

JUNIO 2024

VOLUMEN 59 (2)

Boletín de la
Sociedad Argentina de
BOTÁNICA



S Δ B



SOCIEDAD ARGENTINA DE BOTÁNICA

ISSN 0373-580X Córdoba, Argentina



Es el órgano de difusión de la Sociedad Argentina de Botánica encargado de editar trabajos científicos originales, revisiones y reseñas en todas las ramas de la biología vegetal y de los hongos. Se edita un volumen anual con cuatro entregas trimestrales. Los trabajos son sometidos a un sistema de arbitraje antes de ser aceptados. Las instrucciones a los autores pueden consultarse en las siguientes páginas en Internet. Authors instructions can be consulted on the following web pages: <http://www.botanicaargentina.org.ar> y <http://revistas.unc.edu.ar/index.php/BSAB>

El Boletín está incorporado al Núcleo Básico de revistas científicas argentinas y Scielo (Scientific Electronic Library On Line) y es citado en Science Citation Index Expanded, Current Contents (Agriculture, Biology & Environmental Sciences), Scopus, AGRICOLA, Index to American Botanical literature, Periódica, Latindex, Excerpta Botanica, The Kew Record of Taxonomic Literature, CAB (Center for Agriculture and Bioscience International), Biosis Previews, Biological Abstracts.

Directora

JOSEFINA BODNAR. Museo de La Plata, La Plata. jbodnar@fcnym.unlp.edu.ar

Vicedirector

DIEGO GUTIÉRREZ. Museo Argentino de Ciencias Nat. Bernardino Rivadavia, CABA. digutier@macn.gov.ar

Editores Asociados

Biología Floral: GABRIEL BERNARDELLO. Inst. Multidisciplinario de Biología Vegetal, Córdoba, Argentina.

Briología: JUAN B. LARRAIN. Pontificia Univ. Católica de Valparaíso, Chile. GUILLERMO SUAREZ. Inst. Miguel Lillo, Tucumán, Argentina.

Ecología y Conservación: NATALIA AGUIRRE. Grupo de Investigación en Biodiversidad y Recursos Naturales, Colombia. JUAN CARLOS MORENO SAIZ. Univ. Autónoma Madrid, España. KARINA L. SPEZIALE. INIBIOMA, San Carlos de Bariloche. Argentina.

Etnobotánica: NORMA I. HILGERT. Inst. de Biología Subtropical, Puerto Iguazú, Misiones, Argentina. MANUEL PARDO DE SANTAYANA. Univ. Autónoma de Madrid, España.

Ficología: SYLVIA BONILLA. Facultad de Ciencias, Univ. de la República, Montevideo, Uruguay.

Fisiología: FEDERICO MOLLARD. Univ. de Buenos Aires, Argentina.

Fitoquímica: MARÍA PAULA ZUNINO. Univ. Nacional de Córdoba, IMBIV, Córdoba, Argentina.

Genética y Evolución: PAOLA GAIERO. Fac. de Agronomía, Univ. de la República, Uruguay.

Micología: LEOPOLDO IANONNE. Univ. de Buenos Aires, Bs. As., Argentina. MARIA VICTORIA VIGNALE. Inst. Biotecnología de Misiones (InBioMis) e Inst. Misionero de Biodiversidad (IMiBio), Misiones Argentina.

Morfología y Anatomía: ANA MARÍA GONZALEZ. Inst. de Botánica del Nordeste, Corrientes, Argentina.

Paleobotánica: GEORGINA DEL FUEYO. Museo Arg. Cs. Nat. Bernardino Rivadavia, Bs. As., Argentina.

Palinología: GONZALO J. MARQUEZ. Univ. Nacional de La Plata, Bs. As., Argentina.

Plantas Vasculares: CAROLINA I. CALVIÑO. Univ. Nacional del Comahue, Bariloche, Río Negro, Argentina. FRANCO E. CHIARINI. Inst. Multidisciplinario de Biología Vegetal, Córdoba, Argentina. DIEGO GUTIÉRREZ. Museo Arg. Cs. Nat. Bernardino Rivadavia, CABA, Argentina. OLGA G. MARTINEZ. Univ. Nacional de Salta, Argentina. ROBERTO M. SALAS. Inst. de Botánica del Nordeste, Corrientes, Argentina.

Secretaría de Edición

ADRIANA PEREZ. Inst. Multidisciplinario de Biología Vegetal, Córdoba.

Asesores Editoriales

Anatomía: NANUZA LUIZA DE MENEZES. Univ. Sao Paulo, Sao Paulo, Brasil.

Biología Reproductiva: MARCELO AIZEN. Univ. Nacional del Comahue, Bariloche, Río Negro.

Briología: DENISE PINHEIRO DA COSTA. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil.

Ecología: MARCELO CABIDO. Inst. Multidisciplinario de Biología Vegetal, Córdoba.

Etnobotánica: PASTOR ARENAS. CEFYBO, Univ. de Buenos Aires.

Ficología: LEZILDA CARVALHO TORGAN. Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, Brasil.

Genética y Evolución: LIDIA POGGIO. Univ. de Buenos Aires.

Micología: MARIO RAJCHENBERG. Centro de Inv. y Extensión Forestal Andino Patagónico, Esquel, Chubut.

Paleobotánica y Palinología: MARTA MORBELLI. Univ. Nacional de La Plata, La Plata, Buenos Aires.

Plantas Vasculares: CECILIA EZCURRA. Univ. Nacional del Comahue, Bariloche, Río Negro. JEFFERSON PRADO. Inst. de Bot., San Pablo, Brasil. FERNANDO ZULOAGA. Inst. Bot. Darwinion, San Isidro, Buenos Aires.

Sistemática Filogenética: PABLO GOLOBOFF. Fundación Miguel Lillo, Tucumán.

El Boletín es propiedad de la Sociedad Argentina de Botánica. Domicilio legal: Av. Angel Gallardo 470 CABA.

© Sociedad Argentina de Botánica. Córdoba. Inst. Multidisciplinario de Biología Vegetal, Av. Vélez Sarsfield 299, 5000 Córdoba, Argentina.

Queda hecho el depósito que establece la ley 11.723. Inscripción en el Registro de la Propiedad Intelectual: en trámite.

Fecha de Distribución: 30 de Junio de 2024.

ÍNDICE

BRIOLOGÍA - BRYOLOGY

- RIVERA-QUERALTA, Y., Á. E. MOTITO MARÍN & A. M. BEYRIS MAZAR
Diversidad briológica en las Reservas Florísticas Manejadas La Caoba y Charrascales de Mícara (Santiago de Cuba, Cuba). 135-150
Bryological diversity in the La Caoba and Charrascales de Mícara Managed Floristic Reserves (Santiago de Cuba, Cuba)

ANATOMÍA Y MORFOLOGÍA VEGETAL - ANATOMY AND PLANT MORPHOLOGY

- CABRERA, V. A., M. E. DOUCET & P. LAX
Differential histopathological response of pepper (*Solanaceae*) cultivars to *Nacobbus celatus* (Nematoda) populations. 151-159
Respuesta histopatológica diferencial de cultivares de pimiento (*Solanaceae*) a poblaciones de *Nacobbus celatus* (Nematoda)

PALINOLOGÍA - PALYNOLOGY

- VOSSLER, F. G.
Tipos polínicos y superposición del nicho alimentario en tres “abejas sin aguijón” (*Apidae*: *Meliponini*) en el bosque chaqueño de “palosantal”. 161-180
Pollen types and food niche overlap in three “stingless bees” (*Apidae*: *Meliponini*) in the “palosantal” Chaco forest

GENÉTICA Y EVOLUCIÓN - GENETICS AND EVOLUTION

- CHAN, C., C. POMETTI, C. M. SANTORO, R. H. FORTUNATO, V. McROSTIE & C. BESSEGA
Estudio indirecto del sistema de fecundación en una población natural de *Prosopis flexuosa* (*Fabaceae*) del Desierto de Atacama, provincia de El Loa (Chile). 181-198
Indirect study of the mating system in a natural population of *Prosopis flexuosa* (*Fabaceae*) from the Atacama Desert, El Loa Province (Chile)

ECOLOGÍA Y CONSERVACIÓN - ECOLOGY AND CONSERVATION

- PIACENZA, M. S., G. FUNES, M. B. NALDINI, M. V. PALCHETTI & E. KOWALJOW
Contribución del banco de semillas del suelo a la restauración de agroecosistemas y fragmentos de bosques del Espinal (Córdoba). 199-219
Soil seed bank contribution to the restoration of agroecosystems and forest fragments in the Espinal (Córdoba)
- ECHEVERRÍA, M. L., S. I. ALONSO & V. M. COMPARATORE
Flora nativa de valor ornamental potencial del extremo sudoriental del sistema serrano de Tandilia (Argentina): una alternativa de uso y conservación. 221-238
Native flora of potential ornamental value from the southeastern end of the Tandilia hill system (Argentina): an alternative for use and conservation

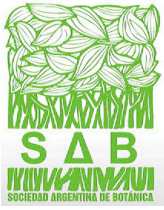
ETNOBOTÁNICA - ETHNOBOTANY

PÉREZ CUADRA, V., M. VEROLO & V. CAMBI

Plant species in recreational spaces of Initial Education Establishments of Bahía Blanca District (Buenos Aires, Argentina): Analysis of its diversity and educational role.

239-255

Especies vegetales en espacios recreativos de Establecimientos de Educación Inicial del Partido de Bahía Blanca (Buenos Aires, Argentina): análisis de su diversidad y rol educativo



DIVERSIDAD BRIOLÓGICA EN LAS RESERVAS FLORÍSTICAS MANEJADAS LA CAOBA Y CHARRASCALES DE MÍCARA (SANTIAGO DE CUBA, CUBA)

BRYOLOGICAL DIVERSITY IN THE LA CAOBA AND CHARRASCALES DE MÍCARA MANAGED FLORISTIC RESERVES (SANTIAGO DE CUBA, CUBA)


Yoira Rivera-Queralta^{1*}, Ángel E. Motito Marín¹ & Alberto M. Beyris Mazar¹

1. Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad (Bioeco), Museo de Historia Natural "Tomás Romay", Santiago de Cuba, Cuba

*yoira@bioeco.cu

Citar este artículo

RIVERA-QUERALTA, Y., Á. E. MOTITO MARÍN & A. M. BEYRIS MAZAR. 2024. Diversidad briológica en las Reservas Florísticas Manejadas La Caoba y Charrascales de Mícará (Santiago de Cuba, Cuba). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 135-150.

 DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n2.43458>

SUMMARY

Background and aims: Bryological inventories in Cuban protected areas support the updating of management plans by inventorying species, detecting threats and designing actions for their conservation. The aim of this research is to characterize the bryoflora present in the Managed Floristic Reserves La Caoba and Charrascales de Mícará, Santiago de Cuba, Cuba.

M&M: In the collection of the specimens, suitable habitats for the establishment of the bryophytes were explored following the method of Floristic Habitat Sampling. Specialised literature and databases were consulted in the determination of taxa. All collected material was deposited in the Bryophyta collection of the BSC herbarium.

Results: For the Managed Floristic Reserves La Caoba and Charrascales de Mícará 49 infrageneric taxa of hornworts, liverworts and mosses were recorded. The La Caoba reserve was the most diverse (73.5% of the total) and mosses the best represented division (55.1%). The epiphytic substrate is the most diverse and the mesophyll semi-deciduous forest the best represented plant formation (83.3%). All threatened taxa were recorded in the La Caoba Managed Floristic Reserve.

Conclusions: In the Managed Floristic Reserves La Caoba and Charrascales de Mícará the bryoflora is characterised by the presence of taxa with a wide ecological plasticity and geographical distribution. The conditions present in the Charrascales de Mícará reserve limit the development of bryophytes. The bryological diversity in La Caoba is threatened by habitat fragmentation due to landscape alterations.

KEY WORDS

Cuba island, Insular Caribbean, non-vascular plant, plant conservation, Sierra Cristal.

RESUMEN

Introducción y Objetivos: Los inventarios briológicos en los espacios protegidos cubanos apoyan la actualización de los planes de manejos al inventariar las especies, detectar sus amenazas y diseñar acciones para su conservación. El objetivo de esta investigación es caracterizar la brioflora presente en las Reservas Florísticas Manejadas La Caoba y Charrascales de Mícará, Santiago de Cuba, Cuba.


M&M: En la recolecta de los especímenes se exploraron los hábitats adecuados para la instalación de los briófitos siguiendo el método del Muestro Florístico del Hábitat. En la determinación de los taxones se consultó la bibliografía especializada y las bases de datos. Todo el material colectado fue depositado en la colección Bryophyta del herbario BSC.

Resultados: Se registraron para las Reservas Florísticas Manejadas La Caoba y Charrascales de Mícará 49 taxones infragénicos de antocerotas, hepáticas y musgos. La reserva La Caoba fue la más diversa (73,5% del total) y los musgos la división mejor representada (55,1%). El sustrato epifito es el más diverso y el Bosque semidecíduo mesófilo la formación vegetal mejor representada (83,3%). La totalidad de los taxones amenazados se registraron en la Reserva Florística Manejada La Caoba.

Conclusiones: En las Reservas Florísticas Manejadas La Caoba y Charrascales de Mícará la brioflora se caracteriza por la presencia de taxones de amplia plasticidad ecológica y distribución geográfica. Las condiciones presentes en la reserva Charrascales de Mícará limitan el desarrollo de los briófitos. La diversidad briológica en La Caoba está amenazada por la fragmentación del hábitat debido a las alteraciones del paisaje.

PALABRAS CLAVE

Caribe insular, conservación vegetal, isla de Cuba, planta no vascular, Sierra Cristal.

Recibido: 5 Dic 2023
Aceptado: 5 Jun 2024
Publicado impreso: 30 Jun 2024
Editor: Guillermo Suárez 

ISSN versión impresa 0373-580X
ISSN versión on-line 1851-2372

INTRODUCCIÓN

El Caribe insular por sus excepcionales valores naturales pertenece a unos de los puntos calientes con mayor importancia para la conservación de la biodiversidad en el planeta (*hotspot*) (Olson *et al.*, 2001; Zachos & Habel, 2011). El archipiélago cubano es considerado entre los territorios insulares con mayor número de especies vegetales a nivel mundial. La isla de Cuba alberga la mayor riqueza de plantas en el Caribe insular y es la primera en representatividad de taxones por kilómetros cuadrados (González-Torres *et al.*, 2016; González-Oliva *et al.*, 2017; Reyes-Tur *et al.*, 2023). Mancina & Cruz (2017) reconocen que la distribución de la biodiversidad no es homogénea, siendo los sistemas montañosos las áreas con mayor concentración de especies y endemismos. Sin embargo, estas zonas han sido degradadas, lo que provoca la disminución de los hábitats naturales con la consecuente extinción y deterioro de las poblaciones de plantas y animales (Mancina & Cruz, 2017).

En la República de Cuba, el desarrollo del sistema de áreas protegidas con un enfoque integrador basado en la conservación de los ecosistemas y la gestión comunitaria, es un elemento clave para disminuir la pérdida de la diversidad biológica y el deterioro de los bienes y servicios ecosistémicos (Cítma, 2023; CBD, 2019). El Sistema Nacional de Áreas Protegidas (SNAP) abarca el 21,26% de la superficie (terrestre y marina) del territorio nacional (CNAP, 2023). Este sistema garantiza la conservación y uso sostenible de los valores naturales y constituye una estructura necesaria para lograr la conexión entre la planificación y el manejo de los espacios protegidos cubanos (Ruiz, 2017; Ruiz-Plasencia *et al.*, 2019). No obstante, las problemáticas administrativas conjuntamente con los vacíos y el desbalance de conocimiento presentes en algunas áreas limitan su gestión (CNAP, 2013, 2023; Mancina & Cruz, 2017).

Los valores florísticos y de vegetación constituyen criterios empleados para la delimitación de los espacios protegidos cubanos (CNAP, 2013). Diferentes estudios actualizan el estado de la flora cubana y avalan las categorías de manejo de las áreas protegidas (Berazaín *et al.*, 2005; González-Torres *et al.*, 2016). No obstante, es insuficiente la información sobre la diversidad de las algas, los líquenes y las plantas no vasculares

(antocerotas, hepáticas y musgos). El conocimiento más profundo en los grupos anteriormente citados enriquecería las propuestas o fundamentaciones de las áreas protegidas, y a su vez permitiría trazar estrategias de conservación y manejo (CNAP, 2013, 2023; Motito & Rivera, 2017).

Los inventarios briológicos realizados en los espacios protegidos cubanos reconocen el aporte de la flora briológica a los valores naturales del área: Méndez *et al.* (1990), Motito (2012), Motito & Potrony (2005a, b, 2010), Motito *et al.* (2013, 2015, 2019, 2020), Mustelier (1999, 2005a, b, 2006), Mustelier & Vicario (2000) y Potrony & Motito (2005, 2006). Estos autores consideran que los estudios briológicos en las áreas protegidas cubanas, apoyan la actualización de los planes de manejo al inventariar las especies, detectar sus amenazas actuales y potenciales, así como, proponer medidas y recomendaciones para mitigar los impactos que puedan afectar la diversidad del grupo.

El objetivo de esta investigación es caracterizar la flora briológica en las Reservas Florísticas Manejadas La Caoba (RFMC) y Charrascales de Mícara (RFMCh), pertenecientes a la provincia Santiago de Cuba, Cuba. Para dar cumplimiento al objetivo general se plantean los siguientes objetivos específicos: 1) listar las especies de briófitos presentes en las RFMC y RFMCh, 2) describir los requerimientos ecológicos de los briófitos en los espacios protegidos estudiados (sustrato, distribución altitudinal y por formaciones vegetales) y 3) conocer los elementos más importantes para la conservación del grupo en los espacios protegidos estudiados.

MATERIALES Y MÉTODOS

Descripción del área de estudio

El estudio se desarrolló en las Reservas Florísticas Manejadas La Caoba (RFMC) y Charrascales de Mícara (RFMCh), dos áreas protegidas de significación local actualmente en el proceso de actualización (Fig. 1A). La RFMC se localiza en las coordenadas 20° 18' 50.3689'' N, -75° 43' 48.8412'' O, municipio San Luis, provincia Santiago de Cuba (Figs. 1A-B; 2A). Se ubica en el macizo montañoso Nipe-Sagua-Baracoa y presenta una extensión superficial de 927 ha según CNAP (2013, 2023).

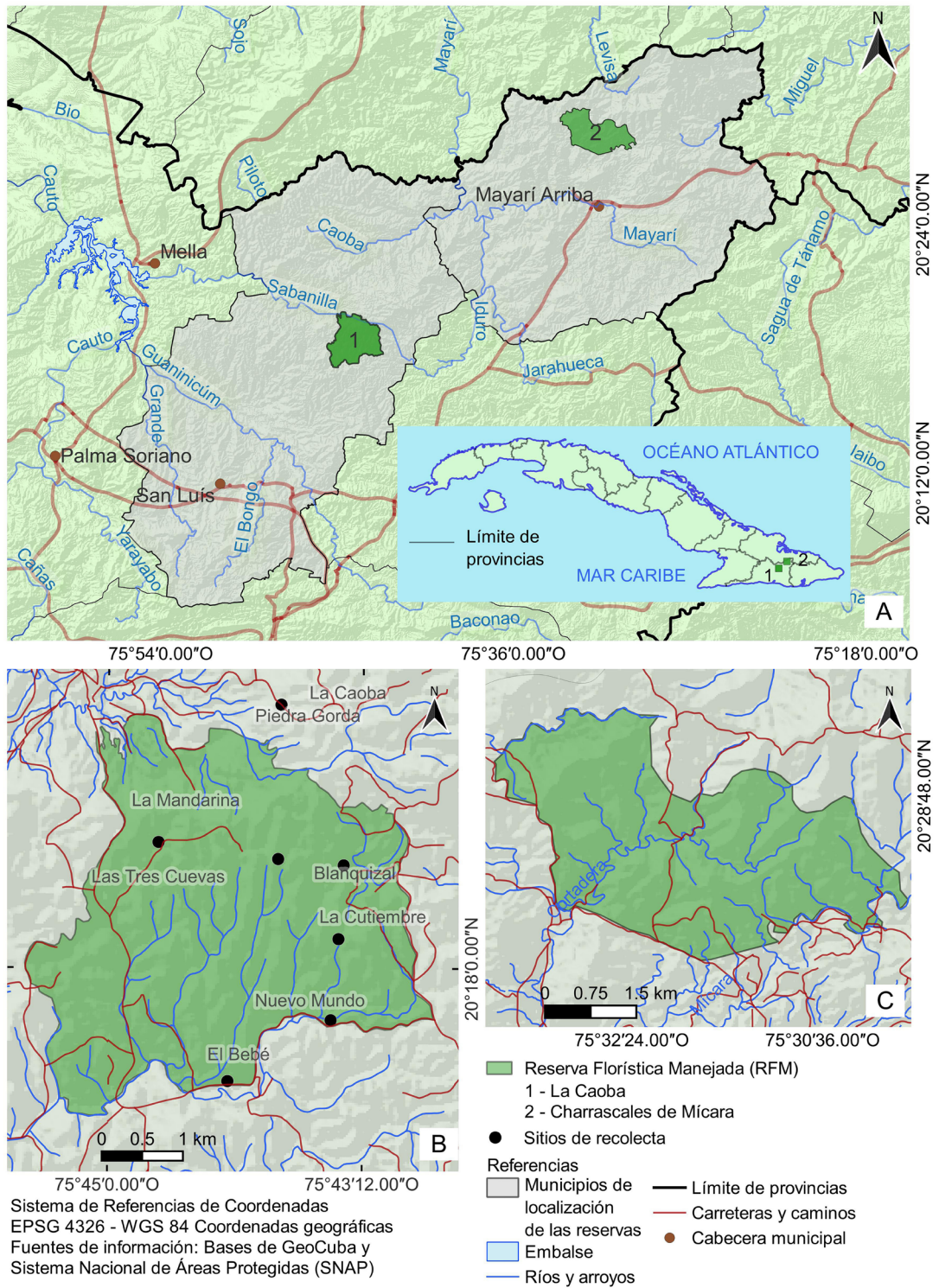


Fig. 1. Mapas de las áreas de estudio en Santiago de Cuba, Cuba. **A:** Localización geográfica de las Reservas Florísticas Manejadas La Caoba (RFMC) y Charrascales de Mícara (RFMCh). **B:** Reserva Florística Manejada La Caoba (RFMC). **C:** Reserva Florística Manejada Charrascales de Mícara (RFMCh).

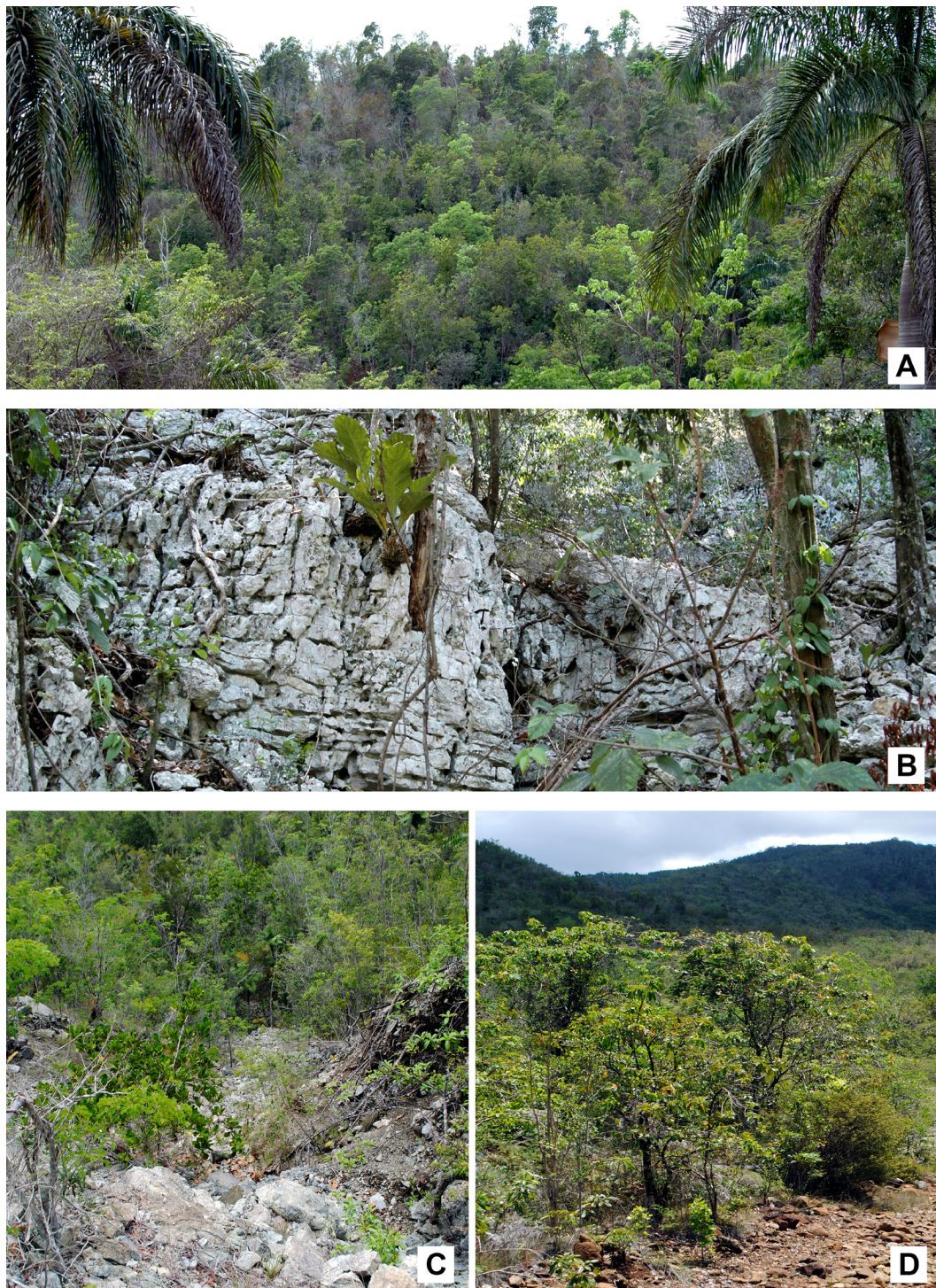


Fig. 2. Reservas Florísticas Manejadas La Caoba (RFMC) y Charrascales de Mícara (RFMCh). **A:** Bosque semidecíduo mesófilo (RFMC). **B:** Formación geológica Charco Redondo (RFMC). **C:** Suelo de serpentinas (RFMCh). **D:** Matorral xeromorfo subespinoso sobre serpentina (charrascal) (RFMCh). Fotos: M. Sánchez Lozada (A), M. Beyris Mazar (B) y A. Méndez Hernández (C-D).

Se identifican cuatros formaciones geológicas: Sabaneta, La Picota, San Luís y Charco Redondo, esta última la de mayor afloración (Fig. 2B). Las formas del relieve irregular con características de mogote y pendientes casi verticales, se deben principalmente a esta formación (Jakus, 1985; Hernández *et al.*, 1991). En la reserva se presentan características climáticas típicas de las Alturas del Segundo Frente, con temperaturas medias anuales entre 22 °C y 24 °C (Lapinel, 1989). La precipitación media anual para este territorio oscila entre 1200 y 1400 mm anuales según Rodríguez (2006). Se identifican varios cauces de primer orden que tributan a la cuenca del río Cauto. La vegetación es típica de un Bosque semidecíduo mesófilo sobre caliza que constituye un refugio para la biodiversidad de las zonas llanas y premontana. Este tipo de vegetación ha condicionado el establecimiento de diversas especies de la flora y fauna que constituyen endemismos de la región oriental del archipiélago cubano (Bioeco, 2001).

La RFMCh se localiza en las coordenadas 20° 28' 24.2816'' N, -75° 31' 46.114248'' O, municipio Segundo Frente, provincia Santiago de Cuba (Fig. 1A, C). Se encuentra en la Sierra del Cristal, macizo montañoso Nipe-Sagua-Baracoa. Presenta una extensión superficial de 1530 ha situado en la parte media de la cuenca del río Mayarí (CNAP, 2013, 2023). El área presenta un carácter complejo desde el punto de vista geológico, sus rocas pertenecen al denominado corte ofiolítico que incluyen rocas volcánicas, ultramáficas y mafitas (Jakus, 1985; Hernández *et al.*, 1991) (Fig. 2C). El clima es característico de montaña, con temperaturas medias anuales variables entre 21 °C y 22 °C (Lapinel, 1989). Se registra una alta pluviosidad con una media anual entre 1600 y 1700 mm (Rodríguez, 2006). La geografía accidentada con suelos esqueléticos y muy superficiales sobre serpentina favorecen el desarrollo del Matorral xeromorfo subespinoso sobre serpentina (charrascal), vegetación rica en endemismos (Bioeco, 2001; Fig. 2D).

Método de recolecta y procesamiento de la información

Se utilizó como fuente de información las visitas realizadas a las áreas de estudio, durante los años 1989 y 2019 al 2021. En ambas áreas se recolectaron 230 muestras (130 RMFC y 100 RFMCh). En la recolecta del material briológico se empleó

el método del Muestreo Florístico del Hábitat (MFH), según Delgadillo-Moya *et al.* (2022). Los especímenes recolectados fueron analizados utilizando los métodos tradicionales para el grupo (Vanderpoorten *et al.*, 2010) y depositados en la colección Bryophyta, series musgos (BSCM) y antocerotas y hepáticas (BSCH) del herbario BSC del Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad (Bioeco). El acrónimo del herbario se corresponde con Thiers (2023).

En la RFMCh debido a la antropización del área se seleccionaron siete sitios de muestreos que se corresponden con la presencia del Bosque semidecíduo mesófilo y parches del Bosque de Galería: Nuevo Mundo, El Bebé, La Mandarina, Las Tres Cuevas, La Cutiembre, Blanquizal y Piedra Gorda (Fig. 1B). Esta última localidad, fuera de los límites, fue considerada por la presencia de bosques naturales y la posibilidad de inclusión dentro del área protegida (Fig. 1B). En el caso de la RFMCh predomina una vegetación natural homogénea, por lo que no fue necesario establecer puntos de recolecta. En esta reserva el muestreo se realizó de forma aleatoria en los microhábitas donde se detectó la presencia del grupo (Fig. 1C).

Se consultó para el inventario briológico la información contenida en las Bases de Datos del herbario BSC. En el ordenamiento taxonómico de las familias y los géneros se siguieron los criterios de Villarreal & Goffinet (2022), Crandall-Stotler *et al.* (2009) y Goffinet & Buck (2020) para las antocerotas, hepáticas y musgos respectivamente. En la identificación taxonómica y las actualizaciones nomenclaturales se utilizaron los criterios de: Allen (1994, 2002, 2010, 2018), Bischler-Causse *et al.* (2005), Buck (1998, 2003), Churchill & Linares (1995a, b), Duarte (1997), Fulford (1968), Gradstein *et al.* (2001), Gradstein & Costa (2003), Gradstein & Ilkiu-Borges (2009), Ireland (1992), Pursell (2007), Reese (1993), Söderström *et al.* (2016) y Zander (1981, 1983, 1993).

En la revisión de los protólogos, sinonimias y distribución de las especies se consultaron las Bases de Datos en línea TROPICOS y GBIF (Global Biodiversity Information Facility). Se consultó el IPNI (International Plants Names Index) para las abreviaturas de los autores de los taxones. La terminología técnica empleada se corresponde con las definiciones de Magill (1990) y Calzadilla & Churchill (2014).

Los datos ecológicos referidos al sustrato, la altura y la formación vegetal se obtuvieron a partir de la información obtenida de las etiquetas de herbario y la observada durante las recolectas. Para la clasificación de la vegetación se siguió el criterio de Capote & Berazaín (1984). En la determinación de los taxones amenazados se consultaron las propuestas de Motito & Potrony (2009), González-Torres *et al.* (2016), Rivera (2013) y las adecuaciones generales realizadas por Hallingbäck *et al.* (1996) y Hallingbäck & Hodgetts (2000).

RESULTADOS

La flora briológica en las RFMC y RFMCh está representada por 49 taxones infragenéricos de antocerotas, hepáticas y musgos. La RFMC es la más diversa con el 73,5% del total de taxones registrados en ambas áreas protegidas. Los musgos (Bryophyta) constituyen la división mejor representada con el 55,1% (del total de taxones), mientras que las antocerotas (Anthocerotophyta) y las hepáticas (Marchantiophyta) representaron el 2,1% y el 42,8% respectivamente. No se registraron endemismos en ninguna de las divisiones (Tabla 1).

En la RFMC se registraron 36 taxones infragenéricos de antocerotas, hepáticas y musgos (Tabla 1). En las antocerotas la especie *Notothylas breutelii* (Gottsche) Gottsche (Notothyladaceae) fue el único representante de la división (Tabla 1). La flora hepaticológica del área representó el 2,8% del total de hepáticas registradas para Cuba y el 3,9% de las reportadas para el macizo montañoso Nipe-Sagua-Baracoa. Las familias mejor representadas son Lejeuneaceae (siete taxones) y Marchantiaceae (tres taxones). Les continúan en orden descendientes Plagiochilaceae (dos taxones), Calypogeiaceae y Lophocoleaceae (con un taxón). Los géneros más distintivos son *Lejeunea* (cinco taxones), *Marchantia* (tres taxones) y *Plagiochila* (con dos taxones). El resto de los géneros están representados por un solo taxón. Se reconocen dos nuevos registros de la familia Lejeuneaceae para el área protegida: *Cheilolejeunea adnata* (Kunze ex Lehm.) Grolle y *Lejeunea phyllobola* Nees & Mont. (Tabla 1).

Por su parte, la flora de musgos en la RFMC representa el 5% del total de los musgos cubanos y

el 7,5% de los reportados para el macizo montañoso Nipe-Sagua-Baracoa. Las familias más diversas son Fissidentaceae y Pottiaceae (ambas con tres taxones), les continúa Brachytheciaceae y Neckeraceae (con dos taxones infragenéricos). El resto de las familias registraron un taxón. Se reconocen las familias Myriniaceae y Racopilaceae ambas monogénicas y monoespecíficas para Cuba. La mayoría de los géneros estuvo representados por un solo taxón, excepto *Fissidens* tres taxones y *Neckeropsis* con dos. Se señalan nueve familias y 12 taxones infragenéricos nuevos para esta área protegida (Tabla 1).

En la RFMCh se registran 20 taxones infragenéricos pertenecientes a las divisiones Marchantiophyta y Bryophyta (Tabla 1). No se registran representantes de las antocerotas. La flora hepaticológica de la RFMCh representa el 2% del total de hepáticas registradas para Cuba y el 2,8% de las reportadas para el macizo montañoso Nipe-Sagua-Baracoa. En las hepáticas Lejeuneaceae es la más diversa (ocho taxones infragenéricos). Otras como Lophocoleaceae y Plagiochilaceae estuvieron representadas por un taxón. El género *Lejeunea* es el mejor representado (dos taxones) (Tabla 1).

La flora de musgos reportada para la RFMCh representa el 2,8% del total de los musgos cubanos y el 3,6% de los reportados para el macizo Nipe-Sagua-Baracoa. Las familias mejor representadas son Fissidentaceae y Pottiaceae con dos taxones. El resto posee un taxón, de ellas Rutenbergiaceae es monogénica y monoespecífica para Cuba (Tabla 1). Se citan cinco nuevas familias para el área protegida: Calymperaceae, Pottiaceae, Pylaisiadelphaceae, Rutenbergiaceae y Thuidiaceae (Tabla 1).

En la RFMC el 83,3% de los taxones infragenéricos de briófitos recolectados se encontró en el Bosque semideciduo mesófilo (Tabla 1). En esta formación vegetal se registra el 80% de los musgos y la totalidad de las hepáticas. En el Bosque de galería se recolectaron seis taxones infragenéricos de musgos, de ellos cinco fueron exclusivos a esta formación vegetal: *Austinia tenuinervis* (Mitt.) Müll. Hal. (Myriniaceae), *Callicostella pallida* (Hornsch.) Angstr. (Pilotrichaceae), *Hyophila involuta* (Hook.) A. Jaeger (Pottiaceae), *Pilotrichella flexilis* (Hedw.) Angstr. (Lembophyllaceae) y *Sematophyllum subpinnatum* (Brid.) E. Britton (Sematophyllaceae). El único taxón compartido entre ambas formaciones

Tabla 1. Taxones de briófitos presentes en las Reservas Florísticas Manejadas La Caoba (RFMC) y Charrascales de Mícará (RFMCh). Abreviaturas y símbolos= A: Amenazado; Altitud (m. s.n.m.); BG: Bosque de galería; BSMe: Bosque semidecíduo mesófilo; CA: Categoría preliminar de Amenaza; EP: Epífito; FV: Formación vegetal; Hu: Humícola; LC: Preocupación Menor; Lig: Lignícola; MXSS: Matorral xeromorfo subespinoso sobre serpienteña (charrascal); Ru: Rupícola; *: Nuevos registros para las reservas.

Divisiones y familias	Especies	RFMC	RFMCh	Substrato	Altitud (m s.n.m.)	FV	CA
ANTHOCEROTOPHYTA. Notothyladaceae	1. <i>Notothylas breuteilii</i> (Gottsche) Gottsche	A. Vicario <i>et al.</i> s.n. BSCH 2317, 2321 (BSC)	-	Te	200-500	BSMe	A
MARCHANTIOPHYTA. Calypogeaceae	2. <i>Calypogeia peruviana</i> Nees & Mont.	A. Vicario & A. Motito s.n. BSCH 17041 (BSC)	-	Lig, Ru	200-500	BSMe	-
Lejeuneaceae	3. <i>Acanthocoleus aberrans</i> (Lindenb. & Gottsche) Kruijt	Y. Rivera s.n. BSCH 231191 (BSC)	A. Vicario s.n. <i>et al.</i> BSCH 16651 (BSC)	Ep	200-400	BSMe, MXSS	-
	4. <i>Caudolejeunea lehmanniana</i> (Gottsche) A. Evans	-	A. Vicario & A. Motito s.n. BSCH 17041 (BSC)	Ep	200	MXSS	-
	5. <i>Cheilojeunea adnata</i> (Kunze ex Lehmann.) Grolle*	Y. Rivera s.n. BSCH 23112 (BSC)	-	Ep	418	BSMe	-
	6. <i>Cololejeunea cardiocarpa</i> (Mont.) A. Evans	-	A. Vicario <i>et al.</i> s.n. BSCH 5649 (BSC)	Ep	200-400	MXSS	-
	7. <i>Lejeunea flava</i> (Sw.) Nees	A. Vicario <i>et al.</i> s.n. BSCH 7553 (BSC)	A. Vicario <i>et al.</i> s.n. BSCH 7576, 7577 (BSC)	Ep	200-400	BSMe, MXSS	-
	8. <i>Lejeunea laetevirens</i> Nees & Mont.	A. Vicario <i>et al.</i> s.n. BSCH 7644, 7645 (BSC)	-	Ep, Lig	200-400	BSMe	-
	9. <i>Lejeunea phyllobola</i> Nees & Mont.*	Y. Rivera s.n. BSCH 23350 (BSC)	-	Ep	400	BSMe	-
	10. <i>Lejeunea spiniloba</i> Lindenb. & Gottsche	A. Vicario <i>et al.</i> s.n. BSCH 7644, 7645 (BSC)	-	Ep	200-400	BSMe	-
	11. <i>Lejeunea trinitensis</i> Lindenb.	A. Vicario <i>et al.</i> s.n. BSCH 7946, 7942 (BSC)	A. Vicario s.n. BSCH 7943 (BSC)	Ep	200-400	BSMe, MXSS	-

Divisiones y familias	Especies	RFMC	RFMCh	Substrato	Altitud (m s.n.m.)	FV	CA
	12. <i>Leptolejeunea exocellata</i> (Spruce) A. Evans	-	A. Vicario s.n. BSCH 6900 (BSC)	Ep	200-400	MXSS	-
	13. <i>Microlejeunea ulicina</i> (Taylor) Steph.	-	A. Vicario s.n. BSCH 7988 (BSC)	Ep	200-400	MXSS	-
	14. <i>Stictolejeunea squamata</i> (Willdenow ex Weber) Schiffn.	-	A. Vicario & A. Motito s.n. BSCH 17141 (BSC)	Ep	200-400	MXSS	-
Lophocoleaceae	15. <i>Cryptolophocolea martiana</i> var. <i>perissodonta</i> (Spruce) Gradst.	A. Vicario et al. s.n. BSCH 1574 (BSC)	-	Ru	200-400	BSMe	-
	16. <i>Lophocolea bidentata</i> (L.) Dumort.	-	A. Vicario et al. s.n. BSCH 1328 (BSC)	Ep	200-400	MXSS	-
Marchantiaceae	17. <i>Marchantia breviloba</i> A. Evans	A. Vicario et al. s.n. BSCH 1594, 1595 (BSC)	-	Te	200-400	BSMe	-
	18. <i>Marchantia paleacea</i> Bertol	A. Vicario et al. s.n. BSCH 1761 (BSC)	-	Ru	200-400	BSMe	-
	19. <i>Marchantia polymorpha</i> L.	A. Vicario et al. s.n. BSCH 1811 (BSC)	-	Te	200-400	BSMe	-
Plagiochilaceae	20. <i>Plagiochila distinctifolia</i> Lindenb.	Y. Rivera s.n. BSCH 23120 (BSC)	-	Ep	200-400	BSMe	-
	21. <i>Plagiochila spinulosa</i> (Dicks.) Dum.	A. Vicario et al. BSCH 3745 (BSC)	-	Ep	416	BSMe	-
	22. <i>Plagiochila raddiana</i> Lindenb.	-	A. Vicario et al. s.n. BSCH 3744 (BSC)	Ep	200-400	MXSS	-
B R Y O P H Y T A	23. <i>Helicodontium capillare</i> (Hedw.) A. Jaeger*	Y. Rivera s.n. BSCM 20239, 20622, 20623 (BSC)	-	Ep, Ru	275-580	BSMe, BG	LC
Brachytheciaceae*	24. <i>Meteoridium remotifolium</i> (Müll. Hal.) Manuel*	K. Mustelier s.n. BSCM 19411 (BSC)	-	Lig	580	BSMe	-
Calymperaceae*	25. <i>Syrhobodan incompletus</i> Schwägr. var. <i>incompletus</i>	-	G. Guerra s.n. BSCM 20675 (BSC)	Ep	237	MXSS	-
Dicranaceae*	26. <i>Anisothecium varium</i> (Hedw.) Mitt*	Y. Rivera s.n. BSCM 20624 (BSC)	-	Ru	418	BSMe	A

Divisiones y familias	Especies	RFMC	RFMCh	Substrato	Altitud (m s.n.m.)	FV	CA
Fissidentaceae	27. <i>Fissidens elegans</i> Brid.*	Y. Rivera s.n. BSCM 20232 (BSC)	-	Te	580	BSMe	-
	28. <i>Fissidens palmatus</i> Hedw.	A. Motito & M. E. Potrony s.n. BSCM 10048, 10097 (BSC)	A. Motito & M. E. Potrony s.n. BSCM 10027, 10040 (BSC)	Te, Ru	220-490	BSMe, MXSS	-
	29. <i>Fissidens weirii</i> Mitt. var. <i>weirii</i>	-	A. Motito & M. E. Potrony s.n. BSCM 10022 (BSC)	Te	220	MXSS	-
	30. <i>Fissidens zollingeri</i> Mont.*	Y. Rivera s.n. BSCM 20236 (BSC)	-	Ru	580	BSMe	LC
Hypnaceae*	31. <i>Chryso-hypnum diminutivum</i> (Hampe) W. R. Buck*	Y. Rivera s.n. BSCM 20234 (BSC)	-	Ru	580	BSMe	LC
Lembophyllaceae*	32. <i>Pilotrichella flexilis</i> (Hedw.) Angstr.*	Y. Rivera s.n. BSCM 20627 (BSC)	-	Ep	300	BG	-
Meteoriaceae*	33. <i>Meteorium nigrescens</i> (Hedw.) Dozy & Molk.*	Y. Rivera s.n. BSCM 20619, 20621 (BSC)	-	Ep, Lig	418	BSMe	LC
Myriniaceae*	34. <i>Austinia tenuinervis</i> (Mitt.) Müll. Hal.*	Y. Rivera s.n. BSCM 20629 (BSC)	-	Ep	275-300	BG	A
Neckeraceae	35. <i>Neckeropsis disticha</i> (Hedw.) Kindb.	Y. Rivera s.n. BSCM 20241 (BSC)	-	Ep	580	BSMe	A
	36. <i>Neckeropsis undulata</i> (Hedw.) Reichardt	A. Motito <i>et al.</i> s.n. BSCM 10106 (BSC)	A. Motito A. & A. Vicario s.n. BSCM 10046, 10062 (BSC)	Ep	220-490	BSMe, MXSS	LC
Octoblepharaceae	37. <i>Octoblepharum albidum</i> Hedw.	A. Motito A. & M. E. Potrony s.n. BSCM 10096, 10114 (BSC)	G. Guerra s.n. BSCM 20672, 20673 (BSC)	Ep, Lig	237-490	BSMe, MXSS	LC
Pilotrichaceae*	38. <i>Callicostella pallida</i> (Hornsch.) Angstr.*	Y. Rivera s.n. BSCM 20620, 20628 (BSC)	-	Ep, Ru	300	BG	-
Pottiaceae*	39. <i>Barbula arcuata</i> Griff.	-	G. Guerra s.n. BSCM 20674 (BSC); Y. Rivera s.n. BSCM 20567 (BSC)	Te	237	MXSS	-
	40. <i>Barbula indica</i> (Hook.) Spreng. var. <i>indica</i>	A. Motito & M. E. Potrony s.n. BSCM 10099 (BSC)	-	Te, Ru	490	BSMe	LC

Divisiones y familias	Especies	RFMC	RFMCh	Substrato	Altitud (m s.n.m.)	FV	CA
	41. <i>Hymenostylium recurvirostrum</i> (Hedw.) Dixon	A. Motito & M. E. Potrony s.n. BSCM 10081 (BSC); K. Mustelier s.n. BSCM 19428 (BSC)	-	Ru	490-580	BSMe	-
	42. <i>Hyophila involuta</i> (Hook.) A. Jaeger *	Y. Rivera s.n. BSCM 20626 (BSC)	-	Ep	300	BG	LC
	43. <i>Weissia controversa</i> Hedw.	-	Y. Rivera s.n. BSCM 20560 (BSC)	Te	236	MXSS	-
Pyliasiadelphaceae*	44. <i>Isopterygium tenerum</i> (Sw.) Mitt.*	Y. Rivera s.n. BSCM 20625 (BSC)	Y. Rivera s.n. BSCM 20563, 20565 (BSC)	Ep	243-360	BSMe, MXSS	-
Racopilaceae	45. <i>Racopilum tomentosum</i> (Hedw.) Brid.	Y. Rivera s.n. BSCM 20233, 20238, 20244 (BSC)	-	Ep, Ru	580	BSMe	LC
Rutenbergiaceae*	46. <i>Pseudocryphaea domingensis</i> (Spreng.) W. R. Buck	-	Y. Rivera s.n. BSCM 20562 (BSC)	Ep	237	MXSS	-
Sematophyllaceae	47. <i>Sematophyllum subpinnatum</i> (Brid.) E. Britton	Y. Rivera s.n. BSCM 20618 (BSC)	-	Lig	300	BG	LC
Stereophyllaceae	48. <i>Eulacophyllum culteliforme</i> (Sull.) W. R. Buck & Irel.	Y. Rivera s.n. BSCM 20237 (BSC)	-	Lig	580	BSMe	A
Thuidiaceae*	49. <i>Pelekium involvens</i> (Hedw.) Touw	-	Y. Rivera s.n. BSCM 20561 (BSC)	Hu	263	MXSS	-

vegetales fue *Helicodontium capillare* (Hedw.) A. Jaeger (Brachytheciaceae) (Tabla 1).

La totalidad de taxones de briófitos en la RFMCh se registraron en el matorral xeromorfo subespinoso sobre serpentina (charrascal) (Tabla 1). Se reconocen siete taxones compartidos para ambas reservas: *Acanthocoleus aberrans* (Lindenb. & Gottsche) Kruijt, *Lejeunea flava* (Sw.) Nees y *Lejeunea trinitensis* Lindenb. por las hepáticas y por los musgos a *Fissidens palmatus* Hedw. (Fissidentaceae), *Isopterygium tenerum* (Sw.) Mitt. (Pylaisiadelphaceae), *Neckeropsis undulata* (Hedw.) Reichardt (Neckeraceae) y *Octoblepharum albidum* Hedw. (Octoblepharaceae) (Tabla 1).

En relación al sustrato el 59,2% de los briófitos son epífitos, 24,3% rupícolas, 18,3% terrícolas y el 12,2% lignícolas. Solo un taxón *Pelekium involvens* (Hedw.) Touw se encontró húmica (Tabla 1). El 17,9% de los taxones infragenéricos (cuatro Amenazados y seis Preocupación Menor) han sido categorizados preliminarmente (Tabla 1). En la RFMC se presenta la totalidad de los taxones amenazados, registrándose la mayor diversidad en los sustratos epífitos y rupícolas (Tabla 1).

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

La diversidad briológica varía en correspondencia a las características del ecosistema, diferentes autores (Gradstein & Weber, 1982; Reenen & Gradstein, 1983; Gradstein *et al.*, 2001; von Konrat *et al.*, 2008) coinciden que en el Neotrópico los mayores valores de riqueza de briófitos se registran en las formaciones boscosas. Similares resultados se han reportado para la brioflora cubana (Motito & Potrony, 2010; Motito & Rivera, 2017; Mustelier, 2012). Considerando que los briófitos presentes en ambas áreas protegidas son de amplia distribución (Delgadillo *et al.*, 1995; Gradstein *et al.*, 2001; Gradstein, 2020), el mayor número de taxones registrados en la RFMC puede explicarse entre otros factores, a la existencia del Bosque semidecídulo mesófilo y el Bosque de Galería, formaciones vegetales que presentan una cobertura boscosa que ejerce un efecto protector de las radiaciones solares y favorecen la presencia de microhábitas que influyen en el establecimiento de las plantas no vasculares (Mustelier, 2012; Motito & Rivera, 2017).

Según Borhidi (1988) los suelos con características ultramáficas, como los de la RFMCh tienen un efecto menor en la flora criptogámica, lo que explicaría la menor diversidad del grupo en el área estudiada. Motito *et al.* (2003) y Potrony *et al.* (2003) en los estudios sobre la flora briológica en áreas ultramáficas de Cuba, llegan a esta misma conclusión. La reserva presenta un suelo frágil, fisiológicamente seco, con moderadas concentraciones de calcio, potasio, fósforo y altos niveles de níquel (Coleman & Alexander, 2003). Estas características favorecen el desarrollo de una formación vegetal que presenta una marcada xeromorfía, con estratos superiores abiertos que permite una mayor insolación solar, por lo tanto, eleva el calentamiento del hábitat y la oscilación térmica lo que incrementa la transpiración (Borhidi, 1988, 1996). Las altas temperaturas y el déficit hídrico presentes en la RFMCh pueden influenciar en la menor representatividad de los briófitos. Estas plantas son organismos poiquilohídricos, aunque la tolerancia a la desecación permite su sobrevivencia en ambientes de estrés hídrico; la diversidad del grupo va a estar limitada en los ecosistemas donde el agua constituye un factor limitante (Gradstein *et al.*, 2001; Proctor, 2002; Goffinet & Shaw, 2009).

La mayor representatividad de Lejeuneaceae en ambas áreas era la esperada a partir de la diversidad y distribución de esta familia, siendo la América Tropical su centro de origen y dispersión (Gradstein, 2020; He-Nygrén *et al.*, 2006). Gradstein *et al.* (2001) reconoce que el 70% de los taxones de hepáticas en los bosques de tierras bajas del trópico pertenecen a esta familia. En estudios sobre la diversidad de las hepáticas foliosas en los bosques pluviales de Cuba oriental Lejeuneaceae presentó la mayor diversidad dentro de la división (Mustelier, 2012).

En los musgos las familias Fissidentaceae y Pottiaceae son las más diversas. Igual comportamiento se reporta por Zander (1993), Pursell (2007) y Gradstein *et al.* (2001) a nivel mundial y para Cuba por Motito & Rivera (2017). Schofield (1985) reconoce que la amplia distribución de estas familias se explica a partir de su origen (Pangea) y la capacidad de dispersión de sus diásporas.

En la RFMC y la RFMCh el predominio de taxones epífitos y rupícolas responde a las condiciones ecológicas del hábitat. En el caso de la

RFMC el mayor porcentaje de los taxones epífitos y rupícolas se debe a la disponibilidad de troncos y ramas que proporcionan los árboles y arbustos del Bosque semidecíduo mesófilo con estratos arbóreo y arbustivo bien desarrollados que ofrecen sombra y favorecen el mantenimiento de la humedad en el hábitat. Estas condiciones presentes al interior de la vegetación, unido a la presencia de rocas cársicas con oquedades, que favorecen la instalación de los briófitos y otros grupos pioneros como las algas, entre otros. La baja representación de los taxones terrícolas se corresponde con los criterios referidos por Gradstein & Weber (1982) y Reenen & Gradstein (1983), en los Bosques semidecíduos tropicales las hojas al caer forman una capa continua en la tierra que limita el crecimiento de los briófitos.

En las exploraciones realizadas en la RFMCh, se pudo observar que los taxones epífitos se encuentran, preferentemente en la base de los troncos de los árboles y arbustos, lo que se puede inferir que en esta región del forófito existe una mayor protección ante las altas temperaturas y la insolación solar existente. En el área de estudio este comportamiento ha sido observado también en los helechos (Serguera, comp. pers.). La ausencia de rupícolas y terrícolas se corresponde con el pobre desarrollo de la flora briológica en los suelos de serpentinas (Borhidi, 1988).

La conservación de los briófitos depende de la protección de los ecosistemas donde habitan (Pócs, 1996; Gradstein *et al.*, 2001; Hallingbäck & Tang, 2010). Brooks-Laverdeza *et al.* (2019) señala que la presencia de especies invasoras, la intensificación de las actividades agrícolas y la tala furtiva en la RFMC son causas que originan la fragmentación del ecosistema y modifican la estructura y composición del bosque; lo que altera los microhábitats de los cuales depende este grupo biológico. Este resultado coincide con lo reportado por Mancina *et al.* (2022) los Bosques semidecíduos son unos de los ecosistemas cubanos más impactados por la expansión y el desarrollo agropecuario. Además, estudios en las especies asociadas a estos ecosistemas indican su alta exposición al impacto del Cambio Climático (Mancina *et al.*, 2022).

La flora briológica en las áreas protegidas RFMC y RFMCh está caracterizada por taxones de amplia plasticidad ecológica y distribución

geográfica. La brioflora en la RFMCh responde a las características ambientales y de vegetación determinadas por las complejidades geológicas del área. En la RFMC la variabilidad de microhábitats presentes en el Bosque semidecíduo mesófilo y el Bosque de Galería condiciona la mayor representatividad de los briófitos, sin embargo, esta brioflora está amenazada por las transformaciones en el ecosistema.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

YRQ y AEMM diseñaron y realizaron la investigación, recolectaron el material de campo y determinaron los especímenes. AMB participó en el trabajo del campo, caracterizó el área de trabajo y confeccionó las figuras. Todos los autores participaron en la escritura del manuscrito.

AGRADECIMIENTOS

A la Ing. Maité Serguera Niño, MSc. Margarita Sánchez Lozada y al MSc. Abelardo Alan Méndez por sus acertados comentarios. El estudio fue apoyado por los proyectos “Diversidad biológica y cultural en las Reservas Florísticas Manejadas La Caoba, Charrascales de Mícaro y el Parque Nacional Pico Cristal, Santiago de Cuba: vulnerabilidades y amenazas” del Programa Sectorial Uso sostenible de los componentes de la Diversidad Biológica en Cuba; Agencia del Medio Ambiente. Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente (Citma), Cuba y el proyecto internacional “Un enfoque paisajístico para conservar ecosistemas montañosos amenazados” GEF/PNUD.

BIBLIOGRAFÍA

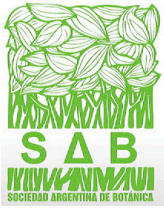
- ALLEN, B. H. 1994. Moss Flora of America Central. Part 1 Sphagnaceae-Calymperaceae. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot.* 49: 1-242.
- ALLEN, B. H. 2002. Moss of Central America. Part 2. Encalyptaceae-Orthotrichaceae. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot.* 90: 1-685.
- ALLEN, B. H. 2010. Moss of Central America. Part 3. Anomodontaceae-Symphyodontaceae. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot.* 117: 1-699.

- ALLEN, B. H. 2018. Moss of Central America. Part 4. Fabroniaceae-Polytrichaceae. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot.* 132: 1-697.
- BERAZAÍN, R., F. ARECES, J. C. LAZCANO & L. C. GONZÁLEZ. 2005. Lista roja de la Flora Vascular cubana. *Doc. Jard. Bot. Atlántico (Gijón)* 4:1-86.
- BIOECO. 2001. Propuesta de áreas protegidas provincia Santiago de Cuba. Informe División de Áreas Protegidas. Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad (Bioeco), Santiago de Cuba.
- BISCHLER-CAUSSE, H., S. R. GRADSTEIN, S. JOVET-AST, D. G. LONG & N. SALAZAR-ALLEN. 2005. Marchantiidae. *Fl. Neotrop. Monogr.* 97: 1-262.
- BORHIDI, A. 1988. El efecto de la serpentina sobre la vegetación tropical en Cuba. *Acta Bot. Hung.* 34: 123-174.
- BORHIDI, A. 1996. *Phytogeography and vegetation ecology of Cuba*. Akadémiai Kiado, Budapest.
- BROOKS-LAVERDEZA, R., F. ACOSTA-CANTILLO & C. MARTÍNEZ-RODRÍGUEZ. 2019. Espermatófitos de la Reserva Florística Manejada La Caoba, San Luis, Santiago de Cuba. *Ciencia en su PC* 1: 63-84.
- BUCK, W. R. 1998. Pleurocarpus Mosses of the West Indies. *Mem. New York Bot. Gard.* 82: 1-400.
- BUCK, W. R. 2003. Guide to the plants of Central French Guiana. Part 3. Mosses. *Mem. New York Bot. Gard.* 76:1-167. [https://doi.org/10.1663/0013-0001\(2003\)057\[0167:BR\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1663/0013-0001(2003)057[0167:BR]2.0.CO;2)
- CALZADILLA, E. & S. P. CHURCHILL. 2014. *Glosario ilustrado para musgos neotropicales*. Missouri Botanical Garden, Saint Louis.
- CAPOTE, R. P. & R. BERAZAÍN. 1984. Clasificación de las formaciones vegetales de Cuba. *Revista Jard. Bot. Nac. Uni. Habana* 5: 27-75.
- CBD. 2019. Sexto Informe Nacional al Convenio sobre la diversidad biológica, República de Cuba. Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente (Citma). Disponible en: <https://www.cbd.int/doc/nr/nr-06/cu-nr-06-p1-es.pdf>. [Acceso: 12 diciembre 2022].
- CHURCHILL, S. P. & E. LINARES. 1995a. *Prodromus Bryologiae Novo-Granatensis. Introducción a la flora de musgos de Colombia Parte I*. Instituto de Ciencias Naturales-Museo de Historia Natural, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
- CHURCHILL, S. P. & E. LINARES. 1995b. *Prodromus Bryologiae Novo-Granatensis. Introducción a la flora de musgos de Colombia Parte II*. Instituto de Ciencias Naturales-Museo de Historia Natural, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
- CITMA. 2023. Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente. Estrategia Ambiental Nacional 2021-2025. Disponible en: <https://www.citma.gob.cu/estrategia-ambiental-nacional/> [Acceso: 19 enero 2023].
- CNAP. Centro Nacional de Áreas Protegidas. 2013. *Plan del Sistema Nacional de Áreas Protegidas de Cuba: Periodo 2014-2020*. Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente, La Habana.
- CNAP. Centro Nacional de Áreas Protegidas y Dirección General de Medio Ambiente CITMA. 2023. *Plan del Sistema Nacional de Áreas Protegidas 2023-2030*. Ministerio de Ciencias Tecnología y Medio Ambiente, La Habana.
- COLEMAN, R. G. & E. B. ALEXANDER. 2003. Geologic setting of the ultramafic floristic districts of Cuba. En: BOYD, R. S., A. J. M. BAKER & J. PROCTOR (eds.), Ultramafic rocks: their soils, vegetation and fauna. *Proceedings of the Fourth International Conference on Serpentine Ecology*, pp. 1-9. Science Reviews, St. Albans.
- CRANDALL-STOTLER, B., R. E. STOTLER & D. G. LONG. 2009. Morphology and Classification of Marchantiophyta. En: GOFFINET, B. & A. J. SHAW (eds.), *Bryophyte Biology*, pp. 33-45. Cambridge University Press, Cambridge.
- DELGADILLO, C., B. BELLO & A. CÁRDENAS. 1995. Latmoss a catalogue of neotropical mosses. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 56: 1-191.
- DELGADILLO-MOYA, C., D. A. ESCOLÁSTICO, E. HERNÁNDEZ-RODRÍGUEZ, P. HERRERA-PANIAGUA, P. PEÑA-RETES & C. JUÁREZ-MARTÍNEZ. 2022. *Manual de Briofitas*. Tercera Edición. Instituto de Biología, Universidad Autónoma de México, México DF.
- DUARTE, P. 1997. Musgos de Cuba. *Fontqueria* 47:1-717. <https://doi.org/10.1023/A:1021234717937>
- FULFORD, M. 1968. Manual of the leafy Hepaticae of Latin America, Part III. *Mem. New York Bot. Gard.* 11: 1-535.
- GBIF. Global Biodiversity Information Facility. Disponible en: <http://www.gbif.org> [Acceso: 24 noviembre 2022].
- GOFFINET, B. & A. J. SHAW (eds.). 2009. *Bryophyte Biology*. 2nd ed. Cambridge University Press, Cambridge. <https://doi.org/10.1017/CBO9780511754807>

- GOFFINET, B. & R. W. BUCK. 2020 Classification of the Bryophyta. Disponible en: <http://bryology.uconn.edu/classification> [Acceso: 16 marzo 2023].
- GONZÁLEZ-OLIVA, L., J. FERRO, D. RODRÍGUEZ-CALA & R. BERAZAÍN. 2017. Métodos de inventario de plantas. En: MANCINA, C. A. & D. D. CRUZ (eds.), *Diversidad biológica de Cuba: métodos de inventario, monitoreo y colecciones biológicas*, pp. 60-85. Editorial AMA, La Habana.
- GONZÁLEZ-TORRES, L. R., A. PALMAROLA, L. GONZÁLEZ-OLIVA, R.E BÉCQUER, E. TESTÉ & D. BARRIOS. 2016. Lista roja de la flora de Cuba. *Bissea* 10: 1-352.
- GRADSTEIN, S. R. & W. A. WEBER. 1982. Bryogeography of the Galapagos Islands. *J. Hattori Bot. Lab.* 52: 127-152.
- GRADSTEIN, S. R., S. P. CHURCHILL & N. SALAZAR-ALLEN. 2001. Guide to the Bryophytes of Tropical America. *Mem. New York Bot. Gard.* 86: 1-577.
- GRADSTEIN, S. R. & D. P. COSTA. 2003. Hepáticas e Antoceros do Brasil. *Mem. New York Bot. Gard.* 86: 1-318.
- GRADSTEIN, S. R. & L. A. ILKIU-BORGES. 2009. Guide to the Plants of Central French Guiana Part 4. Liverworts and Hornworts. *Mem. New York Bot. Gard* 76: 1-140.
- GRADSTEIN, S. R. 2020. The genera of Lejeuneaceae (Marchantiophyta) of tropical America - an update. *Nova Hedwigia Beih.* 150: 81-96. <https://doi.org/10.1127/nova-suppl/2020/081>
- HALLINGBÄCK, T., N. HODGETTS & E. URMI. 1996. How to use the new IUCN red list categories on bryophytes. Guidelines proposed by the IUCN SSC bryophyte specialist group. *Anales Inst. Biol. Univ. Nac. Auton. Mexico, Bot.* 67: 147-157.
- HALLINGBÄCK, T. & N. HODGETTS (comps.). 2000. Mosses, Liverworts, and Hornworts. Status Survey and Conservation Action Plan for Bryophytes. *IUCN/SSC Bryophyte Specialist Group*. IUCN, Gland, Switzerland & Cambridge.
- HALLINGBÄCK, T. & B. TANG. 2010. Past and present activities and future strategy of bryophyte conservation. *Phytotaxa* 9: 266-274. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.9.1.15>
- HE-NYGRÉN, X., A. JUSLÉN, I. GLENNY & S. PIIPPO S. 2006. Illuminating the evolutionary history of liverworts (Marchantiophyta)-towards a natural classification. *Cladistics* 22: 1-31. <https://doi.org/10.1111/j.1096-0031.2006.00089.x>
- HERNÁNDEZ, J., J. DÍAZ, A. MAGAZ, R. GONZÁLEZ, A. PORTELA & F. ARTEAGA. 1991. Criterios geomorfológicos para la clasificación morfotectónica de Cuba Oriental. En: *Morfotectónica de Cuba Oriental*, pp. 10-18. Editorial Academia, La Habana.
- IPNI. 2022. International Plant Names Index. The Royal Botanic Gardens, Kew, Harvard University Herbaria & Libraries and Australian National Botanic Gardens. Disponible en: <http://www.ipni.org>. [Acceso: 12 junio 2022].
- IRELAND, R. R. 1992. The moss genus *Isopterygium* (Hypnaceae) in Latin America. *Trop. Bryol.* 111-132. <https://doi.org/10.11646/bde.6.1.13>
- JAKUS, P. 1985. Formaciones vulcanógeno-sedimentarias de Cuba Oriental. En: ALBCAR, J. F (ed.), *Contribución a la Geología de Cuba Oriental*, pp. 17-80. Editorial Científico-Técnica, La Habana.
- LAPINEL, B. 1989. Temperatura media anual del aire. En: *Nuevo Atlas Nacional de Cuba*. VI.2.4-Clima. Mapa 15.
- MAGILL, R. E. (ed.) 1990. *Glossarium Polyglottum Bryologiae. A multilingual glossary for bryology*. Missouri Botanical Garden. Editorial Saint Louis, Chicago.
- MANCINA, C. A. & D. D. CRUZ. (eds.). 2017. *Diversidad biológica de Cuba: métodos de inventario, monitoreo y colecciones biológicas*. Editorial AMA, La Habana.
- MANCINA, C. A., C. VEGA-CATALÁ, S. L. DEL CASTILLO & I. M. FUENTES (eds.). 2022. *El cambio climático y la biodiversidad en Cuba: impactos, adaptación y áreas prioritarias para la conservación*. Editorial AMA, La Habana.
- MÉNDEZ, E. I., V. MARTÍNEZ, R. CABALLERO, R. RISCO, ..., & M. GÓMEZ. 1990. Valoración de la propuesta de Reserva Natural Hoyo de Bonet Sierra de Cubitas, Camagüey. *Revista Jard. Bot. Nac. Univ. Habana.* 11: 135-153.
- MOTITO, A., K. MUSTELIER, M. E. POTRONY & A. VICARIO. 2003. Caracterización de la brioflora de las áreas ultramáficas de Cuba. En: BOYD, R. S., A. J. M. BAKER & J. PROCTOR (eds.), *Ultramafic rocks: their soils, vegetation and fauna. Proceedings of the Fourth International Conference on Serpentine Ecology*, pp. 1-9. Science Reviews, St. Albans.
- MOTITO, A. & M. E. POTRONY. 2005a. Musgos. En: MACEIRA, D., A. FONG, S. W. ALVERSON & T. WACHTER (eds.), *Cuba: Parque Nacional La Bayamesa. Rapid Biological Inventories Report 13*,

