

REVISTA DE INVESTIGACIÓN CIENTÍFICA

2022

Volumen 7

Número 2

# ÁRIDO CIENCIA

*Biociencias y Etnodiversidad*



**UJED**  
Universidad Juárez  
del Estado de Durango



**FCB**  
FACULTAD DE  
CIENCIAS BIOLÓGICAS



**HERBARIO  
JAAA**  
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS  
UNIVERSIDAD JUÁREZ DEL ESTADO DE DURANGO

ISSN 2594-2344  
Versión Digital  
[www.aridociencia.mx](http://www.aridociencia.mx)

## DIRECTORIO

UNIVERSIDAD JUÁREZ DEL  
ESTADO DE DURANGO

M.A. RUBÉN SOLÍS RÍOS  
RECTOR

M.C. JULIO GERARDO LOZOYA VÉLEZ  
SECRETARIO GENERAL

DR. JORGE SÁENZ MATA  
DIRECTOR FCB

### COMITÉ EDITORIAL

JAIME SÁNCHEZ S.  
EDITOR EN JEFE

#### EDITORES ASOCIADOS:

SANDRA V. LEYVA PACHECO

JOSÉ G. CASTAÑEDA GAYTÁN

GISELA MURO PÉREZ

CANDIDO MÁRQUEZ HERNÁNDEZ +

ALEXANDER M. CZAJA

MIGUEL BORJA JIMÉNEZ

SARA I. VALENZUELA CEBALLOS

JORGE SÁENZ MATA

OMAG CANO VILLEGAS

TAMARA RIOJA PARADELA

ARTURO CARRILLO REYES

#### ARTE Y DISEÑO

ANGEL SAMUEL DE LA TORRE E.

---

#### WEB MASTER

JORGE M. CASTRO VITELA

---

#### FOTOGRAFÍA EN PORTADA

Maestra Graciela Calderón Díaz Barriga.  
Herbario IEB, Pátzcuaro, 2011.

---

Av. Universidad s/n. Fracc. Filadelfia  
C.P. 35010. Gómez Palacio, Dgo.  
Tel / Fax: (871) 7 15 20 77  
email: arido-ciencia@ujed.mx  
www.aridociencia.mx

# ÁRIDO-CIENCIA

*Biociencias y Etnodiversidad*

Árido-Ciencia, es una revista de difusión científica que nace por iniciativa del equipo del Herbario JAAA y un grupo de académicos e investigadores del cuerpo académico en consolidación denominado “Riqueza, Interacciones y Conservación de la Biodiversidad” de la LGAC “Biología, Vulnerabilidad y Conservación de Flora, Fauna y Microbiomas Silvestres” de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Juárez del Estado de Durango.

La finalidad es que la comunidad científica nacional e internacional sea participe con las publicaciones que se generan en las diferentes líneas de investigación, las cuales tienen un enfoque de aprovechamiento y desarrollo sustentable en los diversos ecosistemas que se presentan en las regiones áridas y semiáridas del mundo; que serán publicadas en modalidad de artículos, notas (Short communication), revisiones (reviews) y semblanzas.

La revista es un medio de difusión científica donde pueden participar todos aquellos investigadores de diversos países que realicen investigaciones afines con la temática de Biociencias y Etnodiversidad con énfasis en zonas áridas y semiáridas del mundo.

El Comité Editorial de la revista Árido-Ciencia a través de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Juárez del Estado de Durango, agradecen de antemano a quienes hacen posible la cristalización de este proyecto en una estrategia por realimentar el ejercicio de las ciencias naturales entre los especialistas mediante la difusión científica de los resultados de las investigaciones y en forjar un vínculo con la sociedad para beneficio del saber ser y hacer en los ecosistemas áridos y semiáridos del mundo.

Facultad de Ciencias Biológicas  
Universidad Juárez del Estado de Durango

# Contenido

<b>EL PRIMER NATURALISTA DURANGUENSE: CARLOS PATONI</b> Lizeth Ruacho-González	<b>3</b>
<b>DETERMINACIÓN DEL SEXO EN DOS ESPECIES DE AVES DE PASTIZAL INVERNADO EN EL NORTE DE MÉXICO</b> Daniel Sierra Franco, Martin Emilio Pereda Solís, y José Hugo Martínez Guerrero, Erin Strasser H., Fernando Flores Morales y Manuel Armando Salazar Borunda.	<b>8</b>
<b>FLORA VASCULAR DE PLAYAS Y DUNAS COSTERAS DEL ESTADO DE SONORA, MÉXICO</b> José Jesús Sánchez-Escalante & Manuel Higinio Sandoval-Ortega.	<b>15</b>
<b>PORAMORALOS DIFUNTOS: Bella tradición el cultivo de cempasúchil (Tagetes erecta L. / Cempohualxochitl) en el Valle de Juárez, ahora ciudad Juárez Durango, México.</b> Gisela Muro Pérez, Claudia T. Hornung Leoni, Perla Elizalde Díaz y Jaime Sánchez	<b>31</b>

## EL PRIMER NATURALISTA DURANGUENSE: CARLOS PATONI

## THE FIRST NATURALIST FROM DURANGO: CARLOS PATONI

Lizeth Ruacho-González<sup>1</sup>\*

<sup>1</sup> Herbario CIIDIR, Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional Unidad Durango - Instituto Politécnico Nacional, México

\*Autor para Correspondencia: [liz\\_3626@hotmail.com](mailto:liz_3626@hotmail.com)

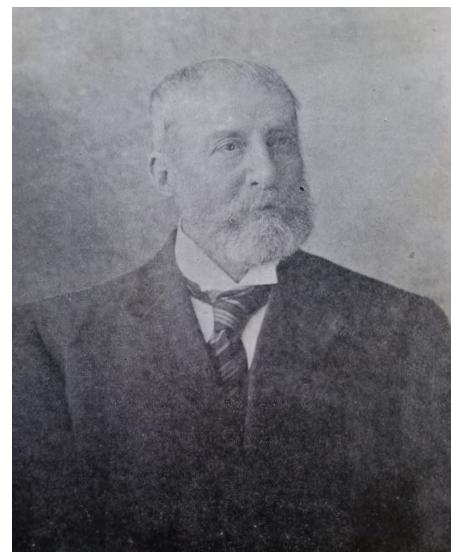
RECIBIDO: 29/Marzo/2022

ACEPTADO: 27/Abril/2022

Carlos Patoni Ruiz (1853-1918), topógrafo de profesión, ha sido reconocido por levantar la carta geográfica del estado de Durango junto a Pastor Rouaix en 1905, la cual en esa época resulta un ejemplo a nivel nacional debido a su detalle y precisión. En 1912, su nombre ocupa la gubernatura de Durango por un breve periodo de tiempo (septiembre 1912-enero 1913). Sin embargo, la efervescencia de la revolución mexicana en el norte del país le restó importancia a su gran obra como naturalista y al legado que dejó al pueblo de México.

Nace el 15 de septiembre de 1853 en el mineral de Guanaceví, Durango. Hijo del más conocido y famoso Gral. José María Patoni, quien peleó en la guerra Mexicoamericana, en la guerra de Reforma y en la intervención francesa, y que también fue gobernador de Durango. Su abuelo, Juan Bautista Patoni, fue un italiano que asistió a Alexander Von Humboldt en su expedición por México, y que en algún momento se separa del grupo para migrar hacia tierras norteamericanas de la Nueva España a explorar la minería. (Rouaix, 1946). Carlos pasa en el medio rural los primeros 15 años de su vida, hasta la muerte de su padre en 1868. No es de sorprender que su afición por la naturaleza se remontara a su niñez y a la influencia de su abuelo explorador.

Tras el asesinato del Gral. Patoni, su viuda migra con sus hijos a California, donde Carlos estudia ingeniería para posteriormente regresar a su tierra natal, campo fértil y poco trabajado para hacer uso de sus conocimientos profesionales como topógrafo. Los planos más antiguos realizados por Carlos Patoni datan de 1881 (Mapoteca Manuel Orozco y Berra, 2021), la mayoría de su



**Figura 1.** Carlos Patoni, obtenida del Tomo III del Boletín del Comité Regional del Estado de Durango.

labor topográfica fue de haciendas, ranchos o terrenos particulares, realizados por encargo de sus propietarios. También figuran explotaciones mineras y proyectos de comunicaciones (camino y ferrocarril) a solicitud de las compañías, y para el gobierno ayudó en las delimitaciones municipales y estatales de Durango. La superficie de sus obras cartografiadas asciende a más de dos millones de hectáreas (Rouaix, 1928).

Cerca del año 1898, conoció al Ing. Pastor Rouaix, joven oriundo de Puebla, quien fue primero su asistente y después su colega. Fue tan arduo y con tanto esmero su trabajo, que para 1905 tenían completa la carta geográfica del estado de Durango, la primera en el

país que incluía información topográfica, hidrológica, de vías de comunicación y localidades, así como límites políticos y que presentaba una gran precisión cartográfica. La labor topográfica de ambos personajes les permitió conocer el vasto territorio de Durango. Explorar su orografía, su diversidad de especies y ecosistemas condujo a Patoni a desarrollar importantes estudios sobre plantas, en especial las del desierto, como el guayule, la candelilla, el sotol, el nopal y cactáceas en general.

El conocimiento y talento de Patoni, aunado a la relativa paz porfiriana, permitieron su desarrollo en la comunidad científica y formar parte de un comité científico que entre sus integrantes contaba con Manuel Rangel, Pastor Rouaix, Alfonso L. Herrera, Federico Damm y Palacio e Isaac Ochoterena, siendo éste el más joven, dedicado inicialmente a la docencia y discípulo de Patoni aficionado en el conocimiento de la flora duranguense. Este Comité Regional Duranguense de la Alianza Científica Universal fue presidido Patoni, quien entonces tenía 54 años, y era el mayor de todos los miembros. En 1909, los miembros de este comité científico, animados por “Don Carlos” publican el Boletín de la Alianza Científica Universal, el cual fue dirigido por Ochoterena, que con tan solo 24 años se dedicaba a dar cátedra de biología en la Escuela Superior de Niños en Durango. Las valiosas publicaciones del Boletín quedaron plasmadas en tres tomos, el primero con ocho números, publicados en 1909 y 1910, y los otros dos con seis (tomo II de 1911 y tomo III de 1912).

Su primer trabajo en este boletín trata sobre la distribución de las cactáceas en el estado, hace una descripción de las ecorregiones de occidente a oriente caracterizando elevaciones, climas, límites orográficos y por supuesto, las especies de cactus observadas en sus viajes de campo. En esa época se tenían muchas limitaciones, el acceso a las publicaciones era muy difícil, sin dejar de mencionar que el grupo de los cactus es muy complejo taxonómicamente. Aun así, Patoni en su trabajo logra reportar 78 especies, sugiriendo que puede haber hasta 90 especies en el territorio, y estimó que estas cifras representaban el 21% de todas las cactáceas de México. En el trabajo más reciente sobre esta familia para Durango, González-Elizondo et al. (2017) sobrepasan considerablemente el número de especies reportadas (137) pero coinciden con Patoni en el porcentaje que representan para el país.

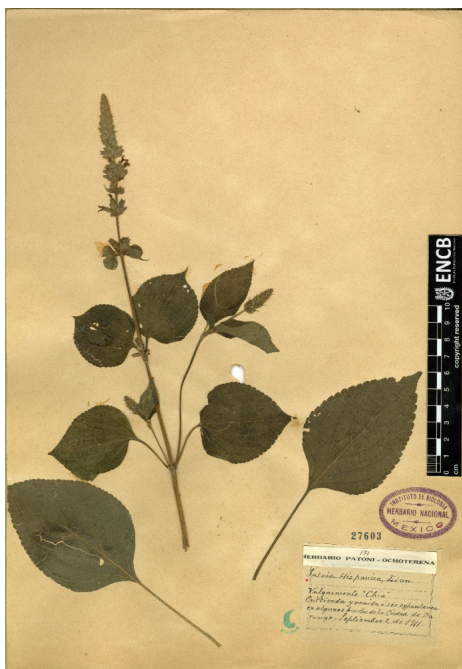
En este primer artículo de Patoni es donde se publica *Mammillaria mercadensis*. y también se hace referencia a dos nuevas especies: *Echinocereus madrensis* (epíteto ahora considerado dentro de *E. adustus* Engelm.) y *Mammillaria saxosa* (especie no reconocida actualmente). Si bien informa sobre algunas características ambientales y morfológicas de los nuevos taxones, menciona hacer una descripción apropiada para un próximo trabajo. Sin embargo, en el siguiente artículo sobre cactáceas de Durango, únicamente se mencionan las nuevas adiciones que han resultado de las colectas de Patoni en la Sierra del Rosario, de Rouaix de la Sierra y Quebrada de Ventanas y de Ochoterena y sus estudiantes a las afueras de la ciudad. Y aunque no haya información de nuevas especies, esta contribución devela al lector contemporáneo sobre los métodos de la investigación botánica que Patoni y sus colaboradores desarrollaban, aprovechando para hacer recolectas botánicas mientras cumplían con sus labores primarias y tratando de documentarse y estar al día, en la medida de lo posible en la época, respecto a publicaciones científicas.

Tras la magnífica aportación de Patoni a la flora cactológica de Durango, y reconociendo que su principal enfoque es en la colecta e identificación de plantas, en la siguiente publicación presenta un ensayo sobre la plaga de los mosquitos (encargo del Instituto Médico Nacional, a través del Gobierno del Estado) debutando así en la entomología, en ese ensayo narra cómo a sus 23 años observaba y experimentaba con muestras de agua y larvas, buscando detalles sobre su biología y características que ayudaran a la identificación de las especies para posteriormente ser precisos en el tratamiento de las molestias a la población.

Pese al estallido de la Revolución Mexicana, el boletín continuó publicándose cada dos meses, y en los dos últimos números de 1910 Patoni da a conocer parte de la sinonimia vulgar y científica de las plantas más comunes en el estado de Durango, la cual quedó dividida en cinco fragmentos, concluyéndola en el último número de 1911. Las 79 páginas de dicho trabajo representan una contribución sumamente valiosa a la etnobotánica de Durango, se incluyeron 402 especies silvestres y 307 cultivadas, con datos sobre su uso y distribución. Lo que Patoni pretendía al dar a conocer este trabajo era apoyar a los profesores, desde las escuelas primarias hasta las superiores, en las clases de botánica para fortalecer el conocimiento de los estudiantes.

En 1912, además de ser elegido gobernador, Patoni publicó 10 artículos en el boletín (Anexo), la mayoría relacionados a cactáceas y algunos sobre ciertas plantas desérticas. Su afición por tan carismática familia de plantas fue compartida a Ochoterena, quien publicó notas mayormente sobre su fisionomía, y solo un trabajo de clasificación de cactus para México. Años después, Helia Bravo, realizó la contribución más importante sobre las cactáceas de México, misma que sigue consultándose actualmente, y a partir de la cual a la investigadora se le ha nombrado “la reina de los cactus”. Mucho de su éxito se le atribuye a la influencia de Isaac Ochoterena como maestro formador, pero también valdría reconocer la herencia que Patoni dejó a través él.

Carlos Patoni tenía su propio jardín botánico, varias de sus publicaciones tienen información que obtenía tras observar la fenología de sus plantas por varios años. En cuanto a recolectas de plantas, se tiene registro de más de 600 especímenes durante la época que vivió en Durango, la mayoría de ellas, de alrededores de la ciudad. Muchos de sus ejemplares están marcados con la etiqueta “Herbario Patoni-Ochoterena”, pues durante varios años fueron colaboradores de campo (Figura 2). Sus ejemplares se encuentran depositados principalmente en MEXU. Tanto sus colectas como sus publicaciones representan un invaluable tesoro al conocimiento de la fitodiversidad de Durango.



**Figura 2.** *Salvia hispánica* L. colectada por Carlos Patoni e Isaac Ochoterena en la Ciudad de Durango el 2 de septiembre de 1911.

A principios de 1913, debido a la agitación política por la que atravesaba el país, renuncia a la gubernatura justo antes de la Decena Trágica, golpe de estado contra Francisco I. Madero, del cual era partidario, y se muda a San Antonio, Tx. de donde también se tienen algunos registros de plantas colectadas por él. Vuelve a México a fines de 1914, invitado por su entrañable amigo Pastor Rouaix, que era el secretario de Agricultura y Fomento en el gobierno de Carranza. Rouaix propuso el diseño de un plan para propagar la planta del guayule en las regiones áridas del sur del país, esto bajo la supervisión de Patoni por su experiencia con esta planta en la región norte. En 1916, Patoni es nombrado director de un campo experimental en Tehuacán, Puebla, donde debía desarrollar recursos y productos agrícolas para el futuro de la economía mexicana, utilizando principalmente el guayule. Durante su estancia en el campo experimental publica algunas contribuciones sobre plantas de la zona árida y nuevamente funge como impulsor de una revista de investigación científica, La Revista Agrícola, pretendiendo dar a conocer los conocimientos agrícolas más recientes, con mayor regularidad y propaganda que los hacía anteriormente el boletín de la Dirección de Agricultura.

