawberries. Taxonomic studies in the genus *Fragaria* (Rosaceae: Potentilleae). *Univ. Calif. Publ. Bot.* 81, 1-162.

Tropicos, Missouri Botanical Garden, [www.tropicos.org](http://www.tropicos.org)

Turner, B. L. (2011). Recension of the genus *Malacomeles* (Rosaceae), *Phytologia*, 93, 99-106.

Varios autores. (2014). Rosaceae. En *Fl. North Amer.* 9 (consultado en línea). [www.efloras.org/florataxon.aspx?flora\\_id=18&taxon\\_id=10976](http://www.efloras.org/florataxon.aspx?flora_id=18&taxon_id=10976)

Vásquez-Cruz, M. & Sosa, V. (2020). Assembly and origin of the flora of the Chihuahuan Desert: the case of sclerophyllous Rosaceae. *J. Biogeogr.*, 47, 445-459.

Velasco de León, P. & Cevallos-Ferriz, S. R. S. (2000). Leaves of *Cercocarpus mixteca* n. sp. from Oligocene sediments, near Tepexi de Rodríguez, Puebla. *Rev. Paleont. Palynol.*, 111, 285-294.

Villaseñor, J. L. (2016). Rosaceae. En *Checklist of the native vascular plants of Mexico*. *Rev. Mex. Biodivers.*, 87, 868-870.

# ORQUÍDEAS DE LOS MUNICIPIOS DE SANTO DOMINGO YANHUITLÁN Y SAN PEDRO Y SAN PABLO TEPOSCOLULA, OAXACA

# ORCHIDS FROM THE MUNICIPALITIES OF SANTO DOMINGO YANHUITLAN AND SAN PEDRO Y SAN PABLO TEPOSCOLULA, OAXACA

**Ibarra-Contreras C.A.; R. Solano, L. Paz-Cruz, C. Pérez-Domínguez y L. Lagunez-Rivera.**  
ORQUÍDEAS DE LOS MUNICIPIOS DE SANTO DOMINGO YANHUITLÁN Y SAN  
PEDRO Y SAN PABLO TEPOSCOLULA, OAXACA.

ORCHIDS FROM THE MUNICIPALITIES OF SANTO DOMINGO YANHUITLAN AND  
SAN PEDRO Y SAN PABLO TEPOSCOLULA, OAXACA.

## ORQUÍDEAS DE LOS MUNICIPIOS DE SANTO DOMINGO YANHUITLÁN Y SAN PEDRO Y SAN PABLO TEPOSCOLULA, OAXACA.

### ORCHIDS FROM THE MUNICIPALITIES OF SANTO DOMINGO YANHUITLAN AND SAN PEDRO Y SAN PABLO TEPOSCOLULA, OAXACA.

Ibarra-Contreras C. A.,  
R. Solano, L. Paz-Cruz,  
C. Pérez-Domínguez y  
L. Lagunez-Rivera.

ORQUÍDEAS DE LOS  
MUNICIPIOS DE SANTO  
DOMINGO YANHUITLÁN Y  
SAN PEDRO Y SAN PABLO  
TEPOSCOLULA, OAXACA.

ORCHIDS FROM THE  
MUNICIPALITIES OF  
SANTO DOMINGO  
YANHUITLAN AND SAN  
PEDRO Y SAN PABLO  
TEPOSCOLULA, OAXACA.

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 17-41. Enero 2021

DOI:

10.18387/polibotanica.51.2

**C. A. Ibarra-Contreras**

*Impulso Rural y Medio Ambiente A.C. Melchor Ocampo s/n  
Santo Domingo Yanhuítlán, C.P. 69660, Oaxaca, México*

**R. Solano** / [solanogo@yahoo.com.mx](mailto:solanogo@yahoo.com.mx)

*Instituto Politécnico Nacional, Centro Interdisciplinario de Investigación  
para el Desarrollo Integral Regional unidad Oaxaca,  
Hornos 1003, Santa Cruz Xoxocotlán, C.P. 71230, Oaxaca, México.*

**L. Paz-Cruz**

**C. Pérez-Domínguez**

*Impulso Rural y Medio Ambiente A.C. Melchor Ocampo s/n  
Santo Domingo Yanhuítlán, C.P. 69660, Oaxaca, México.*

**L. Lagunez-Rivera**

*Instituto Politécnico Nacional, Centro Interdisciplinario de Investigación  
para el Desarrollo Integral Regional unidad Oaxaca,  
Hornos 1003, Santa Cruz Xoxocotlán, C.P. 71230, Oaxaca, México.*

**RESUMEN:** En Oaxaca la región de la Mixteca Alta se caracteriza por sus altas tasas de marginación, erosión edáfica y deforestación, pero también porque su diversidad florística se conoce solo por algunos estudios aislados y en la actualidad persisten áreas cuya riqueza florística no ha sido documentada. Aquí presentamos el inventario orquideológico de un área de la Mixteca Alta que ha sido poco explorada botánicamente, comprendida en los municipios de Santo Domingo Yanhuítlán y San Pedro y San Pablo Teposcolula. Ambos municipios son parte de la región terrestre prioritaria de Cerros Negro-Yucaño y de la provincia florística del valle de Tehuacán-Cuicatlán, por lo que el estudio contribuye al conocimiento de la biodiversidad de ambas regiones. Este inventario se generó mediante trabajo de campo, revisión de colecciones científicas y de literatura. Se reportan 56 especies (seis de ellas representadas por categorías infraespecíficas) y 26 géneros de orquídeas; la mayoría (83.9%) son de hábito terrestre/rupícola; veinte son endémicas de México y cuatro se restringen a los límites de Oaxaca. *Malaxis reichei* y *Habenaria macvaughiana* son nuevos reportes para la flora de Oaxaca; *Bletia lilacina*, *Bletia urbana*, *Habenaria guadalajarana* y *Platanthera brevifolia* son nuevos registros para la flora del valle de Tehuacán-Cuicatlán. Cuatro especies se encuentran protegidas por las leyes mexicanas; *Laelia albida*, *Laelia furfuracea* y *Prosthechea karwinskii* son orquídeas de valor ornamental y comercial, presentan poblaciones abundantes en la zona de estudio, pero en otras regiones de Oaxaca enfrentan riesgos por la extracción para comercio local y usos religiosos.

**Palabras clave:** Endemismo; inventarios florísticos; Mixteca Alta; Orchidaceae; regiones terrestres prioritarias.

**ABSTRACT:** In Oaxaca the Mixteca Alta region is characterized by its high rates of marginalization, edaphic erosion, and deforestation; but also, because its floristic diversity is known only by some isolated studies and at present there are still areas whose floristic richness had not been documented. Here is present an orchideological inventory of a portion of the Mixteca Alta that has been scarcely explored botanically, which correspond to the municipalities of Santo Domingo Yanhuitlán and San Pedro y San Pablo Teposcolula. Both municipalities are part of Cerros Negro-Yucaño priority terrestrial region and the floristic province of the Tehuacan-Cuicatlan valley, so this study contributes to the knowledge of the biodiversity of both regions. This inventory was based on field work, review of herbarium collections, and literature. Fifty-six species (six of them represented by infraspecific categories) and 26 genera of orchids are reported; most (83.9 %) are of terrestrial/rupicolous habit; twenty are endemic to Mexico, and four are restricted to the limits of Oaxaca. *Malaxis reichei* and *Habenaria macvaughiana* are new reports for the flora of Oaxaca; *Bletia lilacina*, *Bletia urbana*, *Habenaria guadalajarana*, and *Platanthera brevifolia* are new records for the flora of the Tehuacan-Cuicatlan valley. Four species are protected by Mexican laws; *Laelia albida*, *Laelia furfuracea*, and *Prosthechea karwinskii* have ornamental and commercial value, they present abundant populations in the study zone, although in other areas of Oaxaca they face risks due to the extraction for local trade and religious uses.

**Key words:** endemism; floristic inventory; Mixteca Alta; Orchidaceae; priority terrestrial region.

## INTRODUCCIÓN

El estado de Oaxaca, con más de 9 300 especies, alberga la mayor diversidad florística del país, biodiversidad que se ve favorecida por factores como la ubicación geográfica del estado (en la cual convergen elementos vegetales tanto de afinidad boreal como neotropical), la topografía accidentada, y la diversidad climática y geológica (García-Mendoza, 1983; García-Mendoza & Meave, 2012; Salas, 1990). Si bien la mayor parte de esta diversidad vegetal se concentra en los bosques mesófilos de montaña y los bosques tropicales perennifolios presentes en Oaxaca, un componente importante se encuentra en el bosque estacionalmente seco del estado, como los que se presentan en la región de la Mixteca Alta.

La Mixteca Alta comprende la porción noroeste de Oaxaca, el sur de Puebla y el noreste de Guerrero (fig. 1); en su mayor parte está constituida por una zona montañosa de topografía accidentada donde se presentan diferentes tipos de vegetación, como bosques de *Pinus*, bosques de *Quercus*, bosques mesófilos de montaña, bosques tropicales caducifolios y matorrales xerófilos (García-Mendoza *et al.*, 1994); cada uno de ellos con una composición florística particular. La diversidad florística de la Mixteca Alta, en general, ha sido poco estudiada y, en la porción que corresponde a Oaxaca, sólo se han realizado algunos estudios aislados (Cruz & Rzedowski, 1980; García-Mendoza *et al.*, 1994; Gómez-Escamilla *et al.*, 2018, 2019; López-Gaytán, 2013; Pérez, 2009; Reyes, 1993; Rodríguez-García & Morelos-Martínez, 2010; Salas, 1990), por lo que seguramente la riqueza vegetal de la región será mayor a la hasta ahora documentada. Por otro lado, la Mixteca Alta es una de las regiones de México donde se presentan altos índices de marginación, erosión edáfica, deforestación y escasez de agua (Bocco *et al.*, 2019; Contreras-Hinojosa *et al.*, 2005; Palacio-Prieto *et al.*, 2016; Ramírez-López *et al.*, 2011; Solís-Castillo *et al.*, 2018). Si bien estos han sido problemas con una larga historia y puede datarse de hace 3,500 años, en tiempos recientes se han acentuado debido a la expansión de la ganadería caprina, la sobreexplotación de los recursos forestales, el abandono de la tradición prehispánica de terraceo en la agricultura y el cambio climático (Bocco *et al.*, 2019; Palacio-Prieto *et al.*, 2016; Solís-Castillo *et al.*, 2018).

Oaxaca y Chiapas, son los estados del país que albergan la mayor riqueza de Orchidaceae (Beutlespacher-Baigts & Moreno-Molina, 2018; Solano *et al.*, 2016a; Solano *et al.*, 2016c; Soto Arenas & Salazar, 2004). Por lo que toca a Oaxaca, su flora orquideológica ha sido inventariada

durante casi dos siglos (Martínez-Gracida, 1891; Richard & Galeotti, 1845) y actualmente se ha documentado la presencia de 733 especies (Salazar, 2012; Solano *et al.*, 2016b). Para la Mixteca Alta oaxaqueña se conocen pocos estudios que han contribuido a documentar su diversidad orquideológica (García-Mendoza, 1983; García-Mendoza *et al.*, 1994; Gómez-Escamilla *et al.*, 2019; Pichardo, 2011; Salazar & García-Mendoza, 2009; Solano, 1997). Para las áreas comprendidas dentro de los distritos políticos de Teposcolula y Nochixtlán, donde se ubica la zona del presente estudio, los trabajos que han contribuido al conocimiento de su orquideoflora han sido los realizados en Tamazulapan (García-Mendoza, 1983), San Pedro y San Pablo Teposcolula (López-Gaytán, 2013; Rodríguez-García & Morelos-Martínez, 2010) (de aquí en adelante SPPT), San Pedro Coxcaltepec Cántaros (Gaytán-Duran, 2012) y en los cerros Negro-Yucaño (Gómez-Escamilla *et al.*, 2019). El objetivo del presente estudio fue sintetizar y documentar la riqueza orquideológica de dos municipios de la Mixteca Alta de Oaxaca, Santo Domingo Yanhuitlán (de aquí en adelante SDY) y SPPT, a partir de la revisión de colecciones científicas y de literatura, así como trabajo de recolección. Ambos municipios forman parte de la región terrestre prioritaria para la conservación denominada Cerros Negro-Yucaño (Arriaga *et al.*, 2000; CONABIO, 2004), y por otro lado, se encuentran en el límite sur de la provincia florística del Valle de Tehuacán Cuicatlán (de aquí en adelante VTC) (Villaseñor *et al.*, 1990), por lo que este trabajo aportará al conocimiento de la biodiversidad de ambas regiones.

## MATERIAL Y MÉTODOS

### *Zona de estudio*

La zona de estudio comprende dos municipios localizados en la Mixteca Alta, en la parte noreste de Oaxaca, SPPT y SDY (fig. 1). SPPT pertenece al distrito de Teposcolula, presenta una superficie de 162.03 km<sup>2</sup>, entre las coordenadas 17°25'35.1'' y 17°33'30.4'' de latitud N y 97°23'8.5'' y 97°39'1.5'' de longitud W, la cabecera municipal se ubica a 2180 m de elev. SDY pertenece al distrito de Nochixtlán, presenta una superficie de 70.07 km<sup>2</sup>; entre las coordenadas 17°28'21'' y 17°34'44'' y de latitud N y 97°17'21'' y 97°24'04'' de longitud W, su cabecera municipal se ubica a 2140 m de elev. Ambos municipios forman parte de la provincia fisiográfica Sierra Madre del Sur y de las subprovincias Mixteca Alta y Sierras Centrales de Oaxaca (Cervantez-Zamora *et al.*, 1990). Los datos de la estación climatológica ubicada en Teposcolula (la única presente en la zona que comprende ambos municipios) indican que el clima en la zona de estudio es Cb(w<sub>1</sub>)(w)ig, templado subhúmedo con lluvias en verano, temperatura media anual de 15.4 °C, precipitación promedio anual de 723.2 mm, con una temporada de lluvias entre mayo y septiembre y presencia de canícula entre julio y agosto (Trejo, 2004). Los tipos de vegetación presentes (Rzedowski, 2006) son bosques de *Quercus* (fig. 2A y 2B), bosque de *Pinus*, bosque de *Quercus-Pinus* (fig. 2C), así como manchones dispersos de matorral xerófilo (fig. 2D).

### **Fuentes de información**

Se llevó a cabo una revisión de literatura y colecciones científicas para conocer las orquídeas reportadas de la Mixteca Alta y, de manera particular, de la zona de estudio. Las colecciones revisadas fueron aquellas depositadas en los herbarios AMO, CIIDIR, IBUG, HEM, MEXU, UAMIZ, UJAT y XAL, acrónimos de acuerdo con Thiers (2020).

*Trabajo de recolección.* Con la autorización del Comisariado de Bienes Comunales de ambos municipios, y permisos de colector científico otorgado por la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (00851/06 y 02228/17), entre agosto de 2010 y enero de 2018, al menos una vez al año, en cada municipio se realizaron visitas a zonas cuya vegetación fuera favorable para la presencia de orquídeas. En ellas se efectuaron caminatas exhaustivas cubriendo la heterogeneidad del ambiente para poder documentar la mayor riqueza orquideológica. Se recolectaron ejemplares que preferentemente presentaban estructuras reproductivas, cuando no fue así se colectó una división para cultivarla hasta su floración en el CIIDIR Oaxaca y preparar

un registro de herbario. Cada ejemplar recolectado fue georreferenciado y se registró su hábito, fenología, tipo de vegetación de acuerdo con Rzedowski (2006) y elevación. El material colectado fue procesado de acuerdo con Aguirre-León (1986) y depositado en el herbario OAX, cuando fue posible contar con duplicados éstos fueron depositados en MEXU. Tres de los autores (CAIC, LPC, CPD) han continuado realizando salidas a la zona de estudio para fotografiar ejemplares de orquídeas *in situ*. Las especies fotografiadas han sido determinadas por especialistas en la familia y han sido ingresadas a la plataforma de Naturalista (<https://www.naturalista.mx>); adicionalmente, estas fotos se imprimieron y fueron preparadas como registros y depositados en OAX. Se hizo un registro fotográfico preliminar para las especies registradas en la zona de estudio, el cual se entregó en forma de catálogo a las autoridades del Comisariado de Bienes Comunales de SPPT y está disponible en Rodríguez-García & Morelos-Martínez (2010), otros estudios relacionados con la distribución de las orquídeas epífitas sobre sus forofitos están disponibles en Gaytán-Duran (2012) y López-Gaytán (2013).

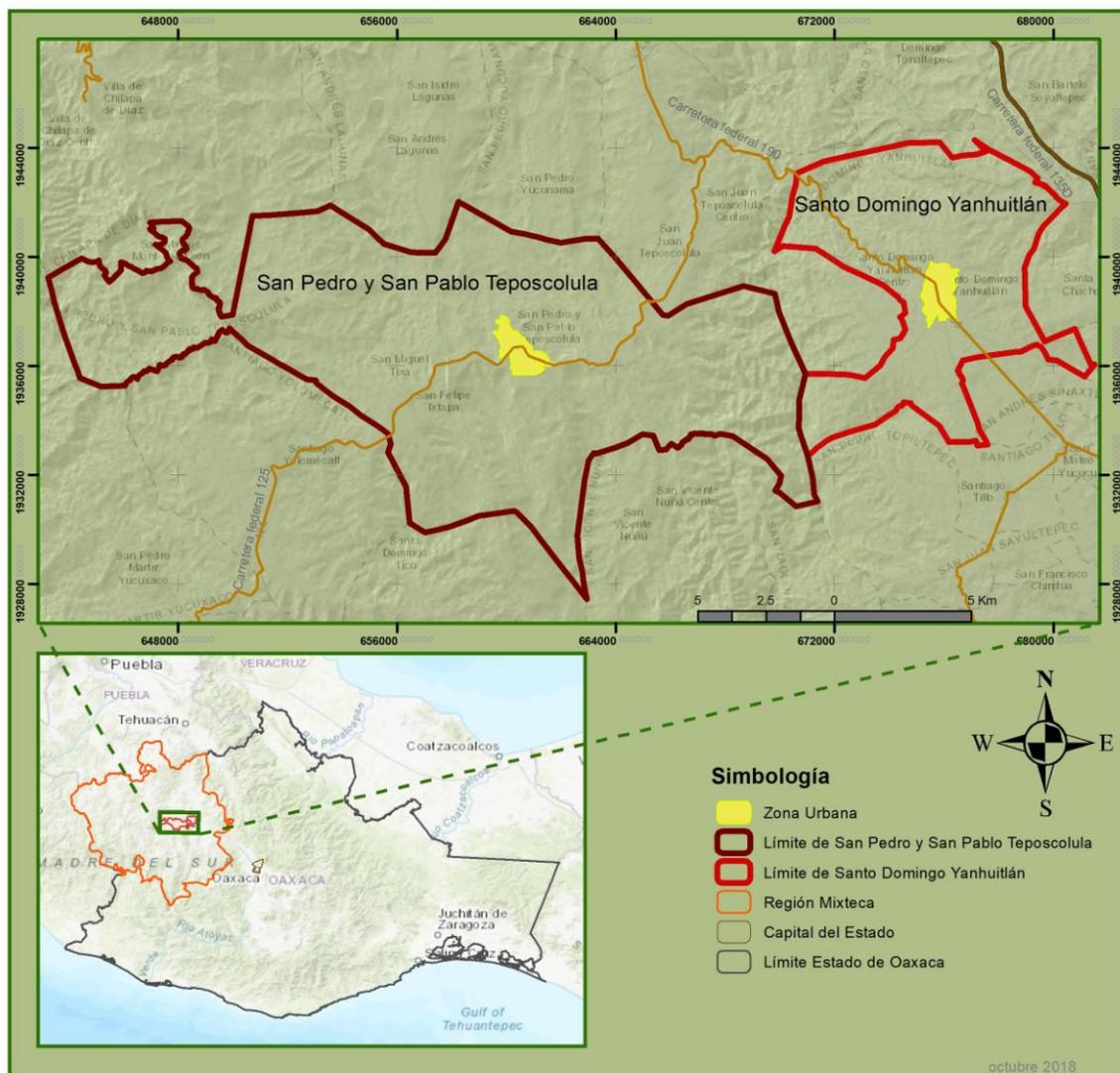


Fig.1. Localización geográfica de la zona de estudio.



**Fig. 2.** Aspectos de la vegetación en la zona de estudio. A. bosque de *Quercus* en los alrededores de San Pedro y San Pablo Teposcolula, B. árboles de encino con epífitas en cerro Las Golondrinas, San Pedro y San Pablo Teposcolula, C. bosque de *Quercus* y *Pinus* en la agencia Tooxi, Santo Domingo Yanhuitlán, D. matorral xerófilo en San Pedro y San Pablo Teposcolula.

### Listado de orquídeas

La información obtenida para las orquídeas de la zona de estudio durante el trabajo de campo, revisión de literatura y consulta de colecciones científicas y fue ingresada en una hoja de datos usando el programa Excel Microsoft, con la cual se elaboró el listado aquí presentado. Para cada especie se incluye nombre científico, autores, ejemplares examinados, hábitat y elevación para las poblaciones localizadas en la zona de estudio, fenología y cuando fue necesario, notas sobre nombres comunes y usos en la Mixteca Alta, así como estatus de conservación. La asignación del estatus de riesgo se hizo de acuerdo con la modificación del Anexo Normativo III de la NOM-059-SEMARNAT-2010 (SEMARNAT, 2019). En la asignación de nombres genéricos y específicos se siguió a Salazar (2012) y Soto Arenas *et al.* (2007).

## RESULTADOS

Considerando el trabajo de campo y la revisión de colecciones científicas, un total de 192 registros documentan la presencia de orquídeas en los municipios de SPPT y SDY, de los cuales 126 (65.6%), se obtuvieron durante el trabajo de campo realizado por los autores y la mayoría fueron depositados en OAX (108). Solo seis de las colecciones revisadas albergaron ejemplares provenientes de la zona de estudio, la mayoría de ellos están depositados en MEXU (63 registros), mientras en AMO, ENCB, IEB, OAX y UAMIZ se encontraron cinco o menos ejemplares en cada herbario; aunque en éstas y otras colecciones hubo registros provenientes de municipios adyacente no fueron incluidos al listado presentado en el apéndice.

La diversidad de orquídeas de los municipios de SPPT y SDY incluye 56 especies, seis de ellas representadas por categorías infraespecíficas, las cuales pertenecen a 26 géneros (ver Apéndice). Los géneros con mayor número de taxones fueron *Malaxis* (8), *Corallorhiza* (5), *Habenaria* (4), *Bletia* (4) y *Govenia* (3); en tanto, 12 géneros estuvieron representados por un solo taxón. Nueve especies son epífitas (16.1%); 47 crecen como terrestres o rupícolas (83.9%) y una de ellas (1.7%), *Spiranthes gramínea* Lindl., se considera como subacuática pues se encontró creciendo en suelos inundables. Tres orquídeas consideradas aquí como epífitas, *Artorima erubescens* (Lindl.) Dressler & G.E. Pollard, *Epidendrum lignosum* La Llave & Lex. y *L. furfuracea* Lindl. pueden crecer rara vez como rupícolas, pero debajo o próximos a la copa de árboles que generalmente emplean como forofitos, probablemente porque sus individuos llegan a caer de ellos y se establecen en sustratos rocosos.

Del total de especies aquí reportadas, 37 fueron registradas en SPPT (67.2%) y 33 en SDY (58.2%); en tanto que 18 (32.7%) especies se registraron en los dos municipios. Tres especies no fueron registradas dentro de los límites de estos municipios, pero si en municipios adyacentes y se incluyeron al listado pues su presencia es probable en SPPT o SDY: *Artorima erubescens*, *Goodyera brachyceras* (A. Rich. & Galeotti) Garay & G.A. Romero y *Ponthieva schaffneri* (Rchb.f) E.W. Greenw.

Los registros obtenidos durante el trabajo de campo para *Malaxis reichei* (Schltr.) Ames & C. Schweinf. y *Habenaria macvaughiana* R. González representan los primeros reportes en la flora de Oaxaca para ambas especies. En tanto que los registros para *Bletia lilacina* A. Rich. & Galeotti, *Bletia urbana* Dressler, *Habenaria guadalajarana* S. Watson y *Platanthera brevifolia* (Green) Kranzlin, representan nuevos registros para la flora del VTC.

Veintisiete orquídeas reportadas en el presente estudio (48.2%) son endémicas de México (Espejo-Serna, 2012; Salazar, 2012; Soto Arenas *et al.*, 2007), y de ellas, cuatro muestran una distribución restringida a los límites territoriales de Oaxaca (11.8%): *Dichromanthus cinnabarinus* (Lex.) Garay subsp. *galeottianum* (Schltr.) Soto Arenas & Salazar, *Dichromanthus yucundaa* Salazar & García-Mend., *Laelia furfuracea* y *Rhynchostele cervantesii* (Lex.) Salazar & Soto Arenas subsp. *membranacea* (Lindl.) Soto Arenas & Salazar; entre ellas, *Dichromanthus yucundaa* presenta una distribución prácticamente restringida a la Mixteca Alta de Oaxaca.

Cuatro orquídeas se encuentran protegidas por las leyes mexicanas y están incluidas en la NOM-059-SEMARNAT-2010: *Bletia urbana* Dressler (amenazada), *Laelia furfuracea* (protección especial), *Prosthechea karwinskii* (Mart.) J.M.H. Shaw (amenazada) y *Rhynchostele cervantesii* subsp. *membranacea* (amenazada). Sólo tres especies de las reportadas están consideradas en la Lista Roja de la IUCN: *Cypripedium molle* (próximo a estar amenazada), *Malaxis brachystachys* (Rchb. f.) Kuntze, (preocupación menor) y *M. javesiae* (Rchb. f.) Ames (preocupación menor). Es frecuente ver que cuatro orquídeas se cultivan en forma rústica en huertos y traspatios en la zona de estudio, estas son *Laelia albida* Bateman ex Lindl, *L. furfuracea*, *Prosthechea karwinskii* y *Rhynchostele cervantesii* subsp. *membranacea* (Lindl.) Soto Arenas & Salazar.

Finalmente, en la zona de estudio el hábitat que albergó el mayor número de especies fue el bosque de *Quercus-Pinus*, con 31 especies, seguido por bosque de *Quercus* (22 especies), matorral xerófilo (18 especies) y bosque de *Pinus* (6 especies).

## DISCUSIÓN

La Mixteca oaxaqueña ha sido conocida por su deterioro ambiental, reflejado en sus altas tasas de deforestación y erosión históricas (Contreras-Hinojosa *et al.*, 2005; Ramirez-López *et al.*, 2011; Solís-Castillo *et al.*, 2018). Sin embargo, en ella aún existen ecosistemas forestales conservados que albergan una riqueza florística importante, las cuales requieren ser exploradas para tener un conocimiento más completo de la flora de la región. Las orquídeas de los bosques de la Mixteca Alta son una razón más para incentivar el interés y participación de las comunidades en la conservación y restauración de sus recursos forestales. Es evidente que en esta región de Oaxaca las orquídeas epífitas (Cruz-García *et al.*, 2015; Gómez-Escamilla *et al.*, 2019) son las que concentran el interés regional para su comercialización como plantas ornamentales y para uso religioso. Pero este grupo representa menos de un quinto de la riqueza orquídeológica registrada en la zona de estudio. Por ello, es importante impulsar estudios que generen propuestas para que las comunidades locales las aprovechen como un recurso forestal no maderable, bajo un programa de manejo acorde a la normatividad ambiental mexicana (SEMARNAT, 2012, 2018a, 2018b), que contribuyan a su desarrollo económico y a la conservación de las poblaciones.

La superficie de la zona estudiada (232.1 km<sup>2</sup>) representa apenas 0.25% del territorio de Oaxaca (95 364.06 km<sup>2</sup>), pero concentra 7.5% y 18% de la riqueza específica y genérica, respectivamente, reportada para las orquídeas del estado (Salazar, 2012; Solano *et al.*, 2016); así como entre 6.9% y 5.3% de la orquídeoflora oaxaqueña endémica, estimada entre 58 (Salazar, 2012) y 76 (Espejo-Serna, 2012) taxones. Por otro lado, en la zona también está presente 5% de las 81 orquídeas consideradas en riesgo en la NOM-059-SEMARNAT-2010 (SEMARNAT, 2019) que son nativas de Oaxaca. Estos datos confirman que la zona de estudio tiene valor para la conservación biológica en la Mixteca Alta oaxaqueña y corroboran el hecho de que la región Cerros Negro-Yucaño haya sido consideradas como región terrestre prioritaria para la conservación en el país (Arriaga *et al.*, 2000; CONABIO, 2004).

La flora del VTC, cuyo límite sur incluye nuestra zona de estudio, reporta 54 géneros y 138 especies de orquídeas (Salazar y Solano, en preparación). La orquídeoflora reportada en el presente estudio representa el 50% y 40% de la riqueza genérica y específica, respectivamente, que alberga el VTC; el estudio además contribuye al conocimiento de la flora orquídeológica de esta región y de Oaxaca, pues *Bletia urbana* y *Habenaria macvaughiana* constituyen nuevos registros para el VTC, en tanto que *Malaxis reichei* (Schltr.) Ames & C. Schweinf., resultó ser un nuevo registro para el estado.

Con respecto a los estudios previos en la región, nuestro trabajo actualiza el listado de orquídeas para SPPT (Rodríguez-García & Morelos-Martínez, 2010) y para SDY representa el primer inventario florístico. De 14 especies de epífitas angiospermas registradas en un bosque de *Quercus* de SPPT, solo tres de ellas fueron orquídeas, *Epidendrum lignosum*, *Laelia furfuracea* y *Prosthechea karwinskii* (López-Gaytán, 2013) y además son las orquídeas epífitas más abundantes en la zona de estudio. Por otro lado, todas las especies epífitas incluidas en el presente listado fueron reportadas entre las angiospermas epífitas de la región Cerros Negro-Yucaño (Gómez-Escamilla *et al.*, 2019); aunque los autores reportaron también a *Prosthechea ghiesbreghtiana* (A. Rich. & Galeotti) W.E. Higgins del municipio de Santa Catarina Tayata, así como dos especies cuya presencia no pudieron verificar en campo, *Rhynchosstele maculata* (La Llave & Lex.) Soto Arenas & Salazar y *Trichocentrum* sp. Es interesante que los bosques estacionalmente secos del trópico mexicano, como los presentes en nuestra zona de estudio, albergan una diversidad de orquídeas que está mejor representada por especies de hábitat

terrestre, a diferencia de los bosques tropicales húmedos donde predominan las epífitas. Baltazar y Solano (2020) reportan que la diversidad y abundancia de orquídeas terrestres en bosques secos se relacionan con variables climáticas y de la estructura de la vegetación, lo cual determina una mayor variación funcional en comparación a la que se presenta en bosques húmedos.

La zona de estudio presenta un mosaico ambiental; allí se encuentran áreas deforestadas para actividades productivas, pero aún existen en ella áreas extensas cubiertas por bosques con diferente estado de madurez que han sido destinadas a la conservación por las autoridades de los Comisariados de Bienes Comunales de ambos municipios estudiados. En ambos municipios, el pastoreo extensivo y la agricultura de temporal en áreas forestales disminuyeron fuertemente desde hace casi 50 años. Esto ha favorecido el proceso de regeneración de los bosques, haciendo posible el desarrollo de poblaciones de orquídeas que localmente presentan densidades altas, como algunas de las especies epífitas que tienen valor como plantas de uso ornamental y religioso en la región, como *Laelia furfuracea* y *Prosthechea karwinskii* (Gaytán-Duran, 2012; López-Gaytán, 2013). No obstante, aún persisten algunas actividades humanas que pueden tener efectos negativos en las orquídeas de la zona estudiada: la extracción de leña para uso local que afecta a los encinos sobre los cuales crecen las epífitas, el pastoreo de chivos y borregos cuyo ramoneo daña o elimina los nuevos reclutas de las orquídeas terrestres el mal manejo del fuego en las zonas agrícolas antes de la temporada de cultivo y la extracción de ejemplares para comercio ilícito local o uso religioso, que puede tener un mayor impacto para las poblaciones de especies epífitas como *Laelia albida*, *L. furfuracea* y *Prosthechea karwinskii* (Cruz-García *et al.*, 2014, 2015; Gómez-Escamilla *et al.*, 2019; R. Solano *et al.*, 2010). Por fortuna, actualmente en la zona de estudio esta práctica no está permitida por las autoridades locales y, cuando es realizada por pocos habitantes se hace de manera ilegal. Sin embargo, las cantidades y técnicas de extracción son un factor que requiere de atención inmediata; es necesario emprender acciones que corrijan y orienten las técnicas de extracción y contribuyan a nivel local en la reproducción de las especies.

Las tres especies arriba mencionadas tienen valor comercial, ornamental y cultural por sus usos tradicionales en la zona de estudio. Además, suelen verse en cultivos rústicos en los solares y huertos de traspatio en los dos municipios estudiados, así como a *Rhynchosstele cervantesii* subsp. *membranacea* y en algunos casos, ejemplares de *Govenia* sp. o *Bletia* sp. Lo que sugiere que estas especies podrían ser candidatas para un programa de manejo, atendiendo los lineamientos de la legislación ambiental para llevar a cabo un aprovechamiento de recursos forestales no maderables (SEMARNAT, 2012, 2018a, 2018b), el cual generaría algunos beneficios de desarrollo a las comunidades marginadas que habitan en la zona de estudio.

## CONCLUSIONES

Aunque la Mixteca Alta de Oaxaca presenta zonas con deterioro ambiental, aún hay bosques con una riqueza florística escasamente explorada como la aquí estudiada, la cual alberga el 7.5% y 18% de las especies y géneros, respectivamente, de las orquídeas nativas de Oaxaca y entre 5.3% y 6.9% de los endemismos estatales de la familia. Esto confirma el valor de la zona y de los Cerros Negro-Yucaño para la conservación biológica en Oaxaca y el país. Por otro lado, en el presente listado están representados 50% y 40% de los géneros y especies, respectivamente, de las orquídeas que alberga la flora del VTC y, además, contribuye con nuevos registros para esta región. Los bosques estacionalmente secos del trópico mexicano, como en la zona de estudio, albergan una mayor riqueza de orquídeas terrestres, a diferencia de los bosques húmedos donde predominan las epífitas. Los bosques de la zona de estudio están destinados a la conservación y eso favorecerá su regeneración y la protección de su biodiversidad, pero algunas orquídeas pueden verse afectadas por actividades humanas, como la extracción de ejemplares para comercio local o uso religioso que afecta especies como *Laelia*

*albida*, *L. furfuracea* y *Prosthechea karwinskii*, las cuales podrían ser candidatas para un programa de manejo que generaría algunos beneficios locales.

## AGRADECIMIENTOS

A los Comisariados de Bienes Comunales de ambos municipios por las facilidades y apoyo en los trabajos de campo. Así como a los técnicos comunitarios que participaron en los recorridos de recolección. A los curadores de los herbarios consultados (AMO, MEXU, OAX). A dos revisores anónimos por sus comentarios que ayudaron a mejorar el manuscrito.

## LITERATURA CITADA

- Aguirre-León, E. (1986). Epífitas. In A. Lot & F. Chiang (Eds.), *Manual de Herbario. Administración y manejo de colecciones técnicas de recolección y preparación de ejemplares botánicos* (p. 142). Consejo Nacional de la Flora de México.
- Arriaga, L., Espinoza, J. M., Aguilar, C., Martínez, E., Gómez, L., & Loa, E. (2000). *Regiones Terrestres Prioritarias de México*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad.
- Baltazar, S., & Solano, R. (2020). Diversidad y rasgos funcionales de orquídeas terrestres en bosques de un área natural protegida del noreste de México. *Botanical Sciences*, 98(4), 468–485 (doi: 10.17129/botsci.2600)
- Beutlespacher-Baigts, C., & Moreno-Molina, I. (2018). *Las Orquídeas de Chiapas*. Instituto Chinoín e Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Bocco, G., Solís-Castillo, B., Orozco-Ramírez, Q., & Ortega-Iturriaga, A. (2019). La agricultura en terrazas en la adaptación a la variabilidad climática en la Mixteca Alta, Oaxaca, México. *Journal of Latin American Geography*, 18(1), 141–168. <https://doi.org/10.1353/lag.2019.0006>
- Cervantez-Zamora, Y., Cornejo-Olguín, S. L., Lucero-Márquez, R., Espinosa-Rodríguez, J. M., Miranda-Viquez, E., & Pineda-Velázquez, A. (1990). *Provincias Fisográficas de México. Catálogo de metadatos geográficos*.
- CONABIO. (2004). *Regiones Terrestres Prioritarias de México. Escala 1: 1000000*. <http://www.conabio.gob.mx/informacion/gis/>
- Contreras-Hinojosa, J., Volke-Haller, V., Oropeza-Mota, J., Rodríguez-Franco, C., Martínez-Saldaña, T., & Martínez-Garza, Á. (2005). Reducción del rendimiento de maíz por la erosión del suelo en Yanhuítlán, Oaxaca, México. *Terra Latinoamericana*, 23(3), 399–408.
- Cruz-García, G., Lagunez-Rivera, L., Chávez-Angeles, M. G., & Solano, R. (2015). The Wild Orchid Trade in a Mexican Local Market: Diversity and Economics. *Economic Botany*, 69(4), 291–305. <https://doi.org/10.1007/s12231-015-9321-z>
- Cruz-García, G., Solano, R., & Lagunez-Rivera, L. (2014). Documentation of the medicinal knowledge of *Prosthechea karwinskii* in a Mixtec community in Mexico. *Brazilian Journal of Pharmacognosy*, 24(2), 153–158. <https://doi.org/10.1016/j.bjp.2014.03.002>
- Cruz, R., & Rzedowski, J. (1980). Vegetación de la cuenca del río Tepelmeme, Alta Mixteca, estado de Oaxaca (México). *Anales de La Escuela Nacional de Ciencias Biológicas*, 22, 19–84.
- Espejo-Serna, A. (2012). El endemismo en las liliopsida mexicanas. *Acta Botanica Mexicana*, 100(1), 195–258.
- García-Mendoza, A. (1983). *Estudio ecológico-florístico de una porción de la sierra de Tamazulapan, Distrito de Teposcolula, Oaxaca, México*. Universidad Nacional Autónoma de México.
- García-Mendoza, A., & Meave, J. A. (2012). *Diversidad florística de Oaxaca: de musgos a angiospermas (Colecciones y lista de especies)* (2nd ed.). Universidad Nacional Autónoma de México-Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad-Instituto Estatal de Ecología y Desarrollo Sustentable.

- García-Mendoza, A., Tenorio, P., & Reyes, J. (1994). El endemismo en la flora fanerogámica de la Mixteca Alta, Oaxaca-Puebla, México. *Acta Botánica Mexicana*, 27, 53–73. <http://abm.ojs.inacol.mx/index.php/abm/article/view/710>
- Gaytán-Duran, F. (2012). *Diversidad de orquídeas epífitas en un bosque de encino de la comunidad San Isidro Yododeñe*. Instituto Tecnológico Superior de Teposcolula.
- Gómez-Escamilla, I. N., Espejo-Serna, A., López-Ferrari, A. R., & Krömer, T. (2018). *The Epiphytic Bromeliad Flora of the RTP Cerros Negro-Yucaño, Oaxaca, Mexico*. 68(December), 45–56.
- Gómez-Escamilla, I. N., Espejo-Serna, A., López-Ferrari, A. R., & Krömer, T. (2019). Las angiospermas epífitas de la región terrestre prioritaria Cerros Negro-Yucaño, Oaxaca, México. *Revista de Biología Tropical*, 67(1), 118–131. <https://doi.org/10.15517/rbt.v67i1.32726>
- López-Gaytán, J. (2013). *Diversidad y distribución de orquídeas epífitas en bosques de encino de San Pedro y San Pablo Teposcolula, Oaxaca*. Instituto Tecnológico Superior de Teposcolula.
- Martínez-Gracida, M. (1891). *Flora y fauna del Estado libre y soberano de Oaxaca*. Imprenta del Estado a cargo de Ignacio Candiani.
- Palacio-Prieto, J. L., Rosado-González, E., Ramírez-Miguel, X., Oropeza-Orozco, O., Cram-Heydrich, S., Ortiz-Pérez, M. A., Figueroa-Mah-Eng, J. M., & de Castro-Martínez, G. F. (2016). Erosion, culture and geoheritage; the case of Santo Domingo Yanhuítlan, Oaxaca, México. *Geoheritage*, 8(4), 359–369. <https://doi.org/10.1007/s12371-016-0175-2>
- Pérez, V. (2009). *Estudio de la vegetación templado-árida en el municipio de Santiago Apoala, Mixteca Alta, Oaxaca*. Instituto Tecnológico del Valle de Oaxaca. Nazareno.
- Pichardo, A. M. (2011). *Diversidad de la familia Orchidaceae en las sierras Triqui-Mixteca del Estado de Oaxaca*. Universidad Nacional Autónoma de México. México.
- Ramírez-López, A., Navarro-Garza, E., Pérez-Olvera, A., & Cetina-Alcalá, V. M. (2011). Organization experience for a *Pinus oaxacana* Mirov reforestation in degraded soils of the Oaxacan Mixteca. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 2(7), 57–70.
- Reyes, J. (1993). *Estudio florístico y fitogeográfico en el municipio de San Juan Mixtepec, distrito de Juxtlahuaca, Oaxaca*. Universidad Nacional Autónoma de México. Tlalnepantla.
- Richard, A., & Galeotti, H. G. (1845). Orchidographie Mexicaine. *Annales Des Sciences Naturelles; Botanique, Sér.*, 3(3), 15–33.
- Rodríguez-García, E., & Morelos-Martínez, N. (2010). *Diversidad de orquídeas de San Pedro y San Pablo Teposcolula, Oaxaca, México*. Instituto Tecnológico de la Cuenca del Papaloapan.
- Rzedowski, J. (2006). *La Vegetación de México*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. [https://www.biodiversidad.gob.mx/publicaciones/librosDig/pdf/VegetacionMx\\_Cont.pdf](https://www.biodiversidad.gob.mx/publicaciones/librosDig/pdf/VegetacionMx_Cont.pdf)
- Salas, S. (1990). *Un estudio de vegetación en el municipio de San Juan Mixtepec, Juxtlahuaca, Oaxaca*. Instituto Politécnico Nacional.
- Salazar, G. A. (2012). Orquídeas. In A. García-Mendoza & J. Meave (Eds.), *Diversidad Florística de Oaxaca: de Musgos a Angiospermas (Colecciones y Lista de Especies)* (pp. 324–339). Universidad Nacional Autónoma de México-Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad-Instituto Estatal de Ecología y Desarrollo Sustentable.
- Salazar, G. A., & García-Mendoza, A. (2009). A new species of *Dichromanthus* (Orchidaceae, Spiranthinae) from Oaxaca, Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 80(1), 23–28.
- SEMARNAT. (2012, June 30). *Norma Oficial Mexicana PROY-NOM-005-SEMARNAT-2012. Que establece los criterios para realizar el aprovechamiento sustentable de los recursos forestales no maderables existentes en los ecosistemas forestales; bosques de clima templado frío, selvas y zonas áridas y semiáridas*. [http://dof.gob.mx/nota\\_detalle.php?codigo=5261563&fecha=30/07/2012](http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5261563&fecha=30/07/2012)
- SEMARNAT. (2018a, January 19). *Ley General de Vida Silvestre. Nueva Ley publicada en el Diario Oficial de la Federación el 3 de julio de 2000. Última reforma publicada en el*

**Recibido:**  
20/agosto/2020

**Aceptado:**  
22/enero/2021

- Diario Oficial de la Federación el 19 de enero de 2018.*
- SEMARNAT. (2018b, June 5). *Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente. Nueva Ley publicada en el Diario Oficial de la Federación el 28 de enero de 1988. Última reforma publicada en el Diario Oficial de la Federación el 5 de junio de 2018.* [http://www.diputados.gob.mx/LeyesBiblio/pdf/148\\_050618.pdf](http://www.diputados.gob.mx/LeyesBiblio/pdf/148_050618.pdf)
- SEMARNAT. (2019, November 14). *Modificación del Anexo Normativo III, lista de especies en riesgo de la Norma Oficial Mexicana. NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, .*
- Solano, E. (1997). Estudio florístico y descripción de la vegetación de Asunción Cuyotepeji, distrito de Huajuapán de León, Oaxaca. *Polibotánica*, 5, 37–75.
- Solano, R., Balam, R., & Cruz-García, G. (2016). Riqueza y distribución de la familia Orchidaceae en la sierra sur de Oaxaca. In I. Luna-Vega, D. Espinosa, & R. Contreras-Medina (Eds.), *Biodiversidad de la Sierra Madre del Sur. Una Síntesis Preliminar* (pp. 193–207). Universidad Nacional Autónoma de México.
- Solano, R., Cruz-Lustre, G., Martínez-Feria, A., & Lagunez-Rivera, L. (2010). Plantas utilizadas en la celebración de la semana santa en Zaachila, Oaxaca, México. *Polibotánica*, 29, 263–279. [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1405-27682010000100012](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-27682010000100012)
- Solano, R., Damon, A., Cruz-Lustre, G., Jiménez-Bautista, L., Avendaño-Vázquez, S., Bertolini, V., Rivera-García, R., & Cruz-García, G. (2016). Diversity and distribution of the orchids of the Tacaná-Boquerón region, Chiapas, Mexico. *Botanical Sciences*, 94(3), 625–656. <https://doi.org/10.17129/botsci.589>
- Solano, R., Martínez-Ovando, E., Martínez-Feria, A., & Gutiérrez-Caballero, J. A. (2016). Registros nuevos en la familia Orchidaceae de Oaxaca, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 87(4), 1348–1351. <https://doi.org/10.1016/j.rmb.2016.09.012>
- Solís-Castillo, B., Fernández, G., Vázquez-Castro, G., García-Ayala, G., Bocco, G., & Ortíz, M. A. (2018). Paisaje cultural y evidencias estratigráficas del antropoceno en la Mixteca alta, Oaxaca. *Boletín de La Sociedad Geológica Mexicana*, 70(1), 147–171. <https://doi.org/10.18268/BSGM2018v70n1a9>
- Soto Arenas, M. A., & Salazar, G. A. (2004). Orquídeas. In A. García-Mendoza, M. J. Ordoñez, & M. A. Briones-Salas (Eds.), *Biodiversidad de Oaxaca* (pp. 271–295). Universidad Nacional Autónoma de México-Fondo Oaxaqueño para la conservación de la Naturaleza-World Wildlife Fund. México.
- Soto Arenas, M. A., Solano, R., & Hágsater, E. (2007). Risk of extinction and patterns of diversity loss in Mexican orchids. *Lankesteriana*, 7(1–2).
- Thiers, B. (2020). *Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff.*
- Trejo, I. (2004). Clima. In Abisaí García-Mendoza, M. de J. Ordoñez, & M. A. Briones-Salas (Eds.), *Biodiversidad de Oaxaca* (pp. 67–85). Universidad Nacional Autónoma de México-Fondo Oaxaqueño para la conservación de la Naturaleza-World Wildlife Fund. México.
- Villaseñor, J. L., Dávila, P., & Chiang, F. (1990). Fitogeografía del Valle de Tehuacán-Cuicatlán. *Boletín de La Sociedad Botánica de México*, 50, 135–149. <https://doi.org/10.17129/botsci.1381>

**Apéndice.** Lista comentada de las orquídeas de Santo Domingo Yanhuitlán (SDY) y San Pedro y San Pablo Teposcolula (SPPT), Mixteca Alta, Oaxaca. Para cada taxón se incluye información de ejemplares examinados, hábito y hábitat, elevación y fenología registradas en la zona de estudio, así como distribución en México y cuando fue el caso, nombres comunes, usos y estatus de riesgo. El hábitat asignado fue bosque de *Quercus* (BQ), bosque de *Quercus-Pinus* (BQP), bosque de *Pinus* (BP) y matorral xerófilo (MX). Distribución en los estados de México es como sigue: Aguascalientes (AGS), Baja California (BC), Baja California Sur (BCS), Campeche (CAM), Chiapas (CHS), Chihuahua (CHI), Ciudad de México (CMX), Colima (COL), Coahuila (COH), Durango (DGO), Guanajuato (GTO), Guerrero (GRO), Hidalgo (HGO), Jalisco (JAL), México (MEX), Michoacán (MCH), Morelos (MOR), Nayarit (NAY), Nuevo León (NLE), Oaxaca (OAX), Puebla (PUE), Querétaro (QRT), Quintana Roo (QRO), San Luis Potosí (SLP), Sinaloa (SIN), Sonora (SON), Tabasco (TAB), Tamaulipas (TAM), Tlaxacala (TLX), Veracruz (VER), Yucatán (YUC) y Zacatecas (ZAC).

1. *Alamania punicea* La Llave & ex. subsp. *greenwoodiana* Soto Arena & R. Jiménez (fig. 3A).

**Ejemplares examinados.** **SDY:** Agencia de Tooxi, paraje Llano Pedregoso, *R. Solano et al. s.n.* (OAX); paraje El Manzanar, cerro Cruz de Tabla, *A. Ibarra s.n.* (OAX). **SPPT:** camino a San Pedro Yucunama, norte de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *Lorence et al. 3369* (MEXU); San Pedro Yucunama *Gómez-Escamilla et al. 39* (UAMIZ).

**Hábitat.** Epífita en BQ y BQP, en elevaciones de 2400 a 2680 m.

**Fenología.** Floración de febrero a mayo. Fructificación en octubre.

**Distribución conocida en México.** Endémica. HGO, OAX, PUE, QRT, SLP y VER.

2. *Artorima erubescens* (Lindl.) Dressler & G.E. Pollard (fig. 3B)

**Ejemplares examinados.** **San Vicente Nuñú:** Anama, 3 km sureste de San Vicente Nuñú, *García-Mendoza y Reyes-Santiago 5252* (MEXU).

**Hábitat.** BQ y MX. En elevaciones de 2500 a 2750 m.

**Fenología.** Floración de abril a mayo. Fructificación en octubre.

**Distribución conocida en México.** Endémica. GRO y OAX.

**Notas.** En la Mixteca Alta la especie se conoce con el nombre de “yavi vadu” (mixteco). Uso ornamental. La especie no ha sido registrada en la zona de estudio, pero se espera su presencia pues ha sido reportada en un municipio adyacente.

3. *Aulosepalum pyramidale* (Lindl.) M.A. Dix & M.W. Dix (fig. 3C).

**Ejemplares examinados.** **SDY:** Yanhuitlán, *L. Paz s.n.* (OAX). **SPPT:** Cerro Pueblo Viejo de Teposcolula Yucundaá, 500 m sur de la casa del Sr. Carlos López, *García-Mendoza y Franco 8760* (MEXU); cima del Cerro Buenavista, 4.5 km sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, en línea recta, *García-Mendoza y Franco 8790* (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre en BQ y BQP, en elevaciones de 2400 a 2640 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de marzo a julio.

**Distribución conocida en México.** CHS, COL, CMX, DGO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, OAX, QRT, SLP, TLX, VER y ZAC.

4. *Bletia lilacina* A. Rich. & Galeotti (fig. 3D).

**Ejemplares examinados.** **SDY:** cerro Cruz de Tabla, *L. Paz s.n.* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, en elevaciones de ca. 2650 m.

**Fenología.** Floración de enero a febrero. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica. GRO, MEX, MOR y OAX.

**Notas.** El registro constituye el primero de la especie para la provincia florística del valle de Tehuacán-Cuicatlán.

5. *Bletia parkinsonii* Hook. (fig. 3E)

**Ejemplares examinados.** **SDY:** paraje La Concha, Santo Domingo Yanhuitlán, *L. Paz s.n.* (OAX). **SPPT:** San Miguel Tixá, *Castañeda-Zárate 357* (MEXU); Pueblo Viejo-Cerro Yucunda, *R. Solano et al. 3025* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ y MX, en elevaciones de 2350 a 2400 m.

**Fenología.** Floración de febrero a abril. fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** CHS, COL, GRO, MEX, MOR, NLE, OAX, PUE, SLP y VER.

6. *Bletia reflexa* Lindl. (fig. 3F).

**Ejemplares examinados.** **SDY:** camino a La Laguna, cerro Yucuyuno, *A. Ibarra s.n.* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, en elevaciones de ca. 2300 m.

**Fenología.** Floración en octubre. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** AGS, CHS, CHI, COL, CMX, DGO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NAY, OAX, PUE, QRT, SLP, SIN, SON, VER y ZAC.

7. *Bletia urbana* Dressler (fig. 3G).

**Ejemplares examinados. SDY:** agencia yucudahuico, *L. Paz s.n.* (OAX). **SPPT:** La mojonera, 1.5 km al sur de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3029* (OAX).

**Hábitat:** Terrestre en BQ, en elevaciones de 2430 a 2500 m.

**Fenología.** Floración de junio a agosto. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica. CMX, MEX y OAX.

**Notas.** Los registros constituyen los primeros de la especie para la provincia florística del valle de Tehuacán-Cuicatlán. La especie se considera como amenazada en la NOM-059-SEMARNAT-2010.

8. *Corallorhiza bulbosa* A. Rich. & Galeotti (fig. 3H).

**Ejemplares examinados. SDY:** Cruz de Tabla, loma del Rozo de Chencho, *Ibarra et al. 311* (MEXU); agencia Xacañí, cerro El Cacahuate, *R. Solano et al. 4112* (OAX); Yanhuitlán, L. Paz (OAX). **SPPT:** 11.8 km al sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al., 3015a* (OAX), *3015b* (OAX), *3015c* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre micoheterotrófica en BQP, en elevaciones de 2570 a 2700 m.

**Fenología.** Floración de mayo a agosto. Fructificación en octubre.

**Distribución conocida en México.** CMX, COH, DGO, GTO, GRO, HGO, JAL, MEX, MOR, NLE, OAX, QRT, VER y ZAC.

9. *Corallorhiza maculata* (Raf.) Raf. var. *mexicana* (Lindl.) Freudenstein (fig. 3I).

**Ejemplares examinados. SDY:** Agencia Xacañí, cerro El Cacahuate, *R. Solano et al. 4113* (OAX); Yanhuitlán, *L. Paz s.n.* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre micoheterotrófica en BQ y BQP, en elevaciones de 2500 a 2700 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de julio a diciembre.

**Distribución conocida en México.** CHS, CMX, COH, COL, DGO, GTO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NAY, NLE, OAX, PUE, QRT, SON, TLX, VER y ZAC.

10. *Corallorhiza odontorhiza* (Willd.) Poir. var. *pringlei* (Greenm.) Freudenstein (fig. 3J).

**Ejemplares examinados. SDY:** agencia Xacañí, cerro El Cacahuate, *L. Paz s.n.* (OAX); agencia Xacañí, ladera del cerro El Cacahuate, *A. Ibarra s.n.* (OAX); Yanhuitlán, *L. Paz s.n.* (OAX). **SPPT:** Barrio El Molino, cerro de las Golondrinas, *R. Solano et al. 4261* (OAX); 11.8 km al sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3017* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre micoheterotrófica en BQ y BQP, en elevaciones de 2410 a 2700 m.

**Fenología.** Floración de julio a octubre. Fructificación de noviembre a enero.

**Distribución conocida en México.** CHS, CHI, CMX, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, OAX, PUE, SLP, TAM, TLX y VER.

11. *Corallorhiza striata* Lindl. var. *involuta* (Greenm.) Freudenstein (fig. 3K)

**Ejemplares examinados. SPPT:** Agua Blanca, 6.5 km al sur de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al., 3037* (OAX), *3038* (OAX); cerro El Peñasco, suroeste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Torres y L. Torres 12351* (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre micoheterotrófica en BQ y BQP, en elevaciones de 2650 a 2700 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de agosto a noviembre.

**Distribución conocida en México.** CHI, CMX, COH, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NLE, OAX, PUE, SLP, SON, TAM, TLX y VER.

12. *Corallorhiza wisteriana* Conrad (Fig. 3L).

**Ejemplares examinados. SDY:** agencia Yucudahuico, *A. Ibarra s.n.* (OAX). **SPPT:** ladera norte del Pueblo Viejo, 1 km de la fábrica Cales Hidratadas de Teposcolula, *García-Mendoza y Franco 8299* (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre micoheterotrófica en BQ y BP, en elevaciones de 2270 a 2440 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de enero a marzo.

**Distribución conocida en México.** BCS, CHS, CHI, CMX, COH, DGO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NLE, OAX, SON, TAM y TLX.

13. *Cyclopogon saccatus* (A. Rich. & Galeotti) Schltr.

**Ejemplar examinado. SPPT:** 3 km norte de Guadalupe Tixá, *García-Mendoza 282* (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre en BP, en elevaciones de 2340 m.

**Fenología.** Floración en mayo. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** CHS, JAL, MEX, MCH, MOR, OAX, PUE, VER y ZAC.

14. *Cypripedium molle* Lindl. (fig. 4A).

**Ejemplares examinados. SDY:** Cerro Yucudahuico, *Ibarra y Santiago 187* (MEXU); Yanhuitlán, *A. Ibarra s.n.* (OAX). **SPPT:** cerro Llano Redondo, 800 m sur de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *García-Mendoza 1106*

(MEXU); ladera norte del Cerro Pueblo Viejo, a la orilla del río, *García-Mendoza et al. 8451* (MEXU); Mojón de La Viga, 4.9 km noroeste de San Isidro Lagunas, *Juárez-García 4497* (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, BP y MX, en elevaciones 1900-2560 m.

**Fenología.** Floración de abril a noviembre. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica de México, en OAX y PUE.

**Notas.** En la Mixteca Alta la especie se conoce con los nombres de “zapatilla de mujer” y “pie de camaleón”.

15. *Deiregyne rhombilabia* Garay (fig. 4B).

**Ejemplares examinados. SDY:** agencia El Jazmín, *C. Pérez s.n.* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en MX, en elevaciones de ca. 2140 m

**Fenología.** Floración en marzo. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica de México, en COL, GTO, GRO, JAL, MEX, MCH, MOR, OAX, PUE y VER.

16. *Deiregyne tenorioi* Soto Arenas & Salazar (fig. 4C).

**Ejemplares examinados. SDY:** cerro La Campana, mojonera de la Cruz-Buenavista, *R. Solano 4109* (OAX); Yanhuatlán, *L. Paz s.n.* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ y MX, en elevaciones 2500-2660 m.

**Fenología.** Floración de enero a marzo. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica de México, en GRO, HGO, MEX, OAX, PUE y TLX.

17. *Dichromanthus cinnabarinus* (La Llave & Lex.) Garay subsp. *galeottianum* (Schltr.) Soto Arenas & Salazar (fig. 4D).

**Ejemplares examinados. SDY:** Yanhuatlán, *L. Paz s.n.* (OAX) **SPPT:** Loma León, 6.5 km al sur de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3021* (OAX), *3023* (OAX); La Mojonera, 1.5 km al sur de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3026* (OAX); Barrio El Molino, cerro de las Golondrinas, *R. Solano et al. 4261* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, en elevaciones de 2280 a 2650 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de julio a noviembre.

**Distribución conocida en México.** Endémica. OAX.

**Notas.** En la Mixteca Alta la especie se conoce con los nombres de “cola de león”, “flor cola de león”, “stu yañe usashi” (mixteco), uso ornamental.

18. *Dichromanthus michuacanus* (La Llave & Lex.) Salazar & Soto Arenas (fig. 4E).

**Ejemplares examinados. SDY:** Agencia Tooxi, paraje Llano Grande del Gamito hacia cerro Cruz de Tabla, *R. Solano et al. 4098* (OAX), *4101* (OAX); **SDY,** *L. Paz s.n.* (OAX); Yanhuatlán, *A. Ibarra s.n.* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, en elevaciones de 2600 a 2650 m.

**Fenología.** Floración de julio a diciembre. Fructificación de noviembre a enero.

**Distribución conocida en México.** AGS, BCS, CHS, CHI, CMX, COH, DGO, GTO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NLE, OAX, PUE, QRT, SON, TLX, VER y ZAC.

19. *Dichromanthus yucundaa* Salazar & García-Mend. (fig. 4F).

**Ejemplares examinados. SPPT:** 3 km norte de San Pedro y San Pablo Teposcolula, camino a San Andrés Lagunas, *García-Mendoza 448* (MEXU); 50 m al este de la iglesia de Pueblo Viejo, *García-Mendoza et al. 7962* (MEXU); 2.4 km suroeste de San Andrés Lagunas, *Juárez-García 4208* (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre en BP y BQP, en elevaciones de 2370 a 2420 m.

**Fenología.** Floración de junio a septiembre. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica. OAX.

20. *Epidendrum lignosum* La Llave & Lex. (fig. 4G).

**Ejemplares examinados. SDY:** cerro Yucuyuno, fotos de *R.R. Solano* (OAX), Yanhuatlán, *L. Paz s.n.* (OAX).

**SPPT:** cerro Pueblo Viejo de Teposcolula Yucundaá, casa del Sr. Carlos López, *García-Mendoza y Franco 8731* (MEXU); 2 km suroeste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *Lorence y García-Mendoza 3387* (AMO, MEXU); Pueblo Viejo Yucundaá, 2.5 km al sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3003* (OAX); Barrio El Molino, cerro de las Golondrinas, *R. Solano et al. 4082* (OAX), *4083* (OAX), *4085* (OAX), *4086* (OAX).

**Hábitat.** Epífita o rara vez rupícola en BQ y BQP, en elevaciones de 2200 a 2500 m.

**Fenología.** Floración de febrero a mayo. Fructificación de marzo a noviembre.

**Distribución conocida en México.** Endémica. COL, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NAY, OAX, PUE, QRT, SLP y VER.

**Notas.** En la Mixteca Alta la especie se conoce con el nombre de “monjita amarilla de vara”. Varios ejemplares consultados estaban determinados con el nombre de *Epidendrum ledifolium* A. Rich. & Galeotti, el cual resulta ser un sinónimo de *Epidendrum lignosum*.

21. *Galeoglossum tubulosum* (Lindl.) Salazar (fig. 4H).

**Ejemplares examinados. SDY:** Cieneguilla, cerro Yucuyuno, *R. Solano & L. Lagunez 4233* (OAX); cerro Cruz de Tabla, *L. Paz* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ y BQP, en elevaciones de ca. 2400 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de febrero a marzo.

**Distribución conocida en México.** CHS, CMX, COH, DGO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NLE, OAX, PUE, QRT, SLP, SIN, TAM, TLX y VER.

22. *Goodyera brachyceras* (A. Rich. & Galeotti) Garay & G.A. Romero

**Ejemplares examinados. San Pedro Topiltepec:** 4.5 km al sursuroeste de Santa María Tiltepec, *R. García 106* (OAX).

**Hábitat:** Terrestre en BQP, en elevaciones de ca. 2500 m.

**Fenología:** Floración en octubre. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica. OAX, posiblemente CHS.

**Notas.** La especie no ha sido registrada en la zona de estudio, pero se espera su presencia pues ha sido reportada en un municipio adyacente.

23. *Goodyera striata* Rehb. f. (fig. 4I).

**Ejemplares examinados. SDY:** agencia Xacañi, ladera norte cima El Cacahuate, *Ibarra et al. 298* (MEXU); agencia Xacañi, paraje El Cacahuate, *R. Solano et al. 4111* (OAX); agencia Xacañi, ladera del cerro El Cacahuate, *L. Paz* (OAX). **SPPT:** paraje Agua Blanca, 10.5 km al sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3014* (OAX); 11.8 km al sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3018* (OAX); Barrio El Molino, cerro de Las Golondrinas, *R. Solano et al. 4084* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ y BQP, en elevaciones de 2500 a 2650 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de marzo a octubre.

**Distribución conocida en México.** CHS, CHI, CMX, COL, DGO, GRO, HGO, JAL, MEX, MOR, NAY, NLE, OAX, QRT, SLP, SIN, SON, TAM y VER.

24. *Govenia capitata* Lindl. (fig. 4J).

**Ejemplares examinados. SDY:** agencia Xacañi, punta El Cacahuate, *L. Paz 269* (MEXU); agencia Xacañi, cerro El Cacahuate, *L. Paz s.n.* (OAX). **SPPT:** norte del sitio arqueológico, cima del cerro Pueblo Viejo de Teposcolula Yucundaá, *García-Mendoza et al. 8815* (MEXU); 2.7 km al N de San Pedro y San Pablo Teposcolula camino a San Pedro Yucunama, *R. Solano et al. 3049* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ y BQP, en elevaciones de 2300 a 2500 m.

**Fenología.** Floración en julio. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica. CMX, GTO, GRO, HGO, MEX, MCH y OAX.

25. *Govenia lagenophora* Lindl.

**Ejemplares examinados. SPPT:** ladera norte del cerro Pueblo Viejo, *García-Mendoza et al. 8518* (MEXU); ladera norte del cerro Pueblo Viejo, frente a Cales Hidratadas de Teposcolula, *García-Mendoza et al. 8833* (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre en BP, BQP y MX, en elevaciones de 2000 a 2360 m.

**Fenología.** Floración de junio a septiembre. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** CMX, COH, DGO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NLE, OAX, TAM, TLX y VER.

**Notas.** En Oaxaca se conoce como con el nombre de “jarrito”. Uso comestible, la planta almacena agua entre sus vainas y se utiliza para calmar la sed; también llega a ser usada como forraje para el ganado.

26. *Govenia superba* (La Llave & Lex.) Lindl. (fig. 4K).

**Ejemplares examinados. SDY:** agencia El Jazmín, *L. Paz s.n.* (OAX). **San Vicente Nuñú:** Anama, 3 km sureste de San Vicente Nuñú, *García-Mendoza y Reyes-Santiago 5255* (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre en BQ y MX, en elevaciones de 2140 a 2500 m.

**Fenología.** Floración de junio a agosto. Fructificación en octubre.

**Distribución conocida en México.** CHS, CMX, COL, DGO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, OAX, PUE, TAM, TLX y VER.

27. *Habenaria clypeata* Lindl.

**Ejemplar examinado: San Pedro Topiltepec:** 4.5 km al sursuroeste de Santa María Tiltepec, *R. García 116* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, en elevaciones de ca. 2520 m.

**Fenología.** Floración de agosto a octubre. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** AGS, BCS, CHS, CHI, CMX, COL, DGO, HGO, GRO, JAL, MEX, MCH, MOR, NAY, OAX, PUE, SIN, SON, VER y ZAC.

**Notas.** La especie no fue registrada en la zona de estudio, pero se espera su presencia pues ha sido reportada en un municipio adyacente.

28. *Habenaria guadalajarana* S. Watson

**Ejemplares examinados. SPPT:** 1 km al este de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *García-Mendoza 553* (MEXU). **San Pedro Yucunama:** 6 km norte de San Pedro Yucunama, *García-Mendoza 1052* (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, en elevaciones de 2250 a 2350 m.

**Fenología.** Floración en julio y agosto. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica. AGS, AGS Sur, CHS, CHI, CMX, COL, DGO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NAY, NLE, OAX, PUE, SIN, SON, TLX, VER y ZAC.

**Nota.** Los registros constituyen los primeros de la especie para la provincia florística del valle de Tehuacán-Cuicatlán.

29. *Habenaria macvaughiana* R. González (fig. 4L).

**Ejemplares examinados. SPPT:** Yucunindee, 8.5 km al noreste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3074* (OAX), *3075* (OAX), *3076* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, en elevaciones de 2530 m

**Fenología.** Floración y fructificación en septiembre.

**Distribución conocida en México.** Endémica. MCH, MEX y OAX.

**Notas.** Los registros constituyen los primeros de la especie para Oaxaca y la provincia florística del valle de Tehuacán-Cuicatlán.

30. *Habenaria subauriculata* B.L. Rob. & Greenm. (fig. 5A).

**Ejemplares examinados. SDY:** Agencia Tooxi, cerca del tanque de agua, *García-Mendoza et al. 9825* (MEXU); cerro Cruz de Tabla, *A. Ibarra s.n.* (OAX); Yanhuítlán, *L. Paz s.n.* (OAX). **SPPT:** San Miguel Tixá, *Castañeda-Zárate 1353* (MEXU); 4 km norte de Guadalupe Tixá, camino a San Andrés Lagunas, *García-Mendoza y Mérida 2673* (MEXU); 1.5 km oeste de Tecomate camino a Toropetate, *García-Mendoza et al. 7988* (MEXU); cima del cerro del Pueblo Viejo de Teposcolula Yucundaá, 1 km sur de la iglesia, *García-Mendoza y Franco 8581* (MEXU); La Mojonera, 1.5 km al sur de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3024* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, BQP y MX, en elevaciones de 2440 a 2670 m.

**Fenología.** Floración de julio a septiembre. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica. CHS, JAL, OAX y PUE.

31. *Hexaletris grandiflora* (A. Rich. & Galeotti) L.O. Williams (fig. 5B).

**Ejemplares examinados. SDY:** cerro Yucuyuno, *A. Ibarra s.n.* (OAX); cerro Yucudahuico, *A. Ibarra s.n.* (OAX), parte sur del paraje Encino Amarillo, *A. Ibarra s.n.* (OAX); base del cerro Buenavista, 0.5 km del cerro en línea recta, Yucudahuico, cerro de la Zorra, *Ibarra et al. 171* (MEXU). **SPPT:** base del cerro Buenavista, 0.5 km del cerro en línea recta, *García-Mendoza y Franco 8805* (MEXU); ladera norte del cerro de Pueblo Viejo, a la orilla del río, *García-Mendoza et al. 8442* (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre micoheterotrofa en BQ y BQP, en elevaciones de 2200 a 2700 m.

**Fenología.** Floración en mayo a agosto. Fructificación de agosto a septiembre.

**Distribución conocida en México.** CHI, COH, GRO, JAL, MEX, MCH, MOR, NLE, OAX, PUE, SLP, SON, TAM, VER y ZAC.

32. *Laelia albida* Batem ex Lindl. (fig. 5C).

**Ejemplares examinados. SDY:** Santo Domingo Yanhuítlán, ejemplar cultivado en casa del sr. Leoncio Paz, *L. Paz s.n.* (OAX); Santo Domingo Yanhuítlán, entrada a la población sobre la carretera Nochixtlán-Huajuapán, ejemplar cultivado en traspatio, *R. Solano s.n.* (OAX). **SPPT:** poblado de San Pedro y San Pablo Teposcolula, en el jardín, *García-Mendoza et al. 8936a* (MEXU). **San Vicente Nuñú:** Anama, 3 km sureste de San Vicente Nuñú, *Reyes-Santiago y García-Mendoza 2663* (MEXU).

**Hábitat.** Epífita o rara vez rupícola en BQ y MX, en elevaciones de 2200 a 2400 m.

**Fenología.** Floración de septiembre a diciembre. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica. COL, DGO, GRO, JAL, MCH, NAY, OAX, PUE, SIN y ZAC.

**Notas.** En la Mixteca Alta la especie se conoce con los nombres de “ita ndeka blanca” (mixteco), “monjita blanca” y “lirio blanco”. Uso ornamental, ceremonial y comestible. La especie fue registrada en la zona de estudio a partir de ejemplares cultivados, pero crece de manera silvestre en municipios adyacentes.

33. *Laelia furfuracea* Lindl. (fig. 5D).

**Ejemplares examinados. SDY:** Cieneguilla, cerro Yucuyuno, *R. Solano s.n.* (OAX); Agencia tooxi, *R. Solano s.n.* (OAX). **SPPT:** cerro Pueblo Viejo, 2 km sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *García-Mendoza et al. 8135* (MEXU); Pueblo Viejo Yucundaá, 2.5 km al sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3048* (OAX); Barrio El Molino, cerro de las Golondrinas, *R. Solano et al. s.n.* (OAX).

**Hábitat.** Epífita en BQ y MX, en elevaciones de 2300 a 2660 m.

**Fenología.** Floración de agosto a enero. Fructificación de febrero a abril.

**Distribución conocida en México.** Endémica. OAX.

**Notas.** En la Mixteca Alta la especie se conoce con el nombre de “ita ndeka morada” (mixteco). Uso ornamental, ceremonial y comestible. La especie se considera como amenazada en la NOM-059-SEMARNAT-2010.

34. *Malaxis amplexicolumna* E. W. Greenw. & R. González (fig. 5E)

**Ejemplares examinados. SPPT:** 5 km al norte de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3055* (OAX); la Tierra del Tlacuache, en la raya con San Pedro Yucunama, 5 km al norte de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3067* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQP y BQ, en elevaciones de 2400 a 2500 m.

**Fenología.** Floración de agosto a septiembre. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica. CHS, MEX, MCH y OAX.

35. *Malaxis brachyrrhynchos* (Rchb. f) Ames. (fig. 5F).

**Ejemplar examinado. SDY:** Santo Domingo Yanhuitlán, *L. Paz s.n.* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQP, en elevaciones ca. 2250 m.

**Fenología.** Floración en agosto.

**Distribución conocida en México.** CMX, GRO, JAL, MCH, MOR, NLE, OAX, SLP, QRT, SIN, TAM y VER.

36. *Malaxis brachystachys* (Rchb. f.) Kuntze (Fig. 5G).

**Ejemplares examinados. SDY:** agencia Xacañi, cañada del cerro El Cacahuate, *A. Ibarra s.n.* (OAX). **SPPT:** Camino Real Malpaso, 9 km al sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3004* (OAX), *3012* (OAX); el rozo del difunto Manuel Santaella, 5 km al norte de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3057* (OAX); camino a San Andrés Lagunas, ca. 5 km al norte de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3063* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre o rupícola en BQ, BP y MX, en elevaciones de 2400 a 2450 m.

**Fenología.** Floración de agosto a septiembre. Fructificación en septiembre.

**Distribución conocida en México.** Endémica. COH, GTO, HGO, JAL, NLE, OAX, PUE, SLP, TAM y VER.

37. *Malaxis fastigiata* (Rchb. f.) Kuntze (fig. 5H).

**Ejemplares examinados. SPPT:** Mojonera de la Cruz, 5.5 km al sur de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3034a* (OAX), *3034b* (OAX), *3036* (OAX); Agua Blanca, 6.5 km al sur de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3039* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ y BQP, en elevaciones 2530 a 2620 m.

**Fenología.** Floración de julio a octubre. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** AGS, CHS, CHI, CMX, COH, COL, DGO, GTO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NAY, NLE, OAX, PUE, SLP, SIN, SON, TAM, VER y ZAC.

38. *Malaxis javesiae* (Rchb. f) Kuntze (fig. 5I).

**Ejemplares examinados. SPPT:** 4 km norte de Guadalupe Tixá-San Andrés Lagunas, *García-Mendoza y Mérida 2658* (MEXU); cerro Peñasco, suroeste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Torres* (MEXU); Pueblo Viejo Yucundaá, 2.5 km al sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3044* (OAX), *3045* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, BQP y MX, en elevaciones de 2200 a 2400 m.

**Fenología.** Floración de julio a septiembre. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica. CHS, GRO, MCH, OAX y PUE.

39. *Malaxis reichei* (Schltr.) Ames & C. Schweinf. (fig. 5J).

**Ejemplares examinados. SPPT:** Pueblo Viejo Yucundaá, 2.5 km al sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3001* (OAX), *3002* (OAX), *3046* (OAX); Camino Real Malpaso, 9 km al sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3004* (OAX); La Mojonera, 1.5 km al sur de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3027* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre o rupícola en BQ, BQP y MX, en elevaciones de 2350 a 2400 m.

**Fenología.** Floración de agosto a septiembre. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica. GRO, MEX y OAX.

**Notas.** Los registros constituyen los primeros de la especie para Oaxaca y la provincia florística del valle de Tehuacán-Cuicatlán.

40. *Malaxis soulei* L.O. Williams (fig. 5K).

**Ejemplar examinado. SDY:** Cruz de Tabla, llano de Cañada El Gamito, *Ibarra et al. 389* (MEXU); agencia Tooxi, paraje Llano Grande del Gamito hacia cerro Cruz de Tabla, *R. Solano et al. 4099* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, en elevaciones de 2630 a 2700 m.

**Fenología.** Floración y fructificación en octubre.

**Distribución conocida en México.** AGS, BCS, CHS, CHI, CMX, COH, COL, DGO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NAY, NLE, OAX, PUE, QRT, SLP, SON, TAM, TLX, VER y ZAC.

41. *Malaxis thlaspiiformis* A. Rich. & Galeotti (fig. 5L).

**Ejemplares examinados. San Pedro Topiltepec:** 3.5 Km al SSW de Santa María Tiltepec, Cerro Yucuquehue, *R. García 318* (OAX). **SDY:** Agencia Xacañi, parte más alta del cerro El Cacahuate, *R. Solano et al. 4116* (OAX). **SPPT:** Cerro El Peñasco, 1 km oeste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *García-Mendoza et al. 1701* (MEXU); Cerro El Peñasco, sur de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Torres y L. Torres 12328* (MEXU); La Mojonera, 1.5 km al sur de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3030* (OAX); La Mojonera, 3.5 km al sur de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3031* (OAX); La Tierra del Tlachuache, en la raya con San Pedro Yucunama, 5 km al norte de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3054* (OAX); el rozo del difunto Manuel Santaella, San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3056* (OAX), *3058* (OAX); el rozo del difunto Martínez, 11.8 km al sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3016a* (OAX), *3016b* (OAX); la Cantera, lado norte, 7 km al noreste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3079* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ y BQP, en elevaciones de 2280 a 2680 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de julio a noviembre.

**Distribución conocida en México.** AGS, BCS, CHS, CHI, COH, COL, DGO, GTO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NAY, NLE, OAX, PUE, SLP, SIN, SON, TAM, TLX, VER y ZAC.

**Notas.** En la Mixteca Alta la especie se conoce con el nombre de “siketiu tiundi” (mixteco).

42. *Malaxis urbana* E.W. Greenw. (fig. 6A).

**Ejemplares examinados. SDY:** Cerro Loma Ayuxi, Santo Domingo Yanhuitlán, *A. Ibarra s.n.* (OAX)

**Hábitat.** Terrestre en MX, en elevaciones de ca. 2200 m.

**Fenología.** Floración en agosto. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica. MOR, OAX y PUE.

**Notas.** El registro constituye el primero de la especie para la provincia florística del valle de Tehuacán-Cuicatlán.

43. *Mesadenus polyanthus* (Britton) Schltr.

**Ejemplares examinados. SPPT:** Peña de León, *García-Mendoza y Franco 8740* (MEXU); cerro El Mogote, camino de San Pedro y San Pablo Teposcolula a San Vicente Nuñú, *García-Mendoza et al. 312* (MEXU); calzada de las Cueva, 500 m al este de la antigua iglesia de Pueblo Viejo, *García-Mendoza et al. 8395* (MEXU); ladera norte del cerro Pueblo Viejo, *García-Mendoza et al. 8483* (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, BQP y MX, en elevaciones de 2500 a 2700 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de marzo a julio y octubre a enero.

**Distribución conocida en México.** CHS, CHI, CMX, COH, GTO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NAY, NLE, OAX, PUE, QRT, SLP, SIN, SON, TAM, TLX, VER, YUC.

44. *Mesadenus tenuissimus* (L. O. Williams) Garay (fig. 6B).

**Ejemplares examinados. SDY:** Santo Domingo Yanhuitlán, *L. Paz s.n.* (OAX); agencia el Jazmín, Santo Domingo Yanhuitlán, *C. Pérez s.n.* (OAX)

**Hábitat.** Terrestre en MX, en elevaciones de 2100 a 2200 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de febrero a marzo.

**Distribución conocida en México.** Endémica. GRO, MEX, MOR y OAX.

45. *Oncidium brachyandrum* Lindl. (fig. 6C).

**Ejemplares examinados. SDY:** cerro Yucuyuno, *R. Solano et al. s.n.* (OAX); Agencia Tooxi, cerro Cruz de Tabla, *R. Solano et al. s.n.* (OAX); agencia Xacañi, cerro El Cacahuate, *A. Ibarra s.n.* (OAX). **SPPT:** camino a San Pedro Yucunama, norte de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *Lorence et al. 3368* (MEXU); Barrio El Molino, cerro de las Golondrinas, *R. Solano et al. 3011* (OAX); Yucunindee, 7.5 km al noreste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3069* (OAX).

**Hábitat.** Epífita en BQ y BQP, en elevaciones de 2350 a 2550 m.

**Fenología.** Floración de abril a mayo. Fructificación de septiembre a octubre.

**Distribución conocida en México.** Endémica. CHS, COL, DGO, GRO, JAL, MEX, MCH, MOR, NAY, OAX, SIN y ZAC.

**Notas.** En la Mixteca Alta la especie se conoce con el nombre de “monjita pinta”.

46. *Oncidium graminifolium* (Lindl.) Lindl. (fig. 6D).

**Ejemplares examinados. San Andrés Lagunas,** 6 km al sureste de Tamazulapan, camino Las Pilas-San Isidro, *García-Mendoza 910* (AMO, ENCB, MEXU). **SDY:** agencia Tooxi, *A. Ibarra s.n.* (OAX). **SPPT:** Mojón de La Viga, 4.9 km noroeste de San Isidro Lagunas, *Juárez-García 4496* (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, BQP y MX, en elevaciones de 2300 a 2500 m.

**Fenología.** Floración de febrero a abril. Fructificación en septiembre.

**Distribución conocida en México.** CHS, DGO, GRO, JAL, MEX, MCH, MOR, NAY, OAX y SIN.

47. *Platanthera brevifolia* (Green) Kranzlin. (Fig. 6E).

**Ejemplares examinados. SDY:** Agencia Xacañi, cerro El Cacahuat, *R. Solano et al. 4110* (OAX); cerro de Yucunindee, *A. Ibarra s.n.* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, en elevaciones de ca. 2630 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de Octubre a noviembre.

**Distribución conocida en México.** BC, CHI, CMX, COH, COL, DGO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NLE, OAX, SON, TLX, VER y ZAC.

**Notas.** Los registros constituyen los primeros de la especie para la provincia florística del valle de Tehuacán-Cuicatlán.

48. *Ponthieva mexicana* (A. Rich. & Galeotti) Salazar (Fig. 6F).

**Ejemplares examinados. SDY:** Agencia Tooxi, paraje Llano Pedregoso, *R. Solano s.n.* (OAX); Yanhuitlán, *L. Paz s.n.* (OAX). **SPPT:** ladera norte de Cerro de Pueblo Viejo, 500 m de la antigua iglesia, *García-Mendoza et al. 8153* (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre en BQ y BQP, en elevaciones de 2440 a 2650 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de octubre a diciembre.

**Distribución conocida en México.** CHS, GTO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NLE, OAX, QRT, SLP, TAM y VER.

49. *Ponthieva schaffneri* (Rchb. f) E.W. Greenw. (Fig. 6G).

**Ejemplar examinado. San Pedro Tidaa,** paraje Nanua, *R. Solano et al. 4137* (OAX).

**Hábitat.** BQP, en elevaciones de ca. 2492 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de octubre a diciembre.

**Distribución conocida en México.** CHS, CHI, CMX, COL, DGO, GTO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NAY, NLE, OAX, PUE, QRT, SLP, SIN, SON, TAM, VER y ZAC.

**Notas.** La especie no ha sido registrada en la zona de estudio, pero se espera su presencia pues ha sido reportada en un municipio adyacente.

50. *Prosthechea concolor* (Lex.) W.E. Higgins (Fig. 6H).

**Ejemplares examinados. SDY.** Foto de Leo-JMMP, marzo 2011 (OAX). **San Pedro Yucunama:** 2 km al este de San Pedro Yucunama, *García-Mendoza 848* (MEXU). **SPPT:** cerca de la Loma Grande, 4 km noroeste de San Isidro Lagunas, *Juárez-García 4513* (MEXU); camino a San Pedro Yucunama, norte de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *Lorence y García-Mendoza 3367* (AMO, MEXU); Pueblo Viejo Yucundaá, 2.5 km al sureste de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al. 3040* (OAX).

**Hábitat.** Epífita en BQ y BQP, en elevaciones de 2450 a 2550 m.

**Fenología.** Floración de marzo a septiembre. Fructificación de agosto a octubre.

**Distribución conocida en México.** Endémica. GRO, JAL, MEX, MCH, MOR, OAX y PUE.

**Nombre vulgar.** En la Mixteca Alta la especie se conoce con el nombre de “monjita pinta amarilla”.

51. *Prosthechea karwinski* (Mart.) Soto Arenas & Salazar (Fig. 6I).

**Ejemplares examinados. San Juan Teposcolula:** km 64 Huajuapán de León-Oaxaca, *Espejo y S. Hernández s.n.* (UAMIZ 17695). **SDY:** cerro Yucuyuno, *R. Solano et al.* (OAX); Agencia Tooxi, Cerro Cruz de Tabla, *R. Solano et al.* (OAX). **SPPT:** 4 km camino de Guadalupe Tixá-San Andrés Lagunas, *García-Mendoza 212* (AMO, MEXU); proveniente de Yucumesa, *García-Mendoza y Franco 8777* (MEXU); Cañada Oscura, 6 km noroeste de Santiago Tejupan-San Juan Bautista Coixtlahuaca, *García-Mendoza et al. 3092* (MEXU); Cañada Oscura, 6 km noroeste de Santiago Tejupan-San Juan Bautista Coixtlahuaca, *Reyes-Santiago y García-Mendoza 2376* (MEXU); Barrio El Molino, cerro de las Golondrinas, *R. Solano et al.* (OAX).

**Hábitat.** Epífita en BQ y BQP, en elevaciones de 2190 a 2600 m.

**Fenología.** Floración de febrero a mayo. Fructificación de enero a marzo.

**Distribución conocida en México.** Endémica. GRO, MCH, MOR, OAX, PUE y VER.

*Nombres vulgares y uso.* En la Mixteca Alta la especie se conoce con los nombres de “ita ndeka amarilla” (mixteco), “monjita amarilla”, “monjita” y “lirio de monte”. *Uso alimenticio, ceremonial, ornamental y medicinal.* La especie se considera como amenazada en la NOM-059-SEMARNAT-2010.

52. *Rhynchosstele cervantesii* (La Llave & Lex.) Salazar & Soto Arenas subsp. *membranacea* (Lindl.) Soto Arenas & Salazar (Fig. 6J).

**Ejemplares examinados.** San Vicente Nuñú: San Vicente Nuñú, *Gómez-Escamilla et al.* 50 (UAMIZ). Magdalena Yodocono de Porfirio Díaz, Yodocono, *Gómez-Escamilla et al.*

91 (UAMIZ). **SDY:** Santo Domingo Yanhuitlán, ejemplar cultivado en casa del Sr. Leoncio Paz, *L. Paz s.n.* (OAX).

**Hábitat.** Epífita en BQ, en elevaciones de 2600 a 270 m

**Fenología.** Floración de noviembre a enero. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** Endémica. OAX.

**Notas.** Uso ornamental. La especie se considera como amenazada en la NOM-059-SEMARNAT-2010.

53. *Sarcoglottis sceptrodes* (Rchb. f.) Schltr.

**Ejemplar examinado.** **SDY.** Agencia Xacañi, paraje El Cacahuate, *R. Solano et al.* 4107 (OAX); Cerro Cruz de Tabla, a 100 m del paraje Viva México, *A. Ibarra s.n.* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQP, en elevaciones de 2600 a 2700 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de enero a mayo.

**Distribución conocida en México.** CAM, CHS, JAL, MOR, NAY, OAX, QRT, QRO, SLP, SIN, TAB, TAM, VER y YUC.

54. *Sarcoglottis Schaffner* (Rchb.f.) Ames (Fig. 6K)

*Ejemplares examinados.* **SDY.** agencia Tooxi, paraje Llano Grande del Gamito hacia cerro Cruz de Tabla, *R. Solano et al.* 4100 (OAX); río Yuxatiagua, en el rancho de la familia Olivera. **SPPT:** cima del cerro Buenavista, 4.5 km sureste de Teposcolula, en línea recta, *García-Mendoza y Franco* 8782 (MEXU); base del cerro Buenavista, 0.5 km del cerro en línea recta, *García-Mendoza y Franco* 8803 (MEXU); el rozo de Doña Julia, camino a San Pedro Yucunama, 2.7 km al norte de San Pedro y San Pablo Teposcolula, *R. Solano et al.* 3051 (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en BQ, BQP y MX, en elevaciones de 2450 a 2630 m.

**Fenología.** Floración de abril a julio. Fructificación en julio.

**Distribución conocida en México.** CHS, CMX, COH, COL, DGO, GTO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, NAY, NLE, OAX, PUE, QRT, SLP, SIN, TAM, TLX, VER y ZAC.

55. *Sotoa confusa* (Garay) Salazar (Fig. 6L).

*Ejemplares examinados.* **SDY:** agencia El Jazmín, *L. Paz s.n.* (OAX).

**Hábitat.** Terrestre en MX, en elevaciones de 2140 m.

**Fenología.** Floración y fructificación de marzo a abril.

**Distribución conocida en México.** CMX, COH, GTO, HGO, MEX, OAX, QRT, TAM, VER y ZAC.

56. *Spiranthes graminea* Lindl.

*Ejemplares examinados.* Santiago Yolomécatl: 3 km de Santiago Yolomécatl, rumbo a San Felipe Ixtapa, *Ceja-Romero et al.* 1160 (AMO, IEB, MEXU). **SPPT:** arroyo Palenque, camino de San Pedro y San Pablo Teposcolula a San Vicente Nuñú, *Lorence et al.* 3396 (MEXU).

**Hábitat.** Terrestre o subacuática en sitios inundables dentro del BQP, en elevaciones de 2080-2200 m.

**Fenología.** Floración de mayo a junio. Fructificación no registrada.

**Distribución conocida en México.** BCS, CHI, CMX, COL, DGO, GRO, HGO, JAL, MEX, MCH, MOR, OAX, PUE, QRT, SLP y VER.



**Fig. 3.** A. *Alamania punicea*, B. *Artorima erubescens*, C. *Aulosepalum pyramidale*, D. *Bletia lilacina*, E. *Bletia parkinsonii*, F. *Bletia reflexa*, G. *Bletia urbana*, H. *Corallorhiza bulbosa*, I. *Corallorhiza maculata* var. *mexicana*, J. *Corallorhiza odontorhiza* var. *pringlei*, K. *Corallorhiza striata* var. *involuta*, L. *Corallorhiza wisteriana*.



**Fig. 4.** A. *Cyripedium molle*, B. *Deiregyne rhombilabia*, C. *Deiregyne tenorioi*, D. *Dichromanthus cinnabarinus* subsp. *galeottianum*, E. *Dichromanthus michuacanus*, F. *Dichromanthus yucundaa*, G. *Epidendrum lignosum*, H. *Galeoglossum tubulosum*, I *Goodyera striata*, J. *Govenia capitata*, K. *Govenia superba*, L. *Habenaria macvaughiana*.



**Fig. 5.** A. *Habenaria subauriculata*, B. *Hexalectris grandiflora*, C. *Laelia albida*, D. *Laelia furfuracea*, E. *Malaxis amplexicolumna*, F. *Malaxis brachyrrhynchos*, G. *Malaxis brachystachys*, H. *Malaxis fastigiata*, I. *Malaxis javesiae*, J. *Malaxis reichei*, K. *Malaxis soulei*, L. *Malaxis thlaspiiformis*.



**Fig. 6.** A. *Malaxis urbana*, B. *Mesadenus tenuissimus*, C. *Oncidium brachyandrum*, D. *Oncidium graminifolium*, E. *Platanthera brevifolia*, F. *Ponthieva mexicana*, G. *Ponthieva schaffneri*, H. *Prosthechea concolor*, I. *Prosthechea karwinskii*, J. *Rhynchostele cervantesii* subsp. *membranacea*, K. *Sarcoglottis sceptrodes*, L. *Sotoa confusa*.

# CARACTERIZACIÓN DE LA VARIACIÓN MORFOLÓGICA DE *Cyanotetras* (CYANOBACTERIA) EN EL LAGO DE CATEMACO VERACRUZ, MÉXICO

# CHARACTERIZATION OF MORPHOLOGICAL VARIATION OF *Cyanotetras* (CYANOBACTERIA) IN CATEMACO LAKE, VERACRUZ, MÉXICO

**R.E. Muciño-Márquez, R.O. Echenique, I. Gárate-Lizárraga, M.G. Figueroa-Torres y A. Esquivel-Herrera.**

CARACTERIZACIÓN DE LA VARIACIÓN MORFOLÓGICA DE *Cyanotetras*  
(CYANOBACTERIA) EN EL LAGO DE CATEMACO VERACRUZ, MÉXICO.

CHARACTERIZATION OF MORPHOLOGICAL VARIATION OF *Cyanotetras*  
(CYANOBACTERIA) IN CATEMACO LAKE, VERACRUZ, MÉXICO.

**CARACTERIZACIÓN DE LA VARIACIÓN MORFOLÓGICA DE *Cyanotetras* (CYANOBACTERIA) EN EL LAGO DE CATEMACO VERACRUZ, MÉXICO.**

**CHARACTERIZATION OF MORPHOLOGICAL VARIATION OF *Cyanotetras* (CYANOBACTERIA) IN CATEMACO LAKE, VERACRUZ, MÉXICO.**

R.E. Muciño-Márquez,  
R.O. Echenique,  
I. Gárate-Lizárraga,  
M.G. Figueroa-Torres  
y A. Esquivel-Herrera.

CARACTERIZACIÓN DE LA  
VARIACIÓN  
MORFOLÓGICA DE  
*Cyanotetras*  
(CYANOBACTERIA) EN EL  
LAGO DE CATEMACO  
VERACRUZ, MÉXICO.

CHARACTERIZATION OF  
MORPHOLOGICAL  
VARIATION OF *Cyanotetras*  
(CYANOBACTERIA) IN  
CATEMACO LAKE,  
VERACRUZ, MÉXICO.

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 43-53. Enero 2021

DOI:  
10.18387/polibotanica.51.3

**R.E. Muciño-Márquez** / [mucinoelizabeth@gmail.com](mailto:mucinoelizabeth@gmail.com)

*Laboratorio de Ficología, Universidad Autónoma Metropolitana Xochimilco*

**R.O. Echenique**

*División Ficología, Facultad de Ciencias Naturales y Museo,  
Universidad Nacional de La Plata/CIC-PBA, Argentina*

**I. Gárate-Lizárraga**

*Instituto Politécnico Nacional, Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas,  
Departamento de Plancton y Ecología Marina,*

**M.G. Figueroa-Torres**

*Laboratorio de Ficología, Universidad Autónoma Metropolitana Xochimilco*

**A. Esquivel-Herrera**

*Departamento el Hombre y su ambiente,  
Universidad Autónoma Metropolitana Xochimilco.*

**RESUMEN:** *Cyanotetras* (Hindák, 1988), es un género poco conocido, planctónico y/o metafitico, propio de pequeños reservorios de agua continental, ligeramente eutróficos. Hasta la fecha, sólo se han descrito tres especies. El propósito del presente estudio es reportar dos taxa del género *Cyanotetras* encontrados en el Lago de Catemaco, Veracruz (México); incluyendo, además, la propuesta de una nueva variedad. Se recolectaron muestras en once sitios en el Lago de Catemaco, para evaluar la composición de la taxocenosis fitoplanctónica, así como las características de las variables físico-químicas. Se describen los taxa del género *Cyanotetras* halladas en el Lago de Catemaco: *C. crucigenielloides*, *C. aerotopa*, así como una nueva forma, *C. crucigenielloides* var. *mexicana*. Esta última fue abundante ( $2-165 \times 10^3$  céls  $L^{-1}$ ), en tanto que, *C. aerotopa* y *C. crucigenielloides* fueron especies raras ( $2-16 \times 10^3$  céls  $L^{-1}$ ). Debido a que no hay suficientes investigaciones del género *Cyanotetras* y sus respectivas especies, es necesario seguir realizando estudios de estas especies en el Lago de Catemaco, sobre todo, para *C. crucigenielloides* var. *mexicana*, la cual fue una especie abundante, debido a que no hay suficientes investigaciones sobre taxa pertenecientes a este género.

**Palabras clave:** Cianobacterias, *Cyanotetras*, fitoplancton, Veracruz.

**ABSTRACT:** *Cyanotetras* (Hindák, 1988), is a poorly known planktonic and / or metaphytic genus of cyanobacteria, typical of small, slightly eutrophic reservoirs. To date, only three species have been described. The purpose of this study is to report two taxa of this genus found in Catemaco lake, Veracruz (Mexico), and to propose a new variety. Water samples were collected at eleven sites in Catemaco lake, to evaluate the composition of phytoplankton taxocenosis, as well as the characteristics of the physicochemical variables. This study described the species of the genus *Cyanotetras*, found in Catemaco lake: *C. crucigenielloides*, *C. aerotopa*, as well as a new form, *C.*

*crucigeniellodes* var. *mexicana*. was an abundant species ( $2 - 165 \times 10^3$  cells  $L^{-1}$ ). *Cyanotetras aerotopa* and *C. crucigenielloides* were rare species ( $2-16 \times 10^3$  cells  $L^{-1}$ ). It is important to continue studying these species in Catemaco lake to improve the knowledge of the genus.

**Keywords:** Cyanobacteria, *Cyanotetras*, phytoplankton, Veracruz.

## INTRODUCCIÓN

El género *Cyanotetras* fue descrito por primera vez por (Hindák, 1988). Este género, está relacionado con el género *Merismopedia*, del cual se diferencia principalmente por la forma de las células, las cuales son alargadas, hasta ovaladas u ovoides, que forman grupos planos característicos, microcolonias (Komárek, 1995). Las colonias de *Cyanotetras* flotan libremente, se organizan regularmente más o menos en planos y en forma rectangular, en capas de (2)4 a 8(32) células, dispuestas en filas perpendiculares cortas, rodeadas por una vaina mucilaginoso fina e incolora, delimitada o con margen difluente. Las agregaciones celulares, están cubiertas por un mucilago, no estructurado. Las células, están generalmente unidas entre sí, dispuestas de a dos o en tétradas planas. Su contenido celular es homogéneo, azul-verdoso o verde-oliva, con o sin aerótopos. La división celular es por fisión binaria en dos planos perpendiculares en generaciones sucesivas; las células permanecen unidas entre sí constituyendo colonias, las que luego se disocian, hasta incluso en células solitarias (Hindák, 1988; Komárek, 1995, Komárek J. & Anagnostidis, 1999, Komárek J. & Legnerová, 2002). *Cyanotetras* es un género poco conocido, aún no estudiado por métodos ultraestructurales y moleculares. Se encuentran en el plancton y en parte en el metafiton de pequeños reservorios de agua continental, ligeramente eutróficos, principalmente donde hay abundantes plantas acuáticas. Hasta la fecha, sólo se han descrito tres especies; *Cyanotetras fusca* Hindák (1988), *Cyanotetras crucigenielloides* Komárek (1995) y *Cyanotetras aerotopa* Komárek & Komárková-Legnerová (2002). Las especies de este género se han reportado, principalmente, en cuerpos de agua de Europa (Eslovaquia, España), de Asia (Corea), en África Central y de América (Canadá, Cuba y México) (Komárek, 1995; Komárek & Anagnostidis, 1999; Komárek & Komárková-Legnerová, 2002; Komárek, 2003; Jong-Geun, 2012; Komárek *et al.*, 2014; Stoyneva-Gärtner & Descy, 2018; Llorente & Seoane, 2020). En México, (Komárek & Komárková-Legnerová, 2002) reportan por primera vez este género en el Lago de Catemaco (Veracruz) y en estanques de la ciudad Valles (San Luis Potosí), (Osorio-Sánchez & Sánchez-Pérez, 2005) en la laguna El Balsón (Tabasco) y (López-Adrián *et al.*, 2017) en Yucatán. Sin embargo, debido a que son escasos los registros, pudiendo considerarse a las especies de este género como raras (Novelo & Tavera, 2011; Oliva-Martínez *et al.*, 2014). El objetivo del presente estudio fue caracterizar la variación morfológica en poblaciones de *Cyanotetras* para determinar su estatus taxonómico en el Lago de Catemaco (Veracruz).

