

DICIEMBRE 2022

VOLUMEN 57 (4)

Boletín de la
Sociedad Argentina de
BOTÁNICA



S Δ B

SOCIEDAD ARGENTINA DE BOTÁNICA

ISSN 0373-580X Córdoba, Argentina



BOLETÍN DE LA SOCIEDAD ARGENTINA DE BOTÁNICA

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

ANA MARÍA GONZALEZ. Inst. de Botánica del Nordeste, Corrientes. boletinsab@gmail.com

Vicedirector

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

Editores Asociados

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: RAMIRO AGUILAR y MELISA GIORGIS. Inst. Multidisciplinario de Biología Vegetal, Córdoba, Argentina. NATALIA AGUIRRE. Grupo de Investigación en Biodiversidad y Recursos Naturales, Colombia. SILVIA LOMASCOLO. Inst. de Ecología Regional, Tucumán, Argentina. LIA MONTTI. Inst. Investigaciones Marinas y Costeras, Mar del Plata, Argentina. 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. VIVIANA SOLIS NEFFA. Inst. de Botánica del Nordeste, Corrientes, Argentina.

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. OLG A. MARTINEZ. Univ. Nacional de Salta, Argentina. ROBERTO M. SALAS. Inst. de Botánica del Nordeste, Corrientes, Argentina.

Secretaria de Edición

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

Asesores Editoriales

Anatomía: NANUZALUIZA 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 Diciembre de 2022.

ÍNDICE

ARTÍCULO INVITADO

- ACHIMÓN, F., M. BEATO, V. D. BRITO, M. L. PESCHIUTTA, J. M. HERRERA,
R. P. PIZZOLITTO, J. A. ZYGADLO & M. P. ZUNINO
Insecticidal and repellent effects of the essential oils obtained from Argentine
aromatic flora. 651-670
Efecto insecticida y repelente de aceites esenciales obtenidos de la flora
aromática argentina

MICOLOGÍA - MYCOLOGY

- NAVARRO, L. E., L. LEVIN & S. ROSENFELDT
Evaluación de los micromicetes asociados a la corteza de fresno en Buenos
Aires (Argentina): su capacidad para degradar madera y tolerancia a metales
pesados. 671-685
Evaluation of micromycetes associated with green-ash bark in Buenos Aires
(Argentina): their ability to degrade wood and tolerance to heavy metals

BRIOLOGÍA - BRYOLOGY

- PEÑATE-PACHECO, L., J. E. GIL-NOVOA & M. Y. CARRILLO-FAJARDO
Diversidad taxonómica y funcional de briófitos en diferentes coberturas de un
bosque seco tropical, Córdoba (Colombia). 687-704
Taxonomic and functional diversity of bryophytes in different covers of a Tropical
Dry Forest, Córdoba (Colombia)
- APONTE, A. M., M. T. GALLEGO & M. J. CANO
Syntrichia papillosa (Wilson ex Spruce) Spruce (Pottiaceae) in Colombia... 705-709
Syntrichia papillosa (Wilson ex Spruce) Spruce (Pottiaceae) en Colombia

ANATOMÍA Y MORFOLOGÍA VEGETAL - ANATOMY AND PLANT MORPHOLOGY

- GOYENETCHE, J. M., M. C. ACOSTA, M. L. ALCARAZ, V. T. MANFREDA & R.
L. SCARAMUZZINO
Caracterización de semillas y plántulas de *Zephyranthes bifida* (Amaryllidaceae)... 711-725
Characterization of seeds and seedlings of *Zephyranthes bifida* (Amaryllidaceae)

PALINOLOGÍA - PALYNOLOGY

- FERNANDEZ PACELLA, L. & M. DI PASQUO
Pollen and spores morphology from the Holocene of the Iberá Wetlands in
northeastern Argentina. 727-750
Morfología del polen y esporas del Holoceno de los Esteros del Iberá en el
noreste de Argentina

GENÉTICA Y EVOLUCIÓN - GENETICS AND EVOLUTION

MARTINOTTO, C. G., M. E. BARRANDEGUY, A. L. GONCALVES & M. V. GARCÍA

Variabilidad del acervo génico y parámetros germinativos en poblaciones naturales de *Enterolobium contortisiliquum* (Leguminosae) del Noreste Argentino. 751-768
Gene pool variability and germinative parameters in natural populations of *Enterolobium contortisiliquum* (Leguminosae) from Northeastern Argentina

ECOLOGÍA Y CONSERVACIÓN - ECOLOGY AND CONSERVATION

TAPIA, R., J. CARMONA CROCCO & M. MARTINELLI

Evaluación de la infiltración en dos complejos suelo-vegetación en el Monte de San Juan (Argentina). 769-784
Evaluation of infiltration in two soil-vegetation complexes in Monte of San Juan (Argentina)

VOSSLER, F. G. & G. DELUCCHI

Leucaena leucocephala (Fabaceae), especie invasora en la Argentina. 785-800
Leucaena leucocephala (Fabaceae), an invasive species in Argentina

GUERRERO, E. L., L. G. PAGANO, A. M. ABBA, P. G. GRILLI, A. GALUP, M. J. APODACA, F. G. DI SALLO & G. DELUCCHI

Distribución y estado de conservación de *Phytolacca tetramera* (Phytolaccaceae), una rara planta endémica de las Pampas Argentinas. 801-814
Distribution and conservation status of *Phytolacca tetramera* (Phytolaccaceae), a rare endemic plant of the Argentine Pampas

SISTEMÁTICA DE PLANTAS VASCULARES - SYSTEMATICS OF VASCULAR PLANTS

SLANIS, A. C. & E. BULACIO

Laportea aestuans (Urticaceae), una nueva especie adventicia en Argentina. ... 815-822
Laportea aestuans (Urticaceae), a new adventitious species in Argentina

PLANCHUELO, A. M. & M. FABBRONI

Revisión taxonómica y nuevas riedades en el complejo *Lupinus andicola* (Fabaceae, Faboideae) de Argentina. 823-851
Taxonomic review and new varieties in *Lupinus andicola* complex (Fabaceae, Faboideae) from Argentina

ETNOBOTÁNICA - ETHNOBOTANY

FABBRONI, M., C. B. FLORES, M. F. GUZMÁN AYARDE & F. O. ROBBIATI

Usos tradicionales de las plantas medicinales en los Valles Calchaquíes, Salta, Argentina. 853-886
Traditional uses of medicinal plants in the Calchaquíes Valleys, Salta, Argentina

REVISORES - REVIEWERS 887-889



INSECTICIDAL AND REPELLENT EFFECTS OF THE ESSENTIAL OILS OBTAINED FROM ARGENTINE AROMATIC FLORA

EFEECTO INSECTICIDA Y REPELENTE DE ACEITES ESENCIALES OBTENIDOS DE LA FLORA AROMÁTICA ARGENTINA

Fernanda Achimón^{1,2*} , Magalí Beato^{1,2} , Vanessa D. Brito^{1,2} ,
María L. Peschiutta^{1,2} , Jimena M. Herrera^{1,2} , Carolina Merlo^{1,2,4} , Romina P.
Pizzolitto^{1,2,4} , Julio A. Zygadlo^{1,2,3}  & María P. Zunino^{1,2,3} 

SUMMARY

Global population is expected to increase to 9x10⁹ individuals by 2050, which highlights the need to produce more food in a more sustainable way. The demand for alternatives to synthetic insecticides is reflected in the increasing amount of research dealing with essential oils as insecticidal and repellent compounds. Argentina has large regions of tropical, temperate, and cold climates, where many essential oil-producing plants grow and develop. In this context, the aim of the present study was to revise the most relevant literature about the insecticidal and repellent properties of essential oils from Argentine aromatic flora. The first section of the present review covers those essential oils used to control insects that are affect human and animal health, such as mosquitoes, flies, bed bugs, and vinchucas. The second part addresses essential oils that could be used as insecticides and repellents in horticulture and agriculture, such as moths, bugs, fruit flies, different phloem-sap-feeding insect species that attack vegetable and fruit crops, and weevils and beetles that affect stored grains and food commodities. Throughout this review, the toxicity of the most bioactive essential oils is discussed by considering their chemical profile and their major pure compounds molecular features. This literature review highlights the enormous potential of Argentine essential oils to be included in repellent and insecticidal formulations.

KEY WORDS

Argentine aromatic plants, essential oils, insecticidal effect, repellency.

RESUMEN

Se espera que la población mundial sea de 9x10⁹ de habitantes para el año 2050. La demanda de alternativas al uso de insecticidas sintéticos está reflejada en la creciente cantidad de investigaciones sobre el efecto insecticida y repelente de los aceites esenciales. Argentina cuenta con grandes regiones de clima tropical, templado y frío, donde habitan muchas especies de plantas aromáticas. En este contexto, el objetivo del presente estudio fue revisar la literatura más relevante sobre las propiedades insecticidas y repelentes de los aceites esenciales de la flora aromática argentina. La primera sección de la presente revisión se enfoca en aceites esenciales que son utilizados para el control de insectos que afectan la salud humana y animal, como moscas, mosquitos y vinchucas. La segunda parte aborda los aceites esenciales que podrían usarse como insecticidas y repelentes en la horticultura y la agricultura, como polillas, moscas de la fruta, chinches y otros insectos chupadores en cultivos de oleaginosas, vegetales y frutas; también escarabajos y gorgojos que atacan granos almacenados y productos alimenticios. A lo largo de esta revisión, se analiza la toxicidad de los aceites esenciales más bioactivos considerando su perfil químico y las características moleculares de sus principales compuestos puros. Este trabajo de revisión resalta el gran potencial de los aceites esenciales obtenidos de plantas aromáticas argentinas.

PALABRAS CLAVE

Aceites esenciales, efecto insecticida, plantas aromáticas argentinas, repelencia.

1. Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal (IMBIV-CONICET), Avenida Vélez Sarsfield 1611, Córdoba, Argentina.

2. Instituto de Ciencia y tecnología de los alimentos (ICTA), Avenida Vélez Sarsfield 1611, Córdoba, Argentina.

3. Universidad Nacional de Córdoba, Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Departamento de Química, Cátedra de Química Orgánica, Avenida Vélez Sarsfield 1611, Córdoba, Argentina

4. Universidad Nacional de Córdoba, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Departamento de Recursos Naturales, Cátedra de Microbiología Agrícola, Avenida Ing. Agr. Félix Aldo Marrone 735, Córdoba, Argentina.

*fachimon@imbiv.unc.edu.ar

Citar este artículo

ACHIMÓN, F., M. BEATO, V. D. BRITO, M. L. PESCHIUTTA, J. M. HERRERA, R. P. PIZZOLITTO, J. A. ZYGADLO & M. P. ZUNINO. 2022. Efecto insecticida y repelente de aceites esenciales obtenidos de la flora aromática argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 651-670.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n4.37995>

Recibido: 14 Jun 2022

Aceptado: 19 Oct 2022

Publicado en línea: 28 Nov 2022

Publicado impreso: 30 Dic 2022

Editora: Ana María Gonzalez 

ISSN versión impresa 0373-580X

ISSN versión on-line 1851-2372

INTRODUCTION

The excessive use of synthetic insecticides has been associated with harmful effects on living organisms and the environment. This situation has raised a general concern in global population, leading to the development of bioactive products from natural sources. In this context, essential oils (EOs) obtained from aromatic and medicinal plants have been proposed as novel insecticides and repellents to overcome pest problems in human health, veterinary, and agricultural areas (Fig. 1; Fierascu *et al.*, 2021). Essential oils are hydrophobic mixtures of volatile organic compounds (VOCs), which are obtained from specific plants tissues and organs, such as flowers, stems, seeds, and roots. Some of the main constituents of EOs include alcohols, aldehydes, ketones, phenols, esters, ethers, monoterpenes and sesquiterpenes in varying proportions (Pandey *et al.*, 2017; Achimón *et al.*, 2021). Pharmaceutical and agrochemical industries are constantly exploring EOs or their pure VOCs to develop effective natural formulations that guarantee consumer safety and have clearly defined modes of action against insect pests (Fierascu *et al.*, 2021).

Global population is expected to increase to 9×10^9 individuals by 2050, which highlights the need to produce more food in a more sustainable way (Marrone, 2014). For this reason, several large agrochemical companies have invested in biopesticides, promoting the continuous growth of biopesticide market (Marrone, 2014). In this context, the EOs global market is predicted to garner around USD 15 billion by 2028, with an annual growth of 15% (Inkwood Research, 2022). The main factors responsible for such progress are the ecological imbalance caused by synthetic pesticides and the increasing popularity of organic agriculture, promoted by the growing consumer demand for healthy products.

The use of biopesticides is supported by the strict regulations imposed by the United States Environmental Protection Agency (EPA) and the European Union (EU). In this context, some European countries launched programs for the reduction of synthetic pesticides and the promotion of biopesticides, such as the Ecophyto 2018 plan presented by France and Denmark (“Green Growth” program) that provides financial support for the development of alternative phytosanitary products. In Europe,

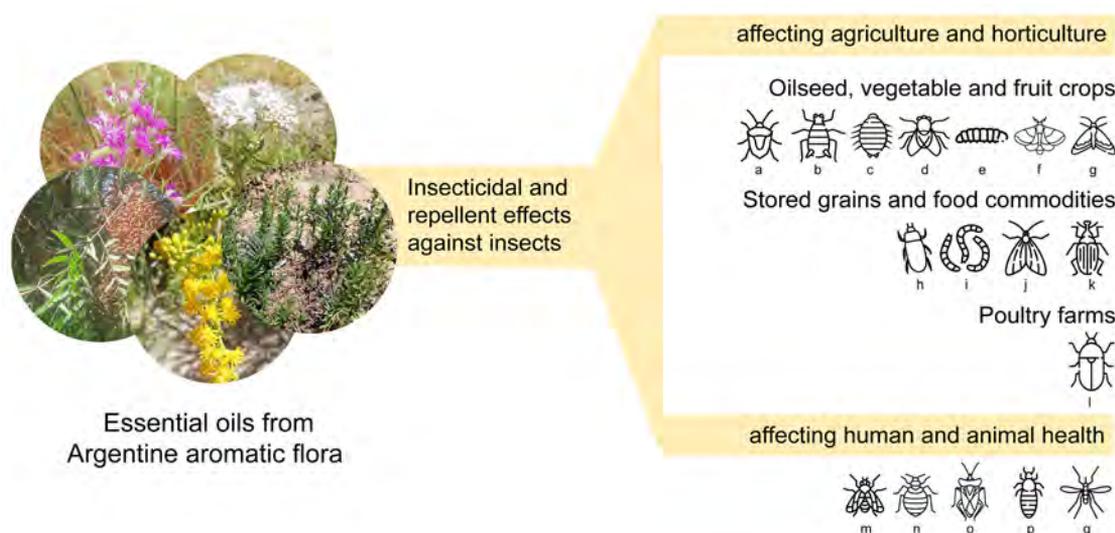


Fig. 1. Potential applications of Argentine EOs against different species/ groups of insects: a: *Nezara viridula*; b: Aphididae; c: *Planococcus ficus*; d: *Ceratitis capitata*; e: Caterpillars; f: *Spodoptera* sp.; g: *Plutella xylostella*; h: Beetles (*Rhizopertha dominica*, *Tribolium castaneum*, *Tenebrio molitor*); i: Beetle larvae; j: *Plodia interpunctella*; k: *Sitophilus* sp.; l: *Alphitobius diaperinus*; m: *Musca domestica*; n: *Cimex lectularius*; o: *Triatoma infestans*; p: *Pediculus humanus capitis*; q: Mosquitoes.

Netherlands, France, and Germany are the leading exporters of EOs; in America, United States, Canada, and Mexico are the major countries that make sizeable contributions to the production of EOs, followed by Argentina, Paraguay, Uruguay, Guatemala, and Haiti (Barbieri & Borsotto, 2018). However, regardless of the amount of EOs produced, it should be considered that Argentina has large regions of tropical, temperate, and cold climates. This is important since there are many phytogeographical regions (environmental factors and growing conditions) where many species of EOs-producing plant species grow and develop.

This study set out to revise the most relevant literature about the insecticidal and repellent potential of the EOs of aromatic plants from Argentina. Studies of the last 30 years obtained from the electronic databases Google Scholar, Science Direct, and Scielo were included if they met the following criteria: (1) the studies evaluated the insecticidal or repellent activity of EOs against insect species affecting humans, animals, crops, and fruits; and (2) the studies evaluated EOs extracted from plant species native to Argentina. The first section of this review will focus on the use of EOs for the control of insects that affect human and animal health, and the second section will cover those EOs used to control insect species that affect crops and fruits (Table 1).

Cytotoxic Effects: Are EOs safe?

Before using new substances for medicinal or agricultural purposes, their potential toxicity to eukaryotic cells must be properly evaluated. The brine shrimp (*Artemia salina*) is an ideal model organism for general toxicity assays because of their wide geographical distribution, adaptability to different environmental conditions, capability to use several nutrient resources, and the high availability of eggs that can be stored for many years (Rajabi *et al.*, 2015). For these reasons, the brine shrimp is extensively used in preliminary toxicological studies that screen a large number of substances for drug discovery in medicinal plants. Many aromatic plants are widely used in traditional medicine and popular infusions; but, in general, their cytogenotoxic properties have not been evaluated. However, among the native species tested, *Aloysia polystachya* (LC₅₀ 6459.0 mg/mL), *Minthostachys*

verticillata (LC₅₀ 1848.0 mg/mL), *Aloysia triphylla* (LC₅₀ 1279.0 mg/mL), and *Schinus polygamus* (LC₅₀ 1179.0 mg/mL) were considered non-toxic to *A. salina*, while the EOs of *Hyptis mutabilis* (accepted name *Cantinoa mutabilis*) (LC₅₀ 30.0 mg/mL), and *Psila spartioides* (accepted name: *Pseudobaccharis spartioides*) (LC₅₀ 14.0 mg/mL) exhibited high toxicity (Oliva *et al.*, 2007). Another study that evaluated the toxic effects of EOs using human peripheral blood mononuclear cells (PBMC) and mice bone marrow cells showed that the EO of *M. verticillata* was not cytogenotoxic *in vitro* and did not induce cytotoxic and apoptotic effects in human PBMC at concentrations that ranged from 100 to 1000 µg/mL (Escobar *et al.*, 2012). Furthermore, in *in vivo* assays, *M. verticillata* EO did not increase the frequency of micronuclei in mice bone marrow cells, and the ratio of polychromatic/normochromatic erythrocytes was not modified at concentrations between 25-500 mg/kg (Escobar *et al.*, 2012). These findings would indicate that *M. verticillata* EO is a safe substance to be used as a therapeutic agent.

EOs used to control insects that affects human and animal health

Ectoparasites

Pediculus humanus capitis (Pediculidae): The head louse is an obligate ectoparasite of humans, which is transmitted by direct host-to-host contact. This infestation is one of the most frequent among people, especially in children and adolescents. Different topical chemical insecticides are currently used for the treatment against head lice such as permethrin, allethrin, deltamethrin, and malathion. However, these insecticides tend to be harmful for children due to their underdeveloped immune system and detoxification mechanisms. An additional problem is that the repeated use of pediculicides leads to the emergence of resistance, which highlights the need for new products based on natural compounds (Yones *et al.*, 2016). One of the parameters most frequently used to compare the toxic effects of EOs on head louse adults in toxicity assays is the median knockdown time (KT₅₀), *i.e.*, the time in minutes to knockdown of 50% of exposed insects of each experimental unit. The toxic effect of several native species against head lice was tested in Petri dishes containing 50

Table 1. Bioactivity of Argentine EOs against different species of insects.

Plant Family	EOs	Effect	Insect species	Reference
Amaranthaceae	<i>Dysphania ambrosioides</i>	Insecticide	<i>Alphitobius diaperinus</i>	Arena <i>et al.</i> , 2018
			<i>Aedes aegypti</i>	Chantraine <i>et al.</i> , 1998
			<i>Sitophilus zeamais</i>	Chu <i>et al.</i> , 2011
			<i>Pediculus humanus capitis</i>	Tolozza <i>et al.</i> , 2010
Anacardiaceae	<i>Schinus areira</i>	Repellent	<i>Pediculus humanus capitis</i>	Tolozza <i>et al.</i> , 2006
		Insecticide	<i>Pediculus humanus capitis</i>	Gutiérrez <i>et al.</i> , 2016
			<i>Metopolophium dirhodum</i>	Chopa & Descamps 2012
	<i>Schinus molle</i>	Repellent	<i>Musca domestica</i>	Wimalaratne <i>et al.</i> , 1996
		Insecticide	<i>Pediculus humanus capitis</i>	Gutierrez <i>et al.</i> , 2009
			<i>Cimex lectularius</i>	Machado <i>et al.</i> , 2019
			<i>Aedes aegypti</i>	Chantraine <i>et al.</i> , 1998
	<i>Schinus molle</i> var. <i>areira</i>	Repellent, insecticide	<i>Rhizopertha dominica</i>	Benzi <i>et al.</i> 2009
Apiaceae	<i>Azorella cryptantha</i>	Repellent	<i>Triatoma infestans</i>	Lopez <i>et al.</i> , 2012
		Insecticide	<i>Ceratitidis capitata</i>	Lopez <i>et al.</i> , 2012
	<i>Azorella trifurcata</i>	Repellent	<i>Triatoma infestans</i>	López <i>et al.</i> , 2018
	<i>Eryngium</i> spp.	Insecticide	<i>Aedes aegypti</i>	Chantraine <i>et al.</i> , 1998
	<i>Gymnophyton polycephalum</i>	Repellent	<i>Triatoma infestans</i>	Lima <i>et al.</i> , 2011
Asteraceae	<i>Acanthostyles buniifolius</i>	Insecticide	<i>Aedes aegypti</i>	Chantraine <i>et al.</i> , 1998
	<i>Ambrosia tenuifolia</i>	Repellent	<i>Tribolium castaneum</i>	Saran <i>et al.</i> , 2019
	<i>Artemisia mendozana</i>	Repellent	<i>Triatoma infestans</i>	Lima <i>et al.</i> , 2011
	<i>Baccharis articulata</i>	Repellent	<i>Tribolium castaneum</i>	Saran <i>et al.</i> , 2019
	<i>Baccharis darwinii</i>	Repellent	<i>Triatoma infestans</i>	Kurdela <i>et al.</i> , 2012
	<i>Baccharis salicifolia</i>	Feeding deterrent	<i>Spodoptera littoralis</i>	Sosa <i>et al.</i> , 2012
	<i>Baccharis spartioides</i>	Repellent	<i>Tribolium castaneum</i>	Saran <i>et al.</i> , 2019
			<i>Aedes aegypti</i>	Gillij <i>et al.</i> , 2008
	<i>Coreopsis fasciculata</i>	Insecticide	<i>Aedes aegypti</i>	Chantraine <i>et al.</i> , 1998
	<i>Eupatorium arnotii</i>	Settling inhibition	<i>Ropalosiphum padi</i> , <i>Myzus persicae</i>	Sosa <i>et al.</i> , 2012
	<i>Eupatorium buniifolium</i>	Repellent	<i>Triatoma infestans</i>	Guerreiro <i>et al.</i> , 2018
			<i>Aedes aegypti</i>	Gleiser <i>et al.</i> , 2011
		Insecticide	<i>Trialeurodes vaporariorum</i> , <i>Tuta absoluta</i>	Umpierrez <i>et al.</i> , 2012
			<i>Triatoma infestans</i>	Guerreiro <i>et al.</i> , 2018
Settling inhibition	<i>Ropalosiphum padi</i> , <i>Myzus persicae</i>	Sosa <i>et al.</i> , 2012		

Plant Family	EOs	Effect	Insect species	Reference	
Asteraceae	<i>Eupatorium inulifolium</i>	Settling inhibition	<i>Ropalosiphum padi</i> , <i>Myzus persicae</i>	Sosa <i>et al.</i> , 2012	
	<i>Eupatorium viscidum</i>	Settling inhibition	<i>Ropalosiphum padi</i> , <i>Myzus persicae</i>	Sosa <i>et al.</i> , 2012	
	<i>Gutierrezia mandonii</i>	Insecticide, development delay	<i>Ceratitis capitata</i>	Clemente <i>et al.</i> , 2008	
	<i>Gutierrezia repens</i>	Insecticide, development delay	<i>Ceratitis capitata</i>	Clemente <i>et al.</i> , 2008	
	<i>Helianthus petiolaris</i>	Repellent	<i>Tribolium castaneum</i>	Saran <i>et al.</i> , 2019	
	<i>Senecio adenophylloides</i>	Insecticide	<i>Aedes aegypti</i>	Chantraine <i>et al.</i> , 1998	
	<i>Senecio oreophyton</i>	Repellent	<i>Triatoma infestans</i>	Lopez <i>et al.</i> , 2018	
	<i>Senecio pogonias</i>	Repellent	<i>Triatoma infestans</i>	Lopez <i>et al.</i> , 2018	
	<i>Senecio serratifolius</i>	Repellent	<i>Tribolium castaneum</i>	Saran <i>et al.</i> , 2019	
	<i>Tagetes filifolia</i>	Insecticide	<i>Tribolium castaneum</i>	Olmedo <i>et al.</i> , 2015	
	<i>Tagetes minuta</i>	Insecticide	Repellent	<i>Aedes aegypti</i>	Gillij <i>et al.</i> , 2008
			<i>Ceratitis capitata</i>	Lopez <i>et al.</i> , 2011	
			<i>Aedes aegypti</i>	Chantraine <i>et al.</i> , 1998	
			<i>Alphitobius diaperinus</i>	Arena <i>et al.</i> , 2018	
			<i>Brevicoryne brassicae</i>	Mullo, 2011	
	Reproduction inhibition	<i>Acyrtosiphon pisum</i> , <i>Myzus persicae</i> , <i>Aulacorthum solani</i>	Tomova <i>et al.</i> , 2005		
	<i>Tagetes pusilla</i>	Insecticide	<i>Aedes aegypti</i>	Chantraine <i>et al.</i> , 1998	
	<i>Tagetes rupestris</i>	Insecticide	<i>Ceratitis capitata</i>	López <i>et al.</i> , 2011	
	<i>Tagetes terniflora</i>	Repellent, feeding deterrent	<i>Sitophilus oryzae</i>	Stefanazzi <i>et al.</i> , 2011	
			<i>Metopolophium dirhodum</i>	Chopa & Descamps 2012	
Insecticide		<i>Sitophilus oryzae</i>	Stefanazzi <i>et al.</i> , 2011		
		<i>Plutella xylostella</i>	Descamps & Sánchez Chopa 2019		
		<i>Pediculus humanus capitis</i>	Gutiérrez <i>et al.</i> , 2009		
		<i>Tribolium castaneum</i>	Stefanazzi <i>et al.</i> , 2011		
		<i>Ceratitis capitata</i>	López <i>et al.</i> , 2011		
		<i>Brevicoryne brassicae</i>	Mullo, 2011		
Fabaceae	<i>Zuccagnia punctata</i>	Repellent	<i>Triatoma infestans</i>	López <i>et al.</i> , 2021	
Lamiaceae	<i>Hedeoma mandoniana</i>	Insecticide	<i>Aedes aegypti</i>	Chantraine <i>et al.</i> , 1998	
	<i>Hedeoma multiflora</i>	Insecticide	<i>Musca domestica</i>	Palacios <i>et al.</i> , 2009	
	<i>Lepechinia floribunda</i>	Insecticide	<i>Musca domestica</i>	Palacios <i>et al.</i> , 2009	
	<i>Lepechinia meyenii</i>	Insecticide	<i>Aedes aegypti</i>	Chantraine <i>et al.</i> , 1998	

Plant Family	EOs	Effect	Insect species	Reference
Lamiaceae	<i>Mentha pulegium</i>	Repellent	<i>Pediculus humanus capitis</i>	Tolozá et al., 2006
	<i>Minthostachys mollis</i>	Repellent	<i>Aedes aegypti</i>	Gillij et al., 2008
		Insecticide	<i>Aedes aegypti</i>	Chantraine et al., 1998
	<i>Minthostachys verticillata</i>	Insecticide	<i>Musca domestica</i>	Palacios et al., 2009
			<i>Sitophilus zeamais</i>	Herrera et al., 2014; Arena et al., 2017
			<i>Planococcus ficus</i>	Peschiutta et al., 2017
	<i>Rosmarinus officinalis</i>	Repellent	<i>Aedes aegypti</i>	Gillij et al., 2008
		Insecticide	<i>Metopolophium dirhodum</i>	Sánchez Chopa & Descamps, 2012
<i>Satureja parvifolia</i>	Repellent	<i>Triatoma infestans</i>	Lima et al., 2011	
<i>Thymus vulgaris</i>	Insecticide	<i>Pediculus humanus capitis</i>	Tolozá et al., 2010	
Lauraceae	<i>Cinnamomum porphyrium</i>	Insecticide	<i>Pediculus humanus capitis</i>	Tolozá et al., 2010
Myrtaceae	<i>Eugenia brejoensis</i>	Larvicide	<i>Aedes aegypti</i>	Da Silva et al., 2015
	<i>Myrcianthes cisplatensis</i>	Insecticide	<i>Pediculus humanus capitis</i>	Tolozá et al., 2006
		Repellent	<i>Pediculus humanus capitis</i>	Tolozá et al., 2006
	<i>Myrcianthes pseudomato</i>	Insecticide	<i>Pediculus humanus capitis</i>	Tolozá et al., 2010
Poaceae	<i>Elyonorus muticus</i>	Repellent	<i>Sitophilus oryzae</i>	Stefanazzi et al., 2011
			<i>Tribolium castaneum</i>	Stefanazzi et al., 2011
		Feeding deterrent	<i>Sitophilus oryzae</i>	Stefanazzi et al., 2011
Scrophulariaceae	<i>Buddleja mendozensi</i>	Insecticide	<i>Pediculus humanus capitis</i>	Tolozá et al., 2010
Verbenaceae	<i>Acantholippia riojana</i>	Repellent	<i>Pediculus humanus capitis</i>	Tolozá et al., 2006
	<i>Acantholippia salsoloides</i>	Repellent	<i>Aedes aegypti</i>	Gleiser et al., 2011
	<i>Acantholippia seriphioides</i>	Repellent	<i>Aedes aegypti</i>	Gillij et al., 2008
		Repellent	<i>Tribolium castaneum</i> , <i>T. confusum</i>	Benzi et al., 2014
			<i>Aedes aegypti</i>	Gillij et al., 2008
			<i>Rhizopertha dominica</i>	Benzi et al., 2009
			<i>Nezara viridula</i>	González et al., 2010
	<i>Aloysia citriodora</i>	Insecticide	<i>Musca domestica</i>	Palacios et al., 2009
			<i>Nezara viridula</i>	González et al., 2010
			<i>Tribolium castaneum</i> , <i>T. confusum</i>	Benzi et al., 2014
<i>Rhizopertha dominica</i>			Benzi et al., 2009	
<i>Plutella xylostella</i>			Descamps & Sánchez Chopa, 2019	
<i>Diuraphis noxia</i>			Sánchez Chopa & Descamps, 2015	

Plant Family	EOs	Effect	Insect species	Reference
Verbenaceae	<i>Aloysia citriodora</i>	Insecticide	<i>Pediculus humanus capitis</i>	Gutiérrez <i>et al.</i> , 2016
		Ovicide	<i>Nezara viridula</i>	Gonzalez <i>et al.</i> , 2010
	<i>Aloysia polystachya</i>	Repellent	<i>Rhizopertha dominica</i>	Benzi <i>et al.</i> , 2009
			<i>Nezara viridula</i>	González <i>et al.</i> , 2010
			<i>Tribolium castaneum</i> , <i>T. confusum</i>	Benzi <i>et al.</i> , 2014
			<i>Aedes aegypti</i>	Gleiser <i>et al.</i> , 2011
	<i>Aloysia polystachya</i>	Insecticide	<i>Plutella xylostella</i>	Descamps & Sánchez Chopa, 2019
			<i>Alphitobius diaperinus</i>	Arena <i>et al.</i> , 2018
			<i>Diuraphis noxia</i>	Sánchez Chopa & Descamps, 2015
			<i>Rhizopertha dominica</i>	Benzi <i>et al.</i> , 2009
			<i>Tribolium castaneum</i> , <i>T. confusum</i>	Benzi <i>et al.</i> , 2014
			<i>Nezara viridula</i>	González <i>et al.</i> , 2010
	<i>Aloysia polystachya</i>	Ovicide	<i>Nezara viridula</i>	González <i>et al.</i> , 2010
	<i>Lippia integrifolia</i>	Repellent	<i>Triatoma infestans</i>	Lima <i>et al.</i> , 2011
	<i>Lippia junelliana</i>	Repellent	<i>Aedes aegypti</i>	Gleiser <i>et al.</i> , 2011
	<i>Lippia polystachya</i>	Insecticide	<i>Culex quinquefasciatus</i>	Gleiser & Zygadlo, 2007
<i>Lippia turbinata</i>	Insecticide	<i>Plodia interpunctella</i>	Corzo <i>et al.</i> , 2020	
		<i>Culex quinquefasciatus</i>	Gleiser & Zygadlo, 2007	
	Development delay	<i>Plodia interpunctella</i>	Corzo <i>et al.</i> , 2020	
Zygophyllaceae	<i>Bulnesia sarmientoi</i>	Repellent	<i>Lutzomyia longipalpis</i>	de Arias <i>et al.</i> , 1992

μL of each EO (Gutiérrez *et al.*, 2016). The most effective EO against head lice adults was *Schinus molle* (accepted name: *Lithrea molleoides*), with similar KT_{50} values of 10.8 min and 12.8 min for the EOs obtained from fruits and leaves, respectively. The species *Thymus vulgaris*, *Aloysia polystachya*, and *A. citriodora* showed lower toxicity, with higher KT_{50} values of 18.3, 20.6, and 38.3 min, respectively (Gutiérrez *et al.*, 2016). Other researches evaluated the fumigant toxicity of certain Argentine EOs against permethrin-resistant head lice when 60 μL of each EO were added to a filter paper placed inside the Petri plate (Tolozza *et al.*, 2006; Tolozza *et al.*, 2010). These studies revealed a strong toxic effect of *Cinnamomum porphyrium* (accepted name: *Ocotea porphyria*), *Myrcianthes*

cisplatensis, and *M. pseudomato*, with KT_{50} values of 1.1, 1.3, 4.1 min, respectively. The species *C. porphyrium* is a tree from the Yungas region of Argentina, and its EO has eugenol, benzyl alcohol, and terpinen-4-ol as major VOCs. When these pure compounds were tested alone against the head lice, KT_{50} values of 60 min were obtained, indicating that synergisms between the major constituents of this EO might be responsible for the higher toxic effects of the EO compared to the sole compounds. Other EOs tested against the head lice exhibited moderate toxicity, such as *Schinus molle* (accepted name: *Lithrea molleoides*), *A. polystachya*, *Tagetes terniflora*, and *Buddleja mendozensis*, with KT_{50} values of 12.8, 23.4, 23.4, and 28.8 min, respectively (Gutiérrez *et al.*, 2009; Tolozza *et al.*,

2006, Toloza *et al.*, 2010). In addition, the EOs of *M. verticillata*, *M. cisplatensis*, *Acantholippia riojana* (accepted name: *Aloysia riojana*), and *S. areira*, showed repellence activity between 20% and 50%, while the repellency of *Mentha pulegium* EO was 75%, similar to that of the positive control, piperonal (Toloza *et al.*, 2006). Slight differences in EO chemical composition may substantially affect repellency. For example, the EOs from *M. pulegium* and *M. verticillata* have the monoterpene ketones menthone and pulegone as their major components, yet the EO from *M. pulegium* was 3.4-fold more repellent than that from *M. verticillata* (Toloza *et al.*, 2006). These studies showed that EOs have the potential to be used as ingredients of shampoos with pediculicidal properties, in many cases against lice resistant to permethrin (Gonzalez Audino *et al.*, 2007).

Cimex lectularius: popularly known as bed bug, is a nocturnal hematophagous insect that feeds on human blood. The toxic effect of *S. molle* EO against the bed bug was evaluated through a topical bioassay by applying 1 μ L of the EO in the dorsal surface of the insect (Machado *et al.*, 2019). A dose of 125 μ g EO/bug produced 50% mortality after 7 days of exposure. The EO profile of *S. molle* consisted in 39% of monoterpenes hydrocarbons (mainly α -pinene, β -pinene, and limonene) and 30% of oxygenated sesquiterpenes (mainly muurolol). The toxicity of the EOs of *Baccharis punctulata* and *Baccharis microdonta* were tested against an insecticide-resistant and a susceptible strain of *C. lectularius* through topical application assays. An aliquot of 1 μ L of each EO was applied in the dorsal surface of the insects at 50 μ g/bug, and mortality was registered for 7 days after treatment. None of the EOs exhibited high mortality to both strains when applied topically. The maximum insecticidal effect occurred with *B. punctulata* EO at 7 days after treatment, with 20% mortality for both strains (Budel *et al.*, 2018).

Lutzomyia longipalpis: this is a species of anthropophilic sandfly of Central and South America found in a wide variety of ecological conditions. Only adult females feed on mammal blood, serving as key vessels for the propagation of cutaneous and visceral leishmaniasis. The EO of *Bulnesia sarmientoi* did not show insecticidal effects, but a repellent activity of 93% at a concentration of 2.5 μ g/10 cm² of skin, higher than that of the positive

control AUTAN (commercial product composed of 33% of the active principle diethyltoluamide) that exhibited a repellent effect of 81% (de Arias *et al.*, 1992). Another study assessed the growth inhibitory activity of *B. sarmientoi* EO on promastigote forms of *Leishmania amazonensis* at concentrations ranging from 30 to 500 μ g/mL, and a strong anti-leishmanial activity was reported with an IC₅₀ of 85.6 μ g/mL, with guaiol and 2-undecanone as the prevalent components of the EO (Andrade *et al.*, 2016).

Disease vectors

Mosquitoes: adult mosquitoes are important vectors of parasitic diseases such as malaria and filariasis, and several arboviral diseases such as yellow fever, Chikungunya, West Nile, dengue fever, and Zika, responsible for important health problems in tropical and subtropical regions in the world. The mosquito life cycle consists of egg, larva, pupa, and adult stages, with the immature stages being the target of several natural and synthetic products. In this regard, many studies have been conducted using different EOs of the Argentine aromatic flora (Chantraine *et al.*, 1998). For example, EOs of *S. molle*, *Eryngium* spp., *Baccharis* spp., *Coreopsis fasciculata*, *Senecio adenophylloides* (accepted name: *Culcitium rufescens*), *Tagetes minuta*, *Tagetes pusilla* (accepted name: *Tagetes filifolia*), produced 100% mortality to 3rd stage *Aedes aegypti* larvae at a dose of 100 mg/L (Chantraine *et al.*, 1998). Furthermore, the EOs of *Acanthostyles buniifolius*, *Chenopodium ambrosioides* (accepted name: *Dysphania ambrosioides*), *Hedeoma mandoniana*, *Lepechinia meyenii*, and *Minthostachys mollis* showed slightly lower insecticidal activities, between 80-95% (Chantraine *et al.*, 1998). Another study evaluated the toxic effect of the EO extracted from *Lippia polystachya* (accepted name: *Aloysia polystachya*) and *Lippia turbinata* on 4th stage larvae and adults of *Culex quinquefasciatus* at 24 h post-treatment. At 160 ppm, the former EO produced 79.5% and 6.7% mortality, while the latter showed 90.7% and 83.8% mortality to the larvae and adult, respectively (Gleiser & Zygadlo, 2007). Although the EOs of *L. polystachya* and *L. turbinata* have the terpene ketones α -thujone and carvone as their main components, *L. turbinata* was also characterized by a high concentration of β -caryophyllene (Gleiser & Zygadlo 2007). These

EOs were reported to induce behavioral changes in *C. quinquefasciatus* larvae at sublethal doses, such as a decrease in the ambulation speed and the total time of ambulation (Kembro *et al.*, 2009). These changes in the locomotion pattern could be attributed to the neurotoxic effect of α -thujone since it acts affecting the GABA receptors of insects (Kembro *et al.*, 2009). Additionally, the EO of *Eugenia brejoensis* exhibited insecticidal activity against the 4th larval stage of *A. aegypti* with an LC₅₀ value of 214 ppm, and β -caryophyllene and cadinene as its major compounds (da Silva *et al.*, 2015). The larvicidal activity of β -caryophyllene was also reported against different species of mosquitoes belonging to the genera *Anopheles* and *Culex*, with LC₅₀ values that ranged from 41 to 48 μ g/mL (Govindarajan *et al.*, 2016).

Mosquito repellents: five compounds are currently used as topical insect repellents: DEET (synthetic), p-menthane-3,8-diol (PMD; natural or synthetic), hydroxy-ethyl isobutyl piperidine carboxylate (Picaridin; synthetic), ethyl 3-[acetyl (butyl) amino] propanoate (IR3535; synthetic), and N, N-diethylphenyl-acetamide (DEPA; synthetic) (Bohbot *et al.*, 2014). As consumers have become extremely health conscious, the insect repellent market has suffered significant growth over the past few years. Indeed, the mosquito repellent market is expected to generate over \$ 9,600 million by 2026 (Aniket & Roshan: <https://www.alliedmarketresearch.com/insect-repellent-market>).

The repellence of EOs of several Argentine aromatic plants against *Aedes aegypti* was evaluated by Gleiser *et al.* (2011). The laboratory evaluation of the repellent activity consisted in introducing the forearm inside a glass cage. The forearm was protected with a latex surgical glove and a paper sleeve that was previously treated with the EO. The RD₅₀ values, *i.e.* the doses at which 50% of the specimens are repelled, were estimated for *Acantholippia salsoloides* (accepted name: *Aloysia salsoloides*), *Aloysia catamarcensis*, *A. polystachya*, *Lippia integrifolia*, *Lippia junelliana*, *Baccharis salicifolia*, *Eupatorium buniifolium* (accepted name: *Acanthostyles buniifolius*), and *T. filifolia*. The most repellent EOs were *L. junelliana* with a RD₅₀ value of 0.005 μ L/cm² skin, followed by *A. salsoloides*, *A. polystachya*, and *E. buniifolium* with RD₅₀ values of 0.02 μ L/cm² skin for the three species. The major components of *L. junelliana*

EO were camphor, limonene, and β -myrcene. The repellent properties of these monoterpenes tested alone against *A. aegypti* and other species of mosquitoes have also been reported (Hwang *et al.*, 1985).

Other native species have been screened for their repellent potential against *A. aegypti*, such as *Achyrocline satureioides*, *Baccharis spartioides* (accepted name: *Pseudobaccharis spartioides*), *T. minuta*, *T. pusilla*, *H. mutabilis*, *M. mollis*, *Anemia tomentosa*, *Acantholippia seriphioides*, *Aloysia citrodora*, and *Rosmarinus officinalis* (accepted name: *Salvia rosmarinus*) (Gillij *et al.*, 2008). The repellency time was recorded as the time elapsed between the applications of the repellent until the test subject received a mosquito bite. At 90% EO concentration (7.6 μ L/cm² skin), *A. seriphioides*, *A. citrodora*, *B. spartioides*, *M. mollis*, *R. officinalis*, and *T. minuta* effectively repelled mosquitoes for 90 min. At 12.5% (1.06 μ L/cm² skin), the lowest concentration tested, only *B. spartioides* and *A. citrodora* still showed repellency times of 90 min. The analyses of the chemical composition of these EOs suggest that limonene and camphor were the main components responsible for the repellent effects (Gillij *et al.*, 2008).

Triatoma infestans: popularly called “vinchuca”, is the most important vector of the protozoan parasite *Trypanosoma cruzi*. This parasite causes the Chagas disease, which currently affects more than 5 million people in Latin America according to the Pan American Health Organization. Different EOs have been evaluated in an attempt to find natural compounds against this insect. The species *Azorella cryptantha* and *Azorella trifurcata* have been tested as repellents against fifth instar nymphs of *T. infestans*. The repellent activity assay consisted of a filter paper disk divided into two halves, one of a treated EOs and the other one untreated (control). The insect distribution was recorded at 1, 24, and 72 h after releasing the insects. *Azorella cryptantha* EO showed 76% repellency at 1 h and reached 100% of repellency at 24 h and 72 h, equal to that showed by the positive control, tetramethrin (López *et al.*, 2012). On the other hand, *A. trifurcata* exhibited 76% repellency at 24 h, with lower percentages at 1 h (López *et al.*, 2018). The main components of *A. cryptantha* were the terpene hydrocarbons α -thujene, α -pinene, and δ -cadinene whereas the major compound of

A. trifurcata EO was the sesquiterpene alcohol spathulenol (López *et al.* 2012, López *et al.*, 2018). Other EOs that were evaluated against nymphs of *T. infestans* were *Senecio pogonias* and *Senecio oreophyton* (López *et al.*, 2018), showing repellency values of 60 and 68% at 24 h, respectively. These EOs were characterized by high amounts of the bicyclic monoterpene α -pinene. At 50%, the highest concentration tested, EOs from *E. buniifolium* obtained from plants grown in different environments showed repellency values that ranged from 50% to 100%. The major constituent of *E. buniifolium* EOs was also α -pinene, which was reported as an effective repellent against *T. infestans* nymphs. In addition, those nymphs submitted to this test were killed after 12 h (Guerreiro *et al.*, 2018). Regarding the fumigant toxicity test, the mortality was 100% when all EOs were tested at 50 μ L EO/L air. The high volatility of the EOs is an important factor that allows them to penetrate the holes and cracks of walls where *T. infestans* lives, reaching the insect respiratory system, and causing their death. The repellent effect of *A. seriphoides*, *Artemisia mendozana*, *Gymnophyton polycephalum*, *Satureja parvifolia* (accepted name: *Clinopodium gilliesii*), *Tagetes mendocina*, and *L. integrifolia* was also evaluated against nymphs of *T. infestans*. Other EOs that were tested as repellents using the same methodology were *G. polycephalum* and *L. integrifolia* with increasing repellence percentages from 1 h to 72 h (Lima *et al.*, 2011). The main components of the essential oil of *G. polycephalum* were hydrocarbons, mainly camphene, α -phellandrene and ocimene isomers, while *L. integrifolia* was characterized by high amounts of africanone and integrifolone (Lima *et al.*, 2011). The species *A. mendozana* and *S. parvifolia* presented an opposite pattern. Both EOs showed 100% repellency at 1 h, but their bioactivity decreased over time, particularly *S. parvifolia*, that showed only 12% repellency at 72 h (Lima *et al.*, 2011). On the other hand, two *Senecio* species from Cuyo region of Argentina, *S. pogonias* and *S. oreophyton* showed lower repellent activity, with maximum values of 76% for *S. pogonias* and 68% at 1 h and 24 for *S. oreophyton*, respectively (López *et al.*, 2018). Furthermore, the EO of *Baccharis darwinii* collected in Argentine Patagonia showed a repellent activity of 76% at 1 h and raised to 100% at 24 and 72 h at a dose of

0.5%, with limonene, thymol, and 4-terpineol as its main constituents (Kurdelas *et al.*, 2012). Guerreiro *et al.* (2018) evaluated the repellent effect of *E. buniifolium* EO a two-choice bioassay, where two flasks are connected with a glass tube with a hole in the center. In these binary choice bioassays, the EO exhibited a marked repellent activity, mostly at the concentrations of 50%. The most predominant compound of this EO is S,S-(–)- α -pinene, followed by ocimene, limonene, and 2-carene. An evaluation of the enantiomers of α -pinene showed that the repellency against *T. infestans* was higher in the (–) enantiomer of α -pinene than in the (+) one (Guerreiro *et al.*, 2018). Furthermore, the authors aimed to evaluate the fumigant and topical toxicity of *E. buniifolium* EO against *T. infestans*. At a concentration of 50 μ L/L air, 100% mortality was observed, while by topical application mortality values dropped to 20% (Guerreiro *et al.*, 2018).

Failures in using natural compounds as insecticides or repellents are often related to the rapid degradation of the active agent. For this reason, the incorporation of the compounds of interest in polymeric systems enables their controlled and sustained release. Lopez *et al.* (2021) included the EO of *Zuccagnia punctata* in poly-(ϵ -caprolactone) matrices and registered the repellent effect from 1 h to 96 h. The average repellency was 89% when the EO was applied alone from 1 to 72 h, significantly higher compared to the polymeric matrix treatment, where repellence reached the maximum value of 66% within the same time frame. However, at 96 h, the repellence of the EO alone decreased significantly to 40%, while the polymeric system remained at 66%, which might be related to the lower volatilization of the EO when it is incorporated in a polymeric system (López *et al.*, 2021).

Mechanical vectors

Musca domestica: houseflies are domestic pests of great importance in public health since they can fly for several kilometers carrying a wide variety of organisms on their mouthparts, hairs, and feces. They serve as mechanical vectors to many microorganisms and parasites responsible for more than 100 human and animal gastrointestinal diseases (Palacios *et al.*, 2009).

The leaves of *S. molle* are reported to be a traditional repellent of houseflies. The EO of *S.*

molle was evaluated against *M. domestica* using a two-choice bioassay and showed 100% repellency at 0.8 mg/ 25 μ L of a sugar solution (Wimalaratne *et al.*, 1996). Other Argentine species that were tested as fumigant insecticides were *M. verticillata* and *Hedeoma multiflora*, and showed LC₅₀ values of 0.5 and 1.3 mg/dm³, respectively. These LC₅₀ values evidence great insecticidal properties given that the LC₅₀ value of positive control DDVP was 0.5 mg/dm³ (Palacios *et al.*, 2009). These EOs are characterized by high amounts of R - (+) – pulegone and menthone, with 69% and 12% for *M. verticillata* and 52% and 24% for *H. multiflora* (Palacios *et al.*, 2009). The insecticidal bioassay using these pure compounds reported LC₅₀ values of 1.7 mg/dm³ for R - (+) – pulegone and 8.6 mg/dm³ for menthone. The comparison between the LC₅₀ values of the EOs and those of the major components suggests that the toxic effect on *M. domestica* could be due to synergisms between the components of the EOs. Other EOs result in moderate toxicity to *M. domestica*, such as *A. citrodora* and *Lepechinia floribunda*, requiring doses of 26.7 and 20.6 mg/dm³ to induce 50% mortality (Palacios *et al.*, 2009).

Insect pests in poultry farms: the darkling beetle *Alphitobius diaperinus* is one of the most common pests in poultry farms worldwide. This beetle acts as a mechanical vector favoring the dispersion of viruses, fungi, and bacteria. In addition, both adults and larvae cause skin lesions on birds, inducing stress. The contact toxicity of *Dysphania ambrosioides* and *T. minuta* was tested after 24 h of exposure (Arena *et al.*, 2018). The toxicity of the EOs was higher than that of the synthetic insecticide, cypermethrin, which showed an LC₅₀ value above 900 μ g/cm². Moreover, *D. ambrosioides* was more bioactive, with an LC₅₀ value of 17.7 μ g/cm², almost 6 times lower than the LC₅₀ value of *T. minuta* (Arena *et al.*, 2018). Another EO tested as insecticide on *A. diaperinus* was *A. polystachya*. This species demonstrated strong insecticidal activity in both contact and fumigant toxicity assays, with LC₅₀ values of 27.3 μ L/L of air and 0.1 μ L/cm², respectively.