- pp. 51-54. The Field Museum, Chicago.
<http://dx.doi.org/10.5962/bhl.title.86395>
- MOTITO, A. & M. E. POTRONY. 2005b. Musgos. En: MACEIRA, D., A. FONG, S. W. ALVERSON & T. WACHTER (eds.), *Cuba: Parque Nacional Alejandro de Humboldt. Rapid Biological Inventories Report 14*, pp. 7-73. The Field Museum, Chicago. <http://dx.doi.org/10.5962/bhl.title.86396>
- MOTITO, A. & M. E. POTRONY. 2009. *Categorización preliminar de los taxones de la flora de Cuba-2009. Briófitos I*. En: GONZÁLEZ-TORRES, L. R., R. RANKIN, A. T. LEIVA, D. BARRIOS & A. PALMAROLA (eds.). *Bissea* 3: 4-25.
- MOTITO, A. & M. E. POTRONY. 2010. Diversidad de musgos en Cuba Oriental. *Rodriguésia* 61: 383-403. <https://doi.org/10.1590/2175-7860201061303>
- MOTITO, A. 2012. La flora de musgos del Paisaje Natural Protegido Gran Piedra, Santiago de Cuba, Cuba. En: *Convención Trópico 2012*. Editora Geotech, La Habana.
- MOTITO, A. & Y. RIVERA. 2017. Briofitas. En: MANCINA, C. A. & D. D. CRUZ (eds.), *Diversidad biológica de Cuba: métodos de inventario monitoreo y colecciones biológicas*, pp. 118-133. Editorial AMA, La Habana.
- MOTITO, A., M. E. POTRONY & A. VICARIO. 2013. Caracterización de la flora de musgos de la Reserva Ecológica Limones-Tuabaquey, Sierra de Cubitas, Camagüey, Cuba. *Moscosoa* 18: 121-131.
- MOTITO, A., M. E. POTRONY & D. SÁNCHEZ. 2015. Caracterización de la flora de musgos del Parque Nacional Alejandro de Humboldt, Cuba. En: *Memorias X Convención Internacional sobre Medio Ambiente y Desarrollo*, La Habana.
- MOTITO, A., Y. RIVERA & K. MUSTELIER. 2019. Caracterización de la brioflora en la Reserva Natural El Retiro, Santiago de Cuba, Cuba. *Ciencia en su PC* 1: 15-26.
- MOTITO, A., Y. RIVERA & K. MUSTELIER. 2020. Los antoceros, hepáticas y musgos en el macizo montañoso Guamuhaya, Cuba. *Acta Bot. Cub.* 219: 46-66.
- MUSTELIER, K. 1999. Hepáticas y antoceros (Bryophyta) presentes en la Sierra de la Gran Piedra, Santiago de Cuba. *Biodiversidad de Cuba Oriental* 4: 29-35.
- MUSTELIER, K. 2005a. Hepáticas. En: Fong, A., D. MACEIRA, S. W. ALVERSON & M. J. SHOPLAND (eds.), *Cuba: Siboney-Jutici. Rapid Biological Inventories Reports 10*, pp. 50-51. The Field Museum, Chicago.
<https://doi.org/10.5962/bhl.title.86301>
- MUSTELIER, K. 2005b. Hepáticas. En: MACEIRA, D., A. FONG, S. W. ALVERSON & T. WACHTER (eds.), *Cuba: Parque Nacional La Bayamesa. Rapid Biological Inventories Report 13*, pp. 162-166. The Field Museum, Chicago.
<http://dx.doi.org/10.5962/bhl.title.86395>
- MUSTELIER, K. 2006. Hepáticas. En: MACEIRA, D., A. FONG, S. W. ALVERSON & T. WACHTER (eds.), *Cuba: Reserva Ecológica Pico Mogote. Rapid Biological Inventories Report 9*, pp. 126-129. The Field Museum, Chicago.
<http://dx.doi.org/10.5962/bhl.title.86303>
- MUSTELIER, K. 2012. Hepáticas foliosas en los bosques pluviales de la región oriental de Cuba. *Bol. Soc. Esp. Briol.* 38-39: 51-68.
- MUSTELIER, K. & A. VICARIO. 2000. Caracterización Hepaticológica de las cuencas Toa-Duaba, Cuba. *Biodiversidad de Cuba Oriental* 5: 23-28.
- OLSON, D., M. E. DINERSTEIN, E. D. WIKRAMANAYAKE, N. D. BURGESS, ..., & K. R. KASEM. 2001. Terrestrial Ecoregions of the World: A New Map of the Life on Earth. *BioScience* 51: 933-938. [https://doi.org/10.1641/0006-3568\(2001\)051\[0933:TEOTWA\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1641/0006-3568(2001)051[0933:TEOTWA]2.0.CO;2)
- PÓCS, T. 1996. Epiphyllous liverworts diversity at worldwide level and its threat and conservation. *Annales Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México, Ser. Bot.* 67: 109-127.
- POTRONY, M. E., A. MOTITO & K. MUSTELIER. 2003. Brioflora de las áreas ultramáficas del Parque Nacional Pico Cristal. En: BOYD, R. S., A. J. M. BAKER & J. PROCTOR (eds.), *Ultramafic rocks: their soils, vegetation and fauna. Proceedings of the Fourth International Conference on Serpentine Ecology*, pp. 25-33. Science Reviews, St. Albans.
- POTRONY, M. E. & A. MOTITO. 2005. Musgos. En: FONG, A., D. MACEIRA, S. W. ALVERSON & M. J. SHOPLAND (eds.), *Cuba: Siboney-Jutici. Rapid Biological Inventories Report 10*, pp. 51-52. The Field Museum, Chicago.
<https://doi.org/10.5962/bhl.title.86301>
- POTRONY, M. E. & A. MOTITO. 2006. Musgos. En: MACEIRA, D., A. FONG & S. W. ALVERSON (eds.), *Cuba: Pico Mogote. Rapid Biological Inventories Report 09*, pp. 47-48. The Field Museum, Chicago.
<http://dx.doi.org/10.5962/bhl.title.86303>

- PROCTOR, M. C. F. & Z. TUBA. 2002. Poikilohydry and homoihydry: antithesis or spectrum of possibilities? *New Phytol.* 156: 327-349.
<https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2002.00526.x>
- PURSELL, R. A. 2007. Fissidentaceae. *Fl. Neotrop. Monogr.* 101: 1-256.
- REENEN, G. B. A. & S. R. GRADSTEIN. 1983. Studies on Colombian Cryptogams XX. A transect analysis of the bryophyte vegetation along an altitudinal gradient on the Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia. *Acta Bot. Neerl.* 32: 163-175.
<https://doi.org/10.1111/j.1438-8677.1983.tb01698.x>
- REESE, W. D. 1993. Calymperaceae. *Fl. Neotrop. Monogr.* 58: 1-102.
- REYES-TUR, B., R. A. BOSH, E. R. BÉQUER & J. A. GARCÍA-BELTRÁN. 2023. Cuba: biodiversity, conservation and evolution. *Biol. J. Linn. Soc.* 140: 319-322.
- RIVERA, Y. 2013. Anthocerotophyta. Caracterización preliminar. En: GONZÁLEZ-TORRES, L. R., R. RANKIN, R. RODRÍGUEZ, A. T. LEIVA, D. BARRIOS & A. PALMAROLA (eds.), *Categorización preliminar de los taxones de la flora de Cuba-2013*. Bissea 7: 7.
- RODRÍGUEZ, F. 2006. Nuevos logros en el estudio de la pluviosidad en Cuba: Mapa Isoyético para el período 1961-2000. *Voluntad hidráulica* 98: 2-14.
- RUIZ, I. 2017. *Las Áreas Protegidas en Cuba*. Centro Nacional de Áreas Protegidas (CNAP), La Habana.
- RUIZ-PLACENCIA, I., J. HERNÁNDEZ-ALBERNAS & E. RUIZ-ROJAS. 2019. Catálogo de las áreas Protegidas de Cuba. En: RUIZ, I. (ed.), *Las Áreas Protegidas de Cuba*, pp. 117-371. Centro Nacional de Áreas Protegidas (CNAP), La Habana.
- SCHOFIELD, W. B. 1985. *Introduction to the Bryology*. Macmillan, Nueva York.
- SÖDERSTRÖM, L., A. HAGBORG, M. VON KONRAT, S. BARTHOLOMEW-BEGAN, ..., & R.-L. ZHU. 2016. World checklist of hornworts and liverworts. *PhytoKeys* 59: 1-828.
<https://doi.org/10.3897/phytokeys.59.6261>
- THIERS, B. 2023. Continuously updated. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponible en: <http://sweetgum.nybg.org/science/ih>. [Acceso: 8 agosto 2023]
- TROPICOS. 2023. Tropicos. org. Missouri Botanical Garden. Disponible en: <http://mobot.mobot.org> [Acceso: 8 agosto 2023].
- VANDERPOORTEN, A., B. PAPP & R. GRADSTEIN. 2010. Sampling of bryophytes. En: EYMAN, J., J. DEGREEF, C. HÄUSER, J. C. MONJE, Y. SAMYN & D. VANDENSPIEGEL (eds.), *Manual on field recording techniques and protocols for all taxa biodiversity inventories and monitoring*, pp. 340-354. ABC Taxa, Bruselas.
- VILLARREAL, J. & B. GOFFINET. 2022. Clasificación of the Phylum Anthocerotophyta Stotl. & Crand.-Stotl. [on-line]. Disponible en: <https://bryology.uconn.edu/classification-hornworts/> [Acceso: agosto 2023].
- VON KONRAT, M., A. HAGBORG, L. SÖDERSTRÖM, M. RENNER & J. MUKE. 2008. Liverworts species diversity and the relationship with Higher taxonomy and Higher Plants. *Fieldiana Botany* 47: 91-104.
<http://dx.doi.org/10.3158/0015-0746-47.1.91>
- ZACHOS, F. E. & J. C. Habel (eds.). 2011. *Biodiversity Hotspots: Distribution and Protection of Conservation Priority Areas*. Springer Science & Business Media, Nueva York.
<https://doi.org/10.1007/978-3-642-20992-5>
- ZANDER, R. H. 1981. Descriptions and illustrations of *Barbula*, *Pseudocrossidium* and *Bryoerythrophyllum* (p.p.) of Mexico. *Cryptogamic: Bryologist and Lichénologist*. 2: 1-22.
- ZANDER, R. H. 1983. A reevaluation of *Neohyophila* Crum (Pottiaceae). *Bryologist* 86: 134-139.
<https://doi.org/10.2307/3243179>
- ZANDER, R. H. 1993. Genera of the Pottiaceae: Mosses of Harsh Environments. *Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci* 32: 378.



DIFFERENTIAL HISTOPATHOLOGICAL RESPONSE OF PEPPER (SOLANACEAE) CULTIVARS TO *NACOBBUS CELATUS* (NEMATODA) POPULATIONS

RESPUESTA HISTOPATOLÓGICA DIFERENCIAL DE CULTIVARES DE PIMIENTO (SOLANACEAE) A POBLACIONES DE *NACOBBUS CELATUS* (NEMATODA)


Verónica A. Cabrera^{1*}, Marcelo E. Doucet² & Paola Lax^{2*}


1. Laboratorio de Morfología Vegetal. Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal (CONICET-UNC), Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina
2. Instituto de Diversidad y Ecología Animal (CONICET-UNC) and Centro de Zoología Aplicada, Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina

*veronica.cabrera@unc.edu.ar,
plax@unc.edu.ar

Citar este artículo

CABRERA, V. A., M. E. DOUCET & P. LAX. 2024. Differential histopathological response of pepper (Solanaceae) cultivars to *Nacobbus celatus* (Nematoda) populations. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 151-159.

 DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n2.44120>

Recibido: 9 Ene 2004
Aceptado: 20 May 2024
Publicado impreso: 30 Jun 2024
Editora: Ana María González 

ISSN versión impresa 0373-580X
ISSN versión on-line 1851-2372

SUMMARY

Background and aims: The false-root knot nematode (*Nacobbus* spp.) comprises polyphagous species, with pepper (*Capsicum annuum*) being one of the most affected crops. Due to the lack of resistant pepper genotypes, we compared the responses of different commercial cultivars to identify possible plant defence mechanisms against *N. celatus*.

M&M: Nematodes from Río Cuarto (Córdoba Province) and Lisandro Olmos (Buenos Aires Province) were inoculated on pepper cultivars: California Wonder (control), Fyuco INTA, Yatasto, and Fenomeno RZ. Plants were grown under a greenhouse and galls were analysed by histopathological techniques.

Results: The roots of the commercial cultivars showed the typical morpho-anatomical alterations induced by *N. celatus*: gall formation, hyperplasia reactions, development of syncytia in the central cylinder and disorganisation of vascular tissues. Syncytial cells in contact with females of nematodes from Lisandro Olmos showed a defence reaction by Fyuco INTA, whereas feeding sites in Fenomeno RZ did not denote high metabolic activity in nematodes of both origins.

Conclusions: The different responses observed between populations and/or hosts demonstrate the importance of considering nematodes from different geographical origins when testing plant material for tolerance and/or resistance to *N. celatus*. Studies of this nature are necessary since they facilitate a more in-depth understanding of the parasite-plant interaction.

KEY WORDS

Capsicum annuum, defence mechanism, false root-knot nematode, histology, syncytium.

RESUMEN

Introducción y objetivos: El falso nematodo de la agalla (*Nacobbus* spp.) comprende especies polífagas, siendo el pimiento (*Capsicum annuum*) uno de los cultivos más afectados. Debido a la falta de genotipos resistentes del pimiento, comparamos las respuestas de diferentes cultivares comerciales para identificar posibles mecanismos de defensa contra *N. celatus*.

M&M: Nematodos provenientes de Río Cuarto (provincia de Córdoba) y Lisandro Olmos (provincia de Buenos Aires) se inocularon en cultivares de pimiento: California Wonder, Fyuco INTA, Yatasto y Fenomeno RZ. Las plantas se desarrollaron en invernadero y las agallas se analizaron mediante técnicas histopatológicas.

Resultados: Las raíces de los cultivares analizados mostraron las alteraciones morfo-anatómicas típicas inducidas por *N. celatus*: formación de agallas, reacciones de hiperplasia, desarrollo de sincitios en el cilindro central y desorganización de los tejidos vasculares. Las células sincitiales en contacto con hembras de Lisandro Olmos mostraron una reacción de defensa por parte de Fyuco INTA, mientras que los sincitios en Fenomeno RZ denotaron baja actividad metabólica en nematodos de ambas procedencias.

Conclusiones: Las diferencias observadas entre las poblaciones y/o hospedadores demuestran la importancia de considerar nematodos de diferentes orígenes geográficos al analizar material vegetal para determinar su tolerancia y/o resistencia a *N. celatus*. Estudios de esta naturaleza son necesarios ya que facilitan una comprensión más profunda de la interacción parásito-planta.

PALABRAS CLAVE

Capsicum annuum, histología, falso nematodo de la agalla, mecanismo de defensa, sincitio.

INTRODUCTION

The genus *Capsicum* L. belongs to the Solanaceae family and currently includes 43 species; it is native to temperate, subtropical, and tropical regions of the Americas, ranging from the southern United States to central Argentina and Brazil, with the main centre of diversity in the Andes (Barboza *et al.*, 2022). This genus comprises a diverse group of sweet and hot peppers, which are consumed by a quarter of the global population (Parvez, 2017). There are five domesticated species, among which *Capsicum annuum* L. stands out for being extensively cultivated worldwide (Barboza *et al.*, 2022).

The genus *Nacobbus* Thorne & Allen, 1944 (Phylum Nematoda) is native to the American continent and comprises sedentary endoparasitic species of nematodes with polyphagous habits. Among its wide host range, several species belonging to the Solanaceae family are highlighted, being pepper one of the crops that is severely affected (Lorenzo *et al.*, 2001; Manzanilla-López *et al.*, 2002; Tordable *et al.*, 2010; Lax *et al.*, 2016, 2021). The establishment of the immature female on the host root and the development of its feeding site (syncytium) induce the formation of galls (Lax *et al.*, 2022). Because of the great damage they cause to agriculture, the *Nacobbus* species are of quarantine importance (EPPO, 2024). These parasites are known as false root-knot nematodes (abbreviation FRKN) because the root symptoms are similar to those produced by the *Meloidogyne* species (root-knot nematodes, abbreviation RKN).

There are no pepper cultivars available that show a certain degree of resistance to *Nacobbus* species (Lax *et al.*, 2016; Gómez-Rodríguez *et al.*, 2019). For this reason, it is of great importance to evaluate aspects of the parasite-host interaction in different germplasm, even in cases where the nematode succeeds in multiplying, since this may reveal patterns of plant defence against the pathogen. Histology is an efficient resource in infection processes, helping to elucidate penetration and colonisation events, and can reveal structural host defence mechanisms (Bentes & Matsuoka, 2005; Petitot *et al.*, 2017; Lopes *et al.*, 2020). The reaction to FRKN infection of different commercial and/or experimental pepper lines, some carrying RKN-resistance genes, has been poorly evaluated

previously (Lax *et al.*, 2006, 2016; Gómez-Rodríguez *et al.*, 2019), and, in limited situations, the histopathology of the interaction was considered (Moyetta *et al.*, 2007).

Argentina is the main pepper producer in South America, with some 6,000 ha under cultivation and an annual production of approximately 153,000 tonnes (FAO, 2022). In the country, nematode *N. celatus* (ex *N. aberrans*) is an important pest for this crop grown in the field and greenhouses. To identify potential defence mechanisms of the plant reaction, we analysed and compared the response of commercially available cultivars [Fyuco INTA, Yatasto, and Fenomeno RZ (resistant to *Meloidogyne* spp.)], for which the histopathology of the parasite-host interaction is unknown.

MATERIAL AND METHODS

Nematode populations and plant material

Based on its known aggressiveness to pepper, two Argentine populations of *N. celatus* were selected from the localities of Río Cuarto (abbreviation RC, from Córdoba Province) and Lisandro Olmos (abbreviation LO, from La Plata, Buenos Aires Province). Seeds from commercially available cultivars of *C. annuum* were acquired from the market; commercial names: Fyuco INTA, Yatasto, and Fenomeno RZ (35-615). According to the supplier company, the last cultivar has resistance to RKN species: *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, and *M. arenaria*. California Wonder was also used as a positive control due to its known susceptibility to this nematode (Tordable *et al.*, 2007).

Pepper seeds were germinated in sterile soil. A completely randomized experimental design was used with eight plants for each cultivar; single four-leaf stage seedlings were transplanted into pots (20 cm long, 4 cm wide) containing sterile soil and sand (3:1). The roots were placed on this substrate, inoculated with 100 second-stage juveniles/1.5 ml of water and covered with the substrate. Plants developed in a greenhouse (temperature 25 ± 2 °C; photoperiod 14 h) and were uprooted 60 days after inoculation. The radical systems were washed to remove soil particles, fixed in FAA (formalin, glacial acetic acid, ethyl alcohol) for 48 h and transferred to 70% ethyl alcohol. From the different treatments, first-order lateral root

galls of the four cultivars and fragments (1 cm) of healthy roots were randomly selected. They were dehydrated in an ascending series of ethyl alcohol and embedded in Histowax. Cross-sections of 8-10 μm thick were made with a rotating microtome and adhered with distilled water to clean slides. After 24 h, the inclusion medium was removed with xylol; the slides were stained with the triple stain (hematoxylin-safranin-permanent green) and mounted in distyrene, tricresyl phosphate and xylene (DPX) (Conn *et al.*, 1960; Zarlavsky, 2014). Observations and photographs were taken with a Carl Zeiss Axiophot microscope equipped with an AxioCam HRC camera.

RESULTS

Healthy roots of all tested pepper cultivars exhibited a primary structure, with a normal arrangement of the dermal, fundamental, and vascular tissue systems. In cross-section, the epidermis was unistratified and the cortex presented 3-4 layers of parenchyma, with large cells and a thin wall. The endodermis and pericycle were unistratified, with cells smaller than those in the cortex. The metaxylem was located in the centre, and phloem groups alternate with protoxylem poles (Fig. 1A).

All commercial cultivars tested, as well as the positive control, showed galls measuring 2-4 mm along their long axis, induced by the two *N. celatus* populations (Fig. 1B), with development of the feeding site (syncytium) in the central cylinder (Fig. 1C). The syncytial cells had different shapes, mainly isodiametric or elongated. They were hypertrophic (measuring up to 55 μm along their major axis), with dense or fibrillar cytoplasm containing some vacuoles. The walls were cellulosic, thickened (>5 μm thick) and presented some interruptions, allowing the confluence of the cytoplasm in the syncytium. Nuclei and nucleoli were hypertrophic; on some occasions, nuclei (1 to 3 per syncytial cell) exhibited amoeboid contours (Fig. 1D). Xylem cells were observed immersed in the syncytium, resulting in reduction and fragmentation of the conductive tissue. The phloem, and sometimes also the xylem, was displaced towards the periphery due to the presence of the syncytium and the nematode female (Fig. 1E-F).

Differences were observed between populations, especially with higher development of LO feeding sites. For that population, the syncytial cells in contact with the anterior region of the female showed thickened and lignified walls in Fyucu INTA (Fig. 2A). In the same cultivar infected by RC, only well-developed but non-functional syncytia were found (Fig. 2B) and the presence of abundant numbers of juveniles in the cortex was also noted (Fig. 2C). In galls induced by the RC population on the three commercial cultivars, the development of hyperplastic tissue with parenchymatic features in the central cylinder was prominent (Fig. 2C). In Fenomeno RZ, although the feeding sites of both populations were highly developed, the cytological characteristics did not denote great metabolic activity, since they had low density in their cytoplasmic content and were highly vacuolated (Fig. 2D); the most hypertrophic nuclei were observed in the syncytia related to LO. Table 1 summarizes the main differences observed between the nematode populations and/or the tested commercial cultivars.

DISCUSSION AND CONCLUSIONS

Histopathological studies provide the basis for investigating the molecular mechanisms underlying specific interactions between different pathogen genotypes and a particular host genotype (Toulet *et al.*, 2022). Due to the lack of FRKN-resistant pepper genotypes, it is important to investigate the response of available cultivars for possible sources of resistance that can be used as parents for breeding programmes or potential use as rootstocks. In general, the commercial cultivars and the control showed the root typical morpho-anatomical alterations induced by FRKN in different susceptible hosts, including the pepper: gall formation, hyperplasia reactions, development of syncytia in the central cylinder (Moyetta *et al.*, 2007; Tordable *et al.*, 2007), and disorganisation of vascular tissues (Lax *et al.*, 2013; Cabrera *et al.*, 2017; Tordable *et al.*, 2018). The main characteristics of the syncytial cells also agreed with previous reports for this nematode, including thickened and interrupted cellulose walls, dense and/or vacuolised cytoplasm, as well as hypertrophic nuclei, and nucleoli (Vovlas *et al.*, 2007; Tordable *et al.*, 2010; Cabrera *et al.*, 2017).

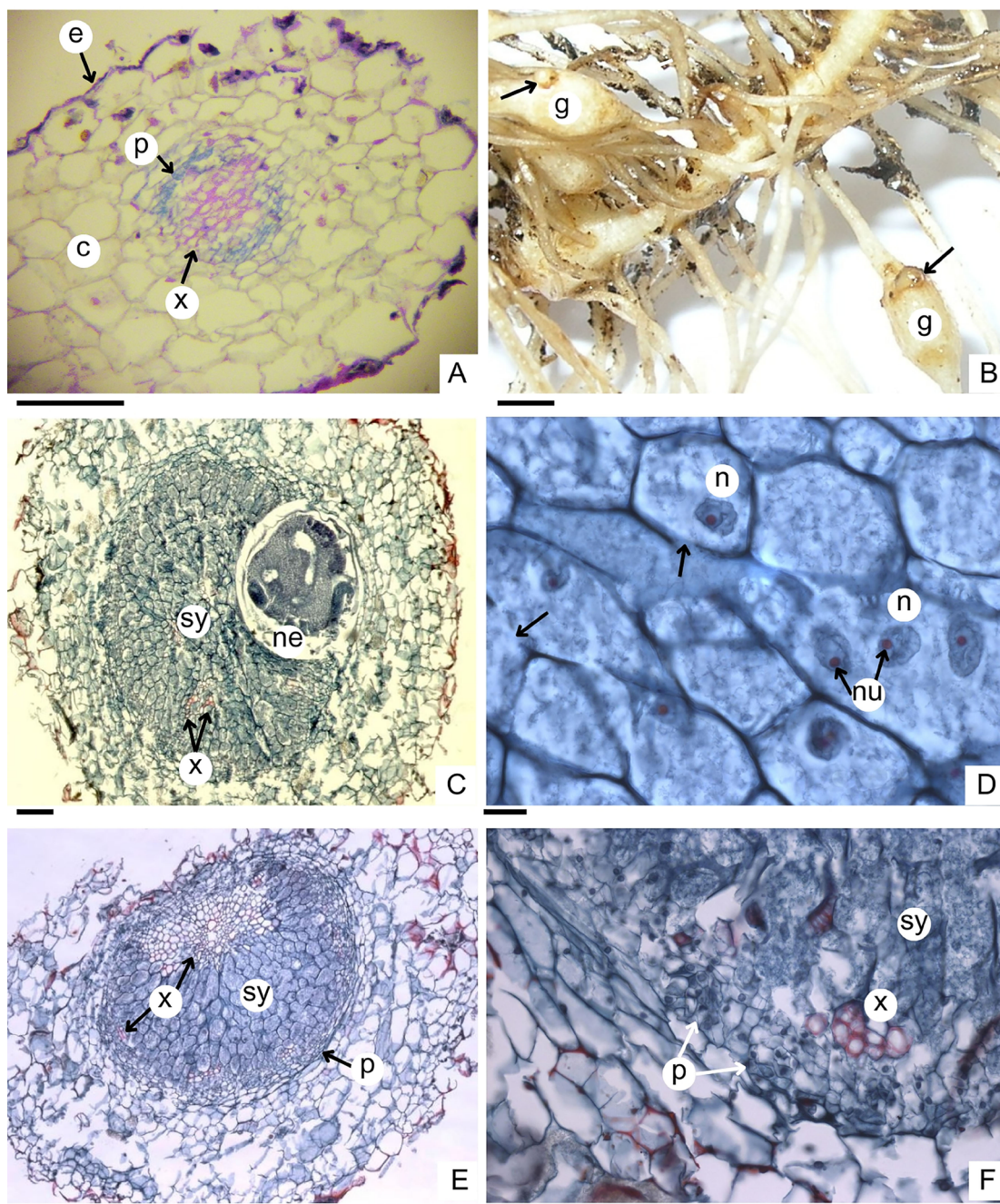


Fig. 1. Histopathological response of pepper, *Capsicum annuum*, cultivars to the nematode *Nacobbus celatus* from Río Cuarto (RC) and Lisandro Olmos (LO) localities. **A:** Healthy root; California Wonder. **B:** Root system with galls, egg masses are marked with arrows; California Wonder-LO. **C:** Gall cross-section containing the female nematode and syncytium; Fyuco INTA-LO. **D:** Detail of the syncytial cells; single arrows indicate interruptions in cell walls; Fyuco INTA-LO. **E:** Xylem reduction and fragmentation; Yatasto-LO. **F:** Phloem displacement and disorganization; Yatasto-RC. Abbreviations= c: cortex; e: endodermis; g: gall; hy: hyperplastic tissue; n: nucleus; ne: nematode female; nu: nucleolus; p: phloem; sy: syncytium; x: xylem. Scale bars= A: 100 μ m; B: 1.5 mm; C: 10 μ m; D-F: 100 μ m.

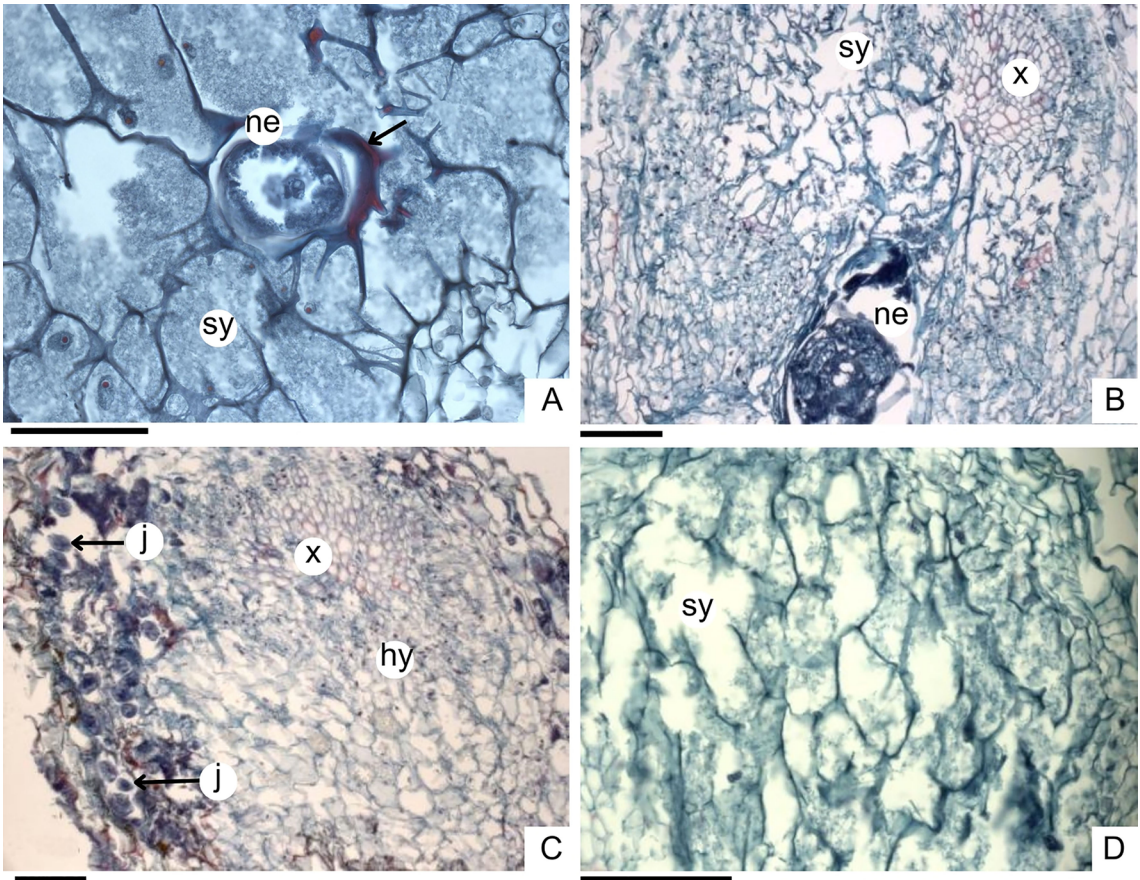


Fig. 2. Histopathological response of pepper, *Capsicum annuum*, cultivars to the nematode *Nacobbus celatus* from Río Cuarto (RC) and Lisandro Olmos (LO) localities. **A:** Syncytial cells with thickened and lignified walls (marked with arrow) around the nematode; Fyuco INTA-LO. **B:** Well-developed but non-functional syncytium; Fyuco INTA-RC. **C:** Nematode juveniles in the gall cortex and hyperplastic tissue; Fyuco INTA-RC. **D:** Syncytium with low metabolic activity; Fenomeno RZ-RC. Abbreviations= hy: hyperplastic tissue; j: juveniles; ne: nematode female; sy: syncytium; x: xylem. Scale bars= A-D: 100 μ m.

Table 1. Main histopathological characteristics observed in commercial pepper, *Capsicum annuum*, cultivars parasitised by two *Nacobbus celatus* populations.

Histological response	Nematode population/Pepper cultivar	
	Río Cuarto	Lisandro Olmos
Thickened and lignified cell walls associated with females	-	Fyuco INTA
Well developed but non-functional syncytia	Fyuco INTA	-
Juveniles in the cortex	Fyuco INTA	-
Hyperplastic tissue in central cylinder	Fyuco INTA, Yatasto, Fenomeno RZ	-
Syncytia with low metabolic activity	Fenomeno RZ	Fenomeno RZ

The syncytial feeding sites produced by *Nacobbus* species closely resemble those induced by cyst nematodes (abbreviation CN) and differ significantly from the giant cells induced by RKN (Eves-van den Akker *et al.*, 2014). In CN, the flow of solutes from the xylem vessels is a limiting factor for feeding site efficiency; for that reason, contact and connection with the xylem vessels are crucial for their development. The developing syncytia are initially isolated and rely on transport proteins for nutrients but then simplasmically connect to the nutrient-dense phloem (Levin *et al.*, 2020). In FRKN, the initial syncytial cell undergoes local wall dissolution, and its protoplast fuses with those of the neighbouring cells, which are then incorporated into the syncytium (Eves-van den Akker *et al.*, 2014). An unusually high frequency of plasmodesmata between syncytial cells and neighbouring phloem elements was also reported in the *Nacobbus* genus (Jones & Payne, 1977). Our results confirm that the feeding sites induced by *N. celatus* maintain close contact mainly with the xylem but also with the phloem. In addition, it was observed that they incorporate xylem vessels, such as reported in other Solanaceae species parasitised by FRKN, as the tomato (*Solanum lycopersicum* L.) and the potato (*S. tuberosum* L.) (Tordable *et al.*, 2010, 2018). This could support parasite development and/or contribute to maintaining high turgor pressure within the syncytia (Levin *et al.*, 2020).

Although all tested peppers were efficient hosts for both *N. celatus* populations, histopathological studies in some cases revealed differences either between the populations or between cultivars. Fyuco INTA infected with RC showed syncytial cells with cellulose walls surrounding the nematodes. However, this cultivar parasitised by LO showed thickened and lignified syncytial cell walls associated with the anterior region of the females, evidencing a defensive reaction by the plant. Lignification and suberisation are host responses that stop and prevent infection of plant tissues (Lomeli-Rosario *et al.*, 2009). The defence response detected by histopathology for LO is reflected in the lower multiplication rate (Reproduction Factor: abbreviation RF) previously observed, compared to the control (RF Fyuco INTA LO= 20.4; RF California Wonder= 37.9) and the RC population (RF Fyuco INTA LO= 20.4; RF Fyuco INTA RC= 41.5) (Lax *et al.*, 2016). In

tomato cultivars marketed, as “nematode resistant” (without specifying the genus and/or species), cell thickening was also observed in the syncytial and parenchyma cell walls surrounding *N. celatus* females, differing from a susceptible cultivar tested (Cabrera *et al.*, 2017). In infections with other plant-parasitic nematode species, secondary thickening of the cell walls surrounding the parasite and egg masses has also been reported as a defence reaction of the plant (Rosso *et al.*, 2004; Hernández-López *et al.*, 2006; Lomeli-Rosario *et al.*, 2009).

Another difference between populations observed at Fyuco INTA was the detection of abundant juveniles in the gall cortex and large, non-functional syncytia in plants parasitised by RC. The presence of non-functional syncytia may indicate a faster invasion and multiplication of individuals from the population on this host; the juveniles found in the gall cortex would correspond to a new re-infection in the roots from the egg masses. This could be explained by the fact that the RC population has a higher degree of aggressiveness, being able to evade or suppress the Fyuco INTA defence response observed at the histopathological level in LO. It would be interesting to conduct further studies to understand the molecular and cellular mechanisms involved in host-specific resistance against different *N. celatus* populations on the same host.

Moyetta *et al.* (2007) evaluated the histopathology of commercial and experimental pepper cultivars with resistance genes against RKN infected by *N. celatus*. However, no morpho-anatomical evidence indicating any degree of tolerance or resistance was found. According to the supplier, Fenomeno RZ carries resistance to RKN. In rice, *Oryza glaberrima* Steud., lines resistant to *M. graminicola* (Petitot *et al.*, 2017) and cowpea, *Vigna unguiculata* (L.) Walp., carrying the *Rk* gene with resistance to RKN (Das *et al.*, 2008), highly vacuolated feeding sites (giant cells) with low cytoplasmic density were observed, indicating low metabolic activity compared to feeding sites of susceptible cultivars. The same characteristics were observed in Fenomeno RZ, which could be attributed to its resistance to RKN. Despite this, it was still able to provide the necessary nutrients for the development of *N. celatus*, as high RF values have previously been observed for both populations multiplied on this cultivar (Lax *et al.*, 2016).

In the present work, the variability in the response of the same population to different pepper cultivars and histopathological differences between populations of FRKN were demonstrated. This highlights the importance of considering nematodes from different geographical origins when screening plant material for tolerance and/or resistance (Lax *et al.*, 2006, 2011). Given the limited records of FRKN-resistant germplasm, not only in the pepper but also in the tomato and the potato (Lax *et al.*, 2022), the densities of the nematode in the soil are increasing, making its management more complicated. Histopathological studies facilitate a deeper understanding of the nematode-plant interaction, elucidating the behaviour and development of the parasite on the host, as well as differences in plant response to different nematode populations.

AUTHOR CONTRIBUTIONS

PL and VC designed the experience. VC made the figures. All authors participated in the elaboration of the manuscript.

ACKNOWLEDGEMENTS

We thank Dr. M. del C. Tordable (Universidad Nacional de Río Cuarto) for technical support in the processing of plant material for histological sections. This work was financially supported by the Agencia Nacional de Promoción Científica y Tecnológica (Préstamo BID, PICT 2020 N° 1342) and the Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET, PIP 11220200101685).

PRIMARY RESEARCH DATA

The authors declare that they are aware of law no. 26899/2013 and commit to making the primary data available in the repositories of their institutions.

BIBLIOGRAPHY

BARBOZA, G. E., C. C. GARCÍA, L. DE BEM BIANCHETTI, M. V. ROMERO & M.

- SCALDAFERRO. 2022. Monograph of wild and cultivated chili peppers (*Capsicum* L., Solanaceae). *PhytoKeys* 200: 1-423.
<https://doi.org/10.3897/phytokeys.200.71667>
- BENTES, J. L. S & K. MATSUOKA. 2005. Histologia da interação *Stemphylium solani* e tomateiro. *Fitopatol. Bras.* 30: 224-231.
<https://doi.org/10.1590/S0100-41582005000300002>
- CABRERA, V. A., N. DOTTORI & M. E. DOUCET. 2017. Histopathology of roots of three tomato cultivars infected with two separate isolates of the false root-knot nematode *Nacobbus aberrans*. *Eur. J. Plant Pathol.* 148: 393-403.
<https://doi.org/10.1007/s10658-016-1097-1>
- CONN, H. J., M. A. DARROW & V. M. EMMEL. 1960. *Staining procedures*. Williams Wilkins Co., Baltimore.
- DAS, S., D. A. DEMASON, J. D. EHLERS, T. J. CLOSE & P. A. ROBERTS. 2008. Histological characterization of root-knot nematode resistance in cowpea and its relation to reactive oxygen species modulation. *J. Exp. Bot.* 59: 1305-1313.
<https://doi.org/10.1093/jxb/ern036>
- EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization). 2024. *EPPO A1 list of pests recommended for regulation as quarantine pests*. Available from: https://www.eppo.int/ACTIVITIES/plant_quarantine/A1_list#nematodes [Accessed: 9 January 2024]
- EVES-VAN DEN AKKER, S., C. J. LILLEY, E. G. DANCHIN, C. RANCUREL, ..., & J. T. JONES. 2014. The transcriptome of *Nacobbus aberrans* reveals insights into the evolution of sedentary endoparasitism in plant-parasitic nematodes. *Genome Biol. Evol.* 6: 2181-2194.
<https://doi.org/10.1093/gbe/evu171>
- FAO. 2022. FAOSTAT: Cultivos y productos de ganadería. Available from: <https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL> [Accessed: 9 January 2024]
- HERNÁNDEZ-LÓPEZ, J., A. TOVAR-SOTO, A. CARVAJAL-SANDOVAL & R. TORRES-CORONEL. 2006. Alteraciones anatómicas inducidas por *Cactodera galinsogae* (Nemata: Heteroderinae) en miembros de Asteraceae. *Polibotánica* 22: 1-8.
- JONES, M. G. & H. L. PAYNE. 1977. The structure of syncytia induced by the phytoparasitic nematode *Nacobbus aberrans* in tomato roots, and the possible role of plasmodesmata in their nutrition. *J. Cell Sci.* 23: 299-313. <https://doi.org/10.1242/jcs.23.1.299>

- LAX, P., M. E. DOUCET, R. BRAGA & R. GIORIA. 2006. Response of different pepper varieties to the attack by two populations of *Nacobbus aberrans*. *Nematol. Bras.* 30: 259-265.
- LAX, P., J. C. R. DUEÑAS, N. B. CORONEL, C. N. GARDENAL, ..., & M. E. DOUCET. 2011. Host range study of Argentine *Nacobbus aberrans sensu* Sher populations and comments on the differential host test. *Crop Prot.* 30: 1414-1420.
<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2011.06.001>
- LAX, P., J. C. R. DUEÑAS, D. RAMOS, M. E. DOUCET, R. BRAGA & R. KOBORI. 2016. Host suitability of peppers to the false root-knot nematode *Nacobbus aberrans*. *Crop Prot.* 79: 15-19.
<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2015.09.024>
- LAX, P., R. E. GONZALEZ-ITTIG, J. C. RONDAN DUEÑAS, A. J. ANDRADE, ..., & M. E. DOUCET. 2021. Decrypting species in the *Nacobbus aberrans* (Nematoda: Pratylenchidae) complex using integrative taxonomy. *Zool. Scr.* 50: 667-688.
<https://doi.org/10.1111/zsc.12494>
- LAX, P., M. A. PASSONE, A.G. BECERRA, A. L. SOSA, ..., & L. C. ROSSO. 2022. Sustainable strategies for management of the “false root-knot nematode” *Nacobbus* spp. *Front. Plant Sci.* 13: 1046315.
<https://doi.org/10.3389/fpls.2022.1046315>
- LAX, P., M. TORDABLE, J. MACAGNO, P. BIMA & M. E. DOUCET. 2013. Response of different potato cultivars to the presence of *Nacobbus aberrans*. *Nematopica* 43: 83-90.
- LEVIN, K. A., M. R. TUCKER, D. M. BIRD & D. E. MATHER. 2020. Infection by cyst nematodes induces rapid remodelling of developing xylem vessels in wheat roots. *Sci. Rep.* 10: 1-9.
<https://doi.org/10.1038/s41598-020-66080-z>
- LOMELÍ-ROSARIO, M. G., A. CARVAJAL-SANDOVAL, R. TORRES-CORONEL, J. M. HERNÁNDEZ- LÓPEZ & A. TOVAR-SOTO. 2009. Alteraciones anatómicas e histológicas inducidas por *Meloidogyne incognita* (Nematoda: Heteroderidae) en raíces del arbusto urbano arrayán (*Buxus sempervirens* L.). En: ORTEGA REYES, J., J. E. SEDEÑO DÍAZ & E. LÓPEZ LÓPEZ (eds.), *Setenta y cinco años de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas*, pp. 304-311. Instituto Politécnico Nacional, México.
- LOPES, C. M. L., N. D. SUASSUNA, J. E. CARES, A. C. M. M. GOMES, ..., & R. M. D. G. CARNEIRO. 2020. Marker-assisted selection in *Gossypium* spp. for *Meloidogyne incognita* resistance and histopathological characterization of a near immune line. *Euphytica* 2162: 1-15.
<https://doi.org/10.1007/s10681-020-2554-7>
- MANZANILLA-LÓPEZ, R. H., M. A. COSTILLA, M. DOUCET, J. FRANCO, ..., & K. EVANS. 2002. The genus *Nacobbus* Thorne & Allen, 1944 (Nematoda: Pratylenchidae): systematics, distribution, biology and management. *Nematopica* 32: 149-228.
- MOYETTA, N., P. LAX, R. BRAGA, R. GIORIA & M. DOUCET. 2007. Histopatología en raíces de cultivares experimentales y comerciales de pimiento (Solanaceae) atacados por una población de *Nacobbus aberrans* (Nematoda: Tylenchida) procedente de Catamarca. *Kurtziana* 33: 39-47.
- PARVEZ, G. M. 2017. Current advances in pharmacological activity and toxic effects of various *Capsicum* species. *Int. J. Pharm. Sci. Res.* 8: 1900-1912.
[http://dx.doi.org/10.13040/IJPSR.0975-8232.8\(5\).1900-12](http://dx.doi.org/10.13040/IJPSR.0975-8232.8(5).1900-12)
- PETITOT, A. S., T. KYNDT, R. HAIDAR, A. DEREPPER & D. FERNANDEZ. 2017. Transcriptomic and histological responses of African rice (*Oryza glaberrima*) to *Meloidogyne graminicola* provide new insights into root-knot nematode resistance in monocots. *Ann. Bot.* 119: 885-899.
<https://doi.org/10.1093/aob/mcw256>
- ROSSO, L., A. DE CANDIA, P. LEONETTI & A. CIANCIO. 2004. Alteraciones histopatológicas causadas por *Meloidogyne incognita* en almendro (*Prunus amygdalus*). *Nematopica* 34: 257-261.
- TORDABLE, M. D. C., A. J. ANDRADE, M. E. DOUCET & P. LAX. 2018. Histopathology of Andean Potato (*Solanum tuberosum* Andigenum group) varieties parasitized by the false root-knot nematode, *Nacobbus aberrans*. *Braz. J. Biol.* 78: 679-685.
<https://doi.org/10.1590/1519-6984.172401>
- TORDABLE, M. D. C., P. LAX & M. E. DOUCET. 2007. Histopatología de raíces de pimiento y remolacha atacadas por dos poblaciones del nematodo fitófago *Nacobbus aberrans* de Córdoba. En: *VI Encuentro Nacional Científico Técnico de Biología del suelo. VI Encuentro sobre Fijación Biológica del Nitrógeno*. Universidad Nacional de Río Cuarto Río Cuarto.
- TORDABLE, M. D. C., P. LAX, M. E. DOUCET, P. BIMA, ... & L. VARGAS. 2010. Respuesta de raíces de diferentes plantas a la presencia del falso nematodo agallador *Nacobbus aberrans*. *Russ. J. Nematol.* 18: 31-39.

- TORDABLE, M. D. C., P. LAX, M. E. DOUCET, O. LUQUE & N. ROJAS. 2010. Histopathological study in *Salsola kali* roots infected by *Nacobbus aberrans*. *Nematropica* 40: 105-110.
- TOULET, M. L., D. A. NEIRA, M. ESCOBAR, E. M. PARDO, ..., & N. R. CHALFOUN. 2022. Morphological and pathogenic characterization of *Corynespora cassiicola* isolates reveals specific genotypic interactions in soybean. *Plant Pathol.* 71: 843-859. <https://doi.org/10.1111/ppa.13528>
- VOVLAS, N., A. I. NICO, F. DE LUCA, C. DE GIORGI & P. CASTILLO. 2007. Diagnosis and molecular variability of an Argentinean population of *Nacobbus aberrans* with some observations on histopathology in tomato. *J. Nematol.* 39: 17-26.
- ZARLAVSKY, G. 2014. *Histología Vegetal. Técnicas simples y complejas*. Sociedad Argentina de Botánica, Buenos Aires.



TIPOS POLÍNICOS Y SUPERPOSICIÓN DEL NICHOS ALIMENTARIO EN TRES “ABEJAS SIN AGUIJÓN” (APIDAE: MELIPONINI) EN EL BOSQUE CHAQUEÑO DE “PALOSANTAL”

POLLEN TYPES AND FOOD NICHE OVERLAP IN THREE “STINGLESS BEES” (APIDAE: MELIPONINI) IN THE “PALOSANTAL” CHACO FOREST


Favio G. Vossler 

Laboratorio de Actuopalinología,
Centro de Investigación Científica
y de Transferencia Tecnológica a
la Producción. Consejo Nacional
de Investigaciones Científicas y
Técnicas. CICYTTP (CONICET, Prov.
Entre Ríos, UADER), Diamante,
Entre Ríos, Argentina

*favossler@yahoo.com.ar

Citar este artículo

VOSSLER, F. G. 2024. Tipos
polínicos y superposición del nicho
alimentario en tres “abejas sin
aguijón” (Apidae: Meliponini) en el
bosque chaqueño de “palosantal”.
Bol. Soc. Argent. Bot. 59: 161-180.

 DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n2.42373>

SUMMARY

Backgrounds and aims: Previous studies on the botanical resources providers of nectar and pollen stored in nests of stingless bees in the Chaco forest showed that they include a high number of pollen types but a few are dominant among the samples. The aim was to identify the pollen types implied in the overlapping and partitioning of the food niche between *Geotrigona argentina*, *Tetragonisca angustula fiebrigi*, and *Melipona orbignyi* in the “palosantal” forest of the Chaco Seco eco-region.

M&M: Pollen types from 135 microscopic slides of honey and stored pollen from 20 wild nests of three Meliponini bee taxa were identified and quantified. The degree of food niche overlapping between the bees was calculated. Microphotographs of pollen grains were made using light microscope.

Results: The abundant pollen types shared by the three taxa were *Neltuma* (Fabaceae), *Cynophalla retusa* (Capparaceae) and type *Maytenus* (Celastraceae), while by taxa pairs were *Sarcomphalus mistol* (Rhamnaceae), *Anisocapparis speciosa* (Capparaceae), type *Schinopsis* (Anacardiaceae), *Sideroxylon obtusifolium* (Sapotaceae), and *Gonopterodendron sarmientoi* (Zygophyllaceae). The resources composing the niche partitioning of each bee (those temporally exclusive) were also detected.

Conclusions: Attributes, importance, and possible causes of the floral resources involved in the food niche overlapping and partitioning were discussed.

KEY WORDS

Cynophalla, *Geotrigona*, *Maytenus*, *Melipona*, meliponiculture, *Neltuma*, *Tetragonisca*.

RESUMEN

Introducción y objetivos: Previos estudios acerca de los recursos botánicos proveedores de néctar y polen almacenados en nidos de “abejas sin aguijón” en el bosque chaqueño mostraron que éstos incluyen un elevado número de tipos polínicos pero que pocos son dominantes en las muestras. El objetivo fue identificar los tipos polínicos implicados en la superposición y partición del nicho alimentario entre *Geotrigona argentina*, *Tetragonisca angustula fiebrigi* y *Melipona orbignyi* en el bosque de “palosantal” de la ecorregión Chaco Seco.


M&M: Se identificaron y cuantificaron los tipos polínicos de 135 preparados microscópicos de miel y polen almacenado de 20 nidos silvestres de tres taxa de abejas Meliponini. Se calculó el grado de superposición de nicho alimentario entre las abejas. Las microfotografías de los granos de polen se realizaron utilizando microscopio óptico.

Resultados: Los tipos polínicos abundantes compartidos por los tres taxa fueron *Neltuma* (Fabaceae), *Cynophalla retusa* (Capparaceae) y tipo *Maytenus* (Celastraceae), mientras que por pares de taxa fueron *Sarcomphalus mistol* (Rhamnaceae), *Anisocapparis speciosa* (Capparaceae), tipo *Schinopsis* (Anacardiaceae), *Sideroxylon obtusifolium* (Sapotaceae) y *Gonopterodendron sarmientoi* (Zygophyllaceae). Se detectaron también recursos que formaron parte de la partición del nicho de cada abeja (aquellos temporariamente exclusivos).

Conclusiones: Se discuten las características, importancia y posibles causas de los recursos florales involucrados en la superposición y partición del nicho alimentario.

PALABRAS CLAVES

Cynophalla, *Geotrigona*, *Maytenus*, *Melipona*, meliponicultura, *Neltuma*, *Tetragonisca*.

Recibido: 29 Ago 2023
Aceptado: 16 Abr 2024
Publicado impreso: 30 Jun 2024
Editor: Gonzalo Márquez 

ISSN versión impresa 0373-580X
ISSN versión on-line 1851-2372

INTRODUCCIÓN

En los bosques de “palosantales” y “quebrachales” chaqueños, los estudios entomopalinológicos realizados mostraron que el patrón de pecoreo de las “abejas sin aguijón” *Geotrigona argentina* Camargo & Moure, *Tetragonisca angustula fiebrigi* Schwarz y *Melipona orbignyi* (Guérin) (Hymenoptera: Apidae: Meliponini) consiste en la recolección de una elevada diversidad de recursos florales pero con concentración en pocos de ellos (Vossler *et al.*, 2010; Vossler, 2013, 2018, 2019a, b, 2021). Este comportamiento de forrajeo no sólo se observó en estas abejas chaqueñas sino también en otras de la misma tribu (Meliponini) en las diferentes regiones donde se realizaron estudios dietarios (Cortopassi-Laurino, 1982; Mougá, 1984; Ramalho *et al.*, 1985; Kleinert-Giovannini & Imperatriz-Fonseca, 1987; Cortopassi-Laurino & Ramalho, 1988; Imperatriz-Fonseca *et al.*, 1989; Ramalho *et al.*, 1989; Ramalho, 1990; Martínez-Hernández *et al.*, 1994; Sosa-Nájera *et al.*, 1994; Kajobe, 2006; Malagodi-Braga & Kleinert, 2009; Flores & Sánchez, 2010; Novais *et al.*, 2014; Ferreira & Absy, 2015, 2017; Flores *et al.*, 2015, 2021). Este hecho está íntimamente relacionado con la biología de las “abejas sin aguijón”: eusocialidad, elevada población de sus colmenas, sistemas de comunicación desarrollados, polilectia (Roubik, 1989, 2006; Ramalho, 1990; Kajobe, 2006; Michener, 2012; Vossler, 2018).

A pesar de existir cada vez más estudios entomopalinológicos en abejas Meliponini, son relativamente escasos los que compararon el nicho alimentario de las especies que comparten un mismo hábitat, de gran utilidad para conocer el grado de superposición (recursos compartidos) y/o partición (recursos temporariamente exclusivos) de los recursos botánicos, así como sus posibles preferencias florales (Imperatriz-Fonseca *et al.*, 1989; Ramalho *et al.*, 1989; Ramalho, 1990; Carvalho & Marchini, 1999; Carvalho *et al.*, 1999; Eltz *et al.*, 2001; Nagamitsu *et al.*, 1999; Nagamitsu & Inoue, 2002; Kajobe, 2006; Ferreira & Absy, 2015, 2017; Rezende *et al.*, 2019; Rodrigues *et al.*, 2020). Estos estudios son importantes para comprender las estrategias utilizadas por las abejas a modo de evitar la competencia por

el alimento en especies con similar biología y conocer la naturaleza de los recursos florales más importantes para su supervivencia. Además, son de gran utilidad a fin de incentivar estrategias de conservación sea evitando la extracción o promoviendo la protección y/o cultivo de dichos recursos, entre otros aspectos. La competencia por recursos tróficos con *Apis mellifera* L., especie introducida desde hace décadas en el Neotrópico, posiblemente modificó la estructura del nicho original de las “abejas sin aguijón”, aunque no generó extinciones ni disminución de sus poblaciones (Roubik, 2009). La elevada densidad de colmenas de *A. mellifera* en la región chaqueña seguramente haya generado numerosos cambios en el comportamiento de forrajeo de las abejas nativas, tanto en especies sociales de la tribu Meliponini como en abejas solitarias y otras, e incluso en los demás tipos de polinizadores del bosque chaqueño, debido a la competencia por recursos florales (Vossler, 2024).

En la presente contribución, el objetivo fue conocer los tipos polínicos de los recursos florales presentes en las reservas de miel y polen almacenado que están implicados en la superposición y partición del nicho alimentario de tres taxa de “abejas sin aguijón” (tribu Meliponini) abundantes en los bosques xerófilos de palosantales de la ecorregión Chaco Seco.

MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio fue realizado en el bosque xerófilo chaqueño en cercanía a dos localidades del noroeste de la provincia de Chaco: El Sauzalito y El Espinillo (Fig. 1), en ambos casos con comunidades dominadas por la especie arbórea “palo santo” *Gonopterodendron sarmientoi* (bosque llamado localmente “palosantal”) y con bosques mixtos con presencia de “palo santo”, caracterizados por Camps *et al.* (2022). Ambas localidades se hallan al sur de la distribución de esta especie (Fig. 1), en la ecorregión Chaco Seco (*sensu* Morello *et al.*, 2012). Estudios filogeográficos identificaron refugios pleistocénicos y el óptimo climático del “palo santo” en estos bosques del Chaco Seco. Esta área ha sido climáticamente estable desde el último máximo glacial hace unos 20 mil años

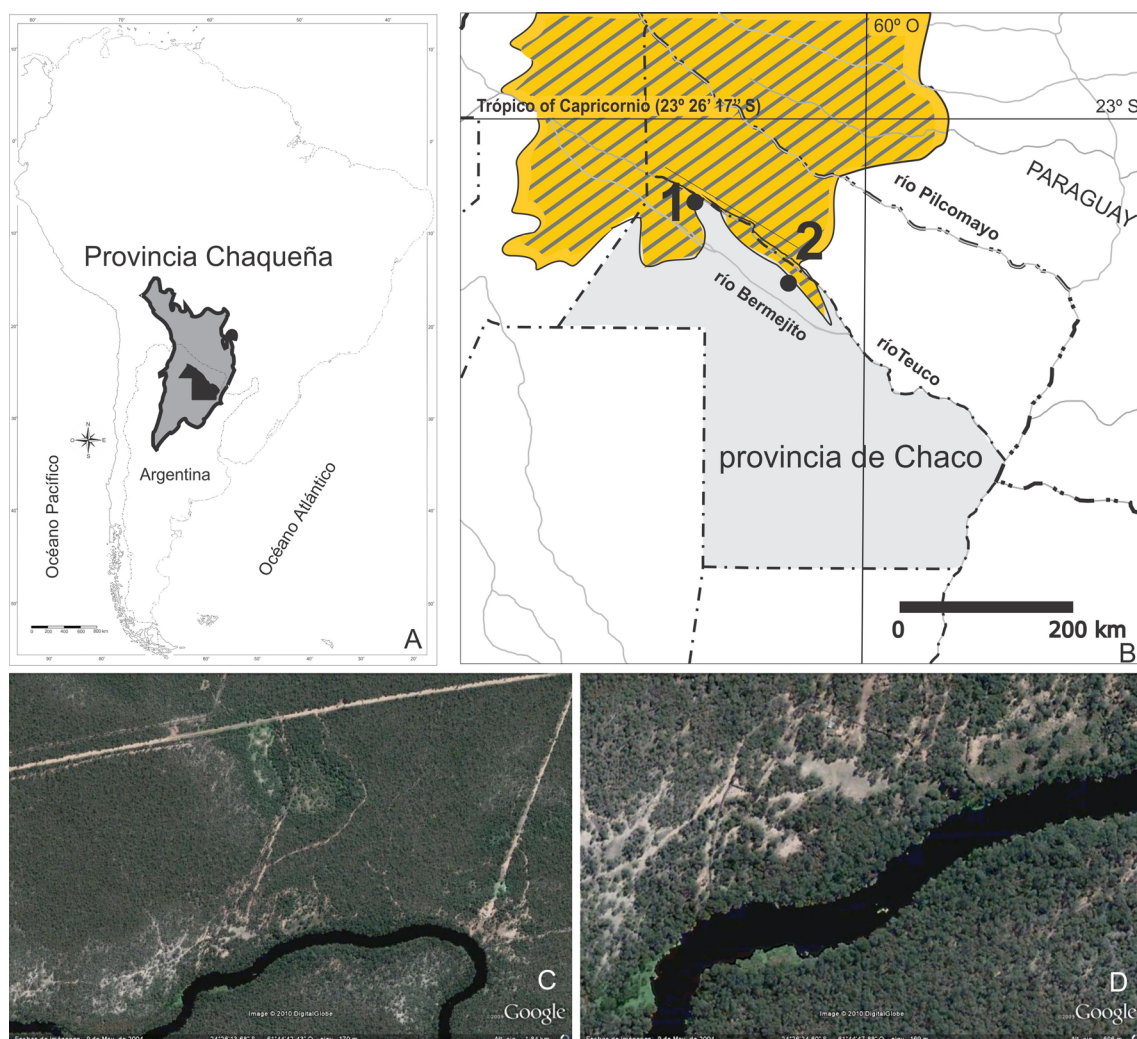


Fig. 1. Área de estudio y localidades de muestreo en la provincia de Chaco. **A:** Provincia Fitogeográfica Chaqueña (según Cabrera, 1971). **B:** Bosque xerófito de “palosantal” en la Argentina (área rayada). Sitios 1 y 2 corresponden a El Sauzalito (24° 24' S, 61° 40' O) y El Espinillo (25° 24' S, 60° 27' O), respectivamente. **C-D:** Fotografías satelitales del área de muestreo en El Sauzalito (24° 24' S, 61° 40' O).

y posee elevada diversidad genética, por lo que deberían realizarse programas de conservación y evitar su deforestación y degradación (Camps *et al.*, 2018, 2022).

Durante los años 2006, 2008 y 2009, se recolectaron las reservas de miel (19 muestras) y de polen de los potes de almacenamiento (116 submuestras de 19 muestras) de un total de 20 nidos silvestres pertenecientes a las abejas *Geotrigona argentina* (“alpamiski”, “alpaco”; N = 6 nidos), *Tetragonisca angustula fiebrigi* (“rubita”, “rubito”, “rubiecita”; N = 5 nidos) y

Melipona orbignyi (“moro moro”; N = 9 nidos) (Tabla 1). Estas especies de “abejas sin agujijón” son abundantes en estos bosques, y sus nidos son subterráneos y asociados a huecos abandonados de hormigas “cortadoras de hoja” en *G. argentina* y en cavidades de troncos grandes de árboles en pie en *T. angustula fiebrigi* y *M. orbignyi* (Vossler, 2012) (Fig. 2). En laboratorio, las muestras de miel y de polen fueron agitadas en medio acuoso, filtradas y centrifugadas a fin de obtener el sedimento polínico. Posteriormente fueron procesadas mediante la técnica de acetólisis

Tabla 1. Fechas y sitios de recolección de las muestras de miel (M) y polen almacenado (P) en los 20 nidos estudiados en el “palosanta” de las abejas *Tetragonisca angustula fiebrigi* (Taf), *Melipona orbignyi* (Mo) y *Geotrigona argentina* (Ga).

Especie	Código de nido	Tipo de reserva analizada	Fecha y estación de muestreo	Localidad
Taf	Taf 7	P + M	Febrero 2008 (mediados de verano)	El Sauzalito
	Taf 10	P + M	Septiembre 2008 (fines de invierno)	El Sauzalito
	Taf 13	P + M	Diciembre 2008 (fines de primavera)	El Sauzalito
	Taf 14	M	Diciembre 2008 (fines de primavera)	El Sauzalito
	Taf 15	P + M	Octubre 2008 (inicios de primavera)	El Sauzalito
Mo	Mo 1	P + M	Febrero 2006 (mediados de verano)	El Espinillo
	Mo 4	P + M	Diciembre 2008 (fines de primavera)	El Sauzalito
	Mo 5	P + M	Diciembre 2008 (fines de primavera)	El Sauzalito
	Mo 6	P + M	Diciembre 2008 (fines de primavera)	El Sauzalito
	Mo 7	P + M	Diciembre 2008 (fines de primavera)	El Sauzalito
	Mo 8	P + M	Octubre 2008 (inicios de primavera)	El Sauzalito
	Mo 9	P	Febrero 2009 (mediados de verano)	El Sauzalito
	Mo 10	P + M	Febrero 2009 (mediados de verano)	El Sauzalito
Ga	Mo 11	P + M	Septiembre 2008 (fines de invierno)	El Sauzalito
	Ga 1	P + M	Febrero 2006 (mediados de verano)	El Espinillo
	Ga 2	P + M	Febrero 2008 (mediados de verano)	El Sauzalito
	Ga 3	P + M	Agosto 2008 (fines de invierno)	El Sauzalito
	Ga 4	P + M	Octubre 2008 (inicios de primavera)	El Sauzalito
	Ga 5	P + M	Noviembre 2008 (mediados de primavera)	El Sauzalito
	Ga 6	P + M	Diciembre 2008 (fines de primavera)	El Sauzalito

de Erdtman (1960) y se realizó el montaje en preparados microscópicos permanentes. Como medio de montaje se utilizó gelatina-glicerina y fueron sellados con parafina.

La identificación y el conteo de los granos de polen se realizaron con un microscopio óptico Nikon Eclipse E200 en 400x y 1000x, las microfotografías se obtuvieron con un microscopio óptico Leica DM 5000B. La identificación fue realizada por comparación con la palinoteca de referencia de granos acetolizados de las flores recolectadas en los sitios estudiados. Se contaron entre 450 y 500 granos en las muestras de miel, y entre 300 y 500 granos en las muestras de polen según la diversidad polínica de los preparados microscópicos (Vergeron, 1964). En base a la similitud morfológica entre los granos de polen de las muestras y de la

palinoteca de referencia, los tipos polínicos fueron nombrados como sus especies botánicas en los casos en que fue posible identificarlos a nivel específico. En los demás casos, para su nomenclatura se siguieron las recomendaciones de Joosten & De Klerk (2002) y De Klerk & Joosten (2007). Por ejemplo, *Neltuma* (u otro nombre genérico) se denominó al tipo polínico que incluyó a las especies del género *Neltuma* presentes en el bosque y sus híbridos (Tabla 2), debido a que sus granos de polen se consideraron similares morfológicamente e indiferenciables en las muestras estudiadas. De igual manera, tipo *Schinopsis* (tipo + género) a aquel tipo polínico que incluyó a especies pertenecientes a más de un género, en este caso a *Schinopsis balansae*, *Schinopsis lorentzii* y *Schinus longifolia* var. *longifolia*. En el caso particular de los tipos

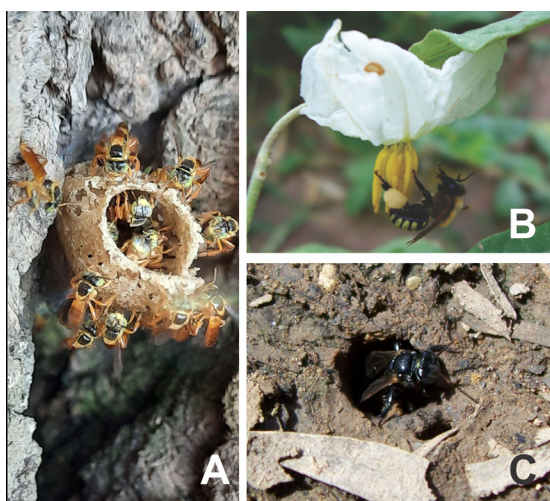


Fig. 2. “Abejas sin aguijón” estudiadas. **A:** *Tetragonisca angustula fiebrigi*; **B:** *Melipona orbignyi*; **C:** *Geotrigona argentina*.

polínicos de Capparaceae, su nomenclatura se adaptó para mostrar el nivel de diferenciación alcanzado. Así, *Capparicordis/Sarcotoxicum* incluyó a las especies de ambos géneros (*Capparicordis tweediana* y *Sarcotoxicum salicifolius*) cuando no pudieron diferenciarse en las muestras, pero se denominó a nivel específico (ej., *Sarcotoxicum salicifolius*) cuando pudo diferenciarse notablemente de las demás Capparaceae.