## MATERIAL Y MÉTODOS

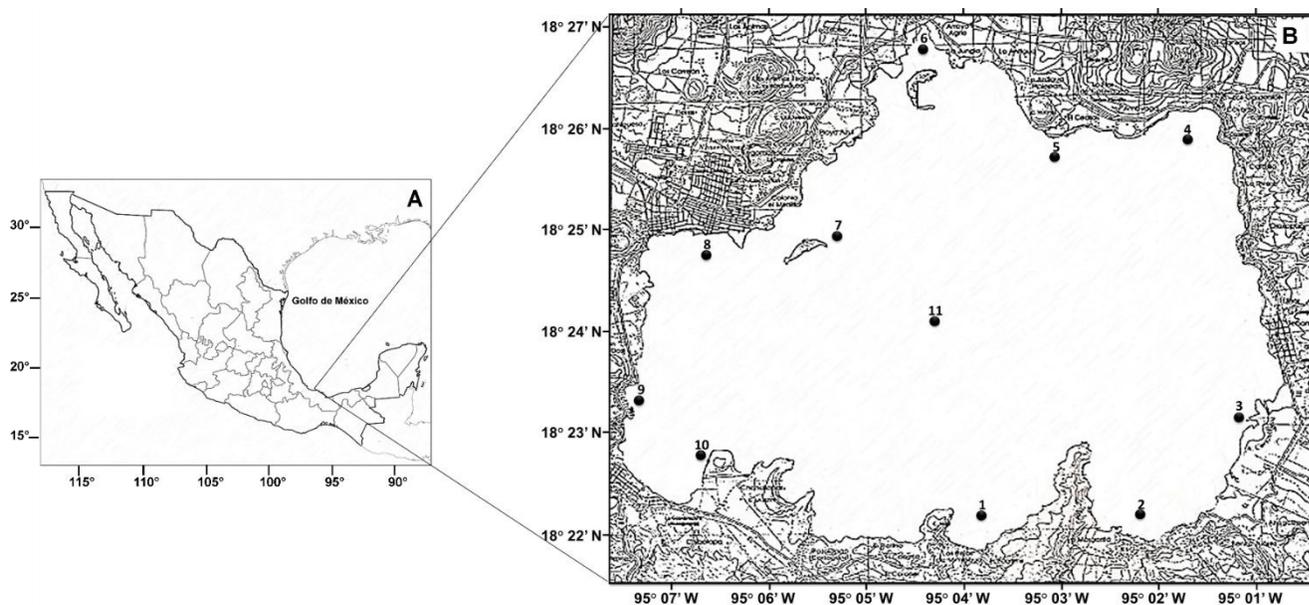
El Lago de Catemaco, se localiza en el Macizo Volcánico de Los Tuxtlas, en el sureste del estado de Veracruz (México), y forma parte de la cuenca del río Papaloapan entre las coordenadas  $18^{\circ}21'$  y  $18^{\circ}27'$  N y los  $95^{\circ}01'$  y  $95^{\circ}07'$  W (fig. 1). En su margen noroccidental se asienta el poblado del mismo nombre, a 165 km del puerto de Veracruz y a 7-8 km de San Andrés Tuxtla (Torres-Orozco, 1995; Lorán-Núñez *et al.*, 2013). Una parte del lago está incluida en la Reserva de la Biósfera de Los Tuxtlas (Pérez-Rojas & Torres-Orozco, 1992; Lorán-Núñez *et al.*, 2013). En el lago se localizan islas interiores: Tanazpilli (Los Monos), Agaltepec (Cocodrilos) y Totogochio (Garzas), las que también son zonas protegidas. Por su extensión, este lago es el tercer cuerpo lacustre más grande de México (Lorán-Núñez *et al.*, 2013).

El clima de la región es húmedo cálido, precipitación pluvial promedio anual es de 1935.3 mm. La temperatura fluctúa entre  $18^{\circ}C$  y  $26^{\circ}C$ , de septiembre a enero dominan los vientos del norte

y el resto del año los del noreste (Lorán-Núñez, *et al.*2013). La cuenca del Lago de Catemaco tiene un área de 322.2 km<sup>2</sup>; su vaso, de origen volcánico, surgió durante el Terciario y el Cuaternario, y se encuentra a 340 msnm; presenta una profundidad máxima de 22 m, en una fosa pequeña situada en un canal angosto que se forma entre la isla Agaltepec y la ribera noroccidental del cuerpo de agua (Pérez-Rojas & Torres-Orozco, 1992; Lorán-Núñez *et al.*, 2013).

En el lago desembocan cinco ríos: Cuetzalapan, Ahuacapan, Margarita, Pozolapan y Victoria, en tanto, desde la margen noroeste existen aportes de aguas carbonatadas de manantiales que drenan hacia el sistema, siendo los más conocidos los de Coyame y Arroyo Agrio (Pérez-Rojas & Torres-Orozco, 1993; Lorán-Núñez *et al.*, 2013).

Se seleccionaron once sitios de muestreo por la cercanía de la zona urbana, en los meses de febrero y mayo del 2006, marzo, mayo y octubre del 2011 y mayo del 2013. Se tomaron muestras de dos niveles de la columna de agua, en superficie y en medio fondo (hasta donde penetra la luz, establecido con un disco de Secchi), utilizando una botella van Dorn, para evaluar la composición de la taxocenosis fitoplanctónica, así como de las características físico-químicas. Las muestras biológicas se fijaron con lugol acético, al 1%.



**Fig. 1:** A) Localización geográfica y B) sitios de muestreos 1: Mimiahua; 2: Arroyo La Margarita; 3: Cuetzalapa; 4: Coyame; 5: Cerro Xúchil; 6: Arroyo Agrio; 7: Isla; 8: Catemaco; 9: Maxacapa; 10: Cerro Victoria y 11: Centro, en el Lago de Catemaco, Veracruz.

En cuanto a las variables ambientales, la transparencia del agua se midió con disco de Secchi, la temperatura y el pH se registraron utilizando un sensor termohalino-conductivímetro (YSI 85). Para la cuantificación de sales nutritivas se utilizó un espectrofotómetro (HACH Odyssey DR-2500) y kits de prueba para ortofosfatos (método del ácido ascórbico PhosVer 3), nitritos (método de diazotación con NitraVer 3), nitratos (método de reducción del cadmio con NitraVer 5) y amonio (método de silicato con silicato y cianurato de amonio) de acuerdo con Water Analysis Handbook (2019.).

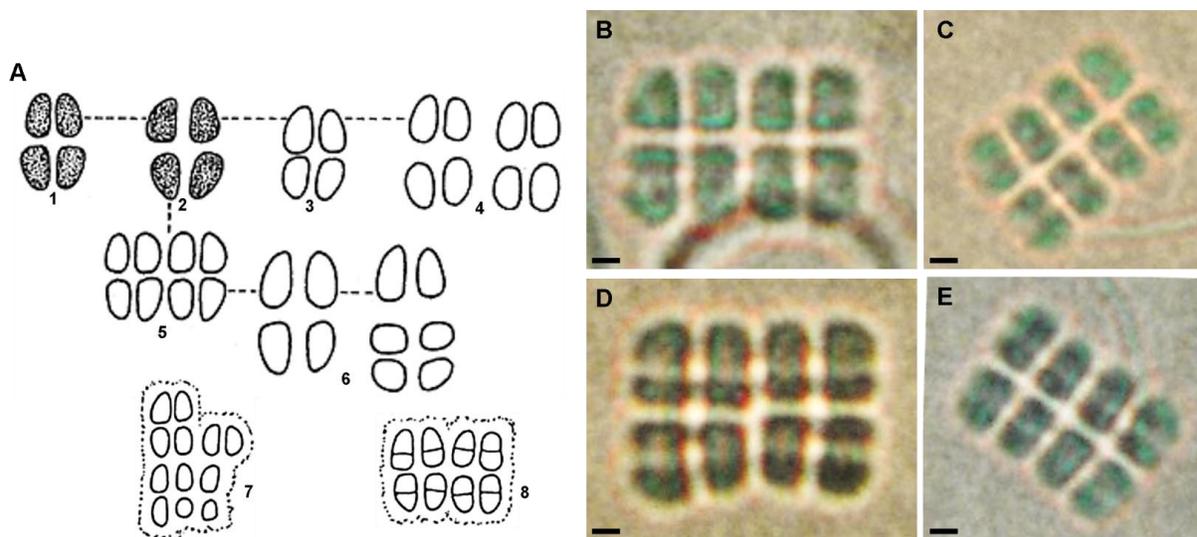
Para el análisis cualitativo y cuantitativo, las muestras se homogenizaron y se tomaron alícuotas, las cuales se colocaron en cámaras de sedimentación de 2 ml (Hasle, 1978), y se analizaron con un microscopio invertido Olympus CK40; se obtuvieron micrografías (cámara SONY, 7.2Mpxs). Para el análisis taxonómico, se consultaron las obras de Hindák (1988); Komárek (1995, 2003); Komárek & Anagnostidis (1999); Komárek & Komárková-Legnerová (2002) y Jong-Geun (2012). Para sinonimias, se consultó el sistema AlgaeBase (Guiry & Guiry, 2019).

## RESULTADOS

En el Lago de Catemaco, de un estudio para evaluar la composición de la taxocenosis fitoplanctónica, se encontraron taxa correspondientes al género *Cyanotetras*, a continuación, se describe las especies reportadas.

*Cyanotetras crucigenielloides* Komárek, 1995, (figs. 2 A-E)

Referencias: (Komárek, 1995); (Komárek & Anagnostidis, 1999); (Komárek, 2003); (Osorio-Sánchez & López-Pérez, 2005); (Jong-Geun, 2012).



**Fig. 2.** A1-7) Formación de colonias y A8) división celular (según (Komárek, 2003), B a E) ejemplares de *Cyanotetras crucigenielloides* del Lago de Catemaco (este trabajo). —1 µm, en 40 x.

Colonias microscópicas planas, formadas por 4 a 8 (32) células, dispuestas en filas perpendiculares cortas con arreglo cuadrangular o rectangular (fig. 2 A-E). Vaina mucilagínosa apenas visible, fina e incolora, homogénea, delgada, delimitada o con margen difluente. Células ovoides, ligeramente alargadas, hasta casi triangulares; contenido celular homogéneo pálido, azul-verdoso, de 1.5-2.8 µm x 1.0-2.4 µm de diámetro, sin aerótopos (Komárek, 1995, 2003; Komárek & Anagnostidis, 1999).

**Distribución en el área de estudio:** se reporta en la estación 2.

**Distribución en México:** laguna El Balsón, Tabasco (Osorio-Sánchez & López-Pérez, 2005) y Yucatán (López-Adrián *et al.*, 2017).

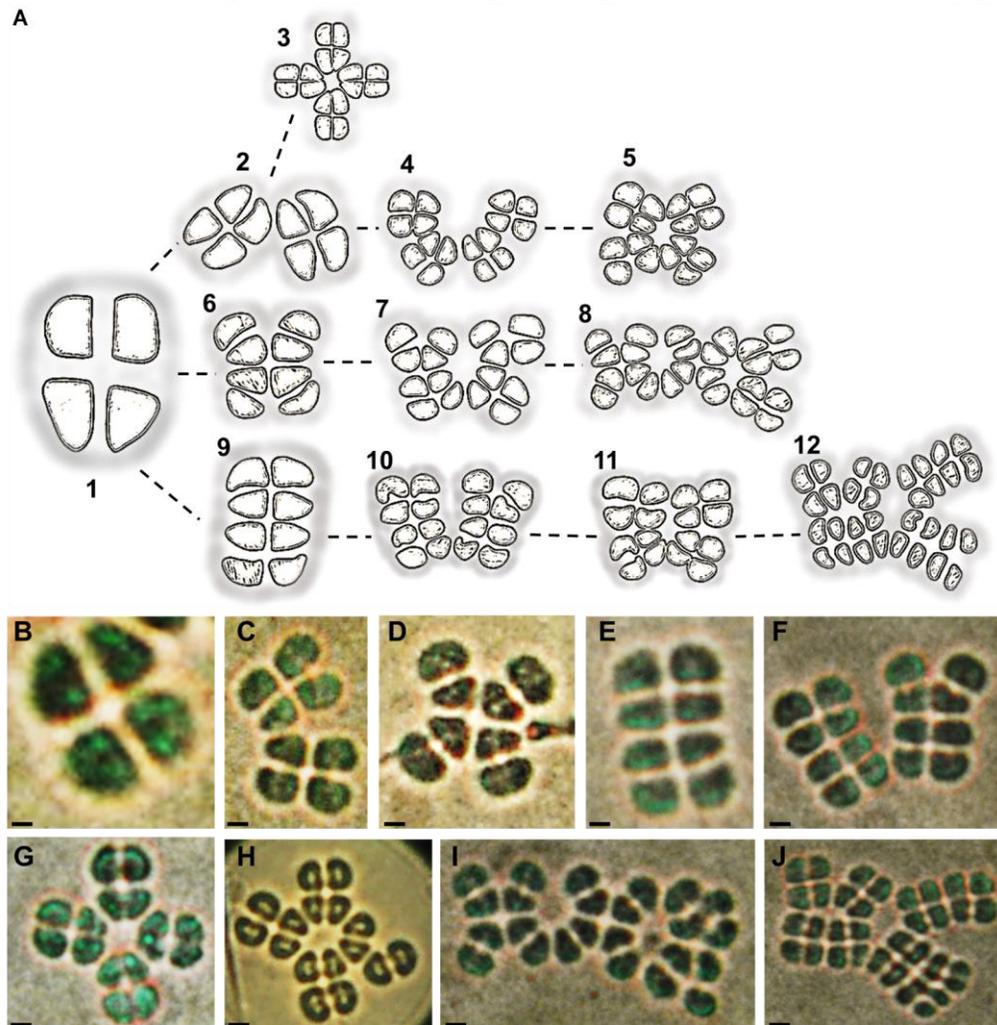
**Distribución Mundial:** En América: provincia Matanzas, península Zapata, en piscinas y playa Larga en San Lázaro, Cuba (Komárek, 1995); Sur de Canadá (Komárek, 2003); Europa: Lago de Sanabria, España (Llorente & Seoane, 2020); Asia: Corea (Jong-Geun, 2012); África Central, en el Lago Edward Nyanza (Stoyneva-Gärtner & Descy, 2018).

**Observaciones:** se observaron organismos en división (figs. 2 B-E); abundancia de  $2.0 \times 10^3$  a  $1.6 \times 10^4$  céls.L<sup>-1</sup>.

**Condiciones ambientales:** transparencia: 0.70 a 1 m; temperatura del agua: 20 a 28.3°C; pH: de 6 a 9.2; nitritos: de 0.0 a 0.1  $\mu\text{M}$ ; nitratos: de 0 a 0.5  $\mu\text{M}$ ; amonio: de 0.4 a 1.2  $\mu\text{M}$  y ortofosfatos: 0,0 a 1.6  $\mu\text{M}$ .

Komárek J. (1995) describe a esta especie como parte del metafiton adherida en las paredes de piscinas y en sistemas mesotróficos, sin indicar datos de los parámetros ambientales del hábitat. En este estudio fue observada en el plancton.

*Cyanotetras crucigenielloides* variedad mexicana Muciño-Márquez R.E, Figueroa-Torres M.G., Echenique R.O., Gárate-Lizárraga I. & Esquivel-Herrera A., 2020 nov.var. (figs. 3 A-J)



**Fig. 3.** Formación de colonias A1-12), B a J) ejemplares de *Cyanotetras crucigenielloides* var. mexicana nov. var. del Lago de Catemaco (este trabajo). —1  $\mu\text{m}$ , en 40 x.

Colonias planctónicas microscópicas planas, constituidas por 4 a 32 células, agrupadas de forma cuadrangular, en filas paralelas, dispuestas radialmente o en forma arrosetada (fig. 3 A-J). La vaina mucilaginosa, desde apenas visible hasta evidente, fina, incolora, homogénea, delgada, con margen delimitada o difluente. Las células son ovides u ovals a casi triangulares (Fig. 3 A1 y B), que se dividen en dos ejes ordenándose en un plano; contenido celular homogéneo pálido, azul-verdoso; de 1.5-6.8  $\mu\text{m}$  x 1.0-6.1  $\mu\text{m}$  de diámetro (fig. 3 A-J). Doce formas en que se puede agrupar el cenobio (fig. 3 A1-12).

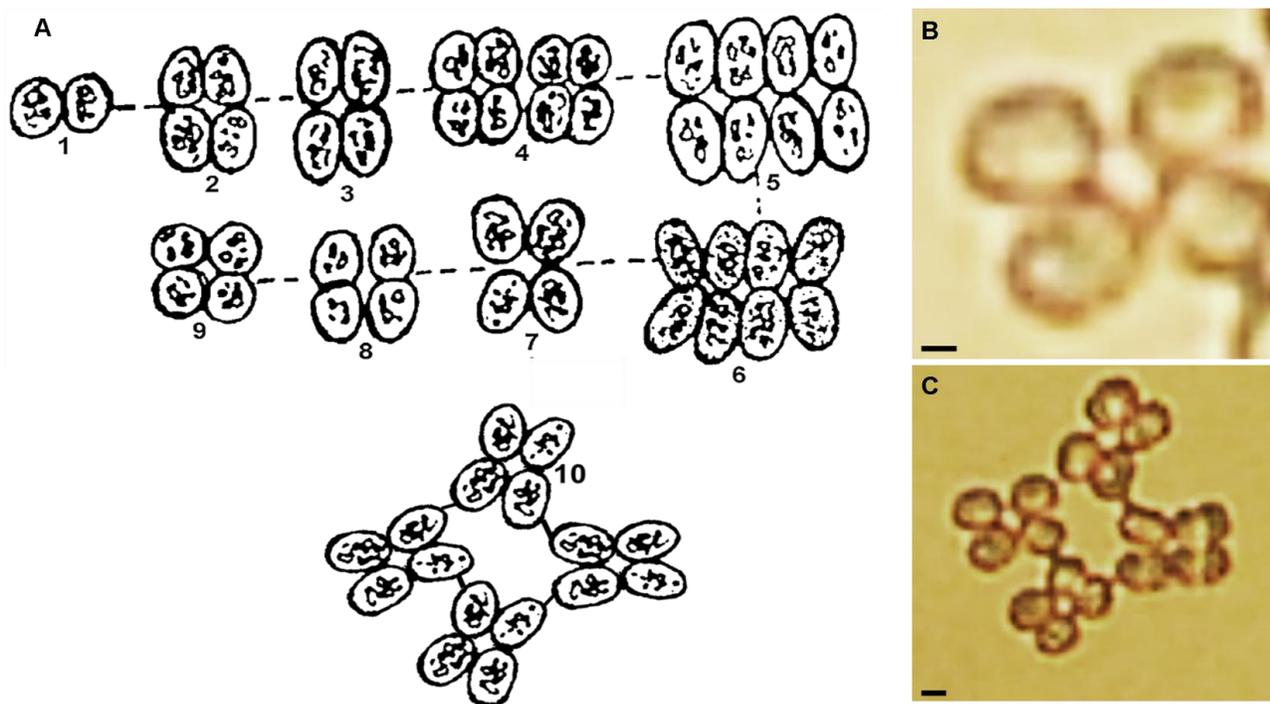
**Distribución en el área de estudio:** células observadas en el plancton de superficie y de medio fondo (figs. 3A-J) en todos los sitios de muestreo (1 a 11, fig. 1). Abundancia de  $2.0 \times 10^3$  a  $1.95 \times 10^5$  céls.L<sup>-1</sup>.

**Condiciones ambientales:** profundidad de 0.9 a 5 m, transparencia de 0.42 a 0.86 m, temperatura de 20 a 29°C, pH de 6 a 9, nitritos de 0.0 a 2.4  $\mu\text{M}$ , nitratos de 0 a 1  $\mu\text{M}$ , amonio de 0.0 a 5.2  $\mu\text{M}$  y ortofosfatos 0,3 a 16  $\mu\text{M}$ .

**Observaciones:** difiere de la especie tipo, por presentar un mayor tamaño celular y una vaina hialina más amplia; se propone como nueva variedad.

*Cyanotetras aerotopa* (Komárek & Komárková-Legnerová, 2002) (figs. 4 A-E).

Referencias: (Komárek & Komárková-Legnerová, 2002).



**Fig. 4.** A1-9): Formación de colonias (según (Komárek (según, Komárek & Komárková-Legnerová, 2002); A10, B y C) ejemplares de *Cyanotetras aerotopa* en el Lago de Catemaco (este trabajo). — 1  $\mu\text{m}$  en 40 y 10 x.

Colonias microscópicas, planas, constituidas por (2-4-8) a 16 células (fig. 4 A-C), agrupadas en filas paralelas, indistintamente o en forma radial, cuadrangular donde las células resultan ligeramente divergentes (Fig. 4 A 10, B y C). Vaina mucilaginosa fina, apenas visible. Células ovoides u ovales, con el eje mayor perpendicular al centro de la colonia, de 3.5-5.5  $\mu\text{m}$  de largo; contenido celular de color pálido de azul-verdoso a amarillo-verdoso, con vesículas de gas que forman pequeños aerótopos (Komárek & Komárková-Legnerová, 2002).

**Distribución en el área de estudio:** en el plancton de la estación 11 (figs. 4 B- C); abundancia de  $2.0 \times 10^3$  a  $1.6 \times 10^4$  céls.L<sup>-1</sup>.

**Condiciones ambientales:** profundidad: de 0.9 a 5 m; transparencia: 0.42 a 0.86 m; temperatura: de 20 a 28.7°C; pH de 6 a 9.4; nitritos: de 0.0 a 0.6  $\mu\text{M}$ ; nitratos: de 0 a 1.1  $\mu\text{M}$ ; amonio: de 0.1 a 1.8  $\mu\text{M}$  y ortofosfatos: de 0,0 a 4.3  $\mu\text{M}$ .

**Distribución en México:** en el Lago de Catemaco, Veracruz y estanques en Ciudad Valles, San Luis Potosí (Komárek & Komárková-Legnerová, 2002).

**Observaciones:** nuestros registros de temperatura y pH coinciden con los reportados por (Komárek & Komárková-Legnerová, 2002) (con una temperatura de 20 a 32 °C y un pH de 7.5 a 9.5), quienes citan a esta especie como rara en su material, tal como ocurrió durante este estudio.

## DISCUSIÓN

Los primeros estudios sobre la composición fitoplanctónica en el Lago de Catemaco surgen con el estudio de (Suárez *et al.*, 1985) enfocándose en la diversidad y abundancia del plancton en un ciclo anual, posteriormente en Komárková-Legnerová & Tavera (1996) realizaron un estudio de la comunidad de cianobacterias, (Tavera & Castillo, 2000) en un estudio de la comunidad fitoplanctónica reportan por primera vez el género *Cyanotetras* para el lago de Catemaco, (Komárek & Komárková-Legnerová, 2002), identifican por primera vez la especie de *C. aerotopa* hasta la fecha no se había vuelto a reportar la especie. En este estudio se reportan por primera vez dos especies y una nueva variedad del género *Cyanotetras*, nuestros resultados de este estudio aportan nuevo conocimiento sobre el género. *Cyanotetras* se caracterizan por ser colonias constituidas por entre 2 y 32 células (Hindák, 1988; Komárek, 1995; Komárek & Anagnostidis, 1999; Komárek & Komárková-Legnerová, 2002).

*Cyanotetras fusca* y *C. aerotopa*, forman colonias de 2 a 16 células redondeadas u ovalada, diferenciadas por su forma de agregación celular, *C. fusca*, se organiza en colonias redondeadas u ovalado rodeadas con una amplia vaina mucilaginosa, y en *C. aerotopa* las células se agrupan en cuatro paquetes, cada uno constituido por cuatro células hasta formar colonias de forma de cuadrado a rectangular y la vaina es apenas visible. En el caso de *C. aerotopa* Komárek & Komárková-Legnerová (2002) reportan colonias de 2 a 8 células en forma de cuadrado, en este estudio se observa que *C. aerotopa* puede formar colonias de hasta 16 células en forma rectangular (Tabla 1).

En el caso de *C. crucigenielloides* y *C. crucigenielloides* var. *mexicana* forman colonias de 4 a 32 células (Komárek J., 1995), las células de *C. crucigenielloides* var. *mexicana* son ligeramente alargadas e irregularmente ovoides u ovales, hasta casi triangulares, constituyendo colonias cuadrangulares, en filas paralelas, o indistintamente radiales o arrosadas y la vaina es más tenue y difluente, en *C. crucigenielloides* apenas visible y la forma de las agregaciones de las células son cuadrangulares o rectangulares debido al número de células que conforman la colonia, en este estudio se encontraron colonias hasta 16 células, no coincidiendo por lo reportado por Komárek J. (1995) quien reporta hasta 32 células (Tabla 1).

**Tabla 1.** Comparación de características de las cuatro especies de *Cyanotetras*. 1 (Hindák, 1988); 2 (Komárek, 1995); 3 (Komárek & Komárková-Legnerová, 2002); 4 este estudio.

	<i>C. fusca</i> <sup>1</sup>	<i>C. crucigenielloides</i> <sup>2,4</sup>	<i>C. crucigenielloides</i> var. <i>mexicana</i> <sup>4</sup>	<i>C. aerotopa</i> <sup>3,4</sup>
Forma de la colonia	rectangulares	cuadrangular	cuadrangular, en filas paralelas, radial o arrosado	cuadrangular, rectangulares
Número de células en la colonia	2-4 a 16	4-8-16 a 32	4-8- 16-24 a 32	2-4-8 a 16
Forma de las células	ovoide u oval	ovoide u oval	ovoide a casi triangulares	casi esféricas, ovoide u oval, ligeramente divergentes
Tamaño de las células	1.5-2.5 x 1.2-1.8 µm	1.5-2.8 µm x 1.0-2.4 µm	1.5-6.8 µm x 1.0-6.1 µm	4.0-5.5 µm de longitud
Vaina mucilaginosa	amplia, esférica a oval, homogénea	finas, apenas visible, homogénea	algo tenue a difluente	finas, incolora
Vesículas de gas	ausente	ausente	ausente	presente

Por otro lado, *C. crucigenielloides* var. *mexicana* presenta diferentes agregaciones en la formación de las colonias, estrategia por la que probablemente fuera una de las especies abundante ( $2.0 \times 10^3 - 1.65 \times 10^5$  céls.L<sup>-1</sup>) en el fitoplancton del Lago de Catemaco. En tanto, *C. aerotopa* y *C. crucigenielloides* fueron especies poco abundantes ( $2.0 \times 10^3 - 1.6 \times 10^4$  céls.L<sup>-1</sup>), reportadas anteriormente por Komárek, (1995); Komárek & Komárková-Legnerová, (2002); Komárek, (2003); Jong-Geun, (2012).

No se conocen con exactitud las condiciones óptimas para el crecimiento de *C. crucigenielloides* y *C. aerotopa*, especies poco frecuentes en sistemas eutróficos. Si bien las aguas residuales crudas de la ciudad de Catemaco no se descargan en el lago, las fuertes lluvias provocan el desborde del sistema de alcantarillado causando el enriquecimiento de sus aguas (Esquivel *et al.*, 2009), provocando que el sistema pase de mesotrófico a eutrófico (Esquivel *et al.*, 2016). *C. crucigenielloides* var. *mexicana* fue hallada en todos los sitios de muestreo, resultando la especie más abundante.

## CONCLUSIONES

Aquí presentamos una descripción amplia de las especies de *Cyanotetras* y una propuesta de una forma para revalorar los caracteres taxonómicos y utilizar análisis moleculares y microscopía electrónica para confirmar pudiera ser una nueva variedad o especie. Se puede concluir que *Cyanotetras aerotopa* y *C. crucigenielloides* se observaron en el Lago de Catemaco como especies poco abundantes, a diferencia de *C. crucigenielloides* var. *mexicana* la cual resultó ser abundante, desarrollándose en forma óptima en condiciones de eutrofia. También se observó que este taxón puede presentar diferentes formas de agregación de las células para formar colonias, por lo que queda por determinar si esta estrategia tiene algún valor adaptativo y le permite enfrentar los cambios a las condiciones ambientales que prevalecen en el lago.

## AGRADECIMIENTOS

IGL agradece al IPN (proyecto SIP2019027 2 y es becario COFAA). A dos revisores anónimos por sus valiosos comentarios y sugerencias que contribuyeron a precisar las opiniones vertidas en este artículo.

## LITERATURA CITADA

- Esquivel, A, R. Soto-Castor, G. Figueroa-Torres, J.L. Moreno-Ruiz & BRE. Torres-Orozco. 2009. Diagnóstico del estado trófico y de la calidad bacteriológica del agua, sedimento y caracol (*Pomacea patula catemacensis*) del lago de Catemaco. En: Ayala-Pérez L., R. Gío-Argáez & N. Trigo-Boix (eds.), Contribuciones Metodológicas al Conocimiento de los Recursos Naturales]. Universidad Autónoma Metropolitana Xochimilco, Instituto de Ciencias del Mar y Limnología UNAM, Sociedad Mexicana de Historia Natural. p. 71-83.
- Esquivel, A., A. Barani, M. Macek, R. Soto-Castor & C. Bult. 2016. The trophic role and impact of plankton ciliates in the microbial web structure of a tropical polymictic lake dominated by filamentous cyanobacteria. *J. Limnol.* 75(s1): 93-106.
- Guiry, M.D & G.M. Guiry. Algaebase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway [online]. Disponible en: <http://www.algaebase.org> [Acceso: el 9 de enero 2019].
- Hasle, G.R. 1978. "Using the inverted microscope". En: Sournia, A. (Eds.) *Phytoplankton Manual*. UNESCO, Paris. 337 pp.
- Hindák, F. 1988. Contribution to the taxonomy of some cyanophyte genera. - *Preslia Praha* 60: 289-308.
- Komárek, J. 1995. Studies on the Cyanophytes (Cyanoprokaryotes) of Cuba 10. New and little known Chroococcalean species. *Folia Geobotanica et Phytotaxonomica* 30: 81-90.
- Komárek, J. & K. Anagnostidis. 1999. "Cyanoprokaryota 1. Teil: Chroococcales". En: ETTL, H., G. Gärtner, H. Heynig & D. Mollenhauer. (Eds). *Süßwasserflora von Mitteleuropa* 19/1, Gustav Fischer, Jena-Stuttgart-Lübeck-Ulm. 548 pp.
- Komárek, J. & J. Komárková-Legnerová. 2002. Contribution to the knowledge of planktic cyanoprokaryotes from central Mexico. *Preslia Praha.* (7 4): 207- 233.
- Komárek, J. 2003. Coccoid and colonial cyanobacteria. En Wehr J.D. & R.G. Sheath (Eds.), *Freshwater Algae of North America. Ecology and Classification*. Academic Press, New York. 59-116.
- Komárek, J., J. Kaštovský, J. Mareš & J.R. Johansen. 2014. Taxonomic classification of cyanoprokaryotes (cyanobacterial genera) 2014, using a polyphasic approach. *Preslia Praha* 86: 295–335.
- Komárková-Legnerová, J. & R. Tavera. 1996. Cyanoprokaryota (Cyanobacteria) in the phytoplankton of Lake Catemaco (Veracruz, Mexico). *Algological Studies/Archiv für Hydrobiologie*, 83: 403-422.
- Llorente, A. & S. Seoane. 2020. Changes in the phytoplankton community structure in a monomictic temperate lake. *Limnetica*, 39(1): 469-485.
- López-Adrián, S.J., R.C. Barrientos-Medina, R. Tavera & E. Novelo. 2017. Ficoflora de la zona urbana y conurbada de Yucatán. En: López-Adrián, S.J. & E. Novelo-Maldonado. (Eds.) *Microalgas de la Península de Yucatán*. Edición de la autora, Mérida. pp: 28-38.
- Lorán-Núñez, R.M., A.J. Valdez-Guzmán, F.R. Martínez-Isunza & Ma.T. Gaspar-Dillanes. Lago de Catemaco, Veracruz. 2013. En: Gaspar-Dillanes, M.T. & D. Aguilar-Montaño. *Pesquerías Continentales de México*, Ed. Primera, Publisher: Instituto Nacional de Pesca. pp.93-118.
- Novelo, E. & R. Tavera. 2011. Un panorama gráfico de las algas de agua dulce de México. *Hidrobiológica* 21:333-341.
- Oliva-Martínez, M.G., J.L. Godínez-Ortega & C.A. Zuñiga-Ramos. 2014. Biodiversidad del fitoplancton de aguas continentales en México. *Rev. Mex. Bio.*, Supl. 85: S54-S61.

**Recibido:**  
28/marzo/2020

**Aceptado:**  
16/enero/2021

- Osorio-Sánchez, J.J. & R. López-Pérez. 2005. Diversidad y distribución del fitoplancton de la laguna El Balsón, Tabasco, México. Tesis de licenciatura. Ciencias Biológicas. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
- Jong-Geun, P. 2012. Algal Flora of Korea. Volume 5, Number 1. Cyanophyta: Cyanophyceae: Chroococcales, Oscillatoriales. Freshwater Cyanoprokaryota. Ed. National Institute of Biological Resources, Ministry of Environment. pp. 71.
- Pérez-Rojas, A. & R. Torres-Orozco. 1992. Geomorfología y batimetría del lago de Catemaco, Veracruz, México. An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nac. Autón. Mexico, 19: 17-22.
- Pérez-Rojas, A., R.B. Torres-Orozco & A.Z. Márquez-García. 1993. Los sedimentos recientes del lago de Catemaco, Veracruz. An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nac. Aután. México. 20:67-76.
- Stoyneva-Gärtner, M.P. & J.-P. Descy. 2018. Cyanoprokaryote and algal biodiversity in the tropical Lake Edward (Africa) with notes on new, rare and potentially harmful species. Annual of Sofia University, Faculty of Biology, Book 2-Botany, 102, pp. 1–28.
- Suárez-Morales, E., M.L. Segura & M.A. Fernández. 1985. Diversidad y abundancia del plancton en la laguna de Catemaco, Veracruz, durante el ciclo anual. An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nac. Aután. México. 13: 313–316.
- Tavera, R. & S. Castillo. 2000. An eutrophication-induced shift in the composition, frequency and abundance of the phytoplankton in Lake Catemaco, Veracruz, Mexico. En: Munawar, M., S.G. Lawrence, I.F. Munawar D.F. Malley, (eds), Aquatic Ecosystems in Mexico: Status and Scope, Ecovision World Monograph Series. Backhuys Publ., Leiden, The Netherlands: 103–117.
- Torres-Orozco, R.E. & A. Pérez-Rojas. 1995. El lago de Catemaco. En De la Lanza E. y J.C. García. Lagos y presas de México. Centro de Ecología y Desarrollo. Primera Edición, pp155-175.
- Water Analysis Handbook. 2019. HACH. [online]. [www.hach.com/water-analysishandbook-5th-edition](http://www.hach.com/water-analysishandbook-5th-edition). [Acceso: enero del 2019].

# ESTRUCTURA VERTICAL DE UN BOSQUE DE GALERÍA EN UN GRADIENTE ALTITUDINAL EN EL NOROESTE DE MÉXICO

## VERTICAL STRUCTURE OF A GALLERY FOREST ON AN ALTITUDE GRADIENT IN NORTHWESTERN OF MÉXICO

**Holguín-Estrada, V.A.; Alanís-Rodríguez, E., Aguirre-Calderón, O.A., J.I. Yerena-Yamallel y M.Á. Pequeño-Ledezma**

ESTRUCTURA VERTICAL DE UN BOSQUE DE GALERÍA EN UN GRADIENTE ALTITUDINAL EN EL NOROESTE DE MÉXICO.

VERTICAL STRUCTURE OF A GALLERY FOREST ON AN ALTITUDE GRADIENT IN NORTHWESTERN OF MÉXICO.

## ESTRUCTURA VERTICAL DE UN BOSQUE DE GALERÍA EN UN GRADIENTE ALTITUDINAL EN EL NOROESTE DE MÉXICO.

### VERTICAL STRUCTURE OF A GALLERY FOREST ON AN ALTITUDE GRADIENT IN NORTHWESTERN OF MÉXICO.

Holguín-Estrada, V.A.;  
Alanís-Rodríguez, E.,  
Aguirre-Calderón, O.A.,  
J.I. Yerena-Yamallel  
y M.Á. Pequeño-Ledezma

ESTRUCTURA VERTICAL  
DE UN BOSQUE DE  
GALERÍA EN UN  
GRADIENTE ALTITUDINAL  
EN EL NOROESTE DE  
MÉXICO.

VERTICAL STRUCTURE OF  
A GALLERY FOREST ON  
AN ALTITUDE GRADIENT  
IN NORTHWESTERN OF  
MÉXICO.

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 55-71. Enero 2021

DOI:  
10.18387/polibotanica.51.4

V.A. Holguín-Estrada  
E. Alanís-Rodríguez / [eduardo.alanisrd@uanl.edu.mx](mailto:eduardo.alanisrd@uanl.edu.mx)

O. A. Aguirre-Calderón

J.I. Yerena-Yamallel

M.A. Pequeño-Ledezma

*Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Ciencias Forestales,  
Carretera Linares-Cd. Victoria km 145, Apdo. postal 41, 67700  
Linares, Nuevo León, México.*

**RESUMEN:** La mayoría de los estudios relacionados con estructura y composición de comunidades arbóreas son implementados al nivel horizontal, solamente algunos consideran la vertical. El objetivo de este estudio fue describir la diversidad y estructura vertical de comunidades de árboles a lo largo de un gradiente altitudinal en el arroyo Las Tinajas en Guachochi, Chih, México y brindar un antecedente de la conformación de las especies de dicha área evaluada para favorecer a la toma de decisiones de manejo. Se consideraron tres amplitudes de altitud: 1 (1831-2009 m), 2 (2010-2188 m) y 3 (2189-2368 m), en las cuales se usaron parcelas rectangulares de 500 m<sup>2</sup> (20\*25 m), dentro de estas se midió al arbolado las variables de: diámetro a 1.30 m y altura total, así como en general, la pendiente y altitud. Mediante el índice de Ptrezsch, se hizo la clasificación de tres estratos de altura. Se determinó la composición específica, abundancia, dominancia, frecuencia, diversidad e índice de valor de importancia (IVI) de las especies por estrato de altura por amplitud, así como valores medios, mínimos y máximos de diámetro normal y altura. La estructura vertical, reveló que el Rango 2 fue mayor, con A de 2,79 contra 2,51 del Rango 3 y 2,02 del Rango 1. El estrato bajo de cada amplitud de altitud fue el que concentró mayor número de individuos por hectárea, la altura máxima se observó en el Rango 2 con 32 m, con 27 m el Rango 3 y 17 m en el Rango 1. Los rangos de altitud estudiados están conformados por tres estratos de altura, pero cada uno de ellos difiere entre sí por amplitud de altitud, muestra de que la estructura vertical de cada amplitud de altitud tiene una conformación de alturas, individuos y especies distinta.

**Palabras clave:** Altura máxima; diversidad; distribución continua; estratos; índice de Pretzsch.

**ABSTRACT:** Most of the studies related to the structure and composition of tree communities are implemented at the horizontal level, only some consider the vertical. The objective of this study was to describe the diversity and vertical structure of tree communities along an altitudinal gradient in the Las Tinajas stream in Guachochi, Chih, Mexico, and provide an antecedent of the conformation of the species of said determined area to favor management decision making, three altitude amplitudes were considered: 1 (1831-2009 m), 2 (2010-2188 m) and 3 (2189-2368 m), in which rectangular plots of 500 m<sup>2</sup> (20 \* 25 m) were used, within these, the variables of: diameter at 1.30 m and total height were measured in trees, as well as in general, the slope and altitude. Using the Ptrezsch index, the three strata of height were classified. The specific composition, abundance, dominance, frequency, diversity and importance value index (IVI) of the species by height stratum by amplitude, as well as mean,

minimum and maximum values of normal diameter and height were determined. The vertical structure revealed that Rank 2 was higher, with A 2.79 against 2.51 in Rank 3 and 2.02 in Rank 1. The lower stratum of each altitude range was the one that concentrated the greatest number of individuals per hectare, the maximum height was observed in Range 2 with 32 m, with 27 m in Range 3 and 17 m in Range 1. The studied altitude ranges are made up of three height strata, but each of them differs from each other by altitude amplitude, showing that the vertical structure of each altitude amplitude has a different conformation of heights, individuals and species.

**Keywords:** Maximum height; diversity; continuous distribution; strata; Pretzsch index.

## INTRODUCCIÓN

La vegetación riparia o bosque de galería es un ecosistema exuberante que se diferencia de su entorno, se desarrolla en los márgenes de los cuerpos de agua lóticos (arroyos, ríos, lagos, canales) y forma una franja estrecha de vegetación que cumple en muchas ocasiones la función de corredor biológico entre comunidades aisladas (Alanís Flores *et al.*, 1996; Sánchez M, 2006).

Desde el punto de vista fisonómico y estructural los bosques de galería son un conjunto muy heterogéneo; con alturas de 4 a 40 m, que en pocas ocasiones forman masas de una sola especie; por lo general existe alternancia de especies que, como lo señala Sánchez Silva (1986), pueden cambiar en corta distancia o bien presentarse en asociaciones vegetales.

La estructura de una comunidad biológica se define, básicamente por el tipo, número, ordenamiento espacial y temporal de los elementos que lo constituyen (Aguirre Calderon *et al.*, 2003). En consecuencia, estudiar y entender la estructura de los rodales constituye una premisa para lograr una gestión adecuada con fines de conservación y restauración (Clark *et al.*, 2015; Urbietta, 2009). Por su alta fragilidad, la estructura arbórea es un aspecto relevante en el ámbito forestal, lo que repercute en una fácil modificación. Usualmente la estructura, está referida a la forma en que los atributos de los árboles se distribuyen en las comunidades (Bettinger *et al.*, 2008; Gadow *et al.*, 2012). Su importancia biológica es su autorganización, la cual involucra la regeneración, el crecimiento y a la mortalidad de los árboles; así como, una variedad de interacciones entre individuos que, a su vez afecta las propiedades del ecosistema (Carvalho, 2011; Gadow *et al.*, 2012).

En los últimos años se han realizado diversos estudios que evalúan la diversidad y estructura de la vegetación arbórea con interés maderable, algunos de estos se han empleado en bosques templados del noroeste de México (Graciano-Ávila *et al.*, 2017; Hernandez-Salas *et al.*, 2013; Návar, 2009), sin embargo, estos estudios determinan principalmente la composición y estructura horizontal de las masas forestales y solo algunos consideran la estructura vertical, la cual está determinada por la distribución de distintas especies arbóreas que componen un ecosistema y ocupan sitios definidos en respuesta a los factores microclimáticos, gradientes ambientales, disturbio natural o al provocado por los humanos (Remmert, 1991). Cada ecosistema posee una estratificación y heterogeneidad espacial única, dada por la estructura vertical y horizontal de los taxa que lo integran (Dajoz, 2002), el orden vertical se caracteriza por la diferenciación de categorías de altura (Zarco-espinosa *et al.*, 2010) por lo que es de gran importancia realizar estudios que le den atribución a el análisis de este complemento, dado a que pocos estudios en México consideran la estructura vertical de las especies. En base a esto, el objetivo de este estudio fue evaluar la diversidad y estructura vertical de las especies arbóreas presentes en un gradiente altitudinal en el arroyo las Tinajas en Guachochi, Chih, México y brindar un antecedente de la conformación de las especies de dicha área evaluada para favorecer a la toma de decisiones de manejo, así mismo de esta manera contribuir con información de la composición de comunidades de bosques de galería templados.

## MATERIAL Y MÉTODOS

### Área de estudio

El área se encuentra en la región suroeste del estado de Chihuahua en lo que se conoce como Alta Sierra Tarahumara, dentro del municipio de Guachochi en el ejido llamado por el mismo nombre. Las coordenadas de ubicación de la parte de mayor altitud son 295107 E, 2965024 N, y de la parte baja son 296108 E, 2960697 N (Figura 1), la longitud del área de estudio es de aproximadamente 5 km. Se caracteriza por tener un clima templado, con temperaturas medias anuales de alrededor de 15°C y precipitaciones medias entre 500 mm y 1 000 mm anuales (García Romero *et al.*, 2009).

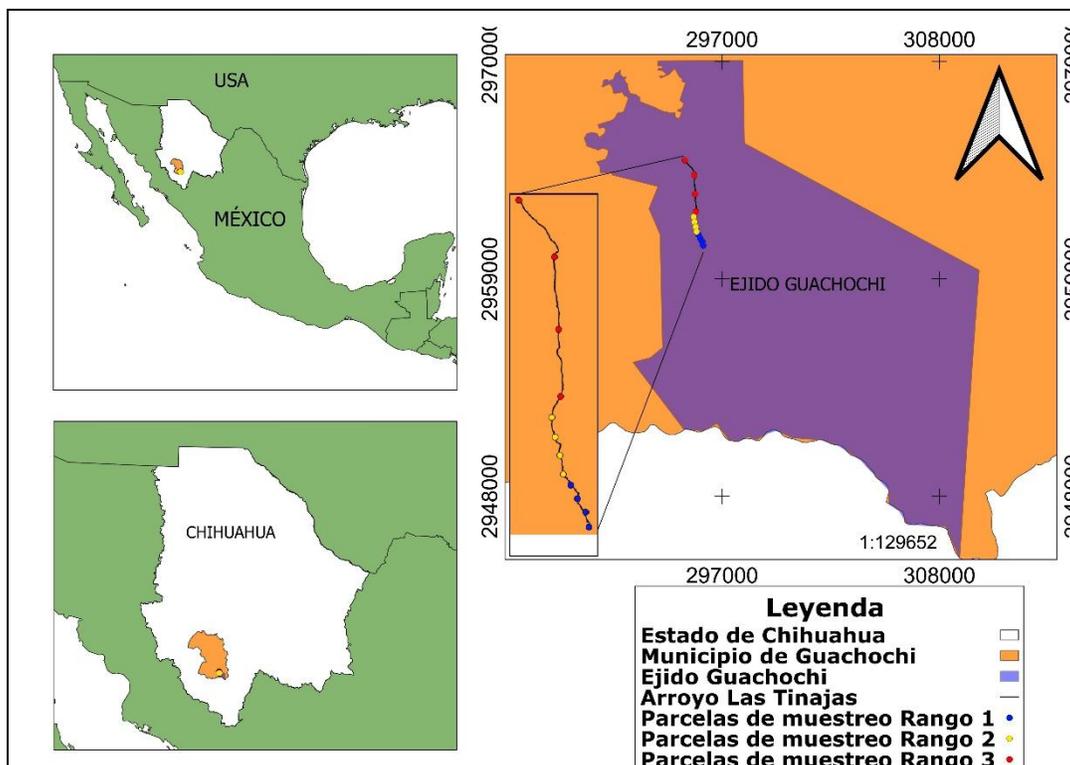


Fig. 1. Localización del área de estudio.

### Análisis muestral

Se realizó un recorrido preliminar y un análisis de imágenes satelitales para determinar las comunidades vegetales y el régimen de agua del arroyo que presentaba heterogeneidad. El régimen del arroyo fueron escorrentías semipermanentes y temporales.

Se realizó un muestreo sistemático estratificado; en este tipo de muestreo la comunidad en estudio se separa en subgrupos o estratos que tienen cierta homogeneidad. Después de la separación de acuerdo con el rango altitudinal y régimen del arroyo, en cada subgrupo se realizó un muestreo sistemático (Mostacedo & Fredericksen, 2000). Los subgrupos fueron denominados Rango 1, Rango 2 y Rango 3; el Rango 1 presenta escorrentías semipermanentes en un rango altitudinal de 1831 a 2009 m, el Rango 2 escorrentías semipermanentes en un rango altitudinal de 2010 a 2188 m y el Rango 3 presenta escorrentías temporales en un rango altitudinal de 2189 a 2368 m.

Se establecieron cuatro parcelas de muestreo en cada rango altitudinal, teniendo 12 parcelas de muestreo en total. Las parcelas fueron rectangulares de 500 m<sup>2</sup> (20\*25 m) para evaluar las especies arbóreas ( $d_{1,30} > 7,5$  cm) y dentro de ellas se estableció una parcela de 100 m<sup>2</sup> (5\*20 m) para evaluar la regeneración ( $d < 7,5$  cm y  $h > 25$  cm). En cada parcela de muestreo se identificaron las especies vegetales y se midió el diámetro normal (diámetro a 1,30 m de altura) mayor a 7,5 cm con una forcípula Haglöf Mantax Blue® 1270 mm y la altura total ( $h$ ) con un hipsómetro Suunto PM-5. Por parcela de muestreo se registró la altitud (m).

### Análisis de datos

Para cada uno de los estratos de altura por rango de altitud, se determinaron los índices de importancia ecológica de las especies. Se analizaron con base en los valores relativos de abundancia de acuerdo con el número de árboles por hectárea (N/ha), dominancia con respecto al área basal (G m<sup>2</sup>/ha) y frecuencia, como el número de sitios en los que estuvo presente la especie  $i$ . Los valores relativos de los atributos estructurales se combinaron en el valor de importancia relativa (IVI o VIR) (Magurran, 2004; Mostacedo & Fredericksen, 2000). Esto con la intención de analizar la importancia ecológica de cada especie en los tres estratos de altura.

$$IVI = (Ar + Dr + Fr)/3$$

La abundancia relativa se obtuvo mediante la fórmula:

$$Ar = \left(\frac{n}{N}\right) * 100$$

Donde  $A_r$  es la abundancia relativa de la especie  $i$  con respecto a la abundancia total,  $n$  es el número de individuos de la especie  $i$  y  $N$  el número total de individuos.

La dominancia relativa se obtuvo mediante la fórmula:

$$Dr = \left(\frac{g}{G}\right) * 100$$

$$G = \sum_{i=1}^N gi$$

Donde  $D_r$  es la dominancia relativa de la especie  $i$  respecto a la dominancia total,  $g$  es el área basal de la especie  $i$ , siendo  $G$  el área basal total.

La frecuencia relativa se obtuvo mediante la fórmula:

$$Fr = \left(\frac{m}{M}\right) * 100$$

Donde  $F_r$  es la frecuencia relativa de la especie  $i$  con respecto a la frecuencia total,  $m$  la frecuencia de las especies  $i$  en los sitios de muestreo y  $M$  el número total de sitios de muestreo.

### Estructura vertical

La estructura vertical se determinó de acuerdo con el índice Pretzsch ( $A$ ) (modificación del índice de Shannon), consiste en dividir la estructura vertical en tres estratos. El estrato I (alto) que corresponde al intervalo de 80-100 %, donde el árbol más alto representa 100%; a partir de este, se clasifican los siguientes estratos: el II (medio), se refiere al intervalo de 50-80% y el III (bajo), de 0-50% (Aguirre Calderon, 2002; Pretzsch, 2009) (fig. 2). Del índice  $A$  se derivan el

$A_{max}$ , que corresponde al valor máximo de  $A$ , dado por el número de especies y zonas de altura; y el  $A_{rel}$ , que es la estandarización en porcentaje del índice  $A$ .

$$A = - \sum_{i=1}^S \sum_{j=1}^Z p_{ij} * \ln p_{ij}$$

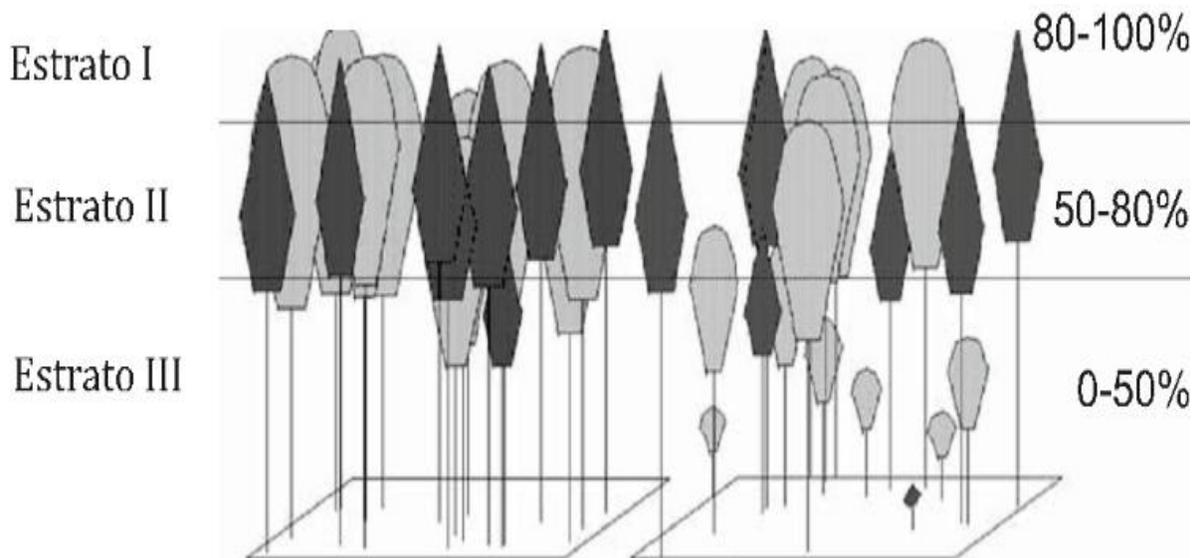
$$A_{max} = \ln (S * Z)$$

$$A_{rel} = \frac{A}{\ln (S * Z)} * 100$$

Donde  $S$  es el número de especies en el área muestreada,  $Z$  es el número de estratos con respecto a la altura del bosque.

$$P_{ij} = n_{i, \dots, j} / N$$

Donde  $n_{i,j}$  es el número de individuos de la misma especie ( $i$ ) en la zona ( $j$ ) y  $N$  el número total de individuos.



**Fig. 2.** Clasificación para el análisis de la distribución vertical de especies arbóreas (Imagen tomada de Pretzsch, 2009).

### Diversidad de especies

La mayoría de los métodos propuestos para evaluar la diversidad de especies se refieren a la diversidad dentro de las comunidades (alfa). Dentro de los índices más populares para evaluar las comunidades vegetales basado en la cuantificación del número de especies presentes es el índice de Margalef (Moreno & Halffter, 2001).

El índice de riqueza de Margalef se estimó con la siguiente ecuación.

$$DMg = (S - 1) / \text{Log}N$$

Donde  $S$  es el número de especies y  $N$  el número total de individuos.

Un índice de uso común basado en la estructura de la comunidad, es decir, la distribución proporcional del valor de cada especie es el índice de Shannon (Alanís Rodríguez *et al.*, 2015; Shannon, 1948).

El índice de Shannon se estima con la siguiente fórmula:

$$H' = \sum_{i=1}^S Pi * \ln (Pi)$$

Donde  $S$  es el número de especies presentes,  $\ln$  es logaritmo natural y  $pi$  es la proporción de las especies.  $pi=ni/N$ ; donde  $ni$  es el número de individuos de la especie  $i$  y  $N$  es el número total de individuos.

#### Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza (ANOVA) de una vía ( $p < 0,05$ ) para determinar diferencias significativas respecto a el índice de Pretzsch, densidad (individuos por ha) y área basal por rango altitudinal, para analizar la altura, se seleccionó el 20 % de los individuos más altos y se estimó la altura media (Kramer & Akça, 1995). Para la comparación de medias se empleó la prueba post hoc de Tukey's HSD ( $p < 0,05$ ). Las pruebas se realizaron utilizando Minitab® 18.1.

## RESULTADOS

Se registraron 279 individuos de árboles en el muestreo realizado, pertenecientes a 18 especies, seis familias y ocho géneros. De ellas, en el Rango 1 se obtuvo 250 individuos por ha de siete especies, en el Rango 2, 505 individuos por ha de 15 especies y en el Rango 3, 15 especies y 640 individuos por ha. (Tabla 1).

**Tabla 1.** Número de especies, géneros, familias y densidad por rango altitudinal.

Variable	Rango (altitud, m)		
	Rango 3 (2189-2368)	Rango 2 (2010-2188)	Rango 1 (1831-2009)
Número de especies	15	15	7
Densidad	640	505	250

#### Índice A de Pretzsch

Se obtuvieron para cada rango de altitud las diferentes clases de altura (Tabla 2), en dependencia de la altura máxima de la especie registrada en cada rango con base en Pretzsch (2009).

**Tabla 2.** Clasificación de clases de altura del arbolado por rango de altitud (m).

	Clase de altura %	Rango 1 (1831-2009)	Rango 2 (2010-2188)	Rango 3 (2189-2368)
<b>Estrato I</b>	<b>80 – 100</b>	13,6 – 17,0	25,6 – 32,0	21,6 – 27,0
<b>Estrato II</b>	<b>50 – 80</b>	8,5 – 13,5	16 – 25,5	13,5 – 21,5
<b>Estrato III</b>	<b>0 – 50</b>	0 – 8,4	0 – 15,9	0 – 13,4

**Distribución vertical (Rango 1)**

El valor del índice  $A$  obtenido en el Rango 1 fue de 2,02, con  $A_{max}$  de 3,04 y un  $A_{rel}$  de 66,24 %, valores parecidos al Rango 3, con un 33,76 % de la máxima diferenciación dimensional.

*Valores de importancia.* *Cupressus lusitanica* y *Alnus oblongifolia* son las especies que tienen distribución en todos los estratos de altura, *C. lusitanica* es la especie más importante en el Estrato I y Estrato II aportando valores de importancia de 46,61 % y 41,57% respectivamente, esta especie ocupa el tercer lugar en valor de importancia en el Estrato III 7,70%. El Estrato I de los rangos 3 y 2, cuenta con dos especies que lo conforman, a diferencia del Estrato I del Rango 1 que presenta a *C. lusitanica*, *P. durangensis* y *A. oblongifolia* como las especies que lo conforman. En el Estrato III *Q. crassifolia* es la especie con mayor importancia 59,96% de  $IVI$ , seguida de *A. oblongifolia* con 19,31% y *C. lusitanica* como se mencionó anteriormente (Tabla 3).

*Variables de sitio.* El Estrato I presenta 58,29 cm de diámetro promedio para *P. durangensis*, y 37,90 cm de diámetro promedio para *C. lusitanica*; la altura máxima es de 17 m. El Estrato II tiene un diámetro promedio mayor de 39,26 cm en *P. ayacahuite* y diámetro promedio menor para *Q. crassifolia* de 22,42 cm; la altura máxima es de 13 m. Por último, se tiene un diámetro de 27,50 cm como promedio mayor para la especie de *A. oblongifolia* y menor de 12,19 cm en *P. engelmannii*, altura máxima de sus especies de 8,00 m (Tabla 3).

Para el Rango 1 en general se obtuvo una media de 26,19 cm, con una desviación estándar de 13,59, y una altura media de 8,90 con desviación estándar de 3,75; el estrato 1 presentó una media de 40,49 cm de diámetro, desviación estándar de 15,47, altura media de 14,00 m y desviación estándar de 1,53; el estrato 2 presentó una media de 26,21 cm de diámetro y desviación estándar de 8,49, altura media de 9,47 m y desviación estándar de 1,61 y el estrato 3 presentó una media de 17,15 cm de diámetro con desviación estándar de 7,85, una altura media de 5,10 m con desviación estándar de 1,24.

**Tabla 3.** Resultados para el Rango 1.

Estrato	Especie	Abundancia	Dominancia	Frecuencia	IVI	Dn (cm)			At (m)		
		%	%	%	%	Media	Mín	Max	Media	Mín	Max
I	<i>Cupressus lusitanica</i>	57,14	42,69	40	46,61	37,90	18,00	50,80	15,00	14,00	17,00
	<i>Pinus durangensis</i>	28,57	45,76	40	38,11	58,29	52,07	64,52	15,50	15,00	16,00
	<i>Alnus oblongifolia</i>	14,29	11,55	20	15,28	41,66	41,66	41,66	14,00	14,00	14,00
	<b>Total</b>	100	100	100	100	—	—	—	—	—	—
II	<i>Cupressus lusitanica</i>	41,18	53,54	30	41,57	34,08	20,00	61,98	11,43	9,00	13,00
	<i>Alnus oblongifolia</i>	29,41	18,59	30	26,00	24,38	15,00	32,00	11,20	9,00	13,00
	<i>Pinus ayacahuite</i>	11,76	18,75	20	16,84	39,26	30,00	48,51	11,00	11,00	11,00

	<i>Quercus crassifolia</i>	17,65	9,12	20	15,59	22,42	18,80	29,46	10,00	10,00	10,00
	<b>Total</b>	100	100	100	100	—	—	—	—	—	—
<b>III</b>	<i>Quercus crassifolia</i>	73,08	63,94	42,86	59,96	17,65	8,38	37,08	5,47	4,00	8,00
	<i>Alnus oblongifolia</i>	15,38	28,26	14,29	19,31	27,50	24,13	35,05	8,00	8,00	8,00
	<i>Cupressus lusitanica</i>	3,85	4,98	14,29	7,70	23,37	23,37	23,37	3,00	3,00	3,00
	<i>Ilex toluhana</i>	3,85	1,47	14,29	6,53	12,70	12,70	12,70	5,00	5,00	5,00
	<i>Pinus engelmannii</i>	3,85	1,35	14,29	6,50	12,19	12,19	12,19	5,00	5,00	5,00
	<b>Total</b>	100	100	100	100						

### Distribución vertical (Rango 2)

El valor del índice  $A$  para el Rango 2 fue de 2,79, con un  $A_{max}$  de 3,81 y un  $A_{rel}$  de 73,18 %, para este Rango se presenta un mayor porcentaje de uniformidad en la diversidad de las alturas, al encontrarse a 26,82% de la máxima diferenciación dimensional.

Valores de importancia: Para el Rango 2, al igual que el Rango 3 existe la presencia de dos especies distribuidas en todos los estratos de altura, pero a diferencia del Rango 3, *P. durangensis* es remplazado por *Abies durangensis* con una representación de 56,66 % de IVI en el Estrato I, 41,26% en el Estrato II y 18,24% en el Estrato III. La especie que comparte esta misma distribución es *P. ayacahuite* el cual tiene una representación de 43,34% de IVI en el Estrato I, 16,24% en el Estrato II y 8,58% en el III. Estas dos especies son las de mayor importancia ecológica para el Estrato III y Estrato II; en el Estrato III también se encuentran dentro de las tres primeras especies importantes, pero en éste, *I. toluhana* ocupa el segundo lugar de importancia con 13.48 % remplazando a *P. ayacahuite* y colocándolo en tercer lugar de importancia (Tabla 4).

Variables del sitio: *A. durangensis* fue la especie que tuvo el mayor diámetro en el Estrato I con 100,83 cm seguido por *P. ayacahuite* con 66,04 cm y una altura de 32 m y 26 m respectivamente. En el Estrato II el diámetro mayor de 84,33 cm corresponde a *Q. crassifolia* con altura promedio de 25 m, que corresponde a la altura mayor de este estrato, al igual que *Abies durangensis*. El Estrato III tiene un diámetro mayor promedio de 35,81 cm para la especie de *A. oblongifolia* con 13.50 m de altura promedio y un diámetro menor promedio de 11,81 cm para *P. durangensis*, y la altura promedio menor corresponde a *Q. hypoleucoides* con 4,75 m (Tabla 4).

Para el Rango 2 en general se obtuvo una media de 24,95 cm, con una desviación estándar de 18,62, y una altura media de 9,47 con desviación estándar de 5,90; el estrato 1 presentó una media de 59,9 cm de diámetro, desviación estándar de 22,45, altura media de 20,67 m y desviación estándar de 5,23; el estrato 2 presentó una media de 37,39 cm de diámetro y desviación estándar de 12,91, altura media de 14,38 m y desviación estándar de 3,97 y el estrato 3 presentó una media de 15,89 cm de diámetro con desviación estándar de 6,55, una altura media de 6,33 m con desviación estándar de 2,0.

Tabla 4. Resultados para el Rango 2.

Estrato	Especie	Abundancia	Dominancia	Frecuencia	IVI	Dn (cm)			At (m)		
		%	%	%	%	Media	Mín	Max	Media	Mín	Max
I	<i>Abies durangensis</i>	50,00	69,98	50,00	56,66	100,83	100,83	100,83	32,00	32,00	32,00
	<i>Pinus ayacahuite</i>	50,00	30,02	50,00	43,34	66,04	66,04	66,04	26,00	26,00	26,00
	<b>Total</b>	100	100	100	100	—	—	—	—	—	—
II	<i>Abies durangensis</i>	46,15	44,28	33,33	41,26	53,59	29,21	79,50	19,83	17,00	25,00
	<i>Pinus ayacahuite</i>	15,38	11,13	22,22	16,24	48,77	46,74	50,80	16,50	16,00	17,00
	<i>Pinus durangensis</i>	15,38	10,87	11,11	12,46	47,88	41,91	53,84	22,50	22,00	23,00
	<i>Quercus crassifolia</i>	7,69	16,61	11,11	11,80	84,33	84,33	84,33	25,00	25,00	25,00
	<i>Quercus hypoleucoides</i>	7,69	9,42	11,11	9,41	63,50	63,50	63,50	17,00	17,00	17,00
	<i>Pinus engelmannii</i>	7,69	7,70	11,11	8,83	57,40	57,40	57,40	18,00	18,00	18,00
	<b>Total</b>	100	100	100	100	—	—	—	—	—	—
III	<i>Abies durangensis</i>	22,09	17,24	15,38	18,24	18,14	8,89	29,21	8,79	4,00	14,00
	<i>Ilex tolucana</i>	11,63	13,42	15,38	13,48	20,40	8,89	47,24	5,40	3,00	11,00
	<i>Pinus ayacahuite</i>	9,30	8,73	7,69	8,58	18,95	8,89	33,78	7,25	4,00	11,00
	<i>Quercus crassifolia</i>	8,14	11,80	3,85	7,93	21,34	9,14	56,90	7,57	4,00	15,00
	<i>Cupressus lusitanica</i>	5,81	9,21	7,69	7,57	25,65	13,72	38,35	10,00	5,00	15,00
	<i>Pinus engelmannii</i>	5,81	11,95	3,85	7,20	24,59	11,68	61,98	8,40	5,00	15,00
	<i>Ilex rubra</i>	6,98	3,50	7,69	6,06	13,93	7,62	24,38	7,17	5,00	15,00
	<i>Quercus sideroxylla</i>	5,81	7,23	3,85	5,63	20,32	10,16	45,72	6,40	5,00	10,00
	<i>Pinus durangensis</i>	6,98	2,13	7,69	5,60	11,81	9,40	15,24	6,17	3,00	9,00
	<i>Quercus hypoleucoides</i>	4,65	2,18	7,69	4,84	14,41	10,41	19,56	4,75	4,00	6,00
	<i>Quercus oblongifolia</i>	5,81	3,58	3,85	4,41	16,56	13,21	23,11	7,20	5,00	9,00
	<i>Alnus oblongifolia</i>	2,33	6,39	3,85	4,19	35,81	34,54	37,08	13,50	13,00	14,00
	<i>Juniperus deppeana</i>	2,33	0,94	3,85	2,37	13,72	12,70	14,73	6,00	6,00	6,00
	<i>Arbutus xalapensis</i>	1,16	0,98	3,85	2,00	19,81	19,81	19,81	5,00	5,00	5,00
<i>Quercus rugosa</i>	1,16	0,72	3,85	1,91	17,08	17,08	17,08	7,00	7,00	7,00	
	<b>Total</b>	100	100	100	100	—	—	—	—	—	—

### Distribución vertical (Rango 3)

En el Rango 3 se obtuvo un índice de Pretzsch de 2,51 con un  $A_{max}$  de 3,81 y un  $A_{rel}$  de 65,93 %. Estos resultados indican que la distribución de las especies en los estratos de altura se encuentra en un 34,07 % de la máxima diferenciación dimensional.

Valores de importancia: *Pinus durangensis* y *P. ayacahuite* se presentaron en los tres estratos de altura para el Rango 3. *P. durangensis* contribuye con 65,80 % de IVI para el Estrato I, 16,69 % para el Estrato II y 19,80 % para el Estrato III. *P. ayacahuite* contribuye con el 34,20

%, 16,47 % y 14,38 % para cada uno de los tres estratos, respectivamente. A pesar de ello *P. durangensis* únicamente domina en el Estrato I y Estrato III, en el Estrato II domina *Q. hypoleuroides* como la especie dominante, con un IVI de 21,56 % (Tabla 5).

Variabes del sitio: Se muestran valores promedio de 48,26 cm en diámetro para *P. durangensis*, en el Estrato I; sin embargo, el diámetro mayor corresponde a *P. ayacahuite*, con 67,82 cm. En el Estrato II, el diámetro mayor corresponde a *Q. hypoleuroides* con 58,40 cm; en el Estrato III *Q. hypoleuroides* presenta el mayor diámetro con 48,40 cm, no obstante, éste diámetro pertenece a una abundancia muy baja tan solo de 0,92 %, por lo que las especies con diámetros más representativos de este estrato son las especies con mayor IVI: *P. durangensis* y *Q. sideroxyla*, con diámetros promedio de 18,61 cm y 13,26 cm respectivamente (Tabla 5).

En el caso de las alturas se encontró que, *P. durangensis* cuenta con 25 m de altura en promedio en el estrato alto, siendo esta la altura en promedio mayor. En el estrato medio la especie *P. ayacahuite*, presenta en promedio 19,50 m de altura. En el estrato bajo sucede lo mismo que para la variable diámetro donde *Q. hypoleuroides* y *P. lumholtzii* son especies que presentan mayor altura, pero con baja abundancia, por lo que considerando el grado de abundancia y altura promedio de este Rango, *P. durangensis*, *Q. sideroxyla*, *P. ayacahuite* y *P. arizonica* representan a el estrato bajo con una altura promedio de 7,05 m (Tabla 5).

Para el Rango 3 en general se obtuvo una media de 20,09 cm, con una desviación estándar de 13,49, y una altura media de 8,36 con desviación estándar de 5,26; el estrato 1 presentó una media de 41,16 cm de diámetro, desviación estándar de 14,53, altura media de 17,81 m y desviación estándar de 5,02; el estrato 2 presentó una media de 25,09 cm de diámetro y desviación estándar de 10,70, altura media de 12,42 m y desviación estándar de 2,98 y el estrato 3 presentó una media de 14,66 cm de diámetro con desviación estándar de 8,94, una altura media de 5,38 m con desviación estándar de 1,88.

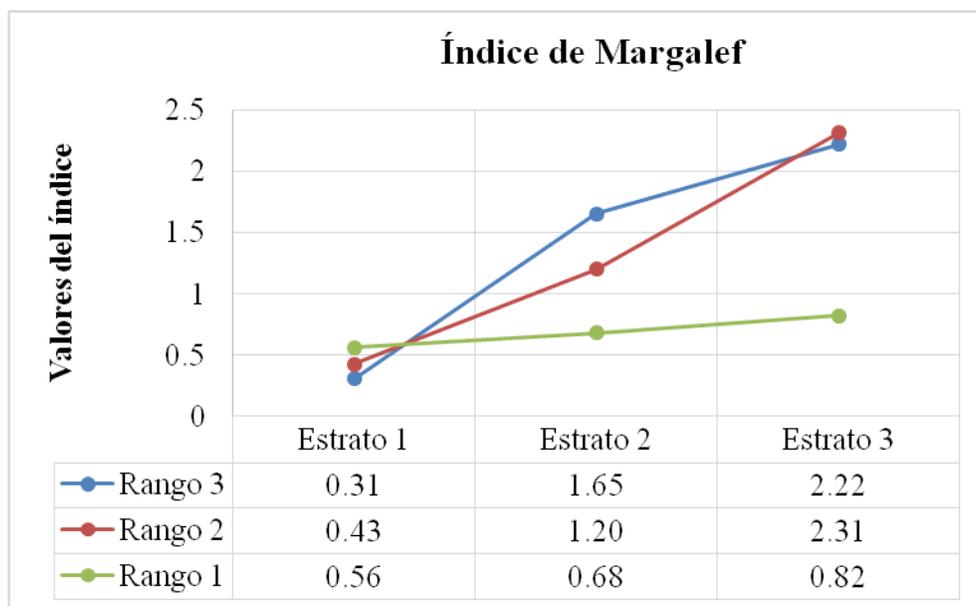
Tabla 5. Resultados para el Rango 3.

Estrato	Especie	Abundancia	Dominancia	Frecuencia	IVI	Dn (cm)			A <sub>t</sub> (m)		
		%	%	%	%	Media	Mín	Max	Media	Mín	Max
I	<i>Pinus durangensis</i>	80	67,40	50	65,80	48,26	40,89	59,69	25,00	23,00	27,00
	<i>Pinus ayacahuite</i>	20	32,60	50	34,20	67,82	67,82	67,82	22,00	22,00	22,00
	<b>Total</b>	100	100	100	100	-	-	-	-	-	-
II	<i>Quercus hypoleuroides</i>	21,43	33,25	10	21,56	46,90	38,90	58,40	15,33	15,00	16,00
	<i>Quercus sideroxyla</i>	14,29	21,09	20	18,46	46,46	45,72	47,20	15,00	15,00	15,00
	<i>Pinus durangensis</i>	14,29	15,78	20	16,69	39,75	33,78	45,72	17,50	15,00	20,00
	<i>Pinus ayacahuite</i>	14,29	15,13	20	16,47	38,74	31,75	45,72	19,50	19,00	20,00
	<i>Pinus arizonica</i>	21,43	12,48	10	14,64	28,96	25,40	34,04	15,00	15,00	15,00
	<i>Ilex toluicana</i>	7,14	1,67	10	6,27	18,50	18,50	18,50	17,00	17,00	17,00
	<i>Ilex rubra</i>	7,14	0,59	10	5,91	11,00	11,00	11,00	15,00	15,00	15,00
	<b>Total</b>	100	100	100	100	-	-	-	-	-	-
III	<i>Pinus durangensis</i>	17,43	28,19	13,79	19,80	18,61	7,62	39,37	7,53	3,00	13,00
	<i>Quercus sideroxyla</i>	30,28	15,11	13,79	19,73	13,26	7,62	26,90	5,30	3,00	13,00
	<i>Pinus ayacahuite</i>	13,76	19,02	10,34	14,38	16,84	7,87	59,00	7,67	5,00	13,00

<i>Pinus arizonica</i>	12,84	10,26	3,45	8,85	17,98	8,13	34,29	7,71	5,00	11,00
<i>Juniperus deppeana</i>	6,42	1,43	13,79	7,21	11,88	8,38	19,40	4,29	3,00	5,00
<i>Quercus hypoleucoides</i>	0,92	12,23	3,45	5,53	48,40	48,40	48,40	13,00	13,00	13,00
<i>Quercus crassifolia</i>	2,75	2,20	10,34	5,10	19,13	7,62	38,10	6,00	3,00	11,00
<i>Arbutus xalapensis</i>	3,67	3,70	6,90	4,76	21,78	7,62	46,48	5,00	3,00	8,00
<i>Ilex rubra</i>	5,50	1,53	3,45	3,50	12,82	10,40	16,50	8,83	7,00	12,00
<i>Quercus oblongifolia</i>	1,83	1,98	3,45	2,42	27,15	25,60	28,70	9,00	8,00	10,00
<i>Pinus lumholtzii</i>	0,92	1,94	3,45	2,10	38,10	38,10	38,10	12,00	12,00	12,00
<i>Pinus engelmannii</i>	0,92	1,53	3,45	1,96	33,80	33,80	33,80	6,00	6,00	6,00
<i>Ilex toluicana</i>	0,92	0,72	3,45	1,69	13,97	13,97	13,97	4,00	4,00	4,00
<i>Pinus leiophylla</i>	0,92	0,08	3,45	1,48	7,62	7,62	7,62	3,00	3,00	3,00
<i>Quercus rugosa</i>	0,92	0,08	3,45	1,48	7,62	7,62	7,62	4,00	4,00	4,00
<b>Total</b>	100	100	100	100	-	-	-	-	-	-

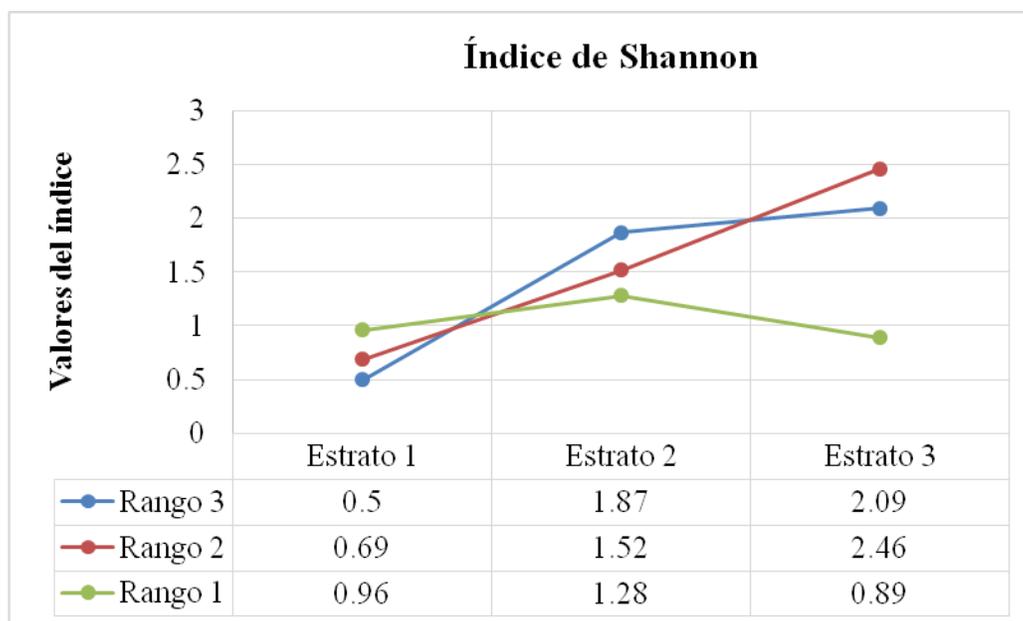
### Diversidad y riqueza de especies

La riqueza de especies mediante el índice de Margalef presentó en su mayoría valores bajos, para el Rango 3 y 2 el Estrato III presentó el mayor valor de riqueza de Margalef con 2,22 para el Rango 3 y 2,31 para el Rango 2 (fig. 3).



**Fig. 3.** Índice de riqueza de Margalef por Rango y por estrato arbóreo.

La diversidad del índice de Shannon-Wiener tuvo valores de diversidad superiores a 2, en el Estrato III para los Rangos 3 y 2, por lo que estos estratos presentan una diversidad media y los demás estratos presentaron valores menores a 2 considerados de baja diversidad (fig. 4).



**Fig. 4.** Índice de diversidad de Shannon por Rango y por estrato arbóreo.

#### **Análisis estadístico**

De acuerdo al análisis de varianza para las variables: índice de Pretzsch, densidad y área basal por rango altitudinal se encontró que, el índice de Pretzsch no presentó diferencia significativa, obteniendo un valor de ( $gl = 11, f = 3,03$  y  $p = 0,099$ ) lo que indica que los valores obtenidos son similares estadísticamente. La densidad presentó un valor de ( $gl = 11, f = 9,45$   $p = 0,006$ ) indicando que si existe diferencia significativa en al menos uno de los rangos de altitud, en base a la prueba post hoc realizada para la comparación de medias se obtuvo que el Rango 1 presenta diferencia significativa respecto al Rango 2 y Rango 3. Referente a la densidad se obtuvieron valores de  $p = 0,050$  en la comparación Rango 2 – Rango 1,  $p = 0,005$  en la comparación Rango 3 – Rango 1 y un valor de  $p = 0,344$  en la comparación Rango 2 – Rango 3. El análisis de varianza para el área basal presentó diferencia significativa con valores de ( $gl = 11, f = 4,90$  y  $p = 0,036$ ), en prueba post hoc de la comparación de medias se obtuvo un valor de  $p = 0,030$  en la comparación Rango 2 – Rango 1, siendo esta donde se presentó la diferencia en área basal. En el caso de las alturas, no se obtuvieron diferencias significativas entre los rangos, obteniendo valores de ( $gl = 11, f = 1,89$  y  $p = 0,206$ ).

#### **DISCUSIÓN**

Para la estructura vertical en general de todos los Rangos de altitud, los valores del índice de Pretzsch fueron similares entre sí, tanto valores de  $A$  como valores de  $A_{max}$  y  $A_{rel}$ , con valores de  $A$  desde 2,02 a 2,51,  $A_{max}$  de 3,04 a 3,81 y  $A_{rel}$  de 66 % a 73 %. Los valores sugieren alta diversidad de especies en la estructura vertical, pero sin una distribución uniforme en todos los estratos (Buendía-rodríguez *et al.*, 2019). Los resultados coinciden con los consignados por Rubio Camacho *et al.* (2014), con  $A_{max}$  de 3,74 y  $A$  de 2,01 en bosques mixtos; pero se encuentran por arriba de los obtenidos por Cuahutémoc Méndez *et al.* (2014) para un bosque de pino-encino con  $A$  de 1,81 y un  $A_{max}$  de 2,70, esto dependerá de si es una comunidad con perturbación o no, esto en base a que Rubio Camacho *et al.* (2014) y Cuahutémoc Méndez *et al.* (2014) evaluaron áreas con cierto grado de perturbación por incendios.

De acuerdo con Lamprecht (1990), todas las especies que se encuentren en los estratos de altura son las que presentan un comportamiento de “especies con distribución vertical continua” es decir, podremos encontrar a estas especies en todas las etapas de desarrollo de la comunidad arbórea, sin interrupción en su estructura. De igual manera Acosta *et al.* (2006) afirman que cuando una especie se ubica en todos los estratos de altura tiene asegurada su permanencia en la composición y estructura del bosque.

Por otro lado, la mayoría de las especies e individuos se ubicaron en el Estrato III para todos los Rangos de altitud, lo cual concuerda con lo registrado por Zarco-espinoza *et al.* (2010), Castellanos-Bolaños *et al.* (2010) en un bosque de clima templado frío en Oaxaca; Rubio Camacho *et al.* (2014) indican que cuando el estrato de altura inferior es superior en número de individuos y especies a los estratos sucesivos, el área evaluada corresponderá a un bosque en estado de regeneración (Acosta *et al.*, 2006).

La alta incidencia de especies y número de individuos en estratos bajos se puede explicar, debido a que las especies pueden establecerse y desarrollarse en dependencia de sus necesidades de captación lumínica (Gadow *et al.*, 2007; Louman, 2001). El crecimiento en altura depende mayormente de reaccionar a las intensidades lumínicas, lo que indica que algunas especies de porte menor no son árboles suprimidos dentro del bosque, sino que son especies (por ejemplo *Arbutus xalapensis*), que no requieren de un porte mayor para alcanzar los niveles del estrato superior, porque tienen la capacidad adaptativa para desarrollarse a plenitud en los estratos inferiores, un poco más umbríos (Lamprecht, 1990).

Los valores obtenidos en la riqueza de especies con base al índice de Margalef son indicadores de una riqueza de especies baja en general y tomando en cuenta que se realizaron por estrato de altura, ya que valores inferiores a 2 son considerados como baja diversidad y riqueza y valores superiores a 5 se consideran como indicativos de alta diversidad (Margalef, 1972), estos valores son similares a los reportados por Cuahutémoc Méndez *et al.* (2014) quien obtuvo 0,761 en el análisis postincendio en un bosque de pino-encino en la Sierra de Guerrero, México y a Villavicencio García *et al.* (2005), quien reporto valores desde 0,92 hasta 3,67 en comunidades arbóreas de la Sierra de Quila.

Los valores obtenidos mediante el índice de Shannon-Wiener ( $< 3,0$ ) se consideran de baja diversidad (Shannon, 1948), estos resultados son similares a los graficados por Alanís Rodríguez *et al.* (2020) donde contrastaron diversas investigaciones realizadas en bosques templados en México. Estos valores están por debajo de los reportados por García García *et al.* (2019) para un bosque de pino-encino. Asimismo, otros autores reportan índices similares para bosques templados (Alanís-Rodríguez *et al.*, 2008; Cuahutémoc Méndez *et al.*, 2014) y también lo que encontró Santiago-Pérez *et al.* (2014) en un bosque de galería de la sierra de Quila, Jalisco con valores de 1,8 a 2,6.

Se presentó una tendencia de decremento en el valor de los índices de riqueza y diversidad de especies de Margalef y Shannon a medida que incrementaba el estrato de altura del arbolado, esto coincide con lo reportado por Jiménez *et al.* (2001) en bosques multietáneos de pino-encino, solamente el Estrato II del Rango 1 presentó un incremento en el índice de Shannon.

## CONCLUSIONES

Los Rangos de altitud estudiados están conformados por tres estratos de altura, pero cada uno de ellos difiere entre sí por Rango de altitud, muestra de que la estructura vertical de cada Rango de altitud tiene una conformación de alturas, individuos y especies distintas, sin embargo el índice de Pretzsch fue similar entre los rangos de altitud. Los estratos bajos presentaron una diversidad media a excepción del Estrato III del Rango 1, el cual obtuvo una diversidad baja.

Escasas especies están presentes en el estrato superior, indicando que no todas las especies son capaces o necesitan alcanzar pisos superiores para desarrollarse plenamente.

## AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por la beca otorgada al primer autor para los estudios de posgrado.

## LITERATURA CITADA

- Acosta, V. H., Araujo, P. A., & Iturre, M. C. (2006). *Caracteres estructurales de las masas* (22nd ed.). Facultad de Ciencias Forestales. Universidad Autónoma de Santiago del Estero. <https://fcf.unse.edu.ar/archivos/series-didacticas/SD-22-Caracteres-estructurales-ACOSTA.pdf>
- Aguirre Calderon, O. A. (2002). Índices para la caracterización de la estructura del estrato arboreo de ecosistemas forestales. *Ciencia Forestal En México*, 27(92), 5–27.
- Aguirre Calderon, O. A., Jiménez Pérez, J., Kramer, H., & Akça, A. (2003). Análisis estructural de ecosistemas forestales en el Cerro del Potosí, Nuevo León, México. *Ciencia UANL*, 6(2), 219–225. <http://eprints.uanl.mx/1220/1/analisisecosistemas.pdf>
- Alanís-Rodríguez, E., Jiménez-Pérez, J., Espinoza-Vizcarra, D., Jurado-Ybarra, E., Aguirre-Calderón, O. A., & González-Tagle, M. A. (2008). Evaluación del estrato arboreo en un área restaurada post-incendio en el parque ecológico chipinque, México. *Revista Chapingo, Serie Ciencias Forestales y Del Ambiente*, 14(2), 113–118. <https://www.researchgate.net/publication/236587983>
- Alanís Flores, G. J., Geronimo, C. y C., & Rovalo Merino, M. (1996). *Vegetación y flora de Nuevo León. Una guía botánico-ecológica* (Patronato). CEMEX. <https://es.scribd.com/doc/51539597/VEGETACION-Y-FLORA-DE-NUEVO-LEON-una-guia-botanico-ecologica>
- Alanís Rodríguez, E., Jiménez Pérez, J., Canizales Velázquez, P. A., Gonzalez Rodriguez, H., & Mora- Olivo, A. (2015). Estado actual del conocimiento de la estructura arborea y arbustiva del matorral espinoso tamaulipeco del noreste de México. *Revista Iberoamericana de Ciencias*, 2(7), 69–80. <https://www.researchgate.net/publication/328729600>
- Alanís Rodríguez, E., Mora Olivo, A., & Marroquin de la Fuente, J. S. (2020). *Muestreo ecológico de la vegetación*. Editorial Universitaria de la Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Bettinger, P., Boston, K., Siry, J. P., & Grebner, D. L. (2008). *Forest Management and Planning* (2nd ed.). Academic Press- Elsevier. <https://www.sciencedirect.com/book/9780128094761/forest-management-and-planning#browse-content>
- Buendía-rodríguez, E., Treviño-garza, E. J., Alanís-Rodríguez, E., Aguirre-Calderón, O. A., Gonzalez-Tagle, M. A., & Pompa-García, M. (2019). Estructura de un ecosistema forestal y su relación con el contenido de carbono en el noroeste de México. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 10(54), 4–25. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v10i54.149>
- Carvalho, J. P. F. (2011). Composition and structure of natural mixed-oak stands in northern and central Portugal. *Forest Ecology and Management*, 262(10), 1928–1937. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2011.04.020>
- Castellanos-Bolaños, J. F., Treviño-Garza, E. J., Aguirre-Calderón, O. A., Jiménez-Pérez, J., & Velázquez-Martínez, A. (2010). Diversidad Arborea Y Estructura Espacial De Bosques De Pino-Encino En Ixtlán De Juárez, Oaxaca. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 1(2), 39–52. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v1i2.636>

- Clark, D. B., Hurtado, J., & Saatchi, S. S. (2015). Tropical rain forest structure, tree growth and dynamics along a 2700-m elevational transect in Costa Rica. *PLoS ONE*, *10*(4), 1–18. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0122905>
- Cuahutémoc Méndez, O., Alanís Rodríguez, E., Jiménez Pérez, J., Aguirre Calderón, Ó. A., & Treviño Garza, E. J. (2014). Análisis de la regeneración postincendio en un bosque de pino-encino de la Sierra de Guerrero, México. *Ciencia UANL*, *17*(69), 63–70.
- Dajoz, R. (2002). *Tratado de Ecología* (2nd ed.). Mundiprensa.
- Gadow, K. v, Sánchez Orois, S., & Gabriel, Á. G. J. (2007). *Estructura y crecimiento del bosque*. ResearchGate. [https://www.researchgate.net/publication/265270198\\_Estructura\\_y\\_Crecimiento\\_del\\_Bosque](https://www.researchgate.net/publication/265270198_Estructura_y_Crecimiento_del_Bosque)
- Gadow, K. V, Zhang, C. Y., Wehenkel, C., Pommerening, A., Corral-Rivas, J., Korol, M., Hui, G. Y., Kiviste, A., & Zhao, X. H. (2012). Forest structure and diversity. In P. T & von G. K (Eds.), *Continuous Cover Forestry* (pp. 29–83). Springer Science. [https://doi.org/DOI: 10.1007/978-94-007-2202-6\\_2](https://doi.org/DOI: 10.1007/978-94-007-2202-6_2)
- García García, S. A., Narváez Flores, R., Olivas-García, J. M., & Hernández Salas, J. (2019). Diversidad y estructura vertical del bosque de pino – encino en Guadalupe y Calvo , Chihuahua. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, *10*(53), 41–63. <https://doi.org/https://doi.org/10.29298/rmcf.v10i53.173>
- García Romero, M. G., Narváez Flores, R., Castruita Esparza, L. U., Ayala Martínez, N. G., Núñez López, D., Loera García, F. J., Gutiérrez Jurado, I. H., Bustillos Sandoval, R. D., Ayala Martínez, Y. L., Castruita Esparza, G., & Vélez Máñez, S. L. (2009). *Estudio regional forestal: Region de manejo silvícola de Guachochi*, A. C. Comision Nacional Forestal.
- Graciano-Ávila, G., Aguirre-Calderón, O. A., Alanís-Rodríguez, E., & Luján-Soto, J. E. (2017). Composición, estructura y diversidad de especies arbóreas en un bosque templado del Noroeste de México. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, *4*(12), 535–542. <https://doi.org/10.19136/era.a4n12.1114>
- Hernandez-Salas, J., Aguirre-Calderón, O. A., Alanís-Rodríguez, E., Jiménez-Pérez, J., Treviño-Garza, E. J., Gonzalez-Tagle, M. A., Luján-Álvarez, C., Olivas-García, J. M., & Domínguez-Pereda, L. A. (2013). Efecto del manejo forestal en la diversidad y composición arbórea de un bosque templado del noroeste de México. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y Del Ambiente*, *19*(2), 189–199. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2012.08.052>
- Jiménez, J., Aguirre, O., & Kramer, H. (2001). Análisis de la estructura horizontal y vertical en un ecosistema multicohortal de pino-encino en el norte de México. *Investigacion Agraria, Sistemas y Recursos Forestales*, *10*(2), 355–366. [https://www.researchgate.net/publication/28052703\\_Analisis\\_de\\_la\\_estructura\\_horizonta\\_y\\_vertical\\_en\\_un\\_ecosistema\\_multicohortal\\_de\\_pino-encino\\_en\\_el\\_norte\\_de\\_Mexico](https://www.researchgate.net/publication/28052703_Analisis_de_la_estructura_horizonta_y_vertical_en_un_ecosistema_multicohortal_de_pino-encino_en_el_norte_de_Mexico)
- Kramer, H., & Akça, A. (1995). *Leitfaden zur Waldmeßlehre*. J.D. Saurländer's Verlag.
- Lamprecht, H. (1990). *Silvicultura en los trópicos: los ecosistemas forestales en los bosques tropicales y sus especies arbóreas, posibilidades y métodos para un aprovechamiento sostenido*. Eschborn (Alemania) GTZ.
- Louman, B. (2001). Bases ecologicas. In B. Louman, D. Quiros, & M. Nilsson (Eds.), *Silvicultura de bosques latifoliados húmedos con énfasis en América Central* (pp. 57–62). CATIE. <http://hdl.handle.net/11554/3971>
- Magurran, A. E. (2004). *Measuring Biological Diversity*. Blackwell Science Ltd, a Blackwell Publishing company. [https://www2.ib.unicamp.br/profs/thomas/NE002\\_2011/maio10/Magurran\\_2004\\_c2-4.pdf](https://www2.ib.unicamp.br/profs/thomas/NE002_2011/maio10/Magurran_2004_c2-4.pdf)
- Margalef, R. (1972). *Homage to Evelyn Hutchinson, or why there is an upper limit to diversity*. Transactions of the Connecticut Academy of Arts and Sciences.
- Moreno, C. E., & Halffter, G. (2001). Spatial and temporal analysis of  $\alpha$ ,  $\beta$  and  $\gamma$  diversities of bats in a fragmented landscape. *Biodiversity and Conservation*, *10*, 367–382. <https://doi.org/10.1023/A:1016614510040>

**Recibido:**  
17/febrero/2020

**Aceptado:**  
8/febrero/2021

- Mostacedo, B., & Fredericksen, T. S. (2000). *Manual de Métodos Básicos de Muestreo y Análisis en Ecología Vegetal*. Proyecto de Manejo Forestal Sostenible (BOLFOR). <http://www.bio-nica.info/biblioteca/mostacedo2000ecologivegetal.pdf>
- Návar, J. (2009). Allometric equations for tree species and carbon stocks for forests of northwestern Mexico. *Forest Ecology and Management*, 257(2), 427–434. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2008.09.028>
- Pretzsch, H. (2009). *Forest Dynamics, Growth and Yield. From Measurement to Model*. Springer Berlin Heidelberg. <https://doi.org/10.1007/978-3-540-88307-4>
- Remmert, H. (1991). *The Mosaic-Cycle Concept of Ecosystems* (1st ed.). Springer-Verlag Berlin Heidelberg. <https://doi.org/10.1007/978-3-642-75650-4>
- Rubio Camacho, E., González Tagle, M., Jiménez Pérez, J., Alanís Rodríguez, E., & Ávila Flores, D. (2014). Diversidad y distribución vertical de especies vegetales mediante el índice de Pretzsch. *Ciencia UANL*, 17(65), 34–41. <http://cienciauanl.uanl.mx/?p=799>
- Sánchez M, W. K. (2006). *Estudio de las comunidades de plantas riparias y sus asociaciones florísticas en la cuenca del Río Sabinas, Coahuila, México*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Sánchez Silva, R. (1986). *Vegetación en galería y sus relaciones hidrogeomorfológicas*. Ingeniería Hidráulica En México. <http://www.revistatyca.org.mx/ojs/index.php/tyca/article/view/527/449>.
- Santiago-Pérez, A. L., Ayón Escobedo, A., Rosas-Espinoza, V. C., Rodríguez Zaragoza, F. A., & Toledo González, S. L. (2014). Estructura del bosque templado de galería en la sierra de quila, jalisco. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 5(24), 144–159. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v5i24.326>
- Shannon, C. E. (1948). A Mathematical Theory of Communication. *The Bell System Technical Journal*, 27(3), 379–423. <https://doi.org/10.1002/j.1538-7305.1948.tb01338.x>
- Urbiet, I. R. (2009). Estructura, dinámica y regeneración de los bosques mixtos de alcornoque (*Quercus suber* L.) y quejigo moruno (*Q. canariensis* Willd.) del sur de la Península Ibérica: una aproximación multiescala. *Ecosistemas*, 18(2), 116–121. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=54012144013>
- Villavicencio García, R., Bauche Petersen, P., Gallegos Rodríguez, A., Santiago Pérez, A. L., & Martínez Huerta, F. (2005). Caracterización estructural y diversidad de comunidades arbóreas de La Sierra de Quila. *Boletín IBUG*, 13(1), 67–76. [https://www.researchgate.net/publication/271177387\\_Caracterizacion\\_estructural\\_y\\_diversidad\\_de\\_comunidades\\_arboreas\\_de\\_la\\_Sierra\\_de\\_Quila](https://www.researchgate.net/publication/271177387_Caracterizacion_estructural_y_diversidad_de_comunidades_arboreas_de_la_Sierra_de_Quila)
- Zarco-espinoza, V. M., Valdez-Hernández, J. L., Ángeles-Pérez, G., & Castillo-Acosta, O. (2010). Estructura Y Diversidad De La Vegetación Arbórea Del Parque Estatal Agua Blanca, Macuspana, Tabasco. *Universidad y Ciencia Tropico Humedo*, 26(1), 1–17. <https://doi.org/10.19136/era.a26n1.179>

# **DIVERSIDAD ARBÓREA NATIVA: BASE PARA EL DISEÑO DE SISTEMAS AGROFORESTALES EN UNA COMUNIDAD MAYA EN LA PENÍNSULA DE YUCATÁN, MÉXICO**

## **NATIVE TREE DIVERSITY: BASIS FOR THE DESIGN OF AGROFORESTRY SYSTEMS IN A MAYAN COMMUNITY IN THE YUCATAN PENINSULA, MEXICO**

**B. B. Dzib-Castillo, H. Van der Wal, V. Cervantes-Gutiérrez, W. Cetzal-Ix, C. I. Chanatásig-Vaca y F. Casanova-Lugo.**

DIVERSIDAD ARBÓREA NATIVA: BASE PARA EL DISEÑO DE SISTEMAS AGROFORESTALES EN UNA COMUNIDAD MAYA EN LA PENÍNSULA DE YUCATÁN, MÉXICO.

NATIVE TREE DIVERSITY: BASIS FOR THE DESIGN OF AGROFORESTRY SYSTEMS IN A MAYAN COMMUNITY IN THE YUCATAN PENINSULA, MEXICO.

## DIVERSIDAD ARBÓREA NATIVA: BASE PARA EL DISEÑO DE SISTEMAS AGROFORESTALES EN UNA COMUNIDAD MAYA EN LA PENÍNSULA DE YUCATÁN, MÉXICO

### NATIVE TREE DIVERSITY: BASIS FOR THE DESIGN OF AGROFORESTRY SYSTEMS IN A MAYAN COMMUNITY IN THE YUCATAN PENINSULA, MEXICO

B. B. Dzib-Castillo,  
H. Van der Wal,  
V. Cervantes-Gutiérrez,  
W. Cetzal-Ix,  
C. I. Chanatásig-Vaca  
y F. Casanova-Lugo.

DIVERSIDAD ARBÓREA  
NATIVA: BASE PARA EL  
DISEÑO DE SISTEMAS  
AGROFORESTALES EN  
UNA COMUNIDAD MAYA  
EN LA PENÍNSULA DE  
YUCATÁN, MÉXICO

NATIVE TREE DIVERSITY:  
BASIS FOR THE DESIGN OF  
AGROFORESTRY SYSTEMS  
IN A MAYAN COMMUNITY  
IN THE YUCATAN  
PENINSULA, MEXICO

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 73-89. Enero 2021

DOI:  
10.18387/polibotanica.51.5

**B. B. Dzib-Castillo**

*Tecnológico Nacional de México / I.T. Chiná, Campeche, México.*

**H. Van der Wal**

*El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Tabasco, Tabasco, México.*

**V. Cervantes-Gutiérrez**

*Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco, Ciudad de México, México.*

**W. Cetzal-Ix**

*Tecnológico Nacional de México / I.T. Chiná, Campeche, México.*

**C. I. Chanatásig-Vaca**

*Universidad Internacional Iberoamericana  
Campeche, Campeche, México*

**F. Casanova-Lugo/ [fkzanov@gmail.com](mailto:fkzanov@gmail.com)**

*Tecnológico Nacional de México / I.T. Zona Maya, Quintana Roo, México.*

**RESUMEN:** Los sistemas de producción agropecuarios (SPA) en la Península de Yucatán se han analizado con intenciones a su transformación agroforestal. Sin embargo, son escasos los intentos por diseñar sistemas agroforestales desde una perspectiva de integrar a la vegetación natural (VN) con los SPA y de aprovechar el potencial de capacidad de rebrote de la mayoría de las especies nativas. El objetivo del presente estudio fue caracterizar los sistemas de producción agrícola y la vegetación natural, y proponer diseños agroforestales con base en dicha caracterización en la comunidad de Pomuch, Campeche, México. Se entrevistaron a 54 productores y se visitaron los SPA para identificar las actividades realizadas en cada parcela. En áreas con VN se establecieron 24 sitios circulares de 500 m<sup>2</sup>. Se identificaron los SPA: plantación forestal y frutícola, ganadería, y agricultura (mecanizada, semi-mecanizada y de roza, tumba y quema) y huertos familiares. En áreas con VN se identificaron 45 especies arbóreas, siendo dominantes: *Lysiloma latisiliquum*, *Bursera simaruba* y *Piscidia piscipula*. Se proponen alternativas que incorporan el componente arbóreo, considerando las características de los SPA. Propuestas agroforestales a nivel de parcela buscan favorecer la conectividad entre los SPA y la VN, a través de la creación de conectores de vegetación arbórea que generen un paisaje menos fragmentado e interconectado al incluir árboles en los monocultivos de maíz, dentro y alrededor de los potreros, así como en zonas de transición entre las zonas agropecuarias y la VN, utilizando especies arbóreas nativas de la región como *L. latisiliquum*, *B. simaruba*, *P. piscipula* y *Platymiscium yucatanum*.