EOs as botanical insecticides and repellents in organic agriculture and horticulture

Organic agriculture is a production system that focuses on ecological principles as the basis for crop

production. The organic certification ensures that all stages of the production process are in agreement with ecological and environmental standards, allowing a farm to label and sell its products as organic. Different accredited certification agencies work successfully around the world to verify and certify organic agriculture. In the USA, the organic production standards are called United States Department of Agriculture- National Organic Program (USDA-NOP); in the European Union (EU) the organic certification process is conducted by the Ecological Certification Organization (ECOCERT), but each European country may also have its own. Even though ECOCERT is based in Europe, it conducts inspections in more than 80 countries, being one of the largest organic certification organizations in the world. In Argentina, the official organism that certifies organic agriculture is SENASA (SENASA, 2019-2020). The Advisor Committee on Bio-inputs for Agriculture Use of Argentina (in Spanish Comité Asesor en Bioinsumos de Uso Agropecuario - CABUA) was created by Resolution SAGyP 7/2013 (National Advisory Commission on Agricultural Biotechnology – in Spanish Comisión Nacional Asesora de Biotecnología Agropecuaria - CONABIA), with the aim of providing all technical information about the regulatory framework and the necessary requirements that bio-inputs must comply to be used in the agricultural sector (Mamani & Filippone, 2018). According to CABUA, a bio-input is defined as “Any biological product that consists of or has been produced by microorganisms or macroorganisms, extracts or bioactive compounds derived from them and that is intended to be applied as an input in agricultural, food, agro-industrial or agro-energy production” (Mamani & Filippone, 2018). According to this definition, EOs are considered agricultural bio-inputs.

Oilseed, vegetable, and fruit crops

Plutella xylostella (Lepidoptera: Plutellidae) is one of the most important insect pests of *Brassica napus*, an oilseed with big expansion in the last few years (Descamps & Sánchez Chopa, 2019). The EOs of *A. citrodora*, *A. polystachya*, and *T. terniflora* were evaluated against larvae of *P. xylostella* through contact toxicity assays. *Aloysia polystachya* showed 77% mortality at 10% w/v after 72 h of exposure, while EOs from *A. citrodora*

and *T. terniflora* were less toxic, with 44% mortality at the same concentration (Descamps & Sánchez Chopa, 2019).

On the other hand, *Spodoptera littoralis* is a species of moth distributed worldwide, a pest of many cultivated plants and crops. The sixth instar of *S. littoralis* larvae was fed with the EOs of *B. salicifolia*, *E. buniifolium*, *E. inulifolium*, *E. arnotti* and *E. viscidum* (50 µg/larva), and changes in the larval body weight and food consumption were evaluated. Only the EO of *B. salicifolia* reduced both larval growth and feeding, evidencing post-ingestive toxicity (Sosa *et al.*, 2012). This toxicity could be caused by the presence of the terpene hydrocarbons α -thujene, α -phellandrene, and p-cymene in this EO. Indeed, the aromatic monoterpene p-cymene demonstrated to be a highly toxic compound to larvae of *S. littoralis*, showing LD₅₀ values < 100 µg/cm³ in fumigant acute toxicity tests (Pavela, 2010). The effect of sublethal doses of *M. pulegium* EO was assessed on the fertility of *S. littoralis* 4th instar larvae by Pavela (2012). While 1.1 viable larvae were obtained in the control, the number of viable larvae obtained from those treated with *M. pulegium* EO was 41% lower. Another work reported the high fumigant toxicity of *Artemisia absinthium* EO against 3rd instar larvae of *S. littoralis*. This EO showed an LC₅₀ value of 10.6 µL/L air, with the bicyclic monoterpene ketone camphor as the major constituent (Dhen *et al.*, 2014).

The moth species *Spodoptera frugiperda* damages and destroys a wide variety of economically important crops, such as maize and cotton. Sosa *et al.* (2017) evaluated the insecticidal activity and sublethal effects of the sesquiterpenes eudesmanes isolated from *Pluchea sagittalis* against *S. frugiperda*. The antifeedant choice test consisted of a tube with artificial diet treated with eudesmanes in one extreme and an artificial diet without eudesmanes in the other (control). The isolated eudesmanes tested presented an antifeedant effect in a dose-dependent way. The control artificial diet was chosen by a higher number of larvae compared to the artificial diet treated with eudesmanes, with percentages that ranged from 50 to 72% larvae according to the eudesmane included in the diet. In addition to their antifeedant effects, some eudesmanes produced significant larval and pupal mortality against the first generation of eggs

oviposited by females fed with the eudesmane-treated diet (100 µg/g artificial diet), while other eudesmanes induced certain malformations in larvae (Sosa *et al.*, 2017).

The species *Nezara viridula* is a polyphagous bug widely distributed in tropical and subtropical regions of the world. In Argentina, it is one of the main pests that affect soybean, a very important crop to local economy that has been expanding since its introduction 50 years ago. Werdin González *et al.* (2010) evaluated the ovicidal activity, the contact and fumigant toxicities, and the repellent effects of the EO of *A. polystachya* and *A. citrodora* against this bug. The major constituents were carvone (83.5%) for *A. polystachya*, and citronellal (51%) and sabinene (22%) for *A. citrodora*. In general, these EOs reported contact and fumigant toxicity, indicating that the penetration of the toxic compounds could occur through the tegument or the respiratory system. Furthermore, both EOs showed good ovicidal effects at concentrations that ranged from 1.2 to 12.5 µg/egg when tested by topical application. The lipophilicity of the EOs may allow the penetration of the active compounds through the corion, thus affecting embryos. Additionally, it should be considered that the LC₅₀ values of *A. citrodora* and *A. polystachya* was 13.5 µg/mL and 29.9 µg/mL air, respectively. On the other hand, *A. polystachya* was more effective than *A. citrodora* in contact toxicity assays, with LC₅₀ values of 3.4 µg/cm² for the former and 8.1 µg/cm² for the latter, evidencing that certain EOs pure components exert their toxic effect more efficiently when entering the insect body by inhalation or by contact (Achimón *et al.*, 2022). Furthermore, both *Aloysia* species were repellent to the nymphal stage at concentrations of 5.3 and 2.6 µg/mL (Werdin González *et al.*, 2010).

Ceratitis capitata, commonly known as the Mediterranean fruit fly, is one of the most destructive pests of the world since it attacks different fruit crops, such as apple, pear, grapevine, orange, and plum. The topical application of *A. cryptantha* EO showed a LD₅₀ of 2.6 µg/insect for males and 9.5 µg/insect for females, at 72 h after treatment. These are encouraging results since LD₅₀ values were not statistically different from those of the positive control, cypermethrin (López *et al.*, 2012). The bioactivity of this EO can be attributed to the sesquiterpenes δ -cadinene, δ -cadinol, and τ -muurolol, which were reported as

good insecticides to this pest (El-Shazly & Hussein, 2004).

The EOs of different species of *Tagetes* were evaluated against *C. capitata* in topical application assays (López *et al.*, 2011). The species evaluated were *T. minuta*, *T. rupestris*, and *T. terniflora*. These species have several monoterpene ketones as their major components, such as cis-tagetone, trans-tagetone, dihydrotagetone. At a dose of 10 µg/insect, between 20 and 35% of males and between 24 and 48% of females died after 24 h of application. A dose of 100 µg/insect caused between 85 and 90% mortality with no difference between males and females (López *et al.*, 2011). On the other hand, the olfactory activity of EOs against *C. capitata* adults was tested in a Y-tube olfactometer. The EOs of *T. minuta* and *T. terniflora* triggered an attractive response on *C. capitata*, probably due to the presence of the monoterpene hydrocarbons limonene and p-cymene (López *et al.*, 2011).

Other aromatic species tested against *C. capitata* were *Gutierrezia mandonii* and *Gutierrezia repens*, which grow in the northwestern Argentina at altitudes above 1000 meters above sea level. The EOs of these species are characterized by high concentrations of monoterpene and sesquiterpene hydrocarbons (Clemente *et al.*, 2008). Essential oils were incorporated into an artificial diet to feed the larvae, and mortality until adult emergence was recorded. The EO of *G. mandonii* and *G. repens* produced 43% and 60% mortality to *C. capitata*, respectively. Additionally, the required concentration of the EOs to avoid development in 50% of *C. capitata* larvae was 1138 ppm for *G. mandonii* and 248 ppm for *G. repens* (Clemente *et al.*, 2008).

Several investigations have shown the presence of eudesmane-type sesquiterpenoids in different genus of the Asteraceae family. Different eudesmans isolated from *P. sagittalis* showed an oviposition deterrence of 87% in *C. capitata* at a concentration of 30 µg/cm² of artificial diet. Furthermore, significant larval and pupal mortality against the first generation larvae of viable eggs oviposited by females fed with the treated diet was also observed (Sosa *et al.*, 2017).

Planococcus ficus (*Pseudococcidae*): commonly known as vine mealybug, this is one of the main pests of vineyards in tropical and subtropical regions

of the world. The EO of *M. verticillata* and its major components were evaluated on *P. ficus*. The results revealed that *M. verticillata* was good insecticide with 60-80% mortality at a concentration of 600 µL/L. Regarding pure compounds, the α,β-unsaturated ketone pulegone showed an LC₅₀ value of 39.6 µL/L, more toxic than menthofuran, the oxidation product of pulegone, that showed LC₅₀ value of 63.9 µL/L. In addition, the monoterpene epoxide 1,8-cineole had higher insecticidal effect than its isomer 1,4-cineole (Peschiutta *et al.*, 2017).

Phloem-sap-feeding insects

Phloem-feeding insects suck the sap from plant leaves, being considered important pests of several plant and crop species. Tomato crops are usually affected by many species, with *Trialeurodes vaporariorum* and *Tuta absoluta* being the ones of greatest incidence. The insecticidal effect of *E. buniifolium* EO was tested against *T. vaporariorum* in contact and fumigant toxicity assays. A nearly complete mortality (LD₉₉) of *T. vaporariorum* was obtained with 0.3 mg/cm³ of *E. buniifolium* EO in fumigant assays and with 0.1 mg/cm² in direct contact tests. On the other hand, the LD₉₉ value of *E. buniifolium* against *T. absoluta* was 1.5 mg/cm² in contact toxicity assays (Umpiérrez *et al.*, 2012).

Other plant species were evaluated against the aphids *Rhopalosiphum padi* and *Myzus persicae*, and percent settling inhibition (% SI) was calculated by comparing the percent of aphids present on surfaces treated with the EOs and the percent of aphids present on control surfaces. The aphid species *R. padi* and *M. persicae* were affected differently by the EOs tested, with *R. padi* being less sensitive. The species *E. buniifolium* exhibited 65% SI of *R. padi* at 10 µg/µL, with significant lower values for *E. inulifolium*, *E. arnotii*, and *E. viscidum*. On the other hand, *M. persicae* responded strongly to all the EOs tested with % SI values that ranged from 66 to 83% at 10 µg/µL (Sosa *et al.*, 2012).

In Argentina, the species of aphids *Metopolophium dirhodum* and *Diuraphis noxia* are abundant in semi-arid regions and attack crops such as wheat, barley, rye and oats, causing yield losses of 27-30% (Sánchez Chopa & Descamps, 2012). The EOs from *T. terniflora*, *R. officinalis*, and *S. areira* (leaves and fruits) were tested in contact toxicity assays against apterous and alate adults of *M. dirhodum*. The LC₅₀ of apterous adults

calculated at 24 h after exposure were 76.2 mg/mL for *T. terniflora*, 15.2 mg/mL for *R. officinalis*, 58.3 mg/mL for *S. areira* (leaves), and 76.2 mg/mL for *S. areira* (fruits). The alate forms showed statistically lower LC_{50} values: 20.2 mg/mL for *T. terniflora*, 23.7 mg/mL for *R. officinalis*, 7.5 mg/mL for *S. areira* (leaves), and 10.5 mg/mL for *S. areira* (fruits). Additionally, all the EOs produced some degrees of repellency in adults and sublethal effects on the reproduction, development, longevity, survivorship, and fecundity, which are important parameters to achieve an effective aphid management (Sánchez Chopa & Descamps, 2012). *Diuraphis noxia* is one of the main aphid pest of wheat in the semiarid Pampas of Argentina. Essential oils from leaves of *A. polystachya* and *A. citrodora* were used against *D. noxia* in contact toxicity tests, with *A. polystachya* EO being more toxic ($LC_{50} = 7.4$ mg/mL) to *D. noxia* than the EO of *A. citrodora* at 24 h after exposure ($LC_{50} = 23.7$ mg/mL) (Sánchez Chopa & Descamps, 2015).

Brevicoryne brassicae, commonly known as the cabbage aphid, is a destructive aphid found many regions of the world. This species feeds on many members of the genus *Brassica*, especially broccoli. The EOs of *T. terniflora* and *T. minuta* were tested against *B. brassicae* adults. Pieces of broccoli of 25 cm² were submerged in different concentrations of EOs: 0.2, 0.4, 0.6, 0.8, and 1.0%, and the mortality was evaluated after 24 h of exposure. The results showed that both *Tagetes* species were effective at 24 h, with 100% of mortality at 1% (Mullo, 2011). In addition, the EO of *T. minuta* was evaluated on the reproduction of three aphid species: *Acyrtosiphon pisum* (pea aphid), *Myzus persicae* (peach-potato aphid), and *Aulacorthum solani* (glasshouse and potato aphid). The EO significantly reduced aphid reproduction, and the effect depended on EO concentration and the species of aphid involved. At the highest dose tested (1 µL/Petri plate), 100, 94, and 85% decrease in offspring number was achieved after 5 days of exposure for *A. pisum*, *M. persicae*, and *A. solani*, respectively. Furthermore, the EO was fractionated by vacuum distillation, and three fractions were obtained and analyzed by GC-MS. The fraction characterized by a high content of oxygenated monoterpenes was more effective in restricting aphid population growth, showing 95% fewer offspring at day 3 and no live aphids at day 4 (Tomova *et al.*, 2005).

Insects that affect stored grains and food commodities

The weevils *Sitophilus zeamais*, *Sitophilus oryzae*, *Sitophilus granarium*, and *Rhyzopertha dominica*, and the moth *Plodia interpunctella* are considered to be primary pests of different cereal grains worldwide. These species cause significant damage to harvested stored grains, drastically decreasing crop yields. The attack of primary pests may facilitate the establishment of secondary pests. The difference between them is that the former have the ability to attack whole, dry, unbroken grains while the latter attack damage grains, dust, and milled products. Some of the most common secondary pest to cereal grains are the weevils *Tribolium confusum* and *T. castaneum*. Adults of *S. zeamais* were treated with EOs from *Aphylllocladus decussatus* (accepted name: *Famatinanthus decussatus*), *A. polystachya*, *M. verticillata*, and *T. minuta* in fumigant toxicity assays (Herrera *et al.*, 2014). *Minthostachys verticillata* was the most toxic EO with an LC_{50} of 116.6 µL/L. The major components of this EO were pulegone and carvone, which showed LC_{50} values of 11.8 and 85.5 µL/L when tested alone (Herrera *et al.*, 2014). As it was mentioned before, the activity of an EO is usually attributable to its main constituents. However, the insecticidal effect of an EO is not strictly correlated with major components because the presence of minor constituents can lead to synergistic or antagonistic effects. For these reasons, the application of binary mixtures of EOs is a common strategy for pest control. In this context, Arena *et al.* (2017) assessed the fumigant toxicity of binary combinations of *M. verticillata* and *A. citrodora* EOs and obtained an LC_{50} value of 77.6 µL/L, while the LC_{50} value of *A. citrodora* was higher than 600.0 µL/L. Another study evaluated the fumigant toxicity of *C. ambrosioides* EO and its major constituents, ascaridole and isoascaridole, against *S. zeamais* (Chu *et al.*, 2011). The LC_{50} values were 3.1 mg/L for the EO, 0.8 mg/L for ascaridole, and 2.5 mg/L for isoascaridole. As it can be seen, ascaridole showed three times more activity than the crude EO and isoascaridole. Ascaridole is a monoterpene with a peroxy group across position 1 to 4, which could be the responsible for its bioactivity since isoascaridole is a very similar compound but lacks the internal 1,4-peroxide. The

fumigant activity of ascaridole is comparable to that of methyl bromide, one of the currently used grains fumigants. Another study evaluated the fumigant toxicity, antifeedant effect, and repellency of *Elyonorus muticus*, *Cymbopogon citratus*, and *T. terniflora* EOs against *S. oryzae* adults. Only the EO of *T. terniflora* demonstrated moderate fumigant toxicity to *S. oryzae*, with an LC_{50} value of $322.6 \mu\text{g}/\text{cm}^2$. Moreover, the EOs were repellent to *S. oryzae* adults with an overall repellency in the range 73-89% at 20 g/L. Regarding the antifeedant activity, the EOs had strong feeding deterrent effect, reducing the relative growth rate in *S. oryzae* adults (Stefanazzi *et al.*, 2011).

Essential oils obtained from *A. polystachya*, *A. citrodora*, and *S. molle* var. *areira* (accepted name: *Lithrea molleoides*) were tested against *Rhizopertha dominica* adults in contact, fumigant, and repellence bioassays (Benzi *et al.*, 2009). In contact toxicity bioassays, the EOs from leaves of *A. polystachya* and *S. molle* exhibited strong effect against adults of *R. dominica*, with LD_{50} values of 0.9 and 0.6 mg/cm², respectively. In fumigant toxicity tests, the LC_{50} value was 0.2 mg/cm² for both *A. polystachya* and *A. citrodora* EOs, while the EO from *S. molle* showed lower toxicity with LC_{50} of 0.6 mg/cm². Additionally, *A. citrodora* showed 80% of repellency at the highest concentrations, almost two times higher than the other EOs tested (Benzi *et al.*, 2009).

The moth *Plodia interpunctella* is a major economic insect pest of stored products and processed food commodities found worldwide. Corzo *et al.* (2020) evaluated the insecticidal activity of *L. turbinata* EO in *P. interpunctella* third-instar larvae. The EO caused mortality in larvae in a dose-dependent manner, with an LC_{50} value of 432.9 mg/L. Furthermore, the EO caused a delay in the pupation day in the surviving larvae, which was correlated with a low expression of the neuropeptides responsible for regulating the postembryonic development in lepidopterans (Corzo *et al.*, 2020).

The flour beetles *Tribolium castaneum* and *T. confusum* have been reported as serious secondary pests in Argentina. The EOs of *A. polystachya* and *A. citrodora* were tested as insecticides and repellents against flour beetles (Benzi *et al.*, 2014). Both EOs showed fumigant toxicity only against *T. confusum*, with LC_{50} values of 5.9 and 5.5 mg/L air for *A. polystachya* and *A. citrodora*, respectively.

On the contrary, both EOs were toxic only to *T. castaneum* in contact toxicity assays, with the EO of *A. polystachya* being more effective ($LD_{50} = 7.4 \mu\text{g}/\text{insect}$) than the EO of *A. citrodora* ($LD_{50} = 13.8 \mu\text{g}/\text{insect}$). On the other hand, repellent activity was stronger with *A. citrodora*, with mean repellency values over 70% for both species, probably due to the presence of citronellal, a natural compound commonly used in commercial insect repellents (Benzi *et al.*, 2014). Another study evaluated the repellent activity of five species belonging to the family Asteraceae: *Ambrosia tenuifolia*, *Baccharis articulata*, *B. spartioides*, *Helianthus petiolaris*, and *Senecio serratifolius* (accepted name: *Culcitium serratifolium*) (Saran *et al.*, 2019). All the tested EOs exhibited repellent effect against *T. castaneum* in a dose-dependent manner, with those from *B. spartioides* and *H. petiolaris* being the most effective, showing values over 95% of repellency. The repellent activity of both EOs was improved when they were included in binary mixtures with Lemon EO, evidencing synergisms among the pure compounds of the different EOs (Saran *et al.*, 2019). Olmedo *et al.* (2015) assessed the fumigant toxicity of the EO from *T. filifolia* and its main compounds, anethole and estragole, against *T. castaneum*. The EO and anethole were the most toxic at 24 h, with CL_{50} values of 2.4 and 2.6 $\mu\text{L}/\text{mL}$ water, respectively. Additional experiments demonstrated that the toxic effect may be due to the inhibition of acetylcholinesterase activity (Olmedo *et al.*, 2015). The species *T. terniflora* showed moderate fumigant and contact toxicities to *T. castaneum* with LC_{50} values of $362.8 \mu\text{g}/\text{cm}^2$ and $217.3 \mu\text{g}/\text{cm}^2$, respectively (Stefanazzi *et al.*, 2011). Furthermore, the EO produced a repellent effect that was concentration-dependent with values of approximately 90% in both larvae and adults at the highest doses tested. The EO from *E. muticus* produced an even higher repellent effect, with 100% repellency at 40 g/L in larvae and 96% at 20 mg/L in *T. castaneum* adults (Stefanazzi *et al.*, 2011).

Mealworms are the larval stage of the mealworm beetle, *Tenebrio molitor*, a stored grain pest. Different sesquiterpenes were isolated from plants of *Tessaria absinthioides* growing in the Cuyo region, and their contact toxicity, growth alteration effects, and repellent activities were tested (García *et al.*, 2003). The compounds tessaric acid, illicic aldehyde, costic aldehyde, and γ -costic

acid increased pupal stage duration along with morphological abnormalities. None of the tested compounds produced a significant mortality on larvae within the first 3 days of the experiment. Regarding repellency, ilicid aldehyde and γ -costic acid showed the strongest effect, with mean repellency values from 86 to 93% after 30 min of exposure at the highest concentration (80 $\mu\text{g}/\text{cm}^2$) (García *et al.*, 2003).

CONCLUSIONS

Currently, the control of insect pests relies heavily on synthetic insecticides. Despite the efficacy of these chemical substances, they are associated with hazardous effects on living organisms and the environment and can lead to the development of resistance. In this context, the application of natural compounds is among the most recommended management practices to overcome these problems. The present review has examined the insecticidal and repellent activities of the EOs of many plant species native to Argentine flora, showing very encouraging outcomes. In general, the EOs more frequently evaluated were those belonging to the families Asteraceae, Lamiaceae, and Verbenaceae. Within Asteraceae, the species *E. buniifolium* and *T. minuta* demonstrated to be the most effective EOs against several species of insects; within Lamiaceae, *R. officinalis* and *M. verticillata* were the most bioactive EOs; and within Verbenaceae, *A. citrodora* and *A. polystachya* proved to be the most toxic species. In several cases, the bioactivity of the EOs was comparable or even better than that showed by the synthetic insecticides that were used as positive controls. This work highlights the enormous potential of EOs to be included in repellent and insecticidal formulations.

AUTHOR CONTRIBUTION

MPZ and JAZ: Conceptualization; FA, MB, VDB, MLP, JMH, CM, and RPP: literature research; FA, MB, VDB: writing—original draft preparation. FA, MPZ and JAZ: writing—review and editing. All authors have read and agreed to the published version of the manuscript.

ACKNOWLEDGMENTS

This work was supported by the National Research Council of Argentina (CONICET; PIP 11220200100712CO), National Ministry of Science and Technology (FONCYT-PICT 2016-0454; FONCYT-PICT 2018-3697; FONCYT-PICT 2018-00669; FONCYT-PICT 2019-2703), and Universidad Nacional de Córdoba (SECYT).

BIBLIOGRAPHY

- ACHIMÓN, F., BRITO, V. D., PIZZOLITTO, R. P., SÁNCHEZ, A. R., GÓMEZ, E. A. & ZYGADLO, J.A. 2021. Chemical composition and antifungal properties of commercial essential oils against the maize phytopathogenic fungus *Fusarium verticillioides*. *Rev. Argent. Microbiol.* 53: 292–303. <https://doi.org/10.1016/j.ram.2020.12.001>.
- ACHIMÓN, F., LEAL, L.E., PIZZOLITTO, R.P., BRITO V.D., ALARCÓN, R., OMARINI, A.B. & ZYGADLO, J.A. 2022. Insecticidal and antifungal effects of Lemon, Orange, and Grapefruit peel essential oils from Argentina. *Agriscientia* 39: 1–12. <https://doi.org/10.31047/1668.298x.v39.n1.33777>.
- ANDRADE, M.A., AZEVEDO, C.D.S., MOTTA, F.N., SANTOS, M.L.D., SILVA, C.L., SANTANA, J.M.D. & BASTOS, I. 2016. Essential Oils: *In vitro* activity against *Leishmania amazonensis*, cytotoxicity and chemical composition. *BMC Complement Altern. Med.* 16: 1–8. <https://doi.org/10.1186/s12906-016-1401-9>.
- ANIKET, K. & ROSHAN, D. En Insect repellent market by insect type (mosquito, bugs, fly repellent, and others) and product type (vaporizers, spray, cream, and others): Global opportunity analysis and industry forecast, 2019-2026 [online]. Disponible en: <https://www.alliedmarketresearch.com/insect-repellent-market> [Acceso: Mayo de 2022].
- ARENA, J.S., PESCHIUTTA, M.L., CALVIMONTE, H. & ZYGADLO, J.A. 2017. Fumigant and repellent activities of different essential oils alone and combined against the maize weevil (*Sitophilus zeamais* Motschulsky). *MOJ Bioorg. Org. Chem.* 1: 1–6. <https://dx.doi.org/10.15406/mojboc.2017.01.00043>.
- ARENA, J.S., OMARINI, A.B., ZUNINO, M.P., PESCHIUTTA, M.L., DEFAGÓ, M.T. & ZYGADLO, J.A. 2018. Essential oils from

- Dysphania ambrosioides* and *Tagetes minuta* enhance the toxicity of a conventional insecticide against *Alphitobius diaperinus*. *Ind. Crops Prod.* 122: 190–94. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.05.077>.
- BARBIERI, C. & BORSOTTO, P. 2018. Essential Oils: Market and legislation. In Hany A. El-Shemy (ed.). *Potential of Essential Oils*, pp. 107-127. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.77725>.
- BENZI, V.S., MURRAY, A.P. & FERRERO, A.A. 2009. Insecticidal and insect-repellent activities of essential oils from Verbenaceae and Anacardiaceae against *Rhizopertha dominica*. *Nat. Prod. Commun.* 1: 9–12. <https://doi.org/10.1177/1934578X0900400926>
- BENZI, V., STEFANAZZI, N., MURRAY, A.P., WERDIN GONZÁLEZ, J.O. & FERRERO, A. 2014. Composition, repellent, and insecticidal activities of two south american plants against the stored grain pests *Tribolium castaneum* and *Tribolium confusum* (Coleoptera: Tenebrionidae). *ISRN Entomol.* 2014: 1–5. <https://doi.org/10.1155/2014/175827>
- BOHBOT, J.D., STRICKMAN, D. & ZWIEBEL, L.J. 2014. The future of insect repellent discovery and development. *Outlooks Pest Manag.* 25: 265–70. https://doi.org/10.1564/v25_aug_05
- BUDEL, J.M., WANG, M., RAMAN, V., ZHAO, J., KHAN, S.I., REHMAN, J.U., ... & KHAN, I.A. 2018. Essential oils of five *Baccharis* species: Investigations on the chemical composition and biological activities. *Molecules.* 23: 2620. <https://doi.org/10.3390/molecules23102620>.
- CHANTRAINE, J.M., LAURENT, D., BALLIVIAN, C., SAAVEDRA, G., IBANEZ, R. & VILASECA, L.A. 1998. Insecticidal activity of essential oils on *Aedes aegypti* Larvae. *Phytother. Res.* 12: 350–354. [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1099-1573\(199808\)12:5<350::AID-PTR311>3.0.CO;2-7](https://doi.org/10.1002/(SICI)1099-1573(199808)12:5<350::AID-PTR311>3.0.CO;2-7)
- CHU, S.S., FENG H.J. & LIU, Z. 2011. Composition of essential oil of chinese *Chenopodium ambrosioides* and insecticidal activity against maize weevil, *Sitophilus zeamais*. *Pest Manag. Sci.* 67: 714–718. <https://doi.org/10.1002/ps.2112>
- CLEMENTE, S.V., MAREGGIANI, G., JUÁREZ, B. E., MENDIONDO, M.E., VAN BAREN, C.M., DI LEO, P., LIRA BROUSSALIS, A.M., BANDONI, A. L. & FERRARO, G.C. 2008. Insecticidal activity of the essential oil and extracts of *Gutierrezia mandonii* and *G. repens* (Asteraceae) growing in Argentina. *J. Essent. Oil Res.* 20: 276–78. <https://doi.org/10.1080/10412905.2008.9700011>
- CORZO, F.L., TRAVERSO, L., STERKEL, M., BENAVENTE, A., AJMAT, M.T. & ONS, S. 2020. *Plodia interpunctella* (Lepidoptera: Pyralidae): intoxication with essential oils isolated from *Lippia turbinata* (Griseb.) and analysis of neuropeptides and neuropeptide receptors, putative targets for pest control. *Arch. Insect Biochem. Physiol.* 104: e21684. <https://doi.org/10.1002/arch.21684>
- DA SILVA, A. G., ALVES, R. C. C., FILHO, C. M. B., BEZERRA-SILVA, P. C., SANTOS, L. M. M. D., FOGLIO, M. A., FERRAZ NAVARRO, D.M.A., DA SILVA, M.V. & CORREIA, M. T. D. S. 2015. Chemical composition and larvicidal activity of the essential oil from leaves of *Eugenia brejoensis* Mazine (Myrtaceae). *J. Essent. Oil Bear Pl.* 18: 1441–1447. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2014.1000390>.
- DE ARIAS, A. R., SCHMEDA-HIRSCHMANN, G. & FALCAO A.. 1992. Feeding deterrence and insecticidal effects of plant extracts on *Lutzomyia longipalpis*. *Phytother. Res.* 6: 64–67. <https://doi.org/10.1002/ptr.2650060203>.
- DESCAMPS, L. R. & SÁNCHEZ CHOPA, C. 2019. Insecticidal activity of essentials oils against *Plutella xylostella* larvae (Lepidoptera: Plutellidae). *Dominguezia* 35: 35–38.
- DHEN, N., MAJDOUB, O., SOUGUIR, S., TAYEB, W., LAARIF, A. & CHAIEB, I. 2014. Chemical composition and fumigant toxicity of *Artemisia absinthium* essential oil against *Rhyzopertha dominica* and *Spodoptera littoralis*. *Tunis J. Plant Prot.* 9: 57–65.
- EL-SHAZLY, A.M. & HUSSEIN, K.T. 2004. Chemical analysis and biological activities of the essential oil of *Teucrium leucocladum* Boiss. (Lamiaceae). *Biochem. Syst. Ecol.* 32: 665–674. <https://doi.org/10.1016/j.bse.2003.12.009>.
- ESCOBAR, F.M., CARIDDI, L.N., SABINI, M.C., REINOSO, E., SUTIL, S. B., TORRES, C.V., ZANON S.M. & SABINI, L.I. 2012. Lack of cytotoxic and genotoxic effects of *Minthostachys verticillata* essential oil: Studies *in vitro* and *in vivo*. *Food Chem. Toxicol.* 50: 3062–3067. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2012.06.018>.
- FIERASCU, R.C., FIERASCU, I., BAROI, A.M. & ORTAN, A. 2021. Selected aspects related to medicinal and aromatic plants as alternative sources of bioactive compounds. *Int. J. Mol. Sci.* 22: 1–20. <https://doi.org/10.3390/ijms22041521>.

- GARCÍA, M., SOSA, M.E., DONADEL, O.J., GIORDANO, O.S. & TONN, C.E. 2003. Effects of some sesquiterpenes on the stored-product insect *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). *Rev. Soc. Entomol. Arg.* 62: 17–26.
- GILLIJ, Y.G., GLEISER, R.M. & ZYGADLO, J.A. 2008. Mosquito repellent activity of essential oils of aromatic plants growing in Argentina. *Bioresour. Technol.* 99: 2507–2515.
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2007.04.066>.
- GLEISER, R.M., BONINO, M.A. & ZYGADLO, J.A. 2011. Repellence of essential oils of aromatic plants growing in Argentina against *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Parasitol. Res.* 108: 69–78.
<https://doi.org/10.1007/s00436-010-2042-4>.
- GLEISER, R.M. & ZYGADLO, J.A. 2007. Insecticidal properties of essential oils from *Lippia turbinata* and *Lippia polystachya* (Verbenaceae) against *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae). *Parasitol. Res.* 101: 1349–1354.
<https://doi.org/10.1007/s00436-007-0647-z>.
- GONZALEZ AUDINO, P., VASSENA, C., ZERBA, E. & PICOLLO, M. 2007. Effectiveness of lotions based on essential oils from aromatic plants against permethrin resistant *Pediculus humanus capitis*. *Arch. Dermatol. Res.* 299: 389–392.
<https://doi.org/10.1007/s00403-007-0772-7>.
- GOVINDARAJAN, M., RAJESWARY, M., HOTI, S.L., BHATTACHARYYA, A. & BENELLI, G. 2016. Eugenol, α -pinene and β -caryophyllene from *Plectranthus barbatus* essential oil as eco-friendly larvicides against malaria, dengue and japanese encephalitis mosquito vectors. *Parasitol. Res.* 115: 807–815.
<https://doi.org/10.1007/s00436-015-4809-0>.
- GUERREIRO, A.C., CECATI, F.M., ARDANAZ, C.E., DONADEL, O.J., TONN, C.E. & SOSA, M.E. 2018. Assessment of the insecticidal potential of the *Eupatorium buniifolium* essential oil against *Triatoma infestans* (Hemiptera: Reduviidae). A chiral recognition approach. *Neotrop. Entomol.* 47: 418–28.
<https://doi.org/10.1007/s13744-018-0601-z>.
- GUTIÉRREZ, M.M., STEFANAZZI, N., WERDIN GONZÁLEZ, J.O., BENZI, V. & FERRERO A. 2009. Actividad fumigante de aceites esenciales de *Schinus molle* (Anacardiaceae) y *Tagetes terniflora* (Asteraceae) sobre adultos de *Pediculus humanus capitis* (Insecta: Anoplura: Pediculidae). *B. Latinoam. Caribe Pl.* 8: 176–179.
- GUTIÉRREZ, M.M., WERDIN-GONZÁLEZ, J.O., STEFANAZZI, N., BRAS, C. & FERRERO, A. A. 2016. The potential application of plant essential oils to control *Pediculus humanus capitis* (Anoplura: Pediculidae). *Parasitol. Res.* 115: 633–641.
<https://doi.org/10.1007/s00436-015-4781-8>.
- HERRERA, J.M., ZUNINO, M.P., MASSUH, Y., PIZZOLLITO, R.P., DAMBOLENA, J.S., GAÑAN, N.A. & ZYGADLO, J.A. 2014. Fumigant toxicity of five essential oils rich in ketones against *Sitophilus zeamais* (Motschulsky). *AgriScientia* 31: 35–41.
<https://doi.org/10.31047/1668.298x.v31.n1.9839>.
- HWANG, Y.S., WU, K.H., KUMAMOTO, J., AXELROD, H. & MULLA, M.S. 1985. Isolation and identification of mosquito repellents in *Artemisia vulgaris*. *J. Chem. Ecol.* 11: 1297–1306.
<https://doi.org/10.1007/BF01024117>.
- INKWOOD, R. En: MARKET RESEARCH REPORT: GLOBAL BIOPESTICIDES MARKET FORECAST 2020–2028 [online]. Disponible en: <https://inkwoodresearch.com/reports/biopesticides-market/#report-summary> [Acceso: Mayo de 2022].
- KEMBRO, J.M., MARIN, R.H., ZYGADLO, J.A. & GLEISER, R.M. 2009. Effects of the essential oils of *Lippia turbinata* and *Lippia polystachya* (Verbenaceae) on the temporal pattern of locomotion of the mosquito *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) larvae. *Parasitol. Res.* 104: 1119–1127.
<https://doi.org/10.1007/s00436-008-1296-6>.
- KURDELAS, R.R., LÓPEZ, S., LIMA, B., FERESIN, G.E., ZYGADLO, J.A., ZACCHINO, S., LÓPEZ, M.L. & TAPIA, A. 2012. Chemical composition, anti-insect and antimicrobial activity of *Baccharis darwinii* essential oil from Argentina, Patagonia. *Ind. Crops. Prod.* 40: 261–267.
<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2012.03.024>.
- LIMA, B., LÓPEZ, S., LUNA, L., AGÜERO, M.B., ARAGÓN, L., TAPIA, A., ZACCHINO S., LÓPEZ, M.L., ZYGADLO, J.A. & FERESIN, G. E. 2011. Essential oils of medicinal plants from the central andes of Argentina: Chemical composition, and antifungal, antibacterial, and insect-repellent activities. *Chem. Biodivers.* 8: 924–36.
<https://doi.org/10.1002/cbdv.201000230>.
- LÓPEZ, S.B., LÓPEZ, M.L., ARAGÓN, L.M., TERESCHUK, M.L., SLANIS, A.C., FERESIN, G.E., ZYGADLO, J.A. & TAPIA, A.A. 2011. Composition and anti-insect activity of essential oils from *Tagetes* species (Asteraceae, Helenieae) on *Ceratitis capitata* Wiedemann and *Triatoma*

- infestans* Klug. *J. Agric. Food Chem.* 59: 5286–5292. <https://doi.org/10.1021/jf104966b>.
- LÓPEZ, S.B., LIMA, B., ARAGÓN, L., ESPINAR, L. A., TAPIA, A., ZACCHINO, S., ZYGADLO, J.A., FERESIN, G.E. & LÓPEZ, M.L. 2012. Essential oil of *Azorella cryptantha* collected in two different locations from San Juan Province, Argentina: chemical variability and anti-insect and antimicrobial activities. *Chem. Biodivers.* 9: 1452–1464. <https://doi.org/10.1002/cbdv.201100319>.
- LÓPEZ, S.B., LIMA, B., AGÜERO, M.B., LOPEZ, M.L., HADAD, M., ZYGADLO, J.A., CABALLERO, D. & TAPIA, A. 2018. Chemical composition, antibacterial and repellent activities of *Azorella trifurcata*, *Senecio pogonias*, and *Senecio oreophyton* essential oils. *Arab. J. Chem.* 11: 181–187. <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2014.11.022>.
- LÓPEZ, S.B., TAPIA, A., ZYGADLO, J., STARIOLO, R., ABRAHAM, G.A. & CORTEZ TORNELLO, P.R. 2021. *Zuccagnia punctata* Cav. essential oil into poly(ϵ -caprolactone) matrices as a sustainable and environmentally friendly strategy biorepellent against *Triatoma infestans* (Klug) (Hemiptera, Reduviidae). *Molecules* 26: 4056. <https://doi.org/10.3390/molecules26134056>.
- MACHADO, C.D., RAMAN, V., REHMAN, J. U., MAIA, B.H., MENEGHETTI, E.K., ALMEIDA, V.P., ROSI, Z.S., FARAGO, P.V., KHAN, I.A. & BUDEL, J.M. 2019. *Schinus molle*: Anatomy of leaves and stems, chemical composition and insecticidal activities of volatile oil against bed bug (*Cimex lectularius*). *Rev. Bras. Farmacogn.* 29: 1–10. <https://doi.org/10.1016/j.bjp.2018.10.005>.
- MAMANI DE MARCHESE, A. & FILIPPONE, M.P. 2018. Bioinsumos: componentes claves de una agricultura sostenible. *RANAR.* 38: 9–21.
- MARRONE, P.G. 2014. The market and potential for biopesticides. *ACS Symp. Ser.* 1172: 245–258. <https://doi.org/10.1021/bk-2014-1172.ch016>.
- MULLO, Y.N. 2011. Biological activity of essential oils from *Aloysia polystachya* and *Aloysia citrodora* (Verbenaceae) against the soybean pest *Nezara viridula* (Hemiptera: Pentatomidae). Tesis de grado. Escuela superior politécnica de Chimborazo. Facultad de Ciencias.
- OLIVA, M.M., GALLUCCI, N., ZYGADLO, J.A. & DEMO M.S. 2007. Cytotoxic activity of Argentinean essential oils on *Artemia salina*. *Pharm. Biol.* 45: 259–262. <https://doi.org/10.1080/13880200701214557>.
- OLMEDO, R., HERRERA, J.M., LUCINI, E.I., ZUNINO M.P., PIZZOLITTO, DAMBOLENA, J.S. & ZYGADLO, J.A. 2015. Essential oil of *Tagetes filifolia* against the flour beetle *Tribolium castaneum* and its relation to acetylcholinesterase activity and lipid peroxidation. *AgriScientia* 32: 113–121. <https://doi.org/10.31047/1668.298x.v32.n2.16562>
- PALACIOS, S.M., BERTONI, A., ROSSI, Y., SANTANDER, R. & URZÚA, A. 2009. Insecticidal activity of essential oils from native medicinal plants of central argentina against the house fly, *Musca domestica* (L.). *Paras. Res.* 106: 207–212. <https://doi.org/10.1007/s00436-009-1651-2>.
- PANDEY, A.K., KUMAR, P., SINGH, P., TRIPATHI, N.N. & BAJPAI, V.K. 2017. Essential oils: sources of antimicrobials and food preservatives. *Front. Microbiol.* 7: 1–14. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2016.02161>.
- PAVELA, R. 2010. Acute and synergistic effects of monoterpenoid essential oil compounds on the larvae of *Spodoptera littoralis*. *J. Biopestic.* 3: 573–578.
- PAVELA, R. 2012. Sublethal effects of some essential oils on the cotton leafworm *Spodoptera littoralis* (Boisduval). *J. Essent. Oil Bear. Pl.* 15: 144–156. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2012.10644030>
- PESCHIUTTA, M.L., PIZZOLITTO R.P., ORDANO, M.P., ZAIO, Y.P. & ZYGADLO, J.A. 2017. Laboratory evaluation of insecticidal activity of plant essential oils against the vine mealybug, *Planococcus ficus*. *Vitis* 56: 79–83. <https://doi.org/10.5073/vitis.2017.56.79-83>.
- RAJABI, S., RAMAZANI, A., HAMIDI, M. & NAJI, T. 2015. *Artemia salina* as a model organism in toxicity assessment of nanoparticles. *DARU.* 23: 1–6. <https://doi.org/10.1186/s40199-015-0105-x>.
- SÁNCHEZ CHOPA, C. & DESCAMPS, L.R. 2012. Composition and biological activity of essential oils against *Metopolophium dirhodum* (Hemiptera: Aphididae) cereal crop pest. *Pest Manag. Sci.* 68: 1492–1500. <https://doi.org/10.1002/ps.3334>.
- SÁNCHEZ CHOPA, C. & DESCAMPS, L.R. 2015. Toxicidad de aceites esenciales de Verbenaceas sobre adultos de *Diuraphis noxia* (Hemiptera: Aphididae) toxicidad of essential oils from Verbenaceae against *Diuraphis noxia* (Hemiptera: Aphididae) adults. *Dominguezia* 31: 31–36.
- SARAN, A., FERNÁNDEZ, L., MINIG, M., REINHARD, M.B. & MERINI, L.J. 2019. Repellent activity of essential oils from native plants and their

- blend for *Tribolium castaneum* control in store grains. *Semiárida UNLPam.* 29: 43–51.
[https://doi.org/10.19137/semiarida.2019\(01\)](https://doi.org/10.19137/semiarida.2019(01)).
- SOSA, A., COSTA, M., SALVATORE, A., BARDON, A.D.V., BORKOSKY, S. & VERA, N. 2017. Insecticidal effects of eudesmanes from *Pluchea sagittalis* (Asteraceae) on *Spodoptera frugiperda* and *Ceratitis capitata*. *Int. J. Environ. Agric. Biotech.* 2: 361–369. <https://doi.org/10.22161/ijeab/2.1.45>.
- SOSA, M. E., LANCELLE, H. G., TONN, C. E., ANDRES, M. F. & GONZALEZ-COLOMA, A. 2012. Insecticidal and nematocidal essential oils from Argentinean *Eupatorium* and *Baccharis* spp. *Biochem. Syst. Ecol.* 43: 132–138.
<https://doi.org/10.1016/j.bse.2012.03.007>.
- STEFANAZZI, N., STADLER, T. & FERRERO, A. 2011. Composition and toxic, repellent and feeding deterrent activity of essential oils against the stored-grain pests *Tribolium castaneum* (Coleoptera: Tenebrionidae) and *Sitophilus oryzae* (Coleoptera: Curculionidae). *Pest Manag. Sci.* 67: 639–646.
<https://doi.org/10.1002/ps.2102>.
- TOLOZA, A.C., ZYGADLO, J.A., CUETO, G. M., BIURRUN, F., ZERBA, E. & PICOLLO, M.I. 2006. Fumigant and repellent properties of essential oils and component compounds against permethrin-resistant *Pediculus humanus capitis* (Anoplura: Pediculidae) from Argentina. *J. Med. Entomol.* 43: 889–895. [https://doi.org/10.1603/0022-2585\(2006\)43\[889:FARPOE\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1603/0022-2585(2006)43[889:FARPOE]2.0.CO;2).
- TOLOZA, A.C., ZYGADLO, J.A., BIURRUN, F., ROTMAN, A. & PICOLLO, M.I. 2010. Bioactivity of Argentinean essential oils against permethrin-resistant head lice, *Pediculus humanus capitis*. *J. Insect Sci.* 10: 1–8.
<https://doi.org/10.1673/031.010.14145>.
- TOMOVA, B.S., WATERHOUSE, J.S. & DOBERSKI, J. 2005. The effect of fractionated *Tagetes* oil volatiles on aphid reproduction. *Entomol. Exp. Appl.* 115: 153–159.
<https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2005.00291.x>.
- UMPIÉRREZ, M.L., LAGRECA, M.E., CABRERA, R., GRILLE, G. & ROSSINI, C. 2012. Essential oils from Asteraceae as potential biocontrol tools for tomato pests and diseases. *Phytochem. Rev.* 11: 339–350.
<https://doi.org/10.1007/s11101-012-9253-5>.
- WERDIN GONZALEZ, J.O., GUTIÉRREZ, M.M., MURRAY, A.P. & FERRERO, A.A. 2010. Biological activity of essential oils from *Aloysia polystachya* against the soybean pest *Nezara viridula*. *Nat. Product Commun.* 5: 301–306.
<https://doi.org/10.1177/1934578X100050022>
- WIMALARATNE, P.D.C., SLESSOR, K.N., BORDEN, J.H., CHONG, L.J. & ABATE, T. 1996. Isolation and identification of house fly, *Musca domestica* L., repellents from pepper tree, *Schinus molle* L. *J. Chem. Ecol.* 22: 49–59.
<https://doi.org/10.1007/BF02040199>.
- YONES, D.A., HANAA Y.B. & BAYOUMI, S.A.L. 2016. Chemical composition and efficacy of some selected plant oils against *Pediculus humanus capitis* in vitro. *Parasitol. Res.* 115: 3209–3218.
<https://doi.org/10.1007/s00436-016-5083-5>.



EVALUACIÓN DE LOS MICROMICETES ASOCIADOS A LA CORTEZA DE FRESNO EN BUENOS AIRES (ARGENTINA): SU CAPACIDAD PARA DEGRADAR MADERA Y TOLERANCIA A METALES PESADOS

EVALUATION OF MICROMYCETES ASSOCIATED WITH GREEN-ASH BARK IN BUENOS AIRES (ARGENTINA): THEIR ABILITY TO DEGRADE WOOD AND TOLERANCE TO HEAVY METALS

Liliana Evelin Navarro^{1*}, Laura Levin² & Sonia Rosenfeldt³

1. Laboratorio de Micología, Fitopatología y Liquenología, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Departamento de Biodiversidad y Biología Experimental, Universidad de Buenos Aires, INMIBO-CONICET, Buenos Aires, Argentina.

2. Laboratorio de Micología Experimental, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Departamento de Biodiversidad y Biología Experimental, Universidad de Buenos Aires, INMIBO-CONICET, Buenos Aires, Argentina.

3. Laboratorio de Sistemática y Biología Reproductiva en Plantas Superiores, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Departamento de Biodiversidad y Biología Experimental, Universidad de Buenos Aires, Buenos Aires, Argentina.

*evelin2navarro@gmail.com

Citar este artículo

NAVARRO, L. E., L. LEVIN & S. ROSENFELDT. 2022. Evaluación de los micromicetes asociados a la corteza de fresno en Buenos Aires (Argentina): su capacidad para degradar madera y tolerancia a metales pesados. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 671-685.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n3.36749>

Recibido: 18 Feb 2022

Aceptado: 19 Jul 2022

Publicado en línea: 19 Ago 2022

Publicado impreso: 30 Dic 2022

Editora: María Victoria Vignale

ISSN versión impresa 0373-580X

ISSN versión on-line 1851-2372

SUMMARY

Background and aims: Environmental pollution can affect tree health and biodiversity of microorganisms, among them fungi, existing in the bark. *Fraxinus pennsylvanica* Marsh. is the most cultivated tree in Buenos Aires city. The purposes of this work were to screen the micromycetes present in green-ash wood and bark, to determine if the micromycetes most frequently associated with ash bark produce lignocellulolytic enzymes, to describe the anatomical changes they caused in wood and to evaluate their tolerance to Cu and Pb as indicators of environmental pollution.

M&M: Barks and wood were collected along an urban-periurban gradient. The decay caused *in vitro* in green-ash wood by the most frequently isolated micromycetes was evaluated, anatomical characters were described. The production of lignocellulolytic enzymes by these fungi and their tolerance to Cu and Pb was assessed.

Results: *Diplodia* sp., *Fusicoccum* sp. and *Sordaria* sp. were the most frequently found micromycetes in green-ash bark, whereas *Alternaria* sp., *Diplodia* sp. and *Phialophora* sp. were isolated from wood. None of them caused symptoms of soft rot. They colonized ash wood *in vitro* but neither important wood weight losses were detected (3-5% after 6 months) nor micro anatomical relevant changes. Cellulolytic activity was produced by all the assayed micromycetes. All of them were able to grow with the addition of 250 mg/Kg of Cu or 1000 mg/Kg of Pb.

Conclusions: The micromycetes most frequently isolated did not affect tree health. Their tolerance to high concentrations of heavy metals suggests their potential as biomonitors of environmental pollution.

KEY WORDS

Biomonitoring, contamination, green-ash, micromycetes.

RESUMEN

Introducción y objetivos: La contaminación ambiental podría afectar el estado sanitario del arbolado y la biodiversidad de microorganismos. *Fraxinus pennsylvanica* Marsh. es uno de los árboles más frecuentes en la Ciudad de Buenos Aires. Los objetivos del trabajo fueron: relevar los micromicetes presentes en la corteza y madera de fresno, determinar si los micromicetes hallados con mayor frecuencia en la corteza producen enzimas lignocelulolíticas, describir los principales cambios anatómicos generados en la madera, y evaluar su tolerancia a metales pesados (Cu y Pb).

M&M: Se recolectaron trozos de corteza y madera en un gradiente urbano-periurbano. Se evaluó el deterioro causado *in vitro* en la madera por los micromicetes aislados con mayor frecuencia. Se determinó la pérdida de peso, se analizaron los cambios anatómicos. Se determinó la producción de enzimas lignocelulolíticas y tolerancia al Cu y Pb.

Resultados: *Diplodia* sp., *Fusicoccum* sp. y *Sordaria* sp. fueron los micromicetes detectados con mayor frecuencia en corteza, mientras que *Alternaria* sp., *Diplodia* sp. y *Phialophora* sp. se aislaron de madera. Ninguno causó síntomas de pudrición blanda, ni pérdidas importantes en el peso seco de la madera (3-5% luego de 6 meses), ni cambios microanatómicos. Se detectó actividad celulolítica en todos los micromicetes evaluados. Todos fueron capaces de crecer en 250 mg/Kg de Cu o 1000 mg/Kg de Pb.

Conclusiones: Los micromicetes presentes en la corteza no afectarían el estado sanitario del arbolado. Su tolerancia a altas concentraciones de metales pesados sugiere potencialidad como biomonitores de contaminación ambiental.

PALABRAS CLAVE

Biomonitoreo, contaminación, fresno, micromicetes.