Para cada tipo polínico, sus valores se expresaron en dos categorías de abundancia (Tabla 2). En total, se estudiaron un total de 135 preparados microscópicos de miel y polen, a partir de los cuales se elaboró una matriz de datos y se calculó la superposición de nicho alimentario entre las especies de abejas según el índice de Pianka, utilizando el programa EcoSim versión 7.0 (Gotelli & Entsminger, 2001). Estos valores varían entre 0 (ausencia de superposición de nicho) y 1 (total superposición), y fueron calculados separadamente para los tipos polínicos presentes en la miel y en el polen almacenado, para tres estaciones del año y para el muestreo completo. Dichos valores se calcularon a partir de los datos de abundancia de la totalidad de los tipos polínicos. Con el fin de detectar patrones de agrupamiento de los taxa de abejas según la

similitud en composición y abundancia polínica de las muestras de miel y polen almacenado, se utilizó el Análisis de Agrupamiento (algoritmo UPGMA, índice de Morisita) del programa Past version 1.81 (Hammer *et al.*, 2008).

Los nombres científicos fueron actualizados de acuerdo al Catálogo de las Plantas Vasculares del Cono Sur (Zuloaga *et al.*, 2005). Para la elaboración de la palinoteca de referencia, las plantas fueron recolectadas aleatoriamente entre los años 2003 y 2017, en ambientes de bosque xerófilo chaqueño principalmente en los alrededores de las localidades de J.J. Castelli, Villa Río Bermejito, El Espinillo y El Sauzalito, provincia de Chaco (Vossler, 2013) y depositados en los Herbarios BA, DTE, LP y SI. También se relevaron los nombres vulgares locales de las plantas y las abejas (Tabla 2). La recolección de abejas para su identificación se realizó en las entradas (piqueras) de los nidos o en su interior. Los individuos fueron montados en alfileres entomológicos y depositados en la colección entomológica del Museo Argentino de Ciencias Naturales “Bernardino Rivadavia” (MACN-CONICET).

RESULTADOS

Superposición y partición del nicho alimentario entre las abejas Geotrigona argentina, Tetragonisca angustula fiebrigi y Melipona orbignyi

Al comparar los recursos utilizados por las tres especies de abejas en el “palosantal” y a lo largo del año, se observaron elevados valores de superposición del nicho alimentario, tanto para las fuentes de miel como para las de polen (Tabla 3). También se detectaron recursos abundantes (aquellos representados en >10% por muestra) compartidos entre tres o dos de los taxa de abejas (Tabla 4) y recursos temporariamente exclusivos (Tabla 5) para cada una (Figs. 3 y 4).

Respecto a los tipos polínicos presentes en la miel, los valores más elevados de superposición de nicho se hallaron entre las especies *M. orbignyi* y *G. argentina* (0,75), seguido de *T. angustula fiebrigi* y *M. orbignyi* (0,71) y de *T. angustula fiebrigi* y *G. argentina* (0,56). A nivel

Tabla 2. Tipos polínicos y sus correspondientes especies de plantas en orden alfabético de familias, nombres vulgares y hábitos. Representatividad de los tipos polínicos más abundantes según valores porcentuales del conteo de los granos de polen: >45% (XX) y >5% (X), o según conteo relativizado por el volumen de los granos de polen (X*), para muestras de miel (M) y polen almacenado (P) de las abejas *Tetragonisca angustula febrigi* (Taf), *Melipona orbignyi* (Mo) y *Geotrigona argentina* (Ga). Abreviaturas (hábito)= A: árbol; a: arbusto; trep: trepadora; H: herbácea.

Familia	Tipo polínico	Especie de planta	Nombre vulgar local	Hábito	Taf "rubiecita, rubita, rubito"			Mo "moro moro"			Ga "alpamiski, alpaco"		
					P	M	M	P	M	M	P	M	M
ACHATOCARPACEAE	<i>Achatocarpus praecox</i>	<i>Achatocarpus praecox</i> Griseb.	"palo tinta", "palo negro"	a-A		X						X	
ANACARDIACEAE	tipo <i>Schinopsis</i>	<i>Schinopsis balansae</i> Engl.	"quebracho colorado", "quebracho colorado chaqueño"	A	XX	XX	XX	XX	XX				
	tipo <i>Schinopsis</i>	<i>Schinopsis lorentzii</i> (Griseb.) Engl.	"quebracho colorado", "quebracho colorado santiagueño"	A	XX	XX	XX	XX	XX				
	tipo <i>Schinopsis</i>	<i>Schinus longifolia</i> (Lindl.) Speg. var. <i>longifolia</i>	"molle"	A	XX	XX	XX	XX	XX				
APOCYNACEAE	Apocynoideae	Apocynoideae		A/a						X			
ARECACEAE	<i>Trithrinax schizophylla</i>	<i>Trithrinax schizophylla</i> Drude	"palma", "palma del monte"	A	XX	XX	XX	XX					
ASTERACEAE	<i>Parthenium hysterophorus</i>	<i>Parthenium hysterophorus</i> L.		H	X								
BIGNONIACEAE	tipo <i>Tabebuia</i>	<i>Handroanthus impetiginosus</i> (Mart. ex DC.) Mattos	"lapacho"	A	X								
	tipo <i>Tabebuia</i>	<i>Tabebuia nodosa</i> (Griseb.) Griseb.	"palo cruz"	A	X								
CANNABACEAE	<i>Celtis</i>	<i>Celtis</i> sp.	"tala", "tala pispita"	a-A	X	XX							
	<i>Celtis</i>	<i>Celtis iguanaea</i> (Jacq.) Sarg.	"tala guadora", "tala del río"	a-A	X	XX							
CAPPARACEAE	<i>Capparcordis</i> / <i>Anisocapparis</i> o <i>Anisocapparis speciosa</i>	<i>Anisocapparis speciosa</i> (Griseb.) Cornejo & Iltis	"bola verde", "sacha naranja", "sacha limón"	a-A	X		XX	XX	XX	XX	XX	XX	
	<i>Capparcordis</i> / <i>Sarcotoximum</i> o <i>Capparcordis</i> / <i>Anisocapparis</i>	<i>Capparcordis tweediana</i> (Eichler) Iltis & Cornejo	"sacha membrillo", "hoja redonda"	a-A	X	X		X	X		XX	XX	

Familia	Tipo polínico	Especie de planta	Nombre vulgar local	Hábito	Taf "rubiecita, rubita, rubito"		Mo "moro moro"		Ga "alpamiski, alpaco"	
					P	M	P	M	P	M
	<i>Cynophalla retusa</i>	<i>Cynophalla retusa</i> (Griseb.) Comejo & Iltis	"sacha poroto", "poroto"	a-A	X	X	XX	XX	XX	XX
	<i>Capparidicordis</i> / <i>Sarcotoxium</i> o <i>Sarcotoxium salicifolium</i>	<i>Sarcotoxium salicifolium</i> (Griseb.) Comejo & Iltis	"sacha sandia"	a-A	X	X				
CELASTRACEAE	tipo <i>Maytenus</i>	<i>Maytenus vitis-idaea</i> Griseb.	"sal", "cochiyuyo", "sal de monte"	a-A	X	XX	XX	X		XX
	tipo <i>Maytenus</i>	<i>Monteverdia spinosa</i> (Griseb.) Biral	"paloma yuyo", "paloma de yuyo"	a-A	X	XX	XX	X		XX
EUPHORBIACEAE	tipo <i>Croton</i>	<i>Croton</i> spp.	H/a					X*		
	<i>Sapium haematospermum</i>	<i>Sapium haematospermum</i> Müll. Arg.	"lecherón"	A	X*					
FABACEAE,	<i>Caesalpinia paraguariensis</i>	<i>Caesalpinia paraguariensis</i> (D. Parodi) Burkart	"guayacán"	A	X*	X				
CAESALPINIOIDEAE (EXC. CL. MIMOSOIDE)	<i>Gleditsia amorphoides</i>	<i>Gleditsia amorphoides</i> (Griseb.) Taub.	"espina corona"	A	X					
	<i>Parkinsonia</i>	<i>Parkinsonia aculeata</i> L.	"brea del agua"	a-A	X		X*			
	<i>Parkinsonia</i>	<i>Parkinsonia praecox</i> (Ruiz & Pav. ex Hook.) Hawkins	"brea"	a-A	X		X*			
FABACEAE,	<i>Neituma</i>	<i>Neituma alba</i> (Griseb.) C.E. Hughes & G.P. Lewis	"algarrobo blanco"	A	XX	XX	XX	XX	XX	XX
CAESALPINIOIDEAE,	<i>Neituma</i>	<i>Neituma elata</i> (Burkart) C.E. Hughes & G.P. Lewis	"guaschín", "algarrobo blanco"	a-A	XX	XX	XX	XX	XX	XX
CLADO MIMOSOIDE	<i>Neituma</i>	<i>Neituma kuntzei</i> (Harms ex Kuntze) C.E. Hughes & G.P. Lewis	"carandá", "itín", "palo mataco"	A	XX	XX	XX	XX	XX	XX
	<i>Neituma</i>	<i>Neituma nigra</i> (Griseb.) C.E. Hughes & G.P. Lewis	"algarrobo negro"	A	XX	XX	XX	XX	XX	XX
	<i>Neituma</i>	<i>Neituma ruscifolia</i> (Griseb.) C.E. Hughes & G.P. Lewis	"vinal"	A	XX	XX	XX	XX	XX	XX
	<i>Neituma</i>	<i>Neituma x vinalillo</i> (Stuck.) C.E. Hughes & G.P. Lewis	"vinalillo"	A	XX	XX	XX	XX	XX	XX
	<i>Neituma</i>	<i>Neituma</i> (diversos híbridos)		a-A	XX	XX	XX	XX	XX	XX
<i>Pseudalbizia inundata</i>	<i>Pseudalbizia inundata</i> (Mart.) E.J.M. Koenen & Duno		"palo flojo", "timbó blanco"	a-A			X			

Familia	Tipo polínico	Especie de planta	Nombre vulgar local	Hábito	Taf "rubicita, rubita, rubito"		Mo "moro moro"		Ga "alpamiski, alpaco"	
					P	M	P	M	P	M
	<i>Senegalia</i>	<i>Senegalia bonariensis</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Seigler & Ebinger	"garabato blanco"	a			XX		X	
	<i>Senegalia</i>	<i>Senegalia gilliesii</i> (Steud.) Seigler & Ebinger	"teatín"	a-A			XX		X	
	<i>Senegalia</i>	<i>Senegalia praecox</i> (Griseb.) Seigler & Ebinger	"garabato", "garabato negro"	a-A			XX		X	
MALPIGHIACEAE	<i>Mascagnia brevifolia</i>	<i>Mascagnia brevifolia</i> Griseb.		trep	X					
NYCTAGINACEAE	<i>Pisonia zapallo</i>	<i>Pisonia zapallo</i> Griseb. var. <i>guaranitica</i> Toursark.	"caspi zapallo", "Francisco Alvarez"	A					X	X
POLYGONACEAE	<i>Salta triflora</i>	<i>Salta triflora</i> (Griseb.) Adr. Sánchez	"duraznillo"	a-A	X*	X				
RHAMNACEAE	<i>Sarcophalus mistol</i>	<i>Sarcophalus mistol</i> (Griseb.) Hauenschild	"mistol"	A	X	XX			X	XX
SAPOTACEAE	<i>Sideroxylon obtusifolium</i>	<i>Sideroxylon obtusifolium</i> (Roem. & Schult.) T.D. Penn.	"molle", "guaraniná", "guirá-virá"	A	X	X		X		
SIMAROUBACEAE	<i>Castela coccinea</i>	<i>Castela coccinea</i> Griseb.	"meloncillo"	a-A					X	X
SOLANACEAE	<i>Solanum</i>	<i>Solanum</i> spp.	"tutiá" / "cabrayuyo" / "tramontana", etc	H/a/ trep			XX		XX	
XIMENIACEAE	<i>Ximenia americana</i>	<i>Ximenia americana</i> L.	"pata"	a-A			XX		X	
ZYGOPHYLLACEAE	<i>Gonopterodendron sarmientoi</i>	<i>Gonopterodendron sarmientoi</i> (Lorentz ex Griseb.) A.C. Godoy-Bürki	"palo santo"	A		X	X		X	
XX (> 45%)					11	16	17	15	10	13
TOTAL (> 5%)					31	24	22	24	15	15

Tabla 3. Valores de índice de superposición de nicho alimentario de los recursos presentes en miel (números en cursiva) y en polen almacenado (números en normal) entre *Tetragonisca angustula fiebrigi* (Taf), *Melipona orbignyi* (Mo) y *Geotrigona argentina* (Ga) en invierno, primavera, verano y en todo el período de muestreo (total), en el bosque “palosantal”.

INVIERNO	Taf	Mo	Ga	PRIMAVERA	Taf	Mo	Ga
	<i>Taf</i>	0,81	0,91		<i>Taf</i>	0,32	0,31
	<i>Mo</i>	—	0,81		<i>Mo</i>	—	0,74
	<i>Ga</i>	0,74	—		<i>Ga</i>	0,63	—
VERANO	Taf	Mo	Ga	TOTAL	Taf	Mo	Ga
	<i>Taf</i>	0,29	0,72		<i>Taf</i>	0,71	0,56
	<i>Mo</i>	—	0,32		<i>Mo</i>	—	0,75
	<i>Ga</i>	0,64	—		<i>Ga</i>	0,79	—

Tabla 4. Principales recursos (tipos polínicos) en miel (M) y/o en polen almacenado (P) compartidos por *Tetragonisca angustula fiebrigi* (1), *Melipona orbignyi* (2) y *Geotrigona argentina* (3) en el bosque “palosantal” en las diferentes estaciones. Se mencionan aquellos tipos polínicos con más del 10% de su abundancia en las muestras.

Familia	Tipos polínicos compartidos	Invierno	Primavera	Verano
ANACARDIACEAE	tipo <i>Schinopsis</i>		M ⁽¹⁾ y P ⁽²⁾	P ⁽²⁾
CAPPARACEAE	<i>Cynophalla retusa</i>		M ⁽¹⁾ (2) (3) y P ⁽¹⁾ (2) (3)	M ⁽²⁾
	<i>Anisocapparis speciosa</i>		M ⁽²⁾ (3) y P ⁽²⁾	
CELASTRACEAE	tipo <i>Maytenus</i>	M ⁽¹⁾ (2) (3) y P ⁽¹⁾	M ⁽²⁾ y P ⁽¹⁾ (2)	M ⁽¹⁾ y P ⁽¹⁾ (3)
FABACEAE	<i>Neltuma</i>	M ⁽²⁾ (3) y P ⁽¹⁾ (2) (3)	M ⁽¹⁾ (2) (3) y P ⁽¹⁾ (2) (3)	M ⁽¹⁾ (2) (3) y P ⁽¹⁾ (2) (3)
RHAMNACEAE	<i>Sarcomphalus mistol</i>			M ⁽²⁾ (3)
SAPOTACEAE	<i>Sideroxylon obtusifolium</i>		M ⁽¹⁾ y P ⁽¹⁾ (2)	
ZYGOPHYLLACEAE	<i>Gonopterodendron sarmientoi</i>		M ⁽¹⁾ (2)	

Tabla 5. Principales recursos (tipos polínicos) en miel (M) y/o en polen almacenado (P) temporariamente exclusivos para *Tetragonisca angustula fiebrigi* (1), *Melipona orbignyi* (2) y *Geotrigona argentina* (3) en el bosque “palosantal” en las diferentes estaciones. Se mencionan aquellos tipos polínicos con más del 10% de su abundancia en las muestras.

Familia	Tipos polínicos exclusivos	Invierno	Primavera	Verano
ACHATOCARPACEAE	<i>Achatocarpus praecox</i>		P ⁽³⁾	
CANNABACEAE	<i>Celtis</i>		M y P ⁽¹⁾	
CAPPARACEAE	<i>Capparicordis</i> / <i>Anisocapparis</i>		P ⁽³⁾	
	<i>Capparicordis</i> / <i>Sarcotoxicum</i>	P ⁽¹⁾	M ⁽¹⁾	
FABACEAE	<i>Senegalia</i>	M y P ⁽²⁾		
NYCTAGINACEAE	<i>Pisonia zapallo</i>	M ⁽³⁾		
SIMAROUBACEAE	<i>Castela coccinea</i>			M ⁽³⁾
SOLANACEAE	<i>Solanum</i>		P ⁽²⁾	M y P ⁽²⁾
XIMENIACEAE	<i>Ximenia americana</i>		M y P ⁽²⁾	

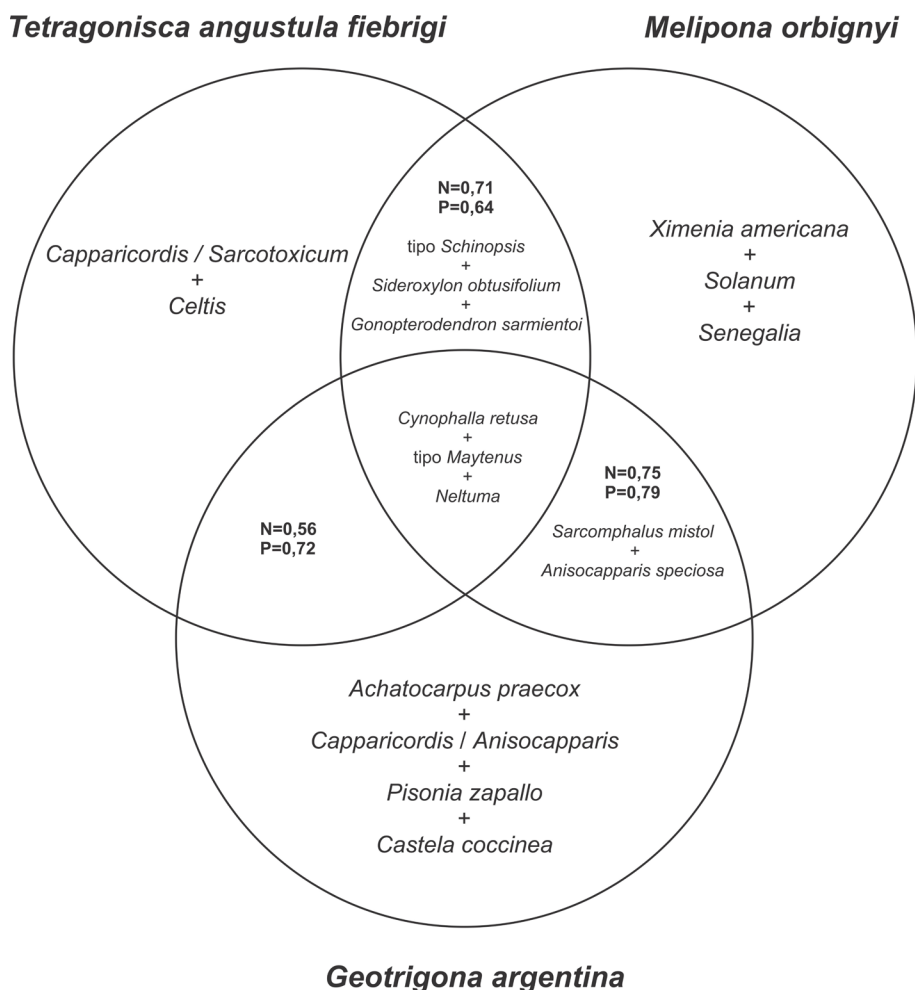


Fig. 3. Recursos alimentarios compartidos y temporariamente exclusivos para *Tetragonisca angustula fiebrigi* (Taf), *Melipona orbignyi* (Mo) y *Geotrigona argentina* (Ga) en el “palosantal”. Los valores numéricos indican el valor de superposición de nicho alimentario entre los pares de especies de abejas, para la miel (M) y/o para polen almacenado (P), para el total de las muestras. Se mencionan sólo los tipos polínicos pecoreados intensivamente por las abejas (representados en >10% de abundancia).

estacional, los mayores valores de superposición en el uso de recursos presentes en la miel fueron hallados en invierno (0,91 entre *T. angustula fiebrigi* y *G. argentina*), luego en primavera (0,74 entre *M. orbignyi* y *G. argentina*) y en verano (0,72 entre *T. angustula fiebrigi* y *G. argentina*) (Tabla 3).

Respecto a los tipos polínicos presentes en el polen almacenado, los valores más elevados de superposición de nicho se hallaron entre las especies *M. orbignyi* y *G. argentina* (0,79), seguido de *T. angustula fiebrigi* y *G. argentina*

(0,72) y de *T. angustula fiebrigi* y *M. orbignyi* (0,64). A nivel estacional, los mayores valores de superposición en el uso de recursos de polen fueron hallados en invierno (0,74 entre *T. angustula fiebrigi* y *G. argentina*), luego en primavera (0,67 entre *T. angustula fiebrigi* y *M. orbignyi*) y en verano (0,64 entre *T. angustula fiebrigi* y *G. argentina*) (Tabla 3).

En cuanto a la utilización estacional de los recursos se observó que hacia fines de invierno, luego de meses de condiciones desfavorables, las tres especies comenzaron su actividad de forrajeo

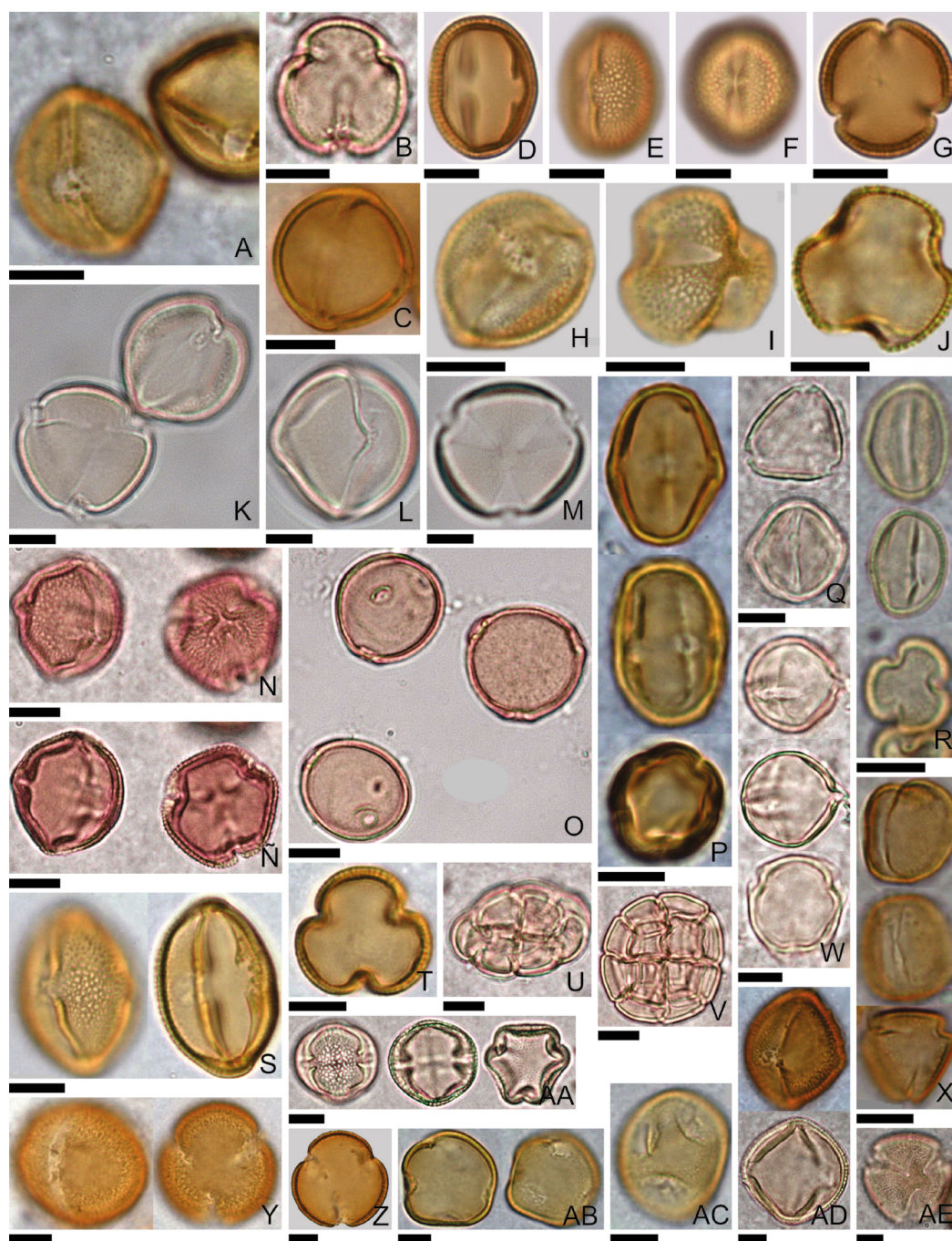


Fig. 4. Microfotografías de granos de polen implicados en la superposición y partición del nicho alimentario, obtenidas a partir de la palinoteca de referencia. Los tipos polínicos se ordenaron de mayor a menor superposición de nicho, primeramente entre las tres abejas y luego entre dos de ellas, y finalmente aquellos que formaron parte de la partición del nicho trófico. **A-C:** *Cynophalla retusa*. **D-G:** *Maytenus vitis-idaea*. **H-J:** *Anisocapparis speciosa*. **K-M:** *Neltuma alba*. **N-Ñ:** *Schinopsis balansae*. **O:** *Celtis iguanaea*. **P:** *Sideroxylon obtusifolium*. **Q:** *Sarcomphalus mistol*. **R:** *Gonopterodendron sarmientoi*. **S-T:** *Capparicordis tweediana*. **U-V:** *Senegalia bonariensis*. **W:** *Solanum aridum*. **X:** *Ximenia americana*. **Y-Z:** *Pisonia zapallo* var. *guaranitica*. **AA:** *Castela coccinea*. **AB-AC:** *Achatocarpus praecox*. **AD-AE:** *Sarcotxicum salicifolium*. Escalas=10 μ m.

utilizando las primeras floraciones disponibles. En esta estación, se detectaron los valores más elevados de superposición de nicho (Tabla 3), las tres abejas compartieron dos recursos florales (Tabla 4) mientras que un único recurso fue exclusivo para cada especie (Tabla 5). Tales tipos polínicos abundantes y comunes a las tres especies fueron tipo *Maytenus* (que incluyó a las especies *Maytenus vitis-idaea* y *Monteverdia spinosa*, ambas Celastraceae) como fuente de néctar, y *Neltuma* (Fabaceae) (incluyó varias especies de este género) como fuentes de polen y néctar (Tabla 4). Los tipos polínicos abundantes exclusivos para cada especie fueron *Pisonia zapallo* (Nyctaginaceae) en *G. argentina* (en miel), *Senegalia* (Fabaceae) en *M. orbignyi* (en miel y polen) y *Capparicordis* / *Sarcotoxicum* (Capparaceae) en *T. angustula fiebrigi* (en polen) (Tabla 5).

En primavera y verano, se registró una elevada superposición de nicho, aunque no superó el valor registrado en invierno (Tabla 3). En primavera, los tipos polínicos abundantes compartidos por las tres especies de abejas fueron *Neltuma* y *C. retusa* en miel y polen. Otros tipos polínicos fueron compartidos por pares de abejas, ya sea en polen y/o miel; así *T. angustula fiebrigi* compartió con *M. orbignyi* a tipo *Schinopsis* (que incluyó a varias especies de *Schinopsis* y a *Schinus longifolia* (Lindl.) Sp. var. *longifolia*, todas Anacardiaceae), tipo *Maytenus*, *S. obtusifolium*, *Gonopterodendron sarmientoi* (Zygophyllaceae), en tanto que *M. orbignyi* compartió con *G. argentina* a *Anisocapparis speciosa* (Capparaceae) (Tabla 4). Por el contrario, los recursos abundantes exclusivos incluyeron *Capparicordis/Sarcotoxicum* (Capparaceae) y *Celtis* (Cannabaceae) para *T. angustula fiebrigi*, en tanto que *Achatocarpus praecox* (Achatocarpaceae) y *Capparicordis/Anisocapparis* (Capparaceae) para *G. argentina*, y *Solanum* (Solanaceae) y *Ximenia americana* (Ximeniaceae) para *M. orbignyi* (Tabla 5).

En verano, el único tipo polínico abundante presente en miel y/o polen almacenado en las tres especies fue *Neltuma*. Los tipos polínicos compartidos por pares de abejas fueron tipo *Maytenus* (*T. angustula fiebrigi* y *G. argentina*) y *Sarcomphalus mistol* (Rhamnaceae) (*M. orbignyi* y *G. argentina*). El tipo *Schinopsis* fue abundante

sólo en el polen almacenado y *C. retusa* sólo en la miel, en ambos casos para *M. orbignyi* en verano (Tabla 4). Recursos abundantes exclusivos incluyeron *Solanum* para *M. orbignyi* y *Castela coccinea* (Simaroubaceae) para *G. argentina* (Tabla 5).

Hipótesis de preferencias florales por familias

Las muestras analizadas se agruparon por su similitud en composición y abundancia polínica. Los subgrupos formados con un 75% de similitud en los agrupamientos estuvieron compuestos por muestras pertenecientes a más de una especie de abeja, las cuales se agruparon intercaladamente (no se conformaron subgrupos compuestos íntegramente por una única especie) (Fig. 5). Esto ocurrió tanto con las muestras de ambos sitios del “palosantal” (para *Geotrigona* y *Melipona*) como al incorporar muestras de tres sitios más distantes con vegetación parcialmente diferente de bosques de “quebrachal” (sin “palo santo”), dominados por ejemplares de dos especies de “quebracho colorado” (*Schinopsis lorentzii* y *S. balansae*) (para *Tetragonisca*). En el caso de *Tetragonisca*, pudo observarse que la agrupación estuvo dada por el tipo de bosque (“quebrachal”) (Fig. 5) y que en realidad también coincidió con la estación del año de recolección de esas muestras.

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

En el “palosantal” chaqueño, se identificaron recursos que formaron parte tanto de la superposición como de la partición del nicho trófico en las diferentes estaciones por parte de las tres abejas estudiadas. A fines de invierno, luego de meses de condiciones climáticas desfavorables y hacia la primavera, las escasas floraciones disponibles fueron disputadas por las tres abejas superponiendo fuertemente sus nichos alimentarios hacia dos recursos florales y observándose también la partición de sus nichos específicos hacia otros tres recursos. La partición del nicho hacia tales recursos puede ser interpretada como una estrategia para evitar la competencia interespecífica. Estos fenómenos de superposición y partición también ocurrieron en primavera y verano, indicando que a lo largo del año las tres abejas pueden compartir algunos recursos y diferenciarse en otros. En

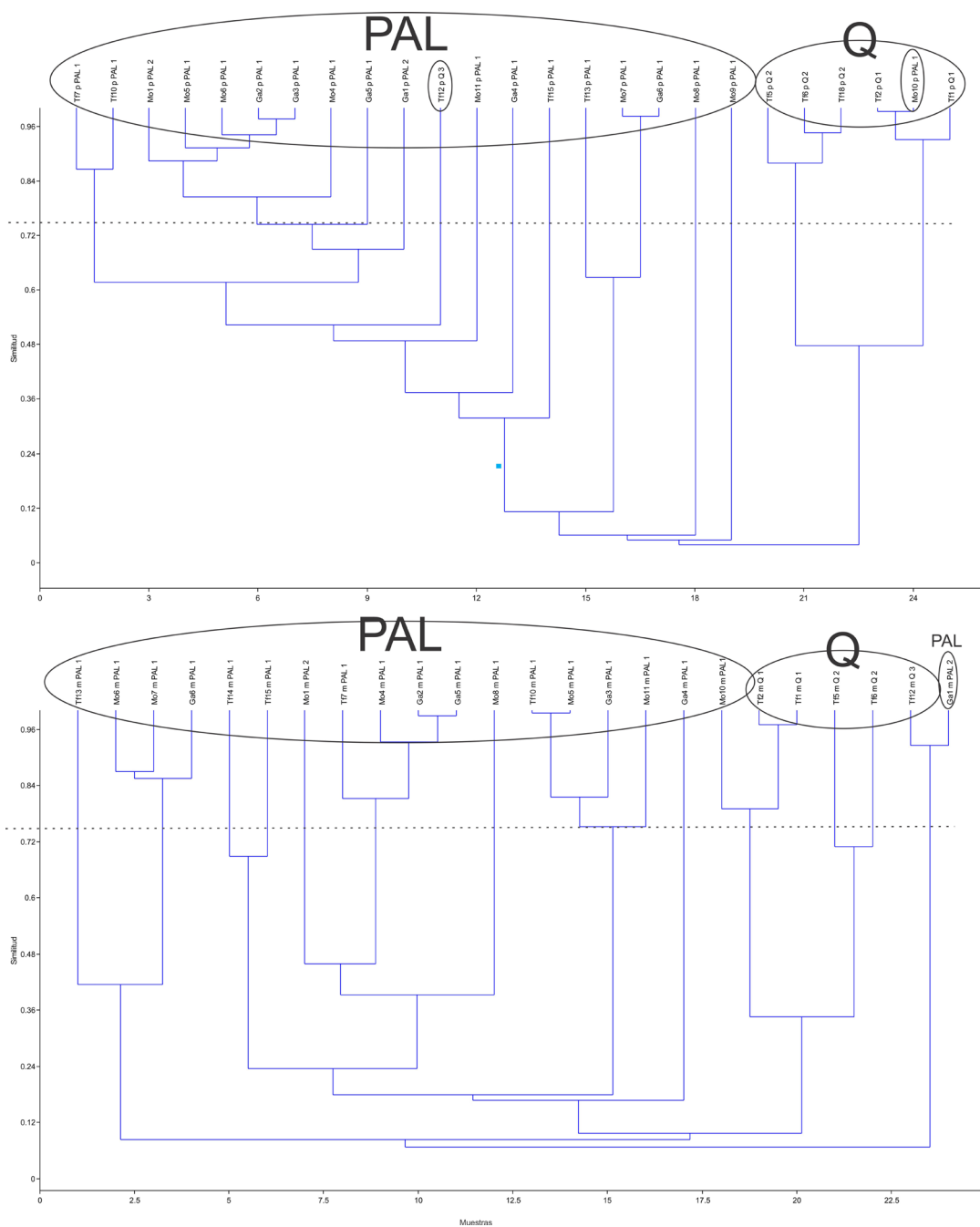


Fig. 5. Análisis de agrupamiento de las muestras analizadas de polen almacenado (p) (cluster superior) y de miel (m) (cluster inferior), con línea de corte de similitud del 75%. Los círculos indican la pertenencia de las muestras al tipo de vegetación. Tipos de muestras: polen almacenado (p); miel (m). Referencias de los sitios: nidos recolectados en el “palosantal” (PAL): El Sauzalito (PAL 1) y El Espinillo (PAL 2); y en el “quebrachal” (Q): J.J. Castelli (Q 1), Miraflores (Q 2) y Villa Río Bermejito (Q 3). Códigos de los nidos del “palosantal” en Tabla 1. Códigos de los nidos del “quebrachal”: Taf 1 y 2 (Agosto 2006, fines de invierno, J.J. Castelli), Taf 5 y 6 (Abril 2008, mediados de otoño, Miraflores), y Taf 12 (Octubre 2008, inicios de primavera, Villa Río Bermejito).

primavera y verano, la superposición del nicho trófico fue disminuyendo respecto al invierno probablemente debido a condiciones climáticas más favorables y al aumento en la oferta de floración, que descentralizó el reclutamiento de las obreras y permitió acceder a una mayor variedad de recursos florales.

En otros ecosistemas boscosos, se observaron resultados similares sobre la variación estacional de la similitud de dietas polínicas entre colmenas, los cuales se interpretaron como una respuesta a la dinámica de las floraciones (Nagamitsu & Inoue, 2002; Ferreira & Absy, 2015).

Durante todo el período de muestreo, las abejas pecorearon intensivamente casi similares cantidades de recursos florales compartidos y exclusivos. Los recursos tróficos compartidos durante todo el período de muestreo por las tres abejas pertenecieron a Fabaceae (clado mimosoide) (con el tipo polínico *Neltuma*), Celastraceae (con el tipo *Maytenus*) y Capparaceae (con *Cynophalla retusa*) (Fig. 3). Tales tipos polínicos corresponden a aproximadamente diez especies (siete de *Neltuma*, *Maytenus vitis-idaea*, *Monteverdia spinosa* y *Cynophalla retusa*) (Tabla 2), elementos abundantes de los “palosantales”. En otras ecorregiones, como en el bosque Atlántico en Brasil, Imperatriz-Fonseca *et al.* (1989) y Ramalho (1990) observaron que las familias compartidas por los géneros *Tetragonisca*, *Plebeia*, *Trigona*, *Melipona* y *Scaptotrigona* fueron Myrtaceae y Fabaceae. En el “palosantal”, entre las familias compartidas sólo entre pares de taxa de abejas estuvieron Capparaceae, Anacardiaceae, Rhamnaceae, Sapotaceae y Zygophyllaceae (Fig. 3).

La partición del nicho alimentario se observó al identificar recursos que fueron temporariamente exclusivos para cada taxón de abeja. Así, *T. angustula fiebrigi* hizo uso exclusivo de otra Capparaceae y de Cannabaceae, mientras que *M. orbigny* de otra Fabaceae (clado mimosoide), de Ximeniaceae y de Solanaceae, y *G. argentina* de otra Capparaceae, de Achatocarpaceae, Nyctaginaceae y Simaroubaceae (Fig. 3). Cabe mencionar que en el bosque Atlántico en Brasil también se observó que, a pesar de ser generalistas de los recursos florales, diversos géneros de Meliponini mostraron partición del nicho alimentario (*Tetragonisca* se asoció principalmente a Apiaceae y Euphorbiaceae, *Plebeia* a Balsaminaceae, *Trigona* a Asphodelaceae, Asparagaceae y Arecaceae, *Melipona* a Solanaceae

y Melastomataceae, y *Scaptotrigona* a Myrtaceae) (Imperatriz-Fonseca *et al.*, 1989; Ramalho *et al.*, 1989; Ramalho, 1990). Al respecto, Ramalho *et al.* (1989) y Ramalho (1990) postularon que la causa de la asociación entre los diferentes géneros de Meliponini y ciertas familias de plantas estaría dada por su preferencia floral, hipótesis avalada por las altas similitudes en la abundancia de estos recursos en especies del mismo género. Por ejemplo, altos valores de superposición de nicho a nivel intragenérico fueron observados en *Scaptotrigona* en la Mata Atlántica de Brasil (Ramalho, 1990), *Tetragonula* en bosques tropicales de Malasia (Eltz *et al.*, 2001), *Meliponula* en selvas tropicales de Uganda (Kajobe, 2006) y *Melipona* en la región del Amazonas de Brasil (Ferreira & Absy, 2015, 2017). Esta hipótesis también fue sustentada al comparar el espectro polínico pecoreado por la misma especie de abeja en sitios diferentes (Eltz *et al.*, 2001; Ramalho *et al.*, 2007; Rezende *et al.*, 2019; Rodrigues *et al.*, 2020). Sin embargo, tal hipótesis no pudo ser sustentada en el bosque chaqueño, ya que los grupos formados en el análisis de agrupamiento estuvieron compuestos por más de una especie de abeja según sus recursos florales dominantes, tanto en polen almacenado como en mieles, mostrando la ausencia de una clara preferencia floral hacia familias particulares. Este hecho se vio más acentuado en *Tetragonisca*, ya que al incluirse muestras de “quebrachal” (ver Vossler, 2021) junto a las de “palosantal”, se observó que la causa de los agrupamientos fue la disponibilidad local y/o estacional azarosa de recursos florales y no la preferencia hacia determinada familia.

Un factor importante a tener en cuenta es el constante predominio de elementos de la familia Fabaceae (clado mimosoide) en la vegetación chaqueña principalmente de los géneros *Neltuma*, *Vachellia* y *Senegalia*, que podrían estar interfiriendo en la interacción de estas abejas con las demás familias melitófilas y por ende enmascarando sus posibles preferencias florales hacia ellas. Así, la floración escalonada y parcialmente solapada de distintas especies representadas por un único tipo polínico como *Neltuma* pudo haber reducido la información sobre el número real de especies pecoreadas y favorecido los altos valores de índice de superposición del nicho alimentario. Al respecto, durante la primavera florecen explosivamente *N. alba*, *N. ruscifolia*, *N. × vinalillo*, *N. nigra*, *N.*

elata y *N. kuntzei*, y durante el verano y otoño *N. elata*, *N. kuntzei* y algunos individuos de *N. alba*. Una situación similar sucede con las Anacardiaceae presentes en el área de estudio, donde un mismo tipo polínico representó a cuatro especies: *Schinopsis balansae*, *Schinopsis lorentzii*, *Schinopsis heterophylla* y *Schinus longifolia* var. *longifolia*, que florecen desde el verano hasta el otoño e invierno. Así, estos tipos polínicos podrían estar sobrerrepresentados en la dieta de las abejas debido a que se corresponden a varias especies de plantas, que a su vez son muy abundantes en la vegetación del Chaco Seco. Otro ejemplo lo constituyen las Celastraceae (*Maytenus vitis-idaea* y *Monteverdia spinosa*), también con un mismo tipo polínico, cuya floración se extiende desde el invierno y hacia fines de primavera y verano. La elevada similitud entre dietas polínicas de varios nidos en abejas Meliponini de Malasia también fue adjudicada al elevado pecoreo de especies con un mismo tipo polínico (Nagamitsu & Inoue, 2002). Si bien éstas son limitaciones usuales en los estudios entomopalinológicos, el análisis de las reservas alimentarias de los nidos registró la utilización de una cantidad mucho mayor de recursos florales que las observaciones de visitas en las flores de estos tres taxa de abejas en el Chaco Seco (Vossler, 2012).

Otra característica que podría estar ocultando las preferencias florales, si existieran, es el muy eficiente sistema de comunicación de abejas de esta tribu, que implica el reclutamiento de las forrajeras hacia determinadas floraciones disponibles (Lindauer & Kerr, 1960; Hrncir *et al.*, 2000; Jarau *et al.*, 2000, 2003; Aguilar *et al.*, 2005). Este comportamiento de forrajeo repercute en la presencia de uno o muy pocos tipos polínicos que predominan en cada muestra, ocultando las posibilidades de mostrar un abanico más grande de recursos preferidos. Este tipo de forrajeo grupal es energéticamente eficiente, rápido y muy utilizado por abejas altamente eusociales como las “abejas sin aguijón” (Lindauer & Kerr, 1960; Hrncir *et al.*, 2000; Jarau *et al.*, 2000, 2003; Aguilar *et al.*, 2005).

Es importante destacar que los tipos polínicos más representados en la dieta de las tres abejas chaqueñas correspondieron a especies típicas de la región y que además fueron abundantes en el área de estudio. Se trata de plantas de hábito arbóreo o arbustivo (excepto las especies herbáceas de *Solanum*), probablemente ello se deba a que estas

abejas centralizaron su actividad en los estratos superiores y medios del bosque. Al respecto, Ramalho (2004) observó que en Brasil las especies de Meliponini concentran su forrajeo en diferentes estratos.

Los recursos más representados también presentaron flores pequeñas (<1 cm: *Neltuma*, *Schinopsis-Schinus*, *Maytenus-Monteverdia*, *Castela*, *Pisonia*, *Sarcomphalus*, *Senegalia*, *Achatocarpus* y algunas especies de *Solanum*) y otras de tamaño mediano a grande (>1 cm: muchas especies de *Solanum*, *Cynophalla*, *Anisocapparis*, *Capparicordis*, *Gonopterodendron* y *Ximenia*), la mayoría son de colores pálidos (verdosos, blancos o amarillentos) o raramente vivos (*Castela*, *Capparicordis* y algunos *Solanum*), de simetría radial, con acceso fácil al polen y al néctar (excepto *Solanum*), y muchas de ellas agrupadas en inflorescencias. Varios de estos caracteres también fueron mencionados para las plantas más utilizadas por las abejas Meliponini en Brasil (Ramalho, 2004), mayormente árboles o arbustos leñosos con flores pequeñas y de colores poco llamativos, de simetría radial y con acceso fácil al polen y al néctar. A diferencia de las demás flores recolectadas, aquellas del género *Solanum* poseen anteras poricidas, por lo que se necesita un comportamiento de forrajeo especial como la vibración para extraer legítimamente el polen de su interior. Dicho comportamiento está desarrollado en abejas del género *Melipona*, como *M. orbignyi* (Fig. 2B), y les permite acceder a este recurso de manera diferencial respecto a los demás géneros de “abejas sin aguijón” (Ramalho *et al.*, 1989; Ferreira & Absy, 2015; Vossler, 2019a, b).

Otra característica es la presentación de sus flores en grandes cantidades en un cierto período de tiempo (floraciones en masa); y al respecto Wilms *et al.* (1997) y Ramalho (2004) sostuvieron que existe una fuerte evidencia de coevolución difundida (*diffuse coevolution*) entre abejas Meliponini y plantas con floración masiva con flores pequeñas agrupadas en inflorescencias, y que su interacción favoreció el aumento de esas especies de plantas en los trópicos, ya que las abejas de la tribu Meliponini son los visitantes florales más abundantes en dichos bosques.

Respecto a los relativamente elevados valores de superposición de nicho alimentario a niveles interespecíficos (e intergenéricos) hallados entre las

Meliponini chaqueñas estudiadas, en comparación con los más bajos valores entre abejas en la Mata Atlántica (Cortopassi-Laurino & Ramalho, 1988; Wilms *et al.*, 1996; Carvalho *et al.*, 1999) y en el Amazonas (Rezende *et al.*, 2019), éstos pueden ser explicados por la identidad de los géneros de Meliponini considerados en dichos estudios y porque la vegetación boscosa del “palosantal”, y del Chaco Seco en general, posee una menor riqueza de especies de plantas por hectárea respecto a regiones del dominio Amazónico como lo son la Mata Atlántica y Amazonas (Wittmann *et al.*, 2006; Oliveira-Filho *et al.*, 2015). Dicho argumento puede tener validez debido a la reducida distancia de vuelo de estas abejas desde sus nidos, de hasta 350-400 m (máximo 600 m) en *Tetragonisca*, 1,7 km en *Geotrigona* y 2-2,4 km en *Melipona* (Roubik & Aluja, 1983; Araújo *et al.*, 2004; Kaehler *et al.*, 2021). Este hecho generaría inevitablemente que los distintos géneros de Meliponini chaqueñas compartan varios recursos florales en sus dietas polínicas.

La abundancia de colmenas manejadas y naturalizadas de *Apis mellifera* L. en el bosque chaqueño, pudo haber generado la partición del nicho trófico aquí observada en los tres taxa de “abejas sin aguijón”, producto de la competencia interespecífica. De esta manera, se puede sospechar que la estructura original del nicho trófico de las “abejas sin aguijón” se haya modificado desde su introducción mediante cambios comportamentales en el pecoreo para evitar la competencia, como se sospecha para bosques tropicales del Neotrópico (Roubik, 2009). Es interesante mencionar que la diversidad e identidad de especies de “abejas sin aguijón” presentes en la actualidad son las mismas que las reportadas durante el “período del melero” (1553-1810) para la ecorregión Chaco Seco (Bilbao, 1967; Kamienkowski & Arenas, 2012), lo que puede significar que no hubo un fuerte impacto a nivel de extinciones por parte de la abeja exótica *A. mellifera* introducida años después. A nivel poblacional, los nidos de abejas Meliponini son abundantes en la actualidad, aunque lo fueron mucho más durante el “período del melero” cuando el bosque mantenía una densidad arbórea mucho más elevada y el diámetro de sus troncos era tan grande que se podían observar varios nidos en la base de cada árbol (Bilbao, 1967). Durante el siglo XX, la abeja exótica *A. mellifera* se volvió un componente

común del bosque chaqueño (Kamienkowski & Arenas, 2012). El incremento en la densidad de sus colmenas en la región chaqueña seguramente haya generado numerosos cambios en el comportamiento de forrajeo de las abejas nativas, sobre todo en las especies sociales (tribu Meliponini) debido a su nicho trófico similar (Vossler, 2024). Su impacto probablemente fue menor en las abejas especialistas como lo son muchas abejas solitarias, que requieren menos cantidad de recursos para abastecerse. Serían interesantes estudios comparados del nicho trófico entre las especies eusociales nativas y la exótica para observar el uso compartido y diferencial de los recursos florales.

Cabe mencionar que las “abejas sin aguijón” estudiadas ignoraron otros elementos de la flora chaqueña, indicando una posible preferencia hacia los recursos previamente identificados. En el área de estudio abundan representantes melitófilos pertenecientes a las familias Apocynaceae, Bromeliaceae, Cactaceae, Fabaceae (Papilionoideae), Lamiaceae, Loranthaceae, Malvaceae y Verbenaceae, y otras especies de Asteraceae, Bignoniaceae y Euphorbiaceae (Vossler, 2013), los cuales fueron escasamente pecoreados por abejas Meliponini (Vossler *et al.*, 2010; Vossler, 2013, 2015, 2019a, b, c, 2021). Es posible que la preferencia floral mencionada esté influenciando negativamente el pecoreo hacia dichas familias en el bosque chaqueño. Sin embargo, existen numerosos factores que inciden en la relación entre estas abejas y las plantas, entre los que cabrían mencionar: diferencias en la abundancia local de los recursos florales y su distribución en ciertos estratos; la floración en períodos climáticos desfavorables (otoño e invierno); la diversidad de tipos florales presentes (forma, coloración, agrupamiento, aromas, tipo de recompensa); diferencias en la accesibilidad al polen y/o al néctar; la diferente “calidad” de los recursos florales; diversos atributos del comportamiento de forrajeo de las abejas Meliponini (constancia floral, reclutamiento sobre los recursos más abundantes, monopolización de recursos florales por especies más agresivas, etc.); y la interacción con otros polinizadores (abejas oligolécticas, y polilécticas con diferentes preferencias florales). Determinar cómo influye cada uno de estos factores requeriría de estudios a largo plazo y más específicos, e incluso

experimentales.

AGRADECIMIENTOS

Se agradece a don César y su familia, Milton y Marcelo en El Sauzalito, a Mercedes y Rogelio en El Espinillo, por el acompañamiento, búsqueda y recolección de las muestras, al Dr. Arturo Roig-Alsina por la identificación de las abejas de los nidos estudiados, a María Cristina Tellería por la ayuda en la redacción de la versión de la tesis doctoral y la identificación de los granos de polen, a los revisores y al editor por sus comentarios y sugerencias que mejoraron la calidad del manuscrito, y al CONICET (Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas) por el otorgamiento de las becas para realizar la tesis doctoral.

BIBLIOGRAFÍA

- AGUILAR, I., A. FONSECA & J. C. BIESMEIJER. 2005. Recruitment and communication of food source location in three species of stingless bees (Hymenoptera, Apidae, Meliponini). *Apidologie* 36: 313-324. <https://doi.org/10.1051/apido:2005005>
- ARAÚJO, E. D., M. COSTA, J. CHAUD-NETTO & H. G. FOWLER. 2004. Body size and flight distance in stingless bees (Hymenoptera: Meliponini): inference of flight range and possible ecological implications. *Braz. J. Biol.* 64: 563-568. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842004000400003>
- BILBAO, S. A. 1967. Poblamiento y actividad humana en el extremo norte del Chaco santiagueño. *Cuad. Inst. Nac. Antropol.* 5: 143-206.
- CABRERA, A. L. 1971. Fitogeografía de la República Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 14: 1-42.
- CAMPS, G. A., E. MARTÍNEZ-MEYER, A. R. VERGA, A. N. SÉRSIC & A. COSACOV. 2018. Genetic and climatic approaches reveal effects of Pleistocene refugia and climatic stability in an old giant of the Neotropical Dry Forest. *Biol. J. Linn. Soc.* 125: 401-420. <https://doi.org/10.1093/biolinnean/bly115>
- CAMPS, G. A., A. N. SÉRSIC, R. IGLESIAS, A. VERGA & A. COSACOV. 2022. Bosques monotípicos de *Gonopterodendron sarmientoi*: ambiente, genética y morfología de los palosantales. *Ecología Austral* 32: 526-541. <https://doi.org/10.25260/EA.22.32.2.0.1877>
- CARVALHO, C. A. L. & L. C. MARCHINI. 1999. Tipos polínicos coletados por *Nannotrigona testaceicornis* e *Tetragonisca angustula* (Hymenoptera, Apidae, Meliponinae). *Sci. Agric.* 56: 717-722.
- CARVALHO, C. A. L., L. C. MARCHINI & P. B. ROS. 1999. Fontes de pólen utilizadas por *Apis mellifera* L. e algumas espécies de Trigonini (Apidae) em Piracicaba (SP). *Bragantia* 58: 49-56.
- CORTOPASSI-LAURINO, M. 1982. *Divisão de recursos tróficos entre abelhas sociais, principalmente em Apis mellifera Linneus e Trigona (Trigona) spinipes Fabricius (Apidae, Hymenoptera)*. MSc. Dissertation. Instituto de Biociências, USP, São Paulo, Brazil.
- CORTOPASSI-LAURINO, M. & M. RAMALHO. 1988. Pollen harvest by Africanized *Apis mellifera* and *Trigona spinipes* in São Paulo-botanical and ecological views. *Apidologie* 19: 1-24.
- DE KLERK, P. & H. JOOSTEN. 2007. The difference between pollen types and plant taxa: a plea for clarity and scientific freedom. *E&G Quaternary Sci. J.* 56: 162-171. <https://doi.org/10.3285/eg.56.3.02>
- ELTZ, T., C. A. BRÜHL, S. VAN DER KAARS, V. K. CHEY & K. E. LINSENMAYER. 2001. Pollen foraging and resource partitioning of stingless bees in relation to flowering dynamics in a Southeast Asian tropical rainforest. *Insectes Soc.* 48: 273-279.
- ERDTMAN, G. 1960. The acetolysis method, a revised description. *Sven. Bot. Tidskr.* 54: 561-564.
- FERREIRA, M. G. & M. L. ABSY. 2015. Pollen niche and trophic interactions between colonies of *Melipona (Michmelia) seminigra merrillae* and *Melipona (Melikerria) interrupta* (Apidae: Meliponini) reared in floodplains in the Central Amazon. *Arthropod-Plant Interact.* 9: 263-279. <https://doi.org/10.1007/s11829-015-9365-0>
- FERREIRA, M. G. & M. L. ABSY. 2017. Pollen analysis of honeys of *Melipona (Michmelia) seminigra merrillae* and *Melipona (Melikerria) interrupta* (Hymenoptera: Apidae) bred in Central Amazon, Brazil. *Grana* 56: 436-449. <http://dx.doi.org/10.1080/00173134.2016.1277259>
- FLORES, F. & A. SÁNCHEZ. 2010. Primeros resultados de la caracterización botánica de mieles producidas por *Tetragonisca angustula* (Apidae, Meliponinae) en Los Naranjos, Salta, Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 45: 81-91.
- FLORES, F., L. LUPO & N. HILGERT. 2015. Recursos tróficos utilizados por *Plebeia intermedia* (Apidae, Meliponini) en la localidad de Baritú, Salta, Argentina. Caracterización botánica de sus mieles. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 50: 515-529.
- FLORES, F., N. HILGERT, F. ZAMUDIO, F. FABBIO

- & L. LUPO. 2021. Pollen analysis of honeys from *Apis mellifera* and *Tetragonisca fiebrigi* (Hymenoptera: Apidae) in the Upper Paraná Atlantic Forest, Argentina. *Rodriguésia* 72: e00902020. <http://dx.doi.org/10.1590/2175-7860202172100>
- GOTELLI, N. J. & G. L. ENTSMINGER. 2001. EcoSim: Null models software for ecology, Acquired Intelligence Inc. & Kesity-Bear.
- HAMMER, O., D. A. T. HARPER & P. D. RYAN. 2008. PAST-Palaeontological Statistics, Version 1.81.
- HRNCIR, M., S. JARAU, R. ZUCCHI & F. G. BARTH. 2000. Recruitment behavior in stingless bees, *Melipona scutellaris* and *Melipona quadrifasciata*. II. Possible mechanisms of communication. *Apidologie* 31: 93-113. <https://doi.org/10.1051/apido:2000109>
- IMPERATRIZ-FONSECA, V. L., A. KLEINERT-GIOVANNINI & M. RAMALHO. 1989. Pollen harvest by eusocial bees in a non-natural community in Brazil. *J. Trop. Ecol.* 5: 239-242.
- JARAU, S., M. HRNCIR, R. ZUCCHI & F. G. BARTH. 2000. Recruitment behavior in stingless bees, *Melipona scutellaris* and *Melipona quadrifasciata*. I. Foraging at food sources differing in direction and distance. *Apidologie* 31: 81-91. <https://doi.org/10.1051/apido:2000108>
- JARAU, S., M. HRNCIR, V. M. SCHMIDT, R. ZUCCHI & F. G. BARTH. 2003. Effectiveness of recruitment behavior in stingless bees (Apidae, Meliponini). *Ins. Soc.* 50: 365-374. <https://doi.org/10.1007/s00040-003-0684-2>
- JOOSTEN, H., & P. DE KLERK. 2002. What's in a name? Some thoughts on pollen classification, identification, and nomenclature in Quaternary palynology. *Rev. Palaeobot. Palynol.* 122: 29-45. [https://doi.org/10.1016/S0034-6667\(02\)00090-8](https://doi.org/10.1016/S0034-6667(02)00090-8)
- KAEHLER, T.G., R. HALINSKI, F. A. L. CONTRERA, A. SILVEIRA & B. BLOCHTEIN. 2021. Flight distance and foraging of *Tetragonisca fiebrigi* (Apidae: Meliponini) in response to different concentrations of sugar in food resources and abiotic factors. *J. Apicult. Res.* 1-13. <https://doi.org/10.1080/00218839.2021.2005872>
- KAJOBE, R. 2006. Pollen foraging by *Apis mellifera* and stingless bees *Meliponula bocandei* and *Meliponula nebulata* in Bwindi Impenetrable National Park, Uganda. *Afr. J. Ecol.* 45: 265-274. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2028.2006.00701.x>
- KAMIENKOWSKI, N. M. & P. ARENAS. 2012. La colecta de miel o “meleo” en el Gran Chaco: su relevancia en etnobotánica. En: ARENAS, P. (ed.), *Etnobotánica en zonas áridas y semiáridas del Cono Sur de Sudamérica*, pp. 71-116. Edición CEFYBO-CONICET, Buenos Aires.
- KLEINERT-GIOVANNINI, A. & V. L. IMPERATRIZ-FONSECA. 1987. Aspects of the trophic niche of *Melipona marginata marginata* Lepeletier (Apidae, Meliponinae). *Apidologie* 18: 69-100.
- LINDAUER, M. & W. E. KERR. 1960. Communication between the workers of stingless bees. *Bee World* 41: 29-41.
- MALAGODI-BRAGA, K. S. & A. M. P. KLEINERT. 2009. Comparative analysis of two sampling techniques for pollen gathered by *Nannotrigona testaceicornis* Lepeletier (Apidae, Meliponini). *Gen. Mol. Res.* 8: 596-606. 10.4238/vol8-2kerr014
- MARTÍNEZ-HERNÁNDEZ, E., J. I. CUADRIELLO-AGUILAR, E. RAMÍREZ-ARRIAGA, M. MEDINA-CAMACHO, M. S. SOSA-NÁJERA & J. E. MELCHOR-SÁNCHEZ. 1994. Foraging of *Nannotrigona testaceicornis*, *Trigona (Tetragonisca) angustula*, *Scaptotrigona mexicana* and *Plebeia* sp. in the Tacaná region, Chiapas, Mexico. *Grana* 33: 205-217.
- MICHENER, C. D. 2012. *The bees of the world*. 2a ed. The Johns Hopkins University Press, Baltimore.
- MORELLO, J., S. MATTEUCCI, A. RODRIGUEZ & M. SILVA. 2012. *Ecorregiones y complejos ecosistémicos Argentinos. 1a ed.* Orientación Gráfica Editora S.R.L., Buenos Aires.
- MOUGA, D. M. D. S. 1984. *Atividade de coleta de Paratrigona subnuda (Moure) (Apidae, Meliponinae)*. MSc. Dissertation. Instituto de Biociências, USP, São Paulo, Brazil.
- NAGAMITSU, T., K. MOMOSE, T. INOUE & D. W. ROUBIK. 1999. Preference in flower visits and partitioning in pollen diets of stingless bees in an Asian tropical rain forest. *Res. Popul. Ecol.* 41: 195-202.
- NAGAMITSU, T. & T. INOUE. 2002. Foraging activity and pollen diets of subterranean stingless bee colonies in response to general flowering in Sarawak, Malaysia. *Apidologie* 33: 303-314. <https://doi.org/10.1051/apido:2002016>
- NOVAIS, J. S., M. L. ABSY & F. A. R. SANTOS. 2014. Pollen types collected by *Tetragonisca angustula* (Hymenoptera: Apidae) in dry vegetation in northeastern Brazil. *Eur. J. Entomol.* 111: 25-34. 10.14411/eje.2014.004
- OLIVEIRA-FILHO, A. T., J. C. BUDKE, J. A.

- JARENKOW, P. V. EISENLOHR & D. R. M. NEVES. 2015. Delving into the variations in tree species composition and richness across South American subtropical Atlantic and Pampean forests. *J. Plant Ecol.* 8: 242-260.
<https://doi.org/10.1093/jpe/rtt058>
- PUNT, W., P. P. HOEN, S. BLACKMORE, S. NILSSON & A. LE THOMAS. 2007. Glossary of pollen and spore terminology. *Rev. Palaeobot. Palynol.* 143: 1-81. <https://doi.org/10.1016/j.revpalbo.2006.06.008>
- RAMALHO, M. 1990. Foraging by stingless bees of the genus *Scaptotrigona* (Apidae, Meliponinae). *J. Apicult. Res.* 29: 61-67.
- RAMALHO, M. 2004. Stingless bees and mass flowering trees in the canopy of Atlantic Forest: a tight relationship. *Acta Bot. Bras.* 18: 37-47.
<https://doi.org/10.1590/S0102-33062004000100005>
- RAMALHO, M., V. L. IMPERATRIZ-FONSECA, A. KLEINERT-GIOVANNINI & M. CORTOPASSI-LAURINO. 1985. Exploitation of floral resources by *Plebeia remota* Holmberg (Apidae, Meliponinae). *Apidologie* 16: 307-330.
- RAMALHO, M., A. KLEINERT-GIOVANNINI & V. L. IMPERATRIZ-FONSECA. 1989. Utilization of floral resources by species of *Melipona* (Apidae, Meliponinae): Floral preferences. *Apidologie* 20: 185-195.
- RAMALHO, M., M. D. SILVA & C. A. L. CARVALHO. 2007. Dinâmica de uso de fontes de pólen por *Melipona scutellaris* Latreille (Hymenoptera: Apidae): uma análise comparativa com *Apis mellifera* L. (Hymenoptera: Apidae), no Domínio Tropical Atlântico. *Neotrop. Entomol.* 36: 38-45.
<https://doi.org/10.1590/S1519-566X2007000100005>
- REZENDE, A. C. C., M. L. ABSY, M. G. FERREIRA, H. A. MARINHO, & O. A. SANTOS. 2019. Pollen of honey from *Melipona seminigra merrillae* Cockerell, 1919, *Scaptotrigona nigrohirta* Moure, 1968 and *Scaptotrigona* sp. Moure, 1942 (Apidae: Meliponini) reared in Sataré Mawé indigenous communities, Amazon, Brazil. *Palynology* 43: 255-267.
<https://doi.org/10.1080/01916122.2018.1458664>
- RODRIGUES, C. S., D. C. FERASSO, A. J. MOSSI & G. C. COELHO. 2020. Pollen resources partitioning of stingless bees (Hymenoptera: Apidae) from the southern Atlantic forest. *Acta Sci. Biol. Sci.* 42: e48714.
<https://doi.org/10.4025/actascibiolsci.v42i1.48714>
- ROUBIK, D. W. & M. ALUJA. 1983. Flight ranges of *Melipona* and *Trigona* in tropical forest. *J. Kans. Entomol. Soc.* 56: 217-222.
- ROUBIK, D. W. 1989. *Ecology and natural history of tropical bees*. Cambridge University Press, New York.
- ROUBIK, D. W. 2006. Stingless bee nesting biology. *Apidologie* 37: 124-143.
<https://doi.org/10.1051/apido:2006026>
- ROUBIK, D. W. 2009. Ecological impact on native bees by the invasive Africanized honey bee. *Acta Biol. Colomb.* 14: 115-124.
- SOSA-NÁJERA, M. S., E. MARTÍNEZ-HERNÁNDEZ, M. S. LOZANO-GARCÍA & J. I. CUADRIELLO-AGUILAR. 1994. Nectaropolliniferous sources used by *Trigona (Tetragonisca) angustula* in Chiapas, southern México. *Grana* 33: 225-230.
- VERGERON, P. 1964. Interprétation statistique des résultats en matière d'analyse pollinique des miels. *Ann Abeille* 7: 349-364.
- VOSSLER, F. G., M. C. TELLERÍA & M. CUNNINGHAM. 2010. Floral resources foraged by *Geotrigona argentina* (Apidae, Meliponini) in the Argentine Dry Chaco forest. *Grana* 49: 142-153.
<https://doi.org/10.1080/00173131003694274>
- VOSSLER, F. G. 2012. Flower visits, nesting and nest defence behaviour of stingless bees (Apidae: Meliponini): suitability of the bee species for Meliponiculture in the Argentinean Chaco region. *Apidologie* 43: 139-161.
<https://doi.org/10.1007/s13592-011-0097-6>
- VOSSLER, F. G. 2013. *Estudio palinológico de las reservas alimentarias (miel y masas de polen) de "abejas nativas sin agujón" (Hymenoptera, Apidae, Meliponini): un aporte al conocimiento de la interacción abeja-planta en el Chaco seco de Argentina*. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina. <http://hdl.handle.net/10915/32478>
- VOSSLER, F. G. 2015. Small pollen grain volumes and sizes dominate the diet composition of three South American subtropical stingless bees. *Grana* 54: 68-81. <https://doi.org/10.1080/00173134.2014.932838>
- VOSSLER, F. G. 2018. Are stingless bees a broadly polylectic group? An empirical study of the adjustments required for an improved assessment of pollen diet in bees. En: VIT, P., S. R. M. PEDRO & D. W. ROUBIK (eds.), *Pot-Pollen in Stingless Bee Melittology*, pp. 17-28. Springer, Cham.
- VOSSLER, F. G. 2019a. Pollen diet assessment and flower association in *Melipona orbignyi* and

- recommendations on management and conservation of stingless bees in the Chaco dry forest of South America. *Apidologie* 50: 391-413.
<https://doi.org/10.1007/s13592-019-00653-4>
- VOSSLER, F. G. 2019b. Foraging behaviour of the stingless bee *Melipona orbignyi* (Hymenoptera: Apidae: Meliponini) in a dry forest assessed by multivariate analysis from palynological data. *Grana* 58: 383-392.
<https://doi.org/10.1080/00173134.2019.1615984>
- VOSSLER, F. G. 2019c. Native and ornamental exotic resources in pollen loads and garbage pellets of four stingless bees (Apidae, Meliponini) in an urban environment with riparian native forest. *Anais Acad. Brasil. Ci.* 91: e20190360.
<https://doi.org/10.1590/0001-3765201920190360>
- VOSSLER, F. G. 2021. Assessment of pollen and honey diet of *Tetragonisca angustula fiebrigi* Schwarz in the Chaco dry forest by using pollen analysis. *Grana* 60: 287-309.
<https://doi.org/10.1080/00173134.2020.1825793>
- VOSSLER, F. G. 2024. Large-scale breeding of stingless bees: A plea for sustainable stingless bee keeping and native bee-plant-forest conservation in the Chaco region of Argentina. En: VIT, P., V. BANKOVA, M. POPOVA & D. W. ROUBIK (eds.), *Stingless Bee Nest Cerumen and Propolis*, Vol. 2, Chapter 16. Springer, Cham.
- WILMS, W., V. L. IMPERATRIZ FONSECA & W. ENGELS. 1996. Resource partitioning between highly eusocial bees and possible impact of the introduced Africanized honey bee on native stingless bees in the Brazilian Atlantic rainforest. *Stud. Neotrop. Fauna Environ.* 31: 137-151.
- WILMS, W., M. RAMALHO & L. WENDEL. 1997. Stingless bees and africanized honey bees in the Mata Atlântica rainforest of Brazil, pp. 167-170. Antuérpia.
- WITTMANN, F., J. SCHÖNGART, J. C. MONTERO, T. MOTZER, W. J. JUNK, M. T. F. PIEDADE, H. L. QUEIROZ & M. WORBES. 2006. Tree species composition and diversity gradients in white-water forests across the Amazon Basin. *J. Biogeogr.* 33: 1334-1347.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-2699.2006.01495.x>
- ZULOAGA, F. O., M. BELGRANO & C. A. ZANOTTI (compilers). 2005+. *Catálogo de las plantas vasculares del Cono Sur*. Disponible en: <http://www.darwin.edu.ar/Proyectos/FloraArgentina/fa.htm> [Acceso: 9 marzo 2024].