**Palabras clave:** agricultura; agroforestería; conectividad; huerto familiar; paisaje; selvas secundarias; selva baja caducifolia.

**ABSTRACT:** The agricultural production systems (APS) in the Yucatan Peninsula (YP) have been analyzed with intentions to their agroforestry transformation. However, the resources for designing agroforestry from a perspective of integration to the natural vegetation (NV) with the APS and to take advantage of the potential of regeneration capacity of most of the native species. The objective is design and characterize the APS and the VN according to the natural resources in the YP, in the community of Pomuch, Campeche, Mexico. Information was collected through interviews with 54 farmers and visits to the APS to identify productive activities. In the areas with NV, 24 temporary circular sites of 500 m<sup>2</sup> was established. The APS were identified: forestry and fruit plantation, livestock, and agriculture (mechanized, semi-mechanized, and slash and burn) and home gardens. In areas with NV, 45 tree species were identified, dominant species were: *Lysiloma latisiliquum*, *Bursera simaruba* and *Piscidia piscipula*. Considering production systems characteristics, alternatives to incorporate trees in the APS were proposed. Agroforestry plot-level proposals, seek to achieve connectivity between the APS and NV, through the creation of connectors for tree vegetation that generate a less fragmented and interconnected landscape by including trees in corn monocultures, in and around the paddocks, as well as in transition zones between agricultural areas and natural vegetation, using tree species native to the region such as *L. latisiliquum*, *B. simaruba*, *P. piscipula* and *Platymiscium yucatanum*.

**Keywords:** agriculture; agroforestry; connectivity; landscape; secondary forests.

## INTRODUCCIÓN

En los trópicos la pérdida neta de bosques entre 2000 y 2005 fue de 9.1 millones de hectáreas de vegetación por años (FAO & JRC, 2012). Este tema es de particular importancia en México, debido a que la deforestación que se registra en la parte tropical es mucho mayor con respecto a otras partes del país (Isaac-Márquez, 2004). Entre 1978 y 2000 se registró una pérdida total de cubierta forestal en el sureste de México de 4,179,000 ha. En este sentido, Chiapas, Yucatán y Campeche perdieron una cobertura total de 2,909,956 ha, principalmente en bosques caducifolios y subcaducifolios (Díaz-Gallegos *et al.*, 2010). Se ha señalado como factores determinantes del proceso de deforestación a la siembra de cultivos comerciales, la demanda de productos agrícolas para la alimentación y la generación de energía (Lambin & Meyfroidt, 2011). Aunado a políticas oficiales y programas de subsidio que motivan el establecimiento de grandes extensiones de agricultura mecanizada con monocultivos (Schmink, 1995; Bocco *et al.*, 2001), resultando en la homogenización del paisaje en áreas extensas y la pérdida de biodiversidad (Holzschuh *et al.*, 2007).

La transformación del paisaje ha sido un fenómeno recurrente en la península de Yucatán (PY). En los años 70's y 80's se establecieron monocultivos en los terrenos llamados bajos (selvas bajas inundables), áreas hasta entonces no cultivadas debido a su inundación temporal en el periodo de lluvias; asimismo, se estimuló el abandono de la agricultura de roza, tumba y quema en los lomeríos, lo que propició la regeneración de la vegetación desde ese entonces (Pat-Fernandez *et al.*, 2007). Esta transformación se acentuó en 1995 cuando se puso en marcha el programa Alianza para el Campo, el cual incluyó varios subprogramas para financiar el desarrollo rural a través de equipamiento y mecanización rural para el establecimiento de praderas en las áreas de planicies (Reyes-Hernández *et al.*, 2003).

Para contrarrestar el impacto de los monocultivos en las áreas planas o bajos, se propuso iniciativas como establecimiento de sistemas agroforestales, los cuales permiten a los productores obtener alimentos para sus familias y al mismo tiempo conservan y obtienen diversos bienes y servicios de los recursos forestales (Holzschuh *et al.*, 2007).

A nivel de paisaje, las parcelas cultivadas y las áreas con vegetación natural conforman un entorno diverso de componentes estructurales y funcionales donde cada elemento tiene un espacio y rol establecidos. Estos componentes más que formar una yuxtaposición de simples

elementos, se interrelacionan y no pueden separarse (Popa, 2012) generando un sistema agroforestal a nivel de paisaje, donde las parcelas agropecuarias interactúan con las áreas remanentes de vegetación.

En la PY se han analizado los sistemas de producción agropecuarios con miras a su transformación agroforestal (Haggar *et al.*, 2001; Snook, 2004), dichos análisis indican que los productores generalmente están dispuestos a experimentar con diseños agroforestales y a incorporar especies maderables con valor comercial en sus parcelas agrícolas. Sin embargo, son escasos los intentos de diseñar agroforestería desde una perspectiva de integración de especies de la vegetación regional con los sistemas agrícolas (Cervantes-Gutierrez *et al.*, 2014). Lo anterior sería posible aprovechando el gran potencial de la capacidad de rebrotar de la mayoría de las especies nativas (Román-Dañobeytia *et al.*, 2014), considerando que las especies que rebrotan tienen un gran potencial de resiliencia y compiten con mayor éxito comparadas con las plántulas de vivero (Macario-Mendoza, 2003). Para aprovechar la actitud de los productores hacia la agroforestería y favorecer la integración de la vegetación regional en estas prácticas, se deberían identificar los métodos más apropiados para la incorporación de especies maderables nativas con valor comercial dentro de las áreas agropecuarias, tomando en consideración las características de cada sistema de producción e identificando las áreas donde los árboles pueden desarrollarse sin afectar la producción de los cultivos agrícolas.

Por lo tanto, la integración de especies arbóreas nativas en los sistemas de producción agrícola permitiría entonces incrementar la conectividad entre las áreas remanentes de vegetación y áreas fragmentadas por la agricultura (Lawrence *et al.*, 2004). Además, representaría hábitats fuera de las áreas naturales protegidas para la conservación de especies (Bhagwat *et al.*, 2008), debido a que promueven la conectividad del paisaje al minimizar el impacto que generan las actividades antropogénicas en el paisaje y sin afectar la producción de los cultivos agrícolas existentes. Por lo anteriormente planteado, el objetivo del presente estudio fue caracterizar los sistemas de producción agrícola y la vegetación natural, y con ello proponer diseños agroforestales con base en dicha caracterización en la comunidad de Pomuch, Campeche, México.

## MATERIAL Y MÉTODOS

### Área de estudio

El estudio se realizó en la temporada de secas (febrero a julio del 2016) en la comunidad de Pomuch, localizada al suroeste de la PY, México. La zona se ubica en una planicie pedregosa del tipo Rendzinas con selva baja caducifolia, que colinda con la zona de manglares, y un área de lomeríos que rodea valles de diferentes extensiones (Zamora-Crescencio, 2003). La precipitación y temperatura media anual son de 1,113 mm y 26.9 °C. El clima es de tipo  $Aw_0$ , con lluvias en verano, cinco meses secos y lluvia invernal menor de 5% (Orellana-Lanza *et al.*, 1999). En esta comunidad existe un total de 8694 pobladores (INEGI, 2010), de los cuales, el 74% de la población es de origen indígena Maya (CDI, 2010).

### Entrevistas y sistemas productivos

Se seleccionó la comunidad Maya de Pomuch, ubicada en el municipio de Hecelchakán, Campeche, México considerando que esta comunidad conserva tradiciones agrícolas precolombinas como la milpa. Dentro de esta comunidad se entrevistaron al azar a 54 productores, 10% de los 540 productores activos. Todos fueron hombres de entre 30 y 60 años de edad con estudios básicos (primaria, secundaria). A estos productores se les aplicó un cuestionario con preguntas cerradas para obtener información sobre los sistemas de producción (SP), superficies sembradas, número de parcelas por productor, tipos y métodos de establecimiento de los cultivos, presencia de árboles dentro y alrededor de los diferentes SP, insumos empleados y labores de cultivo. Se visitaron 170 parcelas de los productores entrevistados donde se determinaron sus coordenadas geográficas. Se categorizaron los

sistemas de producción a partir de los datos generados distinguiendo, a partir de la tecnología de la producción, entre agricultura mecanizada, agricultura semi-mecanizada, agricultura de roza tumba y quema (sistema de producción manual, el cual cada determinado tiempo cambia de sitio, para lo cual se derriba vegetación natural para establecerse, siendo un método de cultivo rotativo que se establece en zonas con lomeríos), agricultura de espeque (sistema de producción manual que se práctica en un solo lugar, sin tener que derribar vegetación natural para establecerse cada determinado tiempo), ganadería, fruticultura, plantación forestal, y huerto familiar. Posteriormente, los datos obtenidos fueron analizados con el programa Excel 2016®, con el cual se identificó y clasificó la información para responder a los objetivos planteados.

### **Caracterización de la vegetación natural**

Se realizó un muestreo en las áreas con vegetación natural (VN) remanente, tanto en lomeríos como en planicies, alrededor de las áreas de uso agropecuario para identificar la estructura y composición arbórea, estableciendo 24 sitios temporales, los cuales se eligieron de forma aleatoria. Para esto se utilizaron parcelas circulares de 500 m<sup>2</sup>, donde se midieron todos los árboles mayores a 10 cm de DAP (diámetro a la altura del pecho) a 1.3 m de altura desde el suelo, así como la altura total. En el área central de la parcela se estableció una subparcela de 100 m<sup>2</sup> donde se tomaron los mismos datos para cada árbol medido entre 3 y 10 cm de DAP. Se identificaron las especies en campo por su nombre local y se recolectaron muestras botánicas para la identificación de las especies en el herbario Universiada Autónoma de Campeche y con el listado de Carnevali *et al.* (2010). Con el programa ILWIS 3.31® (Koolhoven *et al.*, 2007), se desplegaron las coordenadas de las parcelas sobre una imagen base del área del 2016 del Google Earth®, ubicando la distribución de las parcelas cultivadas.

## **RESULTADOS**

### **Caracterización de los sistemas de producción**

La superficie de los sistemas de producción (SP) en promedio fue de  $2.5 \pm 1.92$  hectáreas, presentando variaciones dentro de cada uno en su tamaño y número de SP (Tabla 1). El número promedio de parcelas por productor fue de  $3.08 \pm 1.36$ ; en cuanto a plantaciones forestales solamente se encontró una plantación de cedro dentro de los sistemas de producción agrícola (SPA), tuvieron mayor presencia el sistema semi-mecanizado (SMM) y el sistema mecanizado (SM). En ambos SPA fue común la presencia de policultivos, pero la frecuencia fue mayor en el SMM (94% de parcelas de policultivo). En el caso de la agricultura de espeque, 78% de las parcelas fueron de policultivo, mientras fue menor en parcelas de SM (58%). La densidad de siembra del maíz fue 25% mayor en el SM ( $63\ 900$  plantas ha<sup>-1</sup>) con respecto al SMM ( $48\ 560$  plantas ha<sup>-1</sup>), tanto en policultivo como en monocultivo (Tabla 1).

El cultivo de maíz (*Zea mays* L.) en Pomuch se realiza con semilla criolla y comercial. En el SM, 9% de los productores utilizan semilla criolla y 91% semilla comercial; y en el SMM, 31% utiliza semilla criolla y 69% semilla comercial. El maíz es el cultivo predominante en la producción agrícola, aunque en su mayoría los productores (47) combinan el maíz con calabaza menuda (*Cucurbita moschata* Duchesne) y en menor medida la chihua (*Cucurbita mixta* Pangalo) (Tabla 2).

### **Sistemas de producción y especies arbóreas**

Los 54 productores entrevistados poseen un huerto familiar, y consideran que este aporta diversos productos a la economía familiar (Tabla 1). En estos huertos se encontró seis especies de árboles maderables provenientes de la VN, mantenidas por los productores para diversos usos (Tabla 3). En el caso del cultivo de árboles frutales, el 18 % del total de los productores cuentan con parcelas frutícolas con una superficie promedio de  $1,33 \pm 0,87$  ha, las cuales cultivan de tres formas: dispersos dentro de las áreas agrícolas, en forma de monocultivos o en

plantaciones mixtas (árboles de diferentes especies) en áreas compactas; sin embargo, muchas de estas plantaciones ya son viejas y requieren ser renovadas.

De las 170 parcelas visitadas, 4.7 % estuvieron dedicadas a la producción ganadera (de tipo extensiva y abocada a la producción de bovinos) (Tabla 1). La presencia de árboles en los potreros es visible, en su totalidad por 13 especies maderables nativas, cuatro de estas utilizadas como cercas vivas y las restantes dispersas al interior de los potreros como sombra o para alimentación de los animales (Tabla 4).

**Tabla 1.** Descripción de los sistemas de producción identificados en el ejido de Pomuch, Campeche, México. NP = Número de parcelas. PAS = Promedio de área por sistema (ha). FU = Frecuencia de uso: A: Anual (+ = 5 a 6 años y descansos por un mismo lapso; ++ = siembra en junio y cosecha en diciembre y enero; +++ siembra en junio y cosecha en enero-diciembre). P: Permanente. TSE = Topografía del sitio de establecimiento. DSCP = Densidad de siembra del cultivo principal. (\*) Área urbana. Actividades de manejo: Manejo mínimo (MM), Siembra con esquepe (SCE), deshierbe manual (DM), aplicación de herbicidas (AH), aplicación de fertilizantes (AF)

Sistema de producción	NP	PAS (ha)	FU	TSE	Productos	DSCP	Actividades de manejo
Huerto familiar	54	0,17±0,24	P	Plana*	Especies frutales, maderables, medicinales y ornamentales	N/A	MM
Agricultura de Rosa, Tumba y Quema	1	0,50	A (+)	Ladera	Maíz (cultivo principal, rendimiento promedio de 1 ton ha <sup>1</sup> ) intercalado con calabaza menuda	30,000 plantas ha <sup>-1</sup>	SE, DM, AH
Agricultura de Espeque	15	1,53±1,49	A (++)	Plana y pedregosa	Maíz (cultivo principal) intercalado con calabaza menuda y chihua.	41,850 plantas ha <sup>-1</sup>	SE, DM, AH, AF
Agricultura Semi-mecanizada	39	2,02±1,02	A (++)	Plana	Maíz intercalado con calabaza menuda y chihua	48,560 plantas ha <sup>-1</sup>	SE, DM, AH (preparación del terreno con maquinaria, cosecha de forma manual)
Agricultura Mecanizada	34	3,68±2,36	A (+++)	Plana	Maíz (cultivo principal) se combina con otros cultivos tal como en los otros sistemas	63,900 plantas ha <sup>-1</sup>	Preparación del terreno y siembra con maquinaria, algunas actividades de forma manual. Uso de AH y AF
Fruticultura	18	1,33±0,87	P	Plana	Mango ( <i>Manguifera indica</i> ), naranja dulce ( <i>Citrus sinensis</i> ), ciruelo ( <i>Spondias purpurea</i> )	Variable	MM (plantaciones viejas y con pocos cuidados)
Ganadería	8	8,19±5,87	P	Plana y con laderas	Ganadería (tipo extensivo), enfocada a bovinos para producir becerras que amplíen o mantengan el hato, 10 animales en promedio por productor	N/A	MM (potreros con pastos naturales, se chapean para favorecer su crecimiento, se mantienen con cercas vivas y postes de madera muerta y con reemplazo cada cinco años)
Forestal	1	0,12	P	Plana	Especie maderable ( <i>C. odorata</i> ) con manejo mínimo	100 árboles (aprox.)	MM

**Tabla 2.** Superficie total plantada para los principales cultivos anuales en Pomuch, Campeche, considerando una muestra de 54 productores. NP = Número de productores. STS = Superficie total sembrada. SPC = Superficie por cultivo.

Nombre científico	Nombre común	NP	STS (ha)	SPC (%)
<i>Zea mays</i>	Maíz	53	215.1	52.98
<i>Cucurbita moschata</i>	Calabaza menuda	35	115.6	28.47
<i>Cucurbita mixta</i>	Calabaza chihua	24	41.2	10.15
<i>Phaseolus lunatus</i>	Ibes	13	20.9	5.15
<i>Phaseolus vulgaris</i>	Fríjol de guía	12	6.2	1.53
<i>Vigna unguiculata</i>	Xpelon	4	5.8	1.43
<i>Ipomoea batatas</i>	Camote	2	0.5	0.12
<i>Arachis hypogaea</i>	Cacahuate	1	0.4	0.1
<i>Citrullus lanatus</i>	Sandía	1	0.2	0.05
<i>Pachyrhizus erosus</i>	Jícama	1	0.1	0.02

**Tabla 3.** Especies maderables presentes en áreas de vegetación natural y en huertos familiares del ejido de Pomuch, Campeche, México.

Especie	Huerto familiar (individuos ha <sup>-1</sup> )	Vegetación natural (individuos ha <sup>-1</sup> )
<i>Lysiloma latisiliquum</i> (L.) Benth	1	593
<i>Bursera simaruba</i> (L.) Sarg.	1	323
<i>Piscidia piscipula</i> (L.) Sarg.	3	174
<i>Havardia albicans</i> Britton & Rose	0.1	23
<i>Caesalpinia violacea</i> (Mill.) Standl.	1	8
<i>Apoplanesia paniculata</i> C. Presl	2	3

**Tabla 4.** Especies presentes dentro de los sistemas de producción ganadero del ejido de Pomuch, Campeche, México. Abreviaturas: presente (+), No presente (-).

Especies	Especies al interior del potrero	Especies vivas en cercas	Especies muertas en cercas
<i>Lysiloma latisiliquum</i> (L.) Benth	+	-	-
<i>Bursera simaruba</i> (L.) Sarg.	+	+	-
<i>Piscidia piscipula</i> (L.) Sarg.	+	+	+
<i>Gymnopodium floribundum</i> Rolfe	+	-	-
<i>Mimosa bahamensis</i> Benth.	+	-	+
<i>Thouinia paucidentata</i> Radlk.	+	-	+
<i>Vitex gaumeri</i> Greenm.	+	-	-
<i>Caesalpinia gaumeri</i> Greenm.	+	+	+
<i>Havardia albicans</i> Britton & Rose	+	+	+
<i>Acacia gaumeri</i> S.F. Blake	+	-	+
<i>Caesalpinia violacea</i> (Mill.) Standl.	+	-	-
<i>Spondias purpurea</i> L.	+	-	-
<i>Tecoma stans</i> Juss.	+	-	-

### Distribución geográfica de los sistemas de producción

Los huertos familiares se registraron en la zona urbana del ejido, las parcelas ganaderas y frutícolas en la cercanía de la comunidad, a una distancia menor a 6 km. Las parcelas frutícolas se identificaron en áreas compactas cerca de los pozos en los valles; las parcelas agrícolas en los valles desde menos de uno hasta 20 km de distancia al área urbana de la comunidad. Algunas parcelas recién desmontadas están en los valles pequeños que se encuentran dispersos entre los lomeríos, al suroeste de la población (fig. 1). La agricultura mecanizada con monocultivos se encuentra a más de 10 km del pueblo, los policultivos y agricultura semi-mecanizada están distribuidos a diferentes distancias, desde el pueblo hasta los límites del ejido. Las parcelas de agricultura de espeque se dividen en parcelas cercanas en las tierras pedregosas y planas al oeste del poblado, y parcelas más alejadas en áreas recién desmontadas que serán destinadas a la agricultura semi-mecanizada en el futuro. Esto muestra que existe una fragmentación del paisaje que era dominado por una matriz forestal y que actualmente está siendo dominada por los sistemas agropecuarios. El establecimiento de corredores con árboles a través de los sistemas agropecuarios permitiría disminuir la fragmentación uniendo la vegetación natural.

### Vegetación natural

El área de muestreo fue en total 1.2 ha (24 sitios de 500 m<sup>2</sup>), de esta superficie 0.4 ha (8 sitios) correspondieron al área de planicie y 0.8 ha al área de lomeríos (16 sitios). Se identificó un total de 45 especies arbóreas, 20 de estas se encontraron en ambas condiciones topográficas, 16 en planicie y nueve en lomeríos (Tabla 5). Con respecto a las categorías diamétricas, 20 especies presentaron individuos en categorías de DAP > 10 cm y  $\geq 3 \leq 10$  cm, 22 no presentaron individuos con DAP > 10 cm, y tres sólo presentaron individuos con DAP > 10 cm (Tabla 5).

En cuanto al área basal estimada, para la zona de planicies y lomeríos se obtuvieron 9 m<sup>2</sup> ha<sup>-1</sup> y 11.6 m<sup>2</sup> ha<sup>-1</sup>, respectivamente. En ambos casos la mayor área basal fue aportada por los árboles con DAP > 10 cm, 7.7 m<sup>2</sup> ha<sup>-1</sup> y 9.5 m<sup>2</sup> ha<sup>-1</sup>, respectivamente; por su parte, árboles con DAP  $\leq 10$  cm tuvieron menor área basal, 1.3 m<sup>2</sup> ha<sup>-1</sup> en planicies y 2.1 m<sup>2</sup> ha<sup>-1</sup> para lomeríos. En planicies y lomeríos las especies con mayor área basal fueron *Lysiloma latisiliquum* (L.) Benth., *Bursera simaruba* (L.) Sarg. y *Piscidia piscipula* (L.) Sarg., las cuales en conjunto aportaron 87% y 75%, respectivamente (Tabla 5). En áreas planas, las especies *L. latisiliquum*, *B. simaruba*, *P. piscipula*, *Plumeria obtusa* L. y *Vitex gaumeri* Greenm. con DAP > 10 cm, aportaron 97% del total del área basal; mientras en la categoría diamétrica < 10 cm, 97% del área basal se distribuyó entre 17 especies. Por su parte, en el área de lomeríos, *L. latisiliquum*, *B. simaruba*, *P. piscipula*, *V. gaumeri* y *Diospyros cuneata* con DAP > 10 cm, aportaron 94% del área basal, a diferencia de la categoría diamétrica entre 3 y 10 cm, donde el 93% del área basal se distribuyó entre 16 especies (Tabla 5).

Se estimaron 940 individuos por hectárea en el área plana y 1 404 en el área de lomeríos. Dentro de la categoría diamétrica  $\leq 10$  cm se estimó un total de 1 419 individuos ha<sup>-1</sup>, mientras que en la categoría >10 cm de DAP se estimaron 925 individuos ha<sup>-1</sup>. La densidad de individuos por hectárea fue mayor en la categoría entre 3 y 10 cm de DAP tanto en lomeríos como en planicies (Tabla 5). Considerando las dos categorías diamétricas y las dos condiciones topográficas, se identificaron seis especies que comparten ambas condiciones topográficas: *Harvardia albicans*, *L. latisiliquum*, *B. simaruba*, *Caesalpinia gaumeri* Greenm., *P. piscipula* y *Vitex gaumeri*. De todas las especies, las de mayor número de individuos por hectárea fueron: *L. latisiliquum*, *B. simaruba*, *Lonchocarpus xuul* Lundell, *P. piscipula* y *G. floribundum* Rolfe (Tabla 5).

De las especies con mayor número de individuos, en cada categoría diamétrica por condición topográfica, *L. latisiliquum* presentó el mayor número de individuos por hectárea en la categoría diamétrica mayor a 10 cm en ambas condiciones topográficas, mientras que en la categoría entre 3 y 10 cm de DAP en lomeríos, *L. xuul* fue la especie con el mayor número de individuos por hectárea y *G. floribundum* para el área de planicies (Tabla 5).

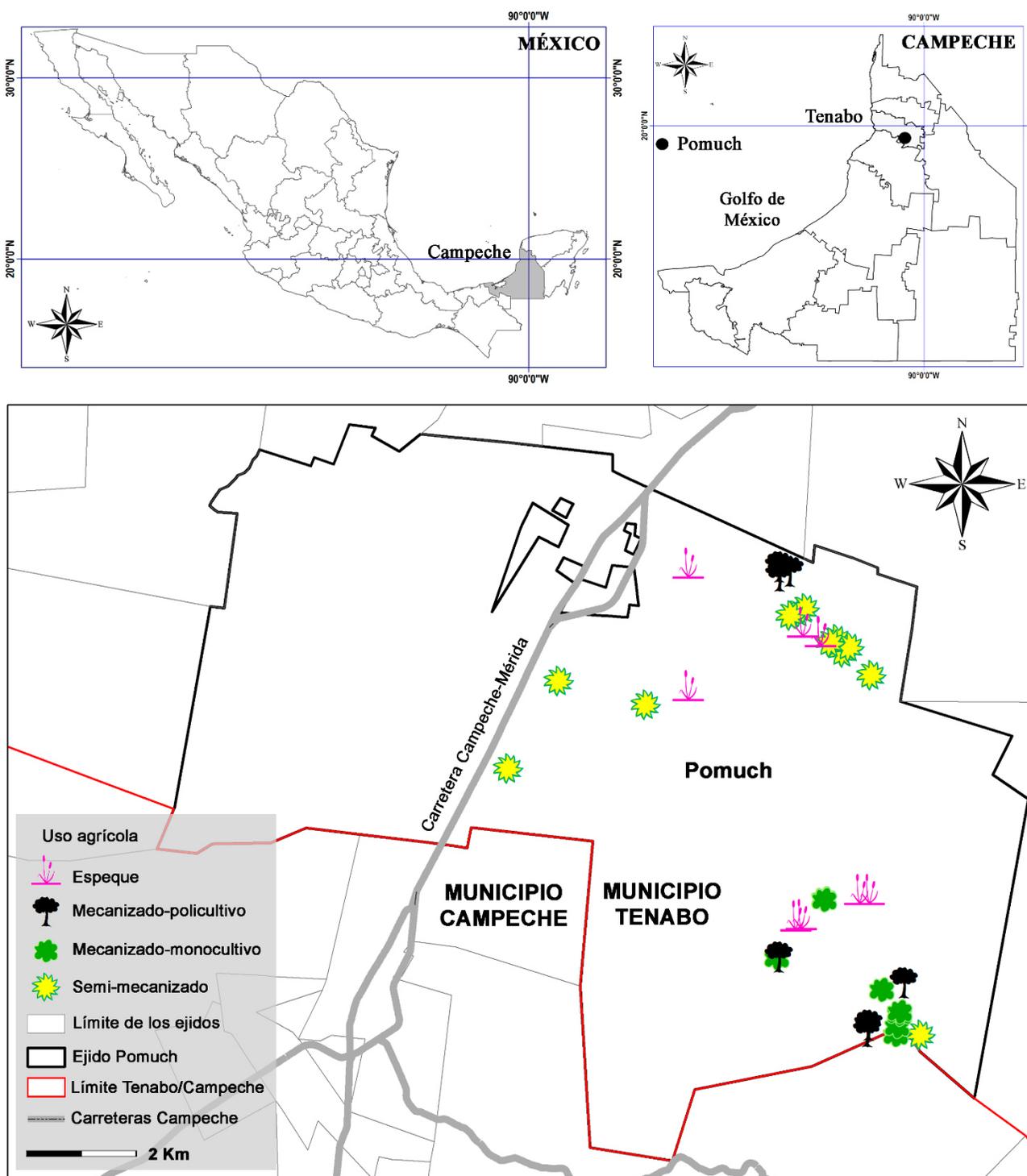


Fig. 1. Distribución de sistemas de producción en Pomuch, Campeche, México.

**Tabla 5.** Número de individuos y porcentaje de área basal (AB) por especie en selva baja caducifolia del ejido de Pomuch, Hecelchakán, Campeche, México.  
DAP= diámetro a la altura del pecho.

Especies	Loma				Plano			
	DAP>10 cm		DAP 3-10 cm		DAP>10 cm		DAP 3-10 cm	
	Individuos ha <sup>-1</sup>	AB (%)						
<i>Acacia gaumeri</i> S.F. Blake	3	0.4	4	0.6			3	0.6
<i>Acacia milleriana</i> Standl.	1	0.1					5	0.9
<i>Apoplanesia paniculata</i> C. Presl	3	0.2						
<i>Astronium graveolens</i> Jacq.							8	0.6
<i>Bauhinia jenningsii</i> P. Wilson			5	0.7				
<i>Bouyeria pulchra</i> Millsp. ex Greenm.	1	0.1	30	3.2			8	0.9
<i>Bunchosia glandulosa</i> DC.			5	0.8			3	1.2
<i>Bursera simaruba</i> (L.) Sarg.	146	26.7	56	12.5	88	23.9	33	6.2
<i>Caesalpinia gaumeri</i> Greenm	3	0.5	5	0.5	3	0.3	30	3.7
<i>Caesalpinia vesicaria</i> L.			4	0.3				
<i>Caesalpinia violacea</i> (Mill.) Standl.					8	1.2		
<i>Cnidocolus multilobus</i> (Pax.) I.M. Johnston							3	0.1
<i>Coccoloba barbadensis</i> Jack.	1	0.2	11	1.6				
<i>Cochlospermum vitifolium</i> (Willd.) Spreng.	3	0.3					3	0.4
<i>Croton reflexifolius</i> Kunth	4	0.4	9	0.6				
<i>Dendropanax arboreus</i> (L.) Decne. & Planch.			3	0.3				
<i>Diospyros cuneata</i> Standl.	24	3.0	61	8.5			5	1.3
<i>Erythroxylum confusum</i> Britton			4	0.4				
<i>Eugenia yucatanensis</i> Standley			10	0.7			13	1.1
<i>Exostema caribaeum</i> (Jacq.) Roem. & Schult.			19	1.5			20	2.1
<i>Gliricidia sepium</i> ( Jacq. ) Kunth	1	0.1	5	0.5				
<i>Guettarda elliptica</i> Sw.			35	2.1			30	2.6

Especies	Loma				Plano			
	DAP>10 cm		DAP 3-10 cm		DAP>10 cm		DAP 3-10 cm	
	Individuos ha <sup>-1</sup>	AB (%)						
<i>Gymnopodium floribundum</i> Rolfe	5	0.5	41	5.5			83	10.2
<i>Hampea trilobata</i> Standl.			4	0.4				
<i>Havardia albicans</i> Britton & Rose	5	1.1	3	0.6	5	1.4	10	3.5
<i>Hintonia octomera</i> (Hemsley) Bullock							3	0.2
<i>Hyperbaena winzerlingii</i> Sandl.			1	0.2				
<i>Jatropha gaumeri</i> Greenm.							10	1.4
<i>Lonchocarpus xuul</i> Lundell	13	1.5	228	21.1				
<i>Lysiloma latisiliquum</i> (L.) Benth	223	48.4	45	9.4	220	62.8	105	34.4
<i>Mimosa bahamensis</i> Benth	4	0.4	38	3.7			53	5.3
<i>Neomillspaughia emarginata</i> S.F.Blake			5	0.3			8	0.5
<i>Piscidia piscipula</i> (L.) Sarg.	71	10.4	35	7.8	35	7.0	33	8.9
<i>Platymiscium yucatanum</i> Standl.	4	0.4	11	2.4				
<i>Plumeria obtusa</i> L.					8	1.7	3	1.1
<i>Psidium sartorianum</i> (O.Berg) Nied.							3	0.3
<i>Randia aculeata</i> L.			33	1.7			58	4.2
<i>Senna atomaria</i> (L.) H.S.Irwin & Barneby							3	0.2
<i>Sickingia salvadorensis</i> Standl			1	0.2				
<i>Sideroxylon americanum</i> (Miller) T.D.Penn.	1	0.1	83	5.8				
<i>Spondias purpurea</i> L.			3	0.2				
<i>Swartzia cubensis</i> (Britton & P. Wilson) Standl.	1	0.1						
<i>Tecoma stans</i> Juss							3	0.6
<i>Thouinia paucidentata</i> Radlk			48	3.9			25	4.7
<i>Vitex gaumeri</i> Greenm.	35	5.0	13	2.1	10	1.8	10	2.5
<b>TOTAL</b>	<b>550</b>	<b>100</b>	<b>854</b>	<b>100</b>	<b>375</b>	<b>100</b>	<b>565</b>	<b>100</b>

## DISCUSIÓN

Al caracterizar los SP en el ejido Pomuch, se observó la ausencia de árboles integrados dentro de los SPA; sin embargo, el componente arbóreo (CA) sí está presente en los sistemas ganaderos, en las plantaciones de cultivos frutales y en la única plantación forestal presente en el ejido. Para integrar el CA dentro de los SP es necesario considerar la densidad de siembra del cultivo principal (García *et al.*, 2001). En el caso del SP mecanizado, donde la densidad de siembra del maíz es la más alta, la integración de árboles tendría que realizarse en los límites de las parcelas.

Otro aspecto importante es la combinación de diferentes cultivos anuales en una misma superficie, ya que los productores lo practican comúnmente. Aunque no se observó la presencia del CA dentro de este SP, podrían integrarse, debido a la baja densidad del cultivo principal (maíz). Esto no afectaría de forma inmediata la producción de maíz y aumentaría la probabilidad de obtener productos de especies con distintos requerimientos ecológicos en el mismo espacio. Según García *et al.* (2001) y Limongi-Andrade *et al.* (2004), las ventajas de combinar árboles con maíz son la madera y forraje, reducción de la erosión y aumento de la fertilidad del suelo, y aumento de la capacidad de almacenamiento de agua en el suelo, así como la conservación de especies vegetales y animales.

En los sistemas de producción ganadero se identificaron árboles maderables nativos dispersos al interior de los potreros (Tabla 4), su presencia indica la posibilidad de introducirlos en estos sistemas; dichas especies podrían aportar forraje y mejorar el suelo, transformándolos en sistemas silvopastoriles más productivos (Villanueva-Partida *et al.*, 2019). En los monocultivos con árboles frutales, se observaron árboles viejos que requieren ser renovados, abriendo la posibilidad de integrar cultivos agrícolas de ciclo corto mientras los árboles aún son pequeños, cuando la sombra de las copas cierre el dosel se podrían integrar cultivos que soporten sombra; esto permitiría incrementar la eficiencia del uso de la tierra y el ingreso económico para el productor (Gao *et al.*, 2013).

Respecto al ámbito forestal, el que exista una sola plantación con una especie maderable dentro de la comunidad, sugiere que los productores no identifican a este tipo de plantaciones como un medio para obtener recursos económicos; posiblemente la VN cubre las necesidades de madera de la población, mientras las plantaciones forestales para aserrío tienen un retorno económico a mediano y largo plazo. Una manera de incentivar el establecimiento de árboles, sería establecerlos en diferentes áreas de las parcelas agropecuarias, utilizándolos como hospederos o precursores de especies que ofrezcan un beneficio a corto y largo plazo. Un ejemplo sería el cultivo de pitahaya (*Hylocereus undatus* (Haw.) Britton & Rose) que crece sobre los árboles, aporta frutos anualmente y genera recursos económicos a través de su comercialización (Cálix de Dios *et al.*, 2014; Castillo-Martínez *et al.*, 2014).

En Pomuch existen áreas de vegetación forestal remanente en lomeríos y planos, éstas son relictos de lo que antes fue un área forestal más amplia y que actualmente se encuentra fragmentada por el uso agrícola, principalmente en las áreas planas. En estas áreas existen recursos maderables utilizados por los productores para cubrir sus necesidades de madera para leña y construcción. Estos recursos no tienen un manejo planificado y son aprovechados indiscriminadamente, afectando las poblaciones de las especies maderables más demandadas (p. ej. *Cedrela odorata* L. y *Platymiscium yucatanum* Standl.), las cuales deben considerarse para realizar trabajos de enriquecimiento dentro de las áreas con VN, estableciendo plantaciones en brechas o claros dentro de estas áreas. Además, que algunas de esas especies pueden ser integradas a los sistemas productivos generando sistemas agroforestales que mantengan la diversidad y aporten recursos maderables a los productores (García *et al.*, 2001; Limongi-Andrade *et al.*, 2004).

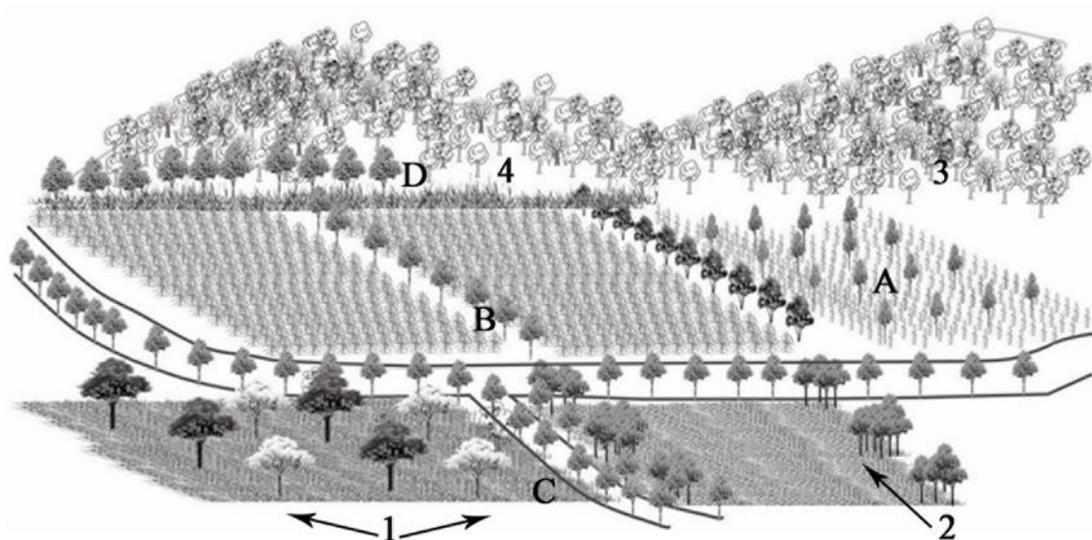
Dentro de esta VN se presenta un proceso de regeneración que está sustentado por el mayor número de individuos entre 3 y 10 cm de DAP en la mayoría de las especies, lo que puede

atribuirse al abandono de la agricultura de roza-tumba y quema en los lomeríos en los años 80's y debido a que el mayor porcentaje de área basal bajo ambas condiciones topográficas, solo se registró en *L. latisiliquum* (demandada comercialmente). Es evidente que en los fragmentos de VN, los productores podrían propiciar la presencia de especies con mayor valor comercial, promoviendo su mejor desarrollo a través de aclareos (Lamb *et al.*, 2005).

La presencia de altos porcentajes de área basal de una especie con demanda en el mercado, permitiría su aprovechamiento mediante prácticas de extracción de bajo impacto, tales como aprovechar diámetros mayores, reforestar o incentivar la regeneración de dichas especies, certificación de aprovechamientos que disminuyan los efectos sobre el suelo y agua (Sist, 2000; Orozco-Vílchez, 2004). Con la información obtenida en la VN, se plantean algunas combinaciones de cultivos agrícolas con especies maderables nativas, las cuales buscan propiciar la interconexión, aumentar la biodiversidad y disminuir la fragmentación del paisaje en el ejido de Pomuch.

### Árboles al interior de los cultivos de maíz

Maíz-Jabín en callejones. El "jabín" (*Piscidia piscipula*) es una leguminosa que fija nitrógeno atmosférico, restituyendo el extraído por los cultivos y/o pastos dándole sostenibilidad al SP. Es una especie que tolera la poda, generando rebrotes aún con podas severas, lo cual permitiría podarla cuando el exceso de sombra generado por su copa afecte el cultivo agrícola adenaño y usar su follaje en la alimentación del ganado o como materia orgánica en el suelo. Su madera es de buena calidad para la construcción de viviendas, preferida como leña y para la elaboración de carbón, además las flores permiten obtener miel de buena calidad (Zamora-Crescencio *et al.*, 2009); además, es una de las especies más abundantes en las áreas de VN del ejido de Pomuch (Tabla 5). Estas características la hacen una especie con alto potencial para ser aprovechada por los productores, estableciéndola en hileras dentro de los SPA de espeque y semi-mecanizado, aprovechando la baja densidad del cultivo de maíz. La densidad de los árboles dentro del cultivo debe ser baja para limitar la sombra de los árboles sobre el cultivo agrícola y permitir el uso de maquinaria agrícola (fig. 2).



**Fig. 2.** Opciones para la introducción del componente arbóreo dentro de un entorno productivo en el ejido de Pomuch, Campeche, México. A. Árboles de *P. piscipula* intercalados con cultivos de *Z. mays*. B. árboles de especies maderables nativas (*C. odorata* y *P. yucatanum*) en bordes de caminos y límites de parcelas. C. distribución de árboles nativos al interior de los potreros en forma dispersa (1) y agrupados (2). D. establecimiento de árboles en áreas de transición entre áreas de cultivos y áreas con VN en lomeríos. (3) antes de la introducción de árboles y (4) después de la introducción de árboles.

### Árboles en bordes

Una forma de conectar fragmentos forestales es por medio del establecimiento de árboles en línea entre los límites de las parcelas y caminos (fig. 2). En Pomuch una alternativa sería el uso del granadillo (*P. yucatanum*) y el cedro (*C. odorata*), ambas son especies nativas con demanda en el mercado por su madera de alta calidad. Lo anterior motivaría propagarlas y establecerlas, ya que los resultados del muestreo indican poca presencia del granadillo y nula presencia de cedro en las áreas de VN (Tabla 5). Por otro lado, existe la opción de utilizar a *B. simaruba*, considerando que es un árbol que enraíza fácilmente y se puede obtener árboles a partir de ramas o postes establecidos en los cercos, además de puede funcionar como tutor de otras especies de plantas, como la pitahaya (*Hylocereus* spp.) (Cáliz de Dios *et al.*, 2014), entre otras funciones como planta forrajera y medicinal. El establecerlos en los límites de parcelas y caminos mejoraría el paisaje, disminuiría la tala de árboles para cercas con postes, y se dispersarían las semillas hacia áreas cercanas.

### Árboles en potreros

Los árboles dentro de los sistemas de producción ganadero pueden aportar forraje con alto valor proteico, madera, leña, frutas, fijación de nitrógeno atmosférico al suelo y sombra para el ganado (Zamora-Crescencio *et al.*, 2009; Casanova-Lugo *et al.*, 2014). Para este sistema se propone incrementar la densidad de *P. pispipula* y *L. latisiliquum*, ambas presentes en los potreros (Tabla 4) y en áreas de VN, también representadas en ambas categorías diamétricas y condiciones topográficas (Tabla 5). Estas especies son importantes por su valor económico de la madera, pueden fijar nitrógeno al suelo, además que tienen la característica de generar brotes nuevos después de una poda convirtiéndose en una opción para la obtención de forraje para el ganado.

Otras especies nativas que deberían integrarse son el ramón (*Brosimum alicastrum* Sw.) y el pixoy (*Guazuma ulmifolia* Lam.), a pesar de que no se encontraron en los potreros y en la VN, su importancia radica en que son especies que aportan forraje para la alimentación del ganado (Sosa-Rubio *et al.*, 2004), ya que toleran la poda de sus ramas y pueden rebrotar sin problema (Casanova-Lugo *et al.*, 2014). El establecimiento de árboles al interior de los potreros puede ser de forma dispersa, aunque otra opción es integrarlos en grupos en áreas determinadas para disminuir el efecto de la sombra sobre el pasto (Córdoba-Sánchez & Hernández-Daumás, 2003; Villanueva-Partida *et al.*, 2016), o alrededor de cuerpos de agua que sirven de abrevadero para los animales (fig. 2).

### Franjas de árboles en la zona de transición entre áreas cultivadas (áreas planas) y áreas con vegetación secundaria (áreas de lomeríos)

El uso inadecuado del fuego por parte de los productores para eliminar restos de cultivos anteriores y vegetación no deseada en áreas de agricultura, ha propiciado la pérdida de VN en la zona de transición entre planos y lomeríos (fig. 2); favoreciendo la colonización de pastos y plantas anuales. Una opción para contrarrestar la presencia de especies no deseadas en las zonas de transición, es la incorporación de especies arbóreas maderables nativas de uso local y con valor comercial, evitaría que los productores se preocupen por quemar estas áreas. Dos especies que podrían utilizarse son *P. pispipula* y *Platymiscium yucatanum*, ambas apreciadas por su madera, y considerando que la siembra directa de sus semillas ha probado ser factible (Tabla 5) (Dzib-Castillo *et al.*, 2012).

## CONCLUSIONES

Se observó la ausencia de árboles dentro los sistemas de producción agrícola, sin embargo, existe la mezcla de cultivos agrícolas, lo cual muestra un conocimiento sobre la combinación de diferentes especies en una misma área cultivada. El huerto familiar fue el sistema agroforestal prevaleciente, en donde la presencia de árboles maderables nativos sugiere que los productores si consideran mantener o plantar árboles. La ganadería representa una opción agroforestal ya

que, si mantiene árboles tanto al interior como en los límites de las pasturas, con opción a ser mejorado. El cultivo de maíz se realiza a baja densidad, principalmente los que utilizan el método de siembra manual (espeque), esta baja densidad ofrece la posibilidad de establecer árboles en límites entre parcelas, caminos, y dentro del cultivo, generando sistemas agroforestales a nivel de parcela y paisaje.

Existe un proceso de sucesión en la vegetación remanente, donde existe una mayor presencia de árboles jóvenes, tanto en lomeríos como en planos; de las 45 especies identificadas, *L. latisiliquum* presentó el mayor valor del área basal por hectárea, esto podría aprovecharse para establecer un plan de manejo y aprovechar el recurso maderable de forma sostenible, considerando el valor comercial de esta especie. Otras especies como *B. simaruba*, *P. piscipula* que se encontraron en grandes cantidades dentro de la vegetación natural son candidatas para formar parte preponderante de los sistemas agroforestales, además de incluir especies que son nativas y que han desaparecido prácticamente de la vegetación natural como *P. yucatanum* y *C. ododrata*, las cuales se pueden recuperar mediante la inclusión en sistemas agroforestales como en enriquecimientos dentro de la vegetación natural.

Las opciones agroforestales diseñadas integran las especies nativas en los diferentes sistemas de producción identificados, tomando en cuenta los recursos con que se cuentan en esta región, y que se requieren una evaluación a través del tiempo, para determinar la factibilidad socioeconómica y ecológica de los mismos.

#### AGRADECIMIENTOS

A todos los productores del ejido de Pomuch que colaboraron en la realización de este trabajo. También agradecemos al Tecnológico Nacional de México / IT de Chiná por todas las facilidades brindadas.

#### LITERATURA CITADA

- Bhagwat, S. A., Willis, K. J., Birks, H. J. B., & Whittaker, R. J. (2008). Agroforestry: a refuge for tropical biodiversity? *Trends in Ecology and Evolution*, 23(5), 261–267. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2008.01.005>
- Bocco, G., Mendoza, M., & Maser, O. R. (2001). La dinámica del cambio del uso del suelo en Michoacán. Una propuesta metodológica para el estudio de los procesos de deforestación. *Investigaciones Geográficas*, 44, 18–38. <https://doi.org/10.14350/rig.59133>
- Cáliz de Dios, H., Castillo-Martínez, R., & Caamal-Canché, H. J. (2014). Caracterización de la producción de pitahaya (*Hylocereus* spp.) en la zona maya de Quintana Roo. *Agroecología*, 9(1–2), 123–132.
- Carnevali, F. C. G., Tapia-Muñoz, J. L., Duno de Stefano, R., & Ramírez-Morillo, I. (2010). *Flora Ilustrada de la Península de Yucatán: Listado Florístico* (Primera ed). Centro de Investigación Científica de Yucatán, A. C.
- Casanova-Lugo, F., Petit-Aldana, J., Solorio-Sánchez, F. J., Parsons, D., & Ramírez-Avilés, L. (2014). Forage yield and quality of *Leucaena leucocephala* and *Guazuma ulmifolia* in mixed and pure fodder banks systems in Yucatan, Mexico. *Agroforestry Systems*, 88(1), 29–39. <https://doi.org/10.1007/s10457-013-9652-7>
- Castillo-Martínez, R., Ebel, R., Cáliz de Dios, H., Ferral Piña, J., Nava Padilla, R., & Cach Chuc, F. (2014). *Paquete técnico para la producción orgánica de pitahaya* (Primera ed). Universidad de Quintana Roo.
- CDI. (2010). *Indicadores económicos sobre la población indígena desagregada por municipio*. Comisión Nacional Para El Desarrollo de Los Pueblos Indígenas.

- <https://datos.gob.mx/busca/dataset/poblacion-indigena-por-municipio>
- Cervantes-Gutierrez, V., Gama-Castro, J. E., Roldan-Aragón, I. E., & Hernández-Cárdenas, G. (2014). Basis for Implementing Restoration Strategies: San Nicolás Zoyatlán Social-Ecological System (Guerrero, Mexico). *Terra Latinoamericana*, 32(2), 143–159.
- Córdoba-Sánchez, E., & Hernández-Daumás, S. (2003). Competencia por luz en sistemas silvopastoriles. *Ecofronteras*, 18, 21–23.
- Díaz-Gallegos, J. R., Mas, J. F., & Velázquez, A. (2010). Trends of tropical deforestation in Southeast Mexico. *Singapore Journal of Tropical Geography*, 31(2), 180–196. <https://doi.org/10.1111/j.1467-9493.2010.00396.x>
- Dzib-Castillo, B. B., Van Der Wal, H., Chantásig-Vaca, C. I., Macario-Mendoza, P. A., & Pat-Fernández, J. M. (2012). Emergencia de plántulas de especies maderables nativas de la Península de Yucatán. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, Vol 3, no. <http://www.scielo.org.mx/pdf/remcf/v3n10/v3n10a7.pdf>
- FAO, & JRC. (2012). Global forest land-use change 1990–2005. In E. J. Lindquist, R. D'Annunzio, A. Gerrand, M. Kenneth, F. Achard, R. Beuchle, A. Brink, H. D. Eva, P. Mayaux, J. San-Miguel-Ayanz, & H.-J. Stibig. (Eds.), *FAO* (FAO Forest). Food and Agriculture Organization of the United Nations and European Commission Joint Research Centre. <http://www.fao.org/docrep/017/i3110e/i3110e.pdf>
- Gao, L., Xu, H., Bi, H., Xi, W., Bao, B., Wang, X., Bi, C., & Chang, Y. (2013). Intercropping competition between apple trees and crops in agroforestry systems on the loess plateau of China. *PLoS ONE*, 8(7), 1–8. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0070739>
- García, E., Jaime, M., Mejía, B., Guillén, L., & Harvey, C. A. (2001). Árboles dispersos dentro de cultivos anuales en el municipio de Ilobasco, El Salvador. *Agroforestería En Las Américas*, 8(31), 39–44.
- Haggar, J., Ayala, A., Díaz, B., & Reyes, C. U. (2001). Participatory design of agroforestry systems: Developing farmer participatory research methods in Mexico. *Development in Practice*, 11(4), 417–424. <https://doi.org/10.1080/09614520120066701>
- Holzschuh, A., Steffan-Dewenter, I., Kleijn, D., & Tschardtke, T. (2007). Diversity of flower-visiting bees in cereal fields: Effects of farming system, landscape composition and regional context. *Journal of Applied Ecology*, 44(1), 41–49. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2006.01259.x>
- INEGI. (2010). *Censo de población y vivienda 2010*. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. <https://www.inegi.org.mx/programas/ccpv/2010/>
- Isaac-Márquez, R. (2004). Explorando la perspectiva campesina de la agroforestería en la reserva de la biósfera de Calakmul. *Universidad y Ciencia*, 20, 39–54.
- Koolhoven, W., Hendrikse, J., Nieuwenhuis, W., Retsios, B., Schouwenburg, M., Wang, L., Budde, P., & Nijmeijer, R. (2007). *ILWIS 3.31*. Overijssel: Universidad de Twente. [http://ilwis.itc.utwente.nl/wiki/index.php/Main\\_Page](http://ilwis.itc.utwente.nl/wiki/index.php/Main_Page)
- Lamb, D., Erskine, P. D., & Parrotta, J. A. (2005). Restoration of degraded tropical forest landscapes. *Science*, 310(5754), 1628–1632. <https://doi.org/10.1126/science.1111773>
- Lambin, E. F., & Meyfroidt, P. (2011). Global land use change, economic globalization, and the looming land scarcity. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 108(9), 3465–3472. <https://doi.org/10.1073/pnas.1100480108>
- Lawrence, G., Cheshire, L., & Richards, C. A. (2004). Agricultural production and the ecological question. In R. White (Ed.), *Controversies in Environmental Sociology* (pp. 221–237). Cambridge University Press. <https://doi.org/10.1017/CBO9780511804434.014>
- Limongi-Andrade, R., Harvey, C. A., Jiménez, F., & Tamara, B. (2004). Caracterización del sistema agroforestal maíz con árboles dispersos en la cuenca del Río Carrizal, Manabí, Ecuador. *Agroforestería En Las Américas*, 41–42, 50–55.
- Macario-Mendoza, P. A. (2003). *Efecto del cambio de uso del suelo sobre la selva y estrategias para el manejo sustentable de la vegetación secundaria en Quintana Roo*. Universidad Autónoma de Yucatán.
- Orellana-Lanza, R., Balam-Kú, M., Bañuelos, I. R., García, E., González-Iturbide, A. J. A., Herrera, C. F., & Vidal, L. J. (1999). Evaluación climática. In P. A. Chico Ponce de

**Recibido:**  
8/julio/2020

**Aceptado:**  
9/febrero/2021

- León (Ed.), *Atlas de procesos territoriales de Yucatán* (Primera ed, pp. 163–182). Universidad Autónoma de Yucatán.
- Orozco-Vilchez, L. (2004). Planificación del manejo diversificado de bosques latifoliados húmedos tropicales. In *Catie* (Issue 56). [http://www.fao.org/fileadmin/user\\_upload/training\\_material/docs/Planificación del manejo diversificado de bosques.pdf](http://www.fao.org/fileadmin/user_upload/training_material/docs/Planificación_del_manejo_diversificado_de_bosques.pdf)
- Pat-Fernandez, A. L., Nahed-Toral, J., Parra-Vázquez, M. R., Nazar-Beutelspacher, D. A., García-Barrios, L., Bello-Baltazar, E., & Herrera-Hernández, O. B. (2007). Modos de vida y seguridad alimentaria de los mayas de Campeche. In REDSAN-FAO (Ed.), *Memoria. Concurso Red SAN 2007* (Primera ed, pp. 128–167). Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y Alimentación.
- Popa, A. (2012). Aspects of Agricultural Landscape As a Cultural Asset in Metropolitan Areas: Case Study for Bucharest City. *Mokslas - Lietuvos Ateitis*, 4(2), 128–134. <https://doi.org/10.3846/mla.2012.25>
- Reyes-Hernández, H., Cortina-Villar, S., Perales-Rivera, H., Kauffer-Michel, E., & Pat-Fernández, J. M. (2003). Efecto de los subsidios agropecuarios y apoyos gubernamentales sobre la deforestación durante el período 1990-2000 en la región de Calakmul, Campeche, México. *Investigaciones Geográficas*, 51, 88–106. <https://doi.org/10.14350/rig.30416>
- Román-Dañobeytia, F. J., Levy-Tacher, S. I., Macario-Mendoza, P., & Zúñiga-Morales, J. (2014). Redefining secondary forests in the mexican forest code: Implications for management, restoration, and conservation. *Forests*, 5(5), 978–991. <https://doi.org/10.3390/f5050978>
- Schmink, M. (1995). La matriz socioeconómica de la deforestación. In M. F. Paz (Ed.), *De bosques y gente: aspectos sociales de la deforestación en América Latina*. (Primera ed, pp. 17–51). Universidad Nacional Autónoma de México-Centro Regional de Investigaciones Multidisciplinarias.
- Sist, P. (2000). Reduced-impact logging in the tropics: objectives, principles and impacts. *International Forestry Review*, 2(1), 3–10.
- Snook, A. (2004). En busca de sistemas agroforestales viables: resultados y experiencias en Calakmul y la zona maya. In N. Armijo & C. Llorens (Eds.), *Uso, conservación y cambio en los bosques de Quintana Roo Chetumal: Universidad de Quintana Roo* (Primera ed, pp. 131–158). Universidad de Quintana Roo.
- Sosa-Rubio, E. E., Pérez-Rodríguez, D., Ortega-Reyes, L., & Zapata-Buenfil, G. (2004). Evaluación del potencial forrajero de árboles y arbustos tropicales para la alimentación de ovinos. *Técnica Pecuaria En México*, 42(2), 129–144.
- Villanueva-Partida, C., Casanova-Lugo, F., Villanueva-López, G., González-Valdivia, N., Oros-Ortega, I., & Díaz-Echeverría, V. (2016). Influence of the density of scattered trees in pastures on the structure and species composition of tree and grass cover in southern Tabasco, Mexico. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 232, 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2016.07.020>
- Villanueva-Partida, C. R., Casanova-Lugo, F., González-Valdivia, N. A., Villanueva-López, G., Oros-Ortega, I., Cetzal-Ix, W., & Basu, S. K. (2019). Traditional uses of dispersed trees in the pastures of the mountainous region of Tabasco, Mexico. *Agroforestry Systems*, 93(2), 383–394. <https://doi.org/10.1007/s10457-017-0125-2>
- Zamora-Crescencio, P. (2003). Contribución al estudio florístico y descripción de la vegetación del municipio de Tenabo, Campeche, México. *Polibotánica*, 15, 1–40.
- Zamora-Crescencio, P., Flores-Guido, J. S., & Ruenes-Morales, R. (2009). Flora útil y su manejo en el cono sur del estado de Yucatán, México. *Polibotánica*, 28, 227–250.

# ESTRUCTURA Y DIVERSIDAD ARBÓREA DE UN BOSQUE DE GALERÍA URBANO EN EL RÍO CAMACHITO, NORESTE DE MÉXICO

## TREE STRUCTURE AND DIVERSITY OF AN URBAN GALLERY FOREST IN THE CAMACHITO RIVER, NORTHEAST MÉXICO

**Canizales-Velázquez, P.A.; E. Alanís-Rodríguez, S. A. García-García, V. A. Holguín-Estrada y A. Collantes-Chávez-Costa.**

ESTRUCTURA Y DIVERSIDAD ARBÓREA DE UN BOSQUE DE GALERÍA URBANO EN EL RÍO CAMACHITO, NORESTE DE MÉXICO.

TREE STRUCTURE AND DIVERSITY OF AN URBAN GALLERY FOREST IN THE CAMACHITO RIVER, NORTHEAST MÉXICO.

## ESTRUCTURA Y DIVERSIDAD ARBÓREA DE UN BOSQUE DE GALERÍA URBANO EN EL RÍO CAMACHITO, NORESTE DE MÉXICO.

### TREE STRUCTURE AND DIVERSITY OF AN URBAN GALLERY FOREST IN THE CAMACHITO RIVER, NORTHEAST MÉXICO.

Canizales-Velázquez, P.A.;  
E. Alanís-Rodríguez,  
S. A. García-García,  
V. A. Holguín-Estrada y  
A. Collantes-Chávez-Costa.

ESTRUCTURA Y  
DIVERSIDAD ARBÓREA DE  
UN BOSQUE DE GALERÍA  
URBANO EN EL RÍO  
CAMACHITO, NORESTE DE  
MÉXICO

TREE STRUCTURE AND  
DIVERSITY OF AN URBAN  
GALLERY FOREST IN THE  
CAMACHITO RIVER,  
NORTHEAST MÉXICO

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 91-105. Enero 2021

DOI:  
10.18387/polibotanica.51.6

**P. A. Canizales-Velázquez**

**E. Alanís-Rodríguez** / [eduardo.alanisrd@uanl.edu.mx](mailto:eduardo.alanisrd@uanl.edu.mx)

**S. A. García-García**

**V. A. Holguín-Estrada**

*Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Ciencias Forestales,  
Carretera Linares-Cd. Victoria km 145, Apdo. postal 41, C. P. 67700 Linares,  
Nuevo León, México, (821) 2124895, ext. 232*

**A. Collantes-Chávez-Costa**

*Universidad de Quintana Roo, División de Desarrollo Sustentable,  
Avenida Andrés Quintana Roo con calle 110 Sur s/n, CP 77600  
Cozumel, Quintana Roo, México.*

**RESUMEN:** Los bosques de galería son comunidades forestales ubicadas en las orillas de los ríos y arroyos. Estas comunidades vegetales son heterogéneas entre ellas, y la variación en su estructura y diversidad está influida por distintos factores como la altura, tipo de suelo y clima de la zona donde se desarrollan. Protegen de la erosión los márgenes de los ríos, representan el hábitat de distintas especies de plantas y animales, y proporcionan otros importantes servicios ecosistémicos. Por su ubicación, estos bosques son susceptibles de impactos antropogénicos, por lo que su conservación y uso requiere de estrategias de manejo propias de la estructura de la comunidad vegetal que la caracteriza. En el presente estudio se caracterizó la estructura y diversidad de la comunidad arbórea de un bosque de galería en el río Camachito, en el área urbana de Linares, Nuevo León, México. En 15 sitios de muestreo rectangulares de 250 m<sup>2</sup> (25 x 10 m) cada uno, ubicados a lo largo de la ribera del río Camachito, se evaluó la estructura vertical (altura, h) y horizontal (diámetro normal,  $d_{1.30\text{ m}}$ ), así como la abundancia ( $AR_i$ ), dominancia ( $DR_i$ ), frecuencia ( $FR_i$ ) e índices de valor de importancia (IVI), de diversidad específica de Margalef ( $D_{Mg}$ ), de Shannon ( $H'$ ) y de diversidad real ( ${}^lD$ ). Se registraron 21 especies arbóreas, pertenecientes a 19 géneros, de las cuáles seis fueron consideradas como especies introducidas. *Taxodium mucronatum* Ten. presentó el mayor IVI (35.2%). La comunidad se caracterizó por presentar una mayor proporción de individuos de una altura máxima de 26 m, y un diámetro normal menor de 20 cm; asimismo, la comunidad registró un índice de diversidad de Margalef ( $D_{Mg}$ ) de 3.87, una diversidad de Shannon ( $H'$ ) de 2.35 y un índice de diversidad verdadera de Shannon ( ${}^lD$ ) de 10.48. La distribución de las clases diamétricas y alturas es característica de las poblaciones en crecimiento, presentando en su mayoría árboles jóvenes, y la riqueza y diversidad fueron altas en comparación con otros bosques de galería en México.

**Palabras clave:** estructura vertical, riqueza, *Taxodium mucronatum*

**ABSTRACT:** Gallery forests are vegetation communities located on the banks of rivers and streams. These plant communities are heterogeneous among them, and the

variation in their structure and diversity is influenced by different factors such as the height, type of soil and climate of the area where they grow. They protect riverbanks from erosion, represent the habitat of different species of plants and animals, and provide other important ecosystem services. Due to their location, these forests are susceptible to anthropogenic impacts, so their conservation and use requires management strategies specific to the structure of the plant community that characterizes it. In this study, we assessed the structure and diversity of tree community of a gallery forest on the Camachito River, in the urban area of Linares, Nuevo León, México. Fifteen rectangular sampling sites of 250 m<sup>2</sup> (25 x 10 m) each, located along the banks of the Camachito River, were set up to evaluate the vertical (height,  $h$ ) and horizontal (normal diameter,  $d_{1.30\text{ m}}$ ) structure, as well as the abundance ( $AR_i$ ), dominance ( $DR_i$ ), frequency ( $FR_i$ ) and importance value indices (IVI), of specific diversity of Margalef ( $D_{Mg}$ ), of Shannon ( $H'$ ) and of real diversity ( ${}^1D$ ). 21 tree species were registered, belonging to 19 genera, from which six are considered as introduced species. *Taxodium mucronatum* Ten. showed the highest IVI (35.2 %). The community is characterized by a greater proportion of individuals with a maximum height of 26 m, and an average diameter of less than 20 cm; the community also recorded a Margalef diversity index ( $D_{Mg}$ ) of 3.87, a Shannon diversity ( $H'$ ) of 2.35 and a true diversity index ( ${}^1D$ ) of 10.48. The diameter and height distribution are characteristic of growing populations, mostly presenting young trees, whereas both richness and diversity were higher compared to other gallery forests in Mexico.

**Key words:** richness, *Taxodium mucronatum*, vertical structure.

## INTRODUCCIÓN

Los bosques de galería son comunidades vegetales características de las orillas o riberas de los ríos y arroyos (Rzedowski, 2006). Estos bosques proporcionan importantes servicios ecosistémicos (Núñez-Avellaneda *et al.*, 2019); constituyen un ecotono entre las comunidades acuáticas y terrestres, y proveen de hábitat a la fauna silvestre lo que promueve el mantenimiento de la biodiversidad, y protegen a los ríos al disminuir el proceso de erosión de las márgenes (Naiman y Décamps, 1997). Además, influyen favorablemente en la calidad del agua y en el mantenimiento del ciclo hidrológico, pues reducen azolvamiento del lecho de los ríos (Croke *et al.*, 2017; Granados-Sánchez *et al.*, 2006).

Estas comunidades vegetales presentan una estructura heterogénea y composición florística diversa, en comparación con otros tipos de vegetación circundantes (Rzedowski, 1978; Bozóki *et al.*, 2018; Dahmer *et al.*, 2018). En los bosques de galería, los patrones de distribución de las especies están relacionados con la micro topografía y las variables edáficas (Cortés e Islebe, 2005), mientras que los cambios en las características de la vegetación ribereña, que influyen en su diversidad y en sus propiedades estructurales y funcionales, están asociados con los gradientes altitudinales (Acosta *et al.*, 2008; Ward *et al.*, 2002).

La vegetación ribereña ha sido sometida a intensas presiones provocadas por actividades antropogénicas, tales como la ganadería, la agricultura, el turismo y la extracción de madera, las cuales han provocado la disminución de su cobertura y de su diversidad y riqueza de especies, además de que han contribuido a la entrada de especies introducidas y ruderales, potencialmente invasoras (Aronson *et al.*, 2017; Canizales *et al.*, 2010; Grella *et al.*, 2018; Mata-Balderas *et al.*, 2020; Richardson *et al.*, 2007). En este contexto, para garantizar la provisión de los servicios ambientales proveídos por estos bosques, es necesario generar estrategias de manejo y conservación, las cuales requieren de la evaluación de su estructura y composición (Eskelson *et al.*, 2013; Meli *et al.*, 2017; Méndez Osorio *et al.*, 2014).

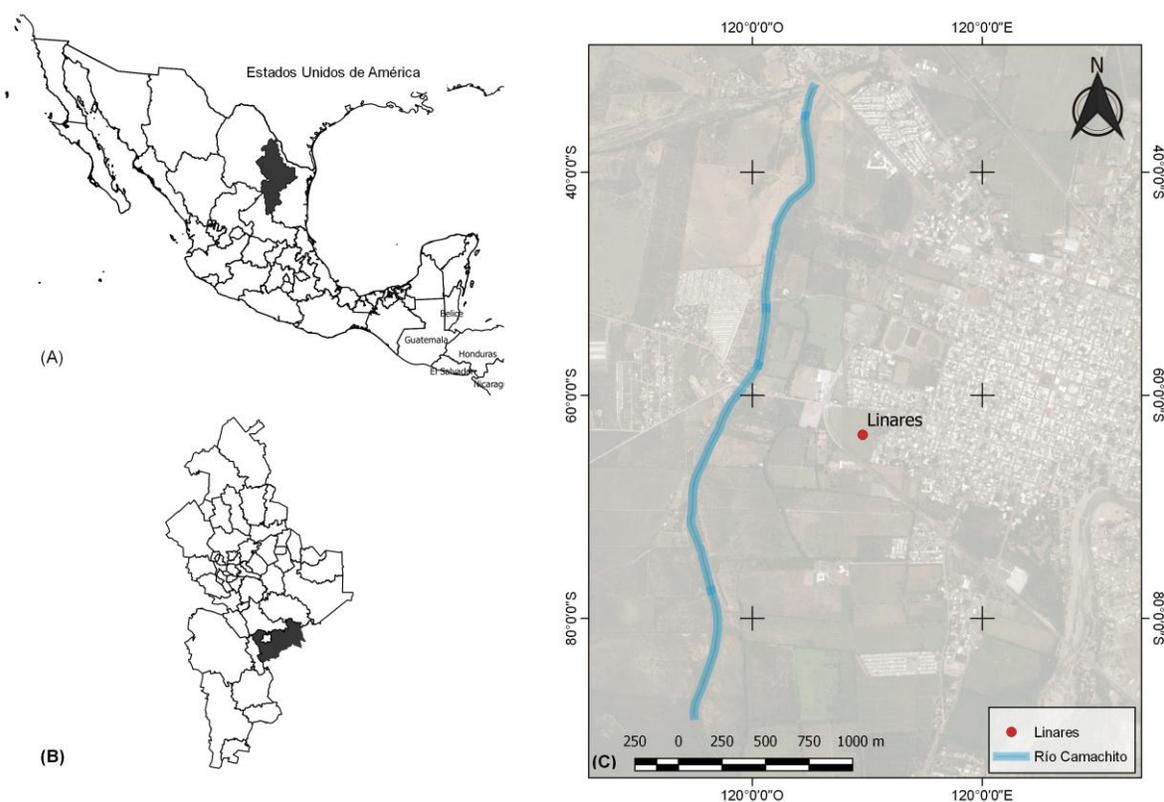
Se han realizado diversas investigaciones acerca de la estructura y composición de los bosques de galería sin impacto aparente en el Noreste de México, en las inmediaciones de la Sierra Madre Oriental, en el municipio de Allende, Nuevo León (Alanís-Rodríguez *et al.*, 2020b) y en los ríos Cabezones y Ramos en Nuevo León (Trevisño *et al.*, 2001); también, se han desarrollado

estudios que evalúan el efecto de la actividad turística sobre estas comunidades como en el río Ramos, Nuevo León (Canizales *et al.*, 2010), así como la riqueza y composición de la vegetación ribereña en el río Santa Catarina en la zona metropolitana de Monterrey (Mata-Balderas *et al.*, 2020). A pesar de estos esfuerzos, los estudios de los bosques de galería en áreas urbanas son pocos, por lo que desconoce el estado actual de los mismos, este es el caso del bosque de galería del río Camachito en el área urbana de Linares. Por lo anterior, el objetivo del presente estudio fue caracterizar la estructura y diversidad de la comunidad vegetal arbórea de bosque de galería en el río Camachito, dentro del área urbana de Linares, Nuevo León, México.

## MÉTODOS

### Área de estudio

El estudio se desarrolló en una comunidad vegetal arbórea de bosque de galería en el río Camachito en el municipio de Linares, Nuevo León (Noreste de México), perteneciente a la región hidrológica San Fernando-Soto la Marina. La comunidad estudiada se encuentra dentro de las coordenadas geográficas UTM 14441296 E 2751082 N y las coordenadas 14440636 E y 2748618 N (fig. 1), dentro del área urbana del municipio de Linares, por lo cual presenta impactos asociados a la actividad recreativa de la población. El clima predominante es semicálido subhúmedo con lluvias en verano. La temperatura media anual es de 16 a 24 °C. El tipo de suelo predominante es vertisol (INEGI, 2009).



**Fig. 1.** Mapa de ubicación del área de estudio. A) Mapa de México indicando el estado Nuevo León, B) Mapa de Nuevo León indicando el municipio de Linares y C) Mapa del área urbana de Linares ubicando el río Camachito en color azul.

### Análisis de la vegetación arbórea

En septiembre de 2016 se establecieron de manera aleatoria 15 sitios de muestreo rectangulares de 250 m<sup>2</sup> (25 x 10 m) cada uno a lo largo de la ribera del río Camachito (superficie muestral total de 3750 m<sup>2</sup>). Con la información se elaboró una curva especie-área (Alanís Rodríguez *et al.*, 2020a), donde se observó que se estabiliza la curva y no hay acumulación de especies, por lo tanto, hay representatividad de las especies en la localidad. En cada sitio se midieron todos los individuos de porte arbóreo con un diámetro normal ( $d_{1.30\text{ m}} \geq 7.5$  cm, como se indica en el Inventario Nacional Forestal y de Suelos (CONAFOR, 2012). Las variables dasométricas evaluadas fueron altura total ( $h$ ), diámetro normal ( $d_{1.30\text{ m}}$ ) y diámetro de copa ( $d_{\text{copa}}$ ). Los sitios se establecieron en forma paralela de acuerdo con la dirección del cauce del río, el cual fluye de sur a norte (Canizales *et al.*, 2010). Para verificar la nomenclatura correcta de las especies se utilizó la plataforma Tropicos<sup>®</sup> (Tropicos, 2020).

### Análisis de la información

Para caracterizar de manera vertical y horizontal a la comunidad vegetal arbórea se generaron gráficos de clases diamétricas y clases de altura. Para describir la estructura de la comunidad se generó una gráfica de dominancia-diversidad (Brower *et al.*, 1998), la cual describe la relación de la abundancia absoluta de las especies en función de un arreglo secuencial, esto es, de la de mayor a la de menor abundancia (Martella *et al.*, 2012).

Para evaluar la estructura horizontal de cada especie se determinó su abundancia de acuerdo con el número de individuos, su dominancia en función de su área de copa y su frecuencia con base en su presencia en los sitios de muestreo. Con estos valores se calculó el Índice de Valor de Importancia (IVI), el cual adquiere valores porcentuales en una escala del 0 al 100 (Alanís Rodríguez *et al.*, 2020a). La riqueza y diversidad se estimaron con el índice de Margalef ( $D_{Mg}$ ) que está basado en la cuantificación del número de especies presentes (riqueza específica), el índice de entropía de Shannon ( $H'$ ), el cual está basado en la distribución proporcional de la abundancia de cada especie (Magurran, 2004) y el índice de diversidad verdadera de Shannon ( $^1D$ ) (Jost, 2006). Las fórmulas utilizadas para determinar los índices de diversidad y los parámetros ecológicos se muestran en la Tabla 1.

**Tabla 1.** Fórmulas utilizadas para determinar los índices de diversidad e indicadores ecológicos de las especies.

Fórmula	Donde:
$A_i = \frac{N_i}{S}$ $AR_i = \left[ A_i / \sum_{i=1}^n A_i \right] \times 100$	A <sub>i</sub> = abundancia absoluta AR <sub>i</sub> = abundancia relativa por especie N <sub>i</sub> = número de individuos de la especie i S = superficie de muestreo (ha)
$D_i = \frac{G_i}{S}$ $DR_i = \left[ D_i / \sum_{i=1}^n D_i \right] \times 100$	D <sub>i</sub> = dominancia absoluta DR <sub>i</sub> = dominancia relativa de la especie i respecto a la dominancia total G <sub>i</sub> = área basal de la especie i S = superficie (ha).
$F_i = \frac{P_i}{NS}$ $FR_i = \left[ F_i / \sum_{i=1}^n F_i \right] \times 100$	F <sub>i</sub> = frecuencia absoluta FR <sub>i</sub> = frecuencia relativa de la especie i respecto a la frecuencia total P <sub>i</sub> = número de sitios en los que está presente la especie i NS = el número total de sitios de muestreo.
$IVI = \frac{\sum_{i=1}^n (AR_i, DR_i, FR_i)}{3}$	AR <sub>i</sub> = abundancia relativa por especie respecto a la densidad total DR <sub>i</sub> = dominancia relativa de la especie i respecto a la dominancia total FR <sub>i</sub> = frecuencia relativa de la especie i respecto a la frecuencia total

$H' = - \sum_{i=1}^S p_i * \ln(p_i)$ $p_i = n_i/N$	<p>H' = índice de Shannon-Weiner  S = número de especies presentes  N = número total de individuos  n<sub>i</sub> = número de individuos de la especie  ln = logaritmo natural</p>
$D_{Mg} = \frac{S - 1}{\ln(N)}$	<p>D<sub>Mg</sub> = índice de Margalef  S = número de especies presentes  N = número total de individuos  ln = logaritmo natural</p>
${}^1D = \exp(H')$	<p><sup>1</sup>D = índice de diversidad verdadera de Shannon  H' = índice de Shannon-Weiner</p>

## RESULTADOS

Se registraron en total 13 familias, siendo Taxodiaceae la que presentó el índice de valor de importancia más alto de 35.9%, seguida de Fabaceae (14.99%) y Boraginaceae (11.35%). La familia con el mayor número de especies fue Fabaceae con siete, seguida por Salicaceae con dos.

**Tabla 2.** Abundancia, dominancia (cobertura de copa), frecuencia e índice de valor de importancia (IVI) de las familias arbóreas registradas en el área de estudio. (Las especies están ordenadas en forma descendente según su valor de IVI).

Familia	Abundancia		Dominancia		Frecuencia		IVI
	Abs.	Rel.	Abs.	Rel.	Abs.	Rel.	
Taxodiaceae	168.00	36.21	13746.39	54.32	73.33	17.19	35.90
Fabaceae	85.33	18.39	2377.19	9.39	73.33	17.19	14.99
Boraginaceae	56.00	12.07	2397.68	9.47	53.33	12.50	11.35
Juglandaceae	37.33	8.05	1835.10	7.25	33.33	7.81	7.70
Polygonaceae	26.67	5.75	996.40	3.94	40.00	9.38	6.35
Platanaceae	24.00	5.17	1423.38	5.62	26.67	6.25	5.68
Meliaceae	21.33	4.60	494.52	1.95	40.00	9.38	5.31
Euphorbiaceae	16.00	3.45	296.02	1.17	33.33	7.81	4.14
Cannabaceae	10.67	2.30	1057.08	4.18	6.67	1.56	2.68
Salicaceae	8.00	1.72	354.82	1.40	20.00	4.69	2.60
Rutaceae	5.33	1.15	142.95	0.56	13.33	3.13	1.61
Oleaceae	2.67	0.57	117.75	0.47	6.67	1.56	0.87
Lauraceae	2.67	0.57	68.01	0.27	6.67	1.56	0.80
<b>Suma</b>	<b>464</b>	<b>100</b>	<b>25307.29</b>	<b>100</b>	<b>426.67</b>	<b>100</b>	<b>100</b>

Abs. = absoluta, Rel. = relativa, IVI = índice de valor de importancia

Se registraron 21 especies arbóreas pertenecientes a 19 géneros, de las cuales siete corresponden a especies nativas de bosque de galería, siete a especies nativas de matorral espinoso tamaulipeco, seis a especies introducidas y una especie asociada a bosque de galería (Anexo 1). La comunidad evaluada presentó una abundancia absoluta de 464 N ha<sup>-1</sup>, y presentó

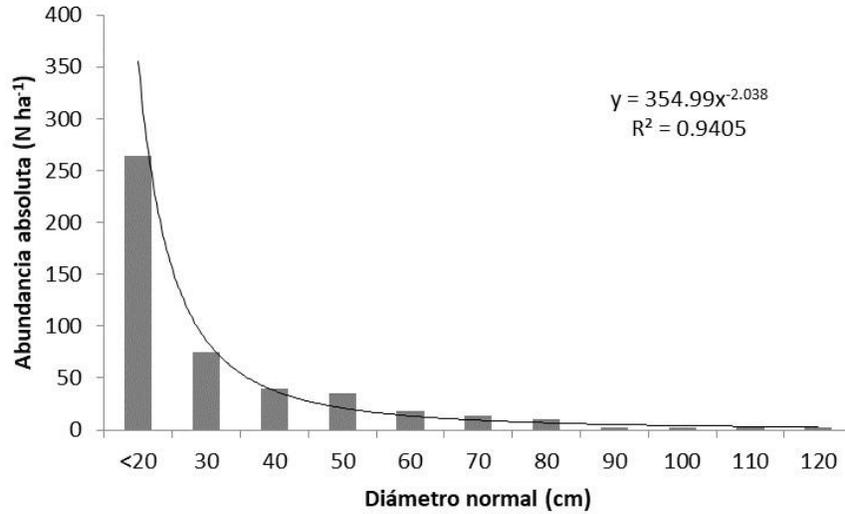
una cobertura de copa de 25307.3 m<sup>2</sup> ha<sup>-1</sup>. *Taxodium mucronatum* fue la especie que presentó los mayores valores de abundancia relativa (36.21%), dominancia (54.32%) y frecuencia (15.07%), con un índice de valor de importancia de 35.2%, siguiendo en orden de importancia *Ehretia anacua* y *Carya illinoensis* con IVI de 10.83% y 7.38%, respectivamente (Tabla 3).

**Tabla 3.** Abundancia, dominancia, frecuencia e índice de valor de importancia (IVI) de las especies registradas en el área de estudio.

Especie	Abundancia		Dominancia		Frecuencia		IVI
	N ha <sup>-1</sup>	Rel.	m <sup>2</sup> ha <sup>-1</sup>	Rel.	Abs.	Rel.	
<i>Taxodium mucronatum</i>	168	36.21	13746.4	54.32	73.33	15.07	35.2
<i>Ehretia anacua</i>	56.00	12.07	2397.7	9.47	53.33	10.96	10.83
<i>Carya illinoensis</i>	37.33	8.05	1835.1	7.25	33.33	6.85	7.38
<i>Morus nigra</i>	26.67	5.75	996.4	3.94	40.00	8.22	5.97
<i>Platanus rzedowskii</i>	24.00	5.17	1423.4	5.62	26.67	5.48	5.43
<i>Melia azedarach</i>	21.33	4.60	494.5	1.95	40.00	8.22	4.92
<i>Caesalpinia mexicana</i>	21.33	4.60	457.3	1.81	40.00	8.22	4.87
<i>Ricinus communis</i>	16.00	3.45	296.0	1.17	33.33	6.85	3.82
<i>Leucaena leucocephala</i>	16.00	3.45	577.6	2.28	20.00	4.11	3.28
<i>Acacia farnesiana</i>	13.33	2.87	460.1	1.82	20.00	4.11	2.93
<i>Havardia pallens</i>	16.00	3.45	260.2	1.03	20.00	4.11	2.86
<i>Celtis laevigata</i>	10.67	2.30	1057.1	4.18	6.67	1.37	2.62
<i>Ebenopsis ebano</i>	10.67	2.30	278.4	1.10	13.33	2.74	2.05
<i>Leucaena pulverulenta</i>	5.33	1.15	255.1	1.01	13.33	2.74	1.63
<i>Populus mexicana</i>	5.33	1.15	203.6	0.80	13.33	2.74	1.56
<i>Salix humboldtiana</i>	2.67	0.57	151.2	0.60	6.67	1.37	0.85
<i>Casimiroa greggii</i>	2.67	0.57	124.1	0.49	6.67	1.37	0.81
<i>Fraxinus berlandieriana</i>	2.67	0.57	117.8	0.47	6.67	1.37	0.80
<i>Prosopis laevigata</i>	2.67	0.57	88.4	0.35	6.67	1.37	0.76
<i>Vallesia glabra</i>	2.67	0.57	68	0.27	6.67	1.37	0.74
<i>Zanthoxylum fagara</i>	2.67	0.57	18.8	0.07	6.67	1.37	0.67
<b>Suma</b>	<b>464</b>	<b>100</b>	<b>25307.3</b>	<b>100</b>	<b>486.67</b>	<b>100</b>	<b>100</b>

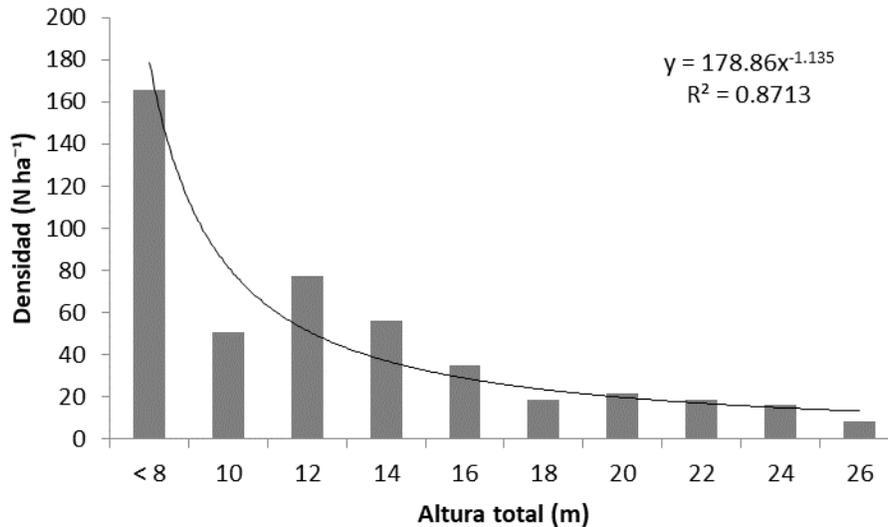
Abs. = absoluta, Rel. = relativa, IVI = índice de valor de importancia, N·ha<sup>-1</sup> = Número de individuos por hectárea; m<sup>2</sup> ha<sup>-1</sup> = metros cuadrados de cobertura de copa por hectárea.

De acuerdo con el gráfico de clases diamétricas, la mayor abundancia se registró en los individuos menores de 20 cm de diámetro normal con  $264 \text{ N ha}^{-1}$ , observándose después una tendencia negativa en la abundancia de individuos conforme aumenta el diámetro de éstos, siendo las categorías a partir de 80 cm las que presentaron la menor abundancia (fig. 2).



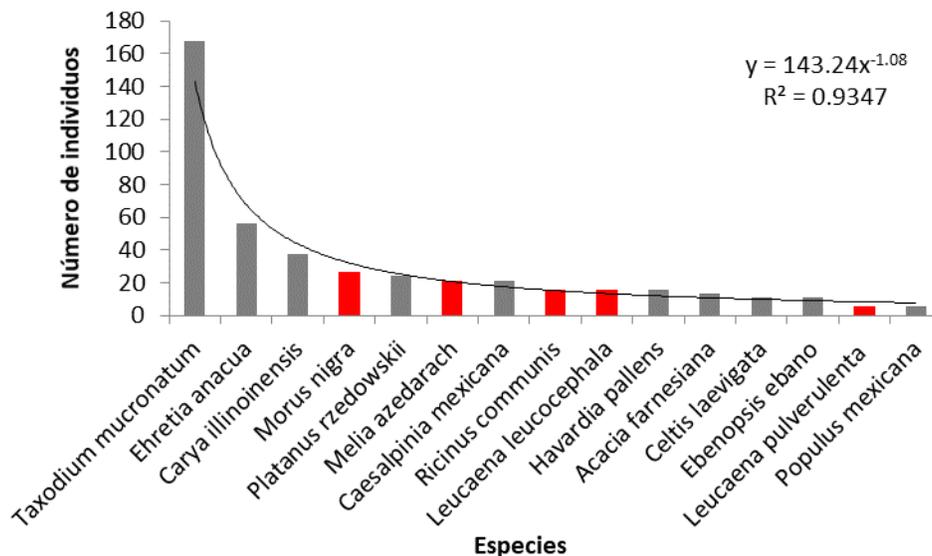
**Fig. 2.** Distribución de categorías diamétricas para la vegetación arbórea del bosque de galería urbano en el río el Camachito.

El gráfico de clases de altura también presentó una tendencia negativa conforme aumenta la altura de los individuos; la clase menos 8 m fue la predominante con  $165 \text{ N ha}^{-1}$ , posteriormente, las clases de 10, 12, 14 y 16 m presentaron la mayor abundancia conjunta, representando el 46.89 % de la comunidad (fig. 3).



**Fig. 3.** Distribución de clases de altura para la vegetación arbórea del bosque de galería urbano en el río Camachito.

La figura 4 (rango/abundancia) describe de manera gráfica la relación entre la abundancia y las especies ordenadas en categorías de la de mayor a la de menor abundancia (Villarreal et al., 2006). La distribución de las especies muestra que la diversidad-abundancia presenta una tendencia exponencial negativa, con un número pequeño de especies abundantes y una gran proporción de especies poco abundantes, lo que se refleja a través de una curva de jota invertida. En el gráfico se aprecia que las tres especies con mayor abundancia son nativas.



**Fig. 4.** Gráfico dominancia-diversidad de la vegetación arbórea del bosque de galería urbano en el río el Camachito. Las barras grises indican especies nativas, las barras rojas indican especies introducidas.

De acuerdo con el análisis de diversidad alfa, la comunidad vegetal analizada presentó una riqueza de 21 especies, un índice de diversidad de Margalef ( $D_{Mg}$ ) de 3.87, un índice de entropía de Shannon ( $H'$ ) de 2.35 y un índice de diversidad verdadera de Shannon de 10.48.

## DISCUSIÓN

De acuerdo con los resultados, la especie con mayor índice de valor de importancia ecológica fue *Taxodium mucronatum* (Tabla 2), especie que es característica de estos ecosistemas ya que crece a las orillas de ríos, manantiales y arroyos, y en México presenta una amplia distribución (Enríquez-Peña et al., 2011). Estudios realizados en el estado de Nuevo León la reportan como una especie representativa y abundante en este tipo de vegetación (Treviño et al., 2001; Canizales et al., 2010).

El número de especies descritas en el presente trabajo es superior a las citadas por (Alanís-Rodríguez et al., 2020) y Canizales et al. (2010) en bosques de galería del mismo Estado. El mayor número de especies en este estudio puede explicarse por el número de especies identificadas como introducidas, que en total suman seis. Por otra parte, Aguilar (2018) reporta un total de seis especies arbóreas en un bosque de galería en el centro de México en el estado de Puebla y en el cual *Platanus mexicana* contribuyó con más del 50% al valor del IVI, mientras que en el presente estudio *T. mucronatum* representó el 35.2%. Treviño et al. (2001) mencionan

que es común que en los bosques de galería no exista una dominancia clara para ninguna especie, aunque especies como *Populus deltoides* subsp. *wislizenii* y *Platanus occidentalis*, muestran una alta capacidad de colonización ya que sus semillas son dispersadas por el viento (Sánchez, 1986; Treviño *et al.*, 2001).

El disturbio antropogénico y la actividad turística afectan la abundancia de los individuos arbóreos en los bosques de galería (Alanís-Rodríguez *et al.*, 2020b). Por ejemplo, Canizales *et al.* (2010) reportan un total de 970 N ha<sup>-1</sup> para un bosque de galería con poco grado de disturbio antrópico, mientras que Alanís-Rodríguez *et al.* (2020b) registraron 2187 N ha<sup>-1</sup> en un bosque de galería de difícil acceso y sin alteración aparente; por su parte Aguilar (2018) reporta 820 N ha<sup>-1</sup> para un bosque de galería con solo seis especies. En el presente estudio se registró una abundancia menor (464 N ha<sup>-1</sup>), lo que puede deberse al impacto que tienen las actividades antropogénicas en este tipo de vegetación debido a la cercanía al área urbana del municipio.

Otro indicador del impacto antropogénico sobre la comunidad vegetal evaluada es la presencia de especies introducidas. Las especies exóticas o introducidas tienen el potencial de modificar la composición del bosque y la función ecológica de los sistemas ribereños urbanos (Pennington *et al.*, 2010). En este estudio se registraron seis especies clasificadas como introducidas, hallazgo similar al registrado por Mata-Balderas *et al.* (2020) en una zona ribereña urbana en Monterrey, Nuevo León, en donde también registraron especies introducidas como *Morus nigra*, *Melia azedarach*, *Ricinus communis*, *L. leucocephala*, *F. berlandieriana* que coinciden con el presente estudio. Especies como *Melia azedarach*, *L. leucocephala* y *F. berlandieriana* han sido registradas como parte de las áreas verdes públicas del municipio de Linares (Leal *et al.*, 2018); en particular, *L. leucocephala* ha sido reconocida como una especie exótica invasora de las más dañinas del mundo (Mata-Balderas *et al.*, 2020), ya que se ha registrado como maleza en más de 20 países de todos los continentes, invade hábitats naturales, perturbados, degradados y otros sitios ruderales y puede llegar a formar matorrales densos monoespecíficos amenazando bosques nativos y especies endémicas (GISD, 2020). Estudios como el de Burton *et al.* (2005) indican que los cambios en el ensamblaje de especies leñosas ribereñas en Estados Unidos de América se deben en gran medida a la urbanización de estas zonas.

La tendencia negativa encontrada en la relación densidad – diámetro normal (fig. 2), indica que la comunidad vegetal estudiada presenta en su mayoría árboles jóvenes, y un reducido número de individuos en las categorías diamétricas mayores, comportamiento que también se presenta en otros estudios, como en un bosque de oyamel en Zapalinamé, Coahuila, donde el bosque presentó un crecimiento típico de una población en crecimiento, ajustándose a la de una “J” invertida, atribuyendo esta característica a la dominancia de especies tolerantes a la sombra y por tratarse de un bosque incoetáneo (Encina-Domínguez *et al.*, 2008), de la misma manera López-Hernández y colaboradores (2017) en su estudio de un bosque mixto *Pinus-Abies* en Puebla, México, también registraron este tipo de distribución con asimetría hacia la izquierda, presentando la mayor cantidad de individuos en las categorías diamétricas menores. También Méndez Osorio *et al.* (2018) en su estudio de un bosque de *Pinus-Quercus* en Guerrero, México registraron una línea de tendencia exponencial en decremento, conforme aumentaban las clases diamétricas, los autores indicaron que era un bosque en regeneración y crecimiento en el que la población más abundante se agrupa en las primeras categorías diamétricas. Y finalmente Rodríguez Sosa *et al.* (2018) en un estudio de un bosque de galería en Guisa, Cuba, reportaron una distribución diamétrica similar a lo registrado en este estudio, donde el bosque presenta la mayoría de los árboles en las categorías diamétrica pequeñas, que son lo suficientemente abundantes para sustituir a los árboles grandes que mueren o son talados.

El comportamiento de altura de los árboles siguió la misma tendencia que los diámetros (fig. 3). Acosta *et al.* (2008) mencionan que cuando el número de individuos del piso inferior es superior a los del intermedio, el área corresponde a un bosque en regeneración, en este caso no se determinaron pisos, pero se observa una disminución en la cantidad de árboles conforme

éstos son más altos, lo cual coincide con otros trabajos realizados en áreas semejantes (Alanís-Rodríguez *et al.*, 2020b; Canizales *et al.*, 2010) y también con áreas evaluadas en otros tipos de bosque (García *et al.*, 2019; Zarco-Espinosa *et al.*, 2010), y refuerza la interpretación de la dominancia de árboles maduros en el área de estudio.

Mata-Balderas *et al.* (2020) reportan que la comunidad vegetal ribereña estudiada sobre el río Santa Catarina en Monterrey, Nuevo León se encuentra conformada por un bajo número de especies, aunque muy abundantes, siendo el resto de las especies prácticamente raras, lo cual coincide con lo observado en la curva rango de especies/abundancia de esta investigación (fig. 4).

La riqueza de especies de acuerdo con el índice de Margalef ( $D_{Mg}$ ) puede considerarse como media a alta, ya que dicho índice alcanza valores superiores a 5 cuando se considera alta riqueza y menores a 2 como baja riqueza (Margalef, 1972). En este estudio el valor fue de 3.87, resultando ser mayor a lo documentado por Alanís-Rodríguez *et al.* (2020b) quienes obtuvieron un índice de 1.52, y mayor a lo reportado por Canizales *et al.* (2010), quienes obtuvieron un valor de 0.44, 0.76 y 0.50 para tres áreas evaluadas. Este resultado puede estar asociado a la presencia de especies introducidas a consecuencia de la relación con centros urbanos o con la actividad turística - recreativa.

El valor obtenido para el índice de entropía de Shannon ( $H' = 2.35$ ) puede interpretarse como medio, ya que valores menores a 2 se consideran como bajos y superiores a 3 son considerados altos (Shannon, 1948). El valor de  $H'$  registrado en el presente estudio fue superior a lo reportado por otros autores en estudios similares; por ejemplo, Canizales *et al.* (2010) reportaron valores de  $H'$  de 0.74, 0.47 y 0.18 para la vegetación de galería del río Ramos en Nuevo León bajo tres condiciones de impacto antropogénico, siendo el valor más alto para la condición considerada como muy buena. Treviño *et al.* (2001) obtuvieron un valor de  $H' = 1.74$  para el río Cabezones en Nuevo León, donde detectaron una reducción de la vegetación natural; otros trabajos han reportado valores de 1.8 y 0.73 para dos ríos en el occidente (Sierra de Quila, Jalisco) y centro de México (Xaltatempa, Puebla) respectivamente (Santiago, 2014; Aguilar, 2018). Esto indica que a pesar de que el bosque de galería se encuentra muy cercano al área urbana del municipio, no presenta una disminución en el valor de este índice, es decir que la diversidad arbórea del río Camachito no se ha visto afectada por su cercanía con la ciudad.

De acuerdo con el índice de diversidad verdadero de Shannon, el valor obtenido en este estudio fue de 10.48. En otros trabajos como el de Treviño *et al.* (2001) obtuvieron un valor de 5.69 para el río Cabezones en Nuevo León, donde detectaron una reducción de la vegetación natural, mientras Santiago *et al.* (2014) y Aguilar, (2018) reportaron valores de 6.04 y 2.07 para la diversidad de dos ríos en el occidente y centro de México, respectivamente. Estos resultados indican que la comunidad evaluada es más diversa a la reportada en los otros estudios y eso se podría deber a que existe una tercera parte de especies introducidas, las cuales aumentan el número de especies y la complejidad proporcional de ellas.

## CONCLUSIONES

(1) Las curvas de dominancia-diversidad, clases diamétricas y clases de altura se ajustaron bien a una “J” invertida, distribución característica en la mayoría de las comunidades vegetales caracterizadas por la presencia de organismos jóvenes, (2) la comunidad vegetal estudiada presenta alta riqueza y diversidad de especies en comparación con otros bosques de galería en México y (3) la especie con mayor importancia por su contribución a la comunidad es *T. mucronatum*.

## LITERATURA CITADA

- Acosta, C., A. M. y H. A. (2008). Contribución de la flora arbórea de un sector del bosque ribereño “Los Letreros”, estado Trujillo, Venezuela. *Revista Forestal Venezolana*, 52 (1), 21:31.
- Aguilar Luna, J. M. E. (2018). No Title Estructura y diversidad de la vegetación arbórea de un bosque de galería en el estado de Puebla. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 9(47), 230–252.
- Alanís-Rodríguez, E., Rubio-Camacho, E. A., Canizales-Velázquez, P. A., Mora-Olivo, A., & Pequeño-Ledezma, M. Á Rodríguez, E. B. (2020). Estructura y diversidad de un bosque de galería en el noreste de México. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 11, 58.
- Alanís Rodríguez, E., Mora Olivo, A., & Marroquin de la Fuente, J. S. (2020). *Muestreo ecologico de la vegetacion*. Editorial Universitaria de l Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Aronson, M. F., Patel, M. V., O'Neill, K. M., and Ehrenfeld, J. G. (2017). Urban riparian systems function as corridors for both native and invasive plant species. *Biological Invasions*, 19(12), 3645–3657.
- Bozóki, T., Krasznai-Kun, E. A., Cserecsa, A., Várbíró, G., and Boda, P. (2018). Temporal and spatial dynamics in aquatic macroinvertebrate communities along a small urban stream. *Environmental Earth Sciences*, 77 (559), 1–10.
- Brower, J.E.; J.H. Zar, y C. N. V. E. (1998). *General Ecology*. McGraw-Hill. Boston, MA. Estados Unidos, 273.
- Burton, M. L., Samuelson, L. J., & Pan, S. (2005). Riparian woody plant diversity and forest structure along an urban-rural gradient. *Urban Ecosystems*, 8 (1), 93–106.
- Canizales V., P. A., G. J. Alanís F., S. Favela L., M. Torres M., E. Alanís R., J. J. P. y H. P. R. (2010). Efecto de la actividad turística en la diversidad y estructura del bosque de galería en el noreste de México. *Ciencia UANL*, 13 (1), 55–63.
- CONAFOR. (2012). *Inventario Nacional Forestal y de Suelos. Informe 2004-2009*. Coordinación General de Planeación e Información a Través de La Gerencia de Inventario Forestal y Geomática. Comisión Nacional Forestal, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales Zapopan.
- Cortés C., J. C. y G. A. I. (2005). Influencia de factores ambientales en la distribución de especies arbóreas en las selvas del sureste de México. *Revista de Biología Tropical*, 53 (1-2), 115–133.
- Croke, J., Thompson, C., & Fryirs, K. (2017). Prioritising the placement of riparian vegetation to reduce flood risk and end-of-catchment sediment yields: Important considerations in hydrologically-variable regions. *Journal of Environmental Management*, 190, 9–19.
- Dahmer, S. C., Matos, L., and Morley, A. (2018). Preface—Restoring Toronto’s waters: Progress toward delisting the Toronto and Region Area of Concern. *Aquatic Ecosystem Health & Management*, 21 (3), 223–229.
- Encina-Domínguez, J. A., Encina-Domínguez, F. J., Mata-Rocha, E., & Valdes-Reyna, J. (2008). Aspectos estructurales, composición florística y caracterización ecológica del bosque de oyamel de la sierra de zapalinamé, Coahuila, México. *Boletín de La Sociedad Botánica de Mexico*, 83, 13–24. <https://doi.org/10.17129/botsoci.1785>
- Enríquez-Peña, E. Gabriela, & Suzán-Azpiri, H. (2011). Estructura poblacional de *Taxodium mucronatum* en condiciones contrastantes de perturbación en el estado de Querétaro, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 82 (1), 153–167.
- Eskelson, B. N., Anderson, P. D., & Temesgen, H. (2013). Sampling and modeling riparian forest structure and riparian microclimate. *Density Management for the 21st Century: West Side Story*. USDA Forest Service, Pacific Northwest Research Station. Gen. Tech. Rep. PNW-GTR-880. Portland, OR. USA, In: Anders, 126–135.
- García García, S. A., Narváez Flores, R., Olivas García, J. M., & Hernández Salas, J. (2019). Diversidad y estructura vertical del bosque de pino-encino en Guadalupe y Calvo, Chihuahua. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 10 (53), 41–63.