Fallece el 22 de abril de 1918, a la edad de 64 años, su muerte dejó conmocionada a la comunidad científica de la época, en palabras de sus más allegados se dijo de Patoni que fue un hombre honrado, observador, precavido, dedicado, franco y sobre todo sencillo (Ochoterena, 1918). Tres años después de su muerte, la Sociedad Científica Antonio Alzate publica en sus Memorias el último trabajo conocido de Patoni: Notas Entomológicas, tres ensayos desarrollados en el tiempo en que deja la Secretaría de Fomento y antes de ir a Tehuacán. Dos especies fueron nombradas en su honor: *Agave patonii* Trel. (= *Agave parryi* Engelm.) (Figura 3) y *Neomammillaria patonii* Bravo (= *Mammillaria mazatlanensis* subsp. *patonii* (Bravo) D.R. Hunt).

A 104 años de su partida, esta semblanza pretende honrar la memoria y recordar la labor de un hombre que se ganó a palmo ser reconocido como el primer naturalista nacido en el norte del país. Su contribución al conocimiento del acervo natural de una de las regiones menos exploradas del país le aumenta créditos al haber sido desarrollada en una de las épocas más inestables e inseguras del país, aunado a las carencias propias de la época y de la lejanía que para muchas cosas representa Durango. Carlos Patoni es uno de tantos ejemplos

en el que los discípulos, además de convertirse en grandes amigos, superan al maestro. Su guía y apoyo contribuyó a que Pastor Rouaix formulara el génesis del Artículo 27 de la actual Constitución, cambiando por completo la estructura social del país debido a la tenencia de la tierra. Las enseñanzas compartidas y las emprendas otorgadas a Isaac Ochoterena, lo llevaron a desenvolverse en la ciencia y luego formar la entidad educativa más importante del país, el Instituto de Biología. Así de grande es la influencia que Patoni tuvo en algunos aspectos del rumbo México.



**Figura 3 (a y b).** Ejemplares de *Agave patoni* Trel. (= *Agave parryi* Engelm.) colectados por C. Patoni en Chinacates, Dgo., durante abril de 1911.

#### LITERATURA CONSULTADA:

González-Elizondo, M., M.S. González-Elizondo, J.G. González-Gallegos, J.A. Tena-Flores, I.L. López-Enríquez, L. Ruacho-González y F.I. Retana-Rentería. (2017). Updated checklist and conservation status of Cactaceae in Durango, Mexico. *Phytotaxa*, 327(1):103-129.

Rouaix, P. (1928). Memoria sobre la formación de la carta geográfica del estado de Durango publicada por la Dirección de Estudios Geográficos y Climatológicos. *Boletín de la Sociedad Mexicana de Geografía y Estadística*, 11:169-176.

Rouaix, P. (1946). Diccionario geográfico, histórico y biográfico del estado de Durango. Instituto Panamericano de Geografía e Historia. 518 p.

Mapoteca Manuel Orozco y Berra. (2022). Catálogo digital: Reducción de terreno baldío denunciado

por particulares. Febrero 18, 2022. Sitio web: <https://mapoteca.siap.gob.mx/index.php/cgf-dgo-m6-v2-0245/>

Ochoterena, I. (1918). El Sr. Ing. D. Carlos Patoni, M. S. A. Breve nota biográfica. *Memorias de la Sociedad Científica Antonio Alzate*, 42: 389-391.

**Anexo:** Listado de publicaciones conocidas de Carlos Patoni.

1910. La distribución de las cactáceas en el estado de Durango. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza Científica Universal)*, 1(2):33-47, (3):49-81.

1910a. Las cactáceas en Durango. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza Científica Universal)*, 1(6):165-169.

1910b. La plaga de los mosquitos. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza Científica Universal)*, 1(7):215-224.

1910c-1911. Sinonimia vulgar y científica de la de las plantas, espontaneas o cultivadas, más comunes en el estado de Durango. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza Científica Universal)*, 1(7):224-235, (8):237-244, 2(1):3-35; (2):78-86, (3):103-119, (4):141-153, (5):171-183; (6):238-248.

1912. La producción lanosa en las axilas de las Mammillaria. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza Científica Universal)*, 3(1):43-48.

1912a. Corrección de algunos errores acerca de “nopal duraznillo.” *Opuntia leucotricha* D.C. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza Científica Universal)*, 3(1): 53-56.

1912b. Algunos datos sobre la distribución de las compuestas y las gramíneas en el estado de Durango. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza Científica Universal)*, 3(2):75-79.

1912c. Sobre la difusión de una planta del orden de las compuestas por las vías ferrocarrileras. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza*

*Científica Universal*), 3(3):94-96.

1912d. *Echinocactus nidulans* Quel. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza Científica Universal)*, 3(3): 115-117.

1912e. *Mammillaria valida* Purpus *Mammillaria scheeri* Muhlenpf. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza Científica Universal)*, 3(3): 119-121.

1912f. *Ariocarpus fissuratus* K.Sch. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza Científica Universal)*, 3(4):151.

1912g. *Echinocactus capricornus* Dietr. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza Científica Universal)*, 3(5):191.

1912h. Algunos datos sobre el guayule. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza Científica Universal)*, 3(5):193-209.

1912i. ¿*Mammillaria barbata*? Engelm. *Boletín del Comité Regional del Estado de Durango (Alianza Científica Universal)*, 3(6):223-225.

1916. El guayule. Dirección de Agricultura. México 70 p.

1917. Dos plantas de la región árida del norte de México. *La Revista Agrícola*, 1(2):48-49.

1917a. Experimentos para el cultivo de la candelilla y la samandoca en Tehuacán. *La Revista Agrícola*, 1(3):99-100.

1917b. Algunos datos sobre la planta de lechuguilla y su fibra. México 49 p.

1921. Notas entomológicas. *Memorias de la Sociedad Científica Anto xnio Álzate*, 39: 509-518



**DETERMINACIÓN DEL SEXO EN DOS ESPECIES DE AVES DE PASTIZAL INVERNADO EN EL NORTE DE MÉXICO****SEX DETERMINATION IN TWO SPECIES OF WINTERING GRASSLAND BIRDS IN THE NORTH FROM MEXICO**

Daniel Sierra Franco<sup>1</sup>, Martin Emilio Pereda Solís <sup>1\*</sup>, y José Hugo Martínez Guerrero<sup>1</sup>, Erin Strasser H.<sup>2</sup>, Fernando Flores Morales<sup>1</sup> y Manuel Armando Salazar Borunda<sup>1</sup>

<sup>1</sup> Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Juárez del Estado de Durango, Carretera Durango-Mezquital km 11.5, CP 34000, Durango, Dgo., México.

<sup>2</sup> Bird Conservancy of the Rockies, Fort Collins, CO. U.S.A.

\*Autor para Correspondencia: [mepereda@ujed.mx](mailto:mepereda@ujed.mx)

RECIBIDO: 2/Marzo/2022

**RESUMEN**

ACEPTADO: 24/Mayo/2022

**PALABRAS CLAVE:**

*Centronyx bairdii*,  
*ammodramus savannarum*,  
medidas morfométricas,  
sexado.

**KEYWORDS:**

*Centronyx bairdii*,  
*ammodramus savannarum*,  
body morphometrics,  
sex determination

La mayoría de los gorriones de pastizal tienen plumajes monomórficos, por lo que es difícil determinar su sexo, especialmente durante el período invernal. Tal es el caso del gorrión de Baird (*Centronyx bairdii*) y el gorrión chapulín (*Ammodramus savannarum*), dos especies de aves que se encuentran catalogadas como vulnerables y en peligro de extinción por la lista roja UICN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza). En este estudio presentamos un método para determinar su sexo con un análisis de función discriminante utilizando las medidas corporales colectadas en campo las cuales se compararon con los resultados de sexado molecular. Este análisis se realizó utilizando medidas corporales de 307 gorriones de aves de pastizal (111 *C. bairdii* y 196 *A. savannarum*) capturados en dos áreas de invernada en Cuchillas de la Zarca, Durango y Janos Chihuahua en dos temporadas (2013-2014 y 2014-2015). Nuestra función discriminante clasificó correctamente el sexo del 81,1% de los gorriones de Baird usando el peso, la longitud del culmen y la cuerda del ala, mientras que para los gorriones chapulines clasificó correctamente el 70,9% usando el peso, la cuerda del ala y la longitud de la cola. El uso de medidas corporales de las aves y el análisis de funciones discriminantes pueden constituir un método rápido, económico y eficiente de sexado que se puede aplicar en estudios de campo en especies de aves monomórficas.

**ABSTRACT**

Most grassland sparrows have monomorphic plumages, making it difficult to determine their sex, especially during the wintering time. Such is the case of the Baird's sparrow (*Centronyx bairdii*) and the grasshopper sparrow (*Ammodramus savannarum*), two species of birds that are classified as vulnerable and in danger of extinction by the IUCN red list (International Union for Conservation of Nature). In this study we present a method to determine their sex with a discriminant function analysis using body measurements collected in the field which were compared with the results of molecular sexing. This analysis was performed using body measurements of 307 grassland bird sparrows (111 *C. bairdii* and 196 *A. savannarum*) captured in two wintering areas in Cuchillas de la Zarca, Durango and Janos Chihuahua in two seasons (2013-2014 and 2014-2015). Our discriminant function correctly classified the sex of 81,1% of Baird's sparrows using body weight, culmen length, and wing chord, while for grasshopper sparrows it correctly classified 70,9% using body weight, wing chord and tail length. The use of body measurements of birds and the analysis of discriminant functions can constitute a fast, cheap and efficient method of sexing that can be applied in field studies in monomorphic bird species.

Determinar el sexo individual de las aves de manera precisa y sencilla es valioso para proporcionar un contexto importante para los estudios de ecología poblacional, biología evolutiva, conservación, genética (Bennett y Owens, 2002), dinámica de las poblaciones (Newton 1998), el comportamiento, la migración y la genética de la conservación, (Griffith y Tiwari 1995, Sutherland et al. 2004), y para el manejo activo de especies y poblaciones (Sarrazin y Barbault 1996, Bird y Bildstein 2007).

La determinación del sexo en especies monomórficas suele ser problemática, para lo cual se han desarrollado técnicas como la disección anatómica (Miller y Wagner, 1955) que requiere sacrificar individuos, sin embargo, esto no suele ser posible en investigaciones ecológicas. En época reproductiva las aves también se pueden sexar con la presencia de una protuberancia cloacal, análisis de vocalizaciones (Bourgeois et al., 2007) o comportamiento de las aves (Flux e Innes, 2001); sin embargo, estos métodos no son confiables durante la temporada no reproductiva. Más recientemente, se han desarrollado técnicas moleculares para identificar sexos (Dubiec y Zagalska-Neubauer, 2006). Las técnicas moleculares son muy eficaces para determinar el sexo de las aves; sin embargo, requieren equipo de laboratorio, capacitación avanzada, permisos para la recolección de muestras de sangre o tejidos y pueden ser más costosas que las técnicas de campo (Dechaume-Moncharmont et al., 2011).

El análisis de función discriminante (AFD) se ha utilizado ampliamente como una herramienta para determinar el sexo de las aves que no muestran dimorfismo sexual en el plumaje, pero que sí muestran en el tamaño (Brennan et al., 1991). Se toman medidas morfométricas externas de aves de sexo conocido para desarrollar y probar funciones discriminantes utilizando pieles de museos y colecciones, animales recién muertos y animales vivos, tanto en cautiverio como salvajes (Bortolotti 1984, Counsilman et al., 1994, Donohue y Dufty 2006). También se han publicado estudios metodológicos que evalúan el poder y las limitaciones de estas técnicas discriminantes (Williams 1983, Brennan et al., 1991). Dechaume-Moncharmont y colaboradores (2011) describen análisis utilizados para identificar sexos utilizando, incluidos modelos lineales o métodos multivariados, como el análisis de componentes principales y el análisis de función discriminante. Ronald A. Fisher formuló el análisis discriminante lineal en 1936 (el uso de medidas múltiples en problemas taxonómicos), un análisis estadístico para predecir una variable dependiente categórica (llamada variable de agrupación) por una o más variables independientes continuas o binarias (llamadas variables predictoras). Las funciones se generan a partir de una muestra donde se conoce a que categoría pertenece. Posteriormente estas funciones se pueden aplicar a otros datos donde la categoría de pertenencia de las variables es desconocida. El AFD se ha empleado para

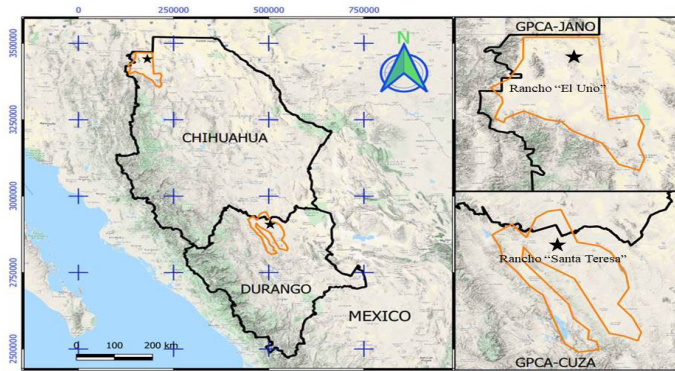
sexar aves en una serie de estudios. Por ejemplo, un AFD clasificó correctamente el 89,4% de los machos y el 93,9% de las hembras de aguililla de Swainson (*Buteo swainsoni*) utilizando únicamente la longitud del antebrazo como variable predictora (Sarasola y Negro, 2004). De la Hera y colaboradores (2007) presentaron un estudio de caso para validar la idoneidad del AFD basado en las diferencias morfológicas en la Curruca capirotada (*Sylvia atricapilla*) migratoria y sedentaria que invernan en el sur de Iberia. Martin y colaboradores (2000) usaron AFD para identificar el posible sexo del Avutarda común (*Otis tarda*) a una edad de solo pocas semanas. Estudios similares que utilizaron la función discriminante para la predicción del sexo se encuentra el utilizado en el Merguló atlántico (*Alle alle*), donde utilizaron la longitud y el ancho del pico como variables predictivas con un 80% de efectividad en las aves muestreadas (Taylor, 1994). Así mismo, Jakubas y Wojczulanis (2007) usaron la longitud de la cabeza y el ancho del pico en la misma especie y encontraron que el 72% de las aves estaban clasificadas correctamente. Los gorriones de Baird (*Centronyx bairdii*) y chapulín (*Ammodramus savannarum*) son aves migratorias que se reproducen en verano en la parte norte de EUA (Vickery, 1996; Pool et al., 2014; Ruth 2015) y en época invernal migran al sur de EUA y norte de México, principalmente a la región del Desierto Chihuahuense (CCA, 2013). Las poblaciones de ambas especies han disminuido fuertemente en los últimos 42 años (Rosenberg et al., 2019); el gorrión de Baird tiene una tasa de disminución anual del 2,1 % y el gorrión chapulín del 2,5 % desde 1966 (Sauer et al., 2017). La pérdida y degradación del hábitat (Askins et al., 2007) que ocurre en los sitios de reproducción (Vickery y Herkert 2001) e invernales (NACBI, 2016), son las causas principales de la disminución de las poblaciones.

Los gorriones de Baird y chapulín no presentan polimorfismo sexual (Pyle, 1997). Además, durante la temporada no reproductiva que es cuando migran estas especies no cantan. Estudios anteriores han demostrado que los gorriones chapulín y de Baird exhiben diferencias significativas en el peso, la cuerda del ala y la longitud de la cola entre sexos (Sierra-Franco et al., 2015); sin embargo, aún no existe un método no molecular y accesible para determinar de manera confiable el sexo de los individuos. Por lo tanto, nuestro objetivo en este estudio fue desarrollar un AFD como herramienta para determinar el sexo individual de los gorriones de Baird y chapulín en sus áreas de invernada.

## MATERIAL Y MÉTODOS

**Área de estudio.-** Este estudio se llevó a cabo en dos áreas pertenecientes al Desierto de Chihuahuense (Figura 1) designadas como Áreas Prioritarias para la Conservación de Pastizales (GPCA por sus siglas en inglés; Pool and Panjabi, 2011): Rancho "Santa Teresa" ubicado en el GPCA Cuchillas de la Zarca (CUZA) al

noroeste de Durango y el Rancho "El Uno" dentro del GPCA Janos (JANO) en el norte de Chihuahua, México.



**Figura 1.** Localización de las Áreas Prioritarias para la Conservación de Pastizales (GPCA) Cuchillas de la Zarca, Durango y Janos, Chihuahua, México.