INTRODUCCIÓN

El fresno (*Fraxinus pennsylvanica* Marsh.) es uno de los árboles más frecuentes en el arbolado urbano y representa el 36% del total de árboles en la Ciudad de Buenos Aires (CABA) según el último censo de 2018 (<https://data.buenosaires.gob.ar/dataset/arbollado-publico-lineal>). En la década del '70 fue introducido en nuestro país debido a su rápido crecimiento y resistencia a enfermedades, frío y heladas (Filippini *et al.*, 2000). Recientes investigaciones consideran a la parte externa de la corteza como receptor pasivo de la contaminación ambiental, dado que entre sus grietas se deposita material particulado que inmoviliza sustancias gaseosas (Chrabaszcz & Mróz, 2017; Moreira *et al.*, 2018). La contaminación afecta también el estado sanitario del arbolado y, en consecuencia, a la biodiversidad de organismos que los utilizan para su reproducción, alimentación y/o refugio (Schwarze *et al.*, 2000). Entre ellos, los hongos asociados a la corteza y a la madera, que pueden manifestarse de manera endofítica y/o patogénica (Schwarze *et al.*, 2000; Świsłowski *et al.*, 2020). Cuando actúan como patógenos, secretan enzimas capaces de degradar la lignocelulosa que compone las paredes celulares vegetales (Stempien *et al.*, 2017) y cuando los hongos crecen como endófitos colonizan las plantas sin causar enfermedades produciendo compuestos activos que le otorgan protección contra patógenos y contra la herbivoría (Sánchez-Fernández *et al.*, 2013).

Alrededor del 10% de todas las especies fúngicas descritas pueden causar enfermedades en las plantas. Para ello, deben atravesar las paredes celulares vegetales, importante barrera que previene el ataque fúngico, y producir diversas enzimas que poseen la capacidad de degradar sus principales polisacáridos: celulosa, hemicelulosa y pectina (Glass *et al.*, 2013; Kubicek *et al.*, 2014). La deposición de lignina en las paredes celulares vegetales incrementa su resistencia y la degradación de este polímero aromático es un prerrequisito para la hidrólisis de los demás componentes de la biomasa vegetal, los cuales son la principal fuente de carbono y energía para los microorganismos (Janusz *et al.*, 2017).

Los estudios de biomonitorio en zonas arboladas se limitan en general a líquenes o musgos (Lijteroff *et al.*, 2009; Milićević *et al.*, 2017; Moreira *et al.*, 2018). En Argentina, los líquenes *Usnea amblyoclada* (Carreras & Pignata, 2002) y *Ramalina celastri* (Pignata *et al.*, 2004) fueron utilizados para determinar la calidad del aire y la distribución de metales pesados en la provincia de Córdoba. Los musgos, como los líquenes, son más sensibles a la contaminación reciente y ofrecen escasa información acerca de la contaminación pasada. En cambio, la corteza, como biomonitorio de contaminación, posibilita el seguimiento de una zona de estudio a largo plazo y permite identificar y mapear los contaminantes orgánicos e inorgánicos del aire (Chrabaszcz & Mróz, 2017; Alatou & Sahli, 2019; El-Khatib *et al.*, 2020). La corteza abarca todos los tejidos por fuera del cambium vascular. La muerte de las células por fuera de la peridermis lleva a distinguir entre corteza externa muerta de la interna viva. El floema funcional es la parte más interna de la corteza viva (Evert, 2006). La corteza externa absorbe pasivamente la contaminación del aire y la corteza interna podría absorber la contaminación a través del sistema vascular, directamente del suelo. El contenido natural de metales en el medio ambiente es relativamente bajo, pero emisiones excesivas de ellos hacia la atmósfera pueden derivar en su acumulación en algún eslabón de la cadena trófica (Kabata-Pendias, 2011). Además, estos metales poseen diferente capacidad para translocarse a través de la raíz hacia el vástago. Metales como el Co, Cr, Cu, y Pb, que son continuamente liberados al ambiente como resultado de distintas actividades industriales (Iskandar *et al.*, 2011), muestran menor movilidad en comparación a otros elementos como el Ti y Cd. En base a esto, se puede inferir que parte de estos elementos menos móviles presentes en la corteza del arbolado, puede provenir de la contaminación del aire (Chrabaszcz & Mróz, 2017). En trabajos previos, la corteza del fresno fue utilizada para detectar metales pesados (Catinon *et al.*, 2009; 2012). Perelman *et al.* (2006) evaluaron la presencia de distintos metales pesados en la corteza de fresno a lo largo de un gradiente de urbanización en el Área Metropolitana de Buenos Aires (AMBA), demostrando que algunas

partículas asociadas a la corteza eran de origen antropogénico y/o geogénico.

Los hongos también pueden utilizarse para monitorear la contaminación ambiental por metales pesados (Lepšová, 1993). Los primeros trabajos con basidiomicetes, en áreas contaminadas, se limitaron a la recolección de basidiomas y la determinación de su contenido de metales pesados (Cuny *et al.*, 2001; Świsłowski & Rajfur, 2018). Se conoce poco sobre el comportamiento de los hongos saprótrofos frente a la presencia de metales (Baldrian, 2010). Iskandar *et al.* (2011) determinaron la capacidad de *Aspergillus niger*, *Penicillium simplicissimum* y *Trichoderma asperellum* para captar Pb y Cu, en soluciones acuosas. Oladipo *et al.* (2018), aislaron micromicetes filamentosos, provenientes de minas de oro y piedras preciosas, y analizaron su tolerancia a diferentes concentraciones de metales pesados. Escasos trabajos de relevamiento de micromicetes presentes en corteza y madera se asocian al monitoreo de contaminación (Kowalski *et al.*, 1998; Barengo *et al.*, 2000). Existen en Argentina trabajos de relevamiento de micromicetes en árboles nativos de diferentes regiones (Sánchez *et al.*, 2018; Catania, 2021), pero sólo Robles (2014) caracterizó el biodeterioro de madera de *Platanus acerifolia* también introducido en el arbolado público de la Ciudad de Buenos Aires, en relación con los agentes etiológicos, los endófitos fúngicos y diferentes niveles de disturbio antrópico.

El presente trabajo tiene como objetivos: I) relevar los micromicetes presentes en la corteza y la madera de fresno; II) determinar si los micromicetes hallados con mayor frecuencia en la corteza, producen enzimas lignocelulolíticas; III) describir los principales cambios anatómicos que generan en la madera los micromicetes más frecuentes, a través de microscopía óptica y microscopía electrónica de barrido; IV) evaluar su tolerancia a la presencia de ciertos metales pesados (Cu y Pb) indicadores de contaminación ambiental.

MATERIALES Y MÉTODOS

Recolección de las muestras

Se recolectaron trozos de corteza y madera de 30 fresnos, a lo largo de un gradiente urbano-

periurbano en el AMBA, durante los meses de junio y julio de 2016 y noviembre y diciembre de 2017. Las muestras colectadas correspondieron a dos sectores: a) Urbano (barrio de Constitución, Ciudad Autónoma de Buenos Aires -Coordenadas 34°37'16.1"S 58°23'09.0"O-y barrio de Floresta, Ciudad Autónoma de Buenos Aires -Coordenadas 34°38'14.8"S 58°28'36.8"O). b) Periurbano (Ezeiza, Provincia de Buenos Aires -Coordenadas 34°46'45.1"S 58°32'17.8"O).

Se seleccionaron aleatoriamente diez árboles en cada una de las zonas. En la zona urbana se muestrearon en ambas veredas. En el periurbano se trabajó en un área verde al costado del camino de acceso al predio. En todos los casos, los árboles no presentaban síntomas en su fuste y las muestras se extrajeron a la altura del pecho (1,3 m). Siguiendo los postulados de Koch (1882), se aislaron y determinaron los micromicetes presentes en las muestras de corteza y madera. Los micromicetes determinados se depositaron en la micoteca de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales de la Universidad de Buenos Aires (BAFCcult). Se seleccionaron cepas de tres micromicetes más representativos detectados en la corteza: *Diplodia* sp. (BAFCcult 4759), *Fusicoccum* sp. (BAFCcult 3914). y *Sordaria* sp. (BAFCcult 4761), los cuales fueron hallados en todas las zonas de estudio y en mayor proporción que el resto. Todos los aislamientos de un mismo género pertenecen a la misma especie. Estos hongos fueron utilizados para los ensayos de pérdida de peso, detección de enzimas lignocelulolíticas y tolerancia a metales pesados.

Aislamientos y metodología

Para realizar los aislamientos se obtuvieron con martillo sacabocado rodajas de madera de 0,5-1 cm de espesor y 0,5 de diámetro y con cuchillo se extrajeron porciones de la corteza asociada (1 cm²). Las muestras fueron subdivididas y esterilizadas superficialmente con alcohol 70% (30 s), hipoclorito de sodio 1:3 (1 min) y alcohol 50% (30 s). Se sembraron 4 discos de madera o 4 porciones de corteza por caja de Petri con medio Nobles (1965) y cloranfenicol (100 mg/1000 ml). Se incubó en oscuridad a 22°C durante 3-5 días. Las colonias desarrolladas se aislaron y se las cultivó en

medio agar malta (2%), a 22°C en oscuridad. Para la identificación se utilizaron caracteres morfológicos (von Arx, 1970; Carmichael *et al.*, 1980; Sutton 1980; Dennis, 1981). Se realizaron preparados montados en KOH al 3%, floxina y lactofenol. Se determinó la frecuencia de micromicetes presentes y la diversidad de cada área mediante el índice de diversidad de Simpson (1949).

Capacidad de degradación de la madera

Se evaluó la pérdida de peso *in vitro* siguiendo la metodología de Job & Wright (1986). Se inocularon 30 probetas de madera de fresno de 3 x 1 x 0,5 cm con cada uno de los hongos seleccionados (*Diplodia* sp., *Fusicoccum* sp. y *Sordaria* sp.) en medio malta (Nobles, 1965). Las probetas fueron incubadas en oscuridad a 28°C durante 6 meses y cada 2 meses se retiraron 10 de cada tratamiento. Se extrajo el micelio de la superficie; 8 probetas fueron utilizadas para determinar la pérdida de peso y 2 de ellas, para estudios anatómicos. Probetas sin inocular fueron utilizadas como controles.

Estudios anatómicos

Para los estudios de microscopía, las probetas se fijaron en FAA (formaldehído 10%, alcohol etílico 96° 50%, ácido acético glacial 5%, agua destilada 35%) y luego se cortaron en secciones transversales, longitudinales radiales y tangenciales de 15 µm de grosor con micrótopo de deslizamiento. Para microscopía óptica, las secciones se colorearon con Safranina-Fast Green y se montaron en medio sintético PYRM (Zarlavsky, 2014). Los cortes longitudinales radiales se tiñeron con lugol para determinar la presencia de gránulos de almidón. Para los estudios con microscopio electrónico de barrido (MEB), las secciones de las probetas se secaron a temperatura ambiente y metalizaron con oropaladio durante 3 min. Las fotomicrografías fueron tomadas con el microscopio Philips XL30 del Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia.

Relevamiento de la secreción de enzimas lignocelulolíticas

Los micromicetes se cultivaron durante 4 días a 28°C en placas de Petri con medio extracto

de malta (2%) agarizado, al cual se le adicionó alternativamente: carboximetilcelulosa (CMC) 0,1% para determinar actividad celulolítica (endoglucanasa), revelada con el colorante Rojo Congo (Carder, 1986); ácido 2,2'-azino-bis (3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico) (ABTS) 0,5 mM para determinar actividad ligninolítica lacasa (Srinivasan *et al.*, 1995); Azure B 50 µM para evaluar actividad ligninolítica lignina-peroxidasa (Archibald, 1992) y MnCl₂·4H₂O 1 mM para testear actividad ligninolítica Mn-peroxidasa (Steffen *et al.*, 2000). Como controles positivos se utilizaron *Trametes versicolor* (BAFCcult 4272) (Kuhar *et al.*, 2015) y *Pycnoporus sanguineus* (BAFCcult 2126) (Levin *et al.*, 2007). Todos los ensayos se realizaron por triplicado.

Tolerancia a metales pesados

Se cultivaron los micromicetes (*Diplodia* sp., *Fusicoccum* sp. y *Sordaria* sp.) en medio malta agarizado al 2%, al cual se le adicionó SO₄Cu·5H₂O (0; 125; 250; 500 mg/Kg) o Pb (C₂H₃O₂)₂ (0; 125; 250; 500 y 1000 mg/Kg). Las placas se incubaron durante 13 días a 28°C en oscuridad. Se midió el radio de crecimiento y se determinó el índice de tolerancia al final del ensayo:

$$\text{Índice de Tolerancia} = \frac{\text{radio (mm) de crecimiento con metal adicionado}}{\text{radio (mm) de crecimiento sin adición de metal}}$$

La tolerancia fue valorada según el criterio establecido por Oladipo *et al.* (2018).

Análisis estadístico

Los resultados corresponden a tres réplicas con un error estándar menor al 5%. Para el análisis estadístico de los datos obtenidos, se realizó un análisis de varianza de una vía (ANOVA) al 5% de nivel de significancia, utilizando el programa InfoStat (Di Rienzo *et al.*, 2020).

RESULTADOS

Biodiversidad de micromicetes en corteza y madera de fresno

En la Tabla 1, se registran los micromicetes detectados en las 3 zonas de estudio en corteza y madera. En el área del periurbano (localidad

Tabla 1. Frecuencia de micromicetes según las áreas muestreadas.

Micromicete	Urbano (Constitución)		Urbano (Floresta)		Periurbano	
	corteza	madera	corteza	madera	corteza	madera
<i>Alternaria</i> sp. (Pleosporaceae)	-	-	-	-	-	2
<i>Chaetomium globosum</i> (Chaetomiaceae)	-	-	2	-	1	-
<i>Cladosporium</i> sp. (Cladosporiaceae)	-	-	-	-	2	-
<i>Colletotrichum</i> sp. (Glomerellaceae)	-	-	-	-	1	-
<i>Diplodia</i> sp. (Botryosphaeriaceae)	3	-	4	2	3	-
<i>Ellisembia</i> sp. (Sordariomycetes)	-	-	-	-	1	-
<i>Fusarium</i> sp. (Nectriaceae)	2	-	1	-	1	-
<i>Fusicoccum</i> sp. (Botryosphaeriaceae)	4	-	3	-	3	-
<i>Neurospora seminuda</i> (Sordariaceae)	-	-	1	-	-	-
<i>Neurospora tetrasperma</i> (Sordariaceae)	-	-	1	-	-	-
<i>Nigrospora sacchari</i> (Apiosporaceae)	1	-	2	-	1	-
<i>Phialophora</i> sp. (Herpotrichiellaceae)	-	1	-	-	-	-
<i>Phoma</i> sp. (Didymellaceae)	1	-	1	-	1	-
<i>Sordaria</i> sp. (Sordariaceae)	4	-	6	-	-	-
<i>Sporidesmium</i> sp. (Sporidesmiaceae)	-	-	-	-	1	-

de Ezeiza) se encontró mayor diversidad de micromicetes (Índice de Simpson: 0,89), respecto a las zonas urbanas estudiadas: barrios de Constitución (0,81) y Floresta (0,82). *Diplodia* sp. y *Fusicoccum* sp. se encontraron en mayor frecuencia en corteza en todas las áreas relevadas y *Sordaria* sp. en ambas áreas urbanas. En madera se detectaron *Diplodia* sp. (Floresta), *Alternaria* sp. (Ezeiza) y *Phialophora* sp. (Constitución).

Capacidad de degradación de la madera

Las probetas, en todos los casos, se cubrieron superficialmente con micelio al mes de incubación. Sólo se observó desarrollo de estructuras reproductivas en dos de los tres micromicetes: conidiomas en *Diplodia* sp. y ascomas periteciales en *Sordaria* sp. (Fig. 1). Se determinó la pérdida de peso que osciló entre 3-5 % luego de 6 meses de ensayo. No se encontraron diferencias significativas entre las probetas inoculadas con los distintos hongos.

Estudios anatómicos

En todos los casos, se observó desarrollo

de micelio a los 2 meses del inicio del ensayo, en comparación al control (Figs. 2A; 3A). Las hifas colonizaron el parénquima radial y los elementos de vaso (Figs. 2B-I; 3B-C, F). Además, se detectaron ascosporas, algunas en germinación, en el lumen de los elementos de vaso, en la madera colonizada por *Sordaria* sp. (Fig. 3C). Al cabo de 6 meses, no se detectaron



Fig. 1. Probetas de madera de fresno. **A:** Conidiomas de *Diplodia* sp. **B:** Ascomas periteciales de *Sordaria* sp. Abreviaturas= cd: conidioma; ap: ascoma peritecial. Escalas= A: 10 mm; B: 1 mm.

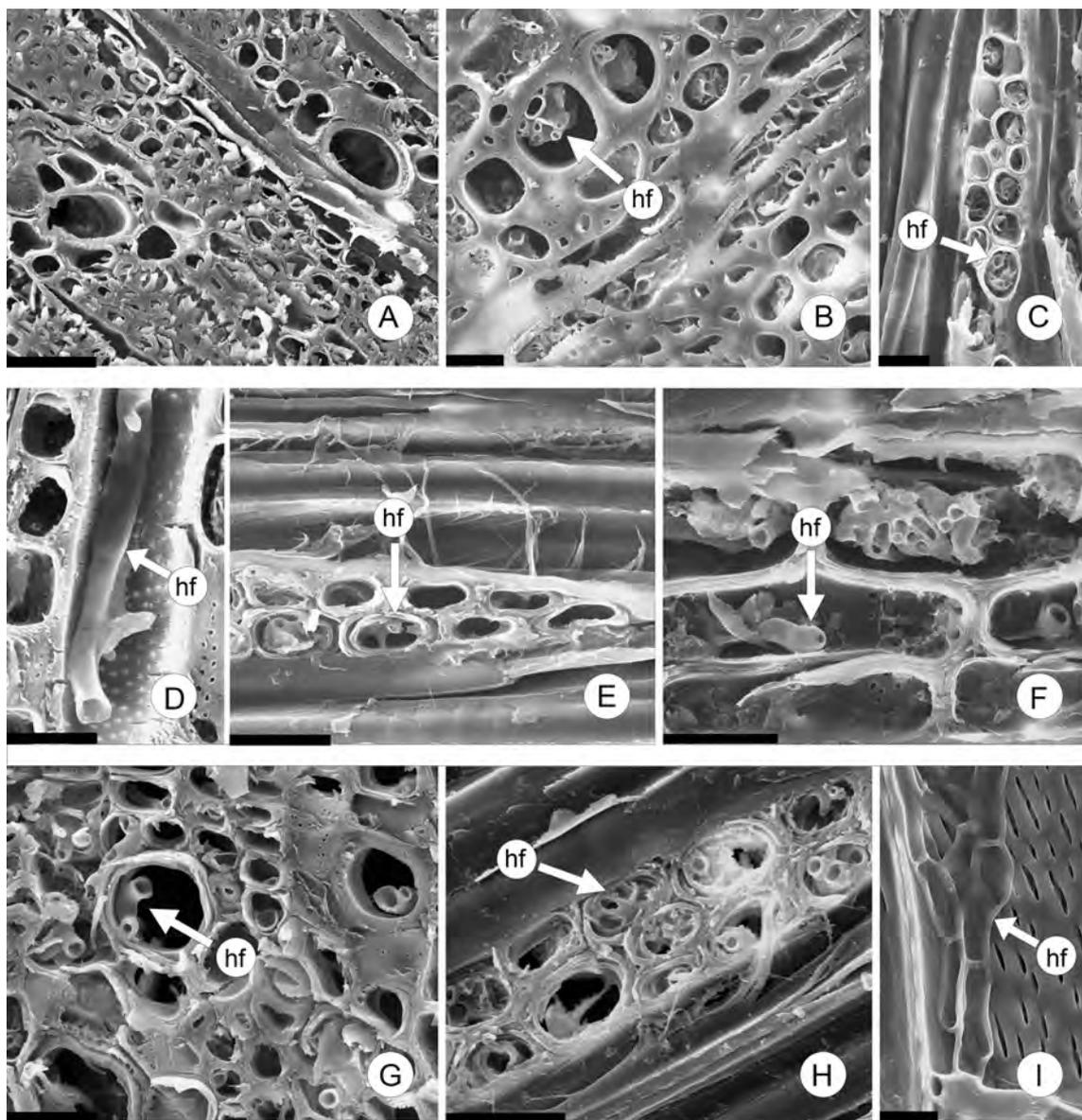


Fig. 2. Fotomicrografías del leño de *F. pennsylvanica* (MEB). **A:** Control (sin inocular). **B-D:** Probetas inoculadas con *Diplodia* sp. **B:** 2 meses, **C:** 4 meses, **D:** 6 meses. **E-F:** Probetas inoculadas con *Fusicoccum* sp. **E:** 2 meses, **F:** 4 meses. **G-I:** Probetas inoculadas con *Sordaria* sp. **G:** 2 meses, **H:** 4 meses, **I:** 6 meses. Abreviaturas= hf: hifa. Escalas= A: 50 μ m; B, E-F, H: 20 μ m; C-D, H: 25 μ m; I: 10 μ m.

cambios estructurales de relevancia. Se registró la presencia de gránulos de almidón (Fig. 3D-F).

Relevamiento de la secreción de enzimas lignocelulolíticas

Se detectó actividad celulolítica en todos

los micromicetes. No se observó el halo de color verdoso, característico de la oxidación del compuesto ABTS (indicativo de actividad ligninolítica lacasa) en ningún tratamiento, pero sí se produjo un halo rojizo en las placas de *Fusicoccum* sp. No se observó halo de degradación

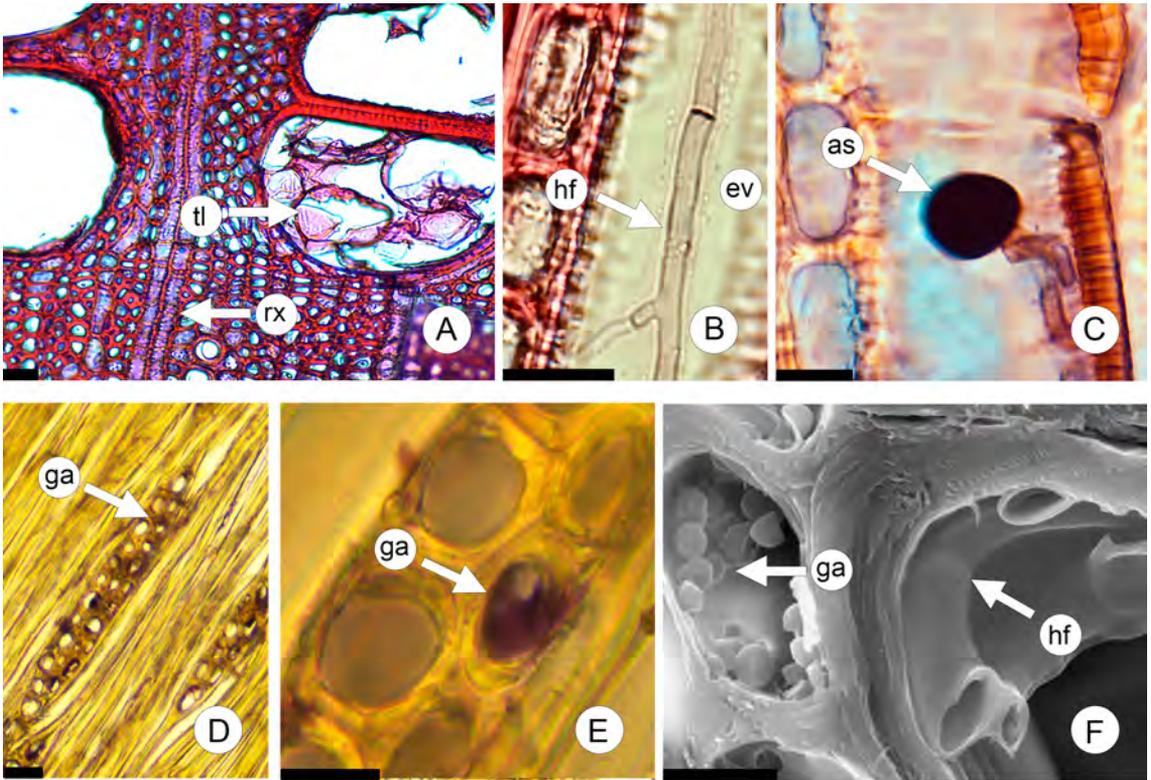


Fig. 3. Cortes del leño de *F. pennsylvanica* (MO). **A:** Control. **B:** Hifa de *Sordaria* sp. en elemento de vaso, **C:** Germinación de ascospora de *Sordaria* sp. en elemento de vaso. **D-F:** Gránulos de almidón en parénquima radial. Abreviaturas= as: ascospora; ev: elemento de vaso; ga: gránulos de almidón; hf: hifa; rx: radio xilemático; tl: tilíde. Escalas= A, D: 30 μ m; B-C: 20 μ m; E-F: 10 μ m.

en los cultivos con Azure B, pero sí un cambio de color hacia el verde-azulado en las placas de *Sordaria* sp. y *Fusicoccum* sp. No se observó actividad Mn-peroxidasa en ningún caso (Fig. 4).

Tolerancia a metales pesados

El agregado de 125 mg/Kg de Cu al medio de cultivo no afectó el crecimiento ni la pigmentación oscura del micelio de *Fusicoccum* sp., tampoco el crecimiento de *Sordaria* sp. aunque sí su pigmentación. En cambio, esta concentración de Cu afectó el crecimiento de *Diplodia* sp. (índice de tolerancia: 0,63), pero no modificó su pigmentación. Por otro lado, todos los micromicetes presentaron muy baja tolerancia a la presencia de concentraciones mayores de este metal, su crecimiento disminuyó en un medio con 250 mg/Kg (índices de tolerancia: 0,1-0,28)

y sólo *Fusicoccum* sp. fue capaz de crecer en presencia de 500 mg/Kg (índice de tolerancia: 0,07). El agregado de 250 mg/Kg de Cu al medio de cultivo afectó también la melanización del micelio en *Diplodia* sp. y *Sordaria* sp.

Los micromicetes evaluados demostraron mayor tolerancia al Pb ya que concentraciones de este metal de hasta 500 mg/Kg no afectaron su crecimiento. Para una concentración de 1000 mg/Kg de Pb, los índices de tolerancia variaron entre muy bajo (*Fusicoccum* sp.: 0,17), bajo (*Sordaria* sp.: 0,55) y moderado (*Diplodia* sp.: 0,63) de acuerdo al criterio establecido por Oladipo *et al.* (2018) (Tabla 2 y Figs. 5-6.) Se observó una disminución notoria de la capacidad de melanización del micelio en todos los micromicetes con una concentración de 1000 mg/Kg de Pb (Fig. 6).

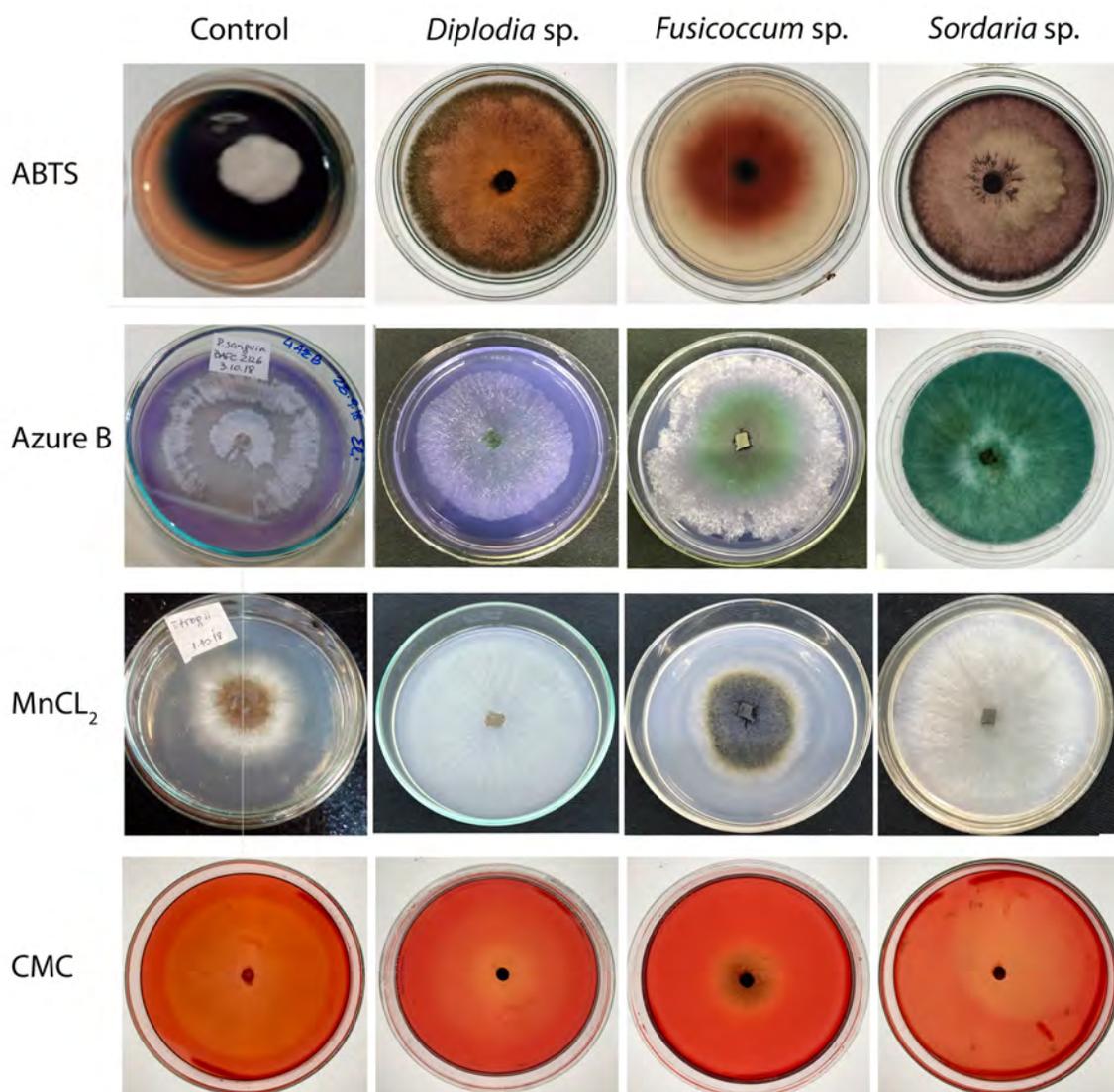


Fig. 4. Relevamiento en placa de actividades lignocelulolíticas.

Tabla 2. Tolerancia de micromicetes a diferentes concentraciones de Cu y Pb (mg/Kg): muy baja (0-0,39), baja (0,4-0,59), moderada (0,6-0,79). NT: no testeado.

Metal	Micromicete	Concentración (mg/Kg)				Tolerancia
		125	250	500	1000	
Pb	<i>Diplodia</i> sp.	1	1	1	0,63	Moderada
	<i>Fusicoccum</i> sp.	1	1	1	0,17	Muy baja
	<i>Sordaria</i> sp.	1	1	1	0,55	Baja
Cu	<i>Diplodia</i> sp.	0,63	0,1	-	NT	Muy baja
	<i>Fusicoccum</i> sp.	1	0,28	0,07	NT	Muy baja
	<i>Sordaria</i> sp.	1	0,16	-	NT	Muy baja

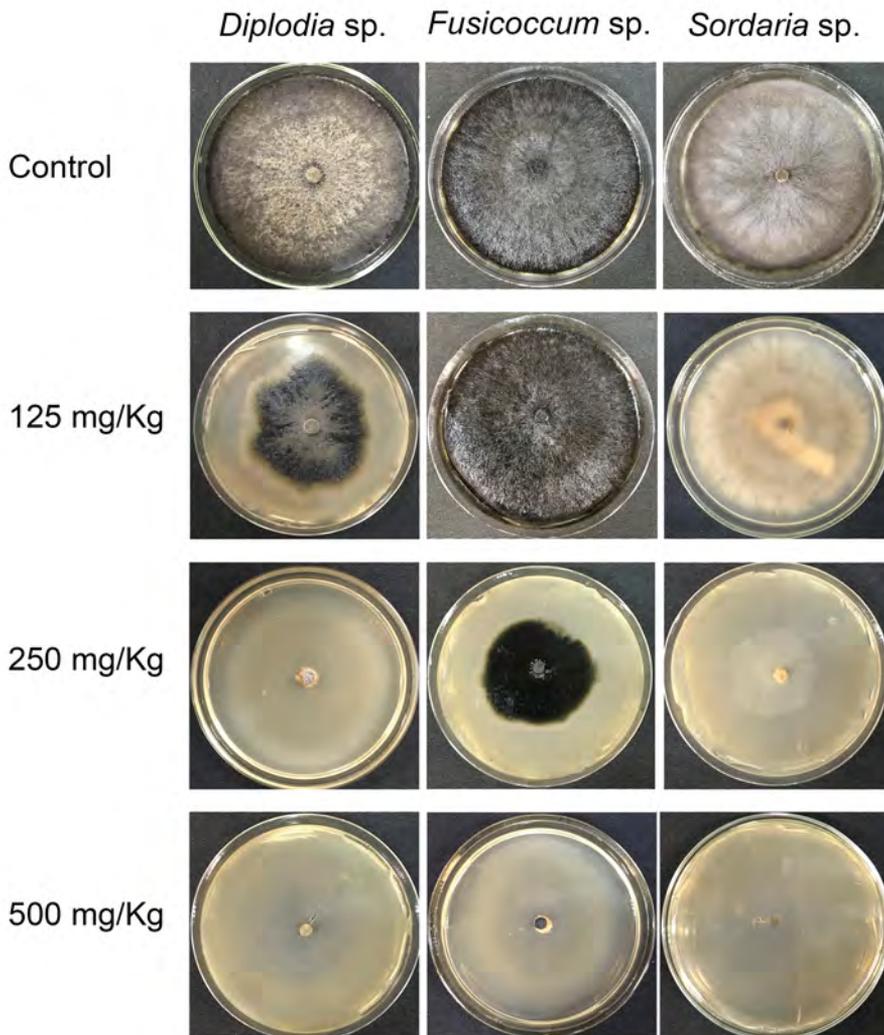


Fig. 5. Efecto de diferentes concentraciones de Cu (control; 125; 250 y 500 mg/Kg) sobre el aspecto de las colonias de *Diplodia sp.*, *Fusicoccum sp.* y *Sordaria sp.* a los 13 días de incubación.

DISCUSIÓN

Biodiversidad de micromicetes en la corteza y madera de fresno

En el periurbano (localidad de Ezeiza), se encontró una mayor diversidad de micromicetes, respecto a las zonas urbanas estudiadas. *Diplodia sp.* y *Fusicoccum sp.* (Botryosphaeriaceae) fueron aislados en mayor proporción en la corteza al igual que *Sordaria sp.* (Sordariaceae). Tanto *Diplodia* como *Fusicoccum* se detectaron en corteza de fresno en ambientes urbanos y periurbanos,

probablemente con diferentes niveles de disturbio antrópico. El género *Botryosphaeria*, de distribución cosmopolita, presenta numerosas especies que pueden encontrarse como saprófitos, endófitos o parásitos. Estas especies han sido objeto de estudio, como parásitos, debido a que afectan a numerosos cultivos comerciales provocando grandes pérdidas económicas. En Argentina, *Botryosphaeria* ha sido el responsable de la muerte de cultivares de vid, manzanos, perales, cítricos, arándanos y árboles de importancia en la industria maderera (Wright *et al.*, 2010; Rista *et al.*, 2011; <https://www.sinavimo>).

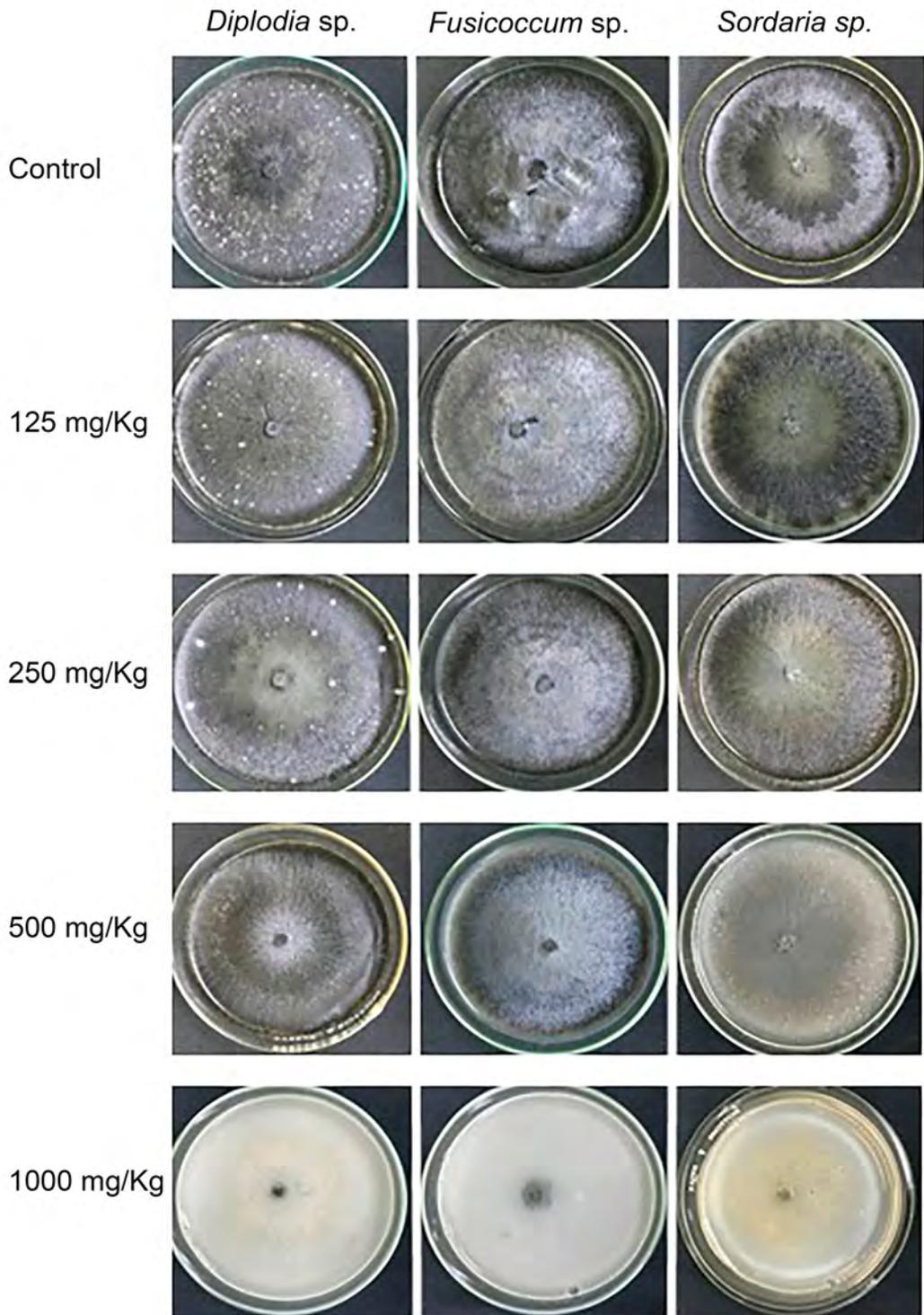


Fig. 6. Efecto de diferentes concentraciones de Pb (control; 125; 250; 500 y 1000 mg/Kg) sobre el aspecto de las colonias de *Diplodia* sp., *Fusicoccum* sp. y *Sordaria* sp. a los 13 días de incubación.

gob.ar/plaga/botryosphaeria-dothidea). El género *Sordaria* pertenece a los Sordariomycetes, hongos saprotróficos de amplia distribución (Dennis, 1981). Los estudios en este género se enfocan en procesos morfológicos (Teichert *et al.*, 2014), genéticos (Nowrousian *et al.*, 2012) y en producción de enzimas con posibles aplicaciones biotecnológicas (Yang *et al.*, 2020).

Capacidad de degradación de la madera

De acuerdo al criterio de Findlay (1967), la madera resultó resistente al ataque por los hongos estudiados (pérdida de peso menor al 5 %). Los micromicetes colonizaron los elementos de vaso y el parénquima radial. Sin embargo, durante el período de ensayo no se observó una alteración ultraestructural de la madera. El crecimiento fúngico podría deberse al aprovechamiento de los gránulos de almidón, presentes en el parénquima radial, como fuente de carbono. Se ha comprobado la eficiente secreción de enzimas amilolíticas en otros miembros de la familia Botryosphaeriaceae como *Macrophomina phaseolina* (Fernandes *et al.*, 2007).

Relevamiento de la secreción de enzimas lignocelulolíticas en placa

Las micrografías de la madera deteriorada por los micromicetes evaluados, las cuales no mostraron cambios estructurales relevantes, concuerdan con los resultados de los estudios sobre producción enzimática lignocelulolítica *in vitro*, en los cuáles se detectó escasa producción de estas enzimas. Tampoco se detectaron síntomas visibles de pudrición blanda en los árboles muestreados. Los micromicetes evaluados podrían estar actuando como endófitos, sin expresar su batería enzimática. Muchas de las especies de Botryosphaeriaceae se conocen como patógenos oportunistas con una fase latente endofítica y actividad patogénica en plantas sometidas a estrés ambiental (Slippers y Wingfield, 2007; Luo *et al.*, 2019; Hrycan *et al.*, 2020). En este trabajo, para los tres hongos evaluados, solo se evidenció actividad celulolítica (endoglucanasa). En el medio con ABTS utilizado para relevar actividad ligninolítica lacasa no se observó la coloración verdosa que típicamente indica la oxidación de este compuesto, sin embargo, en las placas de *Fusicoccum* sp. se detectó una coloración rojiza, que podría atribuirse

al dicatión del ABTS oxidado. Gramss (2017) reportó resultados similares asociados a actividad lacasa. También se observó un cambio de color del medio Azure B hacia el verde azulado aunque no se registró decoloración del mismo. Este cambio de coloración hacia el verde azulado, podría ser indicio de actividad peroxidasa (Archibald, 1992; Casciello *et al.*, 2017; Lakshmi *et al.*, 2017) en *Fusicoccum* sp. y *Sordaria* sp. Generalmente los Ascomycota se asocian a una pudrición blanda de la madera. La habilidad para degradar lignina es limitada en este grupo (Cragg *et al.*, 2015). Sólo la alteran, facilitando así el acceso a la celulosa y hemicelulosas. Recientemente se identificó la primera peroxidasa decolorante de tintes en un Ascomycota (*Xylaria grammica*), pero aún no existen registros de actividad Mn-peroxidasa-enzima degradadora de la lignina- en hongos de esta división (Kimani *et al.*, 2021). Cabe destacar que anteriormente Ishfaq *et al.* (2017) reportaron actividad lacasa en *Sordaria fimicola*, hongo no patogénico. Esteves *et al.* (2014) detectaron expresión de lacasas y celulasas en los 56 aislamientos de Botryosphaeriales que relevaron. La producción de enzimas lignocelulolíticas ha sido escasamente estudiada en este grupo hasta el presente (Esteves *et al.*, 2014).

Tolerancia a metales pesados

Todos los micromicetes evaluados fueron capaces de crecer con el agregado de 250 mg/Kg de Cu y también con 1000 mg/Kg de Pb en placas de extracto de malta agarizada. Sólo *Fusicoccum* sp. toleró 500 mg/Kg de Cu, mientras que *Diplodia* sp. se destacó por su mayor tolerancia al Pb. Una característica asociada a algunos órdenes dentro de Ascomycota es la producción de melanina, la cual se deposita en la pared celular o como polímero extracelular. Este pigmento puede actuar como fotoprotector, intercambiador catiónico, agente quelante, y posee actividades antioxidantes y antimicrobianas. Protege contra un amplio rango de agresiones tóxicas, tanto ambientales como producto de la respuesta inmune del hospedante durante la infección. Tiene además un papel importante en la virulencia de muchos hongos (Cordero & Casadevall, 2017). La melanina fúngica puede adsorber eficientemente distintos metales pesados como Pb y Zn (Fogarty & Tobin, 1996; Iskandar *et al.*, 2011). Los micromicetes

estudiados en este trabajo fueron capaces de crecer en presencia de distintas concentraciones de Pb y Cu, asociados a contaminación ambiental, pero sin embargo estos metales pesados afectaron la producción de melanina. Baldrian (2010) y Kumar *et al.* (2019) reportaron que los metales pesados pueden afectar el crecimiento, la reproducción y la producción enzimática en distintas especies fúngicas. Cabe destacar que todos los micromicetes evaluados resultaron tolerantes a concentraciones de Pb y Cu que exceden los límites globales de Cu y Pb permitidos en suelos (38,9 y 27 mg/Kg, respectivamente) (Kabata-Pendias, 2011).

CONCLUSIONES

Los micromicetes hallados con mayor frecuencia en la corteza del fresno no afectarían el estado sanitario del arbolado, ya que no ocasionaron pérdidas de relevancia en el peso seco de su madera ni se detectaron cambios microanatómicos en las células del xilema secundario. Estos resultados concuerdan con la escasa producción de enzimas asociadas a la degradación de paredes celulares vegetales relevada *in vitro*. La tolerancia a altas concentraciones de Cu y Pb detectada en los aislamientos de *Diplodia* sp., *Fusicoccum* sp. y *Sordaria* sp. evaluados, sugiere su potencialidad como biomonitores de contaminación ambiental.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

LN coleccionó el material de campo. Todos los autores diseñaron y realizaron la investigación, su interpretación y redacción del manuscrito.

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Tecnológicas (CONICET) (PIP 11220170100283 a LL) y Universidad de Buenos Aires (UBA) (UBACYT 2020020170100163 a LL) por el financiamiento recibido para la realización de este trabajo, y a la Dra. Eliana Melignani por su colaboración con el análisis estadístico.

BIBLIOGRAFÍA

- ALATOU, H. & L. SAHLI. 2019. Using tree leaves and barks collected from contaminated and uncontaminated areas as indicators of air metallic pollution. *Int. J. Phytoremediation*. 21: 985-997. <https://doi.org/10.1080/15226514.2019.1583723>.
- ARCHIBALD, F. S. 1992. A new assay for lignin-type peroxidases employing the dye azure B. *Appl. Environ. Microbiol.* 58: 3110-3116. <https://doi.org/10.1128/aem.58.9.3110-3116.1992>.
- BALDRIAN, P. 2010. Effect of heavy metal on saprotrophic soil fungi. In: SHERAMETI, I. & A. VARMA (eds.). *Soil Heavy Metals. Soil Biology*. pp 263-279. Springer. Germany. https://doi.org/10.1007/978-3-642-02436-8_12.
- BARENGO, N., T. N., SIEBER & O. HOLDENRIEDER. 2000. Diversity of endophytic mycobiota in leaves and twigs of pubescent birch (*Betula pubescens*). *Sydowia*. 52: 305-320.
- CARDER, J. H. 1986. Detection and quantitation of cellulase by congo red staining of substrates in a cup-plate diffusion assay. *Anal. Biochem.* 153: 75-79. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(86\)90063-1](https://doi.org/10.1016/0003-2697(86)90063-1).
- CARMICHAEL, J. W., W. BRYCE KENDRICK & I. L. CONNERS. 1980. *Genera of Hyphomycetes*. University of Alberta, Canada.
- CARRERAS, H. A. & M. L. PIGNATA. 2002. Biomonitoring of heavy metals and air quality in Cordoba City, Argentina, using transplanted lichens. *Environ. Pollut.* 117: 77-87. [https://doi.org/10.1016/S0269-7491\(01\)00164-6](https://doi.org/10.1016/S0269-7491(01)00164-6).
- CASCIELLO, C., F. TONIN, F. FERINI, E. FASOLI, F. MARINELLI, L. POLLEGIONI & E. ROSINI. 2017. A valuable peroxidase activity from the novel species *Nonomuraea gerenzanensis* growing on alkali lignin. *Biotechnol. Rep.* 13. <https://doi.org/10.1016/j.btre.2016.12.005>.
- CATANIA, M. V. 2021. Micromycetes on bark and wood of *Podocarpus parlatorei* (Podocarpaceae) from Argentina. X. *Chaetosphaeria* (Chaetosphaeriaceae, Ascomycota). *Bonpladia* 30: 107-118. <http://dx.doi.org/10.30972/bon.3014670>.
- CATINON, M., S. AYRAULT, R. CLOCCHIATTI, O. BOUDOUMA, J. ASTA, M. TISSUT & P. RAVANEL. 2009. The anthropogenic atmospheric elements fraction: a new interpretation of elemental deposits on tree barks. *Atmos. Environ.* 43: 1124-1130. <https://doi.org/10.1016/j.atmosenv.2008.11.004>.