- GISD. (2020). *Species profile Leucaena leucocephala*. Global Invasive Species Database. <http://www.iucngisd.org/gisd/species.php?sc=23>
- Granados-Sánchez, D., Hernández-García, M. Á., & López-Ríos, G. F. (2006). Ecología de las Zonas Ribereñas. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y Del Medio Ambiente*, 12(1), 55–69.
- Grella, C., Renshaw, A., & Wright, I. . (2018). Invasive weeds in urban riparian zones: the influence of catchment imperviousness and soil chemistry across an urbanization gradient. *Urban Ecosystems*, 21(3), 505–517.
- INEGI. (2009). *Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos Linares, Nuevo León. Clave geoestadística 19033*.
- Jost, L. (2006). Entropy and diversity. *Oikos*, 113(2), 363–375. <https://doi.org/10.1111/j.2006.0030-1299.14714.x>
- Leal Elizondo, C. E., Leal Elizondo, N., Alanís Rodríguez, E., Pequeño Ledezma, M. Á., Mora-Olivo, A., & Buendía Rodríguez, E. (2018). Estructura, composición y diversidad del arbolado urbano de Linares, Nuevo León. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 9 (48), 252–270.
- López-Hernández, J. A., Aguirre-Calderón, Ó. A., Alanís-Rodríguez, E., Monarrez-Gonzalez, J. C., González-Tagle, M. A., & Jiménez-Pérez, J. (2017). Composición y diversidad de especies forestales en bosques templados de Puebla, México. *Madera Bosques*, 23(1), 39–51. <https://doi.org/10.21829/myb.2017.2311518>
- Magurran, A. E. (2004). *Measuring Biological Diversity*. Blackwell Science Ltd, a Blackwell Publishing company. [https://www2.ib.unicamp.br/profs/thomas/NE002\\_2011/maio10/Magurran\\_2004\\_c2-4.pdf](https://www2.ib.unicamp.br/profs/thomas/NE002_2011/maio10/Magurran_2004_c2-4.pdf)
- Margalef, R. (1972). *Homage to Evelyn Hutchinson, or why there is an upper limit to diversity*. Transactions of the Connecticut Academy of Arts and Sciences, 44,211-235.
- Martella, M.; E. Trumper, L. Bellis, D. Renison, P. Giordano, G. Bazzano, y R. G. (2012). Manual de Ecología: Evaluación de la biodiversidad. *Reduca (Biología). Serie Ecología*, 5 (1).
- Mata-Balderas, J. M., Hernández-Cárdenas, S. E., Alanís-Rodríguez, E., & Mora-Olivo, A. (2020). izeza, composición y abundancia de especies en una comunidad vegetal ribereña en el río Santa Catarina, Monterrey, Nuevo León. *Ciencia UAT*, 14(2), 06–20.
- Meli, P., Ruiz, L., Aguilar, R., Rabasa, A., Rey-Benayas, J. M., & Carabias, J. (2017). Bosques ribereños del trópico húmedo de México: Un caso de estudio and aspectos críticos para una restauración exitosa. *Madera Bosques*, 23(1), 181–193. <https://doi.org/10.21829/myb.2017.2311118>
- Méndez Osorio, C., Alanís Rodríguez, E., Jiménez Pérez, J., Aguirre Calderón, Ó. A., & Treviño Garza, E. J. (2014). Análisis de la regeneración postincendio en un bosque de pino-encino de la Sierra de Guerrero, México. *Ciencia UANL*, 17(69), 63–70.
- Méndez Osorio, C., Mora Donjuán, C. A., Rodríguez, E. A., Jiménez Pérez, J., Aguirre Calderón, O. A., Treviño Garza, E. J., & Pequeño Ledezma, M. A. (2018). Fitodiversidad y estructura de un bosque de pino-encino en la Sierra Madre del Sur, México. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 9(50), 35–53. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v9i50.236>
- Naiman, R. J. and H. D. (1997). The ecology of interfaces: riparian zones. *Annual Reviews of Ecology and Systematics*, 28, 621–658. <https://doi.org/Doi:10.1146/annurev.ecolsys.28.1.621>.
- Núñez-Avellaneda, L. A., Castro, M. I., Mestre, G., & Lozano, L. (2019). Los bosques de galería conectores de vida. *Ámbito Investigativo*, 4 (1), 14–19.
- Pennington, D. N., Hansel, J. R., & Gorchoy, D. L. (2010). Urbanization and riparian forest woody communities: diversity, composition, and structure within a metropolitan landscape. *Biological Conservation*, 143 (1), 182–194.
- Richarson, D. ., Holmes, P. ., Elser, K., Kirkman, S. ., & Hobbs, R. . (2007). Riparian vegetation: deradation, alien plant invasions, and restoration prospects. *Diversity and Distributions*, 13(1), 126–139.

**Recibido:**  
30/abril/2020

**Aceptado:**  
9/febrero/2021

- Rodríguez Sosa, J. L., Puig Pérez, A., & Leyva Magaña, C. P. (2018). Caracterización estructural del bosque de galería de la Estación Experimental Agroforestal de Guisa. *Revista Cubana de Ciencias Forestales*, 6(1), 45–57.
- Rzedowski, J. (1978). *Vegetación de México Ed. Limusa. 4ª. Reimpresión. México, D. F. México.*
- Rzedowski, J. (2006). *Vegetación de México. Ira. Edición digital, Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México.*
- Sánchez, S. R. (1986). *Vegetación en galería y sus relaciones hidrogeomorfológicas. Ing. Hídric. Méx. 1(3), 70-78.*
- Santiago P., A. L., A. Ayón E., V. C. Rosas E., F. A. R. Z. y S. L. T. G. (2014). Estructura del bosque templado de galería en la sierra de Quila, Jalisco. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 5 (24), 144–159.
- Shannon, C. (1948). No TitleThe mathematical theory of communication. *En C. E. Shannon; W. Weaver (Ed). Univ. of Illinois. Press, 134–154.*
- Treviño, E. J., Cavazos Camacho, C., & Aguirre-Calderon, O. A. (2001). Distribución y estructura de los bosques de galería en dos ríos del centro sur de Nuevo León. *Madera y Bosques*, 7(1), 13–25. <https://doi.org/Doi:10.21829/myb.2001.711315>
- Tropicos. (2020). Tropicos, org. Missouri Botanical Garden. *Missouri Botanical Garden.*
- Villareal, H., Álvarez, M., Córdoba, S., Escobar, F., Fagua, G., Gast, F., ... & Umaña, A. M. (2006). *Métodos para el análisis de datos: una aplicación para resultados provenientes de caracterizaciones de biodiversidad: 191 (en) Manual de métodos para el desarrollo de inventarios de biodiversidad.*
- Ward, J., K. Tockner, D. A. and C. C. (2002). Riverine landscape diversity. *Freshwater Biology*, 47, 517–539.
- Zarco-Espinoza, V. M., J. L. Valdez-Hernández, G. Á.-P. y O. C.-A. (2010). Estructura y diversidad de la vegetación arbórea del Parque Estatal Agua Blanca, Macuspana, Tabasco. *Universidad y Ciencia*, 26(1), 1-17.

## Anexo 1

Especie	Nombre común	Familia	Forma biológica	Origen
<i>Acacia farnesiana</i> (L.) Willd.	Huizache	Fabaceae	Arbustiva	Nativa MET
<i>Caesalpinia mexicana</i> A. Gray	Árbol del potro	Fabaceae	Arbórea	Nativa MET
<i>Carya illinoensis</i> (Wangenh.) K. Koch	Nogal	Juglandaceae	Arbórea	Nativa BG
<i>Casimiroa greggii</i> (S. Watson) F. Chiang	Chapote amarillo	Rutaceae	Arbustiva	Nativa MET
<i>Celtis laevigata</i> Willd.	Palo blanco	Cannabaceae	Arbórea	Nativa BG
<i>Ebenopsis ebano</i> (Berland.)	Ébano	Fabaceae	Arbórea	Nativa MET
<i>Ehretia anacua</i> (Terán & Berland.) I.M. Johnst.	Anacua	Boraginaceae	Arbustiva	Nativa MET
<i>Fraxinus berlandieriana</i> A. DC.	Fresno	Oleaceae	Arbórea	Introducida
<i>Havardia pallens</i> (Benth.) Britton & Rose	Tenaza	Fabaceae	Arbórea	Nativa MET
<i>Leucaena leucocephala</i> (Lam.) de Wit	Leucaena	Fabaceae	Arbórea	Introducida
<i>Leucaena pulverulenta</i> (Schltdl.) Benth.	Leucaena P.	Fabaceae	Arbórea	Introducida
<i>Melia azedarach</i> L.	Canelón	Meliaceae	Arbórea	Introducida
<i>Morus nigra</i> L.	Mora	Polygonaceae	Arbórea	Introducida
<i>Platanus rzedowskii</i> Nixon & J.M. Poole	Álamo	Platanaceae	Arbórea	Nativa BG
<i>Populus mexicana</i> Wesm. ex DC.	Alamillo	Salicaceae	Arbórea	Nativa BG
<i>Prosopis laevigata</i> (Willd.) M.C. Johnst.	Mezquite	Fabaceae	Arbórea	Asociada BG
<i>Ricinus communis</i> L.	Higuerón	Euphorbiaceae	Arbustiva	Introducida
<i>Salix humboldtiana</i> Willd.	Sauce	Salicaceae	Arbórea	Nativa BG
<i>Taxodium mucronatum</i> Ten.	Sabino	Taxodiaceae	Arbórea	Nativa BG
<i>Vallesia glabra</i> (Cav.) Link	Magüira	Lauraceae	Arbórea	Nativa BG
<i>Zanthoxylum fagara</i> (L.) Sarg.	Colima	Rutaceae	Arbustiva	Nativa MET

Nativa MET= nativa de matorral espinoso tamaulipeco, nativa BG = nativa de bosque de galería, asociada BG = asociada a bosque de galería.

# **ESTRUCTURA Y DIVERSIDAD DEL MATORRAL XERÓFILO EN EL NORESTE DE MÉXICO**

# **STRUCTURE AND DIVERSITY OF THE XEROPHILOUS SCRUB IN NORTHEAST MEXICO**

**Reyna-González, Á. M.; P.S. Soto-Borrego, E. Alanís-Rodríguez, V. M. Molina-Guerra y A. Collantes-Chávez-Costa**

ESTRUCTURA Y DIVERSIDAD DEL MATORRAL XERÓFILO EN EL NORESTE DE MÉXICO.

STRUCTURE AND DIVERSITY OF THE XEROPHILOUS SCRUB IN NORTHEAST MEXICO.

## ESTRUCTURA Y DIVERSIDAD DEL MATORRAL XERÓFILO EN EL NORESTE DE MÉXICO

## STRUCTURE AND DIVERSITY OF THE XEROPHILOUS SCRUB IN NORTHEAST MEXICO

Reyna-González, Á. M.;  
P.S. Soto-Borrego,  
E. Alanís-Rodríguez,  
V. M. Molina-Guerra y  
A. Collantes-Chávez-Costa

ESTRUCTURA Y  
DIVERSIDAD DEL  
MATORRAL XERÓFILO EN  
EL NORESTE DE MÉXICO.

STRUCTURE AND  
DIVERSITY OF THE  
XEROPHILOUS SCRUB IN  
NORTHEAST MEXICO.

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 107-122. Enero 2021

DOI:  
10.18387/polibotanica.51.7

Á. M. Reyna-González  
P.S. Soto-Borrego

E. Alanís-Rodríguez / [eduardo.alanisrd@uanl.edu.mx](mailto:eduardo.alanisrd@uanl.edu.mx)

Facultad de Ciencias Forestales, Universidad Autónoma de Nuevo León,  
Carretera Linares-Cd. Victoria Km 145. Apartado Postal 41. CP 67700,  
Linares, N.L., México.

V. M. Molina-Guerra

RENAC, S.A. de C.V., Asesorías Ambientales, Calle Perlitas 127,  
Fraccionamiento las Glorias. CP 67710, Linares, Nuevo León, México.

A. Collantes-Chávez-Costa

Universidad de Quintana Roo, División de Desarrollo Sustentable,  
Av. Andrés Quintana Roo con calle 110 Sur s/n, CP 77600  
Cozumel, Quintana Roo, México.

**RESUMEN:** Se evaluó la estructura y diversidad de especies leñosas en una comunidad vegetal con historial pecuario que fue excluida hace una década dentro del Área de Conservación e Investigación RENAC, en el municipio de Linares (Noreste de México). Se establecieron 10 sitios de muestreo de 100 m<sup>2</sup> (10 x 10 m) distribuidos aleatoriamente. En los sitios se consideraron los individuos arbóreos y arbustivos con un diámetro basal ( $d_{0.10}$ ) igual o mayor a 3 cm, como correspondiente a la vegetación original remanente. Para evaluar la regeneración ( $d_{0.10} < 3$  cm) se establecieron sitios de 1 m<sup>2</sup> (1 x 1 m) en cada esquina y el centro del sitio de 100 m<sup>2</sup>. Se midió la altura total (h), diámetro basal ( $d_{0.10m}$ ) y cobertura de copa (N-S, E-O). Los parámetros ecológicos analizados fueron de abundancia ( $A_r$ ), dominancia ( $D_r$ ), frecuencia ( $F_r$ ) e índice de valor de importancia (IVI), además estimaciones de índices de Shannon (H') y Margalef ( $D_a$ ). Se registraron 10 familias, 12 géneros y 14 especies. La familia con mayor número de especies (4) fue Fabaceae. Las especies con mayores valores de índice de valor de importancia (IVI) fueron *Havardia pallens*, *Zanthoxylum fagara* y *Celtis laevigata*, especies típicas de comunidades vegetales maduras del matorral espinoso tamaulipeco y submontano. En la comunidad vegetal estudiada, se presentan una riqueza y diversidad de especies típicas de clima árido y semiárido del noreste de México y, tanto el patrón de clases diamétricas, como el índice de similitud de Jaccard sugieren una activa dinámica de la regeneración en la comunidad vegetal.

**Palabras clave:** Vegetación xerofítica, estructura ecológica, diversidad, conservación, regeneración.

**ABSTRACT:** The structure and diversity of woody species in a plant community with livestock history was evaluated, which was excluded a ten years in the RENAC Conservation and Research Area, municipality of Linares in the Northeast of Mexico. A total of 10 randomly distributed sampling plot from 100 m<sup>2</sup> (10 x 10 m) were established. At the plots, arboreal and shrubby individuals with a basal diameter ( $d_{0.10}$ ) equal to or greater than 3 cm, corresponding to the original remaining vegetation were considered. To evaluate the regeneration ( $d_{0.10} < 3$  cm) sites of 1 m<sup>2</sup> (1 x 1 m) were established in each corner and the center of the site of 100 m<sup>2</sup>. The total height (h), basal diameter ( $d_{0.10m}$ ) and cup cover (N-S, E-O) were measured. The ecological

parameters analyzed were abundance (Ar), dominance (Dr), frequency (Fr) and importance value index (IVI), also estimates of Shannon ( $H'$ ) and Margalef (Da) indices. 10 families, 12 genera and 14 species were registered. The family with the highest number of species (4) was Fabaceae. The species with the highest values of importance index (IVI) were *Havardiapallens*, *Zanthoxylum fagara* and *Celtis laevigata*, typical of species of mature plant communities of the Tamaulipan thornscrub and submontane thorn scrub. In the plant community studied, there is a richness and diversity of typical species of arid and semi-arid climate of northeastern Mexico, and both the pattern of diameter classes and the Jaccard similarity index suggest that an active dynamics of regeneration in the plant community.

**Key words:** *Xerophilous vegetation; ecological structure, diversity, conservation, regeneration.*

## INTRODUCCIÓN

Las formaciones vegetales con mayor distribución en México son los matorrales xerófilos, cubriendo el 28.8% de la superficie total nacional (CONAFOR, 2018). Los estados con mayores superficies de matorrales son Baja California, Baja California Sur, Sonora, Chihuahua, Jalisco, Guanajuato, Tamaulipas y Nuevo León (Instituto Nacional de Estadística y Geografía, 2012). El estado de Nuevo León presenta una superficie de 4.2 millones de hectáreas, de las cuales el 53.5% corresponde a matorrales xerófilos (CONAFOR, 2014).

Las actividades productivas como la agricultura, ganadería y silvicultura han modificado la estructura y composición de los ecosistemas del norte del país (Alanís Rodríguez *et al.*, 2008). La ganadería es una de las principales actividades que fomenta la pérdida de cobertura vegetal natural por el cambio de uso de suelo (Arriaga, 2009; Pequeño-Ledezma *et al.*, 2012). El pastoreo continuo es una práctica sumamente utilizada en el noreste del país en zonas denominadas “agostaderos” (Hanselka *et al.*, 1988), término utilizado para tierras que por su precipitación pluvial, topografía o calidad, producen en forma natural o cultivada, pastos y forrajes que sirven para alimento del ganado. En este tipo de pastoreo se hace uso de la superficie al menos durante una temporada completa o de forma permanente (Molina-Guerra *et al.*, 2013), sin embargo, el animal ejerce una amplia selección de las especies del agostadero consumiendo aquellas que resultan más palatables (Baraza & Valiente-Banuet, 2012).

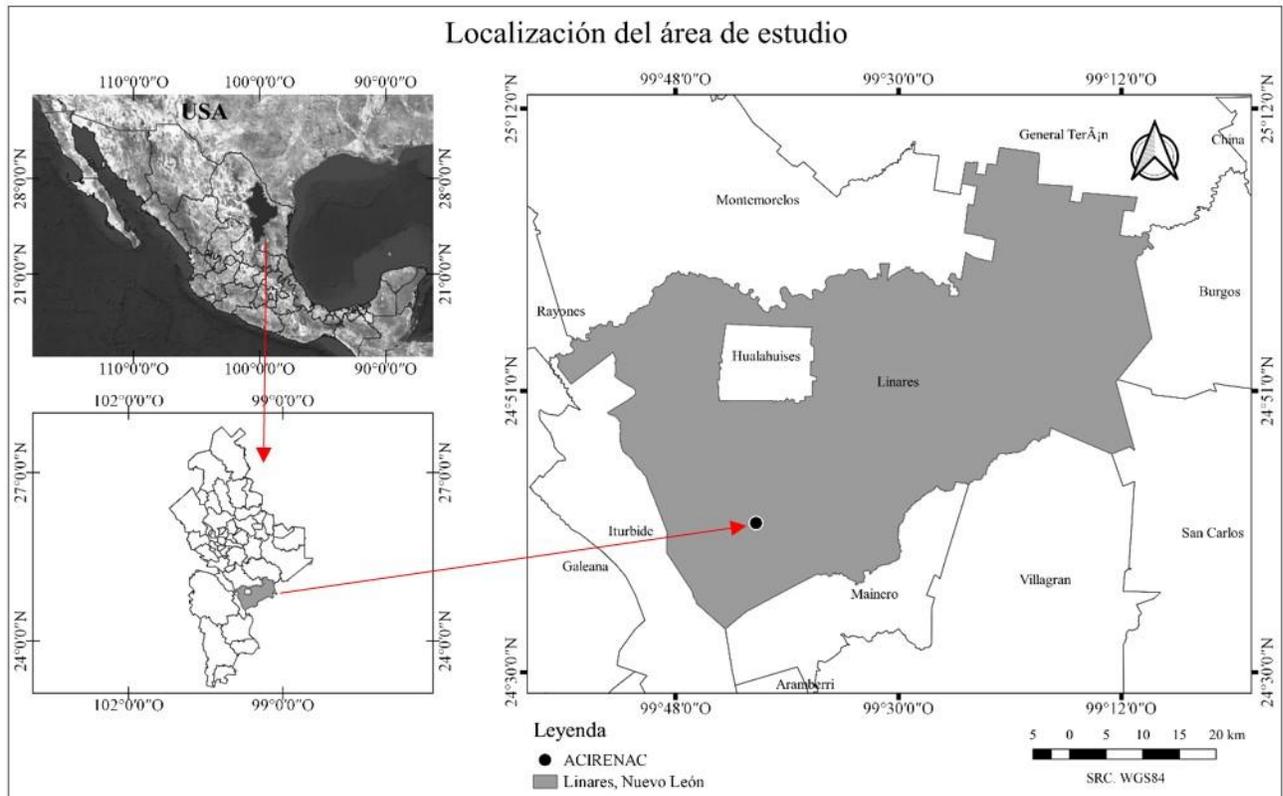
En las áreas rurales del noreste de México la actividad pecuaria es el principal medio de sustento, sin embargo, existe escasa información sobre los efectos de esta actividad en la vegetación. Generar información cuantitativa de la estructura y diversidad de las especies leñosas es importante para la correcta toma de decisiones en la gestión pecuaria y de conservación (Molina-Guerra *et al.*, 2013; Pequeño-Ledezma *et al.*, 2012).

El Área de Conservación e Investigación RENAC es una reserva ecológica particular ubicada en el noreste de México, presenta una superficie de 6.32 ha<sup>-1</sup> y desde hace una década conserva una comunidad vegetal de matorral xerófilo que tiene historial de uso pecuario. En esta área de conservación no se han desarrollado investigaciones que evalúen el estado actual de su comunidad vegetal. El objetivo de la presente investigación fue evaluar la estructura y diversidad de especies leñosas en dos estratos (remanente y regeneración) del Área de Conservación e Investigación RENAC. La hipótesis es que las especies con mayor abundancia en ambos estratos (remanente y regeneración) son similares y que las curvas de dominancia-diversidad presentarán el mismo modelo de ajuste.

## MÉTODOS

**Área de estudio.** El Área de Conservación e Investigación RENAC (ACIRENAC), se localiza en el ejido Los Álamos, en el municipio de Linares, Nuevo León (Noreste de México; fig. 1),

en las coordenadas  $27^{\circ} 41' 42.1''$  N y  $99^{\circ} 41' 20.1''$  W, a 27 km de la cabecera de este municipio. Se encuentra en una zona de transición entre el matorral espinoso tamaulipeco (MET) y matorral submontano (INEGI, 1988) en la cuenca San Fernando – Soto la Marina, en la subcuenca A. Camacho (INEGI, 2010). Presenta escurrimientos superficiales de tipo intermitente próximos con un coeficiente de escurrimiento de 10-20%. INEGI (2005) lo ubica en la unidad geológica compuesta principalmente de rocas de origen sedimentario. El tipo de suelo predominante es del tipo Luvisol y las topeformas próximas son de lomerío bajo.



**Fig. 1.** a) Estados Unidos Mexicanos resaltando el Estado de Nuevo León, b) Estado de Nuevo León resaltando el municipio de Linares, c) Municipio de Linares, ubicando Área de Conservación e Investigación RENAC (ACIRENAC).

**Análisis de la vegetación.** La vegetación presente en el Área de Conservación e Investigación RENAC tiene características de transición de un matorral espinoso tamaulipeco y un matorral submontano. La vegetación fue influenciada por actividad pecuaria (ganado vacuno) durante el período 1984 al 2009, basada en el consumo del sotobosque y follaje del componente arbóreo y arbustivo, y por la extracción de leña (troncos caídos y corta de ramas de árboles y arbustos) para consumo local. En el año 2009 se excluyó el área con una cerca perimetral para delimitar el ACIRENAC de los terrenos contiguos y con esto evitar la extracción de leña y el ingreso del ganado; a partir de entonces y hasta la fecha (2019) el crecimiento de la vegetación se ha regenerado de manera natural y gradualmente.

Para evaluar la comunidad vegetal, en septiembre de 2019 se establecieron 10 sitios de muestreo de  $100 \text{ m}^2$  ( $10 \times 10 \text{ m}$ ) distribuidos aleatoriamente en una superficie de  $6.32 \text{ ha}^{-1}$ . En los sitios se consideraron los individuos arbóreos y arbustivos remanentes del aprovechamiento,

con diámetro basal ( $d_{0.10}$ ) igual o mayor a 3 cm. Para evaluar la regeneración de los árboles y arbustos ( $d_{0.10} < 3$  cm) se establecieron sitios de 1 m<sup>2</sup> (1 x 1 m) en cada esquina y el centro del sitio de 100 m<sup>2</sup>.

En los sitios de muestreo se desarrolló un censo de las especies arbóreas y arbustivas; las medidas consideradas fueron altura total ( $h$ ) (para el cálculo del volumen m<sup>3</sup> ha<sup>-1</sup>), diámetro basal ( $d_{0.10}$ ) y diámetro de copa ( $k$ ), el cual se obtuvo utilizando una cinta métrica midiendo el espacio ocupado por la copa en sentido norte-sur y este-oeste, esto permite calcular el diámetro promedio y con ello determinar el área de copa (m<sup>2</sup> ha<sup>-1</sup>). La medición del diámetro basal ( $d_{0.10}$ ) se efectuó a 0.10 m sobre la base del suelo, ya que es una medida estándar empleada para la regeneración de las especies leñosas del matorral espinoso tamaulipeco (Alanís-Rodríguez *et al.*, 2020). Las especies se identificaron por personal calificado de la Universidad Autónoma de Nuevo León usando el libro de Molina-Guerra *et al.* (2019).

**Análisis de la información.** Para estimar la riqueza de especies se utilizó el índice de Margalef ( $D_{Mg}$ ) y para la diversidad alfa el índice de Shannon & Weiner ( $H'$ ) mediante las ecuaciones:

$$D_{Mg} = \frac{(S - 1)}{\ln N}$$

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i * \ln(p_i)$$

$$p_i = \frac{n_i}{N}$$

Donde  $S$  es el número de especies presentes,  $N$  es el número total de individuos,  $p_i$  es la abundancia proporcional de la  $i$ ésima especie y  $n_i$  es el número de individuos de la especie  $i$ .

Para realizar el análisis de similitud florística de las comunidades  $i$  y  $j$ , se empleó el índice de Jaccard mediante la ecuación:

$$J_{ij} = \frac{C}{A + B - C}$$

Donde  $A$  es el número de especies presentes en la vegetación remanente (comunidad  $i$ ),  $B$  es el número de especies presentes en la regeneración (comunidad  $j$ ) y  $C$  es el número de especies presentes en ambos estratos (remanente y regeneración) es decir, que están compartidas.

Para caracterizar de manera horizontal la comunidad vegetal se generó un gráfico de clases diamétricas. Se generaron gráficos distribución de abundancia de especies a través de la construcción de curvas de dominancia-diversidad de forma decreciente para cada estrato (remanente y regeneración), desde las especies más abundantes hasta las menos abundantes (Brower & Zar, 1984; Magurran, 2004; Martella *et al.*, 2012). Cada especie presenta un rango en el eje “x”, y su respectiva abundancia sobre el eje “y”. Las curvas se ajustaron a distintos modelos de distribución de abundancia de especies (geométrico, Preemption, lognormal, Zipf y Zipf-Mandelbrot (Ulrich, Ollik, & Ugland, 2010). Los modelos de los gráficos distribución de abundancia se eligieron a partir de la máxima verosimilitud según el criterio de información de Akaike (AIC), donde el menor valor de AIC indica el mejor ajuste de las curvas entre los modelos comparados (Oksanen *et al.*, 2017). Los gráficos se realizaron mediante el programa R versión 2.4-3.

Para evaluar el diámetro promedio de copa y el área de copa y basal se utilizaron las siguientes fórmulas (Alanís-Rodríguez *et al.*, 2020):

$$\bar{k} = \frac{k_{N-S} + k_{E-O}}{2}$$

$$A = \frac{\pi}{4} * d^2$$

Donde  $\bar{k}$  es el diámetro promedio de la copa,  $k_{N-S}$  el diámetro medido en dirección Norte-Sur y  $k_{E-O}$  el diámetro medido en dirección Este-Oeste. En la segunda fórmula  $A$  es el área (de copa o basal),  $\pi$  un valor constante de 3.1416 y  $d$  el diámetro.

El volumen (V) de cada individuo se estimó mediante la fórmula:

$$V = g \times h \times CM$$

donde  $g$  es la superficie supuesta circular del diámetro basal (d0.10 m),  $h$  la altura total de individuo y  $CM$  el coeficiente mórfico, que para el caso del matorral espinoso tamaulipeco es 0.5 (Alanís-Rodríguez *et al.*, 2020).

Se utilizaron los indicadores ecológicos de abundancia ( $N \cdot ha^{-1}$ ), dominancia ( $m^2 \cdot ha^{-1}$ ) y frecuencia, con el fin de determinar el valor de importancia de las especies de la comunidad vegetal (Magurran, 2004). Para la estimación de la abundancia se empleó la siguiente ecuación:

$$A_i = \frac{N_i}{S}$$

$$AR_i = \left( \frac{A_i}{\sum A_i} \right) * 100$$

Donde  $A_i$  es la abundancia absoluta,  $AR_i$  es la abundancia relativa de la especie  $i$  respecto a la abundancia total,  $N_i$  es el número de individuos de la especie  $i$ , y  $S$  la superficie de muestreo (ha).

La dominancia relativa se evaluó mediante:

$$D_i = \frac{Ab_i}{S}$$

$$DR_i = \left( \frac{D_i}{\sum D_i} \right) * 100$$

Donde  $D_i$  es la dominancia absoluta,  $DR_i$  es la dominancia relativa de la especie  $i$  respecto a la dominancia total,  $Ab$  el área de copa de la especie  $i$  y  $S$  la superficie muestreada (ha).

La frecuencia relativa se obtuvo con la siguiente ecuación:

$$F_i = \frac{P_i}{NS}$$

$$FR_i = \left( \frac{F_i}{\sum F_i} \right) * 100$$

Donde  $F_i$  es la frecuencia absoluta,  $FR_i$  es la frecuencia de la especie  $i$  respecto a la frecuencia total,  $P_i$  es el número de sitios en la que está presente la especie  $i$  y  $NS$  el número total de sitios de muestreo. El índice de valor de importancia ( $IVI$ ) se define como:

$$IVI = \frac{AR_i + DR_i + FR_i}{3}$$

## RESULTADOS

**Composición.** En la vegetación remanente, se registraron 8 familias, 10 géneros y 11 especies (Tabla 1). La familia con mayor número de especies fue Fabaceae, con *Acaia rigidula*, *Acacia farnesiana*, *Havardia pallens* y *Eysenhardtia texana*.

En la regeneración, se registraron 11 familias, 12 géneros y 12 especies (Tabla 1). Se observaron dos familias con dos especies cada una; Rutaceae con *Amyris texana* y *Zanthoxylum fagara*, y Fabaceae con *Havardia pallens* y *Eysenhardtia texana*. Las otras ocho familias presentaron un solo espécimen cada una.

**Riqueza y diversidad.** Los resultados de la diversidad alfa en el Área de Conservación e Investigación RENAC (ACIRENAC) calculados mediante el índice de diversidad de Shannon ( $H'$ ) fue de 1.92 para el total de la vegetación, 2.00 para la regeneración y 1.58 para la vegetación remanente. El índice de diversidad de Margalef ( $D_{Mg}$ ) para el total de la vegetación resultó en un valor de 2.23, mismo valor que se obtuvo en la regeneración, el valor obtenido para la vegetación remanente fue de 1.89.

**Diversidad beta.** El Análisis de similitud florística evaluado mediante el Índice de Jaccard ( $J_{ij}$ ) muestra que existe una similitud florística del 64.29%, donde nueve de 14 especies son comunes.

**Tabla 1.** Listado florístico (ordenado alfabéticamente de acuerdo a la familia) de la vegetación remanente y de la regeneración del área de estudio. Abreviaturas: Vr (vegetación remanente), Rg (Regeneración) Arb (Arbustiva), P (Palatable) T (Tóxica) Sin descripción (N/D). La palatabilidad es de acuerdo a Martínez *et al.* (1997).

Familia	Nombre Científico	Nombre común	Vr	Rg	Forma de Vida	Palatabilidad
Cannabaceae	<i>Celtis laevigata</i> Willd.	Palo blanco	x	x	Arb	N/D
Ebenaceae	<i>Diospyros texana</i> Sheele.	Chapote	x	x	Arb	N/D
Fabaceae	<i>Eysenhardtia texana</i> Sceele	Vara dulce	x	x	Arb	N/D
Fabaceae	<i>Havardia pallens</i> (Benth.) Britton & Rose	Tenaza	x	x	Arb	P
Fabaceae	<i>Acacia farnesiana</i> (L.) Willd.	Huizache	x		Arb	P
Fabaceae	<i>Acacia rigidula</i> Benth.	Chaparro prieto	x		Arb	P
Oleaceae	<i>Forestiera angustifolia</i> Torr.	Panalero		x	Arb	N/D
Rhamnaceae	<i>Ramnus humboldtiana</i> Willd. ex Schult.	Coyotillo	x	x	Arb	T
Rubiaceae	<i>Randia obcordata</i> S. Watson.	Crucillo	x	x	Arb	N/D

Rutaceae	<i>Amyris texana</i> (Buckley) P. Wilson.	Barreta china		x	Arb	P
Rutaceae	<i>Zanthoxylum fagara</i> (L.) Sarg.	Colima	x	x	Arb	N/D
Salicaceae	<i>Neopringlea integrifolia</i> (Hemsl.) S. Watson	Corvagallina	x	x	Arb	N/D
Ulmaceae	<i>Celtis pallida</i> Torr.	Granjeno	x	x	Arb	P
Verbenaceae	<i>Lantana camara</i> L.	Lantana		x	Arb	P

**Indicadores Ecológicos.** La abundancia absoluta fue 1950 N ha<sup>-1</sup>, la especie más abundante de la vegetación remanente del ACIRENAC es *Havardia pallens*, con el 41.54% del total de los individuos registrados, seguida de *Zanthoxylum fagara* con 32.31% así como *Acacia farnesiana* y *Celtis laevigata* con 6.15 y 4.62% respectivamente (Tabla 2). El área basal fue de 5.90 m<sup>2</sup> ha<sup>-1</sup> y el área de copa 16110 m<sup>2</sup> ha<sup>-1</sup>, donde las tres principales especies (*Havardia pallens*, *Zanthoxylum fagara* y *Acacia farnesiana*) presentan el 75.40 y el 76.99% respectivamente. El volumen es de 14.70 m<sup>3</sup> ha<sup>-1</sup>, donde *Havardia pallens* y *Zanthoxylum fagara* presentan el 56.23%. Las cinco especies con mayor IVI fueron *Havardia pallens*, *Zanthoxylum fagara*, *Acacia farnesiana*, *Celtis pallida* y *Celtis laevigata*, las cuales juntas representan el 86.57% del valor de importancia de la vegetación remanente del ACIRENAC.

**Tabla 2.** Nombre científico con datos de abundancia, frecuencia, dominancia en IVI de la vegetación remanente en el ACIRENAC.

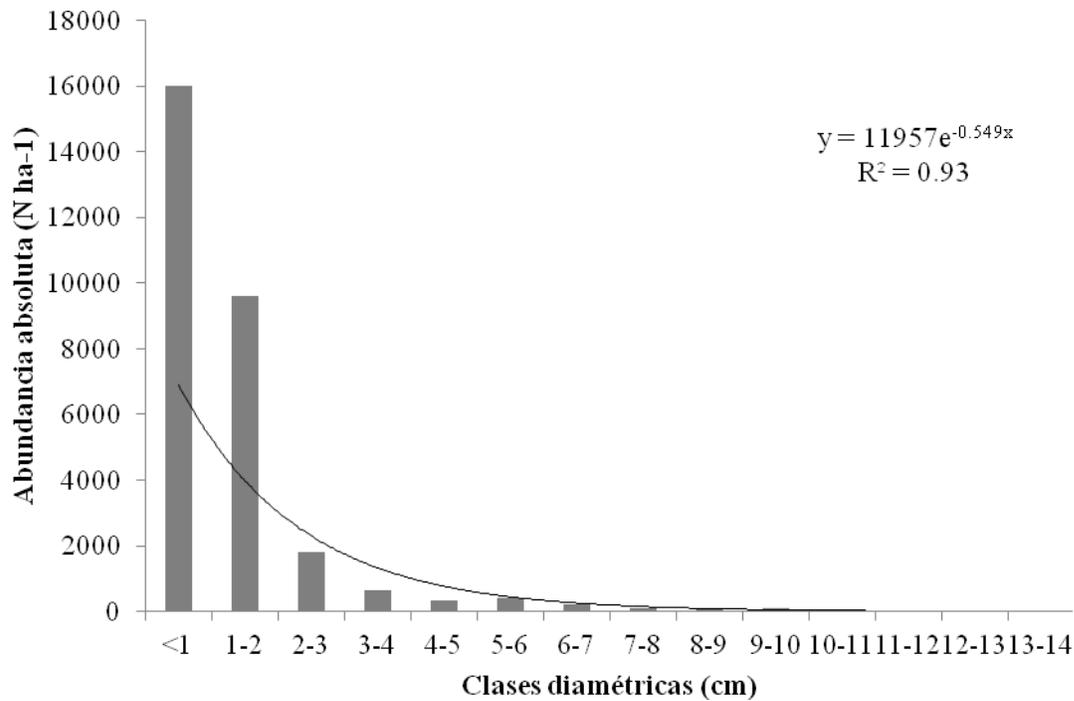
ESPECIES	ABUNDANCIA		ÁREA BASAL		ÁREA DE COPA		FRECUENCIA		VOLUMEN		IVI
	N ha <sup>-1</sup>	%	m <sup>2</sup> ha <sup>-1</sup>	%	m <sup>2</sup> ha <sup>-1</sup>	%	Sitios	%	m <sup>3</sup> ha <sup>-1</sup>	%	
<i>Havardia pallens</i>	810.00	41.54	1.84	31.19	5603.29	34.78	9.00	20.00	4.37	29.75	32.11
<i>Zanthoxylum fagara</i>	630.00	32.31	1.62	27.36	5492.42	34.09	10.00	22.22	3.89	26.48	29.54
<i>Acacia farnesiana</i>	120.00	6.15	1.00	16.85	1308.32	8.12	6.00	13.33	2.50	16.98	9.20
<i>Celtis pallida</i>	90.00	4.62	0.38	6.41	1316.82	8.17	5.00	11.11	0.92	6.25	7.97
<i>Celtis laevigata</i>	120.00	6.15	0.54	9.18	964.78	5.99	5.00	11.11	1.53	10.40	7.75
<i>Eysenhardtia polystachya</i>	60.00	3.08	0.20	3.44	332.82	2.07	3.00	6.67	0.52	3.55	3.94
<i>Diospyros texana</i>	40.00	2.05	0.17	2.89	566.09	3.51	2.00	4.44	0.59	3.99	3.34
<i>Neopringlea integrifolia</i>	40.00	2.05	0.07	1.12	186.45	1.16	2.00	4.44	0.17	1.13	2.55
<i>Acacia rigidula</i>	20.00	1.03	0.07	1.13	179.00	1.11	1.00	2.22	0.17	1.14	1.45
<i>Rhamnus humboldtiana</i>	10.00	0.51	0.02	0.27	136.25	0.85	1.00	2.22	0.04	0.24	1.19
<i>Randia obcordata</i>	10.00	0.51	0.01	0.16	24.05	0.15	1.00	2.22	0.01	0.09	0.96
<b>Total general</b>	<b>1950</b>	<b>100</b>	<b>5.90</b>	<b>100</b>	<b>16110</b>	<b>100</b>	<b>45</b>	<b>100</b>	<b>14.70</b>	<b>100</b>	<b>100</b>

Las especies presentes en la regeneración de los sitios estudiados en el ACIRENAC presentaron una abundancia absoluta de 27400 N ha<sup>-1</sup>, donde destacan con mayor abundancia *Celtis laevigata* y *Havardia pallens*, con el 28.47% (7,800 N ha<sup>-1</sup>) y 26.28% (7,200 N ha<sup>-1</sup>) de la abundancia total observada respectivamente, seguida de *Zanthoxylum fagara* con 12.41% (3,400 N ha<sup>-1</sup>) (Tabla 3). Las especies que presentaron mayores valores de área basal y área de copa en la regeneración fueron *Havardia pallens*, *Celtis laevigata* y *Zanthoxylum fagara*, presentando el 62.28 y 66.16% de los valores de valores porcentuales de la comunidad. Las especies con mayor frecuencia fueron *Celtis laevigata*, *Havardia pallens* y *Zanthoxylum fagara*, representando el 67% del total en el ACIRENAC. *Lantana camara* y *Celtis pallida*, registraron la menor frecuencia en el área de estudio (juntas el 2.19%). Las cinco especies que en la regeneración mostraron mayor IVI fueron *Havardia pallens*, *Celtis laevigata*, *Zanthoxylum fagara*, *Forestiera angustifolia* y *Randia obcordata*, representan juntas el 80.13% del IVI en el área de estudio.

**Tabla 3.** Nombre científico con datos de abundancia, frecuencia y dominancia de la vegetación presente en la regeneración de los sitios estudiados del ACIRENAC.

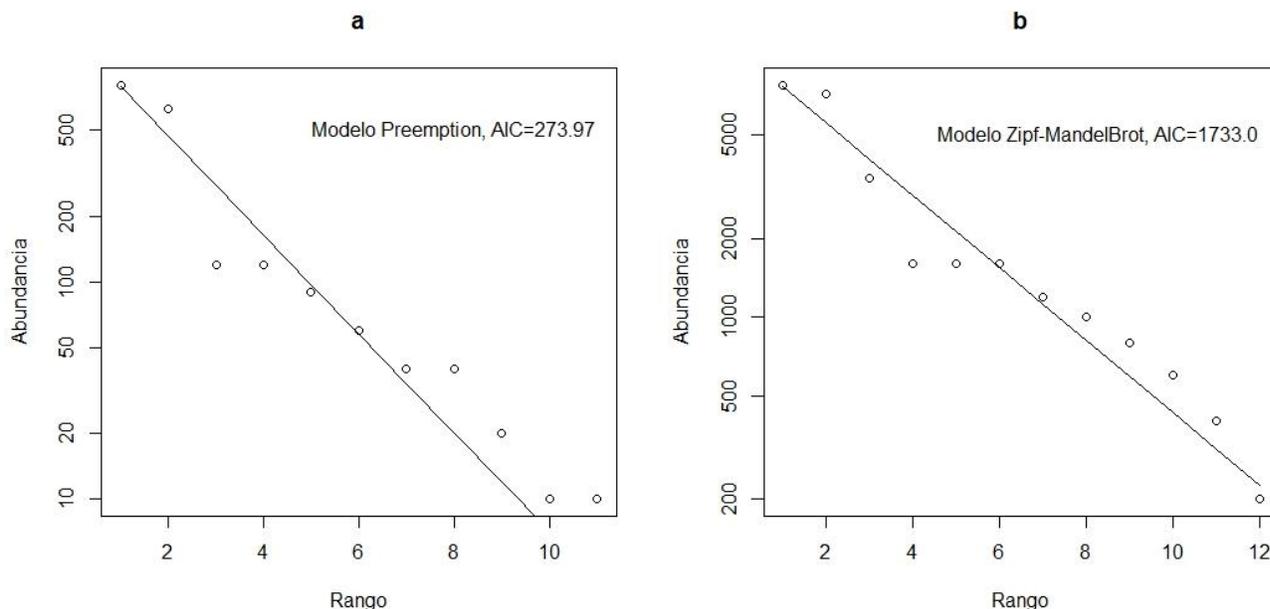
Nombre científico	ABUNDANCIA		ÁREA BASAL		ÁREA DE COPA		FRECUENCIA		IVI
	Nha <sup>-1</sup>	%	m <sup>2</sup> ha <sup>-1</sup>	%	m <sup>2</sup> ha <sup>-1</sup>	%	Sitios	%	
<i>Havardia pallens</i>	7200	26.28	0.66	30.31	2854.68	43.17	36	26.28	31.91
<i>Celtis laevigata</i>	7800	28.47	0.30	13.89	810.48	12.26	39	28.47	23.06
<i>Zanthoxylum fagara</i>	3400	12.41	0.39	18.08	709.80	10.73	17	12.41	11.85
<i>Forestiera angustifolia</i>	1600	5.84	0.17	8.00	681.53	10.31	8	5.84	7.33
<i>Randia obcordata</i>	1600	5.84	0.27	12.64	414.98	6.27	8	5.84	5.98
<i>Neopringlea integrifolia</i>	1200	4.38	0.12	5.38	469.27	7.10	6	4.38	5.28
<i>Amyris texana</i>	1600	5.84	0.07	3.01	112.31	1.70	8	5.84	4.46
<i>Eysenhardtia polystachya</i>	800	2.92	0.06	2.93	273.12	4.13	4	2.92	3.32
<i>Rhamnus humboldtiana</i>	1000	3.65	0.03	1.43	151.70	2.29	5	3.65	3.20
<i>Diospyros texana</i>	600	2.19	0.04	1.80	32.73	0.49	3	2.19	1.62
<i>Lantana camara</i>	400	1.46	0.05	2.35	85.61	1.29	2	1.46	1.40
<i>Celtis pallida</i>	200	0.73	0.00	0.18	17.11	0.26	1	0.73	0.57
<b>Total general</b>	<b>27400</b>	<b>100</b>	<b>2.17</b>	<b>100</b>	<b>6613.3</b>	<b>100</b>	<b>137</b>	<b>100</b>	<b>100</b>

Respecto a la densidad de individuos por hectárea registradas en la comunidad vegetal (remanente y regeneración), se observa que existe un decremento exponencial ( $R^2 = 0.93$ ) conforme aumenta el diámetro de los mismos (Figura 2), siendo la clase menor a 1 cm de diámetro la que presentó mayor número de individuos con más de 650 N ha<sup>-1</sup>.



**Fig. 2.** Gráfico de clases diamétricas para la vegetación remanente de ACIRENAC.

Respecto a las curvas de rango/abundancia para las dos condiciones remanente y regeneración (fig. 3), de acuerdo al criterio de AIC, la vegetación remanente mostró un mejor ajuste con el modelo de Preemption (AIC=273.97), perteneciente a la familia de la serie geométrica, mientras que la curva de rango abundancia de la comunidad de la regeneración ajustó mejor al modelo de Zipf-Mandelbrot, de la familia de la serie logarítmica, (AIC = 1733.0). Las especies con mayor abundancia en la vegetación remanente fueron *Havardia pallens* (Fabaceae) y otras 4 especies de la misma familia y en la regeneración *Celtis laevigata* y la presencia de solo dos especies de la Familia fabaceae.



**Fig. 3.** Curvas de rango/abundancia para las dos condiciones a) remanente y b) regeneración, y el modelo ajustado y valor de ajuste de acuerdo al criterio de Akaike.

## DISCUSIÓN

El número de familias reportadas en nuestro estudio para la vegetación remanente y la regeneración (10 familias de especies arbóreas y arbustivas), se encuentra por debajo de las reportadas para el MET descrito en otros estudios para el municipio de Linares en sistemas maduros, con 14 (Mora Donjuán *et al.*, 2013) y 15 familias (Dominguez Gómez *et al.*, 2013). Sin embargo, están dentro del rango del número de familias (10-12) reportadas tanto para sistemas secundarios recuperados luego de usos de suelo moderados e intensivos respectivamente (Alanís Rodríguez *et al.*, 2013), y como para prístinos con 10 familias observadas (García Hernández & Jurado, 2008). Esta variabilidad en el número de familias encontradas en el MET ha sido reconocida en diversos estudios, y explicada tanto por las distintas historias de uso del suelo a partir de las cuáles estas comunidades se recuperan (Alanís Rodríguez *et al.*, 2013), así como también por la alta variabilidad en las condiciones edáficas y de relieve presentes en el municipio y en la región (Estrada-Castillón *et al.*, 2011; García Hernández & Jurado, 2008). Como se observa en otros estudios del MET, en nuestro trabajo la familia Fabaceae fue la más diversa y mejor representada. Esto es explicado tanto por la variabilidad fisiográfica y topográfica del municipio (Mora Donjuán *et al.*, 2013) como de la región (Estrada Castillón *et al.*, 2004, 2005), así como por la gran capacidad que tiene esta Familia para soportar las condiciones propias de las zonas áridas, como el estrés hídrico (H. González-Rodríguez *et al.*, 2011a; González-Rodríguez *et al.*, 2011b; González Rodríguez & Cantú Silva, 2012) y el escaso nitrógeno presente en el suelo (Celaya & Castellanos-Villegas, 2011).

La vegetación remanente presentó 12 especies, un número inferior al registrado para el MET por Alanís-Rodríguez *et al.* (2013) en sistemas secundarios recuperados luego de usos como la agricultura (19 especies), la ganadería extensiva (24 especies), y la matarrasa (20 especies), pero similar a lo registrado por estos autores para ganadería intensiva (11 especies); asimismo,

fue menor que las 21 especies reportadas por Mora-Donjuán *et al.* (2013) en sitios con un historial de uso similar, aunque con un mayor tiempo de recuperación (34 años de recuperación, vs 10 años de nuestro estudio), y al reportado para el MET en condiciones prístinas, en la cual fueron reportadas 16 especies por García-Hernández y Jurado (2008). El menor número de especies respecto a los sitios mejor conservados puede ser resultado del tipo de uso del suelo al que fue sometido el sitio. El ajuste al modelo preemption (serie geométrica) apoya en parte nuestra interpretación, toda vez que los modelos de la serie geométrica han sido utilizados como un indicador indirecto de impactos ambientales por distintos autores (Artigas, y Lima 2015). La regeneración presentó 11 especies, un número menor a la observada en la vegetación remanente, y también inferior a la observada en los casos anteriormente citados. Esto pudiera ser asociado con la presencia de un factor limitante adicional, que sería la luz. Quinteros *et al.* (2010) reconocen una disminución significativa en el número de especies en el sotobosque de un bosque de *Nothofagus antarctica*, asociada a las condiciones limitantes de luz. El ajuste de la curva de rango-abundancia de la regeneración al modelo Zipf-Mandelbrot refuerza nuestra interpretación; este tipo de distribución resulta cuando uno o unos pocos factores dominan la ecología de la comunidad (Pielou 1975; Magurran, 2004; Martella *et al.*, 2012). Las curvas de acumulación de especies de la serie logarítmica sugieren la repartición diferencial de recursos por parte de las especies: En nuestro estudio, *Celtis laevigata* y la presencia de solo dos especies de la familia Fabaceae, con factor limitante luz (fig. 4). Este modelo de serie logarítmica ha sido reportado para matorrales regenerados en España (Artigas y García, 2015), y maduros en el matorral espinoso tamaulipeco (Alanís-Rodríguez *et al.*, 2018). Estos autores observaron que donde existe cubierta del dosel y además esta es densa, la riqueza y diversidad de especies disminuyen, y se presenta un aumento en la dominancia de algunas especies tolerantes a la sombra.

El área basal de la comunidad vegetal fue de  $8.07 \text{ m}^2 \text{ ha}^{-1}$  (remante  $5.90 \text{ m}^2 \text{ ha}^{-1}$  y regenerada  $2.17 \text{ m}^2 \text{ ha}^{-1}$ ), valor inferior a lo reportado por Leal *et al.* (2018) en una comunidad vegetal regenerada después de actividad pecuaria con mayor tiempo de abandono (20 años de recuperación, vs 10 años de nuestro estudio) con un valor de  $13.76 \text{ m}^2 \text{ ha}^{-1}$ . El área de copa del estrato remante fue de  $16,110 \text{ m}^2 \text{ ha}^{-1}$ , lo que indica una cobertura del dosel superior al 100% y por lo tanto una sobreposición de las copas. Esta condición de cobertura superior al 100% ha sido reportada por Mora Donjuán *et al.* (2013) y Graciano-Ávila *et al.* (2018) en el matorral espinoso tamaulipeco en condición prístina y madura, con valores de  $13,973 \text{ m}^2 \text{ ha}^{-1}$  y  $16,671 \text{ m}^2 \text{ ha}^{-1}$  respectivamente. El volumen en el estrato remante fue de  $14.70 \text{ m}^3 \text{ ha}^{-1}$ , valor menor a lo registrado por Leal *et al.* (2018) en una comunidad vegetal regenerada después de 20 años a la actividad pecuaria con un valor de  $26.74 \text{ m}^3 \text{ ha}^{-1}$ .

En este contexto, en nuestro estudio observamos como especies con mayor IVI en el dosel (correspondiente a la vegetación remanente) a *Havardia pallens* (32.11%), *Zanthoxylum fagara* (29.54%), y *Acacia farnesiana* (9.20%) (Tabla 3); mientras que en la regeneración dominaron *Havardia pallens* (31.91%), *Celtis laevigata* (23.06%) y *Zanthoxylum fagara* (11.85%) (Tabla 4). Si bien es cierto que en nuestro estudio la correspondencia entre las especies que dominan el dosel (conformado por la vegetación remanente), es alta respecto a las especies que dominan la regeneración, también lo es que existe evidencia de que éstas últimas son especies tolerantes a la sombra (Bush & Auken, 1986; Jurado *et al.*, 2006; Souza *et al.*, 2014); en particular *Havardia pallens* y *Zanthoxylum fagara* son especies que han sido reportadas como parte de la vegetación madura y prístina del MET (García-Hernández & Jurado, 2008; Mora Donjuán *et al.*, 2013), mientras que *Celtis laevigata* en la vegetación homóloga de las planicies inundables del sur de Texas. La comunidad vegetal remanente del ACIRENAC coincide con las comunidades evaluadas por Estrada *et al.* (2005) y Domínguez *et al.* (2013), donde mencionan que *Zanthoxylum fagara* es un elemento estructuralmente importante en el matorral submontano, como también lo son en la comunidad contigua de matorral espinoso tamaulipeco. Además, el presente trabajo afirma lo que García-Hernández y Jurado (2008) mencionan, que *Zanthoxylum fagara* es la especie más abundante registrada en el matorral submontano del centro de Nuevo León.

*Havardia pallens* es una especie resistente a las actividades post pecuarias y los incendios forestales lo que puede también explicar su dominancia (Graciano-Ávila *et al.*, 2018).

En las clases diamétricas, se observó un decremento exponencial en la abundancia de los individuos conforme el diámetro es mayor, mostrando un alto número de individuos menores a 6 centímetros. Esto indica que la comunidad vegetal presenta un alto número de individuos regenerando tal como lo observado por Mora-Donjuán *et al.* (2013) para un MET maduro. Esta información concuerda con los resultados de Pequeño-Ledezma *et al.* (2012) y Alanís *et al.* (2008) en comunidades vegetales del MET con historial de disturbio. Asimismo, la similitud florística intermedia-alta entre la vegetación remanente y la regeneración sugiere que las especies en común con mayor abundancia (*Celtis laevigata*, *Havardia pallens* y *Zanthoxylum fagara*) tienen la capacidad de establecerse en el estrato alto y también en el bajo, tolerando la sombra.

El valor del índice de diversidad de Shannon es similar al registrado por Mora-Donjuán *et al.* (2013), quienes evaluaron una comunidad vegetal madura del MET. Esto indica que, pese a que la comunidad vegetal evaluada presenta un historial de disturbio, la composición vegetal presenta una diversidad compleja, similar a la madura. El índice de diversidad de Shannon ( $H'$ ) para el total de la vegetación del sitio fue de 1.92, sin embargo para el caso de la vegetación remanente y la regeneración obtuvimos unos valores de 2 y 1.58, respectivamente, esto se debe a que, a pesar de ser una comunidad vegetal que está regenerando después de un disturbio por actividad pecuaria, aún es pobre en la diversidad de especies, debido a la extracción selectiva de las mismas., lo que contrasta con los resultados presentados por Alanís Rodríguez *et al.* (2008) quienes presentaron resultados mayores a 3.

En el caso de riqueza de especies calculada mediante el índice de Margalef, los valores presentados por Mora-Donjuán *et al.* (2013) ( $D_{Mg}$ ) 2.26 en una comunidad madura del matorral espinoso tamaulipeco, resultan muy similares a los obtenidos en el presente estudio ( $D_{Mg}$ ) 2.23.

## CONCLUSIONES

De acuerdo con los resultados obtenidos en la presente investigación, se destacan las siguientes conclusiones: (1) a diez años del inicio de las actividades de restauración pasiva, consistente únicamente en la exclusión de fuentes de impactos, la comunidad vegetal estudiada presenta una riqueza y diversidad de especies típica en comparación con otras asociaciones vegetales de clima árido y semiárido del noreste de México, (2) tanto el patrón de clases diamétricas, como el índice de similitud de Jaccard sugieren que una activa dinámica de la regeneración en la comunidad vegetal, (3) la curva de dominancia-diversidad de las especies de la comunidad regenerativa sugiere que la regeneración de la comunidad se ajusta al patrón de dominancia-diversidad de la regeneración observada en matorrales relativamente en buen estado de conservación, y (4) la familia con mayor importancia por su contribución a la comunidad es la Fabaceae, mientras que las especies más importantes son *Havardia pallens*, *Zanthoxylum fagara*, y *Celtis laevigata*, familia y especies típicas de comunidades vegetales maduras del MET y submontano.

## LITERATURA CITADA

Alanís-Rodríguez E., Mora-Olivo A., Marroquín de la Fuente J. S. 2020. Muestreo ecológico de la vegetación. Editorial Universitaria de la Universidad Autónoma de Nuevo León. Monterrey, México. 245 p. ISBN: 978-607-27-1307-9. [https://www.researchgate.net/publication/343137042\\_Muestreo\\_Ecologico\\_de\\_la\\_vegetacion](https://www.researchgate.net/publication/343137042_Muestreo_Ecologico_de_la_vegetacion)

- Alanís-Rodríguez, E., A. Valdecantos-Dema, P. A. Canizales-Velázquez, A. Collantes-Chávez-Costa, E. Rubio-Camacho y A. Mora-Olivo. 2018. Análisis estructural de un área agroforestal en una porción del matorral xerófilo del noreste de México. *Acta Botánica Mexicana* 125: 133-156. <https://doi.org/10.21829/abm125.2018.1329>
- Alanís-Rodríguez, E., Jiménez-Pérez, J., Aguirre-Calderón, Ó., Treviño Garza, E., Jurado Ybarra, E., & González Tagle, M. (2008). Efecto del uso del suelo en la fitodiversidad del matorral espinoso tamaulipeco. In *Ciencia-Uanl* (Vol. 11, Issue 1). <https://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/2565728.pdf>
- Alanís Rodríguez, E., Jiménez Pérez, J., Aurelio González Tagle, M., Israel, J., & Yamallel, Y. (2013). Análisis de la vegetación secundaria del matorral espinoso tamaulipeco, México. *Researchgate.Net*. <https://www.researchgate.net/publication/260513978>
- Arriaga, L. (2009). Implicaciones del cambio de uso de suelo en la biodiversidad de los matorrales xerófilos: un enfoque multiescalar. *Investigación Ambiental: Ciencia y Política Pública*, 1(1), 6–16. [www.conabio.gob.mx](http://www.conabio.gob.mx)
- Artigas, R. C., & García, J. R. A. (2015). Análisis comparativo de la estructura y biodiversidad de un sabinar litoral y su sucesión en el Espacio Natural Doñana. *Geographicalia*, (67), 29-51. [https://doi.org/10.26754/ojs\\_geoph/geoph.2015671214](https://doi.org/10.26754/ojs_geoph/geoph.2015671214)
- Baraza, E., & Valiente-Banuet, A. (2012). Efecto de la exclusión de ganado en dos especies palatables del matorral xerófilo del Valle de Tehuacán, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 83(4), 1145–1151. <https://doi.org/10.7550/rmb.22871>
- Brower, J. E., & Zar, J. H. (1984). Field & laboratory methods for general ecology. In *Brown Publishers*.
- Bush, J. K., & Auken, O. W. Van. (1986). Light Requirements of *Acacia smallii* and *Celtis laevigata* in Relation to Secondary Succession on Floodplains of South Texas. *American Midland Naturalist*, 115(1), 118. <https://doi.org/10.2307/2425841>
- Celaya, M., & Castellanos-Villegas, A. (2011). Mineralización De Nitrógeno En El Suelo De Zonas Áridas Y Semiáridas. *Terra Latinoamericana*, 29(3), 343–356. [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0187-57792011000300343](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0187-57792011000300343)
- Comisión Nacional Forestal. (2014). *Inventario Estatal Forestal y de Suelos Nuevo León*.
- CONAFOR. (2018). Inventario Nacional Forestal y de Suelos 2009 - 2014. *Inventario Nacional de Suelos*, 1–200. [http://www.inegi.gob.mx/prod\\_serv/contenidos/espanol/bvinegi/productos/integracion/especiales/memoriapdf/Memoria\\_VII\\_RNE.pdf](http://www.inegi.gob.mx/prod_serv/contenidos/espanol/bvinegi/productos/integracion/especiales/memoriapdf/Memoria_VII_RNE.pdf)
- Domínguez Gómez, T. G., González Rodríguez, H., Ramírez Lozano, R. G., Estrada Castellón, A. E., Cantú Silva, I., Gómez Meza, M. V., Villarreal Quintanilla, J. Á., Del Socorro Alvarado, M., & Alanís Flores, G. (2013). *Diversidad Estructural Del Matorral Espinoso Tamaulipeco Durante Las Épocas Seca Y Húmeda*. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*. <https://doi.org/10.29298/rmcf.v4i17.425>
- Estrada-Castillón, E., Villarreal-Quintanilla, J. A., Jurado-Ybarra, E., Cantú-Ayala, C., García-Aranda, M. A., Sánchez-Salas, J., Jiménez-Pérez, J., & Pando-Moreno, M. (2011). Clasificación, estructura y diversidad del matorral submontano adyacente a la planicie costera del golfo norte en el noreste de México. *Botanical Sciences*, 90(1), 37–52. <https://doi.org/10.17129/botsci.384>
- Estrada Castellón, E., Villarreal Quintanilla, J. Á., & Jurado, E. (2004). Leguminosas del centro del estado de Nuevo León, México EDUARDO. In *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México* (Issue 73). <https://doi.org/10.21829/abm73.2005.1003>
- Estrada Castellón, E., Villarreal Quintanilla, J. Á., & Jurado, E. (2005). Leguminosas Del Norte Del Estado De Nuevo León, México. *Acta Botánica Mexicana*, 73, 1. <https://doi.org/10.21829/abm73.2005.1003>
- García Hernández, J., & Jurado, E. (2008). Caracterización del matorral con condiciones prístinas en Linares, N.L., México. *Ra Ximhai Revista de Sociedad, Cultura y Desarrollo Sustentable Ra*, 4, 1–21. [http://www.uaim.edu.mx/webraximhai/Ej-10articulosPDF/Art\[1\]1Matorral.pdf](http://www.uaim.edu.mx/webraximhai/Ej-10articulosPDF/Art[1]1Matorral.pdf)

- González-Rodríguez, H., Cantú-Silva, I., Ramírez-Lozano, R. G., Gómez-Meza, M. V., Sarquis-Ramírez, J., Coria-Gil, N., Cervantes-Montoya, J. R., & Maiti, R. K. (2011a). Xylem water potentials of native shrubs from northeastern Mexico. *Acta Agriculturae Scandinavica Section B: Soil and Plant Science*, 61(3), 214–219. <https://doi.org/10.1080/09064711003693211>
- González-Rodríguez, Humberto, Cantú-Silva, I., Ramírez-Lozano, R. G., Gómez-Meza, M. V., Pando-Moreno, M., & López-Hernández, J. M. (2011b). Potencial Hídrico Xilemático En Cuatro Especies Arbustivas Nativas Del Noreste De México. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y Del Ambiente*, XVII(Especial), 97–109. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2010.09.080>
- González Rodríguez, H., & Cantú Silva, I. (2012). Adaptación a la sequía de plantas arbustivas de matorral espinoso tamaulipeco. In *Ciencia UANL* (Vol. 4, Issue 4). <http://eprints.uanl.mx/891/>
- Graciano-Ávila, G., Alanís-Rodríguez, E., Aguirre-Calderón, Ó. A., Rubio-Camacho, E. A., & González-Tagle, M. A. (2018). Estructura Y Diversidad Post-Incendio En Un Área Del Matorral Espinoso Tamaulipeco Structure and Diversity After Fire in an Area of Tamaulipan Thornscrub. *Polibotánica*, 0(45). <https://doi.org/10.18387/polibotanica.45.7>
- Hanselka, C. W., Ragsdale, B. J., & Rector, B. (1988). Texas Agricultural Extension Grazing Systems for Profitable Ranching. In *oaktrust.library.tamu.edu*. [https://oaktrust.library.tamu.edu/bitstream/handle/1969.1/86923/pdf\\_1244.pdf?sequence=1](https://oaktrust.library.tamu.edu/bitstream/handle/1969.1/86923/pdf_1244.pdf?sequence=1)
- INEGI. (1988). *Conjunto de las cartas de topografía, geología, uso de suelo y edafología, (escala 1:250000 y 1:50000) de la República Mexicana*.
- INEGI. (2005). *Conjunto de datos vectoriales de la carta de uso del suelo y vegetación: escala 1:250 000. Serie III (continuo nacional)*.
- INEGI. (2010). *Carta de Aguas superficiales: escala 1:250 000*.
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía. (2012). *Guía para la interpretación de cartografía : Uso del suelo y vegetación*. [www.inegi.org.mx](http://www.inegi.org.mx)
- Jurado, E., García, J. F., Flores, J., & Estrada, E. (2006). Leguminous seedling establishment in Tamaulipan thornscrub of northeastern Mexico. *Forest Ecology and Management*, 221(1–3), 133–139. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2005.09.011>
- Leal, N.A., Alanís, E., Mata, J.M., Treviño, E.J., Yerena, J.I. 2018. Composición y diversidad del matorral espinoso tamaulipeco regenerado post-ganadería en el noreste de México. *Polibotánica* 45: 75-88. <https://doi.org/10.18387/polibotanica.45.6>
- Magurran, A. (2004). *Diversidad ecológica y su medición* (Ediciones Vedral. (ed.)).
- Martella, M. B., Trumper, E. V., Bellis, L. M., Renison, D., Giordano, P. F., Bazzano, G., & Gleiser, R. M. (2012). Manual de Ecología. Evaluación de la biodiversidad. *REDUCA (Biología)*, 5(1), 71–115. <http://revistareduca.es/index.php/biologia/article/view/917>
- Martínez, A., Molina, V., González S, F., Marroquín, J. S., & Navar Ch, J. (1997). Observations of white-tailed deer and cattle diets in Mexico. *Journal of Range Management*, 50(3), 253–257. <https://doi.org/10.2307/4003725>
- Molina-Guerra, V. M., Pando-Moreno, M., Alanís-Rodríguez, E., Canizales-Velázquez, P. A., Rodríguez, H. G., & Jiménez-Pérez, J. (2013). Composición y diversidad vegetal de dos sistemas de pastoreo en el matorral espinoso tamaulipeco del Noreste de México. *Revista Mexicana De Ciencias Pecuarias*, 4(3), 361–371. [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S2007-11242013000300007](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-11242013000300007)
- Molina-Guerra, V.M., Mora-Olivo, A., Alanís-Rodríguez, E., Soto-Mata, B., & Patiño-Flores, A. M. (2019). *Plantas características del matorral espinoso tamaulipeco en México*. Editorial Universitaria dela Universidad Autónoma de Nuevo León. Monterrey, México. 114 Pp.
- Mora Donjuán, C. A., Alanís Rodríguez, E., Jiménez Pérez, J., González Tagle, M. A., Yerena Yamalle, J. I., & Cuellar Rodríguez, L. G. (2013). Estructura, Composición Florística Y Diversidad Del Matorral Espinoso Tamaulipeco, México. *Ecología Aplicada*, 12(1–2), 29. <https://doi.org/10.21704/rea.v12i1-2.435>

**Recibido:**  
3/mayo/2020

**Aceptado:**  
15/febrero/2021

- Oksanen, J., Blanchet, F. G., Friendly, M., Kindt, R., Legendre, P., McGlinn, D., ... Wagner H. (2017). Vegan: Community Ecology Package. R package version 2.4-3. Retrieved from <https://cran.r-project.org/web/packages/vegan/vegan.pdf>
- Pequeño-Ledezma, M. Á., Alanís-Rodríguez, E., Jiménez-Pérez, J., González-Tagle, M. A., Yereña-Yamallel, J. I., Cuellar-Rodríguez, G., & Mora-Olivo, A. (2012). Análisis de la restauración pasiva post-pecuaria en el matorral espinoso tamaulipeco del noreste de México. *CienciaUAT*, 7(1), 48. <https://doi.org/10.29059/cienciauat.v7i1.39>
- Pielou, E.C., 1975. Ecological diversity. John Wiley & Sons, Inc., New York.
- Quinteros, P., Hansen, N., & Kutschker, A. (2010). Composition and diversity of the understory of ñire (*Nothofagus antarctica*) forests in relation to forest structure. *Ecologia Austral*, 20(3), 225–234. <https://www.scopus.com/inward/record.uri?eid=2-s2.0-78650773047&partnerID=40&md5=f724286ca5de4a0f9d12be2dcba0ebb4>
- Souza, A., Forgiarini, C., Solon, J.L., Oliveira, J.M.(2014). Detecting ecological groups from traits: a classification of subtropical tree species based on ecological strategies. *Springer*, 37(4), 441–452. <https://doi.org/10.1007/s40415-014-0084-z>
- Ulrich, W., Soliveresb, S., Thomas, A. D., Dougilld, A. J., & Maestre, F. T. (2016). Environmental correlates of species rank-abundance distributions in global drylands. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics*, 20, 56-64. <https://doi.org/10.1016/j.ppees.2016.04.004>

**FENOLOGÍA FLORAL DE NUEVE  
VARIEDADES DE NOCHEBUENA  
(*Euphorbia pulcherrima* WILLD. EX  
KLOTZSCH)**

**FLORAL PHENOLOGY OF NINE  
POINSETTIA VARIETIES (*Euphorbia  
pulcherrima* WILLD. EX KLOTZSCH)**

**Rodríguez-Rojas, T. de J.; M. Andrade-Rodríguez, A. Castillo-Gutiérrez y O.G. Villegas-Torres.**  
FENOLOGÍA FLORAL DE NUEVE VARIEDADES DE NOCHEBUENA (*Euphorbia pulcherrima* WILLD. EX KLOTZSCH).  
FLORAL PHENOLOGY OF NINE POINSETTIA VARIETIES (*Euphorbia pulcherrima* WILLD. EX KLOTZSCH).

**FENOLOGÍA FLORAL DE NUEVE VARIEDADES DE NOCHEBUENA  
(*Euphorbia pulcherrima* WILLD. EX KLOTZSCH).**

**FLORAL PHENOLOGY OF NINE POINSETTIA VARIETIES  
(*Euphorbia pulcherrima* WILLD. EX KLOTZSCH).**

Rodríguez-Rojas, T. de J.,  
M. Andrade-Rodríguez,  
A. Castillo-Gutiérrez y  
O.G. Villegas-Torres.

FENOLOGÍA FLORAL DE  
NUEVE VARIEDADES DE  
NOCHEBUENA (*Euphorbia  
pulcherrima* WILLD. EX  
KLOTZSCH).

FLORAL PHENOLOGY OF  
NINE POINSETTIA  
VARIETIES (*Euphorbia  
pulcherrima* WILLD. EX  
KLOTZSCH).

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 123-139. Enero 2021

DOI:  
10.18387/polibotanica.51.8

**T. de J. Rodríguez-Rojas**

**M. Andrade-Rodríguez** / [maria.andrade@uaem.mx](mailto:maria.andrade@uaem.mx)

**A. Castillo-Gutiérrez**

**O.G. Villegas-Torres**

*Posgrado en Ciencia Agropecuarias y Desarrollo Rural*

*Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma del Estado de Morelos.*

*Avenida Universidad 1001. 62209. Colonia Chamilpa,*

*Cuernavaca, Morelos, México. 7773297046.*

**RESUMEN:** La mayoría de los estudios fenológicos se centran en la observación de cambios en la morfología de la planta, con aparición, transformación o desaparición relativamente rápida de determinados órganos o distintos acontecimientos, que se denominan fenómenos fenológicos. El intervalo entre dos acontecimientos o fenómenos fenológicos define un estado fenológico o fase de desarrollo de las plantas. El objetivo de este trabajo fue documentar las fases fenológicas de la floración y desarrollo del fruto de la nochebuena y sus cambios anatómicos, para definir aspectos relacionados con el mejoramiento genético. Se estudiaron tres variedades de nochebuena de sol y seis cultivares de sombra. El registro de las observaciones de las fases fenológicas de la floración se inició con la pigmentación de la nervadura central de la bráctea, la cual muestra el inicio de la fase reproductiva; se hicieron observaciones diarias para describir los cambios fenológicos sucesivos hasta la formación de frutos; se usó la escala internacional Biologische Bundesanstalt, Bundessortenamt und Chemische (BBCH), que provee un sistema de codificación decimal para describir las diferentes etapas fenológicas. Se registró la duración de la floración (en días). La duración de la floración difirió en cada una de las etapas fenológicas entre variedades. En las nochebuenas de sol el inicio del desarrollo del cultivo ocurrió de manera ascendente, mientras que en las nochebuenas de sombra ocurrió en forma descendente. Los resultados permitieron documentar la fenología floral, con lo cual, en trabajos posteriores, se puede establecer un programa de mejoramiento genético que permita programar las cruces entre variedades.

**Palabras clave:** Cambios anatómicos, desarrollo de la floración y fruto, estados fenológicos.

**ABSTRACT:** Most phenological studies focus on the observation of changes in the morphology of the plant, with relatively rapid appearance, transformation or disappearance of certain organs or different events, which are called phenological phenomena. The interval between two events or phenological phenomena defines a phenological state or development phase of plants. The objective of this work was to document the floral phenology of poinsettia and its anatomical changes, to define aspects related to genetic improvement. Three varieties of poinsettia and six shade cultivars were studied. The recording of the observations of the phenological phases of flowering began with the pigmentation of the central midrib of the bract, which shows the beginning of the reproductive phase, daily observations were made to describe the

successive phenological changes until the formation of fruits; The international Biologische Bundesanstalt, Bundessortenamt und Chemische (BBCH) scale, which provides a decimal coding system, was used to describe the different phenological stages. The duration of flowering was recorded (in days). The duration of flowering differed in each of the phenological stages among varieties. On the sun poinsettias the onset of the ciatus development occurs in an ascending manner, while on the shadow poinsettias it occurs in descending manner. The results allowed documenting the floral phenology with which, in later works, a genetic improvement program can be established that allows for crossbreeding between varieties.

**Key words:** Anatomical changes, flowering and fruit development, phenological states.

## INTRODUCCIÓN

La familia Euphorbiaceae está formada por taxones de gran valor económico, es una familia compleja, con mucho potencial de investigación, la complejidad en el rango de hábitat y la variabilidad de la morfología y la genética ha hecho que la clasificación en Euphorbiaceae sea difícil, dentro de lo cual, una característica importante son los tipos de inflorescencia (Mwine *et al.*, 2011).

La fenología es el estudio de las fases o actividades periódicas y repetitivas del ciclo de vida de las plantas y su variación temporal a lo largo del año (Mantovani *et al.*, 2003). La variación en el tiempo de floración en relación con la fenología vegetativa, inducida por una variedad de factores (lluvia significativa en invierno/verano, disminución o aumento del fotoperíodo, o caída de hojas inducida por la sequía), da como resultado una serie de patrones de floración en árboles tropicales (Borchert *et al.*, 2004).

Por lo tanto, la fenología de la floración puede afectar la ecología de una planta en múltiples niveles, incluido el éxito reproductivo individual de la planta, las interacciones de planta con otros organismos, dinámica de la población de plantas y funcionamiento del ecosistema (Bronstein, 1995). Las relaciones entre fenología de floración, el fruto, la producción de semillas, tamaño y crecimiento de las plantas, y el grado de variabilidad espacial y temporal en estas relaciones pueden proporcionar una idea de las fuerzas selectivas, afectando la evolución del tiempo de floración; comparando estos factores en especies estrechamente relacionadas se puede indicar hasta qué punto la evolución de la fenología de floración está limitada por la historia del linaje a la que pertenecen (McIntosh, 2002).

El conocimiento de la fenología proporciona información sobre la disponibilidad de recursos a lo largo del año y permite determinar las estrategias de recolección de frutos, lo que puede favorecer la calidad y cantidad de semillas para la producción de nuevas plántulas (Mantovani *et al.*, 2003).

Los estudios sistemáticos en *Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch permiten conocer la amplitud de la variación morfológica, la que es evidente en México, cuyas zonas tropicales son el centro de origen de la especie (Ing-Ming, 2000; Trejo *et al.*, 2012), donde se le conoce como nochebuena. Es una planta arbustiva que alcanza 5 m de altura, presenta flores femeninas, sin pétalos ni sépalos, rodeadas por flores masculinas conformando una estructura denominada ciatio (Ecke *et al.*, 2004; Taylor *et al.*, 2011). La inflorescencia está compuesta por un conjunto de ciatios de primer a cuarto orden (Struckmeyer & Beck, 1960), y botánicamente es una cima bípara (Grueber, 1985).

El producto final de un cultivo es consecuencia de un proceso derivado de las actividades agrícolas efectuadas durante todo el ciclo, por lo que para los investigadores y productores se hace necesario el conocimiento de la fenología agrícola y la posible duración de las diferentes etapas como indicador para conocer su ciclo de desarrollo de floración y fructificación. Desde el punto de vista agronómico, la fenología estudia el efecto de las consecuencias del clima y

microclima en los cultivos. Una vez conocido el clima y microclima bajo los cuales se encuentra un cultivo se puede prever la respuesta que las plantas tendrán en cuanto a la brotación, floración, fructificación y maduración (Ramírez-Bullón *et al.*, 2014). Al respecto, Lieth (1974), menciona que existe una sincronía fenológica que se observa en muchas especies de distintas comunidades vegetales puede presuponer la existencia de un ajuste fenológico preciso con la estacionalidad del clima.

La mayoría de los estudios fenológicos se centran en la observación de cambios en la morfología de la planta, con aparición, transformación o desaparición relativamente rápida de determinados órganos o distintos acontecimientos, que se denominan fenómenos fenológicos (Hack *et al.*, 1992). El intervalo entre dos acontecimientos o fenómenos fenológicos define un estado fenológico o fase de desarrollo de las plantas (Hack *et al.*, 1992).

La escala internacional “Biologische Bundesanstalt, Bundessortenamt und Chemische” (BBCH) fue propuesta por Hack *et al.* (1992), para describir las diferentes etapas fenológicas de especies consideradas como malezas y cultivos, la cual se basa en un sistema de codificación decimal. Martinelli *et al.* (2015) desarrolló un sistema de codificación más extendido y preciso llamándolo “escala general y ampliada BBCH” usado para dicotiledóneas.

La escala BBCH posee un código de dos dígitos que describe los estadios secundarios, el primero corresponde a la etapa principal de crecimiento y el segundo corresponde a la etapa secundaria o intermedia (Tejera & Heaton, 2017).

Dentro de la fase reproductiva se encuentra el estudio de la fenología floral que evalúa diferentes fases como emergencia de la inflorescencia, abertura de las primeras flores, desarrollo del fruto y madurez del fruto. Existen diversos estudios relacionados con la fenología de *Euphorbia* spp, Narbona *et al.* (2011) estudiaron cómo la auto-incompatibilidad, la dicogamia y la floración evitan la autofertilización en dos especies. Por otra parte, Torres-Oliver *et al.* (2018) realizaron un estudio para comprender la influencia de la nutrición (relación  $\text{NO}_3^- : \text{Ca}^{2+}$  en la solución nutritiva) en el crecimiento y la calidad de *E. pulcherrima*, así como determinar la relación óptima en tres etapas fenológicas, formación de raíces, crecimiento vegetativo y floración. Elias & An-Ci (1985) estudiaron la morfología y anatomía de nectarios foliares y hojas asociadas en *Mallotus* (*Euphorbiaceae*). Gales *et al.* (2008) realizaron un estudio de aspectos morfológicos e histoanatómicos sobre la morfogénesis floral en *Euphorbia cyparissias* L.

Se han realizado algunos estudios en *Poinsettia* como Sharma & Sharma (1988) investigaron la organización del meristemo apical y Hayashi *et al.* (1991) estudiaron la composición y desarrollo de la inflorescencia compuesta; además, Huang & Chu (2008) investigaron los métodos para mejorar la fertilidad.

En las plantas anuales, mientras exista agua disponible, el desarrollo y los estadios fenológicos son continuos a partir de su germinación; la floración y fructificación pueden concebirse como el resultado de la madurez del individuo, pero son también moduladas por factores del medio (Inouye, 1991).

Dado lo antes mencionado, en *E. pulcherrima* no se dispone de información publicada sobre la descripción de las etapas fenológicas, el desarrollo floral y cortes histoanatómicos de la floración. Por lo que, a fin de tener un indicador del momento de venta o, llegado el caso, la intervención en manipulación para mejoramiento genético y producción de semillas, el objetivo de la presente investigación fue documentar la fenología floral de tres variedades de nochebuena de sol y seis cultivares de sombra, así como sus cambios anatómicos, para definir aspectos relacionados con el mejoramiento genético, a desarrollar en trabajos posteriores.

## MATERIAL Y MÉTODOS

### Plantas estudiadas

Se estudiaron tres variedades de nochebuena de sol (ramificación restringida): 'Belén', 'Juan Pablo', 'Amanecer navideño' y seis cultivares de sombra: 'Freedom red', 'Prestige', 'Nutcracker white', 'Ice punch', 'Sonora white glitter' y 'Cortez burgundy' (fig. 1).



**Fig. 1.** Nochebuenas de sol. a) 'Belén', b) 'Juan Pablo', c) 'Amanecer navideño' y nochebuenas de sombra. d) 'Freedom red', e) 'Prestige', f) 'Nutcracker white', g) 'Ice punch', h) 'Sonora white glitter', i) 'Cortez burgundy'.

Las variedades de nochebuenas de sol se eligieron por ser las tres variedades mexicanas disponibles con estructuras reproductivas masculinas y femeninas, las de sombra por presentar estructuras reproductivas, por sus colores de brácteas y por ser de alta importancia económica y las que más se comercializan en México. Las plantas se establecieron en un espacio con cubierta de plástico lechoso y malla antiáfido en las paredes laterales, sin cubrir con plástico negro como se hace en la producción comercial.

### Fases fenológicas de la floración

Para cada una de las nueve variedades de nochebuena se utilizaron diez plantas, se eligieron dos ramas por planta, con yemas vegetativas de igual tamaño y etapa fenológica; en total se estudiaron veinte inflorescencias por variedad. Los registros iniciaron desde que la nervadura central de la bráctea comenzó a tomar un cambio de color hacia aquel característico de la variedad, lo que marca el inicio de la etapa reproductiva; se hicieron observaciones diarias para describir los cambios fenológicos sucesivos hasta la formación de frutos y semillas.

El estudio de la fenología se realizó desde el 28 de octubre de 2010 hasta el día 31 de marzo de 2011. Las yemas, inflorescencias, flores y frutos fueron observadas macroscópicamente. Los cambios fueron registrados y descritos para seleccionar las etapas fenológicas distintivas y significativas de las variedades; las observaciones obtenidas se ordenaron de acuerdo con la sucesión cronológica de las etapas fenológicas. Las etapas observadas se clasificaron de acuerdo con las tablas fenológicas de la escala BBCH, la cual es un sistema para una codificación uniforme de etapas de crecimiento fenológicamente similares de todas las mono y dicotiledóneas, para la identificación fenológica de estadios de crecimiento para todas las especies de plantas la cual se basa en el código de cereales de Zadoks *et al.* (1974). Las etapas principales son: germinación (etapa 0), desarrollo de hojas en tallo principal (etapa 1), formación de tallos laterales (etapa 2), desarrollo de brotes (etapa 3), desarrollo de partes para propagación vegetativa (etapa 4), emergencia de inflorescencia, brote principal (etapa 5), floración en tallo principal (etapa 6), desarrollo de fruto (etapa 7), maduración de frutos y semillas (etapa 8), senescencia, comienzo de latencia (etapa 9) (Meier *et al.*, 2009).

Con base en las observaciones realizadas, se determinó la duración de la floración, registrándose en días. Los datos obtenidos para duración de la floración fueron comparados mediante análisis de varianza y comparación de medias (Tukey,  $P \leq 0.05$ ) con el paquete estadístico SAS 9.0.

### Anatomía durante el desarrollo floral

Se realizaron cortes histológicos en el ápice, conforme ocurrió el desarrollo. Se tomaron cuatro tipos de muestras: ápices en fase vegetativa, yemas florales, ciatio masculino y ciatio hermafrodita. Se fijaron con FAA (10% de formaldehído, 5% ácido acético glacial, 50% alcohol etílico 96% y 35% de agua destilada) para su preservación, los tejidos se dejaron once días en esta solución; posteriormente, se colocaron en una solución de GAA (25% glicerol, 50% etanol absoluto, 25% de agua destilada y un gramo de verde rápido).

La deshidratación de tejidos se efectuó mediante inmersiones en etanol a diferentes concentraciones (50, 70, 96% dos veces, 100% dos veces), los meristemos permanecieron alrededor de 4 h 48 min en cada una de las soluciones de alcohol. Posteriormente, el tejido se mantuvo 4 h 48 min en una mezcla de 1V de alcohol etílico y 1V de xileno, y después se colocaron 14 h 40 min en xileno, con la finalidad de blanquear las células para una tinción más eficiente y facilitar la impregnación en parafina, los dos pasos anteriores se repitieron dos veces en el equipo histokinette 2000<sup>®</sup>. Por último, los meristemos permanecieron durante 18 h 40 min en parafina.

Después de la impregnación con parafina, los cortes se retiraron del equipo y se fijaron en moldes de aluminio usando parafina líquida, con el fin de hacer bloques rectangulares. Se dejaron enfriar los bloques para después cortarlos en cuadros con un meristemo en cada uno, los que se fijaron en cubos de madera y se llevaron al micrótopo rotatorio para hacer cortes longitudinales del tejido con un grosor de 10 a 13  $\mu\text{m}$ . Los cortes se colocaron en un portaobjetos y se fijaron con un adhesivo de Haupt, (preparado con 1% de grenetina, 13% de glicerina, 2% de fenol en cristales y 84% de agua destilada); las láminas obtenidas se colocaron en una estufa para secarlos durante 48 h.

Para efectuar la tinción, los portaobjetos se sumergieron en una serie de cuatro recipientes con xileno al 100, 96, 70, y 50% dejándolos por 5 min en cada recipiente; después se colocaron en rojo safranina por 15 min, se enjuagaron con agua destilada, y se deshidrataron en etanol al 50, 70, y 96% por 3 min. Posteriormente se colocaron en verde rápido por 6 min; para finalizar se colocaron en un recipiente con xileno durante 3 min. La safranina se preparó al 1,3% en alcohol etílico al 50%, el verde rápido a una concentración de 0,26% en alcohol etílico 96%. Una vez teñidos, los cortes se montaron en portaobjetos para su preservación con bálsamo de Canadá diluido con xileno y un cubre objetos. Finalmente, las preparaciones se mantuvieron en estufa a 35-40 °C durante 8 días para su secado.

Las preparaciones se observaron en un microscopio Carl Zeiss® a 10x y se tomaron fotos con el sistema MotiC®; se seleccionaron las fotos más sobresalientes que permitieron ilustrar los cambios anatómicos que ocurrieron en las muestras de la fenología floral de la nochebuena.

### Patrón de diferenciación floral en la inflorescencia

Se realizaron registros desde el inicio de la etapa reproductiva hasta la formación de frutos, se realizó el seguimiento diario y se describieron las fases fenológicas en donde se consideró el registro del patrón de diferenciación floral, es decir, la forma en que se fueron presentando los niveles de desarrollo de los ciatios en cada variedad.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

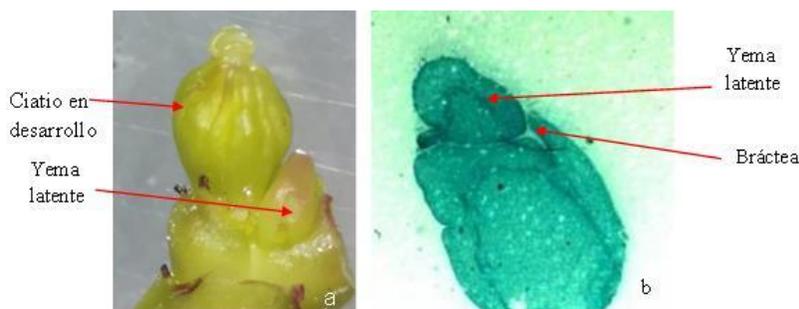
### Fases fenológicas de la floración

#### Estadio principal de crecimiento (escala fenológica BBCH 5)

#### Aparición del órgano floral (escala fenológica BBCH 51)

La inflorescencia se desarrolló en el ápice de cada una de las ramas. El primer proceso para que la yema vegetativa fuera transformada en yema reproductiva es la inducción floral. El proceso de inducción en la nochebuena está influenciado por el inicio de fotoperíodo corto.

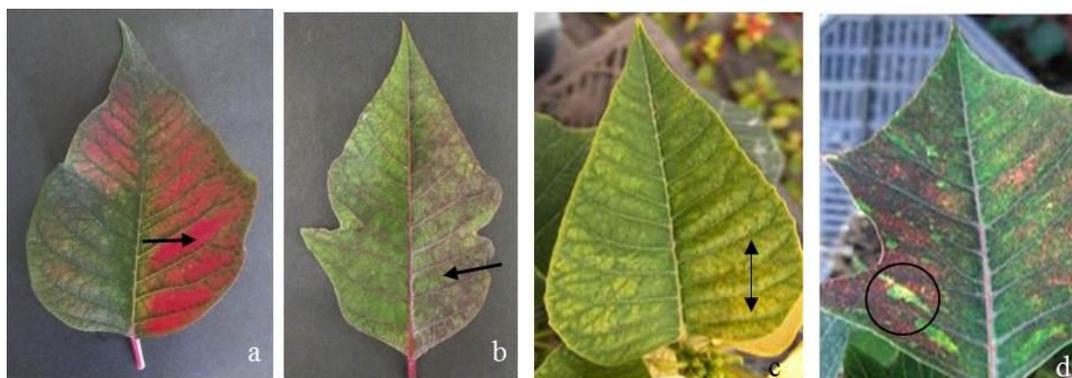
Se observan las primeras yemas florales (fig. 2) aproximadamente a los 5 días del inicio de la pigmentación de las brácteas, se encuentran cubiertas por dos brácteas, las cuales aparentemente se encuentran fusionadas a las yemas florales y nacen de la base de las flores; alcanzan su máximo desarrollo antes que los ciatios. Estas brácteas forman parte de la inflorescencia, aunque funcionalmente no están relacionadas con la reproducción; estas brácteas se engrosan e inicia su pigmentación, la cual indica claramente el inicio de la fase reproductiva. En las nueve variedades estudiadas, la pigmentación de las brácteas se desarrolló en múltiplos de tres, la mayor cantidad de brácteas fueron veinticuatro en 'Cortez burgundy', mientras que el número menor fue quince y se observaron en 'Freedom red' y 'Prestige', esta característica cambia en función de la variedad o cultivar.



**Fig. 2.** Estados fenológicos de nochebuena de acuerdo con el código 51 de la BBCH, a) Yema floral, b) Corte anatómico de yema floral.

La pigmentación inició después de seis hojas inferiores a las yemas florales; ocurrió de cuatro maneras: 1) desde el borde de la bráctea hacia la nervadura central en las variedades 'Prestige', 'Ice punch' y 'Cortez burgundy', 2) desde la nervadura central hacia el borde de la bráctea en las tres variedades de sol y en 'Freedom red', 3) entre las nervaduras secundarias en 'Nutcracker white'; 4) moteado en 'Sonora white glitter' (fig. 3).

El inicio de la pigmentación puede ocurrir debido al fotoperíodo corto. Las diferencias entre las variedades, en cuanto a la pigmentación pueden deberse a diferentes necesidades de duración del fotoperíodo corto, aunque en algunas nochebuenas se observó floración con pigmentación de brácteas en los meses de marzo y abril (donde el fotoperíodo comenzó a ser largo).



**Fig. 3.** Patrones de inicio de pigmentación en nochebuena. a) Desde la nervadura central hacia el borde de la bráctea, b) Desde el borde de la bráctea hacia la nervadura central, c) Entre las nervaduras, d) Moteado.

#### Aparición del órgano floral (escala fenológica BBCH 55)

Las yemas florales se engrosan, crecen y se originan los botones florales que darán lugar a los ciatios del primer nivel de floración, las tres brácteas y las hojas del nivel inferior inmediato de la inflorescencia se pigmentan; alrededor del ciatio se desarrollan tres brácteas, el primer ciatio es masculino y se desarrolla de forma dominante, sin nectario (fig. 4).



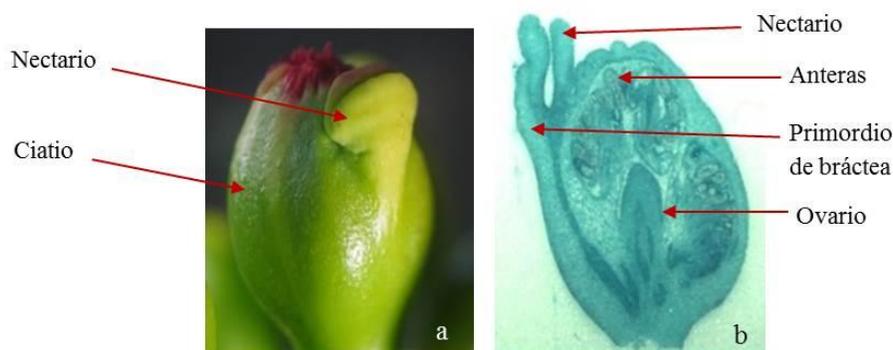
**Fig. 4.** Estados fenológicos de nochebuena de acuerdo con el código 55 de la BBCH, a) Primeros ciatios, b) Corte anatómico de ciatio.

Las variedades en las que apareció primero el brote floral fueron 'Belén' y 'Juan Pablo' a los 10 días del inicio de la pigmentación de la nervadura de la bráctea, seguido por 'Amanecer navideño' a los 12 días, 'Freedom red' inició a los 16 días, 'Nutcraker white', 'Sonora white glitter' e 'Ice punch', iniciaron a los 18, 19 y 20 días respectivamente, mientras que las que tardaron más en presentar su brote floral fueron 'Cortez burgundy' y 'Prestige' con 24 y 29 días respectivamente, lo que indica que estas dos últimas son variedades tardías.

### Estadio principal de crecimiento (escala fenológica BBCH 6)

#### Floración (escala fenológica BBCH 60)

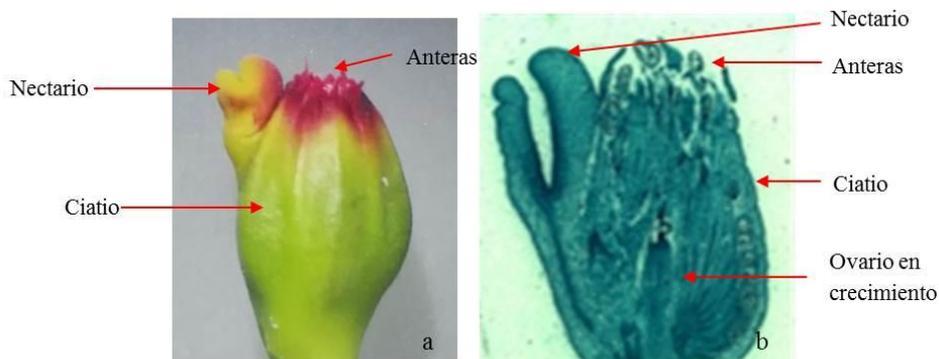
Este estadio inicia con el crecimiento del primer ciatio masculino. Esta fase de se alcanzó cuando se observaron los ciatios del segundo nivel de floración (Figura 5a), el cual está constituido por tres ciatios, estos ciatios se abren por completo, la apertura del ciatio normalmente es rápida y se alcanza el final de la floración; se pigmentan las nuevas brácteas; cada ciatio es acompañado por una bráctea grande y alrededor del ciatio crecieron cuatro brácteas nuevas y se inició el desarrollo del nectario. En el corte anatómico de la flor hermafrodita se observan los estambres y ovario en formación, así como el desarrollo del nectario perteneciente al ciatio (Figura 5b). Las fases secundarias posteriores de esta etapa de crecimiento principal 60 indican el porcentaje de ciatios abiertos.



**Fig. 5.** Estados fenológicos de nochebuena de acuerdo con el código 60 de la BBCH, a) Crecimiento de ciatio, b) Corte anatómico de ciatio en crecimiento.

#### Floración (escala fenológica BBCH 62)

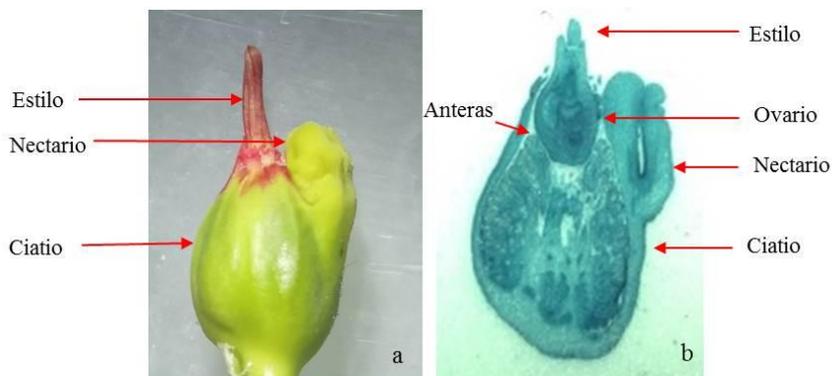
En esta fase, comienzan a abrir las flores; las inflorescencias registraron 20% de flores abiertas, primero inició la antesis de las flores masculinas del primer nivel de floración, los ciatios del tercer nivel de floración crecen y las doce brácteas pedunculares continúan cubriendo la inflorescencia, las cuales cesan su crecimiento y cambian su pigmentación de verde al color propio de la variedad. En el ciatio dominante del primer nivel de floración las anteras han emergido y están dehiscentes al medio día, en el segundo nivel de floración se observan tres ciatios, acompañados por una bráctea. Se desarrolla el tercer nivel de floración, que constó de, por lo menos, dos ciatios unidos a cada ciatio del segundo nivel, formando a su vez grupos de tres ciatios hermafroditas (fig. 6a, 6b), los ciatios del tercer nivel desarrollaron dos brácteas más pequeñas que los acompañaron. En el corte anatómico se observa un ciatio hermafrodita, en el que emergen las anteras, en tanto que, el ovario ésta en crecimiento al igual que el nectario, conforme al desarrollo del ciatio (fig. 6b).



**Fig. 6.** Estados fenológicos de nochebuena de acuerdo con el código 62 de la BBCH, a) Emergencia de anteras, b) Corte anatómico de ciatio del tercer nivel.

#### Floración (escala fenológica BBCH 64)

En esta fase de floración (64), el 40% de las flores están abiertas, ocurre antesis en las flores hermafroditas del tercer nivel de floración. En esta fase se desarrollaron y pigmentaron 15 brácteas. En el ciatio del primer nivel de floración continuaron creciendo flores masculinas y presentaron nectarios cupuliformes (con acumulación de néctar). En el segundo nivel de floración tres ciatios continúan creciendo, desarrollan sus flores masculinas y presentan nectarios cupuliformes. En el tercer nivel de floración los ciatios hermafroditas desarrollaron sus nectarios y emergió el estilo (fig. 7a). En el corte anatómico de un ciatio hermafrodita se observa el estilo del gineceo e inicia la emergencia de anteras y los nectarios se ensanchan (fig. 7b).

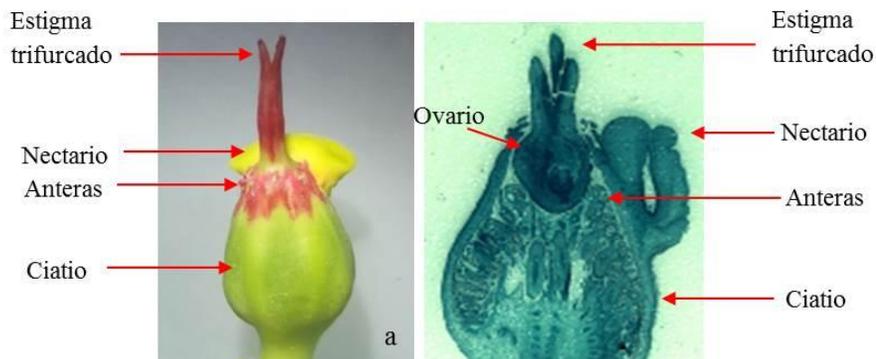


**Fig. 7.** Estados fenológicos de nochebuena de acuerdo con el código 64 de la BBCH, a) Desarrollo del estilo y nectarios, b) Corte anatómico de desarrollo de ciatio hermafrodita, gineceo, androceo y nectarios.