ESTUDIO INDIRECTO DEL SISTEMA DE FECUNDACIÓN EN UNA POBLACIÓN NATURAL DE *PROSOPIS FLEXUOSA* (FABACEAE) DEL DESIERTO DE ATACAMA, PROVINCIA DE EL LOA (CHILE)

INDIRECT STUDY OF THE MATING SYSTEM IN A NATURAL POPULATION OF *PROSOPIS FLEXUOSA* (FABACEAE) FROM THE ATACAMA DESERT, EL LOA PROVINCE (CHILE)

Catalina Chan¹, Carolina Pometti^{1,2}, Calogero M. Santoro³,
Renée H. Fortunato^{4,5}, Virginia McRostie⁶ & Cecilia Bessega^{1,2,*}

SUMMARY

1. Departamento de Ecología, Genética y Evolución (EGE), FCEyN, UBA, Ciudad de Buenos Aires, Argentina

2. Instituto de Ecología, Genética y Evolución de Buenos Aires (IEGEB), Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET), Ciudad de Buenos Aires, Argentina

3. Instituto de Botánica Darwinion (IBODA), CONICET/ANCEFYN, San Isidro, Argentina

4. Instituto de Botánica Darwinion (IBODA), CONICET/ANCEFYN, San Isidro, Argentina

5. Escuela Superior de Ingeniería, Informática y Ciencias Agroalimentarias, Universidad de Morón, Morón, Prov. de Buenos Aires, Argentina

6. Escuela de Antropología, Facultad de Ciencias Sociales, Pontificia Universidad Católica de Chile, Santiago, Chile

*cecib@ege.fcen.uba.ar

Citar este artículo

CHAN, C., C. POMETTI, C. M. SANTORO, R. H. FORTUNATO, V. MCROSTIE & C. BESSEGA. 2024. Estudio indirecto del sistema de fecundación en una población natural de *Prosopis flexuosa* (Fabaceae) del Desierto de Atacama, provincia de El Loa (Chile). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 181-198.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59>.

Recibido: 11 Dic 2023

Aceptado: 29 Abr 2024

Publicado impreso: 30 Jun 2024

Editora: Paola Gaiero

ISSN versión impresa 0373-580X

ISSN versión on-line 1851-2372

Background and aims: In the Atacama Desert certain plant species can be found in small and isolated areas, limited to regions with water availability. The degree of connectivity within and between these natural populations depends on their pollen and seed dispersal abilities, as well as on the barriers imposed by the landscape. *Prosopis flexuosa* is a species of high economic and ecological importance included in the *algarrobo* Conservation and Management program. The main objective of this work is to analyze the genetic variability and mating system of *P. flexuosa* in the Atacama Desert.

M&M: Genetic diversity parameters as well as the mating system were evaluated in a natural population (Quillagua) based on microsatellite molecular markers. The hierarchical distribution of genetic variance and kinship coefficients were analyzed.

Results: The results indicate high levels of genetic diversity ($H_E = 0.67-0.65$; $A_r = 3.8-3.7$), high outcrossing rates ($t_m = 0.97$, $t_s = 0.85$), low biparental inbreeding (11.6%) and multiple paternity. The proportion of full sibs decreases when considering seeds from the same or different pods (89→16%). Only the variance between families is significant ($p < 0.001$) and mean kinships estimated show that progenies within families are not only constituted by half sibs.

Conclusions: The results are discussed and related to the limited pollen and seed dispersal and their implication for the management of this resource. The study of the mating system parameters of this Chilean desert population suggests that the low population density and the environment fragmentation would not be influencing their mating capacity.

KEY WORDS

Algarrobo, desert, Fabaceae, kinship, mating system, outcrossing rate.

RESUMEN

Introducción y Objetivos: En el desierto de Atacama ciertas plantas viven aisladas y acotadas a regiones con disponibilidad de agua. La conectividad dentro y entre poblaciones depende de las barreras impuestas por el paisaje y de su capacidad de dispersión. *Prosopis flexuosa* es una especie con alta importancia económica y ecológica incluida en el Programa de Conservación y Manejo del *algarrobo*. El objetivo de este trabajo es analizar la variabilidad genética y sistema de fecundación de *P. flexuosa* en el Desierto de Atacama.

M&M: Se evaluó la diversidad genética y el sistema de fecundación sobre la base de marcadores moleculares microsatélites en una población natural (Quillagua). Se analizó la distribución jerárquica de la varianza genética y los niveles de las coancestrías.

Resultados: Los resultados indican altos niveles de diversidad genética ($H_E = 0,67-0,65$; $A_r = 3,8-3,7$), fecundación principalmente cruzada ($t_m = 0,97$, $t_s = 0,85$), baja endogamia biparental (11,6%) y paternidad múltiple. La proporción de hermanos completos disminuye cuando se consideran semillas del mismo o diferente fruto (89→16%). Solamente la varianza entre familias resulta significativa ($p < 0,001$) y las coancestrías promedio estimadas dan cuenta que las progenies familiares no están conformadas solamente por medios hermanos.

Conclusiones: Los resultados son discutidos y relacionados con la dispersión limitada del polen y semillas y su implicancia para el manejo. El estudio del sistema de fecundación de esta población del desierto chileno sugiere que la baja densidad poblacional y la fragmentación del ambiente no influirían en su capacidad de apareamiento.

PALABRAS CLAVE

Algarrobo, coancestría, desierto, Fabaceae, fecundación cruzada, sistema de apareamiento.

INTRODUCCIÓN

El género *Prosopis* L. (Leguminosae, Fabaceae, Mimosoideae) incluye 48 especies de árboles y arbustos que se distribuyen en zonas áridas y semiáridas de Asia, África y América (Burkart, 1976; Vilela & Palacios, 1998; Palacios, 2006). En Sudamérica se distribuyen representantes de tres de las cinco secciones de este género: *Strombocarpa* Benth., *Algarobia* DC. y *Monilicarpa* Ruiz Leal ex Burkart. Recientemente, sobre la base de resultados filogenéticos, se ha propuesto la subdivisión de este género y un cambio para los nombres de las secciones y especies (Hughes *et al.*, 2022). Sin embargo, en este trabajo se seguirá considerando la clasificación propuesta por Burkart (1976) de modo de mantener la estabilidad nomenclatural de grupos taxonómicos de uso histórico a nivel global: Arts. 14.1, 34 y 56 del International Code of Nomenclature for algae, fungi, and plants (Shenzhen Code) de 2017 (Turland *et al.*, 2018). Las especies de este grupo presentan polinización entomófila y la dispersión se da principalmente por pequeños mamíferos nativos, domésticos y exóticos que consumen los frutos y dispersan las semillas en sus heces (Burkart, 1976; Campos & Ojeda, 1997; Maldonado *et al.*, 2014; McRostie *et al.*, 2022), aunque los seres humanos son también vectores importantes en el establecimiento de poblaciones (McRostie, 2017; Bessega *et al.*, 2021). La sección *Algarobia* (“algarrobos”) es la que presenta más especies (~30), muchas de ellas con importancia ecológica y económica. Se consideran árboles multipropósito, son fijadores de nitrógeno y al ser resistentes a condiciones extremas (sequía, calor, salinidad en el suelo) pueden crecer en suelos arenosos y contribuir a estabilizar dunas y combatir la desertificación. Muchas especies resultan de utilidad para reforestar zonas áridas degradadas y han sido ampliamente introducidas en regiones áridas y semiáridas del mundo (Burkart, 1976; Roig, 1993; Barros Asenjo, 2010). Los “algarrobos” brindan sombra, madera y frutos comestibles (Burkart, 1976; Roig, 1993). La madera, de alta dureza y valor calórico, se utiliza para el armado de muebles y para la construcción o como combustible en forma de leña o transformada en carbón vegetal. Las vainas, muy variables entre las especies, se utilizan para alimentación humana y/o forraje, las hojas y semillas se utilizan con fines medicinales y

las flores para la producción de miel (Burkart, 1976; Roig, 1993; Cony, 1996; Capparelli, 2007; Pometti *et al.*, 2009).

El Desierto de Atacama (19°-24° S) es considerado el desierto más seco del mundo y aunque está compuesto en su mayoría por terreno pedregoso, lagos salados (salares), arena y lava félsica que fluye hacia los Andes, éste no está completamente desprovisto de vegetación y algunas especies son capaces de desarrollarse en estas condiciones adversas (Gutiérrez *et al.*, 1998; Ruhm *et al.*, 2020; Gómez-Silva & Batista-García, 2022). Las especies de *Prosopis* que habitan el desierto de Atacama pertenecen a la secciones *Strombocarpa* y *Algarobia*. Se encuentran sobre el lado oeste de la cordillera de los Andes hasta los 3000 m s.n.m. y suelen estar restringidas a zonas discretas y acotadas con descargas de aguas subterráneas y/o riberas de cuencas perennes o efímeras con cierta influencia o manejo humano (Chiappa *et al.*, 1997; McRostie *et al.*, 2017; Bessega *et al.*, 2021). Las especies de la sección *Strombocarpa* (*P. burkartii* Muñoz, *P. strombulifera* (Lam.) Benth. y *P. tamarugo* Phil.) y sección *Algarobia* (*P. alba* Griseb., *P. chilensis* (Molina) Stuntz y *P. flexuosa* DC.) han sido descritas en diferentes áreas del desierto, situándose principalmente en la Pampa del Tamarugal, en la región del Loa, y la región del Salar de Atacama (Carevic *et al.*, 2012; Calderon *et al.*, 2015; Contreras *et al.*, 2018; Mc Rostie *et al.*, 2017; Bessega *et al.*, 2021). Las poblaciones de *Prosopis* en Atacama suelen presentar baja densidad poblacional y estar restringidas a diferentes oasis aislados geográficamente. Los “algarrobos”, particularmente, en la región de Atacama, han tenido diversos usos a lo largo de la historia que se remontan a tiempos prehispánicos e históricos (Núñez 1986; Martínez, 1998; García *et al.*, 2014; McRostie *et al.*, 2019; Ugalde *et al.*, 2020).

El “algarrobo dulce”, *P. flexuosa* (recientemente nombrada *Neltuma flexuosa* (DC.) C.E. Hughes & G.P. Lewis) es la principal especie arbórea de la Provincia Fitogeográfica del Monte de Argentina y muy frecuente en la zona más austral del Desierto de Atacama (Burkart, 1976; Bessega *et al.*, 2021), pudiendo encontrarse a los 2200 m s.n.m. en los Andes (Burkart, 1976). Proveen sombra, leña, madera para construcción, alimentación y forraje, lo que en condiciones desérticas la han convertido en un recurso muy valioso para

los habitantes de Atacama, quienes aprovechan conjuntamente las propiedades de los “algarrobos” y “chañares” (Martínez, 1998). En las cercanías del río Loa, cauce exorreico que atraviesa el Desierto de Atacama, es posible hallar pequeños bosques constituidos por *P. flexuosa* y los mismos pueden atribuirse al corredor natural y cultural surgido como consecuencia del movimiento de seres humanos, plantas y animales en el Desierto (Núñez, 1971; McRostie *et al.*, 2017). Si bien la disponibilidad de agua ha permitido el desarrollo de bosques de *P. flexuosa* en áreas cercanas al río Loa, en los últimos años la zona está siendo afectada por la extracción y contaminación por parte de la industria minera y por la urbanización (Contreras, 2008). En particular, esta especie tiene la ventaja de poder comportarse como freatófita (Roig, 1993; Villagra *et al.*, 2004) o vadosófita (Torres & Zambrano, 2000; Guevara *et al.*, 2010) obteniendo así una ventaja para su desarrollo.

Las poblaciones que viven en el Desierto de Atacama constituyen un interesante modelo de estudio ya que el grado de conectividad dentro y entre las poblaciones depende de su capacidad de dispersión y de las barreras impuestas por el paisaje. La actual fragmentación del paisaje, es decir, la división del hábitat en fracciones de menor superficie, puede ser el resultado de la acción conjunta de diversos factores naturales, como las fluctuaciones climáticas y las variaciones en la disponibilidad de recursos, así como también, de factores antrópicos que comprenden el uso exhaustivo del suelo, la urbanización y la deforestación (Cascante *et al.*, 2002; Jump & Peñuelas, 2006; Haddad *et al.*, 2015). Cuando las poblaciones están genéticamente aisladas, existe riesgo de pérdida de diversidad genética y este proceso puede tener consecuencias críticas en su supervivencia a largo plazo (Sork & Smouse, 2006). Además, se espera una pérdida inmediata de alelos debido a la reducción de las poblaciones con el incremento de la ocurrencia de endogamia. Asimismo, se espera un aumento de la divergencia poblacional con una disminución de la diversidad genética en los parches dentro de las poblaciones (Lowe *et al.*, 2005).

El sistema de fecundación es el modo en que los individuos, poblaciones, o especies recombinan su variabilidad genética en cada generación para dar lugar a su progenie. La reproducción en las

poblaciones de polinización abierta da lugar a individuos con distintas relaciones de parentesco pudiendo ir desde hermanos por autofecundación hasta medios hermanos (Squillace, 1974; Ritland, 1989) reflejándose en los niveles de coancestría observados dentro de las progenies de una misma familia. Entender el sistema de fecundación de las especies implica conocer su composición y la estructura genética de sus poblaciones y familias (Besega *et al.*, 2000, 2012; Pometti *et al.*, 2013; Wadt *et al.*, 2015; Giustina *et al.*, 2018). El conocimiento profundo del sistema de fecundación de una especie resulta altamente relevante para el manejo y conservación de sus poblaciones y para la implementación de planes de reforestación. A partir del estudio de las relaciones de parentesco dentro de las progenies de una misma familia resulta posible determinar el número de árboles necesarios a ser coleccionados para la recuperación de un determinado ambiente, dado que cuanto mayor es el parentesco dentro de las progenies, mayor será la frecuencia de alelos idénticos por descendencia dentro de las familias y, consecuentemente, será necesario un mayor tamaño de muestreo para conservar y recuperar áreas, fundando nuevas poblaciones con tamaños efectivos que garanticen poblaciones con potencial evolutivo.

Los marcadores moleculares como los microsatélites (SSR) han sido utilizados para evaluar los niveles de variabilidad genética y el sistema de fecundación en una población natural de *P. flexuosa* que habita en un ambiente protegido en Argentina (Reserva de Biósfera Ñacuñán, Mendoza), describiéndose como una población de fecundación cruzada con dispersión de polen reducida (Besega *et al.*, 2017). Dada la particularidad del paisaje y clima del Desierto de Atacama, que limitaría de algún modo el número de especies animales y vegetales presentes, resulta de interés evaluar si los niveles de variabilidad genética y el sistema de fecundación de *P. flexuosa* de esta zona difieren de los resultados descritos en la literatura para *P. flexuosa* y otras especies emparentadas utilizando marcadores SSR (Besega *et al.*, 2016, 2017, 2021; Moncada *et al.*, 2019; Contreras Díaz *et al.*, 2021). Grupos de árboles geográficamente aislados o poblaciones pequeñas o de baja densidad, tienden a mostrar tasas de autofecundación más altas (Tambarussi *et al.*, 2017; Silvestre *et al.*, 2018). La menor densidad de los

bosques que se desarrollan en los oasis del Desierto de Atacama, en comparación con la densidad de los bosques en áreas protegidas de *P. flexuosa*, y las condiciones tan extremas que podrían limitar el desarrollo de un gran número de agentes dispersores, permiten esperar niveles reducidos de variación genética y una estrategia reproductiva algo distinta con mayores niveles de autofecundación y como consecuencia mayores niveles de coancestría entre las semillas provenientes de una misma familia.

De acuerdo con lo descrito, el objetivo del presente trabajo es analizar la variabilidad genética y el sistema de fecundación en una población natural de *P. flexuosa* del Desierto de Atacama. Para ello se propone a) evaluar mediante el uso de microsatélites la variabilidad genética y su distribución en plantas adultas y semillas de una población natural de Quillagua (Chile) considerando tres niveles jerárquicos (familia, fruto e individuo), b) evaluar indirectamente el sistema de fecundación y c) evaluar los niveles de coancestría, varianza del tamaño poblacional efectivo y número de árboles semilleros requeridos con propósitos de conservación. Los resultados son discutidos en relación a estudios previos y permiten proponer recomendaciones de manejo del recurso.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de muestreo y colección

El área de muestreo, Quillagua Sur (21,65° S, 69,53° O), es una población situada en la región central del Desierto de Atacama (19-24° S) en cercanía al río Loa, margen Oeste (Fig. 1), que presenta en general pocos árboles de *P. flexuosa* (“algarrobo dulce”), *Geoffroea decorticans* (Gill. ex Hook. & Arn.) Burkart (“chañar”), *Schinus molle* L. (“falso pimiento”) y *P. tamarugo* (“tamarugo”). Además, es posible encontrar una gran proporción de arbustos *Baccharis* sp. y *Atriplex* sp., junto a las especies herbáceas *Distichlis spicata* (L.) Greene y *Schoenoplectus* sp. (Rchb.) Palla (Gutiérrez et al., 1998; Centro de Ecología Aplicada, Gobierno Regional de Antofagasta, 2020).

El material fue coleccionado en enero del 2019 siguiendo la metodología de muestreo descrita por Vilardi et al. (1988) que establece distancias mínimas de colección entre plantas de 50 metros, y teniendo en cuenta la baja densidad de árboles

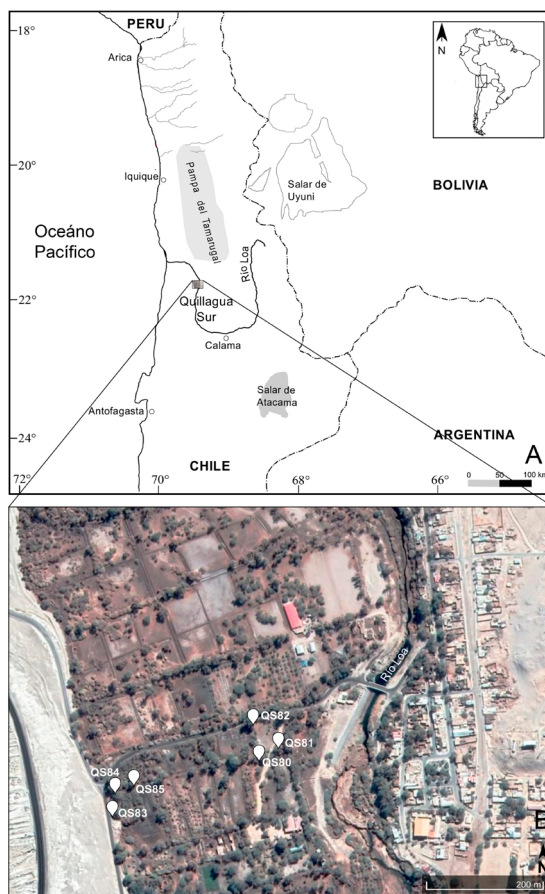


Fig. 1. Sitio de muestreo y disposición de familias. **A:** Ubicación del sitio de muestreo en el norte de Chile. **B:** Disposición espacial de las familias evaluadas (imagen satelital tomada de Google Earth).

adultos pertenecientes a esta especie distribuidos en la zona. La densidad de árboles adultos estimada en la zona no fue homogénea, variando en las zonas más densas entre seis y nueve árboles/hectárea. Como consecuencia, se tomaron muestras de seis plantas adultas y sus vainas, separadas por al menos 30-40 m.

Cada planta madre fue geo-referenciada y se tomó material de hojas que fue preservado en sílica gel. Se tomaron al azar 10 vainas por planta madre y se conservaron para su germinación evitando el ataque de insectos y hongos conservando las mismas en frío (-20 °C) hasta su uso.

La determinación de las muestras la realizó R. H. Fortunato y los ejemplares fueron

depositados en el herbario BAB (<https://sweetgum.nybg.org/science/ih/herbarium-list/?NamOrganisationAcronym=BAB>) del Instituto de Recursos Biológicos-INTA-BAB, Buenos Aires, Argentina (R.H. Fortunato 13313-R.H. Fortunato 13318). Las semillas fueron puestas a germinar de acuerdo a la metodología descrita por Saidman (1985), controlando la temperatura y humedad y registrando la planta de origen (familia) y vaina. Una vez ocurrida la germinación, se esperó hasta el día 5 (estado de cotiledones verdes) para realizar la extracción de ADN. Las semillas empleadas dentro de cada vaina y familia fueron elegidas al azar. Se analizaron un total de ocho semillas por familia correspondientes a cuatro frutos (48 individuos) y además seis plantas madres, resultando en un total de 54 individuos.

Extracción de ADN y amplificación de SSR

El ADN genómico total fue aislado en plantas adultas y progenie utilizando un kit comercial (DNeasy Plant Mini Kit-QIAGEN Inc., Valencia, CA, USA). La calidad del ADN fue revisada mediante electroforesis en gel de agarosa al 1% teñido con bromuro de etidio y su cantidad fue estimada por comparación utilizando un marcador de peso molecular con concentración conocida.

Se realizó la amplificación de cuatro *loci* microsatélites (SSR, del inglés Simple Sequence Repeats) mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) siguiendo la metodología descrita por Bessega *et al.* (2009, 2013). Los cebadores utilizados para genotipificar ambas cohortes fueron: MO08 y MO09 descritos por Mottura *et al.* (2005) y GL9 y GL12 desarrollados por Bessega *et al.* (2013) marcados con los fluoróforos FAM y HEX.

Las amplificaciones se llevaron a cabo en un volumen de reacción de 50 μ l, conteniendo entre 10 y 30 ng de ADN, 0,6 μ M de cada primer, 0,2 mM dNTPs, 0,3 U de taq DNA polimerasa Pegasus (PB-L Productos Bio-Lógicos SA, Buenos Aires, Argentina), 1,5 mM $MgCl_2$. Se utilizó un termociclador modelo T100 (Life Science Research, BioRad) con el siguiente perfil de ciclado: desnaturalización inicial a 94 °C por 5 minutos, seguida de 35 ciclos de desnaturalización a 94 °C por 45 seg, otros 45 seg a la temperatura específica de pegado del primer ($T_A = 58-59^\circ C$) y una extensión a 72 °C por 45 seg. Por último, un paso de extensión

final a 72 °C por 10 min. Los productos de PCR fueron corridos en un secuenciador automático por la empresa MacroGen Inc. (<https://dna.macrogen.com/>) y analizados utilizando GeneMarker versión 1.9 (SoftGenetics LLCTM, www.softgenetics.com). La lectura de cromatogramas permitió construir una matriz básica de datos incluyendo cuatro *loci* y 54 individuos correspondientes a dos cohortes (plantas madres y progenie).

Análisis de datos. Diversidad genética, índice de fijación y análisis molecular de la varianza (AMOVA)

La variabilidad genética fue cuantificada en ambas cohortes a través del número (A) y proporción (%) de alelos observados, riqueza alélica (A_r), heterocigosis observada y esperada (H_o y H_e) utilizando el paquete 'diveRcity' (Keenan *et al.*, 2013) del programa R (R Core Team, 2022). Con el mismo paquete se estimó además el índice de fijación (F_{IS}) descrito por Wright (1951).

Se realizó una Análisis Molecular de la Varianza (AMOVA), considerando los siguientes niveles jerárquicos: familia, fruto e individuo. Se evaluaron los componentes de varianza entre familias, entre frutos dentro de las familias y entre individuos dentro de los frutos. Se consideró la varianza dentro de los individuos como fuente de error. Se utilizó la función *poppr.amova* del paquete 'poppr' (Kamvar *et al.*, 2014) del programa R. La significación se obtuvo usando la función *randtest* del paquete 'ade4' (Chessel *et al.*, 2004; Dray & Dufour, 2007; Dray *et al.*, 2007), considerando 2000 permutaciones.

Sistema de fecundación

Se estimó la tasa de fecundación cruzada *multilocus* (t_m) y *singlelocus* (t_s), la correlación de t_m entre familias (r_f) y la correlación de tasas de paternidad (r_p) considerando tres niveles: global, entre frutos y dentro de frutos utilizando el programa MLTRwin (Ritland, 2002). Este programa considera el modelo de apareamiento mixto *multilocus* (Ritland & Jain, 1981), que asume que la progenie es derivada de apareamiento aleatorio por fecundación cruzada (t) o autofecundación (s). La endogamia biparental se estimó siguiendo a Ritland (1990) como $t_m - t_s$. El número efectivo de dadores de polen sobre las distintas plantas madres fue estimado utilizando la ecuación: $N_{ep} = 1/r_p$ del

modelo de apareamiento extendido (*sibling pair model*) (Ritland, 1989).

La proporción de los diferentes tipos de progenies posibles: SFS (hermanos completos por autofecundación), FS (hermanos completos), HS (medios hermanos) y SHS (medios hermanos por autofecundación y cruzamiento) (Squillace, 1974; Ritland, 1989), fue estimada teniendo en cuenta las tasas de fecundación cruzada (t_m) y autofecundación (s) siguiendo la propuesta de Sebbenn (2006). Se consideró que $P_{SFS} = s^2$, $P_{FS} = t_m^2 r_p$, $P_{HS} = t_m^2 (1-r_p)$, $P_{SHS} = 2st_m$.

Coancestrías, varianza del tamaño poblacional efectivo

Las coancestrías *multilocus* fueron calculadas para cada par de individuos utilizando el estadístico de Loiselle *et al.* (1995) con el programa SPAGeDi (Hardy & Vekemans, 2002). Se analizó la coancestría media de la progenie considerando: a) individuos no relacionados, b) individuos relacionados del mismo fruto, c) individuos relacionados de distinto fruto. Los mismos fueron comparados mediante el test no paramétrico de Wilcoxon (W) utilizando el paquete 'coin' (Hothorn *et al.*, 2008) del programa R.

Se calculó la coancestría promedio dentro de cada familia (Θ_f) considerando los individuos de cada familia por separado y a partir de ésta, se calculó en cada caso la varianza del tamaño poblacional efectivo (N_{ev}) de acuerdo a Cockerham (1969):

$$N_{ev} = \frac{0.5}{\theta_f \left(\frac{n-1}{n} \right) + \frac{1+F_0}{2n}}$$

siendo n el tamaño de la familia y F_0 el coeficiente de endogamia de la progenie.

Finalmente, el número de árboles semilleros (m) requeridos con propósitos de conservación y manejo se estimó como:

$$m = \frac{N_{referencia}}{N_{ev}}$$

donde $N_{referencia}$ corresponde a retener en la muestra un tamaño efectivo de 100 y N_{ev} es el valor promedio de la varianza del tamaño poblacional efectivo estimado (Sebbenn, 2006).

RESULTADOS

Diversidad genética, índice de fijación y análisis molecular de la varianza (AMOVA)

Para caracterizar la variabilidad genética se genotiparon cuatro *loci* SSR de las dos cohortes, plantas madres y progenie (Tabla 1). Todos los *loci* resultaron polimórficos, mostrando entre 4 y 6 alelos por *locus*, con un promedio de 4,5 alelos en la población adulta y 5 en la progenie. La proporción de alelos totales observados resultó algo mayor en la progenie que en las madres. La riqueza alélica varió entre 2,99 y 4,22, con valores medios de 3,78 y 3,66 respectivamente. La heterocigosis observada (H_o) fue mayor en la población adulta que en la progenie y esta diferencia puede considerarse significativa dada la falta de solapamiento en sus intervalos de confianza ($IC_{95\%}$). Sin embargo, la heterocigosis esperada (H_e) no difirió significativamente entre ambas generaciones. El índice de fijación (F_{IS}) resultó negativo en el caso de las plantas madres ($F_{IS} = -0,062$) y positivo en el caso de las progenies ($F_{IS} = 0,058$), aunque ambas estimas resultaron no significativas de acuerdo a sus intervalos.

Los componentes de la varianza molecular fueron analizados considerando los niveles jerárquicos: familia, fruto e individuo (Tabla 2). Solo la varianza entre familias resultó altamente significativa (17,8%, $p < 0,001$). La varianza entre frutos dentro de cada familia y varianza entre individuos dentro de cada fruto resultó muy baja (4,3%, $p = 0,064$) o nula ($p = 0,988$) respectivamente. La varianza dentro de los individuos fue muy alta (77,8%, $p = 0,082$).

Sistema de fecundación

Las tasas estimadas de fecundación cruzada *multilocus* (t_m) y *singlelocus* (t_s) resultaron altas (Tabla 3), sugiriendo bajos niveles de autofecundación que representan entre el 3,3 y 14,9%, según el estimador utilizado. La diferencia entre la tasas de exocruza ($t_m - t_s = 0,116$) fue baja pero significativa, indicando cierta proporción de apareamiento entre individuos emparentados (~12%). La correlación de t_m dentro de las familias (r_f) resultó negativa pero no significativa, sugiriendo falta de variación entre las tasas de exocruza de las familias evaluadas. La correlación de las tasas de paternidad (r_p) se evaluó a tres

Tabla 1. Estimaciones de variabilidad genética en plantas madres y progenie. Abreviaturas= N: número de individuos analizados, A: número de alelos observados, %: proporción de alelos totales observados, Ar: riqueza alélica, H_o : heterocigosis observada, H_E : heterocigosis esperada, $IC_{95\%}$: Intervalo de confianza al 95%, F_{IS} : índice de fijación, * $p < 0,05$.

	Locus	N	A	%	Ar	H_o [$IC_{95\%}$]	H_E [$IC_{95\%}$]	F_{IS} [$IC_{95\%}$]
Plantas madres	MO08	6	4	80	3,58	0,67	0,68	0,02
	MO09	6	5	83,33	4,22	0,67	0,75	0,111
	GL9	6	5	100	3,67	0,67	0,53	-0,263*
	GL12	6	4	80	3,64	0,83	0,71	-0,176
	Promedio	6	4,5	85,83	3,78	0,71 [0,68-0,74]	0,67 [0,63-0,71]	-0,062 [-0,369 – 0,151]
Progenie	MO08	44	4	80	2,99	0,59	0,56	-0,051
	MO09	44	6	100	4,18	0,45	0,74	0,385*
	GL9	45	5	100	3,49	0,71	0,57	-0,248*
	GL12	47	5	100	3,96	0,68	0,72	0,05
	Promedio	45	5	95	3,66	0,61 [0,59-0,63]	0,65 [0,64-0,66]	0,058 [-0,039 – 0,159]

Tabla 2. Análisis molecular de la varianza (AMOVA) considerando tres niveles jerárquicos (familia, fruto e individuo).

Fuente de variación	Grados de libertad	Varianza estimada	% Variación	p
Entre familias	5	0,264	17,83**	< 0,001
Frutos dentro de familias	18	0,064	4,33	0,064
Individuos dentro de frutos	24	0	0	0,988
Dentro de cada individuo	48	1,152	77,84	0,082

Tabla 3. Parámetros del sistema de fecundación en *P. flexuosa* del desierto de Atacama.

Parámetro	Estima (SD)	$IC_{95\%}$
Tasa de fecundación cruzada <i>multilocus</i> (t_m)	0,967 (0,107)	[0,938 - 0,996]
Tasa de fecundación cruzada <i>singlelocus</i> (t_s)	0,851 (0,078)	[0,830 - 0,872]
Endogamia biparental ($t_m - t_s$)	0,116 (0,069)	[0,098 - 0,134]
Correlación Tasas de fecundación cruzada (r_t)	-0,013 (0,592)	[-0,171 - 0,145]
Correlación Tasas de paternidad (r_p)		
Global	0,262 (0,127)	[0,228 - 0,296]
Entre frutos	0,158 (0,195)	[0,106 - 0,210]
Dentro de frutos	0,885 (0,182)	[0,836 - 0,934]
Número efectivo de dadores de polen (N_{ep})	3,817	

niveles: global, entre frutos, y dentro de frutos. En todos los casos, resultó significativamente mayor que cero. El 89% de las semillas tomadas de un mismo fruto corresponden a hermanos completos, y esta proporción decrece al 16%

cuando se consideran semillas de distintos frutos. El número efectivo de dadores de polen basado en la correlación de la tasa de paternidad global permite estimar que las plantas madres de las diferentes familias estarían siendo fecundadas por

aproximadamente 4 dadores de polen distintos ($N_{ep} = 3,8$).

Las progenies fueron principalmente constituidas por medios hermanos (HS) representando un 69%, seguido por un 24,5% de hermanos completos (FS). Solamente un 6,3% fueron medios hermanos por autofecundación y cruzamiento (SHS), mientras que los hermanos completos por autofecundación (SFS) fueron prácticamente nulos (0,1%).

Coancestrías, varianza del tamaño poblacional efectivo

Los niveles de coancestría fueron analizados teniendo en cuenta la relación que se da entre los diferentes individuos (Fig. 2). La coancestría promedio de los individuos de diferentes familias (no relacionados) fue cercana a cero ($\Theta = -0,034$) mientras que para los individuos de la misma familia fueron en promedio 0,234 y 0,181 para semillas del mismo o de diferente fruto, respectivamente. La diferencia entre las coancestrías promedio resultó significativa cuando se consideraron individuos no relacionados versus relacionados del mismo o de diferente fruto ($W = 3382$, $p < 3,4 \times 10^{-9}$ y

$W = 26306$, $p < 2,2 \times 10^{-16}$ respectivamente). La diferencia entre individuos relacionados fue no significativa $W = 1932$, $p = 0,356$).

El análisis de sistema de fecundación considerando las distintas familias individualmente se presenta en la Tabla 4. Los valores de t_m en todos los casos resultaron altos, sugiriendo hasta un 25% de autofecundación. Sin embargo, esta variación no debe ser considerada significativa de acuerdo al valor de r_t descrito anteriormente, que sugiere la misma tendencia de apareamiento en las distintas familias. El número de dadores de polen (N_{ep}) pudo ser estimado en cinco de las seis familias de acuerdo a las estimas positivas correspondientes de r_p . Estos valores resultan variables, oscilando entre 1 y 6,3 dadores de polen. La coancestría, estimada dentro de cada familia, varió entre $\Theta_f = 0,12$ y $\Theta_f = 0,27$. Como consecuencia, el promedio de la varianza del tamaño poblacional efectivo (N_{ev}) estimada a partir de las coancestrías fue de 2,28 y el número de árboles semilleros (m) necesarios para la colección de semillas, intentando retener en la muestra un tamaño efectivo de 100, se estimó en un mínimo de 34 plantas.

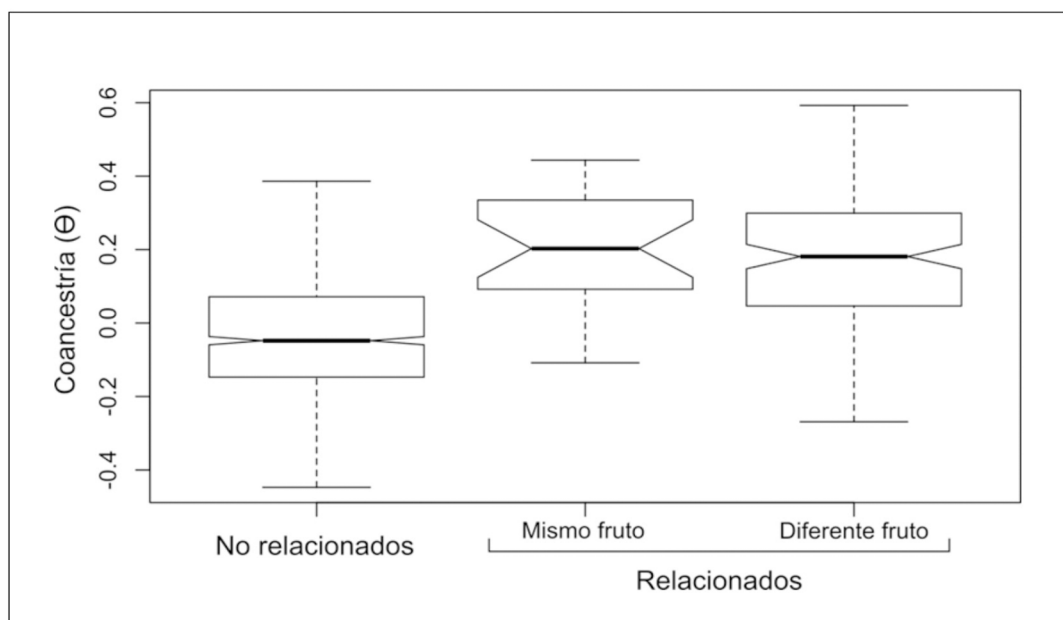


Fig 2. Box plot representando las coancestrías *multilocus* promedio estimadas en individuos no relacionados (distintas plantas madres) y relacionados (mismo fruto y distinto fruto).

Tabla 4. Estimaciones de tasa de exocruza *multilocus* (t_m) y correlación de paternidad (r_p) con su desvío estándar (SD), número efectivo de dadores de polen (N_{ep}), coancestría promedio dentro de cada familia (Θ_f), varianza del tamaño poblacional efectivo (N_{ev}) y número de árboles semilleros necesarios para colección de semillas si el objetivo de conservación es de un tamaño efectivo de 100 (m), considerando las distintas familias estudiadas.

Familia	t_m (SD)	r_p (SD)	N_{ep}	Θ_f	N_{ev}	m
QS80	1,041 (0,505)	0,159 (0,121)	6,289	0,120	2,927	34,16
QS81	0,842 (0,411)	0,266 (0,141)	3,759	0,181	2,228	44,88
QS82	1,200 (0,567)	0,321 (0,145)	3,115	0,266	1,673	59,77
QS83	1,200 (0,566)	0,999 (0,450)	1,001	0,267	1,667	59,98
QS84	0,750 (0,364)	0,210 (0,110)	4,762	0,182	2,220	45,05
QS85	1,200 (0,566)	–	–	0,118	2,949	33,91

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

La variabilidad genética y el sistema de fecundación fueron estudiados en una población situada en Quillagua, al oeste del río Loa en Atacama, un área de bosques reducidos, que se ven afectados por las condiciones naturales y antrópicas. Los resultados sugieren niveles altos de diversidad genética de acuerdo a las estimaciones de heterocigosis y riqueza alélica obtenidas en ambas cohortes ($H_E = 0,67$ y $0,65$; $Ar = 3,8$ y $3,7$). Cuando estas estimaciones son comparadas con las de *P. flexuosa* de la Reserva Ñacuñán, Mendoza, Argentina basadas en 8 *loci* microsatélites (Bessega *et al.*, 2017), las mismas resultan algo menores ($H_E = 0,80$ y $0,77$; $Ar = 10,3$ y $7,9$). Por el contrario, los resultados de heterocigosis son muy semejantes a las estimaciones obtenidas en poblaciones de la especie emparentada *P. alba* muestreadas en la Región Chaqueña de Argentina en la provincia de Santiago del Estero ($H_E = 0,65$) y Salta ($H_E = 0,69$) sobre la base de 12 *loci* SSR (Bessega *et al.*, 2016). La variabilidad genética resulta semejante también a la hallada en otras poblaciones del desierto de Atacama ($H_E = 0,59$ a $0,72$; $Ar = 2,7$ a $4,1$), aunque estas últimas poblaciones fueron evaluadas con 8 *loci* SSR y están constituidas por individuos de *P. alba*, *P. flexuosa* y *P. chilensis* coocurriendo en los oasis estudiados. Consecuentemente con la mayor diversidad de especies, es de esperar mayores niveles de variación genética (Bessega *et al.*, 2021). Por último, tres poblaciones de *P. chilensis* de la región Coquimbo (Chile) mostraron niveles algo

más bajos de variabilidad genética sobre la base de 5 *loci* SSR ($H_E = 0,5$) (Moncada *et al.*, 2019), aunque recientemente Contreras Díaz *et al.*, (2021) sobre la base de 7 *loci* SSR, describen niveles de variación para cuatro poblaciones de *P. chilensis* entre Chacabuco y San Felipe de Aconcagua (Chile) con niveles de H_o variando entre 0,57 y 0,64.

Una proporción significativa de las diferencias en la variación genética entre las especies de plantas forestales puede ser explicada por la variación en su historia de vida y características ecológicas (Hamrick *et al.*, 1981, 1992) y las comparaciones directas de los niveles de diversidad no son completamente adecuadas cuando no se usa el mismo marcador molecular ni se evalúa el mismo número de *loci*. Sin embargo, aquí las especies que se comparan tienen la misma forma de vida y corresponden en todos los casos a marcadores hipervariables del tipo microsatélites. Así, estas estimaciones sugieren que aunque la diversidad es alta, los niveles de variación en esta especie del Desierto de Atacama serían algo menores en relación a *P. flexuosa* de otras áreas. La riqueza alélica, por su parte, resulta menor en los estudios desarrollados en Atacama y podría explicarse parcialmente dado que Ar es un parámetro que tiende a responder más rápidamente a la fragmentación del ambiente en comparación con la heterocigosis (Keyhonbadi *et al.*, 2005; daSilva Carvahó, 2015; Bessega *et al.*, 2018). Es necesario considerar, sin embargo, que no se utilizaron los mismos SSR en todos los casos y que la población de plantas madres, con un número reducido de plantas adultas, podría no

estar mostrando aún las consecuencias genéticas de la fragmentación de hábitat en Atacama a través de las estimas de heterocigosis. Éste sería un proceso muy lento determinado por la gran longevidad de los árboles, que en algunos casos se estima en más de 100 años, tal como ha sido descrito para otras especies (Jump & Peñuelas, 2006).

En referencia al estudio diferenciado entre ambas cohortes, la diversidad genética de las plantas madres fue más alta y significativa de acuerdo a la heterocigosis observada ($H_o = 0,71$ vs $0,61$). Esta misma tendencia también se observa considerando la riqueza alélica ($Ar = 3,8$ vs $3,7$). Aquí, tanto H_o , H_E y Ar resultaron relativamente altos y mostraron niveles algo mayores de variabilidad genética en la población adulta. Nuestros resultados, aunque no significativos, señalarían una tendencia hacia un defecto de heterocigotas en la progenie ($F_{IS} = 0,058$) y un exceso en la población adulta ($F_{IS} = -0,062$). Esta observación puede ser relacionada directamente con el sistema de fecundación dado que el apareamiento entre individuos emparentados, es decir que se originan a partir de la autofecundación y/o el apareamiento entre parientes, puede dar lugar a un proceso conocido como depresión por endogamia que puede afectar la adaptación y el crecimiento de los individuos (Pereira *et al.*, 2020). Este proceso puede observarse en poblaciones de árboles ya que éstas son predominantemente de fecundación cruzada y altamente heterocigotas de modo tal que los alelos letales y los alelos recesivos deletéreos (o carga genética) se mantienen ocultos en los genotipos heterocigotas debido al cruzamiento. Sin embargo, tanto la autofecundación como el apareamiento entre parientes dan como resultado una mayor proporción de individuos homocigotas que favorece la expresión de la carga genética (Falconer & MacKay, 1996). Estimaciones de F_{IS} menores en plantas madres, respecto a los estimados en progenies, fueron también reportadas en base a marcadores isoenzimáticos, en otras poblaciones y especies de la sección *Algarobia* de *Prosopis* (Keys & Smith, 1994; Bessega *et al.*, 2000) y se sugirió que el cambio de las frecuencias genotípicas que ocurre entre una etapa y la otra podría estar siendo determinada selectivamente. Así, la observación de un exceso de homocigotas en la progenie, no observado en la población adulta, parece ser algo frecuente en las especies de la sección *Algarobia* que debiera ser estudiado más profundamente.

En cuanto al sistema de fecundación, las tasas de fecundación cruzada a nivel poblacional resultaron altas ($t_m = 0,97$, $t_s = 0,85$) con niveles de autofecundación que rondarían el 3% a 15%. Estas estimas son semejantes a otras especies de Leguminosas como *Robinia pseudoacacia* L., *Platypodium elegans* Vogel, *Erythrophleum fordii* Oliv., *Enterolobium cyclocarpum* (Jacq.) Griseb., *Acacia visco* Lorentz ex Griseb. y *A. woodmaniorum* Maslin & Buscumb, *Senegalia senegal* (L.) Britton, *Copaifera langsdorffii* Desf., *Myroxylon peruiferum* L. f. y *Ormosia hosiei* Hemsl. & E. H. Wilson estudiadas indirectamente mediante marcadores isoenzimáticos (Murawski & Hamrick, 1991; Rocha & Aguilar, 2001; Hufford & Hamrick, 2003; Yuan *et al.*, 2013; Zhu *et al.*, 2013), AFLPs (Pometti *et al.*, 2013) y microsatélites (Gonela *et al.*, 2013; Millar *et al.*, 2014; Omondi *et al.*, 2018; Silvestre *et al.*, 2018; Li *et al.*, 2022). Las altas tasas de fecundación cruzada dependen de varios factores como pueden ser la autoincompatibilidad, la protoginia y protandria, y la desventaja para prosperar que se puede producir en los individuos surgidos por autopolinización (Murawski & Hamrick, 1991; Hufford & Hamrick, 2003; Millar *et al.*, 2014; Li *et al.*, 2022).

Este resultado es similar al obtenido en otras especies de *Prosopis* basados también en marcadores microsatélites, aunque las estimas de exocruza son aquí levemente más bajas. Por ejemplo, en *P. alba* de Santiago del Estero (Bessega *et al.*, 2012) y *P. flexuosa* de la Reserva de Ñacuñán, Mendoza (Bessega *et al.*, 2017) la tasa de fecundación cruzada fue casi total ($t_m = 1$ y $t_s = 0,99$, respectivamente). Sin embargo, en todos los casos a pesar de que se observa una alta tasa de fecundación cruzada, los resultados indican la ocurrencia de endogamia biparental. De acuerdo a las estimas de t_m y t_s en Atacama, un 11,6% de los cruzamientos resultan del apareamiento de individuos emparentados. La ocurrencia de apareamiento entre individuos relacionados puede ser vinculada con el sistema de dispersión de la semilla de los “algarrobos”. El mismo implica el transporte de semillas mediado por animales, quienes toman los frutos y semillas, escarifican estas últimas en su tracto digestivo, y las depositan conjuntamente en sus heces, dando lugar al surgimiento de individuos emparentados a cortas distancias. Resultados similares pueden esperarse por el transporte asociado a los seres

humanos a través del acompañamiento de éstos por el ganado (McRostie, 2014; McRostie *et al.*, 2017; McRostie *et al.*, 2022). En particular, en ecosistemas riparianos del Desierto de Atacama, ambiente al que corresponde el sitio de muestreo, se describe en la actualidad la ocurrencia de roedores como *Phyllotis xanthopygus*, *Phyllotis magister*, *Abrothrix andinus*, *Mus musculus* y *Rattus norvegicus*, animales domésticos como ovejas, caballos y camélidos, y el zorro *Lycalopex culpaeus*, que podrían estar actuando en la dispersión de las semillas (Marquet *et al.*, 1998). Los “algarrobos” ofrecerían a los animales recompensas nutritivas para así obtener el beneficio del traslado de sus frutos y semillas. Los frugívoros, a través de la endozoocoria, movilizan grandes cantidades de semillas y las liberan de las capas del fruto, acelerando la germinación, desinfectándolas y depositándolas en conjunto para su germinación (Brown & Archer, 1988; Bessega *et al.*, 2012; Maldonado *et al.*, 2014; Campos & Velez, 2015).

El sistema de fecundación fue evaluado a través de la distribución de la variación genética, mediante un análisis jerarquizado considerando las familias, los frutos y los individuos. El AMOVA mostró que la variación que se da entre familias resulta significativa, mientras que la variación entre frutos dentro de cada familia o entre individuos dentro de cada fruto, no lo es. La mayor parte de la variación observada corresponde a la varianza residual (dentro de los individuos), dando cuenta de un alto nivel de heterocigosis. Los componentes de varianza genética tan bajos observados entre frutos de una familia o entre individuos de un mismo fruto podrían ser vinculados a los agentes de polinización naturales. Es sabido que la polinización en los “algarrobos” es mediada por insectos y que este tipo de polinización suele ajustarse a una distribución de tipo leptocúrtica (Levin & Kerster, 1974; Keys & Smith, 1994). Como consecuencia, los dadores de polen serán principalmente de plantas cercanas, y se espera poco transporte de polen a larga distancia, favoreciendo la diferenciación entre familias alejadas espacialmente.

El transporte de polen en *Prosopis* fue descrito a través de agentes dispersores como *Apis mellifera*, *Xylocopa splendidula*, *Caupolicana mendocina* quienes visitan diferencialmente las flores cuando éstas se encuentran abiertas y en estado receptivo (Simpson *et al.*, 1977; Genise *et al.*, 1990).

Comportamientos diferenciales se describen para los distintos agentes (Debandi *et al.*, 2002). En algunos casos, los dispersores se desplazarían poco dentro de una misma planta favoreciendo la transferencia de polen de una flor a la otra dentro del mismo individuo (cuando hay fuentes ricas de néctar) o alternativamente tenderían a visitar unas pocas flores en la misma planta y luego moverse a otra, favoreciendo el transporte de polen entre árboles cercanos. Ambos tipos de agentes son plausibles de acuerdo a los resultados obtenidos en el presente trabajo. En este sentido, de la evaluación de la proporción de hermanos completos se observa que la misma disminuye significativamente (de 89% al 16% en base a las estimas de r_p) cuando se analizan semillas del mismo fruto o de diferente fruto.

Aunque un número relativamente bajo de individuos por familia pueden dar lugar a estimas menos precisas de los parámetros del sistema de fecundación, se evaluó la estructura intrapoblacional mediante el análisis de parámetros de fecundación en cada una de las familias. Si bien las tasas de exocruza estimadas para cada familia no difieren significativamente, los valores presentados en cada caso muestran una marcada variación en los niveles de autofecundación. Estas diferencias podrían ser relacionadas con distintos factores, como la distribución espacial de las mismas, sincronización incompleta de períodos de floración y/o tamaños diferenciales de las copas tales como los descritos en las fabáceas *Ormosia hosiei* (Li *et al.*, 2022) y en *Hedysarum coronarium* L. (Louati-Namouchi *et al.*, 2000). En Quillagua, se encontraron cuatro familias con fecundación completamente cruzada, y dos con niveles importantes de autofecundación. Esta diferencia entre familias también se observó cuando se analizó el número de dadores de polen que estaría fecundando cada planta madre. En general, múltiples dadores de polen ocurrirían en cada una de las familias. La paternidad múltiple ha sido descrita como un modo de incrementar el tamaño efectivo de las poblaciones y consecuentemente mantener la variabilidad genética de las mismas cuando el número de adultos es reducido (Louati *et al.*, 2003). Aquí, son pocos los árboles muestreados dada la baja densidad de árboles adultos en el área, y el hecho de que cada planta madre esté recibiendo aportes de múltiples padres podría estar

señalando que dicha estrategia resulta ventajosa para sobrevivir en este ambiente adverso. Múltiples dadores podrían resultar beneficiosos al aumentar la diversidad en la oferta de polen dando lugar a la ocurrencia de descendencia genéticamente más diversa y mejorando así la capacidad adaptativa (Pannell & Labouche, 2013).

El alto número de dadores de polen en cada una de las familias fue analizado en relación a las estimas de coancestría obtenidas. Aquí, las coancestrías promedio estimadas para individuos relacionados fueron mucho mayores a la esperadas en una población con apareamiento aleatorio ($\Theta = 0,125$), confirmando que las progenies no están conformadas solamente por medios hermanos, sino que ocurren desvíos de los cruzamientos aleatorios. En línea con lo discutido anteriormente, este desvío observado puede explicarse por la ocurrencia de cruzamientos correlacionados, surgidos por ejemplo por los hábitos de los polinizadores y/o por la ocurrencia de cruzamientos entre individuos emparentados vinculados también al modo de dispersión de las semillas. Estos procesos podrían estar dando lugar a un aumento de la identidad por descendencia de los alelos dentro de las progenies, y consecuentemente brindando estimas de coancestría mayores y un N_{ev} estimado menor a los esperados.

Los resultados obtenidos en el presente trabajo tienen implicancia para el manejo de los recursos forestales. Los parámetros del sistema de fecundación evaluados en *P. flexuosa* resultan útiles para la conservación y manejo de este recurso en las distintas áreas de su distribución. Aquí se observa una población pequeña con altos niveles de variabilidad genética que muestra fecundación principalmente cruzada. Además, se detecta un defecto de heterocigotas en la etapa de semillas, apareamiento entre individuos emparentados y una proporción de medios hermanos cercana al 75% (69% HS + 6.3% SHS). La conservación de un recurso puede ser pensada tanto *ex situ* como *in situ*. En el primer caso, la toma de muestras implicaría coleccionar un número grande de genotipos suficientemente aislados de modo de evitar la endogamia y garantizar tamaños efectivos grandes (Sebbenn, 2006; Silvestre *et al.*, 2018). Bajo este escenario, de *P. flexuosa* de Quillagua, las semillas de entre 34 y 60 árboles debieran ser colectadas para conservar un tamaño

efectivo de 100, algo que por la naturaleza del sitio no resulta posible. Sin embargo, aun así, esta procedencia puede resultar interesante de conservar *ex situ* ya que podría estar adaptada a condiciones muy extremas y en ese caso la colección del material disponible debería realizarse de los árboles más distanciados posible (minimizando los niveles de individuos emparentados) y evitando tomar semillas de un mismo fruto (donde los hermanos completos rondan el 85%), maximizando la toma de distintos frutos (en donde los hermanos completos disminuyen notablemente hasta un 16%). Alternativamente, y dada la importancia que *P. flexuosa* representa para las comunidades que habitan en esta región (Martínez, 1998), puede sugerirse el establecimiento de nuevos materiales *in situ*. Para la rehabilitación de poblaciones disturbadas o muy reducidas, podría emprenderse la plantación de materiales para enriquecer la región utilizando fuentes coleccionadas de esta misma especie en otras regiones, aunque es un requisito realizar una evaluación previa de las consecuencias ecológicas que este movimiento de recursos podría implicar. Por último, un aporte significativo a tener en cuenta en el marco del Plan de Mejoramiento en el “algarrobo” es la determinación de la proporción de hermanos completos y medios hermanos en la población evaluada. Este hecho debiera ser considerado a futuro para ajustar las estimas de heredabilidad de los diferentes rasgos de importancia económica ya que se ha detectado una importante proporción de hermanos completos (~25%) que podrían sesgar las estimas si este efecto no es considerado.

Finalmente, los resultados obtenidos pueden ser pensados en relación a la estructura del paisaje. Si bien grandes distancias separan a las poblaciones del desierto, en cada sitio u oasis se desarrollan poblaciones pequeñas con una distribución espacial restringida a los flujos de agua. En este caso, la población estudiada se ubica en el margen oeste del río Loa y es posible distinguir dos parches algo distantes (200 m). Desde el punto de vista teórico es posible atribuir a la fragmentación del paisaje un efecto sobre el sistema de apareamiento y/o sobre el flujo de polen, que podrían ser observados, respectivamente, a través del aumento de las tasas de autofecundación y en favor de un aumento de la distancia de dispersión dada la poca densidad poblacional (Kikuchi *et al.*, 2015). Como se ha

descrito, la densidad de plantas o plantas con flor, la actividad de dispersores, el tamaño de los árboles adultos determinan indirectamente los patrones de fecundación (Hirao *et al.*, 2006; Li *et al.*, 2022). Resultados previos basados en la estima de dispersión del polen y estructura genética espacial en esta especie indicaron que recién a los 250 m se espera que los parches estén aislados y el efecto de la fragmentación sea significativo (Bessega *et al.*, 2017). En este sentido, los resultados presentados apoyan la idea de dispersores de semilla y polen a corta distancia mediado por pequeños mamíferos e insectos dando lugar a la estructura intra-poblacional observada. De acuerdo a las condiciones tan extremas del Desierto de Atacama, es posible esperar un limitado desarrollo de un gran número de agentes dispersores. Sin embargo, éstos resultados en *P. flexuosa* demuestran niveles de variación genética y una estrategia reproductiva que no difiere sustancialmente de lo descrito para otra población de esta especie que se desarrolla en la región del Monte en Argentina, en donde las condiciones climáticas serían más favorables y los herbívoros presentes están protegidos (Reserva Ñacuñán). Si bien aquí se detecta un nivel de autofecundación levemente mayor de acuerdo a las estimas de exocruza obtenidas y las estimas de variabilidad genética resultan un poco más bajas, los niveles de coancestría promedio estimados (entre individuos relacionados como no relacionados), las importantes proporciones estimadas de hermanos enteros en relación a medios hermanos, y los índices de paternidad múltiple se corresponden en ambas poblaciones de *P. flexuosa*. Por último, considerando que en este trabajo se evaluaron 6 familias y un número relativamente reducido de progenies por familias, mediante 4 *loci* y en un solo año, se sugiere repetir este estudio con un número más amplio de marcadores, aumentando el número de progenies por familias y años para confirmar los resultados.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

CB: diseño de la investigación; CB, CP, VMR, CS: toma de muestras, financiación; RF: Toma de muestras y determinación material biológico; CCH, CB: trabajo experimental, análisis de datos, elaboración de figuras; CCH, CP, VMR, RF, CS, CB: redacción y revisión del manuscrito.

AGRADECIMIENTOS

Queremos agradecer las contribuciones de quienes fueron jurado de la tesis de Licenciatura de la cual se desprende el presente trabajo. Asimismo, queremos agradecer el financiamiento recibido de la Agencia Nacional de Promoción Científica y Tecnológica (ANPCyT) (PICT-2020-01402 a CB), Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Tecnológicas (CONICET) (PIP 11220200100477CO a CP y CB), Universidad de Buenos Aires (UBA) (20020190200106BA a CB) y Agencia Nacional de Investigación y Desarrollo de Chile (ANyD) (NCS2022-024 a VMR).