- CATINON, M., S. AYRAULT, O. BOUDOUMA, J. ASTA, M. TISSUT & P. RAVANEL. 2012. Atmospheric element deposit on tree barks: The opposite effects of rain and transpiration. *Ecol. Indic.* 14: 170-177. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2011.07.013>.
- CHRABAŚCZCZ, M. & L. MRÓZ. 2017. Tree bark, a valuable source of information on air quality. *Pol. J. Environm Stud.* 26: 453-466. <https://doi.org/10.15244/pjoes/65908>.
- CORDERO, R. J. & A. CASADEVALL. 2017. Functions of fungal melanin beyond virulence. *Fungal Biol. Rev.* 31: 99-112. <https://doi.org/10.1016/j.fbr.2016.12.003>.
- CRAGG, S. M., G. T. BECKHAM, N. C. BRUCE, T. D. H. BUGG, D. L. DISTEL, P. DUPREE, A. G. ETXABE, B. S. GOODELL, J. JELLISON, J. E. Mc GEEHAN, S. J. Mc QUEEN-MASON, K. SCHNORR, P. H. WALTON, J. E. M. WATTS & M. ZIMMER. 2015. Lignocellulose degradation mechanisms across the Tree of Life. *Curr. Opin. Chem. Biol.* 29: 108-119. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2015.10.018>.
- CUNY, D., C. VAN HALUWYN & R. PESCH. 2001. Biomonitoring of trace elements in air and soil compartments along the major motorway in France. *Water Air Soil Pollut.* 125: 273-290. <https://doi.org/10.1023/A:1005278900969>
- DENNIS, R. W. G. 1981. *British Ascomycetes*. Strauss & Cramer, Germany.
- DI RIENZO, J. A., F. CASANOVES, M. G. BALZARINI, L. GONZALEZ, M. TABLADA & C. W. ROBLEDO. 2020. InfoStat. Centro de Transferencia InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. Disponible en: <http://www.infostat.com.ar>.
- EL-KHATIB, A. A., N. A. BARAKAT, N. A. YOUSSEF & N. A. SAMIR. 2020. Bioaccumulation of heavy metals air pollutants by urban trees. *Int. J. Phytoremediation.* 22: 210-222. <https://doi.org/10.1080/15226514.2019.1652883>.
- ESTEVEZ, A. C., M. SARAIVA, A. CORREIA & A. ALVES. 2014. Botryosphaeriales fungi produce extracellular enzymes with biotechnological potential. *Can. J. Microbiol.* 60: 332-342. <https://doi.org/10.1139/cjm-2014-0134>.
- EVERT, R. F. 2006. *Esau's Plant Anatomy. Meristems, cells, and tissues of the plant body*. 3rd Ed. Willey, Canada. <https://doi.org/10.1002/0470047380>.
- FERNANDES, L. P., C. J. ULHOA, E. R. ASQUIERI & V. NEVES MONTEIRO. 2007. Produção de amilases pelo fungo *Macrophomina phaseolina*. *Revista Eletrônica de Farmácia* 4: 43-51. <https://doi.org/10.5216/ref.v4i1.2120>.
- FILIPPINI, L. M., L. BUSTILLO, H. P. MORUZZI, G. INOMATA, J. A. FLORENTINO & M. A. LAUDANI. 2000. *El arbolado de la Ciudad de Buenos Aires: situación y estado actual, metodología para su estudio, pautas para su manejo racional*. Santísima Trinidad, Buenos Aires.
- FINDLAY, W. P. K. 1967. Timber pests and diseases. Pergamon series of monographs on furniture and timber. Pergamon Press, United Kingdom. <https://doi.org/10.1016/C2013-0-01899-3>.
- FOGARTY, R. V. & J. M. TOBIN. 1996. Fungal melanins and their interactions with metals. *Enzyme Microb. Technol.* 19: 311-317. [https://doi.org/10.1016/0141-0229\(96\)00002-6](https://doi.org/10.1016/0141-0229(96)00002-6).
- GLASS, N. L., M. SCHMOLL, J. H. D. CATE & S. CORADETTI. 2013. Plant cell wall deconstruction by ascomycete fungi. *Annu. Rev. Microbiol.* 67: 477-498. <https://doi.org/10.1146/annurev-micro-092611-150044>.
- GRAMSS, G. 2017. Reappraising a controversy: Formation and role of the azodication (ABTS²⁺) in the laccase-ABTS catalyzed breakdown of lignin. *Fermentation* 3: 27. <https://doi.org/10.3390/fermentation3020027>.
- HRYCAN, J., M. P. HARTBOWEN, T. FORGE & J. R. ÚRBEZ-TORRES. 2020. Grapevine trunk disease fungi: their roles as latent pathogens and stress factors that favour disease development and symptom expression. *Phytopathol. Mediterr.* 59: 395-424. <https://doi.org/10.14601/Phyto-11275>.
- ISHFAQ, M., N. MAHMOOD, I. A. NASIR & M. SALEEM. 2017. Biochemical and molecular analysis of laccase enzyme in saprobic fungus *Sordaria fimicola*. *Int. J. Agric. Biol.* 19: 204-210. <https://doi.org/10.17957/IJAB/15.0265>.
- ISKANDAR, N. L., N. A. I. M. ZAINUDIN & S. G. TAN. 2011. Tolerance and biosorption of copper (Cu) and lead (Pb) by filamentous fungi isolated from a freshwater ecosystem. *J. Environ. Sci.* 23: 824-830. [https://doi.org/10.1016/S1001-0742\(10\)60475-5](https://doi.org/10.1016/S1001-0742(10)60475-5).
- JANUSZ G., A. PAWLIK, J. SULEJ, U. ŚWIDERSKA-BUREK, A. JAROSZ-WILKOLAZKA & A. PASZCZYŃSKY. 2017. Lignin degradation: microorganisms, enzymes involved, genomes

- analyses and evolution. *FEMS Microbiol. Rev.* 41: 941-962. <https://doi.org/10.1093/femsre/fux049>.
- JOB, D. J. & J. E. WRIGHT. 1986. Experimental wood-rot of *Salix humboldtiana* blocks by species of *Hymenochaete* (Aphylophorales). *Mater. und Org.* 21: 301-310.
- KABATA-PENDIAS, A. 2011. *Trace elements in soils and planta*. 4th ed. CRC Press, USA.
- KIMANI, V., R. ULLRICH, E. BÜTTNER, R. HERZOG, H. KELLNER, N. JEHLICH, M. HOFRICHTER & C. LIERS. 2021. First dye-decolorizing peroxidase from an ascomycetous fungus secreted by *Xylaria grammica*. *Biomolecules*. 11. <https://doi.org/10.3390/biom11091391>.
- KOWALSKI, T. & M. GAJOSEK. 1998. Endophytic mycobiota in stems and branches of *Betula pendula* to a different degree affected by air pollution. *Austrian J. Mycol.* 7: 13-24.
- KUBICEK, C. P., T. L. STARR & N. L. GLASS. 2014. Plant cell wall-degrading enzymes and their secretion in plant-pathogenic fungi. *Annual Rev. Phytopathol.* 52: 427-451. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-102313-045831>.
- KUHAR, F., V. CASTIGLIA & L. LEVIN. 2015. Enhancement of laccase production and malachite green decolorization by co-culturing *Ganoderma lucidum* and *Trametes versicolor* in solid-state fermentation. *International Biodeterior. Biodegrad.* 104: 238-243. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2015.06.017>.
- KUMAR, A., A. K. CHATURVEDI, K. YADAV, K. P. ARUNKUMAR, S. K. MALYAN, P. RAJA & A. N. YADAV. 2019. Fungal phytoremediation of heavy metal-contaminated resources: current scenario and future prospects. In: YADAY, A., S. SINGH, S. MISHRA & A. GUPTA (eds). *Recent Advancement in White Biotechnology through Fungi*. pp. 437-461. Springer, Germany. https://doi.org/10.1007/978-3-030-25506-0_18.
- LAKSHMI, K. M. S., P. S. SOUMYA, A. SHAJI & P. NAMBIAM. 2017. *Lenzites elegans* KSG32: a novel white rot fungus for synthetic dye decolorization. *J. Bacteriol. Mycol. Open Access.* 5: 311-317. <https://doi.org/10.15406/jbmoa.2017.05.00138>.
- LEPŠOVÁ, A. 1993. Applicability of fungi to the monitoring of environmental pollution by heavy metals. In: MARKERT, B. (ed.). *Plants as Biomonitorers*. pp. 365-378. VCH, Germany. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.16344.60165>.
- LEVIN L., L. VILLALBA, V. DA RE, F. FORCHIASSIN & L. PAPANUTTI. 2007. Comparative studies of loblolly pine biodegradation and enzyme production by Argentinean white rot fungi focused on biopulping processes. *Process Biochem.* 42: 995-1002. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2007.03.008>.
- LIJTEROFF, R., L. LIMA & B. PRIERI. 2009. Uso de líquenes como bioindicadores de contaminación atmosférica en la ciudad de San Luis, Argentina. *Rev. Int. Contam. Ambient.* 25: 111-120.
- LUO, Y., P. S. F. LICHTENBERG, F. J. A. NIEDERHOLZER, D. M. LIGHTLE, D. G. FELTS & T. J. MICHAILIDES. 2019. Understanding the process of latent infection of canker-causing pathogens in stone fruit and nut crops in California. *Plant Dis.* 103: 2374-2384. <https://doi.org/10.1094/PDIS-11-18-1963-RE>.
- MILIĆEVIĆ, T., M. A. UROŠEVIĆ, G. VUKOVIĆ, S. ŠKRIVANJ, D. RELIĆ, M. V. FRONTASYEVA & A. POPOVIĆ. 2017. Assessment of species-specific and temporal variations of major, trace and rare earth elements in vineyard ambient using moss bags. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 144: 208-215. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2017.06.028>.
- MOREIRA, T. C., L. F. AMATO-LOURENCO, G. T. DA SILVA, C. D. SALDIVA DE ANDRÉ, P. A. ANDRE, L. V. BARROZO, J. M. SINGER, P. H. N. SALDIVA, M. SAIKI & G. M. LOCOSSELLI. 2018. The use of tree barks to monitor traffic related air pollution: a case study in São Paulo—Brazil. *Front. Environ. Sci.* 6: 1-12. <https://doi.org/10.3389/fenvs.2018.00072>.
- NOBLES, M. K. 1965. Identification of culture of wood-inhabiting Hymenomycetes. *Can. J. Bot.* 43: 1097-1139. <https://doi.org/10.1139/b65-126>.
- NOWROUSIAN, M., I. TEICHERT, S. MASLOFF & U. KÜCK. 2012. Whole-genome sequencing of *Sordaria macrospora* mutants identifies developmental genes. *G3: Genes/ Genomes/ Genetics.* 2: 261-270. <https://doi.org/10.1534/g3.111.001479>.
- OLADIPO, O. G., O. O. AWOTOYE, A. OLAYINKA, C. C. BEZUIDENHOUT & M. S. MABOETA. 2018. Heavy metal tolerance traits of filamentous fungi isolated from gold and gemstone mining sites. *Braz. J. Microbiol.* 49: 29-37. <https://doi.org/10.1016/j.bjm.2017.06.003>.
- PERELMAN, P., M. A. CASTRO, L. E. NAVARRO, M. RECHI, M. ARRIAGA, S. LÓPEZ, M. MARTÍNEZ CARRETERO & A. FAGGI. 2006. Análisis multielemental de cortezas de fresno (*Fraxinus pennsylvanica*) a lo largo de un gradiente urbano-periurbano en la metrópolis de Buenos Aires. *Rev. Mus. Argent. Cienc. Nat.* 8: 231-236. <https://doi.org/10.22179/REVMACN.8.323>.

- PIGNATA, M. L., C. M. GONZALEZ, E. D. WANNANZ, H. A. CARRERAS, G. L. GUDIÑO & M. S. MARTINEZ. 2004. Biomonitoring of air quality employing in situ *Ramalina celastri* in Argentina. *Int. J. Environ. Pollut.* 22: 409-429. <https://doi.org/10.1504/IJEP.2004.005678>.
- RISTA, L. M., R. MAUMARY, N. F. GARIGLIO & J. C. FAVARO. 2011. *Botryosphaeria dothidea* (Moug.) afectando plantaciones de manzano y duraznero de la región centro-este de Santa Fe. *FAVE- Ciencia Agrarias* 10: 45-52. <https://doi.org/10.14409/FA.V10I1/2.4136>.
- ROBLES C. A. 2014. *Biodeterioro* fúngico de madera en el arbolado urbano: prospección, histopatología y control biológico en plátanos (*Platanus acerifolia*). Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad de Buenos Aires.
- SÁNCHEZ, R. M., C. C. CARMARÁN & M. V. BIANCHINOTTI 2018. *Ostreichnion* (Dothideomycetes, Ascomycota) en los bosques andino patagónicos (Argentina). *Darwiniana* 6: 47-57. <https://www.jstor.org/stable/26852065>.
- SÁNCHEZ- FERNÁNDEZ R. E., B. L. SÁNCHEZ-ORTIZ, Y. K. M. SANDOVAL-ESPINOSA, Á. ULLOA-BENÍTEZ, B. ARMENDÁRIZ-GUILLÉN, M. C. GRACÍA-MÉNDEZ & M. L. MACÍAS-RUBALCAVA. 2013. Hongos endófitos: fuente potencial de metabolitos secundarios bioactivos con utilidad en agricultura y medicina. *TIP* 16: 132-146. [https://doi.org/10.1016/S1405-888X\(13\)72084-9](https://doi.org/10.1016/S1405-888X(13)72084-9).
- SCHWARZE, F. W. M. R., J. ENGELS & C. MATTHECK. 2000. *Fungal Strategies of Wood Decay in Trees*. Springer-Verlag, Germany.
- SISTEMA NACIONAL DE VIGILANCIA Y MONITOREO DE PLAGAS [online]. Disponible en: <https://www.sinavimo.gov.ar/plaga/botryosphaeria-dothidea>. [Acceso: 23 diciembre 2021].
- SIMPSON, E. H. 1949. Measurement of diversity. *Nature* 163: 688-688. <https://doi.org/10.1038/163688a0>.
- SLIPPERS, B., W. A. SMIT, P. W. CROUS, T. A. COUTINHO, B. D. WINGFIELD & M. J. WINGFIELD. 2007. Taxonomy, phylogeny and identification of *Botryosphaeriaceae* associated with pome and stone fruit trees in South Africa and other regions of the world. *Plant Pathol.* 56: 128-139. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2006.01486.x>
- SRINIVASAN, C., T. M. D'SOUZA, K. BOOMINATHAN & C. A. REDDY. 1995. Demonstration of laccase in the white rot basidiomycete *Phanerochaete chrysosporium* BKM-F1767. *Appl. Environ. Microbiol.* 61: 4274-4277. <https://doi.org/10.1128/aem.61.12.4274-4277.1995>.
- STEFFEN, K. T., M. HOFRICHTER & A. HATAKKA. 2000. Mineralisation of ¹⁴C-labelled synthetic lignin and ligninolytic enzyme activities of litter-decomposing basidiomycetous fungi. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 54: 819-825. <https://doi.org/10.1007/s002530000473>
- STEMPIEN E., M. L. GODDARD, K. WILHELM, C. TARNUS, C. BERTSCH & J. CHONG. 2017. Grapevine *Botryosphaeria* dieback fungi have specific aggressiveness factor repertory involved in wood decay and stilbene metabolization. *PLoS ONE* 12(12): e0188766. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0188766>.
- SUTTON, B. C. 1980. *The Coelomycetes. Fungi Imperfecti with Pycnidia, Acervulli and Stromata*. CAB, United Kingdom.
- ŚWISŁOWSKI, P. & M. RAJFUR. 2018. Mushrooms as biomonitors of heavy metals contamination in forest areas. *Ecol. Chem. Eng. S.* 25: 557-568. <https://doi.org/10.1515/eces-2018-0037>.
- ŚWISŁOWSKI, P., J. KRÍZ & M. RAJFUR. 2020. The use of bark in biomonitoring heavy metal pollution of forest areas on the example of selected areas in Poland. *Ecol. Chem. Eng. S.* 27: 195-210. <https://doi.org/10.2478/eces-2020-0013>.
- TEICHERT, I., M. NOWROUSIAN, S. PÖGGELER & U. KÜCK. 2014. The filamentous fungus *Sordaria macrospora* as a genetic model to study fruiting body development. *Adv. Genet.* 87: 199-244. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-800149-3.00004-4>.
- VON ARX, J. A. 1970. *The Genera of Fungi Sporulating in Pure Culture*. Verlag von Cramer, England.
- WRIGHT, E. R., A. MANDOLESI, M. C. RIVERA & B. A. PÉREZ. 2010. *Neofusicoccum parvum*, blueberry pathogen in Argentina. *XXVIII International Horticultural Congress on Science and Horticulture for People (IHC2010): International Symposium*. 926: 619-623. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2012.926.89>.
- YANG, X., C. GU & Y. LIN. 2020. A novel fungal laccase from *Sordaria macrospora* k-hell: expression, characterization, and application for lignin degradation. *Bioprocess Biosyst. Eng.* 43: 1133-1139. <https://doi.org/10.1007/s00449-020-02309-5>.
- ZARLAVSKY, G. E. 2014. *Histología Vegetal: Técnicas Simples y Complejas*. Sociedad Argentina de Botánica. Argentina.



DIVERSIDAD TAXONÓMICA Y FUNCIONAL DE BRIÓFITOS EN DIFERENTES COBERTURAS DE UN BOSQUE SECO TROPICAL, CÓRDOBA (COLOMBIA)

TAXONOMIC AND FUNCTIONAL DIVERSITY OF BRYOPHYTES IN DIFFERENT COVERS OF A TROPICAL DRY FOREST, CÓRDOBA (COLOMBIA)

Liliana Peñate-Pacheco¹, Jorge Enrique Gil-Novoa^{2,3} & Merly Yenedith Carrillo-Fajardo^{1,4}

SUMMARY

1. Universidad de Córdoba, Facultad de Ciencias Básicas. Departamento de Biología, Grupo de Investigación Biodiversidad Unicórdoba, Montería, Colombia.
2. Doutorado em Botânica, Escola Nacional de Botânica Tropical, Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Brasil.
3. Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia, Facultad de Ciencias, Escuela de Biología, Grupo de Investigación Sistemática Biológico-SisBio, Av. Central Norte, Tunja, Colombia.
4. Doctorado en Ciencias Biológicas y Ambientales - Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia, Facultad de Ciencias, Escuela de Biología, Grupo de Investigación Sistemática Biológica-SisBio, Av. Central Norte, Tunja, Colombia.

*lili.penatte@gmail.com

Citar este artículo

PEÑATE-PACHECO, L., J. E. GIL-NOVOA & M. Y. CARRILLO-FAJARDO. 2022. Diversidad taxonómica y funcional de briófitos en diferentes coberturas de un bosque seco tropical, Córdoba (Colombia). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 687-704.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n4.36922>

Recibido: 6 Abr 2022
Aceptado: 11 Nov 2022
Publicado impreso: 30 Dic 2022
Editor: Guillermo Suárez 

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

Background and aims: Microclimatic changes resulting from the alterations in the forest structure affect the diversity of sensitive organisms such as bryophytes, the ecological processes in which they participate and their responses to new environments. In this work, the bryoflora and the functional groups associated with water regulation were characterized in different covers of a tropical dry forest: gallery forest-BG, silvopastoral system-SSP and high secondary vegetation-VSA.

M&M: There were nine transects of 0.1 ha (three/coverage) and in each one taxonomic, ecological (substrate epiphytic, epilithic, terrestrial and decomposing organic matter) and functional data (width of the caulid, length and width of the filid) were recorded, broad leaf base, hyalodermis and imbrication of filidios)

Results: 19 species are recorded, 15 in VSA, 14 in BG and 14 in SSP. The richest families are Fissidentaceae (8 spp) and Lejeuneaceae (3 spp). The substrate with the highest incidence is epiphyte-cortical. Six functional groups were identified, differentiated by the traits: filid length and width, hyalodermis, and filid imbrication.

Conclusions: The richness and composition of bryophytes did not show significant differences in the evaluated coverages, possibly due to the homogenization of environmental conditions, product of the history of disturbance to which they have been subjected, therefore, it is important to evaluate other parameters (coverage) and compare with coverages vegetables in a better state of conservation. The functional groups are mainly determined by leaf size traits and are more frequent in the forest (BG and VSA).

KEY WORDS

Bryoflora, functional traits, microclimate, substrate, water regulation

RESUMEN

Introducción y objetivos: Los cambios microclimáticos producto de las alteraciones en la estructura forestal inciden sobre la diversidad de organismos sensibles como los briofitos, los procesos ecológicos en los que participan y sus respuestas frente a los nuevos entornos. En este trabajo se caracterizó la brioflora y los grupos funcionales asociados a la regulación hídrica en diferentes coberturas de un bosque seco tropical: bosque de galería-BG, sistema silvopastoril-SSP y vegetación secundaria alta-VSA.

M&M: Se establecieron nueve transectos de 0.1 ha (tres/cobertura) y en cada uno se registraron datos taxonómicos, ecológicos (sustrato epifito-cortical, epilítico, terrestre y materia orgánica en descomposición), y funcionales (ancho del tallo, largo y ancho del filidio, filidios con bases amplectantes, hialodermis e imbricación de los filidios).

Resultados: Se registraron 19 especies, 15 en VSA, 14 en BG y 14 en SSP. Las familias más ricas son Fissidentaceae (8 spp) y Lejeuneaceae (3 spp). El sustrato con mayor incidencia es el epifito-cortical. Se identificaron seis grupos funcionales, diferenciados por los rasgos: largo y ancho del filidio, hialodermis e imbricación de filidios.

Conclusiones: La riqueza y composición de briofitos no mostró diferencias significativas en las coberturas evaluadas, posiblemente por la homogenización de las condiciones ambientales, producto del historial de disturbio al que han sido sometidas, por tanto, es importante evaluar otros parámetros (cobertura) y comparar con coberturas vegetales en mejor estado de conservación. Los grupos funcionales están determinados principalmente por los rasgos del tamaño de la hoja y presentan una mayor frecuencia en las coberturas boscosas (BG y VSA).

PALABRAS CLAVES

Brioflora, microclima, rasgos funcionales, regulación hídrica, sustrato.

INTRODUCCIÓN

Los briófitos son un componente importante en la diversidad y funcionalidad de los ecosistemas boscosos (Holz & Gradstein, 2005; Benítez, 2016; Salavarría, 2017). Son organismos altamente sensibles a las alteraciones del hábitat, dado que su fisiología está fuertemente relacionada con la humedad, la radiación solar y la temperatura (Benítez, 2016), por tanto, cambios en las condiciones microclimáticas del hábitat, afectan su distribución, estructura y composición florística (Rovere & Calabrese, 2011).

La morfología de estas plantas, les permite la captura y almacenamiento de importantes cantidades del agua lluvia, y en épocas de menor suministro la van liberando gradualmente de acuerdo con los requerimientos de la comunidad biótica, razón por la cual, se consideran fundamentales en los procesos de regulación hídrica, principalmente en ecosistemas donde el agua es un factor limitante (Aguirre, 2008; Merchán, Herrera & Delgado, 2011); como en los bosques secos tropicales, cuyas precipitaciones no superan los 2000 mm anuales y esto conlleva a que las especies que los constituyen estén adaptados a amplios periodos de sequía; aspecto importante para el equilibrio de las dinámicas ecológicas en dicho ecosistema (Pennington, Lavin & Oliveira, 2009; Pizano & García, 2014; Pizano *et al.*, 2017).

Los análisis de diversidad se pueden abordar desde diferentes dimensiones, tales como, taxonómica, funcional y filogenética (Pavoine & Bonsall, 2011; Swenson, 2011; Moreno *et al.*, 2018; Moreno, 2019). La diversidad taxonómica se define por la riqueza, la cual, es una medida ampliamente aceptada (Antonelli *et al.*, 2018 y Gotelli & Collwell, 2001), e indica, por ejemplo: ¿Cuántos musgos se encuentran en un país, sitio de estudio o árbol? (Magill, 2010). La diversidad funcional, permite entender las relaciones entre los factores abióticos y los procesos ecológicos, a través de los rasgos funcionales entre y dentro de las especies (Antonelli *et al.*, 2018; Mason & de Bello 2013), es fundamental para regular la provisión de los servicios ecosistémicos, como la regulación hídrica (Díaz & Cabido, 1997; Díaz *et al.*, 2007 y Ballesteros & Pérez, 2016); y se expresa a través de grupos funcionales o índices de diversidad funcional (Casanoves *et al.*, 2011).

Existe controversia entre los científicos por la definición y uso de los términos rasgo y rasgo funcional (Violle *et al.*, 2007; Antonelli *et al.*,

2018). Dawson *et al.* (2021) propusieron que: “*Un rasgo es una característica medible (morfológica, fenológica, fisiológica, conductual o cultural) de un organismo individual que se mide en el individuo o en otro nivel relevante de organización*”. Plantean, usar la expresión “funcional”, solo para casos en los que se vaya a evaluar determinada función con relación a un proceso, debido a que todos los rasgos pueden ser funcionales hasta cierto punto, por tanto, es un concepto ambiguo, pero mantener el concepto de valor de rasgo o atributo, que es la condición que expresa el rasgo en su forma cuantitativa o cualitativa (Lavorel *et al.*, 2013; Violle *et al.*, 2007). En el caso de las formas de vida con dificultades para establecer la individualidad, como hongos, corales y musgos, proponen tres métodos: la unidad funcional (ej. medición de rasgos por área), unidad restringida para el organismo (ej. tronco) y organismos clonales que pueden tener un pseudoindividuo definido (ej. ramets).

En Colombia, la mayor parte de los estudios se han realizado en bosques húmedos y montanos, enfocados en temas taxonómicos y sistemáticos, estudiando en menor proporción los bosques secos, el efecto de las alteraciones antrópicas y los procesos ecológicos en los que participan (Sastre de Jesús, 2004; Benítez, 2016), así mismo, se sabe poco sobre algunas regiones del país (Gil-Novoa *et al.*, 2017), como las tierras bajas de los Llanos Orientales, los valles interandinos y el Caribe (García *et al.*, 2016); por ello, el objetivo de esta investigación fue caracterizar la brioflora e identificar grupos funcionales asociados a la regulación hídrica; en diferentes coberturas de un bosque seco tropical, planteando como hipótesis que la diversidad, composición de especies y grupos funcionales podría disminuir en hábitats donde la estructura forestal y el microclima hayan sido fuertemente alterados como consecuencia de la transformación del bosque hacia sistemas silvopastoriles (Benítez, Aragón & Prieto, 2015).

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El trabajo se realizó en el departamento de Córdoba (Colombia), en la finca Las Palmeras, corregimiento Loma Verde, al suroccidente del municipio de Montería, entre las coordenadas 08°30'37.1"N y

076°06'12.9"W (Fig. 1), a 65 m de altitud. El Norte del departamento, presenta en general una topografía plana y pertenece a la zona de vida de bosque seco tropical, caracterizado por un clima cálido tropical con temperatura media de 28°C, precipitación anual estimada de 1300 mm, con patrón de distribución unimodal que presenta época lluviosa de abril a noviembre y época seca de diciembre a marzo (Rangel & Arellano, 2010). El paisaje predominante en el área de estudio constituye un sistema agropecuario, que favorece el establecimiento de bosques secundarios y en combinación con la vegetación primaria remanente, forman un mosaico de hábitats con diversos tipos de cobertura vegetal. Para este proyecto se seleccionaron tres, basadas en la Leyenda Nacional de Coberturas de la Tierra (IDEAM, 2010): bosque de galería, sistema silvopastoril, y vegetación secundaria alta.

Bosque de galería (BG): formación vegetal, en etapas de sucesión temprana con algunos árboles remanentes, las especies dominantes son, *Albizia saman* (Jacq.) F. Muell, *Guazuma ulmifolia* Lam,

Brownea ariza Benth y *Tabebuia rosea* (Bertol.) DC, con alturas entre 10-15m. En época de lluvias se presentan inundaciones, por lo que la madera en descomposición y las rocas son removidas frecuentemente. En esta cobertura hace más de 25 años no se realizan actividades de tala, pero si hay presencia de ganado vacuno.

Sistema silvopastoril (SSP): pastizales caracterizados por la alta densidad de árboles producto de la vegetación remanente (principalmente de *A. saman*), regeneración natural y enriquecimiento vegetal; en el estrato arbóreo (15-25m) dominan *Maclura tinctoria* (L.) D. Don ex Steud. y *Hura crepitans* L. y, en el estrato herbáceo (1.5 m) representantes de las familias Poaceae, Lamiaceae y Urticaceae.

Vegetación secundaria alta (VSA): formación de bosque secundario en diferentes etapas de sucesión, con poca evidencia de intervención antrópica en los últimos 25 a 30 años. Dominado por especies de las familias Fabaceae, Bignoniaceae, Urticaceae,

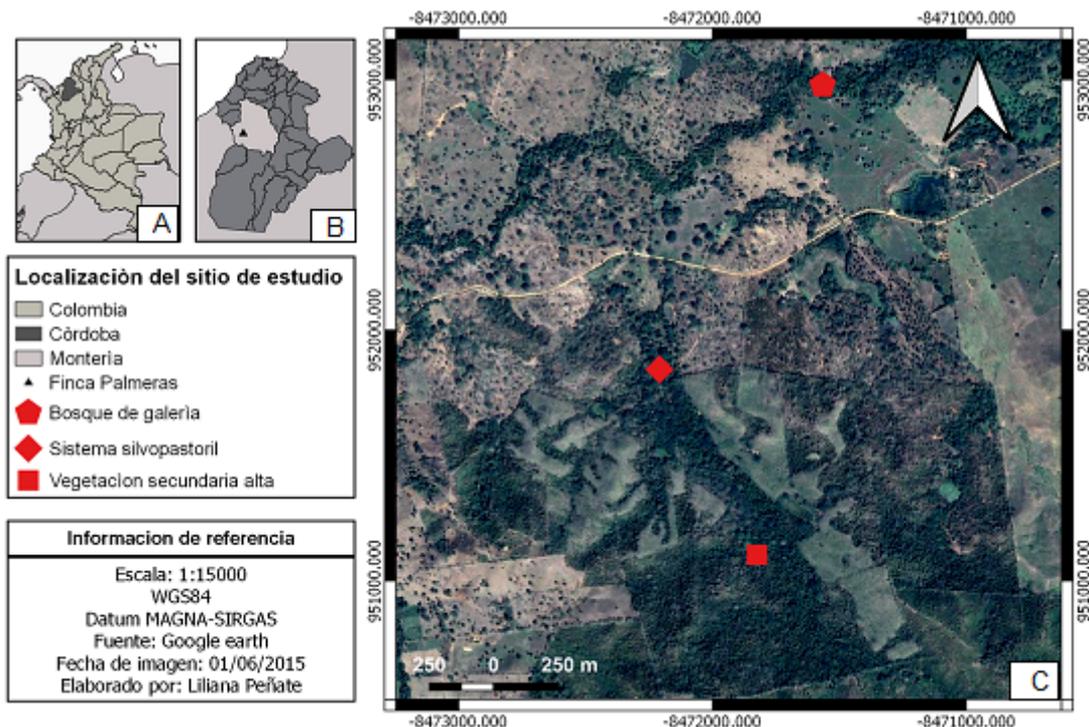


Fig. 1. Localización geográfica del área de estudio en la finca Las Palmeras del municipio de Montería en Córdoba-Colombia. **A.** Colombia (sur América). **B.** Montería- Córdoba. **C.** Finca Las palmeras (bosque de galería, sistema silvopastoril y vegetación secundaria alta).

Simaroubaceae y Malvaceae, con alturas que varían entre 8 y 25 m.

Metodología

Los muestreos se realizaron entre los meses de mayo y julio de 2019; periodo correspondiente a la época de lluvias y de transición denominado localmente como “veranillo de San Juan”. Se realizaron seis salidas de campo con una duración de cuatro días cada una. En cada cobertura vegetal se realizaron mediciones de humedad y luminosidad a través de una estación meteorológica Data Logger Station, los registros se tomaron, a las 9:00 am durante tres días consecutivos, esto con el fin de establecer diferencias microclimáticas entre las coberturas. El material vegetal fue recolectado bajo permiso marco otorgado por Autoridad Nacional de Licencias Ambientales-ANLA a Universidad de Córdoba en la Resolución N°009147 de 2017.

Diversidad taxonómica: se establecieron nueve transectos de 0.1 ha (100 x 10 m), tres por cada cobertura vegetal evaluada (BG, SSP y VSA). Para caracterizar la brioflora epífita se seleccionaron cuatro forófitos por transecto (36 en total), con una distancia mínima de 20 m, DAP >20 cm, altura superior a los siete metros y corteza rugosa no exfoliable, el muestreo se realizó en la zona 1 del forófito de acuerdo con la clasificación propuesta por Johansson (1974), la cual se subdividió en: raíces aflorantes, estrato 1 (0 cm-50 cm del suelo) y estrato 2 (50,01 cm – 200 cm); esto con el fin de determinar si los briófitos presentaban patrones de distribución vertical. La caracterización de especies de otros hábitos se realizó mediante búsqueda libre al interior de los transectos y por fuera de ellos, los sustratos seleccionados fueron los que presentaron mayor incidencia de briófitos y se denominaron teniendo en cuenta la clasificación propuesta por Aguirre (2008) en: epífita-cortícola, terrestre, epilítico y materia orgánica en descomposición.

El material fue herborizado siguiendo los protocolos tradicionales, es decir, secado mediante exposición al sol y almacenados en bolsas de papel rotuladas por cobertura, número de forófito, zona y número de registro. La identificación de los ejemplares se realizó a través de claves taxonómicas como: Gradstein (1994), Churchill & Linares (1995), Uribe & Aguirre (1997) y Gradstein & Uribe (2011), entre otras. También se consultaron las bases de datos en línea del Missouri Botanical Garden (<http://www.tropicos.org/>) y el Catálogo de Plantas y Líquenes de Colombia (<http://catalogoplantasdecolombia.unal.edu.co>). Los especímenes recolectados en esta investigación fueron depositados en el Herbario de la Universidad de Córdoba-HUC (números de catálogo HUC 8306-8476), y constituyen la primera colección de briófitos para este herbario del Caribe colombiano.

Diversidad funcional: Los rasgos asociados a la regulación hídrica se seleccionaron con base en publicaciones de referencia como: Proctor (2000), Frahm (2003), Montenegro *et al.*, (2005) y Glime (2017) y como criterio prioritario de selección se estableció que el rasgo se presentara tanto en musgos como en hepáticas (Tabla 1). Para la correcta identificación de los rasgos y sus atributos en el trabajo de laboratorio, se tuvieron en cuenta para el caso de los musgos las descripciones e ilustraciones de Calzadilla & Churchill (2014) y para las hepáticas a Glime (2017)

La medición de los rasgos se realizó en cinco ramets por colonia, y para cada especie el número máximo de colonias fueron cinco, los rasgos cuantitativos largo y ancho de filidios y ancho del tallo, se midieron con la ayuda del software Image J ver. 1.52 (Schneider *et al.*, 2012) y los cualitativos hialodermis, base amplexante, e imbricación de los filidios, se describieron como ausentes o presentes mediante observación directa a través de estereoscopio y microscopio. En cuanto a la imbricación, no se tuvo en cuenta la orientación dorsal (súcuba) o ventral (íncuba), teniendo como referencia los planteamientos de Basile & Basile (1987) y Glime (2017), quienes concluyeron que la conducción del agua es igual o hace poca diferencia en ambas orientaciones.

Análisis de datos

Diversidad taxonómica: Se estimó la completitud del muestreo tomando como abundancia el número de registros por especie en cada cobertura, a través de curvas de interpolación/extrapolación basadas en la cobertura de la muestra (la proporción que representan los individuos de cada especie en la unidad de muestreo, con respecto al número total de individuos), la cual permite realizar una comparación estadística rigurosa de la riqueza de especies no solo para submuestras enrarecidas, sino también para valores de riqueza extrapolados basados en muestras de tamaños diferentes (Chao & Jost, 2012). El análisis se hizo con el paquete iNEXT online (Ma & Hsieh, 2016). Para estimar la diversidad verdadera se

Tabla 1. Listado de los rasgos seleccionados, atributos y participación en el proceso de regulación hídrica.

Rasgo	Definición	Atributo	Papel ecológico
Largo y ancho del filidio	Medidas de área foliar	Medida en cm de la longitud y ancho del filidio	El tamaño de los filidios determina las cantidades de agua retenida e influye en el tamaño de los espacios capilares, por tanto, entre más grande sea la superficie de la hoja mayor será el volumen de agua absorbido y retenido (Glime, 2017).
Ancho del caulidio (tallo)	Medida transversal del tallo	Medida en cm del ancho del tallo	El caulidio o tallo está conformado por células hialinas, especialmente en la epidermis por lo que su tamaño se relaciona directamente con la capacidad de retención de agua (Calzadilla, 2014)
Hialodermis	Epidermis caulinar con células diferenciadas, hialinas, grandes, alargadas de pared engrosada o delgada, con muy pocos cloroplastos o ausentes (Calzadilla, 2014 y Glime, 2017)	Presencia o ausencia	Almacenamiento de agua en células especializadas (hialinas) (Glime, 2017)
Imbricación de los filidios	Filidios muy próximos y sobrepuestos desde la base hasta el ápice con los márgenes de las hojas arregladas como las tejas de un tejado (Calzadilla, 2014).	Presencia o ausencia	Formación de cámaras y canales capilares interconectados que mejoran la conducción ectohídrica (Glime, 2017)
Base amplectante del filidio	Base de los filidios que rodea y abraza al tallo, con frecuencia se compone de hialocistos. (Churchill & Linares, 1995)	Presencia o ausencia	Forman espacios capilares entre la base del filidio y el caulidio, por lo tanto, ayudan en la retención de agua (Churchill & Linares, 1995)

elaboraron curvas de interpolación y extrapolación, basadas en los tres primeros números de Hill: riqueza efectiva (0D), exponente de la diversidad de Shannon (1D) y el inverso del índice de Simpson (2D) Chao *et al.*, (2014), utilizando el paquete estadístico iNEXT (Hsieh *et al.*, 2016). La diversidad β se calculó mediante el índice de similaridad de Jaccard en el programa Infostat (Di Rienzo *et al.*, 2009).

Diversidad funcional: se definieron los grupos funcionales a través de un análisis de conglomerados, agrupando las especies de briófitos según su similitud, mediante el método de agrupamiento de Ward y la distancia de Gower para datos cualitativos y cuantitativos. Las diferencias entre los grupos funcionales (GFs) se determinaron mediante un análisis de varianza multivariado (MANOVA); la prueba estadística de Wilks y la prueba de vectores

medios de Hotelling ($\alpha=0.05$). Para corroborar los resultados del MANOVA, se realizó un análisis discriminante que describe las relaciones entre dos o más grupos y permite establecer la relación entre rasgos cuantitativos y GFs, a fin de determinar cuáles son los que tienen más peso discriminante en la diferenciación de los grupos. Además, se realizó un análisis de tablas de contingencia con el estadístico χ^2 para comprobar si existen asociaciones entre los rasgos cualitativos y los GFs; posteriormente se graficaron las relaciones a través de un biplot obtenido mediante un análisis de correspondencia múltiple. Por último, se realizó un gráfico de frecuencias para determinar cómo varía la frecuencia relativa de los grupos funcionales en las coberturas. Todos los análisis y gráficos fueron realizados en el programa Infostat (Di Rienzo *et al.*, 2009).

RESULTADOS

La completitud del muestreo fue de 88%, 92% y 94% para el BG, SSP y VSA respectivamente (Fig. 2). En total, se registran 19 especies, agrupadas en 11 géneros y 8 familias (Tabla 2), el 79% son musgos y el 21% hepáticas. Fissidentaceae (8 spp) es la familia con mayor riqueza, seguida de Lejeuneaceae (3) y Calymperaceae (2). Los géneros mejor representados son *Fissidens* y *Lejeunea* con ocho y dos especies respectivamente. Todos los briófitos identificados en este estudio se registran por primera vez para el departamento de Córdoba y dos son nuevos registros para la costa Caribe colombiana: *Bryum renaudii* Röhl. y *Acrolejeunea emergens* (Mitt.) Steph.

La riqueza de briófitos (q^0) para VSA es de 15, mientras que para BG y SSP es de 14 en cada una, estos resultados indican que la riqueza en las tres coberturas es similar, lo cual se evidencia en la figura 3a por la superposición de los intervalos de confianza. El índice q^1 muestra que BG (10.64) y SSP (10.65) presentan mayor número

de especies con abundancias similares, por lo que son 1.30 veces más diversos que VSA (8.18) (Fig. 3b), las especies con mayor número de ocurrencias en BG y SSP son *Calymperes palisotii* (10) y *Fissidens submarginatus* (11). El índice de Simpson (q^2) arroja que VSA presenta mayor dominancia (5.22) con respecto a BG (8.48) y SSP (8.68) (Fig. 3c), debido a que se encuentran menos especies altamente abundantes, *Fissidens* aff. *curvatus* es la especie más dominante con 30 registros.

Diversidad Beta

La composición florística de los briófitos en las coberturas evaluadas es similar. SSP y VSA comparten 13 especies, por lo que presentan los niveles más altos de Similaridad (81.3%), seguido de BG y SSP, con 10 especies en común y una similitud de 55.6%; finalmente, la comparación entre BG y VSA indica una similitud de 52.6% con 10 especies compartidas (Fig. 4).

Distribución por tipo de sustrato

Todas las especies registradas (19 especies) se encontraron en el sustrato epifito-cortícola,

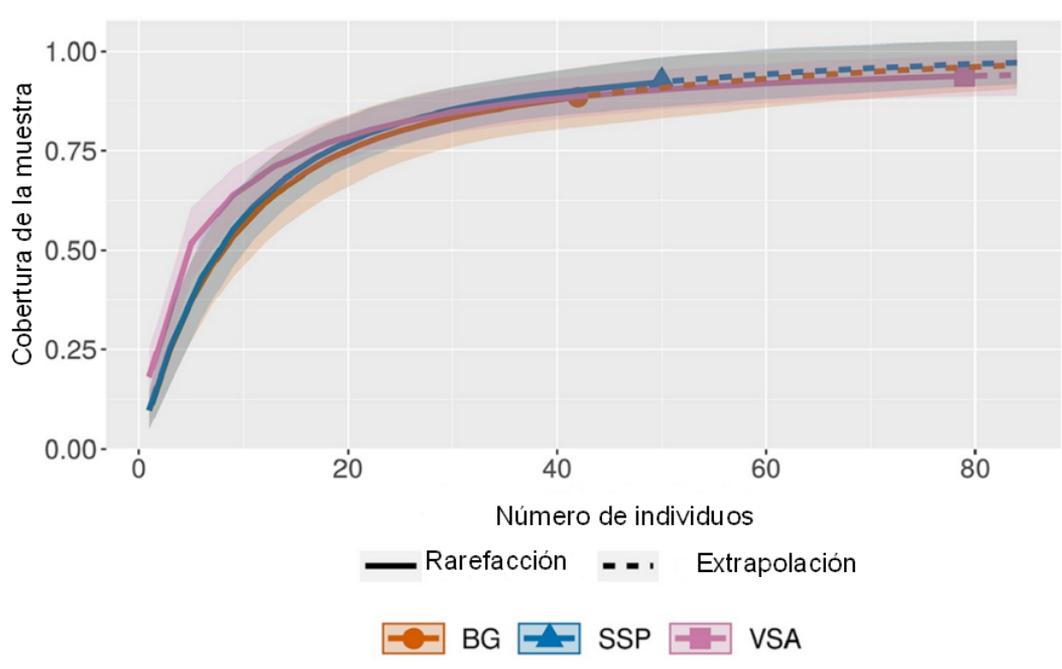


Fig. 2. Completitud del muestreo de briófitos en cada cobertura vegetal. La zona sombreada señala los intervalos de confianza al 95 %. BG= Bosque de Galería, SSP= Sistema Silvopastoril, VSA= Vegetación Secundaria.

Tabla 2. Listado y distribución de las especies de briófitos en las diferentes coberturas y sustratos de estudio. BG= Bosque de Galería, SSP= Sistema Silvopastoril, VSA= Vegetación Secundaria Alta, EC= Epífito-Cortícola, MOD= Materia orgánica en descomposición, EPIL= Epilítico, Ter= Terrestre. X= presencia, 0= Ausencia.

FAMILIA	ESPECIE	BG	SSP	VSA	EC	MOD	EPIL	TER
Bryaceae	<i>Bryum renaudii</i> Röll.	0	x	x	x	0	x	0
Calymperaceae	<i>Octoblepharum albidum</i> Hedw.	x	0	0	x	0	0	0
Calymperaceae	<i>Calymperes palisotii</i> Schwägr.	x	x	x	x	x	0	0
Fissidentaceae	<i>Fissidens angustifolius</i> Sull.	x	x	x	x	x	x	x
Fissidentaceae	<i>Fissidens</i> aff. <i>curvatus</i> Hornsch.	x	x	x	x	x	x	x
Fissidentaceae	<i>Fissidens dissitifolius</i> Sull.	x	x	x	x	x	0	x
Fissidentaceae	<i>Fissidens streeei</i> Grout.	x	0	0	x	0	0	0
Fissidentaceae	<i>Fissidens submarginatus</i> Bruch.	x	x	x	x	0	0	x
Fissidentaceae	<i>Fissidens zollingeri</i> Mont.	x	x	x	x	x	0	x
Fissidentaceae	<i>Fissidens</i> aff. <i>crispus</i> Mont.	0	x	x	x	x	x	0
Fissidentaceae	<i>Fissidens</i> aff. <i>inaequalis</i> Mitt.	0	0	x	x	0	0	0
Pottiaceae	<i>Hyophila involuta</i> (Hook.) A. Jaeger.	x	x	x	x	0	x	x
Stereophyllaceae	<i>Entodontopsis leucostega</i> (Brid.) W.R. Buck y Ireland.	0	x	x	x	x	x	0
Stereophyllaceae	<i>Eulacophyllum culteliforme</i> (Sullivant) W.R. Buck y Ireland.	0	x	x	x	0	x	0
Sematophyllaceae	<i>Sematophyllum</i> sp. (Hedw.) Mitt.	x	0	0	x	0	0	0
Lejeuneaceae	<i>Acrolejeunea emergens</i> (Mitt.) Steph.	x	x	0	x	x	0	0
Lejeuneaceae	<i>Lejeunea trinitensis</i> Lindenb.	x	x	x	x	x	0	x
Lejeuneaceae	<i>Lejeunea</i> sp. Lib.	x	x	x	x	x	x	0
Frullaniaceae	<i>Frullania</i> sp. Raddi.	x	0	x	x	x	0	0
Nº total de especies		14	14	15	19	11	8	7

la zona del árbol con mayor riqueza e incidencia fue raíces aflorantes con 16 especies y 69 registros, seguido de la parte inferior del tallo (0-50 cm) con 13 y 30, respectivamente. En cuanto a los otros sustratos, materia orgánica en descomposición presentó 11 especies y 23 registros, epilítico 8 y 17, y terrestre 7 y 18, en el orden dado. La distribución de los briófitos en los diferentes sustratos para VSA fue muy equitativa a diferencia de BG y SSP, donde las especies dominaron en el epífito-cortícola (Fig. 5).

Variables Ambientales

Las variables ambientales microclimáticas no difieren significativamente entre las coberturas,

sin embargo, se puede observar que SSP presenta los valores más altos de radiación solar (115.6) y los más bajos de humedad relativa (89.1%), por el contrario, BG (32.7- 90.5%) y VSA (25.6- 95.6%) son las coberturas más húmedas y sombreadas.

Grupos Funcionales

Se caracterizaron seis grupos funcionales de briófitos (correlación cofenética= 0.772) (Fig. 6), producto de un conjunto multivariado de seis rasgos funcionales foliares y de tallo, considerados de importancia ecológica por su relación con el proceso de regulación hídrica. Los rasgos que caracterizan a cada grupo, son: **GF1:** filidios anchos (0,57 cm) e imbricados;

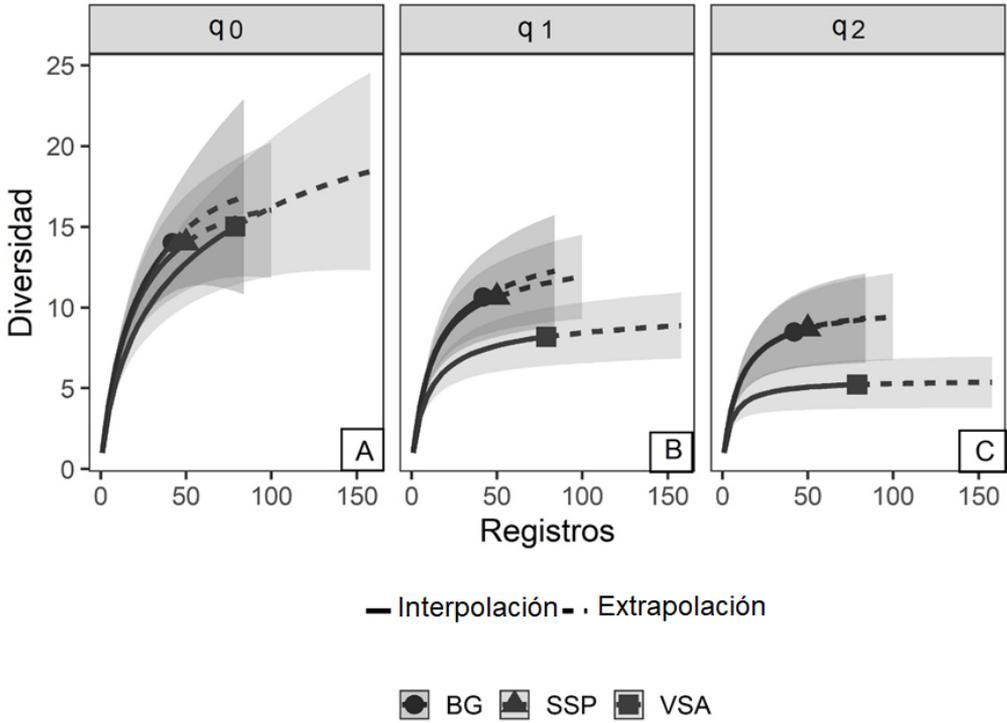


Fig. 3. Diversidad de briófitos en tres coberturas de un bosque seco tropical, **A**= riqueza de especies (q_0), **B**= número de especies igualmente comunes (q_1), **C**= número de especies dominantes (q_2). Las bandas corresponden al intervalo de confianza (95%).

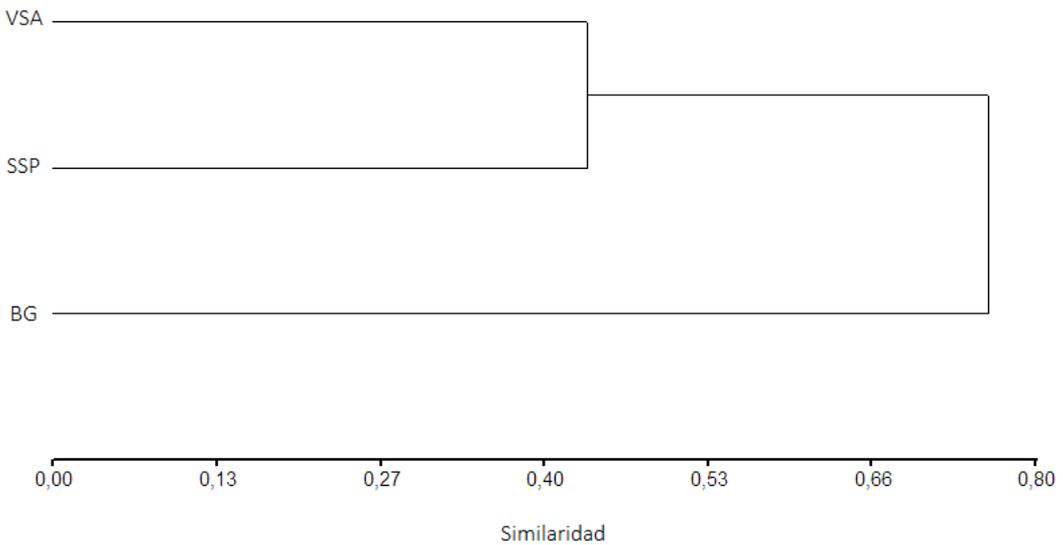


Fig. 4. Similitud de la composición de briófitos en tres coberturas de un bosque seco tropical en Córdoba-Colombia. VSA= vegetación secundaria alta, SSP= sistema silvopastoril, BG= bosque de galería.

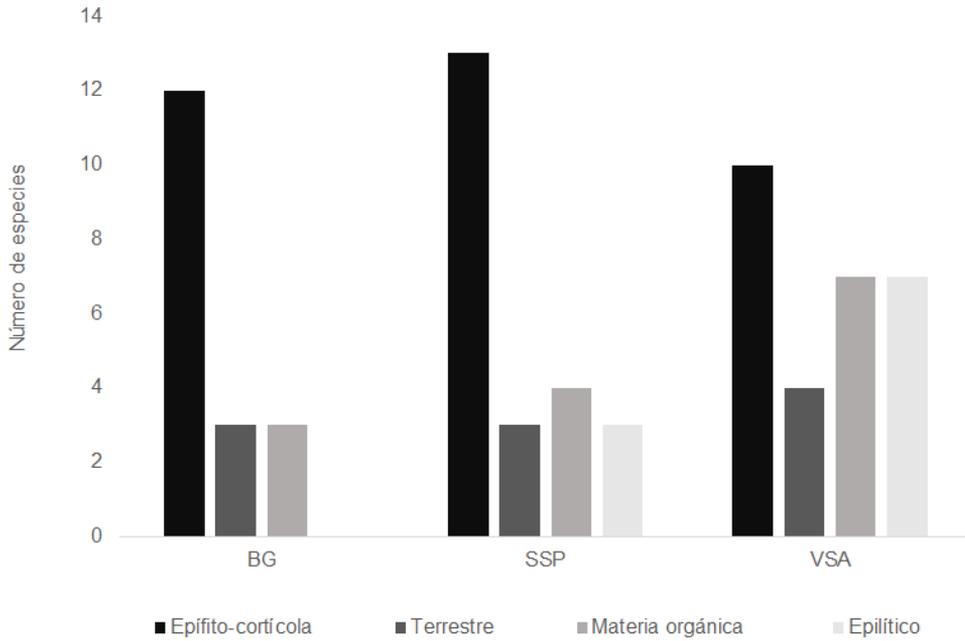


Fig. 5. Distribución de las especies de briófitos por sustratos dentro de cada una de las coberturas vegetales estudiadas.