#### Floración (escala fenológica BBCH 65)

En este estadio, el 60% de las flores están abiertas; en las flores hermafroditas del tercer nivel de floración, los estigmas emergen del involucre, el estilo trifurcado se mantiene unido (fig. 8a y 8b) y el estigma esta receptivo, esto fue diferente para cada variedad, las que presentaron receptividad del estigma primero fueron las variedades de sol ('Belén', 'Amanecer navideño', 'Juan Pablo') y 'Freedom red' a los 33, 34, 35 y 37 días respectivamente, después de iniciar la pigmentación de las brácteas. Siendo la fecha aproximada de receptividad del estigma de estas variedades entre los días del 30 de noviembre al 7 de enero. Las variedades de sombra 'Sonora white glitter', 'Prestige', 'Ice punch' y 'Nutcracker white' tuvieron estigmas receptivos a los 40,

43, 45 y 47 después de iniciada la pigmentación de las brácteas respectivamente, que ocurrió entre los días del 7 de diciembre al 11 de enero, la más tardía en receptividad del estigma fue 'Cortez burgundy' a los 97 días alrededor del 31 de enero que presentó receptividad del estigma. En el segundo nivel, los tres ciatios dejaron de ensancharse, desarrollaron flores masculinas, con nectarios activos/secretando y anteras dehiscentes. El ciatio del primer nivel inicia la senescencia. En esta fase hay quince brácteas pigmentadas por inflorescencia.



**Fig. 8.** Estados fenológicos de nochebuena de acuerdo con código 65 de la BBCH, a) Antesis de las flores hermafroditas, b) Corte anatómico longitudinal de ciatio.

#### Floración (escala fenológica BBCH 67)

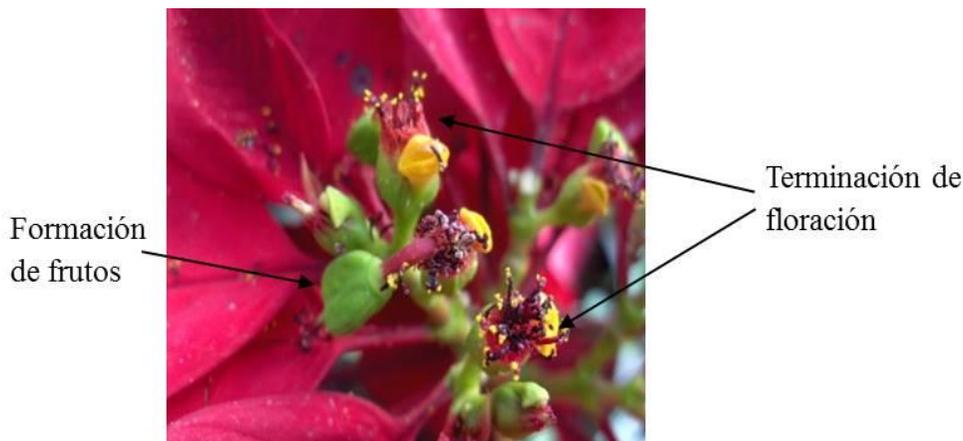
La etapa de floración termina, algunas brácteas caen, los ciatios caen (a excepción de los femeninos, si fueron fecundados). En el tercer nivel de floración, los estigmas de las flores femeninas emergieron del involucre por alargamiento del pistilo, las ramas del estigma trifurcado se separan (fig. 9). En el segundo nivel, los tres ciatios dejaron de ensancharse, e iniciaron la senescencia. El ciatio del primer nivel se desprendió de la inflorescencia. Después de la polinización las flores femeninas se tornan de color verde oscuro, verde claro o rojizo en función de variedad y ya no hay polen, los lóbulos del estigma se endurecen y se observa un ensanchamiento del ovario; en las flores masculinas, las anteras comienzan a secarse.



**Fig. 9.** Estados fenológicos de nochebuena de acuerdo con el código 67 de la BBCH, a) Exposición de las ramas estigmáticas en flores hermafroditas, b) Los ciatios del segundo nivel inician su senescencia.

**Floración (escala fenológica BBCH 69)**

El estadio comienza con la presencia de flores hermafroditas con óvulos fertilizados, el pedicelo se torna color púrpura en el caso de variedades con brácteas rojas, con lo que da inicio el crecimiento de frutos y antesis masculina en las flores hermafroditas del tercer nivel de floración; aunado a esto se caen los ciatios y algunas brácteas. En esta fase, se mantuvieron quince brácteas pigmentadas por inflorescencia. En el segundo nivel, los ciatios se desprendieron (fig. 10).



**Fig. 10.** Estados fenológicos de nochebuena de acuerdo con el código 69 de la BBCH, inicio de senescencia de las flores masculinas y de la formación de frutos.

**Estadio principal de crecimiento (escala fenológica BBCH 7)****Formación del fruto (escala fenológica BBCH 70)**

Se observan los primeros frutos. La tasa de amarre de frutos que llegaron a la madurez respecto del número de inflorescencias inicial es de aproximadamente el 10% en las variedades de sol y en las de sombra (fig. 11), con excepción de 'Prestige' y 'Nutcracker white', en las que se desprendieron todos los ciatios, la mayoría de las brácteas y no se observó desarrollo de frutos.



**Fig. 11.** Estados fenológicos de nochebuena de acuerdo con el código 70 de la BBCH, formación de frutos.

**Estadio principal de crecimiento (escala fenológica BBCH 8)**  
**Maduración de frutos y semillas (escala fenológica BBCH 81)**

Los frutos de las variedades de sombra 'Freedom red', 'Ice punch', 'Sonora white glitter', 'Cortez burgundy', se desprendieron de la inflorescencia cuando tenían aproximadamente 7 mm de longitud, por lo anterior, estas variedades no lograron maduración de fruto; lo anterior fue debido a que el embrión abortó en etapa temprana.

La maduración de los frutos en las variedades de sol fue diferente de acuerdo con la variedad y ocurrió entre los 100 y 110 días después de la polinización, durante los meses de marzo y abril. El fruto alcanza el tamaño final en función de la cantidad de óvulos fecundados, hay cambio de color verde a amarillo (variedades de brácteas blancas o crema), verde rojizo a rojo más oscuro (variedades brácteas rojas) y finalmente a café (fig. 12). La abscisión de los frutos maduros ocurre en la base de ovario. Los carpelos se abren y expulsan las semillas. Las semillas de las variedades de brácteas blancas son de color gris, las de brácteas rojas son café oscuro y las de brácteas rosa son de color café claro.



**Fig. 12.** Estados fenológicos de nochebuena de acuerdo con el código 81 de la BBCH, maduración de frutos y semillas. a) Frutos en proceso de maduración; b) Frutos maduros; c) Semillas de frutos maduros.

**Estadio principal de crecimiento (escala fenológica BBCH 9)**

**Senescencia (escala fenológica BBCH 90)**

En este estadio, se observó la senescencia de hojas y brácteas, y en la planta quedan solo los tallos (fig. 13), que sufren apoptosis en la parte apical, el resto del tallo se mantiene vivo e iniciará la nueva brotación de las yemas laterales en el mes de mayo.



**Fig. 13.** Estados fenológicos de nochebuena de acuerdo con el código 90 de la BBCH, senescencia de hojas y brácteas. A) Flores y brácteas en senescencia, b) Abscisión de hojas y flores.

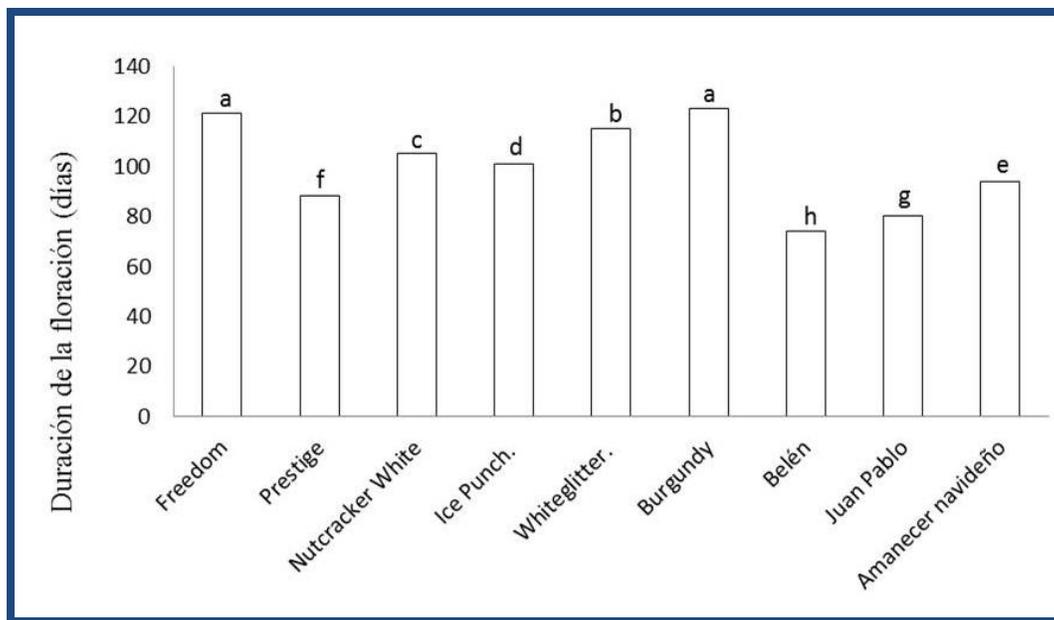
El estudio de la fenología floral permitió conocer los cambios en los órganos involucrados en los eventos que son más importantes para hacer cruzamientos y realizar el mejoramiento genético. Las variedades que pueden fungir como hembras fueron 'Belén', 'Juan Pablo' y 'Amanecer navideño', ya que presentaron mayor número de flores hermafroditas, presentaron desarrollo y maduración de frutos.

Los cortes anatómicos permitieron observar el desarrollo y crecimiento de los ciatios y cómo ocurrieron los diferentes cambios en los meristemos, al inicio de la floración donde se pudo observar el ensanchamiento de los mismos, así como la aparición de los primeros ciatios. En los cortes de los ciatios masculinos se observó cómo ocurrió el desarrollo de las anteras hasta su dehiscencia. En el corte anatómico de los ciatios hermafroditas, se observa la existencia de asincronía en el desarrollo del ovario en comparación con el androceo. Esta asincronía ocurre a nivel de flores hermafroditas, pero la receptividad del estigma de estas flores coincide con la antesis de las flores masculinas del segundo nivel de floración.

#### **Duración de la floración**

La duración de la floración es de 74 a 123 días, en función de la variedad, la media fue de 99,9. Existen diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) en cada una de las etapas fenológicas entre variedades, a excepción de 'Cortez burgundy' y 'Freedom red', en donde, la duración de la floración fue la más larga (123 y 121 días respectivamente). Las primeras yemas florales visibles iniciaron en el mes de octubre y la floración finalizó e inició la formación de frutos en febrero. En contraste, 'Belén' y 'Juan Pablo' tuvieron floración más corta (74 y 80 días, respectivamente), la aparición de yemas florales inició en noviembre y los frutos se empezaron a formar en enero (fig. 14).

Lo anterior se puede deber a que 'Cortez burgundy' y 'Freedom red' son variedades mejoradas y con el mejoramiento genético han logrado mayor duración de la floración para fines comerciales, en cambio las variedades 'Belén' y 'Juan Pablo' son variedades de sol que no han sido mejoradas genéticamente, por lo cual aún se consideran semisilvestres, y conservan su ciclo natural de duración de la floración (más corto que las mejoradas).



**Fig. 14.** Duración de la floración de nueve variedades de nochebuena. Valores con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey,  $P \leq 0.05$ ). Diferencia Significativa Mínima = 3.72

#### Patrón de diferenciación floral

En las nochebuenas de sol se observó que en la parte basal de la inflorescencia se desarrolla un ciatio, el cual es el primer orden de división de la inflorescencia considerada como nivel 1; el segundo y tercer nivel de división ocurren en las fases fenológicas 60 y 62, de la etapa fenológica uno; se desarrollan debido al crecimiento del pedúnculo de los ciatios de estos niveles, quedando el primer nivel de floración en la parte basal de la inflorescencia (fig. 15 b y c).



**Fig. 15.** Niveles en la nochebuena. a) Esquema de la inflorescencia de *Euphorbia* según Narbona *et al.* (2000), b) Inflorescencia de las variedades de sol, c) Inflorescencia de las variedades de sombra, d) Esquema de inflorescencia de las variedades de sombra.

De acuerdo con Narbona *et al.* (2002), las especies de *Euphorbia* florecen en cimas, las cuales presentan distinto grado de división, de acuerdo con las flores que se van desarrollando con el tiempo, teniendo un orden ascendente, es decir, el primer nivel se desarrolla en la parte basal de la inflorescencia. En la presente investigación, las nochebuenas de sol presentaron el orden de

floración descrito por Narbona *et al.* (2002). En contraste, las variedades de nochebuena de sombra estudiadas en el presente trabajo desarrollaron un orden inverso ya que los niveles florales se desarrollaron de manera descendente (fig. 15c y d).

Con respecto a la inflorescencia Struckmeyer & Beck (1960) describen el desarrollo de las flores en *Euphorbia pulcherrima*. En las variedades de sombra, 'Freedom red', 'Prestige' 'Cortez burgundy' y 'Sonora white glitter' en el primer nivel de floración se desarrolla un ciatio dominante, por el contrario, las variedades 'Ice punch' y 'Nutcracker white' en el primer nivel de floración desarrollaron un grupo de ciatios constituido por tres o cuatro flores.

Las variedades de sombra, a excepción de 'Prestige', siguen un patrón de crecimiento de cuatro niveles de floración cuyo dimorfismo sexual es el siguiente: en el primero y segundo nivel se desarrollaron flores masculinas, en el tercer nivel se desarrollan flores hermafroditas, y en el cuarto nivel se desarrollaron flores femeninas y hermafroditas. En la variedad 'Prestige' solo se desarrollan tres niveles, las flores masculinas se producen en el primer y segundo nivel, mientras que en el tercer nivel se desarrollan flores hermafroditas. Struckmeyer & Beck, (1960) observaron cuatro niveles de floración, al igual que se observaron en las variedades estudiadas (fig. 15), a excepción de 'Prestige', la cual desarrolló solo tres niveles.

## CONCLUSIONES

Los resultados permitieron documentar cada etapa de la fenología floral y determinar las fechas y días estimados como el inicio de la etapa reproductiva y/o el de la receptividad del estigma, así como el conocimiento de la maduración de los frutos para poder programar la cosecha. De igual modo, se determinó que las tres variedades de sol, 'Belén', 'Juan Pablo' y 'Amanecer navideño' pueden fungir como hembras, por presentar mayor cantidad de flores hermafroditas y ser las únicas que tuvieron frutos maduros. Los resultados son de utilidad para planificar las acciones de mejoramiento genético; para los productores, proporciona un indicador del punto de venta de acuerdo a las fechas estimadas en el presente estudio.

## LITERATURA CITADA

- Borchert, R., Meyer, S. A., Felger, R. S., & Porter-Bolland, L. (2004). Environmental control of flowering periodicity in Costa Rican and Mexican tropical dry forests. *Global Ecology and Biogeography*, 13(5), 409–425. <https://doi.org/10.1111/j.1466-822X.2004.00111.x>
- Bronstein, J. L. (1995). The plant-pollinator landscape. In L. F. & G. M. In: Hansson L (Ed.), *Mosaic landscapes and ecological processes* (pp. 256–288).
- Ecke, P., Faust, J. E., Higgins, A., & Williams, J. (2004). *The Ecke Poinsettia Manual*.
- Elias, S. T., & An-Ci, S. (1985). Morphology and Anatomy of Foliar Nectaries and Associated Leaves in Mallotus (Euphorbiaceae). *Aliso: A Journal of Systematic and Evolutionary Botany*, 11(1), 17–25.
- Gales, R., Toma, C., & Ivanescu, L. (2008). Morphological and Histo-Anatomical Aspects Regarding The Floral Morphogenesis in *Euphorbia cyparissias* L. (*Euphorbia* Juss.). *Biologie Vegetală*, 20, 15–23.
- Grueber, K. L. (1985). *Euphorbia pulcherrima*. In: *Handbook of Flowering*.
- Hack, V. H., Bleiholder, H., Buhr, L., Meier, U., Schnock-Fricke, U., Weber, E., & Witzemberger, A. (1992). Einheitliche Codierung der phänologischen Entwicklungsstadien mono- und dikotyler Pflanzen. -Erweiterte BBCH-Skala, Allgemein-. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzkd.*, 44(12), 265–270.
- Hayashi, T., Wakahara, Y., & Konishi, K. (1991). Development and Composition of Compound Inflorescence in *Poinsettia* (*Euphorbia pulcherrima* Willd.). *Journal of the Japanese Society for Horticultural Science*, 59(4), 839–845. <https://doi.org/10.2503/jjshs.59.839>

**Recibido:**  
22/enero/2020

**Aceptado:**  
6/noviembre/2020

- Huang, C. H., & Chu, C. (2008). Methods to improve Poinsettia fertility. *Sci. Hortic*, 3, 271–274.
- Ing-Ming, L. (2000). Phytoplasma Casts a Magic Spell that Turns the Fair Poinsettia into a Christmas Showpiece. *Plant Health Progress*, 1(1), 16. <https://doi.org/10.1094/php-2000-0914-01-rv>
- Inouye, S. R. (1991). The ecology of desert communities. In G. A. In: Polis (Ed.), *Population biology of desert annual plants* (pp. 27–54).
- Lieth, H. (1974). *Phenology and seasonality modeling* (Springer-Verlag (ed.)).
- Mantovani, M., Ruschel, A. R., Reis, M. S., Puchalski, A., & Nodari, R. O. (2003). Fenologia reproductiva de espécies arbóreas em uma formação secundária da floresta Atlântica. *Revista Árvore*, 27(4), 451–458. <https://doi.org/10.1590/s0100-67622003000400005>
- Martinelli, T., Andrzejewska, J., Salis, M., & Sulas, L. (2015). Phenological growth stages of *Silybum marianum* according to the extended BBCH scale. *Annals of Applied Biology*, 166(1), 53–66. <https://doi.org/10.1111/aab.12163>
- McIntosh, M. E. (2002). Flowering phenology and reproductive output in two sister species of *ferocactus* (Cactaceae). *Plant Ecology*, 159(1), 1–13. <https://doi.org/10.1023/A:1015589002987>
- Meier, U., Bleiholder, H., Buhr, L., Feller, C., Hack, H., Heß, M., Lancashire, P. D., Schnock, U., Stauß, R., van den Boom, T., Weber, E., & Zwerger, P. (2009). The BBCH system to coding the phenological growth stages of plants – history and publications –. *Journal Für Kulturpflanzen*, 61(2), 41–52. [https://www.zuechtungskunde.de/artikel.dll/meier-et-al\\_OTAyMjUy.PDF](https://www.zuechtungskunde.de/artikel.dll/meier-et-al_OTAyMjUy.PDF)
- Mwine, J., Van Damme, P., Kamoga, G., Kudamba, K., Nasuuna, M., & Jumba, F. (2011). Ethnobotanical survey of pesticidal plants used in South Uganda: Case study of Masaka district. *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(7), 1155–1163.
- Narbona, E., Ortiz, P. L., & Arista, M. (2002). Functional Andromonoecy in *Euphorbia* (Euphorbiaceae). *Annals of Botany*, 89(5), 571–577. <https://doi.org/10.1093/aob/mcf099>
- Narbona, E., Ortiz, P. L., & Arista, M. (2011). Linking Self-Incompatibility, Dichogamy, and Flowering Synchrony in Two *Euphorbia* Species: Alternative Mechanisms for Avoiding Self-Fertilization? *PLoS ONE*, 6(6), 1–9. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0020668>
- Ramírez-Bullón, N., Ceroni-Stuva, A., & Castro-Cepero, V. (2014). Fenología De Cuatro Especies De Cactáceas Del Cerro Umamarca. Valle Del Río Chillón. Canta-Lima. Perú. *Ecología Aplicada*, 13(1–2), 177–185. <https://doi.org/10.21704/rea.v13i1-2.468>
- Sharma, M., & Sharma, K. C. (1988). Ontogenic Studies of Shoot Apical Organization in *Poinsettia*. *Flora*, 180(3–4), 267–274. [https://doi.org/10.1016/s0367-2530\(17\)30322-5](https://doi.org/10.1016/s0367-2530(17)30322-5)
- Struckmeyer, B. E., & Beck, G. E. (1960). Flower bud initiation and development in *poinsettia* (*Euphorbia pulcherrima* Willd). *Proc. Am. Soc. Hortic. Sci.*, 75, 730–738.
- Taylor, M. J., Lopez, G. R., Currey, J. C., & Janick, J. (2011). The *Poinsettia*: History and Transformation. *Chronica Horticulturae*, 51(3), 23–28.
- Tejera, D. M., & Heaton, A. E. (2017). Description and Codification of *Miscanthus × giganteus* Growth Stages for Phenological Assessment. *Frontiers in Plant Science*, 8(October), 1–12. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01726>
- Torres-Olivar, V., Villegas-Torres, O. G., Valdez-Aguilar, L. A., Alia-Tejagal, I., López-Martínez, V., & Trejo-Téllez, L. I. (2018). Respuesta de la nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch) a la relación nitrato:calcio en tres etapas fenológicas. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 12, 2345. <https://doi.org/10.29312/remexca.v0i12.766>
- Trejo, L., Arroyo, P. F. T., Olsen, K. M., Eguarte, E. L., Arroyo, B., Gruhn, A. J., & Olson, M. E. (2012). *Poinsettia*'s wild ancestor in the Mexican dry tropics: Historical, genetic, and environmental evidence. *American Journal of Botany*, 99(7), 1146–1157. <https://doi.org/10.3732/ajb.1200072>
- Zadoks, J. C., Chang, T. T., & Konzak, C. F. (1974). A decimal code for the growth stages of cereals. *Weed Research*, 14, 415–421.

# MICROPROPAGACIÓN DEL LIRIO AMAZÓNICO (*Eucharis grandiflora* Planch. & Linden) MEDIANTE ORGANOGENESIS DIRECTA

# MICROPROPAGATION OF AMAZON LILY (*Eucharis grandiflora* Planch. & Linden) THROUGH DIRECT ORGANOGENESIS

**Guerrero-Valencia, F.A.; J.L. Rodríguez-de la O, M. De J. Juárez-Hernández, J. Ayala-Arreola y G. Ramírez-González**

MICROPROPAGACIÓN DEL LIRIO AMAZÓNICO (*Eucharis grandiflora* Planch. & Linden)  
MEDIANTE ORGANOGENESIS DIRECTA.

MICROPROPAGATION OF AMAZON LILY (*Eucharis grandiflora* Planch. & Linden)  
THROUGH DIRECT ORGANOGENESIS.

## MICROPROPAGACIÓN DEL LIRIO AMAZÓNICO (*Eucharis grandiflora* Planch. & Linden) MEDIANTE ORGANOGÉNESIS DIRECTA.

## MICROPROPAGATION OF AMAZON LILY (*Eucharis grandiflora* Planch. & Linden) THROUGH DIRECT ORGANOGENESIS.

Guerrero-Valencia, F.A.;  
J.L. Rodríguez-de la O,  
M. De J. Juárez-Hernández,  
J. Ayala-Arreola y  
G. Ramírez-González

MICROPROPAGACIÓN DEL  
LIRIO AMAZÓNICO  
(*Eucharis grandiflora* Planch.  
& Linden) MEDIANTE  
ORGANOGÉNESIS  
DIRECTA

MICROPROPAGATION OF  
AMAZON LILY (*Eucharis  
grandiflora* Planch. & Linden)  
THROUGH DIRECT  
ORGANOGENESIS

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 141-153. Enero 2021

DOI:  
10.18387/polibotanica.51.9

F.A. Guerrero-Valencia / [guerrerofranco066@gmail.com](mailto:guerrerofranco066@gmail.com)

J.L. Rodríguez-de la O

M. De J. Juárez-Hernández

J. Ayala-Arreola

G. Ramírez-González

Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo.  
Carretera México-Texcoco, Km 38.5, Chapingo, Estado de México, CP 56230.

**RESUMEN:** El lirio amazónico (*Eucharis grandiflora* Planch. & Linden) es una planta geófito de uso ornamental y se propaga a través de la división de brotes adventicios. No obstante, este método es limitado, debido a que un bulbo produce solo dos o tres hijuelos después de un año de cultivo, por lo que el objetivo de esta investigación fue elaborar una metodología que permita la micropropagación de esta especie mediante organogénesis directa, y de este modo incrementar el número de plántulas nuevas en sistemas comerciales. Durante el establecimiento *in vitro*, se usaron explantes de 0.5 X 1.0 cm conformados por una porción del catáfilo y del disco basal y se cultivaron en el medio de Murashige & Skoog (MS) suplementado con 2.0 ml·L<sup>-1</sup> de Plant Preservative Mixture (PPM™). Para la inducción y multiplicación de brotes adventicios se evaluó el efecto de la 6-bencil-aminopurina (BAP) en concentraciones de 0.0, 0.1, 0.3, 1.0 y 3.0 mg·L<sup>-1</sup> y se determinó el número de brotes cada siete días. Los brotes obtenidos se subcultivaron en un medio sin reguladores para promover su desarrollo, y se evaluó el contenido de sacarosa en concentraciones de 30 a 70 g·L<sup>-1</sup>. Para el enraizamiento, se utilizó ácido indol-3-acético (AIA), ácido indol-3-butírico (AIB) y ácido  $\alpha$ -naftalenacético (ANA), en concentraciones de 0.3 y 1.0 mg·L<sup>-1</sup>. Las condiciones de incubación fueron un fotoperiodo de 16 horas luz y ocho horas de oscuridad, a una temperatura de 25  $\pm$  2 °C y una intensidad luminosa de 50  $\mu$ mol·m<sup>-2</sup>·s<sup>-1</sup>. Los brotes enraizados se aclimataron en contenedores con turba de musgo y se mantuvieron en un invernadero de cristal con sombra al 50%. En el establecimiento se obtuvo una contaminación del 30%. Durante la multiplicación, el uso de 3.0 mg·L<sup>-1</sup> BAP produjo un máximo de 3.8 brotes por explante a los 35 días después de la siembra. El mejor desarrollo de los brotes se obtuvo con 50 g·L<sup>-1</sup> de sacarosa. En el enraizamiento, el AIA y AIB (0.3 mg·L<sup>-1</sup>) produjeron una mayor longitud de raíces. Durante la aclimatación se obtuvo un 100% de sobrevivencia a los 50 días después del trasplante y aclimatación.

**Palabras clave:** Amaryllidaceae, biotecnología, propagación, bulbo.

**ABSTRACT:** Amazon lily (*Eucharis grandiflora* Planch. & Linden) is a geophyte plant for ornamental use and it is propagated through the division of adventitious shoots. However, this method is limited, because a bulb produces only two or three offspring after one year of cultivation, so the objective of this research was to develop a methodology that allows the micropropagation of this species through direct organogenesis and thus increase the number of new seedlings in commercial systems. During the *in vitro* establishment, there were used 0.5 X 1.0 cm explants conformed by a portion of the scale and basal disk and they were cultivated in Murashige & Skoog

medium (MS) supplemented with 2.0 ml·L<sup>-1</sup> of Plant Preservative Mixture (PPM™). For the induction and multiplication of adventitious shoots, the effect of 6-benzyl-aminopurine (BAP) was evaluated in concentrations of 0.0, 0.1, 0.3, 1.0 and 3.0 mg·L<sup>-1</sup> and the number of new shoots every week was determined. The shoots obtained were subcultured in a medium without regulators to promote their development, and the sucrose content was evaluated in concentrations of 30 to 70 g·L<sup>-1</sup>. For rooting, indol-3-acetic acid (AIA), indol-3-butyric acid (AIB), and  $\alpha$ -naphthaleneacetic acid (ANA) were used, in concentrations of 0.3 and 1.0 mg·L<sup>-1</sup>. Incubation conditions were a photoperiod of 16 light hours and 8 dark hours, at a temperature of 25 ± 2 °C and a light intensity of 50  $\mu$ mol·m<sup>-2</sup>·s<sup>-1</sup>. The rooted shoots were acclimatized in pots with peat moss and were kept in a glass greenhouse with 50% shade. In the establishment, contamination of 30% was obtained. During multiplication, the use of 3.0 mg·L<sup>-1</sup> BAP produced a maximum of 3.8 shoots per explant 35 days after culture. The best development of shoots was obtained with 50 g·L<sup>-1</sup> of sucrose. In rooting, AIA, and AIB (0.3 mg·L<sup>-1</sup>) produced a greater root length. During acclimatization, 100% survival was obtained 50 days after transplanting and acclimatization.

**Key words:** Amaryllidaceae, biotechnology, propagation, bulb.

## INTRODUCCIÓN

El lirio amazónico (*Eucharis grandiflora* Planch. & Linden) es una planta geófito perenne que pertenece a la familia de las Amarilidáceas. Es originaria de Centro y Sudamérica, donde se encuentra desde Guatemala hasta Bolivia, con una distribución predominante en Colombia y Ecuador (Yusti-Muñoz & Velandia-Perilla, 2013). Esta especie se encuentra adaptada a las selvas húmedas y a condiciones de baja luminosidad (Meerow, 1989; Meerow, Jost, & Oleas, 2015).

Generalmente se cultiva en macetas grandes y también en invernaderos, o como plantas de interior. Los cultivadores las siembran por sus flores encantadoras, de color blanco puro y muy aromáticas (Van Dijk & Kurpershoek, 2003). Además, posee unas hojas de color verde intenso, las cuales son muy atractivas, lo que la convierte en una planta cultivada también por su follaje (Evangelista-Lozano *et al.*, 2015).

La propagación convencional de esta planta suele realizarse por división de bulbillos adventicios que se originan naturalmente en el bulbo subterráneo de la planta madre, los cuales son removidos y replantados en el suelo o en un nuevo contenedor (Beyl & Trigiano, 2015; Davies, Geneve, Wilson, Hartmann, & Kester, 2018). Sin embargo, este método de propagación es deficiente, debido a que un bulbo madre produce solo dos o tres hijuelos después de un año de cultivo (Bach & Sochacki, 2012; Çiğ & Başdoğan, 2015). Aunado a esto, la propagación sexual en esta especie es limitada, debido a que sus semillas no son viables (Evangelista-Lozano *et al.*, 2015; Meerow, 1989). Por lo tanto, se requieren de otras alternativas que permitan obtener un mayor número de plantas en sistemas de producción comerciales.

Una alternativa es la micropropagación, técnica que ha sido probada exitosamente en la propagación masiva de varias especies vegetales que presentan limitaciones importantes (Anis & Ahmad, 2016; Cardoso, Sheng Gerald, & Teixeira da Silva, 2018). En especies de la familia Amaryllidaceae, el uso de esta estrategia se encuentra ampliamente documentado (El Tahchy *et al.*, 2011; Juan-Vicedo, Pavlov, Ríos, & Casas, 2019; Rahimi Khonakdari, Rezadoost, Heydari, & Mirjalili, 2020; Zayed, El-Shamy, Berkov, Bastida, & Codina, 2011), aunque en lirio amazónico los reportes son escasos y se han centrado en el estudio de algunos factores que intervienen durante la regeneración de brotes adventicios, como el tamaño y la orientación de los explantes (escamas dobles y pedicelos), la concentración de las sales inorgánicas del medio de cultivo, la temperatura y el fotoperiodo (Hasegawa, Takigawa, & Tokuzumi, 1995; Pierik, Sprenkels, & van Bragt, 1983), así como también aquellos que participan durante la embriogénesis somática (Mujib, Banerjee, & Ghosh, 2005; Mujib, Banerjee, Maqsood, &

Ghosh, 2013). El objetivo de esta investigación fue elaborar una metodología que permita la micropropagación de esta especie mediante organogénesis directa con el fin de incrementar las tasas de propagación y obtener material homogéneo.

## MÉTODOS

### Material vegetal

Como material vegetal, se utilizaron plantas de lirio amazónico cultivadas en macetas y dentro de un invernadero con sombra (fig. 1A). Para obtener los explantes, se emplearon cinco bulbos, con un diámetro entre 4.5 y 5.5 cm, a los cuales se les removieron las raíces, hojas y los catáfilos más externos y necrosados, lavándolos con agua corriente y detergente comercial hasta quedar completamente blancos y sin restos de sustrato. Después de extraídos los bulbos, se les cortó la parte superior, se dividieron longitudinalmente en cuatro partes y cada parte resultante se fraccionó una vez más, hasta obtener ocho partes.

### Desinfestación

Las fracciones obtenidas se lavaron vigorosamente en una solución con detergente comercial (Roma<sup>®</sup>) y 2 ml·L<sup>-1</sup> de Tween<sup>®</sup> 20. Seguido de esto se sumergieron en una solución de etanol al 70% durante tres minutos. Posteriormente se colocaron en una solución de cloro comercial (hipoclorito de sodio 4-6%) al 20% durante 15 minutos. Después se llevaron a una solución con Fungimycin 500<sup>®</sup> (1 g·L<sup>-1</sup>) durante 12 minutos. Luego de esto, se transfirieron a una solución de peróxido de hidrógeno al 30% durante 12 minutos, y una vez transcurrido este tiempo se enjuagaron tres veces con agua destilada estéril. Finalmente, las fracciones del bulbo se trasladaron inmersas en una solución de ácido cítrico (150 mg·L<sup>-1</sup>) y ácido ascórbico (100 mg·L<sup>-1</sup>) a una cámara de flujo laminar para obtener los explantes.

### Medio de cultivo

Como medio básico se utilizaron las sales inorgánicas del medio MS (Murashige & Skoog, 1962) al 100% suplementadas con 0.40 mg·L<sup>-1</sup> de tiamina, 100 mg·L<sup>-1</sup> de Myo-inositol, 80 mg·L<sup>-1</sup> de L-cisteína y 30 g·L<sup>-1</sup> de sacarosa. El pH se ajustó a 5.7 ± 0.1 con NaOH o HCl, se gelificó con 7 g·L<sup>-1</sup> de agar y se distribuyó en tubos de ensayo de 25 x 150 mm a un volumen de 20 ml de medio por cada tubo. La esterilización se realizó en autoclave a 121 °C y 1.5 kgf·cm<sup>-2</sup> durante 15 minutos. Durante cada etapa del experimento se añadieron distintos reguladores de crecimiento, de acuerdo con las respuestas deseadas.

### Establecimiento *in vitro* y condiciones de cultivo

El establecimiento *in vitro* se realizó en una cámara de flujo laminar. Se seccionaron los fragmentos de bulbo en fragmentos rectangulares de 0.5 X 1.0 cm, cuidando de que el explante estuviera conformado por una porción del catáfilo y del disco basal (escama sencilla). Los explantes se colocaron en tubos de ensayo de 25 X 150 mm, y se mantuvieron en un cuarto de incubación con un fotoperiodo de 16 horas luz y ocho horas de oscuridad, a una temperatura de 25 ± 2 °C y una intensidad luminosa de 50 μmol·m<sup>-2</sup>·s<sup>-1</sup>. Durante esta etapa se utilizó un medio de cultivo básico, con 2.0 ml·L<sup>-1</sup> de Plant Preservative Mixture (PPM<sup>TM</sup>) y otro sin PPM<sup>TM</sup> como testigo (100 explantes por cada tratamiento). Se evaluó el porcentaje de contaminación a los 14 días después de la siembra (DDS).

### Inducción y multiplicación de brotes

Durante esta etapa, se evaluó el efecto de la 6-bencilaminopurina (BAP) en cinco concentraciones: 0.0, 0.1, 0.3, 1.0 y 3.0 mg·L<sup>-1</sup>. El medio de cultivo utilizado fue el medio básico descrito anteriormente, suplementado con 80 mg·L<sup>-1</sup> de sulfato de adenina y se sembraron cinco explantes por cada tratamiento. Se contabilizó el número de brotes a los 35 días después de la siembra (DDS).

### Desarrollo de los brotes

Los brotes obtenidos durante la multiplicación, se subcultivaron en el medio básico sin reguladores de crecimiento y con distintos niveles de sacarosa, en concentraciones de 30, 40, 50, 60 y 70 g·L<sup>-1</sup> y se sembraron cinco brotes por cada tratamiento. Después de 35 días, los brotes se transfirieron a un medio de cultivo con auxinas para promover su enraizamiento. En este experimento se contabilizó la longitud de brotes, el número de raíces, la longitud de raíces, y el número de hojas cada siete días.

### Enraizamiento

Se estudió el efecto de tres auxinas en el enraizamiento de los brotes micropropagados del lirio amazónico. Las auxinas evaluadas fueron: ácido indol-3-acético (AIA), ácido indol-3-butírico (AIB), y ácido  $\alpha$ -naftalenacético (ANA). Cada una de las auxinas se añadió al medio de cultivo en dos concentraciones diferentes (0.3 y 1.0 mg·L<sup>-1</sup>), generando un total de seis tratamientos, más un testigo sin reguladores de crecimiento y se sembraron cinco brotes por cada tratamiento. Se utilizó el medio de cultivo básico, modificando la concentración de sacarosa a 50 g·L<sup>-1</sup>. Durante esta etapa se contabilizó la longitud de brotes, el número y longitud de raíces, y el número de hojas cada siete días.

### Trasplante y aclimatación

Para esta etapa, se utilizaron 100 plántulas obtenidas durante la etapa de enraizamiento, con una longitud entre 2.8 y 8.5 cm. Como contenedores se utilizaron vasos desechables de plástico transparentes de un litro de volumen y como sustrato se utilizó turba de musgo (fig. 1G). El sustrato se saturó con agua y se esterilizó en autoclave a 121 °C y 1.5 kgf·cm<sup>-2</sup> durante 20 minutos.

Para esto, se retiraron las plántulas de los tubos de ensayo con la ayuda de una pinza, y se lavaron con agua corriente durante un minuto para retirar los restos del medio de cultivo. Posteriormente se enjuagaron en una solución con Benlate<sup>®</sup> a una dosis de 0.5 g·L<sup>-1</sup>. Una vez enjuagadas, se trasplantaron en los contenedores y se cubrieron con una tapa transparente. Las plántulas se mantuvieron en un invernadero con sombra al 50% y se regaron tres veces por semana con la solución nutritiva de Steiner (1984) a la mitad de la concentración. A los 50 días después de la aclimatación se evaluó el porcentaje de supervivencia.

### Diseño experimental y análisis estadístico

En cada ensayo realizado se utilizó un diseño experimental completamente al azar con cinco repeticiones, en donde cada unidad experimental consistió en un tubo de ensayo con un explante sembrado. Para el procesamiento de los datos de las variables número y longitud de brotes, número y longitud de raíces, y el número de hojas, se empleó un análisis de varianza (ANOVA) y una prueba de comparación de medias de Tukey ( $P \leq 0.05$ ). El análisis de los datos se llevó a cabo utilizando el software estadístico InfoStat versión 2016 (Di Rienzo *et al.*, 2016).

## RESULTADOS

### Establecimiento

Catorce días después de la siembra, se observó un 30% de contaminación causada por bacterias en el tratamiento con PPM<sup>™</sup>, mientras que en el testigo fue del 50%, en el que se observó el crecimiento tanto de hongos como de bacterias, lo cual sugiere que este compuesto ayuda controlar la presencia de microorganismos y así obtener un ambiente aséptico en los medios de cultivo.

Smith, Burrows, & Kurten (1999) y de Klerk (2012) señalan que el principal reto asociado con el cultivo de tejidos en plantas bulbosas es la contaminación endógena durante la etapa de establecimiento, debido a que el uso de órganos subterráneos como fuente de explantes,

frecuentemente está asociado con una alta presencia de microorganismos contaminantes (de Klerk, 2012; Ziv & Lilien-Kipnis, 2000).

### Inducción y multiplicación de brotes

La formación de brotes adventicios fue evidente en la región donde la escama se une con el disco basal a partir de los 14 DDS (fig. 1B) mediante organogénesis directa. El 80% de los explantes generaron nuevos brotes adventicios. Estos resultados coinciden con lo reportado por Cázarez-Prado *et al.* (2010) y Hong & Lee (2012), quienes observaron la generación de nuevos brotes en esta región de los explantes. Cázarez-Prado *et al.* (2010) también mencionan que cuando las escamas no presentan el fragmento del disco basal no se presenta brotación y sólo se hinchan.

Se encontraron diferencias altamente significativas ( $P \leq 0.01$ ) en cuanto al número de brotes por explante a los 35 DDS (Cuadro 1). Se dio un aumento significativo en el número de brotes a partir de la adición de  $0.3 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  BAP al medio de cultivo con respecto al testigo, así como también una disminución en el tamaño de los brotes (fig. 1D y E). La adición de  $3.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de BAP produjo un mayor número de brotes (más de tres veces) con respecto al testigo, en el cual se obtuvo la menor respuesta.

**Cuadro 1.** Efecto de la concentración de BAP en la multiplicación de brotes en explantes de lirio amazónico a los 35 DDS en condiciones *in vitro*.

BAP ( $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ )	Número de brotes
0.0	$1.20 \pm 0.20$ c
0.1	$1.40 \pm 0.24$ c
0.3	$2.80 \pm 0.20$ b
1.0	$3.20 \pm 0.20$ ab
3.0	$3.80 \pm 0.20$ a

Medias con una letra común son estadísticamente iguales (Tukey,  $P \leq 0.05$ ). Diferencia mínima significativa: 0.88. Los datos son medias  $\pm$  error estándar.

En *Traubia modesta* (Phil.) Ravenna, Paredes *et al.* (2014) reportan 2.47 brotes por explante con  $2.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de BAP y  $2.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de ANA. Vargas, Oropeza, & de García (2006) obtuvieron 3.75 brotes en explantes de *Hippeastrum* sp. con la adición de  $0.5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de BAP. Pierik, Sprenkels, & van Bragt (1983) también obtuvieron resultados similares en *Eucharis grandiflora* Planch. & Linden con la adición de AIB en lugar de BAP durante la multiplicación *in vitro*. Por otro lado, en el caso de *Muscari muscarimi* Medikus, Ozel, Khawar, & Unal (2015) obtuvieron 19 brotes con  $4.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de BAP y  $2.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de ANA.

### Desarrollo *in vitro* de los brotes

La concentración de sacarosa en el medio de cultivo afectó el desarrollo *in vitro* de los brotes de lirio amazónico a los 35 DDS (Cuadro 2). En el caso del número de hojas se dio un efecto significativo ( $P \leq 0.05$ ) mientras que en la longitud de brotes y raíces fue altamente significativo ( $P \leq 0.01$ ). En el caso del número de raíces no se observaron diferencias significativas ( $P \geq 0.05$ ).

Se observó una respuesta favorable en los brotes al aumentar la concentración de sacarosa de 30 a 40 y  $50 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ , en donde se pudo observar que fue el punto máximo para la longitud de brotes. Al aumentar la concentración a 60 y  $70 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$  se pudo observar un efecto negativo, ya que los

brotos tendieron a generar una menor longitud con respecto al tratamiento con 50 g·L<sup>-1</sup>. El número de hojas y la longitud de raíces comenzó a disminuir con 70 g·L<sup>-1</sup> de sacarosa.

Resultados similares encontraron Cázarez-Prado *et al.* (2010) quienes observaron en *Sprekelia formosissima* (L.) Herb. que una concentración entre 40 y 50 g·L<sup>-1</sup> de sacarosa promueve un mayor vigor de los brotes expresado en un diámetro de bulbo más grande y un mayor número de hojas por brote. Sultana *et al.* (2010) observaron una tendencia similar en brotes de *Hippeastrum hybridum* Hort. al incrementar la concentración de sacarosa hasta 90 g·L<sup>-1</sup>, posteriormente se dio una disminución en el peso fresco de los brotes. De Bruyn, Ferreira, Slabbert, & Pretorius (1992) demostraron que se requiere una cierta concentración de sacarosa para la regeneración de brotes, sin embargo, alto contenido de este carbohidrato en el medio de cultivo tiene efectos negativos en el potencial de regeneración de los explantes. Por otro lado, Tipirtamaz (2003) encontró que el uso de sacarosa en concentraciones de 30 a 60 g·L<sup>-1</sup> no tuvo un efecto significativo en el desarrollo de bulbos de *Galanthus ikariae* Baker.

**Cuadro 2.** Efecto de la concentración de sacarosa en el desarrollo *in vitro* de brotes de lirio amazónico a los 35 DDS.

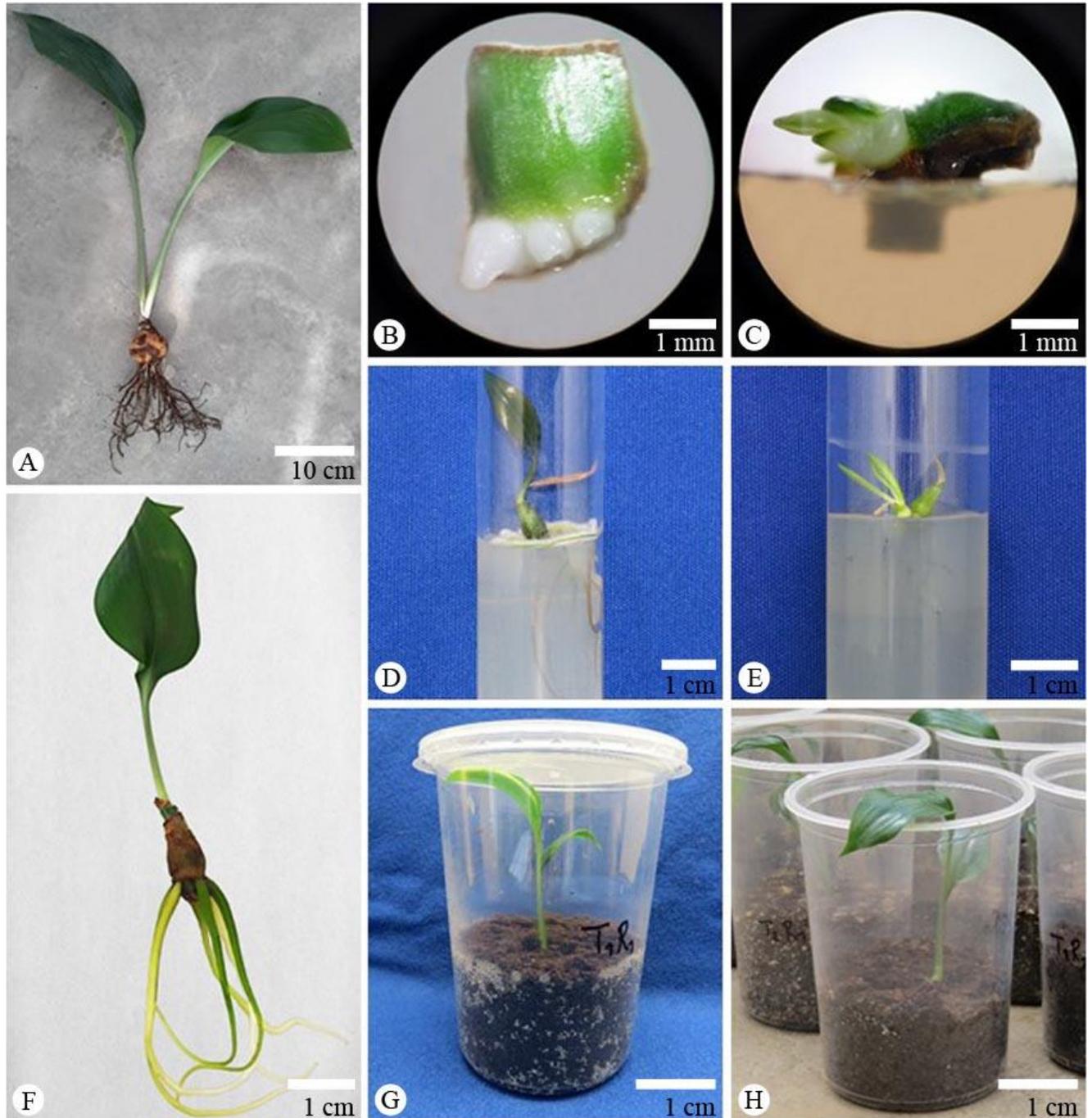
Sacarosa (g·L <sup>-1</sup> )	Longitud de brotes (mm)	Número de raíces	Longitud de raíces (mm)	Número de hojas
30	35.2 ± 3.2 b	4.8 ± 0.5 a	12.4 ± 1.4 bc	2.0 ± 0.1 a
40	55.8 ± 3.8 a	3.2 ± 0.9 a	23.4 ± 2.5 a	2.0 ± 0.1 a
50	58.6 ± 3.9 a	3.2 ± 0.6 a	25.2 ± 2.9 a	2.0 ± 0.1 a
60	32.0 ± 4.6 b	3.8 ± 0.6 a	22.6 ± 3.6 ab	1.8 ± 0.2 ab
70	26.8 ± 3.0 b	4.2 ± 0.9 a	11.6 ± 1.4 c	1.4 ± 0.2 b
DMS	15.85	2.93	10.70	0.59

Medias en una columna con una letra común son estadísticamente iguales (Tukey,  $P \leq 0.05$ ). DMS: Diferencia mínima significativa. Los datos son medias ± error estándar.

#### Enraizamiento de brotes

Durante esta etapa se encontraron diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ) por efecto de los tratamientos en el número de hojas, mientras que, en la longitud de brotes, número de raíces y longitud de raíces fueron altamente significativas ( $P \leq 0.01$ ).

La formación de raíces ocurrió a los 7 DDS en el testigo y en los tratamientos con AIA y AIB, mientras que en los tratamientos con ANA comenzó a los 15 DDS. A los 21 DDS, el porcentaje de enraizamiento en todo el experimento fue del 100%.



**Fig. 1.** Propagación *in vitro* del lirio amazónico. (A) planta madre como fuente de explantes, (B) explante con brotes múltiples a los 14 DDS, (C) explante con brotes múltiples a los 45 DDS, (D) explante en multiplicación sin reguladores de crecimiento a los 60 DDS, (E) explante en multiplicación con  $3.0 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$  de BAP a los 60 DDS, (F) enraizamiento *in vitro* con  $1.0 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$  de AIA a los 49 DDS, (G) contenedor utilizado durante la aclimatización, (H) plántula a los 50 días después de la aclimatización.

Al suplementar el medio de cultivo con auxinas se observó una pérdida en la longitud de los brotes. En el caso del AIA en las dos concentraciones que se utilizaron, se produjo una ligera reducción de la longitud de brotes del 8.4% a una dosis de  $0.3 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , mientras que al incrementar a  $1.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  esta reducción fue de 15.7% con respecto al testigo, aunque sin presentarse diferencias significativas. En el caso del AIB esta reducción en la longitud de brotes fue del 11.4% con una dosis de  $0.3 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  sin diferencias significativas con respecto al testigo, mientras que con  $1.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , las plántulas fueron un 33.6% significativamente más pequeñas que el testigo. En el caso del ANA, esta reducción en la longitud fue más notoria, ya que las plántulas fueron un 58.7% más cortas con  $0.3 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  y 67.4% con  $1.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ , además en ambos casos se llegó a presentar pérdida de hojas (Cuadro 3).

**Cuadro 3.** Efecto de tres auxinas en el desarrollo y enraizamiento *in vitro* de brotes de lirio amazónico a los 35 DDS.

Tratamiento ( $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ )	Longitud de brotes (mm)	Número de raíces	Longitud de raíces (mm)	Número de hojas
AIA 0.3	$53.7 \pm 2.4$ ab	$4.4 \pm 0.4$ c	$35.6 \pm 1.0$ a	$1.4 \pm 0.2$ ab
AIA 1.0	$49.4 \pm 3.5$ ab	$5.0 \pm 0.4$ c	$26.9 \pm 2.1$ ab	$1.4 \pm 0.2$ ab
AIB 0.3	$51.9 \pm 4.5$ ab	$4.6 \pm 0.4$ c	$34.6 \pm 2.8$ a	$1.6 \pm 0.2$ a
AIB 1.0	$38.9 \pm 5.3$ bc	$4.4 \pm 0.2$ c	$20.0 \pm 2.1$ bc	$1.2 \pm 0.2$ abc
ANA 0.3	$24.2 \pm 5.0$ cd	$9.2 \pm 1.2$ b	$15.1 \pm 1.1$ c	$0.8 \pm 0.2$ bc
ANA 1.0	$19.1 \pm 3.0$ d	$15.2 \pm 0.7$ a	$12.3 \pm 0.9$ c	$0.6 \pm 0.2$ c
TESTIGO	$58.6 \pm 3.9$ a	$3.2 \pm 0.6$ c	$25.2 \pm 3.0$ b	$1.6 \pm 0.2$ a
DMS	18.24	2.83	9.00	0.67

Medias en una columna con una letra común son estadísticamente iguales (Tukey,  $P \leq 0.05$ ). DMS: Diferencia mínima significativa. Los datos son medias  $\pm$  error estándar.

El número de raíces no aumentó significativamente por la adición de AIA y AIB al medio de cultivo con respecto al testigo, no obstante, éstas fueron de mayor longitud. Por otra parte, la adición de ANA promovió un mayor número de raíces con respecto a los demás tratamientos, sin embargo, éstas fueron de menor longitud.

Estos resultados coinciden con los reportados por Pierik *et al.* (1983), quienes lograron un enraizamiento del 100% en plántulas de *Eucharis grandiflora* Planch. & Linden con y sin la adición de AIB al medio de cultivo, además, mencionan que con el uso de  $0.4 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de AIB es posible obtener plántulas de muy buena calidad para ser transferidas al suelo. Por el contrario, en otras especies como *Sprekelia formosissima* (L.) Herb., Cázarez-Prado *et al.* (2010) reportan haber obtenido un porcentaje de enraizamiento del 56.25% sin la adición de auxinas al medio de cultivo. Hasegawa, Takigawa, & Tokuzumi (1995) reportan haber obtenido raíces en plántulas de *Eucharis grandiflora* Planch. & Linden con  $0.01 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de ANA y  $0.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de AIB, además, también encontraron que la concentración de las sales inorgánicas se encuentra directamente relacionada con el número de raíces que se puedan formar.

#### Trasplante y aclimatación

La transferencia de las plántulas a condiciones *ex vitro* fue exitosa. A los 50 días después de haber realizado el cambio se observó un porcentaje de supervivencia del 100% (fig. 1H). El porcentaje de supervivencia observado fue igual que en *Crinum variable* (Jacq.) Herb., como señalan Fennell, Crouch, & van Staden (2001), quienes lograron obtener un 100% de

sobrevivencia al transferir las plántulas a un sustrato conformado por arena de río y turba. Baskaran & Van Staden (2013) también lograron un éxito del 100% al aclimatar plántulas de *Agapanthus praecox* Willd. obtenidas *in vitro*.

## DISCUSIÓN

Con respecto a la formación de brotes adventicios en los explantes, Grootaarts, Schel, & Pierik (1981) señalan que la formación de brotes en esta región se debe a la preexistencia de meristemas axilares, los cuales se desarrollan y dan origen a nuevos brotes, y a la presencia de células meristemáticas que se multiplican mitóticamente hasta originar nuevos meristemas, por lo que esta región es esencial para el desarrollo de brotes adventicios. La organogénesis directa se dio en un menor tiempo con respecto a otras especies bulbosas, como en *Hippeastrum hybridum* Hort., en donde se requirieron más de 36 días para formar nuevos brotes (Sultana *et al.*, 2010), mientras que en *Narcissus asturiensis* (Jord.) Pugsley fue de 60 días (Santos, Fidalgo, Santos, & Salema, 2002). El incremento en el desarrollo de los brotes relacionado con el contenido de sacarosa en el medio de cultivo es atribuible a la gran disponibilidad de moléculas carbonadas para producir nuevos componentes celulares (Cázarez-Prado *et al.*, 2010), y es por eso que los carbohidratos juegan un papel muy importante durante la propagación *in vitro*, como una fuente de carbono, así también como un agente osmótico (George, Hall, & De Klerk, 2008). No obstante, y en concordancia con este experimento, Al-Khateeb (2008) menciona que los carbohidratos en altas concentraciones pueden llegar a inhibir el desarrollo de la parte aérea de las plántulas debido a un elevado potencial osmótico, el cual interfiere con la absorción de nutrimentos (Siwach, Grover, & Gill, 2011). Rodrigues-Martins, Pasqual, Martins, & Ribeira (2015) también atribuyen este efecto al potencial osmótico del medio de cultivo como resultado de añadir elevadas concentraciones de sacarosa. Se observó una reducción en la longitud de las raíces conforme se aumenta la concentración de auxinas en el medio de cultivo, por lo que es conveniente un nivel adecuado para inducir la formación de raíces de un tejido aislado (Acosta-Echeverría, Sánchez-Bravo, & Bañón-Arnao, 2008). Trigiano & Gray (2004) señalan que altas concentraciones de auxinas pueden ser tóxicas, en gran parte porque estimulan la producción de etileno, el cual causa una inhibición del crecimiento.

## CONCLUSIONES

El uso de PPM™ durante el establecimiento *in vitro* disminuyó la contaminación inicial en los explantes de lirio amazónico, del 50 al 30%. La formación de nuevos brotes adventicios se produjo a los 14 días después de la siembra y se obtuvo un máximo de 3.80 brotes con la adición de 3.0 mg·L<sup>-1</sup> de BAP al medio de cultivo. Con una concentración de 40 y 50 g·L<sup>-1</sup> de sacarosa los brotes y raíces fueron de mayor longitud. Es posible obtener plántulas con un buen desarrollo radical con el uso de AIA y AIB en dosis de 0.3 y 1.0 mg·L<sup>-1</sup>. La aclimatación fue exitosa y se obtuvo el 100% de sobrevivencia de las plántulas a los 50 días después del trasplante. La micropropagación es una herramienta eficiente para la propagación del lirio amazónico, ya que con un bulbo madre es posible obtener hasta 133 nuevas plantas en 150 días de cultivo.

## AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Chapingo, al Departamento de Fitotecnia y al Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales por el apoyo brindado para la ejecución de esta investigación. A Gisela García, Rocío Zavala y Nancy Molina por la asistencia técnica otorgada en el laboratorio.

## LITERATURA CITADA

- Acosta-Echeverría, M., Sánchez-Bravo, J., & Bañón-Arno, M. (2008). Auxinas. In J. Azcón-Bieto & M. Talón (Eds.), *Fundamentos de fisiología vegetal* (2nd ed., pp. 377–398). Mc Graw Hill.
- Al-Khateeb, A. A. (2008). Regulation of *in vitro* bud formation of date palm ( L.) cv. Khanezi by different carbon sources. *Bioresource Technology*, 99(14), 6550–6555. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2007.11.070>
- Anis, M., & Ahmad, N. (2016). *Plant tissue culture: Propagation, conservation and crop improvement*. <https://doi.org/10.1007/978-981-10-1917-3>
- Bach, A., & Sochacki, D. (2012). Propagation of ornamental geophytes: Physiology and management. In R. Kamenetsky & H. Okubo (Eds.), *Ornamental geophytes: From basic science to sustainable production* (pp. 261–286). <https://doi.org/https://doi.org/10.1201/b12881>
- Baskaran, P., & Van Staden, J. (2013). Rapid *in vitro* micropropagation of *Agapanthus praecox*. *South African Journal of Botany*, 86, 46–50. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2013.01.008>
- Beyl, C. A., & Trigiano, R. N. (2015). *Plant propagation concepts and laboratory exercises* (2nd ed.). <https://doi.org/10.1201/b17340>
- Cardoso, J. C., Sheng Gerald, L. T., & Teixeira da Silva, J. A. (2018). Micropropagation in the twenty-first century. In V. M. Loyola-Vargas & N. Ochoa-Alejo (Eds.), *Methods in Molecular Biology* (Vol. 1815, pp. 17–46). [https://doi.org/10.1007/978-1-4939-8594-4\\_2](https://doi.org/10.1007/978-1-4939-8594-4_2)
- Cázarez-Prado, M., Andrade-Rodríguez, M., Villegas-Monter, Á., Alía-Tejagal, I., Villegas-Torres, Ó. G., & López-Martínez, V. (2010). *In vitro* propagation of *Sprekelia formosissima* Herbert., a wild plant with ornamental potential. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 33(3), 197–203. Retrieved from <https://www.revistafitotecniamexicana.org/documentos/33-3/2a.pdf>
- Çiğ, A., & Başdoğan, G. (2015). *In vitro* propagation techniques for some geophyte ornamental plants with high economic value. *International Journal of Secondary Metabolite*, 2(1), 27–49.
- Davies, F. T., Geneve, R. L., Wilson, S. B., Hartmann, H. T., & Kester, D. E. (2018). *Hartmann & Kester's plant propagation : principles and practices* (9th ed.). Pearson.
- De Bruyn, M. H., Ferreira, D. I., Slabbert, M. M., & Pretorius, J. (1992). *In vitro* propagation of *Amaryllis belladonna*. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 31(3), 179–184. <https://doi.org/10.1007/BF00036221>
- de Klerk, G. J. (2012). Micropropagation of bulbous crops: technology and present state. *Floriculture and Ornamental Biotechnology*, 6(1), 1–8. Retrieved from [http://www.globalsciencebooks.info/Online/GSBOnline/images/2012/FOB\\_6\(SI1\)/FOB\\_6\(SI1\)1-8o.pdf](http://www.globalsciencebooks.info/Online/GSBOnline/images/2012/FOB_6(SI1)/FOB_6(SI1)1-8o.pdf)
- Di Rienzo, J. A., Casanoves, F., Balzarini, M. G., González, L., Tablada, M., & Robledo, C. W. (2016). *InfoStat versión 2016*. Retrieved from <http://www.infostat.com.ar>
- El Tahchy, A., Bordage, S., Ptak, A., Dupire, F., Barre, E., Guillou, C., ... Laurain-Mattar, D. (2011). Effects of sucrose and plant growth regulators on acetylcholinesterase inhibitory activity of alkaloids accumulated in shoot cultures of Amaryllidaceae. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 106(3), 381–390. <https://doi.org/10.1007/s11240-011-9933-7>
- Evangelista-Lozano, S., Estrada-García, M., Escobar-Arellano, S. L., Arenas-Ocampo, M. L., Camacho-Díaz, B. H., & Jiménez-Aparicio, A. R. (2015). Eucharis Grandiflora Planch. and Linden development fertirrigated with different osmotic potentials. *Journal of Plant Nutrition*, 38(4), 551–567. <https://doi.org/10.1080/01904167.2014.934467>
- Fennell, C. W., Crouch, N. R., & van Staden, J. (2001). Micropropagation of the river lily, *Crinum variabile* (Amaryllidaceae). *South African Journal of Botany*, 67(1), 74–77. [https://doi.org/10.1016/S0254-6299\(15\)31096-6](https://doi.org/10.1016/S0254-6299(15)31096-6)
- George, E. F., Hall, M. A., & De Klerk, G. J. (2008). *Plant propagation by tissue culture* (3rd ed., Vol. 1). <https://doi.org/10.1007/978-1-4020-5005-3>

- Grootaarts, H., Schel, J. H. N., & Pierik, R. L. M. (1981). The origin of bulblets formed on excised twin scales of *Nerine bowdenii* W. Watts. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 1(1), 39–46. <https://doi.org/10.1007/BF02318902>
- Hasegawa, A., Takigawa, Y., & Tokuzumi, A. (1995). Propagation of *Eucharis grandiflora* Planch. by tissue culture. *Technical Bulletin of Faculty of Agriculture-Kagawa University (Japan)*, 47(1), 79–86.
- Hong, J., & Lee, A. K. (2012). Micropropagation of *Cyrtanthus* 'Orange Gem'×*C. eucallus* hybrid. *Scientia Horticulturae*, 142, 174–179. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.05.016>
- Juan-Vicedo, J., Pavlov, A., Ríos, S., & Casas, J. L. (2019). *In vitro* culture and micropropagation of the Baetic-Moroccan endemic plant *Lapiedra martinezii* Lag. (Amaryllidaceae). *In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant*, 55(6), 725–732. <https://doi.org/10.1007/s11627-019-10031-5>
- Meerow, A. W. (1989). Systematics of the Amazon Lilies, *Eucharis* and *Caliphruria* (Amaryllidaceae). *Annals of the Missouri Botanical Garden*, 76(1), 220. <https://doi.org/10.2307/2399347>
- Meerow, A. W., Jost, L., & Oleas, N. (2015). Two new species of endemic ecuadorean Amaryllidaceae (Asparagales, Amaryllidaceae, Amarylloideae, Eucharideae). *PhytoKeys*, 48(1), 1–9. <https://doi.org/10.3897/phytokeys.48.4399>
- Mujib, A., Banerjee, S., & Ghosh, P. D. (2005). Origin, development and structure of somatic embryos in selected bulbous ornamentals: BAP as inducer. In A. Mujib & J. Šamaj (Eds.), *Somatic Embryogenesis. Plant Cell Monographs* (Vol. 2, pp. 15–24). [https://doi.org/10.1007/7089\\_028](https://doi.org/10.1007/7089_028)
- Mujib, A., Banerjee, S., Maqsood, M., & Ghosth, P. D. (2013). Somatic Embryogenesis of Some Member Ornamental Genera of Amaryllidaceae and Allied Families: the Similarities and Differences. *The Open Horticulture Journal*, 6, 9–18. <https://doi.org/10.2174/1874840620130807001>
- Murashige, T., & Skoog, F. (1962). A Revised Medium for Rapid Growth and Bio Assays with Tobacco Tissue Cultures. *Physiologia Plantarum*, 15(3), 473–497. <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.1962.tb08052.x>
- Ozel, C. A., Khawar, K. M., & Unal, F. (2015). Factors affecting efficient *in vitro* micropropagation of *Muscari muscarimi* Medikus using twin bulb scale. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 22(2), 132–138. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2014.09.007>
- Paredes, K., Delaveau, C., Carrasco, P., Baeza, C., Mora, F., & Uribe, M. E. (2014). *In vitro* bulbing for the propagation of *Traubia modesta* (Amaryllidaceae), a threatened plant endemic to Chile. *Ciencia e Investigacion Agraria*, 41(2), 207–214. <https://doi.org/10.4067/S0718-16202014000200007>
- Pierik, R. L. M., Sprenkels, P. A., & van Bragt, J. (1983). Rapid vegetative propagation of *Eucharis grandiflora in vitro*. *Acta Horticulturae*, (147), 179–186. <https://doi.org/10.17660/actahortic.1983.147.25>
- Rahimi Khonakdari, M., Rezadoost, H., Heydari, R., & Mirjalili, M. H. (2020). Effect of photoperiod and plant growth regulators on *in vitro* mass bulblet proliferation of *Narcissus tazetta* L. (Amaryllidaceae), a potential source of galantamine. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 142(1), 187–199. <https://doi.org/10.1007/s11240-020-01853-y>
- Rodrigues-Martins, J. P., Pasqual, M., Martins, A. D., & Ribeira, S. F. (2015). Effects of salts and sucrose concentrations on *in vitro* propagation of *Billbergia zebrina* (Herbert) Lindley (Bromeliaceae). *Australian Journal of Crop Science*, 9(1), 85–91. Retrieved from [http://www.cropj.com/martins\\_9\\_1\\_2015\\_85\\_91.pdf](http://www.cropj.com/martins_9_1_2015_85_91.pdf)
- Santos, A., Fidalgo, F., Santos, I., & Salema, R. (2002). *In vitro* bulb formation of *Narcissus asturiensis*, a threatened species of the Amaryllidaceae. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 77(2), 149–152. <https://doi.org/10.1080/14620316.2002.11511471>
- Siwach, P., Grover, K., & Gill, A. R. (2011). The Influence of Plant Growth Regulators, Explant Nature and Sucrose Concentration on *in vitro* Callus Growth of *Thevetia*

**Recibido:**  
9/julio/2020

**Aceptado:**  
12/febrero/2021

- peruviana* Schum. *Asian Journal of Biotechnology*, 3(3), 280–292. <https://doi.org/10.3923/ajbkr.2011.280.292>
- Smith, R. H., Burrows, J., & Kurten, K. (1999). Challenges associated with micropropagation of *Zephyranthes* and *Hippesastrum* sp. (Amaryllidaceae). *In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant*, 35(4), 281–282. <https://doi.org/10.1007/s11627-999-0032-y>
- Steiner, A. A. (1984). The universal nutrient solution. *6th International Congress on Soilles Culture*, 633–649. Wageningen, the Netherlands: International Society for Soilles Culture.
- Sultana, J., Sultana, N., Siddique, M. N. A., Islam, A. K. M. A., Hossain, M. M., & Hossain, T. (2010). *In vitro* bulb production in *Hippeastrum* (*Hippeastrum hybridum*). *Journal of Central European Agriculture*, 11(4), 469–474. <https://doi.org/https://doi.org/10.5513/JCEA01/11.4.867>
- Tipirtamaz, R. (2003). Rooting and acclimatization of *in vitro* micropropagated snowdrop (*Galanthus ikariae* Baker.) bulblets. *Akdeniz Üniversitesi Ziraat Fakültesi Dergisi*, 16(2), 121–126.
- Trigiano, R. N., & Gray, D. J. (2004). *Plant development and biotechnology*. <https://doi.org/10.1201/9780203506561>
- Van Dijk, H., & Kurpershoek, M. (2003). *La enciclopedia de las plantas bulbosas*. Editorial LIBSA.
- Vargas, T. E., Oropeza, M., & de García, E. (2006). Propagación *in vitro* de *Hippeastrum* sp. *Agronomía Tropical*, 56(4), 621–626.
- Yusti-Muñoz, A. P., & Velandia-Perilla, J. H. (2013). First record of the amazon lily *Eucharis sanderi* (Amaryllidaceae) for Isla Gorgona, Colombia. *Boletín Científico. Centro de Museos. Museo de Historia Natural*, 17(1), 46–49. Retrieved from [http://190.15.17.25/boletincientifico/downloads/Boletin\(17\)1\\_4.pdf](http://190.15.17.25/boletincientifico/downloads/Boletin(17)1_4.pdf)
- Zayed, R., El-Shamy, H., Berkov, S., Bastida, J., & Codina, C. (2011). *In vitro* micropropagation and alkaloids of *Hippeastrum vittatum*. *In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant*, 47(6), 695–701. <https://doi.org/10.1007/s11627-011-9368-1>
- Ziv, M., & Lilien-Kipnis, H. (2000). Bud regeneration from inflorescence explants for rapid propagation of geophytes *in vitro*. *Plant Cell Reports*, 19(9), 845–850. <https://doi.org/10.1007/s002990000204>

**CARACTERIZACIÓN MICROGRÁFICA  
DE TRES FRUTOS TROPICALES, *Musa  
paradisii* L., *Persea americana* Mill. y *Physalis  
peruviana* L. IMPORTANCIA EN EL  
CONTROL DE CALIDAD BOTÁNICO DE  
ALIMENTOS DERIVADOS**

**MICROGRAPHIC CHARACTERIZATION  
OF THREE TROPICAL FRUITS, *Musa  
paradisii* L., *Persea americana* Mill. and  
*Physalis peruviana* L., SIGNIFICANCE IN  
THE DEFINITION OF BOTANICAL  
QUALITY OF DERIVED FOODS**

Gimenez, L. A. S.; M. A. Rivas, N. D. Vignale y A. A. Gurni.

CARACTERIZACIÓN MICROGRÁFICA DE TRES FRUTOS TROPICALES, *Musa paradisii* L., *Persea americana* Mill. Y *Physalis peruviana* L. IMPORTANCIA EN EL CONTROL DE CALIDAD BOTÁNICO DE ALIMENTOS DERIVADOS.

MICROGRAPHIC CHARACTERIZATION OF THREE TROPICAL FRUITS, *Musa paradisii* L., *Persea americana* Mill. AND *Physalis peruviana* L., SIGNIFICANCE IN THE DEFINITION OF BOTANICAL QUALITY OF DERIVED FOODS.

**CARACTERIZACIÓN MICROGRÁFICA DE TRES FRUTOS TROPICALES,  
*Musa paradisii* L., *Persea americana* Mill. Y *Physalis peruviana* L.  
 IMPORTANCIA EN EL CONTROL DE CALIDAD BOTÁNICO DE ALIMENTOS DERIVADOS.**

**MICROGRAPHIC CHARACTERIZATION OF THREE TROPICAL FRUITS,  
*Musa paradisii* L., *Persea americana* Mill. AND *Physalis peruviana* L.,  
 SIGNIFICANCE IN THE DEFINITION OF BOTANICAL QUALITY OF DERIVED FOODS.**

Gimenez, L. A. S.; M. A. Rivas,  
 N. D. Vignale y A. A. Gurni.

CARACTERIZACIÓN  
 MICROGRÁFICA DE TRES  
 FRUTOS TROPICALES,  
*Musa paradisii* L., *Persea  
 americana* Mill. y *Physalis  
 peruviana* L. IMPORTANCIA  
 EN EL CONTROL DE  
 CALIDAD BOTÁNICO DE  
 ALIMENTOS DERIVADOS.

MICROGRAPHIC  
 CHARACTERIZATION OF  
 THREE TROPICAL FRUITS,  
*Musa paradisii* L., *Persea  
 americana* Mill. and *Physalis  
 peruviana* L., SIGNIFICANCE  
 IN THE DEFINITION OF  
 BOTANICAL QUALITY OF  
 DERIVED FOODS.

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 155-170. Enero 2021

DOI:

10.18387/polibotanica.51.10

**L. A. S. Gimenez/** [gimenezleila@fca.unju.edu.ar](mailto:gimenezleila@fca.unju.edu.ar)

*Facultad de Ciencias Agrarias (FCA), Universidad Nacional de Jujuy (UNJu),  
 Alberdi 47 (4600) S. S. de Jujuy, Jujuy, Argentina.*

*Instituto de Ecorregiones Andinas – INEEOA, Universidad Nacional de Jujuy –UNJu,  
 Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas – CONICET.*

**M. A. Rivas**

*Facultad de Ciencias Agrarias (FCA), Universidad Nacional de Jujuy (UNJu),  
 Alberdi 47 (4600) S. S. de Jujuy, Jujuy, Argentina.*

**N. D. Vignale**

*Instituto de Ecorregiones Andinas – INEEOA, Universidad Nacional de Jujuy –UNJu,  
 Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas – CONICET.*

**A. A. Gurni**

*Facultad de Ciencias Agrarias (FCA), Universidad Nacional de Jujuy (UNJu)  
 Alberdi 47 (4600) S. S. de Jujuy, Jujuy, Argentina.*

**RESUMEN:** Los frutos tropicales *Musa paradisii* L., “banana” (pseudobaya), *Persea americana* Mill., “palta” (baya) y *Physalis peruviana* L., “aguaymanto” (baya), se utilizan en la industria para diferentes usos, alimenticios, cosméticos, medicinales entre otros. El objetivo del presente trabajo fue definir el patrón de identificación micrográfico de los tres frutos tropicales. Se aplicó el método micrográfico cuyas técnicas fueron: a. disociado leve: el material se trató con solución de NaOH al 5% a 100 °C durante 5 min y luego de lavado con agua destilada fue observado al microscopio óptico; b. disociado fuerte para material leñoso con KOH al 10% a 100 °C, lavado con agua destilada y luego tratado con ácido crómico al 25% por 30 a 60 min.; c. raspado consiste en obtener parte del material (polvo o húmedo) con un elemento punzocortante; d. reacciones histoquímicas con Lugol para detectar almidón y Sudán III para lípidos. Se proponen como elementos de valor referencial los siguientes indicadores: para “banana” rafidios y granos de almidón simples, excéntricos y como elementos complementarios fibras; en “palta” braquiesclereidas, cristales poliédricos y gotas lipídicas; en “aguaymanto” microcristales, granos de almidón simples y compuestos, astroesclereidas de semillas; fibras y gotas lipídicas del fruto son complementarias. Los elementos aportados permiten emprender análisis de calidad botánica de productos derivados de los frutos de las especies estudiadas, para establecer su autenticidad y la presencia de contaminantes o adulterantes. Cabe destacar que la microscopía aplicada es un método científico que resulta ser adecuado para controlar y certificar alimentos procedentes de vegetales.

**Palabras clave:** micrografía, fruticultura tropical, banana, palta, aguaymanto.

**ABSTRACT:** The tropical fruits *Musa paradisii* L., “banana” (pseudobaya), *Persea americana* Mill., “Avocado” (berry), and *Physalis peruviana* L., “aguaymanto” (berry), are

used in the industry for different purposes, such as food, cosmetic and medicinal, among others. The aim of the present work was to define the micrographic identification pattern of these three tropical fruits. The micrographic method was applied, the techniques of which were: a. mild decoupling with 5% NaOH solution at 100 ° C for 5 min and observation under the light microscope after washing; b. strong decoupling for woody material with 10% KOH at 100 °C and then with 25% chromic acid for 30 to 60 min.; c. scraping with a sharp cutting element, taking part of the material (powder or wet) and observation; d. histochemical reactions with Lugol to detect starch and Sudan III for lipids. The following indicators are proposed as elements of referential value for “bananas”: raphidia and simple, eccentric starch grains and as complementary elements fibers; for “avocado”: brachisclereids, crystals and lipid drops; for “aguaymanto”: microcrystals, simple and compound starch grains, lipid drops, astrosclereids of seeds and fibers and lipid drops of the fruit as complementary features. These elements allow to undertake botanical quality analysis of products derived from the fruits of the studied species, establishing their genuinity and the presence of contaminants or adulterants. It should be noted that applied microscopy is a scientific method, which turns out to be an adequate to control and certify food from vegetables.

**Key words:** micrograph, tropical fruit growing, banana, avocado, aguaymanto.

## INTRODUCCIÓN

Los controles de calidad en productos destinados al consumo (alimenticio o medicinal) son fundamentales para garantizar la salud de la población, siendo necesarios a lo largo de toda la cadena de producción y distribución (Shigler Siles, 2016).

Este trabajo se basa en el principio de que las farmacopeas ofrecen (FNA, 2013), en sus monografías de plantas medicinales, la descripción de las partes usadas en polvo, para poder así reconocerlas pese al grado de trituración, cuando la exomorfología se pierde (Vignale y Gurni, 2001; Varela *et al.*, 2014; Souto da Rosa *et al.*, 2015; Anconatani *et al.*, 2016; Acosta *et al.*, 2017; Gimenez *et al.*, 2019; Altamirano y Yajía, 2020).

Se analizan tres frutos tropicales desde el punto de vista micrográfico (WHO, 1998; Gurni, 2014), a fin de establecer cuáles son los caracteres que permiten lograr ese objetivo, tanto para la materia prima como para productos elaborados a partir de ella, en sus distintas etapas de comercialización. El Código Alimentario Argentino (CAA) no incluye estos aspectos y presenta el análisis de los alimentos según los métodos físico-químicos, microbiológicos y sensoriales clásicos (CAA, 2013). Por ello, los datos obtenidos y aquí presentados constituyen un aporte que complementa esos análisis.

La selección de las tres especies se realizó en función de su importancia en el contexto de la fruticultura regional, teniendo en cuenta que su producción y comercialización se realizan a diferentes escalas en la provincia de Jujuy, Argentina (Molina, 2016; Altendorf, 2018). Dos de ellos presentan elevada producción, *Musa paradisi* L., “banana” (pseudobaya) y *Persea americana* Mill., “palta” (baya), y el tercero se encuentra en etapa experimental, *Physalis peruviana* L., “aguaymanto” (baya).

En cuanto a los caracteres microscópicos que se consideran corresponden a dos tipos: a. celulares y b. acelulares. Dentro de los primeros, el tejido epidérmico con sus modificaciones (estomas y tricomas) es el más versátil. La presencia de esclereidas y de estructuras secretoras también es relevante, en tanto que la presencia de súber, de fibras, de radios floemáticos y de elementos xilemáticos (especialmente miembros de vaso) puede adquirir valor secundario. Esto dependerá del producto en estudio. Dentro de los caracteres acelulares, los más importantes son los granos de almidón, aunque se desnaturalizan con la temperatura elevada o pueden desaparecer según el grado de maduración del fruto, y los cristales (compuestos generalmente por oxalato de calcio). Las gotas de lípidos, los granos de aleurona y las concreciones de carbonato de calcio revisten valor secundario para este tipo de análisis (Cañigüeral *et al.*, 1998; Vignale, 2001). Es necesario destacar que hay factores que pueden disminuir la detección de algunos elementos que poseen valor referencial. Por ello se debe ser prudente al momento de establecer la genuinidad de un producto o proceder a su rechazo. En este

sentido, la micrografía, que se puede considerar una rama de la Botánica Aplicada, resulta de gran valor a la hora de asegurar autenticidad, dado que permite establecer la presencia de posibles contaminaciones o adulteraciones (Flores, 2013; Varela *et al.*, 2014; Rivas, 2015; Souto da Rosa *et al.*, 2015; Anconatani *et al.*, 2016; Gimenez *et al.*, 2019; Altamirano y Yajía, 2017; 2020; Agudelo *et al.*, 2020; Rodríguez Carattoni, 2020). En contadas ocasiones sucede que la especie en análisis no produzca elementos que permitan su identificación. Aún así, puede resultar un dato importante para detectar contaminaciones o adulteraciones, en tanto y en cuanto los productos utilizados para ese fin contengan algún elemento observable (Vignale, 2002; Rivas *et al.*, 2009; Varela *et al.*, 2012).

Para visualizar estos elementos se recurre a diferentes técnicas. En general, los transcortes se descartan, por su laboriosidad, dado que en la industria se requiere el ahorro de tiempo y porque usualmente la preparación de productos elaborados, en los que el material vegetal se somete a trituración, no permite su realización. Se recurre al raspado o reducción a polvo, cuando el tamaño de las partículas lo permite, y a la obtención de disgregados de órganos. Sobre el polvo se pueden realizar reacciones químicas de caracterización (WHO, 1998; Gurni, 2014).

## MATERIAL Y MÉTODOS

### Material Estudiado

Los frutos de *M. paradisii* (var. “Cavendish nanica”) fueron aportados por la Estación Experimental Yuto del Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA) y adquiridos en el mercado Municipal de la ciudad de San Salvador de Jujuy. Los frutos de *P. americana* (var. “Hass”) provienen de la compra en el mercado central y los de *P. peruviana* (var. “Golden berry”) fueron proporcionados por pequeños productores locales que experimentan su cultivo en la provincia. Los frutos adquiridos se encontraban en el tipo tres (3) de maduración según el Art. 887 bis., del Código Alimentario Argentino (CAA, 2013). Se conservan en alcohol al 70% y se encuentran depositados en el Muestrario de Plantas Útiles (M-CBSyF) de la Cátedra de Botánica Sistemática y Fitogeografía de la Facultad de Ciencias Agrarias-UNJu. De cada especie se adquirieron, o recibieron, diez (10) unidades al azar, es decir treinta (30) muestras en total (ver anexo I).

### Metodología

Las técnicas se aplicaron diez (10) veces a cada uno de los frutos estudiados; del producto obtenido de cada aplicación se confeccionaron diez (10) preparados transitorios, dando un total de mil (1000) observaciones por especie analizada.

El procedimiento de análisis comprende las siguientes etapas:

#### 1.- Confirmación de la identidad taxonómica del material

Mediante la comparación de las características de morfología externa de los frutos, coleccionados o adquiridos, con la información bibliográfica se confirma la identidad de la especie en estudio. Se utilizó una regla graduada en centímetros (cm) para tomar medidas al fruto y semillas, complementada con el auxilio de instrumental óptico (lupa) cuando fue necesario observar con mayor detalle elementos no perceptibles. Se toman fotos con cámara fotográfica Kodak AF 5X Optical Aspheric Lens. Esta descripción y las medidas tomadas permite la determinación de la especie y certifica la autenticidad de la materia en estudio.

#### 2.- Método micrográfico

Se fundamenta en el análisis de los caracteres anatómicos y de los productos del metabolismo celular. Se aplicaron diferentes técnicas histológicas e histoquímicas basadas en D’ Ambrogio de Argüeso (1986), Gattuso y Gattuso (1999) y Gurni (2014).

**a.- Técnica de disociado (o disgregado) leve:** recomendado para el estudio de órganos herbáceos o constituidos por tejidos blandos. Consiste en tratar el material con solución acuosa de NaOH al 5%, a ebullición, durante 5 min., para luego lavar con agua destilada y observar al microscopio óptico. Se aplicó en epicarpio, mesocarpio y endocarpio.

**b.- Técnica de disociado fuerte (método de Boodle):** se indica para tejidos leñosos. El material vegetal se trata con hidróxido de potasio al 10% y se mantiene a ebullición, durante 10 min; se lava con agua destilada y luego se somete a la acción de una solución de ácido crómico al 25% a

temperatura ambiente durante 30 a 60 min; se repiten varios lavados y se observa al microscopio óptico. Se aplicó a las semillas de “aguaymanto” debido a su presencia en productos derivados, en la industria alimentaria.

**c.- Técnica de raspado:** se practica directamente sobre el fruto fresco y consiste en raspar, con un elemento cortante, la superficie externa (cáscara) y la pulpa con o sin semillas, y colocar dicho material, suspendido en agua destilada, sobre un portaobjetos para su observación al microscopio óptico.

**d.- Observación a la luz polarizada:** se identifica la cruz de malta en los gránulos de almidón y los cristales de oxalato de calcio debido a la birrefringencia.

**e. Técnicas histoquímicas:**

**e. 1. Caracterización de almidones:** se realizó mediante el tratamiento del raspado de la muestra con solución yodiodurada 2% (Lugol), que tiñe los granos de color azul violáceo a casi negro. Se raspó una porción del material de estudio sobre un portaobjetos, se agregan 2-3 gotas de solución.

**e. 2. Caracterización de lípidos:** se realizó sobre el raspado de la muestra. Los lípidos se tornaron color rojo al reaccionar con Sudán III; posteriormente se eliminó el exceso de reactivo con alcohol al 70%.

**f. Observación microscópica y registro fotográfico:** las fotomicrografías se tomaron con cámara compacta de fotografía digital Canon, modelo Powershot A640, adosada a un microscopio triocular Carl Zeiss modelo Axioskop 2 Plus y para realizar las observaciones a la luz polarizada en un microscopio triocular Carl Zeiss modelo Axioskop 2 Plus, con cámara acoplada Moticam X2.

**g. Selección de los parámetros micrográficos:** Son los elementos relevantes que permiten reconocer la especie cuando la exomorfología se pierde (ver Introducción).

De cada especie se analizaron doscientas (200) fotomicrografías (veinte (20) aleatorias por fruto, seleccionando dos (2) por cada preparado transitorio, obteniendo una muestra sin repeticiones) a las cuales se les atribuyó el 100% de las observaciones. Con base en ellas se contabilizó el número de veces que un carácter se mantenía constante, es decir aparecía de forma repetida. Como medida arbitraria se consideró el 70%  $\geq$  de su presencia en la totalidad de las fotomicrografías. Se descartaron aquellos que poseían porcentajes menores.

**h. Medición:** el registro del tamaño de los elementos de valor referencial se realizó por el programa ImageJ que está escrito en lenguaje de programación Java®. Se tomaron para cada carácter seleccionado treinta datos ( $n=30$ ) de diferentes fotomicrografías, tres (3) fotografías aleatorias por cada fruto adquirido (una (1) por preparado transitorio), de las especies en estudio (Rasband, 2016). Se aplicó la varianza ( $\sigma^2$ ), desviación estándar (DS) y el coeficiente de variación (CV) para establecer la uniformidad de los caracteres medidos.

## RESULTADOS

### *Musa paradisi* L. - “banana”

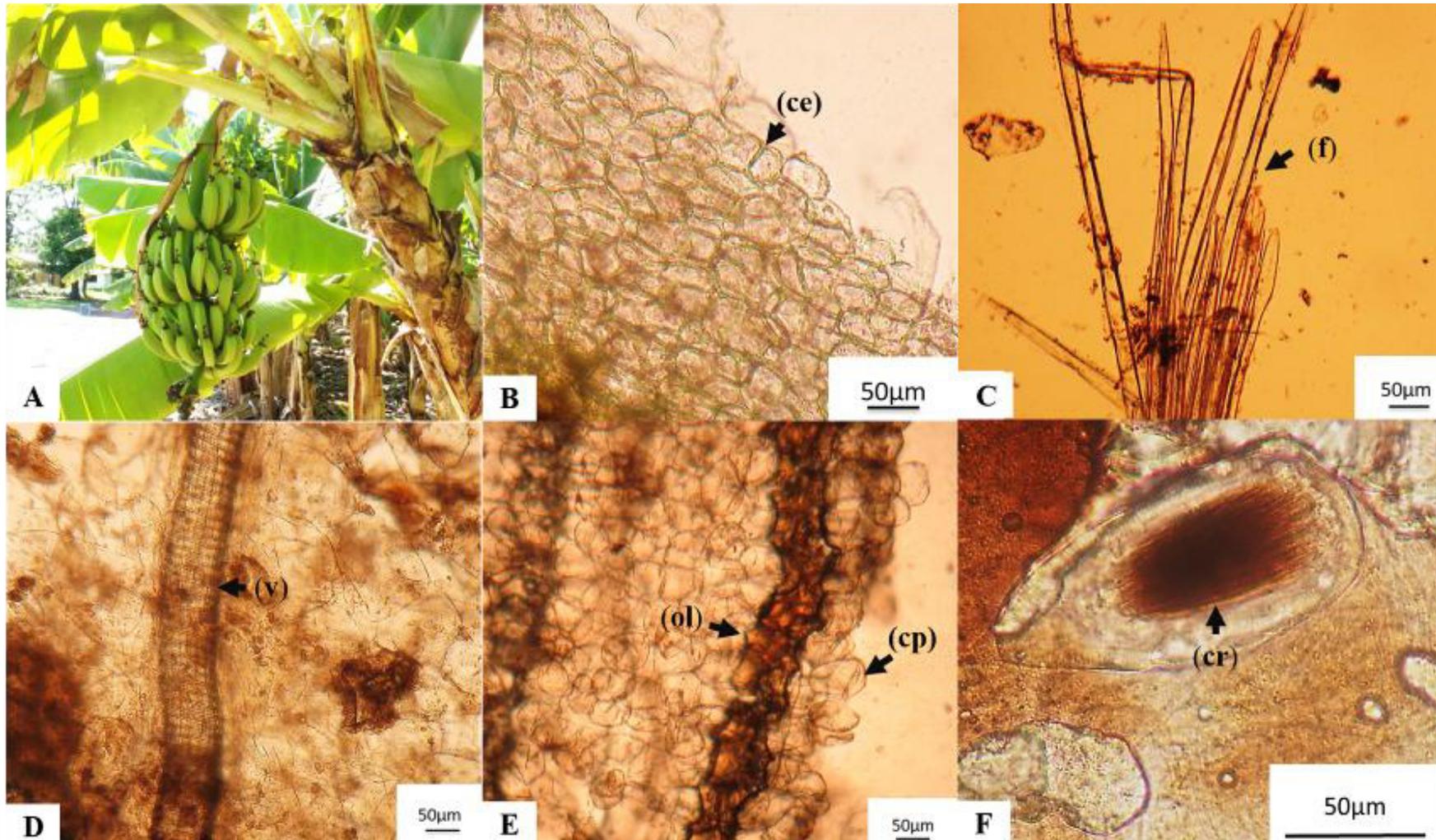
Los frutos miden entre 8-30 cm de largo y son de forma bacciforme, subcilíndrica, falcada y angulosa en sección transversal (fig. 1A). Con cáscara coriácea de color amarillo, sin semillas, con rudimentos seminales y “pulpa” carnosa de color blanco de olor característico (Priego *et al.*, 1996; León, 2000; Hurrell *et al.*, 2010). Los frutos corresponden a la variedad comercial “Cavendish nanica”.

### 2- Análisis micrográfico

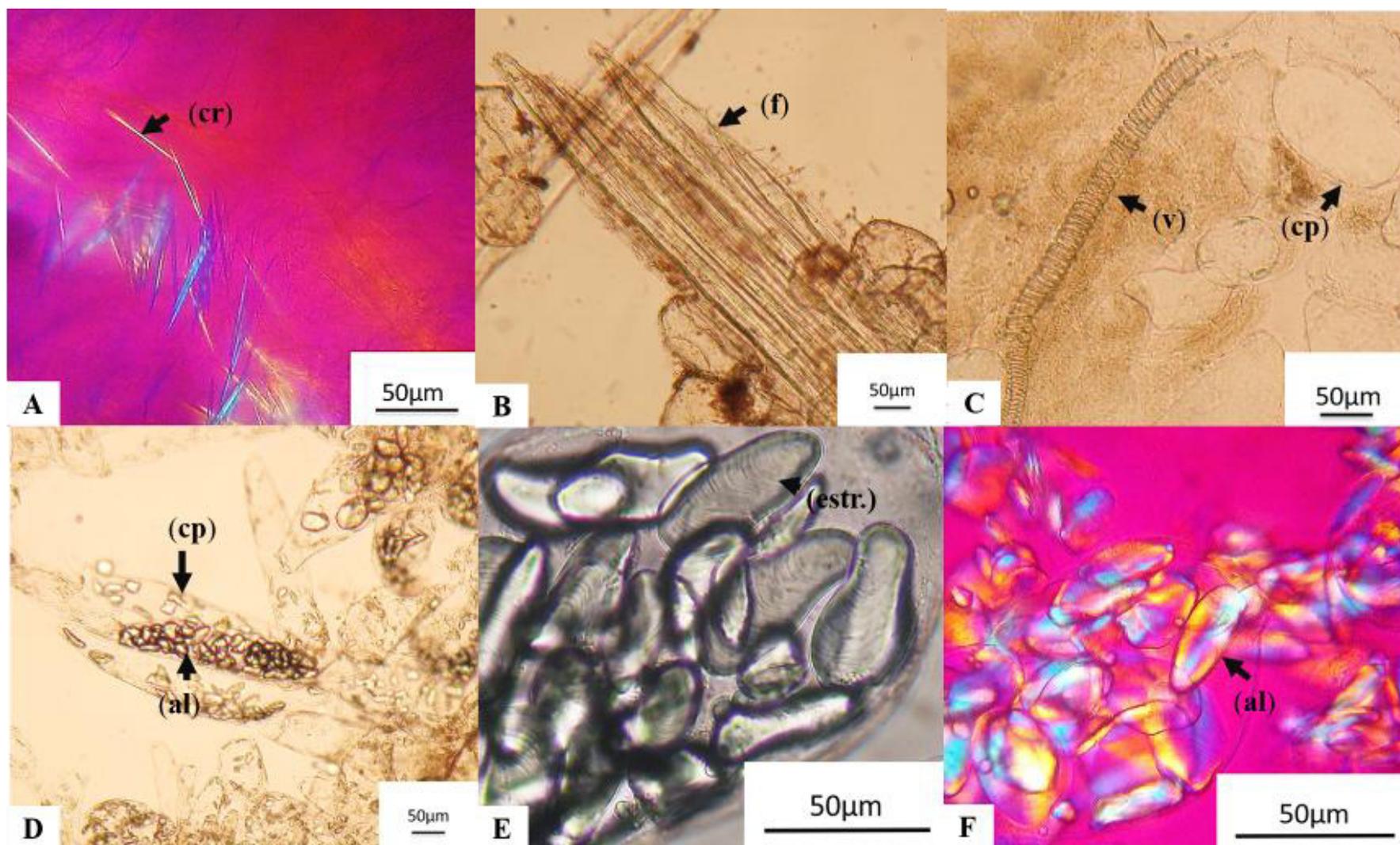
En la cáscara se identifican células epidérmicas isodiamétricas con paredes externas engrosadas (fig. 1B), abundantes fibras de longitud variable, solitarias o agrupadas, anchas, aunque con paredes relativamente delgadas (fig. 1C).

Aparecen elementos xilemáticos espiralados (fig. 1D), también presenta conductos secretores dispuestos en cadena conteniendo oleorresinas (fig. 1E); los cristales aciculares formando agregados se encuentran contenidos en células generalmente alargadas de paredes delgadas (fig. 1F) y en algunos casos se identificaron cristales solitarios (45,74  $\mu\text{m}$  de largo) debido a la ruptura de las células que lo contenían (fig. 2A).

La pulpa presenta fibras de paredes delgadas de longitud variable (fig. 2B), abundantes elementos xilemáticos espiralados (fig. 2C), células parenquimáticas de reserva, alargadas de paredes delgadas conteniendo abundantes granos de almidón de 35,6  $\mu\text{m}$  de largo (fig. 2D), simples, ovalados cuyo hilo punteado es excéntrico y en aquellos de mayor tamaño se observa una superficie estratificada (fig. 2E). La cruz de malta se visualizó bien definida (fig. 2F).



**Fig. 1.** *Musa paradisi* L. A. Planta en cultivo en INTA-Yuto. B. Epidermis del receptáculo (piel). Células (ce) de paredes engrosadas. C. Fibras (f) agrupadas de paredes delgadas. D. Restos de parénquima y miembros de vasos (v) espiralados (ver flecha). E. Células parenquimáticas (cp) y conductos secretores conteniendo oleorresinas (ol). F. Cristales (cr) aciculares formando agregados (ver flecha).



**Fig. 2.** *Musa paradisi* L. A. Confirmación de la presencia de rafidios (cr) de oxalato de calcio frente a luz polarizada (ver flecha). B. Pulpa. Extremos de fibras (f) con paredes delgadas (ver flecha). C. Restos de parénquima (cp) y miembros de vasos espiralados (v). D. Células parenquimáticas (cp) alargadas de paredes delgadas conteniendo amiloplastos (al). E. Granos de almidón simples, excéntricos de superficie estratificada (estr.) (ver flecha). F. Granos de almidón (al) sometidos a luz polarizada.

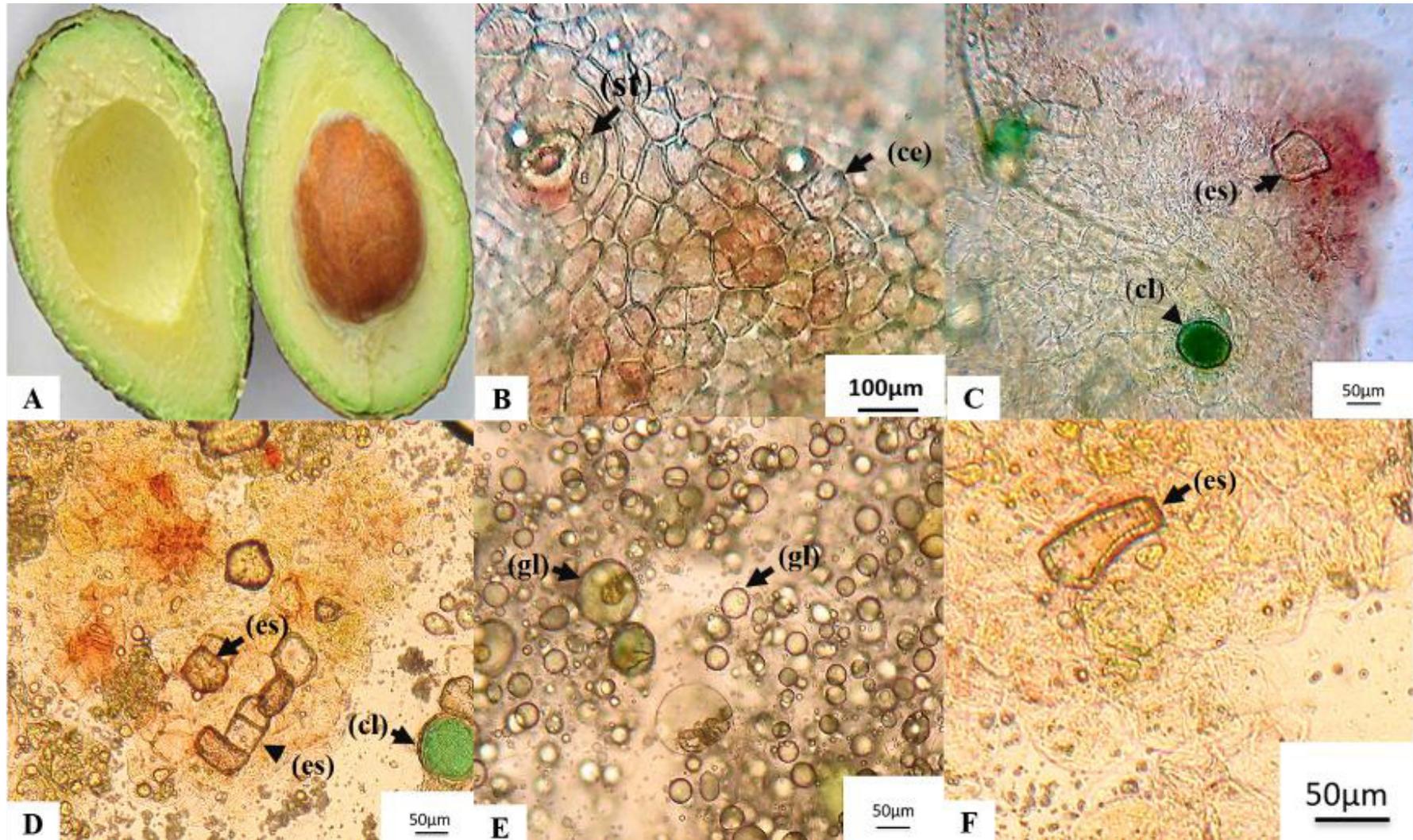
***Persea americana* Mill.** - “palta”, “aguacate”

El fruto mide entre 5-15 cm de longitud y contiene una sola semilla. El epicarpio (“piel” o “cáscara”) es verde oscuro de superficie lisa o rugosa, coriácea. El mesocarpio constituye la parte carnosa, que se conoce como “pulpa”, es aceitosa de color crema a verde amarillento. El endocarpio se presenta como una delgada capa de color marrón oscuro, que se extiende hasta cubrir la totalidad de la semilla; ambas son no comestibles, el tamaño de la última ocupa completamente el centro del fruto, variando entre 4-7 cm de diámetro (fig. 3A). Estos frutos corresponden a la variedad comercial Hass.