**Captura de las aves.-** La captura de las aves (permiso de colecta SEMARNAT SPGA/DGVS/13360/14) se realizó con cuatro redes de niebla en línea de polyester negro modelo KTX de Avian Research Supplies, AFO, de 36 mm de malla, 2.6 m de alto por 12 m de largo y cuatro bolsas, usando la técnica de redes al ras con un equipo de campo de 10 personas para capturar las aves (Panjabi y Beyer, 2010). Está se llevó a cabo durante dos periodos invernales: 1) diciembre-febrero 2013-2014 y 2) diciembre-febrero 2014-2015.

Después de la captura, una sola persona capacitada pesó cada una de las aves (g) con una balanza digital (OHAUS® modelo CS 2000, 2000 g de capacidad y 0,1 g de precisión). Posteriormente se midió la cuerda alar y la longitud de la cola (mm) utilizando una regla metálica de 150 mm y precisión de 0,5 mm (WING15ECO de AVINET®) y para las medidas del pico (longitud del culmen, ancho y profundidad del pico) se utilizó un calibrador vernier con precisión de 0,01 mm (modelo SPI 150 mm de AVINET®). Repetimos todas las medidas tres veces, siguiendo el protocolo establecido por Gustafson et al. (1997) y posteriormente liberamos todas las aves en su lugar de captura después del procesamiento.

**Determinación del sexo de las aves por técnicas moleculares.-** Para determinar el sexo de cada individuo capturado utilizamos técnicas moleculares. Colectamos la tercera pluma rectriz derecha de la cola de cada ave (Macías-Duarte et al., 2017) y se guardó en un sobre de papel etiquetado a temperatura ambiente. Ya en el laboratorio extrajimos el ADN utilizando el "DNAeasyTissue Kit" siguiendo el protocolo comercial (Qiagen, Valencia, CA, EE. UU.). Para el sexado molecular usamos los primers 2550F/2718R (Fridolfsson y Ellegren, 1999).

**Determinación del sexo de las aves por análisis de función discriminante.-** Agrupamos los datos de

ambos sitios de estudio para maximizar el tamaño de la muestra y analizamos las especies por separado. Las mediciones morfométricas fueron las variables independientes continuas (normalmente distribuidas; Shapiro Wilk Test) ala (X1), cola (X2), culmen (X3), ancho del pico (X4), profundidad del pico (X5) y peso (X6) utilizadas para predecir la variable dependiente, sexo. Todos los análisis los realizamos en SPSS Versión 14,0 para Windows (SPSS, Inc., Chicago).

La puntuación de la función discriminante para la función  $i$  fue:

$$D_i = d_{i1}X_1 + d_{i2}X_2 + \dots + d_{in}X_n$$

Donde  $D_i$  es la puntuación pronosticada (puntuación discriminante) y  $X$  es la puntuación de cada predictor y  $d_i$  es el coeficiente de la función discriminante. La puntuación de la función discriminante para un caso puede generarse con puntuaciones brutas y puntuaciones de la función discriminante no estandarizadas. Los coeficientes de la función discriminante se eligen, por definición, para maximizar las diferencias entre grupos. La media de todos los coeficientes de la función discriminante es cero, con una DE igual a uno.

Evaluamos la eficiencia de AFD utilizando el método de validación cruzada de Jackknife (Manly 1986). También usamos el método de clasificación de grupos y aplicamos la estadística Kappa de Cohen para corregir la desigualdad del tamaño de la muestra entre machos y hembras. También determinamos el punto de corte para ajustar la probabilidad de clasificación errónea. Se necesita tal punto de corte como valor de referencia que clasifique a un individuo en un grupo u otro.

## RESULTADOS

**Individuos capturados y sexado molecular.-** Durante los inviernos 2013-2014 y 2014-2015 (diciembre-febrero) capturamos en las dos Áreas Prioritarias para la Conservación de Pastizales un total de 307 aves, de las cuales 164 pertenecieron a la región de pastizales de Cuchillas de la Zarca (Baird n=82; Chapulín n=82) y 143 en Janos (Baird n=29; Chapulín n=114). Para ambas regiones, se logró identificar a través de técnicas moleculares el sexo de todos los ejemplares capturados, para la especie *Centronyx bairdii* fueron 59 machos y 52 hembras (n=111; Cuadro 1) y para *A. savannarum* 108 machos y 88 hembras (n=196; Cuadro 2).

**Predicción del sexo de *C. bairdii* con análisis de función discriminante.-** Inicialmente ajustamos el modelo completo considerando todas las variables morfométricas (Cuadro 1)  $X_1, \dots, X_6$

$$D_i = d_{i1}X_1 + d_{i2}X_2 + \dots + d_{i6}X_6$$

**Cuadro 1.** Variables morfométricas del gorrión de Baird (*Centronyx bairdii*) durante dos temporadas invernales 2013-2014 y 2014-2015 en dos Áreas Prioritarias para la Conservación de Pastizales (CUZA-JANO) pertenecientes al Desierto Chihuahuense.

Variables	Hembras			Machos		
	N	Media	DE	N	Media	DE
Cuerda del ala ( $X_1$ ) <sup>a</sup>	52	67.2	1.90	59	70.1	2.14
Longitud de la cola ( $X_2$ ) <sup>a</sup>	52	48.2	1.94	59	50.0	2.09
Longitud del culmen ( $X_3$ ) <sup>a</sup>	52	9.3	0.90	59	9.5	0.91
Ancho pico ( $X_4$ ) <sup>a</sup>	52	5.5	0.42	59	5.6	0.42
Profundo pico ( $X_5$ ) <sup>a</sup>	52	5.5	0.38	59	5.7	0.34
Peso ( $X_6$ ) <sup>b</sup>	52	16.7	0.72	59	18.1	0.98

<sup>a</sup> mm, <sup>b</sup> g

Los coeficientes:  $di_2$ ,  $di_4$  y  $di_5$  se asociaron con las variables cola ( $p = 0,851$ ), profundidad del pico ( $p = 0,288$ ) y ancho del pico ( $p = 0,272$ ), respectivamente, pero no fueron predictores estadísticamente significativos del sexo, por lo que se eliminaron del modelo.

Así, el modelo reducido para los gorriónes de Baird fue:

$$D_i = d_{i1}X_1 + d_{i3}X_3 + d_{i6}X_6$$

A medida que aumentaban los valores de los parámetros cuerda del ala ( $di_1 = 0,234$ ), longitud del culmen ( $di_3 = 0,354$ ) y peso ( $di_6 = 0,790$ ), aumentaba la probabilidad de que un individuo fuera correctamente identificado como macho. Usamos un punto de corte de  $Di = 0,933$  donde  $Di > 0,933$  indicaba que un individuo era macho, ya que este punto de corte maximiza la proporción de machos que tenían el sexo correcto (80,2%). Nuestra ecuación asume una probabilidad a priori de que el 47 % de los individuos fueran hembras y el 53 % fueran machos según el tamaño del grupo.

La función discriminante de *Centronyx bairdii* (FDCEB) para determinar el sexo fue:

$$FDCEB = -33.308 + 0.234 * \text{cuerda del ala} + 0.354 * \text{longitud del culmen} + 0.790 * \text{peso}$$

**Predicción del sexo de *A. savannarum* mediante análisis discriminante.**- De igual forma para el modelo para *A. savannarum* consideramos todas las variables (Cuadro 2)  $X_1, \dots, X_6$  y los coeficientes:  $d_3$ ,  $d_4$  y  $d_5$  se asociaron con la variable longitud del culmen ( $p = 0,121$ ), ancho del pico ( $p = 0,443$ ) y la profundidad del pico ( $p = 0,331$ ), estas no fueron significativas y, por lo tanto, se eliminaron del modelo.

Así, el modelo reducido a ajustar fue:

$$D_i = d_{i1}X_1 + d_{i2}X_2 + d_{i6}X_6$$

**Cuadro 2.** Variables morfométricas del gorrión chapulín (*Ammodramus savannarum*) durante dos temporadas invernales 2013-2014 y 2014-2015 en dos Áreas Prioritarias para la Conservación de Pastizales (CUZA-JANO) pertenecientes al Desierto Chihuahuense.

Variables	Hembras			Machos		
	N	Media	DE	N	Media	DE
Cuerda del ala ( $X_1$ ) <sup>a</sup>	88	61.2	2.09	108	62.7	1.7
Longitud de la Cola ( $X_2$ ) <sup>a</sup>	88	44.4	2.10	108	46.0	2.15
Longitud del Culmen ( $X_3$ ) <sup>a</sup>	88	10.4	0.66	108	10.6	0.78
Ancho pico ( $X_4$ ) <sup>a</sup>	88	5.8	0.53	108	5.8	0.53
Profundo pico ( $X_5$ ) <sup>a</sup>	88	6.0	0.36	108	6.0	0.30
Peso ( $X_6$ ) <sup>b</sup>	88	16.6	0.85	108	17.2	0.93

<sup>a</sup> mm, <sup>b</sup> g

En este modelo, a medida que aumentaban los parámetros cuerda del ala ( $di_1 = 0,270$ ), longitud de la cola ( $di_2 = 0,239$ ) y peso ( $di_6 = 0,498$ ), aumentaba la probabilidad de que el individuo fuera macho. El criterio de elección del punto de corte (si  $Di > 0,241$ , el sexo es macho y hembra, en caso contrario). Esta ecuación asume una probabilidad a priori de que el 45% de los individuos sean hembras y el 55% sean machos calculada a partir del tamaño del grupo.

La función discriminante de *Ammodramus savannarum* (FDAS) para determinar el sexo fue:

$$FDAS = -36.308 + 0.270 * \text{cuerda del ala} + 0.239 * \text{longitud de la cola} + 0.498 * \text{peso}$$

De las medidas morfométricas de cada especie se generaron los análisis de funciones discriminantes

las cuales tienen valores predictivos aceptables y significativas (*FDCB* 81% y *FDAS* 70%;  $p \leq 0,05$ ) en la identificación del sexo de *Centronyx bairdii* y *Ammodramus savannarum*.

Cuadro 3. Parámetros de las funciones discriminantes (*FDCB* y *FDAS*) para la identificación del sexo de los gorriones de Baird y chapulín.

	Corre- lación canónica	Wilks's lambda	F	DE	P	Cons- tante
<i>FDCB</i>	0.685	0.531	9.7	6.0	<0.001	D > -33.308
<i>FDAS</i>	0.474	0.776	4.8	6.0	<0.001	D > -36.308

## DISCUSIÓN

La determinación del sexo en aves silvestres resulta de mucha importancia en estudios de especies que se encuentran en peligro de extinción, amenazadas, biología evolutiva, de ecología, identificación forense, de conservación y genética de poblaciones (Matta et al., 2009). En especies donde no existe dimorfismo sexual, como las del presente estudio, es necesario contar con pruebas alternativas de sexado a los métodos donde se requiere sacrificar individuos (Liza et al., 2008) o métodos moleculares que requieren de capacitación, equipo y que pueden ser costosas (Dechaume-Moncharmont et al., 2011). En ese sentido, las medidas corporales como método no invasivo ha resultado ser una alternativa económica y fácil de aplicar en campo para determinar el sexo de especies como playeros (Hansen et al., 2009), paseriformes (Svensson, 1992) y rapaces (Bavoux et al., 2006), donde las medidas más utilizadas fueron la longitud del pico, la longitud de la cola y la longitud del cuerpo (Bortolotti, 1984; Garcelon et al., 1985; Edwards y Kockert, 1986).

En este estudio generamos análisis de función discriminante con diferentes medidas morfométricas de cada especie. La función discriminante para *Centronyx bairdii* (*FDCB*) que se utilizó para predecir el sexo de los gorriones de Baird incluyó las variables peso, longitud del culmen y la cuerda del ala, mientras que, la función discriminante para *Ammodramus savannarum* (*FDAS*) utilizó el peso, cuerda del ala y longitud de la cola. Ambas funciones tienen valores predictivos aceptables y significativos (*FDCB* 81 % y *FDAS* 70.9 %;  $p \leq 0.05$ ; Cuadro 3). Por lo anterior, esta metodología puede ser tomada como un buen método para sexar individuos y promover su uso en otras especies que puedan capturarse fácilmente.

La utilidad de la función discriminante utilizando variables morfométricas puede depender de la estabilidad de las características utilizadas, por lo que debe ser muy cuidadoso cuando se aplica a diferentes

grupos de aves (Sarasola y Negro, 2004). Por ejemplo, las variables morfométricas como la longitud del ala o las dimensiones del pico pueden cambiar con la edad del ave y las plumas pueden desgastarse con el uso.

## CONCLUSIONES

El análisis de función discriminante fue útil para generar funciones que permitieron predecir el sexo de los gorriones de Baird y chapulín con niveles de precisión del 81 y 70.9 %, respectivamente. Este método es una herramienta simple, no invasiva y económica para determinar el sexo de especies monomórficas en comparación con la determinación del sexo molecular. En futuros estudios sería útil incorporar variables morfométricas como el tarso y la longitud del cuerpo para encontrar una función más robusta en la determinación del sexo dentro de estas especies.

## LITERATURA CITADA

- Askins, R.A., Chavez-Ramirez, F. Dale, B.C., Haas, C.A., Herkert, J.R., Knopf, F.L. and Vickery, P.D. 2007. Conservation of grassland birds in North America Understanding ecological processes in different regions. Ornithological Monographs No. 64. 92 p.
- Bavoux, C., Burneleau, G., and Bretagnolle, V. 2006. Gender determination in the western marsh harrier (*Circus aeruginosus*) using morphometrics and discriminant analysis. Journal of Raptor Research. 40: 57-64.
- Bortolotti, G.R. 1984. Age and sex size variation in Golden Eagles. Journal of Field Ornithology. 55: 54-66.
- Bourgeois, S.R., Vazquez, M. and Brsky, K. 2007. Combination Therapy Reduces Self-injurious Behavior in a Chimpanzee (*Pan troglodytes troglodytes*): A Case Report. Journal of Applied Animal Welfare Science. 10: 123-140.
- Brennan, A.L., Buchanan, J.B., Schick, C.T. and Herman, S.G. 1991. Estimating sex ratios with discriminant function analysis: the influence of probability cutpoints and sample size. J. Field Ornithol. 62: 357-366.
- Commission for Environmental Cooperation (CEC). 2013. Where do grassland birds winter? Density, abundance and distribution of wintering grassland passerines in the Chihuahuan Desert. Commission for Environmental Cooperation. Montreal, Canada.
- Cristol, D.A., Baker, M.B. and Carbone, C. 1999. Differential migration revisited: latitudinal segregation by age and sex class. Current Ornithology. 15: 33-88.
- Counsilman, J.J., Nee, K., Jalil, A.K. and Keng, W.L. 1994. Discriminant analysis of morphometric characters