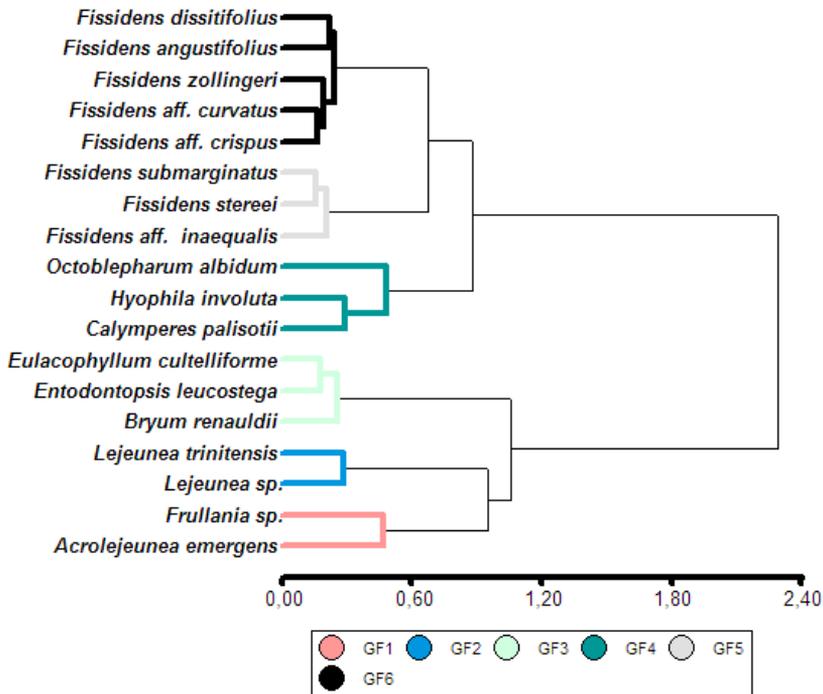


Fig. 6. Grupos funcionales de briófitos asociados a la regulación hídrica, a partir de rasgos foliares (largo y ancho del filidio, imbricación y base amplexante) y de tallo (ancho del tallo y presencia de hialodermis).

GF2: filidios cortos (0.43 cm), tallo angosto (0,07) y presencia de hialodermis; **GF3:** filidio de tamaño intermedio (1,01cm de largo y 0,33cm de ancho) sin base amplexante; **GF4:** filidios grandes (1,63cm de largo y 0,57cm de ancho); los últimos dos grupos se diferencian por el tamaño de sus filidios, en el **GF5** son más largos (1,13 cm) y anchos (0,27 cm), mientras que en el **GF6** son más cortos (0.94 cm) y estrechos (0,25).

Los rasgos cuantitativos permitieron diferenciar significativamente los grupos funcionales ($p < 0.0001$), (Anexo 1). El rasgo con mayor peso discriminante sobre el eje uno (66.61%) fue ancho del filidio (-1.25), permitiendo separar los grupos funcionales uno y dos (valores altos de AF) de los demás grupos, mientras que largo del filidio (29.56) es el que presenta mayor peso discriminante sobre el eje dos (0.61) separando el GF4 (mayor longitud y ancho del filidio) de los demás (Fig. 7).

Los rasgos cualitativos también permitieron la separación de los grupos funcionales al mostrar asociaciones estadísticamente significativas ($p < 0,05$) (Anexo 2). Con una inercia del 65.23% el primer eje separa los GFs 1 y 2 de los grupos 3, 4, 5 y 6. Las especies con filidios imbricados se asocian al GF1 y las que presentan hialodermis al GF2. En la parte izquierda del eje se encuentran los GFs 4, 5 y 6 ubicados en el mismo punto al estar asociados a especies con presencia de base amplexante (el rasgo largo del filidio es lo que los diferencia como grupos funcionales) (Fig. 8).

La frecuencia de los grupos funcionales de briófitos varía entre las coberturas. Para el GF1 la frecuencia es mayor en BG y SSP, mientras que los GFs 2 y 3 son más frecuentes en VSA. Los GFs 4 y 5 están mejor representados en bosque de galería y el GF6 presenta la mayor frecuencia en sistema silvopastoril (Fig. 9).

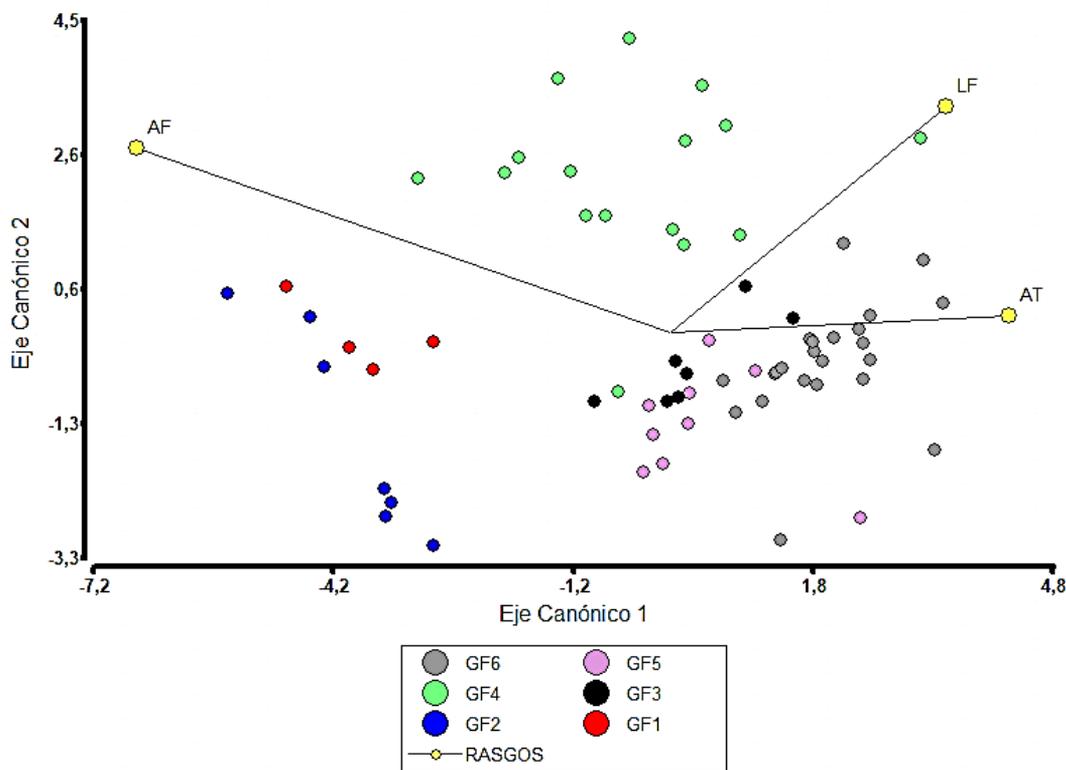


Fig. 7. Asociación de los rasgos cuantitativos con los grupos funcionales. AF= ancho del filidio, LF= largo del filidio, AT= ancho del tallo.

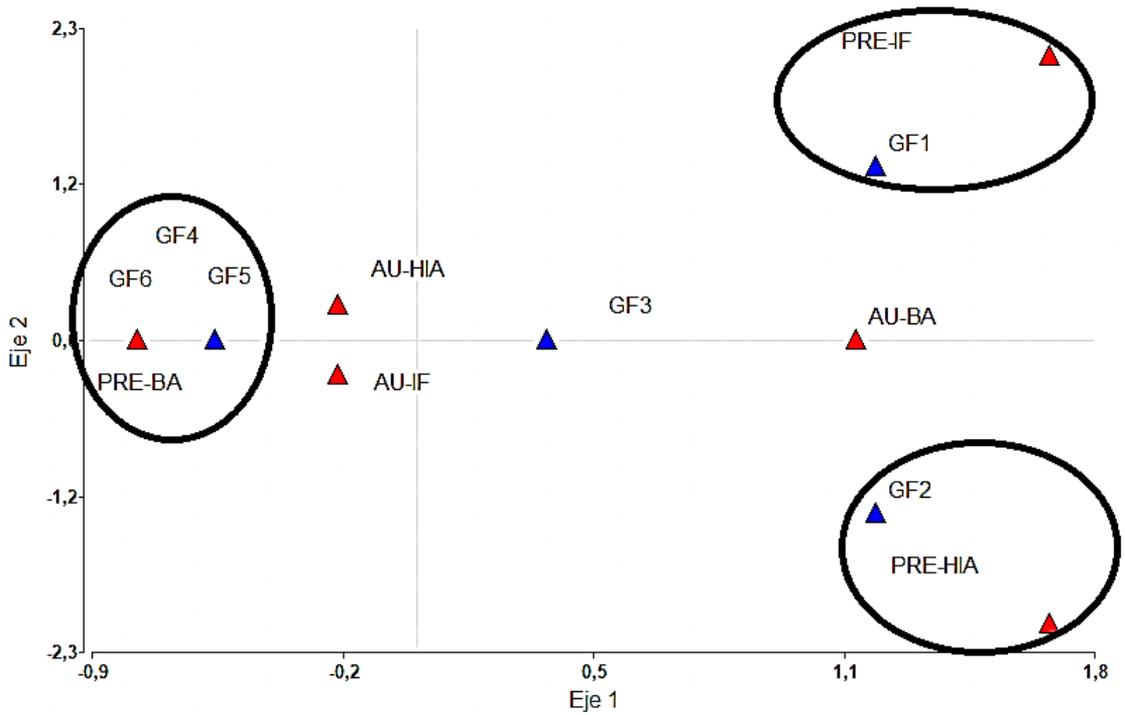


Fig. 8. Asociación de los rasgos cualitativos con los grupos funcionales. PRE= presencia, AU= ausencia, BA=base amplexante, HIA= hialodermis, IF= imbricación de los filidios.

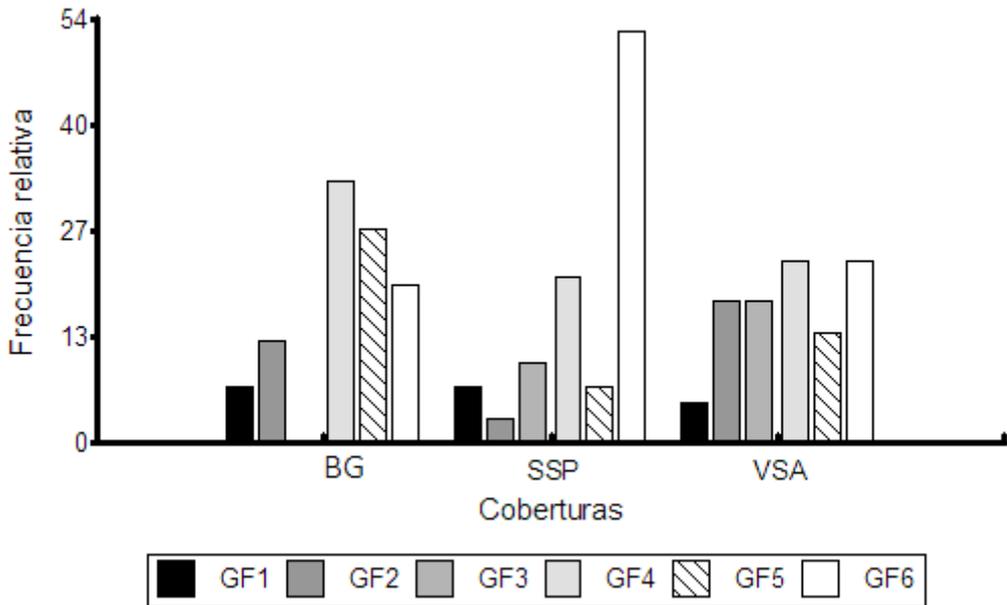


Fig. 9. Frecuencia relativa de cada grupo funcional en las coberturas de estudio. BG: Bosque de Galería, SSP: Sistema Silvopastoril, VSA: Vegetación Secundaria Alta.

DISCUSIÓN

La diversidad de los briófitos en el bosque seco, generalmente es baja y está compuesta por unas pocas especies tolerantes a la desecación, principalmente musgos (Gradstein *et al.*, 2001), una de las familias más representativas es Fissidentaceae, la cual se caracteriza por presentar hojas dísticas, conformadas por una lámina vaginante, lámina ventral y lámina dorsal, la estructura de la hoja y su inserción en el tallo permite que se formen espacios capilares donde se almacena el agua (García *et al.*, 2016; Santos & Aguirre, 2010; Aguirre & Avendaño, 2008). Las hepáticas también constituyen un alto porcentaje de la brioflora del bosque seco, representadas por algunas especies de la familia Lejeuneaceae (Uribe & Gradstein, 1999), las cuales crecen principalmente como epifitas y en ocasiones son clasificadas como tolerantes a la luz directa, dado que presentan características morfológicas que les permiten resistir las condiciones ambientales que causan la desecación, tales como: presencia de células hialinas en los filidios y en el tallo (hialodermis), anfigastos, sobreposición de los filidios, forma de crecimiento, entre otros (Glime, 2017).

Diversidad taxonómica

Las 19 especies de briófitos identificadas en las tres coberturas (BG, SSP y VSA) del bosque seco tropical de la Finca Las Palmeras en el departamento de Córdoba (Tabla 2), presentan menor riqueza, comparada con otros trabajos realizados en bosques secos de la costa Caribe colombiana, donde se registran 31 especies en bosques de galería y 63 en fragmentos de bosque (García *et al.*, 2016; García & Mercado, 2017), de estas especies solo seis se comparten con los resultados de esta investigación: *Fissidens dissitifolius*, *Fissidens esteerei*, *Hyophila involuta*, *Octoblepharum albidum*, *Eulacophyllum culteliforme* y *Lejeunea trinitensis*; estos resultados, podrían ser producto del historial de transformación al que estuvieron sometidas las coberturas en el área de estudio.

Análisis por cobertura

En términos de riqueza (q^0) (Fig. 3A), los briofitos no presentaron diferencias significativas en las coberturas evaluadas, sin embargo, en cuanto al número de especies igualmente comunes ($q1$)

(Fig. 3B), BG y SSP presentaron un mayor número de especies efectivas que VSA, por lo que son comunidades mucho más diversas, esto se asocia a la marcada dominancia ($q2$) (Fig. 3C) de *Fissidens aff. curvatus* (30 registros) y *L. flava* (10 registros) en VSA, que generan una comunidad menos uniforme. Aunque VSA presenta condiciones más favorables para el establecimiento de los briofitos que BG y SSP, como mayor grado de humedad, sombra, disponibilidad de sustrato y densidad arbórea, los resultados sugieren que estas diferencias (florísticas y ambientales) no reflejan un gradiente ecológico “verdadero” en términos de riqueza (Werner & Gradstein, 2009), lo cual puede relacionarse con la homogenización de las condiciones ambientales producto de la transformación de las coberturas y por ende el reemplazo de especies sensibles por aquellas que están adaptadas a condiciones climáticas de mayor luz y temperatura (epífitos de sol) (Guerra *et al.*, 2020).

Bosque de galería: Los bosques ribereños y otros tipos de vegetación de agua dulce son considerados como uno de los hábitats más ricos en briófitos en los trópicos temporalmente secos, principalmente cuando presentan poca afectación por acciones antrópicas (Pocs, 2012; García *et al.*, 2016), sin embargo, y dado el historial de intervención del BG evaluado, la diversidad de especies en esta cobertura no fue la más alta, esto se puede asociar con la baja disponibilidad de sustratos permanentes para la colonización y la discontinuidad en la estructura forestal, producto de la regeneración después de la tala y los árboles remanentes (Dauphin, Grayum & Michael, 2005).

Sistema silvopastoril: En términos de diversidad los pastizales son pobres en briófitos (Gradstein *et al.*, 2001; Werner & Gradstein, 2005); sin embargo, en el área de estudio se presenta un número de especies similar a los registrados en BG y VSA, esto se puede atribuir a la migración de propágulos producto de la dispersión por el viento, desde las coberturas boscosas a zonas aledañas o la presencia de árboles aislados de mayor edad, que por sus grandes dimensiones y características morfológicas crean condiciones microclimáticas favorables para el establecimiento y desarrollo de un gran número de especies de briófitos (Wolf, 2003), en este sentido, cumplen un papel importante en la conservación de la biodiversidad en áreas donde los bosques han sido altamente transformados.

Distribución por sustrato

La corteza de los árboles fue el sustrato donde se registró mayor ocurrencia (113) y número de especies (19) de briófitos, principalmente en las raíces aflorantes y la base del árbol (0-50m) (Fig. 5), dado que representan las regiones del forófito más húmedas y sombreadas para las epífitas (Pocs, 1982; Gradstein & Culmsee, 2010). Estos resultados concuerdan con lo encontrado por Dauphin (1999), donde indica que la mayoría de los bosques tropicales están dominados por especies cortícolas y según Santos & Aguirre (2010), la colonización de este sustrato es una adaptación hacia la utilización del agua como recurso sobrante en las plantas hospederas.

En VSA la distribución de las especies en los sustratos fue más equitativa que en BG y SSP (Fig. 5), lo que sugiere que las condiciones que allí se presentan son favorables y permiten una mayor oferta de microhábitats y recursos para los briófitos. SSP presentó el mayor número de especies epífitas (13), de los cuales el 77.7% de los registros se encontró sobre las raíces aflorantes, esto podría relacionarse con la presencia de árboles de sucesión tardía principalmente de la especie *Albizia saman*, los cuales han tenido mayor tiempo de exposición y área para ser colonizados (Gradstein & Culmsee, 2010; Guerra *et al.*, 2020), y además presentan raíces emergentes de gran tamaño, donde se generan condiciones de mayor humedad y sombra. Por su parte en BG y VSA al estar en proceso de regeneración debido a las alteraciones antrópicas a las que fueron sometidas años atrás, gran parte de los hospederos aún son jóvenes por lo que podrían albergar una menor riqueza de briófitos cortícolas (Gradstein & Sporn, 2010).

Grupos funcionales

El GF1 está conformado por las especies *Acrolejeunea emergens* y *Frullania* sp. (hepáticas), las cuales se caracterizan por presentar filidios orbiculares, con los valores más altos para ancho del filidio (0,57 cm), esto les confiere mayor superficie del filidio y por ende les permite interceptar y absorber mayores volúmenes de agua. Además, la imbricación de los filidios forma una serie de cámaras interconectadas y canales capilares que permiten la conducción externa del agua (Montenegro *et al.*, 2005)

El GF2, constituido por especies del género *Lejeunea*, presenta filidios cortos (0.43 cm), tallos angostos (0,07 cm) y hialodermis, es decir, células grandes, hialinas y con alta capacidad para almacenar agua, debido a que han perdido su contenido celular para realizar esta función (Calzadilla & Churchill, 2014).

Otras características funcionales en el proceso de regulación hídrica, son las que caracterizan al GF3 constituido por *Eulacophyllum culteliforme*, *Entodontopsis leucostega* y *Bryum renauldii*, musgos con filidios oblongo-lanceolados (1,01cm de largo y 0,33cm de ancho), cóncavos y a diferencia de los otros grupos conformados por musgos, estos no presenta base amplectante, sin embargo, el tamaño y forma de las hojas permite que se creen espacios capilares útiles para el almacenamiento de agua (Glime, 2017).

Calymperes palisotii, *Hyophila involuta* y *Octoblepharum albidum* representan al GF4, caracterizado por contar con mayor área foliar al presentar los valores más altos para ancho (0.57 cm) y largo del filidio (1,63 cm), permitiéndoles así interceptar y almacenar grandes cantidades de agua (Werner & Gradstein, 2009). La medida del ancho del filidio, es compartida con el GF1, sin embargo, el largo es inferior (0.61 cm), lo que implica menor área foliar; otro aspecto que diferencia a estos grupos es la ausencia de filidios imbricados en el GF4. Otras características observadas en las especies de este grupo, que no fueron evaluadas en esta investigación dado que no cumplían los criterios de priorización (rasgos presentes en musgos y hepáticas), pero que juegan un papel importante en la regulación hídrica son: el enrollamiento de las hojas que presenta *H. involuta* y *C. palisotii* como estrategia para evitar la pérdida de agua, las células hialinas en la base del filidio de *C. palisotii* y *O. albidum* que actúan como reservorios de agua, y las células especializadas (hialocistos) de las hojas de *O. albidum*, que participan en el almacenamiento y conducción del agua a través de los poros ubicados en sus paredes internas (Frahm *et al.*, 2003).

Los dos últimos grupos están conformados por especies del género *Fissidens* y se diferencian por el tamaño de sus filidios, en el GF5 son más largos (1,13 cm) y anchos (0,27 cm), mientras que en el GF6 son más cortos (0.94 cm) y estrechos (0,25), lo que le confiere menos área para interceptar y almacenar agua. En general, el mayor aporte de

estas especies a la regulación hídrica radica en sus láminas vaginantes, las cuales se doblan sobre sí mismas abrazando el tallo y formando bolsas que retienen la humedad (Aguirre, 2008).

El GF6 cuenta con la riqueza específica más alta dentro de los grupos funcionales resultantes, por tanto, es el que presenta mayor redundancia funcional, es decir, que el número de especies que lo conforman contribuyen de manera similar a una función del ecosistema (Laliberté *et al.*, 2010; Ricota *et al.*, 2016), en este caso, la regulación hídrica. Esto mejora la resiliencia funcional de la comunidad, debido a la diversidad de respuesta que pueden tener las especies funcionalmente similares ante las perturbaciones (Díaz *et al.*, 2005; Laliberté *et al.*, 2010; Pillar *et al.*, 2013) y favorece la estabilidad del ecosistema, a esta conclusión llegaron Bigg *et al.* (2020) al evaluar a través de un meta análisis la evidencia empírica para respaldar el planteado vínculo entre la redundancia funcional y la estabilidad ecológica, sin embargo, mencionan la necesidad de aumentar las investigaciones que analicen el efecto, aspecto no considerado para este trabajo.

Otro aspecto a considerar en cuanto a la distribución de los grupos funcionales, es la heterogeneidad del hábitat, que junto con un mayor grado de humedad y sombra pueden influenciar la frecuencia con la que las especies que los conforman se desarrollan en los diferentes hábitats (García y Mercado, 2017); lo anterior se ve reflejado en una mayor frecuencia de los GFs en las coberturas boscosas BG y VSA.

El GF1 presenta la menor frecuencia en las tres coberturas, mientras que el GF3 fue ausente en BG, lo cual podría indicar, una mayor sensibilidad de estas especies ante fenómenos de alteración provocados por tala selectiva y ganadería. El GF6 presenta mayor frecuencia en SSP, lo que podría obedecer a una mayor capacidad de adaptación a condiciones que exigen alta eficiencia hídrica expresada en rasgos que contribuyan a tolerar o evadir la época seca (Fig. 9).

En conclusión, la riqueza y composición de briófitos no mostró diferencias significativas en las coberturas evaluadas, posiblemente por la homogenización de las condiciones ambientales, producto del historial de disturbio al que han sido sometidas, sin embargo, es importante evaluar otros parámetros (cobertura) y comparar con coberturas vegetales en mejor estado de conservación a fin de

poder entender cómo influyen esos impactos sobre las especies y cuáles parámetros pueden incidir en la estructura de las comunidades de briófitos en el bosque seco. Los resultados obtenidos contrastan con la predicción planteada, respecto a que en las coberturas con alta luminosidad y baja humedad (SSP), la diversidad de briófitos sería menor, dado la poca disponibilidad de sustratos. Los grupos funcionales están determinados principalmente por los rasgos del tamaño de la hoja, lo que representa una mayor o menor superficie foliar para la intercepción y absorción del agua, además muestran mayor frecuencia en las coberturas boscosas (BG y VSA) y se encuentran distribuidos de una manera más uniforme, posiblemente por contar con condiciones de mayor humedad y sombra.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

LPP, MYCF y JEGN: formularon los objetivos de la investigación, diseñaron el muestreo, redactaron, revisaron y editaron el manuscrito. LPP Y JEGN: determinaron el material colectado. LPP: colecto el material de campo y analizó los datos del estudio.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad de Córdoba (Colombia) por haber financiado esta investigación, en el marco del proyecto “Diversidad funcional en fragmentos de bosque seco tropical del departamento de Córdoba: Bases para la conservación y manejo de un ecosistema amenazado” del Grupo de Investigación BIODIVERSIDAD UNICÓRDOBA. A la profesora Ángela Ortega, investigadora principal del proyecto marco por su gestión administrativa y los aportes en la formulación de la propuesta de investigación. Los profesores Juan Carlos Linares Arias y María Eugenia Morales Puentes, por los aportes realizados a la propuesta y evaluación del proyecto. A los Biólogos Angie Almanza, Luis Llanos y Duván Bassa por su participación en el trabajo de campo.

BIBLIOGRAFÍA

AGUIRRE, J. & K. AVENDAÑO. 2008. Musgos de la región Caribe. En: RANGEL, O (ed.). *Colombia*

- diversidad biótica VI: riqueza y diversidad de los musgos y líquenes en Colombia*, pp. 55-59. Bogotá-Colombia: Instituto de Ciencias Naturales.
- AGUIRRE, J. 2008. Diversidad y riqueza de musgos y líquenes en Colombia: generalidades y metodología. En: RANGEL, O (ed.), *Colombia diversidad biótica VI: riqueza y diversidad de los musgos y líquenes en Colombia*, pp. 1-17. Bogotá-Colombia: Instituto de Ciencias Naturales.
- ANTONELLI, A., ARIZA, M., ALABERT, J., ANDERMANN, T., AZEVEDO, J., BACON, C., ... y EDWARDS, S. V. 2018. Conceptual and empirical advances in Neotropical biodiversity research. *PeerJ* 6: e5644. <https://doi.org/10.7717/peerj.5644>
- BALLESTEROS, J. & J. PÉREZ. 2016. Diversidad funcional: un aspecto clave en la provisión de servicios ecosistémicos. *Rev colombiana Cienc Anim.* 8: 94-111. <https://doi.org/10.24188/recia.v8.n1.2016.232>
- BENÍTEZ, A. 2016. *Efectos de la alteración antrópica en bosques tropicales sobre la diversidad de organismos epífitos (líquenes y briófitos)*. Tesis doctoral. Universidad Rey Juan Carlos, Ecuador.
- BENÍTEZ, A., G. ARAGÓN & M. PRIETO. 2015. Large trees and dense canopies: Key factors for maintaining high epiphytic diversity on trunk bases (bryophytes and lichens) in tropical montane forests. *Forestry* 88: 521-527. <https://doi.org/10.1093/forestry/cpv022>
- BIGGS, C. R., YEAGER, L. A., BOLSER, D. G., BONSELL, C., DICHIERA, A. M., HOU, Z., ... & ERISMA, B. E. 2020. Does functional redundancy affect ecological stability and resilience? A review and meta-analysis. *Ecosphere* 11: e03184. <https://doi.org/10.1002/ecs2.3184>
- CASANOVES, F., PLA, L., & DI RIENZO, J. A. 2011. Valoración y análisis de la diversidad funcional y su relación con los servicios ecosistémicos. *Serie Técnica. Informe Técnico (CATIE)*.
- CHAO, A., & JOST, L. 2012. Coverage-based rarefaction and extrapolation: standardizing samples by completeness rather than size. *Ecology* 93: 2533-2547. <https://doi.org/10.1890/11-1952.1>
- CHAO, A., N. GOTELLI, T. HSIEH, E. SANDER, K. MA., R. COLWEL & A. ELLISON. 2014. Rarefaction and extrapolation with Hill numbers: a framework for sampling and estimation in species diversity studies. *Ecological Monographs*. 84: 45-67. <https://doi.org/10.1890/13-0133.1>
- DAUPHIN, G. 1999. Bryophytes of Cocos Island, Costa Rica: diversity, biogeography and ecology. *Rev Biol Trop.* 47: 309-328.
- DAUPHIN, L., G. GRAYUM & H. MICHAEL. 2005. Bryophytes of the Santa Elena Peninsula and Islas Murciélago, Guanacaste, Costa Rica, with special attention to neotropical dry forest habitats. *Lankesteriana* 5: 53-61. <https://doi.org/10.15517/lank.v5i1.21158>
- DAWSON, S. K., CARMONA, C. P., GONZÁLEZ-SUÁREZ, M., JÓNSSON, M., CHICHORRO, F., MALLEN-COOPER, M & DUTHIE, A. B. 2021. The traits of “trait ecologists”: An analysis of the use of trait and functional trait terminology. *Ecology and Evolution* 11:16434-16445. <https://doi.org/10.1002/ece3.8321>
- DI RIENZO, J., F. CASANOVE., M. BALZARINI., L. GONZALEZ., M. TABLADA & C. W. ROBLEDO. 2011. InfoStat versión 2011. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. <http://www.infostat.com.ar>
- DÍAZ, S. & M. CABIDO. 1997. Plant functional types and ecosystem function in relation to global change. *J. Veg Sci.* 8: 463-474. <https://doi.org/10.1111/j.1654-1103.1997.tb00842.x>
- DÍAZ, S., D. TILMAN., J. FARGIONE., F. CHAPIN III., R. DIRZO., T. KITZBERGER., B. GEMMILL., *et al.* 2005. Biodiversity regulation of ecosystem services. En: HASSAN, R., SCHOLLES, R. Y ASH, N (Eds.), *Ecosystems and human well-being: Current state and trends*. pp. 297-329. Island Press, Washington D.C.
- DÍAZ, S., LAVOREL, S., DE BELLO, F., QUÉTIER, F., GRIGULIS, K., & ROBSON, T. M. 2007. Incorporating plant functional diversity effects in ecosystem service assessments. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 104: 20684-20689. <https://doi.org/10.1073/pnas.0704716104>
- FRAHM, J., T. PÓCS., B. O'SHEA., T. KOPONEN., S. PIIPO., J. ENROTH., ... & Y. FANG. 2003. *Manual of briology tropical. Briology tropical*.
- GARCÍA, S. & J. MERCADO. 2017. Diversidad de briófitos en fragmentos de bosque seco tropical, Montes de María, Sucre, Colombia. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 88: 824-831. <https://doi.org/10.1016/j.rmb.2017.10.035>
- GARCÍA, S., H. BASILIO., F. HERAZO., J. MERCADO & M. MORALES. 2016. Diversidad de briófitos en los Montes de María, Colosó (Sucre-Colombia). *Colombia Forestal* 19: 41-52. <http://dx.doi.org/10.14483/udistrital.jour.colomb.for.2016.1.a03>

- GIL-NOVOA, J.E., CUTA-ALARCÓN, L.E. & MORALES-PUENTES, M.E. 2017. Riqueza y distribución de musgos en un bosque subandino en Bolívar-Santander, Colombia. *Revista Biología Tropical* 65: 1397-1406.
<https://doi.org/10.15517/rbt.v65i4.25570>
- GLIME, J. 2017. Water Relations: Conducting Structures. In: GLIME, J (ed.). *Bryophyte ecology*, pp. 11-34. Michigan Technological University and the International Association of Bryologists.
- GOTELLI, N. J. & COLWELL, R. K. 2001. Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecology letters* 4: 379-391.
<https://doi.org/10.1046/j.1461-0248.2001.00230.x>
- GRADSTEIN, R., S. CHURCHILL & N. SALAZAR. 2001. *Guide to the bryophytes of Tropical America*. The New York Botanical Garden. New York
- GRADSTEIN, S. R. & CULMSEE, H. 2010. Bryophyte diversity on tree trunks in montane forests of Central Sulawesi, Indonesia. *Tropical Bryology* 31: 95-105.
<https://doi.org/10.11646/bde.31.1.16>
- GRADSTEIN, R & G. SPORN. 2010. Land-use change and epiphytic bryophyte diversity in the Tropics. *Nova Hedwigia, Beiheft*. 138: 311-323.
- GUERRA, G., ARROCHA, C., RODRÍGUEZ, G., DÉLEG, J. & BENÍTEZ, Á. (2020). Briófitos en los troncos de árboles como indicadores de la alteración en bosques montanos de Panamá. *Revista de Biología Tropical* 68: 492-502.
<http://dx.doi.org/10.15517/rbt.v68i2.38965>
- HOLZ, I & R. GRADSTEIN. 2005. Cryptogamic epiphytes in primary and recovering upper montane oak forests of Costa Rica – species richness, community composition and ecology. *Plant Ecology* 178: 89-109.
<https://doi.org/10.1007/s11258-004-2496-5>
- HSIEH, T., K. MA & A. CHAO. 2016. iNEXT: an R package for rarefaction and extrapolation of species diversity (Hill numbers). *Methods in Ecology and Evolution (MEE)* 7: 1451–1456.
<https://doi.org/10.1111/2041-210X.12613>
- INSTITUTO DE HIDROLOGÍA, METEOROLOGÍA Y ESTUDIOS AMBIENTALES (IDEAM). 2010. *Leyenda Nacional de Coberturas de la Tierra. Metodología CORINE Land Cover adaptada para Colombia Escala 1:100.000*. IDEAM. Bogotá, Colombia.
- JOHANSSON, D. 1974. *Ecology of vascular epiphytes in West African rain forest*. Tesis doctoral. Universidad de Uppsala, Suecia.
- LALIBERTÉ, E., WELLS, J. A., DECLERCK, F., METCALFE, D. J., CATTERALL, C. P., QUEIROZ, C. & MAYFIELD, M. M. 2010. Land-use intensification reduces functional redundancy and response diversity in plant communities. *Ecology Letters* 13: 76-86. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1461-0248.2009.01403.x>
- LAVOREL, S., STORKEY, J., BARDGETT, R. D., DE BELLO, F., BERG, M. P., LE ROUX, X., ... & HARRINGTON, R. (2013). A novel framework for linking functional diversity of plants with other trophic levels for the quantification of ecosystem services. *Journal of Vegetation Science* 24: 942-948.
<https://doi.org/10.1111/jvs.12083>
- MA, K. H & T. C. HSIEH T. C. 2016. iNEXT (Interpolación y EXTrapolación) en línea. Programa y guía del usuario. Disponible en: http://chao.stat.nthu.edu.tw/wordpress/software_download/.
- MAGILL, R. E. 2010. Moss diversity: new look at old numbers. *Phytotaxa* 9: 167-174.
<https://doi.org/10.11646/phytotaxa.9.1.9>
- MASON, N. W. & DE BELLO, F. 2013. Functional diversity: a tool for answering challenging ecological questions. *Journal of Vegetation Science* 24: 777-780. <https://doi.org/10.1111/jvs.12097>
- MERCHÁN, J., J. HERRERA & M. DELGADO. 2011. Retención de agua en musgos de páramo de los municipios de Siachoque, Toca y Pesca (Boyacá). *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas* 5: 295-302. <http://dx.doi.org/10.17584/rcch.2011v5i2.1275>.
- MONTENEGRO, L., M. CHAPARRO & A. BARÓN. 2005. *Regulación hídrica en cinco musgos del páramo de Chingaza. Estrategias adaptativas de plantas de páramo y del bosque altoandino en la cordillera Oriental de Colombia*. Bonilla MA, editor. Universidad Nacional de Colombia, 3-24.
- MORENO C. E., CALDERÓN-PATRÓN, J. M., MARTÍN-REGALADO, N., MARTÍNEZ-FALCÓN, A. P., ORTEGA-MARTÍNEZ, I. J., RÍOS-DÍAZ, C. L. & ROSAS, F. 2018. Measuring species diversity in the tropics: a review of methodological approaches and framework for future studies. *Biotropica* 50: 929-941.
<https://doi.org/10.1111/btp.12607>
- MORENO, C. E. 2019. *La Biodiversidad en un mundo cambiante: Fundamentos teóricos y metodológicos para su estudio*. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo México.
- PAVOINE, S. & M. B. BONSALE. 2011. Measuring biodiversity to explain community assembly: a

- unified approach. *Biological Reviews* 86: 792-812.
<https://doi.org/10.1111/j.1469-185X.2010.00171.x>
- PENNINGTON, T., M. LAVIN & F. OLIVEIRA. 2009. Woody plant diversity, evolution, and ecology in the tropics: perspectives from seasonally dry tropical forest. *Annu Rev Ecol Evol Syst.* 40: 437-57.
<https://doi.org/10.1146/annurev.ecolsys.110308.120327>
- PILLAR, V. D., C. C. BLANCO, S. C. MÜLLER, E. E. SOSINSKI, F. JONER & DUARTE, L. D. 2013. Functional redundancy and stability in plant communities. *Journal of Vegetation Science* 24: 963-974. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/jvs.12047>
- PIZANO, C & H. GARCÍA (eds.). 2014. *El bosque seco tropical en Colombia*, pp. 37-44. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH). Bogotá, D.C; Colombia.
- PIZANO, C., GONZÁLEZ, R., HERNÁNDEZ-JARAMILLO, A., & GARCÍA, H. 2017. Agenda de investigación y monitoreo en bosques secos de Colombia (2013-2015): fortaleciendo redes de colaboración para su gestión integral en el territorio. *Biodiversidad en la Práctica* 2: 87-121.
- POCS, T. 2012. Tropical forest bryophytes. En SMITH, A (ed.). *Bryophyte ecology*, pp. 52-99. New York. Springer Science & Business Media.
- PROCTOR, M. C. (2000). The bryophyte paradox: tolerance of desiccation, evasion of drought. *Plant Ecology* 151: 41-49.
- RANGEL, O & H. ARELLANO. 2010. Clima del departamento de Córdoba. En: RANGEL, O (ed.). *Colombia diversidad biótica IX: Ciénagas de Córdoba: Biodiversidad-Ecología y manejo ambiental*, pp 1-13. Instituto de Ciencias Naturales. Bogotá.
- RICOTTA, C., DE BELLO, F., MORETTI, M., CACCIANIGA, M., CERABOLINI, B. E., & PAVOINE, S. 2016. Measuring the functional redundancy of biological communities: a quantitative guide. *Methods in Ecology and Evolution* 7: 1386-1395. <https://doi.org/10.1111/2041-210X.12604>
- ROVERE, A & G. CALABRESE. 2011. Diversidad de musgos en ambientes degradados sujetos a restauración en el Parque Nacional Lago Puelo (Chubut, Argentina). *Rev Chil. Hist. Nat.* 84: 571-580.
<http://dx.doi.org/10.4067/S0716-078X2011000400009>
- SALAVARRÍA L. E. B. 2017. *Diversidad de líquenes y briófitos epífitos en bosques Amazónicos de la provincia de Orellana, con diferentes tipos de manejo*. Tesis de pregrado. Universidad Técnica Particular de Loja.
- SANTOS, G & J. AGUIRRE. 2010. Los musgos de la región de las Quinchas (Magdalena medio, Colombia). *Caldasia* 32: 257-273.
- SASTRE DE JESÚS, I. 2004. Ecología de briófitos en América Latina: De presuposiciones florísticas a la práctica ecológica. En: RANGEL, J. O., J. AGUIRRE., M. G. ANDRADE & D. GIRALDO-CAÑAS (eds.). *Memorias del VIII Congreso Latinoamericano y II Colombiano de Botánica*, pp: 125-133. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia.
- SCHNEIDER, C. A., W. S. RASBAND & K. W. ELICEIRI. 2012. NIH Image to ImageJ: 25 años de análisis de imágenes, *Nature Methods* 9: 671-675. <https://doi.org/10.1038/nmeth.2089>.
- STEEGE, H & J. CORNELISSEN. 1989. Distribution and ecology of vascular epiphytes in lowland rain forest of Guyana. *Biotropica* 21: 331-339.
<https://doi.org/10.2307/2388283>
- SWENSON, N. G. 2011. The role of evolutionary processes in producing biodiversity patterns, and the interrelationships between taxonomic, functional and phylogenetic biodiversity. *Am. J. Bot.* 98: 472-480.
<https://doi.org/10.3732/ajb.1000289>
- URIBE, J & R. GRADSTEIN. 1999. Estado del conocimiento de la flora de hepáticas en Colombia. *Rev. Acad. Colomb. Cienc.* 23: 315-318.
- VIOLLE, C., NAVAS, M. L., VILE, D., KAZAKOY, E., FORTUNEL, C., HUMMEL, I., & GARNIER, E. 2007. Let the concept of trait be functional!. *Oikos* 116: 882-892.
<https://doi.org/10.1111/j.0030-1299.2007.15559.x>
- WERNER, F. A., HOMEIER, J., & GRADSTEIN, S. R. 2005. Diversity of vascular epiphytes on isolated remnant trees in the montane forest belt of southern Ecuador. *Ecotropica* 11: 21-40.
- WERNER, F & R. GRADSTEIN. 2009. Diversity of dry forest epiphytes along a gradient of human disturbance in the tropical Andes. *Journal of Vegetation* 20: 59-68.
<https://doi.org/10.3170/2008-8-18466>.
- WOLF, J. 2003. Diversidad y ecología de comunidades epífitas en la cordillera Central, Colombia. En: HAMMEN, T & A. SANTOS (eds.). *Studies on Tropical Andean Ecosystems*, pp. 455. IGAC, ICN, Universitei van Amsterdam. Bogota.

Anexo 1. Valores promedio de los rasgos calculados, de acuerdo a los valores obtenidos de las especies dentro de cada grupo funcional y análisis de la varianza multivariado (Lawley-Hotelling). \pm Error estándar; ** Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$). GF: Grupos Funcionales; S: Número especies; LF: Largo del Filidio; AF: Ancho del Filidio; AT: Ancho del Tallo.

Rasgo	Atributo	S	GF1	GF2	GF3	GF4	GF5	GF6	GF7	P
HIA	1	2	0	2	0	0	0	0	0	0.0029
HIA	0	16	2	0	3	3	3	5	0	0.0029
BA	1	11	0	0	0	3	3	5	0	0.0029
BA	0	7	2	2	3	0	0	0	0	0.0029
IF	1	2	2	0	0	0	0	0	0	0.0029
IF	0	16	0	2	3	3	3	5	0	0.0029

Anexo 2. Riqueza por tipo funcional y categorías de rasgo y resultados del análisis de tablas de contingencia HIA: Hialodermis; BA: Base Amplectante; PA: Papila; COS: Costa; IF: Imbricación de los Filidios.

GF	S	LF	AF	AT	P<0.0001
GF1	2	0.61 \pm 0.10	0.57 \pm 0.06	0.13 \pm 0.01	D
GF2	2	0.43 \pm 0.22	0.40 \pm 0.18	0.07 \pm 0.03	C
GF3	3	1.01 \pm 0.20	0.33 \pm 0.04	0.13 \pm 0.02	E
GF4	3	1.63 \pm 0.37	0.57 \pm 0.12	0.16 \pm 0.02	A
GF5	4	0.82 \pm 0.20	0.25 \pm 0.07	0.11 \pm 0.03	E
GF6	4	1.14 \pm 0.27	0.27 \pm 0.06	0.15 \pm 0.02	B



SYNTRICHIA PAPILLOSA (WILSON EX SPRUCE) SPRUCE (POTTIACEAE) IN COLOMBIA

SYNTRICHIA PAPILLOSA (WILSON EX SPRUCE) SPRUCE (POTTIACEAE) EN COLOMBIA

Angélica M. Aponte¹, M. Teresa Gallego² & María J. Cano²

1. Jardín Botánico de Bogotá "José Celestino Mutis", Colombia.

2. Departamento de Biología Vegetal (Botánica), Facultad de Biología, Universidad de Murcia, Spain.

*angeponte@gmail.com

Citar este artículo

APONTE, A. M., M. T. GALLEGO & M. J. CANO. 2022. *Syntrichia papillosa* (Wilson ex Spruce) Spruce (Pottiaceae) in Colombia. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 705-709.

 DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n4.38297>

SUMMARY

Background and aims: During the study of the bryoflora of Bogotá, individuals of *Syntrichia papillosa* were found in urban localities. The aim of this contribution is to confirm the presence of this epiphytic species to the Colombian flora.

Materials and methods: Living plants and herbarium material from the Natural History Museum (BM), the New York Botanical Garden (NY) and Jardín Botánico José Celestino Mutis (JBB) herbaria, were analyzed. Recently collected specimens were deposited in JBB.

Results: A conspectus of the morphological features of the species based on herbarium specimens are provided, along with morpho-anatomical photographs. Further, the presence of the species in different localities belonging to the area around Bogotá was confirmed.

Conclusion: This paper confirms the presence of *Syntrichia papillosa* in the surroundings of Bogotá. This species is known from Asia, Australia, Europe, New Zealand, North America, Africa, Argentina, Bolivia, Brazil, Colombia, Chile, and Ecuador. Thus, the genus *Syntrichia* is represented in Colombia by eight taxa: *S. andicola*, *S. bogotensis*, *S. breviseta*, *S. fragilis*, *S. kingii*, *S. lacerifolia*, *S. laevipila* and *S. papillosa*.

KEY WORDS

Bogotá, Colombia, mosses, Pottiaceae, *Syntrichia papillosa*, urban.

RESUMEN

Antecedentes y objetivos: Durante el estudio de la brioflora de Bogotá, se encontraron individuos de *Syntrichia papillosa* en localidades urbanas. El objetivo de esta contribución es confirmar la presencia de esta especie epífita en la flora colombiana.

Materiales y métodos: Se analizaron plantas vivas y material de herbario de los herbarios del Natural History Museum (BM), New York Botanical Garden (NY) y del Jardín Botánico José Celestino Mutis (JBB). Los ejemplares recolectados recientemente fueron depositados en JBB.

Resultados: Se presenta un resumen de las características morfológicas de la especie a partir de especímenes de herbario, junto con fotografías morfoanatómicas. Además, se confirmó la presencia de la especie en diferentes localidades del área de Bogotá.

Conclusión: Este trabajo confirma la presencia de *Syntrichia papillosa* en los alrededores de Bogotá. Esta especie se conoce en Asia, Australia, Europa, Nueva Zelanda, América del Norte, África, Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Chile y Ecuador. Así, el género *Syntrichia* está representado en Colombia por ocho taxones: *S. andicola*, *S. bogotensis*, *S. breviseta*, *S. fragilis*, *S. kingii*, *S. lacerifolia*, *S. laevipila* y *S. papillosa*.

PALABRAS CLAVE

Bogotá, Colombia, musgos, Pottiaceae, *Syntrichia papillosa*, urbanos.

Recibido: 17 Jul 2022

Aceptado: 18 Ago 2022

Publicado en línea: 4 Nov 2022

Publicado impreso: 30 Dic 2022

Editor: Juan Larraín 

ISSN versión impresa 0373-580X

ISSN versión on-line 1851-2372

INTRODUCTION

The diversity of mosses in Colombia is estimated at 950 species, but the number could be higher if floristic studies were increased (Churchill, 2016), considering that there are unexplored environments and localities. Currently there are a significant number of species listed for the country that are known by one or a few specimens or only from the type locality (Churchill, 1989). A considerable number of the unique specimens were collected in the XIX century in what today is known as the region of the Sabana of Bogotá and surroundings (Florschütz de Waard & Florschütz, 1979).

The Pottiaceae family is one of the most diverse families in the world with around 76 genera and more than 1.400 species (Zander, 1993). It represents one of the most important groups of the Colombian flora, not only because it is the richest in number of genera (Churchill, 2016), but also because of the complexity of methods involved in examining its specimens (Churchill & Linares, 1995).

The genus *Syntrichia* Brid. is currently represented in Colombia by nine species: *S. andicola* (Mont.) Ochyra, *S. bogotensis* (Hampe) Mitt. ex R.H. Zander, *S. fragilis* (Taylor) Ochyra, *S. kingii* (H. Rob.) M.T. Gallego & M.J. Cano, *S. lacerifolia* (R.S. Williams) R.H. Zander, *S. amphidiacea* (Müll. Hal.) R.H. Zander, *S. laevipila* Brid. (as *S. pagorum* (Milde) J.J. Amann), *S. papillosa* (Wilson ex Spruce) Spruce, and *S. percarcosa* (Müll. Hal.) R.H. Zander (Churchill, 2016; Delgadillo *et al.*, 1995; Gallego *et al.*, 2011, 2014). This is a small number considering that South America may be the center of the diversity of the genus for which about 90 species are currently known (Gallego *et al.*, 2022). Recently Gallego *et al.* (2022) placed *Syntrichia amphidiacea* in the genus *Streptopogon* Wilson ex Mitt., and considered *S. breviseta* (Mont.) M.J. Cano & M.T. Gallego and *S. percarcosa* to be conspecific, with the former name having priority.

Syntrichia papillosa is known from Asia (Kürschner & Edgar, 2005; Gulnigaret *al.*, 2018), Australia (Catchside, 1980), Europe (Hill *et al.*, 2006; Hodgetts *et al.*, 2020), Islas Malvinas (Matter, 1986), New Zealand (Fife, 1995), North America (Mishler, 2007), and Africa (O'Shea, 2006). In South America it has been reported to Argentina (Matter, 2003), Bolivia (Churchill & Fuentes, 2005), Brazil (Yano, 1995), Chile (Müller, 2009), Ecuador (Mitten, 1869) and Colombia (Delgadillo *et al.*, 1995). For

the latter country, Delgadillo *et al.* (1995) did not include any references or information about any herbarium specimens. On the other hand, in the regional (Churchill *et al.*, 2000) and national catalogs (Robinson, 1967; Florschütz de Waard & Florschütz, 1979; Churchill 1989, 2016) the presence of this species in Colombia was not reported. The above references show the lack of information regarding the presence of *Syntrichia papillosa* in Colombia. The focus of this study is to provide herbarium evidence to support the occurrence of this species in Colombia.

The study of the urban and rural bryoflora of the city of Bogotá, as part of the curatorial processes of the collection of bryophytes in the Herbarium of the Bogotá Botanical Garden (JBB), has allowed the first author to identify two distinctive specimens of *S. papillosa* near the football stadium 'El Campin' and the urban park 'El Virrey'. Furthermore, during the taxonomic studies of the South American species of *Syntrichia*, the second and third authors reviewed and updated the identification of two specimens collected in Colombia, which proved to be *S. papillosa*. Therefore, the specimens reported here confirm the presence of this taxon in the Colombian moss flora

MATERIALS AND METHODS

The specimens were studied with the typical anatomical and morphological methods used for Pottiaceae (Zander, 1993). Microscopic examinations and measurements were carried out with an Olympus BX41 light microscope (Olympus Corp., Tokyo, Japan) and AmScope LED microscope. Microphotographs were obtained with an AmScope MU1003 camera (AmScope, California, USA) mounted on the microscope. Specimens were examined in 2% KOH solution.