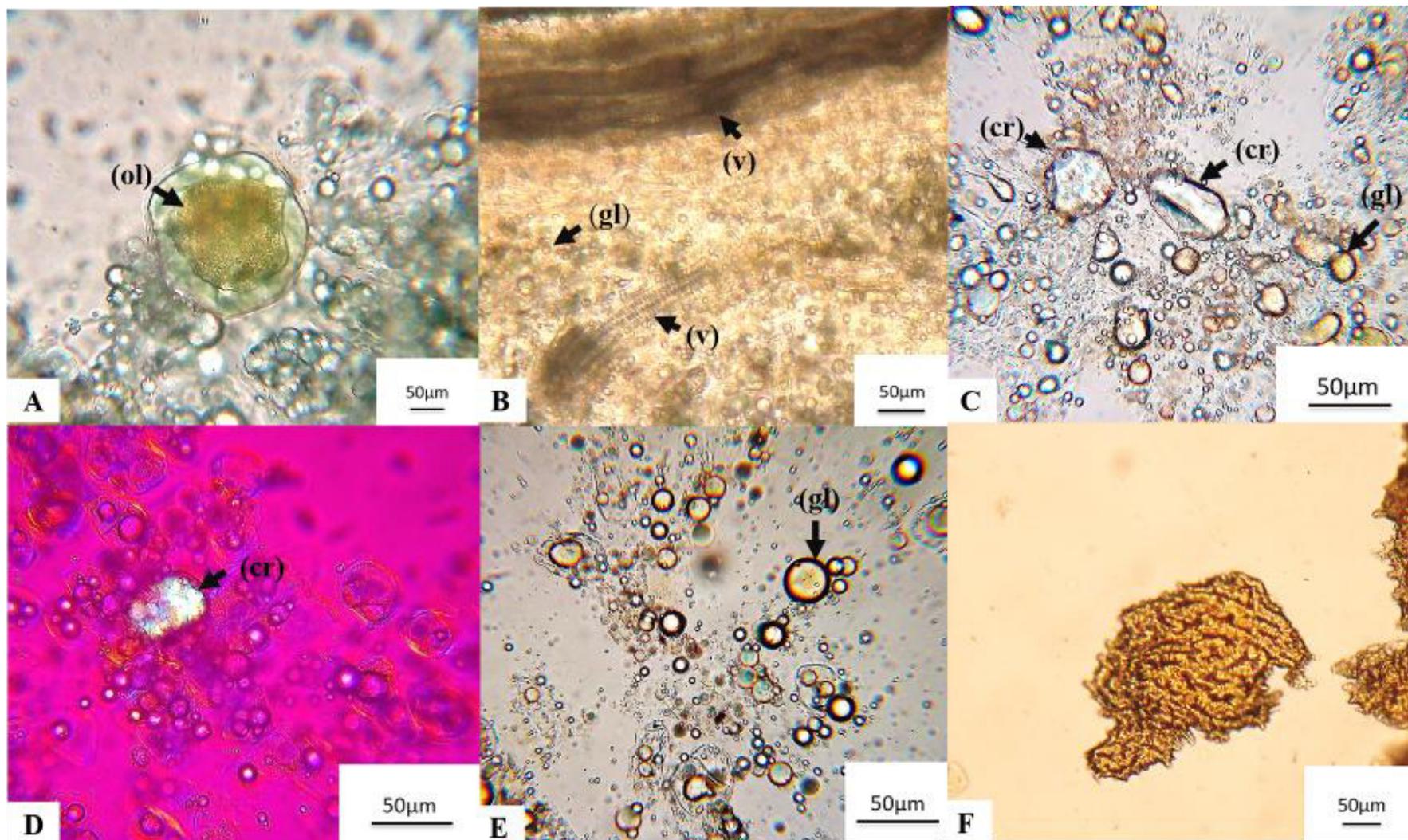
**2. Análisis micrográfico**

El epicarpio está conformado por células epidérmicas poligonales isodiamétricas, de paredes anticlinales lineales y delgadas y estomas del tipo anomocíticos (fig. 3B); algunas células parenquimáticas de reserva, contienen cloroplastos que se visualizan de color verde, en otros casos resinas. También se identifican braquiesclereidas, cortas de paredes engrosadas, con puntuaciones visibles y lumen amplio, que se observan aisladas o agrupadas (fig. 3C, D).

El mesocarpio presenta células parenquimáticas de paredes delgadas, algunas con abundantes lípidos (fig. 3E). Se aprecian numerosas braquiesclereidas, de paredes engrosadas con puntuaciones simples, lumen amplio y en algunos casos, aunque en menor proporción obliterado, solitarias o agrupadas (fig. 3F). Se observa la presencia de células parenquimáticas conteniendo oleoresinas (fig. 4A), abundantes elementos xilemáticos espiralados (fig. 4B) y cristales poliédricos (78,71  $\mu\text{m}$ ) en cantidad (fig. 4C, D). Se confirmó la presencia de gotas lipídicas que se tornaron de color naranja (fig. 4E). En endocarpio se visualizó una fina capa de células parenquimáticas de color marrón oscuras, aplanadas y alargadas de paredes sinuosas (fig. 4F).



**Fig. 3.** *Persea americana*. A. Fruto maduro en sección longitudinal, mostrando una única semilla. B. Epicarpio. Células epidérmicas poligonales con estoma (st). C. Células epidérmicas poligonales conteniendo cloroplasto (cl) y braquiesclereida (es). D. Restos de parénquima, braquiesclereidas solitarias y agrupadas (es), cloroplasto (cl). E. Mesocarpio. Células parenquimáticas conteniendo gotas lipídicas (gl) ver flecha. F. Restos de parénquima, gotas lipídicas (gl) y braquiesclereida (es).



**Fig. 4.** *Persea americana*. A. Mesocarpio. Oleorresina (ol). B. Restos de parénquima, gotas lipídicas (gl) y miembros de vasos espiralados (v). C. Gotas lipídicas (gl) y cristales (cr) poliédricos (ver flechas). D. Confirmación de cristales de oxalato de calcio frente a luz polarizada (ver flecha). E. Gotas lipídicas (gl) teñidas de rojo (ver flecha). F. Endocarpio. Células aplanadas de paredes sinuosas.

***Physalis peruviana* L. - “aguaymanto”**

El fruto es una baya de hasta 3 cm de diámetro; contiene numerosas semillas, de 4-5 mm de diámetro (fig. 5A, B). El epicarpio (“piel” o “cáscara”) es de color naranja, liso, ceroso. El mesocarpio y endocarpio integran la “pulpa” de color amarillo, que provee un jugo ácido y aromático (Priego *et al.*, 1996; León, 2000; Hurrell *et al.*, 2010). Estos frutos corresponden a la variedad comercial “Golden berry”.

**2- Análisis micrográfico**

Se observan células epidérmicas de paredes anticlinales engrosadas y de contornos sinuosos (fig. 5C) provenientes del epicarpio. En mesocarpio y endocarpio se observan células parenquimáticas alargadas o esféricas de paredes engrosadas (fig. 5D), que contienen granos de almidón simples y compuestos formados por dos a tres unidades elipsoideos y/o esféricos, con hilo céntrico puntiforme, con una superficie homogénea (fig. 5E); se confirma su presencia al observarlos de color violáceo con solución de Lugol (fig. 5F); algunas células del parénquima contienen microcristales y además se observaron escasos cristales de mayor tamaño (fig. 6A). También se encuentran presentes abundantes gotas lipídicas en abundancia con tamaño variable (fig. 6B), numerosas fibras de paredes delgadas y longitud variable (fig. 6C) y elementos xilemáticos espiralados en cantidad (fig. 6D).

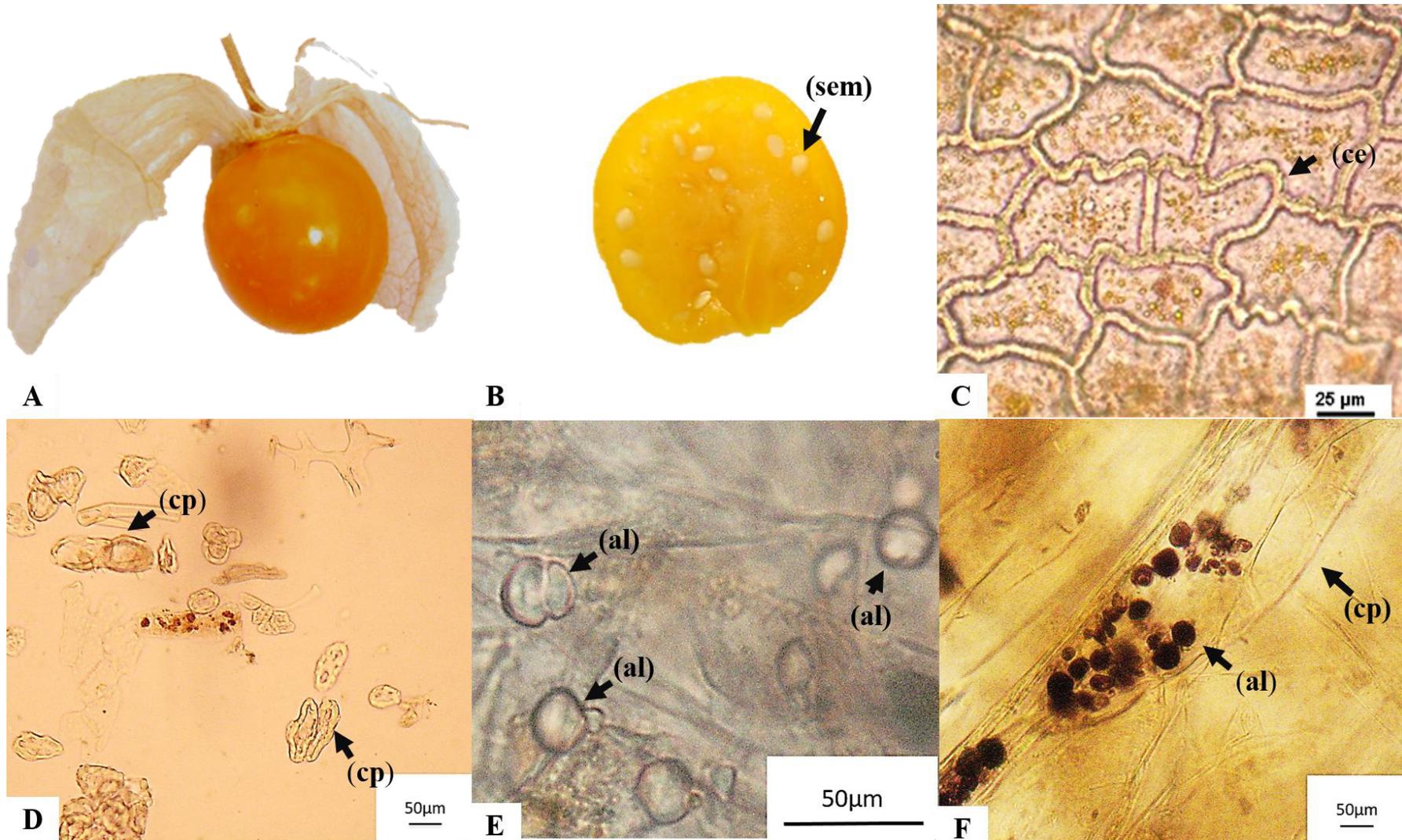
En las semillas se presenta la cubierta seminal, que en vista en superficie está formada por un estrato celular de astroesclereidas con paredes anticlinales sinuosas y lumen estrecho a obliterado, que evidencian su profundidad en vista lateral, la que permite observar en detalle las proyecciones irregulares (fig. 6E) y se confirma la presencia de las gotas lipídicas teñidas de color naranja a rojo (fig. 6F).

Se calcularon los tamaños promedios ( $\mu\text{m}$ ) para elementos celulares de los tres frutos en estudio: en *M. paradisii*, rafidios y granos de almidón, en *P. americana*, esclereidas y cristales y en *P. peruviana* granos de almidón y esclereidas y se estableció su uniformidad a través de la desviación estándar y coeficiente de variación (Tabla 1).

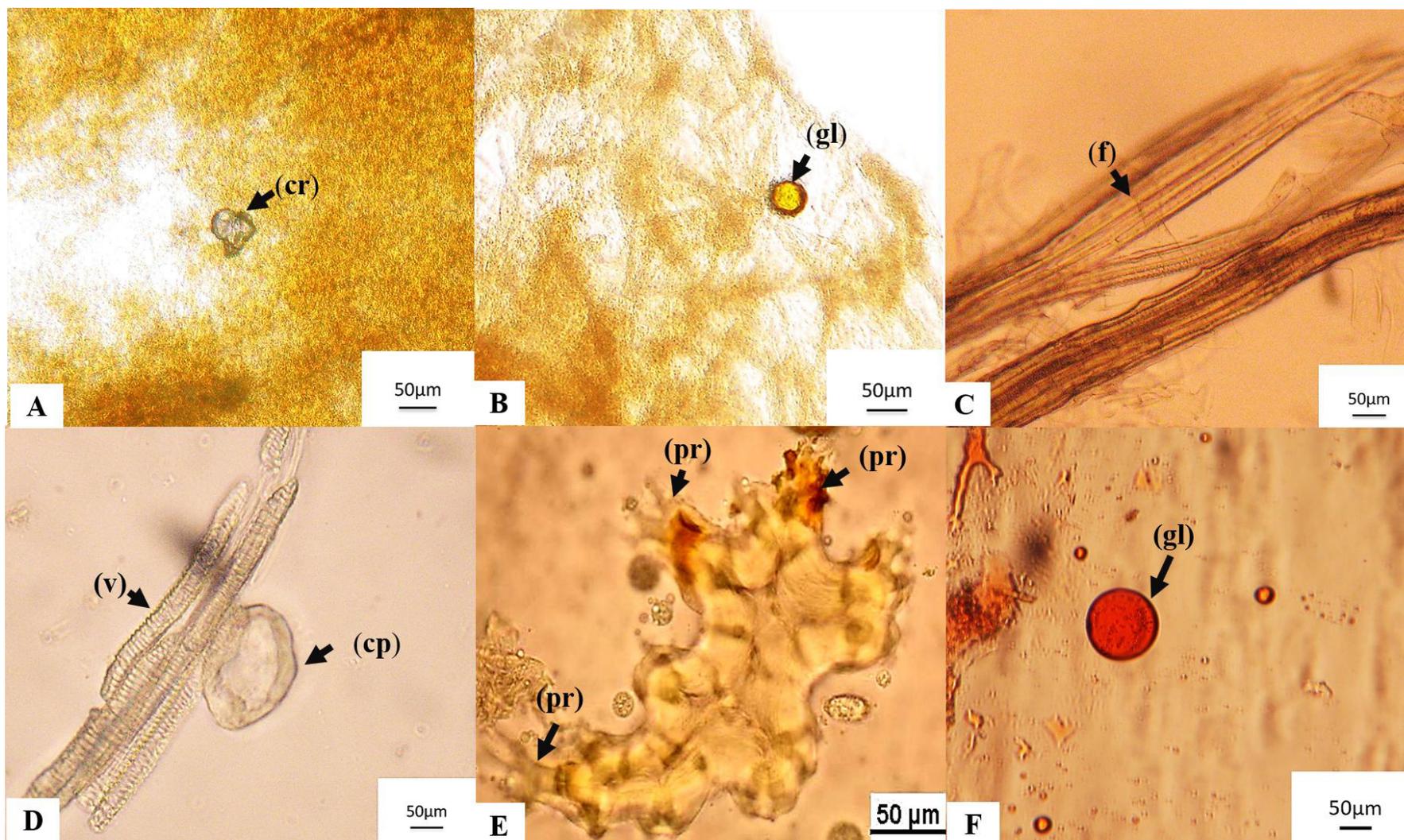
Los resultados de la medición mostraron baja variabilidad para las muestras de los granos de almidón de “banana” y esclereidas y cristales de “palta”, mientras que las muestras de cristales pertenecientes a “banana” y amiloplastos y esclereidas de “aguaymanto” presentaron variabilidad moderada.

Las fibras, resinas y gotas lipídicas, de tamaños notablemente variados, por dicha razón no fueron consideradas en la tabla (1).

Por otro lado, las esclereidas se encontraron en el 82% de los preparados transitorios de los frutos de “palta” analizados. Los cristales, en el caso de la “banana”, se observaron en el 100% de los preparados; se consideran debido a que su cáscara es utilizada para mejorar estados de salud y en alimentos para celíacos. En fruto de “palta” se identificaron en el 75% y en “aguaymanto” en el 72% de las observaciones de los preparados. Los granos de almidón fueron identificados en el 100% de los preparados transitorios de “banana” y en el 90% de “aguaymanto”. Las fibras estaban presentes en un 85% en frutos de “banana” y en un 80% en “aguaymanto”. Las gotas lipídicas se visualizaron en un 100% de los preparados de la “palta” y en un 70% en “aguaymanto” (Tabla 2).



**Fig. 5.** *Physalis peruviana*. A. Fruto y cáliz acrescente. B. Fruto en sección longitudinal, mostrando las semillas. C. Epicarpio. Células epidérmicas con paredes anticlinales engrosadas y contornos sinuosos. D. Mesocarpio y endocarpio. Células parenquimáticas (cp) alargadas con paredes engrosadas (ver flecha). E. Granos de almidón simples y compuestos al máximo aumento (40x). F. Célula parenquimática de pared delgada conteniendo amiloplastos de color morado frente a reacción histoquímica (ver flecha).



**Fig. 6.** *Physalis peruviana*. A. Mesocarpio y endocarpio. Restos de parénquima y cristal (cr). B. Restos de parénquima y gota lipídica (gl). C. Fibras (f) agrupadas de paredes delgadas. D. Miembros de vasos (v) espiralados y célula del parénquima (cp). E. Semilla. Vista en superficie, astroesclerida de paredes engrosadas, lumen obliterado de bordes sinuosos con proyecciones (pr). F. Gotas lipídicas (gl) rojas a naranja del parénquima frente a reactivo (ver flecha).

**Tabla 1.** Frutos de *M. paradisi*, *P. americana* y *P. peruviana*. Datos de parámetros. Promedio  $\pm$  desviación estándar y coeficiente de variación.

	<i>Musa paradisi</i>		<i>Persea americana</i>		<i>Physalis peruviana</i>	
	Rafidios	Granos de almidón	Esclereidas	Cristales	Granos de almidón	Esclereidas de semillas
Promedio de longitud ( $\mu\text{m}$ )	45,74	35,36	61,12	78,71	31,20	163,89
Promedio de ancho ( $\mu\text{m}$ )	-	16,8	-	-	-	109,2
Desv. estándar	12,53	6,95	12,37	12,67	8,95	48,74
C. V.	0,2739	0,1965	0,2025	0,1609	0,2871	0,2974

**Tabla 2.** Frutos de *M. paradisi*, *P. americana* y *P. peruviana*. Abundancia porcentual de parámetros.

	<i>Musa paradisi</i>			<i>Persea americana</i>			<i>Physalis peruviana</i>			
	Rafidios	Granos de almidón	Fibras	Cristales	Gotas lipídicas	Esclereidas	Cristales	Granos de almidón	Gotas lipídicas	Fibras
Abundancia en los preparados (%)	100	100	85	75	100	82	72	90	70	80

## DISCUSIÓN

La micrografía aporta información relevante sobre los análisis basados en los caracteres anatómicos de las especies vegetales estudiadas, cuyo fin es establecer elementos de valor referencial, los únicos de naturaleza botánica que se mantendrán constantes durante el procesamiento o la elaboración de alimentos derivados cuando intervienen acciones mecánicas y térmicas, como se han visualizado en incontables trabajos que han establecido genuinidad o condición de contaminación o adulteración destacando la importancia de los estudios de esta índole (Cañigüeral *et al.*, 1998; Varela y Ricco, 2012; Rivas, 2015; Acosta *et al.*, 2017; Gimenez *et al.*, 2019).

En correspondencia con estudios de control de calidad (Varela y Ricco, 2012; Flores, 2013; Varela *et al.*, 2014; Rivas, 2015; Gimenez *et al.*, 2020; Rodríguez Carattoni, 2020) el uso de las diferentes técnicas aportadas por el método micrográfico permite establecer cuáles son los caracteres que constituyen una referencia única, específica y con una presencia constante para futuros controles de calidad.

Las obras de Valencia (1985), Priego *et al.* (1996), León (2000), Mazorra *et al.* (2006), Sumardi y Wulandari (2010), Thepsithar y Thongpukdee (2013), Rodrigues *et al.* (2014), Sunandar y Kahar (2017) y Oliveira Vilhena *et al.* (2019) presentan estudios de base botánico-anatómico sobre los frutos analizados, considerados desde la perspectiva botánica aunque no alimenticia, ni medicinal. Trabajos de Winton y Winton (1935; 1939) y Gassner (1973) que ya llevan más de 50 años desde sus publicaciones, venían abordando el concepto de ofrecer elementos referenciales para el diagnóstico, por lo que el presente trabajo en su totalidad los ha tomado como referencias de consultas insoslayables para la identificación del material vegetal adquirido. Existe un elevado número de trabajos de gran envergadura, que plantean el uso de elementos de valor referencial para diferentes especies (Vignale, 2002; Rivas *et al.*, 2009; Rivas, 2015; Anconatani *et al.*, 2016; Gimenez *et al.*, 2019; Gimenez *et al.*, 2020) que son utilizadas en la industria alimenticia como medicinal.

A continuación, se enumeran los elementos de mayor relevancia encontrados en cada uno de los frutos estudiados:

a. Banana. Los rafidios (en cáscara) y granos de almidón simples, con hilo excéntrico y superficie estratificada (pulpa) reportados con anterioridad por Winton y Winton (1935), Gassner (1973) y León (2000), se plantean como elementos de valor referencial a la hora de realizar controles de calidad en derivados como liofilizados o harinas para celíacos; la presencia de fibras resulta un complemento, pero no se considera relevante.

b. Palta. Se comercializan frescas o en preparaciones como smoothie en dietéticas y también aros deshidratados como lo menciona Hurrell *et al.* (2010). La identificación de los elementos anatómicos reportados por Winton y Winton (1935), Priego *et al.* (1996) y León (2000) se vio favorecida por la aplicación del método micrográfico (Gurni, 2014). Se consideran elementos de valor referencial las braquiesclereidas, los cristales poliédricos y la abundancia de lípidos. Los granos de almidón reportados no se detectaron en el presente estudio. La ausencia puede estar condicionada al grado de maduración del fruto, ya que se trabajó exclusivamente con frutos maduros listos para el consumo y probablemente la presencia de granos de almidón se deba a un estado de inmadurez previo y desaparecen cuando llegan a completar su punto de madurez.

c. Aguaymanto. Se encuentra como cultivo de experimentación en la provincia; aparecen productos derivados proveniente de otros países en una mínima cantidad ya que por el momento al parecer no existe una elevada demanda (Hurrell *et al.*, 2010). Se detectaron los caracteres anatómicos mencionados por Valencia (1985) a excepción de las drusas. El conjunto de elementos de valor referencial que se plantea para este fruto está comprendido por gotas lipídicas, fibras, microcristales, granos de almidón simples y compuestos, de superficie homogénea y en semillas astroesclereidas, ya que éstas últimas se encuentran permanentemente en los derivados de este fruto debido a su imposibilidad de separación. Las gotas lipídicas y las fibras se las considera elementos accesorios. Estos elementos referenciales resultan indispensables a la hora de realizar controles de calidad botánico como lo indican Vignale y Gurni (2001).

## CONCLUSIONES

Tal como fuera planteado en los objetivos formulados para el presente trabajo, se han relevado y documentado tres frutos comercializados y utilizados como alimentos en la provincia de Jujuy, *M. paradisi*, *P. americana* y *P. peruviana*.

Se identificaron caracteres micrográficos en frutos de: banana, palta y aguaymanto, que sirven para asegurar la presencia de las especies estudiadas en productos para consumo y detectar posibles contaminantes, adulterantes o sustituyentes.

La propuesta plantea hacer uso de los datos que pueden brindar los elementos anatómicos de estos frutos, que se mantienen constantes durante la elaboración de productos derivados y que en su conjunto permiten su identificación.

La metodología utilizada para el estudio resulta ser simple, no onerosa, salvo la provisión del microscopio y adecuada para ser llevada a cabo tanto en laboratorios de complejidad media, como son generalmente los de organismos de control como también en los de la industria de los alimentos.

## LITERATURA CITADA

- Acosta, M. E., Ladio, A. y Vignale, N. D. 2017. "Plantas medicinales comercializadas en la ciudad de San Salvador de Jujuy (Argentina) y su Calidad Botánica." *Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas* 16(1): 34–52.
- Agudelo, I. J., Varela, B., Wagner, M. L. y Ricco, R. A. 2020. "Presencia de *Baccharis spicata* ( Lam .) Baill. en muestras comerciales rotuladas como ‘ Carqueja ’ adquiridas en la ciudad Autónoma de Buenos Aires." *Dominguezia* 36(1): 25–29.
- Altamirano, C. G. y Yajía, M. E. 2017. "“ Improntas ’ reveladora de caracteres micrográficos epidérmicos con aplicación en el control de calidad de plantas medicinales.” *Dominguezia* 33(2): 33–36.
- . 2020. "Estudio farmacobotánico, etnofarmacológico y micrográfico de drogas vegetales utilizadas para las afecciones de mayor índice de mortalidad, comercializadas en la ciudad de

- Posadas, Misiones Argentina . I Parte.” *Dominguezia* 36(1): 17–24.
- Altendorf, S. 2018. *Special Features Minor Tropical Fruits Mainstreaming a Niche Market*. <http://www.fao.org/3/a-I8080e.pdf>.
- Anconatani, L., Varela, B., Ricco, R. y Wagner, M. L. 2016. “Parámetros Farmacobotánicos para el control de calidad de *Heteropterys glabra* (Malpighiaceae).” *Lilloa* 53(2): 1–12.
- Barrientos Priego, A. F., García Villanueva E. y Avitia García, E. 1996. “Anatomía del fruto de aguacate, ¿Drupa o baya?” *Revista Chapingo Serie Horticultura* 2(2): 189–98.
- Código Alimentario Argentino. [en línea]. 2013. Cap. I, II, V. [Consulta: 12 de mayo de 2020]. <https://www.argentina.gob.ar/anmat/codigoalimentario>.
- Cañigueral, S., Vila, R. y Wichtl, M. 1998. *Plantas Medicinales y Drogas Vegetales Para Infusión y Tisana. 1º Edición Española. (Traducción de Edición Original: Teerdrogen: Ein Handbuch für Die Praxis Auf Wissenschaftlicher Grundlage)*. OEMF Internacional SRL. Española. Milán.
- D’ Ambrogio de Argüeso, A. 1986. *Manual de Técnicas En Histología Vegetal*. Editorial Hemisferio Sur. Buenos Aires.
- Flores, E. 2013. “Aplicación de la micrografía comparativa para el control de calidad de especies hortícolas y productos derivados de la Quebrada de Humahuaca (Jujuy, Argentina).” Tesis de Grado. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Jujuy.
- Farmacopea Nacional Argentina [en línea]. 2013. 7ª edición. Volumen III. [Consulta: 02 de mayo de 2020]. [http://www.anmat.gov.ar/webanmat/fna/pfds/Libro\\_Tercero.pdf](http://www.anmat.gov.ar/webanmat/fna/pfds/Libro_Tercero.pdf).
- Gassner, G. 1973. *Mikroskopische Untersuchung Pflanzlicher Lebensmittel*. Gustav Fischer Verlag. 21 Deutschland.
- Gattuso, M. A. y Gattuso, S. J. 1999. *Manual de procedimientos para el análisis de drogas en polvo. 1º Ed.* RIPROFITO. Universidad Nacional de Rosario. Rosario. 1 REUN. AUGM. UNESCO. RIPROFITO
- Gimenez, L. A. S., Vignale, N. D. y Gurni, A. A. 2019. “Micrografía del fruto de Maracuyá (*Passiflora edulis* Sims) y su aplicación en calidad botánica alimentaria.” *ASAHO* 38(96): 6–19.
- Gimenez, L. A. S., Varela, B. G., Vignale, N. D. y Gurni, A. A. 2020. “Caracterización micrográfica del fruto de *Punica granatum* y su importancia en el control de calidad botánica.” *Dominguezia* 36(1–15).
- Gimenez, L. A. S., Vignale, N. D. y Gurni, A. A. 2019. “Calidad botánica de seis plantas andinas, condimenticias y medicinales, comercializadas en la ciudad de San Salvador de Jujuy, Argentina.” *Dominguezia* 35(2): 15–22.
- Gurni, A. A. 2014. *Técnicas Histológicas en investigación. El microscopio como auxiliar en control de calidad* En: Zarlavsky, G. E. Histología vegetal. Técnicas simples y complejas. Sociedad Argentina de Botánica, Buenos Aires, (7):135-140.
- Hurrell, J. A., Ulibarri, E. A., Delucchi, G. y Pochettino., M. L. 2010. *Frutas Frescas, Secas y Preservadas*. LOLA. Buenos Aires, Argentina.
- León, J. 2000. “*Botánica de los cultivos tropicales.*” 3ª edición ed. y aumentada. IICA. San José, Costa Rica. p. 522.
- Mazorra, M. F., Quintana, A. P., Miranda, D., Fischer, C., Valencia, M. y Chaparro, D. E. 2006. “Aspectos anatómicos de la formación y crecimiento del fruto de uchuva *Physalis peruviana* (Solanaceae).” *Acta Biológica Colombiana* 11(1): 69–81.
- Molina, N. A. 2016. *La Producción de Frutas Tropicales: Panorama Mundial y En Argentina*. INTA. Corrientes. p. 1-19.
- Rasband, W. S. 2016. “*ImageJ, U. S. National Institutes of Health, Bethesda, Maryland, USA, 1997-2016.*” <https://imagej.nih.gov/ij>.
- Rivas, M. A., Gurni, A. A. y Vignale, N. D. 2009. “Caracterización Micrográfica de *Solanum betaceum* Cav. (SOLANACEAE), un cultivo andino medicinal. En: Vignale, N. D. y Pochettino, M. L. (Eds.) Avances sobre plantas medicinales andinas. CYTED. S. S. de Jujuy. p. 205-229.
- Rivas, M. A. 2015. “Estudios micrográficos, nutricionales y funcionales de especies de cultivos andinos pertenecientes a las familias Solanaceae y Cucurbitaceae.” Tesis Doctoral. Universidad Nacional de Tucumán. Argentina.
- Rodrigues, Almendagna, F., Rodrigues Soares, J. D., Silva L. A. R, Penoni dos Santos, E., Pasqual, M., Pereira, F. J. y Castro, E. M. 2014. “Anatomy of vegetative organs and seed

**Recibido:**  
16/julio/2020

**Aceptado:**  
15/febrero/2021

- histochemistry of *Physalis peruviana* L.” *Australian Journal of Crop Science* 8(6): 895–900.
- Rodriguez Carattoni, M. A. 2020. “Calidad botánica de productos empleados en la elaboración de infusiones comercializados en San Salvador de Jujuy.” Tesis de Grado. Universidad Nacional de Jujuy. Argentina.
- Shigler Siles, W. K. 2016. “Evaluación de la calidad botánica y química de polifenoles de los productos comercializados como “Yerba Mate Aromatizada” en la ciudad de Buenos Aires.” Tesis de Maestría. Universidad de Buenos Aires.
- Souto, R., Numata, R., Marovic, M. E., Montenegro, J., Gurni, A. A., Rugna, A. y Bassols, G. 2015. “Análisis micrográfico y fitoquímico de muestras comerciales de ‘Canela”” *Dominguezia* 31(2): 11–15.
- Sumardi, I. y Wulandari, M. 2010. “Anatomy and morphology character of five Indonesian banana cultivars (*Musa* spp.) of different ploidy level.” *Biodiversitas, Journal of Biological Diversity* 11(4): 167–75.
- Sunandar, A. y Kahar, P. A. 2017. “Morphology and Anatomy Characteristic of Pisang Awak (*Musa paradisiaca* Cv. Awak) in West Kalimantan.” *Biosaintifika: Journal of Biology & Biology Education* 9(3): 579.
- Thepsithar, C. y Thongpukdee, A. 2013. “Comparative micro-morphology, anatomy and architecture of leaf of *Physalis*.” *International Journal of Biological, Biomolecular, Agricultural, Food and Biotechnological Engineering* 7(8): 806–10.
- Valencia de Ch. L. M. 1985. “Anatomía del fruto de la uchuva (*Physalis peruviana* L.).” *Acta Biologica Colombiana* 1(2): 63–89.
- Varela, B. G., Bosco, P., Ganopol, M. J., Agostinelli, L. y Gurni, A. A. 2014. “Morpho-anatomical analysis for the quality evaluation in ‘Oregano’ commercial samples of Buenos Aires City (Argentina).” *Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas* 13(1): 20–30.
- Varela, B. y Ricco, R. 2012. “Hojas de Olivo (*Olea europaea* – Oleaceae –) como adulterante en Oréganos (*Origanum* Spp – Lamiaceae –) comercializados en la Ciudad de Buenos Aires, Argentina.” *Dominguezia* 28(2).
- Vignale, N. D. 2002. “Relevamiento y análisis exomorfológico y micrográfico de plantas medicinales de la Puna y Prepuna Jujeñas, con especial referencia a la reserva de biosfera Laguna de Pozuelos. Tesis Doctoral.” Universidad de Buenos Aires. Argentina.
- Vignale, N. D. y Gurni, A. A. 2001. “Diferenciación de especies equisetiformes utilizadas en medicina tradicional en la provincia de Jujuy, Argentina.” *Dominguezia* 17(1): 23–30.
- Vilhena de Oliveira, R., Marson, B. M., Budel, J. M., Amano, E., Messias Reason, I. J. T. y Pontarolo, R. 2019. “Morpho-anatomy of the inflorescence of *Musa × paradisiaca*.” *Revista Brasileira de Farmacognosia* 29(2): 147–51.
- Winton, A. L. y Winton, K. B. 1935. II *The structure and composition of foods. Volume II. vegetables and fruits*. John Wiley. New York.
- . 1939. IV *The structure and composition of foods. Volume IV. Sugar, Sirup, Honey, Tea, Coffee, Cocoa, Spices, Extracts, Yeast, Bacing Poder*. John Wiley. New York.
- World Health Organization (WHO). 1998. “*Quality control methods for medicinal plant material*. ” WHO Library Cataloguing in Publication Data. Geneve.

## ANEXO I

**Material estudiado**

1- *Musa paradisi* L. Dpto. Libertador. Loc. Yuto. INTA, Gimenez L. A. S., 8-VIII-2016. M-CBSF 708; 4-VIII-2016. M-CBS 709; 4-VIII-2016. M-CBS 710; Dpto. Dr. Manuel Belgrano. Loc. S. S. de Jujuy. Mercado Central, 15-VIII-2016. M-CBS 711; 20- IX-2016. M-CBS 712; 20- IX -2016. M-CBS 713; 06-IX-2016. M-CBS 714; 06- IX-2016. M-CBS 715; 09-X-2016. M-CBS 716; 09-X-2016. M-CBS 717.

2- *Persea americana* Mill. Dpto. Dr. Manuel Belgrano. Loc. S. S. de Jujuy. Mercado Central, Gimenez, L. A. S., 8-IV-2017. M-CBSF 617; 8-IV-2017. M-CBS 618; 8-IV-2017. M-CBS 619; 15-V-2017. M-CBS 620; 20-V-2017. M-CBS 621; 20-V-2017. M-CBS 622; 9-VII-2017. M-CBS 623; 09VII-2017. M-CBS 624; 15-VII-2017. M-CBS 625; 15-VII-2017. M-CBS 626.

3- *Physalis peruviana* L. Dpto. Dr. Manuel Belgrano. Loc. S. S. de Jujuy. Productor local, Gimenez, L. A. S., 9-IX-2015. M-CBSF 657; 9-IX-2015. M-CBS 658; 9-IX-2015. M-CBS 659; 9-IX-2015. M-CBS 660; 9-IX-2015. M-CBS 661; 9-IX-2015. M-CBS 662; 15-X-2015. M-CBS 663; 15-X-2015. MCBS 664; 15-X-2015. M-CBS 665; 15-X-2015. M-CBS 666.

**SEMILLAS DE RABANITOS  
(*Raphanus sativus* L): OBSERVACIONES  
DE SU MORFOLOGÍA BAJO  
MICROSCOPIA ELECTRÓNICA,  
GERMINACIÓN Y UTILIDAD PARA  
ESTUDIOS DE FITOTOXICIDAD**

**SEEDS OF RADISHES  
(*Raphanus sativus* L): OBSERVATIONS OF  
ITS MORPHOLOGY UNDER ELECTRON  
MICROSCOPY, GERMINATION AND  
USEFULNESS FOR PHYTOTOXICITY  
STUDIES**

**Taladrid, I. J. y M.B. Espinosa.**

SEMILLAS DE RABANITOS (*Raphanus sativus* L): OBSERVACIONES DE SU MORFOLOGÍA BAJO MICROSCOPIA ELECTRÓNICA, GERMINACIÓN Y UTILIDAD PARA ESTUDIOS DE FITOTOXICIDAD.

SEEDS OF RADISHES (*Raphanus sativus* L): OBSERVATIONS OF ITS MORPHOLOGY UNDER ELECTRON MICROSCOPY, GERMINATION AND USEFULNESS FOR PHYTOTOXICITY STUDIES.

**SEMILLAS DE RABANITOS (*Raphanus sativus* L): OBSERVACIONES DE SU MORFOLOGÍA BAJO MICROSCOPIA ELECTRÓNICA, GERMINACIÓN Y UTILIDAD PARA ESTUDIOS DE FITOTOXICIDAD.**

**SEEDS OF RADISHES (*Raphanus sativus* L): OBSERVATIONS OF ITS MORPHOLOGY UNDER ELECTRON MICROSCOPY, GERMINATION AND USEFULNESS FOR PHYTOTOXICITY STUDIES.**

Taladrid, I. J. y M.B. Espinosa

SEMILLAS DE RABANITOS  
(*Raphanus sativus* L):  
OBSERVACIONES DE SU  
MORFOLOGÍA BAJO  
MICROSCOPIA  
ELECTRÓNICA,  
GERMINACIÓN Y  
UTILIDAD PARA ESTUDIOS  
DE FITOTOXICIDAD.

SEEDS OF RADISHES  
(*Raphanus sativus* L):  
OBSERVATIONS OF ITS  
MORPHOLOGY UNDER  
ELECTRON MICROSCOPY,  
GERMINATION AND  
USEFULNESS FOR  
PHYTOTOXICITY STUDIES.

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 171-183. Enero 2021

DOI:

10.18387/polibotanica.51.11

**I.J. Taladrid**

*Instituto Nacional de Semillas (INASE).*

*Avenida Belgrano 450- C1092AAR-Buenos Aires-Argentina.*

*Instituto de Investigaciones en Biociencias Agrícolas y Ambientales (CONICET-UBA).*

*Sede: Facultad de Agronomía (UBA).*

*Av. San Martín 4453.-C1417DSE-Buenos Aires-Argentina.*

**M.B. Espinosa** / [mepinosa@agro.uba.ar](mailto:mepinosa@agro.uba.ar)

*Instituto de Investigaciones en Biociencias Agrícolas y Ambientales (CONICET-UBA).*

*Sede: Facultad de Agronomía (UBA).*

*Av. San Martín 4453.-C1417DSE-Buenos Aires-Argentina.*

**RESUMEN:** *Raphanus sativus* es una planta importante en la industria de las semillas de todo el mundo especialmente en Asia. Actualmente el conocimiento de su genoma convierte a este organismo en un buen modelo para análisis científicos como los que describen la acumulación de sustancias tóxicas como metales pesados en las plantas. *Raphanus sativus* es una planta dicotiledónea que se cultiva en todo el mundo. Pertenece a la misma familia que *Arabidopsis thaliana*: *Brassicaceae*. Se conocen muchos aspectos de su biología y se considera una especie apta para estudios de ecotoxicología. El objetivo de este trabajo fue analizar la morfología y algunas características de la germinación de las semillas de *R. sativus* con la finalidad de establecer un test de germinación. Describimos la morfología observada mediante Microscopía Electrónica de Barrido (MEB) e histología de las semillas. Además, también se describe brevemente la germinación observada de las semillas de *R. sativus*. El color de la capa seminal varía entre los marrones claros, la forma es ovoide e irregular y mide aproximadamente tres (3) mm de diámetro. Estas semillas son apropiadas para ser utilizadas en la evaluación de los efectos tóxicos de ciertos compuestos químicos especialmente sobre el proceso de germinación. La velocidad del crecimiento radicular mostró gran heterogeneidad entre las semillas de un mismo grupo experimental por lo cual la longitud de la radícula no es un buen parámetro para ser usado como indicador de posibles efectos tóxicos.

**Palabras clave:** rabanitos, test de germinación, ecotoxicología, histología, forma de las semillas.

**ABSTRACT:** *Raphanus sativus* is an important plant in the seed industry worldwide especially in Asia. Currently, knowledge of its genome makes this organism a good model for scientific analyzes such as those that describe the accumulation of toxic substances such as heavy metals in plants. *Raphanus sativus* is a dicotyledonous plant that is cultivated throughout the world. The radish belongs to the same family of *Arabidopsis thaliana*: *Brassicaceae*. Many aspects of its biology are known and it is considered a species suitable for ecotoxicology studies. The objective of this work was to analyze the morphology and some characteristics of the germination of *R. sativus*

seeds in order to establish a germination test. We describe the morphology observed by Scanning Electron Microscopy (SEM) and histology of the seeds. Furthermore, the observed germination of *R. sativus* seeds is also briefly described. The color of the seminal layer varies between light brown, the shape is ovoid and irregular and measures approximately three (3) mm in diameter. These seeds are appropriate to be used in the evaluation of the toxic effects of certain chemical compounds especially on the germination process. The speed of root growth showed great heterogeneity among the seeds of the same experimental group, therefore the length of the radicle is not a good parameter to be used as an indicator of possible toxic effects.

**Key words:** radishes, germination test, ecotoxicology, histology, seeds shape.

## INTRODUCCIÓN

*Raphanus sativus* es una planta dicotiledónea que se utiliza en cultivos de hortalizas en todo el mundo. Su número haploide es de 9 cromosomas (Hasterok, y otros, 2006). Se conoce más del 76% del genoma de esta especie, el que contiene aproximadamente 61.500 genes. Se ha estudiado la secuencia del ADN mitocondrial (Tanaka, Tsuda, Yasumoto, Yamagishi, & Terachi, 2012) y el ADN de los cloroplastos de *R. sativus*. Actualmente hay cinco "BioProjects" activos informados en Genome (NCBI) que se llevan a cabo en *Institute of Vegetables and Flowers, Chinese Academy of Agricultural Science; Myongji University, Corea y Kazusa DNA Research Institute, Japón*. Se reconocen al menos ocho líneas puras cuyos polimorfismos de nucleótidos simples (SNPs) se han identificado. El mapa genético de referencia para esta especie, se ha comenzado a construir (Mun, y otros, 2015).

El origen evolutivo de *Raphanus sativus*, probablemente está en la divergencia simultánea de *Raphanus* y *Brassica nigra* a partir de un ancestro común hexaploide. La divergencia ha sido posterior a un evento de triplicación del genoma completo (Cheng, Liang, Cai, Cai, Wu, & Wang, 2017). Se considera que sus semillas presentan dormición en ciertas condiciones. Sin embargo, no hay análisis concluyentes aún que permitan establecer cuál es el tipo de dormición que correspondería atribuirles (Baskin & Baskin, 2004) (Baskin & Baskin, 2005) (Tricault, Matejcek, & Darmency, 2018). Vercellino, Pandolfo, Cerrota, Cantamutto & Presotto (2019) describieron en su trabajo reciente que las semillas frescas de *R. sativus* silvestres no presentan dormición. Se conocen muchos otros aspectos de su biología como por ejemplo el tamaño de los poros de la pared celular en las células de las raíces que mide de 37 a 38 Ångström descrito por Carpita, Sabulase, Montezinos, & Delmer (1979). Este hecho permite predecir la posibilidad de que ciertas nano-partículas artificiales atraviesen la pared celular y se acumulen en los tejidos, afectando las vías metabólicas en el citoplasma y en el núcleo celular. La comprensión de la interacción de las sustancias tóxicas (especialmente de los nano-materiales sintéticos) y su posible rol en la germinación de semillas es un tema de preocupación a nivel global. Desde 1990 se han propuesto test de germinación de semillas comparativos para la evaluación de fitotoxicidad de diversas fuentes. Se han hecho, entre otros, análisis de las aguas contaminadas por metales pesados usando test de germinación de semillas (Wang & Keturi, 1990) (Pirdosti, Movahedi, & Rostami, 2018).

La literatura relacionada al efecto que tienen las AgNPs (nanopartículas de plata) ha sido revisada (Tripathi, y otros, 2017). Dichos autores han mostrado que las mismas afectan importantes procesos metabólicos en las plantas. Aún quedan por describir detalladamente los efectos que producen sobre la germinación y así poder modelizar estas semillas y su germinación. Aquí se consideró a la germinación definida como la emergencia de la radícula a través de la cubierta de la semilla y que se corresponde con la fase temprana del complejo proceso de germinación que se observa por la ruptura de la testa (Bewley, Seed Germination and Dormancy, 1997), (Copeland & Mc Donald, 2001), (Weitbrecht, Müller, & Leubner - Metzger, 2011).

Se han determinado efectos macroscópicos perjudiciales ocasionados por nano-materiales que se manifiestan en inhibición del crecimiento de las plántulas y la floración (Rico, Majumdar, Duarte-Gardea, Peralta-Videa, & Gardea-Torresdey, 2011). Sin embargo, actualmente, no hay estudios concluyentes acerca de la fitotoxicidad de las nano-partículas. Se sabe que el cadmio (Cd) el cobre (Cu) y el plomo (Pb) se acumulan en las hojas, las flores de *R. sativus*, haciéndolas potencialmente tóxicas para los animales herbívoros y los polinizadores (Hladun, Parker, & Trumble, 2015). Previamente se ha descrito la presencia de plomo el que puede depositarse intracelularmente en las células de diversos tejidos de las plantas y de las semillas de *R. sativus* (Lane & Martín, 1982). El estrés abiótico producido por cobre en *R. sativus* está vinculado a la función reguladora de los brasinosteroides y las poliaminas (Choudhary, Oral, Bhardwaj, Yu, & Tran, 2012).

En este trabajo analizamos la morfología externa e interna de las semillas. Observamos la germinación con el objetivo de contribuir al establecimiento de un modelo de semillas para estudios de toxicidad de compuestos químicos y nano-partículas de plata a nivel local.

Otros autores también han usado las semillas de *Raphanus sativus* para la descripción de los efectos tóxicos que algunas sustancias químicas tienen para la germinación (Wu, Huang, Head, Chen, Kong, & Tang, 2012), (Husen & Siddiqi, 2014), (Siddiqi & Husen, 2017).

Si bien los porcentajes de germinación de *R. sativus* no se ven alterados por la presencia de nanocompuestos de plata en concentraciones menores que 500 mg/L, estos compuestos son fitotóxicos y afectan la elongación radicular y el contenido de agua así como inducen cambios conformacionales en carbohidratos, lignina y lípidos pudiendo tener un efecto deletéreo para la salud cuando se utilizan rabanitos contaminados en la dieta (Zuverza-Mena, Armendariz, Peralta -Videa, & Gardea -Torresdey, 2016), (Zuverza-Mena, y otros, 2017).

*Raphanus sativus* ha demostrado ser un alimento saludable en la dieta y la salud humana porque parece tener un efecto antidiabético debido a su capacidad para mejorar el mecanismo antioxidante y disminuir el estrés oxidativo (Banihani, 2017). *Raphanus sativus* es una especie que está siendo estudiada profusamente y que se está incorporando como modelo biológico en ciencia como queda en evidencia al consultar los trabajos científicos publicados por diversos autores (Kitashiba, y otros, 2014), (Nie, y otros, 2016).

## MATERIAL Y MÉTODOS

### Semillas

Las semillas utilizadas en este trabajo corresponden a *Raphanus sativus*, de la variedad Sparkler White tip. Se adquirieron en un comercio local: "La Germinadora" (<https://www.lagerminadora.com.ar/>). Las mismas provienen de cultivos realizados por productores locales pero originalmente fueron comercializadas y distribuidas por la semillera Guasch <https://guasch.com.ar/GuaschSemillas%C2%AE/Hortalizas/Rabanitos/SubFichas/73/Especies/0/1/>. Para medirlas, tomamos al azar 45 semillas secas de un paquete conteniendo 50 gramos de las mismas. Utilizamos un papel milimetrado sobre el cual las colocamos para observarlas y fotografiarlas. El valor promedio de ancho y largo se tomó como el resultado de la medida en milímetros del diámetro mayor y menor observados. Los valores se expresaron en milímetros como la media y su desvío estándar de acuerdo a las indicaciones de la bibliografía específica (Jaykaran, 2010).

### Microscopía electrónica de barrido

Se observó la estructura de las semillas mediante microscopía electrónica de barrido (MEB) con un equipo de la marca Philips modelo XL Serie 30 del Sistema Nacional de Microscopía (SNM) dependiente del Ministerio de Ciencia, Tecnología e Innovación Productiva (Argentina). Las muestras, para microscopía electrónica, se procesaron deshidratándolas por sucesivos

pasajes en etanol (70; 80; 90 y 100%) y luego se transfirieron al secador de punto crítico para realizar la sustitución final con CO<sub>2</sub>. Antes de realizar las observaciones y analizar las imágenes, las semillas se metalizaron con una mezcla de 60% de paladio y 40% de oro. Se obtuvieron fotomicrografías con magnificaciones de 32X y 150X.

### Germinación

Para analizar la germinación de las semillas de *R. sativus* se observó la ruptura de la cubierta seminal y la emergencia de la radícula en dos experimentos realizados por separado en las mismas condiciones con 50 semillas cada uno. El número total de semillas analizadas fue 50 x 2 (N=100) y se eligieron al azar de un grupo conteniendo al menos 1000 semillas.

Las semillas se trataron durante 20 minutos con una solución de hipoclorito de sodio al 20% para evitar la proliferación de microorganismos (hipoclorito de sodio 58grCl/l producto de venta libre que se usó diluido al 20% en agua). Luego se hicieron cinco lavados con agua destilada. Así tratadas se colocaron 10 semillas sobre papel Whatman N°1 en cada placa de Petri de 50 mm de diámetro. Se colocó 1 ml de agua destilada sobre el papel Whatman que se mantuvo húmedo. Por cada experimento se colocaron cinco placas de Petri con 10 semillas cada una en una cámara oscura teniendo especial cuidado con el mantenimiento de las condiciones de esterilidad para evitar la proliferación de microorganismos.

La temperatura de incubación utilizada fue de  $22 \pm 2$  °C de acuerdo a las especificaciones técnicas recomendadas para *Raphanus sativus* en el ISTA - Handbook on Seedling Evaluation; Third Edition (Don, Kahlert, & McLaren, 2013). Las semillas se observaron a partir de las 12 hs. de imbibición durante los 7 días posteriores (168 horas) registrándose el número de semillas que mostraron ruptura de la cubierta seminal. Las semillas que mostraron ruptura de la cubierta seminal se contabilizaron como indicador positivo de germinación. Para la definición de germinación, proceso que incluye los eventos que comienzan con la captación de agua por parte de la semilla quiescente y termina con la elongación del eje embrionario, se ha tenido en cuenta la bibliografía clásica para el tema (Bewley & Black, Seeds - Physiology of Development and Germination, 1994). En este caso se trabajó con el concepto de “germinación visible” tal como lo han descrito dichos autores.

Se calculó el porcentaje de germinación como el número de semillas germinadas multiplicado por 100 y dividido por el número total de semillas tratadas. Para una primera evaluación del crecimiento radicular, las semillas se colocaron sobre papel milimetrado y se midieron las longitudes alcanzadas por las radículas (fig. 1b).

El agua utilizada durante este trabajo en los lavados de las semillas y la imbibición de las mismas fue agua purificada por destilación. Para determinar el grado de pureza, fue analizada mediante el uso del principio de espectroscopia de fluorescencia de rayos X de reflexión total (TXRF) con un equipo de la marca Bruker modelo S2 PICOFOX. Se hallaron bajas concentraciones de los siguientes elementos: Calcio ( $\leq 0.20$  mg/L), Potasio ( $\leq 0.10$  mg/L), Titanio ( $\leq 0.05$  mg/L), Arsénico ( $\leq 0.01$ mg/L), Cromo ( $\leq 0.01$ mg/L), Cobre ( $\leq 0.01$ mg/L), Hierro ( $\leq 0.01$ mg/L), Manganeso ( $\leq 0.01$ mg/L), Níquel ( $\leq 0.01$ mg/L), Rubidio ( $\leq 0.01$ mg/L), Estroncio ( $\leq 0.01$ mg/L), Vanadio ( $\leq 0.01$ mg/L) y Zinc ( $\leq 0.01$ mg/L).

El pH del agua utilizada fue de  $6.7 \pm 0.01$  el cual se midió con un medidor de pH profesional de mesada. El valor del pH del agua utilizada, estuvo comprendido dentro del rango aceptado y que no afecta los resultados de la germinación en esta especie de acuerdo a las recomendaciones halladas en el ISTA - Handbook on Seedling Evaluation; Third Edition (Don, Kahlert, & McLaren, 2013).

### Histología

Se preparó un fijador (FAA) con: formaldehído (Merck), alcohol etílico 96% (extra-neutro Porta), ácido acético (Cicarelli) y agua destilada en una proporción de 10:50:5:35. Se fijaron

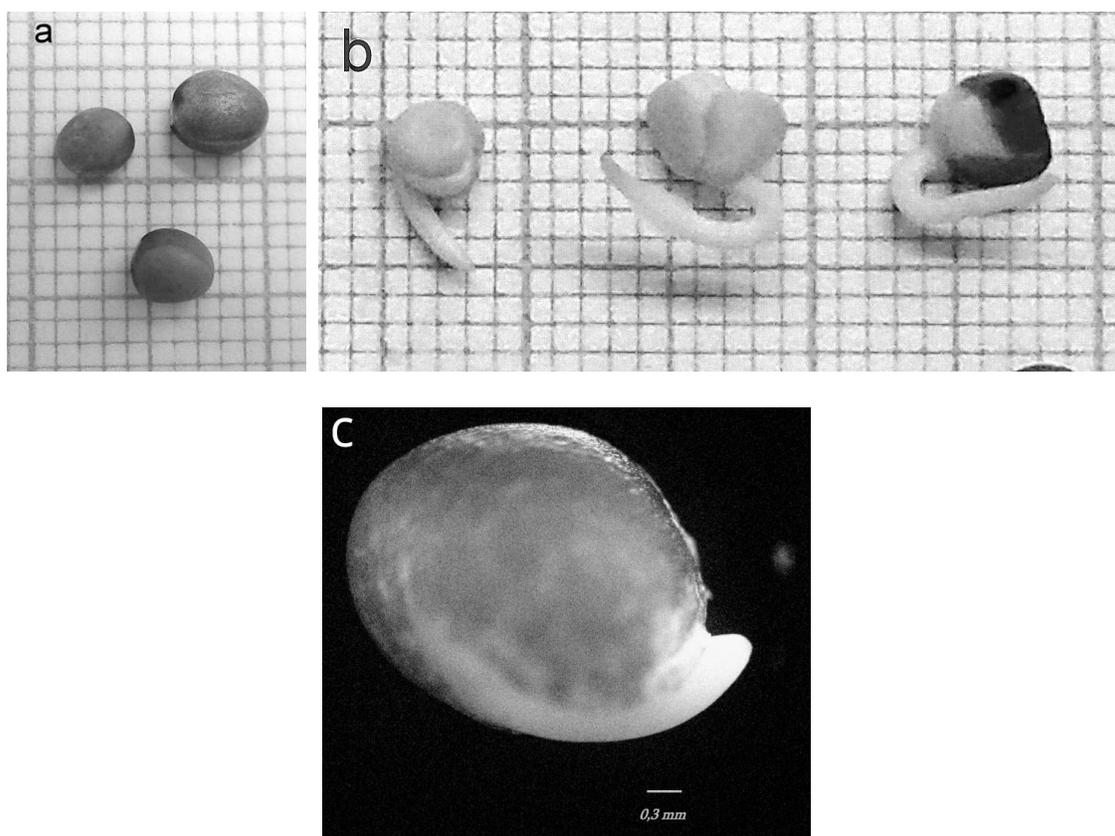
semillas secas y semillas con 20 y 45 horas de imbibición. El volumen de fijador empleado fue aproximadamente igual o mayor a 10 veces el volumen aproximado del tejido vegetal que se debía fijar. Se conservaron fijadas a temperatura ambiente hasta su inclusión en parafina y corte histológico de 4  $\mu\text{m}$  de espesor y luego se tiñeron con hematoxilina-eosina. Los mismos se captaron en imágenes con un microscopio óptico con magnificaciones de 40X y de 100X.

Para la descripción de las estructuras se utilizó la siguiente nomenclatura: *Ti* indica el tegumento interno (tegmen) y *Te* el tegumento externo o testa de la cubierta seminal (*Cs*). Se utilizó *Co* para indicar los cotiledones del embrión. Con *R* el tejido de la radícula. *E* señala la epidermis y *S* la sub-epidermis. *Pal* una capa de células pigmentadas que se organizan en empalizada y con *Par* se marca una capa de células parenquimatosas (se explica también en la leyenda de las figuras). La nomenclatura empleada es la que figura en la bibliografía correspondiente (Zeng, Wu, & Wang, 2006) (Di Santo, Cardinali, & Thevenon, 2012).

## RESULTADOS

### Morfología y Microscopía Electrónica de Barrido

Las semillas de *Raphanus sativus* variedad Sparkler White tip se caracterizan por tener forma esférica irregular u ovoide de aproximadamente 3 milímetros de diámetro. El color de la cubierta seminal está entre los pardos claros. La longitud media (y desvío estándar: SD) fue 3.11 (0.35) mm y el ancho medio (SD) de las semillas fue 2.59 (0.42) mm (fig. 1a).



**Fig. 1.** a. Semillas secas de *Raphanus sativus*. b. Crecimiento de la radícula a las 48 horas de imbibición ( $22 \pm 2$  °C). c. Aspecto típico de una semilla de *Raphanus sativus* que ha roto la cubierta seminal con 20 horas de imbibición (magnificación 20X).

El análisis realizado por microscopía electrónica de barrido (MEB) permitió observar la morfología y el patrón de ornamentación de la cubierta seminal (*Cs*). La cubierta presenta un patrón básico de ornamentación en la superficie. Las semillas maduras y secas se caracterizaron por presentar una ornamentación que corresponde al denominado patrón de ornamentación reticulado según lo descrito por (Zeng, Wang, Liu, & Wu, 2004). Este es el patrón más común que presentan las semillas del género *Brassica* que pertenecen a la misma familia que *Raphanus sativus*: *Brassicaceae*. No presenta pelos seminales y toda la superficie es uniforme (fig. 2a y 2b).

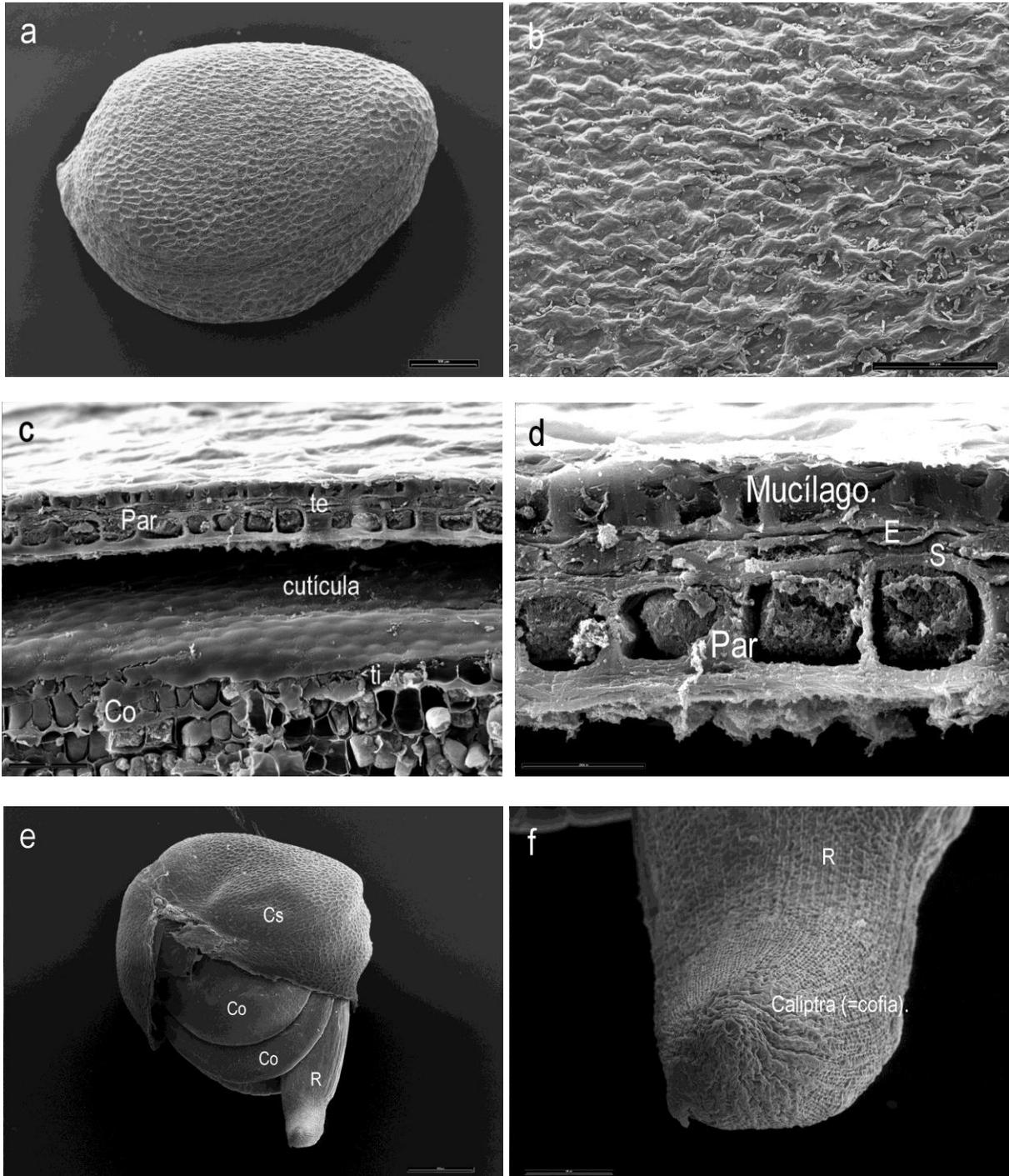
#### **Cubierta seminal (Cs) e Histología**

La cubierta seminal es delgada (mide entre 40 y 50 micrones) y se desprende con facilidad al embeber las semillas. La observación del corte transversal de la semilla con MEB permite apreciar una lámina externa que corresponde a la presencia de mucílago (m), una epidermis/subepidermis (E/S) y una capa de células parenquimatosas (Par) (fig. 2c y 2d). En los cortes histológicos de la cubierta seminal se observan cuatro capas de células. En la zona externa la epidermis (E) y subepidermis (S) cuyas células presentan cierta dificultad para diferenciarlas. La parte interna está formada por una capa de células en empalizada pigmentada (Pal) y hacia el interior se presenta una capa parenquimatosa (Par) (fig. 3).

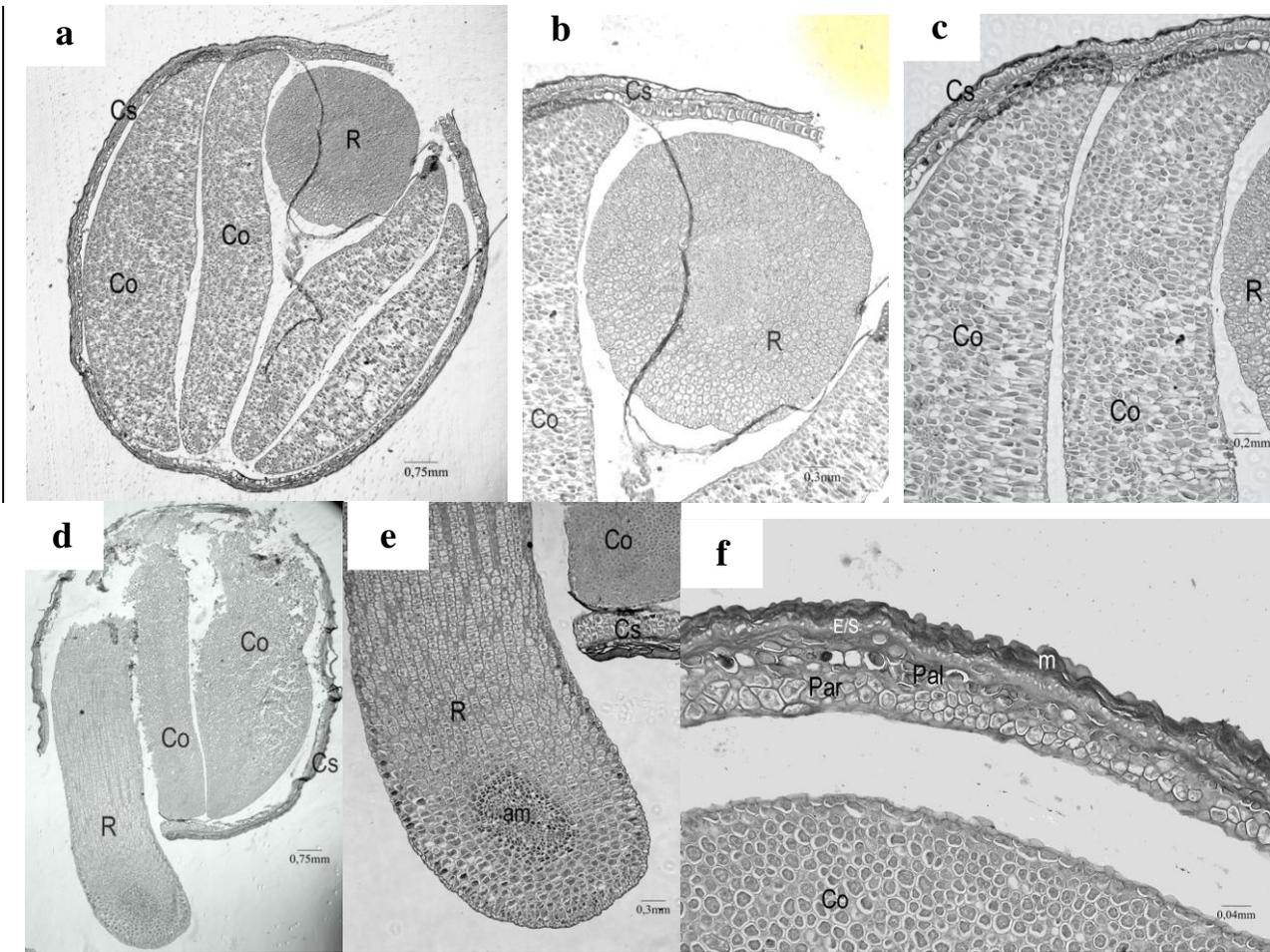
La ruptura de la cubierta seminal y la emergencia de la radícula ocurren en las semillas a partir de las 20 horas de imbibición (fig. 1c) y a las 45 horas casi todas las semillas viables han germinado. En la figura 2e se muestra el detalle de los cotiledones (*Co*) la cubierta seminal (*Cs*) y la radícula en crecimiento (*R*). Las secciones longitudinales realizadas a través del extremo de la raíz de *R. sativus* a las 20 y 45 horas de imbibición muestran claramente la morfogénesis de los tejidos. En las imágenes obtenidas por MO (Microscopía óptica) las células de la radícula en crecimiento se observan de forma cilíndrica y vacuoladas (fig. 3d y 3e) mientras que el ápice meristemático (am) presenta células pequeñas con contenido denso y núcleos grandes. A su vez, el ápice meristemático se encuentra cubierto por la cofia (fig. 2e y 2f).

#### **Germinación**

A las 45 horas de imbibición, las semillas de *R. sativus* analizadas presentaron un 93% de germinación. (N=100). Las semillas que no presentaron ruptura de la cubierta seminal (N=7) hasta las 45 horas de imbibición tampoco mostraron signos de germinación a las 168 hs. (7 días). Se consideró que un 7% de las semillas resultaron inviables en las condiciones experimentales descritas debido a que no se observó la aparición de la radícula al finalizar la experiencia a las 168 horas. Observamos la longitud de la radícula alcanzada a las 45 horas de imbibición. En algunos casos la misma llegó a medir hasta 40 mm mientras que en otros sólo alcanzó los 2 mm (fig. 1b). Estas observaciones preliminares, indican que la muestra de semillas utilizadas presenta una gran heterogeneidad en relación a la velocidad de crecimiento de la radícula durante la primera semana de desarrollo.



**Fig. 2.** a. Microscopía electrónica de barrido (MEB) de una semilla de *Raphanus sativus* (escala = 500 $\mu$ m). b. Detalle de la superficie de la cubierta seminal de la semilla ilustrada en la figura 2a (escala= 200 $\mu$ m). c. Detalle del tegumento. Se observan el tegumento externo (te), el tegumento interno (ti), la cutícula y las células del tejido de los cotiledones (Co). Par: capa de células parenquimatosas. Escala= 50  $\mu$ m). d. Detalle de la capa externa del tegumento E = Epidermis, S=Subepidermis, Par= capa de células parenquimatosas (escala= 0,02 $\mu$ m). e. Semilla de *Raphanus sativus* con 45 horas de imbibición (22  $\pm$  2  $^{\circ}$ C) donde se observan claramente los cotiledones y la radícula emergida a través del tegumento. R= radícula, Co=cotiledones, Cs=cubierta seminal. Escala= 1 x 10<sup>3</sup>  $\mu$ m. f. Ápice de la radícula (R) en crecimiento (detalle de la radícula de la figura 2e).



**Fig. 3.** a. Vista general en corte de la semilla luego de 20 horas de imbibición ( $22 \pm 2 \text{ }^\circ\text{C}$ ). Se observa el embrión y el tegumento o cubierta seminal (CS). Del embrión se observan el tejido de la radícula (R) y los tejidos cotiledonales (Co). b. El mismo corte de la figura 3a mostrando en detalle la radícula en expansión emergiendo a través del tegumento seminal. c. Detalle del tejido de los cotiledones. d. Corte histológico donde se puede observar la radícula en crecimiento a las 45 horas de imbibición ( $22 \pm 2 \text{ }^\circ\text{C}$ ). Co = cotiledones; R = radícula; Cs = Cubierta seminal. e. Detalle del tejido de la radícula en crecimiento de la figura 3d (Co = cotiledones; R = radícula; am = ápice meristemático; Cs = Cubierta seminal). f. Cubierta seminal en corte donde se observan las capas de células y el mucílago que las recubre (m = mucílago; E = epidermis; S = sub epidermis; Par = capa de células parenquimatosas; Pal = capa de células en empalizada pigmentadas; Co = tejido de los cotiledones).

## DISCUSIÓN

Se halló una publicación donde se describen semillas adjudicadas a la misma especie: *Raphanus sativus* (Kasem, Ghareeb, & Marwa, 2011). Los autores informaron para las semillas colectadas en Egipto una medida de 0.8 x 1 mm con un aspecto de la cubierta seminal observado por MEB muy similar a la hallada en nuestra muestra de semillas. Es muy infrecuente que semillas de la misma especie muestren una diferencia de tamaño tan grande. Los factores que pueden influenciar el tamaño de las semillas son tanto genéticos como ambientales y en este caso nos resulta difícil explicar a qué se podría deber tal diferencia de tamaño.

El porcentaje de germinación hallado podría ser una subestimación de la viabilidad de estas semillas en comparación con otros casos como el de las semillas de Colombia. Esto podría deberse a factores endógenos de las semillas, a efectos ambientales de nuestras condiciones experimentales o a una sub estimación por la forma de observación empleada. La viabilidad podría estimarse de otro modo mediante el uso de otras técnicas con fines comparativos. Mediante el test de tetrazolio, algunos autores han señalado una viabilidad del 99% y 97% para las semillas de *Raphanus sativus* colectadas por ellos en Colombia (Salazar Mercado, Quintero Caleño, & Urbano, 2019). Dado que para realizar un test de germinación con el objetivo de establecer fitotoxicidad, las semillas se exponen a condiciones controladas, los posibles efectos de dormición de las semillas no afectarían los resultados de un test realizado con fines ecotoxicológicos. Creemos que habrá que refinar el modelo de semillas a utilizar para estudios futuros y avanzar en la caracterización genética de las mismas. Las semillas de *Raphanus sativus* pueden germinar fácilmente de acuerdo al método empleado en el presente estudio, en la oscuridad y con una temperatura de entre 20°C (mínima) y 24°C (máxima). En este trabajo la germinación se realizó en la oscuridad por lo cual las observaciones son independientes del posible efecto del estímulo lumínico. Hay autores que mencionan la existencia de fotoinhibición en la germinación en *R. sativus*. Se ha descrito que la luz tiene un efecto inhibitorio de la germinación en esta especie (Schopfer & Plachy, 1993); (Gül & Levent, 2008). Como se ha mencionado, recientemente en la literatura científica se ha demostrado que la luz redujo la germinación en semillas de *R. sativus* silvestres y la fotoinhibición persistió en semillas almacenadas en seco incluso después de 30 meses (Vercellino, Pandolfo, Cerrota, & Cantamutto, 2019). Por ello se conjetura que estas semillas sólo deben utilizarse para estudios de fitotoxicidad si se las somete a la oscuridad para la germinación.

Sethy & Ghosh (2013) analizaron los efectos deletéreos que tienen los metales pesados sobre las semillas y el proceso de germinación. Previamente Stanton (1984) había indicado que en semillas de *Raphanus sativus* silvestres, no hay una correlación sencilla entre el tamaño de las semillas el tiempo de germinación y la elongación radicular durante las primeras horas luego de la rotura de la testa. Se ha demostrado que el contenido de azúcares reductores aumenta en los cotiledones cuando la germinación de *R. sativus* ocurre en un ambiente iluminado (Huff & Ross, 1975). Las hormonas como ABA tienen efecto inhibitorio de la germinación en semillas de *Raphanus sativus* (Schopfer, Plachy & Frahy, 2001). Sin embargo la fisiología de la inhibición de la germinación, que sabemos está relacionada a los efectos de la luz y vinculada a "especies reactivas al oxígeno", no ha sido completamente descrita hasta el momento. Considerando que hay diversos factores moleculares que afectan a la germinación como por ejemplo quinasas que actúan como "checkpoint" o puntos de control del ADN y que los vínculos entre el "stress" genotóxico y el envejecimiento de las semillas son complejos (Waterworth, Footitt, Bray, Finch-Savage, & West, 2016) en este trabajo nos concentramos en hacer una observación preliminar de la germinación de las semillas a las cuales tenemos acceso localmente.

## CONCLUSIONES

Este trabajo se realizó en el marco de un proyecto que tiene como objetivo la evaluación de efectos de toxicidad ocasionada por nano-partículas. Como resultado de las observaciones realizadas concluimos que las semillas de *Raphanus sativus* son útiles como biomarcadores de estrés en ecotoxicología debido a que tienen una alta viabilidad (alto porcentaje de germinación) y las características de su morfología como el tipo de superficie de la cubierta seminal son ideales para ser utilizadas tanto en test de germinación como en análisis de interacciones entre las semillas y las sustancias tóxicas. Por lo analizado en nuestro trabajo experimental y por las referencias bibliográficas halladas en la literatura científica como el trabajo de Kostka-Rick & Manning, (1993) concluimos que las semillas de esta especie son aptas para modelizar en estudios de ecotoxicología permitiendo la realización de un test en menos de 48 horas. Podríamos criticar la calidad o pureza genética del material utilizado, sin embargo se proyecta continuar con la caracterización genética de nuestro material de semillas que se encuentran disponibles a nivel local.

## AGRADECIMIENTOS

Los autores desean agradecer especialmente a Fabián G. Tricárico a cargo del Servicio de Microscopia del Museo Argentino de Ciencias Naturales “Bernardino Rivadavia”. También agradecemos muy especialmente a Beatriz G. Galati cuyas observaciones enriquecieron nuestro trabajo y a muchos otros colegas que desinteresadamente hicieron sus aportes para que este trabajo pueda ser comunicado. El trabajo se realizó sin financiación específica. Agradecemos al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET) y a la Facultad de Agronomía de la Universidad de Buenos Aires por los recursos aportados para la realización del mismo.

## LITERATURA CITADA

- Banihani, S. (2017). Radish (*Raphanus sativus*) and Diabetes. *Nutrients*, 9 (9), 1014.
- Baskin, J. M., & Baskin, C.C. (2004). A Classification system for seed dormancy. *Seed Science Research*, 14: 1-16.
- Baskin, C. C., & Baskin, J. M. (2005). Underdeveloped embryos in dwarf seeds and implications for assignment to dormancy class. *Seed Science Research*, 15, 357–360.
- Bewley, J. D. (1997). Seed Germination and Dormancy. *The Plant Cell*, (American Society of Plant Physiologists). Vol. 9, 1055-1066.
- Bewley, J. D., & Black, M. (1994). Seeds - Physiology of Development and Germination. *Springer Science & Business Media*. New York: Plenum Press. 445pp.
- Carpita, N., Sabulase, D., Montezinos, D., & Delmer, D. P. (1979). Determination of the Pore Size of Cell Walls of Living Plant Cells. *Science*, 205, 1144 - 1147.
- Copeland, L. O., & Mc Donald, M. B. (2001). *Seed Germination. Chap. 5 In: Principles of Seed Science and Technology*. Boston, MA: Springer.pg.: 59-100
- Cheng, F., Liang, J., Cai, C., Cai, X., Wu, J., & Wang, X. (2017). Genome sequencing supports a multi-vertex model for Brassicaceae species. *Curr Opin Plant Biol*, 36, 79-87.
- Choudhary, S. P., Oral, H. V., Bhardwaj, R., Yu, J.-Q., & Tran, L. S. (2012). Interaction of Brassinosteroids and Polyamines Enhances Copper Stress Tolerance in *Raphanus sativus*. *Journal of Experimental Botany*, 63 (15), 5659-75.
- Di Santo, M. E., Cardinali, F. J., & Thevenon, M. A. (2012). Estudio anatómico y distribución de las reservas proteicas y lipídicas en semillas de diferentes tamaños de *Cuphea glutinosa* (Lythraceae). *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 47 (3-4), 341-350.

- Don, R., Kahlert, B., & McLaren, G. (2013). *ISTA Handbook on Seedling Evaluation*. Third Edition with amendments. Bassersdorf: International Seed Testing Association (ISTA), Germination Committee.-.
- Gül, E. O., & Levent, A. (2008). Determining the best sprouting conditions for germination of radish (*Raphanus sativus*) seeds consumed as vegetables. *Journal of food, agriculture & Environment*, 6 (1), 123-127.
- Hasterok, R., Wolny, E., Hosiawa, M., Kowalczyk, M., Kulak-Ksiazczyk, S., Ksiazczyk, T., Heneen, W.K.; Maluszynka, J. (2006). Comparative Analysis of rDNA Distribution in Chromosomes of Various Species of Brassicaceae. *Annals of Botany*, 97 (2), 205-216.
- Hladun, K. R., Parker, D. R., & Trumble, J. T. (2015). Cadmium, Copper, and Lead Accumulation and Bioconcentration in the Vegetative and Reproductive Organs of *Raphanus sativus*: Implications for Plant Performance and Pollination. *Journal of Chemical Ecology*, 41 (4), 386-395.
- Huff, A. K., & Ross, C. W. (1975). Promotion of Radish Cotyledon Enlargement and Reducing Sugar Content by Zeatin and Red Light1. *Plant Physiol* (56), 429-433.
- Husen, A., & Siddiqi, K. S. (2014). Plants and microbes assisted selenium nanoparticles: characterization and application. *Journal of Nanobiotechnology* (12): 28.
- Jaykaran. (2010). "Mean  $\pm$  SEM" or "Mean (SD)"? *Indian Journal of Pharmacology*, 42 (5), 329.
- Kasem, W. T., Ghareeb, A., & Marwa, E. (2011). Seed Morphology and Seed Coat Sculpturing of 32 Taxa of Family Brassicaceae. *Journal of American Science*, 7 (2): 166-178.
- Kitashiba, H., Li, F., Hirakawa, H., Kawanabe, T., Zou, Z., Hasegawa, Y., Tonosaki, K., Shirasawa, S., Fukushima, A., Yokoi, S., Takahata, Y., Kakizaki, T., Ishida, M., Okamoto, S., Sakamoto, K., Shirasawa, K., Tabata, S., & Nishio, T. (2014). Draft sequences of the radish (*Raphanus sativus* L.) genome. *DNA research : an international journal for rapid publication of reports on genes and genomes*, 21(5), 481-490
- Kostka-Rick, R., & Manning, W. J. (1993). Radish (*Raphanus sativus* L.): A model for studying plant responses to air pollutants and other environmental stresses. *Environmental Pollution*, 82 (2), 107-138.
- Lane, S. D., & Martín, E. S. (1982). An Ultrastructural Examination of Lead Localisation in Germinating Seeds of *Raphanus sativus*. *Z. Pflanzensphysiol. Bd.*, 107 (1), 33-40.
- Mun, J. H., Chung, H., Chung, W. H., Oh, M., Jeong, Y. M., Kim, N., Ahn, B. O., Park, B. S., Park, S., Lim, K. B., Hwang, Y. J., & Yu, H. J. (2015). Construction of a reference genetic map of *Raphanus sativus* based on genotyping by whole-genome resequencing. *Theoretical and applied genetics (TAG)*. 128(2), 259-272.
- Nie, S., Li, C., Xu, L., Wang, Y., Huang, D., Muleke, E. M., Sun, X., Xie, Y., & Liu, L. (2016). De novo transcriptome analysis in radish (*Raphanus sativus* L.) and identification of critical genes involved in bolting and flowering. *BMC genomics* (17), 389.
- Pirdosti, K.M., Movahedi, Z., & Rostami, M. (2018). Effect of cadmium stress on morpho-physiological traits in garden cress and radish in an aeroponic system. *Iranian Journal of Plant Physiology*, 9 (1), 2591-99.
- Rico, C. M., Majumdar, S., Duarte-Gardea, M., Peralta-Videa, J. R., & Gardea-Torresdey, J. L. (2011). Interaction of nanoparticles with edible plants and their possible implications in the food chain. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59 (8), 3485-98.
- Salazar Mercado, S.A., Quintero Caleño, J. D., & Urbano, B. (2019). Implementación de la prueba de tetrazolio en las semillas de *Raphanus sativus* L. *Revista Facultad de Ciencias Básicas*, 15 (2), 7-15.
- Schopfer, P., Plachy, C. (1993). Photoinhibition of radish (*Raphanus sativus* L) seed germination: control of growth potential by cell-wall yielding in the embryo. *Plant, Cell and Environment* 16, 223-229.
- Schopfer, P., Plachy, C., & Frahy, G. (2001). Release of Reactive Oxygen Intermediates (Superoxide Radicals, Hydrogen Peroxide, and Hydroxyl Radicals) and Peroxidase in Germinating Radish Seeds Controlled by Light, Gibberellin and Abscisic Acid. *Plant Physiology*, 125 (4), 1591-1602.

**Recibido:**  
11/marzo/2020

**Aceptado:**  
9/febrero/2021

- Sethy, S. K., Ghosh, S. (2013). Effect of heavy metals on germination of seeds. *J Nat Sci Biol Med.* 4 (2), 272-275.
- Siddiqi, K. S., Husen, A. (2017). Plant Response to Engineered Metal Oxide Nanoparticles. *Nanoscale Research Letters* , 12, 92.
- Stanton, M. (1984). Seed variation in Wild Radish: Effect of Seed Size on Components of Seedling and adult Fitness. *Ecology* , 65 (4), 1105-1112.
- Tanaka, Y., Tsuda, M., Yasumoto, K., Yamagishi, H., & Terachi, T. (2012). A complete mitochondrial genome sequence of Ogura- type male-sterile cytoplasm and its comparative analysis with that of normal cytoplasm in radish (*Raphanus sativus* L.). *BMC Genomics* , 13, 352 - .
- Tricault, Y., Matejcek, A., Darmency, H. (2018). Variation of seed dormancy and longevity in *Raphanus raphanistrum* L. *Seed Science Research* , 28, 34-40.
- Tripathi, D.K., Tripathi, A., Singh, S., Singh, Y., Vishwakarma, K., Yadav, G., Sharma, S.; Singh, V.K.; Mishra, R.K.; Upadhyay, R.G.; Dubey, N.K.; Lee, Y. & Chauhan, D.K.. (2017). Uptake, Accumulation and Toxicity of Silver Nanoparticle in Autotrophic Plants and Heterotrophic Microbes: A Concentric Review. *Front. Microbiol* , 8 (7).
- Vercellino, R. B., Pandolfo, C. E., Cerrota, A., Cantamutto, M.; Presotto, A. (2019). The role of light and the pericarp on seed dormancy and germination in feral *Raphanus sativus* (Brassicaceae). *Weed Research* , 59 (5), 396-406.
- Wang, W., & Keturi, P. H. (1990). Comparative seed Germination tests using ten plant species for toxicity assessment of a metal engraving effluent sample. *Water Air Soil Pollut* , 369-376.
- Waterworth, W. M., Footitt, S., Bray, C.M, Finch-Savage, W. E., & West, C. E. (2016). DNA damage checkpoint kinase ATM regulates germination and maintains genome stability in seeds. *PNAS* , 113 (34), 9647-9652.
- Weitbrecht, K.; Müller, K.; Leubner - Metzger, G. (2011). First off the mark: early seed germination. *J Exp Bot.* , 62 (10), 3289-309.
- Wu, S.G.; Huang, L.; Head, J.; Chen, D-R.; Kong, I. Ch.; & Tang, Y. J. (2012). Phytotoxicity of Metal Oxide Nanoparticles is Related to Both Dissolved Metals Ions and Adsorption of Particles on Seed Surfaces. *Journal of Petroleum & Environmental Biotechnology* (3), 126.
- Zeng, C. L.; Wang, J. B.; Liu, A. H.; Wu, X. M. (2004). Seed coat microsculpturing changes during seed development in diploid and amphidiploid Brassica species. *Annals of Botany* , 93 (5), 555-566.
- Zeng, C. L., Wu, X. M., & Wang, J. B (2006). Seed coat development and its evolutionary implications in diploid and amphidiploid Brassica species. *Acta Biologica Cracoviensia, Series Botánica* , 48 (2), 15-25.
- Zuverza-Mena, N., Armendariz, R., Peralta -Videa, J. R., Gardea -Torresdey, J. L. (2016). Effects of Silver Nanoparticles on Radish Sprouts: Root Growth Reduction and Modifications in the Nutritional Value. *Frontiers in plant science* , 7 (90).
- Zuverza-Mena, N., Martínez-Fernández, D., Du, W., Hernández-Viezcás, J. A., Bonilla-Bird, N., López-Moreno, M. L., Komárek, M., Peralta-Videa, J. R., & Gardea-Torresdey, J. L. (2017). Exposure of engineered nanomaterials to plants: Insights into the physiological and biochemical responses- A review. *Plant Physiol and Biochemistry* (110): 236-264.

**DIVERSIDAD GENÉTICA DE LA  
CHAYA (*Cnidoscolus aconitifolius* (Mill.)  
I. M. Johnst. ssp. *aconitifolius*) EN  
YUCATÁN, MÉXICO, SU POSIBLE  
CENTRO DE DOMESTICACIÓN**

**GENETIC DIVERSITY OF CHAYA  
(*Cnidoscolus aconitifolius* (Mill.) I. M.  
Johnst. ssp. *aconitifolius*) IN YUCATAN,  
MEXICO, ITS PUTATIVE  
DOMESTICATION CENTER**

**Chin-Chan, T.; M.M. Ortiz-García, P.J. Ruiz-Gil y J. Martínez-Castillo.**

DIVERSIDAD GENÉTICA DE LA CHAYA (*Cnidoscolus aconitifolius* (Mill.) I. M. Johnst. ssp. *aconitifolius*) EN YUCATÁN, MÉXICO, SU POSIBLE CENTRO DE DOMESTICACIÓN.

GENETIC DIVERSITY OF CHAYA (*Cnidoscolus aconitifolius* (Mill.) I. M. Johnst. ssp. *aconitifolius*) IN YUCATAN, MEXICO, ITS PUTATIVE DOMESTICATION CENTER.

**DIVERSIDAD GENÉTICA DE LA CHAYA (*Cnidoscolus aconitifolius* (Mill.) I. M. Johnst. ssp. *aconitifolius*) EN YUCATÁN, MÉXICO, SU POSIBLE CENTRO DE DOMESTICACIÓN.**

**GENETIC DIVERSITY OF CHAYA (*Cnidoscolus aconitifolius* (Mill.) I. M. Johnst. ssp. *aconitifolius*) IN YUCATAN, MEXICO, ITS PUTATIVE DOMESTICATION CENTER.**

Chin-Chan, T.;  
M.M. Ortiz-García,  
P.J. Ruiz-Gil  
y J. Martínez-Castillo

DIVERSIDAD GENÉTICA  
DE LA CHAYA (*Cnidoscolus*  
*aconitifolius* (Mill.) I. M.  
Johnst. ssp. *aconitifolius*) EN  
YUCATÁN, MÉXICO, SU  
POSIBLE CENTRO DE  
DOMESTICACIÓN.

GENETIC DIVERSITY OF  
CHAYA (*Cnidoscolus*  
*aconitifolius* (Mill.) I. M.  
Johnst. ssp. *aconitifolius*) IN  
YUCATAN, MEXICO, ITS  
PUTATIVE  
DOMESTICATION CENTER.

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 185-201. Enero 2021

DOI:  
10.18387/polibotanica.51.12

T. Chin-Chan  
M. M. Ortiz-García  
P. J. Ruiz-Gil

J. Martínez-Castillo / [jmartinez@cicy.mx](mailto:jmartinez@cicy.mx)

Unidad de Recursos Naturales, Centro de Investigación Científica de Yucatán, A. C.  
Calle 43 núm. 130, Col. Chuburná de Hidalgo. C. P. 97205. Mérida, Yucatán, México.

**RESUMEN:** La Chaya (*Cnidoscolus aconitifolius* ssp. *aconitifolius*) posee gran importancia como planta comestible y medicinal en el área Maya. Se ha señalado que la Chaya presenta diversidad genética baja ya que su cultivo se da clonalmente, pero no existen suficientes estudios moleculares que apoyen esto. El objetivo de este trabajo fue aportar conocimiento sobre la diversidad y estructura genética de la Chaya y sus parientes silvestres en Yucatán, México, su área posible de domesticación. Cien individuos de Chaya, ocho silvestres de *C. aconitifolius* y nueve de *C. souzae* fueron caracterizados usando 158 loci de marcadores ISSR. Los análisis realizados con los métodos de Structure, PCoA, Neighbor-Joining, AMOVA y distancias genéticas, diferenciaron claramente a la Chaya de sus parientes silvestres; los primeros tres métodos mostraron la presencia de dos variedades locales de Chaya diferenciadas genéticamente: Chayamansa (con 98 individuos) y Redonda (con dos individuos); el PCoA y el Neighbor-Joining mostraron evidencias de la presencia de solo dos clones en Chayamansa y dos clones en Redonda. La Chaya mostró diversidad genética baja (% $P=5.95$ ;  $H_E=0.018$ ) en comparación con *C. aconitifolius* (% $P=71$ ;  $H_E=0.26$ ) y *C. souzae* (% $P=56$ ;  $H_E=0.21$ ); cuando se eliminó del análisis a los dos individuos de la variedad local Redonda, la diversidad genética fue cercana a cero (% $P=0.6$ ;  $H_E=0.008$ ). Nuestros resultados confirmaron la existencia de niveles de diversidad genética muy bajos en la Chaya, lo cual puede ser resultado de su propagación clonal y/o de un efecto fundador por domesticación; se generó información valiosa sobre la variedad local Redonda y se aportó, por primera vez, valores de diversidad genética para *C. aconitifolius* y *C. souzae*. Los resultados de este trabajo pueden ser empleados para generar programas de mejoramiento genético de la Chaya y para programas de conservación de esta planta y de sus parientes silvestres.

**Palabras clave:** *Cnidoscolus aconitifolius*, *Cnidoscolus souzae*, estructura genética, marcadores ISSR, mayas, reproducción clonal, parientes silvestres.

**ABSTRACT:** Chaya (*Cnidoscolus aconitifolius* ssp. *aconitifolius*) has great importance as an edible and medicinal plant in the Mayan area. It has been pointed out that Chaya has low genetic diversity since its cultivation occurs clonally, but there are not enough molecular studies to support this. The objective of this work was to provide knowledge about the diversity and genetic structure of the Chaya and its wild relatives in Yucatán, Mexico, its possible area of domestication. One hundred individuals of Chaya, eight wild individuals of *C. aconitifolius* and nine of *C. souzae* were characterized using 158 ISSR loci. Analyses carried out with Structure, PCoA, Neighbor-Joining, AMOVA and genetic distances methods, clearly differentiated Chaya from its wild relatives; the first three methods showed the presence of two genetically differentiated landraces of Chaya: Chayamansa (with 98 individuals) and

Redonda (with two individuals); PCoA and Neighbor-Joining analyses showed evidence of the presence of only two clones in Chayamansa and two clones in Redonda. Chaya showed low genetic diversity (%P= 5.95;  $H_E$ = 0.018) compared to *C. aconitifolius* (%P= 71;  $H_E$ = 0.26) and *C. souzae* (%P = 56;  $H_E$  = 0.21); when the two individuals of the Redonda landrace were eliminated from the analysis, the genetic diversity was much lower (%P= 0.6;  $H_E$ = 0.008). Our results confirm the existence of very low levels of genetic diversity in Chaya as a result, possibly, of its clonal propagation and/or by a founder effect due to domestication; valuable information was generated on the landrace Redonda and, for the first time, genetic diversity values for *C. aconitifolius* and *C. souzae* were provided. The results of this work can be used to generate genetic improvement programs for Chaya and for conservation programs for this plant and its wild relatives.

**Key words:** clonal reproduction, *Cnidocolus aconitifolius*, *Cnidocolus souzae*, genetic structure, ISSR markers, mayas, wild relatives.

## INTRODUCCIÓN

El género *Cnidocolus* Pohl (Euphorbiaceae) se distribuye desde los Estados Unidos de América hasta el norte de Argentina siendo México, con 25 especies endémicas, su segundo centro de diversidad (Maya-Lastra & Steinmann, 2018, 2019). En la Península de Yucatán existen tres especies: *C. aconitifolius* (Mill.) I.M. Johnst., *C. souzae* McVaugh y *C. urens* (L.) Arthur (Carnevali *et al.*, 2010; Schikorr, 2017). Mientras que *C. aconitifolius* y *C. souzae* tienen una distribución restringida al área de la Península de Yucatán, Belice y Guatemala; *C. urens* se distribuye desde México hasta Argentina (Schikorr, 2017). La Chaya fue clasificada por Breckon (1975) como *C. aconitifolius* (Mill.) I. M. Johnst. ssp. *aconitifolius*; como representante de su género, esta posee una reproducción monoica, con flores masculinas y femeninas separadas temporalmente (Schikorr y Rodríguez, 2018). Sin embargo, en la Chaya cada una de estas flores posee órganos reproductivos no funcionales del sexo opuesto (esto es, la flor femenina posee estambres vestigiales y la masculina posee pistilos vestigiales; en ambos casos, estas estructuras no poseen una función reproductiva) lo cual limita la formación de semillas y obliga a la Chaya a una propagación clonal (por esquejes) (Ross-Ibarra y Molina-Cruz, 2002). Solo en pocos casos se ha reportado la formación de frutos y semillas en la Chaya (Cifuentes *et al.*, 2010; Munguía-Rosas *et al.*, 2019; Munguía-Rosas y Jácome-Flores, 2020). Con relación a *C. aconitifolius* silvestre, la Chaya exhibe un aislamiento reproductivo alto, con cierto grado de asimetría: mientras barreras pre-polinización (producción diferencial de polen y especificidad del polinizador) existen solamente en *C. aconitifolius* silvestre, barreras post-polinización (incompatibilidad polen-pistilo y/o fallas en la producción de frutos) existen tanto en la Chaya como en *C. aconitifolius* silvestre (Munguía-Rosas y Jácome-Flores, 2020). Todas estas características reproductivas de la Chaya y *C. aconitifolius* silvestre limitan fuertemente el flujo genético entre ambos taxa.

Algunas especies de *Cnidocolus* son de interés humano por su potencial nutrimental y medicinal (Markus *et al.*, 2016; Sanchez-Hernandez *et al.*, 2017; Moura *et al.*, 2019), pero es la Chaya la más importante al ser la única planta cuyas hojas son consumidas como verdura (Ebel *et al.*, 2019); estas hojas contienen glucósidos cianogénicos que pueden formar ácido cianhídrico (HCN) al hidrolizarse, generando así toxicidad, pero este compuesto es eliminado con el vapor y no se retiene en el agua de cocción (Fan y Zhou, 2010). La Chaya se distribuye en el sureste de México y la Península de Yucatán, así como en Guatemala, Belice y Honduras (Steinmann, 2002). Es una planta representativa de la cultura Maya, la cual ha sido consumida desde tiempos prehispánicos (Ross-Ibarra y Molina-Cruz, 2002). En la Península de Yucatán, la Chaya es cultivada en los solares mayas, lugar en donde también suelen encontrarse plantas silvestres de *C. aconitifolius* (*Tzin-tzin chay* en maya). Las comunidades Mayas reconocen a la Chaya de su contraparte silvestre, ya que esta posee una cantidad mucho menor de pelos urticantes en hojas y tallos (Ebel *et al.*, 2019; Munguía-Rosas *et al.*, 2019). A la Chaya se le considera un cultivo subutilizado debido al conocimiento general limitado que existe sobre ella,

su escasa representación en colecciones ex situ y la falta de programas de conservación (Galluzzi y López-Noriega, 2014); sin embargo, en los últimos años su importancia ha incrementado en el mundo gracias a las facilidades de su cultivo, su valor nutrimental alto y sus usos medicinales potenciales (Markus *et al.*, 2016; Moura *et al.*, 2019). Hoy en día sigue existiendo un vacío de información sobre la diversidad genética de la Chaya, cultivo que se considera formado por un solo clon sin que se existan estudios moleculares suficientes que confirmen esto. Este vacío de información abarca también a sus parientes silvestres, los cuales podrían representar importantes reservorios genéticos de utilidad potencial para el mejoramiento de este cultivo (Hajjar & Hodgkin, 2007; Ford-Lloyd *et al.*, 2011; Dempewolf *et al.*, 2014).