- as a means of sexing mynas. *J. Field Ornithol.* 65:1-7.
- Dechaume-Moncharmont, F.X., Monceau, K. and Cezilly, F. 2011. Sexing birds using discriminant function analysis: a critical appraisal. *The Auk.* 128: 78-86.
- De la Hera, I., Pérez-Tris, J. and Tellería, J.L. 2007. Testing the validity of discriminant function analyses based on bird morphology: the case of migratory and sedentary blackcaps *Sylvia atricapilla* wintering in southern Iberia. *Ardeola.* 54: 81-91.
- Donohue, K.C. and Dufty, A.M. 2006. Sex determination of Red-tailed Hawks (*Buteo jamaicensis calurus*) using DNA analysis and morphometrics. *J. Field Ornithol.* 77:74-79.
- Dubiec, A. and Zagalska-Neubauer, M. 2006. Molecular techniques for sex identification in birds. *Biological Letters* 43: 3-12.
- Edwards, T.C. and Kochert, M.N. 1986. Use of body weight and length of footpad as predictors of sex in Golden Eagles. *Journal of Field Ornithology.* 57: 317-319.
- Fernandez-Juricic, E., Nevo del J., A. and Poston, R. 2009. Identification of individual and population-level variation in vocalizations of the endangered Southwestern. *The Auk.* 126: 89-99.
- Flux, I. and Innes, J. 2001. A field technique for gender determination in North Island kokako (*Callaeascinerea wilsoni*). *Notornis.* 48: 217-223.
- Fridolfson, A. and Ellegren, H. 1999. A simple and universal method for molecular sexing of nonratite birds. *Journal of Avian Biology.* 36: 116-121.
- Garcelon, D.K., Martell, M.S., Redig, P.T. and Buoan, L.C. 1985. Morphometric, karyotypic, and laparoscopic techniques for determining sex in Bald Eagles. *Journal of Wildlife Management.* 49: 595-599.
- Gustafson, M.E., Hildenbrand, J. and Metras, L. 1997. The North American bird banding manual (electronic version). Version 1.0. [Accessed 15 December 2018]. <http://www.pwrc.usgs.gov/BBL/MANUAL/index.cfm>
- Hansen, B.D., Minton, C.D.T., Jessop, R. and Collins, P. 2009. Biometrics, sexing criteria, age structure and moult of Sooty Oystercatchers in south-eastern and north-western Australia. *Emu.* 109: 25-33.
- Jakubas, D. and Wojczulanis, K. 2007. Predicting the sex of dovekeys by discriminant analysis. *Waterbirds.* 30: 92-97.
- Macias-Duarte, A., Panjabi, A., Pool, D., Youngberg, E. and Levandoski, G. 2011. Wintering Grassland Bird Density in Chihuahuan Desert Grassland Priority Conservation Areas, 2007-2011. Rocky Mountain Bird Observatory. Fort Collins, CO. USA.
- Macias-Duarte, A., Panjabi, A., Strasser, E., Levandoski, G., Ruvalcaba-Ortega, I., Doherty, P. and Ortega-Rosas, C. 2017. Winter survival of North American grassland birds is driven by weather and grassland condition in the Chihuahuan Desert. *J. Field Ornithol.* 88 (4):374-386.
- Matta, N.E., Ramírez, N., Zúñiga, B.C. 2009. Determinación de sexo en aves mediante herramientas moleculares. *Acta Biolo Colomb* 2009; 14: 25-38.
- Manly, B.F.J. 1986. *Multivariate Statistical Methods: A Primer.* Chapman and Hall, London.
- Martín, C.A., Alonso, J.C., Alonso, J.A., Morales, M.B. and Pitra C. 2000. An approach to sexing young Great Bustards *Otis tarda* using discriminant analysis and molecular techniques. *Bird Study.* 47: 147-153.
- Miller, W.J. and Wagner, F.H. 1955. Sexing mature Columbiformes by cloacal characteristics. *The Auk.* 72: 279-285.
- Mougeot, F. and Bretagnolle, V. 2000. Predation risk and moonlight avoidance in nocturnal seabirds. *Journal of Avian Biology.* 31: 376-386.
- Liza R. J., Maturrano, H. L., and Rosadio, R. 2008. Determinación del sexo por ADN en cinco especies de guacamayos. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú,* 19(1), 31-36.
- Panjabi, A. and Beyer, L. 2010. Desert Grassland Bird Conservation: Is low winter survival driving population declines? Phase I. Rocky Mountain Bird Observatory. Fort Collins, CO. USA.
- Pool, D. and Panjabi, A. 2011. Assessment and revisions of North American grassland priority conservation areas. Background paper. Commission for Environmental Cooperation. Montreal, Canada.
- Pool, B.D., Panjabi, A., Macias, D. A. and Soljhem, D. 2014. Rapid expansion of croplands in Chihuahua, Mexico threatens declining North American grassland bird species. *Biological Conservation.* 170: 274-281.
- Pyle, P. 1997. *Identification Guide to North American Birds Part 1.* Slate Creek Press. Bolinas, CA. USA.
- Rosenberg, K., Dokter, A., Blancher, P., Sauer, J., Smith, A., Smith, P., Staton, J., Panjabi, A., Helf, L., Parr, M., Marra, P. 2019. Decline of the North American avifauna. *Science,* 366 (6461), 120-124. Doi: 10.1126 / science.aaw1313.
- Ruth, J.M. 2015. Status assessment and conservation plan for the Grasshopper Sparrow (*Ammodramus*

*savannarum*). Version 1.0. U.S. Fish and Wildlife Service, Lakewood, CO.

Rzedowski, J. 1981. La vegetación de México. Limusa. México.

Sarasola, J.H. and Negro, J.J. 2004. Gender determination in the Swainson' hawk using molecular procedures and discriminant function analysis. Journal of Raptor Research. 38: 357-361.

Sauer, J.R., Niven, D.K., Hines, J.E., Ziolkowski, Jr D.J., Pardieck, K.L., Fallon, J.E. and Link, W. A. 2017. The North American Breeding Bird Survey, Results and Analysis 1966 - 2015. Version 2.07.2017 USGS Patuxent Wildlife Research Center, Laurel, MD. USA.

Sierra-Franco, D., Martínez-Guerrero, J.H., Ruvalcaba, I. and Pereda-Solís, M.E. 2015. Morphometric characterization during the winter season of the grasshopper sparrow (*Ammodramus savannarum*) and Baird's sparrow (*Ammodramus bairdii*). Open Journal of Ecology. 5: 574-581.

Schwanz, L.E., Cordero, G.A., Charnov, E.L., Janzen, F.J., 2016. Sex-specific survival to maturity and the evolution of environmental sex determination. Evolution; DOI:10.1111/evo.12856. Epub 2016 Feb 5. SPSS Institute Inc. IBM SPSS statistics 19 algorithms. SPSS Institute. 2010.

Svensson, L. 1992. Identification guide to European passerines. 4<sup>th</sup> ed. British Trust for Ornithology. Stockholm.

Taylor, J.R.E. 1994. Changes in body mass and body reserves of breeding little auks (*Alle alle* L.) Polish Polar Research. 15: 147-168.

Williams, B.K. 1983. Some observations on the use of discriminant analysis in ecology. Ecol. 64: 1283-1291. Vickery, P. and Herkert, J. 2001. Recent advances in grassland bird research: Where do we go from here? The Auk 118: 11-15.

Zavalaga, C.B. and Paredes, R. 1997. Sex determination of adult Humboldt Penguins using morphometric characters. Journal of Field Ornithology. 68: 102-112.

**FLORA VASCULAR DE PLAYAS Y DUNAS COSTERAS DEL ESTADO DE SONORA, MÉXICO****VASCULAR FLORA OF BEACHES AND COASTAL DUNES OF THE STATE OF SONORA, MEXICO****FLORA DE PLAYAS Y DUNAS COSTERAS DE SONORA**José Jesús Sánchez-Escalante<sup>1</sup> & Manuel Higinio Sandoval-Ortega<sup>1,\*</sup><sup>1</sup> Universidad de Sonora, DICTUS, Herbario USON. Niños Héroes, entre Rosales y Pino Suárez, Col. Centro, Hermosillo, Sonora, México, C.P. 83000.\*Autor para Correspondencia: [m.higinio.s@hotmail.com](mailto:m.higinio.s@hotmail.com)

RECIBIDO: 10/Junio/2022

**RESUMEN**

ACEPTADO: 6/Julio/2022

**PALABRAS CLAVE:**Vegetación costera,  
marismas costeras,  
hondonadas,  
Desierto de Sonora.**KEYWORDS:**Coastal vegetation, coastal  
marshes,  
hollows,  
Sonoran Desert.

En el país, el estudio de playas y dunas costeras se ha realizado principalmente en el Golfo de México y el Caribe. Existen pocos trabajos sobre la flora de este tipo de ecosistema en el pacífico norte, donde ha sido estudiada principalmente en la península de Baja California. De julio de 2010 a marzo de 2012 se visitaron 17 sitios distribuidos a lo largo del litoral del estado de Sonora. En cada sitio se registraron las plantas vasculares en playas y dunas costeras. Se colectaron 500 ejemplares botánicos que fueron identificados con bibliografía especializada y cotejados con material de herbario. La flora vascular de playas y dunas costeras del estado de Sonora está integrada por 397 especies, 259 géneros y 77 familias, principalmente angiospermas de las familias Asteraceae, Poaceae y Fabaceae. Aun cuando la flora vascular de playas y dunas costeras de Sonora representa un pequeño porcentaje del total de taxones registrados para el estado, este trabajo incluye varios elementos que habitan solamente en este tipo de ecosistemas, así como algunos endémicos del país o del estado, por lo que es necesario generar estrategias para conservar estas especies y sus hábitats en esta entidad federativa.

**ABSTRACT**

In the country, the study of beaches and coastal dunes has been carried out mainly in the Gulf of Mexico and the Caribbean. There are few works on the flora of this type of ecosystem in the North Pacific, where it has been studied mainly in the Baja California peninsula. From July 2010 to March 2012, 17 sites distributed along the coast of the state were visited. In each site, vascular plants distributed on beaches and coastal dunes were recorded. 500 specimens were collected and identified with specialized bibliography and collated with herbarium material. The vascular flora of beaches and coastal dunes in the state of Sonora is made up of 397 species of vascular plants, 259 genera and 77 families, especially angiosperms of the families Asteraceae, Poaceae y Fabaceae. Even though the taxa that make up the vascular flora of beaches and coastal dunes of Sonora represent a small percentage of the total registered in the state, it includes several elements that only inhabit this type of ecosystem, as well as some endemic to the country or the state, so it is necessary to generate strategies to conserve these species and its habitats in this federal entity.

**INTRODUCCIÓN**

México se encuentra flanqueado por los océanos Pacífico y Atlántico y es uno de los países con mayor extensión de litorales: 11,122 km (sin incluir litorales insulares), de los cuales el 70% corresponden al océano Pacífico, y 30% al Golfo de México y mar Caribe en el océano Atlántico (DOF 2018).

En alrededor del 80% del litoral mexicano, existen cerca de 800,000 ha de dunas costeras, que representan el 1% de la superficie del país (Jiménez-Orocio et al. 2015). Las dunas costeras son acumulaciones de arena arrastrada por el viento ubicadas detrás de la playa, donde los depósitos eólicos se entremezclan con arenas de playa depositadas por las olas (NSW Department of Land and Water Conservation 2001), por lo que



son sistemas dinámicos que dependen principalmente del transporte de sedimentos por el viento y, en menor grado, del efecto combinado de la marea de tormenta, de la marea astronómica, y del oleaje, por lo tanto, son vulnerables a las variaciones de cualquiera de estos elementos o procesos, así como a las actividades humanas (SEMARNAT 2013).

Entre los distintos beneficios que las dunas costeras proporcionan se encuentra la captación de agua, servir como amortiguadores contra la intrusión salina (Martínez et al. 2004, Tripathy et al. 2016), barreras de defensa ante fenómenos hidrometeorológicos extremos e inundaciones (SEMARNAT 2013), además de ser sitios de alimentación y de anidación de diversas especies de fauna (Tripathy et al. 2016), como aves y tortugas marinas, sin mencionar su valor paisajístico y cultural.

Pese a su importancia biológica y ecológica, son uno de los ecosistemas más alterados a causa de la creciente presión humana sobre los espacios litorales, que en las últimas décadas se han convertido en un producto turístico (Martín-Prieto 2016).

A nivel nacional, el estudio de estos ecosistemas se ha realizado principalmente en la región del Golfo de México y el Caribe, mientras que solo el 28% de las investigaciones publicadas hasta el momento corresponde a las dunas costeras del Pacífico, aun cuando estas últimas se consideran prácticamente intactas, mientras que las del Golfo de México han sido afectadas por el establecimiento de puertos industriales y comerciales (Jiménez-Orocio et al. 2015). Así mismo, la mayoría de los trabajos florísticos de playas y dunas costeras en el país se han realizado en las costas del atlántico (Álvarez-Molina et al. 2012, Castillo et al. 1991, Castillo y Moreno-Casasola 1998, Collantes-Chávez-Costa et al. 2019, Espejel 1984, 1986, Infante-Mata et al. 2011, Moreno-Casasola et al. 2011), mientras que los pocos trabajos realizados en el pacífico corresponden principalmente a la península de Baja California (Johnson 1977, 1982, Romero-López et al. 2006).

Por lo anterior, es necesario llevar a cabo más trabajos que permitan dar a conocer la riqueza biológica de estos ecosistemas en las costas del noroeste del país, una zona importante debido a su heterogeneidad ambiental y especies endémicas (Jiménez-Orocio et al. 2015), particularmente en el Golfo de California.

Hasta la fecha, no se había realizado un estudio enfocado únicamente a la flora de las playas y dunas costeras de Sonora. El objetivo del presente trabajo fue elaborar un listado y una base de datos de las plantas vasculares presentes en las playas y dunas costeras de este estado.

## MATERIAL Y MÉTODOS

**Área de estudio.-** Sonora se localiza al NW de la República Mexicana, cuenta con 184,934 Km<sup>2</sup>, está situado por arriba del paralelo 26°00' y limita al N con los Estados Unidos de Norteamérica, al E con Chihuahua, por el SE con Sinaloa, al S y W con el Golfo de California y al NW con Baja California (INEGI 2017). El territorio litoral del estado se extiende por 13 municipios (Figura 1) ubicados sobre la provincia biogeográfica Sonorense (Morrone et al. 2017), tiene una longitud aproximada de 1,207 km (INEGI 1993) y cuenta con un total de 42,551 ha de dunas costeras, que en general se encuentran en un buen estado de conservación (Jiménez-Orocio et al. 2014). El clima es predominantemente árido-cálido, temperaturas máximas entre 28 y 29°C y las mínimas entre 10.2 y 11.9°C, aunque hay días durante el verano en los que se pueden alcanzar temperaturas extremas de más de 50°C, con precipitaciones anuales entre 0.1 y 94 mm (García 1964, Jiménez-Orocio et al. 2014).

**Recolecta e identificación de ejemplares vegetales.-** El trabajo de campo se llevó a cabo entre julio de 2010 a marzo de 2012, con apoyo del proyecto: *Flora de Playas y Dunas Costeras de México* (HJ007 CONABIO). Se visitaron 17 sitios distribuidos a lo largo del territorio costero estatal (Fig. 1). En cada sitio se efectuaron exploraciones de recolecta de plantas con base en la metodología propuesta por Engelmann (1986). Se colectaron 500 ejemplares, con hasta tres duplicados que fueron identificados mediante literatura especializada (Felger 2000, Felger et al. 2001, FNA Editorial Committee 1993+), cotejados con material depositado en el Herbario de la Universidad de Sonora (USON) y depositados en el mismo; adicionalmente se consultaron los registros en las colecciones digitales de los herbarios ARIZ, DES, UCR, UNM y ASU (acrónimos de los herbarios de acuerdo con Thiers 2022) vía Red de Herbarios del Noroeste de México (Sánchez-Escalante & Gilbert 2018).

Se sigue la circunscripción de las familias aceptada por el APG (Stevens 2001+) y la validez de los nombres científicos fue corroborada mediante WFO (2022), POWO (2022) y TROPICOS (2022).

**Listado de especies y base de datos.-** Se realizó un listado de los taxones registrados, en donde se indica si se trata de una especie no nativa (POWO 2022, Van Devender et al. 2009a, Villaseñor y Espinosa-García 2004), endémica de México (Villaseñor 2016) o en una categoría de protección según la NOM-059-SEMARNAT-2010.

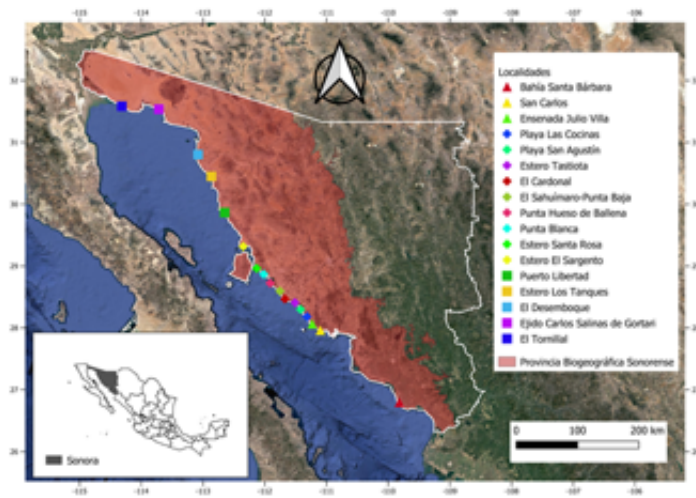
Adicionalmente, se elaboró una base de datos en el portal de la Red de Herbarios del Noroeste de México

(Sánchez-Escalante & Gilbert 2018), donde se muestran los taxones identificados y los registros de ejemplares obtenidos de los herbarios consultados, y que fueron recolectados a lo largo de la costa del estado. Una lista actualizada se puede consultar en el enlace siguiente: <https://herbanwmex.net/portal/checklists/checklist.php?clid=3405&pid=&dyncid=0>

## RESULTADOS

La flora vascular de playas y dunas costeras del estado de Sonora está integrada por al menos 397 especies de plantas vasculares, pertenecientes a 259 géneros y 77 familias (Cuadro 1). La gran mayoría de los taxones registrados corresponde a angiospermas excepto por una especie de gimnosperma, *Ephedra trifurca* Torr. ex S. Watson.