BIBLIOGRAFÍA

- BARROS ASENJO, S. 2010. El género *Prosopis* valioso recurso forestal de las zonas áridas y semiáridas de América, Asia y África. *Ciencia & Investigación Forestal* 16: 91-127.
<https://doi.org/10.52904/0718-4646.2010.340>
- BESSEGA, C., L. FERREYRA, N. JULIO, S. MONTOYA, ... & J. C. VILARDI. 2000. Mating system parameters in species of genus *Prosopis* (Leguminosae). *Hereditas* 132: 19-27.
- BESSEGA, C., B. O. SAIDMAN, M. R. DARQUIER, M. EWENS, ..., & J. C. VILARDI. 2009. Consistency between marker- and genealogy-based heritability estimates in an experimental stand of *Prosopis alba* (Leguminosae). *Am. J. Bot.* 96: 458-465.
<https://doi.org/10.3732/ajb.0800074>
- BESSEGA, C., C. POMETTI, M. EWENS, B. O. SAIDMAN & J. C. VILARDI. 2012. Strategies for conservation for disturbed *Prosopis alba* (Leguminosae, Mimosoidae) forests based on mating system and pollen dispersal parameters. *Tree Genet. Genomes* 8: 277-288.
<https://doi.org/10.1007/s11295-011-0439-6>
- BESSEGA, C., C. POMETTI, J. T. MILLER, R. WATTS, ..., & J. C. VILARDI. 2013. New microsatellite *loci* for *Prosopis alba* and *P. chilensis* (Fabaceae). *Appl. Plant Sci.* 1: 1200324.
<https://doi.org/10.3732/apps.1200324>
- BESSEGA, C., C. POMETTI, M. EWENS, B. O. SAIDMAN & J. C. VILARDI. 2016. Fine-scale spatial genetic structure analysis in two Argentine populations of *Prosopis alba* (Mimosoideae) with different levels of ecological disturbance. *Eur. J.*

- Forest Res.* 135: 495-505.
<https://doi.org/10.1007/s10342-016-0948-9>
- BESSEGA, C., C. POMETTI, C. CAMPOS, B. O. SAIDMAN & J. C. VILARDI. 2017. Implications of mating system and pollen dispersal indices for management and conservation of the semi-arid species *Prosopis flexuosa* (Leguminosae). *For. Ecol. Manage.* 400: 218-227.
<https://doi.org/10.1016/j.foreco.2017.06.007>
- BESSEGA, C., C. POMETTI, R. P. LÓPEZ, D. LARREA-ALCÁZAR, ..., & J. C. VILARDI. 2018. Genetic variability and differentiation among *Prosopis alba* (Leguminosae) populations from dry valleys of Bolivia with different levels of human disturbance and altitude. *Ecol. Evol.* 8: 11309-11321.
<https://doi.org/10.1002/ece3.4610>
- BESSEGA, C., C. POMETTI, R. H. FORTUNATO, F. GREENE, ..., & V. MCROSTIE. 2021. Genetic studies of various *Prosopis* species (Leguminosae, Section *Algarobia*) co-occurring in oases of the Atacama Desert (northern Chile). *Ecol. Evol.* 11: 2375-2390. <https://doi.org/10.1002/ece3.7212>
- BROWN, J. R. & S. ARCHER. 1988. Woody plant seed dispersal and gap formation in a North American subtropical savanna woodland: the role of domestic herbivores. *Vegetatio* 73: 73-80.
<https://doi.org/10.1007/bf00031854>
- BURKART, A. 1976. A monograph of the genus *Prosopis* (Leguminosae subfam. Mimosoideae) (Part 1 and 2). Catalogue of the recognized species of *Prosopis*. *J. Arnold Arbor.* 57: 219-249 y 450-525.
- CALDERON, G., M. GARRIDO & E. ACEVEDO. 2015. *Prosopis tamarugo* Phil.: a native tree from the Atacama Desert groundwater table depth thresholds for conservation. *Revista Chilena de Historia Natural* 88: 18. <https://doi.org/10.1186/s40693-015-0048-0>
- CAMPOS, C. M. & R. A. OJEDA. 1997. Dispersal and germination of *Prosopis flexuosa* (Fabaceae) seeds by desert mammals in Argentina. *J. Arid Environ.* 35: 707-714. <https://doi.org/10.1006/jare.1996.0196>
- CAMPOS, C. & S. VELEZ. 2015. Almacenadores y frugívoros oportunistas: el papel de los mamíferos en la dispersión del algarrobo (*Prosopis flexuosa* DC) en el desierto del Monte, Argentina. *Ecosistemas* 24: 28-34. <https://doi.org/10.7818/ecos.2015.24-3.05>
- CAPPARELLI, A. 2007. Los productos alimenticios derivados de *Prosopis chilensis* (Mol.) Stuntz y *P. flexuosa* DC., Fabaceae, en la vida cotidiana de los habitantes del NOA y su paralelismo con el algarrobo europeo. *Kurtziana* 33: 1-19.
- CAREVIC, F. C., A. CAREVIC & J. DELATORRE. 2012. Historia natural del género *Prosopis* en la Región de Tarapacá. *Idesia* 30: 113-117.
- CASCANTE, A., M. QUESADA, J. J. LOBO & E. A. FUCHS. 2002. Effects of dry forest fragmentation on the reproductive success and genetic structure of the tree *Samanea saman*. *Conserv. Biol.* 16: 137-14.
- CENTRO DE ECOLOGÍA APLICADA. 2020. Informe Final Diagnóstico del caudal ambiental del río Loa, Región de Antofagasta. Código BIP 30130919-0. Gobierno Regional de Antofagasta, Antofagasta.
- CHESSEL, D., A. B. DUFOUR & J. THIOULOUSE. 2004. The ade4 package-I: One-table methods. *R News* 4: 5-10.
- CHIAPPA, E., R. VILLASENOR, H. TORO & R. COVARRUBIAS. 1997. Táctica reproductiva de *Prosopis* (Mimosaceae) y asociaciones ecológicas de sus polinizadores, en el desierto del norte de Chile. *Multequina* 6: 9-20.
- COCKERHAM, C. C. 1969. Variance of gene frequencies. *Evolution; Int. J. Organic Evol.* 23: 72-84.
<https://doi.org/10.1111/j.1558-5646.1969.tb03496.x>
- CONTRERAS, R., V. PORCILE & F. AGUAYO. 2018. Microsatellites reveal a high genetic differentiation among native *Geoffroea decorticans* populations in Chilean Atacama Desert. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 54: 225-240.
<https://doi.org/10.1111/j.1558-5646.1969.tb03496.x>
- CONTRERAS DÍAZ, R., M. GONZÁLEZ GONZÁLEZ, F. AGUAYO CRUCES, S. GACITÚA ARIAS & V. PORCILE SAAVEDRA. 2021. Análisis de diversidad y estructura genética de poblaciones de *Prosopis chilensis* entre las provincias de Chacabuco y San Felipe de Aconcagua, usando marcadores moleculares microsatélites. *Bosque* 42: 371-382.
<http://dx.doi.org/10.4067/S0717-92002021000300371>
- CONTRERAS, M. 2008. Chile. Dirección General de Aguas. Determinación de caudales ecológicos en cuencas con fauna ictica nativa y en estado de conservación. DGA. Departamento de Conservación y Protección de Recursos Hídricos.
- CONY, M. A. 1996. Genetic variability in *Prosopis flexuosa* D.C., a native tree of the Monte phytogeographic province, Argentina. *Forest Ecology and Management* 87: 41-49.
[https://doi.org/10.1016/s0378-1127\(96\)03839-x](https://doi.org/10.1016/s0378-1127(96)03839-x)
- DA SILVA CARVALHO, C. C., M. C. RIBEIRO, M. C. CORTES, M. GALLETI & R. COLLEVATTI. 2015. Contemporary and historic factors influence differently genetic differentiation and diversity in a

- tropical palm. *Heredity* 115: 216-224.
<https://doi.org/10.1038/hdy.2015.30>
- DEBANDI, G., B. E. ROSSI, J. ARANÍBAR, J. A. AMBROSETTI & I. E. PERALTA. 2002. Breeding system of *Bulnesia retama* (Gillies ex Hook & Arn.) Gris. (Zygophyllaceae) in the Central Monte Desert (Mendoza, Argentina). *J. Arid Environ.* 51: 141-152.
<https://doi.org/10.1006/jare.2001.0924>
- DRAY, S. & A. B. DUFOUR. 2007. The ade4 Package: Implementing the duality diagram for ecologists. *J. Stat. Softw.* 22:4.
<https://doi.org/10.18637/jss.v022.i04>
- DRAY, S., A. B. DUFOUR & D. CHESSEL. 2007. The ade4 Package-II: Two-table and K-table methods. *R News* 7: 47-52.
- FALCONER, D. S., & T. F. C. MACKAY. 1996. *Introduction to Quantitative Genetics*. 4th ed. Addison Wesley Longman, Harlow.
- GARCÍA, M., A. VIDAL, V. MANDAKOVIC, A. MALDONADO, ... & E. BELMONTE. 2014. Alimentos, tecnologías vegetales y paleoambiente en las aldeas formativas de la pampa del Tamarugal, Tarapacá (ca. 900 aC-800 dC). *Estudios Atacameños Arqueología y Antropología Surandina* 47: 33-58.
- GENISE, J., R. A. PALACIOS, P. S. HOC, R. CARRIZO, ..., & S. TORREGROSA. 1990. Observaciones sobre la biología floral de *Prosopis* (Leguminosae, Mimosoideae). II. Fases florales y visitantes en el distrito Chaqueño Serrano. *Darwiniana* 30: 71-85.
- GIUSTINA, L. D., A. B. BALDONI, H. TONINI, V. C. R. AZEVEDO, ..., & A. M. SEBBENN. 2018. Research Article Hierarchical outcrossing among and within fruits in *Bertholletia excelsa* Bonpl. (Lecythidaceae) open-pollinated seeds. *Genet. Mol. Res.* 17: gmr16039872.
<https://doi.org/10.4238/gmr16039872>
- GÓMEZ-SILVA, B. & R. A. BATISTA-GARCÍA. 2022. The Atacama desert: A biodiversity hotspot and not just a mineral-rich region. *Frontiers in Microbiology* 13: 812842.
<https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.812842>
- GONELA, A., A. M. SEBBENN, H. H. SORIANI, M. A. MESTRINER, ... & A. L. ALZATE-MARIN. 2013. Genetic diversity and mating system of *Copaifera langsdorffii* (Leguminosae/Caesalpinioideae). *Genet. Mol. Res.* 12: 569-580.
<https://doi.org/10.4238/2013.February.27.6>
- GUEVARA, A., C. V. GIORDANO, J. ARANIBAR, M. QUIROGA & P. E. VILLAGRA. 2010. Phenotypic plasticity of the coarse root system of *Prosopis flexuosa*, a phreatophyte tree, in the Monte Desert (Argentina). *Plant Soil* 330: 447-464.
<https://doi.org/10.1007/s11104-009-0218-4>
- GUTIÉRREZ, J. R., F. LÓPEZ-CORTES & P. A. MARQUET. 1998. Vegetation in an altitudinal gradient along the Río Loa in the Atacama Desert of northern Chile. *J. Arid Environ.* 40: 383-399.
<https://doi.org/10.1006/jare.1998.0462>
- HADDAD, N. M., L. A. BRUDVIG, J. CLOBERT, K. F. DAVIES, ..., & J. R. TOWNSHEND. 2015. Habitat fragmentation and its lasting impact on Earth's ecosystems. *Sci. Adv.* 1: e1500052.
<https://doi.org/10.1126/sciadv.1500052>
- HAMRICK, J. L., J. B. MILTON & Y. B. LINHART. 1981. Levels of genetic variation in trees: influence of life history characteristics. Gen. Tech. Rep. PSW-GTR-48. Berkeley, CA: Pacific Southwest Forest and Range Exp. Stn, Forest Service, U.S. Department of Agriculture. pp. 35-41.
- HAMRICK, J. L., M. J. GODT & S. SHERMAN-BROYLES. 1992. Factors influencing levels of genetic diversity in woody plant species. *New For.* 6: 95-124. <https://doi.org/10.1007/bf00120641>
- HARDY, O. J. & X. VEKEMANS. 2002. SPAGeDi: a versatile computer program to analyse spatial genetic structure at the individual or population levels. *Mol. Ecol. Notes* 2: 618-620.
- HIRAO, A. S., Y. KAMEYAMA, M. OHARA, Y. ISAGI & G. KUDO. 2006. Seasonal changes in pollinator activity influence pollen dispersal and seed production of the alpine shrub *Rhododendron aureum* (Ericaceae). *Mol. Ecol.* 15: 1165-1173.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2006.02853.x>
- HOTHORN, T., K. HORNIK, M. A. VAN DE WIEL & A. ZEILEIS. 2008. Implementing a class of permutation tests: The coin Package. *J. Stat. Softw.* 28: 1-23. <https://doi.org/10.18637/jss.v028.i08>
- HUFFORD, K. M., & J. L. HAMRICK. 2003. Viability selection at three early life stages of the tropical tree, *Platypodium elegans* (Fabaceae, Papilionoideae). *Evolution; International Journal of Organic Evolution* 57: 518-526.
<https://doi.org/10.1111/j.0014-3820.2003.tb01543.x>
- HUGHES, C. E., J. J. RINGELBERG, G. P. LEWIS & S. A. CATALANO. 2022. Disintegration of the genus *Prosopis* L. (Leguminosae, Caesalpinioideae, mimosoid clade). *PhytoKeys* 205: 147-189.
<https://doi.org/10.3897/phytokeys.205.75379>
- JUMP, A. S. & J. PEÑUELAS. 2006. Genetic effects of chronic habitat fragmentation in a wind-pollinated

- tree. *PNAS* 103: 8096-8100.
<https://doi.org/10.1073/pnas.0510127103>
- KAMVAR, Z. N., J. F. TABIMA & N. J. GRÜN WALD. 2014. Poppr: an R package for genetic analysis of populations with clonal, partially clonal, and/or sexual reproduction. *PeerJ* 2: e281.
<https://doi.org/10.7717/peerj.281>
- KEENAN, K., P. MCGINNITY, T. F. CROSS, W. W. CROZIER & P. A. PRODÖHL. 2013. diveRsity: An R package for the estimation and exploration of population genetics parameters and their associated errors. *Methods Ecol. Evol.* 4: 782-788.
<https://doi.org/10.1111/2041-210x.12067>
- KEYHONBADI, N., J. ROLAND, S. F. MATTER & C. STOBECK. 2005. Genetic differentiation and gene flow among populations of the alpine butterfly *Parnassius smintheus*, vary with landscape connectivity. *Mol. Ecol.* 14: 1897-1909.
- KEYS, R. N. & S. E. SMITH. 1994. Mating system parameters and population genetic structure in pioneer populations of *Prosopis velutina* (Leguminosae). *Am. J. Bot.* 81: 1013-1020.
<https://doi.org/10.1002/j.1537-2197.1994.tb15589.x>
- KIKUCHI, S., M. SHIBATA & H. TANAKA. 2015. Effects of forest fragmentation on the mating system of a cool-temperate heterodichogamous tree *Acer mono*. *Global Ecol. Conserv.* 3: 789-801.
<https://doi.org/10.1016/j.gecco.2015.04.005>
- LEVIN, D. A. & H. W. KERSTER. 1974. Gene Flow in Seed Plants. En: DOBZHANSKY, T., M. K. HECHT & W. C. STEERE (eds.), pp. 139-220. *Evolutionary Biology*. Springer, Boston.
https://doi.org/10.1007/978-1-4615-6944-2_5
- LI, F., H. CHEN, S. LIU, H. ZHANG & Z. ZHOU. 2022. Mating systems of single families and population genetic diversity of endangered *Ormosia hosiei* in South China. *Genes* 13: 2117.
<https://doi.org/10.3390/genes13112117>
- LOISELLE, B. A., V. L. SORK, J. NASON & C. GRAHAM. 1995. Spatial genetic structure of a tropical understory shrub, *Psychotria officinalis* (Rubiaceae). *Am. J. Bot.* 82: 1420-1425.
<https://doi.org/10.1002/j.1537-2197.1995.tb12679.x>
- LOUATI-NAMOUCHE, I., M. LOUATI & A. CHRIKI. 2000. Mating system and multiple paternity in *Hedysarum coronarium* L. (Fabaceae). *Agronomie* 20: 655-663. <https://doi.org/10.1051/agro:2000157>
- LOUATI, M., I. LOUATI-NAMOUCHE & A. CHRIKI. 2003. Genetic diversity, population structure and mating system in endemic *Hedysarum carnosum* Desf. (Fabaceae). *Plant Genet. Resour. News. (IPGRI/FAO)* 135: 33-39.
- LOWE, A. J., D. BOSCHER, M. WARD, C. F. E. BACLES & C. NAVARRO. 2005. Genetic resource impacts of habitat loss and degradation; reconciling empirical evidence and predicted theory for neotropical trees. *Heredity* 95: 255-273.
- MALDONADO, D. E., L. F. PACHECO & L. V. SAAVEDRA. 2014. Legitimidad en la dispersión de semillas de algarrobo (*Prosopis flexuosa*, Fabaceae) por zorro andino (*Lycalopex culpaeus*, Canidae) en el Valle de La Paz (Bolivia). *Ecología en Bolivia* 49: 93-97.
- MARQUET, P. A., F. BOZINOVIC, G. A. BRADSHAW, C. CORNELIUS, ..., & F. M. JAKSIC. 1998. Los ecosistemas del desierto de Atacama y área andina adyacente en el norte de Chile. *Rev. Chil. Hist. Nat.* 71: 593-617.
- MARTINEZ, J. L. 1998. Pueblos del chañar y el algarrobo: los Atacamas en el siglo XVII. DIBAM, Santiago.
- MCROSTIE, V. B. 2014. Arboricultura y silvopastoralismo en el Periodo Formativo (1400 a.C.-500 d.C.) de la Cuenca del Salar de Atacama. *Revista Chungara* 46: 543-557.
- MCROSTIE, V. B., E. M. GAYO, C. M. SANTORO, R. DE POL-HOLZ & C. LATORRE. 2017. The pre-Columbian introduction and dispersal of Algarrobo (*Prosopis*, Section Algarobia) in the Atacama Desert of northern Chile. *PLoS One* 12: e0181759.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0181759>
- MCROSTIE, V. B., F. GALLARDO, A. VIDAL & S. CROXATTO. 2019. Evidencias arqueobotánicas tempranas en el Oasis de Calama, el cementerio Topater 1 (Formativo medio, 500 a.C.-100 d.C., Desierto de Atacama, norte de Chile). *Darwiniana* 7: 16-38.
- MCROSTIE, V. B., P. BABOT, E. CALÁS, E. GAYÓ, ..., & D. VALENZUELA. 2022. Silvopastoralism and the shaping of forest patches in the Atacama Desert during the Formative Period (ca. 3000-1500 years BP). *The Holocene* 32: 1492-1502.
<https://doi.org/10.1177/09596836221122636>
- MILLAR, M. A., D. J. COATES & M. BYRNE. 2014. Extensive long-distance pollen dispersal and highly outcrossed mating in historically small and disjunct populations of *Acacia woodmaniorum* (Fabaceae), a rare banded iron formation endemic. *Ann. Bot.* 114: 961-971. <https://doi.org/10.1093/aob/mcu167>

- MONCADA, X., D. PLAZA, A. STOLL, C. PAYACAN, ..., & F. A. SQUEO. 2019. Genetic diversity and structure of the vulnerable species *Prosopis chilensis* (Molina) Stuntz in the Coquimbo Region, Chile. *Gayana Bot.* 76: 91-104. <https://doi.org/10.4067/s0717-66432019000100091>
- MOTTURA, M. C., R. FINKELDEY, A. R. VERGA & O. GAILING. 2005. Development and characterization of microsatellite markers for *Prosopis chilensis* and *Prosopis flexuosa* and cross-species amplification. *Mol. Ecol. Notes* 5: 487-489. <https://doi.org/10.1111/j.1471-8286.2005.00965.x>
- MURAWSKI, D. A., & J. L. HAMRICK. 1991. The effect of the density of flowering individuals on the mating systems of nine tropical tree species. *Heredity* 67: 167-174. <https://doi.org/10.1038/hdy.1991.76>
- NÚÑEZ, L. 1971. Secuencia y cambio en los asentamientos humanos de la desembocadura del río Loa, en el norte de Chile. *Boletín de la Universidad de Chile* 112: 3-25.
- NÚÑEZ, L. 1986. The evolution of a valley population and resources of Tarapacá over a millennium. En: MURRA J. V., N. WACHTEL & J. REVEL (eds.), *Anthropological History of Andean Polities*. pp. 23-34. Cambridge University Press, Cambridge.
- OMONDI, S. F., D. W. ODEE, G. O. ONGAMO, J. I. KANYA & D. P. KHASA. 2018. Mating patterns of the gum arabic tree (*Acacia senegal* synonym *Senegalia senegal*) in two different habitats. *New Forests* 49: 53-65. <https://doi.org/10.1007/s11056-017-9604-6>
- PALACIOS, R. A. 2006. Los Mezquites Mexicanos: Biodiversidad y Distribución Geográfica. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 41: 99-121.
- PANNELL, J. R. & A. M. LABOUCHE. 2013. The incidence and selection of multiple mating in plants. *Philos. Trans. R. Soc. London. Ser. B* 368: 20120051. <https://doi.org/10.1098/rstb.2012.0051>
- PEREIRA, L. C. S. M., E. V. TAMBARUSSI, M. O. BILIATI, K. MARTINS, ... & A. M. SEBBENN. 2020. Inbreeding depression from selfing and mating among relatives of *Hymenaea courbaril* L. *For. Ecol. Manage.* 475: 118414. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2020.118414>
- POMETTI, C. L., B. PIZZO, M. BRUNETTI, N. MACCHIONI, ... & B. O. SAIDMAN. 2009. Argentinean native wood species: Physical and mechanical characterization of some *Prosopis* species and *Acacia aroma* (Leguminosae; Mimosoideae). *Bioresour. Technol.* 100: 1999-2004. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2008.09.061>
- POMETTI, C. L., C. BESSEGA, J. C. VILARDI & B. O. SAIDMAN. 2013. Comparison of mating system parameters and genetic structure in three natural scenarios of *Acacia visco* (Leguminosae, Mimosoideae). *Plant Syst. Evol.* 299: 761-771. <https://doi.org/10.1007/s00606-013-0759-0>
- R CORE TEAM. 2022. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Disponible en: <https://www.R-project.org/>.
- RITLAND, K. 1989. Correlated matings in the partial selfer *Mimulus guttatus*. *Evolution; International Journal of Organic Evolution* 43: 848-859. <https://doi.org/10.1111/j.1558-5646.1989.tb05182.x>
- RITLAND, K. 1990. A series of FORTRAN computer programs for estimating plant mating systems. *J. Hered.* 81: 236-237. <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.jhered.a110982>
- RITLAND, K. 2002. Extensions of models for the estimation of mating systems using *n* independent loci. *Heredity* 88: 221-228. <https://doi.org/10.1038/sj.hdy.6800029>
- RITLAND, K. & S. JAIN. 1981. A model for the estimation of outcrossing rate and gene frequencies using *n* independent loci. *Heredity* 47: 35-52. <https://doi.org/10.1038/hdy.1981.57>
- ROCHA, O. J. & G. AGUILAR. 2001. Variation in the breeding behavior of the dry forest tree *Enterolobium cyclocarpum* (Guanacaste) in Costa Rica. *Am. J. Bot.* 88: 1600-1606. <https://doi.org/10.2307/3558404>
- ROIG, F. A. 1993. Aportes a la etnobotánica del género *Prosopis*. En: *Contribuciones Mendocinas a la quinta Reunión Regional para América Latina y el Caribe de la Red de Forestación del CIID*, pp. 99-121. Unidades de Botánica y Fisiología vegetal, IADIZA.
- RUHM, J., T. BÖHNERT, M. WEIGEND, F. F. MERKLINGER, ..., & F. LUEBERT. 2020. Plant life at the dry limit-Spatial patterns of floristic diversity and composition around the hyperarid core of the Atacama Desert. *PLoS One* 15: e0233729. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0233729>
- SAIDMAN, B. O. 1985. *El género Prosopis. Estudio de la variación alozímica*. Tesis Doctoral. Universidad de Buenos Aires, Argentina.
- SEBBENN, A. M. 2006. Sistema de reprodução em espécies arbóreas tropicais e suas implicações para a seleção de árvores matrizes para reflorestamentos ambientais. En: HIGA, A. R. & L. D. SILVA (eds.), *Pomar de sementes de espécies florestais nativas*, pp. 93-138. FUPEF, Curitiba.

- SILVESTRE, E. D. A., K. D. SCHWARCZ, C. GRANDO, J. B. DE CAMPOS, ..., & M. I. ZUCCHI. 2018. Mating system and effective population size of the overexploited Neotropical tree (*Myroxylon peruiferum* Lf) and their impact on seedling production. *J. Hered.* 109: 264-271. <https://doi.org/10.1093/jhered/esx096>
- SIMPSON, B. B., J. L. NEFF & A. R. MOLDENKE. 1977. *Prosopis* flowers as a resource. En: SIMPSON, B.B. (ed.), *Mesquite. Its biology in two desert scrub ecosystems*, pp. 84-105. US/IBP Synthesis Series 4, Hutchinson & Ross Inc, Dowden.
- SORK, V. L. & P. E. SMOUSE. 2006. Genetic analysis of landscape connectivity in tree populations. *Landscape Ecol.* 21: 821-836. <https://doi.org/10.1007/s10980-005-5415-9>
- SQUILLACE, A. E. 1974. Average genetic correlations among offspring from open-pollinated forest trees. *Silvae Genet.* 23: 149-156.
- TAMBARUSSI, E. V., D. H. BOSHIER, R. VENCOVSKY, M. L. M. FREITAS & A. M. SEBBENN. 2017. Inbreeding depression from selfing and mating between relatives in the Neotropical tree *Cariniana legalis* Mart. Kuntze. *Conserv. Gent.* 18: 225-234. <https://doi.org/10.1007/s10592-016-0896-4>
- TORRES, E. & J. ZAMBRANO. 2000. Hidrogeología de la provincia de Mendoza. En: ABRAHAM, E. M. & F. RODRÍGUEZ MARTÍNEZ (eds.), *Argentina: Recursos y problemas ambientales de la zona árida. Provincias de Mendoza, San Juan y La Rioja*, pp. 49-58. Junta de Gobierno de Andalucía- Universidades y Centros de Investigación de la Región Andina Argentina, Mendoza.
- TURLAND, N. J., J. H. WIERSEMA, F. R. BARRIE, W. GREUTER, ..., & G. F. SMITH (eds.). 2018. International Code of Nomenclature for algae, fungi, and plants (Shenzhen Code) adopted by the Nineteenth International Botanical Congress Shenzhen, China, July 2017. *Regnum Vegetabile* 159. Koeltz Botanical Books, Glashütten. <https://doi.org/10.12705/Code.2018>
- UGALDE, P. C., V. MCROSTIE, E. M. GAYO, M. GARCÍA, ..., & C. M. SANTORO. 2020. 13,000 years of socio-cultural plant use in the Atacama Desert of northern Chile. *Veg. Hist. Archaeobot.* <https://doi.org/10.1007/s00334-020-00783-1>
- VILARDI, J. C., B. O. SAIDMAN & R. A. PALACIOS. 1988. Muestreo según variabilidad. En: *Prosopis en Argentina. Documento preliminar elaborado para el I Taller Internacional sobre Recurso genético y conservación de germoplasma en Prosopis*. FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations) (eds.), pp. 119-124. Facultad de Ciencias Agropecuarias, UNC-FAO, PIRB, Córdoba.
- VILELA, A. & R. A. PALACIOS. 1998. Nueva clave para la identificación de especies sudamericanas del género *Prosopis* (Mimosaceae). *Arnaldoa* 5: 57-66.
- VILLAGRA, P. E., M. A. CONY, N. G. MANTOVÁN, B. E. ROSSI, ..., & L. MARONE. 2004. Ecología y manejo de los algarrobales de la Provincia Fitogeográfica del Monte. En: ARTURI, M. F. *et al.* (eds.), *Ecología y Manejo de Bosques Nativos de Argentina*. Editorial Universidad Nacional de La Plata, La Plata.
- WADT, L. H. O., A. B. BALDONI, V. S. SILVA, T. CAMPOS, ..., & A. M. SEBBENN. 2015. Mating system variation among populations, individuals and within and among fruits in *Bertholletia excelsa*. *Silvae Genet.* 64: 248-259. <https://doi.org/10.1515/sg-2015-0023>
- WRIGHT, S. 1951. The genetical structure of populations. *Ann. Eugenics* 15: 323-354.
- YUAN, C. Q., Y. F. LI, L. WANG, K. Q. ZHAO, ..., & Z. Y. ZHOU. 2013. Evidence for inbreeding depression in the tree *Robinia pseudoacacia* L. (Fabaceae). *Genet. Mol. Res.* 12: 6249-6256. <http://dx.doi.org/10.4238/2013.December.4.12>
- ZHU, P., Z. F. WANG, W. H. YE, H. L. CAO & S. THAVAMANIKUMAR. 2013. Preliminary studies on pollination and mating system of rare and endangered plant *Erythrophleum fordii* Oli. *J. Trop. Subtrop. Bot.* 21: 38-44.



CONTRIBUCIÓN DEL BANCO DE SEMILLAS DEL SUELO A LA RESTAURACIÓN DE AGROECOSISTEMAS Y FRAGMENTOS DE BOSQUES DEL ÉSPINAL (CÓRDOBA)

SOIL SEED BANK CONTRIBUTION TO THE RESTORATION OF AGROECOSYSTEMS AND FOREST FRAGMENTS IN THE ÉSPINAL (CÓRDOBA)

Melina S. Piacenza^{1*}, Guillermo Funes², María B. Naldini²,
María V. Palchetti² & Esteban Kowaljow²

1. Grupo de Estudios Ambientales (GEA) IMASL-CONICET-UNSL, San Luis, Argentina
2. Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal (IMBIV) CONICET-UNC, Córdoba, Argentina

*me.soledad.piacenza@mi.unc.edu.ar

Citar este artículo


PIACENZA, M. S., G. FUNES, M. B. NALDINI, M. V. PALCHETTI & E. KOWALJOW. 2024. Contribución del banco de semillas del suelo a la restauración de agroecosistemas y fragmentos de bosques del Espinal (Córdoba). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 199-219.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n2.43133>

Recibido: 26 Nov 2023

Aceptado: 22 May 2024

Publicado impreso: 30 Jun 2024

Editor: Juan Carlos Moreno Saiz

ISSN versión impresa 0373-580X

ISSN versión on-line 1851-2372

SUMMARY

Background and aims: The most substantial global land use change is the transformation of native ecosystems into agroecosystems, leading to loss of biodiversity and reduction of ecosystem services. Potentially, these degraded systems could be restored from their soil seed bank. Our aim was to assess species richness and density of the soil seed bank along a structural complexity gradient in agroecosystems and Espinal forest fragments. Furthermore, we compared species composition between the soil seed bank and established vegetation of the reference system to explore its potential for regeneration of native plant communities.

M&M: A structural complexity gradient was created from vegetation and soil structural variables from plots with different land uses to analyze seed bank variables.

Results: The highest richness was recorded in the pasture soil seed bank, followed by the forests. The highest density and similarity to the established vegetation of the reference system was registered in the forests. Herbaceous species predominated in all plots. With the exception of *Celtis tala*, seeds of dominant woody species from the reference system were not observed.

Conclusions: The pasture seed bank may be particularly relevant in the early stage of native forest restoration, especially if the aim is to reduce costs. However, the contribution of the seed bank to Espinal forests recovery in short to medium term is limited due to its low similarity to reference system.

KEYWORDS

Land use change, regeneration, secondary succession, dry forest, central Argentina.

RESUMEN

Introducción y objetivos: El cambio de uso del suelo más significativo a nivel mundial es la transformación de ecosistemas nativos en agroecosistemas, causando pérdida de biodiversidad y servicios ecosistémicos. Potencialmente, estos sistemas degradados podrían recuperarse a partir del banco de semillas del suelo. Nuestro objetivo fue evaluar la riqueza y densidad del banco de semillas en relación con un gradiente de complejidad estructural en agroecosistemas y fragmentos de bosques del Espinal, así como su potencial para regenerar especies nativas comparando su composición de especies con la vegetación establecida del sistema de referencia.

M&M: A partir de variables estructurales de vegetación y de suelo de parcelas con distintos usos de suelo, se construyó un gradiente de complejidad estructural sobre el cual se analizaron las variables del banco de semillas.

Resultados: El banco de semillas de la pastura registró la mayor riqueza, seguida por el de bosques. La mayor densidad del banco de semillas y similitud con la vegetación establecida del sistema de referencia la presentaron los bosques. Predominaron las especies herbáceas en todas las parcelas. A excepción de *Celtis tala*, no se observaron semillas de especies leñosas dominantes del sistema de referencia.

Conclusiones: El banco de semillas de la pastura puede contribuir en las primeras etapas de restauración, especialmente si se busca reducir los costos asociados a este proceso. Sin embargo, su aporte para recuperar los bosques nativos del Espinal en el corto o mediano plazo es limitado debido a su baja similitud con el sistema referencia.

PALABRAS CLAVE

Cambio en el uso del suelo, regeneración, sucesión secundaria, bosque seco, centro de Argentina.

INTRODUCCIÓN

En Argentina, desde la segunda mitad del siglo XX, se observa una tendencia a la expansión de la frontera agrícola a expensas de ecosistemas nativos y de espacios previamente ocupados por la ganadería (Viglizzo & Jobbágy, 2010). La provincia fitogeográfica Pampeana fue el primer sistema modificado por estos usos, seguida por las provincias fitogeográficas del Espinal y del Chaco (Guida Johnson & Zuleta, 2013; Garachana *et al.*, 2018). Entre las consecuencias ambientales y sociales vinculadas con este proceso se pueden mencionar la fragmentación del hábitat (Cabido *et al.*, 2018), la contaminación del suelo y de cursos de agua con pesticidas (Peruzzo *et al.*, 2008), además del desplazamiento hacia los centros urbanos de pequeños y medianos productores (Caro & Ceconello, 2020). La provincia fitogeográfica del Espinal, perteneciente al Dominio Chaqueño, se caracteriza por ser un bosque subtropical estacionalmente seco que se extiende en forma de arco por el centro y este de Argentina (Cabrera, 1976). En Córdoba, se encuentra en las llanuras del centro, este y sur de la provincia, donde los bosques y sabanas esclerofíticas dominados por especies del género *Neltuma*, junto con un estrato herbáceo dominado por gramíneas cespitosas, representan el tipo de vegetación potencial (Oyarzabal *et al.*, 2018). Sin embargo, estos bosques y sabanas se encuentran reducidos a fragmentos en su mayoría pequeños y aislados entre sí, inmersos en una matriz agrícola/ganadera y con distinto grado de invasión por especies no nativas (Giorgis & Tecco, 2014; Zeballos *et al.*, 2020). Actualmente representan menos del 4% de la extensión original de bosques del Espinal en Córdoba, de los cuales sólo el 1,05% está representado en áreas protegidas (Zeballos *et al.*, 2020). Este escenario ocasionó una alteración de los ciclos hidrológicos (Jobbágy *et al.*, 2008) que derivó en el afloramiento superficial del nivel freático, aumentando la frecuencia de inundaciones y el riesgo de salinización de los suelos (Houspanossian *et al.*, 2023). Estos efectos negativos, junto con la escasa representación del Espinal en áreas protegidas (Zeballos *et al.*, 2020), destacan la urgencia de encontrar estrategias de manejo alternativas. Por otro lado, el establecimiento del Plan Agroforestal (Ley Provincial 10467 sancionada en 2017) que exige a los propietarios de tierras tener especies arbóreas en al menos el 2% de

sus propiedades, resalta la necesidad de conciliar la producción agrícola/ganadera con la preservación de la estructura ecológica, la biodiversidad y los servicios ecosistémicos.

El banco de semillas del suelo (BSS) comprende todas las semillas viables que se encuentran en el suelo y en la broza (Simpson *et al.*, 1989; Csontos, 2007; Weerasinghe *et al.*, 2018). Estas semillas pueden proceder tanto de la vegetación establecida pasada (legado vegetal) o presente, como de la dispersión y/o lluvia de semillas desde comunidades cercanas (Bossuyt & Honnay, 2008; Wang *et al.*, 2020). El estudio del BSS en sistemas degradados es fundamental, ya que su presencia sugiere que el ambiente no ha atravesado sus umbrales bióticos, en términos de composición de especies vegetales, sus interacciones, dispersión de semillas y composición del BSS. Esta condición indica que el sistema todavía conserva su capacidad de recuperación (Cramer *et al.*, 2008; Ma *et al.*, 2019, 2021). De esta forma, el BSS puede tener especial importancia en procesos de restauración ecológica (restauración de aquí en adelante), debido a que puede determinar la trayectoria de la sucesión secundaria en ambientes degradados (Roberts, 1981; Bossuyt & Honnay, 2008) y jugar un rol importante como fuente de regeneración (Suding & Hobbs, 2009; Haussmann *et al.*, 2019; Florentine *et al.*, 2023). Dentro de las características del BSS que son relevantes en la regeneración de la comunidad vegetal, destacan su riqueza específica, densidad (número de semillas por m²) y, fundamentalmente, su similitud con la vegetación establecida (Funes *et al.*, 2001; Ma *et al.*, 2019). La riqueza y densidad del BSS pueden estar influenciadas por la historia de uso del suelo, principalmente en ambientes que han sido transformados en áreas agrícolas/ganaderas o agroecosistemas (Middleton, 2003; Dölle & Schmidt, 2009). Tanto en pasturas implantadas para ganadería (Maza Villalobos *et al.*, 2011) como en cultivos (Meave *et al.*, 2012; Pan *et al.*, 2020), el BSS es usualmente denso, con baja riqueza y compuesto principalmente por especies herbáceas mono- y dicotiledóneas. En los bosques, por lo general, la densidad y la riqueza del BSS son bajas (Thompson, 1978; Devlaeminck *et al.*, 2005; Souza de Paula *et al.*, 2023). Algunos estudios muestran una baja similitud en la composición de especies entre el BSS y la vegetación establecida debido principalmente a una aparición más frecuente de especies perennes en la

vegetación aérea, y de hierbas anuales, comúnmente ruderales, en el BSS (Hopfensperger, 2007; De Villiers *et al.*, 2003; Savadogo *et al.*, 2017). Aun cuando en numerosos trabajos se observó una baja similitud entre el BSS y la vegetación establecida, el estudio de esta relación permite establecer modelos de restauración adecuados al ambiente estudiado (Clewell & Aronson, 2007; McDonald *et al.*, 2016), a la vez que funciona como un indicador ecológico de la capacidad de recuperación de los ecosistemas (Ma *et al.*, 2019). En estudios de restauración, esta similitud debe ser abordada definiendo previamente una comunidad vegetal como sistema de referencia (Williams Linera *et al.*, 2016; Lipoma *et al.*, 2020). En este sentido, es deseable que la similitud sea alta, debido a que frecuentemente se busca recuperar especies que son características de la comunidad de referencia (Dölle & Schmidt, 2009).

En este trabajo nos propusimos: 1) evaluar el cambio en la riqueza de especies y densidad del BSS en relación con un gradiente de complejidad estructural en agroecosistemas y fragmentos de bosques del Espinal de la provincia de Córdoba y 2) determinar la similitud florística en la composición de especies entre el BSS y la vegetación establecida del sistema de referencia, la cual será utilizada como herramienta para evaluar el potencial uso del BSS como fuente de regeneración de especies nativas. Esperamos que la riqueza del BSS sea mayor a medida que aumente la complejidad estructural de los sistemas estudiados. También esperamos que la densidad no varíe significativamente en función del gradiente de complejidad estructural. Esto último se debe a la existencia de una compensación entre una mayor producción de semillas de especies ruderales en sistemas menos complejos y una mayor cantidad de especies, con diferentes estrategias de vida, que aportan semillas en sistemas más complejos. Por último, esperamos que la similitud entre el BSS y la vegetación establecida del sistema de referencia sea menor en sistemas menos complejos con respecto a los de mayor complejidad estructural.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El área de estudio pertenece a la Provincia Fitogeográfica del Espinal, distrito Algarrobal (Oyarzabal *et al.*, 2018). Se ubica en la porción

centro-este de la provincia de Córdoba (Argentina), cercana a las localidades de Alto Alegre y Cintra (Fig. 1). El clima del área es templado y húmedo (Lewis *et al.*, 2009), con una temperatura media entre los 10-14 °C durante el invierno y entre los 22-24 °C durante el verano, y una precipitación media anual de aproximadamente 800 mm, concentrada en los meses cálidos (Servicio Meteorológico Nacional. Atlas Climático Argentina, período 1991-2020).

Dentro del área se pueden identificar distintas clases de suelo definidas por características que determinan su aptitud productiva y su riesgo de degradación (IDECOR, 2020). Las clases predominantes en esta área son las VI y VII, las cuales poseen severas limitaciones para el cultivo debido a la acumulación de aguas de escorrentía, al drenaje interno pobre o impedido y a la elevada salinidad y alcalinidad sódica. Estos suelos son destinados principalmente al uso ganadero, en menor medida a la producción mixta (rotación entre cultivos de cereales/oleaginosas y pasturas implantadas para ganadería) y en algunos casos, a la agricultura de secano (cultivos de cereales/oleaginosas). El área de estudio corresponde al tipo de vegetación descrito como “Bosque de *Geoffroea decorticans* (Gillies ex Hook. & Arn.) Burkart” (Zeballos *et al.*, 2020), el cual se caracteriza por ser un bosque abierto con pastizales. Sus especies diagnósticas son *G. decorticans*, los pastos *Cynodon dactylon* (L.) Pers. y *Sporobolus spartinus* (Trin.) P.M. Peterson & Saarela, así como la hierba *Sida rhombifolia* L. Otras especies con alta constancia y cobertura son las leñosas *Celtis tala* Gillies ex Planch., *Vachellia caven* (Molina) Seigler & Ebinger y *Neltuma nigra* (Griseb.) C.E. Hughes & G.P. Lewis, y las gramíneas *Setaria lachnea* (Nees) Kunth y *Nassella hyalina* (Nees) Barkworth. Además, la palmera endémica *Trithrinax campestris* (Burmeist.) Drude & Griseb presenta su mayor cobertura relativa en este tipo de vegetación (Zeballos *et al.*, 2020). En función de la cobertura vegetal y del biotipo (forma de vida) dominante en los bosques, se pueden distinguir *a priori* bosques cerrados, abiertos y abiertos con arbustos. En la actualidad, la vegetación nativa ha sido reemplazada en gran medida por monocultivos de soja, maíz y trigo, que frecuentemente son incorporados en esquemas de rotación, siendo la secuencia trigo/maíz-soja la más común. También se han introducido especies forrajeras no nativas, como la alfalfa, para uso ganadero. Dentro de esta

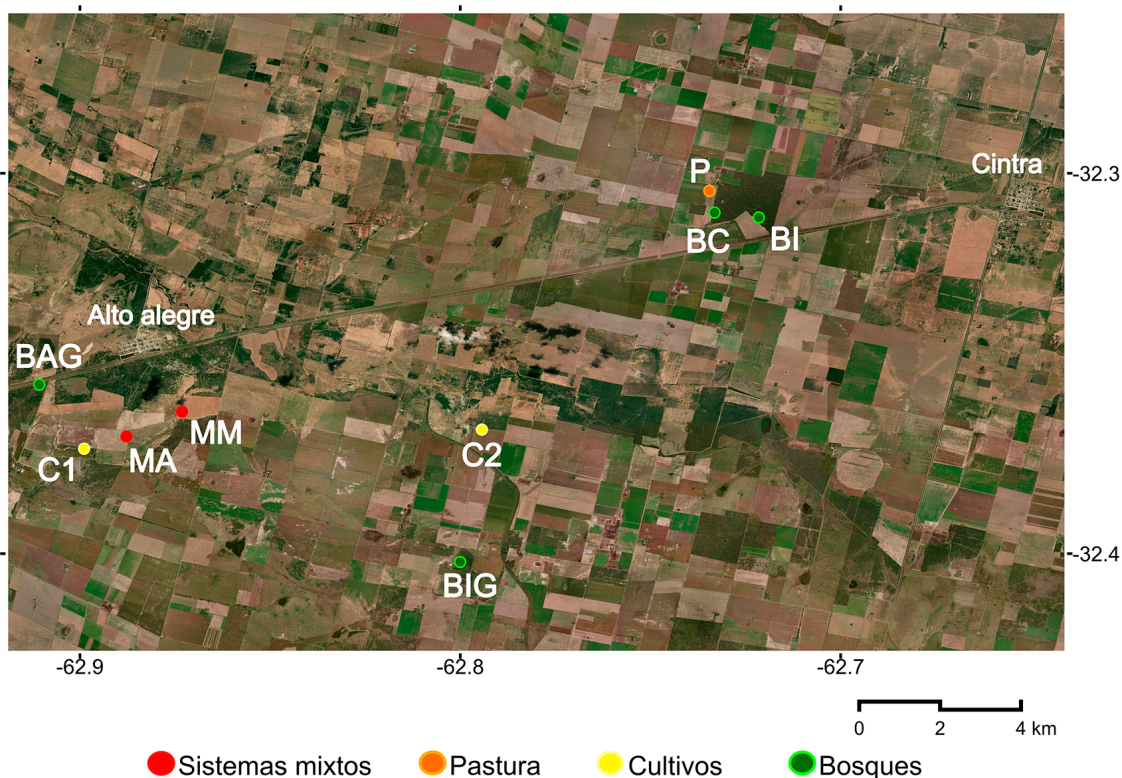


Fig. 1. Distribución de las parcelas con distinto uso de suelo seleccionadas. En rojo se muestran los sistemas mixtos (MA: sistema mixto con alfalfa; MM: sistema mixto con maíz), en anaranjado la pastura (P: pastura implantada con ganadería), en amarillo los cultivos (C1 y C2: cultivos de secano) y en verde los bosques (BAG: bosque abierto con ganadería; BC: bosque cerrado sin ganadería; BI: bosque de cobertura intermedia sin ganadería; BIG: bosque de cobertura intermedia con ganadería).

configuración de agroecosistemas, persisten algunos fragmentos de bosques aislados entre sí y ubicados en suelos poco productivos clasificados como clases VI y VII.

Diseño experimental

Se seleccionaron 9 parcelas circulares de 30 m de diámetro (706,9 m²) con distintos usos de suelo (Tabla 1, Fig. 1): una pastura implantada con ganadería (P); dos sistemas de uso mixto, es decir que incluyen rotación entre cultivos de secano y pastura implantada con ganadería (MM: mixto con maíz en el período del muestreo y MA: mixto con alfalfa en el período del muestreo); dos cultivos de secano (C1 y C2) y cuatro bosques (BAG: bosque abierto con ganadería, BC: bosque cerrado sin ganadería, BIG: bosque de cobertura

intermedia con ganadería y BI: bosque de cobertura intermedia sin ganadería). Se estimó la historia de uso de los últimos 40 años de cada parcela a partir del testimonio de los propietarios de las tierras. Debido a que el BSS puede variar según las características del suelo (Funes *et al.*, 2001; Meave *et al.*, 2012), las parcelas se ubicaron en suelos clase VI y VII que son los más representativos del área de estudio. En cada parcela se midieron las siguientes variables estructurales de vegetación y de suelo: altura máxima y porcentaje de cobertura del estrato herbáceo, arbustivo y arbóreo, porcentaje de cobertura de broza y de suelo desnudo, resistencia a la penetración del suelo, densidad aparente (variables del suelo relevantes para la densidad de semillas del BSS, Yang *et al.*, 2021) y contenido de carbono (C) orgánico del suelo. Se utilizó una

Tabla 1. Coordenadas geográficas, uso histórico (últimos 40 años), uso actual y clase de suelo de las parcelas seleccionadas.

Parcela	Coordenadas geográficas	Uso histórico	Uso actual	Clase de suelo
MA	32°22'9.10"S, 62°53'16.00"O	Cultivo de granos con siembra directa hasta 2015.	Cultivo de alfalfa como pastura implantada para ganadería en el periodo del muestreo del banco. Rotaciones: trigo/maíz y alfalfa como pastura implantada.	VII
MM	32°21'45.70"S, 62°52'23.30"O	Cultivo de granos con siembra directa hasta 2015.	Cultivo de maíz en el periodo del muestreo del banco. Rotaciones: trigo/maíz y alfalfa como pastura implantada.	VI
P	32°18'16.60"S, 62°44'4.30"O	Pastura. Desmonte aproximadamente 36 años atrás.	Ganadero con pastura implantada (alfalfa).	VI
C1	32°22'20.70"S, 62°53'56.10"O	Cultivo de granos con siembra directa.	Cultivo de maíz en el periodo del muestreo del banco. Rotaciones trigo-sorgo/soja-maíz.	VII
C2	32°22'2.60"S, 62°47'39.60"O	Cultivo de granos con siembra directa.	Cultivo de maíz en el periodo del muestreo del banco. Rotaciones trigo/soja-maíz.	VII
BIG	32°24'7.90"S, 62°48'0.20"O	Bosque de cobertura intermedia con ganadería bovina.	Bosque de cobertura variable con ganadería bovina por seis meses al año.	VII
BAG	32°21'20.00"S, 62°54'38.50"O	Bosque abierto.	Bosque abierto con ganadería bovina durante el verano.	VII
BI	32°18'41.80"S, 62°43'17.50"O	Bosque completamente desmontado hace aproximadamente 40 años. Recuperación progresiva a partir de 1989.	Bosque de cobertura intermedia sin ganadería.	VI
BC	32°18'37.20"S, 62°43'59.40"O	Bosque cerrado sin modificaciones significativas.	Bosque cerrado sin ganadería.	VI

pértiga telescópica para determinar la altura máxima de los estratos. Los porcentajes de cobertura fueron estimados visualmente. Estas variables se determinaron cada 1 m sobre una transecta de faja de 30 m de largo por 1 m de ancho en la temporada seca (octubre de 2019) y húmeda (febrero de 2020) para capturar la variabilidad estacional de la vegetación. La resistencia a la penetración en los 0-5 cm de profundidad del suelo fue registrada en 10 puntos por parcela utilizando un penetrómetro de golpes (modelo INTA Villegas), y la densidad aparente en los 0-10 cm de profundidad del suelo fue obtenida a partir de una muestra compuesta (5 submuestras) por el método del cilindro de volumen conocido (Robertson *et al.*, 1999). Por último, se recolectó una muestra compuesta (5 submuestras) de los 0-10 cm de profundidad del suelo para

determinar el contenido de C orgánico mediante la técnica de digestión húmeda de Walkley & Black (1934). Se realizó un análisis de componentes principales (ACP) para evaluar el agrupamiento/distribución de las parcelas según las variables de vegetación y de suelo medidas (Fig. 2). El Componente Principal 1 (CP1) explicó el 52,3% de la variabilidad total de los datos, encontrándose las variables resistencia a la penetración, densidad aparente y porcentaje de suelo desnudo hacia el lado negativo del eje, y las variables cobertura de broza, C orgánico y cobertura y altura del estrato herbáceo, arbóreo y arbustivo hacia el lado positivo del eje. Este CP1 se utilizó como gradiente de complejidad estructural, en donde valores más negativos del CP1 se asociaron a parcelas con menor complejidad estructural y valores más positivos se asociaron a

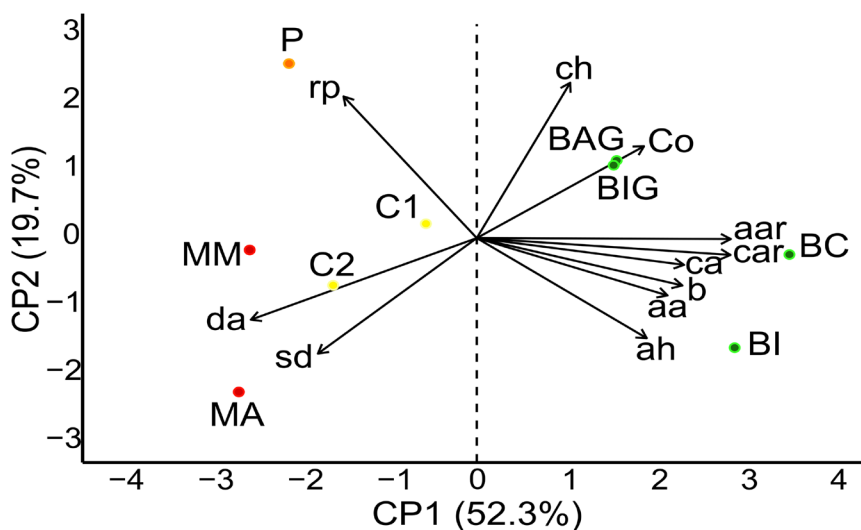


Fig. 2. Análisis de componentes principales con las variables de vegetación y suelo para las nueve parcelas seleccionadas. Abreviaturas= aa y ca: altura y cobertura del estrato arbustivo respectivamente; aar y car: altura y cobertura del estrato arbóreo respectivamente; ah y ch: altura y cobertura del estrato herbáceo respectivamente; b: porcentaje de cobertura de broza; Co: contenido de C orgánico del suelo; rp: resistencia a la penetración; da: densidad aparente; sd: porcentaje de suelo desnudo; MA: sistema mixto con alfalfa; MM: sistema mixto con maíz; P: pastura implantada con ganadería; C1 y C2: cultivos de secano; BAG: bosque abierto con ganadería; BC: bosque cerrado sin ganadería; BI: bosque de cobertura intermedia sin ganadería; BIG: bosque de cobertura intermedia con ganadería.

parcelas con mayor complejidad estructural. A partir del ACP, se eligió como sistema de referencia a la parcela de bosque BC la cual se ubicó en el extremo más positivo del CP1, asociado a valores más altos de altura y cobertura del estrato arbóreo y arbustivo, además de un mayor porcentaje de cobertura de broza. Este bosque presentó 44 especies vegetales (Tabla 2) de las cuales el 65,9% fueron herbáceas y el 11,4% arbustivas, enredaderas y arbóreas; según su origen, el 88,6% de las especies fueron nativas y el 6,8% no nativas (censo de vegetación realizado en marzo de 2022 por el grupo de trabajo, datos aún no publicados). Los valores que tomó el CP1 fueron utilizados como variable independiente en los diferentes análisis del BSS (ver análisis de datos).

Estudio del banco de semillas del suelo

El BSS se evaluó mediante el conteo y determinación de la identidad taxonómica de las plantas emergidas de muestras de suelo (Funes *et al.*, 2003). El muestreo del BSS se realizó en julio de 2019, luego de la lluvia de semillas estival/

otoñal con el fin de captar semillas de especies con estrategia tanto transitoria como persistente (Milberg, 1995, Funes *et al.*, 2003). Debido a la gran heterogeneidad que puede presentar el BSS en pocos metros cuadrados (Dalling, 2002) y a que la mayoría de las semillas se encuentran en los primeros 5 cm del perfil del suelo (Funes *et al.*, 2001), en cada parcela se tomó una muestra compuesta de los 0-5 cm de profundidad del suelo (10 submuestras tomadas aleatoriamente) incluyendo la broza (Ernst *et al.*, 2020). Para esto se utilizó un sacabocado de 10 cm de diámetro. Las muestras de suelo fueron refrigeradas a 5 °C durante 1 mes con el fin de romper la dormición que puedan presentar las semillas de algunas especies (Funes *et al.*, 2001). Las muestras fueron pasadas por un tamiz de 2 mm de abertura de malla para eliminar piedras y fragmentos vegetales que pudieran dificultar la emergencia de las plántulas (Funes *et al.*, 2003). Las semillas retenidas en el tamiz fueron devueltas a cada muestra. Posteriormente, se separaron 400 g de suelo de cada muestra compuesta de cada parcela

Tabla 2. Riqueza de especies en el BSS \pm error estándar, densidad de semillas en el BSS (semillas/m²) \pm error estándar y porcentaje de especies en cada parcela clasificadas por origen (nativa y no nativa), biotipo (herbáceas, arbustos, árbol y enredadera) y estrategia (ruderal y no ruderal). Los porcentajes se muestran redondeados a una sola cifra decimal y la sumatoria dentro de cada categoría (origen, biotipo y estrategia) no es igual a 100% porque no se incluyen las especies no identificadas.

	MA	MM	P	C2	C1	BIG	BAG	BI	BC	SR
Riqueza	7,5 \pm 0,8	9,2 \pm 1,7	16 \pm 1,7	7,7 \pm 0,6	6,7 \pm 0,7	13 \pm 1,1	11,1 \pm 1,2	14,7 \pm 1	13,8 \pm 1,2	44
Densidad	106,3 \pm 15	101,7 \pm 13,9	192,3 \pm 27,3	240 \pm 25,1	50,3 \pm 9,6	295,3 \pm 36,5	223,7 \pm 60,3	277 \pm 67,8	245,3 \pm 38,4	-
Origen										
No nativa	13,3	13,0	22,7	29,2	21,7	10,3	20,0	10,0	12,8	6,8
Nativa	70,0	78,3	63,6	62,5	69,6	79,5	68,6	76,0	74,4	88,6
Biotipo										
Herbácea	93,3	95,7	97,7	100,0	91,3	92,3	91,4	84,0	87,2	65,9
Arbusto	3,3	-	2,3	-	4,3	5,1	5,7	8,0	5,1	11,4
Árbol	-	-	-	-	-	-	2,9	2,0	2,6	11,4
Enredadera	-	-	-	-	-	-	-	2,0	5,1	11,4
Estrategia										
Ruderal	40,0	43,5	36,4	58,3	52,2	38,5	37,1	32,0	35,9	20,5
No ruderal	43,3	47,8	50,0	33,3	39,1	51,3	51,4	54,0	51,3	75,0

Referencias= MA: sistema mixto con alfalfa; MM: sistema mixto con maíz; P: pastura implantada con ganadería; C1 y C2: cultivos de secano; BAG: bosque abierto con ganadería; BC: bosque cerrado sin ganadería; BI: bosque de cobertura intermedia sin ganadería; BIG: bosque de cobertura intermedia con ganadería; SR: sistema de referencia.

y se colocaron en 10 bandejas plásticas de 15 x 20 cm sobre una capa de arena de 2 cm de espesor. Las bandejas (9 parcelas x 10 repeticiones= 90 bandejas) se colocaron en orden aleatorio en un invernadero donde fueron sometidas a las mismas condiciones controladas de luz (12 h), temperatura (25 °C) y humedad (regadas a capacidad campo cuando fue necesario) durante 8 meses. Además, se colocaron seis bandejas control (15 x 20 cm) sólo con arena, bajo las mismas condiciones, y se controló que no emergiera ninguna plántula, con el fin de evaluar el posible ingreso de semillas desde el exterior hacia el invernadero (Funes *et al.*, 2003). En el quinto mes del experimento, se mezcló el suelo de cada bandeja para asegurar una mayor cantidad de germinaciones. Cuando fue posible, las especies se identificaron desde el estadio de plántula y luego se extrajeron de sus respectivas bandejas. En otros casos, se requirió la obtención de flores y/o frutos para una correcta identificación. Para esto fue necesario trasplantarlas a recipientes individuales más grandes dentro del mismo invernadero. Cada planta extraída fue contabilizada. La identificación de especies se realizó con lupa y claves dicotómicas de familia, género y especie. Las especies dicotiledóneas no identificadas fueron nombradas como “dicoX” y las monocotiledóneas no identificadas como “monoX”, donde X corresponde a un número propio de cada especie (Tabla 3). Se consultó la versión *online* actualizada de la Flora Argentina (Pozner, 2015) para la nomenclatura de cada especie y su clasificación según su origen (nativas/no nativas), su biotipo (árbol, arbusto, herbácea o enredadera) y ciclo de vida (anual o perenne). Además, se clasificó a los individuos identificados a nivel de especie en ruderales y no ruderales. En este trabajo se consideró como especie ruderal o estrategia *r* a las especies con ciclo de vida anual y biotipo herbáceo o enredadera. Dentro de las no ruderales, se incluyen a todas las especies perennes arbóreas, arbustivas, herbáceas y enredaderas, con otros tipos de estrategias como competidoras y tolerantes al estrés (*sensu* Grime, 1979).

Análisis de datos

Se realizaron análisis de regresión lineal utilizando los valores del CPI del ACP como variable independiente (gradiente de complejidad estructural) y como variables dependientes la

riqueza específica del BSS por parcela (promedio de la cantidad de especies entre las 10 bandejas), la densidad de semillas del BSS por parcela (promedio de semillas germinadas entre las 10 bandejas incluyendo todas las especies y expresada en número de semillas por m²), el porcentaje de biotipos (hierbas, arbustos, árboles y enredaderas) y el porcentaje de especies ruderales/no ruderales. Además, se calculó la similitud en la composición de especies entre el BSS y la vegetación establecida del sistema de referencia utilizando el índice de Bray-Curtis (Bray & Curtis, 1957) con los datos de cobertura promedio de cada especie en la vegetación establecida del sistema de referencia y la abundancia relativa de cada especie en el BSS para evitar diferencias en las escalas de muestreo. Al ser un índice de disimilitud (Bray & Curtis, 1957), se procedió a calcular la similitud como la diferencia entre uno y el índice de Bray-Curtis. Esto fue expresado en porcentaje: 0% cuando no existió similitud entre la composición florística de las comunidades, es decir, el BSS y la vegetación establecida no comparten ninguna especie, y 100% cuando la similitud fue máxima. Por último, se hizo un análisis de regresión lineal entre el gradiente de complejidad estructural y el índice de Bray-Curtis como variable dependiente. Todos los análisis estadísticos se realizaron a un nivel de significancia de $p < 0,05$ en el *software* RStudio versión 2022.2.1.461 (RStudio Team, 2022). Se utilizaron los paquetes *stats* versión 4.1.3 (R Core Team, 2022) para las regresiones lineales, *ggplot2* versión 3.3.6 (Wickham, 2016) para la realización de figuras y *vegan* versión 2.6-2 (Oksanen *et al.*, 2022) para calcular el índice de disimilitud de Bray Curtis.

RESULTADOS

Generalidades del banco de semillas del suelo

En total se registraron 5197 semillas germinadas (17323,33 semillas/m²) y 99 especies (Tabla 3). Las especies identificadas pertenecieron a 32 familias, siendo Poaceae y Asteraceae las más representadas con 15 y 14 especies respectivamente, mientras que 15 familias estuvieron representadas por una especie. El porcentaje de especies nativas encontradas en el BSS superó el 62% en todas las parcelas, alcanzando el 79,5% en BIG (Tabla 2). Se

Tabla 3. Especies identificadas en el BSS con sus respectivas abundancias por parcela y valores de cobertura promedio por especie en el sistema de referencia (SR).

Familia	Especie	BT	CV	S	MA	MM	P	C2	C1	BIG	BAG	BI	BC	SR
Acanthaceae	<i>Dicliptera squarrosa</i> Nees	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4
	<i>Amaranthus hybridus</i> L.	h	an	nn	9	-	3	23	24	-	-	-	-	-
	<i>Iresine diffusa</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.	a	p	n	-	-	-	-	-	29	63	216	44	-
	<i>Chenopodium album</i> L.	h	an	nn	-	-	-	-	3	-	-	-	-	-
	<i>Chenopodium</i> sp.	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-
Amaranthaceae	<i>Dysphania ambrosioides</i> (L.) Mosyakin & Clemants	h	p	n	-	-	1	-	-	4	2	-	2	-
	<i>Holmbergia tweedii</i> (Moq.) Speg.	a	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	10
	<i>Schinus molle</i> (L.) Speg.	ar	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2
	<i>Visnaga daucoides</i> Gaertn.	h	an	e	-	-	15	-	-	-	-	-	2	-
	<i>Bowlesia incana</i> Ruiz & Pav.	h	an	n	-	-	10	-	-	-	-	-	-	-
Apiaceae	<i>Cyclosporum</i> cf. <i>uruguayense</i> (Mathias Constance) Constance	h	an	nn	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-
	<i>Araujia odorata</i> (Hook. & Arn.) Fontella & Goyder	e	p	n	-	-	-	-	-	-	-	1	-	1
	<i>Artemisia annua</i> L.	h	an	nn	-	-	-	-	-	-	-	22	-	-
	<i>Baccharis glutinosa</i> Pers.	h	p	n	1	-	-	-	-	108	17	42	27	5
	<i>Bidens subalternans</i> DC. var. <i>Subalternans</i>	h	an	n	-	-	-	-	-	-	-	1	-	1
Apocynaceae	<i>Chaptalia nutans</i> (L.) Pol.	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	9	2	1
	<i>Chrysolaena flexuosa</i> (Sims) H. Rob.	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
	<i>Chromolaena hirsuta</i> (Hook. & Arn.) R.M. King & H. Rob.	a	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
	<i>Conyza bonariensis</i> (L.) Cronquist var. <i>bonariensis</i>	h	an	n	4	2	7	-	-	-	-	-	2	-
	<i>Cotula australis</i> (Sieber ex Spreng.) Hook. f.	h	an	nn	1	33	20	1	-	-	-	1	-	-
Asteraceae	<i>Flaveria bidentis</i> (L.) Kuntze	h	an	n	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-
	<i>Gnaphalium americanum</i> (Mill.) Wedd.	h	an	n	-	-	1	-	1	1	-	-	-	-
	<i>Gnaphalium calviceps</i> (Fernald) Cabrera	h	an	n	-	-	-	-	-	-	-	3	-	-
	<i>Gnaphalium filagineum</i> (DC.) Cabrera	h	p	n	-	-	3	-	-	-	-	-	1	-
	<i>Gnaphalium pensylvanicum</i> (Willd.) Cabrera	h	an	n	45	100	154	140	140	35	33	214	193	49
Basellaceae	<i>Gnaphalium subfaucatum</i> (Cabrera) Cabrera	h	an	n	-	1	2	2	4	-	27	5	1	-
	<i>Pascalina glauca</i> Ortega	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
	<i>Pluchea sagittalis</i> (Lam.) Cabrera	h	p	n	-	10	-	-	-	196	-	4	-	-
	<i>Vernonia incana</i> Less.	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
	<i>Xanthium spinosum</i> L.	h	an	nn	-	-	1	-	-	-	3	-	-	-
Brassicaceae	<i>Anredera cordifolia</i> (Ten.) Steenis	e	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	1	8
	<i>Capsella bursa-pastoris</i> (L.) Medik.	h	an	nn	-	-	4	-	-	1	-	-	1	-
	<i>Lepidium diagraphum</i> L.	h	an	n	-	1	14	44	2	1	-	-	-	-

Familia	Especie	BT	CV	S	MA	MM	P	C2	C1	BIG	BAG	BI	BC	SR
Brassicaceae	<i>Rorippa mandonii</i> (E. Fourm.) Mart. Laborde	h	an	n	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Bromeliaceae	<i>Tillandsia capillaris</i> Ruiz & Pav.	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
Cactaceae	<i>Cereus forbesii</i> Otto ex C.F. Först.	ar	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
Campanulaceae	<i>Opuntia megapota mica</i> Arechav. var. <i>megapota mica</i>	a	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
Campanulaceae	<i>Wahlenbergia linearoides</i> (Lam.) A. DC.	h	p	n	3	2	4	-	5	-	-	22	-	-
Cannabaceae	<i>Celtis tala</i> Gillies ex Planch.	ar	p	n	-	-	-	-	-	-	2	4	2	50
Caryophyllaceae	<i>Paronychia brasiliensis</i> DC. var. <i>pubescens</i> Chaudhuri	h	p	n	-	-	21	-	-	-	-	-	-	-
Commelinaceae	<i>Spergylia platensis</i> (Cambess.) Shinnors var. <i>platensis</i>	h	an	n	22	46	11	-	-	-	4	-	-	-
Commelinaceae	<i>Commelinia erecta</i> L.	h	p	n	-	-	-	1	-	-	-	1	-	0,5
Convolvulaceae	<i>Dichondra microcalyx</i> (Hallier f.) Fabris	h	p	n	-	-	5	2	-	-	2	6	-	1
Convolvulaceae	<i>Ipomoea rubriflora</i> O'Donnell	e	an	n	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-
Convolvulaceae	<i>Ipomoea nil</i> (L.) Roth	e	an	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
Cyperaceae	<i>Carex bonariensis</i> Desf. ex Poir. var. <i>bonariensis</i>	h	p	n	-	-	-	-	-	35	18	6	26	1
Cyperaceae	<i>Cyperus aggregatus</i> (Willd.) Endl.	h	p	n	20	2	20	10	8	150	94	47	99	-
Cyperaceae	<i>Cyperus entrerianus</i> Boeck.	h	p	n	1	-	1	-	-	8	19	7	2	0,5
Cyperaceae	<i>Cyperus incomtus</i> Kunth	h	p	n	-	1	-	-	-	2	-	-	-	-
Cyperaceae	<i>Cyperus reflexus</i> Vahl	h	p	n	5	2	11	1	9	-	9	-	26	-
Cyperaceae	<i>Cyperus rotundus</i> L.	h	p	n	-	-	-	-	4	1	1	-	-	-
Cyperaceae	<i>Eleocharis</i> sp.	h	-	-	2	-	10	-	11	35	93	24	95	-
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia prostrata</i> Aiton	h	an	n	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia serpens</i> Kunth var. <i>serpens</i>	h	p	n	-	9	-	-	-	-	-	1	-	-
Fabaceae	<i>Geoffroea decorticans</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Burkart	ar	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Fabaceae	<i>Neltuma nigra</i> (Griseb.) C.E. Hughes & G.P. Lewis	ar	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	30
Iridaceae	<i>Sisyrinchium</i> sp.	h	-	-	1	-	8	-	-	-	3	-	1	-
Juncaceae	<i>Juncus tenuis</i> Willd. var. <i>tenuis</i>	h	p	n	-	-	2	-	-	-	-	1	-	0,5
Lamiaceae	<i>Cantinoa mutabilis</i> (Rich.) Harley & J.F.B. Pastore	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	10	-	-
Lamiaceae	<i>Lamium amplexicaule</i> L.	h	an	nn	-	-	-	3	-	-	-	-	-	-
Lythraceae	<i>Heimia salicifolia</i> (Kunth) Link	a	p	n	1	-	15	-	10	7	2	4	4	-
Lythraceae	<i>Malvastrum coromandelianum</i> (L.) Garcke	a	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
Lythraceae	<i>Modiolastrum gilliesii</i> (Steud.) Krapov.	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Malvaceae	<i>Pseudabutilon</i> sp.	h	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5
Malvaceae	<i>Sida rhombifolia</i> L.	h	an	n	-	-	-	-	-	33	-	2	82	60
Malvaceae	<i>Sida spinosa</i> L.	h	an	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Molluginaceae	<i>Mollugo verticillata</i> L.	a	p	n	-	-	-	-	-	-	-	1	1	-
Orobanchaceae	<i>Agalinis communis</i> (Cham. & Schltdl.) D'Arcy	a	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Familia	Especie	BT	CV	S	MA	MM	P	C2	C1	BIG	BAG	BI	BC	SR
Oxalidaceae	<i>Oxalis conorrhiza</i> Jacq.	h	p	n	1	4	3	5	5	1	3	4	1	-
Petiveriaceae	<i>Rivina humilis</i> L.	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
	<i>Callitriche terrestris</i> Raf. subsp. <i>subsessilis</i> (Fassett) Bacigalupo	h	an	n	-	-	-	-	-	2	5	5	21	-
	<i>Nuttallanthus canadensis</i> (L.) D.A. Webb	h	p	nn	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-
Plantaginaceae	<i>Plantago tomentosa</i> Lam.	h	p	n	1	4	60	-	-	-	1	-	-	-
	<i>Scoparia montevidensis</i> (Spreng.) R.E. Fr.	h	p	n	2	-	7	-	-	-	1	-	10	-
	<i>Sternodia verticillata</i> (Mill.) Hassl.	h	an	n	-	-	-	-	-	2	-	11	-	-
	<i>Veronica peregrina</i> L.	h	an	nn	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-
	<i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers.	h	p	nn	5	39	22	-	-	56	25	5	-	-
	<i>Digitaria ciliaris</i> (Retz.) Koeler	h	an	n	5	2	-	8	-	3	9	1	6	-
	<i>Diplachne fusca</i> (L.) P. Beauv. ex Roem. & Schult.	h	p	n	8	2	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Eleusine indica</i> (L.) Gaertn.	h	an	nn	-	-	35	1	6	-	5	-	-	-
	<i>Eragrostis pilosa</i> (L.) P. Beauv.	h	an	nn	-	-	3	-	9	-	19	1	3	-
	<i>Hordeum stenostachys</i> Godr.	h	p	n	-	-	-	1	-	1	-	-	-	-
	mono14	h	-	-	6	1	-	-	-	-	-	15	11	-
	mono3	h	-	-	127	-	6	340	-	13	3	1	4	-
Poaceae	mono60	h	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-
	mono70	h	-	-	-	-	-	-	-	-	1	2	-	-
	mono77	h	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-
	mono78	h	-	-	-	-	3	-	-	20	-	23	1	-
	<i>Nassella hyalina</i> (Nees) Barkworth	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3
	<i>Paspalum dilatatum</i> Poir.	h	p	n	-	-	7	-	-	3	-	2	-	-
	<i>Setaria lachnea</i> (Nees) Kunth	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
	<i>Setaria oblongata</i> (Griseb.) Parodi	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
	<i>Setaria pampeana</i> Parodi ex Nicora	h	p	nn	-	-	-	2	-	-	-	1	1	-
	<i>Setaria parviflora</i> (Poir.) Kerguelen	h	p	n	-	-	-	-	1	-	6	-	4	0,5
Polygalaceae	<i>Polygala</i> sp.	h	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
Polygonaceae	<i>Polygonum punctatum</i> Elliott	h	an	n	-	-	-	-	-	36	-	-	1	-
	<i>Polygonum stypticum</i> Cham. & Schitdl.	h	an	n	-	-	-	-	-	2	-	-	-	0,5
Portulacaceae	<i>Portulaca cryptopetala</i> Speg.	h	an	n	-	-	-	-	1	5	1	-	2	-
	<i>Portulaca oleracea</i> L.	h	an	nn	16	-	-	9	1	-	-	-	1	0,5
Ranunculaceae	<i>Clematis montevidensis</i> Spreng.	e	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
	<i>Borreria spinosa</i> Cham. & Schitdl. ex DC.	h	p	n	-	-	5	-	-	1	-	-	2	-
Rubiaceae	<i>Galium richardianum</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Endl. ex Walp.	h	an	n	2	-	-	-	-	2	-	8	-	0,5
	<i>Richardia stellaris</i> (Cham. & Schitdl.) Steud.	h	p	n	-	-	2	-	-	-	-	1	-	-

Familia	Especie	BT	CV	S	MA	MM	P	C2	C1	BIG	BAG	BI	BC	SR
Sapindaceae	<i>Cardiospermum halicacabum</i> L.	e	an	nn	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5
Scrophulariaceae	<i>Verbascum virgatum</i> Stokes	h	an	nn	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Calibrachoa parviflora</i> (Juss.) D'Arcy	h	an	n	1	22	-	2	-	-	-	-	-	-
	<i>Cestrum parqui</i> L'Hér.	a	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3
	<i>Nicotiana longiflora</i> Cav.	h	p	n	2	6	2	2	1	31	13	21	16	-
	<i>Petunia axillaris</i> (Lam.) Britton, Stern & Poggenb. subsp. <i>parodii</i> (Steere) Cabrera	h	an	n	-	-	4	11	-	-	-	-	-	-
Solanaceae	<i>Salpichroa origanifolia</i> (Lam.) Baill.	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2
	<i>Sclerophylax spinescens</i> Miers	h	an	n	3	13	-	-	-	-	-	-	-	-
	<i>Solanum chenopodioides</i> Lam.	h	an	n	-	-	-	-	-	13	-	1	132	0,5
	<i>Solanum sisymbriifolium</i> Lam.	h	p	n	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-
	<i>Solanum americanum</i> Mill.	h	p	n	-	-	-	-	-	4	-	-	-	-
	<i>Solanum</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-
Talinaceae	<i>Talinum paniculatum</i> (Jacq.) Gaertn.	h	p	nn	-	-	-	-	-	12	1	-	41	0,5
Urticaceae	<i>Parietaria debilis</i> G. Forst.	h	an	nn	-	2	-	102	-	24	1	72	11	-
	<i>Glandularia venturii</i> (Moldenke) Botta	h	p	n	-	-	6	-	-	-	-	1	-	-
	<i>Verbena gracilescens</i> (Cham.) Herter var. <i>gracilescens</i>	h	p	n	-	-	23	-	1	3	-	-	-	-
Verbenaceae	<i>Verbena litoralis</i> Kunth var. <i>litoralis</i>	h	p	n	-	-	15	-	-	3	-	6	1	-
	<i>Verbena montevidensis</i> Spreng.	h	p	n	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Violaceae	<i>Pombalia parviflora</i> (Mutis ex L.f.) PaulaSouza	h	an	n	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-
No identificada	dico64	-	-	-	21	-	25	-	8	-	-	9	-	-
	dico85	-	-	-	-	-	-	-	-	4	-	-	-	-

Referencias= BT: biotipo (h: hierba, a: arbusto, e: enredadera, ar: árbol); CV: ciclo de vida (p: perenne, an: anual); S: status para Argentina (n: nativa, nn: no nativa); MA: sistema mixto con alfalfa; MM: sistema mixto con maíz; P: pastura implantada con ganadería; C1 y C2: cultivos de secano; BAG: bosque abierto con ganadería; BC: bosque cerrado sin ganadería; BI: bosque de cobertura intermedia sin ganadería; BIG: bosque de cobertura intermedia con ganadería; SR: sistema de referencia.

encontró una dominancia de especies herbáceas en el BSS de todas las parcelas (Tabla 2), observándose mayor proporción de éstas en agroecosistemas que en bosques ($R^2= 0,66$; $p= 0,008$). En relación con las especies leñosas, sólo estuvo presente la arbórea *C. tala* en el BSS de BI, BAG y BC y como especies arbustivas se encontraron a *Heimia salicifolia* Link (en BAG, BC, BI, BIG, MA, P y C1), *Iresine diffusa* Humb. & Bonpl. ex Willd. (en BC, BI, BAG y BIG), *Sida spinosa* L. (en BI) y *Agalinis communis* (Cham. & Schldl.) D'Arcy (en BI, Tabla 3). Por otro lado, si bien la cantidad de especies ruderales fue mayor en C1 y C2 (Tabla 2), ésta no fue significativamente diferente a lo largo del gradiente de complejidad estructural ($R^2=0,25$; $p=0,17$), ocurriendo lo mismo con las no ruderales ($R^2=0,34$; $p=0,1$).