RESULTS AND DISCUSSION

Syntrichia papillosa is characterized by the presence of propagules on the ventral surface, the costa strongly papillose on the abaxial surface, unbordered leaf margins and simple papillae occurring only on the ventral surface of the leaves. The Colombian plants did not possess sporophytes and were morphologically identical to other specimens of *S. papillosa* studied from other geographical areas (Fig. 1). Fertile

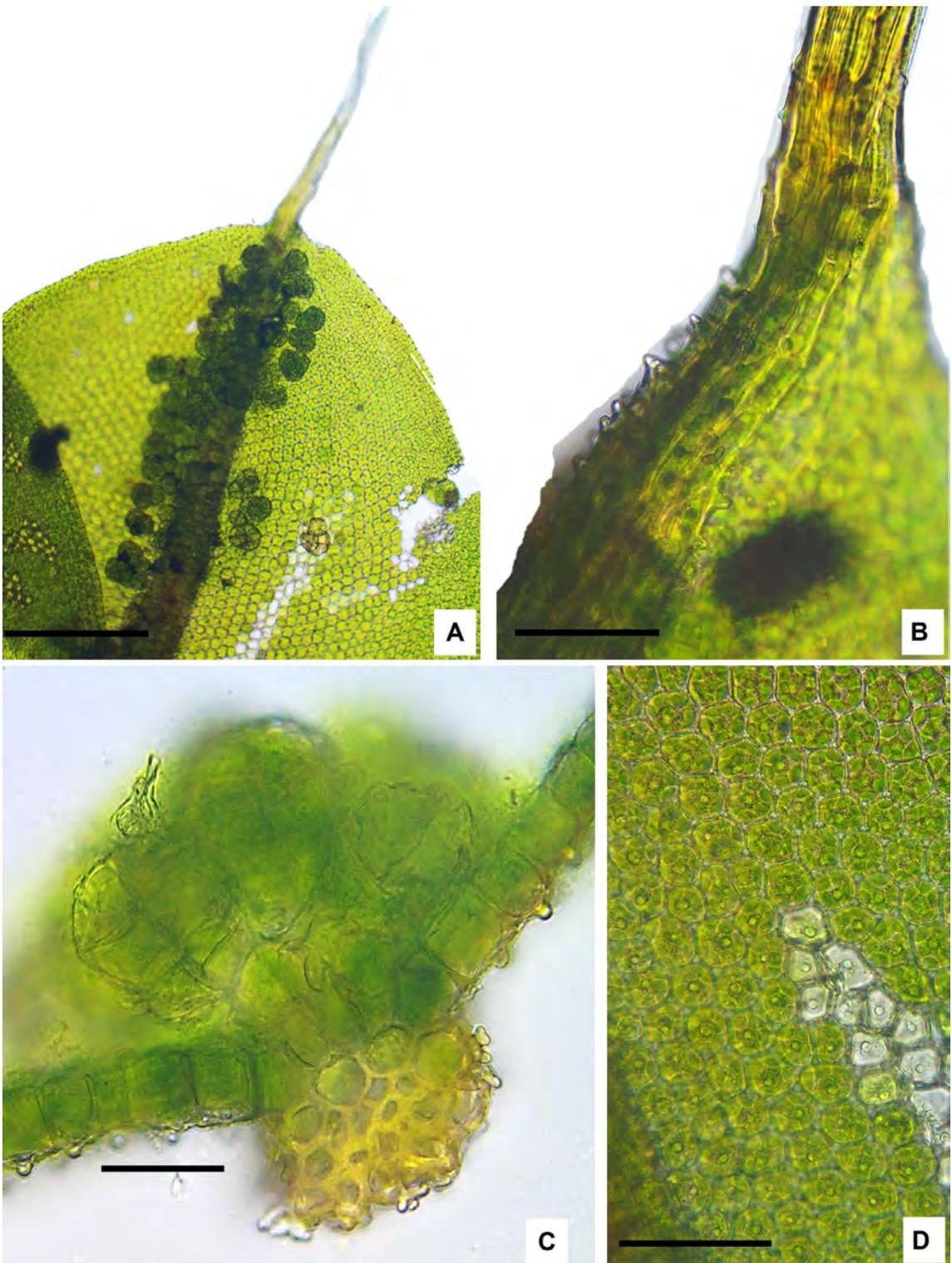


Fig. 1. *Syntrichia papillosa*, Aponte 414 (JBB). **A:** Leaf apex, ventral surface. **B:** Coastal dorsal surface. **C:** Costa in transverse section. **D:** Dorsal leaf surface. Scales: A: 0.5 mm, B-D: 10 μ m.

specimens have been registered in Australia, New Zealand, Tasmania, and North America (Dixon, 1923; Catcheside, 1980; Mishler, 2007). Despite Sim (1926) cites the taxon with sporophytes from Australasia, he does not give a precise locality.

Specimens examined: COLOMBIA. Dpto. Cundinamarca: Bogotá D.C., Bogotá, Hampe s.n. (BM000729340, as “*Barbula scabrinervis?*”); Chapinero, Urban space Parque ‘El Virrey’, III-2018, Montoya & Del Risco 36 (JBB); Teusaquillo. Urban Park ‘El Campin’, 13-V-2022, Aponte Rojas 414 (JBB); near Zipaquirá (unknown locality at Bogotá’s Savannah), III-1951, Schultes & Bell 11417 (NY, as *Tortula papillosa*, identified by H.A. Crum, Feb. 1956).

CONCLUSION

This paper confirms the presence of *Syntrichia papillosa* in the surroundings of Bogotá. Thus, the genus *Syntrichia* is represented in the country by eight taxa: *S. andicola*, *S. bogotensis*, *S. breviseta*, *S. fragilis*, *S. kingii*, *S. lacerifolia*, *S. laevipila* and *S. papillosa*.

AUTHOR CONTRIBUTIONS

AMA found the recent specimens from Bogotá, invited the writing of the publication, and proposed the first version of the manuscript, MTG and MJC confirmed the identity of the specimen, reported the lack of information about the species, included the background and knowledge from their expertise. All authors have read and contributed to writing the final manuscript.

ACKNOWLEDGEMENTS

The first author is grateful to Boris Villanueva, coordinator of the Herbarium JBB, for his professional and scientific vision for integrating the curatorship of bryophytes into the structure of the herbarium. The second and third authors are greatly indebted to the curators of the herbaria at BM and NY for the loan of specimens. Financial support was provided by “Agencia Estatal de Investigación” (AEI), Spanish Ministry of Science

and Innovation, under grant number PID2019-103993GB-I00/AEI/10.13039/50110001103. We also thank two anonymous reviewers for their kind comments to the manuscript.

BIBLIOGRAPHY

- CATCHESIDE, D. O. 1980. *Mosses of South Australia*. Government Printer, Adelaide, South Australia.
- CHURCHILL, S. P. 1989. Bryologia Novo Granatensis. Estudios de los musgos de Colombia IV. Catálogo nuevo de los musgos de Colombia. *Trop. Bryol.* 1: 95-133.
- CHURCHILL, S. P. 2016. Bryophyta (Mosses). In: Bernal González, R., Gradstein, S. R. & M. Celis (eds.), *Catálogo de plantas y líquenes de Colombia*, pp. 353-441. Universidad Nacional de Colombia (sede Bogotá), Instituto de Ciencias Naturales, Bogotá.
- CHURCHILL, S. P., D. G. GRIFFIN III & J. MUÑOZ. 2000. A checklist of the mosses of the tropical Andean countries. *Ruizia* 17: 1-203.
- CHURCHILL, S. P. & C. A. FUENTES 2005. Additions, combinations, and synonyms for the Bolivian moss flora. *Trop. Bryol.* 26: 119-131.
- CHURCHILL, S. P. & E. L. LINARES CASTILLO. 1995. Prodrómus bryologiae Novo-Granatensis: Introducción a la flora de musgos de Colombia. Parte 2: Grimmiaceae a Trachypodaceae. *Biblioteca José Jerónimo Triana* 12: 455-924.
- DELGADILLO, M. C., B. BELLO & A. CARDENAS. 1995. LATMOSS, a catalogue of neotropical mosses. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 56: 1-191
- DIXON, H. N. 1923. Studies in the bryology of New Zealand. *New Zealand Inst. Bull.* 3: 75-155
- FIFE, A. J. 1995. Checklist of the mosses of New Zealand. *Bryologist* 98: 313-337. <https://doi.org/10.2307/3243371>
- FLORSCHÜTZ-DE WAARD, J. & P. A. FLORSCHÜTZ. 1979. Estudios sobre criptógamas colombianas III. Lista comentada de los musgos de Colombia. *Bryologist* 82: 215-259.
- GALLEGO, M. T., M. J. CANO & J. GUERRA. 2011. New records, synonyms and one combination in the genus *Syntrichia* (Pottiaceae) from South America. *Bryologist* 114: 556-562. <https://doi.org/10.1639/0007-2745-114.3.556>
- GALLEGO, M. T., M. J. CANO, J. F. JIMÉNEZ, J. A. JIMÉNEZ & J. GUERRA. 2014. Morphological

- and molecular data support a new combination in the Neotropical complex of cucullate-leaved species of *Syntrichia* (Pottiaceae). *Syst. Bot.* 39: 361-368. <https://doi.org/10.1600/036364414X680870>
- GALLEGO, M. T., M. J. CANO, J. A. JIMÉNEZ & J. GUERRA. 2022. Circumscription and phylogenetic position of two propagulose species of *Syntrichia* (Pottiaceae, Bryophyta) reveals minor realignments within the tribe Syntricheae. *Plants* 11: 626. <https://doi.org/10.3390/plants11050626>
- GULNIGAR, A., A. MOLLA, S. MAMTIMIN & P. C. WU. 2018. Introduction of the newly recorded bryophytes to China, from the investigation of Xinjiang in the last decade. *Chenia* 13: 39-61.
- HILL, M. O, N. BELL, M. A., BRUGGEMANNANNENGA, M. BRUGUÉS, M. J. CANO, J. ENROTH, K. I. FLATBERG, J. P. FRAHM, M. T. GALLEGU, R. GARILLETI, J. GUERRA, L. HEDENÄS, D. T. HOLYOAK, J. HYVÖNEN, M. S. IGNATOV, F. LARA, V. MAZIMPAKA, J. MUÑOZ & L. SÖDERSTRÖM 2006. An annotated checklist of the mosses of Europe and Macaronesia. *J. Bryol.* 28: 198-267. <https://doi.org/10.1179/174328206X119998>
- HODGETTS, N. G., L. SÖDERSTRÖM, T. L. BLOCKEEL, S. CASPARI, M. S. IGNATOV, N. A. KONSTANTINOVA, N. LOCKHART, B. PAPP, C. SCHRÖCK, M. SIM-SIM, D. BELL, N. E. BELL, H. H. BLOM, M. A. BRUGGEMANNANNENGA, M. BRUGUÉS, J. ENROTH, K. I. FLATBERG, R. GARILLETI, L. HEDENÄS, D. T. HOLYOAK, V. HUGONNOT, I. KARIYAWASAM, H. KÖCKINGER, J. KUČERA, F. LARA & R. D. PORLEY. 2020. An annotated checklist of bryophytes of Europe, Macaronesia and Cyprus. *J. Bryol.* 42: 1-116. <https://doi.org/10.1080/03736687.2019.1694329>
- KÜRSCHNER, H. & A. EDGAR. 2005. Bryophytes of Turkey: an annotated reference list of the species with synonyms from the recent literature and an annotated list of Turkish bryological literature. *Turk. J. Bot.* 29: 95-154.
- MATTERI, C. M. 1986. Los Musci (Bryophyta) de las Islas Malvinas, su hábitat y distribución. *Nova Hedwigia* 43: 159-189.
- MATTERI, C. M. 2003. Los musgos (Bryophyta) de Argentina. *Trop. Bryol.* 24: 33-100.
- MISHLER, B. D. 2007. *Syntrichia*. In: Flora of North America Editorial Committee (eds). *Flora of North America North of Mexico* vol. 27: 618-627. Oxford, Oxford University Press.
- MITTEN, W. 1869. *Musci Austro-Americani: Sive Enumeratio Muscorum Omnium Austro-Americanorum Mihi Hucusque Cognitorum, Eorum Praecipue in Terris Amazonicis Andinisque Ricardo Spruceo Lectorum*. Vol. 12. Longmans, Green, Reader, & Dyer. 1-569
- MÜLLER, F. 2009. An updated checklist of the mosses of Chile. *Arch. Bryol.* 58: 1-124.
- O'SHEA, B. J. 2006. Checklist of the mosses of Sub-Saharan Africa (version 5, 12/06). *Trop. Bryol. Res. Rep.* 6: 1-252. <https://doi.org/10.11646/bde.10.1.14>
- ROBINSON, H. 1967. Preliminary Studies on the Bryophytes of Colombia. *Bryologist* 70: 1-61. <https://doi.org/10.2307/3241138>
- SIM, T. R. 1926. The Bryophyta of South Africa. *Trans. Roy. Soc. South Africa* 15: 1-475.
- YANO, O. 1995. A new additional annotated checklist of Brazilian bryophytes. *J. Hattori Bot. Lab.* 78: 137-182. https://doi.org/10.18968/jhbl.78.0_137
- ZANDER, R.H. 1993. Genera of the Pottiaceae: Mosses of harsh environments. *Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci.* 32: 1-378.



CARACTERIZACIÓN DE SEMILLAS Y PLÁNTULAS DE *ZEPHYRANTHES BIFIDA* (AMARYLLIDACEAE)

CHARACTERIZATION OF SEEDS AND SEEDLINGS OF *ZEPHYRANTHES BIFIDA* (AMARYLLIDACEAE)

Juan M. Goyenetche^{1,2}, María C. Acosta¹, M. Luciana Alcaraz¹, Vilma T. Manfreda¹ & Rosa L. Scaramuzzino^{1*}

1. Núcleo de Estudios Vegetacionales y Agroecológicos de Azul (NUCEVA), Facultad de Agronomía, Universidad Nacional del Centro de la Provincia de Buenos Aires. Buenos Aires, Argentina.

2. Becario "Estímulo a las Vocaciones Científicas", Consejo Interuniversitario Nacional.

*rosas@faa.unicen.edu.ar

Citar este artículo

GOYENETCHE, J. M., M. C. ACOSTA, M. L. ALCARAZ, V. T. MANFREDA & R. L. SCARAMUZZINO. 2022. Caracterización de semillas y plántulas de *Zephyranthes bifida* (Amaryllidaceae). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 711-725.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n4.37812>

Recibido: 7 Jun 2022
Aceptado: 8 Sep 2022
Publicado en línea: 4 Nov 2022
Publicado impreso: 30 Dic 2022
Editora: Ana María González 

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

SUMMARY

Background and aims: *Zephyranthes bifida* is a native species of the Pampas ecoregion, with ornamental and medicinal potential. In this work, the seedling was studied for the first time and its seeds were characterized. The objectives were to describe the cotyledon and the first leaf and to provide some anatomical characteristics, as well as to provide information about the embryo/endosperm relationship and the type of reserve substances in the seed.

M&M: Seed reserve substances were determined by histochemical tests and the embryo/endosperm surface ratio was obtained with ImageJ. In seedlings, morphological structures were described, using Tillich's terminology (1995; 2007), and some anatomical characteristics. Phenological stages were established for ten days from germination.

Results and conclusions: Lipid and protein and lack of starch were determined in embryo and endosperm. In seedlings, the cotyledon is subdivided into a hypophyll and a hyperphyll. Hypophyll presents a ring through which the first eophyll emerges. The distal part of the cotyledonary hyperphyll is completely inserted in the seed, has a haustorial function and has two vascular bundles. Proximal part of cotyledonary hyperphyll has photosynthetic activity and has two vascular bundles too. In the first eophyll, hyperphyll has three vascular bundles. The primary root is attached to the base of the cotyledon through a very short hypocotyl, which in its basal part has rhizoids. Four stages were defined during germination from the emergence of hypophyll, hyperphyll and first eophyll.

KEY WORDS

Anatomy, cotyledon, eophyll, *Rhodophiala bifida*; seedlings, seed reserves, seeds.

RESUMEN

Introducción y objetivos: *Zephyranthes bifida* es una especie nativa de la ecorregión pampeana, con potencial ornamental y medicinal. En este trabajo se estudió por primera vez la plántula y se caracterizaron sus semillas. Los objetivos fueron describir el cotiledón y la primera hoja, aportar algunas características anatómicas, y brindar información acerca de la relación embrión/endosperma y del tipo de sustancias de reserva de la semilla.

M&M: Mediante pruebas histoquímicas se determinaron sustancias de reserva seminales y con ImageJ se obtuvo la relación de superficie embrión/endosperma. En plántulas se describieron estructuras anatómicas y morfológicas utilizando la terminología de Tillich (1995; 2007). Se establecieron estados fenológicos durante diez días desde la germinación.

Resultados y conclusiones: Se determinó la presencia de lípidos y proteínas y la ausencia de almidón en embrión y endosperma. En la plántula, el cotiledón está formado por un hipófilo y un hiperfilo. El hipófilo presenta un anillo por el cual emerge el primer eófilo. El extremo distal del hiperfilo cotiledonar está inserto completamente en la semilla, tiene función haustorial y posee dos haces vasculares. La zona proximal del hiperfilo cotiledonar tiene actividad fotosintética y también presenta dos haces vasculares. El hiperfilo del primer eófilo posee tres haces vasculares. La raíz primaria está unida a la base del cotiledón a través de un hipocótilo muy corto, que en su base presenta rizoides. Se definieron cuatro estadios durante la germinación a partir de la emergencia de hipófilo, hiperfilo y primer eófilo.

PALABRAS CLAVE

Anatomía, cotiledón, eófilo, plántulas, reservas seminales, *Rhodophiala bifida*, semillas.

INTRODUCCIÓN

La familia Amaryllidaceae comprende actualmente 73 géneros (APG IV, 2016) y alrededor de 1650 especies (Alzate *et al.*, 2019), distribuidas principalmente en zonas tropicales, con grandes centros de diversidad en Sudamérica, Sudáfrica y la región Mediterránea (Meerow & Snijman, 1998). En Argentina incluye 18 géneros, siendo *Zephyranthes* Herb. uno de los más importantes, representado por 49 especies (Anton & Zuloaga, 2022).

Recientemente, García *et al.* (2019) propusieron una nueva clasificación genérica dentro de la tribu Hippeastreae y como resultado se han incluido nuevas especies dentro del género *Zephyranthes*. Uno de estos casos lo constituye *Zephyranthes bifida* (Herb.) Nic.García & Meerow, anteriormente denominada *Rhodophiala bifida* (Herb.) Traub, que fue incluida en el subgénero *Neorhodophiala* Nic. García & Meerow. El subgénero comprende a esta única especie polimórfica, de amplia distribución geográfica que abarca el noreste de la República Argentina (Buenos Aires, Corrientes, Entre Ríos, Misiones), Uruguay, sur de Brasil y Paraguay.

Zephyranthes bifida (Fig. 1A-B) es una hierba bulbosa, con hojas lineares, subcarnosas, que aparecen durante o después de la floración (Hurrell & Roitman, 2009; García *et al.*, 2019). En la

provincia de Buenos Aires florece a fines de verano y principios de otoño (Hurrell & Roitman, 2009). Las flores con perigonio infundibuliforme y tépalos rojo carmín, rojo bermellón, rojo vinoso, purpúreos, rosados o blancos, se disponen en inflorescencias 2-8 floras, protegidas por una espata formada por dos brácteas separadas o unidas, y sostenidas por un escapo de 10-30 cm de altura (Fabris, 1969; Hurrell & Roitman, 2009; García *et al.*, 2019). El fruto es una cápsula globosa trilobular con numerosas semillas que son dispersadas por el viento (Hurrell & Roitman, 2009).

Sus características florales le confieren valor ornamental (Soto *et al.*, 2011; Facciuto *et al.*, 2021), razón por la cual se la cultiva (Dimitri, 1987; Hurrell & Roitman, 2009). Por su bajo requerimiento hídrico y nutricional, ha sido propuesta especialmente para xerojardinería (Facciuto *et al.*, 2021), práctica que permite ahorrar cantidades significativas de agua (Sovocool *et al.*, 2006). Además, sus bulbos contienen montanina, un alcaloide que presenta actividad antimicrobiana, antiinflamatoria y antioxidante (Castilhos *et al.*, 2007), entre otras propiedades de interés farmacológico (Farinon *et al.*, 2017; Reis *et al.*, 2019).

Existen varios estudios sobre *Z. bifida* referidos a su germinación (Echeverría & Alonso, 2010;

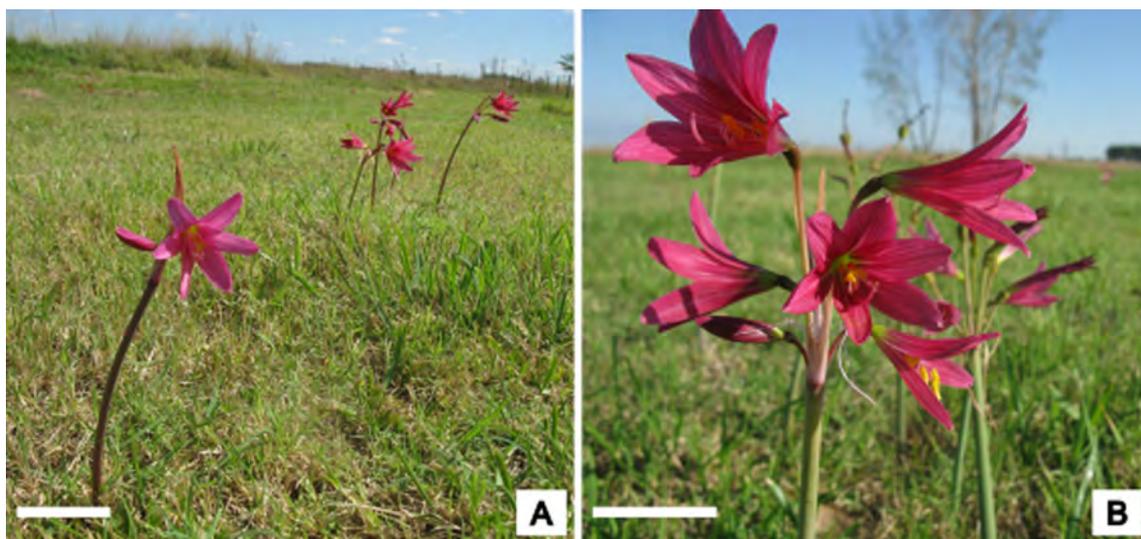


Fig. 1. *Zephyranthes bifida*. **A:** Individuos en campo colindante al Campus UNCPBA (Azul, Buenos Aires). **B:** Flores. Escalas = A-B: 4 cm.

Acosta *et al.*, 2021a), biología reproductiva (Facciuto *et al.*, 2021), diversidad genética (Schwedersky *et al.*, 2020) y mayormente a sus alcaloides de interés medicinal (Castilhos *et al.*, 2007; Farinon *et al.*, 2017; Reis *et al.*, 2019). Como parte de trabajos publicados que incluyen otras especies, se han realizado descripciones morfológicas del bulbo, hojas, escapo, flores, frutos y semillas de *Z. bifida* (Arroyo, 1984; Hurrell & Roitman, 2009; García *et al.*, 2019), pero en ninguno de los casos se profundizó en el estudio de sus plántulas, la morfología de sus embriones, ni la naturaleza de las reservas de sus semillas. Anatómicamente, solo se han descrito algunas características en individuos adultos (Arroyo & Cutler, 1984), y en cuanto a la estructura interna de las semillas y sus reservas, solo se conocen algunos aspectos generales para la familia Amaryllidaceae (Martin, 1946; Meerow & Snijman, 1998; Baskin & Baskin, 2007).

El estudio de las estructuras seminales y de las plántulas permite generar conocimientos básicos para la interpretación de estadios de desarrollo en la transición semilla-plántula. La evaluación de este paso crítico resulta importante en términos de calidad y vigor de semillas (Besnier Romero, 1989; Peretti, 1994). Ambos aspectos permiten tener una aproximación de la capacidad de una muestra de semillas en la producción de plántulas normales (Peretti, 1994). Esta información es de interés para la reproducción por semillas en general (ISTA, 2006) y en particular para especies con potencial ornamental (ISTA, 2008).

Asimismo, la morfología interna de las semillas, especialmente la forma del embrión y el tamaño del mismo en relación con el endosperma, junto con algunas características químicas como el tipo de sustancias de reserva, son aspectos importantes para determinar relaciones filogenéticas (Baskin & Baskin, 2007; Lidueña Pérez & Martelo Solórzano, 2018) y están asociados con la morfología inicial de las plántulas (Garwood, 1996). Según Gross (1988), las semillas pueden proporcionar excelentes características para el diagnóstico, ya que son menos susceptibles a los cambios ambientales. En este sentido, Pereira *et al.* (2008) mencionan que el conocimiento de la morfología de las semillas y el desarrollo postseminal puede contribuir a la diferenciación de grupos taxonómicos, además de ayudar a los análisis de germinación

y conservación de semillas, y a los estudios de regeneración en ecosistemas naturales. De hecho, una caracterización detallada de las semillas, germinación y morfología de las primeras etapas de las plántulas, ha proporcionado información importante para la circunscripción taxonómica en algunas familias como Bromeliaceae (Lidueña Pérez & Martelo Solórzano, 2018). Sin embargo, en Amaryllidaceae, con tribus con complejas e intrincadas historias taxonómicas y evolutivas (Sassone & Giussani, 2018; García *et al.*, 2019), no se han utilizado semillas y plántulas para diferenciar taxones (Arroyo-Leuenberger & Leuenberger, 2009; Sassone *et al.*, 2013; Sassone & Arroyo-Leuenberger, 2018), tal vez por el bajo valor relativo a nivel taxonómico de estas estructuras.

Las plántulas de Monocotyledoneae tienen una estructura compleja y si bien hay una larga tradición de investigaciones sobre su morfología, muchas de las descripciones son superficiales, utilizan una terminología inexacta y a menudo incorrecta o engañosa (Tillich, 1995; 2007). Tillich estudió las plántulas de algunos grupos de Monocotyledoneae como las familias Araceae (Tillich, 2003a), Iridaceae (Tillich, 2003b), Hanguanaceae y Flagellariaceae (Tillich, 1996). En una de sus publicaciones (Tillich, 2007), ofrece un glosario ilustrado con sinónimos, para estandarizar las descripciones y permitir comparaciones. La terminología de Tillich (1995; 1998; 2000; 2003a; 2007) se ha utilizado para describir la morfología de plántulas de especies de Araceae (Maciel *et al.*, 2012), Araceae (Almeida, 2006), Smilacaceae (Martins *et al.*, 2011) y Bromeliaceae (Pereira *et al.*, 2008). Sin embargo, las plántulas de Amaryllidaceae han sido descritas muy brevemente, y aunque Tillich (1995) incluyó en su trabajo esquemas de plántulas de algunos géneros de esta familia, entre ellos *Zephyranthes*, no se menciona sobre qué especies se realizaron.

En este trabajo, se estudia por primera vez la plántula de *Z. bifida* y se caracterizan sus semillas. Los objetivos son describir particularmente el cotiledón y la primera hoja utilizando la terminología de Tillich (1995; 2007) y aportar algunas características anatómicas, así como brindar información acerca de la relación embrión/endosperma y del tipo de sustancias de reserva de la semilla.

MATERIALES Y MÉTODOS

Material de estudio

Los frutos y semillas de *Z. bifida* se recolectaron en abril de 2022 (Fig. 1A-B), en el Partido de Azul, en un campo colindante con la Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional del Centro de la Provincia de Buenos Aires (Argentina). El sitio se encuentra ubicado en la Pampa Deprimida (Morello *et al.*, 2012) y fue caracterizado como una planicie con geoformas de relieve positivo (lomas), con presencia de tosca calcárea a diferentes profundidades del perfil del suelo; siendo el tipo de vegetación dominante el flechillar (Valicenti & Cachena, 2018).

Los ejemplares de *Z. bifida* de los cuales se obtuvieron los frutos y semillas, fueron identificados (Fabris, 1969; Hurrell & Roitman, 2009) y depositados en el Herbario FAA (Thiers, 2022). Los frutos y semillas recolectados se secaron y almacenaron a temperatura ambiente en bolsas de papel madera.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. Buenos Aires: Pdo. Azul, Azul, S 36° 45' 56,99" O 59° 52' 59,82", 6-IV-2022, Goyenche 14 (FAA 11.681).

Caracterización de semillas y pruebas histoquímicas

En diez frutos se contabilizó el número de semillas por lóculo y se las clasificó como completas o vanas dependiendo de si presentaban (o no) aspecto papiráceo y tamaño reducido, a ojo desnudo.

Para las pruebas histoquímicas, se utilizaron semillas completas e hidratadas por 30 minutos sobre papeles absorbentes humedecidos con 4,5 mL de agua destilada. Posteriormente, se les retiró la cubierta seminal con ayuda de cinta adhesiva. En cada semilla, se realizaron cortes transversales a diferentes alturas, a mano alzada y con hoja de afeitar, para ser observados directamente, luego de las tinciones, con microscopio óptico Zeiss Primo Star.

Para la detección de almidón y lípidos, se utilizó Lugol y Sudán IV, respectivamente (D'Ambrogio de Argüeso, 1986). Para la detección de proteínas se empleó el reactivo Amido Black en solución 0,5% m/v en ácido acético al 7% v/v (Llewellyn, 2019).

Caracterización de embriones

Los embriones se extrajeron de semillas hidratadas durante dos días, momento anterior a su germinación. Para esto, se removió la cubierta seminal con ayuda de cinta adhesiva y con aguja

histológica se extrajo el embrión. Con el objetivo de observar mejor sus estructuras, los embriones extraídos fueron teñidos con verde de malaquita (Peretti, 1994). Las observaciones se realizaron con microscopio estereoscópico Olympus SZH10. Se tomaron fotografías de las semillas con la cubierta removida y de los embriones extraídos. Dada la uniformidad externa y en el comportamiento germinativo de las semillas completas provenientes de la población estudiada (Acosta *et al.*, 2021a), se analizaron 10 unidades seleccionadas al azar. Se obtuvieron las relaciones superficie embrión/superficie endosperma y longitud vaina/longitud hiperfilo, utilizando el software ImageJ (Schneider *et al.*, 2012). En el primer caso, se empleó la herramienta "Polygon selections" para medir áreas, mientras que para la vaina y el hiperfilo se midió la longitud de ambas estructuras utilizando líneas rectas y segmentadas (Gonzalez, 2018).

Obtención de plántulas

Las plántulas se obtuvieron por germinación. Se colocaron en cuatro cajas de Petri, 15 semillas (sin desinfectar previamente) sobre una hoja de papel de filtro y cuatro hojas de papel toalla humedecidas con 4,5 ml de agua destilada. Para evitar la desecación, cada caja de Petri fue colocada individualmente dentro de un envase plástico transparente con tapa, apoyado sobre una goma espuma embebida en agua. Los envases plásticos fueron colocados de a pares en bandejas plásticas con agua y envueltas con bolsas de polietileno transparentes, con el fin de preservar humedad próxima a la saturación, contribuir al mantenimiento de la temperatura y permitir la entrada de luz. La temperatura de germinación fue de 20°C y el fotoperíodo de 12 horas de luz blanca, suministrada por tubos fluorescentes. Se definió el momento de la germinación como aquél en que se observó al menos 1 mm del embrión sobresaliendo de las cubiertas seminales rotas.

Caracterización de plántulas

Se realizó un seguimiento de las plántulas durante diez días desde la germinación. Las observaciones se efectuaron con microscopio estereoscópico, se tomaron fotografías, y se definieron estadios según cambios externos distinguibles visualmente. Una descripción morfológica más completa de las plántulas se realizó a los diez días desde la germinación, utilizando la terminología de Tillich

(1995; 2007). A partir de esta descripción se interpretaron las estructuras del embrión.

Para el estudio de la anatomía, se realizaron preparados temporarios de material fresco con plántulas de diez días desde la germinación, seleccionadas al azar. Los cortes transversales se realizaron a mano alzada, con hoja de afeitar, y se observaron con microscopio óptico.

RESULTADOS

Caracterización de semillas y pruebas histoquímicas

El número de semillas por lóculo osciló entre 16 y 37, de las cuáles entre 0 y 20 tenían aspecto de vanas (Fig. 2A-C). El total de semillas por fruto fue muy variable: entre 50 y 92. Las semillas completas son planas y aladas (Fig. 2D). La cubierta seminal está formada externamente por una testa negra y brillante, e internamente por un tegmen reducido a una película delgada, traslúcida y de color castaño, que recubre al endosperma de consistencia firme, blanquecino y semitransparente (Fig. 2E).

Respecto a las pruebas histoquímicas, tanto en el embrión como en el endosperma (Fig. 3A), el reactivo Amido Black evidenció cuerpos proteicos de color azul oscuro (Fig. 3B). La coloración con Sudán IV permitió observar cuerpos rojizos también en ambas estructuras, mostrando la presencia de lípidos (Fig. 3C). Con el reactivo de Lugol no se obtuvo coloración azul-violácea, indicando la ausencia de almidón.

Caracterización de embriones

El embrión se ubica en el centro de la semilla (Fig. 2E). Es recto (Fig. 4A), excepto en algunos casos en los que se observa una leve curvatura en alguno de los extremos (Fig. 4B). Externamente sólo se observa el cotiledón; el eje embrionario es inconspicuo. La superficie del embrión relativa al endosperma es de 0,1780 (D.E. = $\pm 0,0236$), es decir, menos de un cuarto de la superficie de la semilla.

La forma del cotiledón es cilíndrica (Fig. 4A), de sección transversal elíptica (Fig. 3A). El largo promedio del cotiledón es de 5,1 mm. Se divide



Fig. 2. Frutos y semillas de *Z. bifida*. **A:** Cápsulas cerradas. **B:** Cápsula abierta con semillas. **C:** Semillas completas y vanas de un lóculo. **D:** Semilla. **E:** Semilla con cubierta removida. Abreviaturas = al: ala de la semilla; em: embrión; en: endosperma; sc: semillas completas; sv: semillas vanas; tes: testa; teg: restos del tegmen. Escalas = A-B: 1 cm; C: 1,4 cm; D-E: 1,5 mm.

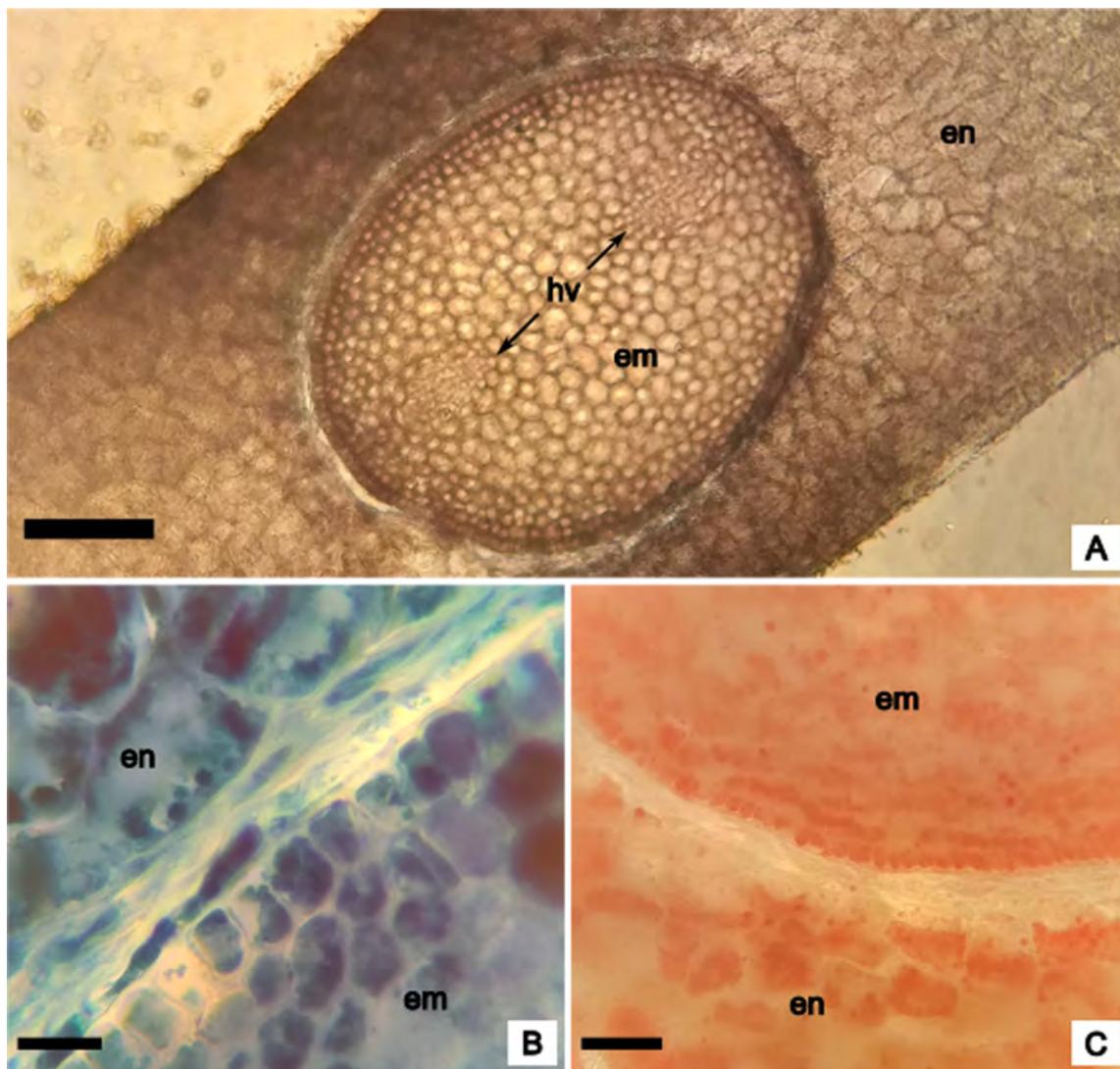


Fig. 3. Pruebas histoquímicas en semillas de *Z. bifida*. **A:** Embrión y endosperma en corte transversal a la altura del segmento distal del hiperfilo cotiledonar. **B:** Embrión y endosperma con Amido Black. **C:** Embrión y endosperma con Sudán IV. Abreviaturas = em: embrión; en: endosperma; hv: haz vascular. Escalas = A: 200 µm; B: 50 µm; C: 20 µm.

en un hipofilo o vaina (parte inferior de la hoja cotiledonar) y un hiperfilo (parte superior de la hoja cotiledonar) (Fig. 4D). Entre el hipofilo y el hiperfilo se observa el anillo del hipofilo, que representa el margen superior (circular) del mismo. La longitud del hiperfilo con respecto al hipofilo, a los dos días de hidratación, es mayor; aproximadamente con una relación 2:1 (hiperfilo/hipofilo). El hipofilo, incluyendo al anillo, tiene

una longitud promedio de 1,7 mm, mientras que el hiperfilo mide en promedio 3,4 mm.

En el embrión, el primer eófilo (primera hoja) presenta exteriormente una estructura similar a la del cotiledón, consta de una lámina cilíndrica y una vaina (Fig. 4D). Para visualizar al eófilo antes de su emergencia, es necesario presionar el hipofilo del cotiledón para que asome por el anillo (Fig. 4C).

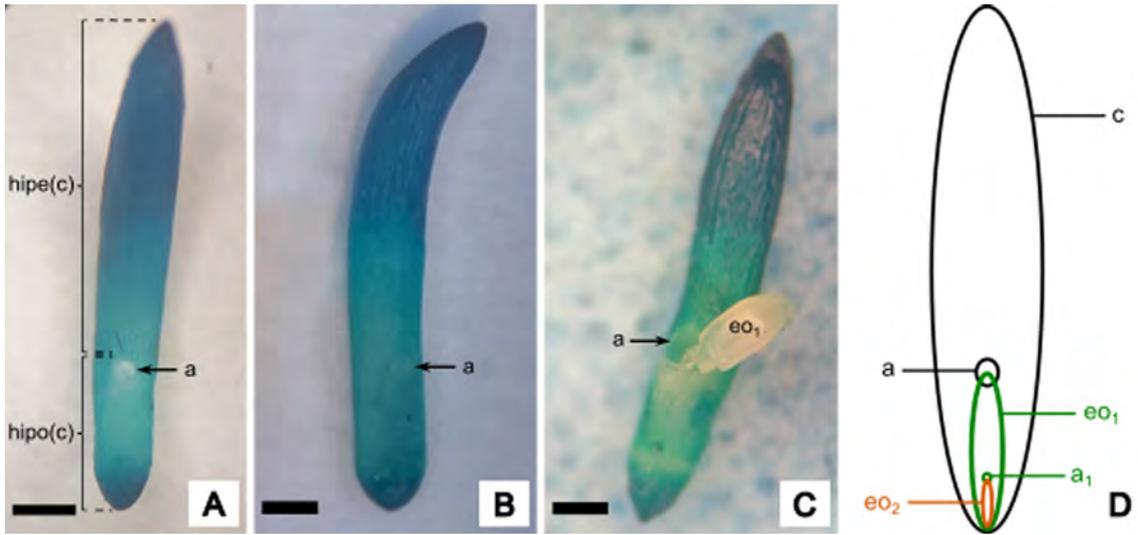


Fig. 4. Embrión de *Z. bifida*. **A:** Embrión recto. **B:** Embrión curvado en extremo haustorial. **C:** Primer eófilo emergiendo por el anillo del hipofilo cotiledonar. **D:** Esquema interpretativo de las estructuras embrionarias aplicando la terminología de Tillich. Abreviaturas = a: anillo del hipofilo cotiledonar; a1: anillo del primer eófilo; c: cotiledón; eo1: primer eófilo; eo2: segundo eófilo; hipe(c): hiperfilo cotiledonar; hipo(c): hipofilo cotiledonar. Escalas = A-C: 0,5 mm.

Caracterización de plántulas a diez días de la germinación

En el cotiledón se distingue un hipofilo o vaina (parte inferior de la hoja cotiledonar) y un hiperfilo (parte superior de la hoja cotiledonar) (Fig. 5A). El hipofilo es cerrado (tubular) y bifacial (Fig. 6A). El margen superior del hipofilo es circular, en forma de anillo (Fig. 5B), por el cual emerge el primer eófilo (primera hoja plumular). Por dentro del hipofilo, en el extremo inferior (base del cotiledón), se halla un corto eje embrionario. La estructura interna del hipofilo, es asimétrica (Fig. 6A) si se considera como plano de simetría el eje mayor de la sección transversal, ya que el eófilo se encuentra desplazado hacia el lado del anillo, y los dos haces vasculares colaterales del hipofilo se localizan en el lado opuesto. La epidermis exterior del hipofilo es uniestratificada, con cutícula lisa. Subyacentes, se disponen dos a tres capas de clorénquima, que se continúan por un parénquima reservante (de mayor espesor en el lado donde se ubican los haces vasculares) con abundantes amiloplastos (Fig. 6D), hasta alcanzar la epidermis interior, también uniestratificada, con cutícula más delgada.

El hiperfilo cotiledonar es una estructura unifacial, sin márgenes (Fig. 6B). En él se distinguen dos segmentos: uno proximal (con respecto al hipofilo o vaina) y otro distal (Fig. 5E). La zona proximal del hiperfilo adquiere actividad fotosintética bajo iluminación y se alarga separando a la semilla de la vaina cotiledonar (Fig. 5A-B). A los diez días desde la germinación tiene forma curva, semejante a un gancho (en forma de U). Se observó que este segmento levanta a la semilla del sustrato de germinación (Fig. 5C). En corte transversal, su estructura interna (Fig. 6B) presenta una epidermis uniestratificada con cutícula lisa. Subyacente a la epidermis se dispone el parénquima fotosintético, hasta la altura de los dos haces vasculares colaterales, ubicados hacia ambos extremos del eje mayor del corte. En la zona central, el parénquima no fotosintético está constituido por células isodiamétricas que aumentan de tamaño hacia el interior.

El segmento distal del hiperfilo (Fig. 5E) es incoloro, tiene función haustorial, está en contacto con el endosperma, y permanece inserto completamente en la semilla. Es cilíndrico, de sección transversal elíptica (Fig. 3A). Su estructura

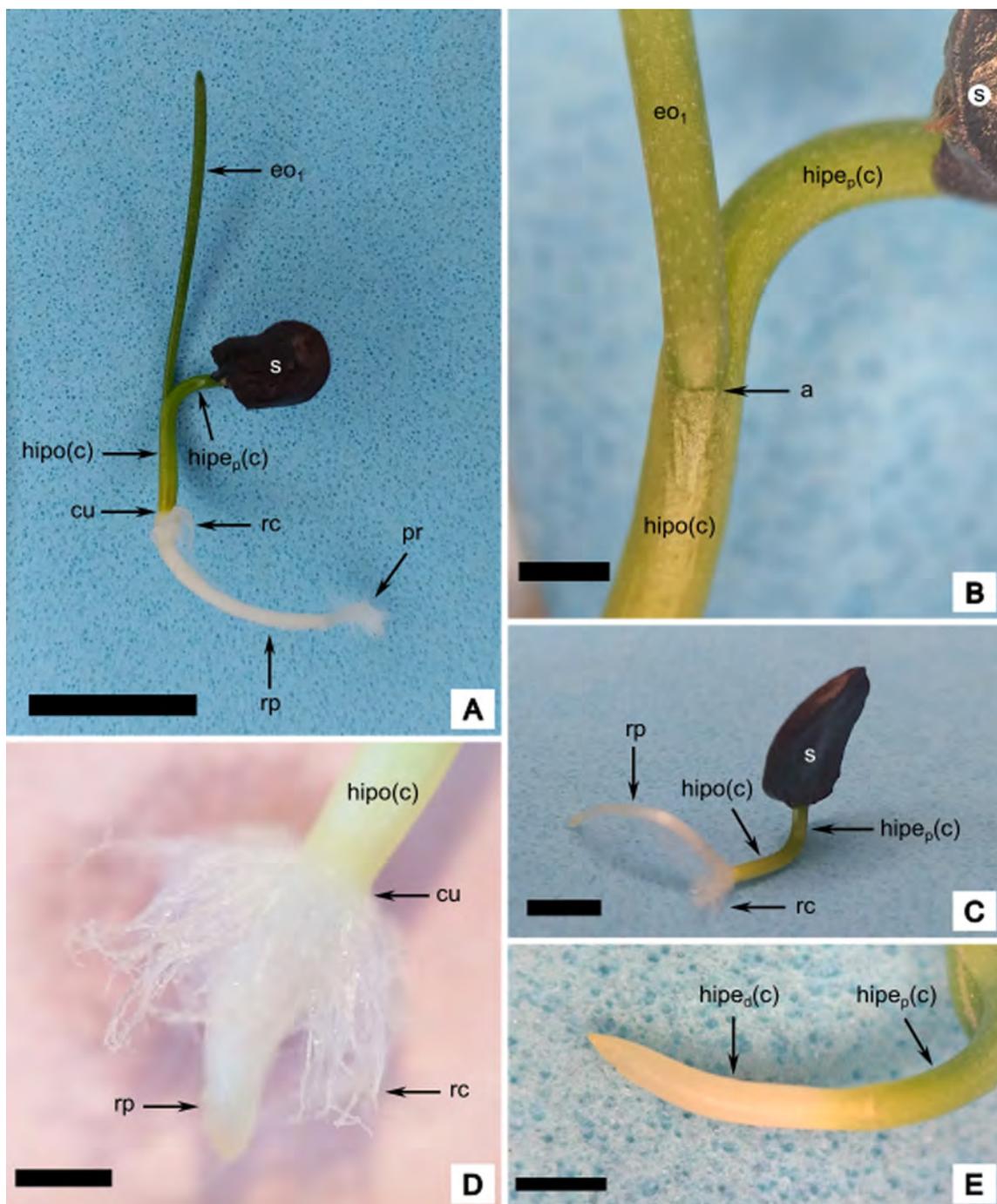


Fig. 5. Plántula de *Z. bifida*. **A:** Cotiledón, raíz primaria y primer eófilo. **B:** Zona del anillo del hipofilo cotiledonar. **C:** Segmento proximal del hiperfilo cotiledonar levantando a la semilla durante la germinación. **D:** Rizoides del cuello (collarete). **E:** Segmento distal del hiperfilo cotiledonar (haustorio). Abreviaturas = a: anillo del hipofilo cotiledonar; cu: cuello; eo₁: primer eófilo; hipe(c): hiperfilo cotiledonar; hipe_d(c): segmento distal del hiperfilo cotiledonar; hipe_p(c): segmento proximal del hiperfilo cotiledonar (haustorio); hipo(c): hipofilo cotiledonar; pr: pelos radiculares; rc: rizoides del cuello; rp: raíz primaria; s: semilla. Escalas = A: 1 cm; B: 1 mm; C: 3 mm; D: 1 mm; E: 1,5 mm.

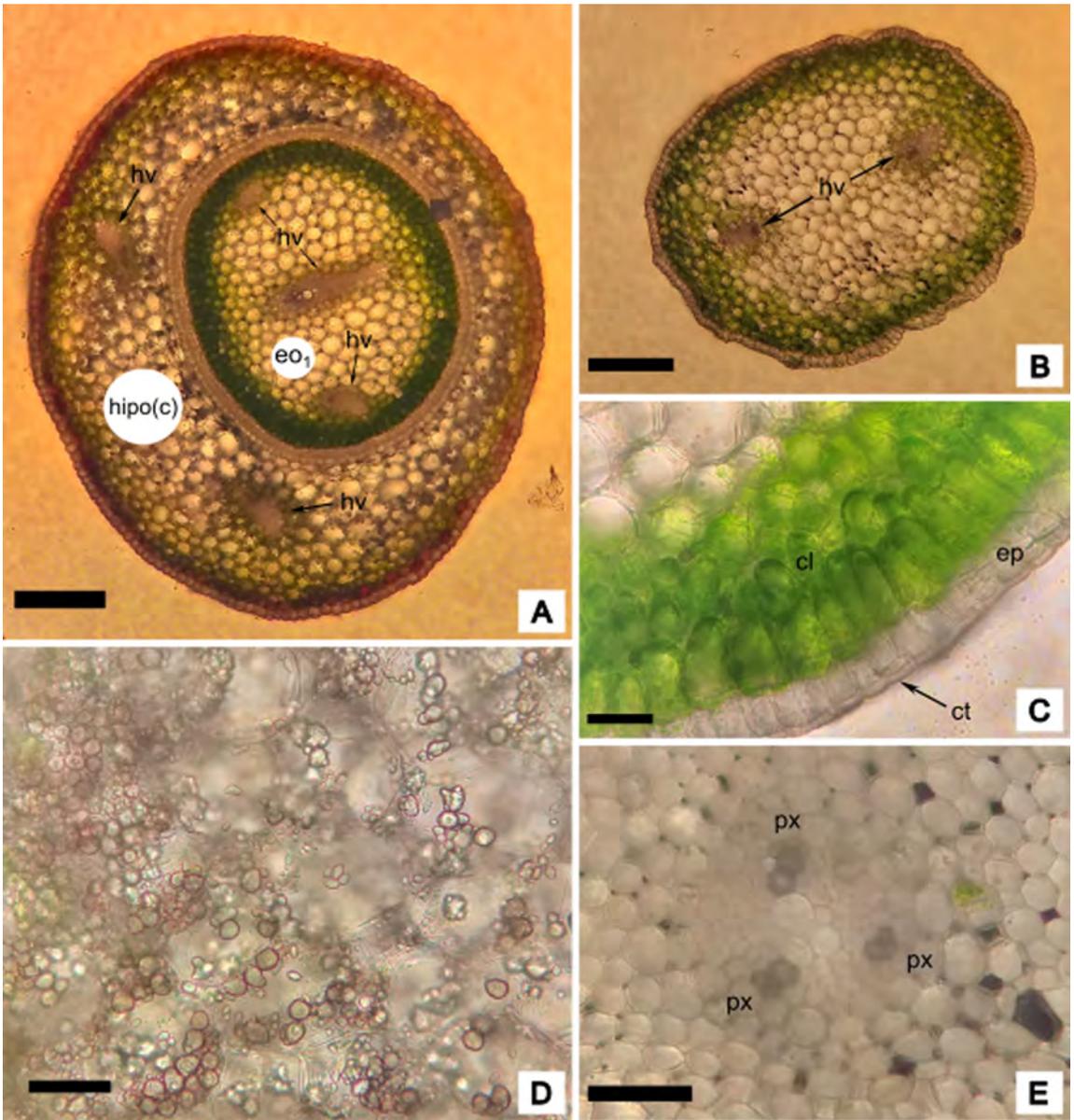


Fig. 6. Anatomía de la plántula de *Z. bifida*. **A:** Estructura interna del hipofilo cotiledonar y de la lámina del primer eófilo en corte transversal (CT). **B:** Estructura interna del segmento proximal del hiperfilo cotiledonar en CT. **C:** Epidermis y clorénquima del hiperfilo del primer eófilo en CT. **D:** Amiloplastos en parénquima reservante del hipofilo cotiledonar. **E:** Cilindro central de la raíz primaria en CT. Abreviaturas = cl: clorénquima; ct: cutícula; eo₁: primer eófilo; ep: epidermis; hipo(c): hipofilo cotiledonar; hv: haz vascular; px: polo de protoxilema. Escalas = A-B: 200 µm; C-E: 50 µm.

interna presenta las mismas características que el segmento proximal, con la excepción de que carece de cloroplastos y la cutícula es más delgada.