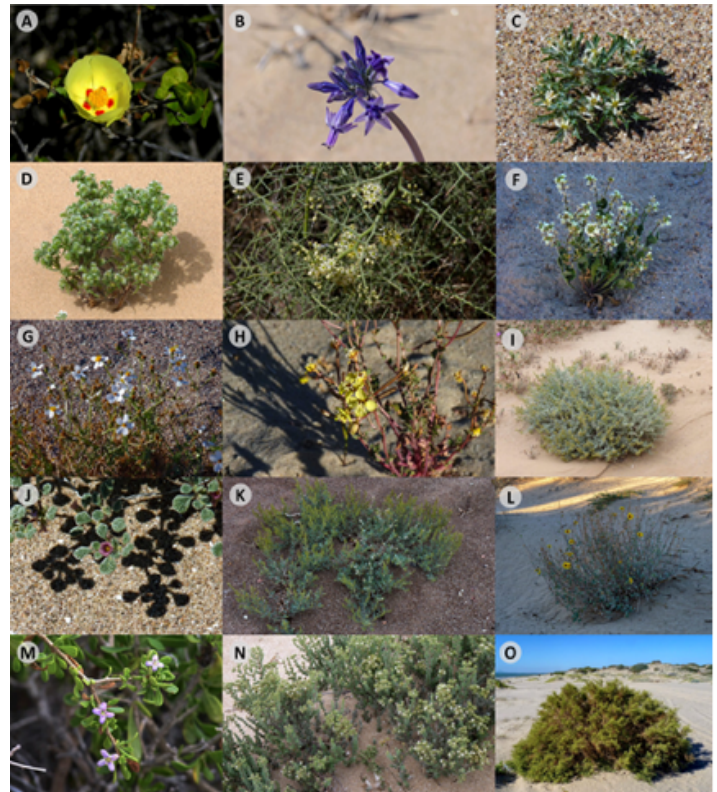
Cerca del 57% de las familias registradas está representada por una o dos especies, Fabaceae es la que presenta el mayor número (42 spp), seguida por Asteraceae (40 spp) y Poaceae (38 spp).



**Figura 1.** Localidades visitadas, durante el trabajo de campo, en playas y dunas costeras del estado de Sonora, México.

Entre los taxones más representativos de las costas del estado se encuentran *Abronia maritima* Nutt. ex S. Watson, *Sesuvium portulacastrum* (L.) L., *Palafoxia arida* B.L. Turner & M.I. Morris, *Allenrolfea occidentalis* (S. Watson) Kuntze (Fig. 2O) y *Atriplex barclayana* (Benth.) D. Dietr. (Fig. 2K), especies herbáceas o subarborescentes que crecen principalmente en playas arenosas y sobre dunas embrionarias, mientras que tierra adentro, en dunas estabilizadas, se encuentran especies arbustivas como *Koeberlinia spinosa* Zucc. (Fig. 2E) y *Lycium brevipes* Benth. (Fig. 2M).

En total se registraron 75 especies endémicas de México,



**Figura 2.** Algunas especies de plantas vasculares distribuidas en playas y dunas costeras del estado de Sonora. A= *Gossypium turneri* Fryxell, B= *Triteleiopsis palmeri* (S. Watson) Hoover, C= *Loeseliastrum schottii* (Torr.) Timbrook, D= *Cryptantha maritima* (Greene) Greene, E= *Koeberlinia spinosa* Zucc., F= *Dithyrea californica* Harv., G= *Coreocarpus sonoranus* Sherff, H= *Eulobus californicus* Nutt. ex Torr. & A. Gray, I= *Ambrosia dumosa* (A. Gray) W.W. Payne, J= *Tiquilia plicata* (Torr.) A.T. Richardson, K= *Atriplex barclayana* (Benth.) D. Dietr., L= *Helianthus niveus* (Benth.) Brandegee, M= *Lycium brevipes* Benth., N= *Frankenia palmeri* S. Watson, O= *Allenrolfea occidentalis* (S. Watson) Kuntze.

46 de estas se encuentran solamente en los estados que rodean el golfo de California (Baja California, Baja California Sur, Sinaloa y Sonora) y tres se distribuyen exclusivamente en Sonora: *Dicoria argentea* Strother, *Physalis purpurea* Wiggins y *Gossypium turneri* Fryxell, esta última de distribución restringida a la localidad de San Carlos, municipio de Guaymas, un área altamente impactada por actividades humanas, principalmente la construcción de inmuebles.

Adicionalmente, se identificaron seis especies protegidas: el mangle negro (*Avicennia germinans* (L.) L.), el mangle rojo (*Rhizophora mangle* L.), mangle blanco (*Laguncularia racemosa* (L.) C.F. Gaertn.), mangle botoncillo (*Conocarpus erectus* L.), palo fierro (*Olneya tesota*) y el guayacán (*Guaiacum coulteri* A. Gray).



**Figura 3.** Algunas especies no nativas e invasoras en playas y dunas costeras de Sonora: A= *Mesembryanthemum crystallinum* L., B= *Brassica tournefortii* Gouan, C= *Tamarix chinensis* Lour., D= *Cenchrus ciliaris* L.



**Figura 4.** Amenazas de playas y dunas en el estado de Sonora. A= Basura en dunas al sur de Puerto Libertad, Pitiquito, B= Dunas de playa Los Algodones, Guaymas, impactadas por vehículos todo terreno, C= Granja acuícola, en Punta Baja, Hermosillo, D= Duna erosionada por las olas en El Cardonal, Hermosillo.

Por otro lado, se registró un total de 23 especies no nativas, entre las cuales debemos mencionar los hielitos (*Mesembryanthemum crystallinum* L.), la mostaza del Sahara (*Brassica tournefortii* Gouan), el zacate buffel (*Cenchrus ciliaris* L.) y el pino salado (*Tamarix chinensis* Lour.), por su comportamiento invasor (Fig. 3).

Además de la flora exótica, durante las expediciones de recolecta se observaron otras amenazas para las playas y dunas costeras del estado, generadas principalmente por algunas actividades humanas como el turismo, la agricultura y la acuicultura, aunque también hay sitios en donde la erosión natural ha afectado a estos ecosistemas (Fig. 4).

## DISCUSIÓN

En las playas y dunas costeras de Sonora se registró

el 50% de las familias, 29% de los géneros y 19% de las especies reportadas a nivel nacional para este tipo de ecosistemas (Espejel et al. 2017) y el 41% de las familias, 23% de los géneros y únicamente el 11% de las especies de plantas vasculares hasta ahora reportadas para el estado (Van Devender et al. 2009b).

No solo en Sonora la proporción de taxones que habitan en las costas es baja en comparación con el total de especies reportadas para el estado. A nivel nacional, la flora de playas y dunas costeras representa solo el 9.5% de la flora vascular del país (Espejel et al. 2017). Esta baja riqueza puede deberse a que son pocas las plantas vasculares capaces de subsistir en las condiciones de salinidad e inestabilidad del sustrato, así como al impacto del viento y las olas, por lo que usualmente se trata de especies anuales de crecimiento rápido (De Araujo y Alvarez-Pereira 2009, Calvã o et al. 2013).

Las familias Asteraceae, Fabaceae y Poaceae, presentan la mayor cantidad de especies distribuidas en las costas del estado y son también las mejor representadas en playas y dunas de México (Espejel et al. 2017) y otras regiones del planeta (Abdelal et al. 2019, Mahklouf 2020, Sarika 2012).

En el país, solo gimnospermas del género *Zamia* L. habían sido reportadas anteriormente para las costas (Espejel et al. 2017). No obstante, además de registrarse en el litoral sonorense, *Ephedra trifurca* ha sido recolectada en dunas costeras del estado de Baja California, donde se extiende su distribución (Villaseñor 2016): *J. Rebman 2231* (BCMEX) *M.A. Macías 545* (BCMEX, SD), *M.A. Macías 577* (BCMEX), *R.S Felger 06-26* (BCMEX, SD).

Aunque algunas de las especies registradas, como *Abronia maritima*, *Sesuvium verrucosum* Raf. Y *Euphorbia leucophylla* Benth., han sido reconocidas como mayoritariamente de dunas (Espejel et al. 2017), gran parte de los taxones que integran la flora de dunas costeras no son exclusivos de este tipo de ambientes y, en Sonora, muchos son también elementos de la vegetación de otro tipo de ecosistemas como marismas, manglares y matorral xerófilo.

A nivel mundial, las playas y dunas costeras se encuentran en riesgo alto, principalmente por el turismo y el desarrollo urbano, que alteran el paisaje, además de los efectos del cambio climático, en especial el aumento del nivel del mar (Calvã o et al. 2013, Defeo et al. 2008, Martín-Prieto 2016). En Sonora, las principales actividades que ponen en riesgo este tipo de ecosistemas son las granjas acuícolas y la agricultura (Jiménez-Orocio et al. 2014), pero, aunque el turismo no es una amenaza en todas las dunas de Sonora, el impacto por actividades como el uso de vehículos

todo terreno y el abandono de residuos sólidos puede observarse en distintos sitios de las costas del estado, por lo que se debe crear conciencia entre la población

acerca de la importancia de estos ecosistemas y su biodiversidad.

**Cuadro 1.** Plantas vasculares de playas y dunas costeras del estado de Sonora. \*= endémica de México, \*\*= Endémica de los estados que rodean el Golfo de California (Baja California, Baja California Sur, Sinaloa y Sonora), \*\*\*= endémica del estado de Sonora, 1= Protegida por la NOM-059-SEMARNAT-2010, 2= no nativa.

Familia	Género	Especie
ACANTHACEAE	<i>Avicennia</i>	<sup>1</sup> <i>A. germinans</i> (L.) Stearn
	<i>Dicliptera</i>	<i>D. resupinata</i> (Vahl) Juss.
	<i>Elytraria</i>	<i>E. imbricata</i> (Vahl) Pers.
	<i>Holographis</i>	** <i>H. virgata</i> (Harvey ex Benth. & Hook. f.) Daniel
	<i>Justicia</i>	<i>J. californica</i> (Benth.) D. Gibson <i>J. candicans</i> (Nees) L. Benson
	<i>Ruellia</i>	** <i>R. californica</i> I.M. Johnst. <i>R. ciliatiflora</i> Hook.
ACHATOCARPACEAE	<i>Phaulothamnus</i>	<i>P. spinescens</i> A. Gray
AIZOACEAE	<i>Mesembryanthemum</i>	<sup>2</sup> <i>M. crystallinum</i> L.
		<sup>2</sup> <i>M. nodiflorum</i> L.
	<i>Sesuvium</i>	<i>S. portulacastrum</i> L. <i>S. verrucosum</i> Raf.
	<i>Trianthema</i>	<i>T. portulacastrum</i> L.
AMARANTHACEAE	<i>Allenrolfea</i>	<i>A. occidentalis</i> (S. Watson) Kuntze
	<i>Alternanthera</i>	* <i>A. stellata</i> Uline et Bray.
	<i>Amaranthus</i>	<i>A. fimbriatus</i> (Torr.) Benth. ex S. Watson
		<i>A. palmeri</i> S. Watson
		<i>A. watsonii</i> Standl.
	<i>Aphanisma</i>	<i>A. blitoides</i> Nutt. ex Moq.
	<i>Arthroceras</i>	<i>A. subterminale</i> (Parish) Piirainen & G. Kadereit
	<i>Atriplex</i>	** <i>A. barclayana</i> D. Dietr.
		<i>A. canescens</i> (Pursh) Nutt. <i>A. polycarpa</i> (Torr.) S. Wats.
	<i>Chenopodiastrum</i>	<sup>2</sup> <i>C. murale</i> (L.) S. Fuentes-B., Uotila & Borsch
	<i>Iresine</i>	** <i>I. alternifolia</i> S. Watson
	<i>Nitrophila</i>	<i>N. occidentalis</i> (Moq.) S. Watson.
	<i>Salicornia</i>	<i>S. bigelovii</i> Torr.
<i>S. europaea</i> L.		
<i>S. virginica</i> L.		
<i>Sarcobatus</i>	<i>S. vermiculatus</i> (Hook.) Torr.	
<i>Suaeda</i>	<i>S. esteroa</i> W.R. Ferren & S.A. Whitmore	
	<i>S. fruticosa</i> Forssk. ex J.F. Gmel.	
	<i>S. nigra</i> (Raf.) J.F. Macbr.	
	<i>Tidestromia</i>	<i>T. lanuginosa</i> (Nutt.) Standl.
APIACEAE	<i>Bowlesia</i>	<i>B. incana</i> Ruiz & Pav.
APOCYNACEAE	<i>Asclepias</i>	<i>A. albicans</i> S. Watson

		** <i>A. subaphylla</i> Woodson
		<i>A. subulata</i> Decne.
	<i>Cryptostegia</i>	<sup>2</sup> <i>C. grandiflora</i> R. Br.
	<i>Funastrum</i>	<i>F. clausum</i> Schltr.
		<i>F. cynanchoides</i> (Decne.) Schltr.
		<i>F. heterophyllum</i> (Engelm. ex Torr.) Standl.
	<i>Marsdenia</i>	* <i>M. edulis</i> S. Watson
	<i>Metastelma</i>	* <i>M. californicum</i> Benth.
		** <i>M. cuneatum</i> Brandegee
ASPARAGACEAE	<i>Agave</i>	** <i>A. aktites</i> Gentry
		<i>A. angustifolia</i> Haw.
		<i>A. deserti</i> Engelm.
		** <i>A. felgeri</i> Gentry
	<i>Dichelostemma</i>	<i>D. capitatum</i> (Benth.) Alph. Wood
	<i>Hesperocallis</i>	<i>H. undulata</i> A. Gray
	<i>Triteleopsis</i>	<i>T. palmeri</i> (S. Wats.) Hoover
ASTERACEAE	<i>Aldama</i>	** <i>A. congesta</i> (Rose ex Ralph Hoffm.) E.E. Schill. & Panero
	<i>Ambrosia</i>	<i>A. confertiflora</i> DC.
		<i>A. cordifolia</i> (A. Gray) W.W. Payne
		<i>A. deltoidea</i> (Torr.) W.W. Payne
		** <i>A. divaricata</i> (Brandegee) Payne
		<i>A. dumosa</i> (A. Gray) W.W. Payne
	<i>Baccharis</i>	<i>B. sarothroides</i> A. Gray
	<i>Baileya</i>	<i>B. pleniradiata</i> Harv. & A. Gray
	<i>Bebbia</i>	<i>B. juncea</i> (Benth.) Greene
	<i>Chaenactis</i>	<i>C. carphoclinia</i> A. Gray
		<i>C. stevioides</i> Hook. & Arn.
	<i>Chloracantha</i>	<i>C. spinosa</i> (Benth.) G.L. Nesom
		* <i>C. sagittata</i> (A. Gray) R.M. King & H. Rob.
	<i>Coreocarpus</i>	** <i>C. sonoranus</i> Sherff
	<i>Dicoria</i>	*** <i>D. argentea</i> Strother
		<i>D. canescens</i> A. Gray
	<i>Eclipta</i>	<i>E. prostrata</i> (L.) L.
	<i>Encelia</i>	<i>E. farinosa</i> A. Gray ex Torr.
		** <i>E. halimifolia</i> Cav.
	<i>Geraea</i>	<i>G. canescens</i> Torr. & A. Gray
	<i>Gundlachia</i>	** <i>G. diffusa</i> (Benth.) Urbatsch & R.P. Roberts
	<i>Helianthus</i>	<i>H. niveus</i> (Benth.) Brandegee
	<i>Hofmeisteria</i>	** <i>H. crassifolia</i> S. Watson
		** <i>H. fasciculata</i> Walp.
	<i>Isocoma</i>	<i>I. acradenia</i> (Greene) Greene
	<i>Malacothrix</i>	<i>M. glabrata</i> (A. Gray ex D.C. Eaton) A. Gray
	<i>Palafoxia</i>	<i>P. arida</i> B.L. Turner & Morris
	<i>Pectis</i>	<i>P. coulteri</i> Harv. & A. Gray
		<i>P. papposa</i> Harv. & A. Gray

	<i>Perityle</i>	<i>P. rusbyi</i> Greene ex A. Gray ** <i>P. californica</i> Benth. <i>P. emoryi</i> Torr. ** <i>P. leptoglossa</i> Harv. & A. Gray
	<i>Pluchea</i>	<i>P. sericea</i> (Nutt.) Coville
	<i>Porophyllum</i>	<i>P. gracile</i> Benth. ** <i>P. pausodinum</i> B.L. Rob. & Greenm.
	<i>Sonchus</i>	<sup>2</sup> <i>S. oleraceus</i> (L.) L.
	<i>Stephanomeria</i>	<i>S. exigua</i> Nutt. <i>S. pauciflora</i> (Torr.) A. Nels.
	<i>Trixis</i>	<i>T. californica</i> Kellogg
BATACEAE	<i>Batis</i>	<i>B. marítima</i> L.
BORAGINACEAE	<i>Cryptantha</i>	<i>C. marítima</i> (Greene) Greene
	<i>Eremocarya</i>	<i>E. micrantha</i> (Torr.) Greene
	<i>Johnstonella</i>	<i>J. angustifolia</i> (Torr.) Hasenstab & M.G. Simpson ** <i>J. grayi</i> (Vasey & Rose) Hasenstab & M.G. Simpson <i>J. racemosa</i> (S. Watson ex A. Gray) Brand
BRASSICACEAE	<i>Brassica</i>	<sup>2</sup> <i>B. tournefortii</i> Gouan
	<i>Descurainia</i>	<i>D. pinnata</i> (Walter) Britton
	<i>Dithyrea</i>	<i>D. californica</i> Harv.
	<i>Lepidium</i>	<sup>2</sup> <i>L. didymum</i> L. <i>L. lasiocarpum</i> Nutt. <i>L. coulteri</i> Hook. & Harv.
	<i>Lyrocarpa</i>	<i>R. teres</i> (Michx.) R. Stuckey
	<i>Rorippa</i>	<sup>2</sup> <i>S. irio</i> L.
	<i>Sisymbrium</i>	** <i>T. excerta</i> Fernald
BROMELIACEAE	<i>Tillandsia</i>	<i>T. recurvata</i> (L.) L.
BURSERACEAE	<i>Bursera</i>	* <i>B. hindsiana</i> Engl. * <i>B. laxiflora</i> S. Watson <i>B. microphylla</i> A. Gray
CACTACEAE	<i>Carnegiea</i>	<i>C. gigantea</i> (Engelm.) Britton & Rose
	<i>Cylindropuntia</i>	<i>C. bigelovii</i> (Engelm.) Knuth <i>C. fulgida</i> (Engelm.) Knuth <i>C. leptocaulis</i> (DC.) Knuth <i>F. emoryi</i> (Engelm.) Orcutt <i>F. herrerae</i> Ortega
	<i>Ferocactus</i>	<i>L. schottii</i> (Engelm.) Britt. & Rose
	<i>Lophocereus</i>	<i>M. grahamii</i> Engelm. * <i>M. mazatlanensis</i> K. Schum.
	<i>Mammillaria</i>	* <i>P. pringlei</i> Britton & Rose
	<i>Pachycereus</i>	<i>P. striatus</i> (Brandeg.) Buxbaum
	<i>Peniocereus</i>	** <i>S. gummosus</i> (Engelm.) A.C. Gibson & K.E. Horak
	<i>Stenocereus</i>	<i>S. thurberi</i> (Engelm.) Buxbaum
CAMPANULACEAE	<i>Nemacladus</i>	<i>N. glanduliferus</i> Jepson
CAPPARACEAE	<i>Atamisquea</i>	<i>A. emarginata</i> Miers ex Hook. & Arn.