Riqueza y densidad del banco de semillas del suelo

No se encontró una relación estadísticamente significativa entre la riqueza de especies del BSS y el gradiente de complejidad estructural ($R^2= 0,275$; $p= 0,147$). La mayor cantidad de especies fue registrada en P (16 especies $\pm 1,7$), seguida por la de los bosques (Fig. 3A, Tabla 2).

No se encontró una relación estadísticamente significativa ($R^2= 0,438$; $p= 0,052$) entre la densidad de semillas del BSS y el gradiente de complejidad estructural. La mayor densidad registrada pertenece a BIG (295,3 $\pm 36,5$), mientras que la menor corresponde a C1 (50,3 semillas $\pm 9,6$; Fig. 3B, Tabla 2).

Similitud entre el banco de semillas y la vegetación establecida del sistema de referencia

La similitud entre la composición de especies

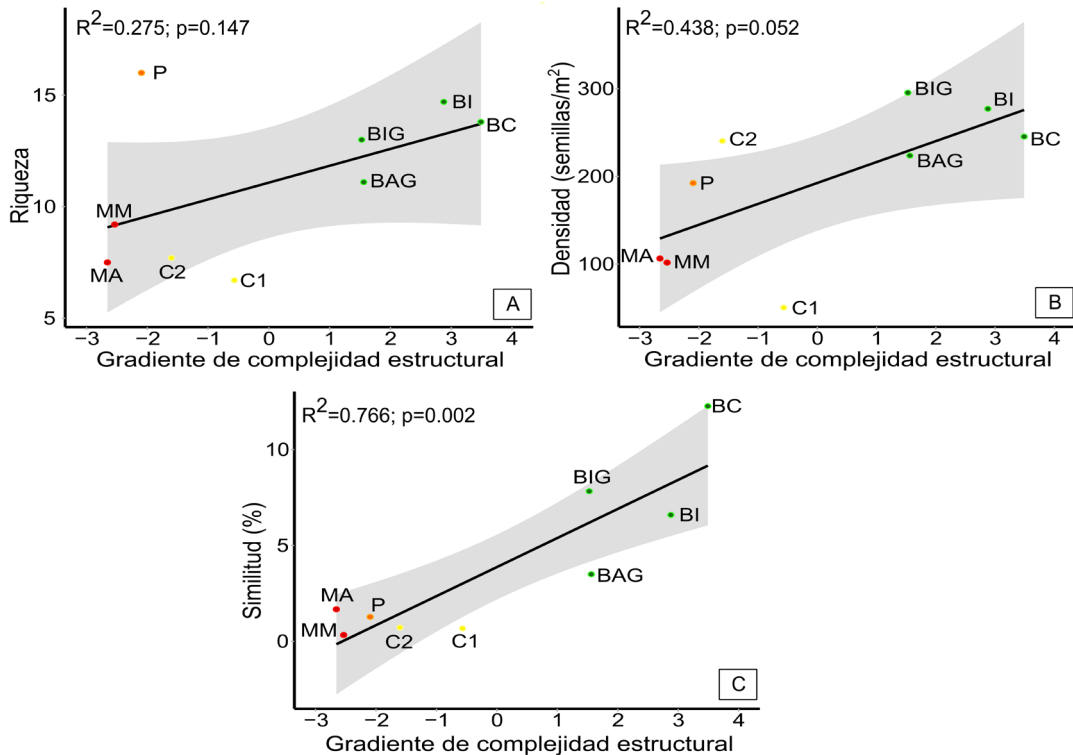


Fig. 3. Regresiones lineales utilizando los valores del CP1 del ACP como variable independiente y la riqueza, densidad y porcentaje de similitud como variables dependientes. **A:** riqueza de especies en el BSS. **B:** densidad de semillas en el BSS (semillas/m²). **C:** porcentaje de similitud en la composición de especies entre el BSS y la vegetación establecida del sistema de referencia. El área sombreada en color gris muestra el error estándar asociado al modelo de regresión lineal. Abreviaturas= MA: sistema mixto con alfalfa; MM: sistema mixto con maíz; P: pastura implantada con ganadería; C1 y C2: cultivos de secano; BAG: bosque abierto con ganadería; BC: bosque cerrado sin ganadería; BI: bosque de cobertura intermedia sin ganadería; BIG: bosque de cobertura intermedia con ganadería.

del BSS y la vegetación establecida del sistema de referencia fue baja, registrándose valores entre 0,3% y 12,3% (Fig. 3C). En el gradiente de complejidad estructural, los agroecosistemas presentaron menor similitud que los bosques ($R^2= 0,766$; $p= 0,002$; Fig. 3C). Las especies leñosas nativas presentes en la vegetación establecida del sistema de referencia (e.g., *N. nigra* y *G. decorticans*) no estuvieron presentes en el BSS de ninguna de las parcelas, con excepción de *C. tala*, la cual presentó una densidad baja en el BSS de algunos bosques (BAG, BC y BI).

DISCUSIÓN

Como en la mayoría de los estudios de BSS de diferentes sistemas, las familias más representadas fueron Poaceae y Asteraceae (e.g., Funes *et al.*, 2003; Ferri *et al.*, 2009; Williams Linera *et al.*, 2016; Silva & Overbeck, 2020; Wang *et al.*, 2020). Aunque predominaron las especies herbáceas en el BSS de todas las parcelas, éstas se diferenciaron en la proporción de otros biotipos presentes, como arbustos, árboles o enredaderas (Tabla 2). Esto coincide con otros estudios (Maza Villalobos *et al.*, 2011; Williams Linera *et al.*, 2016), donde se encontraron diferencias en la proporción de los distintos biotipos que componen el BSS de bosques y pasturas. Contrario a lo que se esperaba en el sistema estudiado, la riqueza del BSS no aumentó significativamente con la complejidad estructural de las parcelas. Como se muestra en la Fig. 3A, la pastura (P), de baja complejidad estructural, presentó la mayor riqueza, comparable a la de los bosques. Esto puede atribuirse a la proximidad de P a un fragmento de bosque nativo (190 m aproximadamente) que podría actuar como fuente de propágulos (Bossuyt & Honnay, 2008). De esta forma el BSS puede estar compuesto no sólo del legado vegetal pasado sino también del aporte actual de semillas producto de la dispersión. La presencia del ganado bovino en P no tendría un fuerte impacto en la riqueza de especies encontradas en el BSS. En este sentido, el efecto del pastoreo sobre el BSS es poco claro y no se evidencia un patrón general, pudiendo aumentar (Donelan & Thompson, 1980; McDonald *et al.*, 1996), disminuir (Tessema *et al.*, 2012) o no presentar diferencias en la riqueza con respecto a sitios sin pastoreo (Milberg, 1995; Loydi, 2019). Estas variaciones dependen principalmente

de la intensidad del pastoreo y de su efecto sobre la vegetación establecida (Eskelinen *et al.*, 2023). Teniendo en cuenta que P fue la única parcela sin cultivo de secano, se plantea como interrogante si la riqueza del BSS es afectada principalmente por las prácticas agrícolas asociadas a los cultivos de secano, como aplicación de herbicidas y fertilizantes, y no por el uso como pastura. Algunos estudios mencionan que el uso de fertilizantes reduce la riqueza del BSS (Pan *et al.*, 2020; Eskelinen *et al.*, 2023). Esto se debe a diversos mecanismos, como la exposición de las semillas a patógenos (Wagner & Mitschunas, 2007) que pueden verse facilitados por condiciones más ricas en nutrientes (Veresoglou *et al.*, 2013; Lekberg *et al.*, 2021). Además, los fertilizantes estimulan una mayor germinación, lo que podría agotar las reservas de semillas del suelo (Niu *et al.*, 2022). También pueden eliminar gradualmente especies ruderales de la vegetación establecida, reduciendo así su contribución al BSS (Pan *et al.*, 2020). Sin embargo, para obtener resultados concluyentes, son necesarios nuevos estudios que incluyan información del BSS de otras pasturas y datos sobre los insumos químicos aplicados en los cultivos de secano y sistemas mixtos. En este estudio, el porcentaje de especies nativas en el BSS superó el 62% tanto en agroecosistemas como bosques (Tabla 2). Se observó la presencia de *C. dactylon* en el BSS de la mayoría de las parcelas, una especie herbácea invasora frecuente en cultivos de maíz, soja y girasol (Horowitz, 1972), la cual ha sido observada también por Ferri *et al.* (2009) en bosques del Espinal. De las especies leñosas dominantes en la vegetación establecida del sistema de referencia sólo se encontró a *C. tala* en una baja densidad. Otras especies como *N. nigra* y *Holmbergia tweedii* (Moq.) Speg no estuvieron presentes en el BSS. Esto puede deberse a que algunas especies leñosas perennes presentan BSS transitorios (Fenner & Thompson, 2005; Baskin & Baskin, 2014). Otras especies pueden presentar reproducción vegetativa (Rago *et al.*, 2020; Noutcheu *et al.*, 2023), como es el caso del chañar (*G. decorticans*), el cual es reconocido por su capacidad de reproducirse a partir de raíces gemíferas (Demaio *et al.*, 2015). Sumado a esto, algunos autores observaron la pérdida de semillas de especies del género *Neltuma* por aborción y/o predación por insectos, lo que representa una presión que podría modificar la

cantidad de semillas presentes en el BSS (Vélez *et al.*, 2018).

La relación entre la densidad de semillas y el gradiente de complejidad estructural no fue significativa. Si bien este resultado apoya nuestra predicción, existió una tendencia en la que los agroecosistemas tuvieron menor densidad de semillas que los bosques (Fig. 3B). Nuestra predicción suponía que la densidad no sería significativamente diferente a lo largo del gradiente debido a un mayor aporte de semillas de especies ruderales en agroecosistemas, y a una mayor cantidad de especies que aportan semillas en los bosques. Sin embargo, la dinámica del BSS, sobre todo en agroecosistemas, es compleja y varía considerablemente según las prácticas agrícolas implementadas y el momento desde el cual se realizan (Buhler *et al.*, 2001). En los agroecosistemas, además de las especies cultivadas, la comunidad vegetal está formada principalmente por hierbas anuales conocidas como “malezas” (Manley *et al.*, 2002), que crecen, producen semillas y retroalimentan nuevamente el BSS (Shrestha *et al.*, 2002; Hosseini *et al.*, 2014). Algunos estudios muestran que el establecimiento y desarrollo de estas plantas se ve afectado por determinadas prácticas como la rotación de cultivos (Doucet *et al.*, 1999), ya sea por competencia con las especies cultivadas (Haring & Flessner, 2018; Pan *et al.*, 2020) o por el efecto de los herbicidas aplicados en cada tipo de cultivo (Bellinder *et al.*, 2004; Feledyn Szewczyk *et al.*, 2020), y como consecuencia, se reduce el tamaño del BSS (Roberts & Stokes, 1965; Cavers & Benoit, 1989). No obstante, esta última afirmación está en discusión debido a la creciente resistencia de las malezas a los herbicidas (Meftaul *et al.*, 2020; Satorre *et al.*, 2020). Tal es el caso de las especies *Amaranthus hybridus* L. (en MA, P, C1 y C2), *Conyza bonariensis* (L.) Cronquist (en MA, MM, P), *Chenopodium album* L. (en C1), *C. dactylon* (en MA, MM, P) y *Eleusine indica* (L.) Gaerth (en P, C1 y C2), las cuales desarrollaron resistencia al glifosato según reportan numerosos autores (Bryson & Wills, 1985; Lee & Ngim, 2000; Owen & Zelaya, 2005; Heap, 2014; Meftaul *et al.*, 2020; Vázquez García *et al.*, 2021). Además, la predación de las semillas de especies ruderales es otro factor que puede influir en la densidad de éstas. Por ejemplo, en campos agrícolas de la provincia de Santa Fe se observó la predación de semillas de

las especies *Commelina erecta* L. y *C. album* por insectos y roedores comunes de áreas cultivadas (Heredia Pinos *et al.*, 2023).

Aunque la similitud entre el BSS y la vegetación establecida del sistema de referencia fue baja en todas las parcelas, se registró una variación significativa a lo largo del gradiente de complejidad estructural (Fig. 3C). La similitud fue menor en agroecosistemas que en bosques, lo cual respalda nuestra predicción. La baja similitud entre el BSS y la vegetación establecida parece ser un patrón común en numerosos estudios (Donelan & Thompson, 1980; Etchepare & Boccanelli, 2007; Dölle & Schmidt, 2009; Savadogo *et al.*, 2017; Ernst *et al.*, 2020). En relación con los cultivos, la baja similitud puede estar relacionada con la dominancia de especies ruderales en el BSS (58,3% ruderales y 33,3% no ruderales en C2; 52,2% ruderales y 39,1% no ruderales en C1; Tabla 2), tal como observaron otros autores (Dölle & Schmidt, 2009), mientras que en la vegetación establecida del sistema de referencia dominaron las no ruderales (75% no ruderales y 20,5% ruderales; la sumatoria no es igual a 100% porque no se incluyen las especies no identificadas).

La formación de un BSS está asociada a diferentes características de las semillas de las especies, como fotoblastismo positivo, presencia de algún tipo de dormición, entre otros (Baskin & Baskin, 2014). En este sentido, la información acerca de las características de las especies leñosas dominantes en el área de estudio del presente trabajo es escasa. Se ha observado que algunas especies de los bosques del Espinal pertenecientes a los géneros *Neltuma* y *Vachellia* presentan dormición física (cubierta impermeable al agua) (Funes *et al.*, 2009; Venier *et al.*, 2017), sin embargo, la ruptura de la impermeabilidad y la germinación se producirían pocos meses después de la dispersión (Ferrerías *et al.*, 2018) por lo que su banco de semillas sería de tipo transitorio. Sería de gran importancia en el futuro indagar, para diferentes especies dominantes de estos bosques del Espinal, acerca de las características eco-fisiológicas que podrían estar involucradas en la formación de BSS.

Como se mencionó previamente, la reducción de la superficie ocupada por los bosques del Espinal debido a la expansión de la frontera agrícola, con sus consecuentes efectos negativos, resaltan la importancia de generar alternativas de manejo

que logren conciliar la actividad productiva con el mantenimiento de los ecosistemas nativos. En este sentido, el BSS de semillas del suelo puede funcionar como un indicador ecológico complementario de la capacidad de regeneración de áreas degradadas (Luo *et al.*, 2023). En el presente trabajo la ausencia de semillas en el BSS de las especies leñosas que fueron dominantes en la vegetación establecida del sistema de referencia es un aspecto a tener en cuenta en la restauración de estos sistemas, principalmente porque esto puede significar un incremento en el nivel de esfuerzo requerido. Bajo este escenario, la eliminación del disturbio (agricultura/ganadería) no sería una tarea suficiente para lograr la recuperación de las especies nativas del bosque del Espinal a partir del BSS en un plazo de tiempo corto o mediano. Sin embargo, es importante destacar que el BSS de la pastura (P) fue el que presentó en promedio mayor riqueza, incluso más que los bosques (Fig. 3A), por lo que podría contribuir en las primeras etapas de restauración, especialmente si lo que se busca es reducir los costos asociados a este proceso.

CONCLUSIONES

Debido al modelo económico extractivista agroexportador presente en Argentina (Frechero, 2013), existe en el Espinal un fuerte incentivo económico para deforestar y continuar produciendo (Garachana *et al.*, 2018), por lo que resulta difícil lograr una restauración que restablezca la biodiversidad de los bosques nativos sin la aprobación de los usuarios y/o dueños de las tierras. En este trabajo nos propusimos evaluar posibles cambios en la riqueza de especies y densidad del BSS en relación con un gradiente de complejidad estructural en agroecosistemas y fragmentos de bosques del Espinal de la provincia de Córdoba y determinar la similitud florística en la composición de especies entre el BSS y la vegetación establecida del sistema de referencia. Nuestros resultados muestran que no hay cambios tanto de la riqueza como de la densidad de semillas del BSS en las diferentes situaciones de uso de suelo analizadas. Además, la representación de semillas de las especies leñosas dominantes en el sistema de referencia fue escasa. A partir de esto, consideramos que la contribución del BSS

a la restauración de las especies nativas de estos bosques es limitada debido principalmente a la baja similitud en la composición de especies entre el BSS de todas las parcelas y la comunidad vegetal establecida del sistema de referencia. A futuro recomendamos la realización de nuevas investigaciones que incluyan como variable la distancia de las parcelas con uso agrícola/ganadero a los fragmentos de bosques para evaluar su potencial rol como fuente de propágulos.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

MSP, GF, MBN y EK han diseñado la investigación. MVP y MSP realizaron la identificación taxonómica de las especies. Todos los autores han participado en la interpretación de los datos y redacción del manuscrito.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a la Dra. Melisa Giorgis por su ayuda en la identificación de las especies pertenecientes a la familia Poaceae, a la Biól. Sol Pérez por su colaboración en el invernadero y a la Dra. Ana Ferreras por sus aportes. Este estudio fue financiado por los proyectos PRIMAR SECyT UNC “Bases ecosistémicas de sustentabilidad eco-social en el centro de Argentina”, PICT FONCyT “Bases ecosistémicas de resiliencia en el centro de Argentina” (2017-1084) y SECyT UNC “Efectos del uso de la tierra y de la herbivoría sobre las fuentes de resiliencia asociadas a etapas regenerativas de sistemas leñosos del centro de Argentina.

BIBLIOGRAFÍA

- BASKIN, C. C. & J. M. BASKIN. 2014. *Seeds: ecology, biogeography, and evolution of dormancy and germination*. 2nd ed. Academic Press, San Diego. <https://doi.org/10.1016/C2013-0-00597-X>
- BELLINDER, R. B., H. R. DILLARD & D. A. SHAH. 2004. Weed seedbank community responses to crop rotation schemes. *Crop Prot.* 23: 95–101. [https://doi.org/10.1016/S0261-2194\(03\)00174-1](https://doi.org/10.1016/S0261-2194(03)00174-1)
- BOSSUYT, B. & O. HONNAY. 2008. Can the seed bank be used for ecological restoration? An overview of

- seed bank characteristics in European communities. *J. Veg. Sci.* 19: 875-884.
<https://doi.org/10.3170/2008-8-18462>
- BRAY, J. R. & J. T. CURTIS. 1957. An ordination of the upland forest communities of southern Wisconsin. *Ecol. Monogr.* 27: 326-349.
- BRYSON, C. T. & G. D. WILLS. 1985. Susceptibility of bermudagrass (*Cynodon dactylon*) biotypes to several herbicides. *Weed Sci.* 33: 848-852.
- BUHLER, D. D., K. A. KOHLER & R. L. THOMPSON. 2001. Weed seed bank dynamics during a five-year crop rotation. *Weed Technol.* 15: 70-176. [https://doi.org/10.1614/0890-037X\(2001\)015\[0170:WSBDDA\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1614/0890-037X(2001)015[0170:WSBDDA]2.0.CO;2)
- CABIDO, M., S. R. ZEBALLOS, M. ZAK, M. L. CARRANZA ... & A. T. ACOSTA. 2018. Native woody vegetation in central Argentina: Classification of Chaco and Espinal forests. *Appl. Veg. Sci.* 21: 298-311. <https://doi.org/10.1111/avsc.12369>
- CABRERA, A. L. 1976. Regiones fitogeográficas argentinas. En: KUGLER, W. F. (ed.), *Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería*, pp. 1-85. Acme, Buenos Aires.
- CARO, J. A. & M. M. CECONELLO. 2020. Principales iniciativas vinculadas al desarrollo rural en Argentina (1995-2015). Una revisión de características y alcances. *Breves Contrib. Inst. Estud. Geogr.* 31: 110-117.
- CAVERS, P. B. & D. L. BENOIT. 1989. Seed banks in arable land. En: LECK, M. A., V. T. PARKER & R. L. SIMPSON (eds.), *Ecology of Soil Seedbanks*, pp. 309-328. Academic Press, San Diego.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-440405-2.50019-1>
- CLEWELL, A. F. & J. ARONSON. 2007. *Ecological restoration: principles, values, and structure of an emerging profession*. 2nd ed. Island Press. Washington, DC.
<https://doi.org/10.5822/978-1-59726-323-8>
- CRAMER, V. A., R. J. HOBBS & R. J. STANDISH. 2008. What's new about old fields? Land abandonment and ecosystem assembly. *Trends Ecol. Evol.* 23: 104-112. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2007.10.005>
- CSONTOS, P. 2007. Seed banks: ecological definitions and sampling considerations. *Community Ecol.* 8: 75-85. <https://doi.org/10.1556/comec.8.2007.1.10>
- DALLING, J. W. 2002. Ecología de semillas. En: M. R. GUARIGUATA & G. H. KATTAN (eds.), *Ecología y conservación de bosques neotropicales*, pp. 345-375. Ediciones LUR, Cartago.
- DE VILLIERS, A. J., M. W. VAN ROOYEN & G. K. THERON. 2003. Similarity between the soil seed bank and the standing vegetation in the Strandveld Succulent Karoo, South Africa. *Land Degrad. Dev.* 14: 527-540. <https://doi.org/10.1002/ldr.582>
- DEMAIO, P., U. O. KARLIN & M. MEDINA. 2015. Árboles nativos de Argentina. Tomo 1: Centro y Cuyo. Primera edición. Ecoval editorial, Buenos Aires.
- DEVLAEMINCK, R., B. BOSSUYT & M. HERMY. 2005. Inflow of seeds through the forest edge: evidence from seed bank and vegetation patterns. *Plant Ecol.* 176: 1-17.
<https://doi.org/10.1007/s11258-004-0008-2>
- DÖLLE, M. & W. SCHMIDT. 2009. The relationship between soil seed bank, above-ground vegetation and disturbance intensity on old-field successional permanent plots. *Appl. Veg. Sci.* 12: 415-428.
<https://doi.org/10.1111/j.1654-109X.2009.01036.x>
- DONELAN, M. & K. THOMPSON. 1980. Distribution of buried viable seeds along a successional series. *Biol. Conserv.* 17: 297-311.
[https://doi.org/10.1016/0006-3207\(80\)90029-4](https://doi.org/10.1016/0006-3207(80)90029-4)
- DOUCET, C., S. E. WEAVER, A. S. HAMILL & J. ZHANG. 1999. Separating the effects of crop rotation from weed management on weed density and diversity. *Weed Sci.* 47: 729-735.
<https://doi.org/10.1017/S0043174500091402>
- ERNST, R. D., C. E. SUÁREZ, H. D. ESTELRICH, E. F. MORICI & M. A. CAMPOS. 2020. Fachinales de *Prosopis caldenia* intervenidos por distintos manejos: Análisis desde su banco de semillas. *Ecol. Austral* 30: 380-392.
<https://doi.org/10.25260/EA.20.30.3.0.989>
- ESKELINEN, A., M. T. JESSEN, H. A. BAHAMONDE, J. D. BAKKER ... & L. L. SULLIVAN. 2023. Herbivory and nutrients shape grassland soil seed banks. *Nat. Commun.* 14: 3949.
<https://doi.org/10.1038/s41467-023-39677-x>
- ETCHEPARE, M. A. & S. I. BOCCANELLI. 2007. Análisis del banco de semillas y su relación con la vegetación emergente en una clausura de la llanura pampeana. *Ecol. Austral* 17: 159-166.
- FELEDYN SZEWCZYK, B. J. SMAGACZ, C. A. KWIATKOWSKI, E. HARASIM & A. WOŹNIAK. 2020. Weed flora and soil seed bank composition as affected by tillage system in three-year crop rotation. *Agric.* 10: 1-20.
<https://doi.org/10.3390/agriculture10050186>
- FENNER, M. & K. THOMPSON. 2005. *The ecology of seeds*. First edition. Cambridge University Press. Cambridge.

- FERRERAS, A., P. MARCORA, P. VENIER & G. FUNES. 2018. Different strategies for breaking physical seed dormancy in field conditions in two fruit morphs of *Vachellia caven* (Fabaceae). *Seed Sci. Res.* 28: 8-15.
<https://doi.org/10.1017/S096025851800003X>
- FERRI, R., M. CEBALLOS, N. VISCHI, E. HEREDIA & A. OGGERO. 2009. Banco de semillas de un relicto de Espinal (Córdoba, Argentina). *IHERINGIA, Sér. Bot.* 64: 93-100.
- FLORENTINE, S., MILBERG, P. & M. WESTBROOKE. 2023. Potential contributions of the soil seed bank and seed rain for accelerating the restoration of riparian catchments in Australia. *Glob. Ecol. Conserv.* 47: e02645.
<https://doi.org/10.1016/j.gecco.2023.e02645>
- FRECHERO, J. I. 2013. Extractivismo en la economía argentina. Categorías, etapas históricas y presente. *Estud. Crit. Desarro.* 3: 45-82.
<https://doi.org/10.35533/ecd.0304.jif>
- FUNES, G., S. BASCONCELO, S. DÍAZ & M. CABIDO. 2001. Edaphic patchiness influences grassland regeneration from the soil seed-bank in mountain grasslands of central Argentina. *Ecol. Austral* 26: 205-212.
<https://doi.org/10.1046/j.1442-9993.2001.01102.x>
- FUNES, G., S. BASCONCELO, S. DÍAZ & M. CABIDO. 2003. Seed bank dynamics in tall-tussock grasslands along an altitudinal gradient. *J. Veg. Sci.* 14: 253-258.
<https://doi.org/10.1111/j.1654-1103.2003.tb02150.x>
- FUNES, G., S. DÍAZ & P. VENIER. 2009. La temperatura como principal determinante de la germinación en especies del Chaco seco de Argentina. *Ecol. Austral* 19: 129-138.
- GARACHANA, D. M., R. ARAGÓN & G. BALDI. 2018. Estructura espacial de remanentes de bosque nativo en el Chaco Seco y el Espinal. *Ecol. Austral* 28: 480-607. <https://doi.org/10.25260/EA.18.28.3.0.767>
- GIORGIS M. A. & P. A. TECCO. 2014. Árboles y arbustos invasores de la Provincia de Córdoba (Argentina): una contribución a la sistematización de bases de datos globales. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 49: 581-603.
<https://doi.org/10.31055/1851.2372.v49.n4.9991>
- GRIME, J. P. 1979. *Plant strategies, vegetation processes and ecosystem properties*. John Wiley & Sons, Ltd., Nueva York.
- GUIDA JOHNSON, B. & G. A. ZULETA. 2013. Land-use land-cover change and ecosystem loss in the Espinal ecoregion, Argentina. *Agric. Ecosyst. Environ.* 181: 31-40.
<https://doi.org/10.1016/j.agee.2013.09.002>
- HARING, S. C. & M. L. FLESSNER. 2018. Improving soil seed bank management. *Pest Manag. Sci.* 74: 2412-2418. <https://doi.org/10.1002/ps.5068>
- HAUSSMANN, N. S., C. DELPORT, V. KAKEMBO, K. K. MASHIANE & P. C. LE ROUX. 2019. Restoration potential of invaded abandoned agricultural fields: what does the seed bank tell us? *Restor. Ecol.* 27: 813-820.
<https://doi.org/10.1111/rec.12923>
- HEAP, I. 2014. Herbicide Resistant Weeds. En: PIMENTEL D. & R. PESHIN (eds.), *Integrated Pest Management*, pp. 281-301. Springer, Dordrecht. https://doi.org/10.1007/978-94-007-7796-5_12
- HEREDIA PINOS, M. R., G. A. MONTERO, E. RAJASEKHAR, D. E. FACCINI ... & R. PRASAD. 2023. Post-dispersal predation of weed seeds in a pampas agroecosystem, Argentina. *South Afr. J. Bot.* 156: 1-12.
<https://doi.org/10.1016/j.sajb.2023.02.038>
- HOPFENSBERGER, K. N. 2007. A review of similarity between seed bank and standing vegetation across ecosystems. *Oikos* 116: 1438-1448.
<https://doi.org/10.1111/j.0030-1299.2007.15818.x>
- HOROWITZ, M. 1972. Spatial growth of *Cynodon dactylon* (L.) Pers. *Weed Res.* 12: 373-383.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-3180.1972.tb01231.x>
- HOSSEINI, P., H. KARIMI, S. BABAEI, H. R. MASHHADI & M. OVEISI. 2014. Weed seed bank as affected by crop rotation and disturbance. *Crop Prot.* 64: 1-6.
<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2014.05.022>
- HOUSPANOSSIAN, J., R. GIMÉNEZ, J. I. WHITWORTH-HULSE, M. D. NOSETTO ... & E. G. JOBBÁGY. 2023. Agricultural expansion raises groundwater and increases flooding in the South American plains. *Sci.* 380: 1344-1348.
<https://doi.org/10.1126/science.add5462>
- IDECOR. 2020. *Infraestructura de Datos Espaciales de la Provincia de Córdoba*. Ministerio de Finanzas de la Provincia de Córdoba. <https://www.idecor.gob.ar/conoce-las-principales-variables-economicas-por-clase-de-uso-del-suelo/>
- JOBBÁGY, E. G., M. D. NOSETTO, C. S. SANTONI & G. BALDI. 2008. El desafío ecohidrológico de las transiciones entre sistemas leñosos y herbáceos en la llanura Chaco-Pampeana. *Ecol. Austral* 18: 305--322.
- LEE, L. J. & J. NGIM. 2000. A first report of glyphosate-resistant goosegrass (*Eleusine indica*

- (L) Gaertn) in Malaysia. *Pest Manag. Sci.* 56: 336-339. [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1526-4998\(200004\)56:4<336::AID-PS123>3.0.CO;2-8](https://doi.org/10.1002/(SICI)1526-4998(200004)56:4<336::AID-PS123>3.0.CO;2-8)
- LEKBERG, Y., C. A. ARNILLAS, E. T. BORER, L. S. BULLINGTON ... & J. A. HENNING. 2021. Nitrogen and phosphorus fertilization consistently favor pathogenic over mutualistic fungi in grassland soils. *Nat. Commun.* 12: 3484. <https://doi.org/10.1038/s41467-021-23605-y>
- LEWIS, J. P., S. NOETINGER, D. E. PRADO & I. M. BARBERIS. 2009. Woody vegetation structure and composition of the last relicts of Espinal vegetation in subtropical Argentina. *Biodivers. Conserv.* 18: 3615-3628. <https://doi.org/10.1007/s10531-009-9665-8>
- LIPOMA, M. L., V. FORTUNATO, L. ENRICO & S. DÍAZ. 2020. Where does the forest come back from? Soil and litter seed banks and the juvenile bank as sources of vegetation resilience in a semiarid Neotropical forest. *J. Veg. Sci.* 31: 1017-1027. <https://doi.org/10.1111/jvs.12842>
- LOYDI, A. 2019. Effects of grazing exclusion on vegetation and seed bank composition in a mesic mountain grassland in Argentina. *Plant Ecol. Divers.* 12: 127-138. <https://doi.org/10.1080/17550874.2019.1593544>
- LUO, C., X. GUO, C. FENG & C. XIAO. 2023. Soil seed bank responses to anthropogenic disturbances and its vegetation restoration potential in the arid mining area. *Ecol. Indic.* 154: 110549. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2023.110549>
- MA, M., C. C. BASKIN, W. LI, Y. ZHAO ... & G. DU. 2019. Seed banks trigger ecological resilience in subalpine meadows abandoned after arable farming on the Tibetan Plateau. *Ecol. Appl.* 29: 1-13. <https://doi.org/10.1002/eap.1959>
- MA, M., S. L. COLLINS, Z. RATAJCZAK & G. DU. 2021. Soil seed banks, alternative stable state theory, and ecosystem resilience. *Biosci.* 71: 697-707. <https://doi.org/10.1093/biosci/biab011>
- MANLEY, B. S., H. P. WILSON & T. E. HINES. 2002. Management programs and crop rotations influence populations of annual grass weeds and yellow nutsedge. *Weed Sci.* 50: 112-119. [https://doi.org/10.1614/0043-1745\(2002\)050\[0112:MPACRI\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1614/0043-1745(2002)050[0112:MPACRI]2.0.CO;2)
- MAZA VILLALOBOS, S., C. LEMUS HERRERA & M. MARTÍNEZ RAMOS. 2011. Successional trends in soil seed banks of abandoned pastures of a Neotropical dry region. *J. Trop. Ecol.* 27: 35-49. <https://doi.org/10.1017/S0266467410000611>
- MCDONALD, A. W., J. P. BAKKER & K. VEGELIN. 1996. Seed bank classification and its importance for the restoration of species-rich flood-meadows. *J. Veg. Sci.* 7: 157-164. <https://doi.org/10.2307/3236315>
- MCDONALD T., G. D. GANN, J. JONSON & K. W. DIXON. 2016. *International standards for the practice of ecological restoration – Including principles and key concepts*. First edition. Society for Ecological Restoration, Washington D.C.
- MEAVE, J. A., C. FLORES RODRÍGUEZ, E. A. PÉREZ GARCÍA & M. A. ROMERO ROMERO. 2012. Edaphic and seasonal heterogeneity of seed banks in agricultural fields of a tropical dry forest region in southern Mexico. *Bot. Sci.* 90: 313-329. <https://doi.org/10.17129/botsci.393>
- MEFTAUL, I. M., K. VENKATESWARLU, R. DHARMARAJAN, P. ANNAMALAI ... & M. MEGHARAJ. 2020. Controversies over human health and ecological impacts of glyphosate: Is it to be banned in modern agriculture? *Environ. Pollut.* 263: 1-18. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2020.114372>
- MIDDLETON, B. A. 2003. Soil seed banks and the potential restoration of forested wetlands after farming. *J. Appl. Ecol.* 40: 1025-1034. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2003.00866.x>
- MILBERG, P. 1995. Soil seed bank after eighteen years of succession from grassland to forest. *Oikos* 72: 3-13. <https://doi.org/10.2307/3546031>
- NIU, F., L. HUO, Z. WANG, J. LIU ... & B. XU. 2022. Effects of nitrogen addition & watering on soil seed bank germination in a semiarid grassland on the Loess Plateau of China. *Land Degrad. Dev.* 34: 142-155. <https://doi.org/10.1002/ldr.4449>
- NOUTCHEU, R., F. M. OLIVEIRA, R. WIRTH, M. TABARELLI & I. R. LEAL. 2023. Coppicing as a driver of plant resprouting and the regeneration of a Caatinga dry forest. *For. Ecol. Manag.* 529: 120736. <http://dx.doi.org/10.2139/ssrn.4200135>
- OKSANEN, J., G. L. SIMPSON, F. G. BLANCHET, R. KINDT ... & J. WEEDON. 2022. Package vegan: Community Ecology Package. R package version 2.6-2. Disponible en: <https://CRAN.R-project.org/package=vegan> [Acceso: Agosto 2023].
- OWEN, M. D. & I. A. ZELAYA. 2005. Herbicide-resistant crops and weed resistance to herbicides. *Pest Manag. Sci.* 61: 301-311. <https://doi.org/10.1002/ps.1015>

- OYARZABAL, M., J. CLAVIJO, L. OAKLEY, F. BIGANZOLI ... & R. J. LEÓN. 2018. Unidades de vegetación de la Argentina. *Ecol. Austral* 28: 40-63. <https://doi.org/10.25260/EA.18.28.1.0.399>
- PAN, J., L. ZHANG, L. WANG & S. FU. 2020. Effects of long-term fertilization treatments on the weed seed bank in a wheat-soybean rotation system. *Glob. Ecol. Conserv.* 21: 1-8. <https://doi.org/10.1016/j.gecco.2019.e00870>
- PERUZZO, P. J., A. A. PORTA & A. E. RONCO. 2008. Levels of glyphosate in surface waters, sediments and soils associated with direct sowing soybean cultivation in north pampasic region of Argentina. *Environ. Pollut.* 156: 61-66. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2008.01.015>
- POZNER, R. 2015. Cucurbitaceae. En: ANTON, A. M. & F. O. ZULOAGA (dir.), *Flora Argentina* [online]. Disponible en: www.floraargentina.edu.ar [Acceso: 13 noviembre 2023].
- R CORE TEAM. 2022. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Disponible en: <https://www.R-project.org/>. [Acceso: Julio 2023].
- RAGO, M. M., M. F. URRETAVIZCAYA, I. A. ORELLANA & G. E. DEFOSSÉ. 2020. Strategies to persist in the community: Soil seed bank and above-ground vegetation in Patagonian pine plantations. *Appl. Veg. Sci.* 23: 254-265. <https://doi.org/10.1111/avsc.12482>
- ROBERTS, H. A. & F. G. STOKES. 1965. Studies on the weeds of vegetable crops. V. Final observations on an experiment with different primary cultivations. *J. Appl. Ecol.* 2: 307-315. <https://doi.org/10.2307/2401482>
- ROBERTS, H. A. 1981. Seed Banks in Soil. *Adv. Appl. Biol.* 6: 1-55.
- ROBERTSON, G. P., D. C. COLEMAN, C. S. BLEDSOE & P. SOLLINS. 1999. *Standard soil methods for long-term ecological research*. Oxford University Press, Nueva York.
- RSTUDIO TEAM. 2022. RStudio: Integrated Development Environment for R. RStudio, PBC, Boston, MA. Disponible en: <http://www.rstudio.com/>. [Acceso: Julio 2023].
- SATORRE, E. H., B. ELBA, M. T. MAS, S. A. SUÁREZ ... & A. M. VERDÚ. 2020. Crop rotation effects on weed communities of soybean (*Glycine max* L. Merr.) agricultural fields of the Flat Inland Pampa. *Crop Prot.* 130: 1-7. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2019.105068>
- SAVADOGO P., L. SANOU, S. D. DAYAMBA, F. BOGNOUNOU & A. THIOMBIANO. 2017. Relationships between soil seed banks and above-ground vegetation along a disturbance gradient in the W National Park trans-boundary biosphere reserve, West Africa. *J. Plant Ecol.* 10: 349-363. <https://doi.org/10.1093/jpe/rtw025>
- SERVICIO METEOROLÓGICO NACIONAL. *Atlas Climático Argentina*. 1991-2020. Disponible en: <https://www.smn.gov.ar/clima/atlasclimatico> [Acceso: 13 noviembre 2023].
- SHRESTHA, A., S. Z. KNEZEVIC, R. C. ROY, B. R. BALL COELHO & C. J. SWANTON. 2002. Effect of tillage, cover crop and crop rotation on the composition of weed flora in a sandy soil. *Weed Res.* 42: 76-87. <https://doi.org/10.1046/j.1365-3180.2002.00264.x>
- SILVA, G. H. M. & G. E. OVERBECK. 2020. Soil seed bank in a subtropical grassland under different grazing intensities. *Acta Bot. bras.* 34: 360-370. <https://doi.org/10.1590/0102-33062019abb0297>
- SIMPSON, R. L., M. A. LECK & V. T. PARKER. 1989. Seed banks: general concepts and methodological issues. En: LECK, M. A., V. T. PARKER & R. L. SIMPSON (eds.), *Ecology of soil seed banks*, pp. 3-8. Academic press inc., San Diego, California, USA.
- SOUZADE PAULA, A., J. C. SFAIR, D. P. F. TRINDADE, K. F. RITO ... & M. F. BARROS. 2023. The role of seed rain and soil seed bank in the regeneration of a Caatinga dry forest following slash-and-burn agriculture. *J. Arid Environ.* 211: 104948. <https://doi.org/10.1016/j.jaridenv.2023.104948>
- SUDING, K. N. & R. J. HOBBS. 2009. Threshold models in restoration and conservation: a developing framework. *Trends Ecol. Evol.* 24: 271-279. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2008.11.012>
- TESSEMA, Z. K., W. F. DE BOER, R. M. BAARS & H. H. PRINS. 2012. Influence of grazing on soil seed banks determines the restoration potential of aboveground vegetation in a semi-arid savanna of Ethiopia. *Biotropica* 44: 211-219. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7429.2011.00780.x>
- THOMPSON, K. 1978. The occurrence of buried viable seeds in relation to environmental gradients. *J. Biogeogr.* 5: 425-430. <https://doi.org/10.2307/3038032>
- VÁZQUEZ GARCÍA, J. G., R. ALCÁNTARA DE LA CRUZ, A. M. ROJANO DELGADO, C.
- PALMA BAUTISTA ... & R. DE PRADO. 2021. Multiple herbicide resistance evolution: The case of

- Eleusine indica in Brazil. *J. Agric. Food Chem.* 69: 1197-1205. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.0c03999>
- VÉLEZ, S., N. P. CHACOFF & C. M. CAMPOS. 2018. Pre-dispersal seed loss in two *Prosopis* species (Fabacea: Mimosoidea) from the Monte Desert, Argentina. *Ecol. Austral* 28: 361-373. <https://doi.org/10.25260/EA.18.28.2.0.576>
- VENIER, P., M. CABIDO & G. FUNES. 2017. Germination characteristics in five coexisting neotropical species of *Acacia* in seasonally dry Chaco forests from Argentina. *Plant Spec. Biol.* 32: 134-146. <https://doi.org/10.1111/1442-1984.12134>
- VERESOGLOU, S. D., E. K. BARTO, G. MENEXES & M. C. RILLIG. 2013. Fertilization affects severity of disease caused by fungal plant pathogens. *Plant Pathol.* 62: 961-969. <https://doi.org/10.1111/ppa.12014>
- VIGLIZZO, E. & E. G. JOBBÁGY. 2010. *Expansión de la frontera agropecuaria en Argentina y su impacto ecológico-ambiental*. Ediciones Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Buenos Aires.
- WAGNER, M. & N. MITSCHUNAS. 2007. Fungal effects on seed bank persistence & potential applications in weed biocontrol: a review. *Basic Appl. Ecol.* 9: 191-203. <https://doi.org/10.1016/j.baae.2007.02.003>
- WALKLEY, A. & I. A. BLACK. 1934. An examination of the Degtjareff method for determining soil organic matter, and a proposed modification of the chromic acid titration method. *Soil Sci.* 37: 29-38.
- WANG, N., X. HE, F. ZHAO, D. WANG & J. JIAO. 2020. Soil seed bank in different vegetation types in the Loess Plateau region and its role in vegetation restoration. *Restor. Ecol.* 28: 5-12. <https://doi.org/10.1111/rec.13169>
- WEERASINGHE, M., M. S. ASHTON, E. R. HOOPER & B. M. SINGHAKUMARA. 2018. Floristics of soil seed banks on agricultural and disturbed land cleared of tropical forests. *Restor. Ecol.* 27: 138-147. <https://doi.org/10.1111/rec.12711>
- WICKHAM, H. 2016. *ggplot2: Elegant Graphics for Data Analysis*. Second edition. Springer, Verlag, Nueva York.
- WILLIAMS LINERA, G., M. BONILLA MOHENO & F. LÓPEZ BARRERA. 2016. Tropical cloud forest recovery: the role of seed banks in pastures dominated by an exotic grass. *New For.* 47: 481-496. <https://doi.org/10.1007/s11056-016-9526-8>
- YANG, X., C. C. BASKIN, J. M. BASKIN, R. J. PAKEMAN ... & J. H. CORNELISSEN. 2021. Global patterns of potential future plant diversity hidden in soil seed banks. *Nat. Commun.* 12: 1-8. <https://doi.org/10.1038/s41467-021-27379-1>
- ZEBALLOS, S. R., M. A. GIORGIS, M. R. CABIDO, A. T. R. ACOSTA ... & J. J. CANTERO. 2020. The lowland seasonally dry subtropical forests in central Argentina: vegetation types and a call for conservation. *Veg. Clasif. Surv.* 1: 87-102. <https://doi.org/10.3897/VCS/2020/38013>



FLORA NATIVA DE VALOR ORNAMENTAL POTENCIAL DEL EXTREMO SUDORIENTAL DEL SISTEMA SERRANO DE TANDILIA (ARGENTINA): UNA ALTERNATIVA DE USO Y CONSERVACIÓN

NATIVE FLORA OF POTENTIAL ORNAMENTAL VALUE FROM THE SOUTHEASTERN END OF THE TANDILIA HILL SYSTEM (ARGENTINA): AN ALTERNATIVE FOR USE AND CONSERVATION


María L. Echeverría^{1*}, Sara I. Alonso¹ & Viviana M. Comparatore²


1. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Mar del Plata, Balcarce, Buenos Aires, Argentina
2. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad Nacional de Mar del Plata, e Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras (IIMyC), CONICET, Mar del Plata, Buenos Aires, Argentina

*mlecheverria@mdp.edu.ar;
echeverria.marialis@inta.gov.ar

Citar este artículo

ECHEVERRÍA, M. L., S. I. ALONSO & V. M. COMPARATORE. 2024. Flora nativa de valor ornamental potencial del extremo sudoriental del sistema serrano de Tandilia (Argentina): una alternativa de uso y conservación. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 221-238.

 DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n2.44399>

Recibido: 26 Feb 2024
Aceptado: 3 Jun 2024
Publicado impreso: 30 Jun 2024
Editora: Karina L. Speziale 

ISSN versión impresa 0373-580X
ISSN versión on-line 1851-2372

SUMMARY

Background and aims: The demand for native ornamentals species has increased and the utilization of novel ornamental crops is a way of promoting their use and care by the community. Considering the high richness of the Tandilia hills, the objective of this study was to survey native plants with potential ornamental value and to propose suggestions for their use in landscaping.

M&M: From the floristic survey carried out in a hill area of the south of Tandilia, a list of native species with potential ornamental value was made. For each species, it was recorded: growth habit; ornamental morphological attributes; flowering season and, depending on the environment's characteristics where they thrive, at least one suggestion for landscaping use was made.

Results: A total of 47 species were proposed as ornamental, with predominance of perennial herbs (34), shrubs (11) and spring flowering. Foliage was the most frequent ornamental attribute. The main suggestion use category was: full-sun beds in shallow soils, followed in decreasing order by full-sun beds in deep soils; rock gardens, green roofs or full-sun vertical gardens; partial shadow beds in deep soils; partial shadow beds in shallow soils; shadow beds or shadow vertical gardens ponds.

Conclusions: The southern hill areas of Tandilia have native flora of potential ornamental value that could be used in landscaping integrating different plantations, enhancing their cultural and patrimonial value.

KEY WORDS

Biodiversity, indigenous plant, landscape design, native flora, plant genetic resource, plant production, prospecting.

RESUMEN

Introducción y objetivos: La demanda de especies nativas con fines ornamentales ha aumentado y su uso representa una estrategia de valoración y conservación de las mismas por parte de la comunidad. Considerando la riqueza de las sierras de Tandilia, el objetivo de este trabajo fue relevar nativas de valor ornamental potencial y proponer sugerencias de uso de las mismas en espacios verdes.

M&M: Del relevamiento florístico de un área del sur de Tandilia se elaboró un listado de especies nativas de uso ornamental potencial. Para cada especie se registró: hábito de crecimiento; atributos morfológicos ornamentales; época de floración y, según las características de los ambientales donde prosperan, se le adjudicó al menos una sugerencia de uso.

Resultados: Se proponen 47 especies ornamentales, predominando las hierbas perennes (34) y los arbustos (11) y las floraciones primaverales. El follaje fue el atributo ornamental más frecuente. La principal sugerencia de uso fue la categoría macizos y/o canteros a pleno sol en suelos poco profundos, seguida de: macizos y/o canteros a pleno sol en suelos profundos; jardines de rocallas, techos verdes y/o jardines verticales a pleno sol; macizos y/o canteros a media sombra con suelos profundos; macizos y/o canteros a media sombra con suelos poco profundos; macizos, canteros y/o jardines verticales a la sombra; estanques.

Conclusiones: Las áreas del sur de Tandilia poseen flora nativa de potencial valor ornamental que podrían emplearse en el diseño de espacios verdes integrando distintas plantaciones, realizando su valor cultural y patrimonial.

PALABRAS CLAVE

Biodiversidad, flora autóctona, paisajismo, planta indígena, producción vegetal, prospección, recurso genético vegetal.

INTRODUCCIÓN

La saturación del mercado floricultor mundial con materiales tradicionales ha provocado un creciente interés en novedades, tanto en forma de cultivares como en nuevas introducciones de la naturaleza (Heywood, 2001) por lo que muchos países consideran a su flora nativa como una fuente de tales introducciones (Eynard *et al.*, 2020). En los últimos años, el uso de plantas nativas con fines ornamentales ha aumentado gracias a la demanda de paisajistas y particulares que se interesan en el uso de estas especies ya que les permiten diseñar espacios verdes biodiversos, jardines ecosistémicos y de estilo naturalista, así como crear corredores biológicos. A su vez, la producción y utilización de recursos fitogenéticos nativos con fines ornamentales trae aparejados beneficios tales como la reducción del mantenimiento de los espacios verdes, por estar localmente adaptados, y la posibilidad de recrear la identidad regional (Burgueño & Nardini, 2018; Eynard *et al.*, 2020), rescatando así el valor cultural y patrimonial que representan.

La pérdida de hábitat junto a otros impulsores de impacto antrópico sobre los ecosistemas, como las invasiones biológicas, la explotación directa de organismos, la contaminación y el cambio climático, conducen a la disminución de la biodiversidad (Díaz *et al.*, 2019), lo que en particular impacta negativamente sobre las especies nativas (Chase *et al.*, 2020). Debido a esto, es necesario llevar adelante estrategias para la conservación de la flora autóctona. Entre las estrategias se encuentran la conservación *in situ*, que incluye la conservación de los ecosistemas y los ambientes naturales, y el mantenimiento y recuperación de poblaciones viables de especies en los ambientes donde se encuentran, y la conservación *ex situ*, que es la conservación de la diversidad biológica que ocurre fuera de los ambientes naturales (CBD, 2011). En este contexto, la difusión y uso de especies vegetales nativas con fines ornamentales es una forma de dar a conocer dichos recursos y divulgar la importancia de su preservación, tanto por el valor intrínseco como instrumental asociado a los servicios ecosistémicos que brindan (Pascual *et al.*, 2022; Polo *et al.*, 2024). Así, estas prácticas se convierten en estrategias de valoración, y en particular, de conservación de las plantas nativas por parte de

la comunidad (Echeverría & Camadro, 2020). A su vez, el cultivo y posterior venta o donación de nativas ornamentales mejora la posibilidad de supervivencia de aquellas especies raras y/o amenazadas, contribuyendo a la conservación de la biodiversidad (Di Martino *et al.*, 2020).

Muchas de las plantas nativas que en la actualidad son ofrecidas como ornamentales en los viveros se obtienen a partir de semillas o esquejes, previa recolección del material inicial o germoplasma de base (silvestre) en las áreas de origen. Sin embargo, el proceso para obtener cultivares con características particulares y estables vinculadas al aspecto (forma, color, porte, etc.), requerimientos de crecimiento o cuidado (condiciones lumínicas, tipo de sustrato, etc.) y/o características fitosanitarias (resistencia o tolerancia a plagas) de la planta es mucho más complejo. La obtención de cultivares se inicia con la prospección y exploración de germoplasma vegetal relacionado con las especies de interés, seguida de la recolección del material vegetal de los taxones candidatos (Soto *et al.*, 2011; Facciuto *et al.*, 2019), contando con un permiso de colecta y adecuándose a las normas para ello de acuerdo al territorio (Facciuto *et al.*, 2022). Para esto en las expediciones a los sitios de interés no sólo se realiza la búsqueda de las plantas y la recolección de diásporas para su futura multiplicación, sino que también se recoge información vinculada a los atributos morfológicos de las mismas y a las características ambientales que presenta el sitio donde prosperan (Alonso, com. pers.). Posteriormente se caracterizan los materiales a fin de detectar variabilidad genética y se estudia su comportamiento bajo condiciones de cultivo, pudiendo ser objeto de actividades de mejoramiento genético vegetal (selección masal, cruzamientos inter- e intraespecíficos, mutagénesis, transformación genética, etc.), antes de ser evaluadas y finalmente incorporadas al mercado floricultor (Soto *et al.*, 2011; Datta, 2022; Bugallo & Facciuto, 2023).

Las grandes extensiones de llanura que caracterizan a la provincia de Buenos Aires, solían estar cubiertas por pastizales naturales. Dichos pastizales han experimentado un proceso de transformación y fragmentación debido al avance de distintas formas de intervención antrópica, por lo que ahora el paisaje corresponde a una matriz casi continua de campos dedicados a actividades agropecuarias (Azpiroz *et al.*, 2012; Yezzi *et al.*,

2018), solo interrumpida por las sierras de los Sistemas de Ventania al SO, y de Tandilia al SE (Fig. 1) (Dalla Salda *et al.*, 2006). Particularmente, el cordón de sierras y cerros del Sistema de Tandilia (o Sierras Septentrionales), que corre con rumbo noroeste-sudeste desde el centro de la provincia hasta la localidad de Mar del Plata, limita en parte la realización de actividades productivas agropecuarias. Debido a esto, algunos sitios serranos permanecen inalterados y conservan remanentes de la vegetación prístina (Alonso *et al.*, 2009a). Por esto son considerados “hotspots” de biodiversidad ya que sus componentes florísticos están integrados por numerosas especies nativas e incluso endémicas, algunas de las cuales presentan algún grado de amenaza (Delucchi, 2006; Herrera & Laterra, 2011; Kristensen *et al.*, 2014; Echeverría *et al.*, 2017, 2023).

Considerando la riqueza florística de las áreas serranas de Tandilia, el objetivo del siguiente trabajo fue relevar, en diferentes ambientes serranos del extremo sudoriental de Tandilia, especies vegetales nativas de valor ornamental potencial y, para dichas especies, registrar la época de floración y las características del ambiente donde prosperan para formular *a priori* sugerencias de uso de las mismas en el diseño de espacios verdes.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El trabajo se llevó a cabo en el área de reserva natural estricta dentro de la Reserva Natural Privada Paititi (RNP) (37° 54' S-57° 49' O; datum geodésico WGS84) que está ubicada en el sector orográfico Grupo de las Sierras de Mar del Plata (partido de General Pueyrredón, provincia de Buenos Aires, Argentina) en el extremo sudoriental del sistema serrano de Tandilia (Fig. 1) (Guazzelli, 1999; Echeverría *et al.*, 2023). La reserva natural estricta está integrada por una zona serrana denominada Sierra Chica y por un arroyo que rodea la base de la ladera oeste formando un pequeño estanque antes de continuar rumbo N-E (Fig. 1), abarcando aproximadamente 40 ha. La Sierra Chica tiene orientación N-S, con una elevación máxima de 156 m s.n.m. en la parte superior y un mínimo de 86 m s.n.m. en el estanque. Está compuesta principalmente por un basamento

precámbrico que por encima presenta un estrato del Paleozoico Inferior (ortocuarcitas) sobre el cual se depositan sedimentos de origen cenozoico. Esta acumulación de sedimentos dio lugar al desarrollo de suelos Molisoles de profundidad variable, textura franca, con pH ligeramente ácido y alto contenido de materia orgánica (Osterrieth & Cabria, 1995; Dalla Salda *et al.*, 2006; Álvarez *et al.*, 2012; Echeverría *et al.*, 2023). En base a la clasificación de Thornthwaite, el clima zonal es húmedo-subhúmedo, mesotermal, con escaso a nulo déficit hídrico (Cabrera, 1976). Se caracteriza por ser templado marítimo, atemperado por la influencia oceánica, con un promedio anual de temperaturas medias de 14 °C, y promedios anuales de temperaturas máximas de 19,6 °C y mínimas de 8,7 °C. Las precipitaciones promedio oscilan entre 800 y 900 mm anuales, con distribución regular en el año, aunque frecuentemente se producen leves déficits hídricos en verano y/o excedentes en invierno (Falasca, 2000).

Pertence al Distrito Pampeano Austral de la Provincia Pampeana, incluido en el dominio Chaqueño de la región fitogeográfica Neotropical (Cabrera, 1968, 1976). El paisaje original del área de estudio carecía de la presencia de especies arbóreas nativas, a excepción de algunas comunidades aisladas de “tala” (*Celtis tala* Gillies ex Planch.), de “sauco” (*Sambucus australis* Cham. & Schltdl.) y de “sauce criollo” (*Salix humboldtiana* Willd.) (Haene, 2006; Mazzolari & Comparatore, 2014). Echeverría *et al.* (2017, 2023) llevaron adelante relevamientos de la flora vascular del área e identificaron 370 especies, siendo el porcentaje de nativas superior al 70%. A partir de dichos relevamientos se determinó que la fisonomía de la vegetación del área de estudio está dominada por una gran área abierta cubierta de Gramíneas (Poaceae) que conforman “pastizales de flechillas” (especies de los géneros *Piptochaetium*, *Nassella* y *Amelichloa*, entre otros) y “pajonales de paja colorada” (*Paspalum quadrifarium* Lam.). A su vez, en las zonas más bajas del terreno y en los suelos encharcados o con una lámina de agua permanente o temporaria, se registraron especies flotantes y palustres características de cursos y hoyas de agua dulce (*Juncus* spp., *Cyperus* spp., *Eleocharis* spp., *Typha latifolia* L., *Azolla filiculoides* Lam., *Lemna gibba* L.). En las laderas de las sierras se observaron

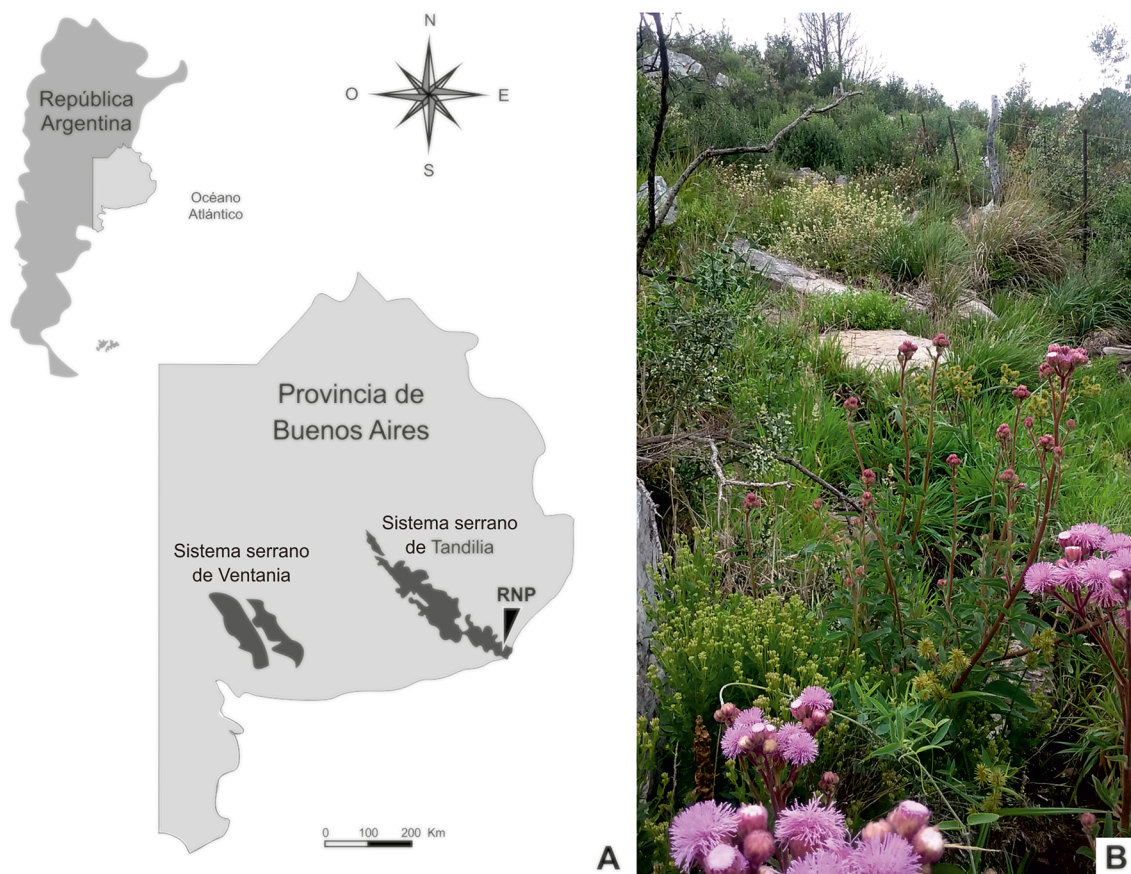


Fig. 1. Área de estudio y ambiente serrano. **A:** Mapa de Argentina (gris oscuro) y de la provincia de Buenos Aires (gris claro), con delimitación de los Sistemas serranos de Tandilia y Ventania y la Reserva Natural Paititi (RNP). **B:** Vista de una ladera de la sierra.

sectores con estratos arbóreos dominados por la exótica “acacia australiana” o “acacia negra” (*Racosperma melanoxylon* (R.Br.) Pedley), así como estratos arbustivos con predominancia de *Baccharis dracunculifolia* DC. subsp. *tandilensis* (Speg.) Giuliano acompañados por *Colletia paradoxa* (Spreng.) Scal., *B. articulata* (Lam.) Pers. y *Dodonaea viscosa* Jack. A su vez, en los suelos más profundos y húmedos de las laderas se encontraron “cardales” con abundancia de especies del género *Eryngium* L. En la cima de la sierra o próximo a ella, donde abundan los afloramientos rocosos, se registraron especies adaptadas a ambientes con roca expuesta, condiciones de alta exposición solar directa y poco sustrato y, por ende, con periodos de escasez de agua, como en

el caso de algunos helechos (*Doryopteris triphylla* (Lam.) H. Christ. *Anemia tomentosa* (Savigny) Sw.), cactus (*Gymnocalycium gibbosum* (Haw.) Pfeiff.) y orquídeas (*Chloraea membranacea* Lindl., *Bipinnula penicillata* (Rchb. f.) Cisternas & Zalazar). En estos ambientes restrictivos también se encontraron subarbustos o sufrutices (*Sommerfeltia spinulosa* (Spreng.) Less., *Neja pinnifolia* (Poir.) G.L. Nesom, *Achyrocline satureioides* (Lam.) DC., *Stevia satureiifolia* (Lam.) Sch. Bip. ex Klotzsch), distintas hierbas (*Lathyrus* spp., *Acmella decumbens* (Sm.) R.K. Jansen), especies bulbosas (*Zephyranthes* spp., *Ipheion uniflorum* (Graham) Raf.) y una bromeliácea epífita (*Tillandsia bergeri* Mez) (Echeverría *et al.*, 2017; Echeverría *et al.*, 2023).

Metodología

Se realizó una revisión bibliográfica a fin de identificar las especies nativas que actualmente se cultivan y comercializan con fines ornamentales en la Argentina. Para ello se consultó bibliografía sobre especies vegetales nativas cultivadas en dicho país (Dimitri, 1988; Morero *et al.*, 2014; Soto *et al.*, 2014; Burgueño & Nardini, 2018; Facciuto *et al.*, 2019; Imhof *et al.*, 2019; Eynard *et al.*, 2020; Nardini, 2023). A su vez, en julio de 2021 se recurrió a la Red de Viveros de Plantas Nativas de la Argentina (REVINA) que suministró el listado de viveros especializados en cultivo y/o comercialización de especies vegetales nativas. De esta manera se contactó a los viveristas ubicados en los partidos y departamentos próximos al área de estudio, a saber, ciudad de Buenos Aires (CABA) y aquellos de las provincias de Buenos Aires, Entre Ríos, Santa Fe, Córdoba y La Pampa, quienes suministraron los catálogos de las plantas que ofrecen.