El primer eófilo (primera hoja plumular)

emerge por el anillo de la vaina del cotiledón (Fig. 5B). En el eófilo se distingue el hiperfilo (o lámina) y el hipofilo (o vaina), análogamente a la estructura externa del cotiledón. El hipofilo

del eófilo es bifacial, tubular y tiene el margen superior en forma de anillo (por donde emergerá la segunda hoja). El hiperfilo es cilíndrico (Fig. 5A), de sección transversal elíptica (Fig. 6A). Su estructura interna presenta una epidermis uniestratificada, con cutícula lisa (Fig. 6A, C). Por debajo se dispone el clorénquima, conformado por una capa externa de células alargadas, similares a las de un parénquima en empalizada; que se continúa con dos a cuatro capas de células más redondeadas que se extienden hasta los haces vasculares. El parénquima no fotosintético está constituido por células isodiamétricas que aumentan de tamaño hacia el interior. Se observan tres haces vasculares colaterales alineados en el eje mayor de la sección transversal: uno central de mayor tamaño y dos más pequeños ubicados hacia los extremos.

El hipocótilo es muy breve, de modo que la raíz primaria parece estar unida directamente con la base del cotiledón (Fig. 5A, C). En el cuello, la región de transición entre el hipocótilo y la raíz primaria, que representa realmente la parte inferior del hipocótilo, se observan densos y largos tricomas (rizoides del cuello) que forman un collarite (Fig. 5D).

A los diez días desde la germinación, la raíz primaria ya presenta pelos radiculares. En cuanto a la estructura interna, en corte transversal en la zona cercana al cuello, el cilindro vascular presenta entre tres y cuatro polos de protoxilema (Fig. 6E).

Estadios durante diez días desde la germinación

Se definieron cuatro estadios durante diez días desde la germinación:

Estadio 0 (E0): Semillas hidratadas antes de la protrusión (Fig. 2E).

Estadio 1 (E1): Emergencia del hipofilo o vaina del cotiledón (Fig. 7A).

Estadio 2 (E2): Emergencia del hiperfilo del cotiledón (Fig. 7B).

Estadio 3 (E3): Emergencia del primer eófilo por el anillo del hipofilo cotiledonar (Fig. 7C).

La germinación inicia con la protrusión del hipofilo del cotiledón, entre los cuatro y cinco días desde la siembra. La parte inferior del cotiledón participa durante la germinación en empujar y proteger al eje embrionario (Fig. 7A-B).

Los primeros rizoides del cuello (Fig. 7D) se

observaron entre E1 y E2, cuando el anillo del hipofilo del cotiledón emerge completamente de la semilla producto de la elongación del segmento distal del hiperfilo cotiledonar. A partir de la aparición de los rizoides del cuello, prosigue el crecimiento evidente de la raíz primaria.

Luego de la emergencia del primer eófilo (E3), los cambios visibles hasta los diez días desde la germinación, consisten en el crecimiento en longitud del hiperfilo del primer eófilo y la raíz primaria; y en esta última, la aparición de los pelos radiculares.

A los diez días desde la germinación, los rizoides del cuello persisten, y en algunas plántulas, el haustorio (segmento distal del hiperfilo cotiledonar) ya se encuentra en senescencia (Fig. 7E).

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

Caracterización de semillas y pruebas histoquímicas

El número máximo de semillas (92) coincide aproximadamente con el señalado por Echeverría & Alonso (2010) para frutos con buen desarrollo, aunque se hallaron frutos con una cantidad de semillas considerablemente menor (50). Se debe tener en cuenta que estas autoras trabajaron con semillas procedentes de poblaciones silvestres de Sierra de los Padres (sudeste del Sistema de Tandilia, Buenos Aires). Así también, el número de semillas es considerablemente mayor a los registrados por Facciuto *et al.* (2021), que no superan las 50 por fruto. En este caso, el material procede de una población naturalizada del Partido de Hurlingham (Buenos Aires).

Según las características de la cubierta seminal, esta semilla podría clasificarse como testal (Danilova *et al.*, 1995). En este tipo de semillas, el tegumento interno del óvulo se desintegra durante el desarrollo seminal, persistiendo en la cubierta como una película sin estructura.

Las reservas más abundantes de las semillas (tanto en el embrión como en el endosperma) están compuestas por lípidos y proteínas, por lo que puede concluirse que el endosperma es no amiláceo, conforme a lo señalado por Martín (1946) para las Amaryllidaceae. Sería deseable corroborar la presencia de hemicelulosas en el

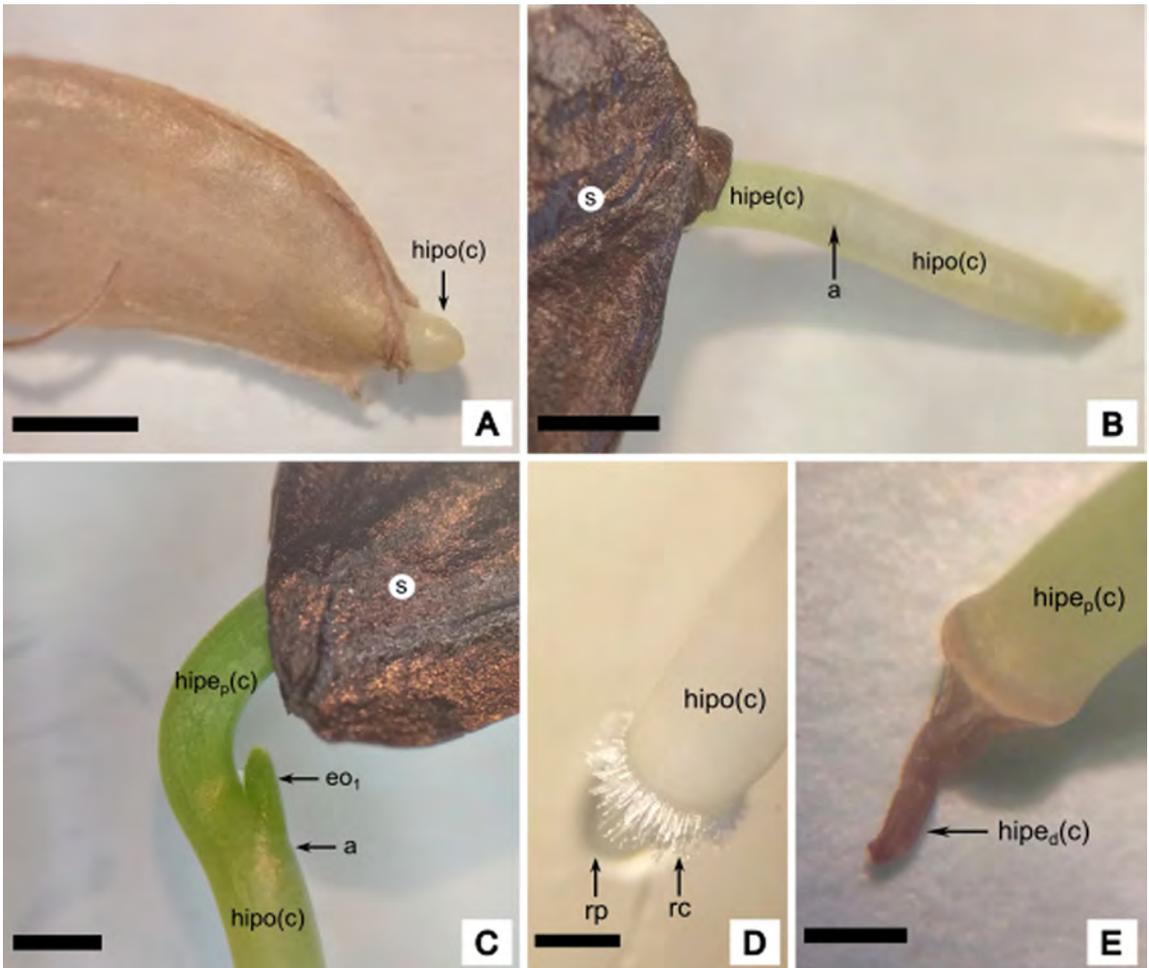


Fig. 7. Estadios durante la germinación en *Z. bifida*. **A:** E1. **B:** E2. **C:** E3. **D:** Rizoides del cuello incipientes. **E:** Segmento distal del hiperfilo cotiledonar (haustorio) en senescencia. Abreviaturas = a: anillo del hipofilo cotiledonar; eo_1 : primer eófilo; $hipe(c)$: hiperfilo cotiledonar; $hipe_d(c)$: segmento distal del hiperfilo cotiledonar; $hipe_p(c)$: segmento proximal del hiperfilo cotiledonar (haustorio); $hipo(c)$: hipofilo cotiledonar; rc: rizoides del cuello; rp: raíz primaria. Escalas = A-B: 1,5 mm; C-D: 1 mm; E: 0,5 mm.

endosperma, mencionada por Meerow & Snijman (1998) como característica de la familia.

Caracterización de embriones

En relación a las características del embrión, su forma lineal y recta (salvo algunas excepciones) y la posición central en la semilla, se condice con lo señalado por Martin (1946) para el género *Zephyranthes*. Asimismo, la consistencia del endosperma coincide con las características consideradas comunes para Liliaceae, Iridaceae y

Amaryllidaceae (Martin, 1946). Respecto al tamaño relativo del embrión, Martin (1946) menciona que para estas tres familias es relativamente pequeño y ocupa menos de una cuarta parte del volumen de la semilla. En este trabajo, se realizó una aproximación a partir de la superficie relativa del embrión, la cual no alcanza el 25% de la superficie de la semilla.

Danilova *et al.* (1995) describieron tres tipos de estructuras de embrión para Monocotyledoneae. El embrión de esta especie se ubica en el segundo

tipo: cotiledón con grado variable de función haustorial; dado que la parte superior del hiperfilo (o segmento distal) cumple esa función. El haustorio tiene diferentes formas según la forma de la semilla: cilíndrico, globular o aplanado (Tillich, 2007); en este caso es cilíndrico.

Según Danilova *et al.* (1995), en este tipo de embrión la parte inferior del cotiledón participa en empujar y proteger el eje embrionario durante la germinación. En este caso, se observó que la parte del cotiledón que se elonga considerablemente es el segmento proximal del hiperfilo, mientras que la elongación del hipofilo es menor, comparativamente. Por lo tanto, el hipofilo del cotiledón protege a la plúmula, y el empuje del eje embrionario hacia el exterior de la cubierta seminal es provocado principalmente por la elongación del segmento proximal del hiperfilo.

Caracterización de plántulas y estadios

De las tres formas que puede presentar el hiperfilo cotiledonar (Tillich, 2007), en *Z. bifida* forma una vaina baja que abraza al nudo cotiledonar sin excrecencias secundarias.

En base a los resultados, el segmento proximal del hiperfilo cotiledonar, denominado tradicionalmente “parte media” (Tillich, 1995), es el primer órgano asimilador de la plántula. Si además se considera que este segmento levanta a la semilla del suelo, como ocurre en el sustrato de germinación, cumple con las condiciones para ser considerado *phaneromer* (Tillich, 2007). En este aspecto, difiere con las observaciones de Tillich (1995) para Amaryllidaceae, donde el hiperfilo es generalmente corto y a veces solo tiene función haustorial, como en el género *Zephyranthes*. Se debe tener en cuenta que este género está constituido por numerosas especies (García *et al.*, 2019) y puede haber diferencias entre ellas. Además, Tillich trabajó con plántulas producidas con luz permanente, y en este caso fueron obtenidas con fotoperíodo (12 hs), dado que las semillas son fotoblásticas neutras (Echeverría & Alonso, 2010; Acosta *et al.*, 2021a).

En Amaryllidaceae, Tillich (1995) describió el hiperfilo del cotiledón como bifacial. Posteriormente, consideró que solo había unos pocos ejemplos cuestionables y que los dos segmentos del hiperfilo eran unifaciales (Tillich, 2007). En este trabajo se confirmó que para *Z.*

bifida, los dos segmentos son efectivamente unifaciales, con dos haces vasculares.

El hiperfilo del primer eófilo es cilíndrico, de sección elíptica, y tiene aspecto filiforme, como señalan Echeverría & Alonso (2010) para las hojas de las plántulas y las juveniles del primer año. La estructura es unifacial y presenta tres haces vasculares; en contraste con la estructura bifacial de la lámina en individuos adultos (Arroyo & Cutler, 1984).

Las características de breve, inconspicuo y prácticamente indetectable, descritas por Tillich (1995; 2000) para el hipocótilo de las Monocotyledoneae en general, y de las Amaryllidaceae en particular, son aplicables a *Z. bifida*. Asimismo, en la base de su hipocótilo se observaron los rizoides del cuello. La adherencia de estos tricomas al sustrato de germinación (papel de filtro), observada al retirar las plántulas, resulta consistente con la hipótesis de Tillich (2000; 2007) sobre su función como primera estructura de contacto firme con el sustrato, además de que probablemente contribuyan a la absorción de agua e iones antes de que se desarrollen los pelos radiculares (Tillich, 2000). Sin embargo, en este trabajo se comprobó que, a los diez días desde la germinación, cuando la raíz primaria ya presenta pelos radiculares, los rizoides del cuello persisten.

En 1995, Tillich consideró al término radícula como sinónimo de raíz primaria. Aunque en 2007 diferencia ambos conceptos, aclarando que la radícula del embrión da origen a la raíz primaria durante la germinación. En cuanto a la estructura interna, la raíz primaria de *Z. bifida* es triarca o tetarca como en la mayoría de las Monocotyledoneae (Tillich, 1995).

En este trabajo se describió por primera vez la plántula de *Z. bifida*. Se desconoce el valor diagnóstico de sus características (o de cada una de sus partes) a nivel específico, por cuanto aún no se han realizado estudios morfológicos y anatómicos en otras especies del género. En estudios preliminares de *Z. tubispatha* (L'Hér.) Herb. (Acosta *et al.*, 2021b), se observó menor desarrollo en la longitud del *phaneromer*, al igual que en el esquema de plántula presentado por Tillich (1995) para *Zephyranthes* (sin indicar la especie). Futuros trabajos que incluyan un mayor número de especies podrían dilucidar este aspecto y otras diferencias.

Dado que uno de los impactos adversos del cambio climático es la escasez de agua (IPCC, 2022), adquiere relevancia el cultivo de esta especie ornamental apta para xerojardinería (Soto *et al.*, 2011; Facciuto *et al.*, 2021). Esto, sumado a su potencial farmacológico (Castilhos *et al.*, 2007; Farinon *et al.*, 2017; Reis *et al.*, 2019), otorga valor al conocimiento de las características de las semillas y plántulas, y de los primeros estadios de desarrollo. En este sentido, la descripción de la plántula en las condiciones utilizadas para este trabajo, consideradas óptimas según Acosta *et al.* (2021a), también es útil para pruebas de calidad y vigor de las semillas, ya que permitiría detectar y evaluar anomalías en las plántulas. Particularmente para especies ornamentales, la International Seed Testing Association toma esta información como base de algunas pruebas para cuantificar el vigor (ISTA, 2008).

Este trabajo brinda información de utilidad para optimizar la propagación por semillas de *Z. bifida*, la cual cobra importancia ya que la multiplicación por bulbos (Dimitri, 1987; Hurrell & Roitman, 2009) compromete la conservación de las poblaciones naturales de esta especie nativa, que al menos en la provincia de Buenos Aires ha sido categorizada como vulnerable (Delucchi, 2006).

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

RLS y VTM diseñaron la investigación y obtuvieron los primeros resultados de los análisis morfológicos de las plántulas. JMG realizó las observaciones de los estadios de germinación, completó las observaciones sobre la morfología de las plántulas, obtuvo e interpretó los cortes anatómicos, tomó fotografías, realizó las mediciones con ImageJ y diseñó las figuras. JMG y MCA realizaron las pruebas histoquímicas. MCA y MLA realizaron los ensayos de germinación y aportaron información general de las semillas. Todos los autores contribuyeron en el análisis e interpretación de los datos, así como en la redacción del manuscrito.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a H. Fabio Causin (IBBEA-UBA) por el asesoramiento en las pruebas histoquímicas

y al Consejo Interuniversitario Nacional por el apoyo económico al becario. Este trabajo fue financiado con fondos provenientes de la Secretaría de Ciencia, Arte y Tecnología y de la Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional del Centro de la Provincia de Buenos Aires.

BIBLIOGRAFÍA

- ACOSTA, M. C., M. L. ALCARAZ, R. L. SCARAMUZZINO & V. T. MANFREDA. 2021a. Fisiología de la germinación de *Rhodophiala bifida*. *FAVE: Secc. Cienc. Agrar.* 20: 159-173. <https://doi.org/10.14409/fa.v20i1.10256>
- ACOSTA, M. C., J. M. GOYENETCHE, M. L. ALCARAZ, R. L. SCARAMUZZINO & V. T. MANFREDA. 2021b. Morfología de plántulas de *Zephyranthes tubispatha* (L'Hér.) Herb. (Amaryllidaceae) del centro de la provincia de Buenos Aires. *XXXVIII Jornadas Argentinas de Botánica. Bol. Soc. Argent. Bot.* 56: 112.
- ALMEIDA, S. L. 2006. *Morfoanatomia dos órgãos vegetativos de Anthurium coriaceum G. Don (Araceae) em diferentes estádios do desenvolvimento*. Tesis de Maestría. Universidade Federal de Santa Catarina, Brasil.
- ALZATE, F., M. LESMES, N. CORTÉS, S. VARELA & E. OSORIO. 2019. Sinopsis de la familia Amaryllidaceae en Colombia. *Biota Colomb.* 20: 2-20. <https://doi.org/10.21068/c2019.v20n01a01>
- ANTON A. M. & F. O. ZULOAGA (Dir.). Flora Argentina [online]. Disponible en: <http://www.floraargentina.edu.ar/> [Acceso: 11 abril 2022].
- APG (Angiosperm Phylogeny Group). 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>
- ARROYO, S. C. 1984. Contribución al conocimiento de los bulbos de Amaryllidaceae. *Kurtziana* 17: 55-70.
- ARROYO, S. C. & D. F. CUTLER. 1984. Evolutionary and taxonomic aspects of the internal morphology in Amaryllidaceae from South America and Southern Africa. *Kew Bull.* 39: 467-498. <https://doi.org/10.2307/4108592>
- ARROYO-LEUENBERGER, S. C. & B. LEUENBERGER. 2009. Revision of *Zephyranthes andina* (Amaryllidaceae) including five new synonyms. *Willdenowia* 39: 145-159. <http://dx.doi.org/10.3372/wi.39.39116>

- BASKIN, C. C. & J. M. BASKIN. 2007. A revision of Martin's seed classification system, with particular reference to his dwarf-seed type. *Seed Sci. Res.* 17: 11-20. <https://doi.org/10.1017/S0960258507383189>
- BESNIER ROMERO, F. 1989. *Semillas. Biología y tecnología*. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid.
- CASTILHOS, T. S., R. B. GIORDANI, A. T. HENRIQUES, F. S. MENEZES & J. Â. S. ZUANAZZI. 2007. Avaliação in vitro das atividades antiinflamatória, antioxidante e antimicrobiana do alcaloide montanina. *Rev. Bras. de Farmacogn.* 17: 209-214. <https://doi.org/10.1590/S0102-695X2007000200013>
- D'AMBROGIO DE ARGÜESO, A. 1986. *Manual de técnicas en histología vegetal*. Hemisferio Sur, Buenos Aires.
- DANILOVA, M. F., E. N. NEMIROVICH-DANCHENKO, G. A. KOMAR & M. M. LODKINA. 1995. The seed structure of monocotyledons. In: RUDALL, P. J., P. J. CRIBB, D. F. CUTLER & C. J. HUMPHRIES (eds.), *Monocotyledons: systematics and evolution*, pp. 461-472. Royal Botanic Gardens, Kew.
- DELUCCHI, G. 2006. Las especies vegetales amenazadas de la Provincia de Buenos Aires: una actualización. *APRONA Bol. Cient.* 39: 19-31.
- DIMITRI, M. J. 1987. Amarilidáceas. En: DIMITRI, M. J. (ed.), *Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería*, tercera edición, pp. 245-260 y 590-591. ACME, Buenos Aires.
- 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.* 42: 23-37.
- FABRIS, H. A. 1969. Amaryllidaceae. En: CABRERA, A. L. (ed.), *Flora de la Provincia de Buenos Aires*, pp. 520-538. INTA Ediciones, Buenos Aires.
- FACCIUTO, G. R., M. A. COVIELLA & V. L. BUGALLO. 2021. Biología reproductiva de *Rhodophiala bifida* (Amaryllidaceae): aspectos de aplicación en el mejoramiento genético. *FAVE: Secc. Cienc. Agrar.* 20: 147-157. <https://doi.org/10.14409/fa.v20i1.10255>
- FARINON, M., V. S. CLARIMUNDO, G. P. PEDRAZZA, P. S. GULKO, J. A. ZUANAZZI, R. M. XAVIER & P. G. DE OLIVEIRA. 2017. Disease modifying anti-rheumatic activity of the alkaloid montanine on experimental arthritis and fibroblast-like synoviocytes. *Eur. J. Pharmacol.* 799: 180-187. <https://doi.org/10.1016/j.ejphar.2017.02.013>
- GARCÍA, N., A. W. MEEROW, S. ARROYO-LEUENBERGER, R. S. OLIVEIRA, J. H. DUTILH, P. S. SOLTIS & W. S. JUDD. 2019. Generic classification of Amaryllidaceae tribe Hippeastreae. *Taxon* 68: 481-498. <https://doi.org/10.1002/tax.12062>
- GARWOOD, N. 1996. Functional morphology of tropical tree seedlings. In: SWAINE, M. (ed.), *The ecology of tropical forest tree seedlings*, pp. 59-129. Parthenon Publishing, New York.
- GONZALEZ, A. M. 2018. ImageJ: una herramienta indispensable para medir el mundo biológico. *Folium, rel. bot.* 1: 6-17.
- GROSS, E. 1988. Bromelienstudien IV. Zur Morphologie der Bromeliaceen-Samen unter Berücksichtigung Systematisch-taxono-mischer Aspekte. *Trop. Subtrop. Pflanzenwelt* 64: 415-625.
- HURRELL J. A. & G. ROITMAN. 2009. *Rhodophiala*. En: HURRELL, J. A. (ed.), *Flora Rioplatense*, pp. 132-136. Lola, Buenos Aires.
- IPCC (Intergovernmental Panel on Climate Change). 2022. Climate Change 2022: Impacts, Adaptation and Vulnerability. Contribution of Working Group II to the Sixth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change. Cambridge University Press, Cambridge.
- ISTA (International Seed Testing Association). 2006. *International rules for seed testing*. Bassersdorf.
- ISTA (International Seed Testing Association). 2008. *ISTA Handbook on Flower Seed Testing*. Bassersdorf.
- LIDUEÑA PÉREZ, K. I. & A. M. MARTELO SOLÓRZANO. 2018. *Morfología, histoquímica y desarrollo post-seminal de semillas de Bromelias (Bromeliaceae) presentes en el Departamento de Sucre-Colombia*. Tesis doctoral. Universidad de Sucre, Colombia.
- LLEWELLYN, B. 2019. StainsFile: the internet resource for histotechnologists [online]. Disponible en: <https://stainsfile.info/xindex.html> [Acceso: 20 Abril 2022].
- MACIEL, N., R. VALERA, M. E. SANABRIA & A. MENDOZA. 2012. Caracteres morfológicos diferenciales del fruto, semilla y plántula de seis palmeras en sotobosque nublado del estado Lara, Venezuela. *UDO Ag.* 12: 801-812.
- MARTIN, A. C. 1946. The comparative internal morphology of seeds. *Am. Midl. Nat.* 36: 513-660.
- MARTINS, A. R., N. PÜTZ, A. D. L. C. NOVEMBRE, S. M. D. S. PIEDADE & B. A. D. GLÓRIA. 2011. Seed germination and seedling morphology of *Smilax polyantha* (Smilacaceae). *Biota Neotrop.* 11: 31-37.

- MEEROW, A. W. & D. A. SNIJMAN. 1998. Amaryllidaceae. In: KUBITZKI, K. (ed.), *Flowering Plants - Monocotyledons. The Families and Genera of Vascular Plants*, Vol. 3, 83-110. Springer, Berlin, Heidelberg.
https://doi.org/10.1007/978-3-662-03533-7_11
- MORELLO, J., S. D. MATTEUCCI, A. F. RODRÍGUEZ, M. E. SILVA, P. MESOPOTÁMICA & P. LLANA. 2012. *Ecorregiones y complejos Ecosistémicos de Argentina*. Orientación Gráfica Editora, Buenos Aires.
- PEREIRA, A. R., T. S. PEREIRA, Â. S. RODRIGUES & A. C. S. ANDRADE. 2008. Morfología de semillas e do desenvolvimento pós-seminal de espécies de Bromeliaceae. *Acta Bot. Brasil.* 22: 1150-1162.
<https://doi.org/10.1590/S0102-33062008000400026>
- PERETTI, A. 1994. *Manual para análisis de semillas*. Hemisferio Sur, Buenos Aires.
- REIS, A., K. MAGNE, S. MASSOT, L. R. TALLINI, M. SCOPEL, J. BASTIDA, P. RATET & J. A. ZUANAZZI. 2019. Amaryllidaceae alkaloids: identification and partial characterization of montanine production in *Rhodophiala bifida* plant. *Sci. Rep.* 9: 1-11.
<https://doi.org/10.1038/s41598-019-44746-7>
- SASSONE, A., L. GIUSSANI & E. R. GUAGLIANONE. 2013. Multivariate studies of *Ipheion* (Amaryllidaceae, Allioideae) and related genera. *Plant Syst. Evol.* 299: 1561-1575.
<https://doi.org/10.1007/s00606-013-0819-5>
- SASSONE, A. & S. C. ARROYO-LEUENBERGER. 2018. Revisión Taxonómica de las Especies del Género Sudamericano *Tristagma* (Amaryllidaceae, Allioideae). *Ann. Missouri Bot. Gard.* 103: 163-174.
<https://doi.org/10.3417/2018069>
- SASSONE, A. & L. GIUSSANI. 2018. Reconstructing the phylogenetic history of the tribe Leucocoryneae (Allioideae): Reticulate evolution and diversification in South America. *Mol. Phylogenet. Evol.* 127: 437-448.
<https://doi.org/10.1016/j.ympev.2018.04.034>
- SCHNEIDER, C. A., W. S. RASBAND & K. W. ELICEIRI. 2012. NIH Image to ImageJ: 25 years of image analysis. *Nat. Methods* 9: 671-675.
<https://doi.org/10.1038/nmeth.2089>
- SCHWEDERSKY, M. B., M. SCOPEL, L. R. TALLINI, J. BASTIDA, T. T. SOUZA-CHIES, N. H. OLEAS & J. A. S. ZUANAZZI. 2020. Genetic diversity and chemical profile of *Rhodophiala bifida* Populations from Brazil. *Rev. Bras. Farmacogn.* 30: 427-431.
<https://doi.org/10.1007/s43450-020-00041-5>
- SOTO, M. S., J. A. GREPPI & G. FACCIUTO. 2011. Exploration and collection of ornamental germplasm native to Argentina. *Floriculture Ornamental Biotech.* 5: 10-22.
- SOVOCOL, K. A., M. MORGAN & D. BENNETT. 2006. An in-depth investigation of Xeriscape as a water conservation measure. *J. Am. Water Works Assoc.* 98: 82-93.
- THIERS, B. Continuously updated. *Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff*. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Available in: <http://sweetgum.nybg.org/science/ih/> [Accessed: 20 Agosto 2022].
- TILLICH, H. J. 1995. Seedlings and systematics in monocotyledons. In: RUDALL, P. J., P. J. CRIBB, D. F. CUTLER & C. J. HUMPHRIES (eds.), *Monocotyledons: systematics and evolution*, pp. 303-352. Royal Botanic Gardens, Kew.
- TILLICH, H. J. 1996. Seeds and seedlings in Hanguanaceae and Flagellariaceae (Monocotyledons). *Sentnera* 3: 187-197.
- TILLICH, H. J. 1998. Development and organization. In: KUBITZKI, K. (ed.), *The Families and Genera of Vascular Plants*, Vol. 3, pp. 1-19. Springer, Berlin.
- TILLICH, H. J. 2000. Ancestral and derived character states in seedlings of monocotyledons. In: WILSON, K. L. & D. A. MORRISON (eds.), *Monocots: Systematics and evolution*, pp. 221-228. CSIRO, Melbourne.
- TILLICH, H. J. 2003a. Seedling diversity in Araceae and its systematic implications. *Feddes Repert.* 114: 454-487. <https://doi.org/10.1002/fedr.200311010>
- TILLICH, H. J. 2003b. Seedling morphology in Iridaceae: Indications for relationships within the family and to related families. *Flora: Morphol. Distrib. Funct. Ecol. Plants* 198: 220-242.
<https://doi.org/10.1078/0367-2530-00094>
- TILLICH, H. J. 2007. Seedling diversity and the homologies of seedling organs in the order Poales (Monocotyledons). *Ann. Bot.* 100: 1413-1429.
<https://doi.org/10.1093/aob/mcm238>
- VALICENTI, R. O. & L. T. CACHENAUT. 2018. Cambios en la vegetación de un Flechillar a causa de la labranza de una franja cortafuegos. *RASADep* 8: 17-26.



POLLEN AND SPORES MORPHOLOGY FROM THE HOLOCENE OF THE IBERÁ WETLANDS IN NORTHEASTERN ARGENTINA

MORFOLOGÍA DEL POLEN Y ESPORAS DEL HOLOCENO DE LOS ESTEROS DEL IBERÁ EN EL NORESTE DE ARGENTINA

Lionel Fernandez Pacella^{1*}  & Mercedes Di Pasquo² 

1. Centro de Ecología Aplicada del Litoral (CECOAL-CONICET-UNNE), Dpto. Biología-FaCENA-UNNE, Ruta 5, Km 2,5, Corrientes, Argentina.
2. Laboratorio de Palinoestratigrafía y Paleobotánica, CICYTTP-CONICET, Dr. Materi y España s.n., Diamante, Entre Ríos, Argentina. medipa@cicytpp.org.ar

*lionelpacella@yahoo.com.ar

Citar este artículo

FERNANDEZ PACELLA, L. & M. DI PASQUO. 2022. Pollen and spores morphology from the Holocene of the Iberá Wetlands in northeastern Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 727-750.

 DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n4.35662>

SUMMARY

Background and aims: Taxonomic works of the modern pollen grains from the vegetation of the Iberá Wetlands from northeastern Argentina, and other areas of the Corrientes province, have mostly been carried out in last decade. However, very few of these taxonomic works include illustration of palynomorphs. The objective of this contribution is to provide the first morphological records of palynomorphs of angiosperms, ferns, lycophytes and bryophytes from sediments from the Holocene of the Iberá Wetlands.

M&M: Core samples obtained by mean of a Livingston-type sampler from six lakes in their central and deepest parts on the western margin of the Iberá Wetlands were analyzed.

Results: Fifty-five types of palynomorphs are described and illustrated: 46 pollen types correspond to 27 families of angiosperms and nine trilete spore-types to ferns, lycophytes and bryophytes. Information to differentiate local (species that form part of the natural vegetation of the Iberá Wetlands) and extra-local taxa (those that do not belong to the Iberá), that achieved to depocenters mostly by means of wind currents coming from farther regional vegetation, was included.

Conclusions: Pollen grains and spores identifications up to species level enhances paleoenvironmental reconstructions based on more accurate ecologic information and geographical distribution. This work broadens the knowledge of the palynological flora of northeastern Argentina and it will contribute to differentiate the local vegetation from the extra-local in future paleoecological and paleoenvironmental interpretations.

KEYWORDS

Corrientes Province, hydrographic system Iberá, holocene, palynomorph.

RESUMEN

Introducción y objetivos: Los trabajos taxonómicos de polen actual de la vegetación de los esteros del Iberá en el noreste de Argentina y otras áreas de la provincia de Corrientes se han llevaron a cabo mayoritariamente en la última década. Sin embargo, muy pocos de estos trabajos incluyen la ilustración de los palinomorfos. El objetivo de esta contribución es proporcionar el primer registro morfológico de palinomorfos de angiospermas, helechos, licofitas y briofitas de sedimentos del Holoceno de los Esteros del Iberá.

M&M: Se analizaron muestras de núcleos obtenidos por medio de un muestreador tipo Livingston de seis lagos en sus partes central y más profunda en el margen occidental de los Esteros del Iberá.

Resultados: Se describen e ilustran 55 tipos de palinomorfos: 46 tipos de polen corresponden a 27 familias de angiospermas y nueve tipos de esporas triletas a helechos, licofitas y briofitas. Se incluye información para diferenciar taxones locales (que forman parte de la vegetación natural de los Esteros del Iberá) y extra-locales (aquellos que no pertenecen al Iberá) que lograron llegar a los depocentros provenientes de vegetación regional más lejana.

Conclusiones: La identificación de granos de polen y esporas hasta el nivel de especie mejora las reconstrucciones paleoambientales basadas sobre información ecológica y distribución geográfica más precisas. Este trabajo amplía el conocimiento de la flora palinológica del noreste de Argentina y contribuirá a diferenciar la vegetación local de la extra-local en futuras interpretaciones paleoecológicas y paleoambientales.

PALABRAS CLAVE

Holoceno, palinomorfo, Provincia de Corrientes, sistema hidrográfico Iberá.

Recibido: 20 Nov 2021
Aceptado: 19 Ago 2022
Publicado impreso: 30 Dic 2022
Editor: Gonzalo Márquez 

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

INTRODUCTION

The geological history of the region currently known as Iberá Wetlands in central-eastern South America, currently northeastern Argentina, begins to have its own identity from the tectonic movements that determined the rise of the Andean mountain range (Ramos, 1999). Orogeny unleashed compressive forces from the East that fractured the powerful basaltic lava flows belonging to the Solari-Serra Geral Formation (Cretaceous) accumulated in the study region (Herbst & Santa Cruz, 1985). Thus, large blocks of rock generated and separated by several fault systems with dominant NE-SW and NW-SE strikes. The subsequent epirogenic movements gave rise to the independent adjustment of the megablocks, modeling the topography of the subsoil covered by sedimentary fill (Gentili & Rimoldi, 1979). This generated in northeastern Argentina, province of Corrientes, the extensive depression that crosses it almost entirely in a NE-SW direction, on which important fluvial runoff routes were developed. At the end of the Pliocene, water excesses were concentrated in these depressed lands, initiating its geological activity in the current Paraná River. Later tectonic movements accentuated the vertical displacement of the subsoil blocks, triggering changes in the runoff design of surface waters, and being a consequence in the province of Corrientes, the Paraná River migrated from South to North until it occupied its current position, which evidences a clear structural control (Iriondo, 1994). The central depression of the Corrientes territory disconnected from the Paraná River, in the surrounding of the town of Ituzzaingó, where the old river valley transformed into a shallow basin, was inefficient to evacuate excess of water. This gave rise to the development of a complex association of lentic environments fed fundamentally by precipitation and probably by the Paraná River due to subterranean transfluence (Orfeo, 2005).

Therefore a complex association of lentic and lotic environments distributed over large areas of the Iberá Wetlands in eastern Corrientes developed during the Quaternary (Neiff, 1997; Iriondo, 2010), from which taxonomic works of modern pollen grains of floristic biomes carried out mostly in the last decades (e.g. Fernandez Pacella, 2013, 2014). This botanical and ecological information is

relevant to construct modern analogs of this region applied in palynological studies of surface and subsurface samples, although very few taxonomic works with illustration of palynomorphs published up to today (Anzótegui & Garralla, 1985). Cuadrado & Neiff (1993) contributed with the first analysis of disperse pollen from samples collected in dammed vegetation (“embalsados”) located in eastern region of Iberá Wetlands. These authors established that only upper levels yielded pollen grains representative of the current vegetation. They also found that pollen grains are poorly preserved, even physic and chemical features (e.g. low oxygen, low light, acid pH and high amounts of organic matter) could have favored the preservation of organic matter. Later, Garralla (1998) interpreted that the region was vegetated by xero-halophyte forests at around 3,500 years BP.

Characteristics of the study area

Iberá Wetlands is one of the most important tropical wetlands of the biosphere, in terms of its extension and diversity of both animals and plants. The toponymy referred to “waters that shine” (*Y verá* in Guaraní language). It comprises a complex water system composed of, marshes, shallow lakes and interconnected river courses (Orfeo & Neiff, 2008).

The lagoons correspond to extensive and shallow plains fed mainly by the rains (1,200 to 1,500 mm year) and they are one of the most important wetlands in Latin America due to its extension with more than 12,000 km². It is located in the central part of Corrientes with a major axis NE-SW direction (Fig. 1), where a complex association of lentic and lotic environments are vaguely and transitionally delineated (Neiff, 1997). Its extension into the Paraguay Republic “Esteros de Ñeembucú”, bearing about 45,000 km², are developed in its western area and confirms the great influence of the rivers in the maintainance of its fluvial plains such as the large Paraná (Neiff, 2004).

The plant communities of the study area in the Iberá Wetlands are included in the eastern district of the Chaco province. Its humid sandy plains are composed of typical savanna of *Andropogon lateralis* Nees (Poaceae), accompanied by Cyperaceae and other species of Poaceae, developed in more or less elevated sectors well-drained; in depressions with slow permeability, this vegetation is sometimes transformed into marshes (Carnevali, 1994). Deeper

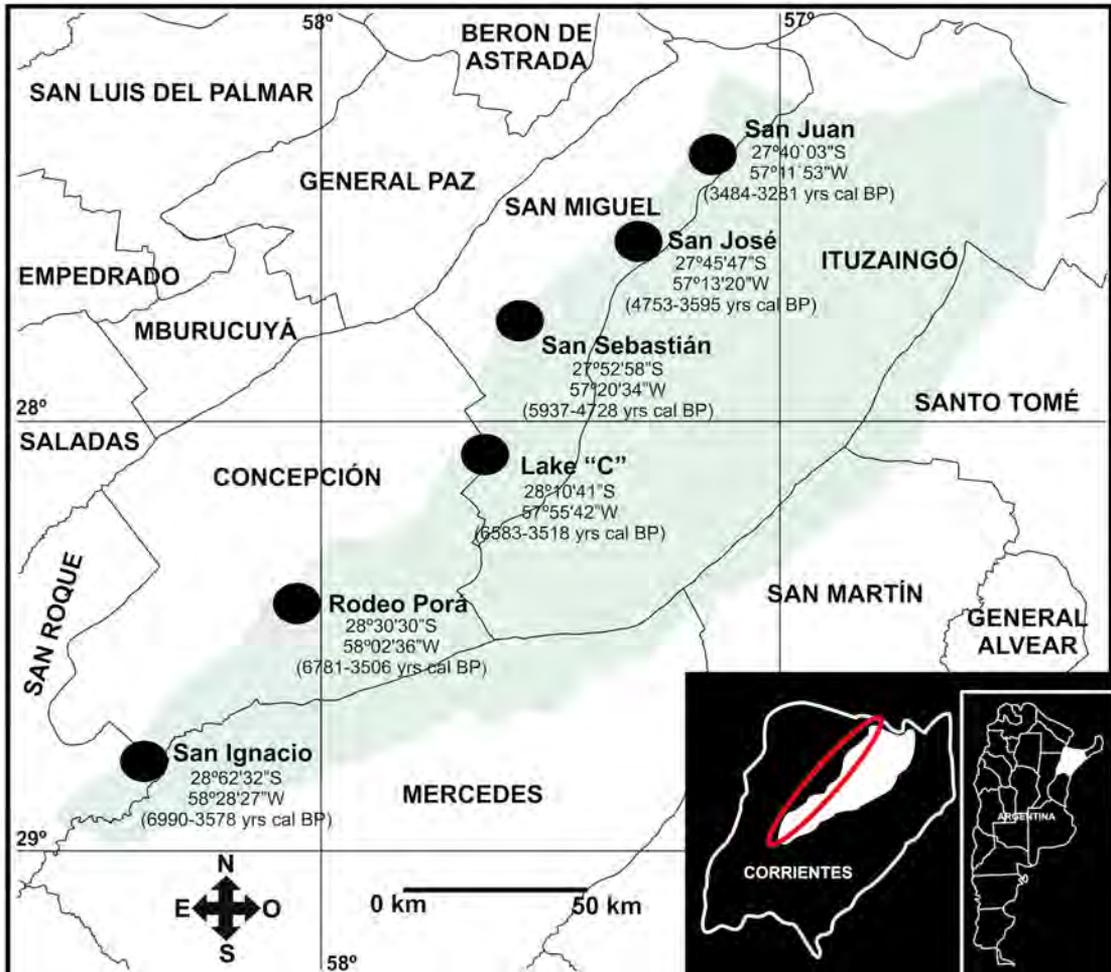


Fig. 1. Map of the western margin of the Iberá Wetland showing the sequence of the lakes studied, and cal BP age range for each lake (from Fernandez Pacella & Lara, 2019).

sand areas (“espartillares”), that are well-drained soils of pluvial in origin, are colonized by *Elionurus muticus* (Spreng.) Kuntze (Poaceae), as well as grasslands of *Sorghastrum agrostoides* (Speg.) Hitchc., *Paspalum* sp. and *Spartina* sp. (Poaceae) generally located in floodable soils like streams and marshes. The hygrophilous forest (e.g. Poaceae, Leguminosae) extended over wavy red sands (Carnevali, 1994).

Paleoenvironment during the Holocene in the study area

Palynomorphs were identified in lacustrine sediments of northwestern of the Iberá Wetlands

(Fernandez Pacella *et al.*, 2011, 2013; Fernandez Pacella & Lara, 2019) which represented mostly marsh-herbaceous vegetation under humid condition between 5968-5000 years cal BP. In agreement with Iriondo (1994), drier conditions were determined from 5000 to 3506 years cal BP with a decrease in the species frequency typical of wet environments and increase of xero-halophyte vegetation. This author pointed out that the influence of template climate in Patagonia would have affected the southern region of Corrientes evidencing changes in landscapes. The clogging of the water body occurred from 3484 years cal BP onwards when herbaceous vegetation dominated.

The appearance of arboreal pollen indicates the beginning of the modern hygrophilous forest. Those paleoenvironmental changes of alternating wetter and drier episodes recorded in this region are supported by fields of eolian dunes in Iberá Wetlands, developed during the drier periods in the late Holocene (Iriando, 2010).

The objective of this contribution is to provide the first morphological documentation of angiosperms, ferns, lycophytes and bryophytes from core sediments of six lakes of the Holocene western margin of the Iberá Wetlands. Species from local *versus* extra-local vegetation differentiated in the taxonomic description in order to contribute to a better understanding of the floral composition of the Iberá Wetlands and environmental changes yet documented during the Holocene.

MATERIALS AND METHODS

The taxonomic analysis of pollen grains and spores presented in this contribution is a new study derived from previous studies carried out by Fernandez Pacella *et al.* (2011), Fernandez Pacella (2013) and Fernandez Pacella & Lara (2019) in which paleoenvironmental interpretations based on main palynologic groups addressed. These works included the study of core samples obtained with a Livingston-type sampler from six lakes in their central and deepest parts on the western margin of the Iberá Wetlands. The interval studied of each core dated by C^{14} spans c. 6000 to 3000 Years BP (Fig. 1). Samples were taken each 5 cm from five lakes (San Juan, 75 cm, 27° 40' 0'' S 57° 11' 53'' W; San José, 85 cm, 27° 45' 47'' S 57° 13' 20'' W; Lake "C", 110 cm, 28° 10' 41'' S 57° 55' 42'' W; Rodeo Porá, 120 cm, 28° 30' 30'' S 58° 2' 3'' W; San Ignacio, 145 cm, 28° 32' 32'' S 58° 28' 27'' W). From the San Sebastián lake (24 cm, 27° 52' 58'' S 57° 20' 34'' W) the interval of sampling used was each 2 cm.

The palynological maceration followed usual techniques of Faegri & Iversen (1989), which consisted on deflocculation of clays with $(NaPO_3)_6$ 10%, elimination of humic acids with NaOH 5%, elimination of carbonates with HCl 10%, separation of organic matter from inorganic material with heavy liquids ($ZnCl_2$) and elimination of silicates with HF.

The material processed and housed in the laboratory at the CECOAL (Centro de Ecología Aplicada del Litoral) of CONICET-UNNE (Universidad Nacional del Nordeste), in the collection "Dr. Rafael Herbst".

The morphological description was based on 30-50 pollen grains for each taxon, and it was done under optical microscope NIKON ECLIPSE E100 illustrated with a camera Nikon 590CU (40x and 100x magnification). We followed the classification of Curtis *et al.* (2001) and Raven *et al.* (1991) for pollen grains, and genera included in the APG VI Classification System (2017) and PPG I (2016). Terminology used for descriptions of pollen grains and spores is based on Kremp (1965), Nilson & Pragłowski (1992), Punt *et al.* (2007), and Sáenz Laín (2004). The reference collection PAL-CTES of the UNNE and specialized literature were used to identify pollen grains and spores (Acevedo & Anzótegui, 1998; Anzótegui & Ferrucci, 1998; Anzótegui, 2001; Anzótegui & Caccavari, 2001; Anzótegui & Mautino, 2001a, b; Bhattacharya *et al.*, 2009; Caccavari & Dome, 2001, 2006; Cuadrado, 1998a, b, c; Fernandez Pacella & Canteros, 2014; Fernandez Pacella *et al.*, 2014a, b; Fuertes & Rodríguez, 2009; Garralla & Cuadrado, 2001; Markgraf & D'Antoni, 1978; Pire *et al.*, 2006).

Local taxa refer to those species that are part of the natural vegetation of the Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002) whereas the extra-local taxa are those that do not belong to the Iberá. The latter species found in low percentages in the Tilia diagrams of the lakes analyzed by Fernandez Pacella *et al.* (2011) and Fernandez Pacella & Lara (2019). They achieved to depocenters by means of wind currents coming from farther regional vegetation of N, NW and W of Corrientes and E of Chaco (Carnevali, 1994; Fontana, 2018). This is due to the Iberá Wetlands was probably a closed basin made up of an extensive mosaic of lentic bodies fed by rain and without connection with rivers or streams during the Mid-Late Holocene (Neiff, 2004; Orfeo, 2005).

RESULTS

Fifty-five palynomorphs were recorded in the study area of the Iberá Wetlands. Forty-six of them are pollen types corresponding to 27 families of angiosperms and nine trilete spore-types of ferns, lycophytes, and bryophytes that are described and

illustrated (Figs. 2-5). In the taxonomic description, helpful information to differentiate local and extra-local taxa for each site studied is included (Table 1).

The 46 recorded species with pollen are listed alphabetically by family:

Acanthaceae (Magnoliopsida, Lamiales)

Justicia brasiliana Roth, *Nov. Pl. Sp.*: 17. 1821. Fig. 2A-C.

Morphology: Diporate pollen grain, radial symmetry. Circular amb, (PA) 17-84 μm , prolate (EA) 14-43 μm . Lalongate endoapertures, 2-7 μm diam. Exine 1-5 μm thick, thinner in apertural area, 0.5-1 μm thick, sexine semitectate, reticulated, heterobroccate reticulum, with straight or sinuous walls and circular or polygonal lumens. Surrounding the aperture differentiate and contain 2-6 rows of 4-10 islands (Pire *et al.*, 2006).

Ecological precedence: grass or shrub well represented in forests of *S. balansae* and *M. balansae*, corresponding to extra-local taxa of Corrientes (Fontana, 2018). Native species of Chacoan and Paranaense floristic provinces (Anton & Zuloaga, 2021).

Amaranthaceae (Magnoliopsida, Caryophyllales)

Amaranthus muricatus (Moq.) Hieron., *Bol. Acad. Nac. Ci.* 4: 421. 1882. Fig. 2D.

Morphology: Pantoporate pollen grain, radial symmetry, spheroidal, small size, diameter 19-22 μm . Apolar. Circular pores, 28-45, with thick margin, distributed all over the grain surface, 1-2 μm in diameter. Exine 1.2 a 1.5 μm thick. Microreticulate (Cuadrado, 1998a).

Ecological precedence: herbaceous species frequent in natural grasslands of the Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002) and mainly in North-central Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Gomphrena perennis L., *Sp. Pl.* 1: 224. 1753. Fig. 2E, F.

Morphology: Pantoporate pollen grain, radial symmetry. Spheroidal, 14-22 μm . Apolar. Pores 30-37, 1.2-2.3 μm diam. Exine 1.5-3.5 μm thick, metareticulate, with hexagonal elements (Cuadrado, 1998a).

Ecological precedence: herbaceous species in grasslands of the Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002), and North-central region of Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Amaryllidaceae (Liliopsida, Asparagales)

Crinum americanum L., *Sp. Pl.* 1: 292. 1753. Fig. 2G.

Morphology: Monosulcate pollen grain, radial symmetry. Small size, suboblate, (PA) 12-15 μm , (EA) 16-18 μm . Heteropolar. Sulcus 2 x 4 μm . Exine 2 μm thick, sexine tectate, microechinate of ca. 1 μm (Medeanic *et al.*, 2008).

Ecological precedence: herbaceous local species well represented in marshes of the natural vegetation of the Iberá Wetlands (Boelcke, 1992; Arbo & Tressens, 2002).

Anacardiaceae (Magnoliopsida, Sapindales)

Myracrodruon balansae (Engl.) Santin, *Revista Brasil. Bot.* 14: 135. 1991. Fig. 2H, I.

Morphology: Tricolporate pollen grain, radial symmetry. Subtriangular amb, subprolate, (PA) 21-28 μm , (EA) 16-24 μm . Isopolar. Colpi 2.5 μm wide, ribs 1.4-2 μm thick, lalongate endoapertures 1.4-2.1 x 7-10 μm . Exine 1.4 μm thick. Sexine semitectate. Surface striate, short and wide striations lesser than 2.5 μm in length, and larger than 1.7 μm in width, walls 0.5 μm wide and 0.2-0.3 μm high (Anzótegui, 2001).

Ecological precedence: native extra-local tree represented in forests of *S. balansae* and *M. balansae*, of the natural vegetation of Corrientes (Boelcke, 1992; Fontana, 2018) and other region of Chacoan and Paranaense floristic provinces (Anton & Zuloaga, 2021).

Schinopsis balansae Engl., *Bot. Jahrb. Syst.* 6: 286. 1885. Fig. 2J.

Morphology: Tricolporate pollen grain, radial symmetry. Prolate, (PA) 32-35 μm , (EA) 24-27 μm . Isopolar. Colpi 1-2.5 μm maximum equatorial in width, acute or blunt apices, ribs 1.4-3.5 μm thick at the equator. Lalongate endoapertures 3-4 x 7-8 μm . Exine 0.7-2 μm thick. Surface striate, long striations, longer than 2.5 μm and 1 μm or less in width, walls slightly taller than 0.5 μm in height (Anzótegui, 2001).

Ecological precedence: native extra-local species of the natural vegetation of Corrientes in forests of *S. balansae* and *M. balansae* (Fontana, 2018) belonging to the Chacoan floristic province (Anton & Zuloaga, 2021).