CARYOPHYLLACEAE	<i>Achyronychia</i>	<i>A. cooperi</i> Torr. & A. Gray
	<i>Drymaria</i>	<i>D. viscosa</i> S. Watson
	<i>Herniaria</i>	<sup>2</sup> <i>H. hirsuta</i> L.
CELASTRACEAE	<i>Maytenus</i>	<i>M. phyllanthoides</i> Benth.
CLEOMACEAE	<i>Cleome</i>	<sup>2</sup> <i>C. viscosa</i> L.
	<i>Wislizenia</i>	<i>W. refracta</i> Engelm.
COMBRETACEAE	<i>Conocarpus</i>	<sup>1</sup> <i>C. erectus</i> L.
	<i>Laguncularia</i>	<sup>1</sup> <i>L. racemosa</i> C.F. Gaertn.
COMMELINACEAE	<i>Commelina</i>	<i>C. diffusa</i> Burm. f. <i>C. erecta</i> L.
CONVOLVULACEAE	<i>Cressa</i>	<i>C. truxillensis</i> Kunth
	<i>Cuscuta</i>	<i>C. leptantha</i> Engelm.
	<i>Ipomoea</i>	<i>I. triloba</i> L.
	<i>Jacquemontia</i>	<i>J. pringlei</i> A. Gray
CORDIACEAE	<i>Cordia</i>	<i>C. parvifolia</i> A. DC.
	<i>Varronia</i>	<i>V. curassavica</i> Jacq.
CRASSULACEAE	<i>Dudleya</i>	<i>D. arizonica</i> Rose
CUCURBITACEAE	<i>Ibervillea</i>	** <i>I. sonora</i> Greene
	<i>Luffa</i>	<i>L. operculata</i> (L.) Cogn.
	<i>Echinopepon</i>	** <i>E. insularis</i> S. Watson
CYMODOCEACEAE	<i>Halodule</i>	<i>H. wrightii</i> Asch.
CYPERACEAE	<i>Cyperus</i>	<i>C. compressus</i> L.
		<i>C. esculentus</i> L.
		<i>C. hermaphroditus</i> (Jacq.) Standl.
		<i>C. odoratus</i> L.
		<i>C. squarrosus</i> L.
		* <i>B. sonora</i> S. Watson
EHRETIACEAE	<i>Bourreria</i>	<i>T. palmeri</i> (A. Gray) A. Richards.
	<i>Tiquilia</i>	<i>T. plicata</i> (Torr.) A. Richards.
EPHEDRACEAE	<i>Ephedra</i>	<i>E. trifurca</i> Torr. ex S. Watson
EUPHORBIACEAE	<i>Acalypha</i>	<i>A. californica</i> Benth.
	<i>Chamaesyce</i>	<i>C. micromera</i> (Boiss. ex Engelm.) Woot. & Standl.
	<i>Croton</i>	<i>C. californicus</i> Muell.-Arg. <i>C. sonora</i> Torr. <i>C. wigginsii</i> L.C. Wheeler
	<i>Ditaxis</i>	<i>D. lanceolata</i> (Benth.) Pax & K. Hoffmann <i>D. neomexicana</i> (Müll. Arg.) A. Heller
	<i>Euphorbia</i>	<i>E. abramsiana</i> L.C. Wheeler * <i>E. californica</i> Boiss. <i>E. capitellata</i> Engelm. <i>E. eriantha</i> Benth. <i>E. florida</i> Engelm. <i>E. heterophylla</i> L. * <i>E. incerta</i> Brandegee ** <i>E. leucophylla</i> Benth.

## FABACEAE

	<i>E. lomelii</i> V.W. Steinm.
	<i>E. marginata</i> Pursh
	<i>E. misera</i> Benth.
	<i>E. pediculifera</i> Engelm.
	* <i>E. petrina</i> S. Watson
	<i>E. polycarpa</i> Benth.
	<i>E. serpens</i> Kunth
	<i>E. setiloba</i> Engelm. ex Torr.
	** <i>E. tomentulosa</i> S. Watson
	** <i>E. xanti</i> Engelm. ex Boiss.
<i>Jatropha</i>	<i>J. cinerea</i> (Ortega) Müll. Arg.
	<i>J. cuneata</i> Wiggins & Rollins
<i>Ricinus</i>	<sup>2</sup> <i>R. communis</i> L.
<i>Sebastiania</i>	<i>S. bilocularis</i> S. Watson
<i>Stillingia</i>	<i>S. linearifolia</i> S. Watson
<i>Tragia</i>	** <i>T. jonesii</i> Radcl.-Sm. & Govaerts
<i>Astragalus</i>	<i>A. magdalenae</i> Greene
	<i>A. sabulonum</i> A. Gray
<i>Calliandra</i>	** <i>C. californica</i> (Benth.) D. Gibs.
	<i>C. eriophylla</i> Benth.
<i>Coulteria</i>	* <i>C. pumila</i> (Britton & Rose) Sotuyo & G.P.Lewis
<i>Coursetia</i>	<i>C. glandulosa</i> A. Gray
<i>Dalea</i>	<i>D. mollis</i> Benth.
	<i>D. mollissima</i> (Rydb.) Munz
<i>Desmanthus</i>	<i>D. covillei</i> (Britt. & Rose) Wiggins ex B.L. Turner
	** <i>D. fruticosus</i> Rose
<i>Ebenopsis</i>	** <i>E. confinis</i> Britton & Rose
<i>Erazurizia</i>	* <i>E. megacarpa</i> I.M. Johnst.
<i>Erythrostemon</i>	** <i>E. palmeri</i> (S. Watson) Gagnon & G.P.Lewis
<i>Haematoxylum</i>	<i>H. brasiletto</i> Karst.
<i>Havardia</i>	* <i>H. sonorae</i> Britton & Rose
<i>Lotus</i>	<i>L. strigosus</i> (Nutt.) Greene
<i>Lupinus</i>	<i>L. arizonicus</i> (S. Watson) S. Watson
<i>Lysiloma</i>	** <i>L. candidum</i> Brandegee
<i>Macroptilium</i>	<i>M. atropurpureum</i> (DC.) Urban
<i>Marina</i>	** <i>M. maritima</i> Brandegee
	<i>M. parryi</i> (Torr. & A. Gray) Barneby
	** <i>M. peninsularis</i> (Rose) Barneby
<i>Mariosousa</i>	<i>M. willardiana</i> (Rose) Seigler & Ebinger
<i>Melilotus</i>	<sup>2</sup> <i>M. indicus</i> (L.) All.
<i>Mimosa</i>	<i>M. distachya</i> Cav.
	<i>M. tricephala</i> Schltld. & Cham.
<i>Neptunia</i>	<i>N. plena</i> Lindl.
<i>Olneya</i>	<sup>1</sup> <i>O. tesota</i> A. Gray
<i>Parkinsonia</i>	<i>P. microphylla</i> Torr.



	<i>Phaseolus</i>	<i>P. praecox</i> (Ruiz & Pav.) J.A.Hawkins
	<i>Pithecellobium</i>	<i>P. filiformis</i> Benth.
	<i>Prosopis</i>	<i>P. dulce</i> (Roxb.) Benth.
		<i>P. glandulosa</i> Torr.
		<i>P. pubescens</i> Benth.
		<i>P. velutina</i> Wooton
	<i>Psorothamnus</i>	<i>P. emoryi</i> (A. Gray) Rydb.
	<i>Rhynchosia</i>	<i>R. precatoria</i> (Willd.) DC.
	<i>Senna</i>	<i>S. covesii</i> (A. Gray) H.S. Irwin & Barneby
	<i>Tephrosia</i>	<i>T. vicioides</i> Schltld.
	<i>Vachellia</i>	** <i>V. californica</i> (Brandege) Seigler & Ebinger
		<i>V. constricta</i> (Benth.) Seigler & Ebinger
		<i>V. farnesiana</i> (L.) Wight & Arn.
FOUQUIERIACEAE	<i>Fouquieria</i>	** <i>F. columnaris</i> Kellogg ex Curran
		** <i>F. diguetii</i> (Tiegh.) I.M. Johnst.
		<i>F. splendens</i> Engelm.
FRANKENIACEAE	<i>Frankenia</i>	<i>F. palmeri</i> S. Watson
HELIOTROPACEAE	<i>Heliotropium</i>	<i>H. curassavicum</i> L.
HYDROPHYLLACEAE	<i>Phacelia</i>	<i>P. crenulata</i> Torr. ex S. Watson
JUNCACEAE	<i>Juncus</i>	<i>J. cooperi</i> Engelm.
KOEBERLINIACEAE	<i>Koeberlinia</i>	<i>K. spinosa</i> Zucc.
KRAMERIACEAE	<i>Krameria</i>	<i>K. bicolor</i> S. Watson
		<i>K. erecta</i> Willd. ex J.A. Schultes
LAMIACEAE	<i>Hyptis</i>	* <i>H. albida</i> Kunth
		<i>H. emoryi</i> Torr.
	<i>Teucrium</i>	<i>T. cubense</i> Jacq.
LOASACEAE	<i>Eucnide</i>	** <i>E. cordata</i> Kellogg ex Curran
	<i>Mentzelia</i>	** <i>M. adhaerens</i> Benth.
		<i>M. multiflora</i> (Nutt.) A. Gray
LORANTHACEAE	<i>Struthanthus</i>	* <i>S. palmeri</i> Kuijt
MALPIGHIACEAE	<i>Callaeum</i>	<i>C. macropterum</i> (Moc. & Sesse ex DC.) D.M. Johnson
	<i>Cottisia</i>	<i>C. californica</i> (Benth.) W.R. Anderson & C. Davis
		<i>C. gracilis</i> (A. Gray) W.R. Anderson
MALVACEAE	<i>Abutilon</i>	<i>A. abutiloides</i> (Jacq.) Garcke ex Britt. & Wilson
		<i>A. incanum</i> (Link) Sweet
		<i>A. palmeri</i> A. Gray
	<i>Gossypium</i>	*** <i>G. turneri</i> Fryxell
	<i>Herissantia</i>	<i>H. crispa</i> (L.) Briz.
	<i>Hibiscus</i>	<i>H. denudatus</i> Benth.
	<i>Malva</i>	<sup>2</sup> <i>M. parviflora</i> L.
	<i>Malvastrum</i>	<i>M. bicuspidatum</i> (S. Wats.) Rose
	<i>Malvella</i>	<i>M. leprosa</i> (Ortega) Krapov.
	<i>Melochia</i>	<i>M. tomentosa</i> L.
	<i>Sida</i>	<i>S. abutifolia</i> Mill.
	<i>Sphaeralcea</i>	<i>S. ambigua</i> A. Gray

		<i>S. coulteri</i> (S. Watson) A. Gray
		<i>S. orcuttii</i> Rose
MARTYNIACEAE	<i>Proboscidea</i>	<i>P. altheifolia</i> (Benth.) Decne.
MOLLUGINACEAE	<i>Mollugo</i>	<i>M. verticillata</i> L.
MORACEAE	<i>Ficus</i>	* <i>F. petiolaris</i> Kunth
NAMACEAE	<i>Nama</i>	<i>N. demissa</i> A. Gray
		<i>N. hispida</i> A. Gray
NYCTAGINACEAE	<i>Abronia</i>	<i>A. maritima</i> Nutt. ex S. Watson
		<i>A. villosa</i> S. Watson
	<i>Allionia</i>	<i>A. incarnata</i> L.
	<i>Boerhavia</i>	<i>B. erecta</i> L.
		<i>B. gracillima</i> Heimerl
		<i>B. spicata</i> Choisy
		<i>B. triquetra</i> S. Watson
		** <i>B. xanti</i> S. Watson
	<i>Commicarpus</i>	<i>C. scandens</i> (L.) Standl.
	<i>Mirabilis</i>	<i>M. laevis</i> (Benth.) Curran
	<i>Okenia</i>	<i>O. hypogaea</i> Schltld. & Cham.
	<i>Salpianthus</i>	** <i>S. macrodontus</i> Standl.
ONAGRACEAE	<i>Chylismia</i>	<i>C. claviformis</i> (Torr. & Frém.) A.Heller
	<i>Eulobus</i>	<i>E. californicus</i> Nutt.
	<i>Oenothera</i>	<i>O. deltoides</i> Torr. & Frém.
		<i>O. drummondii</i> Walp.
		<i>O. kunthiana</i> (Spach) Munz
PAPAVERACEAE	<i>Argemone</i>	<i>A. gracilentata</i> Greene
	<i>Eschscholzia</i>	<i>E. minutiflora</i> S. Watson
PASSIFLORACEAE	<i>Passiflora</i>	* <i>P. arida</i> (Mast. and Rose) Killip
PETIVERIACEAE	<i>Rivina</i>	<i>R. humilis</i> L.
PLANTAGINACEAE	<i>Antirrhinum</i>	** <i>A. costatus</i> Wiggins
		<i>A. watsonii</i> Vasey & Rose
	<i>Mecardonia</i>	<i>M. procumbens</i> (P. Mill.) Small
	<i>Plantago</i>	<i>P. ovata</i> Forssk.
	<i>Pseudorontium</i>	<i>P. cyathiferum</i> Benth.
POACEAE	<i>Antheophora</i>	<i>A. hermaphrodita</i> Kuntze
	<i>Aristida</i>	<i>A. adscensionis</i> L.
	<i>Aristida</i>	<i>A. californica</i> Thurb.
	<i>Aristida</i>	<i>A. ternipes</i> Cav.
	<i>Arundo</i>	<sup>2</sup> <i>A. donax</i> L.
	<i>Bouteloua</i>	<i>B. aristidoides</i> (Kunth) Griseb.
		<i>B. barbata</i> Lag.
		<i>B. diversispicula</i> Columbus
		<i>B. erecta</i> (Vasey & Hack.) Columbus
	<i>Cenchrus</i>	<sup>2</sup> <i>C. ciliaris</i> L.
		<i>C. echinatus</i> L.
		<i>C. palmeri</i> Vasey