Ross-Ibarra y Molina-Cruz (2002) reportaron cuatro variedades locales de Chaya (i.e. agrupaciones de plantas dentro de un solo taxon botánico del rango más bajo conocido, definido por la reproducibilidad de sus características distintivas; FAO, 2009) en la Península de Yucatán: Chayamansa, Redonda, Estrella y Picuda; indicando que: a) Chayamansa es la de mayor distribución y abundancia, b) Redonda es poco conocida y poco abundante y, c) Estrella y Picuda, aunque colectadas en huertos familiares, son morfológicamente similares a las plantas silvestres de *C. aconitifolius*. Molina-Cruz *et al.* (1997) y Cifuentes *et al.* (2010), también reportaron cuatro variedades locales de Chaya en Guatemala: Mansa, Estrella, Picuda y Plegada; aunque varios de estos nombres coinciden con los reportados por Ross-Ibarra y Molina-Cruz (2002), una revisión de las fotos de los ejemplares y las características morfológicas reportadas en estos estudios permitieron observar que estos no coinciden con el mismo taxa descrito. Así, mientras Ross-Ibarra y Molina-Cruz (2002) reconocen a un taxon como Redonda, Molina-Cruz *et al.* (1997) y Cifuentes *et al.* (2010) nombran a este taxon como Mansa. Munguía-Rosas *et al.* (2019) basados en información morfológica, reportaron para *C. aconitifolius* solo una variedad cultivada (*Chay*) y otra variedad silvestre (*Tzin-tzin chay*) en la Península de Yucatán, señalando que ambas variedades presentan diferencias significativas pero que algunas plantas cultivadas cayeron en el rango de variación fenotípica de las plantas silvestres. Ross-Ibarra, (2003) propuso que la Chaya se domesticó en Yucatán, México, a partir de *C. aconitifolius*, considerando que: a) allí está el mayor conocimiento etnobotánico y usos de la Chaya, b) las plantas domesticadas presentan una reducción del 34.3% en diversidad genética como resultado de un efecto fundador por domesticación, y c) se encontraron solo tres clones en la variedad local Redonda y uno en la variedad local Chayamansa, siendo estas las únicas variedades que pueden considerarse como domesticadas por ser diferentes morfológicamente a las plantas silvestres de *C. aconitifolius*.

Solo dos estudios han aportado información sobre la diversidad genética de la Chaya y de algunos de sus parientes silvestres utilizando marcadores moleculares. Ross-Ibarra (2003), usando 12 loci de isoenzimas, reportó valores bajos de diversidad genética ( $H_E$ ) para las variedades locales de Chaya de la Península de Yucatán: Chayamansa ( $H_E= 0.20$ ), Redonda ( $H_E= 0.23$ ), Estrella ( $H_E= 0.34$ ), Picuda ( $H_E= 0.30$ ), así como para *C. aconitifolius* silvestre ( $H_E= 0.30$ ). Cifuentes *et al.* (2010), usando marcadores AFLP (Amplified Fragment Length Polymorphism), reportaron que la Chaya en Guatemala muestra una similitud genética del 25% al 35% entre variedades locales y del 50% al 60% dentro de estas variedades, valores que indican variación genética media; los autores no reportaron valores de diversidad genética para estas variedades. Considerando este vacío de información y la importancia cada vez mayor del cultivo de la Chaya y de los parientes silvestres de las especies domesticadas, los objetivos de este trabajo fueron: 1) evaluar la diversidad genética de la Chaya cultivada en 10 pueblos Mayas, 2) realizar un análisis preliminar de la diversidad genética de *C. aconitifolius* y *C. souzae*, 3) determinar las relaciones genéticas entre la Chaya y estos dos parientes silvestres. Todos los individuos evaluados fueron colectados en Yucatán, México, el posible centro de domesticación de la Chaya, los cuales fueron caracterizados usando marcadores ISSR (Inter Simple Sequence Repeat).

## MATERIAL Y MÉTODOS

## Material vegetal

El estudio incluyó a 100 individuos de Chaya colectados en 10 pueblos mayas (10 individuos en promedio por pueblo) de Yucatán, México (fig. 1, Anexo 1); cada uno de estos pueblos fue considerado como una población de Chaya. El trabajo de campo permitió determinar que la Chaya colectada es propagada por esquejes, los cuales son regalados y/o intercambiados entre parientes o vecinos considerando la frondosidad y la ausencia de plagas/enfermedades en las plantas madre. Considerando esto, y para lograr una mayor representatividad genética, los individuos seleccionados procedieron de 10 solares diferentes ubicados a lo largo y ancho de cada pueblo. También, se incluyeron ocho individuos silvestres de *C. aconitifolius* y nueve de *C. souzae* donados por el Dr. Germán Carnevali, curador del Herbario CICY del Centro de Investigación Científica de Yucatán (Anexo 1, fig. 1). En este artículo usamos el término Chaya para hablar de *C. aconitifolius* ssp. *aconitifolius*, sin importar si los individuos analizados son de diferentes variedades locales, a menos que se especifique el nombre de estas; y nos referiremos a *C. aconitifolius*, cuando hablemos solamente de plantas silvestres de esta especie. Fotos de los taxa analizados se presentan en la figura 2.

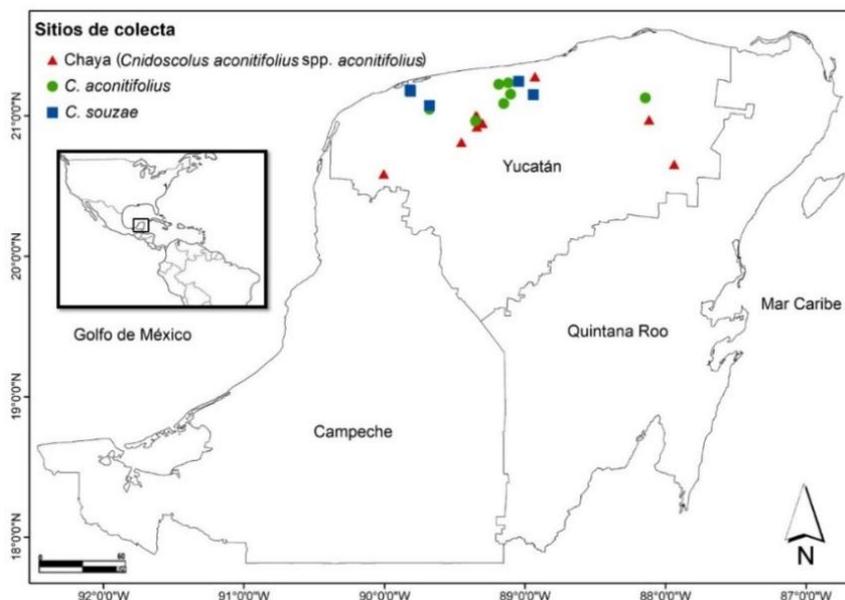
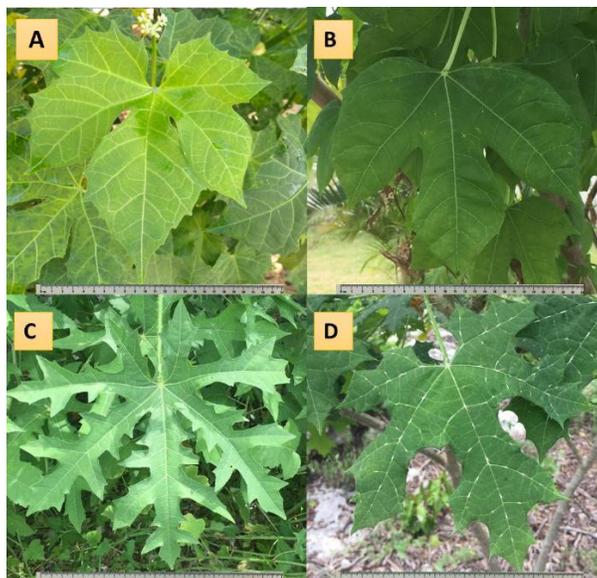


Fig. 1. Sitios de colecta de las plantas de Chaya, *Cnidocolus aconitifolius* y *C. souzae*, en el estado de Yucatán, México.



**Fig. 2.** Taxa estudiados. A) Chaya variedad local Chayamansa, B) Chaya variedad local Redonda, C) *Cnidoscolus aconitifolius*, D) *Cnidoscolus souzae*. La escala de la barra esta en cm.

### Extracción de ADN y Técnica de ISSR

El ADN se extrajo a partir de tejido de hojas usando el protocolo de Echevarría-Machado *et al.* (2005). La calidad del ADN se verificó con electroforesis en geles de agarosa al 1 %, teñidos con bromuro de etidio (10 mg/ml) usando una cámara horizontal LIFE TECHNOLOGIES–Horizon 11-14 y una fuente poder EC-105 a una carga de 100 volts durante 30 minutos, las bandas obtenidas se observaron en un transiluminador de luz UV (Transilluminator UV, Dinco & Rhenium Industries). Se probaron 16 iniciadores de ISSR evaluados por Martínez-Castillo (2005), de los cuales se seleccionaron los seis más polimórficos (Cuadro 2). Cada banda se consideró como un locus independiente y las bandas polimórficas se marcaron como ausente (0) o presente (1). Con el fin de asegurar una lectura correcta de de los geles, solo bandas claramente reproducibles fueron consideradas (sin importar su intensidad) y, cuando fue necesario, se realizaron réplicas independientes para el caso particular de los loci polimórficos.

La amplificación se realizó con la técnica de Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) en un volumen final de 20µl de reacción. Cada reacción de amplificación consistió de 1X Tris–HCl, 2 mM MgCl<sub>2</sub>, 0.2 µM dNTPs, 1 µM de iniciador, 1 unidad de Taq polimerasa (Promega, Madison, WI) y 100 ng de ADN template. La amplificación se realizó en un termociclador GeneAmp PCR System 9700 (Applied Biosystems, Foster City, USA) bajo las siguientes condiciones: 7 min a 94 °C para una desnaturalización inicial, seguido por 34 ciclos consistentes de 30 segundos a 94 °C de desnaturalización, 45 segundos a 51-54 °C (dependiendo del iniciador) de alineación y 2 minutos de extensión, y 5 minutos a 72 °C para una extensión final. Posteriormente, cuatro microlitros de formamida conteniendo 0.45% de azul de bromofenol y 0.25% de xileno-cianol se agregaron a cada producto PCR. De esta mezcla, cuatro microlitros se cargaron en geles no desnaturalizantes de bis-acrilamida al 6%, conteniendo 3 M urea y buffer TBE 1x (100 mM Tris–borato, pH 8.0, 2 mM EDTA) (Zietkiewicz, *et al.*, 1994). La electroforesis se realizó a 300 V (SQ3 Sequence Hoeffer) y los productos amplificados se visualizaron con la técnica de tinción con plata (Bassam *et al.*, 1991) usando un marcador de 123 pares de bases como referencia de tamaño de las bandas amplificadas.

### Análisis de datos

**Cuadro 2.** Características de los 6 iniciadores de ISSR usados en la caracterización molecular de la Chaya y sus parientes silvestres (*C. aconitifolius* y *C. souzae*) de Yucatán, México.

Iniciador	Secuencia de iniciador	TA (°C)
T06	AGA GAG AGA GAG AGA CT	51°C
C03	TGT CAC ACA CAC ACA CAC	51°C
A04	GCA ACA CAC ACA CAC ACA	52°C
P15	GACA GACA GACA RG	42°C
P16	YR GACA GACA GACA	42°C
P17	GACAC GACAC GACAG RG	40°C

TA: Temperatura de alineamiento en grados centígrados

Considerando la naturaleza dominante de los marcadores ISSR, los análisis no tomaron en cuenta equilibrio Hardy–Weinberg (H-W) evitando así los problemas comunes asociados con este tipo de marcadores (Culley y Wolfe, 2001; Lynch y Milligan, 1994); además, considerando que la Chaya se propaga de forma clonal, no hay poblaciones que estén en equilibrio H-W. En este estudio asumimos que: 1) no hubo co-migración de alelos de diferentes loci, 2) alelos compartidos por dos individuos descienden de un ancestro común y, 3) cada locus consiste de solamente dos alelos que segregan por herencia Mendeliana (Martínez-Castillo *et al.*, 2008).

#### Patrón de agrupamiento y estructura genética

Para evaluar cómo está organizada la diversidad genética de la Chaya y sus parientes silvestres en Yucatán, se aplicaron cinco métodos: 1) Prueba de asignación de individuos con el software Structure (Pritchard *et al.*, 2000), usando el modelo Admixture con frecuencias alélicas correlacionadas, con 100000 iteraciones como periodo de quema y 200000 iteraciones posteriores al periodo de quema. Diez simulaciones independientes se corrieron para cada valor de K examinado (K = 1 a K = 5). El valor óptimo de K se obtuvo con el método de Evanno *et al.*, (2005) implementado en el programa STRUCTURE HARVESTER (Earl y vonHoldt, 2012). Las gráficas finales se obtuvieron con base en la K óptima y en el número de taxa estudiados. 2) Análisis con Neighbor-Joining (Saitou y Nei, 1987), usando 1000 bootstraps y el software DARwin v6 (Perrier y Jacquemoud-Collet, 2006). 3) Análisis de Coordenadas Principales (PCoA), técnica que permite explorar los patrones de agrupamiento de las muestras sin un criterio a priori de los datos, usando cada alelo como una variable independiente. 4) Análisis Molecular de Varianza (AMOVA) jerárquico, considerando la existencia de tres grupos: Chaya, *Cnidocolus aconitifolius* y *C. souzae*; este análisis no asume equilibrio Hardy–Weinberg y es recomendado para marcadores dominantes por sobre el uso de  $F_{ST}$ . 5) Comparación de distancias genéticas no sesgadas de Nei, (1978) entre la Chaya y sus parientes silvestres. Para los tres últimos análisis se usó el programa GenALEx 6 (Peakall y Smouse, 2012).

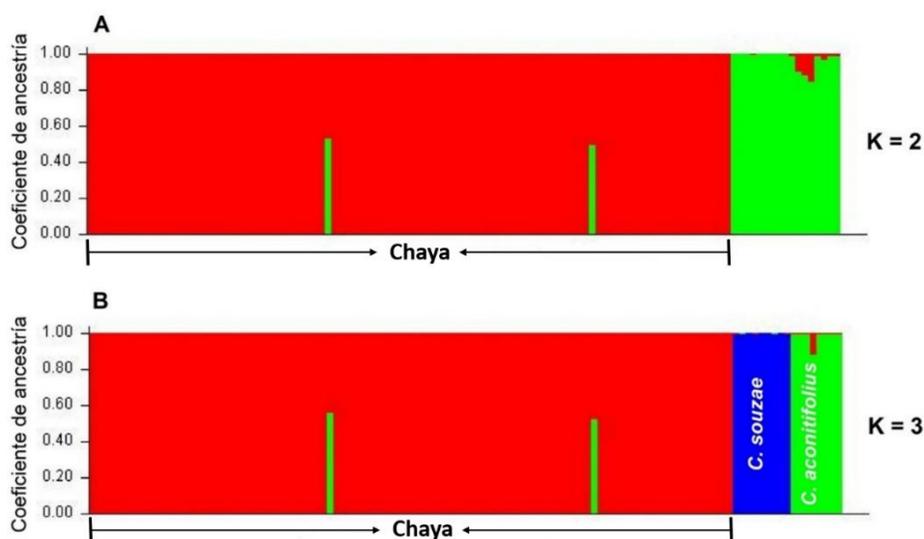
#### Diversidad genética

Considerando que el uso de marcadores ISSR no permite la estimación directa de las frecuencias alélicas, en este trabajo solo se calcularon el porcentaje de loci polimórficos (%P) al nivel del 5% y la Heterocigosidad esperada ( $H_E$ ), usando para ello un enfoque Bayesiano (Zhivotovsky, 1999). Para el cálculo de ambos estimadores se usó el programa AFLP-SURV V.1 (Vekemans, 2002).

## RESULTADOS

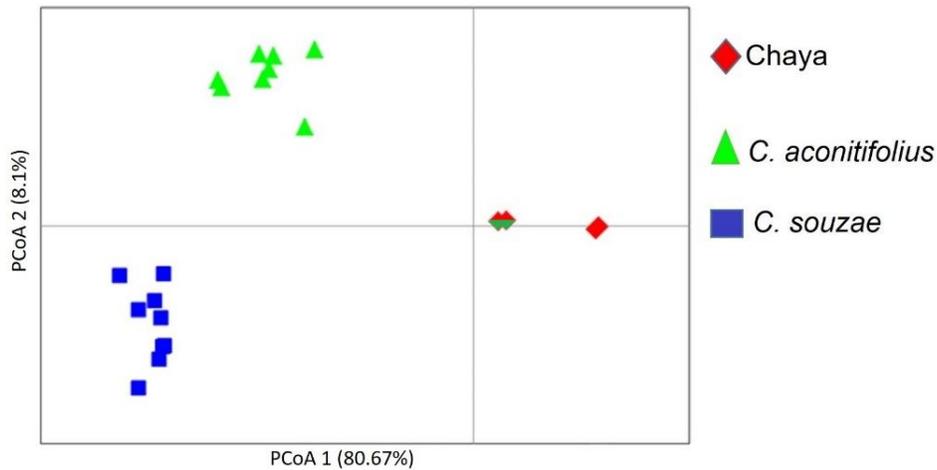
**Patrón de agrupamiento y estructura genética**

El método de Evanno mostró un valor óptimo de  $K=2$ . La Figura 3-A muestra el patrón de agrupamiento generado con Structure y una  $K=2$ , en esta se observa que un grupo integró a todos los individuos de Chaya (en color rojo) y el otro a todos los individuos de *C. aconitifolius* y *C. souzae* (en color verde). Al interior del grupo rojo se observan dos individuos (en color rojo/verde) que comparten ancestría con uno de sus parientes silvestres, estos dos individuos fueron colectados en los pueblos de Acanceh y Euan. Una comparación con la nomenclatura empleada por Ross-Ibarra y Molina-Cruz (2002) mostró que 98 individuos de Chaya pertenecen a la variedad local Chayamansa y que los dos individuos con ancestría compartida pertenecen a la variedad local Redonda. La Figura 3-B muestra el patrón de agrupamiento generado con Structure y una  $K=3$ , claramente se observan los tres grupos de plantas analizadas: Chaya en rojo, *C. souzae* en azul y *C. aconitifolius* en verde; así como que los dos individuos de la variedad local Redonda comparten ancestría con *C. aconitifolius*.



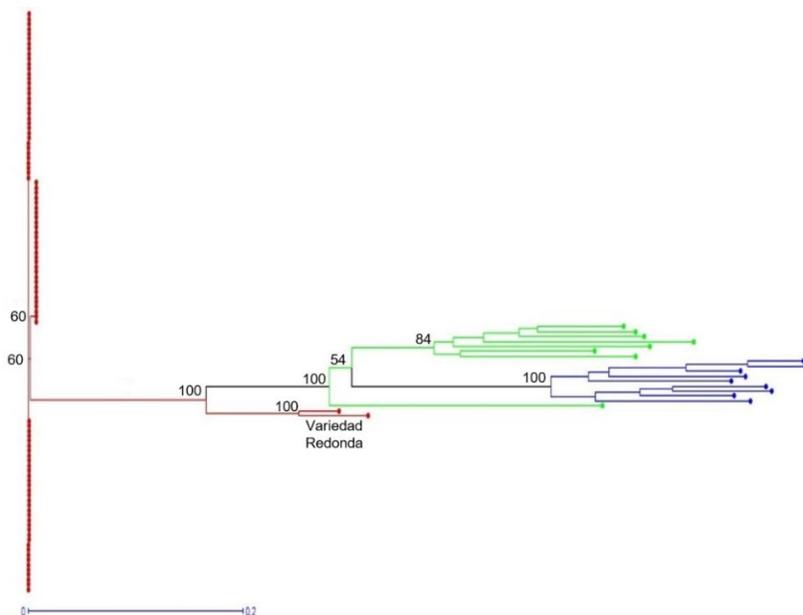
**Fig. 3.** Análisis de asignación de 100 individuos de Chaya, 8 de *Cnidocolus aconitifolius* y 9 de *C. souzae* de Yucatán, México, usando el software Structure ( $K = 2$  y  $K = 3$ ) y 158 loci de ISSR.

El PCoA mostró una separación clara entre la Chaya y sus parientes silvestres; así como entre las dos variedades locales de Chaya (fig. 4). El PCoA también mostró una sobreposición casi perfecta de los 98 individuos de la variedad local Chayamansa (solo se observa un ligero desfase de estos individuos); así como una separación ligera, aunque clara, entre los dos individuos de la variedad local Redonda. Para *Cnidocolus aconitifolius* y *C. souzae*, todos los individuos se separaron entre sí de manera visible. La primera y segunda coordenadas explicaron el 80.67% y el 8.1% de la variación total, respectivamente.



**Fig. 4.** Análisis de Coordenadas Principales de 100 individuos de Chaya, 8 de *C. aconitifolius* y 9 de *C. souzae*, colectados en Yucatán, México, usando 158 loci de marcadores ISSRs. Los colores de los símbolos corresponden a los del análisis de Structure ( $K = 3$ ). Los rombos en bicolor (rojo-verde) corresponden a la Chaya variedad Redonda.

El patrón de agrupamiento generado por el análisis de Neighbor-Joining (N-J) (fig. 4) apoyó lo observado en PCoA. Además de los dos individuos claramente diferenciados de la variedad local Redonda, el N-J permitió observar un grupo de individuos de la variedad local Chayamansa que también se diferenciaron, aunque en menor grado. Para *C. aconitifolius* (en color verde), uno de sus individuos se separó del resto; todos los individuos de *C. souzae* (en color azul) se agruparon juntos.



**Fig. 5.** Análisis Neighbor-Joining de 100 individuos de Chaya, 8 de *C. aconitifolius* y 9 de *C. souzae*, colectados en Yucatán, México, usando 158 loci de marcadores ISSRs. Los colores de los símbolos corresponden a los del análisis de Structure ( $K = 3$ ) y del PCoA. Números por encima de los nodos principales corresponden a porcentajes de valores bootstrap.

El AMOVA indicó que 90% de la variación se encuentra entre los tres grupos considerados (Chaya, *C. aconitifolius* y *C. souzae*) y la comparación entre distancias genéticas mostró mayor diferenciación entre la Chaya y sus parientes silvestres (Chaya con *C. aconitifolius* de 0.459, Chaya con *C. souzae* de 0.622), que entre *C. souzae* y *C. aconitifolius* (0.287).

#### Diversidad genética

Todas las poblaciones de Chaya mostraron valores muy bajos de diversidad genética:  $%P = 0-0.31$ ;  $H_E = 0.01-0.07$ . Las poblaciones de Euan y Acanceh fueron las que mostraron los valores más altos de  $%P$  (31 y 28.5, respectivamente) y de  $H_E$  (0.1 y 0.07, respectivamente) (Cuadro 3). Agrupando los 100 individuos, la Chaya mostró un  $%P = 5.95$  y una  $H_E = 0.018$ ; considerando solo los 98 individuos de la variedad local Chayamansa, se obtuvieron valores de diversidad genética mucho menores ( $%P = 0.6$ ,  $H_E = 0.008$ ). Valores mayores de diversidad genética se observaron en *Cnidoscolus aconitifolius* ( $%P: 71.5$ ,  $H_E = 0.26$ ) y *C. souzae* ( $%P: 56.3$ ,  $H_E = 0.21$ ) (Cuadro 4).

**Cuadro 3.** Estimadores de diversidad genética de 10 poblaciones de Chaya (*Cnidoscolus aconitifolius* ssp. *aconitifolius*) colectados en Yucatán, México, usando 158 loci de ISSR.

Nombre de la población	N	$%P$	$H_E \pm E.E$
Ekmul	10	0	$0.02 \pm 0.001$
Tixcocob	10	0	$0.02 \pm 0.001$
Ruinas de Aké	11	0	$0.02 \pm 0.001$
Euan	8	31	$0.10 \pm 0.008$
Hubilá	11	0	$0.02 \pm 0.001$
Chemax	10	0	$0.02 \pm 0.001$
Maxcanu	10	0	$0.01 \pm 0.001$
Pocoboch	10	0	$0.01 \pm 0.001$
Dzilam González	10	0	$0.02 \pm 0.001$
Acanceh	10	28.5	$0.08 \pm 0.007$

N: tamaño de muestra,  $%P$ : Porcentaje de loci polimórfico al nivel de 5%,  $H_E$ : Heterocigosidad Esperada, E.E.: Error Estándar.

**Cuadro 4.** Estimadores de diversidad genética de la Chaya (*Cnidoscolus aconitifolius* ssp. *aconitifolius*), *C. souzae* y *C. aconitifolius* de Yucatán, México, usando 158 loci de ISSR.

Nombre	N	%P	$H_E \pm E.E$
Chaya	100	5.95	0.02 $\pm$ 0.002
Variedad Chayamansa	98	0.6	0.01 $\pm$ 0.003
<i>C. souzae</i>	9	56.3	0.21 $\pm$ 0.016
<i>C. aconitifolius</i>	8	71.5	0.26 $\pm$ 0.015

N: tamaño de muestra, %P: Porcentaje de loci polimórfico al nivel de 5%,  $H_E$ : Heterocigosidad esperada, E.E.: Error Estandar.

## DISCUSIÓN

Es aceptado que la propagación vegetativa tiene un impacto fuerte en la diversidad y estructura genética de las especies (Hamrick y Godt, 1997), en particular en aquellas que son domesticadas (McKey *et al.*, 2010). La propagación clonal es una práctica común en cultivos perennes, sistemas en donde una escasa variabilidad genética podría esperarse entre clones de una variedad determinada; sin embargo, mecanismos genéticos intrínsecos, como las mutaciones somáticas, siguen ocurriendo y acumulándose a lo largo de la existencia de estas variedades (Gaut *et al.*, 2018). La Chaya es una planta de gran importancia para la cultura Maya, la cual fue domesticada en la península de Yucatán (Ross-Ibarra, 2003). Por su reproducción por esquejes, se ha dado por hecho que la Chaya es un cultivo formado por un solo clon y, por ende, que presenta una diversidad genética baja; sin embargo, no existen estudios moleculares suficientes que confirmen esto. Los resultados del presente trabajo mostraron la presencia de dos variedades locales de Chaya diferenciadas genéticamente en Yucatán, México: Chayamansa y Redonda, así como dos clones en cada una de estas variedades. La mayor diversidad genética observada en Redonda, así como la colecta de solo dos individuos de esta variedad (de los 100 individuos colectados de Chaya), recalcan el gran valor de este germoplasma y el riesgo de conservación al cual se enfrenta, al menos en Yucatán. La diversidad genética mayor observada, y reportada por primera vez, en los parientes silvestres de la Chaya, en particular en *C. aconitifolius*, también indica el valor potencial de estas especies para fines de mejoramiento genético.

### Patrón de agrupamiento y estructura genética

El método de Evanno indicó la presencia de solo dos grupos genéticos en los 117 individuos analizados. El patrón de agrupamiento encontrado con el software Structure y una  $K = 2$ , mostró la gran diferenciación genética que existe entre la Chaya y *Cnidoscolus aconitifolius*, su pariente silvestre filogenéticamente más cercano (Breckon, 1975; Maya-Lastra y Steinmann, 2018, 2019) y del cual se domesticó (Ross-Ibarra, 2003). Es tan grande esta diferenciación que impidió que el método de Evanno discriminara entre *C. aconitifolius* y *C. souzae*, dos especies taxonómicamente reconocibles. Cuando el software Structure se corrió con una  $K = 3$ , se logró diferenciar claramente a los tres taxa estudiados; además, se logró determinar que los dos individuos de la variedad local Redonda comparten ancestría con *C. aconitifolius*. De acuerdo a Meirmans (2015), analizar diferentes valores de  $K$  puede reflejar diferentes procesos genéticos y demográficos, garantizando así una mejor interpretación biológica de los datos; los resultados obtenidos cuando usamos  $K = 2$  y  $K = 3$  apoyan esta recomendación. Sin embargo, la falta de un mayor número de colectas de la variedad local Redonda no permitió realizar un análisis más profundo sobre su diversidad genética y su relación con *C. aconitifolius*. Como lo indica este trabajo, es difícil encontrar individuos de la variedad local Redonda en el estado de Yucatán; situación que parece extenderse a toda la Península de Yucatán, como lo sugiere el estudio de Ross-Ibarra (2003) quien solo colectó 10 individuos o el trabajo reciente de Munguía-Rosas *et al.* (2019) quienes no colectaron ningún ejemplar de esta variedad local.

El PCoA mostró una marcada separación no solo entre la Chaya y sus parientes silvestres, apoyando con ello el patrón de agrupamiento obtenido con el software Structure y una  $K=3$ ; además, mostró una clara separación entre las dos variedades locales de Chaya, apoyando con ello una clasificación varietal que hasta ahora estaba basada principalmente en caracteres morfológicos y nombres comunes (Ross-Ibarra y Molina-Cruz, 2002; Cifuentes *et al.*, 2010). El PCoA también mostró que, aunque los 98 individuos de la variedad local Chayamansa se sobrepone casi de forma perfecta, existe un ligero desfase entre estos (aunque difícil de detectar visualmente); este análisis también mostró que los dos individuos de la variedad local Redonda muestran una ligera, aunque clara, separación entre sí. Estos resultados sugieren la existencia de un clon para Chayamansa y dos clones para Redonda. Ross-Ibarra (2003), usando 12 loci de isoenzimas, reportó un solo clon para Chayamansa (de 30 individuos colectados) y tres clones para Redonda (de 10 individuos colectados). Para el caso de *C. aconitifolius* y *C. souzae*, el PCoA pudo discriminar entre todos los individuos de ambas especies.

El análisis Neighbor-Joining (N-J) apoyó, en general, lo encontrado con el software Structure ( $K = 3$ ) y el PCoA. Sin embargo, el N-J también mostró evidencias de que la variedad local Chayamansa se compone de dos clones y no solo de uno, como lo reportó Ross-Ibarra (2003). El PCoA ya sugería evidencias de la existencia de dos clones en Chayamansa al mostrar un desfase muy ligero en donde, en lugar de observarse un rombo rojo, se observa un rectángulo rojo ligeramente inclinado (Fig. 4). En comparación con el PCoA, el N-J es un método de agrupamiento que permite visualizar discontinuidades (grupos), lo cual permitió detectar más fácilmente la presencia de dos clones en la variedad local Chayamansa. Para el caso de la uva (*Vitis vinifera*), especie que ha sido propagada durante miles de años de manera clonal, ha sido relativamente fácil detectar la variación genética entre diferentes cultivares, pero no así al nivel intra-cultivar; esta limitación está basada en la variabilidad baja esperada y en que los marcadores moleculares aplicados al estudio de este cultivo han mostrado baja resolución al abordar la diversidad genética intra-cultivar (Gaut *et al.*, 2018). Una explicación similar puede ayudar a entender por qué Ross-Ibarra (2003), usando pocos loci de isoenzimas, reportó solo un clon para la variedad local Chayamansa y dos clones para la variedad local Redonda, aún cuando su estudio abarcó un muestro geográfico más amplio y un número mayor de individuos de la variedad Redonda (Península de Yucatán y 10 individuos de Redonda) con respecto al presente trabajo (estado de Yucatán y solo dos individuos de Redonda). Es probable que el uso de marcadores ISSR en un muestro que abarque toda el área de distribución de la Chaya, logre detectar un número mayor de clones en estas variedades locales de Chaya, a los reportados hasta ahora.

Los resultados del AMOVA jerárquico y la comparación de distancias genéticas no sesgadas de Nei también apoyaron la existencia de tres grupos principales: el primero mostrando que el 90% de la variación total está entre los tres taxa estudiados (Chaya, *Cnidocolus aconitifolius* y *C. souzae*), el segundo mostrando valores altos de distancias genéticas entre estos taxa. La distancia genética menor entre la Chaya y *C. aconitifolius* apoya su status taxonómico (Breckon, 1975; Maya-Lastra y Steinmann, 2018, 2019). La colecta de solo dos individuos de la variedad local Redonda, no permitió incorporar a esta variedad como un grupo taxonómico diferente, aspecto que habría enriquecido los resultados del presente trabajo.

Entre los factores principales que afectan los patrones de diferenciación genética en las especies está el modo de reproducción; en particular, la propagación vegetativa tiene profundas consecuencias en la estructura genética de las poblaciones (Hamrick y Godt, 1997). En el caso particular de las especies domesticadas con propagación vegetativa, los individuos con rasgos deseables pueden dar como resultado tasas de cambio rápidas porque estos pueden seleccionarse y reproducirse de forma idéntica y en grandes cantidades (McKey *et al.*, 2010), favoreciendo así la diferenciación genética entre estas y sus parientes silvestres. En el caso de la Chaya, entre las principales características seleccionadas están una cantidad mayor de ramas y hojas, y una menor pilosidad (Munguía-Rosas *et al.*, 2019). Esta diferenciación genética puede incrementarse aún más en plantas domesticadas que muestran alteraciones en sus mecanismos

de floración y fructificación, los cuales pueden disminuir las oportunidades de entrecruzamiento; en particular, los cultivos crecidos por sus partes vegetativas exhiben la disrupción más drástica de sus sistemas de floración y fructificación (Zohary, 2004) y la Chaya es un ejemplo de esto (Ross-Ibarra, 2003). También, se ha señalado que cuando las personas han utilizado preferentemente el modo de reproducción vegetativo, algunas plantas cultivadas pierden parcial o completamente su capacidad de reproducirse sexualmente a través de la acumulación de características genéticas (por ejemplo: floración asincrónica, mutaciones somáticas, supresión de semillas y poliploidía) (Denham *et al.*, 2020); ejemplo de esto son especies como el ñame (*Dioscoria alata*; Alexander y Coursey, 1969) y el enset (*Ensete ventricosum*; Borrell *et al.*, 2019).

La diferenciación genética observada en este trabajo no concuerda con la evidencia morfológica, la cual ha mostrado individuos de Chaya parecidos a *Cnidocolus aconitifolius* (Munguía-Rosas *et al.*, 2019) y a *C. multilobus* (Cifuentes *et al.*, 2010). Aunque se señala comúnmente que la Chaya no produce polen ni semillas (Ross-Ibarra, 2003), se ha reportado la generación de estas estructuras en algunas plantas de Chaya (Cifuentes *et al.*, 2010; Munguía-Rosas *et al.*, 2019), abriendo con ello la posibilidad de un flujo genético potencial entre la Chaya y sus parientes silvestres. Sin embargo, recientemente Munguía-Rosas y Jácome-Flores (2020) reportaron un aislamiento reproductivo casi completo entre la Chaya y *C. aconitifolius* silvestre que crecen en simpatria. Estos autores encontraron que las barreras de aislamiento reproductivo exhibieron cierto grado de asimetría; por un lado, la falta de polen fue un rasgo clave para alcanzar el nivel de aislamiento observado, particularmente en la dirección de plantas domesticadas a silvestres; en la dirección opuesta, mientras que el fracaso para dar fruto fue la única barrera, este fue lo suficientemente fuerte como para lograr un aislamiento reproductivo completo. Así, el flujo genético silvestre-domesticado parece no explicar la existencia de los fenotipos intermedios reportados, al menos aquellos entre la Chaya y *C. aconitifolius*. Munguía-Rosas *et al.* (2019) no reportaron la existencia de variedades de Chaya, lo que hace suponer que Munguía-Rosas y Jácome-Flores (2020) no incluyeron en su estudio a la variedad local Redonda, lo cual podría haber ayudado a explicar la ancestría compartida de esta variedad local con *C. aconitifolius* encontrada en el presente trabajo. Otra posible explicación de la existencia de fenotipos intermedios de Chaya es una asignación incorrecta de las plantas de *C. aconitifolius*; al respecto, Ross-Ibarra (2003) señaló que las variedades locales de Chaya conocidas como Estrella y Picuda, aunque colectadas en huertos familiares, son fenotipos que se asemejan más a *C. aconitifolius*.

### Diversidad genética

La Chaya mostró una diversidad genética muy baja, la cual se acercó a cero cuando se eliminaron del análisis los dos individuos de la variedad local Redonda. Estos resultados van de acuerdo con la existencia de solo dos clones en la variedad local Chayamansa y de dos clones en la variedad local Redonda. Euan y Acanceh fueron las poblaciones con valores más altos diversidad genética, la colecta de individuos de la variedad local Redonda que presenta ancestría compartida con *Cnidocolus aconitifolius* en estas dos poblaciones, podría explicar este resultado. Una diversidad genética mayor se observó en *C. aconitifolius* y *C. souzae*, a pesar del tamaño de muestra pequeño analizado en ambos taxa. El modo de reproducción es un factor que puede reducir fuertemente los niveles de diversidad genética de las especies (Abbo *et al.*, 2014; Hamrick y Godt, 1997). La reproducción clonal por esquejes de la Chaya (Ross-Ibarra y Molina-Cruz, 2002), contrario a la reproducción sexual de *C. aconitifolius* y de *C. souzae* (Schikorr y Rodríguez, 2018), puede explicar las diferencias tan grandes en diversidad genética observadas en este trabajo. Otro factor que podría explicar estas diferencias en diversidad genética, al menos entre la Chaya y *C. aconitifolius*, es la existencia de un efecto fundador por domesticación (Ladizinsky, 1985). Al respecto, Ross-Ibarra (2003) reportó una reducción fuerte en diversidad genética en la Chaya, explicando sus resultados con la existencia de un efecto fundador por domesticación en esta especie. Para la Chaya, la combinación de ambos factores (efecto fundador por domesticación y reproducción clonal) son la explicación

más probable de sus niveles bajos de diversidad genética. Tomando en cuenta que el tamaño de muestra considerado para *C. aconitifolius* y *C. souzae* fue muy pequeño en comparación con el empleado en la Chaya, los valores en diversidad genética encontrados en estas dos especies silvestres deben ser tomados con mucha precaución, hasta que se realicen nuevos estudios que abarquen un tamaño de muestra mayor y geográficamente más representativo. Sin embargo, al ser los primeros valores de diversidad genética reportados para ambas especies, estos pueden ser tomados como base para reconocer el valor potencial de los parientes silvestres de la Chaya (Hajjar & Hodgkin, 2007; Ford-Lloyd *et al.*, 2011).

Ross-Ibarra (2003), usando 12 loci de isoenzimas, reportó valores mayores de diversidad genética ( $H_E$ ) para Chayamansa, Redonda y *C. aconitifolius* (0.2, 0.225, 0.3, respectivamente) a los encontrados en el presente trabajo. Este autor también reportó la existencia de un solo clon para la variedad local Chayamansa; sin embargo, su valor de  $H_E$  reportado para esta variedad fue muy alto en comparación al encontrado por nosotros, el cual fue muy cercano a cero. Estas diferencias tan grandes en  $H_E$  reportadas en ambos trabajos podrían ser el resultado del tipo de marcador molecular empleado en cada estudio. En comparación a los marcadores co-dominantes (p. ej. isoenzimas), se ha señalado que los marcadores dominantes (p. ej. ISSR) no calculan directamente las frecuencias alélicas y con ello no estiman correctamente los valores de heterocigosidad (Lynch y Milligan, 1994). Sin embargo, también ya se ha demostrado que el uso de un número alto de loci (Kimberling *et al.*, 1996) y el empleo de métodos bayesianos robustos (Kremer *et al.*, 2005) compensan estas limitaciones (Martínez-Castillo *et al.*, 2008). Cifuentes *et al.* (2010) caracterizaron cuatro variedades de Chaya de Guatemala usando marcadores AFLPs, reportando una similitud genética del 25-35% entre variedades y del 50-60% dentro de las variedades. Estos valores indican una variación genética media; sin embargo, debido a que Cifuentes *et al.* (2010) no reportaron valores de diversidad genética para cada una de las variedades locales evaluadas, no fue posible comparar sus resultados con los nuestros.

La reducción de la diversidad genética en especies cultivadas perennes con reproducción clonal, en comparación a sus parientes silvestres, es un hallazgo que ha sido reportado comunmente en diferentes revisiones sobre el tema (McKey *et al.*, 2010; Miller & Gross, 2011; Denham *et al.*, 2020). Dos cultivos propagados por esquejes que pueden servir de como punto de comparación con la Chaya son el taro [*Colocasia esculenta* (L.) Schott] y la yuca (*Manihot esculenta* subsp. *esculenta* Crantz). Kreike, *et al.* (2004), usando marcadores dominantes AFLP, reportaron diversidad genética mayor en las poblaciones silvestres de taro colectadas en Tailandia ( $H_E=0.19$ ) en comparación a la encontrada en las poblaciones cultivadas ( $H_E=0.007$ ). Por su parte, Olsen y Schaal (2001), usando cinco loci de microsatélites, reportaron que la variación genética de la yuca es solo un subconjunto de la encontrada en sus parientes silvestres ya que, de los 73 alelos encontrados con los cinco loci, solo 15 alelos se hallaron en este cultivo.

## CONCLUSIONES

La Chaya presentó una diversidad genética muy baja; Chayamansa fue la variedad local de mayor distribución y la que posee una diversidad genética muy baja, mientras que Redonda fue una variedad local poco abundante pero que posee una diversidad genética mayor. Los resultados de este trabajo indican que la Chaya está compuesta por al menos cuatro clones en el estado de Yucatán, dos de cuales pertenecen a la variedad local Chayamansa (y no solo uno como había sido reportado para la Península de Yucatán). Este trabajo también resaltó la importancia de realizar un programa de rescate y conservación de la variedad local Redonda, así como un estudio más profundo sobre su diversidad genética y su relación con *Cnidocolus aconitifolius*. Aunque solo se caracterizaron pocos individuos de *C. aconitifolius* y *C. souzae*, estas especies presentaron valores altos de diversidad genética en comparación a la Chaya, lo que resalta su importancia como reservorios genéticos para futuros programas de mejoramiento de la Chaya.

## LITERATURA CITADA

- Abbo, S., Pinhasi van-Oss, R., Gopher, A., Saranga, Y., Ofner, I., & Peleg, Z. (2014). Plant domestication versus crop evolution: A conceptual framework for cereals and grain legumes. *Trends in Plant Science*, 19(6), 351–360. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2013.12.002>
- Alexander, J., & Coursey, D. G. (1969). The origins of yam cultivation. In *The domestication and exploitation of plants and animals*. (pp. 405–425). Gerald Duckworth & Co., London.
- Bassam, B. J., Caetano-Anollés, G., & Gresshoff, P. M. (1991). Fast and sensitive silver staining of DNA in polyacrylamide gels. *Analytical Biochemistry*, 196(1), 80–83. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(91\)90120-I](https://doi.org/10.1016/0003-2697(91)90120-I)
- Borrell, J. S., Biswas, M. K., Goodwin, M., Blomme, G., Schwarzacher, T., Heslop-Harrison, J. S. (Pat), ... Wilkin, P. (2019). Enset in Ethiopia: a poorly characterized but resilient starch staple. *Annals of Botany*, 123(5), 747–766. <https://doi.org/10.1093/aob/mcy214>
- Breckon, G. J. (1975). *Cnidoscolus, section calyptosolen (Euphorbiaceae) in Mexico and Central America*. University of California, Davis, California .
- Carnevali Fernández-Concha, G., Tapia-Muñoz, J. L., Duno de Stefano, R., & Ramírez-Morillo, I. M. (2010). *Flora ilustrada de la península de Yucatán: listado florístico*. Mérida, Yucatán: Centro de Investigación Científica de Yucatán, A. C.
- Cifuentes, R., Poll, E., Bresanni, R., Yurrita, R., & Poll, E.-M. (2010). Caracterización botánica, molecular, agronómica y química de los cultivares de Chaya (*Cnidoscolus aconitifolius*) de Guatemala . *Revista Del Valle de Guatemala*, 21, 34–49.
- Culley, T. M., & Wolfe, A. D. (2001). Population genetic structure of the cleistogamous plant species *Viola pubescens* Aiton (Violaceae), as indicated by allozyme and ISSR molecular markers. *Heredity*, 86(5), 545–556. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2540.2001.00875.x>
- Dempewolf, H., Eastwood, R. J., Guarino, L., Khoury, C. K., Müller, J. V., & Toll, J. (2014). Adapting Agriculture to Climate Change: A Global Initiative to Collect, Conserve, and Use Crop Wild Relatives. *Agroecology and Sustainable Food Systems*, 38(4), 369–377. <https://doi.org/10.1080/21683565.2013.870629>
- Denham, T., Barton, H., Castillo, C., Crowther, A., Dotte-Sarout, E., Florin, S. A., ... Fuller, D. Q. (2020). The domestication syndrome in vegetatively propagated field crops. *Annals of Botany*, 125(4), 581–597. <https://doi.org/10.1093/aob/mcz212>
- Earl, D. A., & vonHoldt, B. M. (2012). STRUCTURE HARVESTER: a website and program for visualizing STRUCTURE output and implementing the Evanno method. *Conservation Genetics Resources*, 4(2), 359–361. <https://doi.org/10.1007/s12686-011-9548-7>
- Ebel, R., de Jesús Méndez Aguilar, M., Castillo Cocom, J. A., & Kissmann, S. (2019). Genetic Diversity in Nutritious Leafy Green Vegetable—Chaya (*Cnidoscolus aconitifolius*). In D. Nandwani (Ed.), *Genetic diversity in horticultural plants* (Vol. 22, pp. 161–189). [https://doi.org/10.1007/978-3-319-96454-6\\_6](https://doi.org/10.1007/978-3-319-96454-6_6)
- Echevarría-Machado, I., Sánchez-Cach, L. A., Hernández-Zepeda, C., Rivera-Madrid, R., & Moreno-Valenzuela, O. A. (2005). A Simple and Efficient Method for Isolation of DNA in High Mucilaginous Plant Tissues. *Molecular Biotechnology*, 31(2), 129–135. <https://doi.org/10.1385/MB:31:2:129>
- Evanno, G., Regnaut, S., & Goudet, J. (2005). Detecting the number of clusters of individuals using the software structure: a simulation study. *Molecular Ecology*, 14(8), 2611–2620. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2005.02553.x>
- Fan, D., & Zhou, C. (2010). Chaya (*Cnidoscolus* spp.) Leaves: Antinutritional Factor Analysis and Effect of Treatment Processing on Cyanogenic Glycosides Content . *Food Science*, 31(3), 113. <https://doi.org/10.7506/SPKX1002-6300-201003025>
- FAO. (2009). International treaty on plant genetic resources for food and agriculture.
- Ford-Lloyd, B. V., Schmidt, M., Armstrong, S. J., Barazani, O., Engels, J., Hadas, R., ... Maxted, N. (2011). Crop Wild Relatives—Undervalued, Underutilized and under

- Threat? *BioScience*, 61(7), 559–565. <https://doi.org/10.1525/bio.2011.61.7.10>
- Galluzzi, G., & López-Noriega, I. (2014). Conservation and use of genetic resources of underutilized crops in the Americas-A continental analysis. *Sustainability (Switzerland)*, 6(2), 980–1017. <https://doi.org/10.3390/su6020980>
- Gaut, B. S., Seymour, D. K., Liu, Q., & Zhou, Y. (2018). Demography and its effects on genomic variation in crop domestication. *Nature Plants*, 4(8), 512–520. <https://doi.org/10.1038/s41477-018-0210-1>
- Hajjar, R., & Hodgkin, T. (2007). *The use of wild relatives in crop improvement: A survey of developments over the last 20 years*. <https://doi.org/10.1007/s10681-007-9363-0>
- Hamrick, J. L., & Godt, M. J. W. (1997). Effects of life history traits on genetic diversity in plant species. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 351(1345), 1291–1298. <https://doi.org/10.1098/rstb.1996.0112>
- Kimberling, D. N., Ferreira, A. R., Shuster, S. M., & Keim, P. (1996). RAPD marker estimation of genetic structure among isolated northern leopard frog populations in the southwestern USA. *Molecular Ecology*, 5(4), 521–529. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.1996.tb00344.x>
- Kreike, C. M., Van Eck, H. J., & Lebot, V. (2004). Genetic diversity of taro, *Colocasia esculenta* (L.) Schott, in Southeast Asia and the Pacific. *Theoretical and Applied Genetics*, 109(4), 761–768. <https://doi.org/10.1007/s00122-004-1691-z>
- Kremer, A., Caron, H., Cavers, S., Colpaert, N., Gheysen, G., Gribel, R., ... Salgueiro, F. (2005). Monitoring genetic diversity in tropical trees with multilocus dominant markers. *Heredity*, 95(4), 274–280. <https://doi.org/10.1038/sj.hdy.6800738>
- Ladizinsky, G. (1985). Founder effect in crop-plant evolution. *Economic Botany*, 39(2), 191–199. <https://doi.org/10.1007/BF02907844>
- Lynch, M., & Milligan, B. G. (1994). Analysis of population genetic structure with RAPD markers. *Molecular Ecology*, 3(2), 91–99. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.1994.tb00109.x>
- Markus, V., Abbey, P. A., Yahaya, J., Zakka, J., Yatai, B. K., & Oladeji, M. (2016). An Underexploited Tropical Plant with Promising Economic Value and the Window of Opportunities for Researchers: *Cnidocolus aconitifolius*. *American Journal of Food Science and Nutrition Resources*, 3(6), 187. <https://doi.org/7440256>
- Martínez-Castillo, J., Colunga-GarcíaMarín, P., & Zizumbo-Villarreal, D. (2008). Genetic erosion and in situ conservation of Lima bean (*Phaseolus lunatus* L.) landraces in its Mesoamerican diversity center. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 55(7), 1065–1077. <https://doi.org/10.1007/s10722-008-9314-1>
- Martínez-Castillo, Jaime. (2005). *Diversidad intraespecífica de Phaseolus lunatus L. e intensificación de la agricultura tradicional en la Península de Yucatán, México* (Tesis de Doctorado, Centro de Investigación Científica de Yucatán, A. C). Retrieved from <https://cicy.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1003/306>
- Maya-Lastra, C. A., & Steinmann, V. W. (2018). A nomenclator of *cnidoscolus* (Euphorbiaceae). *Phytotaxa*, 346(1), 1–30. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.346.1.1>
- Maya-Lastra, C. A., & Steinmann, V. W. (2019). Evolution of the untouchables: Phylogenetics and classification of *Cnidocolus* (Euphorbiaceae). *TAXON*, 68(4), 692–713. <https://doi.org/10.1002/tax.12093>
- McKey, D., Elias, M., Pujol, M. E., & Duputié, A. (2010). The evolutionary ecology of clonally propagated domesticated plants. *New Phytologist*, 186(2), 318–332. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2010.03210.x>
- Meirmans, P. G. (2015). Seven common mistakes in population genetics and how to avoid them. *Molecular Ecology*, 24(13), 3223–3231. <https://doi.org/10.1111/mec.13243>
- Miller, A. J., & Gross, B. L. (2011). From forest to field: Perennial fruit crop domestication. *American Journal of Botany*, 98(9), 1389–1414. <https://doi.org/10.3732/ajb.1000522>
- Moises Sanchez-Hernandez, I., Patricia Barragan-Alvarez, C., Torres-Gonzalez, O. R., & Padilla-Camberos, E. (2017). Nutraceutical Potential of *Cnidocolus aconitifolius*. *ARC Journal of Nutrition and Growth*, 3(2), 2455–2550. <https://doi.org/10.20431/2455-2550.0302005>

**Recibido:**  
10/agosto/2020

**Aceptado:**  
8/febrero/2021

- Molina-Cruz, A., Curley, L., & Bressani, R. (1997). Redescubriendo el valor nutritivo de las hojas de chaya (*Cnidoscolus aconitifolius*; Euphorbiaceae). *Ciencia En Acción, Universidad Del Valle de Guatemala*, 3, 1–4.
- Moura, L. F. W. G., da Silva Neto, J. X., Lopes, T. D. P., Benjamin, S. R., Brito, F. C. R., Magalhães, F. E. A., ... Guedes, M. I. F. (2019, January 1). Ethnobotanic, phytochemical uses and ethnopharmacological profile of genus *Cnidoscolus* spp. (Euphorbiaceae): A comprehensive overview. *Biomedicine and Pharmacotherapy*, 109, 1670–1679. <https://doi.org/10.1016/j.biopha.2018.10.015>
- Munguía-Rosas, M. A., Jácome-Flores, M. E., Bello-Bedoy, R., Solís-Montero, V., & Ochoa-Estrada, E. (2019). Morphological divergence between wild and cultivated chaya (*Cnidoscolus aconitifolius*) (Mill.) I.M. Johnst. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 66(7), 1389–1398. <https://doi.org/10.1007/s10722-019-00790-w>
- Munguía-Rosas, M. A., & Jácome-Flores, M. E. (2020). Reproductive isolation between wild and domesticated chaya (*Cnidoscolus aconitifolius*) in sympatry. *Plant Biology*, 22(5), 932–938. <https://doi.org/10.1111/plb.13140>
- Nei, M. (1978). Estimation of average heterozygosity and genetic distance from small number of individuals. *Genetics*, 89(3).
- Olsen, K. M., & Schaal, B. A. (2001). Microsatellite variation in cassava (*Manihot esculenta*, Euphorbiaceae) and its wild relatives: Further evidence for a southern Amazonian origin of domestication. *American Journal of Botany*, 88(1), 131–142. <https://doi.org/10.2307/2657133>
- Peakall, R., & Smouse, P. E. (2012). GenAlEx 6.5: genetic analysis in Excel. Population genetic software for teaching and research-an update. *Bioinformatics (Oxford, England)*, 28(19), 2537–2539. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/bts460>
- Perrier, X., & Jacquemoud-Collet, J. . (2006). DARwin. Retrieved October 30, 2017, from <http://darwin.cirad.fr/feedback.php>
- Pritchard, J. K., Stephens, M., & Donnelly, P. (2000). Inference of Population Structure Using Multilocus Genotype Data. *Genetics*, (155), 945–959. Retrieved from <http://>
- Ross-Ibarra, J. (2003). Origen y domesticación de la chaya (*Cnidoscolus aconitifolius* Mill I. M. Johnst): La espinaca Maya. *Estudios Mexicanos*, 19(2), 287–302. <https://doi.org/10.1525/msem.2003.19.2.287>
- Ross-Ibarra, J., & Molina-Cruz, A. (2002). The ethnobotany of chaya (*Cnidoscolus aconitifolius* ssp. *aconitifolius* Breckon): A nutritious Maya vegetable. *Economic Botany*, 56(4), 350–365. [https://doi.org/10.1663/0013-0001\(2002\)056\[0350:TEOCCA\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1663/0013-0001(2002)056[0350:TEOCCA]2.0.CO;2)
- Saitou, N., & Nei, M. (1987). The neighbor-joining method: a new method for reconstructing phylogenetic trees. *Molecular Biology and Evolution*, 4(4), 406–425. <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.molbev.a040454>
- Schikorr, F. (2017). Evidencia de la presencia de *Cnidoscolus urens* en la península de Yucatán, la chaya silvestre más urticante de todas. *Desde El Herbario CICY*, 9.
- Schikorr, F., & Rodríguez, J. (2018). El monoicismo dinámico escondido en el género *Cnidoscolus*. *Desde El Herbario*, 10, 25–28.
- Steinmann, V. W. (2002). Diversidad y endemismo de la familia Euphorbiaceae en México. *Acta Botanica Mexicana*, 61(61), 61–93.
- Vekemans, X. (2002). *AFLP-SURV 1.0 A program for genetic diversity analysis with AFLP (and RAPD) population data*. Belgium.
- Zhivotovsky, L. A. (1999). Estimating population structure in diploids with multilocus dominant DNA markers. *Molecular Ecology*, 8(6), 907–913. <https://doi.org/10.1046/j.1365-294X.1999.00620.x>
- Zietkiewicz, E., Rafalski, A., & Labuda, D. (1994). Genome fingerprinting by simple sequence repeat (SSR)-anchored polymerase chain reaction amplification. *Genomics*, 20(2), 176–183. <https://doi.org/10.1006/geno.1994.1151>
- Zohary, D. (2004). Unconscious selection and the evolution of domesticated plants. *Economic Botany*, 58(1), 5–10. [https://doi.org/10.1663/0013-0001\(2004\)058\[0005:USATEO\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1663/0013-0001(2004)058[0005:USATEO]2.0.CO;2)

**Polibotánica**

ISSN electrónico: 2395-9525

polibotanica@gmail.com

Instituto Politécnico Nacional

México

<http://www.polibotanica.mx>

# CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LOS VOLÁTILES DE *Tagetes nelsonii*

## CHEMICAL CHARACTERIZATION OF THE VOLATILES OF *Tagetes nelsonii*

**Cruz Flores, O.; M. Espinoza Ruiz, A. Santiesteban Hernández y L. Cruz-López.**

CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LOS VOLÁTILES DE *Tagetes nelsonii*.

CHEMICAL CHARACTERIZATION OF THE VOLATILES OF *Tagetes nelsonii*.

CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LOS VOLÁTILES DE *Tagetes nelsonii*.CHEMICAL CHARACTERIZATION OF THE VOLATILES OF *Tagetes nelsonii*.

Cruz Flores, O.;  
M. Espinoza Ruiz,  
A. Santiesteban Hernández  
y L. Cruz-López

CARACTERIZACION  
QUIMICA DE LOS  
VOLATILES DE  
*Tagetes nelsonii*.

CHEMICAL  
CHARACTERIZATION OF  
THE VOLATILES OF  
*Tagetes nelsonii*.

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 203-211. Enero 2021

DOI:

10.18387/polibotanica.51.13

O. Cruz Flores

M. Espinoza Ruiz

Facultad de Ciencias Químicas.

Universidad Autónoma de Chiapas. Tapachula, Chiapas, México.

A. Santiesteban Hernández

L. Cruz-López / [lcruz@ecosur.mx](mailto:lcruz@ecosur.mx)

El Colegio de la Frontera Sur,

Carretera Antigua Aeropuerto Km 2.5, Tapachula, Chiapas, México.

**RESUMEN:** Especies del género *Tagetes* (Asteraceae) han mostrado tener propiedades medicinales y biológicas muy importantes. Muchas especies de *Tagetes* son nativas de México, sin embargo, existen pocos estudios sobre la caracterización de sus volátiles. El objetivo del presente trabajo es caracterizar químicamente los volátiles de *Tagetes nelsonii* comúnmente conocida como “Chik chawa”, la cual es una planta utilizada en algunas regiones del estado de Chiapas, México para fines medicinales. Los volátiles de *T. nelsonii* fueron extraídos e identificados utilizando las técnicas de Microextracción en Fase Sólida (SPME) y Cromatografía de gases acoplada a Espectrometría de masas (GC-MS) respectivamente. Los compuestos biosintetizados por *T. nelsonii* son una mezcla de compuestos terpénicos. Los compuestos mayoritarios son (*E*)-tagetona (43-9%) y dihidrotagetona (20.7%), seguidos por trans- $\beta$ -ocimeno, eucaliptol, limoneno y  $\beta$ -cubebeno. *T. nelsonii* contiene compuestos fragantes como,  $\alpha$  y  $\beta$ -pineno, trans- $\beta$ -ocimeno, limoneno, linalool, (*E*) y (*Z*)-tagetona, dihidrotagetona y cis y trans-tagetona con potencial para ser usados como cosméticos y farmacéuticos y para resolver problemas de plagas de insectos de las plantas como repelentes.

**Palabras claves:** *Tagetes*, *Tagetes nelsonii*, terpenos, SPME, GC-MS.

**ABSTRACT:** Species of the genus *Tagetes* (Asteraceae) have shown important medicinal and biological properties. Many *Tagetes* species are native from Mexico, however, there are few studies on their volatiles. The objective of the present study is to characterize the volatiles of *Tagetes nelsonii* Greenm commonly known as “Chik chawa”, which is a plant used in some regions of Chiapas State, Mexico for medicinal purposes. Our work was focused to extract and to identify the *T. nelsonii* volatiles using Solid Phase Microextraction (SPME) and Gas Chromatography-Mass Spectrometry (GC-MS) respectively. The compounds biosynthesized by *T. nelsonii* are a mixture of terpenes. The major volatile components are (*E*)- $\beta$ -tagetone (43-9%) and dihydrotagetone (20.7%), followed by trans- $\beta$ -ocimene, eucalyptol, limonene and  $\beta$ -cubebene. *T. nelsonii* contains fragrant compounds as  $\alpha$  and  $\beta$ -pinene, trans- $\beta$ -ocimene, limonene, linalool, (*E*) and (*Z*)-tagetones, dihydrotagetone and cis and trans-tagetone with potential to be used for cosmetic, pharmaceutical purposes and to help to control insect pest of plant problems.

**Key words:** *Tagetes*, *Tagetes nelsonii*, terpenes, SPME, GC-MS.

## INTRODUCCIÓN

México es considerado como el centro de origen y diversidad del género *Tagetes* con cerca de 50 especies (García-Sánchez *et al.*, 2012; Strother, 1977). Varias especies del género *Tagetes* (Asteraceae) han mostrado tener propiedades bactericidas (Arenas, López, Alvarez, Llano, & Loke, 2004; Espinoza-Ruíz, Palomeque-Rodas, Salazar-Sandoval, Domínguez-Arrevillaga, & Canseco-Ávila, 2009; Souza, Avancini, & Wiest, 2000), fungicidas (Romagnoli *et al.*, 2005; Zygadlo, Guzman, & Grosso, 1994), nematocidas (Ball-Coelho, Bruin, Roy, & Riga, 2003; Reynolds, Potter, & Ball-Coelho, 2000), acaricidas (Eguaras *et al.*, 2005) incluso insecticidas para varias plagas de insectos incluyendo al piojo de la cabeza (Cestari, Sarti, Waib, & Branco Jr., 2004), gorgojos de granos almacenados (D. K. Weaver *et al.*, 1994; David K. Weaver *et al.*, 1997), áfidos (Serrato-Cruz, Díaz-Cedillo, & Barajas-Pérez, 2008; Tomova, Waterhouse, & Doberski, 2005; Tripathi, Upadhyay, Bhuiyan, & Bhattacharya, 2009), moscas blancas (Camarillo R, Ortega A, Serrato C, & Rodríguez H, 2009), dípteros (Nivsarkar, Cherian, & Padh, 2001; Perich, Wells, Bertsch, & Tredway, 1994), entre otros.

Las propiedades antes mencionadas se debe a que las especies de *Tagetes* poseen una gran variedad de compuestos como el *trans*-anetol, alilanol,  $\beta$ -cariofileno y tagetona, que son tóxicos y repelentes para insectos (Saxena & Srivastava 1973; Camarillo R. *et al.*, 2009; Cestari *et al.*, 2004; Tomova *et al.*, 2005; Tripathi *et al.*, 2009; D. K. Weaver *et al.*, 1994).

Muchas especies de *Tagetes* son nativas de México, sin embargo, existen pocos estudios sobre los volátiles de especies mexicanas de este género. Entre estas se encuentra *Tagetes erecta* la cual contiene 1,8-cineol,  $\alpha$ -pineno, limoneno,  $\alpha$ -terpineol, piperitona, piperitenona, oxido de piperitenona y sabineno como el principal componente (Krishna, Mallavarapu, & Ramesh, 2004; Ogunwande & Olawore, 2006). Otra especie mexicana es *Tagetes parryi* en la cual se identificaron: canfeno (96%), 3,6,6-trimetil-2-norpinanol (91 %), anisol (60 %), 4-isopropil-1-metil-2-ciclohexenol (50%), cineol (48%), eugenol (14%) y  $\alpha$ -terpineol (12%) (Díaz-Cedillo & Serrato-Cruz, 2011). Para *Tagetes lacera* se identificaron 6 compuestos principales: (*E*)-tagetona (26.2%), crisantenona (24.8%), verbenona (22.1%),  $\alpha$ -tujeno (20.5%),  $\beta$ -pineno (3.1%) y  $\alpha$ -pineno (1.9%) (Díaz-Cedillo, Serrato-Cruz, Arce-Montoya, & León-De La Luz, 2012) y *Tagetes coronopifolia*, la cual contiene cuatro compuestos mayoritarios en tallo y hoja: verbenona, crisantenona, 2-oxo-decanoato de metilo y 6,6-dimetil-2-metil-biciclo [3.1.1] heptan-3-ona, dos de ellos también presentes en la cabezuela (Díaz-Cedillo, Serrato-Cruz, de la Cruz-Marcial, Sánchez-Alonso, & López-Morales, 2013).

*Tagetes nelsonii* es un especie Mexicana que se encuentra en el municipio de San Cristóbal de Las Casas, localizado en el estado de Chiapas, México. Los habitantes de esa región tradicionalmente utilizan las hojas frescas de esta planta conocida comúnmente como “Chik chawa”, las maceran o licuan y el líquido filtrado lo toman durante un periodo de 8 días para el tratamiento empírico de las diarreas, dolor de cabeza y fiebre, por lo cual los pobladores la han adoptado como una planta medicinal (Espinoza-Ruíz *et al.*, 2009). La migraña también es tratada por los shamanes Tzentaes de los altos de Chiapas con un extracto de *T. nelsonii* (Carod-Artal & Vázquez-Cabrera, 2007).

Con el fin de extender el conocimiento de los volátiles de las especies mexicanas de *Tagetes*, el objetivo del presente trabajo es investigar los volátiles de *Tagetes nelsonii*, Chiapas, México.

## MÉTODOS

### Colecta de material vegetal

Las muestras de *Tagetes nelsonii* se recolectaron en la colonia Fátima de la Ciudad de San Cristóbal de las Casas, durante septiembre y octubre de 2013. Se realizó su caracterización

botánica con el número de registro 38718 en el Instituto de Historia Natural y Ecología del Estado de Chiapas, México.

#### Microextracción en Fase Sólida

En un matraz erlenmeyer de 200 ml se colocaron 200 gr hojas frescas de la planta y se cubrió con papel aluminio. Se insertó en el frasco una fibra de Microextracción de Fase Sólida (SPME) con (polidimetilsiloxano y divinilbenceno, Supelco, Toluca, México). La fibra estuvo expuesta por 20 seg y luego fue introducida al inyector del sistema de Cromatografía de Gases y Espectrometría de Masas (GC-MS). (Salazar Sandoval *et al.*, 2007). Se analizaron 6 muestras.

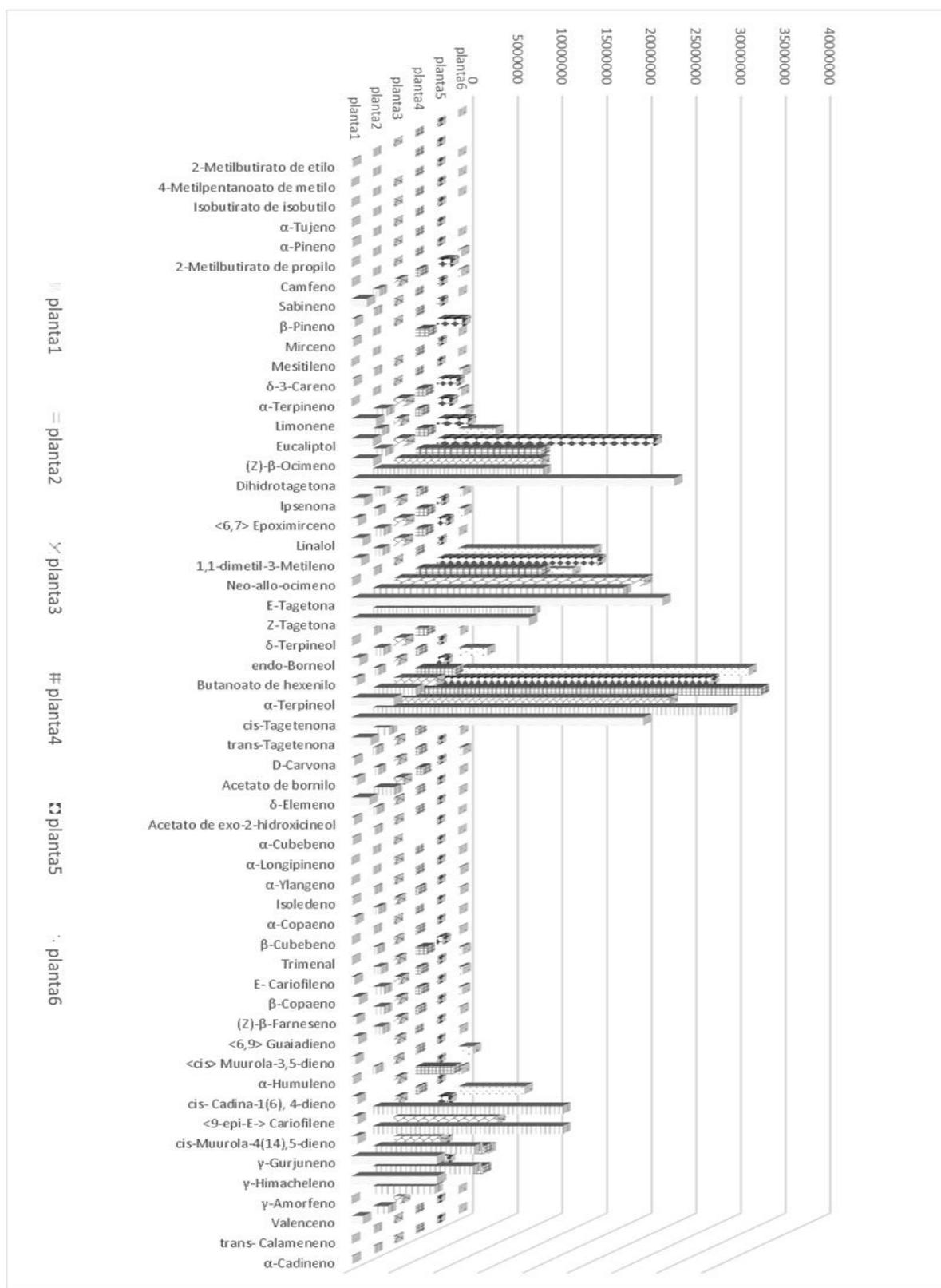
#### Identificación de volátiles por GC-MS

La caracterización química de los volátiles se realizó con un cromatógrafo de gases acoplado a un espectrómetro de masas (GC-MS Varian Star model CP-3800 GC, Palo Alto, CA, USA). Se utilizó una columna capilar FactorFour VF-5MS, de 30 mm de longitud con 250 micrones de diámetro interno (Varian, Palo Alto, CA, USA). La temperatura del horno de la columna fue programada con una temperatura inicial de 50 °C por 2 min y posteriormente 280 °C durante 10 min. El incremento de la temperatura fue de 15 °C/min, con helio como gas acarreador a un flujo constante de 1mL/min. La temperatura del inyector fue de 250 °C. El análisis por impacto electrónico con un haz de electrones de 70-eV para la ionización. La identificación de los compuestos se efectuó mediante la comparación del tiempo de retención y el espectro de masas con la biblioteca espectral NIST 2002. Una solución estándar de hidrocarburos (C12-C60) se inyectó para determinar los índices de retención (IR) de los compuestos identificados. La abundancia relativa (%) de los componentes fue calculada considerando el área de los picos de todos los compuestos.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los volátiles encontrados en *T. nelsonii* se muestran en la figura 1 y tabla 1. Los compuestos identificados en los volátiles de *T. nelsonii* son una mezcla de compuestos terpénicos. Se caracterizaron 56 compuestos. Los compuestos principales incluye una mezcla de monoterpenos: dihidrotagetona (12.66%), (*E*)- $\beta$ -tagetona (15.31%), (*Z*)- $\beta$ -tagetona (10.34%) y *cis*-tagetenone (24.95%) seguidos por limoneno (1.05 %), *trans*- $\beta$ -ocimeno (1.22%),  $\alpha$ -terpineol (2.53%) y una mezcla de sesquiterpenos: 9-*epi*-(*E*)-cariofileno, *cis*-muurolo-4(14),5-dieno,  $\gamma$ -gurjuneno,  $\gamma$ -himacheleno y  $\gamma$ -morfeno. El resto de los compuestos observados están presentes en cantidades en el rango de 0.01% a 0.96% (por ejemplo:  $\alpha$ -pineno, mirceno, mesitileno,  $\alpha$ -terpineno, eucaliptol, linalool y  $\beta$ -copaeno).

El compuesto mayoritario *cis*-tagetenona el cual se ha identificado en varias especies de *Tagetes*: *T. caracasana*, *T. patula* y *T. subulata* (Armas *et al.*, 2012), *T. minuta* (Hethelyi *et al.* 1988), *T. lemmonii* (Turker & Maciarello 1996). El otro compuesto mayoritario (*E*)-tagetona se ha registrado en varias especies de *Tagetes*. En algunas especies este compuesto al igual que *T. nelsonii* se encuentra en grandes cantidades como en *T. terniflora* en el cual se ha reportado en un 27% (Stefanazzi, Gutierrez, Stadle, Bonini, & Ferrero, 2006) o en *T. lacera* (26.2%) (Díaz-Cedillo *et al.*, 2012). También se ha encontrado en cantidades más pequeñas en *T. minuta* (Shirazi *et al.* 2014), en *T. patula* y *T. zipaquinensis* (Cropwatch 2006). Los aceites de *Tagetes* con una gran cantidad de (*E*)-tagetona han mostrado un efecto biológico contra plagas y enfermedades (Saavedra *et al.* 2002; Stefanazzi *et al.*, 2006). El otro compuesto mayoritario dihidrotagetona en *T. nelsonii* también se ha identificado en varias especies de *Tagetes*. Por ejemplo, en *T. minuta*, y *T. patula* (Krishna, Mallavarapu, Kumar, & Ramesh, 2002; Moghaddam, Omidbiagi, & Sefidkon, 2007). Los compuestos tagetona junto con dihidrotagetona y las tagetenonas le proporcionan a la mayoría de las plantas *Tagetes* el aroma agradable cuando se rompen los tallos, hojas o flores (Cropwatch 2006). Los otros monoterpenos como la  $\alpha$ -pineno, sabineno, linalool y *z*- $\beta$ -ocimeno son compuestos comunes en varias especies de *Tagetes* (Díaz-Cedillo *et al.*, 2012; Martínez *et al.*, 2009)-(Gakuubi *et al.* 2016).

Fig. 1. Compuestos volátiles de *T. nelsonii*.

**Tabla 1.** Abundancia (%) de los volátiles de producidos por *T. nelsonii*.

Pico	TR	IR	Compuesto	%	Promedio	EE
1	4.20	843	2-Metil-butirato de etilo	0.06	59283	29904
2	4.35	855	4-Metil-pentanoato de etilo	0.02	25351	5934
3	5.01	905	Isobutirato de isobutilo	0.01	18984	7272
4	5.21	920	$\alpha$ -Tujeno	0.03	47633	10388
5	5.32	929	$\alpha$ -Pinoeno	0.05	70125	24250
6	5.43	938	2-Metil-butirato de propilo	0.03	41827	9892
7	5.55	947	Camfeno	0.02	29058	11184
8	5.81	967	Sabineno	0.60	907629	240435
9	5.90	974	$\beta$ -Pinoeno	0.14	209953	61050
10	5.97	980	Mirceno	0.10	156391	48539
11	6.11	991	Mesitileno	0.96	1440414	558274
12	6.22	999	$\delta$ -3-Careno	0.09	142073	32014
13	6.35	1010	Terpineno	0.01	21514	3766
14	6.49	1022	Limoneno	1.05	1577925	326311
15	6.55	1024	Eucaliptol (1,8-cineol)	0.73	1095614	303717
16	6.61	1032	trans- $\beta$ -Ocimeno	1.22	1830694	393620
17	6.74	1038	Dihidrotagetona	12.66	19031231	4370748
18	7.10	1073	Ipsenona	0.69	1040747	148009
19	7.16	1078	6,7-Epoximirceno	0.34	516213	69858
20	7.26	1087	Linalool	0.68	1019945	169404
21	7.37	1096	1,1-dimetil-3-metileno	0.68	1021726	77422
22	7.58	1115	Neo-allo-ocimeno	0.08	116758	13352
23	7.81	1136	( <i>E</i> )-Tagetona	15.31	23014637	3445783
24	7.86	1141	( <i>Z</i> )-Tagetona	10.34	15541552	2093971
25	8.11	1164	$\delta$ -Terpineol	0.07	104740	13458
26	8.17	1170	endo-Borneol	0.66	995492	123082
27	8.29	1181	Butanoato de hexenilo	0.28	427303	77958
28	8.35	1186	$\alpha$ -Terpineol	2.53	3804588	644965
29	8.69	1215	cis-Tagetenona	24.95	37507700	4583301
30	8.74	1224	trans-Tagetenona	0.92	1388264	280499
31	9.14	1264	D-Carvona	0.19	285623	42636
32	9.22	1272	Acetato de bornilo	0.28	415495	87883
33	9.66	1316	$\delta$ -Elemeno	0.78	1167974	356171
34	9.70	1321	Acetato de exo-2-hidroxicineol	0.15	226437	54841
35	9.79	1330	$\alpha$ -Cubebeno	0.10	143587	30575
36	9.88	1340	$\alpha$ -Longipinoeno	0.02	23365	4157
37	10.03	1356	$\alpha$ -Ylangeno	0.04	54964	21851
38	10.09	1362	Isoledeno	0.08	120772	24978

39	10.18	1373	$\alpha$ -Copaeno	0.24	359337	82067
40	10.23	1377	$\beta$ -Cubebeno	0.06	92984	31091
41	10.28	1382	(Z)-Trimenal	0.13	191497	63939
42	10.51	1409	(E)-Cariofileno	0.41	620183	164513
43	10.59	1416	$\beta$ -Copaeno	0.46	687112	161620
44	10.64	1422	(Z)- $\beta$ -Farneseno	0.41	618366	153754
45	10.71	1431	6,9-Guaiadieno	0.38	564724	143243
46	10.79	1439	cis-Muurola-3,5-dieno	0.20	303922	89328
47	10.84	1444	$\alpha$ -Humuleno	0.13	190602	37709
48	10.88	1449	cis-Cadina-1(6),4-dieno	0.96	1439976	688026
49	10.95	1457	9-epi-(E)-Cariofileno	2.59	3890548	3471756
50	11.04	1467	cis-Muurola-4(14),5-dieno	5.80	8718467	3100846
51	11.11	1475	$\gamma$ -Gurjuneno	4.14	6226310	1660643
52	11.16	1481	$\gamma$ -Himacheleno	3.90	5864328	1725233
53	11.22	1487	$\gamma$ -Amorfeno	2.52	3790198	1373163
54	11.29	1495	Valenceno	0.63	940569	219497
55	11.35	1502	trans-Calameneno	0.04	62180	15768
56	11.47	1517	$\alpha$ -Cadineno	0.07	106650	24990

## CONCLUSIONES

Los compuestos biosintetizados por *T. nelsonii* son una mezcla de compuestos terpénicos. Los compuestos mayoritarios son (*E*)-tagetona (43-9%) y dihidrotagetona (20.7%), seguidos por trans- $\beta$ -ocimeno, eucaliptol, limoneno y  $\beta$ -cubebeno. *T. nelsonii* contiene compuestos fragantes como,  $\alpha$  y  $\beta$ -pineno, trans- $\beta$ -ocimeno, limoneno, linalool, (*E*) y (*Z*)-tagetona, dihidrotagetona y cis y trans-tagetona.

## AGRADECIMIENTOS

Este estudio fue apoyado por el Proyecto Consejo Nacional de Ciencias y Tecnología (CONACYT) INFR-2014-01(224846) por el financiamiento de un equipo GC-MS.

## LITERATURA CITADA

- Arenas, A., López, D., Alvarez, E., Llano, G., & Loke, J. (2004). Efecto de prácticas ecológicas sobre la población de *Ralstonia solanacearum* Smith, causante de Moko de plátano. *Fitopatología Colombiana*, 28(2), 76–80.
- Armas, K., Rojas, J., Rojas, L., & Morales, A. (2012). Comparative study of the chemical composition of essential oils of five *Tagetes* species collected in Venezuela. *Natural product communications*, 7, 1225-6.
- Ball-Coelho, B., Bruin, A. J., Roy, R. C., & Riga, E. (2003). Forage pearl millet and marigold as rotation crops for biological control of root-lesion nematodes in potato. *Agronomy Journal*, 95(2), 282–292. <https://doi.org/10.2134/agronj2003.0282>
- Camarillo R, G., Ortega A, L. D., Serrato C, M. A., & Rodríguez H, C. (2009). Actividad biológica de *Tagetes filifolia* (Asteraceae) en *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera:

- Aleyrodidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 35(2), 177–184.
- Carod-Artal, F. J., & Vázquez-Cabrera, C. (2007). An anthropological study about headache and migraine in native cultures from Central and South America. *Headache*, 47(6), 834–841. <https://doi.org/10.1111/j.1526-4610.2007.00778.x>
- Cestari, I. M., Sarti, S. J., Waib, C. M., & Branco Jr., A. C. (2004). Evaluation of the potential insecticide activity of *Tagetes minuta* (Asteraceae) essential oil against the head lice *Pediculus humanus capitis* (Phthiraptera: Pediculidae). *Neotropical Entomology*, 33(6), 805–807.
- Cropwatch. 2006. *Tagetes* oil phototoxicity. Further clarifications. <http://www.cropwatch.org/tageteclarify.html>; última consulta: 15.VI.2011.
- Díaz-Cedillo, F., & Serrato-Cruz, M. A. (2011). Composición del aceite esencial de *Tagetes parryi* A. Gray. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 34(2), 145–148.
- Díaz-Cedillo, F., Serrato-Cruz, M. A., Arce-Montoya, M., & León-De La Luz, J. L. (2012). Composition of essential oil of *Tagetes lacera*, endemic plant from Baja California Sur, Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 83(2), 543–547.
- Díaz-Cedillo, F., Serrato-Cruz, M. A., de la Cruz-Marcial, J., Sánchez-Alonso, M. G., & López-Morales, V. (2013). Compuestos mayoritarios del aceite esencial en órganos de una población de *Tagetes coronopifolia* Willd. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 36(4), 405–411.
- Eguaras, M. J., Fuselli, S., Gende, L., Fritz, R., Ruffinengo, S. R., Clemente, G., Gonzalez, A., Bailac, P., & Ponzzi, M. I. (2005). An in vitro evaluation of *Tagetes minuta* essential oil for the control of the honeybee pathogens *Paenibacillus larvae* and *Ascosphaera apis*, and the parasitic mite *Varroa destructor*. *Journal of Essential Oil Research*, 17(3), 336–340. <https://doi.org/10.1080/10412905.2005.9698924>.
- Gakuubi, M., Wagacha, M., Dossaji, S., & Wanzala, W. (2016). Chemical composition and antibacterial activity of essential oils of *Tagetes minuta* (Asteraceae) against selected plant pathogenic bacteria. *International Journal of Microbiology*, 2016 (1), 1-10. [10.1155/2016/7352509](https://doi.org/10.1155/2016/7352509).
- García-Sánchez, F., López-Villafranco, Ma. E., Aguilar-Rodríguez, S., & Aguilar-Contreras, A. (2012). Etnobotánica y morfo-anatomía comparada de tres especies de *Tagetes* que se utilizan en Nicolás Romero, Estado de México. *Botanical Sciences*, 90(3), 221-232.
- Hethelyi, E., Danos, B., & Tetenyi, P. (1986). GC-MS analysis of the essential oils of four *Tagetes* species and the anti-microbial activity of *Tagetes minuta*. *Flavour and Fragrance Journal*, 1, 169-173.
- Krishna, A., Mallavarapu, G. R., Kumar, S., & Ramesh, S. (2002). Volatile oil constituents of the capitula, leaves and shoots of *Tagetes patula* L. *Journal of Essential Oil Research*, 14(6), 433–436. <https://doi.org/10.1080/10412905.2002.9699913>
- Krishna, A., Mallavarapu, G. R., & Ramesh, S. (2004). Composition of the essential oils of the leaves and flowers of *Tagetes erecta* L. *Journal of Essential Oil Research*, 16(6), 520–522. <https://doi.org/10.1080/10412905.2004.9698786>
- Martínez, R., Díaz, B., Vásquez, L., Compagnone, R. S., Tillett, S., Canelón, D. J., ... Suárez, A. I. (2009). Chemical composition of essential oils and toxicological evaluation of *Tagetes erecta* and *Tagetes patula* from Venezuela. *Journal of Essential Oil-Bearing Plants*, 12(4), 476–481. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2009.10643747>
- Moghaddam, M., Omidbiagi, R., & Sefidkon, F. (2007). Chemical composition of the essential oil of *Tagetes minuta* L. *Journal of Essential Oil Research*, 19(1), 3–4. <https://doi.org/10.1080/10412905.2007.9699213>
- Nivsarkar, M., Cherian, B., & Padh, H. (2001). Alpha-terthienyl: A plant-derived new generation insecticide. *Current Science*, 81(6), 667–672.
- Ogunwande, I. A., & Olawore, N. O. (2006). The Essential Oil from the Leaves and Flowers of “African Marigold,” *Tagetes erecta* L. *Journal of Essential Oil Research*, 18(4), 366–368. <https://doi.org/10.1080/10412905.2006.9699115>
- Perich, M. J., Wells, C., Bertsch, W., & Tredway, K. E. (1994). Toxicity of extracts from three *Tagetes* against adults and larvae of yellowfever mosquito and *Anopheles stephensi* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology*, 31(6), 833–837. <https://doi.org/10.1093/jmedent/31.6.833>

**Recibido:**  
2/agosto/2020

**Aceptado:**  
8/febrero/2021

- Reynolds, L. B., Potter, J. W., & Ball-Coelho, B. R. (2000). Crop rotation with *Tagetes* sp. is an alternative to chemical fumigation for control of root-lesion nematodes. *Agronomy Journal*, 92(5), 957–966. <https://doi.org/10.2134/agronj2000.925957x>
- Romagnoli, C., Bruni, R., Andreotti, E., Rai, M. K., Vicentini, C. B., & Mares, D. (2005). Chemical characterization and antifungal activity of essential oil of capitula from wild Indian *Tagetes patula* L. *Protoplasma*, 225(1–2), 57–65. <https://doi.org/10.1007/s00709-005-0084-8>
- Saavedra, N., Villa, C., Viturro, C., Molina, A., & Molina, S.G. (2002). Ensayo piloto de extracción de volátiles de *Tagetes terniflora* H.B.K. [http://www.efn.unc.edu.ar/otros/bibliocentro/index\\_archivos/31-Tagetes.pdf](http://www.efn.unc.edu.ar/otros/bibliocentro/index_archivos/31-Tagetes.pdf); última consulta: 12.IX.2010.
- Salazar-Sandoval, I., Santiesteban-Hernández, A., Velásquez-Valdés, G., & Cruz-López, L. (2007). Volatiles of mango var Ataulfo characterized by SPME and capillary GC/MS spectroscopy. *Journal of the Mexican Chemical Society*, 51, 145–147.
- Saxena, B.P., & Srivastava, J.B. 1973. *Tagetes minuta* L. oil- A new source of juvenile hormone mimicking substance. *Indian Journal of Experimental Biology*, 11, 56–58.
- Serrato-Cruz, M. A., Díaz-Cedillo, F., & Barajas-Pérez, J. S. (2008). Composición en el aceite esencial en germoplasma de *Tagetes filifolia* Lag. de la región centro-sur de México. 42(3), 277–285.
- Shirazi, M. T., Gholami, H., Kavosi, G., Rowshan, V., & Tafsiy, A. (2014). Chemical composition, antioxidant, antimicrobial and cytotoxic activities of *Tagetes minuta* and *Ocimum basilicum* essential oils. *Food science & nutrition*, 2(2), 146–155. <https://doi.org/10.1002/fsn3.85>
- Souza, C. A. S. de, Avancini, C. A. M., & Wiest, J. M. (2000). Atividade antimicrobiana de *Tagetes minuta* L. - Compositae (Chinchilho) frente a bactérias Gram-positivas e Gram-negativas. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, 37(6), 429–433.
- Stefanazzi, N., Gutierrez, M., Stadle, T., Bonini, N., & Ferrero, A. (2006). Actividad biológica del aceite esencial de *Tagetes terniflora* Kunth (Asteraceae) en *Tribolium castaneum* Herbst (Insecta, Coleoptera, Tenebrionidae). *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*, 32, 439–447.
- Tomova, B. S., Waterhouse, J. S., & Doberski, J. (2005). The effect of fractionated *Tagetes* oil volatiles on aphid reproduction. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 115(1), 153–159. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2005.00291.x>
- Tripathi, A. K., Upadhyay, S., Bhuiyan, M., & Bhattacharya, P. R. (2009). A review on prospects of essential oils as biopesticide in insect-pest management. *Journal of Pharmacognosy and Phytotherapy*, 1(5), 52–63.
- Tucker, A.O., & Maciarelo, M.J. (1996). Volatile leaf oil of *Tagetes lemmonii* Gray. *Journal of Essential Oil Research*, 8, 417–418.
- Weaver, D. K., Wells, C. D., Dunkel, F. V., Bertsch, W., Sing, S. E., & Sriharan, S. (1994). Insecticidal activity of floral, foliar, and root extracts of *Tagetes minuta* (Asterales: Asteraceae) against adult Mexican bean weevils (Coleoptera: Bruchidae). *Journal of Economic Entomology*, 87(6), 1718–1725. <https://doi.org/10.1093/jee/87.6.1718>
- Weaver, David K., Zettler, J. L., Wells, C. D., Baker, J. E., Bertsch, W., & Throne, J. E. (1997). Toxicity of fractionated and degraded Mexican Marigold floral extract to adult *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of Economic Entomology*, 90(6), 1678–1683. <https://doi.org/10.1093/jee/90.6.1678>
- Zygodlo, J. A., Guzman, C. A., & Grosso, N. R. (1994). Antifungal properties of the leaf oils of *Tagetes minuta* L. and *T. filifolia* Lag. *Journal of Essential Oil Research*, 6(6), 617–621. <https://doi.org/10.1080/10412905.1994.9699353>

**EXTRACTOS VEGETALES PARA EL  
CONTROL DE *Colletotrichum  
gloeosporioides in vitro*, EN PERIODO  
DE FLORACIÓN Y POSCOSECHA  
DEL FRUTO DE *Carica papaya***

**PLANT EXTRACTS FOR CONTROL  
OF *Colletotrichum gloeosporioides in vitro*  
AND FLOWERING PERIOD AND  
POSTHARVEST STAGE ON  
*Carica papaya***

**García-Mateos, M.R.; M. Acosta-Ramos, E. Rodríguez-Pérez, J. Vásquez-Sánchez y L. Hernández-Ramos.**

EXTRACTOS VEGETALES PARA EL CONTROL DE *Colletotrichum gloeosporioides in vitro*, en PERIODO DE FLORACIÓN Y POSCOSECHA DEL FRUTO DE *Carica papaya*.

PLANT EXTRACTS FOR CONTROL OF *Colletotrichum gloeosporioides in vitro* AND FLOWERING PERIOD AND POSTHARVEST STAGE ON *Carica papaya*.

**EXTRACTOS VEGETALES PARA EL CONTROL DE *Colletotrichum gloeosporioides in vitro*, EN PERIODO DE FLORACIÓN Y POSCOSECHA DEL FRUTO DE *Carica papaya*.**

**PLANT EXTRACTS FOR CONTROL OF *Colletotrichum gloeosporioides in vitro* AND FLOWERING PERIOD AND POSTHARVEST STAGE ON *Carica papaya*.**

García-Mateos, M. R.;  
M. Acosta-Ramos,  
E. Rodríguez-Pérez,  
J. Vázquez-Sánchez  
y L. Hernández-Ramos.

EXTRACTOS VEGETALES  
PARA EL CONTROL DE  
*Colletotrichum gloeosporioides*  
*in vitro*, EN PERIODO DE  
FLORACIÓN Y  
POSCOSECHA DEL FRUTO  
DE *Carica papaya*.

PLANT EXTRACTS FOR  
CONTROL OF *Colletotrichum*  
*gloeosporioides in vitro* AND  
FLOWERING PERIOD AND  
POSTHARVEST STAGE ON  
*Carica papaya*.

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 213-228. Enero 2021

DOI:

10.18387/polibotanica.51.14

**M. R. García-Mateos** / [rosgar08@hotmail.com](mailto:rosgar08@hotmail.com)

Instituto de Horticultura, Departamento de Fitotecnia,  
Universidad Autónoma Chapingo. Km 38.5 carretera México - Texcoco,  
Chapingo, Estado de México, México. CP 56230.

**M. Acosta-Ramos**

Departamento de Parasitología Agrícola, Universidad Autónoma Chapingo.  
Km 38.5 carretera México - Texcoco,  
Chapingo, Estado de México, México. CP 56230.

**E. Rodríguez-Pérez**

**J. Vázquez-Sánchez**

**L. Hernández-Ramos**

Instituto de Horticultura, Departamento de Fitotecnia,  
Universidad Autónoma Chapingo. Km 38.5 carretera México - Texcoco,  
Chapingo, Estado de México, México. CP 56230.

**RESUMEN:** El objetivo fue evaluar la actividad de los extractos orgánicos de seis especies vegetales para el control de *Colletotrichum gloeosporioides in vitro*, en periodo de floración y poscosecha en el fruto de papaya (*Carica papaya* L.). Las variables evaluadas fueron efectividad biológica para la evaluación *in vitro*, para controlar la enfermedad en flores y frutos en poscosecha. El análisis fitoquímico de los extractos de las especies permitió identificar por Cromatografía en Capa fina la presencia de flavonoides *Solanum rostratum* y *Equisetum arvense*; alcaloides en *Datura stramonium*, *Malva parviflora* y en *Argemone ochroleuca* y terpenoides en *Phytolacca icosandra*. El extracto metanólico de *P. icosandra* mostró la mayor efectividad biológica *in vitro* contra el hongo *C. gloeosporioides* en comparación con las especies restantes. Por lo tanto, fue el único que se evaluó durante el periodo de floración y en poscosecha. La efectividad del extracto metanólico en la etapa de floración fue 60-70%, donde las flores mostraron necrosis y pudrición (síntomas típicos de la enfermedad) y 71.4% en el control de antracnosis en los frutos poscosecha.

**Palabras clave:** antracnosis, flores, frutos, hongos fitopatógenos, papaya, terpenoides.

**ABSTRACT:** The objective was to evaluate the activity of the extracts of six species for control *in vitro* on *Colletotrichum gloeosporioides*, and on papaya fruit (*Carica papaya*) during blooming period and postharvest stage. Evaluated variables were inhibition percentage and biological effectiveness for *in vitro* evaluation; incidence and biological effectiveness for field crop flowering stage evaluation and severity and effectiveness for postharvest fruits. Species' extracts phytochemical analysis identified the presence of flavonoids in *S. rostratum*, and *E. arvense*; alkaloids in *D. stramonium*, *M. parviflora*, and *A. ochroleuca*; and terpenoids in *P. icosandra*. *P. icosandra* methanolic extract shown greater *in vitro* biological effectiveness against *C. gloeosporioides* fungus from remaining species, it was the only one evaluated during blooming period and postharvest stage, and was observed in blooming stage with a 60-

70% effectiveness, where the flowers showed necrosis and rot (typical symptoms of the disease) and 71.4% in the control of anthracnose in postharvest fruits.

**Key words:** anthracnose, papaya, flowers, fruits, phytopathogenic fungi, terpenoids.

## INTRODUCCIÓN

El cultivo de papaya *Carica papaya* L. presenta diversos problemas fitosanitarios por la presencia de plagas y enfermedades; las más importantes son causadas por diversos tipos de hongos como *Colletotrichum gloeosporioides*, *Ascochyta caricae*, *Phytophthora palmivora*, *Fusarium solani* y *Rhizopus stolonifer* (CABI, 2016). *Colletotrichum gloeosporioides* es el causante de antracnosis, enfermedad distribuida especialmente en cultivos ubicados en regiones húmedas (80 % humedad relativa) y cálidas (temperaturas medias anuales superiores a 22 °C) (Ong & Ali, 2015), características climáticas particulares de este cultivo. La incidencia de antracnosis (10 a 40 %) también se presenta en poscosecha, lo que repercute en pérdidas económicas para el productor (Bogantes-Arias & Mora-Newcomer, 2013). El fruto es afectado por *C. gloeosporioides* antes de la madurez fisiológica debido a que el hongo se mantiene latente durante meses hasta que se inicia la maduración del fruto, momento en el cual se presentan los cambios físicos-químicos necesarios para el desarrollo de lesiones (Tatagiba et al., 2002), el tejido infectado se cubre con masas de esporas de color rosado, síntomas de la enfermedad (Sharma & Kulshrestha, 2015).

El control de antracnosis en papaya (pre y poscosecha) se realiza mediante la aplicación de plaguicidas sintéticos lo que ha ocasionado: 1) resistencia en el patógeno; 2) daños en la salud del consumidor y el ambiente; y 3) deterioro de la calidad del producto con manchas, olores y sabores desagradables. El control biológico con microorganismos antagonistas, así como, la aplicación de extractos vegetales con propiedades antimicrobianas son alternativas para el control de esta enfermedad (Ippolito et al., 2005). Sin embargo, los estudios de la actividad fungicida de extractos vegetales y de sus componentes se han intensificado debido a la demanda de alimentos orgánicos por los consumidores (Tavares et al., 2009) y a las exigencias actuales de la defensa fitosanitaria de los productos hortícolas (Regnault et al., 2004). En la actualidad, los extractos vegetales con propiedades fungistáticas (inhibición del desarrollo del hongo) y/o fungicidas (destrucción) presentan varias ventajas debido a que no generan resistencia, son biodegradables y no contaminan (Regnault et al., 2004).

El control de fitopatógenos con extractos vegetales se debe principalmente a la presencia de metabolitos secundarios, sintetizados en los vegetales como parte del mecanismo de defensa. La diversidad de componentes en los extractos explica su amplio espectro de actividad biológica (Regnault et al., 2004). Entre las principales familias vegetales reportadas con actividad fungicida destacan *Apiaceae*, *Asteraceae*, *Brassicaceae*, *Fabaceae*, *Lamiaceae*, *Ranunculaceae*, *Rosaceae* y *Cactaceae*, entre otras (Zhang, Li, & Wu, 2009). En México, existe una gran diversidad vegetal, a pesar de esto, son pocas las especies vegetales que han sido estudiadas para el control del hongo *C. gloeosporioides*, entre las que destacan *Argemone ochroleuca*, *Solanum rostratum*, *Datura stramonium*, *Malva parviflora*, *Phytolacca icosandra* y *Equisetum arvense*. Por lo tanto, el objetivo del estudio fue evaluar la efectividad de los extractos de seis especies vegetales para el control de *Colletotrichum gloeosporioides in vitro* y en etapa de floración y poscosecha del fruto de papaya cv. Maradol (*Carica papaya* L.)

## MATERIAL Y MÉTODOS

### Colecta del material y preparación de los extractos

Se recolectaron diferentes tejidos de las especies *A. ochroleuca* S., *S. rostratum* D., *D. stramonium* L., *M. parviflora* L., *P. icosandra* L. y *E. arvense* L. (Cuadro 1). Para su certificación taxonómica se preparó un ejemplar de herbario de cada especie y se depositó en el

Herbario-Hortorio "Jorge Espinoza Salas" de Preparatoria Agrícola de la Universidad Autónoma Chapingo (Cuadro 1).

**Cuadro 1.** Características geográficas de los sitios de recolecta de las seis especies vegetales.

Especie	Tejido	Lugar de recolecta	Localización	Número de registro
<i>Argemone ochroleuca</i> S.	Hojas	Chinameca, Morelos	18°37'34.7" N, 98°59'31.8" O	313096
<i>Datura stramonium</i> L.	Semilla	Texcoco, Edo. Mex.	19°9'10.3" N, 98°53'35.4" O	313097
<i>Equisetum arvense</i> L.	Partes áreas	Zamora, Michoacán	19°56'38.6" N, 102°15'56.5" O	313098
<i>Malva parviflora</i> L.	Hojas y raíz	Texcoco, Edo. Mex.	19°29'26.1" N, 98°52'23.4" O	313099
<i>Phytolacca icosandra</i> L.	Fruto	Tepetlixpan, Edo. Mex.	18°59'26.3" N, 98°51'30.9" O	313100
<i>Solanum rostratum</i> D.	Hojas	Chinameca, Morelos	18°37'23.7" N, 98°59'23.0" O	313101

#### **Análisis fitoquímico**

Se detectó cualitativamente por cromatografía en capa fina (CCF) la presencia de alcaloides, flavonoides y terpenoides en los extractos metanólicos y hexánicos de cada especie vegetal mediante la aplicación de 1 µL de extracto en cromatoplasmas de gel de sílice 60 F 254 (Merck). Para la identificación de alcaloides se usó como eluyente metanol:diclorometano (8:2% v/v) y el agente cromogénico fue el reactivo Dragendorff (Wagner & Bladt, 1996). Para la identificación de flavonoides se empleó como eluyente una mezcla de butanol:ácidoacético:agua (BAW) en una proporción de 40:10:50% (v/v), los agentes cromogénicos fueron 2-aminoetil difenilborinato (NP) y polietilenglicol 4000 (PEG) (Wagner & Bladt, 1996). Para la identificación de terpenoides se utilizó como eluyente una mezcla de tolueno:acetato de etilo (85:15% v/v), el agente cromogénico empleado fue vainillina a 1% v/v en etanol y ácido sulfúrico al 10% v/v en etanol (Wagner & Bladt, 1996).