A partir del relevamiento de flora vascular llevado a cabo en el área de estudio por Echeverría *et al.* (2023), se cotejaron las especies vasculares nativas identificadas en dicha área con aquellas presentes en los catálogos de los viveros contactados. De esta forma se obtuvo el listado de especies nativas de uso ornamental actual presentes en el área de estudio (ver Apéndice S1). Posteriormente, para las especies no incluidas en el listado anterior se registró el hábito de crecimiento y los atributos morfológicos señalados por Schmith (1980 en Espejel & Ojeda, 1995) para considerar de valor ornamental a las plantas nativas, a saber: a) follaje fino o atractivo; b) abundantes y coloridas flores; c) frutos y/o semillas coloridas o atractivas; d) alguna característica sobresaliente, como arquitectura atípica de la planta. A partir de esto, las especies fueron distribuidas en dos categorías: especies sin sugerencia actual de cultivo como ornamental y especies ornamentales potenciales. Para las Angiospermas se registró *in situ* la estación del año donde ocurre la floración. A su vez, se registraron las características del sustrato (agua *vs.* suelo; en este último caso también profundidad) y las condiciones lumínicas (pleno sol, media sombra, y/o sombra) de los sitios donde prosperaba cada especie, a fin de caracterizar el ambiente.

Con los datos registrados se elaboró un listado con las especies señaladas como ornamentales potenciales donde consta, para cada una, familia y nombre científico actualizado de acuerdo a <http://www.floraargentina.edu.ar/>. Según la familia de cada especie, se las clasificó como Angiospermas (APG IV, 2016) o helechos (Smith *et al.*, 2006). A su vez, se indicó el hábito de crecimiento y el atributo ornamental considerado como más llamativo y, para las Angiospermas, la época de floración, según la fenología registrada *in situ*. Teniendo en cuenta las características ambientales donde prosperan las especies, a cada una se le adjudicó al menos una de las siguientes categorías de sugerencia de uso en el diseño de espacios verdes (Fig. 2): 1) jardines de rocallas, techos verdes y/o jardines verticales a pleno sol con suelos de muy poca profundidad (< 25 cm de profundidad); 2) macizos y/o canteros a pleno sol con suelos poco profundos (25-50 cm de profundidad); 3) macizos y/o canteros a pleno sol con suelos profundos (> 50 cm de profundidad); 4) macizos y/o canteros a media sombra con suelos poco profundos (25-50 cm de profundidad); 5) macizos y/o canteros a media sombra con suelos profundos (> 50 cm de profundidad); 6) macizos, canteros y/o jardines verticales a la sombra; y 7) estanques.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De las 265 especies vasculares nativas identificadas por Echeverría *et al.* (2023) en el área de estudio, 75 se encontraron en la bibliografía y/o en los listados de los viveros como especies que se cultivan y/o comercializan como ornamentales en la actualidad (Anexo 1). De las restantes especies, se proponen 47 como ornamentales potenciales (Tablas 1 y 2, Figs. 3-6). Estos resultados dejan en evidencia no sólo el alto número de especies vasculares nativas de las sierras del extremo sudoriental de Tandilia que actualmente se hallan bajo cultivo como ornamentales, sino también la potencialidad ornamental que poseen otras especies nativas del área analizada, hasta ahora no consideradas. La notable riqueza de especies nativas de la Argentina que poseen valor ornamental actual es bien conocida ya que a partir de germoplasma vegetal procedente de distintas regiones del país se han obtenidos cultivares, como aquellos pertenecientes a los

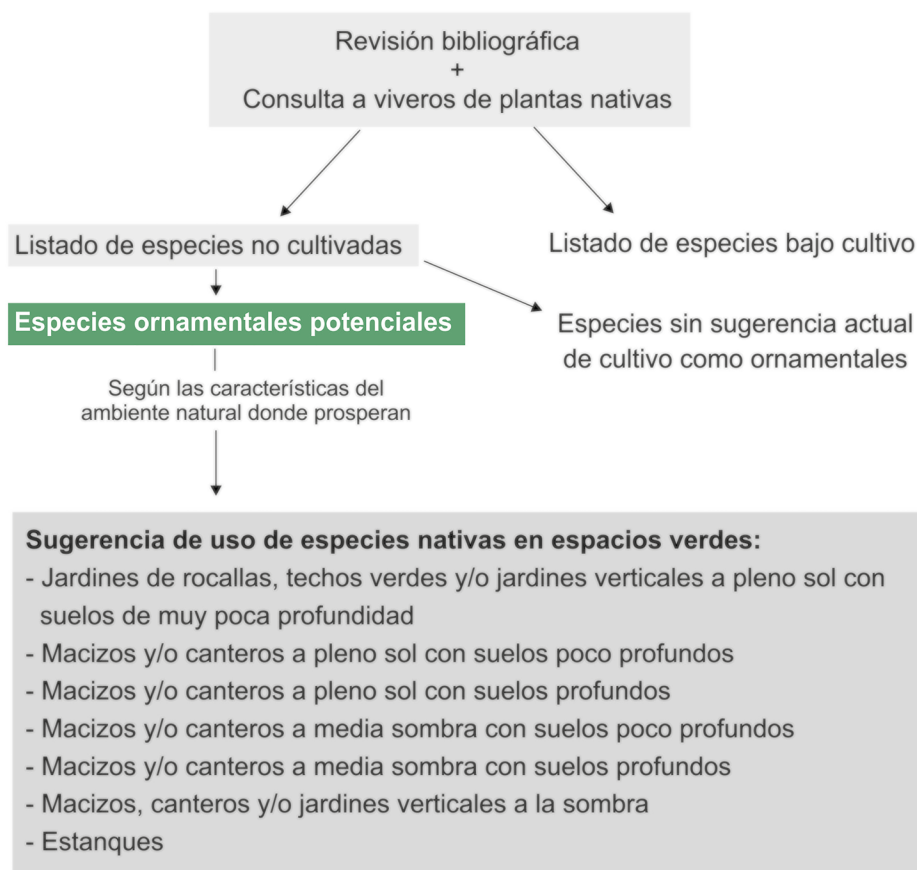


Fig. 2. Procedimiento de clasificación de las especies nativas de valor ornamental potencial y sugerencias de uso en el diseño de espacios verdes.

géneros *Nierembergia* Ruiz & Pav., *Glandularia* J.F. Gmel., *Mecardonia* Ruiz & Pav., *Tecoma* Juss., *Handroanthus* Mattos y *Alstroemeria* L., entre otros, y que hoy en día se encuentran disponibles en el mercado floricultor (Soto *et al.*, 2011; Bologna, 2018; Facciuto *et al.*, 2021; Bugallo & Facciuto, 2023). A su vez, numerosas especies de plantas vasculares de la Región Pampeana que presentan follajes, flores o frutos atractivos, están siendo caracterizadas y evaluadas por investigadores con la intención de, en el futuro, ser utilizadas en espacios verdes (Echeverría & Alonso, 2010, 2012; Soto *et al.*, 2011; Echeverría & Camadro, 2017; Facciuto *et al.*, 2019, Echeverría & Camadro, 2020; Echeverría *et al.*, 2021).

En relación a las familias botánicas, aquellas mejor representadas fueron Asteraceae, con ocho especies, Poaceae, con siete y Fabaceae

y Oxalidaceae, con cuatro. La mayor representatividad de especies ornamentales potenciales pertenecientes a las familias Asteraceae, Poaceae y Fabaceae guarda relación con resultados similares de riqueza por familia registrados a nivel país (Zuloaga *et al.*, 2019) y ha sido reportada también en otros relevamientos de áreas serranas del Sistema de Tandilia, específicamente en sierras de los partidos de Azul (Valicenti *et al.*, 2005; D’Alfonso *et al.*, 2015), Balcarce (Escaray, 2007; Alonso *et al.*, 2009a) y Tandil (Frangi, 1975), así como en el área de estudio (Echeverría *et al.*, 2017; 2023).

Entre las especies vasculares propuestas como ornamentales potenciales predominan las hierbas perennes (34), seguidas por los arbustos (11); se proponen además una hierba anual, una bional y una enredadera perenne (Tablas 1 y 2). En el área

Tabla 1. Angiospermas nativas de valor ornamental potencial, incluyendo hábito de crecimiento, época de floración, atributo ornamental llamativo y sugerencia de uso en el diseño de espacios verdes, ordenadas por familia botánica.

Familia	Nombre Científico	Hábito	F	AOL	Sugerencias de Uso					
					SU1	SU2	SU3	SU4	SU5	SU6
Acanthaceae	<i>Stenandrium dulce</i> (Cav.) Nees	HP	P-E	Flores		x		x		
Amaranthaceae	<i>Pfiafia gnaphaloides</i> (L. f.) Martius	HP	P-E	Follaje	x					
Asteraceae	<i>Baccharis crispa</i> Spreng.	Ar	P-E	Follaje y flores		x				
Asteraceae	<i>Baccharis glutinosa</i> Pers.	HP	O	Follaje y flores		x				
Asteraceae	<i>Baccharis linearifolia</i> (Lam.) Pers.	Ar	P	Follaje y flores		x				
Asteraceae	<i>Campovassouria cruciata</i> (Vell.) R.M.King & H.Rob.	Ar	P-E	Follaje y flores				x		x
Asteraceae	<i>Gamochoaeta stachyidifolia</i> (Lam.) Cabrera	HP	P-E	Follaje		x				
Asteraceae	<i>Lucilia acutifolia</i> (Poir.) Cass.	HP	P-E	Follaje		x				
Asteraceae	<i>Sommerfeltia spinulosa</i> (Spreng.) Less.	Ar	P-E-O	Flores y arquitectura atípica	x					
Cistaceae	<i>Crocanttherum brasiliense</i> (Lam.) Spach	HP	P	Flores		x				x
Convolvulaceae	<i>Evolvulus sericeus</i> var. <i>sericeus</i> Sw.	HP	P-E	Follaje y arquitectura atípica	x					
Cucurbitaceae	<i>Apodanthera linearis</i> (Cogn.) Mart.Crov.	EP	P	Flores, frutos y arquitectura atípica				x		x
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia portulacoides</i> L.	HP	P	Follaje	x					
Fabaceae	<i>Adesmia bicolor</i> (Poir.) DC.	HP	P-E	Follaje y flores	x			x		x
Fabaceae	<i>Lathyrus hookeri</i> G. Don	HP	P	Follaje y flores				x		x
Fabaceae	<i>Lathyrus tomentosus</i> Lam.	HP	P	Follaje y flores				x		x
Fabaceae	<i>Mimosa rocae</i> Lorentz & Niederl.	Ar	O-I	Follaje, flores y arquitectura atípica	x					
Hypericaceae	<i>Hypericum connatum</i> Lam.	Ar	P-E	Follaje y flores				x		x
Loasaceae	<i>Blumenbachia insignis</i> Schard.	HB	P-E	Flores y frutos				x		x
Lythraceae	<i>Cuphea glutinosa</i> Cham. & Schltld.	HP	P-E-O	Flores				x		x
Malvaceae	<i>Krapovickasia flavescens</i> (Cav.) Fryxell	HP	P-E	Follaje y flores	x			x		x

Familia	Nombre Científico	Hábito	F	AOL	Sugerencias de Uso					
					SU1	SU2	SU3	SU4	SU5	SU6
Myrtaceae	<i>Psidium salutare</i> (Humb., Bonpl. & Kunth) O. Berg	HP	P-E	Follaje, flores y arquitectura atípica	x	x		x		
Onagraceae	<i>Ludwigia peploides</i> (Kunth) P. H. Raven	HP	P	Flores						x
Oxalidaceae	<i>Oxalis brasiliensis</i> Lodd.	HP	P-E-O	Follaje y flores	x	x		x		
Oxalidaceae	<i>Oxalis conorrhiza</i> Jacq.	HP	P-E-O	Follaje y flores	x	x		x		
Oxalidaceae	<i>Oxalis lasiopetala</i> Zucc.	HP	P-E-O	Follaje y flores	x	x		x		
Oxalidaceae	<i>Oxalis perdicaria</i> (Molina) Bertero	HP	P-E-O	Follaje y flores	x	x		x		
Plantaginaceae	<i>Plantago tandiense</i> (Pil.) Rahn	Ar	P	Follaje y arquitectura atípica	x	x				
Poaceae	<i>Glyceria multiflora</i> Steud.	HP	P-E	Follaje					x	x
Poaceae	<i>Jarava filifolia</i> (Nees.) Ciald.	HP	P	Follaje y flores			x			
Poaceae	<i>Leersia hexandra</i> Sw.	HP	P-E-O	Flores					x	x
Poaceae	<i>Melica hyalina</i> Doll	HP	P-E	Follaje y flores	x	x				
Poaceae	<i>Melica parodiana</i> Torres	HP	P-E	Follaje y flores	x	x				
Poaceae	<i>Nassella megapota</i> (Spreng.) Barkworth	HP	P	Follaje y flores			x			
Poaceae	<i>Sorghastrum pellitum</i> (Hack.) Parodi	HP	P-E	Follaje y flores			x			
Polygalaceae	<i>Senega linoidea</i> (Poir.) J.F.B. Pastore	HP	P-E	Flores			x		x	
Portulacaceae	<i>Portulaca papulosa</i> Schtdl.	HA	E	Follaje y arquitectura atípica	x					
Rhamnaceae	<i>Colletia paradoxa</i> (Spreng.) Escal.	Ar	E-O	arquitectura atípica			x		x	
Rhamnaceae	<i>Colletia spinosissima</i> J.F.Gmel.	Ar	E-O	arquitectura atípica			x		x	
Rosaceae	<i>Margyricarpus pinnatus</i> (Lam.) Kuntze	Ar	P-E	arquitectura atípica			x			
Scrophulariaceae	<i>Buddleja thyrsoides</i> Lam.	Ar	P	Follaje y flores			x			x

Referencias= AOL: Atributo Ornamental Llamativo, **Ar:** arbusto, **E:** verano, **EP:** epífita perenne, **F:** Floración, **HA:** hierba anual, **HB:** hierba bienal, **HP:** hierba perenne, **I:** invierno, **O:** otoño, **P:** primavera, **SU1:** Rocallas, techos verdes y/o jardines verticales a pleno sol, **SU2:** Macizos y canteros a pleno sol en suelos poco profundos, **SU3:** Macizos y canteros a pleno sol en suelos profundos, **SU4:** Macizos y canteros a media sombra en suelos poco profundos, **SU5:** Macizos y canteros a media sombra en suelos profundos y **SU6:** Estanques.

Tabla 2. Helechos nativos de valor ornamental potencial, incluyendo hábito de crecimiento y atributo ornamental llamativo y sugerencia de uso en el diseño de espacios verdes, ordenados por familia botánica.

Familia	Nombre Científico	Hábito	AOL	SU1	SU2	SU3
Blechnaceae	<i>Blechnum auriculatum</i> Cav.	HP	Follaje		x	x
Dryopteridaceae	<i>Polystichum montevidense</i> (Spreng.) Rosenst.	HP	Follaje			x
Pteridaceae	<i>Doryopteris triphylla</i> (Lam.) Christ	HP	Follaje		x	x
Pteridaceae	<i>Pellaea ternifolia</i> (Cav.) Link	HP	Follaje			x
Pteridaceae	<i>Pteridium esculentum</i> (G. Forst.) Cockayne var. <i>arachnoideum</i>	HP	Follaje	x		x
Woodsiaceae	<i>Woodsia montevidensis</i> (Spreng.) Hieron.	HP	Follaje			x

Referencias= AOL: Atributo Ornamental Llamativo, **HP:** hierba perenne, **SU1:** Macizos y canteros a pleno sol en suelos profundos, **SU2:** Macizos y canteros a media sombra en suelos poco profundos, **SU3:** Macizos, canteros y/o jardines verticales a la sombra.

de estudio predominan pastizales de flechillas, pajonales, cardales y arbustales, comunidades vegetales típicas de los suelos serranos y roquedales de Tandilia (Frangi, 1975; Echeverría *et al.*, 2023), en las que abundan hierbas perennes, sufrútices y arbustos. Esta situación explicaría el predominio de especies ornamentales potenciales de las categorías hierbas perennes y arbustos por sobre las restantes categorías de hábito de crecimiento. A su vez, el área presenta bajos niveles de alteración ambiental, lo que favorece a las especies de ciclo perenne características de estados sucesionales avanzados (Begon *et al.*, 2006; Flores & Sarandón, 2014; Polo *et al.*, 2024).

La floración de las poblaciones de las especies seleccionadas se registró mayoritariamente en primavera y en primavera con prolongación hacia el verano, siendo sólo 11 las que se hallaron en flor en el otoño. Entre estas últimas, la mayoría registró floración prolongada, desde la primavera y/o el verano hasta el otoño. Por el contrario, algunas especies mostraron un periodo de floración más breve, como *Baccharis glutinosa* Pers. (Fig. 4A), que sólo registró floración en otoño, y *Mimosa rocae* Lorentz & Niederl. (Fig. 5C), que floreció en otoño y brevemente en invierno (Tabla 1).

El predominio de floraciones primaverales y primavero-estivales es coincidente con lo que ocurre en la mayoría de las Angiospermas las cuales al reconocer las señales exógenas propias del aumento progresivo de la duración de los días y de la temperatura tras el invierno, las integran con las señales endógenas, ligadas al estado nutricional y hormonal, para desencadenar la floración (Blázquez *et al.*, 2001).

De acuerdo con Brookes (2007), en los parques y jardines diseñados, la importancia de un esquema de plantación no está dado sólo por el aporte primaveral y/o estival que hagan las plantas en el jardín, sino que depende también de su rendimiento durante el resto de las estaciones del año. En función de esto, un esquema de plantación cuidadosamente organizado es aquel que puede aprovechar al máximo los atributos estacionales de las especies presentes. Por lo tanto, las plantas capaces de florecer en otoño son muy valoradas por paisajistas y público en general ya que las flores, al constituir llamativos puntos de atracción, contribuyen a que la mirada del espectador recorra el espacio, a la vez que ordenan la plantación, estableciendo pausas que permiten apreciar el diseño. Sin embargo, la oferta de plantas ornamentales perennes que poseen flores en otoño es escasa, por lo que la incorporación



Fig. 3. Especies nativas de valor ornamental potencial. **A:** *Blechnum auriculatum* Cav. **B:** *Polystichum montevidense* (Spreng.) Rosenst. **C:** *Doryopteris triphylla* (Lam.) Christ. **D:** *Pellaea ternifolia* (Cav.) Link. **E:** *Pteridium esculentum* (G. Forst.) Cockayne. **F:** *Woodsia montevidensis* (Spreng.) Hieron. **G:** *Stenandrium dulce* (Cav.) Nees. **H-I:** *Pfaffia gnaphaloides* (L. f.) Mart.

de nativas de floración otoñal u otoño-invernal contribuiría a contrarrestar dicha situación al permitir crear diseños con flores en la época de mayor escasez de las mismas.

Es común notar actividad de fauna, como aves y otros vertebrados e invertebrados pequeños, en torno a los órganos florales (Sabatino *et al.*, 2017). En función de ello, la inclusión en los espacios verdes de especies vegetales nativas con flores que sean de utilidad para la fauna local, favorece el número de visitantes florales y/o la frecuencia de las visitas (Sabatino *et al.*, 2017; Nardini, 2023), y por lo tanto promueve la generación de jardines naturalistas y biodiversos. A modo de ejemplo, entre las plantas seleccionadas se encuentran varias Gramíneas, taxón de reconocido interés para

las aves granívoras y aquellas que buscan nidificar (Isacch & Martínez, 2001; Isacch & Cardoni, 2011), en muchos casos amenazadas, como el “espartillero pampeano” (*Asthenes hudsoni*) y el “tachurí canela” (*Polystictus pectoralis*), (Trofino-Falasco *et al.*, 2022). También *Campovassouria cruciata* (Vell.) R.M. King & H. Rob. (Fig. 4C), visitada por insectos polinizadores de los órdenes Coleoptera, Diptera e Hymenoptera (Sabatino *et al.*, 2021) y *Blumenbachia insignis* Schrad. (Fig. 5 F), con frecuencia pecoreada por *Apis mellifera*, la abeja doméstica (Haedo *et al.*, 2017).

Por otra parte, entre las especies ornamentales potenciales se encuentran seis helechos (Tabla 2). Estos taxones fueron registrados creciendo en suelos francos poco profundos (<50 cm) y

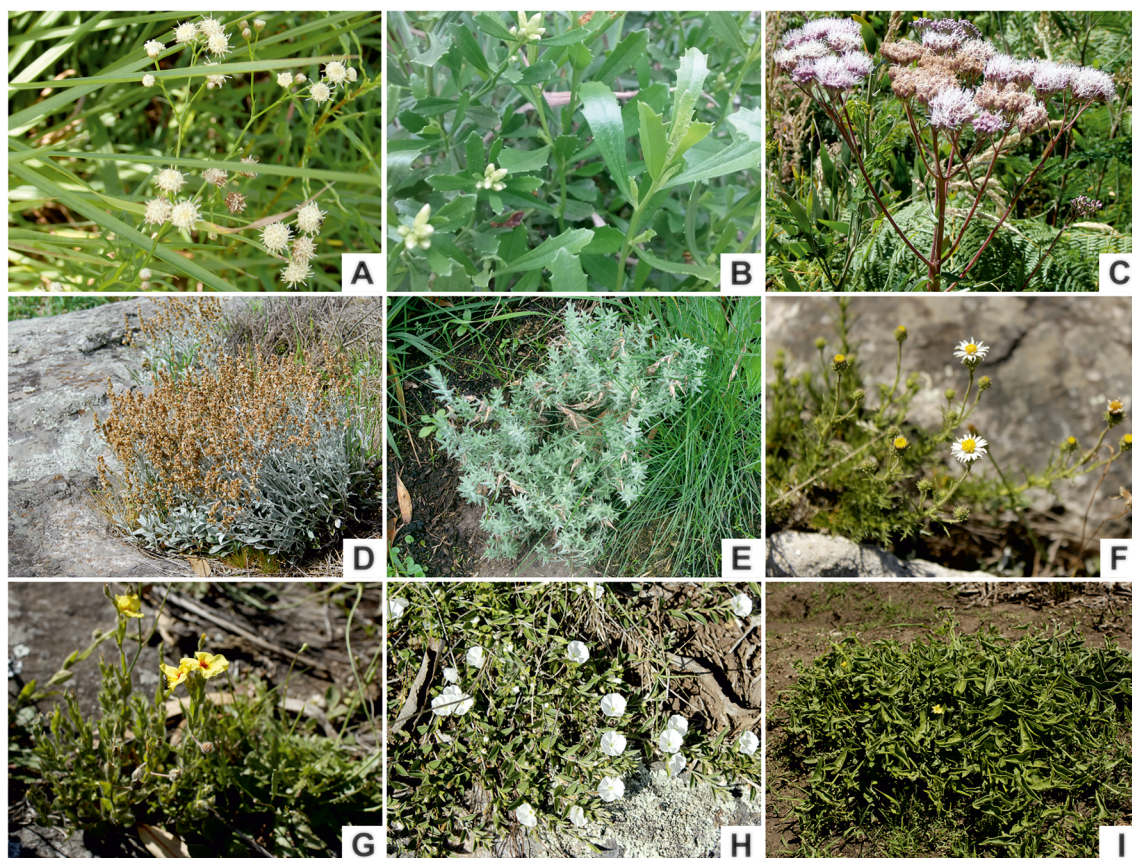


Fig 4. Especies nativas de valor ornamental potencial. **A:** *Baccharis glutinosa* Pers. **B:** *B. linearifolia* (Lam.) Pers. **C:** *Campovassouria cruciata* (Vell.) R.M.King & H.Rob. **D:** *Gamochaeta stachydidifolia* (Lam.) Cabrera. **E:** *Lucilia acutifolia* (Poir.) Cass. **F:** *Sommerfeltia spinulosa* (Spreng.) Less. **G:** *Crocanthemum brasiliense* (Lam.) Spach. **H:** *Evolvulus sericeus* Sw. **I:** *Apodanthera linearis* (Cogn.) Mart. Crov.

fueron los únicos que prosperaron en condiciones de sombra completa, a excepción de *Blechnum auriculatum* Cav. y *Doryopteris triphylla* (Lam.) Christ (Fig. 3A, C), que se observaron creciendo también a media sombra. La presencia de helechos no suele ser común en las planicies de la región Pampeana (Cabrera, 1968) y aún menos comunes en el sudeste de la provincia de Buenos Aires, pero sí en áreas serranas donde encuentran hábitats propicios para su crecimiento y desarrollo (De la Sota, 1967; 1970; 1972; Frangi, 1975; Long & Grassini, 1997; Alonso *et al.*, 2009a, 2009b; Arana & Bianco, 2011; Echeverría *et al.*, 2023), lo que destaca la importancia de estas áreas en la preservación de la diversidad de este particular grupo de plantas vasculares.

La mayoría de las especies presentaron más de un atributo ornamental llamativo (Tabla 1). El atributo más frecuente fue follaje atractivo o fuera de lo común, con 36 especies, donde, a modo de ejemplo, se destacan algunas especies con hojas de colores o tonos infrecuentes como el glauco en *Euphorbia portulacoides* L. (Fig. 5A) y *Glyceria multiflora* Steud. (Fig. 6D), o el grisáceo en *Pfaffia gnaphaloides* (L. f.) Mart. (Fig. 3H-I), *Gamochaeta stachydidifolia* (Lam.) Cabrera (Fig. 4D) y *Lucilia acutifolia* (Poir.) Cass. (Fig. 4E). También se encontró un taxón con hojas de disposición atípica, *Hypericum connatum* Lam. (Fig. 5D, E), por presentar la base de las mismas connadas. Al follaje atractivo lo secundó el atributo abundantes y coloridas flores, con 29 especies, entre las que

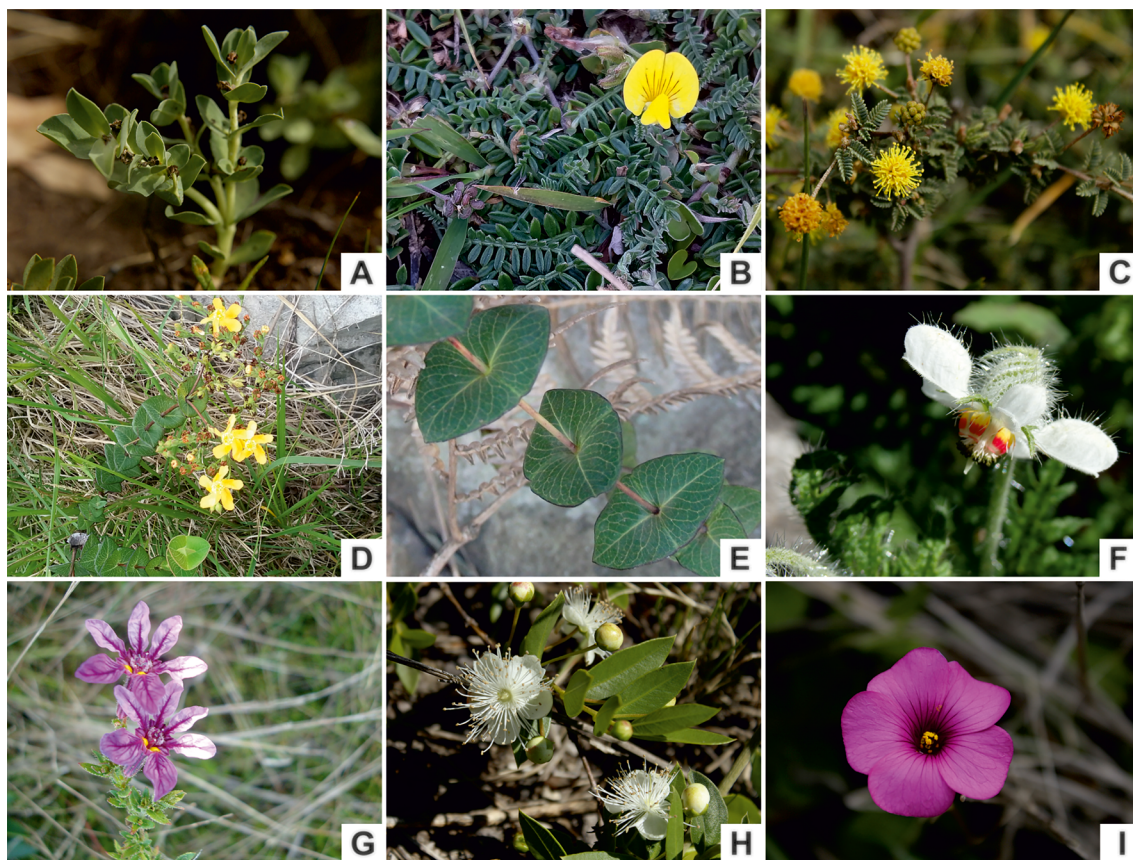


Fig. 5. Especies nativas de valor ornamental potencial. **A:** *Euphorbia portulacoides* L. **B:** *Adesmia bicolor* (Poir.) DC. **C:** *Mimosa rocae* Lorentz & Niederl. **D-E:** *Hypericum connatum* Lam. **F:** *Blumenbachia insignis* Schrad. **G:** *Cuphea glutinosa* Cham. & Schltdl. **H:** *Psidium salutare* (Kunth) O. Berg. **I:** *Oxalis brasiliensis* Lodd.

se destacan *Campovassouria cruciata* (Vell.) R.M. King & H. Rob. (Fig. 4C), *Sommerfeltia spinulosa* (Spreng.) Less. (Fig. 4F), *Lathyrus* spp., *Oxalis* spp. (Fig. 5I, Fig. 6A-B) y *Buddleja thyrsoidea* Lam. En tercer lugar, con 10 especies, se destacó la arquitectura atípica de la planta como atributo ornamental llamativo, encontrándose allí *Colletia paradoxa* (Spreng.) Escal. (Fig. 6I) y *C. spinosissima* J.F. Gmel., arbustos espinosos de aspecto tortuoso, o *Margyricarpus pinnatus* (Lam.) Kuntze, arbusto extendido, difuso. Por último, se registraron dos especies con atributo ornamental llamativo dado por sus frutos atractivos: *Apodanthera linearis* (Cogn.) Mart. Crov. (Fig. 4I), enredadera que presenta pequeños pepónides ovoides de color verde con estrías longitudinales claras que se tornan

amarillentas a la madurez, y *Blumenbachia insignis* Schrad. (Fig. 5F), que posee cápsulas subglobosas, colgantes, suculentas cuando están inmaduras, y membranáceas luego, con dehiscencia formando espirales.

Por otra parte, se observó que más del 60% de las especies propuestas como ornamentales potenciales prosperan en suelos poco profundos (< 50 cm), con excepción de *Adesmia bicolor* (Poir.) DC. (Fig. 5B) y *Crocantemum brasiliense* (Lam.) Spach (Fig. 4G) que lo hacen también en suelos profundos (> 50 cm de profundidad). A su vez, tres especies fueron observadas en ambientes acuáticos, áreas palustres y/o anegadizas, a saber: *Ludwigia peploides* (Kunth) P.H. Raven, *Glyceria multiflora* Steud. (Fig. 6D) y *Leersia hexandra* Sw. En cuanto a las condiciones

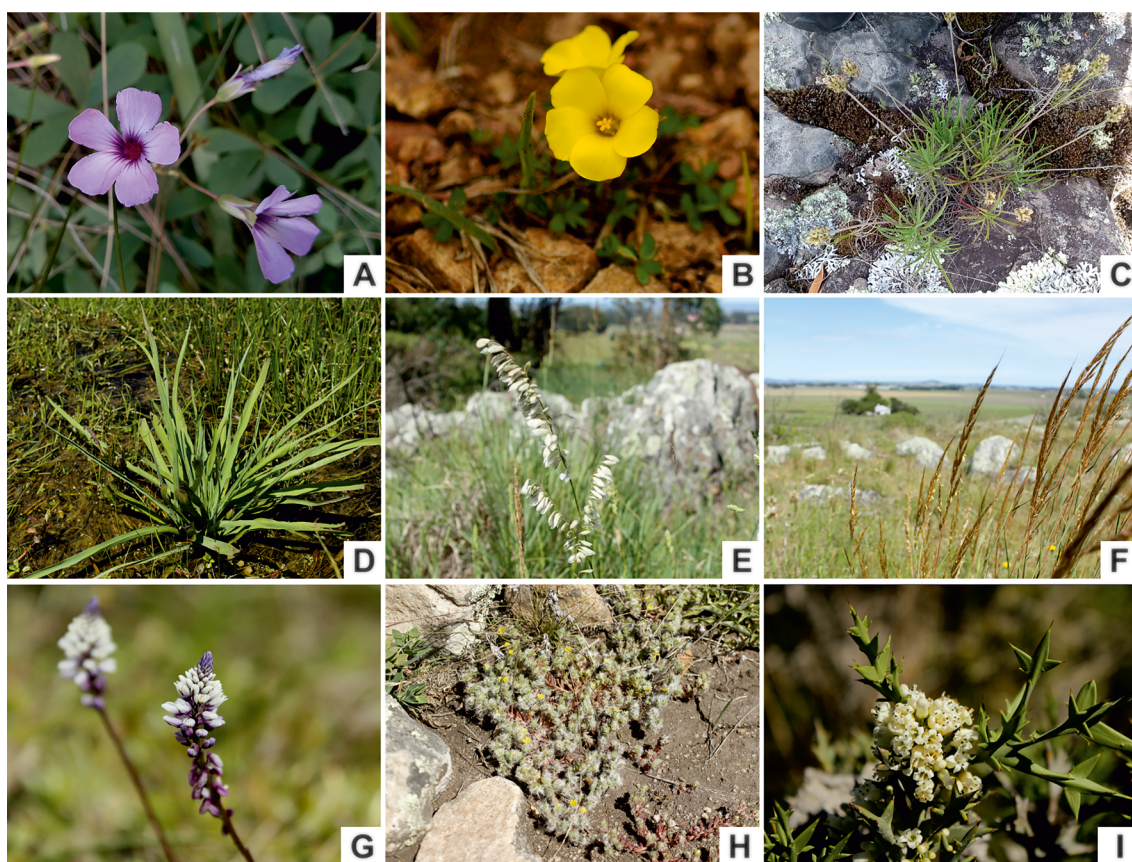


Fig. 6. Especies nativas de valor ornamental potencial. **A:** *Oxalis lasiopetala* Zucc. **B:** *O. perdicaria* (Molina) Bertero. **C:** *Plantago tandilensis* (Pil.) Rahn. **D:** *Glyceria multiflora* Steud. **E:** *Melica parodiana* Torres. **F:** *Sorghastrum pellitum* (Hack.) Parodi. **G:** *Senega linooides* (Poir.) J.F.B. Pastore. **H:** *Portulaca papulosa* Schltldl. **I:** *Colletia paradoxa* (Spreng.) Escal.

lumínicas, 18 de las especies propuestas prosperan en condiciones de pleno sol, cinco en sombra y 21 tanto a pleno sol como a media sombra.

La cantidad de especies potencialmente ornamentales sugeridas para cada categoría de uso varió entre tres y 24, a la vez que muchas de las especies consideradas fueron propuestas en más de una categoría de uso (Tabla 1). La principal sugerencia de uso está representada por la categoría macizos y/o canteros a pleno sol en suelos poco profundos (25%). Esta categoría es seguida por macizos y/o canteros a pleno sol en suelos profundos, luego por jardines de rocallas, techos verdes y/o jardines verticales a pleno sol (20,8 y 19,8%, respectivamente), y por último por macizos y/o canteros a media sombra con

suelos profundos (15,6%). Las sugerencias de uso menos representadas corresponden a las categorías macizos y/o canteros a media sombra con suelos poco profundos (9,3%), macizos, canteros y/o jardines verticales a la sombra (6,2%), categoría integrada por los helechos, y estanques (3,1%), constituida por las tres especies observadas en ambientes acuáticos (Tablas 1 y 2; Fig. 7).

El predominio de especies nativas ornamentales potenciales que prosperan en suelos poco profundos y a pleno sol, obedece a que dichas condiciones ambientales son las reinantes en el área de estudio (Echeverría *et al.*, 2023). El predominio de este tipo de ambientes también fue observado en áreas serranas de distintas provincias de la Argentina, como Sierras de Tandil (Frangi, 1975) y Sierra de

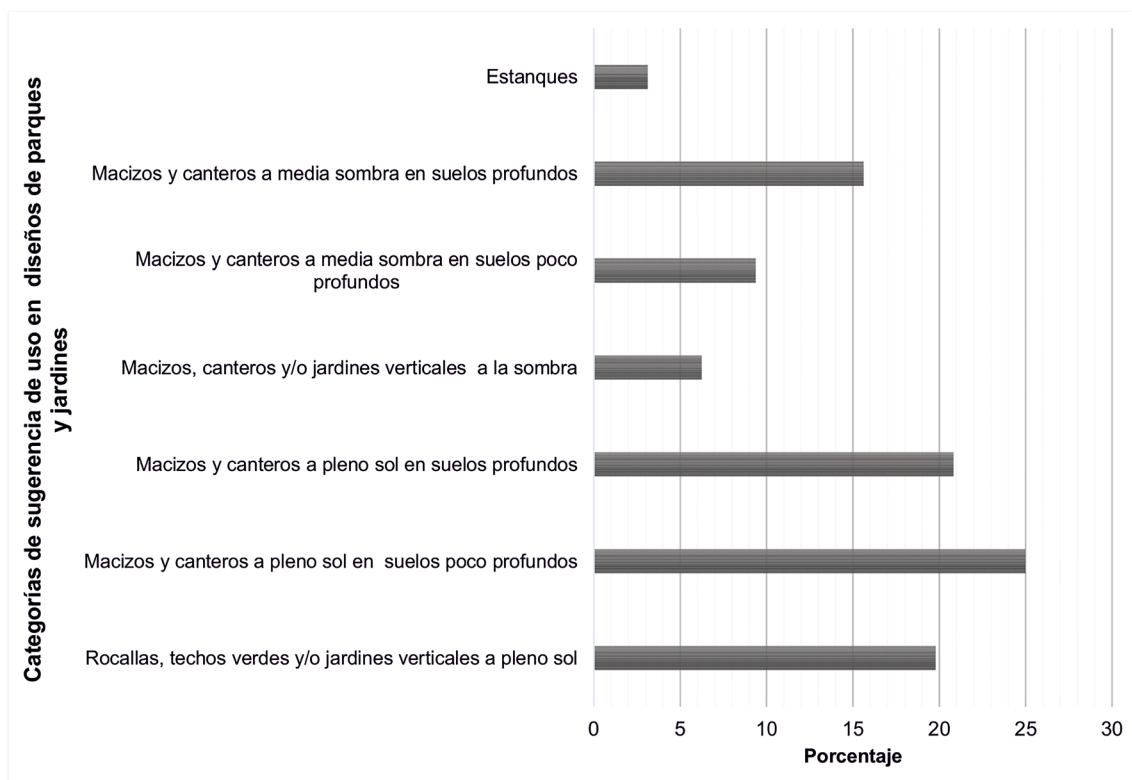


Fig. 7. Representación porcentual de las categorías de uso de la flora autóctona serrana sugerida como de valor potencial ornamental en el diseño de espacios verdes.

la Ventana (Kristensen & Frangi, 2015), en Buenos Aires, Sierra Lihuel Calel, en La Pampa (Mazzola *et al.*, 2008) o Sierra de Los Cóndores, en Córdoba (Cantero *et al.*, 2017). Por lo tanto, en futuras prospecciones de áreas serranas se esperaría hallar mayor abundancia de nativas de valor ornamental potencial en sitios con alta exposición a la luz solar y sustrato poco profundo.

CONCLUSIONES

Las áreas serranas del extremo sudoriental del Sistema serrano de Tandilia cuentan con especies vegetales nativas de potencial valor ornamental que podrían emplearse en el diseño de espacios verdes integrando plantaciones de diferentes tipos, como macizos, canteros, rocallas y techos verdes.

La incorporación de especies vegetales nativas en el diseño de espacios verdes urbanos y rurales emerge como una propuesta de relevancia no solo

para promover alternativas de uso sino también como estrategia de conservación de la flora. Asimismo, contribuye a agregar valor comercial a las especies involucradas y a revitalizar el significado cultural y patrimonial que estas representan. A pesar de esto, las especies nativas no son en general gustosas o atractivas e inclusive, al no estar familiarizados con ellas, hay resistencia en su uso por parte de consumidores, jardineros, parqueros y viveristas tradicionales. Por lo tanto, un desafío importante para incorporar plantas nativas con fines ornamentales es, como mencionara Gilbert (1989), el de superar la resistencia del público. Entendiendo que no es fácil incorporar nuevas especies en los diseños por la incertidumbre respecto al comportamiento y manejo de ellas, para su adopción y utilización exitosa será necesario conocer aspectos que hagan al éxito de su cultivo y permanencia lejos del ambiente original. Entre estos, sería importante conocer características vinculadas a la germinación, multiplicación, sanidad, atributos vegetativos y

atributos reproductivos, entre otros. Estos aspectos podrían ser abordados en trabajos futuros junto con estudios sobre la variabilidad genética presente en las poblaciones naturales, a fin de considerar la realización de actividades de mejoramiento genético en vistas de conseguir y ofrecer al consumidor un producto de alto valor ornamental.

Finalmente creemos que con el objetivo de contribuir a la conservación de las plantas nativas será necesario abordar dos cuestiones. Por un lado, mediante acciones de educación ambiental destinadas a múltiples actores de la sociedad, difundir las características y cualidades de estas especies, y en particular de los genotipos nativos de cada región, realzando el valor ambiental y cultural que poseen. Por otro lado, promover la producción y venta de las mismas, reduciendo las extracciones en los ambientes naturales, las que deben ajustarse a las directivas, leyes y normas formuladas a tal fin por organismos especializados, provinciales o nacionales según el caso.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

MLE, SIA y VMC contribuyeron en el diseño del trabajo, recopilaron los datos y escribieron el manuscrito; MLE y SIA identificaron las especies y tomaron fotografías; MLE realizó las figuras y elaboró las tablas.

AGRADECIMIENTOS

A Esteban González Zugasti, propietario de la Reserva Natural Paititi, quien nos permitió realizar esta investigación y brindó apoyo logístico. También agradecemos a la REVINA y a los viveros que amablemente nos compartieron información para elaborar este trabajo. Por último quisiéramos agradecer a Patricia Diez de Ulzurrun, Gonzalo Burgos Herrera y Nehuén Russo por cedernos con gentileza algunas de las fotografías de las especies aquí presentadas.

Este trabajo fue financiado por la Universidad Nacional de Mar del Plata (Argentina), Proyectos de investigación AGR 557/18, AGR 616/20 y AGR669/22, (bajo la responsabilidad de ME) y La Neotropical Grassland Conservancy (bajo la responsabilidad de VMC).

BIBLIOGRAFÍA

- ALONSO, S. I., I. R. GUMA, M. C. NUCIARI & A. VAN OLPHEN. 2009a. Flora de un área de la Sierra La Barrosa (Balcarce) y fenología de especies nativas con potencial ornamental. *Rev. FCA UNCuyo* 41: 23-44.
- ALONSO, S. I., V. ISPIZÚA, M. C. NUCIARI, A. CLAUSEN A. & M. CALANDRONI. 2009b. Valor actual y potencial de los recursos florísticos del sistema serrano de Tandilia (Buenos Aires, Argentina). En: SEGUEL, I., P. LEÓN, G. MUÑOZ, J. PIÑEIRA & L. AVENDAÑO (eds.), *Proceedings 7° Simposio de Recursos Genéticos para América Latina y el Caribe*, pp. 453-454. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias, Pucón.
- ÁLVAREZ, M. F., M. FERNÁNDEZ HONAINÉ, N. BORRELLI & M. OSTERRIETH. 2012. Diversidad vegetal en canteras de áridos del sudeste bonaerense. En: DEL RÍO, J. L. & S. G. DE MARCO (eds.), *Sustentabilidad de la minería en áreas periurbanas: Una aproximación multidimensional*, pp. 83-99. Universidad Tecnológica Nacional, Mar del Plata.
- APG (Angiosperm Phylogeny Group; CHASE, M. W., M. J. M. CHRISTENHUSZ, M. F. FAY, J. W. BYNG, ..., & P. F. STEVENS. 2016. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. *Bot. J. Linn. Soc.* 181: 1-20.
<https://doi.org/10.1111/boj.12385>
- ARANA, M. D. & C. A. BIANCO, 2011. *Helechos y Licófitas del centro de la Argentina*. Universidad Nacional de Río Cuarto, Río Cuarto.
- AZPIROZ, A. B., J. P. ISACCH, R. A. DIAS, A. S. DI GIACOMO, ..., & C. MORALES PALAREA. 2012. Ecology and conservation of grassland birds in southeastern South America: a review. *J. Field Ornithol.* 83: 217-246.
<https://doi.org/10.1111/j.1557-9263.2012.00372.x>
- BEGON, M., C. R. TOWNSEND & J. L. HARPER. 2006. *Ecology: From Individuals to Ecosystems*. Blackwell Publishing, Malden.
- BLÁZQUEZ, M., M. KOORNNEEF & J. PUTTERILL. 2001. Flowering on time: genes that regulate the floral transition. *EMBO Reports* 12: 1078-1082.
<https://doi.org/10.1093/embo-reports/kve254>
- BOLOGNA, P. 2018. Nuevos cultivares de *Glandularia* obtenidos en Argentina. *RIA. Rev. Investig. Agropecu.* 44: 136-139.
- BROOKES, J. 2007. *Guía completa de diseño de jardines*. Blume, Barcelona.

- BUGALLO, V. & G. FACCIUTO. 2023. Selection process in ornamental plant breeding. *Ornam. Hortic.* 29: 68-75.
<https://doi.org/10.1590/2447-536X.v29i1.2617>
- BURGUENÓ, G. & C. NARDINI. 2018. Elementos de diseño y planificación con plantas nativas. Introducción al Paisaje Natural. Parte I. Generalidades. Orientación Gráfica Editora, Buenos Aires.
- CABRERA, A. L. 1968. Gimnospermas y Monocotiledóneas (excepto Gramíneas). En: CABRERA, A. L. (ed.), *Flora de la Provincia de Buenos Aires*. Tomo IV. Parte I. Colección científica del INTA, Buenos Aires.
- CABRERA, A. 1976. *Regiones fitogeográficas argentinas. Enciclopedia argentina de agricultura y jardinería*. Tomo II. Editorial ACME, Buenos Aires.
- CANTERO, J. J., J. MULKO, C. NUÑEZ, S. R. ZEBALLOS, ..., & M. CABIDO. 2017. Heterogeneidad de la vegetación en ambientes basálticos del centro de Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 52: 153-183.
<https://doi.org/10.31055/1851.2372.v52.n1.16916>
- CBD. 2011. *Convention on biological diversity*. United Nations, Montreal. <https://www.cbd.int/doc/legal/cbd-en.pdf>
- CHASE, J. M., S. A. BLOWES, T. M. KNIGHT, K. GERSTNER & F. MAY. 2020. Ecosystem decay exacerbates biodiversity loss with habitat loss. *Nature* 584: 238-243.
- D'ALFONSO, C., R. L. SCARAMUZZINO, N. VERCELLI & I. ENTRAIGAS. 2015. Composición florística de los pajonales de *Paspalum quadrifarium* Lam. en la cuenca del Arroyo Azul. En: *Actas resúmenes V Jornadas y II Congreso Argentino de Ecología de Paisajes*, Azul.
- DALLA SALDA, L., L. SPALLETTI, D. POIRE, R. DE BARRIO, ..., & A. BENIALGO. 2006. Tandilia. *Instituto Superior de Correlación Geológica: Serie Correlación Geológica* 21: 17-46.
- DATTA, S. K. 2022. Breeding of ornamentals: Success and technological status. *The Nucleus* 65: 107-128.
- DE LA SOTA, E. R. 1967. Composición, origen y vinculaciones de la flora pteridológica de las sierras de Buenos Aires (Argentina). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 11: 105-128.
- DE LA SOTA, E. R. 1970. Notas sobre las especies austrosudamericanas del género "*Blechnum*" L. (Blechnaceae-Pteridophyta). I. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 13: 129-139.
- DE LA SOTA, E. R. 1972. Notas sobre especies austrosudamericanas del género "*Blechnum*" L. (Blechnaceae-Pteridophyta). III. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 14: 177-184.
- DELUCCHI, G. 2006. Las especies vegetales amenazadas de la Provincia de Buenos Aires: una actualización. *Aprona Boletín Científico* 39: 9-31.
- DÍAZ, S., U. PASCUAL, M. STENSEKE, B. MARTÍN-LÓPEZ, ..., & C. N. ZAYAS. 2018. Assessing nature's contributions to people: recognizing culture, and diverse sources of knowledge, can improve assessments. *Science* 359: 270-272.
<https://doi.org/10.1126/science.aax3100>
- DI MARTINO, L., V. DI CECCO, M. DI CECCO, M. DI SANTO, ..., & G. MARCANTONIO. 2020. Use of native plants for ornamental purposes to conserve plant biodiversity: Case of study of Majella National Park. *J. Nat. Conserv.* 56: 125839.
<https://doi.org/10.1016/j.jnc.2020.125839>
- DIMITRI, M. J. 1988. *Enciclopedia argentina de agricultura y jardinería*. Vol. I. Editorial Acme, Buenos Aires.
- ECHEVERRÍA, M. L., S. I. ALONSO & V. M. COMPARATORE. 2017. Survey of the vascular plants of Sierra Chica, the untouched area of the Paititi Natural Reserve (southeastern Tandilia mountain range, Buenos Aires province, Argentina). *CheckList*, 13: 1003-1036. <https://doi.org/10.15560/13.6.1003>
- ECHEVERRÍA, M. L., G. A. LEOFANTI, G. E. SANCHEZ & M. M. ECHEVERRÍA. 2021. Caracterización fenotípica de genotipos de dos poblaciones naturales de *Sorghastrum pellitum* (Poaceae) del sudeste bonaerense. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 56: 513-531.
<https://doi.org/10.31055/1851.2372.v56.n4.33811>
- ECHEVERRÍA, M. L., S. I. ALONSO & V. M. COMPARATORE. 2023. Vegetation of a hill grassland of the Paititi Natural Reserve (Pampa biome) and early detection of non-native species acting as invasive. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 58: 71-90.
<https://doi.org/10.31055/1851.2372.v58.n1.38512>
- ECHEVERRÍA, M. L. & S. I. ALONSO. 2010. Germinación y crecimiento inicial de *Habranthus gracilifolius* y *Rhodophiala bifida*, Amarilidáceas nativas con potencial ornamental. *Rev. Fac. Cienc. Agrar., Univ. Nac. Cuyo*, 42: 23-37.
- ECHEVERRÍA, M. L. & S. I. ALONSO. 2012. Crecimiento inicial bajo cultivo de *Chrysolaena flexuosa* (Sims) H. Rob., Asteraceae nativa de valor ornamental potencial. *Rev. Fac. Cienc. Agrar., Univ. Nac. Cuyo*, 44: 89-98.

- ECHEVERRÍA, M. L. & E. L. CAMADRO. 2017. Chromosome numbers, meiotic abnormalities, and 2n pollen formation in accessions of the wild species *Chrysolaena flexuosa* (Veroniceae, Compositae) from its distribution range in Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 52: 737-752.
<https://doi.org/10.31055/1851.2372.v52.n4.18860>
- ECHEVERRÍA, M. L. & E. L. CAMADRO. 2020. Morphological and molecular variability of wild diploid and polyploid populations of *Chrysolaena flexuosa* (Sims) H. Rob.: relevance for ornamental breeding. *Sci. Hortic.* 260: 108875.
<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.108875>
- ESCARAY, F. J. 2007. Estudio florístico de una ladera de la Sierra del Volcán (Sistema de Tandilia). Tesis de Ingeniería Agronómica. Universidad Nacional de Mar del Plata, Argentina.
- ESPEJEL, I. & L. OJEDA. 1995. Native plants for recreation and conservation in Mexico. *Restoration & Management Notes* 13: 84-89.
- EYNARD, C., A. CALVIÑO & L. ASHWORTH. 2020. *Cultivo de plantas nativas. Propagación y viverismo de especies de Argentina central*. Ecoval Ediciones, Córdoba.
- FACCIUTO, G. R., P. BOLOGNA, V. L. BUGALLO & M. C. RIVERA. 2019. Recursos genéticos ornamentales nativos de Argentina: de la colecta a la producción. *Revista RG News* 5: 13-17.
- FACCIUTO, G., C. STOSIC, S. STANCANELLI, M. SOTO D. MORISIGUE. 2021. Innovación en el mercado florícola: estrategias de transferencia al sector productivo de variedades obtenidas a partir de recursos genéticos nativos de Argentina. En: FACCIUTO, G. & M. P. LA TORRE (Comp.), *Plantas nativas ornamentales de Latinoamérica: Experiencias hacia la puesta en valor*, pp. 226-238. Ediciones INTA, Buenos Aires.
- FACCIUTO, G. R., M. D. LABARTA & M. S. SOTO. 2022. *Acceso y uso de los recursos fitogenéticos nativos de Argentina con fines ornamentales*. Ediciones INTA, Buenos Aires. <https://repositorio.inta.gov.ar/handle/20.500.12123/15176>
- FALASCA, S., A. ULBERICH, N. BERNABÉ & S. MORDENTI. 2000. Principales características agroclimáticas del sudeste bonaerense, República Argentina. *Revista Geográfica* 127: 91-102.
- FRANGI, J. 1975. Sinopsis de las comunidades vegetales y el medio de las sierras de Tandil (Provincia de Buenos Aires). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 16: 293-318.
- FLORES, C. C. & S. J. SARANDÓN. 2014. Desarrollo y evolución de los ecosistemas. En: SARANDÓN, S. J. & C. C. FLORES (eds.), *Agroecología: bases teóricas para el diseño y manejo de agroecosistemas sustentables*, pp. 159-189. Universidad Nacional de La Plata, La Plata.
- GUZZELLI, M. A. 1999. Efectos del fuego sobre la fauna y los caracteres fisicoquímicos del suelo en las Sierras Septentrionales de la Provincia de Buenos Aires. Tesis de Licenciatura en Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Mar del Plata, Argentina.
- GILBERT, L. O. 1989. *The ecology of urban habitats*. Chapman and Hall Ltd., London.
- HAEDO, J. P., P. STALLDECKER & H. J. MARRERO. 2017. Plantas nativas del sudoeste bonaerense potencialmente útiles para la conservación de los polinizadores en agroecosistemas. *BioScriba* 8: 12-23.
- HAENE, E. 2006. Caracterización y conservación del talar bonaerense. En: Mérida, E. & J. Athor (eds.), *Talares bonaerenses y su conservación*, pp. 46-70 Fundación de Historia Natural Félix de Azara, Buenos Aires.
- HERRERA, L. & P. LATERRA. 2011. Relative influence of disturbance histories and landscape patterns on floristic structure and diversity of fragmented grasslands. *Appl. Veg. Sci.* 14: 181-188.
- HEYWOOD, V. 2001. Conservation and sustainable use of wild species as sources of new ornamentals. En: *Actas resúmenes del International Symposium on Sustainable Use of Plant Biodiversity to Promote New Opportunities for Horticultural Production International Society for Horticultural Science*, Antalya.
<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2003.598.5>
- IMHOF, L., N. CÁCERES, M. SUÁREZ, E. C. B. HICK, ..., & L. GALETTO. 2019. Manual de cultivo de plantas nativas y naturalizadas para espacios urbanos de bajo mantenimiento. Editorial EDUC, Córdoba.
- ISACCH, J. P. & D. A. CARDONI. 2011. Different grazing strategies are necessary to conserve endangered grassland birds in short and tall salty grasslands of the flooding pampas. *Condor* 113: 724-734. <https://doi.org/10.1525/cond.2011.100123>
- ISACCH, J. P. & M. M. MARTÍNEZ. 2001. Estacionalidad y relaciones con la estructura del habitat de la comunidad de aves de pastizales de paja colorada (*Paspalum quadrifarium*) manejados con fuego en la Provincia de Buenos Aires, Argentina. *Ornitol. Neotrop.* 12: 345-354.
- KRISTENSEN, M. J., J. LAVORNIA, V. LEBER, M. P. POSE, ..., & M. HIGUERA. 2014. Estudios para la conservación de la pampa austral. I. Diagnóstico de

- la biodiversidad local. *Rev. Estudios Ambientales* 2: 105-117.
- KRISTENSEN, M. J. & J. L. FRANGLI. 2015. Vegetación casmofítica y mesoclimas de afloramientos rocosos en Ventania (Buenos Aires, Argentina). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 50: 35-46.
<https://doi.org/10.31055/1851.2372.v50.n1.11018>
- LONG, M. A. & C. M. GRASSINI. 1997. Actualización del conocimiento florístico del Parque Provincial Ernesto Tornquist. Informe final convenio de colaboración recíproca del Ministerio de Asuntos Agrarios de la Provincia de Buenos Aires. Universidad Nacional del Sur, Bahía Blanca.
- MAZZOLA, M. B., A. G. KIN, E. F. MORICI, F. J. BABINEC & G. TAMBORINI. 2008. Efecto del gradiente altitudinal sobre la vegetación de las sierras de Lihuel Calel (La Pampa, Argentina). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 43: 103-119.
- MAZZOLARI, A. C. & V. M. COMPARATORE. 2014. Invasion of *Rubus ulmifolius* (Rosaceae) in Laguna de los Padres Natural Reserve, Buenos Aires, Argentina: basis for drawing management strategies and recovery of native forests. *BioScriba*, 7: 19-29.
- MORERO, R. E., M. A. GIORGIS, M. D. ARANA & G. E. BARBOZA. 2014. Helechos y licofitas del centro de Argentina. Cultivo y especies ornamentales. Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal. CONICET-UNC, Córdoba.
- NARDINI, C. 2023. Plantas nativas que atraen insectos benéficos, aves y mariposas a nuestros jardines. En: CANÉ, L. (ed.), *Nativas. El Jardín en la Argentina*, pp. 7-97. Buenos Aires.
- OSTERRIETH, M. L. & F. CABRIA. 1995. Mapa de Capacidad de Uso de Suelos. En: DEL RÍO, J. L., J. BÓ, J. MARTÍNEZ ARCA & V. BERNASCONI (eds.), *Carta Ambiental del Partido de General Pueyrredón. Tomo 1. Informe Instituto de Geología de Costas y del Cuaternario*, pp. 63-68. Universidad Nacional de Mar del Plata, Mar del Plata.
- PASCUAL, U., P. BALVANERA, M. CHRISTIE, B. BAPTISTE, ..., & A. VATN. 2022. *Summary for Policymakers of the Methodological Assessment Report on the Diverse Values and Valuation of Nature of the Intergovernmental Science-Policy Platform on Biodiversity and Ecosystem Services*. IPBES, Bonn.
<https://doi.org/10.5281/zenodo.6522392>
- POLO, N., M. L. ECHEVERRÍA, M. A. PALACIO, S. VARELA & L. HERRERA. 2024. Flora con potencial valor apícola en pastizales serranos del extremo sudoriental del Sistema serrano de Tandilia con diferente manejo productivo. *Rev. Mus. Argent. Ci. Nat., N. S.* 26: 11-24. <http://revista.macn.gov.ar/ojs/index.php/RevMus/article/view/777/678>
- SABATINO, M., J. FARINA & N. MACEIRA. 2017. *Flores de las sierras de Tandilia. Guía para el reconocimiento de sus plantas y sus visitantes florales*. Ediciones INTA, Balcarce.
- SABATINO, M., A. ROVERE & P. MELI. 2021. Restoring pollination is not only about pollinators: Combining ecological and practical information to identify priority plant species for restoration of the Pampa grasslands of Argentina. *J. Nat. Conserv.* 61: 126002.
<https://doi.org/10.1016/j.jnc.2021.126002>
- SALA, O. E. & J. M. PARUELO. 1997. Ecosystem services in grasslands. En: DAILY, G. (ed.), *Nature's Services: Societal Dependence on Natural Ecosystems*, pp. 237-251. Island Press, Washington DC.
- SMITH, A. R., K. M. PRYER, E. SCHUETTPEIZ, P. KORALL, ..., & P. G. WOLFF. 2006. A classification of extant ferns. *Taxon* 55: 705-731. <https://doi.org/10.2307/25065646>
- SOTO, M. S., J. A. GREPPI & G. FACCIUTO. 2011. Exploration and collection of ornamental germplasm native to Argentina. *Floriculture Ornamental Biotech.* 5: 10-22.
- SOTO, M., L. BARBARO, M. COVIELLA & S. STANCANELLI. 2014. *Catálogo de plantas para techos verdes*. Instituto de Floricultura del INTA, Ministerio de Agricultura, Ganadería y Pesca, Buenos Aires.
- TROFINO-FALASCO, C., A. S. DI GIACOMO, M. F. ARANGUREN, T. MARTÍNEZ AGUIRRE, ..., & I. BERKUNSKY. 2022. Nesting biology of the Hudson's Canastero (*Asthenes hudsoni*) and the Bearded Tachuri (*Polystictus pectoralis*), two threatened and poorly known birds of the Pampas grasslands. *Stud. Neotrop. Fauna Environ.* 1-10.
<https://doi.org/10.1080/01650521.2022.2052685>
- VALICENTI, R. O., E. L. FARINA, C. O. D'ALFONSO & R. L. SCARAMUZZINO. 2005. 625 Caracterización fitosociológica de un pajonal serrano de *Paspalum quadrifarium* Lam. en Azul (provincia de Buenos Aires). *Rev. Cient. Agropecu.* 9: 141-152.
- YEZZI, A. L., A. J. NEBBIA & S. M. ZALBA. 2018. Fragmentación de pastizales psamófilos por plantaciones de pinos: efectos sobre la riqueza y la composición vegetal. *Ecol. Austral* 28: 133-144.
- ZULOAGA, F., M. BELGRANO & C. ZANOTTI. 2019. Actualización del Catálogo de las Plantas Vasculares del Cono Sur. *Darwiniana, N. S.* 7: 208-278.
<https://doi.org/10.14522/darwiniana.2019.72.861>



PLANT SPECIES IN RECREATIONAL SPACES OF INITIAL EDUCATION ESTABLISHMENTS OF BAHÍA BLANCA DISTRICT (BUENOS AIRES, ARGENTINA): ANALYSIS OF ITS DIVERSITY AND EDUCATIONAL ROLE

ESPECIES VEGETALES EN ESPACIOS RECREATIVOS DE ESTABLECIMIENTOS DE EDUCACIÓN INICIAL DEL PARTIDO DE BAHÍA BLANCA (BUENOS AIRES, ARGENTINA): ANÁLISIS DE SU DIVERSIDAD Y ROL EDUCATIVO


Vanesa Pérez Cuadra^{1*}, Magalí Verolo¹ & Viviana Cambi¹

1. Grupo de Estudios en Botánica Básica y Aplicada (GEBBA), INBIOSUR CONICET-UNS, Bahía Blanca, Buenos Aires, Argentina

*vperezcuadra@un.edu.ar

Citar este artículo

PÉREZ CUADRA, V., M. VEROLO & V. CAMBI. 2024. Plant species in recreational spaces of Initial Education Establishments of Bahía Blanca District (Buenos Aires, Argentina): Analysis of its diversity and educational role. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 239-255.

 DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n2.43189>

RESUMEN

Introducción y objetivos: Las especies vegetales cultivadas en Establecimientos Educativos son diversas reflejando el costumbrismo de la población local. Su presencia podría contribuir a la revalorización de la flora local, actuando como disparadores pedagógicos y, a la vez, cumplir una función ornamental. Los objetivos de este estudio son inventariar las especies vegetales en espacios recreativos de los jardines de infantes del Partido de Bahía Blanca y relevar información relacionada con la presencia de dichas especies, así como el conocimiento general que tienen los directivos/docentes sobre las mismas.

M&M: Se realizó un censo florístico en 85 establecimientos públicos y privados y se encuestó/entrevistó a la persona responsable a fin de registrar información complementaria en relación a las especies y el rol que cumplen en la institución.

Resultados: Se identificaron 272 especies pertenecientes a 86 familias botánicas. Se encontró un 88% de exóticas y 12% de nativas, siendo el 1,45% endémicas de Argentina. El 100% de los jardines de infantes con plantas tienen especies exóticas, el 43% especies nativas y el 10% endémicas. Los docentes reconocen falta de conocimiento del entorno botánico, mencionan interés en capacitarse en el tema.

Conclusiones: La diversidad de especies de plantas en los espacios recreativos de los jardines de infantes es alta, siendo en su mayoría exóticas. Es importante una planificación de las especies de plantas en estas instituciones para que puedan ser utilizadas como recursos didácticos.

PALABRAS CLAVE

Argentina, espacio verde urbano, especies vegetales, diversidad de plantas, jardines de infantes, planta ornamental, recurso didáctico.

SUMMARY

Introduction and aims: The plant species grown in Educational Establishments are diverse, reflecting the customs of the local population. Their presence could contribute to the revaluation of local flora, acting as pedagogical triggers and fulfilling an ornamental function simultaneously. The objectives of this study are to inventory the plant species in recreational spaces of the kindergartens of the Bahía Blanca District and to collect information related to the presence of these species, as well as the general knowledge that managers/teachers have about them.


M&M: A floristic census was carried out in recreational spaces of 85 public and private kindergartens. Directors/teachers were surveyed/interviewed to record complementary information about the species and their role in the institution.

Results: Two hundred seventy-two species belonging to 86 botanical families were identified. 88% were found to be exotic, and 12% were native, with 1.45% being endemic to Argentina. 100% of all kindergartens that present plants have exotic species, 43% native species and 10% endemic species. The teachers recognize a need for knowledge of the botanical environment and mention an interest in training on the subject.

Conclusions: The diversity of plant species in the recreational spaces of kindergartens is high, most of them being exotic. It is important to plan plant species in these institutions so that they can be used as teaching resources.

KEY WORDS

Argentina, didactic resource, kindergarten, ornamental plant, plant species, plant diversity, urban green space.

Recibido: 17 Nov 2023
Aceptado: 23 Mar 2024
Publicado impreso: 30 Jun 2024
Editora: Norma Hilgert

ISSN versión impresa 0373-580X
ISSN versión on-line 1851-2372

INTRODUCTION

Since the beginning, humans had a close relationship with plants. In a broad sense, their life had always depended primarily on them. The use of vegetables as a resource base has not deprived human beings of noticing the beauty of their shapes, colours, movements, and smells; for this reason, plants have also had ornamental importance from the same moment humans noticed their presence. Throughout history, aesthetic valorization and the necessity to keep specific memories of homelands vivid have caused many plant species to be moved to places far away from their natural habitats. In this way, many plant species have once moved to new regions, colonized new environments and caused ecological impacts on the invaded ecosystems (Richardson *et al.*, 2000; Gil Otaiza *et al.*, 2006).