	<i>Chloris</i>	<i>C. spinifex</i> Cav.
		<sup>2</sup> <i>C. barbata</i> Sw.
		<i>C. virgata</i> Sw.
	<i>Cynodon</i>	<i>C. dactylon</i> (L.) Pers.
	<i>Distichlis</i>	<i>D. littoralis</i> (Engelm.) H.L.Bell & Columbus
		<i>D. palmeri</i> Fassett ex I.M.Johnst.
		<i>D. spicata</i> (L.) Greene
	<i>Echinochloa</i>	<sup>2</sup> <i>E. colonum</i> (L.) Link
	<i>Eragrostis</i>	<i>E. pectinacea</i> (Michx.) Nees ex Steud.
	<i>Hilaria</i>	<i>H. rigida</i> (Thurb.) Benth. ex Scribn.
	<i>Jouvea</i>	<i>J. pilosa</i> Scribn.
	<i>Leptochloa</i>	<i>L. crinita</i> (Lag.) P.M.Peterson & N.Snow
		<i>L. panicea</i> (Retz.) Ohwi
	<i>Melinis</i>	<sup>2</sup> <i>M. repens</i> (Willd.) Zizka
	<i>Muhlenbergia</i>	<i>M. microsperma</i> (DC.) Trin.
	<i>Panicum</i>	<i>P. hirticaule</i> J. Presl
	<i>Pappophorum</i>	<i>P. philippianum</i> Parodi
	<i>Phalaris</i>	<sup>2</sup> <i>P. minor</i> Retz.
	<i>Phragmites</i>	<i>P. australis</i> (Cav.) Trin. ex Steud.
	<i>Setaria</i>	<i>S. leucopila</i> (Scribn. & Merr.) K. Schum.
	<i>Sporobolus</i>	<i>S. airoides</i> (Torr.) Torr.
		<i>S. coromandelianus</i> (Retz.) Kunth
		<i>S. cryptandrus</i> (Torr.) A. Gray
		<i>S. virginicus</i> (L.) Kunth
	<i>Urochloa</i>	<i>U. arizonica</i> (Scribn. & Merr.) Morrone & Zuloaga
	<i>Vulpia</i>	<i>V. octoflora</i> (Walter) Rydb.
POLEMONIACEAE	<i>Langloisia</i>	<i>L. setosissima</i> (Torr. & A. Gray ex Torr.) Greene
POLYGONACEAE	<i>Antigonon</i>	<i>A. leptopus</i> Hook. & Arn.
	<i>Eriogonum</i>	<i>E. inflatum</i> Torr.
	<i>Nemacaulis</i>	<i>N. denudata</i> Nutt.
	<i>Polygonum</i>	<sup>2</sup> <i>P. argyrocoleon</i> Steud. ex Kunze
	<i>Rumex</i>	<i>R. inconspicuus</i> Rech.f.
PORTULACACEAE	<i>Portulaca</i>	<i>P. halimoides</i> L.
		<i>P. oleracea</i> L.
		<i>P. suffrutescens</i> Engelm.
PRIMULACEAE	<i>Bonellia</i>	<i>B. macrocarpa</i> (Cav.) B.Ståhl & Källersjö
RESEDACEAE	<i>Forchhammeria</i>	** <i>F. watsonii</i> Rose
	<i>Oligomeris</i>	<i>O. linifolia</i> (Vahl) J.F. Macbr.
RHAMNACEAE	<i>Colubrina</i>	* <i>C. viridis</i> (M.E. Jones) M.C.Johnst.
	<i>Condalia</i>	<i>C. globosa</i> I.M. Johnston
		<i>C. lycioides</i> (Gray) Weberb.
	<i>Ziziphus</i>	* <i>Z. amole</i> (Sessé & Moc.) M.C.Johnst.
		<i>Z. obtusifolia</i> (Hook. ex Torr. & A. Gray) A. Gray
RHIZOPORACEAE	<i>Rhizophora</i>	<sup>1</sup> <i>R. mangle</i> Roxb.
RUBIACEAE	<i>Galium</i>	<i>G. stellatum</i> Kellogg

	<i>Randia</i>	* <i>R. thurberi</i> S. Watson
RUPPIACEAE	<i>Ruppia</i>	<i>R. maritima</i> L.
RUTACEAE	<i>Amyris</i>	<i>A. balsamifera</i> L.
	<i>Esenbeckia</i>	* <i>E. hartmanii</i> Robins. & Fernald
SANTALACEAE	<i>Phoradendron</i>	<i>P. brachystachyum</i> (DC.) Oliv.
		<i>P. californicum</i> Nutt.
		<i>P. villosum</i> Nutt.
SAPINDACEAE	<i>Cardiospermum</i>	<i>C. corindum</i> L.
		<i>C. halicacabum</i> L.
SCHOEPFIACEAE	<i>Schoepfia</i>	** <i>S. shreveana</i> Wiggins
SIMMONDSIACEAE	<i>Simmondsia</i>	<i>S. chinensis</i> (Link) Schneid.
SOLANACEAE	<i>Datura</i>	<i>D. discolor</i> Bernh.
		<i>D. lanosa</i> Bye
	<i>Lycium</i>	<i>L. andersonii</i> A. Gray
		<i>L. brevipes</i> Benth.
		<i>L. californicum</i> Nutt. ex A. Gray
		<i>L. fremontii</i> A. Gray
		<i>L. parishii</i> A. Gray
	<i>Nicotiana</i>	<i>N. clevelandii</i> A. Gray
		<sup>2</sup> <i>N. glauca</i> Graham
		<i>N. obtusifolia</i> M. Martens & Galeotti
	<i>Physalis</i>	<i>P. crassifolia</i> Benth.
		*** <i>P. purpurea</i> Wiggins
	<i>Solanum</i>	* <i>S. houstonii</i> Martyn
		<i>S. elaeagnifolium</i> Cav.
		<i>S. hindsianum</i> Benth.
		* <i>S. tridynamum</i> Dun.
	<i>Stegnosperma</i>	* <i>S. halimifolium</i> Bentham
TAMARICACEAE	<i>Tamarix</i>	<sup>2</sup> <i>T. chinensis</i> Lour.
TYPHACEAE	<i>Typha</i>	<i>T. domingensis</i> Pers.
URTICACEAE	<i>Parietaria</i>	<i>P. floridana</i> Nutt.
VERBENACEAE	<i>Aloysia</i>	** <i>A. sonorensis</i> Moldenke
	<i>Lantana</i>	<i>L. camara</i> L.
	<i>Lippia</i>	* <i>L. palmeri</i> S. Watson
	<i>Verbena</i>	<i>V. halei</i> Small
VITACEAE	<i>Cissus</i>	<i>C. trifoliata</i> (L.) L.
ZOSTERACEAE	<i>Zostera</i>	<i>Z. marina</i> Vis.
ZYGOPHYLLACEAE	<i>Fagonia</i>	<i>F. barclayana</i> Rydb.
		<i>F. laevis</i> Standl.
	<i>Guaiacum</i>	<sup>1</sup> <i>G. coulteri</i> A. Gray
	<i>Kallstroemia</i>	<i>K. californica</i> (S. Watson) Vail
		<i>K. grandiflora</i> Torr. ex A. Gray
	<i>Larrea</i>	<i>L. tridentata</i> (Sessé & Moc. ex DC.) Coville
	<i>Tribulus</i>	<sup>2</sup> <i>T. terrestris</i> L.
	<i>Viscainoa</i>	** <i>V. geniculata</i> Greene

## CONCLUSIONES

Aun cuando los taxones registrados representan a un pequeño porcentaje del total reportado para Sonora, la flora de playas y dunas costeras incluye varios elementos que habitan solamente en este tipo de ambientes, así como algunos endémicos del país o la región y es necesario generar estrategias para asegurar su presencia futura en el estado.

## AGRADECIMIENTOS

Este trabajo fue realizado gracias a una colaboración con la Universidad Autónoma de Baja California con fondos del proyecto HJ007, patrocinado por la Comisión para el Uso y Conocimiento de la Biodiversidad en México (CONABIO). Además, queremos hacer patente nuestro agradecimiento a las personas que apoyaron el trabajo de campo: Denise Zulema Ávila Jiménez y Nieves Castillo Amarillas (técnicos del proyecto); estudiantes de la Universidad de Sonora: David Alfredo Delgado Zamora, Stephanie Olivares, Noelia Encinas, Leonel García, José Maytorena, Mario Erandi Bonillas Monge, y Mónica Holguín Villa; voluntarios y gente de las localidades visitadas: Eduardo Gómez Limón, Gloria Guadalupe Morales Figueroa, Servando López Monroy, Elba Cecilia Navarro Reyes, Brisa Morales Navarro y Alejandro Cabrera Contreras.

## LITERATURA CITADA

Abdelaal, M., Ahmed, D., Fois, M., Fenu, G., Bacchetta, G. (2019). Floristic patterns and ecological drivers of sand dune ecosystem along the Mediterranean coast of Egypt.

*Arid Land Research and Management* 33: 1–24. <https://doi.org/10.1080/15324982.2018.1564147>

Álvarez-Molina, L.L., Martínez, M.L., Pérez-Maqueo, O., Gallego-Fernández, J.B. y Flores, P. (2012). Richness, diversity, and rate of primary succession over 20 year in tropical coastal dunes. *Plant Ecology* 213: 1597–1608.

Calvão, T., Pessoa, M.F. y Lidon F. (2013). Impact of Human Activities on Coastal Vegetation – A Review. *Emirates Journal of Food and Agriculture*. 25(12): 926–944. <https://doi.org/10.9755/ejfa.v25i12.16730>

Castillo, S. y Moreno-Casasola, P. (1998). Análisis de la Flora de Dunas Costeras del Litoral Atlántico de México. *Acta Botánica Mexicana* 45: 55–80.

Castillo, S., Popma, J. y Moreno-Casasola, P. (1991). Coastal sand dune vegetation of Tabasco and Campeche, Mexico. *Journal of Vegetation Science* 2: 73–88.

Collantes-Chávez-Costa, A., Alanís-Rodríguez, E, Yam-Uicab, O., López-Contreras, C., Sarmiento-Muñoz, T. y

Tapia-Muñoz, J.L. (2019). Composition, Structure and Diversity of Coastal Vegetation in the Northeastern of Cozumel, Mexico. *Botanical Sciences* 97(2): 135–147. <http://dx.doi.org/10.17129/botsci.2044>

De Araujo, S.D. y Alvarez-Pereira, M.C. (2009). Sandy Coastal Vegetation. In: K. Del Claro, P.S. Oliveira y V. Rico-Gray (Eds.) *Tropical Biology and Conservation Management* Vol. 4. Pp 173–189. UNESCO-EOLSS, Oxford.

Defeo, O., McLachlan, A., Schoeman, D.S., Schlacher, T., Dugan, J., Jones, A., Lastra, M., Scapini, F. (2008). Threats to sandy beach ecosystems: A review. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 81(1): 1–12. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2008.09.022>

DOF. (2018). Acuerdo mediante el cual se expide la Política Nacional de Mares y Costas de México. *Diario Oficial de la Federación, México*. [https://dof.gob.mx/nota\\_detalle.php?codigo=5545511&fecha=30/11/2018#gsc.tab=0](https://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5545511&fecha=30/11/2018#gsc.tab=0) (Consultado mayo 2022).

Engelmann, G. (1986). Instructions for the collection and preservation of botanical specimens. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 73: 504–507.

Espejel, I. (1984). La vegetación de las dunas costeras de la península de Yucatán I. Análisis florístico del estado de Yucatán. *Biótica* 9: 183–210.

Espejel, I. (1986). La vegetación de las dunas costeras de la península de Yucatán II. Reserva de la Biosfera de Sian Ka'an, Quintana Roo. *Biótica* 11: 7–24.

Espejel, I., O. Jiménez-Orocio, G. Castillo-Campos, P.P. Garcillán, L. Álvarez, S. Castillo-Argüero, R. Durán, M. Ferrer, D. Infante-Mata, S. Iriarte, J.L. León de la Luz, H. López-Rosas, A. Medel-Narváez, R. Monroy, P. Moreno-Casasola, J.P. Rebman, N. Rodríguez-Revelo, J.J. Sánchez-Escalante & S. Vanderplank. (2017). Flora en playas y dunas costeras de México. *Acta Botánica Mexicana* 121: 39–81. <http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1290>

Felger, R.S. (2000). Flora of the Gran Desierto and Río Colorado of Northwestern Mexico. The University of Arizona Press, Arizona, 673 pp.

Felger, R.S., Johnson, M.B. y Wilson, M.F. (2001). The trees of Sonora, Mexico. Oxford University Press, New York, 400 pp.

FNA Editorial Committee. (1993+). Flora of North America North of Mexico [Online]. 22+ vols. New York and Oxford. <http://beta.floranorthamerica.org> (Consultado abril 2022)

García, E. (1964). Modificaciones al Sistema de Clasificación Climática de Köppen (para adaptarlo a las

- condiciones de la República Mexicana). Offset Larios. México D.F.
- INEGI. (1993). Estudio Hidrológico del Estado de Sonora. Instituto Nacional de Estadística y Geografía, Aguascalientes, 130 pp.
- INEGI. (2017). Anuario Estadístico y Geográfico de Sonora 2017. Instituto Nacional de Estadística y Geografía, Aguascalientes, 675 pp.
- Infante-Mata, D., Moreno-Casasola, P., Madero-Vega, C., Castillo-Campos, G. y Warner, B. G. (2011). Floristic composition and soil characteristics of tropical freshwater forested wetlands of Veracruz on the coastal plain of the Gulf of Mexico. *Forest Ecology and Management* 262: 1514–1531.
- Jiménez-Orocio, O., Espejel, I. y Martínez, M.L. (2015). La investigación científica sobre dunas costeras de México: origen, evolución y retos. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 86:486–507. <http://dx.doi.org/10.1016/j.rmb.2015.04.022>
- Jiménez-Orocio, O., Rodríguez-Revelo, N., Espejel, I., Martínez, M.L., Infante-Mata, D. y Monroy, R. (2014). Sonora. En: Martínez, M.L., Moreno-Casasola, P., Espejel, I., Jiménez-Orocio, O., Infante Mata, D. y Rodríguez-Revelo (Eds.). *Diagnóstico de las Dunas Costeras de México*. Pp. 277–288. SEMARNAT y CONAFOR, México.
- Johnson, A.F. (1977). A survey of the strand and dune vegetation along the Pacific and Southern gulf coasts of Baja California, Mexico. *Journal of Biogeography* 7: 83–99.
- Johnson, A.F. (1982). Dune vegetation along the Eastern shore of the Gulf of California. *Journal of Biogeography* 9: 317–330.
- Mahklouf, M.H. (2020). Biodiversity of the coastal flora of Tripoli Province. *Biodiversity Research and Conservation* 58: 13–19. <https://doi.org/10.2478/biorc-2020-0006>
- Martín-Prieto, J.A. (2016). In: Roig-Munar, F. X. y Quintana Pou, F. J. (eds.). *Restauración y Gestión de Sistemas Dunares. Estudio de casos. Colección Recerca i Territori*, 8. Cataluña: Càtedra d'Ecosistemes Litorals Mediterranis, Parc Natural de Montgrí, Illes Bledes i el Bai. *Investigaciones Geográficas* (66): 167–168. <https://doi.org/10.14198/INGEO2016.66.11>
- Martínez, M.L., Psuty, N.P. y Lubke, R.A. (2004). A perspective on coastal dunes. En: Martínez, M. L., Psuty, N.P. y Lubke, R.A. (Eds.). *Coastal dunes, ecology and conservation*. Pp. 3–10. Springer-Verlag Berlin Heidelberg, Berlin.
- Moreno-Casasola, P., Castillo, S. y Martínez, M.L. (2011). Flora de las playas y ambientes arenosos (dunas) de las costas. En A. Cruz-Angón (Ed.), *La biodiversidad de Veracruz: estudio de estado* (pp. 229–238). Xalapa: Conabio, Gobierno del Estado de Veracruz, Universidad Veracruzana, Instituto de Ecología, A.C.
- Morrone, J., Escalante, T. & Rodríguez-Tapia, G. (2017). Mexican biogeographic provinces: Map and shapefiles. *Zootaxa* 4277(2):277–279. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4277.2.8>
- NSW Department of Land and Water Conservation. (2001). *Coastal Dune Management: A Manual of Coastal Dune Management and Rehabilitation Techniques*, Coastal Unit, DLWC, Newcastle, 96 pp.
- POWO. (2022). Plants of the World Online. Facilitated by the Royal Botanic Gardens, Kew. Published on the Internet. <http://www.plantsoftheworldonline.org/> (Consultado mayo 2022).
- Romero-López, B.E., León-de la Luz, J.L., Pérez-Navarro, J.J. y de la Cruz Agüero, G. (2006). Estructura y composición de la vegetación de la barra costera El Mogote, Baja California Sur, México. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 79: 21–32
- Sánchez-Escalante, J.J. y Gilbert, E.E. (2018). Red de Herbarios del noroeste de México: Un esfuerzo colaborativo entre botánicos mexicanos. *Árido-Ciencia* 3(2):21–35. <https://herbanwmex.net/portal/> (Consultado febrero 2022)
- Sarika, M. (2012). Flora and vegetation of some coastal ecosystems of Sterea Ellas and eastern continental Greece. *Lazaroa* 33: 65–99. [https://doi.org/10.5209/rev\\_LAZA.2012.v33.40281](https://doi.org/10.5209/rev_LAZA.2012.v33.40281)
- SEMARNAT. (2013). *Manejo de Ecosistemas de Dunas Costeras, Criterios Ecológicos y Estrategias*. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, Ciudad de México, 96 pp.
- Stevens, P.F. (2001+). Angiosperm Phylogeny Website. Version 14, July 2017. <http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/> (Consultado mayo 2022).
- Thiers, B. (2021) Index Herbariorum. A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. <http://sweetgum.nybg.org/science/ih> (Consultado febrero 2022).
- Tripathy, B., Behera, S.R., Rajasekhar, P.S. y Mishra, A.K. (2016). Coastal dune flora and fauna of Arribada beach, Rushikulya in Ganjam district, Odisha, India. *e-planet* 14 (1): 28–32.
- TROPICOS. (2022). Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. <https://tropicos.org> (Consultado mayo 2022).