#### **Aislamiento de *C. gloeosporioides***

El hongo se aisló de frutos de papaya cv. Maradol con síntomas característicos de antracnosis (lesiones superficiales, hundidas, redondas o angulares, con masas de conidios de color rosa salmón a oscuras) (Bailey & Jeger, 1992), provenientes de dos estados de la República Mexicana (Colima y Morelos). Fracciones pequeñas (1 x 1 cm) de tejido sintomático del fruto se colocaron en cajas Petri con medio de cultivo de Papa Dextrosa Agar (PDA, BD Bioxon®), la incubación se realizó a 28 ± 2 °C por 3 días en oscuridad (Acosta Ramos *et al.*, 2002). Posteriormente, se tomó una muestra del hongo en desarrollo para obtener un cultivo monoconidial según la técnica descrita por (Leslie & Summerell, 2006) con la finalidad de obtener inóculo puro (IP) proveniente de una sola colonia.

#### **Identificación Molecular**

La extracción de ADN se realizó con CTAB a 2% (Doyle & Doyle, 1990) para la identificación del hongo (IP). La técnica de PCR (Polymerase Chain Reaction) para los aislamientos se llevó a

cabo utilizando los iniciadores ITS1 (5'-TCCGTAGGTGAACCTGCGG-3') e ITS4 (5'-TCCTCCGCTTATTGATATGC-3') (White *et al.*, 1990), que permitieron amplificar los espacios internos transcritos y el gen 5.8S del ADN ribosomal (región ITS). Los fragmentos amplificados por PCR fueron analizados en un secuenciador ABI PRISM® 3700 Genetic Analyzer en el Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, Méx.

#### **Evaluación del control de *C. gloeosporioides* in vitro**

Para la evaluación *in vitro* se utilizó el método de medio de cultivo envenenado modificado (Guerrero-Rodríguez *et al.*, 2007). En una caja de Petri (unidad experimental; UE) con medio de cultivo PDA se agregó 1ml de cada extracto para cada concentración (10, 25 y 50%), se distribuyó uniformemente en la superficie. Luego se tomó un disco de medio de cultivo de PDA (8 mm de diámetro) con el inóculo y se colocó en el centro (UE) de los medios modificados. Las UE se incubaron a  $27 \pm 2$  °C y en oscuridad. Se consideraron un testigo absoluto (agua esterilizada) y dos testigos comerciales: 1 mL de Merivon® (Fluxapyroxad + Piraclostrobina) ( $0.5 \text{ g L}^{-1}$ ) y 1 mL de Progranic®Mega extracto de *Larrea tridentata* comercial ( $7.5 \text{ mL L}^{-1}$ ). Se realizaron cuatro repeticiones por tratamiento en un diseño completamente al azar; cada tratamiento correspondió a una concentración por extracto (hexánico y metanólico) de cada especie vegetal, con los tres tratamientos de los testigos sumaron un total de 36 tratamientos. Después de 12 días se midió el diámetro de inhibición del crecimiento (cm) del micelio; el porcentaje de inhibición se calculó con la fórmula:  $\% I = (\text{diámetro de crecimiento tratamiento} / \text{diámetro de testigo}) * 100$ . La efectividad biológica de los tratamientos se calculó mediante la fórmula de Abbott:  $ET = [(IT - it) / IT] * 100$ , donde: ET=Efectividad del tratamiento; IT= porcentaje de inhibición del testigo positivo; it= porcentaje de inhibición de cada tratamiento.

#### **Cultivo de papaya a campo abierto**

En un semillero de unisel con sustrato (peatmoss + agrolita en una proporción 2:1) se establecieron las semillas viables de papaya cv. Maradol adquiridas en una casa comercial. Se realizaron tres riegos por día de manera automática mediante microaspersores con un caudal de  $27 \text{ L h}^{-1}$  y una duración de 10 min. Las plántulas de papaya, a los dos meses de la germinación, fueron trasplantadas a una parcela de la Comunidad de Chinameca, Morelos, México región que se localiza a 1400 msnm, con clima cálido subhúmedo, precipitación y temperatura media anual de 800 mm y 24 °C (García, 2004)

#### **Evaluación del control del hongo en flores de papaya**

Las plantas establecidas en campo se inocularon con inóculo puro (IP) de *C. gloeosporioides* a una concentración  $1 \times 10^5 \text{ UFC mL}^{-1}$ . Se eligieron al azar 120 flores de 16 plantas y fueron asperjadas con el extracto que presentó mayor efectividad *in vitro* a los 6, 10 y 14 días después del inicio de floración con ayuda de una aspersora de mochila motorizada (Echo SHO-800) a 120 psi. La medición de la variable respuesta se realizó a los 10, 14 y 20 días después de la aspersión del extracto. El experimento se estableció bajo un diseño de bloques completos al azar con cuatro repeticiones (5 flores por repetición) por tratamiento. Los seis tratamientos fueron: extracto *P. icosandra* en tres concentraciones (10, 25 y 50%), se consideraron: un testigo positivo (agua esterilizada) y dos testigos negativos: Merivon® ( $0.5 \text{ g L}^{-1}$ ) y el Extracto de *Larrea tridentata* comercial Progranic® mega ( $7.5 \text{ mL L}^{-1}$ ). Se midió el diámetro de inhibición del crecimiento micelial en las flores. La incidencia se evaluó por triplicado como el número de flores que mostraron síntomas típicos de la enfermedad con respecto al número total de flores muestreadas. Con los datos obtenidos de la incidencia se determinó la efectividad mediante la fórmula Abbott (1925).

#### **Evaluación del control del hongo en frutos poscosecha**

Los frutos de aproximadamente 1.5-2.0 kg en madurez fisiológica y asintomáticos fueron obtenidos del cultivo de papaya establecido en campo (Chinameca, Morelos, México), con la finalidad de garantizar que estos no tuviesen ningún tratamiento adicional. Los frutos fueron desinfestados con detergente biodegradable y por inmersión en una solución de hipoclorito de sodio a 2% por 5 min, después en agua estéril. Se realizaron 10 heridas de 5 mm de profundidad

en cada fruto con un palillo estéril, donde se depositó una suspensión de conidios ( $1 \times 10^5$  conidios  $\text{mL}^{-1}$ ) de *C. gloeosporioides*. Posteriormente, se aplicaron los diferentes tratamientos por inmersión total de los frutos en cada solución por 5 min. Se consideraron seis tratamientos: un testigo positivo (agua esterilizada); dos testigos negativos: Merivon® ( $0.5 \text{ g L}^{-1}$ ) y el Extracto de *Larrea tridentata* comercial ( $7.5 \text{ mL L}^{-1}$ ); y tres concentraciones de *Phytolacca icosandra* (10, 25 y 50 %). Los frutos se mantuvieron en condiciones de almacenamiento a  $25 \pm 2 \text{ }^\circ\text{C}$ . El experimento se estableció bajo un diseño de bloques completos al azar con cuatro repeticiones (fruto por repetición). A los 8 y 12 días se evaluaron las variables siguientes: severidad (diámetro de la lesión que presentó cada fruto) de acuerdo a la fórmula de Townsend & Heuberger (1943) y a la escala de severidad de Solano & Arauz (1995); la efectividad se calculó mediante la fórmula de Abbott (1925).

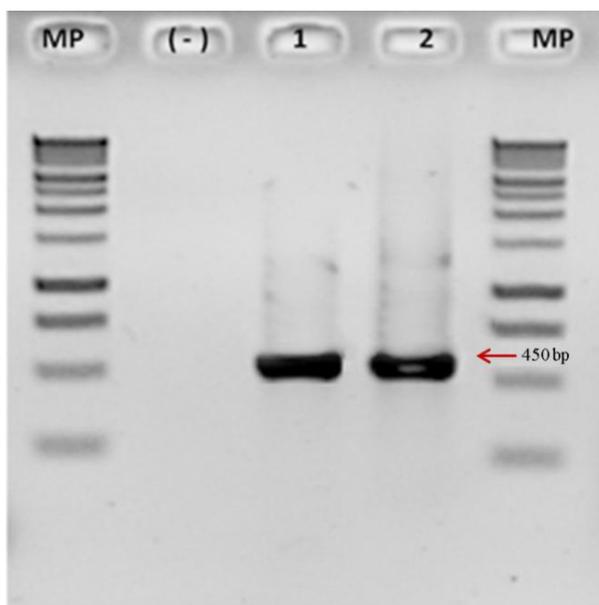
#### Análisis Estadístico

Los datos obtenidos de cada variable se sometieron a un análisis de varianza (ANOVA) con comparación de medias Tukey ( $P \leq 0.05$ ), mediante el programa estadístico Statistical Analysis System (SAS, 2003).

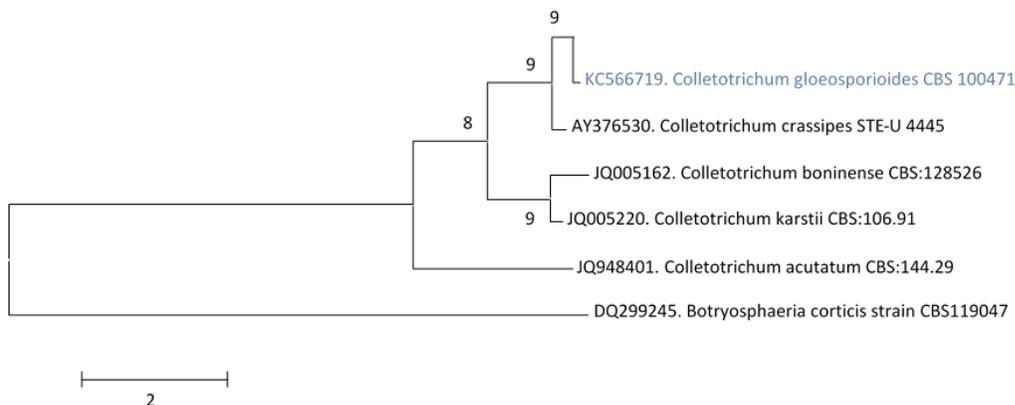
## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### Caracterización de *C. gloeosporioides*

Los primers ITS1 / ITS4 permitieron la amplificación de 450 pb, reportado para la misma especie por (Tapia-Tussell *et al.*, 2008) quienes caracterizaron a este patógeno como el agente causal de antracnosis. El análisis de secuencia de los ITS por BLAST permitió observar una homología de similitud de 97% con *C. gloeosporioides* (fig. 1). Talhinhos *et al.* (2002) caracterizaron el agente causal de antracnosis en *Lupinus* spp. reportando la misma cantidad de pares de bases para *C. gloeosporioides*.



**Fig. 1.** Amplificación de la región correspondiente al espacio transcrito interno del DNA ribosomal de 450 pares de bases (bp) aproximadamente. MP: Marcador de peso molecular de 1KB (-): Control negativo. Carril 1: Muestra obtenida por aislamiento monoconidial. Carril 2: Muestra obtenida por aislamiento realizado por punta de hifa.



**Fig. 2.** Árbol filogenético construido con el método de Máxima Parsimonia, para la confiabilidad de los nodos (se consideraron 1000 repeticiones bootstrap).

### Análisis fitoquímico

El rendimiento del extracto metanólico de *P. icosandra* fue mayor (40.1g 100 mg<sup>-1</sup>p. s.) en comparación con los extractos de las especies restantes (datos no mostrados). La identificación cualitativa del tipo de metabolito por CCF (Cuadro 2) permitió formar tres grupos de extractos vegetales por la actividad biológica observada. En el primer grupo se encontraron los extractos de *S. rostratum* y *E. arvense* que presentaron menor actividad, en los que se identificó únicamente la presencia de flavonoides, este tipo de metabolitos se caracterizan principalmente por sus propiedades medicinales y antioxidantes (Mimica-Dukic *et al.*, 2008). El segundo grupo comprendió a los extractos metanólicos de las especies *D. stramonium*, *M. parviflora* y *A. ochroleuca* que mostraron actividad media; en estos extractos se identificó la presencia de alcaloides, lo que podría explicar la actividad media observada en estos extractos. Los alcaloides presentan diversa actividad biológica, principalmente en humanos (Boumba *et al.*, 2004; Gupta *et al.*, 2010); sin embargo, existen pocos trabajos en los que se destaca la actividad contra hongos fitopatógenos. La variabilidad del perfil de alcaloides en diversas especies vegetales constituye un mecanismo de defensa, lo que explica la diferente actividad entre especies que los sintetizan (Wink, 1992; Aniszewski, 2015). Principalmente, los alcaloides del grupo quinolizidínicos y tropánicos han sido los más estudiados por su actividad fungicida (Wink, 1992, 1993). Pérez-Láinez *et al.* (2008) reportaron la actividad fungicida de alcaloides quinolizidínicos presentes en *Calia secundiflora* contra *Alternaria solani*, *Fusarium oxysporum* y *Monilia fruticola*. Usha *et al.* (2009) señalaron la actividad de *D. stramonium* contra *Fusarium mangiferae* debido a los alcaloides tropánicos presentes en diversas partes de la planta; así como, Haiyan *et al.* (2005) reportaron su actividad contra *Alternaria* sp. Los alcaloides del tipo isoquinolínico y terpenoides se han reportado en *A. ochroleuca* (Brahmachari *et al.*, 2013; Fletcher *et al.*, 1993) y su actividad antifúngica contra algunos hongos fitopatógenos (*Alternaria alternata*, *A. brassicae*, *A. cajani*, *Bipolaris* sp., *Curvularia lunata*, *Curvularia* sp., *Colletotrichum musae*, *Fusarium udum*, *Helminthosporium* sp., *H. penniseti* y *H. speciferum*) (Singh *et al.*, 2010). En *M. parviflora* se ha señalado la presencia de alcaloides y la de otros metabolitos (compuestos fenólicos y flavonoides) (Farhan *et al.*, 2012). Pérez-Láinez *et al.* (2008) señalaron que los alcaloides afectan varios sitios a nivel molecular (inhibición del ADN y ARN, inhibición de la biosíntesis de proteínas y alteración de la estabilidad de membranas en microorganismos y células animales y la inhibición del crecimiento celular) (Brahmachari *et al.*, 2013). En el tercer grupo se ubicó únicamente al extracto de la especie *P. icosandra*, en este extracto se identificó la presencia de terpenoides. Hernández *et al.* (2013) reportaron la actividad fungicida de otra especie del género *Phytolacca* (*P. tetramera*) en *C. gloeosporioides*, atribuida a la presencia de saponinas (terpenoides). Existen

diversos reportes de la actividad antifúngica de saponinas que han demostrado ser una opción viable para el control de algunos hongos; al respecto, Segal & Schlösser (1975) estudiaron el efecto de las saponinas contra los hongos *Botrytis cinerea* y *Rhizoctonia solani*. Barile *et al.* (2007) señalaron el efecto de algunas agliconas (sapogeninas) de saponinas identificadas como aliogenina y neoagigenina, aisladas de bulbos de *Allium minimum* contra diversos hongos fitopatógenos (*A. alternata*, *A. porri*, *Botrytis cinerea*, *F. oxysporum*, *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*, *F. solani*, *Pythium ultimum* y *R. solani*). No se ha reportado la acción fungicida de saponinas contra *C. gloesporioides*. El mecanismo de acción de las saponinas, en particular de estructura triterpénica como las identificadas en *P. icosandra* (Galarraga *et al.*, 2014; Saleri *et al.*, 2017) se debe principalmente a daño de membranas celulares por la naturaleza anfipática de estos metabolitos, la cual consiste en una estructura hidrofóbica (sapogenina) y un carbohidrato hidrofílico, que provoca la fuga de materiales celulares, lo que conduce a la muerte celular (Hussain *et al.*, 2019; Mshvildadze *et al.*, 2000), actividad que podría explicar en el presente trabajo la actividad observada del extracto de *P. icosandra* en el control de *C. gloesporioides*.

**Cuadro 2.** Análisis fitoquímico de los extractos metanólicos crudos de seis especies vegetales.

Especie	Flavonoides	Alcaloides	Terpenoides	Referencias
<i>Argemone ochroleuca</i>	-	+	+	Alcaloides (Chang <i>et al.</i> , 2003; Fletcher <i>et al.</i> , 1993; Singh <i>et al.</i> , 2010)
<i>Solanum rostratum</i>	+	-	-	Flavonoides (Omar <i>et al.</i> , 2018)
<i>Datura stramonium</i>	+	+	+	Alcaloides (Aniszewski, 2015; Haiyan <i>et al.</i> , 2005; Usha <i>et al.</i> , 2009)
<i>Equisetum arvense</i>	+	-	-	Fenoles (Mimica-Dukic <i>et al.</i> , 2008)
<i>Malva parviflora</i>	-	+	-	Flavonoides (Farhan <i>et al.</i> , 2012), saponinas (Hernández <i>et al.</i> , 2013; Tadeg <i>et al.</i> , 2005)
<i>Phytolacca icosandra</i>	-	-	+	Terpenoides (Ángeles <i>et al.</i> , 2011) Saponinas (Galarraga <i>et al.</i> , 2014; Hernández-Villegas <i>et al.</i> , 2011; Saleri <i>et al.</i> , 2017; Treyvaud <i>et al.</i> , 2000)

(-) Ausencia; (+) Presencia

#### Control del hongo *C. gloesporioides* *in vitro*

El extracto hexánico de las seis especies evaluadas no mostro actividad contra *C. gloesporioides* (datos no mostrados) debido posiblemente a la baja polaridad de los componentes presentes en los extractos hexánicos de cada especie y poca afinidad con los componentes polares de la pared celular del hongo. El análisis estadístico de la evaluación *in vitro* de los extractos metanólicos de las seis especies mostraron diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ) en la inhibición del crecimiento micelial entre extractos y testigos. El extracto metanólico de *P. icosandra* a la concentración más baja (10%) fue el que presentó mayor efecto de inhibición de crecimiento micelial en comparación con los extractos metanólicos de las especies restantes a la misma concentración (Cuadro 3). Sin embargo, de igual forma sucedió con la concentración más alta (50%), *P. icosandra* resultó más efectivo que los extractos restantes y también al extracto de *Larrea tridentata* (Progranic®Mega), pero con menor % de efectividad que el fungicida sintético (Cuadro 3).

El efecto observado desde la menor concentración del extracto metanólico de *P. icosandra* se podría deber a la presencia de terpenoides (Cuadro 2). No se ha reportado la actividad fungicida de *P. icosandra* en *C. gloesporioides*, pero algunos autores mencionan la actividad insecticida

del extracto de *P. icosandra* (Ángeles *et al.*, 2011; Hernández-Villegas *et al.*, 2011); así como, la actividad molusquicida por la presencia de saponinas (Treyvaud *et al.*, 2000).

**Cuadro 3.** Inhibición del crecimiento micelial de *C. gloeosporioides* por los extractos metanólicos de seis especies vegetales.

Tratamiento	Inhibición crecimiento micelial (cm)	Efectividad (%)	Inhibición crecimiento micelial (cm)	Efectividad (%)	Inhibición crecimiento micelial (cm)	Efectividad (%)
	Concentración (10 %)		Concentración (25 %)		Concentración (50 %)	
	<i>Argemone ochroleuca</i>	6.14 c-d	16.8	4.10 c	44.4	1.93 d
<i>Solanum rostratum</i>	7.13 b	3.3	6.40 b	12.8	5.23 c	29.1
<i>Datura stramonium</i>	5.93 d	19.5	3.42 c-d	53.7	1.50 e	79.6
<i>Malva parviflora</i>	6.45 c	12.5	4.05 c-d	45.0	1.55 e	78.4
<i>Equisetum arvense</i>	7.48 a-b	1.9	7.23 a-b	12.6	6.40 b	12.5
<i>Phytolacca icosandra</i>	5.07 e	31.2	3.16 d	46.0	1.10 f	85.15
Merivon®	0.53 g	92.8	0.50 f	92.8	0.50 a	92.8
Progranic® mega	1.55 f	78.9	1.50 e	78.9	1.50 g	78.9
Testigo	7.83 a	-	7.80 a	-	7.80 d	-

Medias con letras diferentes en una columna difieren significativamente (Tukey,  $P \leq 0.05$ ).

#### Control del hongo en flores de papaya

El extracto metanólico de *P. icosandra* superó en efectividad a los extractos hexánicos y metanólicos de las especies restantes en la evaluación *in vitro*; por lo tanto, fue el único que se evaluó en etapa de floración después de los 120 d desde la germinación. En cada intervalo de medición (10, 14 y 20 d) se eligieron flores nuevas. Del número total de flores evaluadas, 43, 38 y 35 flores presentaron síntomas de la enfermedad (necrosis y pudrición) a los 10, 14 y 20 d, respectivamente (fig. 3); estas flores no fueron capaces de producir frutos. La efectividad del extracto metanólico de *P. icosandra* aumentó a los 14 y 20 días de la medición, pero fue inferior a la de los fungicidas comerciales, lo que explicó más síntomas del hongo en las flores en comparación con los testigos comerciales (Cuadro 4). El extracto de *P. icosandra* y el extracto comercial presentaron menor inhibición del halo de crecimiento micelial al mayor tiempo de exposición (20 d) que el fungicida sintético, se le atribuye a una posible degradación de los fitoquímicos, características de los extractos vegetales evaluados en campo por factores ambientales (Ángeles *et al.*, 2011; Regnault *et al.*, 2004). Es importante mencionar que no existen reportes en la literatura sobre la evaluación del control de *C. gloeosporioides* en flores de papaya cv. Maradol en campo.



**Fig. 3.** Número de flores con síntomas típicos de antracnosis en la evaluación a los 14 d después de la inoculación y aplicación del extracto: A) Extracto metanólico de *P. icosandra* a 50%; B) Testigo absoluto; C) Merivon®; D) Progranic®Mega (extracto de *Larrea tridentata*).

**Cuadro 4.** Comparación de medias de la inhibición del crecimiento micelial de *C. gloeosporioides* y porcentaje de efectividad del extracto metanólico en flores de papaya cultivadas a campo abierto.

Tratamiento	Inhibición crecimiento micelial		Inhibición crecimiento micelial		Inhibición crecimiento micelial	
	(mm)	Efectividad (%)	(mm)	Efectividad (%)	(mm)	Efectividad (%)
<i>P. icosandra</i> 10%	15 a-b	28.0	18.75 b	31.8	30 b	29.4
<i>P. icosandra</i> 25%	11.25 b-c	46.0	12.5 c	54.5	18.75 c	55.9
<i>P. icosandra</i> 50%	7.5 c-d	64.0	8.75 c-d	68.2	12.5 c-d	70.6
Merivon®	0 e	100.0	1.25 e	95.5	3.75 e	91.2
Extracto <i>L. tridentata</i>	5 c-e	76.0	5 e	81.8	8.75 d-e	79.4
Testigo absoluto	20.85 a	-	27.5 a	-	42.5 a	-

\*Evaluación en total de 120 flores; 20 flores por tratamiento; 4 repeticiones por tratamiento. Medias con letras diferentes en una columna difieren significativamente (Tukey,  $P \leq 0.05$ ).

### Control del hongo en frutos de papaya en poscosecha

El extracto metanólico de *P. icosandra* a 50% mostro una efectividad significativamente ( $P \leq 0.05$ ) similar desde los 10 d de la aplicación del extracto (fig. 4) en la inhibición del crecimiento micelial con respecto al testigo comercial extracto de *Larrea tridentata*. Sin embargo, las tres concentraciones (10, 25 y 50%) del extracto de *P. icosandra* mostraron severidades menores a las del testigo absoluto (agua destilada), la misma tendencia se observó a los 12 d después de la inoculación (Cuadro 5). Cabe mencionar que hay muy pocas investigaciones realizadas con extractos vegetales para el control de antracnosis en frutos poscosecha. Al respecto, Baños Guevara *et al.* (2004) reportaron que los extractos de ajo y de eucalipto (45 y 41.7%, respectivamente) redujeron la severidad de antracnosis en frutos de papaya almacenados a 25 °C. De igual manera, los extractos de hojas de anona roja (*Annona reticulata*); de hoja y semilla de papaya (*Carica papaya*) combinadas con quitosano (2.5%) como recubrimiento del fruto redujeron el crecimiento del hongo en 20% (Baños *et al.*, 2002). La explicación de la variación de la respuesta en el control del crecimiento micelial depende del perfil químico de los extractos de cada especie vegetal (Ángeles *et al.*, 2011; Regnault *et al.*, 2004) en el caso de *P. icosandra* posiblemente por la presencia de terpenoides (Ángeles *et al.*, 2011; Hernández-Villegas *et al.*, 2011; Treyvaud *et al.*, 2000), como las saponinas de naturaleza triterpénica reportada en diferentes especies del género *Phytolaccaceae* (Galarraga *et al.*, 2014; Saleri *et al.*, 2017), sustancias que forman parte del mecanismo de defensa de algunos vegetales contra patógenos y herbívoros (Hussain *et al.*, 2019). Las características estructurales de estos metabolitos permiten explicar su diversa actividad biológica (bactericida, citotóxica, anticancerígena, insecticida) (Galarraga *et al.*, 2014; Hussain *et al.*, 2019; Saleri *et al.*, 2017).

**Cuadro 5.** Comparación de medias de severidad y porcentaje de efectividad del extracto metanólico de *P. icosandra* en *C. gloeosporioides* en frutos de papaya.

Tratamiento	Severidad	Efectividad (%)	Severidad	Efectividad (%)
	8 días		12 días	
<i>Phytolacca icosandra</i> (10%)	9.167 b	47.6	20.8 b	51.9
<i>Phytolacca icosandra</i> (25%)	5.833 bc	66.7	15.5 bc	64.2
<i>Phytolacca icosandra</i> (50%)	5 c	71.4	11.83 c	72.7
Merivon®	0 d	100	4 d	90.8
Extracto <i>L. tridentata</i>	5.333 c	69.5	12.1 c	71.9
Testigo absoluto	17.5 a	-	43.3 a	-

Medias con letras diferentes en una columna difieren significativamente (Tukey,  $P \leq 0.05$ ).



**Fig. 4.** Frutos de papaya cv. Maradol con la aplicación a los 12 días de: A) extracto metanólico de *P. icosandra* a 50%; B) Testigo positivo; C) Merivon®; D) Porgranic®Mega (extracto de *Larrea tridentata*).

## CONCLUSIONES

Los extractos metanólicos de las especies *Argemone ochroleuca*, *Solanum rostratum*, *Datura stramonium*, *Malva parviflora*, *Phytolacca icosandra* y *Equisetum arvense* mostraron mayor control del crecimiento micelial de *C. gloeosporioides in vitro* en comparación con los extractos hexánicos. El extracto metanólico de *Phytolacca icosandra* presentó mayor inhibición del crecimiento micelial del hongo *C. gloeosporioides* en comparación con los extractos metanólicos de las especies restantes; la presencia reportada de saponinas en esta especie y el análisis por cromatografía en capa fina del extracto metanólico confirmó la presencia de terpenoides, metabolitos que permiten explicar su actividad inhibitoria. La misma tendencia se observó en la evaluación en las flores inoculadas en las plantas de papaya cultivadas a campo abierto, las flores presentaron necrosis y enfermedad no tratadas con el extracto, pero después de la aplicación del extracto se observó una efectividad de 60 a 70%. Asimismo, el extracto metanólico de *P. icosandra* redujo la severidad (95%) de antracnosis en los frutos de papaya en poscosecha. En los extractos metanólicos de las especies *D. stramonium*, *M. parviflora* y *A. ochroleuca* se identificó la presencia de alcaloides, estos mostraron actividad media *in vitro*.

## LITERATURA CITADA

- Abbott, W. S. (1925). A Method of Computing the Effectiveness of an Insecticide. *Journal of Economic Entomology*, 18, 265–267.
- Acosta Ramos, M., Nieto Angel, D., Nieto Angel, R., Mena Nevarez, G., Teliz Ortiz, D., Vaquera Huerta, H., & Delgadillo Sanchez, F. (2002). [Mango (*Mangifera indica* L.) black flesh and its effects on fruit quality of cv. Haden at different postharvest temperatures.] <ORIGINAL> Comportamiento de la Pulpa Negra y su Efecto en la Calidad de Frutos de Mango (*Mangifera indica* L.) cv. Haden a Difer. *Revista*

- Mexicana de Fitopatología*, 20(1), 31–39.
- Ángeles, M. O., García, M. M. R., Rodríguez, P. E., & Soto, H. M. (2011). Toxicidad de extractos vegetales para el control de *Trialeurodes vaporariorum* w. (hom. optera: Aleyroidae) en laboratorio y en cultivo de tomate en invernadero). *The Journal of Agricultural Science*, 95, 117–135.
- Aniszewski, T. (2015). *Alkaloids. Chemistry, Biology, Ecology, and Applications* (2nd Editio). Elsevier Science. <https://www.elsevier.com/books/alkaloids/aniszewski/978-0-444-59433-4>
- Bailey, J. A., & Jeger, M. J. (1992). *Colletotrichum: biology, pathology and control. The Journal of Agricultural Science*, 121(01), 136–137.
- Baños, B., Necha, B., Leticia, L., Luna, B., Torres, B., Bautista-baños, S., Barrera-necha, L. L., Bravo-luna, L., Desarrollo, C. De, Bióticos, D. P., Politécnico, I., Yautepec-jojutla, C., Yautepec, S. I., & Cp, M. (2002). Antifungal Activity of Leaf and Stem Extracts from various Plant Species on the Incidence of *Colletotrichum gloeosporioides* of Papaya and Mango Fruit after Storage. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 20(1), 8–12.
- Baños Guevara, P. E., Zavaleta Mejía, E., Colinas León, M. T., Luna Romero, I., & Gutiérrez Alonso, J. G. (2004). Control Biológico de *Colletotrichum gloeosporioides* [(Penz.) Penz. y Sacc.] en Papaya Maradol Roja (*Carica papaya* L.) y Fisiología Postcosecha de Frutos Infectados. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 22(2), 198–205.
- Barile, E., Bonanomi, G., Antignani, V., Zolfaghari, B., Sajjadi, S. E., Scala, F., & Lanzotti, V. (2007). Saponins from *Allium minutiflorum* with antifungal activity. *Phytochemistry*, 68(5), 596–603. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2006.10.009>
- Bogantes-Arias, A., & Mora-Newcomer, E. (2013). Incidencia y severidad de la antracnosis en líneas e híbridos de papaya (*Carica papaya*). *Agronomía Mesoamericana*, 24(2), 411–417.
- Boumba, V. A., Mitselou, A., & Vougiouklakis, T. (2004). Fatal Poisoning from Ingestion of *Datura stramonium* Seeds. *Veterinary and Human Toxicology*, 46(2), 81–82.
- Brahmachari, G., Gorai, D., & Roy, R. (2013). Argemone mexicana: Chemical and pharmacological aspects. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, 23(3), 559–575. <https://doi.org/10.1590/S0102-695X2013005000021>
- CABI. (2016). *Invasive Species Compendium*. Wallingford, UK: CAB International. <https://www.cabi.org/isc>
- Chang, Y.-C., Hsieh, P.-W., Chang, F.-R., Wu, R.-R., Liaw, C.-C., Lee, K.-H., & Wu, Y.-C. (2003). Two New Protopines Argemexicaines A and B and the Anti-HIV Alkaloid 6-Acetyldihydrochelerythrine from Formosan Argemone mexicana. *Planta Medica*, 69(2), 148–152. <https://doi.org/10.1055/s-2003-37710>
- Doyle, J. J., & Doyle, J. L. (1990). Isolation of plant DNA from fresh tissue. *Focus*, 12, 13-15.
- Farhan, H., Rammal, H., Hijazi, A., Hamad, H., Daher, A., Reda, M., & Badran, B. (2012). In vitro antioxidant activity of ethanolic and aqueous extracts from crude *Malva parviflora* L. grown in Lebanon. *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 5(2000), 234–238. [https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/53367579/Hussein\\_Farhan\\_5.pdf?1496408454=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DIN\\_VITRO\\_ANTIOXIDANT\\_ACTIVITY\\_OF\\_ETHANOL.pdf&Expires=1601790710&Signature=U4TY~L8le5VbAazVL~1hXxLVg0pNqiBRW1QRflApcaeCaPtdi19](https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/53367579/Hussein_Farhan_5.pdf?1496408454=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DIN_VITRO_ANTIOXIDANT_ACTIVITY_OF_ETHANOL.pdf&Expires=1601790710&Signature=U4TY~L8le5VbAazVL~1hXxLVg0pNqiBRW1QRflApcaeCaPtdi19)
- Fletcher, M., Takken, G., Blaney, B., & Alberts, V. (1993). Isoquinoline alkaloids and keto-fatty acids of *Argemone ochroleuca* and *A. mexicana* (mexican poppy) seed. I. An assay method and factors affecting their concentration. *Australian Journal of Agricultural Research*, 44(2), 265. <https://doi.org/10.1071/AR9930265>
- Galarraga, E., Amaro-luis, J. M., & Rojas, L. B. (2014). Triterpenos y saponinas triterpénicas de *Phytolacca icosandra* y *Phytolacca rugosa*. *Ciencia*, 22(1), 53–66.
- García-Mateos, R., Soto-Hernández, M., Zavala-Chávez, F., & Kite, G. (2007). Quinolizidine alkaloides in *Calia secundiflora* (fabaceae). *Agrociencia*, 41(2), 161–167.
- García, E. (2004). *Modificaciones al Sistema de Clasificación Climática de Köppen*. Instituto de Geografía Universidad Autónoma de México. <http://www.publicaciones.igg.unam.mx/index.php/ig/catalog/view/83/82/251-1>

- Guerrero-Rodríguez, E., Solís Gaona, S., Hernández-Castillo, F. D., Flores-Olivas, A., Sandoval-López, V., & Jasso-Cantú, D. (2007). D. C. en Patógenos de Postcosecha : *Alternaria alternata* ( Fr. : Fr. ) Keissl., *Colletotrichum gloeosporioides* ( Penz. ) Penz. y *Penicillium digitatum* (Pers.: Fr. ) Sacc. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 25(1), 48–53.
- Gupta, V. K., Roy, A., Nigam, V. K., & Mukherjee, K. (2010). Antimicrobial activity of spondias pinnata resin. *Journal of Medicinal Plants Research*, 4(16), 1656–1661. <https://doi.org/10.5897/JMPR10.182>
- Haiyan, L., Chen, Q., Yanli, Z., & Zhiwei, Z. (2005). Screening for Endophytic Fungi with Antitumour and Antifungal Activities from Chinese Medicinal Plants. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 21(8–9), 1515–1519. <https://doi.org/10.1007/s11274-005-7381-4>
- Hernández-Villegas, M. M., Borges-Argáez, R., Rodríguez-Vivas, R. I., Torres-Acosta, J. F. J., Méndez-Gonzalez, M., & Cáceres-Farfan, M. (2011). Ovicidal and larvicidal activity of the crude extracts from *Phytolacca icosandra* against *Haemonchus contortus*. *Veterinary Parasitology*, 179(1–3), 100–106. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.02.019>
- Hernández, M., Murace, M., Ringuelet, J., Petri, I., Gallo, D., & Arambarri, A. (2013). Effect of aqueous and alcohol extracts of *Phytolacca tetramera* (Phytolaccaceae) leaves on *Colletotrichum gloeosporioides* (Ascomycota) Efecto de los extractos acuoso y alcohólico de la hoja de *Phytolacca tetramera* (Phytolaccaceae) sobre *Colletotrichum...* *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 48(2), 201–209. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v48.n2.6205>
- Hussain, M., Debnath, B., Qasim, M., Bamsile, B. S., Islam, W., Hameed, M. S., Wang, L., & Qiu, D. (2019). Role of Saponins in Plant Defense Against Specialist Herbivores. *Molecules*, 24(11), 2067. <https://doi.org/10.3390/molecules24112067>
- Ippolito, A., Schena, L., Pentimone, I., & Nigro, F. (2005). Control of postharvest rots of sweet cherries by pre- and postharvest applications of Aureobasidium pullulans in combination with calcium chloride or sodium bicarbonate. *Postharvest Biology and Technology*, 36(3), 245–252. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2005.02.007>
- Leslie, J. F., & Summerell, B. A. (2006). The Fusarium Laboratory Manual Blackwell Publishing. En Ames, Iowa (First edit, Vol. 11, Número 3). Blackwell Publishing. [https://www.m-culture.go.th/mculture\\_th/download/king9/Glossary\\_about\\_HM\\_King\\_Bhumibol\\_Adulyadej's\\_Funeral.pdf](https://www.m-culture.go.th/mculture_th/download/king9/Glossary_about_HM_King_Bhumibol_Adulyadej's_Funeral.pdf)
- Mimica-Dukic, N., Simin, N., Cvejic, J., Jovin, E., Orcic, D., & Bozin, B. (2008). Phenolic Compounds in Field Horsetail (*Equisetum arvense* L.) as Natural Antioxidants. *Molecules*, 13(7), 1455–1464. <https://doi.org/10.3390/molecules13071455>
- Mshvildadze, V., Favel, A., Delmas, F., Elias, R., Faure, R., Decanosidze, G., Kemertelidze, E., & Balansard, G. (2000). Antifungal and antiprotozoal activities of saponins from *Hedera colchica*. *Pharmazie*, 55(4), 325–326. [https://www.researchgate.net/publication/12519650\\_Antifungal\\_and\\_antiprotozoal\\_activities\\_of\\_saponins\\_from\\_Hedera\\_colchica](https://www.researchgate.net/publication/12519650_Antifungal_and_antiprotozoal_activities_of_saponins_from_Hedera_colchica)
- Omar, T., Noman, L., Mohamed, B., Oke Altuntas, F., & Demirtas, I. (2018). PHYTOCHEMICAL CONSTITUENTS AND ANTIOXIDANT EFFECT OF *Solanum rostratum* SPECIES FROM ALGERIA T. *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 11(6), 219. <https://doi.org/10.22159/ajpcr.2018.v11i6.24951>
- Ong, M. K., & Ali, A. (2015). Antifungal action of ozone against *Colletotrichum gloeosporioides* and control of papaya anthracnose. *Postharvest Biology and Technology*, 100, 113–119. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2014.09.023>
- Pérez-Lainez, D., García-Mateos, R., San Miguel-Chávez, R., Soto-Hernández, M., Rodríguez-Pérez, E., & Kite, G. (2008). Bactericidal and Fungicidal Activities of *Calia secundiflora* (Ort.) Yakovlev. *Zeitschrift für Naturforschung C*, 63(9–10), 653–657. <https://doi.org/10.1515/znc-2008-9-1007>
- Regnault, C., PHILOGENE, B., & Vincent, C. (2004). *Vegetal, Biopesticidas de origen*.

- Saleri, F., Chen, G., Li, X., & Guo, M. (2017). Comparative Analysis of Saponins from Different Phytolaccaceae Species and Their Antiproliferative Activities. *Molecules*, 22(7), 1077. <https://doi.org/10.3390/molecules22071077>
- SAS, I. (2003). *Statistical Analysis Software, SAS/STAT* (9.0; pp. 27513–2414).
- Segal, R., & Schlösser, E. (1975). Role of glycosidases in the membranolytic, antifungal action of saponins. *Archives of Microbiology*, 104(1), 147–150. <https://doi.org/10.1007/BF00447315>
- Singh, S., Singh, A., Keshariwala, M., Singh, T. D., Singh, V. P., Pandey, V. B., & Singh, U. P. (2010). The mixture of tertiary and quaternary alkaloids isolated from *Argemone ochroleuca* inhibits spore germination of some fungi. *Archives Of Phytopathology And Plant Protection*, 43(13), 1249–1253. <https://doi.org/10.1080/03235400802404627>
- Sharma, M., & Kulshrestha, S. (2015). *Colletotrichum gloeosporioides*: An anthracnose causing pathogen of fruits and vegetables. *Biosciences Biotechnology Research Asia*, 12(2), 1233–1246. <https://doi.org/10.13005/bbra/1776>
- Solano, V., & Arauz, L. F. (1995). Combate de antracnosis en frutos de papaya mediante aplicaciones de fungicidas en el campo en la zona atlántica de costa rica. *Agronomía Costarricense*, 19(2), 25–30. [https://www.mag.go.cr/rev\\_agr/v19n02\\_025.pdf](https://www.mag.go.cr/rev_agr/v19n02_025.pdf)
- Tadeg, H., Mohammed, E., Asres, K., & Gebre-Mariam, T. (2005). Antimicrobial activities of some selected traditional Ethiopian medicinal plants used in the treatment of skin disorders. *Journal of Ethnopharmacology*, 100(1–2), 168–175. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2005.02.031>
- Talhinhas, P., Sreenivasaprasad, S., Neves-Martins, J., & Oliveira, H. (2002). Genetic and Morphological Characterization of *Colletotrichum acutatum* Causing Anthracnose of Lupins. *Phytopathology*, 92(9), 986–996. <https://doi.org/10.1094/PHYTO.2002.92.9.986>
- Tapia-Tussell, R., Quijano-Ramayo, A., Cortes-Velazquez, A., Lappe, P., Larque-Saavedra, A., & Perez-Brito, D. (2008). PCR-Based Detection and Characterization of the Fungal Pathogens *Colletotrichum gloeosporioides* and *Colletotrichum capsici* Causing Anthracnose in Papaya (*Carica papaya* L.) in the Yucatan Peninsula. *Molecular Biotechnology*, 40(3), 293–298. <https://doi.org/10.1007/s12033-008-9093-0>
- Tatagiba, J., Liberato, J., Zambolim, L., Ventura, J., & Costa, H. (2002). Control y condiciones climáticas favorables a antracnosis de papaya. *Fitopatología Brasileira*, 27(2), 186–192.
- Tavares, W. de S., Cruz, I., Petacci, F., de Assis Júnior, S. L., de Sousa Freitas, S., Zanuncio, J. C., & Serrão, J. E. (2009). Potential use of Asteraceae extracts to control *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) and selectivity to their parasitoids *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) and *Telenomus remus* (Hymenoptera: Scelionidae). *Industrial Crops and Products*, 30(3), 384–388. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2009.07.007>
- Townsend, G. R., & Heuberger, J. W. (1943). Methods for estimating losses caused by diseases in fungicide experiments. *Plant Disease Report*, 27, 340–343.
- Treyvaud, V., Marston, A., Dyatmiko, W., & Hostettmann, K. (2000). Molluscicidal saponins from *Phytolacca icosandra*. *Phytochemistry*, 55(6), 603–609. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(00\)00233-8](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(00)00233-8)
- Usha, K., Singh, B., Praseetha, P., Deepa, N., Agarwal, D. K., Agarwal, R., & Nagaraja, A. (2009). Antifungal activity of *Datura stramonium*, *Calotropis gigantea* and *Azadirachta indica* against *Fusarium mangiferae* and floral malformation in mango. *European Journal of Plant Pathology*, 124(4), 637–657. <https://doi.org/10.1007/s10658-009-9450-2>
- Wagner, H.; Bladt, S. (1996). *Plant Drug Analysis. A Thin Layer Chromatography Atlas*. (Springer Science & Business Media (ed.); Second edi). Springer Science & Business Media.
- White, T. J., Bruns, T. D., Lee, S., & Taylor, J. (1990). Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal genes form phylogenetics. En M. A. I. D. H. G. J. J. S. T. J. White (Ed.), *PCR - Protocols and Applications - A Laboratory Manual* (pp. 315–322). Academic Press.

**Recibido:**  
22/mayo/2020

**Aceptado:**  
11/febrero/2021

- Wink, M. (1992). The role of quinolizidine alkaloids in plants insect interactions. En B. Elizabeth A. (Ed.), *Insect-Plant Interactions* (pp. 131–166). <https://doi.org/10.1201/9781351271004-9>
- Wink, M. (1993). Quinolizidine alkaloids. En *Phytochemistry and Agriculture*. (pp. 187–203). The Phytochemical Society of Europe.
- Zhang, J. W., Li, S. K. B., & Wu, W. J. (2009). The main chemical composition and *in vitro* antifungal activity of the essential oils of *Ocimum basilicum* Linn. var. *pilosum* (Willd.) Benth. *Molecules*, 14(1), 273–278. <https://doi.org/10.3390/molecules14010273>.

# **IMPORTANCIA RELATIVA DE FRUTOS Y VERDURAS COMERCIALIZADAS EN EL MERCADO DE IZÚCAR DE MATAMOROS, PUEBLA, MÉXICO**

# **RELATIVE IMPORTANCE OF FRUITS AND VEGETABLES COMMERCIALIZED IN THE IZÚCAR DE MATAMOROS MARKET, PUEBLA, MEXICO**

**Martínez Moreno, D.; J. Reyes Matamoros, A.L. López Pérez y F. Basurto Peña.**  
IMPORTANCIA RELATIVA DE FRUTOS Y VERDURAS COMERCIALIZADAS EN EL  
MERCADO DE IZÚCAR DE MATAMOROS, PUEBLA, MÉXICO.  
RELATIVE IMPORTANCE OF FRUITS AND VEGETABLES COMMERCIALIZED IN THE  
IZÚCAR DE MATAMOROS MARKET, PUEBLA, MEXICO.

## IMPORTANCIA RELATIVA DE FRUTOS Y VERDURAS COMERCIALIZADAS EN EL MERCADO DE IZÚCAR DE MATAMOROS, PUEBLA, MÉXICO.

### RELATIVE IMPORTANCE OF FRUITS AND VEGETABLES COMMERCIALIZED IN THE IZÚCAR DE MATAMOROS MARKET, PUEBLA, MEXICO.

Martínez Moreno, D.,  
J. Reyes Matamoros,  
A.L. López Pérez  
y F. Basurto Peña

IMPORTANCIA RELATIVA  
DE FRUTOS Y VERDURAS  
COMERCIALIZADAS EN EL  
MERCADO DE IZÚCAR DE  
MATAMOROS, PUEBLA,  
MÉXICO.

RELATIVE IMPORTANCE  
OF FRUITS AND  
VEGETABLES  
COMMERCIALIZED IN THE  
IZÚCAR DE MATAMOROS  
MARKET, PUEBLA,  
MEXICO.

POLIBOTÁNICA

Instituto Politécnico Nacional

Núm. 51: 229-248. Enero 2021

DOI:

10.18387/polibotanica.51.15

**D. Martínez Moreno**

*Facultad de Ciencias Biológicas, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla.*

**J. Reyes Matamoros** / [jenaro.reyes@correo.buap.mx](mailto:jenaro.reyes@correo.buap.mx)

*Instituto de Ciencias, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla.*

**A. L. López Pérez**

*Facultad de Ciencias Biológicas, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla.*

**F. Basurto Peña**

*Jardín Botánico Exterior, Instituto de Biología,  
Universidad Nacional Autónoma de México.*

**RESUMEN:** El objetivo del estudio fue evaluar el valor de importancia de las plantas comestibles (frutas y verduras) que se ofertan en el mercado "Revolución" de Izúcar de Matamoros, Puebla, México. El estudio se realizó con visitas al mercado donde se registraron las plantas comestibles y se contabilizó el número de puestos que conforman la estructura básica del mercado, asimismo, se registraron las especies comestibles que se comercializan en los locales durante el año. Estos datos fueron utilizados para estimar su valor de importancia relativa. Los datos registrados en entrevistas con los comerciantes fueron el nombre común, lugar de procedencia y manejo. Se contabilizaron en el mercado 253 puestos de frutas y verduras, donde se registraron 38 familias, 78 géneros y 101 especies, cinco variedades y tres subespecies. Las familias con mayor número de especies fueron Fabaceae, Rosaceae y Solanaceae. De las especies ofertadas en el mercado, 89 son cultivadas y muy pocas son de recolecta, toleradas o fomentadas. En su mayoría las especies ofertadas en el mercado provienen de la central de abastos de Puebla y de San Salvador Huixcolotla, así como de los Estados de México, Morelos, Oaxaca, Puebla y Veracruz. En relación con la importancia relativa, de los 187 etnotaxa identificados en el mercado, 104 frutos y 58 hortalizas integran el grupo (0.1-9.9%), siete frutos y 13 hortalizas el grupo (10-19.9%), un fruto y cinco hortalizas el grupo (20-29.9%), y solo la cebolla blanca el grupo (40-50%).

**Palabras clave:** importancia relativa, plantas comestibles, mercado tradicional, Fabaceae, Rosaceae, Solanaceae.

**ABSTRACT:** The aim of the study was to evaluate the importance value of the edible plants (fruits and vegetables) that are offered in the "Revolution" market in Izúcar de Matamoros, Puebla, Mexico. The study was carried out with visits to the market where the edible plants were registered and the number of stalls that make up the basic structure of the market was counted, as well as the edible species that are commercialized in the premises during the year. These data were used to estimate its relative importance value. The data recorded in interviews with the merchants were the common name, place of origin and handling. In the market, 253 stalls of fruit and vegetable were listed, where 38 families, 78 genera and 101 species, five varieties and three subspecies were registered. The families with the highest number of species were

Fabaceae, Rosaceae y Solanaceae. Of the species offered in the market, 89 are cultivated and very few are harvested, tolerated or promoted. Most of the species offered in the market come from the Puebla and San Salvador Huixcolotla supply centers, as well as the States of Mexico, Morelos, Oaxaca, Puebla and Veracruz. In relation to relative importance, of the 187 ethnobotanical taxa identified in the market, 104 fruits and 58 vegetables make up the group (0.1-9.9%), seven fruits and 13 vegetables the group (10-19.9%), one fruit and five vegetables the group (20-29.9%), and only the white onion the group (40-50%).

**Keywords:** relative importance, edible plants, traditional markets, Fabaceae, Rosaceae, Solanaceae.

## INTRODUCCIÓN

Los mercados son instituciones sociales encargadas del intercambio de bienes entre ofertantes (productores, vendedores) y demandantes (compradores) y de la distribución y circulación de los bienes, de tal forma que mercado es una entidad económica donde sectores de la sociedad confluyen en función del consumo e intercambio (Castillo, 1995).

Para México desde hace al menos nueve milenios se reconoce la valiosa información sobre el espectro de los recursos de plantas usados por las sociedades humanas, las formas de vida, las interacciones ecológicas, principios activos, manejo cultural, las formas de preparación y administración (Casas *et al.*, 2016).

Los mercados representan una fuente de información sobre las formas de producción y el grado de domesticación de las plantas y permiten conocer los productos vegetales de la región, aportan datos sobre la procedencia, la historia y uso de las plantas.

En la época contemporánea el conocimiento tradicional se ha visto transformado a causa de la globalización, dado que la interacción de diferentes pueblos provoca la modificación de la cosmovisión indígena/campesina (Arenas *et al.*, 2011; Carreño, 2016). Siguiendo esta premisa los mercados de este tiempo integran el conocimiento tradicional con el moderno, regido por una visión tecnológica donde estos lugares se vuelven intermediarios de los sitios de origen de sus productos y el circuito comercial globalizado. Desde un punto de vista económico, el mercado no es sólo un lugar, sino que es un proceso social que se realiza en todas partes de manera continua (Hernández-Xolocotzi *et al.*, 1983).

Linares y Bye (2016) destacan las interacciones biológicas y de diversidad que ocurren en torno a los mercados, afirman que los productos encontrados denotan su riqueza, así como la dinámica de coexistencia, intercambio y relaciones comerciales. Por su parte, Arellanes *et al.* (2013) realizan una descripción histórica de las interacciones entre humanos y plantas del Valle de Tehuacán-Cuicatlán, encontrando una amplia diversidad de especies utilizadas por los pobladores, mencionando que las plantas útiles para esa región son 1600 especies. Mencionan, además la importancia de los tianguis, en particular las transacciones comerciales de productos que pueden ser a través de un aporte monetario o por trueque, mismo que realizan personas a las cuales se les llama “propios” y que intercambian plantas silvestres, arvenses y algunas cultivadas en pequeña escala. Estos tianguis son semanarios o pueden realizarse dos veces por semana, es característica la presencia de numerosos vendedores de diferentes orígenes, en su mayoría mujeres que ofertan sus productos por montones o en jícaras, que se entrelazan con un mercado globalizado en donde se encuentran mercancías de todo tipo. La importancia de los mercados tradicionales radica en la función social, económica y cultural que tienen dentro de cada una de las comunidades.

En el estado de Puebla se han realizado trabajos en mercados o tianguis con diferentes ópticas: con un enfoque de conocimiento de plantas medicinales (Senties, 1984; Bye y Linares, 1987; García, 2002; Martínez *et al.*, 2006; Sosa, 2013; Valdés, 2013; Rodríguez, 2016; López, 2019);

los tianguis han sido también estudiados mediante el registro de plantas útiles y comestibles (Méndez, 2009; Valdés, 2013; Camarillo, 2013; Alonso, 2014; Rivera, 2016; Martínez *et al.*, 2019). Por lo anterior, se puede decir que los tianguis son espacios en los cuales se establecen vínculos entre los productos agrícolas que se originan de la economía del campesino en un sitio particular con otros artículos producidos con fines comerciales, además refuerzan las relaciones sociales y tradiciones culturales, ya que se establecen como sitios de reunión. Esto ocurre en el mercado "Revolución" de Izúcar de Matamoros, Puebla, en donde se distinguen distintos tipos de vendedores: 1) Revendedores o profesionales, quienes llevan al mercado productos que compran en la central de abastos de San Salvador Huixcolotla, Central de abastos de Puebla y Mercado de Atlixco, 2) Regatones o regatoneros, que son pobladores locales quienes compran a los productores que llegan temprano a la plaza y ellos los revenden durante el día, 3) Los propios, que venden los productos que ellos mismos producen y pueden vender además productos que intercambian de otras regiones y 4) Los vendedores ambulantes, aquellos que compran los productos y los revenden pero que no tienen un sitio establecido.

De acuerdo con Escobar (2016), numerosos grupos humanos utilizan plantas y animales que ocupan un lugar prominente en el lenguaje, ceremonias y vida cotidiana, mismas que conforman el sustento contextual de la cultura con roles fundamentales en la dieta, medicina o como materiales diversos, estas plantas pueden llegar a convertirse en elementos centrales de la cultura, alimentaria en este caso y pueden considerarse como especies culturalmente clave, que pueden ser usadas o cosechadas en grandes cantidades, con un manejo intensivo para productividad y calidad (Turner, 1988; Garibaldi y Turner, 2004). Al mercado "Revolución" llegan numerosas especies de plantas comestibles por lo que el objetivo del estudio fue calcular la importancia relativa (IR) de las frutas y verduras que se ofertan en este mercado de Izúcar de Matamoros, Puebla, México, a fin de conocer aquellas especies y etnotaxa más significativas desde el punto de vista alimentario.

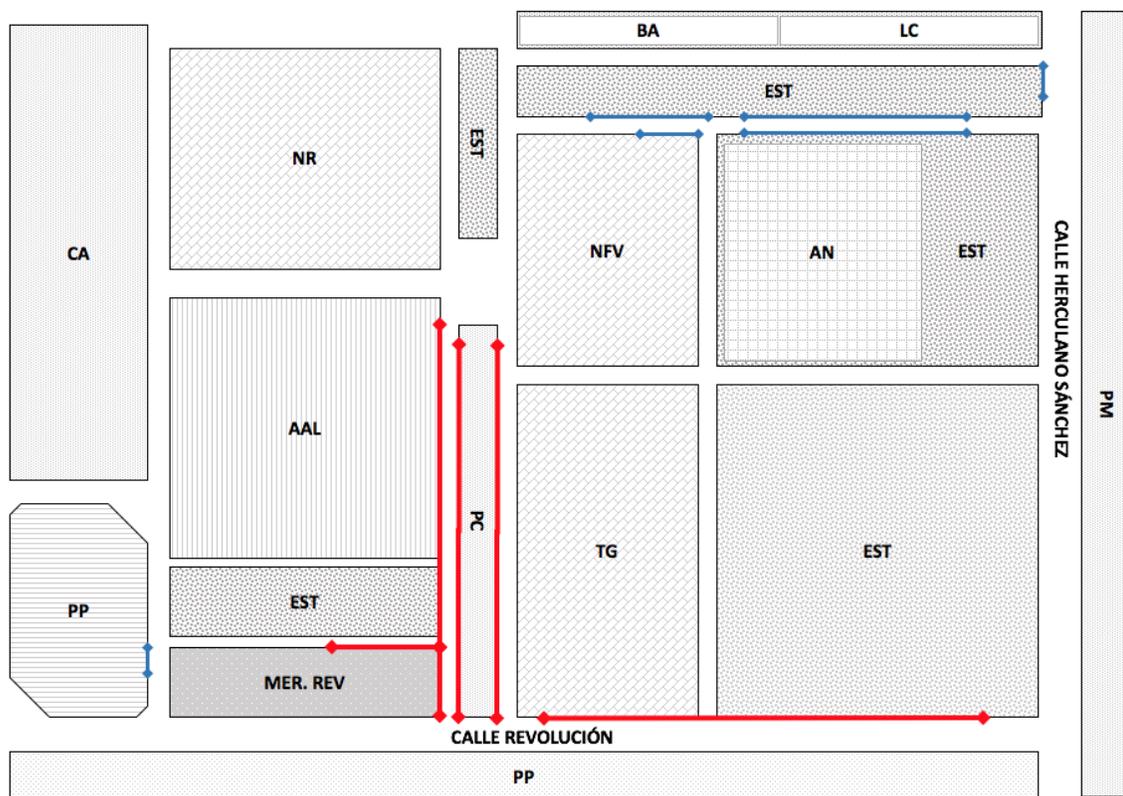
## MATERIAL Y MÉTODOS

El municipio de Izúcar de Matamoros se ubica en el sur del estado de Puebla a los 18° 36' 08'' de latitud norte y 98° 27' 55'' de longitud oeste, a una altitud de 1283 msnm (INEGI, 2014), y la localidad donde se encuentra el mercado "Revolución" es la cabecera municipal que lleva el mismo nombre del municipio. El trabajo dio inicio con dos visitas a las autoridades del mercado, en la primera se contactó al administrador y se le explicó el objetivo de la visita, en una segunda visita se presentaron las cartas de apoyo institucionales por parte de la Facultad de Ciencias Biológicas (BUAP), donde se explicaba las actividades que se realizarían en el mercado, con esto se otorgó el permiso correspondiente y se dio tiempo para que el administrador comunicara a los locatarios nuestra presencia y para que se nos diera el apoyo respectivo.

El trabajo se realizó de mayo de 2017 a junio de 2018, y se hicieron doce visitas al mercado Revolución para registrar las frutas y verduras ofertadas a la venta, durante los días lunes cuando todo el mercado está abierto y se instala el tianguis.

A fin de evaluar la importancia relativa (IR) de cada etnotaxa se registró la presencia de cada uno de ellos en cada uno de los puestos encontrados en el mercado en cada visita. La importancia relativa (IR) de cada especie y variedad (etnotaxa) se estimó como el porcentaje de presencia de cada especie o variedad con respecto del total, calculado mediante la siguiente fórmula:

$IR = (REV/RTEV) \times 100$ , donde REV es el registro de presencia de un etnotaxa particular, y RTEV es el registro de presencia de todos los etnotaxa (especies y variedades).



**Fig. 1.** Croquis de la composición del mercado "Revolución" de Izúcar de Matamoros, Puebla. Cada sigla es: **AAL** (Área de alimentos), **AN** (Anexo del Tianguis), **BA** (Bodega Aurrera), **CA** (Campo), **EST** (Estacionamiento), **LC** (Locales), **MER. REV** (Mercado "Revolución"), **NFV** (Nave de frutas y verduras), **NR** (Nave de ropa), **PC** (Pabellón central), **PM** (Panteón municipal), **PP** (Propiedad privada) y **TG** (Tianguis general). Las **líneas rojas** son zonas donde se instalan los comerciantes de temporada, las **líneas azules** son de comerciantes sin lugar específico.

El mercado Revolución de Izúcar de Matamoros se ubica en el centro de esta población y está organizado en varias áreas (Figura 1). Para el presente trabajo solo se visitaron la nave de frutas y verduras (NFV), el tianguis general (TG), así como en el anexo del tianguis (AN). También se registraron las plantas en las áreas donde la venta es de temporada (día de todos santos, navidad y año nuevo) y en zonas donde comerciantes se instalan sin tener sitio específico. Para el mercado en total se han contado más de 1300 puestos o locales, pero en las áreas visitadas el registro es de 253 puestos que comercializan frutas y verduras.

En cada una de las visitas al mercado se registraron todos los etnotaxa encontrados en cada puesto, preguntando a los comerciantes por el nombre común de las especies y variedades locales, el sitio de procedencia de las mismas y como son obtenidas (compra, cultivo, recolecta).

## RESULTADOS

El muestreo realizado en las visitas al mercado Revolución arroja un total de 187 etnotaxa, agrupadas en 38 familias, 78 géneros, 101 especies botánicas (Cuadro 1). Los nombres científicos de las plantas se actualizaron según The Plant List (<http://www.theplantlist.org>).

**Cuadro 1.** Plantas comestibles y su Importancia Relativa (IR) que se registraron en el mercado "Revolución" de Izúcar de Matamoros, Puebla.

TAXA	ETNOTAXA	IR	MANEJO	ORIGEN
<b>ACTINIDACEAE</b>				
<i>Actinidia deliciosa</i> (A. Cgeev.) C.F Liang & A.R Ferguson	Kiwi	2.48	Cultivada	China
<b>AGAVACEAE</b>				
<i>Agave kerchovei</i> Lem.	Cacaya	0.4	Recolecta	México
<b>AMARANTHACEAE</b>				
<i>Beta vulgaris</i> var. <i>cicla</i> L.	Acelga	6.88	Cultivada	Europa
<i>Beta vulgaris</i> L.	Betabel	9.98	Cultivada	África
<i>Spinacia oleracea</i> L.	Espinaca	10.5	Cultivada	Arabia y Persia
<i>Amaranthus hybridus</i> L.	Quelite	3.21	Fomentada	México
	Quintonil	1.14	Fomentada	México
<i>Chenopodium berlandieri</i> Moq. ssp <i>nuttalliae</i>	Huauzontle	7.37	Cultivada	México
<b>AMARYLLIDACEAE</b>				
<i>Allium cepa</i> L.	Cebolla blanca	44.6	Cultivada	Asia Central
	Cebolla cambray	5.37	Cultivada	Asia Central
	Cebolla morada	3.0	Cultivada	Asia Central
<b>ANACARDIACEAE</b>				
<i>Mangifera indica</i> L.	Mango ataulfo	9.09	Cultivada	India
	Mango criollo	5.07	Cultivada	India
	Mango Heidi o petacón	9.6	Cultivada	India
	Mango manila	7.08	Cultivada	India
	Mango manililla	4.64	Cultivada	India
	Mango niño	3.24	Cultivada	India
	Mango oro	5.38	Cultivada	India
<i>Spondias mombin</i> L.	Ciruela mango	3.69	Cultivada	Cáucaso (Turquía, Persia e Irán)
	Ciruela negra	0.75	Cultivada	Cáucaso (Turquía, Persia e Irán)
	Ciruela roja	2.66	Cultivada	Cáucaso (Turquía, Persia e Irán)
	Ciruela Tecomatlán	4.15	Cultivada	Cáucaso (Turquía, Persia e Irán)
	Ciruela verde	3.39	Cultivada	Cáucaso (Turquía, Persia e Irán)
<b>ANNONACEAE</b>				
<i>Annona reticulata</i> L.	Anona	0.67	Cultivada	América tropical
<i>Annona muricata</i> L.	Guanábana	1.19	Cultivada	Sudamérica tropical
<i>Annona cherimola</i> Mill.	Chirimoya	0.49	Cultivada	Andes Peruanos y montañas del Ecuador
<b>APIACEAE</b>				
<i>Apium graveolens</i> L.	Apio	8.3	Cultivada	Mediterráneo
<i>Daucus carota</i> L.	Zanahoria	18.0	Cultivada	Asia Central
<b>ARECACEAE</b>				
<i>Acrocomia mexicana</i> Karw. ex Mart.	Coyotl	0.79	Recolecta	México
<i>Cocos nucifera</i> L.	Coco	0.53	Cultivada	Asia tropical
<b>ASTERACEAE</b>				
<i>Cynara scolymus</i> L.	Alcachofa	0.97	Cultivada	Noreste de África
<i>Porophyllum linaria</i> (Cav.) DC	Tlapanches	2.65	Cultivada	México
<i>Lactuca sativa</i> L.	Lechuga italiana	3.66	Cultivada	Europa y Asia

	Lechuga orejona	1.91	Cultivada	Europa y Asia
	Lechuga romana	23.3	Cultivada	Europa y Asia
	Lechuga sangría	1.76	Cultivada	Europa y Asia
<b>BIGNONIACEAE</b>				
<i>Parmentiera aculeata</i> (Kunth) Seem.	Cuajote	0.4	Cultivada	México y América Central
<b>BRASSICACEAE</b>				
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>itálica</i>	Brócoli	18.4	Cultivada	Mediterráneo Oriental y Oriente Próximo
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>botrytis</i>	Coliflor	9.35	Cultivada	Asia
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>capitata</i> f. <i>rubra</i>	Col morada	1.52	Cultivada	Asia
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>capitata</i>	Col blanca	7.54	Cultivada	Asia
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>gemmifera</i>	Col de Bruselas	0.4	Cultivada	
<i>Brassica rapa</i> ssp <i>rapa</i>	Nabo	0.4	Cultivada	Europa
<i>Rorippa nasturtium-aquaticum</i> (L.) Hayek	Berros	5.11	Cultivada	Europa y Asia Central
<i>Raphanus sativus</i> L	Rábano bola	16.3	Cultivada	China
	Rábano largo	2.03	Cultivada	Eurasia
	Rábano negro	0.4	Cultivada	Eurasia
<b>BROMELIACEAE</b>				
<i>Ananas comosus</i> (L.) Merr.	Piña esmeralda	5.57	Cultivada	Sudamérica
	Piña miel	7.61	Cultivada	Sudamérica
<b>CACTACEAE</b>				
<i>Opuntia ficus-indica</i> (L.) Mill.	Nopal	11.4	Cultivada	México
<i>Opuntia</i> sp	Tuna criolla	1.98	Cultivada	México
<i>Opuntia</i> sp	Tuna verde	11.15	Cultivada	México
<i>Opuntia</i> sp	Xoconoxtle	0.79	Cultivada	México
<i>Hylocereus undatus</i> (Haw.) Britton & Rose	Pitahaya	1.19	Cultivada	México y América Central
<i>Stenocereus stellatus</i> (FAC Weber) Buxb.	Pitaya	1.91	Cultivada	México
<b>CARICACEAE</b>				
<i>Carica papaya</i> L.	Papaya	11.6	Cultivada	México
<b>CONVOLVULACEAE</b>				
<i>Ipomoea batatas</i> Poir.	Camote amarillo	1.37	Cultivada	México
	Camote blanco	1.03	Cultivada	México
	Camote morado	1.52	Cultivada	México
<b>CUCURBITACEAE</b>				
<i>Citrullus vulgaris</i> Schrad.	Sandía de sereno criolla	1.26	Cultivada	África
	Sandía rayada	7.51	Cultivada	África
	Sandía sin semillas	0.53	Cultivada	África
	Sandía sin rayas	0.92	Cultivada	África
<i>Cucumis melo</i> L.	Melón blanco	0.64	Cultivada	Asia
	Melón chino	10.2	Cultivada	Asia
	Melón criollo	1.86	Cultivada	Asia
<i>Cucumis sativus</i> L.	Pepinillo	0.99	Cultivada	India
	Pepino	19.6	Cultivada	India
<i>Cucurbita pepo</i> L.	Calabaza bola	14.0	Cultivada	México
	Calabaza larga	17.1	Cultivada	México
	Flor de calabaza	1.86	Cultivada	México
<i>Cucurbita moschata</i> Duchesne	Calabaza de castilla	0.59	Cultivada	México
<i>Sechium edule</i> (Jacq.) Sw.	Chayote blanco	1.15	Cultivada	México
	Chayote con espinas	2.01	Cultivada	México

	Chayote sin espinas	12.3	Cultivada	México
<b>ERICACEA</b>				
<i>Vaccinium Sm. macrocarpum</i>	Arándano	0.59	Cultivada	Europa
<b>EBENACEAE</b>				
<i>Diospyros kaki</i> Thunb.	Pérsimo	1.19	Cultivada	Asia
<i>Diospyros nigra</i>	Zapote negro	0.66	Cultivada	México y América Central
<b>FABACEAE</b>				
<i>Cicer arietinum</i> L.	Garbanzo tierno	0.4	Cultivada	Mediterráneo Oriental
<i>Arachis hypogaea</i> L.	Cacahuete	4.22	Cultivada	Sudamérica
<i>Inga jinicuil</i> Schltld. & Cham.	Vaina de cuajinicuil	6.23	Cultivada	México
<i>Leucaena leucocephala</i> (Lam.) de Wit	Guaje rojo	5.39	Cultivada	México
<i>Leucaena esculenta</i> (Moc. & Sessé ex DC.) Benth.	Guaje verde	7.87	Cultivada	México
<i>Pachyrhizus erosus</i> Urb.	Jícama	4.15	Cultivada	México
	Jícama piñatera	4.79	Cultivada	México
<i>Phaseolus vulgaris</i> L.	Frijol tierno (cacama)	2.32	Cultivada	México
	Ejote	17.0	Cultivada	México
<i>Pisum sativum</i> L.	Chícharo	4.68	Cultivada	Mediterráneo
<i>Erythrina americana</i> Mill.	Colorín	2.43	Fomentada	México
<i>Pithecellobium dulce</i> Benth.	Guamuchil	1.52	Fomentada	México
<i>Tamarindus indica</i> L.	Tamarindo	1.3	Cultivada	África
<i>Vicia faba</i> L.	Haba fresca	3.06	Cultivada	Asia Occidental
<i>Medicago sativa</i> L.	Germen de alfalfa	0.91		África del Norte y Asia
<i>Glycine max</i> var. <i>soja</i> (Siebold & Zucc.) H. Ohashi	Germen de soja	0.51		China
<b>JUGLANDACEAE</b>				
<i>Juglans regia</i> L.	Nuez de castilla	2.77	Cultivada	Asia
<i>Carya illinoensis</i> (Wangenh.) K.Koch	Nuez de la isla	0.79	Cultivada	Estados Unidos y México
<b>LAURACEAE</b>				
<i>Persea americana</i> Mill.	Aguacate criollo negro	6.19	Cultivada	México
	Aguacate criollo verde	1.66	Cultivada	México
	Aguacate fuerte	6.09	Cultivada	México
	Aguacate Hass	13.1	Cultivada	México
<b>LYTHRACEAE</b>				
<i>Punica granatum</i> L.	Granada	1.76	Cultivada	Persia, Irán y el Himalaya
<b>MALPIGHIACEAE</b>				
<i>Byrsonima crassifolia</i> (L.) Kunth	Nanche	2.15	Cultivada	América Tropical
<b>MALVACEAE</b>				
<i>Anoda cristata</i> Schltld.	Alaches	5.46	Fomentada	México
<b>MORACEAE</b>				
<i>Ficus carica</i> L.	Higo negro	1.22	Cultivada	Asia Occidental
	Higo verde	0.51	Cultivada	Asia Occidental
<b>MUSACEAE</b>				
<i>Musa acuminata</i> Colla Juss.	Plátano dominico	10.2	Cultivada	Sureste de Asia
	Plátano macho	7.02	Cultivada	Sureste de Asia
	Plátano manzano	2.5	Cultivada	Sureste de Asia
	Plátano morado guineo	0.66	Cultivada	Sureste de Asia
	Plátano tabasco	24.4	Cultivada	Sureste de Asia
<b>MYRTACEAE</b>				
<i>Psidium guajava</i> L.	Guayaba	19.7	Cultivada	América y Caribe

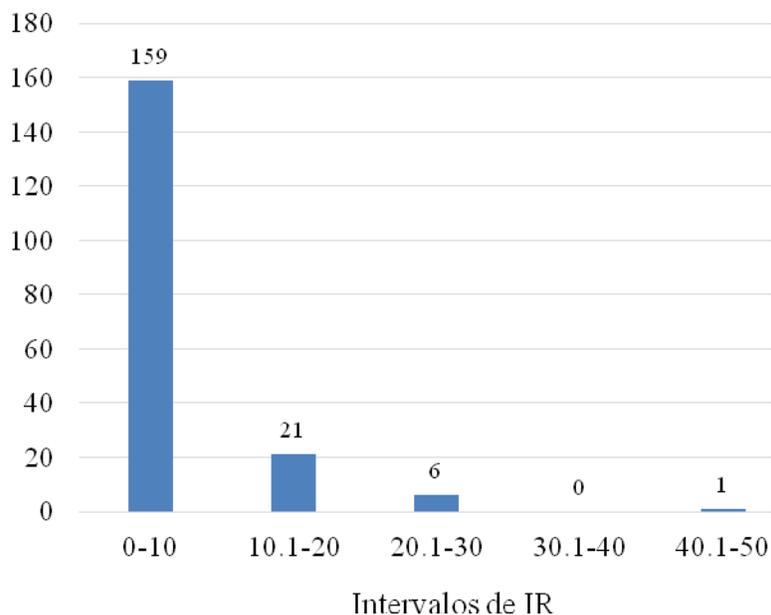
<b>OXALIDACEAE</b>				
<i>Averrhoa carambolo</i> L.	Carambolo	0.56	Cultivada	Indonesia y Malasia
<b>PASSIFLORACEAE</b>				
<i>Passiflora edulis</i> Sims.	Maracuyá	0.79	Cultivada	Sudamérica
<i>Passiflora ligularis</i> Juss.	Granada china	7.71	Cultivada	América tropical
<b>POACEAE</b>				
<i>Saccharum officinarum</i> L.	Caña de azúcar	2.7	Cultivada	Sureste Asia y Nueva Guinea
<i>Zea mays</i> L.	Elote	2.47	Cultivada	México
<b>PORTULACACEAE</b>				
<i>Portulaca oleraceae</i> L.	Verdolagas	5.53	Tolerada	cosmopolita
<b>ROSACEAE</b>				
<i>Prunus serotina</i> subsp. <i>capuli</i> (Cav.) McVaugh	Capulín	0.66	Cultivada	México
<i>Prunus domestica</i> L.	Ciruela amarilla	4.18	Cultivada	Cáucaso (Turquía, Persia e Irán)
<i>Crataegus mexicana</i> Duchesnse ex Rozier/DC.	Tejocote	5.29	Cultivada	México
<i>Fragaria x ananassa</i> (Weston) Duchense	Fresa	8.07	Cultivada	América / Europa
<i>Rubus idaeus</i> L.	Frambuesa	1.12	Cultivada	Grecia
<i>Malus domestica</i>	Manzana criolla	4.35	Cultivada	Eurasia
	Manzana gala	8.7	Cultivada	Eurasia
	Manzana Golden Delicious	13.7	Cultivada	Eurasia
	Manzana Granny Smith	2.57	Cultivada	Eurasia
	Manzana panochera	0.4	Cultivada	Eurasia
	Manzana rayada	5.78	Cultivada	Eurasia
	Manzana Red Delicious	6.13	Cultivada	Eurasia
	Manzana Rome Beauty	1.28	Cultivada	Eurasia
	Manzana Zacatlán	0.4	Cultivada	Eurasia
	Perón	5.03	Cultivada	Eurasia
<i>Prunus avium</i> . (L.) L.	Cereza	1.86	Cultivada	Asia menor
<i>Prunus armeniaca</i> L.	Chabacano	1.19	Cultivada	Mongolia, Turquestán, China
<i>Prunus persica</i> (L.) Batsch.	Durazno	8.66	Cultivada	Afganistán, China e Irán
	Melocotón	2.77	Cultivada	Afganistán, China e Irán
	Nectarina	1.82	Cultivada	Afganistán, China e Irán
<i>Eriobotrya japonica</i> (Thunb.) Lindl.	Níspero	2.11	Cultivada	China
<i>Cydonia oblonga</i> Mill.	Membrillo	1.19	Cultivada	Grecia
<i>Rubus</i> o <i>Morus</i>	Mora	0.4	Cultivada	Asia y Europa
<i>Pyrus communis</i> L.	Pera D'anjou	3.16	Cultivada	Eurasia
	Pera de leche	2.03	Cultivada	Eurasia
	Pera manzana	3.16	Cultivada	Eurasia
	Pera paraíso criolla	6.04	Cultivada	Eurasia
	Pera piña	1.78	Cultivada	Eurasia
<i>Rubus ulmifolius</i>	Zarzamora	0.79	Cultivada	Europa y África
<b>RUBIACEAE</b>				
<i>Morinda citrifolia</i> L.	Noni	1.03	Cultivada	Sureste Asia y Australia
<b>RUTACEAE</b>				
<i>Citrus aurantifolia</i> (Christm.) Swingle	Lima	0.53	Cultivada	Sureste Asia
	Limón criollo	6.62	Cultivada	Sureste Asia
<i>Citrus paradisi</i> Macfad.	Toronja	1.22	Cultivada	Caribe
<i>Citrus sinensis</i> (L.) Osbeck	Naranja	8.6	Cultivada	Asia, China e India

	Naranja de ombligo	2.06	Cultivada	
<i>Citrus x tangerina</i> Tanak	Tangerina	1.78	Cultivada	China
<i>Citrus reticulata</i> Blanco	Mandarina	6.6	Cultivada	Asia
	Mandarina fremont	9.09	Cultivada	Asia
	Mandarina mónica	10.3	Cultivada	Asia
<b>SAPINDACEAE</b>				
<i>Litchi chinensis</i> Sonn.	Lichi	8.3	Cultivada	China
<i>Nephelium lappaceum</i> L.	Rambután	2.04	Cultivada	Asia Tropical
<b>SAPOTACEAE</b>				
<i>Manilkara zapota</i> (L.) P. Royen	Chico zapote	0.89	Cultivada	México
<i>Pouteria sapota</i> (Jacq.) HE Moore & Stearn	Mamey	2.41	Cultivada	México y Centro America
<b>SOLANACEAE</b>				
<i>Capsicum annuum</i> L.	Chile chilaca	4.1	Cultivada	México
	Chile de agua	0.4	Cultivada	México
	Chile güero	0.4	Cultivada	México
	Chile guachinango	22.3	Cultivada	México
	Chile loco	1.27	Cultivada	México
	Chile oaxaqueño o de bola	0.4	Cultivada	México
	Chile poblano	17.0	Cultivada	México
	Chile serrano	15.7	Cultivada	México
	Chile Tampico	19.0	Cultivada	México
	Chile zacapaleño	6.04	Cultivada	México
	Pimentón morrón	4.68	Cultivada	México
<i>Capsicum chinensis</i> Jacq.	Chile habanero	2.47	Cultivada	Sudamérica
<i>Capsicum pubescens</i> Riuz & Pav.	Chile manzano	1.22	Cultivada	Sudamérica
<i>Physalis philadelphica</i> Lam.	Tomate	21.5	Cultivada	México
	Tomate manzano	2.37	Cultivada	México
<i>Physalis ixocarpa</i> Brot. ex Hornem.	Tomatillo	6.82	Cultivada	México
<i>Solanum glaucescens</i> Zucc.	Cuatecomate	1.32	Cultivada	México
<i>Solanum lycopersicum</i> L.	Jitomate criollo	0.62	Cultivada	México a Sudamérica
	Jitomate de bola	1.3	Cultivada	México a Sudamérica
	Jitomate saladet	23.4	Cultivada	México a Sudamérica
<i>Solanum melongena</i> L.	Berenjena	2.54	Cultivada	Sur de la India
<i>Solanum tuberosum</i> L.	Papa blanca	20.1	Cultivada	Perú
	Papa cambray	1.24	Cultivada	Perú
	Papa rosa	1.19	Cultivada	Perú
<b>VITACEAE</b>				
<i>Vitis vinifera</i> L.	Uva globo	1.78	Cultivada	Asia
	Uva negra	1.19	Cultivada	Asia
	Uva roja con semilla	7.28	Cultivada	Asia
	Uva roja sin semilla	3.49	Cultivada	Asia
	Uva verde sin semilla	8.76	Cultivada	Asia

Las familias con mayor número de especies botánicas fueron Fabaceae (14), Rosaceae (13), Solanaceae (9), Cactaceae y Cucurbitaceae (6 c/u) y Amaranthaceae (5), sin embargo, las familias botánicas con mayor número de etnotaxa fueron Rosaceae (29), Solanaceae (24), Cucurbitaceae (16), Fabaceae (16), Anacardiaceae (11), Brassicaceae (10), Rutaceae (9), Asteraceae (6), Cactaceae (6), Musaceae (5) y Vitaceae (5). El etnotaxón con mayor IR (44.6) fue la cebolla blanca, mientras que los de menor valor fueron; cacayas, cuajote, rábano negro, col de Bruselas, nabo, manzanas panchera y Zacatlán, chile de agua y chile güero (0.4).

Los etnotaxa que presentaron un IR entre 10.1-20 fueron: zanahoria, espinaca, brócoli, rábano bola, nopal, tuna verde, papaya, melón chino, pepino, calabaza bola, calabaza larga, chayote sin espinas, aguacate Hass, ejote, plátano dominico, manzana Golden Delicious, mandarina Mónica, chile poblano, chile serrano y chile Tampico, las que se encontraron con un intervalo de IR entre 20.1-30 fueron: lechuga romana, plátano tabasco, chile Guachinango, tomate, jitomate saladet y papa blanca, mientras que la mayoría de taxa presenta un IR de 0-10. En el intervalo entre 30.1 y 40 no se registró ningún etnotaxa (Grafica 1).

No. de etnotaxa



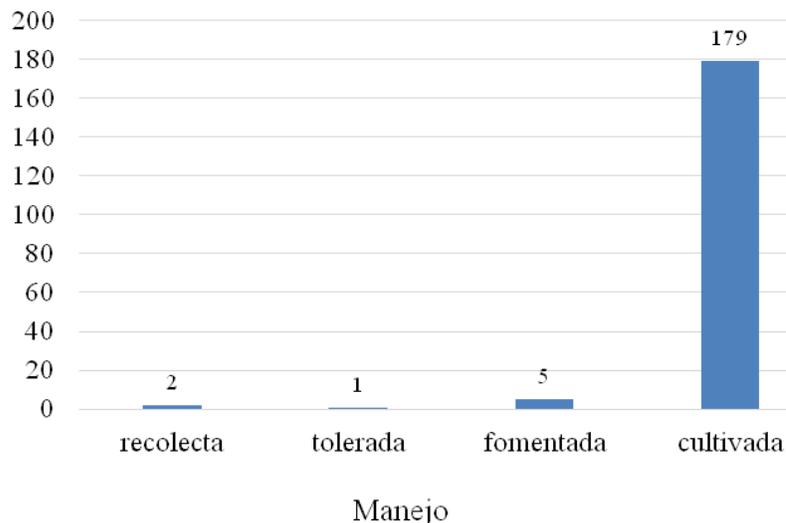
**Gráfica 1.** Índice de importancia relativa (IR) de los etnotaxa.

Por su origen la mayoría de las especies comercializadas son exóticas, originarias de diferentes regiones de África, América, Asia, Australia y Europa (Cuadro 1) y sólo 40 (21%) especies son nativas de México; entre estas, casi todas son productos de temporada, lo que se refleja en IR muy bajo, menor a 10, y solamente verduras como calabacita, jitomate, nopalitas, tomate, algunas variedades de chile y frutas como papaya, guayaba, tunas y aguacates se ubican con un IR entre 10.1 y 20.

De los 187 etnotaxa registrados, 160 (86%) tienen un índice de valor de importancia menor a 10, esto indica que son productos de temporada o que solo se ofrecen en pocos puestos.

Con respecto de su manejo, la gran mayoría de las especies son cultivadas, dos especies son de recolecta (cacayas y coyotl), una es tolerada (verdolaga) y 5 son fomentadas (quelites, quintoniles, colorín, guamúchil y alaches) (Gráfica 2).

No. de etnotaxa

**Gráfica 2.** Manejo de los etnotaxa registrados.

Hay que hacer notar que entre las plantas cultivadas hay etnotaxa con IR muy bajo, menor a 1, como anona, chirimoya, coco, alcachofa, cuajote, col de Bruselas, nabo, rábano negro, xoconostle, sandía sin semillas, sandía sin rayas, melón blanco, pepinillo, calabaza de castilla, arándano, zapote negro, nuez de la lisa, garbanzo tierno, germen de alfalfa, germen de soya, higo verde, plátano morado guineo, carambolo, maracuyá, capulín, ciruela negra, manzana panochera, manzana Zacatlán, zarzamora, lima, chico zapote, chile de agua, chile güero, chile oaxaqueño o de bola, jitomate criollo.

En cuanto al lugar de procedencia de los etnotaxa, estos provienen de 22 localidades de 17 municipios los Estados de México, Morelos, Oaxaca, Puebla y Veracruz, pero en su mayoría provienen de las centrales de abasto de Puebla y de San Salvador Huixcolotla (Cuadro 2, Figura 2).

**Cuadro 2.** Lugar de procedencia de las especies y variedades (etnotaxa) que se ofertan en el mercado "Revolución" de Izúcar de Matamoros, Puebla.

Estado	Localidad y municipio	Etnotaxa
México	Ozumba, Ozumba 5 etnotaxa	Aguacate Criollo Chirimoya Durazno Granada China Níspero
Morelos	Huecahuaxco, Ocuituco 4 etnotaxa	Aguacate Guaje Jitomate Níspero
Oaxaca	Huajuapán de León, Huajuapán 9 etnotaxa	Cacayas Chico Zapote Chile de agua Chile Güero

		<p>Cuatecomate          Jitomate          Pitahaya          Pitaya          Tempesquistle</p>
Puebla	<p>Acatlán de Osorio, Acatlán          5 etnotaxa</p>	<p>Carambolo          Lima          Limón Criollo          Mango Criollo          Pitaya</p>
	<p>Atlixco, Atlixco          11 etnotaxa</p>	<p>Aguacate Hass          Camote          Cebolla Blanca          Cebolla de Cambray          Cebolla Morada          Chayote          Colorín          Jitomate          Lima          Maracuyá          Rábano</p>
	<p>Central de Abastos, Puebla          62 etnotaxa</p>	<p>Acelga          Aguacate          Arándano          Betabel          Brócoli          Calabaza de bola          Calabaza Larga          Calabazas          Capulín          Cereza          Chabacano          Chayote sin espinas          Chile Huachinango          Chile Poblano          Chile Serrano          Chile Tampico          Ciruelas          Coco          Coliflor          Espinaca          Frambuesa          Fresa          Frijol          Ejotes          Germen de Alfalfa          Germen de Soya          Guanábana          Haba Fresca          Higo          Huauzontle          Kiwi          Lechuga          Lichi          Limón</p>

	Mamey Mandarina Mangos Manzana Melocotón Melón Membrillo Naranja Nectarina Noni Nopal Nuez de Castilla Papa Pepinillo Pepino Pera Perón Piña Quelites Quintoniles Rábano Rambután Sandía Toronja Tuna Uvas Xoconoxtle Zarzamora
Champusco, Huaquechula  7 etnotaxa	Ajo Cebolla Chícharo Cilantro Lechuga Rábano Té Limón
Chiautla de Tapia, Chiautla  6 etnotaxa	Flor de Jamaica Sandía Melón Pepino Guamúchil Verdolaga
Coatzingo, Coatzingo  3 etnotaxa	Sandía Criolla Biznaga Cacayas
Chietla, Chietla  3 etnotaxa	Plátano Morado Plátano Tabasco Zapote Negro
San Pablo Zoyatitlanapan, Huatlatlauca  6 etnotaxa	Camote Guaje Cebolla Tomate Ajo Alaches
San Salvador Huixcolotla, Huixcolotla	Alcachofa Arándano

42 etnotaxa	Berros Brócoli Calabaza Bola Calabaza Larga Caña Capulín Cebolla Cereza Chayote sin espinas Chayote Chile Serrano Ciruelas Col Coliflor Ejote Frijol Germen de Alfalfa Guayaba Jícama Jitomate Lechuga Italiana Lechuga Orejona Lechuga Romana Lechuga Sangría Mamey Manzanas Melocotón Melón Membrillo Nabo Nectarina Nuez de Castilla Nuez de la Lisa Papa Pera Perón Tamarindo Tlapanches Tomate Zanahoria
Ixtacamaxtitlán, Ixtacamatlán	Papa
1 etnotaxa	
Izúcar de Matamoros, Izúcar	Aguacate Criollo Anona Berros Cacayas Caña Chayote con espina Chico Zapote Cilantro Ciruelas Colorín Coyotl Cuajote
25 etnotaxa	

		<p>Elote Guaje Guamuchil Jícama Limón Criollo Mango Criollo Maracuyá Orégano Pápalo Pérsimo Vaina de Cuajinicuil Yerbabuena Zapote</p>
	San Juan Raboso, Izúcar de matamoros	Calabaza de Castilla
	1 etnotaxa	
	San Martín Zacatempa, Tochimilco	<p>Chilacayote Limón Criollo Níspero Tejocote</p>
	4 etnotaxa	
	San Luis Chalma, Tlapanalá	<p>Cacahuate Lima Calabazo Limón Criollo Sandía Criolla</p>
	4 etnotaxa	
	Tochimilco, Tochimilco	<p>Aguacate Chile Manzano Chirimoya Granada China Jícama Lima Níspero Tejocote</p>
	8 etnotaxa	
	La Soledad Morelos, Atlixco	<p>Aguacate Chía Chile Manzano Garbanzo</p>
	4 etnotaxa	
	San Antonio Alpanocan, Tochimilco	<p>Aguacate Criollo Ajo Morado Chayote Blanco Níspero Nopal Pera Paraíso</p>
	6 etnotaxa	
Veracruz	Estado	<p>Maracuyá Papa Piña</p>
	3 etnotaxa	
	Martínez de la Torre, Martínez de la Torre	<p>Mandarina Naranja Papaya Plátano Dominicó Plátano Manzano Plátano Tangerina Toronja</p>
	8 etnotaxa	



Izúcar de Matamoros; el resto de las 22 comunidades que abastecen de frutas y verduras al mercado Revolución lo hacen con 3 a 11 etnotaxa, es decir con menos del 6% cada una (cuadro 2).

De los 187 etnotaxa registrados, 159 tienen una IR menor a 10 y sólo 28 etnotaxa (14.8%) tienen IR mayor a 10. Los etnotaxa con mayor IR son todos cultivados, las plantas recolectadas, toleradas o fomentadas tienen todas una IR menor a 5.5. Sin embargo, hay que hacer notar que entre las plantas cultivadas hay también etnotaxa con IR muy bajo, menor a 1, lo cual puede explicarse considerando que algunos son nativos provenientes de agroecosistemas tradicionales y de temporada, con baja producción (anona, cuajote, xoconoxtle, manzana panochera, manzana Zacatlán, chile de agua, chile oaxaqueño o de bola, capulín), otros son también nativos, pero muy perecederos (zapote negro), o de uso en temporadas muy específicas, como la calabaza de castilla que se emplea principalmente en las ofrendas de Todos Santos.

Entre las plantas introducidas con menor IR están las de introducción al país relativamente reciente (carambolo, maracuyá, arándano, sandía sin semilla), con poca tradición de consumo (germen de alfalfa o de soya, pepinillo, col de Bruselas, nabo, garbanzo tierno) o que se consumen más bien como golosina como el coco.

Un caso que llama la atención es el de los quelites y quintoniles, pues siendo especies fomentadas en cuanto a su manejo, tienen IR similar al de varias especies cultivadas, lo cual podría ser indicativo de que su manejo se encuentra en una dinámica que lo lleva hacia el cultivo incipiente.

La cebolla es la especie con mayor IR, lo que denota presencia todo el año con alta frecuencia, esto puede explicarse si se considera su uso en las comidas cotidianas de la región, pero además está presente en salsas picantes y su uso como complemento de comidas 'callejeras' o de 'antojitos' es casi obligado.

Hay que destacar la agrobiodiversidad encontrada en el mercado, ya que de varias especies botánicas se reconocen de 2 a 11 etnotaxa (variedades locales y/o variedades hortícolas o agronómicas). Las especies con mayor número de etnotaxa son el chile (*Capsicum annum*), la manzana (*Malus domestica*) y el mango (*Mangifera indica*), el primero nativo e introducidas las otras dos.

Más de la mitad de las especies con diversidad infra específica (con dos o más etnotaxa) son introducidas (18 de 28 especies), lo cual significa que aun para especies provenientes de otras regiones del mundo, México es un importante reservorio de agrobiodiversidad, no solo de especies nativas, sino también introducidas.

Si consideramos los etnotaxa con IR mayor a 10, y los consideramos como los de mayor significancia cultural (Turner, 1988; Garibaldi y Turner, 2004; Escobar, 2016), entonces la dieta de la región, en cuanto a frutas y verduras, estaría conformada por guisados y salsas condimentados con cebolla blanca, tomate, jitomate saladet, chile serrano, chile Tampico, chile huachinango, zanahoria y aguacate hass; guisados o platillos compuestos con chayotes sin espina, calabacitas bola o larga, ejotes, zanahoria, brócoli, nopales y papa blanca, acompañadas por ensaladas o guarniciones de lechuga romana, aguacate, rábano bola, pepino y complementada con aguas frescas o frutas de mesa que incluyen tuna verde, papaya, melón chino, mandarina Mónica, manzana Golden delicious, plátanos dominico o tabasco y guayaba, todas ellas integradas en una dieta que incluye especies nativas e introducidas casi por igual.

Si bien este mercado puede considerarse como un mercado tradicional (Arellanes y Casas, 2011), en su dinámica comercial y de abasto se encuentra ligado ya no sólo al entorno local o regional sino incluye también la producción nacional e incluso cadenas de producción y distribución a escala global, pues no hay que olvidar que México importa frutas como manzanas, cítricos o uvas de Chile o de los Estados Unidos, por lo que es muy probable que

etnotaxa correspondientes a estas especies ofertadas en el mercado Revolución provengan de dichas latitudes.

Esto lleva a cuestionarse acerca del papel de estos mercados tradicionales en cuanto al futuro y la conservación de la agrobiodiversidad nativa, pues el abasto de productos vegetales local o regional a los mismos es ya muy bajo en proporción al abasto de procedencia nacional e internacional, lo que podría poner en riesgo la continuidad de etnotaxa locales.

## CONCLUSIONES

En el mercado Revolución de Izúcar de Matamoros del Estado de Puebla se contabilizaron 253 puestos de frutas y verduras, donde se registraron 187 etnotaxa, agrupadas en 38 familias, 78 géneros, 101 especies botánicas. Las familias con mayor número de especies botánicas fueron Fabaceae, Rosaceae y Solanaceae con 14, 13 y 9 respectivamente. En el mercado se comercializan frutas y verduras, provenientes de los estados circunvecinos al Estado de Puebla, pero la mayoría de los productos proceden del propio estado de Puebla: la Central de Abasto de Puebla y el mercado de Huixcolotla; en tercer lugar, como proveedor de productos está el municipio de Izúcar de Matamoros; y el resto por 22 comunidades aledañas al municipio de Izúcar de Matamoros con el 6% de los etnotaxa. De los 187 etnotaxa registrados, 159 tienen una IR menor a 10 y sólo 28 etnotaxa (14.8%) tienen IR mayor a 10. Los etnotaxa con mayor IR son todos cultivados, las plantas recolectadas, toleradas o fomentadas tienen todas una IR menor a 5.5. Sin embargo, entre las plantas cultivadas hay también etnotaxa con IR muy bajo, menor a 1. Los quelites y quintoniles, siendo especies fomentadas en cuanto a su manejo, tienen IR similar al de varias especies cultivadas. La cebolla es la especie con mayor IR. La agrobiodiversidad encontrada en el mercado, reconoce de 2 a 11 etnotaxa (variedades locales y/o variedades hortícolas o agronómicas). Las especies con mayor número de etnotaxa son el chile, la manzana y el mango. Los etnotaxa con IR mayor a 10 tienen mayor significancia cultural. Si bien este mercado puede considerarse como un mercado tradicional, en su dinámica comercial y de abasto se encuentra ligado ya no sólo al entorno local o regional sino incluye también la producción nacional e incluso cadenas de producción y distribución a escala global. Esto lleva a cuestionarse acerca del papel de estos mercados tradicionales en cuanto al futuro y la conservación de la agrobiodiversidad nativa.

## LITERATURA CITADA

- Alonso, H., J. (2014). *La flora útil del mercado "Ignacio Zaragoza" del municipio de Atlixco, Puebla*. Tesis de Licenciatura, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México. <https://hdl.handle.net/20.500.12371/4984>
- Arellanes, Y. y Casas, A. (2011). Los mercados tradicionales del Valle de Tehuacán-Cuicatlán: Antecedentes y situación actual. *Nueva Antropología*, 24(74), 93–123.
- Arellanes, Y., Casas, A., Arellanes, A., Vega, E., Blancas, J., Vallejo, M., Torres, I., Rangel, S., Moreno, A.I., Solís L. & Pérez, E. (2013). Influence of traditional markets on plant management in the Tehuacan Valley. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine*, 9(1), 38.
- Arenas, P. M., Cristina, I., Puentes, J. P., Buet, F., Hurrel, J. A. y Pochettino, M. L. (2011). Adaptógenos: plantas medicinales tradicionales comercializadas como suplementos dietéticos en la conurbación Buenos Aires-La Plata (Argentina). *Bonplandia*, 20(2), 251–264.
- Bye, R. A. y Linares, E. A. (1987). Usos pasados y presentes de algunas plantas encontradas en los mercados mexicanos. *América Indígena*, 47(2), 200–230.
- Camarillo, A., R. (2013). *Plantas útiles del mercado Revolución de Izúcar de Matamoros, Puebla*. Tesis de Licenciatura, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México.

**Recibido:**  
5/agosto/2020

**Aceptado:**  
8/febrero/2021

- Carreño, H., P. C. (2016). *La etnobotánica y su importancia como herramienta para la articulación entre conocimientos ancestrales y científicos*. Universidad Distrital Francisco José de Caldas, Bogotá.
- Casas, A., Blancas, J. & Lira, R. (2016). Mexican Ethnobotany: Interactions of people and plants in Mesoamerica. In: R. Lira, A. Casas, & J. Blancas (Eds.). *Ethnobotany of Mexico* (pp. 1–19). New York: Springer.
- Castillo, N., M. (1995). *El tianguis de Toluca: una reminiscencia de los mercados prehispánicos*. México: Universidad Autónoma del Estado de México.
- Escobar, F., T. (2016). *Importancia cultural y prácticas de manejo de las plantas asociadas a dos rituales totonacos en la Sierra Norte de Puebla*. Tesis de Maestría, Universidad Veracruzana, México.
- García, E. I. (2002). *Estudio etnobotánico de las plantas medicinales que se venden en el mercado cinco de mayo en Puebla*. Tesis de Licenciatura, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México.
- Garibaldi, A. & Turner, N. J. (2004). Cultural keystone species: implications for ecological conservation and restoration. *Ecology and Society*, 9(3), 1.
- Hernández- Xolocotzi, E., Vargas-Nicasio, A., Gómez-Hernández, T., Montes-Meneses, J. y Brauer-Granados, F. (1983). Consideraciones etnobotánicas de los mercados en México. *Revista de Geografía Agrícola*, 4, 13–28.
- INEGI. (2014). Anuario estadístico y geográfico de Puebla. Puebla: Instituto Nacional de Estadística y Geografía, México.
- Linares, E. & Bye, R. (2016). Traditional markets in Mesoamerica: A mosaic of history and traditions. In: R. Lira, A. Casas, & J. Blancas. *Ethnobotany of Mexico* (pp. 151–177). New York: Springer.
- López, L. (2019). *Contenido proteico y uso tradicional del guaje verde (Leucaena leucocephala, Lam. de Wit) en cuatro mercados del Estado de Puebla: una perspectiva etnobotánica*. Tesis de Licenciatura, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México.
- Martínez, M., D., Alvarado, F., R., Mendoza, C., M. y Basurto, P., F. (2006). Plantas medicinales de cuatro mercados del estado de Puebla, México. *Bol. Soc. Bot. Méx*, 79, 79–87. <https://doi.org/10.17129/botsci.1735>
- Martínez, M., D., Reyes, M., J., Rivera, M., V. y Basurto, P., F. (2019). Análisis de las plantas comestibles, frutas y verduras, ofertadas en el tianguis de Tepexi de Rodríguez, Puebla, México. *Polibotánica*, 48, 185–203. <https://doi.org/10.18387/polibotanica.48.14>
- Méndez, S., A. (2009). *Plantas útiles del mercado de Santo Domingo Huehuetlán el Grande, Puebla, México*. Tesis de Licenciatura, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México.
- Rivera, M., V. (2016). *Registro de plantas comestibles en el tianguis “El Moralillo” en Tepexi de Rodríguez, Puebla*. Tesis de Licenciatura, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México.
- Rodríguez, V., E. (2016). *Las plantas medicinales que se comercializan en el mercado de Amozoc de Mota, Puebla*. Tesis de Licenciatura, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México.
- Senties, A. (1984). *Plantas medicinales y sistemas tradicionales de curación del Valle de Tehuacán, Puebla*. Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Sosa, M. R. (2013). *Comercialización, uso y obtención de plantas medicinales que se expenden en el mercado Independencia de la ciudad de Puebla, Puebla*. Tesis de Licenciatura, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México.
- Turner, N. (1988). The importance of a Rose: Evaluating the cultural significance of plants in Thompson Lillooet Interior Salish. *American Anthropologist*, 90(2), 272–290.
- Valdés, E., G. (2013). *Plantas útiles del Mercado de Acatlán de Osorio*. Tesis de Licenciatura, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México.