This accidental or forced colonization, coupled with the reduction of natural spaces due to the advance of urbanization, are indisputable factors promoting biological invasion processes, the second most important cause of loss of biodiversity nowadays (Vitousek *et al.*, 1997). Some countries, such as Australia, where cities have specialized government commissions in urban tree planning, have achieved the incorporation of native plants into the ornamentation of public spaces (Kendal *et al.*, 2012; Shaw *et al.*, 2017). In others, groups of specialists from research centres, conservationist groups, or landscape architects try to spread the importance of eradicating invasive species, giving priority to the cultivation of native ones (Mack *et al.*, 2000; Kumschick *et al.*, 2015; Brzuszek *et al.*, 2017; Bünzli, 2017).

Green spaces and other areas assigned for public recreation in cities are now considered well-designed and preserved resources that collaborate extensively with improving life quality (Dearborn & Kark, 2010). This aspect is increasing value, considering the world population increment, which generates a significant change in the urban structure, making green spaces progressively smaller due to the need to use the land for housing (Acar *et al.*, 2007; Kendal *et al.*, 2012).

Ornamental plants in squares, public spaces, streets, and gardens, among others, provide aesthetic value, shade, protection, aromatization, etc. Generally, the choice of an ornamental plant is based on trendy species that usually are not native

to that place (Acar *et al.*, 2007). Ornamental plants non-native to a specific place do not probably adapt well to their new environments, generating displeasure in addition to a useless economic expense, or they can adapt so and spread to such an extent that they become invasive (Vitousek *et al.*, 1997; Mack *et al.*, 2000; Brooks *et al.*, 2004). Usually, the plants chosen to cultivate in public spaces require little care, survive inclement weather, are often non-native to that habitat, and are selected by their aesthetic characteristics. Despite this, in recent years, the production and commercialization of endemic and native plants for gardening has increased in different countries, like Brazil, China and EEUU (Liu *et al.*, 2003; Heiden *et al.*, 2006; Tangren *et al.*, 2022).

In Argentina, towards the end of the '90s, the use of native plants as ornamentals was not widely exploited; only a few species were commercialized and cultivated (Mascó *et al.*, 1998). However, in recent years, there has been an increase in the establishment of native plant nurseries and the commercialization of this type of species in traditional stores. In some Argentinean cities, initiatives to use native species in the ornamentation of green spaces are being registered (Rovere, 2022). Most cultivated species are exotic, particularly in Bahía Blanca city (Buenos Aires, Argentina). It is a city with a visually "unattractive" native vegetation (grass steppe, xerophilous, psammophilous or halophilous shrub) (Arana *et al.*, 2021) and with a strong influence of European colonizers who brought their customs and beliefs contributing to the introduction, rooting and cultivation of foreign plant species for ornamental purposes (Negrin & Zalba, 2008).

Cultivating species native to each region as ornamental can improve the role of ornamental plants in biodiversity and attract local wildlife (insects, butterflies, birds, etc.) by providing them with shelter and food (Smith *et al.*, 2006). That is why, within the current framework of the planet's valorization, the cultivation of native plants (in each region) is a powerful tool to promote the conservation of biodiversity (Mack *et al.*, 2000; Negrin & Zalba, 2008). Encouraging the use of native plant species in recreational spaces of educational institutions is a fundamental point for the knowledge of native species and the reevaluation of the country's vegetation (Biondi

et al., 2008; Heiland, 2021). In Brazil, besides being typical of the place, the species used to landscape the schoolyards must meet certain conditions of aptitude to cohabit with the students and the geographic environment (Biondi *et al.*, 2008). The landscaping of educational institutions with appropriate designs improves the visual and environmental quality (Cadorin *et al.*, 2011), aspects that maximize educational and recreational activities generating a motivating force for learning (Biondi *et al.*, 2008).

This work aimed to inventory the diversity of species in outdoor and indoor spaces of kindergartens in Bahía Blanca District to relate to the selection criteria of the plant species and the general knowledge that directors/teachers have about the plants at the education institution.

MATERIALS AND METHODS

General characteristics of the Bahía Blanca district

Bahía Blanca District is located in the southwest of Buenos Aires Province, 700 km south of Buenos Aires City, the capital of Argentina. Its urban centres include the capital city of Bahía Blanca (38°43'2''S and 62°15'54''W) and the localities Cabildo, General Daniel Cerri, Grünbein and Ingeniero White. Among the urban localities, there are rural areas and four protected areas: the Municipal Coastal Reserve, the Gaviota Cangrejera and the Bahía Blanca, Falsa and Verde Provincial Nature Reserves and the Cueva de Los Leones Private Reserve. There are 335.190 inhabitants in the whole district, with 90% in urban settlements and the remaining 10% in rural areas (INDEC, 2023). The climate is temperate and is characterized by an average annual temperature of 15°C with well-marked thermal stations and extreme temperatures between -5°C and 39°C; the rains reach 600 to 700 mm annually, and the prevailing winds are of the north and northwest quadrant with average speeds of 24 km/h (Capelli de Steffens *et al.*, 2006).

Bahía Blanca District, in terms of biogeographic regions, extends in the transition between the Pampeano Austral and Espinal regions. The predominant vegetation is the grass steppe alternating with some areas in which xerophytic species, such as *Colletia paradoxa* (Spreng.) Escal., *Discaria americana* Gillies & Hook., among others, predominate. There are also some bush remains made

up of xerophytic trees or shrubbery. In the coastal areas, there are plains and marshes with crab beds where characteristic halophilic vegetation is found (*Allenrolfea patagonica* (Moq.) Kuntze, *Cyclolepis genistoides* Gillies ex D. Don, *Sarcocornia perennis* (Mill.) A.J. Scott, *Sporobolus* R.Br. spp., etc.) (Arana *et al.*, 2021).

Census of plant species in Initial Education Institutions

We performed a census of all plant species in 85 public and private kindergartens and childcare centres recognized by the administration in charge, called "Dirección General de Cultura y Educación" (i.e. General Directorate of Culture and Education) of Buenos Aires Province. The surveys were carried out between 2010 and 2012, generating periodic updates every three years, the last being in 2022. In addition to identifying the species, the mode of cultivation (inside or outside built structures, on the ground or in flowerpots) was recorded for each and the specific area where they are located.

To identify the plant species cultivated in the kindergartens, we used a bibliography focused on cultivated ornamental plants and specific for Argentina (Dimitri, 1988; Innes & Glass, 1997; Sajeve & Constanzo, 2001; Bryan, 2002; Dirr, 2002; Schmid, 2002; Llamas, 2003; Armitage, 2004, 2011; Austin, 2005; Hurrell *et al.*, 2006, 2007). Those specimens whose taxonomic identification was doubtful and required consultation with experts or determination with taxonomic keys were preserved and deposited in the Herbarium of the INBIOSUR CONICET-UNS (BBB) (Table 1). The scientific names and their taxonomic position were updated following the international WFO (2023), IPNI (2023) and TROPICOS (2023) database. To determine the status (exotic, native or endemic, Argentina), a specialized bibliography was used (Cabrera & Zardini, 1993; Antón & Zuloaga, 2023).

Surveys and interviews to directors/teachers in charge of Initial Educational Institutions

In the case of the surveys, the person in charge of each educational establishment was asked about their consent to respond, assuming the confidentiality of the information provided. It is essential to clarify that the people in charge of the educational institution at the time of the visits were not always the directors; in some cases,

they were teachers; this is why we will refer to directors or teachers. Although it was thought about conducting surveys in some establishments, the survey became a semi-structured interview due to the predisposition of the person surveyed and the conversation that took place.

For the interviews and surveys, prior informed consent was requested from each kindergarten director/teacher. It was investigated to register information about whether the building was built especially for a kindergarten, if the plants had been there since its inauguration if there had been any planned landscaping of the site, if they know plants in general, if they know (even by name) any of the plants in the establishment and if they use plants as teaching resources (native/exotic concepts, environmental conservation, etc.). Any other information that the person interviewed highlighted as necessary was also registered.

To perform this work, authorizations were processed at the Jefatura Distrital de Educación of Bahía Blanca City, which endorsed the study and allowed the necessary data to be obtained.

RESULTS

Census of plant species in Initial Education Institutions

The overall number of plants per kindergarten varies greatly from two institutions with no plants, some with two or three species, to others with a more significant number of species. The vast majority (71 kindergartens) have between five to twenty different species; twelve kindergartens presented more than 30 species (one about 48 different ones).

Two hundred seventy-two ornamental species belonging to 86 botanical families were identified (Table 1). The species of the *Rosa* genus could not be determined (Table 1). The families with the most significant species were Asteraceae and Fabaceae, with 19, and Crassulaceae and Rosaceae, with 17 species (Table 1).

The most frequent species in the kindergartens were: *Chlorophytum comosum* (Thunb.) Jacques (83%), *Epipremnum aureum* (Linden ex André) G.S. Bunting (51%), *Pelargonium hortorum* L.H. Bailey (43%), *Fraxinus pennsylvanica* Marshall (36%), *Hedera helix* L. (31%), *Syngonium*

podophyllum Schott (29%), *Asparagus setaceus* (Kunth) Jessop and *Cupressus sempervirens* L. (26%), *Iris x germanica* L. (25%), *Rosa* L. sp. (23%), *Schefflera digitata* J.R. Forst. & G. Forst. (23%), *Lampranthus spectabilis* (Haw.) N.E. Br. (21%), *Nephrolepis cordifolia* (L.) C. Presl (21%), *Nerium oleander* L. (22%) and *Aspidistra elatior* Blume (19%) (Table 1).

From the total number of surveyed species, 240 (88%) were exotic, and 32 (12%) were natives of Argentina, of which only four were endemic to our country (Table 1). In all kindergartens with plants, exotic species were registered, native ones were registered in 43% of the educational institutions, and endemic species were registered in only 10%.

Native species to Argentina presented a maximum of two species per kindergarten, while the endemic species were found in different establishments. Native species corresponded to the families Amaryllidaceae, Anacardiaceae, Apocynaceae, Asteraceae, Bignoniaceae, Bromeliaceae, Cactaceae, Cannaceae, Commelinaceae, Convolvulaceae, Fabaceae, Malvaceae, Nephrolepidaceae, Oxalidaceae, Passifloraceae, Phytolaccaceae, Portulacaceae, Solanaceae and Verbenaceae (Table 1). The most frequently native species found were: *Nephrolepis cordifolia* (observed in 21% of the kindergartens), *Canna indica* L. (in 15% of them), *Erythrina crista-galli* L., *Jacaranda mimosifolia* D. Don and *Schinus molle* L. (in 13%), *Lantana camara* L., *Oxalis articulata* Savigny, *Parasenegalia visco* (Lorentz ex Griseb.) Seigler & Ebinger (in 7%) and *Portulaca grandiflora* Hook. (in 6%).

From the 28 native species to Argentina, 12 species were native to the Bahía Blanca region (43%): *Araujia sericifera* Brot., *Commelina erecta* L., *Dichondra microcalyx* (Hallier f.) Fabris, *Erythrostemon gilliesii* (Hook.) Klotzsch, *Neltuma alba* (Griseb) C.E. Hughes & G.P. Lewis, *Nicotiana glauca* Graham, *Nothoscordum gracile* (Aiton) Steran, *Oxalis articulata*, *Wedelia glauca* (Ortega) Hoffm., *Passiflora caerulea* L., *Schinus molle* and *Tillandsia aeranthos* (Loisel.) L.B. Sm. (Table 1). Of the four endemic species to Argentina, only two were naturally distributed in to the Bahía Blanca region: *Ipheion uniflorum* (Graham.) Raf. and *Soehrencia candicans* (Gillies ex Salm-Dyck) Schlumpb. (Table 1).

Table 1. Ornamental species found in the kindergartens of Bahía Blanca District (Buenos Aires, Argentina). Abbreviation: Exo.: exotic; Nat.: native; End.: endemic. (*) indicates the species of which a herbarium specimen was made. Abbreviations= SA: Status for Argentina, SBB: Status for Bahía Blanca region, NEP: Number of establishments that present it.

Family	Species	SA	SBB	NEP
Acanthaceae	<i>Acanthus mollis</i> L.	Exo.	Exo.	3
Acanthaceae	<i>Justicia brandegeana</i> Wassh. & L.B.Sm.	Exo.	Exo.	1
Aizoaceae	<i>Drosanthemum floribundum</i> (Haw.) Schwantes	Exo.	Exo.	1
Aizoaceae	<i>Glottiphyllum oligocarpum</i> L. Bolus	Exo.	Exo.	1
Aizoaceae	<i>Lampranthus spectabilis</i> (Haw.) N.E. Br.	Exo.	Exo.	17
Aizoaceae	<i>Mesembryanthemum cordifolium</i> L.f.	Exo.	Exo.	5
Altingiaceae	<i>Liquidambar styraciflua</i> L.	Exo.	Exo.	1
Amaranthaceae	<i>Beta vulgaris</i> L.	Exo.	Exo.	4
Amaranthaceae	<i>Spinacia oleracea</i> L.	Exo.	Exo.	1
Amaryllidaceae	<i>Agapanthus africanus</i> (L.) Hoffmanns.	Exo.	Exo.	10
Amaryllidaceae	<i>Allium cepa</i> L.	Exo.	Exo.	2
Amaryllidaceae	<i>Allium triquetrum</i> L.	Exo.	Exo.	2
Amaryllidaceae	<i>Clivia miniata</i> (Lindl.) Bosse	Exo.	Exo.	9
Amaryllidaceae	<i>Crinum x powellii</i> Hort. ex Baker *	Exo.	Exo.	1
Amaryllidaceae	<i>Ipheion uniflorum</i> (Graham.) Raf.	End.	Nat.	2
Amaryllidaceae	<i>Narcissus pseudonarcissus</i> L.	Exo.	Exo.	2
Amaryllidaceae	<i>Nothoscordum gracile</i> (Aiton) Steran*	Nat.	Nat.	1
Anacardiaceae	<i>Schinus molle</i> L.	Nat.	Nat.	11
Apiaceae	<i>Apium graveolens</i> L.	Exo.	Exo.	1
Apiaceae	<i>Daucus carota</i> L.	Exo.	Exo.	1
Apiaceae	<i>Petroselinum crispum</i> (Mill.) Fuss	Exo.	Exo.	3
Apocynaceae	<i>Araujia sericifera</i> Brot. *	Nat.	Nat.	2
Apocynaceae	<i>Catharanthus roseus</i> (L.) G. Don	Exo.	Exo.	1
Apocynaceae	<i>Nerium oleander</i> L.	Exo.	Exo.	18
Apocynaceae	<i>Orbea variegata</i> (L.) Haw.	Exo.	Exo.	1
Apocynaceae	<i>Trachelospermum jasminoides</i> (Lindl.) Lem.	Exo.	Exo.	14
Apocynaceae	<i>Vinca major</i> L.	Exo.	Exo.	8
Araceae	<i>Aglaonema commutatum</i> Schott	Exo.	Exo.	1
Araceae	<i>Arum italicum</i> Mill.	Exo.	Exo.	5
Araceae	<i>Caladium bicolor</i> (Aiton) Vent.	Exo.	Exo.	2
Araceae	<i>Dieffenbachia seguine</i> (Jacq.) Schott	Exo.	Exo.	4
Araceae	<i>Epipremnum aureum</i> (Linden ex André) G.S. Bunting	Exo.	Exo.	42
Araceae	<i>Monstera deliciosa</i> Liebm.	Exo.	Exo.	1
Araceae	<i>Spathiphyllum wallisii</i> Regel	Exo.	Exo.	5
Araceae	<i>Syngonium podophyllum</i> Schott	Exo.	Exo.	24
Araceae	<i>Zantedeschia aethiopica</i> (L.) Spreng.	Exo.	Exo.	5

Family	Species	SA	SBB	NEP
Araliaceae	<i>Hedera helix</i> L.	Exo.	Exo.	26
Araliaceae	<i>Schefflera digitata</i> J.R. Forst. & G. Forst.	Exo.	Exo.	19
Arecaceae	<i>Chamaerops humilis</i> L.	Exo.	Exo.	2
Arecaceae	<i>Rhapis excelsa</i> (Thunb.) A. Henry	Exo.	Exo.	2
Arecaceae	<i>Washingtonia filifera</i> (Gloner ex Kerch., Burv., Pynaert, Rodigas & Hull) de Bary	Exo.	Exo.	1
Asparagaceae	<i>Agave americana</i> L.	Exo.	Exo.	3
Asparagaceae	<i>Albuca bracteata</i> (Thunb.) J.C. Manning & Goldblatt	Exo.	Exo.	1
Asparagaceae	<i>Asparagus asparagoides</i> (L.) Druce	Exo.	Exo.	2
Asparagaceae	<i>Asparagus densiflorus</i> (Kunth) Jessop	Exo.	Exo.	12
Asparagaceae	<i>Asparagus setaceus</i> (Kunth) Jessop	Exo.	Exo.	22
Asparagaceae	<i>Aspidistra elatior</i> Blume	Exo.	Exo.	16
Asparagaceae	<i>Chlorophytum comosum</i> (Thunb.) Jacques	Exo.	Exo.	69
Asparagaceae	<i>Cordyline australis</i> (G.Forst.) Endl.	Exo.	Exo.	3
Asparagaceae	<i>Dracaena fragans</i> (L.) Ker. Gawl.	Exo.	Exo.	8
Asparagaceae	<i>Dracaena reflexa</i> var. <i>angustifolia</i> Baker	Exo.	Exo.	2
Asparagaceae	<i>Dracaena trifasciata</i> (Prain) Mabb.	Exo.	Exo.	3
Asparagaceae	<i>Drimiopsis maculata</i> Lindl. & Paxton	Exo.	Exo.	1
Asparagaceae	<i>Ruscus aculeatus</i> L.	Exo.	Exo.	8
Asparagaceae	<i>Yucca filamentosa</i> L.	Exo.	Exo.	2
Asphodelaceae	<i>Aloe arborescens</i> Mill.	Exo.	Exo.	4
Asphodelaceae	<i>Aloe maculata</i> All.	Exo.	Exo.	12
Asphodelaceae	<i>Aristaloe aristata</i> (Haw.) Boatwr. & J.C. Manning *	Exo.	Exo.	2
Asphodelaceae	<i>Haworthiopsis fasciata</i> (Willd.) G.D.Rowley *	Exo.	Exo.	2
Asphodelaceae	<i>Phormium tenax</i> J.R. Forst. & G. Forst.	Exo.	Exo.	3
Aspleniaceae	<i>Asplenium nidus</i> L.	Exo.	Exo.	1
Asteraceae	<i>Argyranthemum frutescens</i> (L.) Sch. Bip. *	Exo.	Exo.	1
Asteraceae	<i>Bellis perennis</i> L.	Exo.	Exo.	5
Asteraceae	<i>Calendula officinalis</i> L.	Exo.	Exo.	8
Asteraceae	<i>Cichorium intybus</i> L.	Exo.	Exo.	3
Asteraceae	<i>Delairea odorata</i> Lem. *	Exo.	Exo.	1
Asteraceae	<i>Dimorphotheca fruticosa</i> (L.) Less.	Exo.	Exo.	8
Asteraceae	<i>Euryops pectinatus</i> Cass.	Exo.	Exo.	4
Asteraceae	<i>Farfugium japonicum</i> (L.) Kitam.	Exo.	Exo.	9
Asteraceae	<i>Felicia amelloides</i> (L.) Voss	Exo.	Exo.	1
Asteraceae	<i>Gazania rigens</i> (L.) Gaertn.	Exo.	Exo.	10
Asteraceae	<i>Gerbera jamesonii</i> Bolus ex Hook. f.	Exo.	Exo.	1
Asteraceae	<i>Helianthus tuberosus</i> L.	Exo.	Exo.	2
Asteraceae	<i>Jacobaea maritima</i> (L.) Pelsler & Meijden	Exo.	Exo.	2
Asteraceae	<i>Leucanthemum vulgare</i> Lam.	Exo.	Exo.	2
Asteraceae	<i>Senecio angulatus</i> L. f. *	Exo.	Exo.	1
Asteraceae	<i>Senecio madagascariensis</i> Poir. *	Exo.	Exo.	1

V. Pérez Cuadra *et al.* - Plant species in recreational spaces of Bahía Blanca (Buenos Aires, Argentina)

Family	Species	SA	SBB	NEP
Asteraceae	<i>Tagetes erecta</i> L.	Exo.	Exo.	8
Asteraceae	<i>Taraxacum officinale</i> F.H. Wigg.	Exo.	Exo.	2
Asteraceae	<i>Wedelia glauca</i> (Ortega) Hoffm.	Nat.	Nat.	1
Balsaminaceae	<i>Impatiens balsamina</i> L.	Exo.	Exo.	8
Begoniaceae	<i>Begonia aconitifolia</i> A.DC.	Exo.	Exo.	1
Begoniaceae	<i>Begonia cucullata</i> Willd.	Exo.	Exo.	12
Begoniaceae	<i>Begonia rex</i> Putz.	Exo.	Exo.	1
Berberidaceae	<i>Nandina domestica</i> Thunb.	Exo.	Exo.	3
Bignoniaceae	<i>Campsis radicans</i> (L.) Seem.	Exo.	Exo.	3
Bignoniaceae	<i>Catalpa bignonioides</i> Walter	Exo.	Exo.	5
Bignoniaceae	<i>Handroanthus impetiginosus</i> (Mart. ex DC.) Mattos *	Nat.	Exo.	2
Bignoniaceae	<i>Jacaranda mimosifolia</i> D.Don	Nat.	Exo.	11
Bignoniaceae	<i>Podranea jasminoides</i> (Lindl.) K.Schum.	Exo.	Exo.	3
Bignoniaceae	<i>Podranea ricasoliana</i> (Tanfani) Sprague	Exo.	Exo.	6
Brassicaceae	<i>Lobularia maritima</i> (L.) Desv.	Exo.	Exo.	3
Brassicaceae	<i>Matthiola incana</i> (L.) W.T.Aiton	Exo.	Exo.	1
Brassicaceae	<i>Raphanus raphanistrum</i> subsp. <i>sativus</i> (L.) Domin	Exo.	Exo.	2
Bromeliaceae	<i>Aechmea fasciata</i> (Lindl.) Baker	Exo.	Exo.	1
Bromeliaceae	<i>Tillandsia aeranthos</i> (Loisel.) L.B.Sm.	Nat.	Nat.	2
Buxaceae	<i>Buxus sempervirens</i> L.	Exo.	Exo.	11
Cactaceae	<i>Opuntia sulphurea</i> Gillies ex Salm-Dyck	Nat.	Exo.	3
Cactaceae	<i>Schlumbergera russelliana</i> (Hook.) Britton & Rose	Exo.	Exo.	2
Cactaceae	<i>Schlumbergera truncata</i> (Haw.) Moran	Exo.	Exo.	1
Cactaceae	<i>Soehrencia candicans</i> (Gillies ex Salm-Dyck) Schlumpb.	End.	Nat.	1
Campanulaceae	<i>Lobelia erinus</i> L.	Exo.	Exo.	4
Cannaceae	<i>Canna indica</i> L.	Nat.	Exo.	13
Caprifoliaceae	<i>Abelia x grandiflora</i> (Rovelli ex André) Rehder	Exo.	Exo.	10
Caprifoliaceae	<i>Lonicera japonica</i> Thunb.	Exo.	Exo.	4
Casuarinaceae	<i>Casuarina cunninghamiana</i> Miq.	Exo.	Exo.	3
Caryophyllaceae	<i>Dianthus plumarius</i> L.	Exo.	Exo.	7
Celastraceae	<i>Euonymus japonicus</i> Thunb.	Exo.	Exo.	11
Comelinaceae	<i>Commelina erecta</i> L.	Nat.	Nat.	7
Comelinaceae	<i>Tradescantia fluminensis</i> Vell.	Nat.	Exo.	4
Comelinaceae	<i>Tradescantia pallida</i> (Rose) D. R. Hunt	Nat.	Exo.	10
Convolvulaceae	<i>Convolvulus arvensis</i> L.	Exo.	Exo.	1
Convolvulaceae	<i>Dichondra microcalyx</i> (Hallier f.) Fabris	Nat.	Nat.	6
Convolvulaceae	<i>Ipomoea batatas</i> (L.) Lam.	Exo.	Exo.	1
Crassulaceae	<i>Aeonium arboreum</i> Webb & Berthel.	Exo.	Exo.	1
Crassulaceae	<i>Aeonium gomerense</i> (Praeger) Praeger	Exo.	Exo.	1
Crassulaceae	<i>Crassula arborescens</i> Willd.	Exo.	Exo.	1

Family	Species	SA	SBB	NEP
Crassulaceae	<i>Crassula brevifolia</i> Harv.	Exo.	Exo.	2
Crassulaceae	<i>Crassula subacaulis</i> subsp. <i>erosula</i> (N.E.Br.) Toelken	Exo.	Exo.	3
Crassulaceae	<i>Crassula multicava</i> Lem.	Exo.	Exo.	15
Crassulaceae	<i>Crassula ovata</i> Druce	Exo.	Exo.	4
Crassulaceae	<i>Kalanchoe blossfeldiana</i> Poelln.	Exo.	Exo.	6
Crassulaceae	<i>Kalanchoe daigremontiana</i> Raym.-Hamet & H.Perrier	Exo.	Exo.	6
Crassulaceae	<i>Kalanchoe fedtschenkoi</i> Raym.-Hamet & H.Perrier	Exo.	Exo.	3
Crassulaceae	<i>Hylotelephium telephium</i> (L.) H. Ohba	Exo.	Exo.	4
Crassulaceae	<i>Sedum clavatum</i> R.T. Clausen	Exo.	Exo.	1
Crassulaceae	<i>Sedum dendroideum</i> Moc. & Sessé ex DC.	Exo.	Exo.	3
Crassulaceae	<i>Sedum lucidum</i> R.T. Clausen	Exo.	Exo.	1
Crassulaceae	<i>Sedum pachyphyllum</i> Rose	Exo.	Exo.	2
Crassulaceae	<i>Sedum palmeri</i> S. Watson	Exo.	Exo.	1
Crassulaceae	<i>Sedum annuum</i> L.	Exo.	Exo.	2
Cupressaceae	<i>Calocedrus decurrens</i> (Torr.) Florin	Exo.	Exo.	1
Cupressaceae	<i>Cupressus sempervirens</i> L.	Exo.	Exo.	22
Cupressaceae	<i>Thuja occidentalis</i> L.	Exo.	Exo.	1
Cyperaceae	<i>Cyperus alternifolius</i> L.	Exo.	Exo.	8
Didiereaceae	<i>Portulacaria afra</i> Jacq.	Exo.	Exo.	6
Elaeagnaceae	<i>Elaeagnus pungens</i> Thunb.	Exo.	Exo.	2
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia peplus</i> L.	Exo.	Exo.	1
Euphorbiaceae	<i>Manihot esculenta</i> Crantz	Exo.	Exo.	2
Euphorbiaceae	<i>Ricinus communis</i> L.	Exo.	Exo.	1
Fabaceae	<i>Acacia baileyana</i> F. Muell.	Exo.	Exo.	2
Fabaceae	<i>Acacia dealbata</i> Link	Exo.	Exo.	2
Fabaceae	<i>Acacia melanoxylon</i> R. Br.	Exo.	Exo.	2
Fabaceae	<i>Acacia retinodes</i> Schldl.	Exo.	Exo.	3
Fabaceae	<i>Albizia julibrissin</i> Durazz.	Exo.	Exo.	3
Fabaceae	<i>Erythrostemon gilliesii</i> (Wall. ex Hook.) Klotzsch	Nat.	Nat.	9
Fabaceae	<i>Erythrina crista-galli</i> L.	Nat.	Exo.	9
Fabaceae	<i>Lathyrus latifolius</i> L.	Exo.	Exo.	3
Fabaceae	<i>Lathyrus oleraceus</i> Lam.	Exo.	Exo.	3
Fabaceae	<i>Neltuma alba</i> (Griseb.) C.E. Hughes & G.P. Lewis	Nat.	Nat.	1
Fabaceae	<i>Phaseolus vulgaris</i> L.	Exo.	Exo.	1
Fabaceae	<i>Parasenegalia visco</i> (Lorentz ex Griseb.) Seigler & Ebinger	Nat.	Exo.	7
Fabaceae	<i>Robinia pseudoacacia</i> L.	Exo.	Exo.	14
Fabaceae	<i>Robinia pseudoacacia</i> L. cv. <i>casque rouge</i>	Exo.	Exo.	1
Fabaceae	<i>Spartium junceum</i> L.	Exo.	Exo.	3
Fabaceae	<i>Styphnolobium japonicum</i> (L.) Schott	Exo.	Exo.	3
Fabaceae	<i>Trifolium pratense</i> L.	Exo.	Exo.	3

V. Pérez Cuadra *et al.* - Plant species in recreational spaces of Bahía Blanca (Buenos Aires, Argentina)

Family	Species	SA	SBB	NEP
Fabaceae	<i>Wisteria sinensis</i> (Sims) DC.	Exo.	Exo.	1
Fagaceae	<i>Quercus robur</i> L.	Exo.	Exo.	1
Geraniaceae	<i>Geranium molle</i> L.	Exo.	Exo.	1
Geraniaceae	<i>Pelargonium hortorum</i> L.H. Bailey	Exo.	Exo.	36
Hydrangeaceae	<i>Hydrangea macrophylla</i> (Thunb.) Ser.	Exo.	Exo.	5
Hydrangeaceae	<i>Philadelphus coronarius</i> L.	Exo.	Exo.	2
Iridaceae	<i>Iris x germanica</i> L.	Exo.	Exo.	21
Juglandaceae	<i>Juglans regia</i> L.	Exo.	Exo.	1
Lamiaceae	<i>Lavandula angustifolia</i> Mill.	Exo.	Exo.	13
Lamiaceae	<i>Leonotis leonurus</i> (L.) R. Br.	Exo.	Exo.	1
Lamiaceae	<i>Plectranthus ciliatus</i> E. Mey.	Exo.	Exo.	1
Lamiaceae	<i>Plectranthus glabratus</i> (Benth.) Alston	Exo.	Exo.	1
Lamiaceae	<i>Plectranthus parviflorus</i> Willd.	Exo.	Exo.	1
Lamiaceae	<i>Plectranthus scutellarioides</i> R. Br.	Exo.	Exo.	1
Lamiaceae	<i>Rosmarinus officinalis</i> L.	Exo.	Exo.	6
Lamiaceae	<i>Salvia officinalis</i> L.	Exo.	Exo.	2
Lamiaceae	<i>Salvia splendens</i> Sellow ex Schult.	Exo.	Exo.	2
Lamiaceae	<i>Teucrium fruticans</i> L.	Exo.	Exo.	1
Lauraceae	<i>Laurus nobilis</i> L.	Exo.	Exo.	8
Lauraceae	<i>Persea americana</i> Mill.	Exo.	Exo.	2
Linaceae	<i>Linum grandiflorum</i> Desf.	Exo.	Exo.	1
Lythraceae	<i>Cuphea hyssopifolia</i> Kunth	Exo.	Exo.	2
Lythraceae	<i>Lagerstroemia indica</i> L.	Exo.	Exo.	4
Lythraceae	<i>Punica granatum</i> L.	Exo.	Exo.	4
Magnoliaceae	<i>Magnolia grandiflora</i> L.	Exo.	Exo.	1
Malvaceae	<i>Callianthe picta</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Donnell *	Nat.	Exo.	2
Malvaceae	<i>Ceiba chodatii</i> (Hassl.) Ravenna	Nat.	Exo.	1
Malvaceae	<i>Ceiba speciosa</i> (A.St.-Hil., A.Juss. & Cambess.) Ravenna	Nat.	Exo.	1
Malvaceae	<i>Hibiscus rosa-sinensis</i> L.	Exo.	Exo.	2
Malvaceae	<i>Hibiscus syriacus</i> L.	Exo.	Exo.	10
Malvaceae	<i>Malva arborea</i> (L.) Webb & Berthel.	Exo.	Exo.	1
Marantaceae	<i>Maranta leuconeura</i> É.Morren	Exo.	Exo.	1
Meliaceae	<i>Melia azedarach</i> L.	Exo.	Exo.	6
Moraceae	<i>Ficus benjamina</i> L.	Exo.	Exo.	13
Moraceae	<i>Ficus carica</i> L.	Exo.	Exo.	2
Moraceae	<i>Ficus elastica</i> Roxb. ex Hornem.	Exo.	Exo.	1
Moraceae	<i>Morus alba</i> L.	Exo.	Exo.	4
Myrtaceae	<i>Melaleuca linearis</i> Schrad. & J.C.Wendl.	Exo.	Exo.	2
Nephrolepidaceae	<i>Nephrolepis cordifolia</i> (L.) C.Presl	Nat.	Exo.	17
Nyctaginaceae	<i>Bougainvillea spectabilis</i> Willd.	Exo.	Exo.	3
Nyctaginaceae	<i>Mirabilis jalapa</i> L.	Exo.	Exo.	5

Family	Species	SA	SBB	NEP
Oleaceae	<i>Fraxinus pennsylvanica</i> Marshall	Exo.	Exo.	30
Oleaceae	<i>Jasminum mesnyi</i> Hance	Exo.	Exo.	13
Oleaceae	<i>Jasminum polyanthum</i> Franch.	Exo.	Exo.	6
Oleaceae	<i>Ligustrum lucidum</i> W.T. Aiton	Exo.	Exo.	14
Oleaceae	<i>Ligustrum sinense</i> Lour.	Exo.	Exo.	9
Oleaceae	<i>Olea europaea</i> L.	Exo.	Exo.	5
Oleaceae	<i>Syringa vulgaris</i> L.	Exo.	Exo.	3
Onagraceae	<i>Fuchsia hybrida</i> Voss	Exo.	Exo.	1
Onagraceae	<i>Clarkia amoena</i> (Lehm.) A. Nelson & J. F. Macbr.	Exo.	Exo.	1
Oxalidaceae	<i>Oxalis articulata</i> Savigny *	Nat.	Nat.	6
Passifloraceae	<i>Passiflora caerulea</i> L.	Nat.	Nat.	3
Phytolaccaceae	<i>Phytolacca dioica</i> L.	Nat.	Exo.	2
Pinaceae	<i>Pinus halepensis</i> Mill.	Exo.	Exo.	15
Pittosporaceae	<i>Pittosporum tenuifolium</i> Gaertn.	Exo.	Exo.	1
Pittosporaceae	<i>Pittosporum tobira</i> W.T. Aiton	Exo.	Exo.	11
Plantaginaceae	<i>Antirrhinum majus</i> L.	Exo.	Exo.	10
Plantaginaceae	<i>Nuttallanthus canadensis</i> (L.) D.A. Sutton	Exo.	Exo.	1
Platanaceae	<i>Platanus acerifolia</i> (Aiton) Willd.	Exo.	Exo.	1
Plumbaginaceae	<i>Plumbago auriculata</i> Lam.	Exo.	Exo.	7
Portulacaceae	<i>Portulaca grandiflora</i> Hook.	End.	Exo.	5
Primulaceae	<i>Cyclamen persicum</i> Mill.	Exo.	Exo.	1
Primulaceae	<i>Primula malacoides</i> Franch.	Exo.	Exo.	3
Primulaceae	<i>Primula obconica</i> Hance	Exo.	Exo.	3
Primulaceae	<i>Primula veris</i> L.	Exo.	Exo.	4
Ranunculaceae	<i>Ranunculus asiaticus</i> L.	Exo.	Exo.	2
Rosaceae	<i>Chaenomeles japonica</i> (Thunb.) Lindl. ex Spach	Exo.	Exo.	1
Rosaceae	<i>Cotoneaster franchetii</i> Bois	Exo.	Exo.	1
Rosaceae	<i>Cotoneaster glaucophyllus</i> Franch.	Exo.	Exo.	1
Rosaceae	<i>Cydonia oblonga</i> Mill.	Exo.	Exo.	1
Rosaceae	<i>Eriobotrya japonica</i> (Thunb.) Lindl.	Exo.	Exo.	7
Rosaceae	<i>Photinia x fraseri</i> Dress	Exo.	Exo.	3
Rosaceae	<i>Prunus amygdalus</i> Batsch	Exo.	Exo.	3
Rosaceae	<i>Prunus armeniaca</i> L.	Exo.	Exo.	10
Rosaceae	<i>Prunus avium</i> (L.) L.	Exo.	Exo.	2
Rosaceae	<i>Prunus cerasifera</i> Ehrh.	Exo.	Exo.	5
Rosaceae	<i>Prunus domestica</i> L.	Exo.	Exo.	8
Rosaceae	<i>Prunus simonii</i> Carrière	Exo.	Exo.	1
Rosaceae	<i>Prunus persica</i> (L.) Batsch	Exo.	Exo.	4
Rosaceae	<i>Pyracantha coccinea</i> M. Roem.	Exo.	Exo.	8
Rosaceae	<i>Pyrus communis</i> L.	Exo.	Exo.	1
Rosaceae	<i>Rosa</i> L. sp.	Exo.	Exo.	19

V. Pérez Cuadra *et al.* - Plant species in recreational spaces of Bahía Blanca (Buenos Aires, Argentina)

Family	Species	SA	SBB	NEP
Rosaceae	<i>Spiraea cantoniensis</i> Lour.	Exo.	Exo.	8
Rubiaceae	<i>Gardenia jasminoides</i> J. Ellis	Exo.	Exo.	2
Rutaceae	<i>Citrus aurantium</i> L.	Exo.	Exo.	5
Rutaceae	<i>Citrus limon</i> (L.) Osbeck	Exo.	Exo.	8
Rutaceae	<i>Citrus maxima</i> (Burm.) Merr.	Exo.	Exo.	4
Rutaceae	<i>Ruta graveolens</i> L.	Exo.	Exo.	7
Salicaceae	<i>Populus alba</i> L.	Exo.	Exo.	3
Salicaceae	<i>Populus nigra</i> L.	Exo.	Exo.	4
Salicaceae	<i>Salix babylonica</i> L.	Exo.	Exo.	7
Scrophulariaceae	<i>Buddleja davidii</i> Franch.	Exo.	Exo.	2
Scrophulariaceae	<i>Myoporum laetum</i> G. Forst.	Exo.	Exo.	6
Simaroubaceae	<i>Ailanthus altissima</i> (Mill.) Swingle	Exo.	Exo.	8
Solanaceae	<i>Brunfelsia australis</i> Benth.	Nat.	Exo.	1
Solanaceae	<i>Nicotiana glauca</i> Graham	Nat.	Nat.	1
Solanaceae	<i>Solanum crispum</i> Ruiz & Pav. *	End.	Exo.	1
Solanaceae	<i>Solanum lycopersicum</i> L.	Exo.	Exo.	2
Solanaceae	<i>Solanum tuberosum</i> L.	Exo.	Exo.	1
Talinaceae	<i>Talinum paniculatum</i> (Jacq.) Gaertn.	Exo.	Exo.	3
Tamaricaceae	<i>Tamarix ramosissima</i> Ledeb.	Exo.	Exo.	2
Theaceae	<i>Camellia japonica</i> L.	Exo.	Exo.	3
Tropaeolaceae	<i>Tropaeolum majus</i> L.	Exo.	Exo.	2
Ulmaceae	<i>Ulmus minor</i> Mill.	Exo.	Exo.	10
Urticaceae	<i>Parietaria judaica</i> L.	Exo.	Exo.	1
Urticaceae	<i>Pilea cadierei</i> Gagnep. & Guillaumin	Exo.	Exo.	1
Urticaceae	<i>Pilea nummulariifolia</i> (Sw.) Wedd.	Exo.	Exo.	6
Urticaceae	<i>Soleirolia soleirolii</i> (Req.) Dandy	Exo.	Exo.	1
Verbenaceae	<i>Aloysia citrodora</i> Paláu	Nat.	Exo.	1
Verbenaceae	<i>Duranta erecta</i> L.	Exo.	Exo.	1
Verbenaceae	<i>Lantana camara</i> L.	Nat.	Exo.	6
Viburnaceae	<i>Viburnum tinus</i> L.	Exo.	Exo.	12
Violaceae	<i>Viola odorata</i> L.	Exo.	Exo.	9
Violaceae	<i>Viola tricolor</i> L.	Exo.	Exo.	3
Vitaceae	<i>Parthenocissus quinquefolia</i> (L.) Planch.	Exo.	Exo.	4
Vitaceae	<i>Parthenocissus tricuspidata</i> (Siebold & Zucc.) Planch.	Exo.	Exo.	1
Vitaceae	<i>Vitis vinifera</i> L.	Exo.	Exo.	9

Some of the species found are horticultural, fruit trees, or even weeds, and although they are not ornamental, they are maintained in the establishments. They are easy to grow because they were previously on the property or because “*they are the only thing that grows, giving us something green*”.

The predominant habit recorded was herbaceous (51%). Among the woody species, shrubs (27%) and trees (22%) prevailed, and in smaller numbers, palms and vines (less than 10%).

Surveys/interviews to directors/teachers in charge of Initial Educational Institutions

The results show that most % of the institutions (83%) were not built initially as kindergartens. Most of them previously were private houses, different types of organizations or primary schools, all refurbished and adapted for their actual function.

A large percentage (70%) of the current plant species were already present when the institutions were inaugurated, although others were added later, having been donated or chosen by the personnel.

Most educational institutions (90%) had yet to plan for landscaping the grounds, but landscape architects had advised a few with an initial plan, which had been modified without any control. In this sense, most of the plants were chosen to improve the looks of the different areas, provide shade, or be on account of their rustic nature or adaptability to the region's climate. Many of the plants are gifts from parents or institutions and represent the species that can be purchased in nurseries in the area. The majority, brought by teachers cleaning staff from plants in their homes to “*make the spaces more beautiful and give it a green touch*”. Occasionally, children prepare new flower beds by planting seedlings or cuttings.

The teachers commented that although they acquired basic knowledge of botany during their academic training, it still needs to be updated because it is not a specific part of the curricular topics they must teach. Some directors and teachers (20%) commented that they honestly lack knowledge of the flora in general. The majority (80%) say they know some of the plants found in kindergarten spaces, but they need to know if the name they use is correct (they do not know scientific names, only common ones).

Teachers said they do not use the presence of plant species in the establishments to generate

didactic resources for student's learning, and they do not teach about native and exotic species and their implications.

90% of the directors and teachers commented that so many complex and diverse problems must be resolved, so the landscaping of the green spaces and the incorporation of new teaching resources (such as plants) are much less critical. However, they showed interest in learning about the topic and even thinking about plants as teaching resources to address different topics in the school curriculum.

DISCUSSION

Census of plant species in Initial Education Institutions

Worldwide studies have shown that ornamental flora grown in cities on different continents increasingly resemble each other, even under different climatic and geographical conditions, a phenomenon called ‘biotic homogenization’ (McKinney, 2006). Urban vegetation is unique because it consists of new sets of native and exotic species influenced by the biophysical conditions of the site, such as climatic factors, and human factors, such as management or planting preferences (Aronson *et al.*, 2015). This is due in part to the cultural roots of immigrants, who cultivate plants native to their places of origin or similar to them (Fraser & Kenney, 2000). Besides, the popularization of certain species supported by publicity campaigns and social networks, as well as the influence of landscapers and nursery owners, tend to severely affect the tendencies in planning species to be used in green spaces.

Even when climate is a limiting factor for the cultivation of certain species, in big cities, plants that naturally would not grow manage to establish themselves due to the modification of the environment, therefore to urbanism (Kendal *et al.*, 2012), which encourages the introduction of this type of species.

In this study, the number of ornamental species found in the different kindergartens is very different (from zero to more than 30 species), and in general, it is related to the personal interest of the people who work there since their care depends on them. This situation is entirely different from cultivating ornamental plants in public spaces or in areas

where specific personnel are involved in their care. In the 83 Initial Education Establishments of the Bahía Blanca District where plants were present, 272 species belonging to 86 botanical families were found, a diversity that could be considered comparable to that found in a study carried out in the city of Harare (Zimbabwe) where they were found, in 30 schools, 209 species belonging to 84 botanical families (Muvengwi *et al.*, 2019). On the other hand, in studies developed in schools in England, a smaller number of species were found (76), with 30 being trees and the remaining 46 being shrubs and herbaceous plants. In this last study, no reference is made to botanical families' specific diversity or representativeness (Howlett & Turner, 2023).

In the kindergartens studied here, Asteraceae and Fabaceae family are the most represented, a point in common with the study carried out by Soulé *et al.* (2022) in two cities of the Niger Republic where Fabaceae also turned out to be the most abundant. This may be because the Fabaceae family has a cosmopolitan distribution with many species of trees, shrubs, annual or perennial herbs and lianas, even being dominant species in some ecosystems (Simpson, 2019). Also, the Rosaceae family was frequently represented, as was found by Rovere (2022) in the urban beds of Bariloche City (Río Negro province, Argentina). In Trabzon City (Turkey), the most frequent species are *Hydrangea macrophylla* (Thunb.) Ser., *Nerium oleander* and *Rosa* L. sp. (Acar *et al.*, 2007), also commonly found in this study. The selection and cultivation of specific plant species influenced by the reasons already stated results in the loss of biodiversity of each region, leading the natural environment to a monotonous and repeated plant landscape in different places worldwide. In this sense, it is recommended that children from an early age be in contact with the native flora of their region; a path towards the protection of existing species will begin gradually and naturally (Moro *et al.*, 2014; Moro & Castro, 2015). There is a great variety of native species in each region of Argentina with beautiful foliage and showy flowers that, while unknown by a large part of the population, could be used as possible ornamental plants in urban environments (Mascó *et al.*, 1998; Torres *et al.*, 2008). That is why government institutions must become aware of the critical role of indigenous flora

as a didactic resource in educational establishments adequately plan how to incorporate this type of species into the urban green spaces and recommend the appropriate species to educational institutions. Until now, at least in Argentina, this work has not been carried out on a big scale; only scarce isolated projects developed by interested teachers are found principally in primary and secondary education, as can be noticed in online educational portals, digital newspapers or publications of diverse organizations.

In this study, 240 exotic species (88%) and 32 native species (12%) to Argentina were found. At this point, there is a very notable difference with the studies developed by Soulé *et al.* (2022) in Niger, where they found 53% exotic and 33% native to the country in the school census. As mentioned earlier, the percentage of native species of Argentina registered in the kindergartens surveyed is low. In contrast, that of species native to the Bahía Blanca region is even lower (only fourteen species). This low representativeness may be because it is not a characteristic usually considered in the planning of green spaces or even in the formation of unplanned ones, the unfamiliarity with them, and that are mostly not appreciated as ornamentals.

On the other hand, the greater preference for exotic species may be linked to the fact that they are the most popular and easily obtained in all nurseries. The value given to exotic plants as environmental goods of cultural importance reveals the processes of constructing an anthropized landscape that has prioritized the showy species of Eurasia (Betancourt *et al.*, 2017). It is also interesting to relate these proportions to the fact that the species in these recreational spaces are generally obtained as gifts from civil or private organizations or teachers or parents, which do not favour a correct "*a priori*" planning of the landscaping of the place. Chosen many times for their aesthetic beauty, price, or rusticity without considering other essential characteristics such as adaptation to the local climate or even what morphological structures that species present that, in many cases, do not make it safe for children's recreation spaces (thorns, stingers, allergy production, etc.). In many cases, these factors generate extra care work for establishment staff that could be avoided, for example, if the grown ornamental species make efficient use of the water (be native to the region) (Goedhart & Pataki, 2012).

It is essential to highlight that the presence of native or endemic species used as ornamentals can be considered fortuitous because there was no intention to cultivate them or knowledge to support their choice. It is also important to highlight that the most significant number of species found are herbaceous, related to the ease of cultivation in small spaces, such as pots or small beds, indoors and outdoors. This type of species also requires less cultural management care, such as pruning and adapting better to the reality of the institutions.

Regarding the habit of the species surveyed, herbaceous plants predominate, followed by trees and shrubs, unlike in recreational spaces of schools in England, where the number of herbaceous and tree species is practically equal (Howlett & Turner, 2023).

It is essential to clarify that these studies with which comparisons are made are schools and not kindergartens, which are the educational institutions surveyed in this study; in this sense, similar work has yet to be found in other cities worldwide. The analysis of these comparisons is also limited because the environmental, socio-economic, and cultural characteristics are entirely dissimilar.

Surveys/interviews to directors/teachers in charge of Initial Educational Institutions

Most educational establishments were not created for this purpose but were modified in terms of building issues to fulfil that purpose. Plant species were not considered in such renovations, similar to what happened in Khartoum (Sudan) (Onsa & Yagi, 2016). Even more, new plants have been introduced, although people need to consider pedagogical or conservation purposes.

This lack of general knowledge about plants and the importance of their planned selection for different spaces does that many of the species found in kindergartens have some degree of toxicity, leading to the possibility of involuntary poisoning due to consumption or development of contact allergies (phyto dermatitis). In a previous work, carried out by this same work group (Pérez Cuadra *et al.*, 2012), where the presence of toxic plants in Initial Educational Institutions was evaluated, it was found that 31% of the plants present can cause some type of toxicity. Of them, 70% cause moderate or mild conditions, generally related

to dermatitis (*Ficus elastica* Roxb. ex Hornem., *Hedera helix* L., *Platanus acerifolia* (Aiton) Willd., etc.) while the remaining 30% can cause more serious conditions (*Catharanthus roseus* (L.) G. Don, *Nerium oleander*, *Ricinus communis* L., etc.). These percentages of toxic plants have remained at similar values in the surveys carried out in the present study, with no new toxic species being found. In no case it was recommended to remove this type of plants, if not educate with them, since knowledge allows to make better decisions and gives security. Removing the danger from a place generates a momentary protection, since it could appear in another space. Plants can be very beneficial (food, medicine, shelter and construction materials, etc.) or very harmful (due to physical or chemical damage) so that only knowledge generates permanent security.

The results evidence a lack of knowledge of the flora in general, and although the directors/teachers showed interest in incorporating native plants in the spaces, the informant mentioned that training would be necessary to address the topic from an educational point of view. An issue that ends up being relegated in the face of the multiple problems presented by Argentine educational institutions. More importance should be given to integrating the plants with our lives so that teachers can generate educational projects to protect and appreciate regional native species. On the other hand, the native plant species and the different symbologists they represent by historical and cultural aspects (related to popular legends, specific historical facts, medicinal uses, superstitions, etc.) of each region of our country could also be taught. However, innumerable tasks can be done to promote the importance of cultivation and care of vegetation in educational establishments and that can also help improve the quality of learning.

In addition to the positive effects of plants on human health and well-being (Kendal *et al.*, 2012), they can be thought of as teaching tools to work on topics related to the assessment of flora in general and native and the conservation of environments at different educational levels (Steger *et al.*, 1973). The added value of the presence of plants in educational institutions is why the planned incorporation of species into recreational spaces and the thematic training of teachers will allow the construction of students committed to the environmental cause.

CONCLUSIONS

The plant census in the 85 kindergartens of the Bahía Blanca district showed that of the 272 species of plants belonging to 86 botanical families found, the vast majority are exotic for Argentina; the percentage of native species of the Bahía Blanca region was meagre. In general, the buildings where these institutions are located were not built for their final function, and there was no plan for the plant ornamentation of their spaces. Teachers do not use plants as a teaching resource due to the lack of knowledge, although they show interest in training on the subject and triggering different curricular aspects.

AUTHOR CONTRIBUTIONS

All authors have carried out jointly and equally the data collection, its interpretation and writing of the manuscript.

ACKNOWLEDGMENTS

To Universidad Nacional del Sur (UNS) (PGI 24/B317) for financial support. To the Dirección General de Escuelas (Buenos Aires province, Argentina) for granting the pertinent permissions to enter to the educational establishments and to all the teachers for welcoming us with warmth and enthusiasm. To the reviewers who helped improve our manuscript with their constructive criticism.

BIBLIOGRAPHY

- ACAR C., H. ACAR & E. EROĞLU. 2007. Evaluation of ornamental plant resources to urban biodiversity and cultural changing: A case study of residential landscapes in Trabzon city (Turkey). *Build. Environ.* 42: 218-229.
<https://doi.org/10.1016/j.buildenv.2005.08.030>
- ANTON, A. M. & F. O. ZULOAGA (dir.). Flora Argentina: <https://argentina.edu.ar> [Accesed: 6 October 2023].
- ARANA, M. D., E. NATALE, N. FERRETTI, G. ROMANO, ..., & J. J. MORRONE. 2021. *Esquema biogeográfico de la República Argentina*. Opera Lilloana 56, Fundación Miguel Lillo, Tucumán.
- ARMITAGE, A. M. 2004. *Armitage's garden annuals: a color encyclopedia*. Timber Press, Portland.
- ARMITAGE, A. M. 2011. *Armitage's manual of annuals, biennials and half-hardy perennials*. Timber Press, Portland.
- ARONSON, M. F. J., S. N. HANDEL, I. P. LA PUMA, & S. E. CLEMANTS. 2015. Urbanization promotes non-native woody species and diverse plant assemblages in the New York metropolitan region. *Urban Ecosyst.* 18: 31-45. <https://doi.org/10.1007/s11252-014-0382-z>
- AUSTIN, C. 2005. *Irises*. Timber Press, Portland.
<https://doi.org/10.1007/s11252-014-0382-z>
- BETANCOURT, R., A. E. ROVERE & A. H. LADIO. 2017. Incipient domestication processes in multicultural contexts: a case study of urban parks in San Carlos de Bariloche (Argentina). *Front. Ecol. Evol.* 5: 166.
<https://doi.org/10.3389/fevo.2017.00166>
- BIONDI, D., L. LEAL & M. SCHAFFER. 2008. Aspectos importantes das plantas ornamentais em escolas públicas estaduais da cidade de Curitiba, PR. *Rev. Bras. Ciênc. Agrár.* 3: 267-275.
<https://doi.org/10.5039/agraria.v3i3a325>
- BROOKS, T., G. A. B. DA FONSECA & A. S. L. RODRIGUES. 2004. Species, data and conservation planning. *Conserv. Biol.* 18: 1682-1688.
<https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2004.00457.x>
- BRYAN, J. E. 2002. *Bulbs*. Timber Press, Portland.
- BRZUSZEK, R. F., R. L. HARKESS & S. J. MULLEY. 2007. Landscape Architects' Use of Native Plants in the Southeastern United States. *Hort Technology* 78-81.
<https://doi.org/10.21273/horttech.17.1.78>
- BÜNZLI, A. B. 2017. La revalorización de la vegetación nativa desde la escuela Revaluating Native Vegetation from School. *Rev. De Educación en Biol.* 20:1.
<https://doi.org/10.59524/2344-9225.v20.n1.22499>
- CABRERA, A. L. & E. M. ZARDINI. 1993. *Manual de la Flora de los alrededores de Buenos Aires*. Editorial Acme, Buenos Aires.
- CADORIN, D. A., I. HASSE, L. M. SILVA & C. FERRAZ BETT. 2011. Características da flora arbórea de quatro escolas de pato branco-PR. *Rev. Soc. Bras. Arborização Urbana* 6: 104-124.
<https://doi.org/10.5380/revsbau.v6i2.66402>
- CAPELLI DE STEFFENS, A. M., M. C. PICCOLO & A. M. CAMPO DE FERRERAS. 2006. Clima urbano de Bahía Blanca. *RUG* 15: 183-186.
- DEARBORN, D. C. & S. KARK. 2010. Motivations for conserving urban biodiversity. *Conserv. Biol.* 24: 432-440.
<https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2009.01328.x>

- DIMITRI, M. J. 1987. *Enciclopedia argentina de agricultura y jardinería*. ACME, Buenos Aires.
- DIRR, M. A. 2002. *Dirr's trees and shrubs for warm climates: an illustrated encyclopedia*. Timber Press, Portland.
- FRASER, E. D. G. & W. A. KENNEY. 2000. Cultural background and landscape history affecting perceptions of the urban forest. *J. Arboric.* 26: 106-112.
<https://doi.org/10.48044/jauf.2000.013>
- GIL OTAIZA, R., J. CARMONA ARZOLA & M. C. RODRÍGUEZ ARREDONDO. 2006. Estudio etnobotánico de especies tóxicas, ornamentales y medicinales de uso popular, presentes en el Jardín de Plantas Medicinales "Dr. Luis Ruiz Terán" de la Facultad de Farmacia y Bioanálisis de la Universidad de Los Andes. Mérida, Venezuela. *Boletín Antropológico* 24:463-481.
- GOEDHART, C. M. & D. E. PATAKI. 2012. Do arid species use less water than mesic species in an irrigated common garden? *Urban Ecosyst.* 15: 215-232. <https://doi.org/10.1007/s11252-011-0201-8>
- HEIDEN, G., R. L. BARBIERI & E. R. T. STUMPF. 2006. Considerações sobre o uso de plantas ornamentais nativas. *Rev. Bras. Hortic. Ornam.* 12: 2-7.
<https://doi.org/10.14295/rbho.v12i1.60>
- HEILAND, P. 2021. *Utilización de plantas nativas y sus beneficios en el diseño de parques y jardines en la ciudad de Bahía Blanca*. Trabajo final Tecnicatura Universitaria en Parques y Jardines. Universidad Nacional del Sur, Argentina.
- HOWLETT, K. & E. C. TURNER. 2023. Greenness and biodiversity of open spaces in primary schools and their local surroundings in England. *Environ. Conserv.* 50: 230-240.
<https://doi.org/10.1017/S0376892923000255>
- HURRELL, J. A., D. H. BAZZANO & G. DELUCCHI. 2006. *Biota rioplatense XI: Dicotiledóneas herbáceas 1. Nativas y exóticas*. LOLA, Buenos Aires.
- HURRELL, J. A., D. H. BAZZANO & G. DELUCCHI. 2007. *Biota rioplatense XII: Dicotiledóneas herbáceas 2*. LOLA, Buenos Aires.
- INDEC (Instituto Nacional de Estadística y Censos). 2023. *Censo nacional de población, hogares y viviendas: resultados provisionales*. INDEC, Ciudad Autónoma de Buenos Aires.
- INNES, C. & C. GLASS. 1997. *The illustrated encyclopedia of Cacti. . Over 1200 species illustrated and identified*. Knickerbocker Press, New Jersey.
- IPNI (International Plant Name Index). Published on the Internet: <https://www.ipni.org/> [Accessed: 14 June 2024].
- KENDAL, D., N. S. G. WILLIAMS & K. J. H. WILLIAMS. 2012. A cultivated environment: Exploring the global distribution of plants in gardens, parks and streetscapes. *Urban Ecosyst.* 15: 637-652.
<https://doi.org/10.1007/s11252-011-0215-2>
- KUMSCHICK, S., M. GAERTNER, M. VILÁ, F. ESSL, ... & M. WINTER. 2015. Ecological impacts of alien species: quantification, scope, caveats and recommendations. *BioScience* 65:55-63. <https://doi.org/10.1093/biosci/biu193>
- LIU, K., D. ZHANG & X. WANG. 2003. Hunan (China) Flora with Rich Ornamental Plants. *Acta Hortic.* 620: 403-409. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2003.620.51>
- LLAMAS, K. A. 2003. *Tropical flowering plants*. Timber Press, Portland.
- MACK, R. N., D. SIMBERLOFF, W. M. LONSDALE, H. EVAN, ... & F. A. BAZZAZ. 2000. Biotic invasions: Causes, epidemiology, global consequences and control. *Ecol. Appl.* 10: 689-710. [https://doi.org/10.1890/1051-0761\(2000\)010\[0689:BICEGC\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1890/1051-0761(2000)010[0689:BICEGC]2.0.CO;2)
- MASCÓ, M., G. OLIVA, R. KOFALT & G. HUMANO. 1998. *Flores nativas de la Patagonia Austral*. INTA-CAP-UNPA, Río Gallegos.
- MCKINNEY, M. L. 2006. Urbanization as a major cause of biotic homogenization. *Biol. Conserv.* 127: 247-260. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2005.09.005>
- MORO, M. F. & A. S. FARIAS CASTRO. 2015. A check list of plant species in the urban forestry of Fortaleza, Brazil: where are the native species in the country of megadiversity. *Urban Ecosyst.* 18: 47-71.
<https://doi.org/10.1007/s11252-014-0380-1>
- MORO, M. F., C. WESTERKAMP & F. SOARES DE ARAÚJO. 2014. How much importance is given to native plants in cities' treescape? A case study in Fortaleza. *Urban For. Urban Green.* 13: 365-374.
<https://doi.org/10.1016/j.ufug.2014.01.005>
- MUVENGWI, J., A. KWENDA, M. MBIBA & T. MPINDU. 2019. The role of urban schools in biodiversity conservation across an urban landscape. *Urban For. Urban Green.* 43: 126370.
<https://doi.org/10.1016/j.ufug.2019.126370>
- NEGRÍN, V. L. & S. M. ZALBA. 2008. Germinación de *Grindelia ventanensis* (Asteraceae), una especie endémica del Sistema de Ventania (Buenos Aires). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 43: 261-267.

- ONSA, R. A. H. & M. I. YAGI. 2016. The outdoor environment of kindergartens in Khartoum State. *Int. J. Environ. Sci. Technol.* 5: 2625-2636.
- PÉREZ CUADRA, V., V. N. CAMBI, M. A. RUEDA & M. CALFUÁN. 2012. Consequences of the loss of traditional knowledge: the risk of injurious and toxic plants growing in kindergartens. *Ethnobot. Res. Appl.* 10: 77-94.
<https://doi.org/10.17348/era.10.0.077-094>
- RICHARDSON, D. M., N. ALLSOPP, C. M. D'ANTONIO, S. J. MILTON & M. REJMÁNEK. 2000. Plant invasions-the role of mutualisms. *Biol. Rev.* 75: 65-93.
- ROVERE, A. 2022. Los canteros urbanos como parte del paisaje biocultural de Bariloche (Argentina): riqueza de especies y decisiones de manejo. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 389-402.
<https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n3.37477>
- SAJEVA, M. & M. COSTANZO. 2001. *Succulents, the illustrated dictionary*. Timber Press, Portland.
- SCHAW, A., K. K. MILLER & G. WESCOTT. 2017. Australian native gardens: Is there scope for a community shift? *Landsc. Urban Plan.* 157: 322-330.
<https://doi.org/10.1016/j.landurbplan.2016.07.009>
- SCHMID, W. G. 2002. *An encyclopedia of shade perennials*. Timber Press, Portland.
- SIMPSON, M. G. 2019. *Plant Systematics*. 3rd ed. Academic Press, Burlington.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-812628-8.50001-8>
- SMITH, R. M., P. H. WARREN, K. THOMPSON & K. J. GASTON. 2006. Urban domestic gardens (VI): environmental correlates of invertebrate species richness. *Biodivers. Conserv.* 15: 2415-2438.
<https://doi.org/10.1007/s10531-004-5014-0>
- SOULÉ, M., C. NYAMEKEYE & H. T. ABDOUL-AZIZE. 2022. Woody species in the urban schoolyards in West Africa Sahel cities in Niger: diversity and benefits from green schools. *Discov. Sustain.* 2: 24.
<https://doi.org/10.1007/s43621-022-00092-9>
- STEGER, R. E. & R. F. BECK. 1973. Range plants as ornamentals. *J. Range Manag.* 26: 72-74.
<https://doi.org/10.2307/3896895>
- TANGREN, S., E. TOTH & S. SIEGEL. 2022. A survey of native plant materials use and commercial availability in the Eastern United States. *Native Plants J.* 23: 17-54. <https://doi.org/10.3368/npj.23.1.17>
- TORRES, Y. A., M. A. LONG & S. M. ZALBA. 2008. Reproducción de *Pavonia cymbalaria* (Malvaceae), una especie nativa con potencial ornamental. *Phyton* 77: 151-160.
<https://doi.org/10.32604/phyton.2008.77.151>
- TROPICOS. Published on the Internet: <https://www.tropicos.org/home> [Accessed: 14 June 2024].
- VITOUSEK, P. M., C. M. D'ANTONIO, L. L. LOOPE, M. REJMÁNEK & R. WESTBROOKS. 1997. Introduced species: a significant component of human-caused global change. *N. Z. J. Ecol.* 21: 1-16.
- WFO (The World Flora Online). Published on the Internet: <http://www.worldfloraonline.org> [Accessed: 14 June 2024].

SOCIEDAD ARGENTINA DE BOTÁNICA

Comisión Directiva

Presidenta: Mariana Andrea GROSSI
Vice-Presidenta: Alicia LOPEZ MENDEZ
Secretaria: Agustina YAÑEZ
Secretario de Actas: Pedro Cayetano BERRUETA
Tesorera: Eliana COTUREL
Protesorera: Carmen Cecilia MACLUF

Vocales titulares

Adolfina SAVORETTI, Federico Omar ROBBIATI, Jorge Rafael FLORES, Vanina SALGADO,
Marisa BONASORA

Vocales suplentes

Renato Andrés GARCÍA, Jessica Noelia VIERA BARRETO, María Belén DOUMECQ,
Juan Facundo RODRIGUEZ CRAVERO

Revisores de cuentas

Agostina Belén SASSONE, Elián Leandro GUERRERO

Para asociarse, puede contactarse con la sede central de la sociedad, o bien consultar en www.botanicaargentina.org.ar las direcciones de los representantes locales distribuidos en todo el país.

Categorías de asociados:

Protectores: aquellos que abonan una cuota anual doble a la de un socio activo.

Benefactores: los que donan una suma equivalente o mayor a cien cuotas anuales de socio activo, o bien que pagan una cuota anual equivalente a diez veces la de socio activo.

Vitalicios: los que pagan de una sola vez el equivalente a 30 cuotas de socio activo.

Activos: los que pagan la cuota societaria que se establece cada año.

Institucionales: personas jurídicas que pagan una cuota anual no menor a la de socio activo.

Adherentes: estudiantes de nivel terciario que pagan una cuota societaria equivalente al 50% de la cuota anual de socio activo.

El diseño del isotipo de la S.A.B. pertenece a Nidia Flury.

El maquetado del presente volumen fue hechos por María Cecilia Puigbó (IBONE).

La Sociedad Argentina de Botánica es una asociación civil sin fines de lucro, cuyos propósitos son:

- a) agrupar a los profesionales y aficionados a la Botánica
- b) fomentar el progreso de todas las ramas de esta ciencia
- c) editar trabajos de investigación botánica
- d) propender al mejoramiento de la enseñanza de la Botánica, en todos los niveles
- e) estimular la protección de la vegetación natural
- f) organizar y auspiciar reuniones científicas
- g) llevar a cabo excursiones botánicas
- h) contribuir a una mayor precisión de la terminología botánica.



Sede Central

SOCIEDAD ARGENTINA DE BOTÁNICA

Museo de Ciencias Naturales de La Plata

Paseo del Bosque s/n, B1900 La Plata,

Provincia de Buenos Aires, Argentin

E-mail: sabotonica@gmail.com

Domicilio legal: Av. Angel Gallardo 470. CP (C1405DJR)

Ciudad Autónoma de Buenos Aires - Argentina

Página WEB: www.botanicaargentina.org.ar

En venta en la Argentina y en el exterior:

LIBRERÍA L.G.C

Pasaje Gallego 3570

CP (C1240ACD)

Ciudad Autónoma de Buenos Aires - Argentina

Teléfono: (011) 49241140.