Van Devender, T.R., Felger, R.S., Reina-Guerrero, A.L. y Sánchez-Escalante, J.J. (2009a). Sonora: Non-native and invasive plants. Pp. 85-124 in T. R. Van Devender, F. J. Espinosa-García, B. L. Harper-Lore, and T. Hubbard (eds.), *Invasive Plants on the Move. Controlling them in North America. Proceedings of Weeds Across Borders 2006 Conference*, Hermosillo, Sonora, May 25-28, 2006; Tucson, AZ. <https://herbanwmex.net/portal/checklists/checklist.php?clid=5726&emode=0> (Consultado febrero 2022).

Van Devender, T.R., Sánchez-Escalante, J.J., Felger, R.S. & Reina-Guerrero, A.L. (2009b). *Biblioteca USON - Plantas vasculares del Estado de Sonora, México*. <https://herbanwmex.net/portal/checklists/checklist.php?clid=3816&pid=&dynclid=0> (Consultado febrero 2022)

Villaseñor, J.L. (2016). Checklist of the native vascular plants of Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 87(3): 559–902. <https://doi.org/10.1016/j.rmb.2016.06.017>

Villaseñor, J.L. y Espinosa-García, F.J. (2004). The alien flowering plants of Mexico. *Diversity and Distributions* 10:113–123. <https://doi.org/10.1111/j.1366-9516.2004.00059.x>

WFO. (2022). *World Flora Online*. Published on the Internet. <http://www.worldfloraonline.org> (Consultado mayo 2022).

**POR AMOR A LOS DIFUNTOS: BELLA TRADICIÓN EL CULTIVO DE CEMPASÚCHIL (*Tagetes erecta* L. / CEMPOHUALXOCHITL) EN EL VALLE DE JUÁREZ, AHORA CIUDAD JUÁREZ DURANGO, MÉXICO.**

**FOR THE LOVE OF THE DECEASED: BEAUTIFUL TRADITION THE CROP CEMPASUCHIL (*Tagetes erecta* L. / CEMPOHUALXOCHITL) IN THE JUAREZ VALLEY, NOW CIUDAD JUÁREZ DURANGO, MEXICO.**

Gisela Muro Pérez<sup>\*1</sup>, Claudia T. Hornung Leoni<sup>2</sup>, Perla Elizalde Díaz<sup>1</sup> y Jaime Sánchez<sup>1</sup>

<sup>1</sup> Herbario Jorge Arturo Alba Avila (HJAAA-FCB), Universidad Juárez del Estado de Durango, Av. Universidad s/n Fracc. Filadelfia CP. 35010 Gómez Palacio, Durango. México.

<sup>2</sup> Herbario HGOM, Centro de Investigaciones Biológicas, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Cd. Universitaria, Mineral de La Reforma, Hidalgo, 42180, México.

\*Autor para Correspondencia: [giselamuro@ujed.mx](mailto:giselamuro@ujed.mx)

RECIBIDO: 31/10/2022

ACEPTADO: 29/11/2022

PALABRAS CLAVE: Asteraceae, día de muertos, ritual

KEYWORDS: Asteraceae, day of the dead, ritual

## INTRODUCCIÓN

Las regiones semiáridas son el ecosistema donde abunda una de las familias de plantas con mayor integrantes y diversidad que se puede encontrar en México, Asteraceae (Villaseñor, 2016). Sus flores son igualmente llamativas y ornamentales como las cactáceas, pero también muy diversas en tamaño, color y usos; siendo su característica principal la disposición de las inflorescencias que las presenta en un capítulo o cabezuela parecida a una flor o “pseudantio” (Small, 1917), también llamada “flor de 20 pétalos”. Las asteráceas se distribuyen en todo México, pero particularmente en regiones semiáridas se pueden observar en su máximo esplendor al momento de sincronizar su floración conocida como el fenómeno de “Desierto florido” (Gajardo, 1998). Precisamente el Valle de Juárez, perteneciente a Ciudad Juárez (Durango) no es la excepción, pues aquí se encuentran ejidos con gran importancia para el desarrollo económico de la región como el ejido Monterreicillo, Villas de León Guzmán, Los Ángeles y Sapioriz. Este valle se encuentra ubicado en el municipio de Lerdo, Durango; el cual cuenta con una población de cerca de 10,000 habitantes y es parte fundamental en el desarrollo económico de la Comarca Lagunera, pues aquí encontramos pequeños y medianos productores de hortalizas de temporada como lechuga, cilantro, cebolla, rabano, coliflor, brócoli y por supuesto de algo que alimenta una tradición de gran arraigo en México: La siembra de flores para un festejo de origen prehispánico: “02 de noviembre: Día de muertos”. El uso de esta flor para fines de celebración

data de poco más de 3 mil años en América Latina, por lo que tiene un profundo significado cultural para México, el cual fue heredado por los Aztecas. Actualmente, quienes realizan esta actividad comentan que lo hacen prácticamente por amor a sus difuntos y por ser una actividad que les heredaron sus padres. La flor de cempasúchil, además de adornar los altares de muertos, panteones, iglesias, ceremonias, destaca también en la industria, ya que a través de la rotación de los cultivos se abaten poblaciones de “gallina ciega” y nematodos, y también esta documentado que tiene efectos fungicidas (Méndez-García, 2009; Serrato-Cruz, 2004). La flor tiene gran demanda, ya que los capítulos florales son procesados como fuente de colorantes, del grupo carotenoides, los cuales se utilizan como aditivos en la preparación de alimentos para aves y crustáceos, mejorando el aspecto para el consumo humano (Del Villar *et al.*, 2007). Actualmente la flor de cempasúchil es utilizada para darle color a telas y elaborar insecticidas. Aunque se sabe que también tiene usos etnobotánicos, ya que la utilizaban para disminuir la diarrea e indigestión (Rincón-Enríquez, *et al.*, 2012).

## MATERIAL Y MÉTODOS

El presente trabajo, pretende compartir una de las actividades ancestrales que está arraigada en la región semiárida de Durango, por lo que se consideró imperante documentarla. Se visitaron distintos propietarios que realizan la siembra de flor para el día de muerto (Fig. 1). El acercamiento preliminar se llevó a cabo en la



localidad denominada Ciudad Juárez, Durango, la cuál colinda al Oeste con ciudad Lerdo, Durango. El proceso metodológico contempló la técnica cualitativa de rescate de datos, puntos de vista, opiniones y conocimientos relacionados a esta tradición que se encuentra muy arraigada en el centro y sur del país. Bajo estas consideraciones, se aplicó un cuestionario semiestructurado y semidirigido (Babbie, 1988) dado que los productores son los que tienen el conocimiento y arraigo de esta tradición. Se tiene el registro de que existen aproximadamente 68 productores de los cuales 14 accedieron a contestar la entrevista. La información se consideró meramente informativa dado que es un paso previo para recabar información completa con la finalidad de analizarla estadísticamente. La especie fue verificada en la base de datos de ITIS ([https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search\\_topic=TSN&search\\_value=38483#null](https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=38483#null)) y de acuerdo a Quintanilla (2015).

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se observó dimorfismo sexual en *T. erecta* a través de las estructuras florales (Fig. 2), lo cual, para algunos productores es importante saber, dado que asociaban la morfología de la flor como degradación o malformación de la semilla, sin embargo, en la producción se pueden encontrar flores hembras y machos como lo determinó Quintanilla (2015). De acuerdo a resultados de las encuestas, para este año se sembraron aproximadamente 61 hectáreas entre distintos propietarios, no obstante, los mismos, comentaron que este año la superficie sembrada disminuyó un 10% en comparación a años anteriores. Algunos propietarios desde hace 24 años se dedican a esta actividad, la cual llevan prácticamente por tradición, más no por ganancia. El proceso de siembra inicia seis meses atrás, dependiendo de la flor que se valla a sembrar (junio-julio: cempasúchil; febrero-marzo: margarita y mano de león) seguido de la formación de surcos para sembrar la semilla con un equipo de máximo 15 personas, las plantas son regadas cada 10 días y para julio se procede a un riego, poda y finalmente a finales de octubre inicia el proceso de corta. Las áreas de cultivo son inclusive rentadas para sesiones fotográficas. De igual forma los propietarios que participaron en contestar la encuesta coincidieron en su totalidad que tienen ya vendida con antelación su producción, la cuál genera un promedio de 4000 a 4500 racimos de flores de cempasúchil, y llega a costar entre 45 y 55 pesos M.N. directamente con los productores; sin embargo, el día 02 de noviembre "Día de muertos", el manojito puede incrementar su valor hasta 70 pesos. Cada "racimo" o "manojito" consta de 12 a 15 flores. De igual forma, se registró que algunos de los productores guardan reserva de flor para secarla y utilizarla para remedios caseros tradicionales, fabricación de pasta para sopas, bebidas y alimento de aves. Algunos de los productores llevan su mercancía a Durango

capital e incluso a Saltillo dado que no solamente siembran cempasúchil sino también flor de terciopelo o mano de león, crisantemos y margaritas (Fig. 3). Los sembradíos se convierten en corredores biológicos para la diversidad y mantenimiento de lepidópteros y entomofauna en general de importancia para la región (Fig. 4). Cabe mencionar que la tradición la mantienen a pesar de considerar que no es costosa y de tener un problema que pone en riesgo la cosecha de estas flores; la falta de agua que aqueja la región como resultado del desvío de los sembradíos hacia la termo-eléctrica de ciudad Juárez, Durango.



**Figura 1.** Algunas de las propiedades sembradas en ciudad Juárez Durango. Fotos: Jaime Sánchez, ciudad Juárez, Durango. 23 octubre del 2022.



**Figura 2.** Ejemplares de inflorescencias, conocidas comúnmente como "flor hembra" (izquierda) y "flor macho" (derecha) de cempasúchil, las cuales corresponden a cabezuelas con flores liguladas de un color amarillo-naranja intenso, y poseen brácteas en la periferia. Las flores "macho" poseen las flores verdaderas en el disco, con ligulas en la periferia, mientras que en las flores hembra todas las flores son liguladas. Fotos: Jaime Sánchez, ciudad Juárez, Durango. 23 octubre del 2022.



**Figura 3.** Sembradíos de cempasúchil, mano de león, margaritas y crisantemos. Fotos: Jaime Sánchez, ciudad Juárez, Durango. 23 octubre del 2022.



**Figura 4.** Sembradíos que son utilizados como corredores biológicos de la mariposa monarca (*Danaus plexippus*) y la abeja europea (*Apis mellifera*). Fotos: Jaime Sánchez, ciudad Juárez, Durango. 23 octubre del 2022.

Del Villar-Martínez, A. A., Serrato-Cruz, M. Á., Solano-Navarro, A., Arenas-Ocampo, M. L., Quintero-Gutiérrez, A. G., Sánchez-Millán, J. L., Evangelista-Lozano, S., Jiménez-Aparicio, A., García-Jiménez, F. A., Vanegas-Espinoza, P. E. 2007. Carotenoides en *Tagetes erecta* L. La modificación genética como alternativa. *Revista Fitotecnia Mexicana* 30(2): 109-118

Gajardo, R. 1998. La vegetación natural de Chile. Editorial Universitaria, Santiago de Chile. 165 pp.

Mendez-García, E.F. 2009. Cultivo de marigol (*Tagetes erecta* L.) en el Perú: presente y futuro. Tesis de Postgrado. Universidad Nacional Agraria La Molina, Escuela de Postgrado. Lima, Perú. 114 pp.

Quintanilla Carvajal, Maria Ximena, Arenas Ocampo, Martha Lucía, Campos Mendiola, Roberto, Camacho Díaz, Brenda Hildeliza, Jiménez Aparicio y Antonio Ruperto. 2015. Caracterización morfométrica de estructuras florales de *Tagetes erecta* L. y *Tagetes patula* L. (Asteraceae) utilizando análisis digital de imágenes y dimensión fractal. *Gayana. Botánica*, 72(1), 137-144. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-66432015000100016>.

Rincón-Enríquez G., E. E. Quiñones-Aguilar, J. A. Qui-Zapata y M. A. Serrato-Cruz. 2012. Efectividad biológica de extractos de *Tagetes spp* sobre bacterias fitopatógenas. SNICS-SINAREFI, CIATEJ, México. Serrato-Cruz, M.C. 2004. Cempoal-xochilt: diversidad biológica y uso. *Ciencia y Desarrollo*. Julio/Agosto, vol. Núm. pp.01-03

Small J. 1917. The origin and development of the Compositae. *New Phytologist* 16: 157-177. DOI: 10.1111/j.1469-8137.1917.tb07238.x

Villaseñor JL. 2016. Checklist of the native vascular plants of Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 87: 559-902. DOI: 10.1016/j.rmb.2016.06.017

## LITERATURA CITADA

Babbie, Earl R., 1988, Métodos de investigación por encuesta, Biblioteca de la Salud, Fondo de Cultura Económica, México.

## COMITÉ EDITORIAL EXTERNO

**Dr. Arturo Angulo S.**  
Universidad de Costa Rica

**Dr. Salvador Arias Montes**  
Instituto de Biología UNAM

**Dr. Arturo Carrillo Reyes**  
Univ. de Ciencias y Artes de Chiapas

**Dr. Joel David Flores Rivas**  
IPICyT,A.C.

**Dr. Mario Alberto García Aranda**  
Univ. Autónoma Agraria Antonio Narro  
Unidad Saltillo

**Dr. José Luis García Hernández**  
Facultad de Agricultura y Zootecnia UJED

**Dr. Rodolfo Valentino Marcano Brito**  
Univ. Central de Venezuela

**Dr. Fausto Méndez de la Cruz**  
Instituto de Biología UNAM

**Dr. Aldo Iván Ortega Morales**  
Univ. Autónoma Agraria Antonio Narro

**Dra. Tamara M. Rioja Parabela**  
Univ. de Ciencias y Artes de Chiapas

**Dra. Fátima B. Salazar Badillo**  
INIFAP - Dpto. de Biología Zacatecas

**Dr. José Villanueva Díaz**  
INIFAP, CENID, RASPA

**Dr. José Juan Flores Maldonado**  
Especies, Sociedad y Hábitat, A.C.

**Dra. María del Carmen Mandujano Sánchez**  
Intituto de Ecología UNAM

**Dr. Agustín Aragón García**  
Benemérita Univ. Autónoma de Puebla

**Ph.D. Carlos A. Blanco**  
The University of New Mexico

**Dr. Andrés Eduardo Estrada Castellón**  
Facultad de Ciencias Forestales UANL

**Dr. Héctor Gadsden Esparza**  
Instituto de Ecología, A.C.

**Dra. Deneb García Ávila**  
Facultad de Biología UMSNH

**Dr. Rafael A. Lara Reséndiz**  
Univ. of California, Sta. Cruz

**Dra. Norma L. Manríquez Morán**  
Universidad Autónoma del Edo. de Hidalgo

**Dr. Jorge A. Mauricio Castillo**  
Univ. Autónoma de Zacatecas

**Ph.D. Jafet M. Nassar**  
Inst. Venezolano de Inv. Científicas

**Dr. Numa P. Pavón**  
Univ. Autónoma del Edo. de Hidalgo

**Dr. Roger Iván Rodríguez Vivas**  
Universidad Autónoma de Yucatán

**Dra. Laura M. Scott Morales**  
Facultad de Ciencias Forestales UANL

**M.C. Avigaíl Aguilar Contreras**  
Herbario Medicinal IMSS

**Dr. Alejandro M. Maeda Martínez**  
Centro de Invest. Biológicas del Noroeste

**Dr. José Arturo de Nova Vázquez**  
Univ. Autónoma de San Luis Potosí



Árido-Ciencia es una revista de difusión científica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Juárez del Estado de Durango.

Las opiniones y contenidos expresados en los artículos son responsabilidad exclusiva de los autores y no necesariamente reflejan la postura de la revista.

Se autoriza la reproducción total o parcial de esta obra, siempre que los extractos sean reproducidos literalmente sin modificaciones y que se mencione la fuente y la fecha.

Todos los derechos reservados © Copyright 2022  
Reserva de derechos al uso exclusivo No. 03-2016-120112114100-01  
ISSN: 2594-2344  
Indexada en Latindex: (<https://www.latindex.org/latindex/ficha?folio=28256>)  
arido-ciencia@ujed.mx



Fotografía de  
Ángel Samuel  
de la Torre E.

*Argiope trifasciata*  
Patzcuaro, Michoacán  
Noviembre 2022



# ÁRIDO-CIENCIA

---



[www.aridociencia.mx](http://www.aridociencia.mx)