Schinus longifolia (Lindl.) Speg., *Cat. Descr. Maderas*: 413. 1910. Fig. 2K.

Morphology: Tricolporate pollen grain, radial

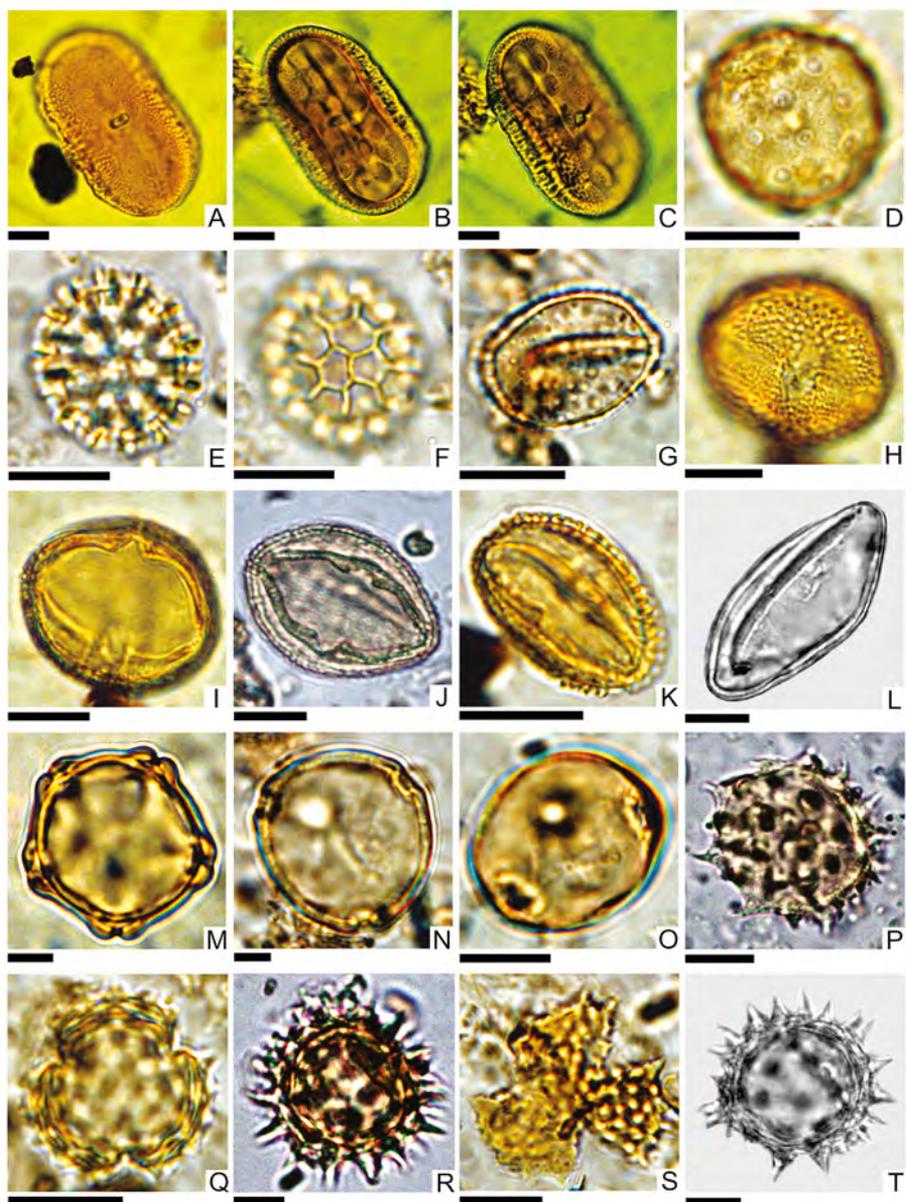


Fig. 2. Pollen of *Justicia*, *Amaranthus*, *Gomphrena*, *Crinum*, *Myracrodruon*, *Schinopsis*, *Schinus*, *Syagrus*, *Alnus*, *Tecoma*, *Celtis*, *Anthemis*, *Baccharis*, *Bidens*, *Conyza*, and *Gaillardia*. **A:** *Justicia brasiliensis*, equatorial view in superior focus (100x). **B:** Equatorial view in optical section (100x). **C:** Equatorial view in optical section (100x). **D:** *Amaranthus muricatus*, general view in superior focus where endoapertures are appreciated (100x). **E:** *Gomphrena perennis*, general view in optical section (100x). **F:** General view in superior focus (100x). **G:** *Crinum americanum*, polar view in optical section (100x). **H:** *Myracrodruon balansae*, equatorial view in superior focus (100x). **I:** Equatorial view in optical section (100x). **J:** *Schinopsis balansae*, equatorial view in optical section (100x). **K:** *Schinus longifolia*, equatorial view in optical section (100x). **L:** *Syagrus romanzoffiana*, polar view in optical section (100x). **M:** *Alnus acuminata*, polar view in optical section (100x). **N:** *Tecoma stans*, polar view in optical section (100x). **O:** *Celtis iguanaea*, equatorial view (100x). **P:** *Anthemis cotula*, polar view in superior focus (100x). **Q:** *Baccharis trimera*, polar view in optical section (100x). **R:** *Bidens subalternans*, polar view (100x). **S:** *Conyza pampeana*, polar view in superior focus (100x). **T:** *Gaillardia megapotamica*, equatorial view (100x). Scales= 10 μ m.

Table 1. Pollen and spores procedence for each site studied. Abreviatures= L: local taxa; EL: extra-local taxa.

Species or genus	Procedence	San Ignacio	Rodeo Porá	Lake "C"	San Sebastián	San José	San Juan
<i>Alnus acuminata</i>	L		X	X			
<i>Amaranthus muricatus</i>	L	X	X		X	X	
<i>Anadenanthera colubrina</i>	EL	X	X	X			
<i>Anthemis cotula</i>	L	X	X	X		X	
<i>Anthoceros aff. lamellatus</i>	L	X	X			X	
<i>Baccharis trimera</i>	L	X	X	X	X	X	
<i>Bidens subalternans</i>	L	X	X	X	X	X	X
<i>Calliandra parvifolia</i>	EL			X		X	
<i>Celtis iguanaea</i>	L	X	X	X		X	X
<i>Chrysophyllum marginatum</i>	L	X			X	X	X
<i>Cissus verticillata</i>	L	X	X			X	
<i>Conyza pampeana</i>	L	X	X	X		X	
<i>Crinum americanum</i>	L		X	X			X
<i>Cyathea aff. atrovirens</i>	L		X	X		X	
<i>Cypella herbertii</i>	L	X	X			X	X
<i>Cyperus rotundus</i>	L	X	X	X	X	X	X
<i>Echinochloa crus-galli</i>	L	X	X	X	X	X	X
<i>Echinochloa polystachya</i>	L	X	X	X	X	X	X
<i>Empetrum aff. rubrum</i>	L	X	X	X			
<i>Eryngium elegans</i>	L	X	X	X	X	X	X
<i>Gaillardia megapotamica</i>	L	X	X	X		X	X
<i>Gomphrena perennis</i>	L				X		X
<i>Gutierrezia resinosa</i>	L	X	X	X		X	
<i>Hymenachne pernambucensis</i>	L	X	X	X	X	X	X
<i>Imperata brasiliensis</i>	L	X	X	X	X	X	X
<i>Jamesonia flexuosa</i>	L	X	X				
<i>Justicia brasiliana</i>	EL	X	X		X	X	
<i>Ludwigia peploides</i>	L	X	X	X			
<i>Mikania cordifolia</i>	L	X	X	X		X	
<i>Myracrodruon balansae</i>	EL		X	X	X		
<i>Myrcianthes pungens</i>	EL	X		X	X		
<i>Myriophyllum aquaticum</i>	L	X	X				
<i>Pellaea sp.</i>	L	X				X	
<i>Phaeoceros bulbiculosus</i>	L		X	X			
<i>Phaeoceros tenuis</i>	L		X	X			
<i>Phlegmarius aff. mandiocanus</i>	L		X			X	
<i>Phyllostylon rhamnoides</i>	EL	X	X		X		
<i>Pisonia aculeata</i>	EL		X	X		X	

Species or genus	Procedence	San Ignacio	Rodeo Porá	Lake "C"	San Sebastián	San José	San Juan
<i>Plinia rivularis</i>	L			X	X	X	X
<i>Polygala leptocaulis</i>	L	X	X				
<i>Polygonum acuminatum</i>	L	X	X			X	
<i>Polygonum convolvulus</i>	L	X	X			X	
<i>Prosopis alba</i>	EL		X		X	X	
<i>Schinopsis balansae</i>	EL	X		X	X	X	
<i>Schinus longifolia</i>	EL		X	X		X	
<i>Selaginella aff. marginata</i>	L		X	X	X	X	
<i>Senecio bonariensis</i>	L	X	X	X	X	X	
<i>Senegalia bonariensis</i>	L					X	X
<i>Serjania perulacea</i>	EL	X	X	X		X	
<i>Sphagnum</i> sp.	L	X		X			
<i>Syagrus romanzoffiana</i>	EL				X		
<i>Tecoma stans</i>	L		X		X		X
<i>Thinouia mucronata</i>	L			X		X	X
<i>Trichilia elegans</i>	EL	X		X	X		
<i>Typha domingensis</i>	L	X	X	X			X

symmetry. Prolate, (PA) 18-21 µm, (EA) 14-16 µm. Isopolar. Colpi 1-2.5 µm wide, with 1.4-3.5 µm thick ribs at the equator limited by a small psilate margin of 2 µm wide. Endoapertures 1.4 x 4 µm in size. Exine 0.7-2.5 µm thick. Surface striate, long striations, approximately more than 2.5 µm long (Anzótegui, 2001).

Ecological procedence: extra-local shrub or tree well represented in the natural palm grove vegetation of Corrientes (Fontana, 2018) and in Chacoan and Paranaense floral provinces (Anton & Zuloaga, 2021).

Arecaceae (Liliopsida, Arecales)

Syagrus romanzoffiana (Cham.) Glassman, *Fieldiana, Bot.* 31: 382. 1968. Fig. 2L.

Morphology: Monosulcate pollen grain, bilateral symmetry. Medium size, oblate, (PA) 15-17 µm, (EA) 37-39 µm. Heteropolar. Sulcus 35.4 µm long. The exine is 1.6 µm thick, sexine tectate and psilate (Trigo & Fernández, 1995; Bauermann *et al.*, 2010).

Ecological procedence: extra-local arboreal species well represented in small palm stocks and riparian natural vegetation in Corrientes (Boelcke, 1992; Carnevalli, 1994; Cabral & Castro, 2007).

Mainly endemic of Pampean and Paranaense floral provinces (Anton & Zuloaga, 2021).

Betulaceae (Magnoliopsida, Fagales)

Alnus acuminata Kunth, *Nov. Gen. Sp. (quarto ed.)* 2: 20. 1817. Fig. 2M.

Morphology: Pentazonoporate pollen grain of radial symmetry. Medium size, pentagonal amb (EA) 40-43 µm. Isopolar. Pores 3-5 µm, protrudent and vestibular. Exine 2 µm thick, psilate (Markgraf & D'Antoni, 1978).

Ecological procedence: extra-local tree represented in forests of *S. balansae* and *M. balansae* of Corrientes (Boelcke, 1992; Fontana, 2018).

Bignoniaceae (Magnoliopsida, Lamiales)

Tecoma stans (L.) Juss. ex Kunth, *Nov. Gen. Sp. (quarto ed.)* 3: 144. 1819. Fig. 2N.

Morphology: Brevicolpate pollen grain, radial symmetry. Subtriangular amb, (EA) 48-52 µm. Isopolar. Exine 3 µm thick, sexine semitectate. Microreticulate (Markgraf & D'Antoni, 1978).

Ecological procedence: shrub or small tree represented in the natural vegetation of the Iberá

Wetlands in hygrophilous forests (Fontana, 2018). Native of North-central region of Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Celtidaceae (Magnoliopsida, Rosales)

Celtis iguanaea (Jacq.) Sarg., *Silva* 7: 64. 1895. Fig. 2O.

Morphology: Triporate pollen grain, radial symmetry. Subtriangular to circular amb, suboblate, (PA) 9-30 μm , (EA) 11-32 μm . Isopolar. Pores slightly sunken, circular 1-2 μm in diam., limited by a ring 0.5-2 μm thick. Exine 0.5-1.4 μm thick. Sexine tectate. Scabrate (Anzótegui & Mautino, 2001a).

Ecological precedence: shrub (creep) or tree represented in hygrophilous forests of the Iberá Wetlands and extra-local forests of *S. balansae* and *M. balansae* in Corrientes (Arbo & Tressens, 2002; Fontana, 2018). Native of central-northern region of Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Compositae (Magnoliopsida, Asterales)

Anthemis cotula L., *Sp. Pl.* 2: 894. 1753. Fig. 2P.

Morphology: Tricolporate pollen grains of radial symmetry. Spheroidal, (PA) 23-24 μm , (EA) 22-23 μm . Isopolar. Exine 4.5 μm thick. Sexine tectate, echinate, spines 4 to 5 μm (Alonso, 2014).

Ecological precedence: herbaceous local taxon in grasslands of the Iberá Wetlands (Boelcke, 1992; Arbo & Tressens, 2002) in Corrientes and widely present in southern South America (Anton & Zuloaga, 2021).

Baccharis trimera (Less.) DC., *Prodr.* 5: 425. 1836. Fig. 2Q.

Morphology: Tricolporate, radial symmetry. Spheroidal, (PA) 15-16 μm , (EA) 14-15 μm . Isopolar. Exine 4 μm thick. Sexine tectate, echinate, spines 2-2.5 μm long (Markgraf & D'Antoni, 1978).

Ecological precedence: this genus is well represented in natural grassland vegetation of the Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002) and in North-central region of Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Bidens subalternans DC., *Prodr.* 5: 600. 1836. Fig. 2R.

Morphology: Tricolporate pollen grain, radial symmetry. Oblate-spheroidal, (PA) 26-28 μm , (EA)

27-28 μm . Isopolar. Exine 2.5-3 μm thick, sexine tectate, echinate, spines 7-7.5 μm (Markgraf & D'Antoni, 1978).

Ecological precedence: herbaceous taxon presents in grasslands of the Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002).

Conyza pampeana (Parodi) Cabrera, *Man. Fl. Al. Buenos Aires*: 481. 1953. Fig. 2S.

Morphology: Tricolporate pollen grain of radial symmetry. Prolate to subcircular, (PA) 25-27 μm , (EA) 21-24 μm . Isopolar. Exine 4 μm thick. Sexine tectate, echinate, spines 2 μm (Medeanic *et al.*, 2008).

Ecological precedence: this genus is well represented in the natural vegetation of the Iberá Wetlands in grasslands (Arbo & Tressens, 2002).

Gaillardia megapotamica (Spreng.) Baker, *Fl. Bras.* 6: 276. 1884. Fig. 2T.

Morphology: Tricolporate pollen grains of radial symmetry. Medium, suboblate, (PA) 27-30 μm , (EA) 34-37 μm . Isopolar. Exine 2 μm thick, sexine tectate, echinate, with spines 4 μm long (Markgraf & D'Antoni, 1978).

Ecological precedence: perennial grass or subshrub well represented in grasslands of the Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002).

Gutierrezia resinosa (Hook. & Arn.) S. F. Blake, *Contr. U.S. Natl. Herb.* 26: 232. 1930. Fig. 3A.

Morphology: Tricolporate pollen grain, radial symmetry. Small size, spheroidal, (PA) 14-18 μm , (EA) 14-18 μm . Isopolar. Exine 2 μm thick. Sexine tectate, echinate, spines 1.5 μm long (Markgraf & D'Antoni, 1978).

Ecological precedence: *Gutierrezia* Lag. is present in natural grasslands of the Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002).

Mikania cordifolia (L. f.) Willd., *Sp. Pl.* 3: 1746. 1803. Fig. 3B.

Morphology: Tricolporate pollen grains of radial symmetry. Medium size, subprolate (PA) 27-30 μm , (EA) 22-25 μm . Isopolar. Exine 1 μm thick, sexine tectate, echinate, spines 2 μm (Ybert *et al.*, 2016).

Ecological precedence: perennial creeper well represented in hygrophilous forest vegetation of Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002), as well as in forests, savannas, riparian banks of rivers

and streams of South America (Anton & Zuloaga, 2021).

Senecio bonariensis Hook. & Arn., *J. Bot. (Hooker)* 3: 340. 1841. Fig. 3C.

Morphology: Tricolporate pollen grain, radial symmetry. Circular in (PA) 28-40 μm , prolate in (EA) 16-35 μm . Isopolar. Exine 2-5 μm thick. Sexine tectate, echinate, spines 2-3 μm (Markgraf & D'Antoni, 1978).

Ecological precedence: *Senecio* L. is well represented in the natural vegetation of the Iberá Wetlands in marsh and grassland, corresponding to local taxa (Arbo & Tressens, 2002) and present in Chacoan, Paranaense and Pampean floristic provinces (Anton & Zuloaga, 2021).

Cyperaceae (Liliopsida, Poales)

Cyperus rotundus L., *Sp. Pl.* 1: 45. 1753. Fig. 3D.

Morphology: Monoporate pollen grain and radial symmetry. Heteropolar, prolate, (PA) 27-37 μm , (EA) 16-24 μm . Exine 1.5 μm thick, ornamentation granular (Fernandez, 1987).

Ecological precedence: perennial marsh grass well represented in the natural vegetation of the Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002).

Ericaceae (Magnoliopsida, Ericales)

Empetrum aff. **rubrum** Vahl ex Willd., *Sp. Pl.* 4: 713. 1806. Fig. 3E, F.

Morphology: Tetrad with tricolporate pollen grain, radial symmetry. Small, circular-subcircular, (EA) 19-22 μm . Isopolar. Exine 2 μm thick (Markgraf & D'Antoni, 1978).

Ecological precedence: subshrub represented in marshes of the natural vegetation of the Iberá Wetlands (Carnevali, 1994; Arbo & Tressens, 2002).

Haloragaceae (Magnoliopsida, Saxifragales)

Myriophyllum aquaticum (Vell.) Verdc., *Kew Bull.* 28: 36. 1973. Fig. 3G.

Morphology: Tetrazonoporate pollen grain with radial symmetry. Subcircular-angular amb, oblate to spheroidal (PA) 29-38 μm , (EA) 34-41 μm . Pores 4-5 μm diam., protrudent, with thickening of the endexine. Exine 1.5 μm thick. Sexine tectate, scabrate (Díez Dapena, 1988).

Ecological precedence: perennial aquatic herb well represented in the natural vegetation of the

Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002) also present in central-northern region of Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Iridaceae (Liliopsida, Asparagales)

Cypella herbertii Herb., *Bot. Mag.* 53: sub t. 2637. 1826. Fig. 3H.

Morphology: Monosulcate pollen grain and bilateral symmetry. Heteropolar, suboblate, (PA) 40-54 μm , (EA) 45-61 μm . Sulcus 35-54 μm long. Exine 1-2.2 μm thick, sexine semitectate and microreticulate (Salgado, 2006).

Ecologic precedence: bulbous herbaceous local species in marsh areas (Boelcke, 1992; Arbo & Tressens, 2002). Endemic of Pampean and Paranaense floral provinces (Anton & Zuloaga, 2021).

Leguminosae, Mimosoideae (Magnoliopsida, Fabales)

Calliandra parvifolia (Hook. & Arn.) Speg., *Revista Argent. Bot.* 1: 193. 1926. Fig. 3I.

Morphology: Polyads 185 x 112 μm diam. usually of 8 pollen grains. Exine 2 μm thick, rugulate (Markgraf & D'Antoni, 1978).

Ecological precedence: extra-local shrub represented in the natural vegetation of Corrientes province in forests of *S. balansae* and *M. balansae* (Fontana, 2018).

Anadenanthera colubrina (Vell.) Brenan, *Kew Bull.* 10: 182. 1955. Fig. 3J.

Morphology: Polyads spheroidal to ellipsoidal of 12 pollen grains irregularly arranged, or of 16 pollen grains regularly arranged. Exine 1.3 μm thick. Verrucate, 1 μm diam. warts (Caccavari & Dome, 2006).

Ecological precedence: extra-local tree represented in forests of *S. balansae* and *M. balansae* of Corrientes province (Fontana, 2018).

Prosopis alba Griseb., *Abh. Königl. Ges. Wiss. Göttingen* 19: 131. 1874. Fig. 3K.

Morphology: Tricolporate pollen grain of radial symmetry. Small to medium size, prolate, (PA) 22-36 μm , (EA) 18.5-33 μm . Isopolar. Long colpi 17-30 μm and pores 4-6 μm diam. Exine 1-2 μm thick, sexine tectate, scabrate (Fernandez Pacella *et al.*, 2014b).

Ecological precedence: extra-local tree

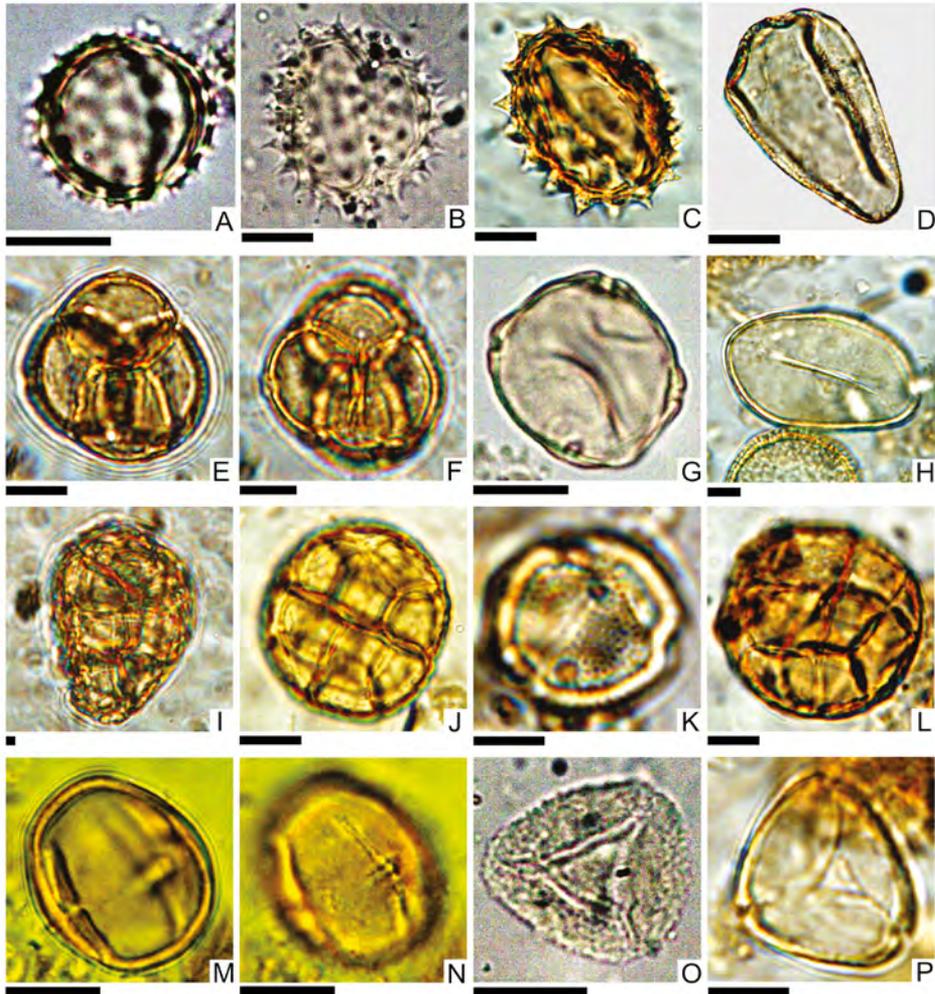


Fig. 3. Pollen of *Gutierrezia*, *Mikania*, *Senecio*, *Cyperus*, *Empetrum*, *Myriophyllum*, *Cypella*, *Calliandra*, *Anadenanthera*, *Prosopis*, *Senegalia*, *Trichilia*, *Myrcianthes*, and *Plinia*. **A:** *Gutierrezia resinosa*, equatorial view in optical section (100x). **B:** *Mikania cordifolia*, polar view in optical section (100x). **C:** *Senecio bonariensis*, polar view in optical section (100x). **D:** *Cyperus rotundus*, equatorial view in optical section (100x). **E:** *Empetrum* aff. *Rubrum*, poliade in optical section (100x). **F:** Poliade in superior focus (100x). **G:** *Myriophyllum aquaticum*, polar view in superior focus (100x). **H:** *Cypella herbertii*, polar view in optical section (100x). **I:** *Calliandra parvifolia*, poliade (100x). **J:** *Anadenanthera colubrina*, poliade (100x). **K:** *Prosopis alba*, polar view in superior focus (100x). **L:** *Senegalia bonariensis*, poliade (100x). **M:** *Trichilia elegans*, equatorial view in optical section (100x). **N:** Equatorial view in superior focus (100x). **O:** *Myrcianthes pungens*, polar view in superior focus (100x). **P:** *Plinia rivularis*, polar view in superior focus (100x). Scales= 10 μ m.

represented in forests of *S. balansae* and *M. balansae* of Corrientes (Boelcke, 1992; Fontana, 2018).

Senegalia bonariensis (Gillies ex Hook. & Arn.) Seigler & Ebinger, *Phytologia* 88: 50. 2006. Fig. 3L.

Morphology: Polyads of 16 pollen grains with regular arrangement, major axis (34-42 μ m), minor axis (22-30 μ m). Exine 1.55-2.55 μ m thick. Sexine tectate. Infratectum with columellae 0.5-0.9 μ m long. Ornamentation slightly granulate (Caccavari & Dome, 2001).

Ecological precedence: tree or shrub present in hygrophilous forests of the Iberá Wetlands (Boelcke, 1992; Fontana, 2018).

Meliaceae (Magnoliopsida, Sapindales)

Trichilia elegans A. Juss., *Fl. Bras. Merid. (quarto ed.)* 2: 79, t. 98. 1829. Fig. 3M, N.

Morphology: Tetracolporate pollen grain, radial symmetry. Small size, quadrangular amb (PA) 17-25 μm , subprolate (EA) 14-21 μm . Isopolar. Colpi 15-22 μm long, lalongate endoapertures with ring thickening 1.4-3 μm thick. Exine 1.4 μm thick and microreticulate ornamentation (Oliveira & Santos, 2014).

Ecological precedence: extra-local tree represented in forests of *S. balansae* and *M. balansae* of the natural vegetation of Corrientes (Fontana, 2018) and northeastern Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Myrtaceae (Magnoliopsida, Myrtales)

Myrcianthes pungens (O. Berg) D. Legrand, *Bol. Fac. Agron. Univ. Montevideo* 101: 52. 1968. Fig. 3O.

Morphology: Parasintricolporate pollen grain, radial symmetry. Small size, triangular, oblate, (PA) 9-17 μm , (EA) 12-21 μm . Isopolar. Narrow or wide colpi an apocolpial field or island, of triangular form. Apocolpial fields with edges and are of different sizes in both poles. Endoapertures 1.4-2 μm . Exine 0.7-3 μm thick, sexine semitectate, microreticulate (Acevedo & Anzótegui, 1998).

Ecological precedence: the natural vegetation of Corrientes province in forests of *S. balansae* and *M. balansae* (Boelcke, 1992; Fontana, 2018). Native of North-central region of Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Plinia rivularis (Cambess.) Rotman, *Bol. Soc. Argent. Bot.* 24: 195. 1985. Fig. 3P.

Morphology: Parasyntricolporate pollen grain, radial symmetry. Triangular amb, oblate, (PA) 13-17 μm , (EA) 19-28 μm . Isopolar. Linear colpi, less than 1 μm wide, lalongate endoapertures 1 x 2.3 μm . Exine 0.7-2 μm thick. Sexine tectate. Psilate (Acevedo & Anzótegui, 1998).

Ecological precedence: tree well represented in hygrophilous forests of the Iberá Wetlands (Boelcke, 1992; Arbo & Tressens, 2002).

Exclusive of Entre Ríos, Corrientes and Misiones belonging to the Paranaense floristic province (Anton & Zuloaga, 2021).

Nyctaginaceae (Magnoliopsida, Caryophyllales)

Pisonia aculeata L., *Sp. Pl.* 2: 1026. 1753. Fig. 4A, B.

Morphology: Tricolporate pollen grain of radial symmetry. Medium size, prolate, (PA) 34-37 μm , (EA) 24-27 μm . Isopolar. Colpi 32-35 μm long. Pores 2-3 μm diam. Exine 1-1.5 μm thick, sexine semitectate, microreticulate (Oliveira & Santos, 2014).

Ecological precedence: shrub or creeper species present in natural forests of *Schinopsis balansae* Engl. and *Myracrodruon balansae* (Engl.) Santin in Corrientes province (extra-local taxon) (Carnevali, 1994; Fontana, 2018), and northern region of Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Onagraceae (Magnoliopsida, Myrtales)

Ludwigia peploides (Kunth) P.H. Raven, *Reinwardtia* 6: 393 1963[1964]. Fig. 4C.

Morphology: Tricolporate pollen grain, radial symmetry. Large size, subtriangular amb, subprolate, (PA) 94-108 μm , (EA) 74-86 μm . Isopolar. Colpi 18 x 4 μm , endoapertures 20 x 16 μm protrudent-vestibuled. Exine 3-4 μm thick. The surface of the ridges is rugulate-striated. The area between the ridges has an uneven coarse rugulate appearance, due to the presence of irregular striae (Cecotti Álvarez *et al.*, 2017).

Ecological precedence: aquatic herbaceous taxon well represented in fresh water bodies of the Iberá Wetlands (Boelcke, 1992; Arbo & Tressens, 2002). Native of central-northern region of Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Poaceae (Liliopsida, Poales)

Echinochloa crus-galli (L.) P. Beauv., *Ess. Agrostogr.* 1: 53, 161, 169, pl. 11, f. 2. 1812. Fig. 4D.

Morphology: Monoporate pollen grain and radial symmetry. Spheroidal amb, (PA) 46-49 μm , (EA) 46-49 μm . Heteropolar. Pore 2 μm in diameter, with annulus 1 μm thick. Exine 2 μm thick. Sexine tectate, psilate to scabrate (Fernandez Pacella & Canteros, 2014).

Ecological precedence: herbaceous species in

marsh and grasslands of natural vegetation of the Iberá Wetlands (Boelcke, 1992; Arbo & Tressens, 2002) and widely distributed in Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Echinochloa polystachya (Kunth) Hitchc., *Contr. U.S. Natl. Herb.* 22: 135. 1920. Fig. 4E.

Morphology: Monoporate pollen grain and radial symmetry. Spheroidal amb, (PA) 53-57 μm , (EA) 60-62 μm . Heteropolar. Pore with annulus 2 μm in diameter. Exine 2 μm thick, sexine tectate, psilate to scabrate (Fernandez Pacella & Canteros, 2014).

Ecological procedence: herbaceous taxon, local of marsh and grasslands in the natural vegetation of the Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002). Extra-local species present in Paranense, Chacoan and Pampean floral provinces of Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Hymenachne pernambucensis (Spreng.) Zuloaga, *Amer. J. Bot.* 90: 817. 2003. Fig. 4F.

Morphology: Monoporate pollen grain, radial symmetry. Prolate-spheroidal, (PA) 42-44 μm , (EA) 36-39 μm . Heteropolar. Pore 3 μm in diameter. Exine 2 μm thick. Sexine tectate, psilate to scabrate (Fernandez Pacella & Canteros, 2014).

Ecological procedence: *H. pernambucensis* local genus is well represented in marsh and grasslands (Arbo & Tressens, 2002). Present in Paranense and Chacoan floral provinces of Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Imperata brasiliensis Trin., *Mém. Acad. Imp. Sci. St.-Pétersbourg, Sér. 6, Sci. Math.* 2: 331. 1832. Fig. 4G.

Morphology: Monoporate pollen grain, radial symmetry. Spheroidal amb, (PA) 21-37 μm , (EA) 18-33 μm . Heteropolar. Pore 1-4 μm diameter with a ring 1 to 6 μm thick. Exine 1-3 μm thick, tectate, psilate to scabrate (Fernandez Pacella & Canteros, 2014).

Ecological procedence: herbaceous species well represented in marsh and grassland areas of the natural vegetation of the Iberá Wetlands (Boelcke, 1992; Arbo & Tressens, 2002).

Polygalaceae (Magnoliopsida, Fabales)

Polygala leptocaulis Torr. & A. Gray, *Fl. N.*

Amer. 1: 130. 1838. Fig. 4H.

Morphology: Pantozonocolporate pollen grain with radial symmetry. Subcircular amb (PA) 20-30 μm , subprolate amb (EA) 18-21 μm . Isopolar. Colpi 8-15, 17-25 μm long. Lalongate endoaperture 2 x 4 μm . Exine 0.7-2.5 μm thick. Sexine tectate. Psilate (Cuadrado, 1998c).

Ecological procedence: herbaceous species well represented in marshes and grasslands of the Iberá Wetlands (Boelcke, 1992; Arbo & Tressens, 2002).

Polygonaceae (Magnoliopsida, Caryophyllales)

Polygonum acuminatum Kunth, *Nov. Gen. Sp. (quarto ed.)* 2: 178. 1818. Fig. 4I, J.

Morphology: Triporate pollen grain with radial symmetry. Circular amb, (EA) 59-62 μm . Exine 6 μm thick. Sexine 1.5-2 μm thick, reticulate, walls 1.5 μm thick, simplicolumellate, lumen 10 μm wide (Ybert *et al.*, 2018).

Ecological procedence: herbaceous species well represented in hygrophilous forests of the Iberá Wetlands (Fontana, 2018).

Polygonum convolvulus L., *Sp. Pl.* 1: 364. 1753. Fig. 4K.

Morphology: Triporate pollen grain with radial symmetry. Circular-subcircular amb, (EA) 39-42 μm . Isopolar. Exine 3 μm thick, reticulate, walls 1 μm thick, simplicolumellate, irregular lumen 2 x 2 μm wide (Ybert *et al.*, 2018).

Ecological procedence: herbaceous species represented in hygrophilous forests of the Iberá Wetlands (Fontana, 2018).

Sapindaceae (Magnoliopsida, Sapindales)

Serjania perulacea Radlk., *Consp. Sect. Sp. Serjan.*: 11. 1874. Fig. 4L, M.

Morphology: Hemisyntricolporate pollen grain, radial symmetry. Subtriangular amb, oblate, (PA) 8-40 μm , (EA) 6-58 μm . Heteropolar. Colpi 1-2 μm wide. Exine 0.7-2.5 μm thick, sexine semitectate, microreticulate (Anzótegui & Ferrucci, 1998).

Ecological procedence: extra-local perennial creeper represented in the forests of *Schinopsis balansae* and *Myracrodruon balansae*, natural vegetation of Corrientes (Fontana, 2018) and other provinces of northern Argentina: Chaco, Formosa, Jujuy, Salta (Anton & Zuloaga, 2021).



Fig. 4. Pollen of *Pisonia*, *Ludwigia*, *Echinochloa*, *Hymenachne*, *Imperata*, *Polygala*, *Polygonum*, *Serjania*, *Thinouia*, *Chrysophyllum*, and *Typha*. **A:** *Pisonia aculeate*, equatorial view in optical section (100x). **B:** Equatorial view in superior focus (100x). **C:** *Ludwigia peploides*, polar view in optical section (100x). **D:** *Echinochloa crus-galli*, equatorial view in superior focus (100x). **E:** *Echinochloa polystachya*, equatorial view in superior focus (100x). **F:** *Hymenachne pernambucensis*, equatorial view in optical section (100x). **G:** *Imperata brasiliensis*, equatorial view in superior focus (100x). **H:** *Polygala leptocaulis*, equatorial view in superior focus (100x). **I:** *Polygonum acuminatum*, polar view in superior focus (100x). **J:** Polar view in optical section (100x). **K:** *Polygonum convolvulus*, polar view in superior focus (100x). **L:** *Serjania perulacea*, polar view in inferior focus (100x). **M:** Polar view in superior focus (100x). **N:** *Thinouia mucronata*, polar view in superior focus (100x). **O:** *Chrysophyllum marginatum*, equatorial view in optical section (100x). **P:** *Typha domingensis*, equatorial view in superior focus (100x). Scales= 10 µm.

Thinouia mucronata Radlk., *Sitzungsber. Math.-Phys. Cl. Königl. Bayer. Akad. Wiss. München* 8: 282. 1878. Fig. 4N.

Morphology: Tricolporate pollen grain, radial symmetry. Subtriangular amb, oblate, (PA) 11-27 µm, (EA) 23-27 µm. Sides slightly convex

to substraight. Isopolar. Colpi (1.4-4 µm wide). Lalongate endoapertures 1.4 x 4.3 µm. Exine 1.4-2.1 thick. Psilate to slightly scabrate (Anzótegui & Ferrucci, 1998).

Ecological precedence: local perennial creeper well represented in hygrophilous forest vegetation

of the Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002; Boelcke, 1992) and in northern Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Sapotaceae (Magnoliopsida, Ericales)

Chrysophyllum marginatum (Hook. & Arn.) Radlk., *Act. Occ. Exp. Univ. Anvers Coin. Exp. Int. Hort.*: 170. 1887. Fig. 4O.

Morphology: Tetracolporate pollen grain with radial symmetry. Subtriangular amb, prolate, (PA) 20-24 μm , (EA) 14-16 μm . Isopolar. Narrow colpi \pm 14 μm long. Endoapertures 2 x 3 μm with an annular thickening of 2 μm given by protruding endexine. Exine 3 μm thick, columellate infratectal layer observed. At the poles, the exine is 2 μm , the columellae being longer than the thick of the tectum and the nexine 1 μm ; at the equator the sexine thins, until approximately 1 μm and the nexine increases its thickness to 2 μm . Surface scabrate (Cuadrado, 1998b).

Ecological precedence: shrub or small tree well represented in forests of the Iberá Wetlands and North-central region of Argentina (Arbo & Tressens, 2002; Anton & Zuloaga, 2021).

Typhaceae (Liliopsida, Poales)

Typha domingensis Pers., *Syn. Pl.* 2: 532. 1807. Fig. 4P.

Morphology: Monoporate pollen grain, radial symmetry. Spheroidal amb, (PA) 17-20 μm , (EA) 17-20 μm . Heteropolar. Exine 2.5 μm thick. Sexine columellate, wall 0.25 μm thick, reticulate (Alonso, 2014).

Ecological precedence: robust emergent aquatic herbaceous local taxon well represented in marshes of natural vegetation of the Iberá Wetlands (Boelcke, 1992; Arbo & Tressens, 2002).

Ulmaceae (Magnoliopsida, Rosales)

Phyllostylon rhamnoides (J. Poiss.) Taub., *Oesterr. Bot. Z.* 11: 409. 1890. Fig. 5A, B.

Morphology: Tetra-pentazonoporate pollen grain, radial symmetry. Spheroidal, (PA) 36-39 μm , (EA) 36-39 μm . Isopolar. Circular pores 1-3 μm in diam., some of them arranged in a subequatorial plane. Exine 1 μm thick. Psilate to verrucate (Anzótegui & Mautino, 2001b).

Ecological precedence: extra-local tree well represented in forests of *S. balansae* and *M. balansae* of Corrientes province (Boelcke, 1992;

Fontana, 2018). Native of Chacoan and Yungas floristic provinces of Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Umbeliferae (Magnoliopsida, Apiales)

Eryngium elegans Cham. & Schltld., *Linnaea* 1: 348. 1826. Fig. 5C.

Morphology: Tricolporate pollen grain, radial symmetry. Prolate, (PA) 28-36 μm , (EA) 18-23 μm . Isopolar. Narrow and long colpi, relatively large pore. Exine 1 μm thick. Sexine semitectate, perforate, microreticulate (Alonso, 2014).

Ecological precedence: local herb in marshes of the Iberá Wetlands (Boelcke, 1992; Arbo & Tressens, 2002), and elsewhere in Corrientes (Fontana, 2018) and North-central Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

Vitaceae (Magnoliopsida, Vitales)

Cissus verticillata (L.) Nicolson & C.E. Jarvis, *Taxon* 33: 727. 1984. Fig. 5D-F.

Morphology: Tricolporate pollen grain, radial symmetry. Subtriangular amb, subprolate, (PA) 75-77 μm , (EA) 58-60 μm . Isopolar. Colpi long, maximum width of 4.5 μm and ribs 2.8-4.5 μm thick at the equator. Lalongate endoapertures 5-8 x 3-4 μm to circular 3 μm diam. Exine 2-4 μm thick, reticulate (Anzótegui & Caccavari, 2001).

Ecological precedence: perennial creeper represented in hygrophilous forest of the natural vegetation of the Iberá Wetlands (Fontana, 2018) and in central-northern of Argentina (Anton & Zuloaga, 2021).

The nine recorded species with spores are listed alphabetically by family:

Anthocerotaceae (Anthocerotopsida, Anthocerotales)

Anthoceros aff. ***lamellatus*** Steph., *Sp. Hepat. (Stephani)* 5: 1000. 1916. Fig. 5G, H.

Morphology: Trilete spore. Polar view subtriangular. Laesura with straight rays reaching the equator. Exospore 3.5 μm thick, smooth inner proximal surface, baculate distal surface and equatorial amb. Size: 48-76 μm (Gradstein, 2018).

Ecological precedence: cosmopolitan genus is represented on compact rock surfaces exposed to light (Peñaloza-Bojacá *et al.*, 2020).

Cyatheaceae (Polypodiopsida, Cyatheaales)

Cyathea aff. **atrovirens** (Langsd. & Fisch.) Domin, *Rozpr. Kral. Ceske Spolecn. Nauk, Tr. Mat.-Prir.* 2: 262. 1929. Fig. 5I.

Morphology: Trilete spore. Polar view triangular. Laesura 35-40 μm long. Exospore 1.4 μm thick. Psilate or scabrate. Size: 43-53 μm (Contreras-Duarte *et al.*, 2006).

Ecological precedence: tree to shrub and herb on soils and rock substrate (rupicolous species) on roadsides, ravines, in abandoned fields, swamps and secondary forests of forests of the Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002) and in Corrientes and Misiones provinces (Anton & Zuloaga, 2021).

Lycopodiaceae (Lycopodiopsida, Lycopodiales)

Phlegmariurus aff. **mandiocanus** (Raddi) B. Øllg., *Rodriguésia* 63: 480. 2012. Fig. 5J.

Morphology: Trilete spore. Polar view subtriangular, with rounded angles. Lesura with straight rays reaching to the equator. Exospore 1.6 μm thick. Psilate on proximal face. Size: 28-38 μm . Illustrations of this taxon by Sersic (1983) and comparison with other species of the genus consulted in Rincón *et al.* (2014).

Ecological precedence: epiphyte present in hygrophilous forests of Yungas and Paranaense floral provinces in Argentina (Anton & Zuloaga, 2021; Windisch *et al.*, 2015).

Notothyladaceae (Anthocerotopsida, Notothyladales)

Phaeoceros bulbiculosus (Brot.) Prosk., *Rapp. Comm., VIII Congr. Int. Bot.*: 69. 1954. Fig. 5K.

Morphology: Trilete spore. Polar view subtriangular. Laesura with straight rays reaching the equator. Exospore 2.3 μm thick. Granular/gemmate sculpture. Size: 32-38 μm . Illustrated from Argentina (Morbelli *et al.*, 2010).

Ecological precedence: cosmopolitan genus is represented on compact, moist soil, and on rock in moist environments, exposed or partially shaded microhabitats (Peñaloza-Bojacá *et al.*, 2020).

Phaeoceros tenuis (Spruce) Hässel, *Veröff. Geobot. Inst. ETH Stiftung Rübel Zürich* 91: 303. 1986. Fig. 5L.

Morphology: Trilete spore. Polar view subtriangular. Laesura with straight rays reaching

the equator. Exospore 3.5 μm thick. Granular. Size: 48-76 μm (Prieto & Quattrocchio, 1993).

Ecological precedence: cosmopolitan genus is represented on compact, moist soil, and on rock in moist environments, exposed or partially shaded microhabitats (Peñaloza-Bojacá *et al.*, 2020).

Pteridaceae (Polypodiopsida, Polypodiales)

Jamesonia flexuosa (Kunth) Christenh., *Phytotaxa* 19: 21. 2011. Fig. 5M.

Morphology: Trilete spore. Polar view subtriangular, with rounded angles. Sinuous laesura, with small coalescent ridges, reaching to the inner margin of the cingulum. Exospore including the cingulum is 5.5 μm thick. Size: 56-71 μm (Contreras-Duarte *et al.*, 2006; Della & Prado, 2020).

Ecological precedence: this taxon is part of the natural vegetation of the Iberá Wetlands (Arbo & Tressens, 2002) and occurs in humid places inside of cloud forest from southern Mexico to Bolivia, and north and southeast of Brazil to Uruguay (Della & Prado, 2020; Della *et al.*, 2020).

Pellaea sp. Fig. 5N

Morphology: Trilete spore. Polar view triangular. Rays of the laesurae straight, 2/3 of radius to almost the internal margin of cingulum. Exospore cingulum surrounds the spore, 5.4 μm thick. Central part of distal face verrucate/rugulate, low warts occasionally joined forming loins. Size: 37-48 μm .

Comparisons: few specimens recorded herein are similar to *Pellaea cordifolia* (Sessé & Moc.) A.R. Sm. (Arreguín-Sánchez *et al.*, 1996; Pérez-Jiménez *et al.*, 2020) and *Pellaea ovata* (Desv.) Weath. (Gómez *et al.*, 2013) differing in having smooth proximal and less ornamented distal face.

Ecological precedence: this genus is including terrestrial or rupicolous species, some of humid shaded areas of hygrophilous forests and others tolerate slight exposition to light in open areas. Particularly, *Pellaea cordifolia* and *P. ovata* (Hirai & Prado, 2021) are known in South America (Anton & Zuloaga, 2021; Arbo & Tressens, 2002).

Selaginellaceae (Lycopodiopsida, Selaginellales)

Selaginella aff. **marginata** (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Spring, *Flora* 21: 194. 1838. Fig. 5O.

Morphology: Trilete microspore. Polar view

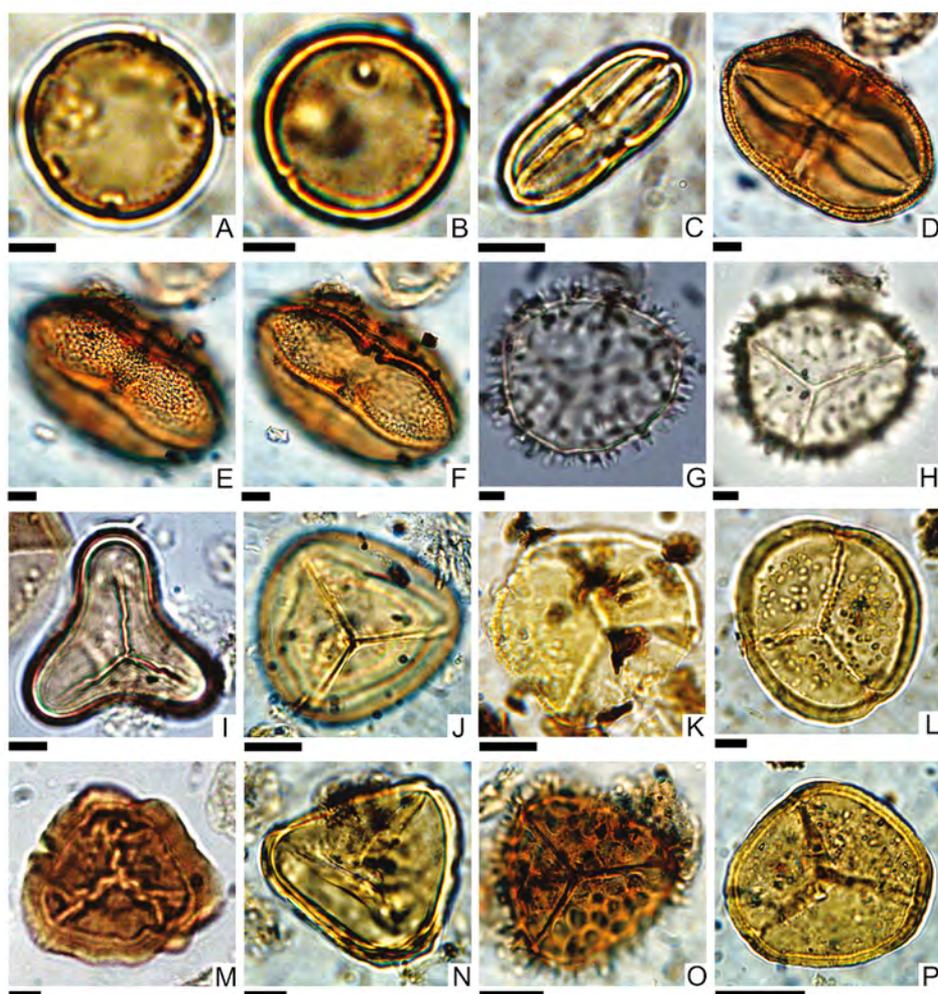


Fig. 5. Palynomorphs of *Phyllostylon*, *Eryngium*, *Cissus*, *Anthoceros*, *Cyathea*, *Phlegmariurus*, *Phaeoceros*, *Jamesonia*, *Pellaea*, and *Selaginella*. **A:** *Phyllostylon rhamnoides*, general view in superior focus (100x). **B:** General view in optical section (100x). **C:** *Eryngium elegans*, equatorial view in optical section (100x). **D:** *Cissus verticillata*, equatorial view in optical section (100x). **E:** Equatorial view in superior focus (100x). **F:** Equatorial view where apertures are appreciated (100x). **G:** *Anthoceros* aff. *Lamellatus*, polar view in optical section (100x). **H:** Polar view where the trilete is appreciated (100x). **I:** *Cyathea* aff. *Multiflora*, polar view in superior focus (100x). **J:** *Phlegmariurus* aff. *Mandiocanus*, polar view in superior focus (100x). **K:** *Phaeoceros bulbiculosus*, polar view in optical section (100x). **L:** *Phaeoceros tenuis*, polar view in superior focus (100x). **M:** *Jamesonia flexuosa*, polar view in superior focus (100x). **N:** *Pellaea* sp., polar view in optical section (100x). **O:** *Selaginella* aff. *Marginata*, polar view where the trilete is appreciated (100x). **P:** *Sphagnum* sp., polar view in optical section (100x). Scales= 10 µm.

subtriangular. Laesura with straight rays reaching to the equator. Exospore thin 1-2 µm thick. Baculate with less frequent spinose and verrucate ornamentation. Size: 17-37 µm. Micro-megaspores belonging to this taxon were described from

Argentina (Morbelli, 1977; Morbelli *et al.*, 2001) and from Brazil (Lorscheitter *et al.*, 1998).

Ecological procedence: perennial herbaceous represented in *Selaginella sellowii* Hieron. grass of the natural vegetation of Corrientes (Fontana, 2018).

Sphagnaceae (Sphagnopsida, Sphagnales)

Sphagnum sp. Fig. 5P.

Morphology: trilete spore. Polar view subtriangular, with rounded angles. Rays of the laesurae reach the equator. Exospore 2-4.5 µm thick. Finely rugged. Size: 20-26 µm (Fuertes & Rodríguez, 2009).

Ecological precedence: moss well represented in marshes of the natural vegetation of the Iberá System (Arbo & Tressens, 2002).

DISCUSION

Local and extra- local taxa and plant associations during the Holocene

The first stage of the Mid Holocene, between 6990 and 5800 cal year BP is characterized mostly by local taxa such as *Imperata brasiliensis*, *Echinochloa crus-galli*, *Echinochloa polystachya*, *Hymenachne pernambucensis*, *Cyperus rotundus*, *Crinum americanum*, *Cypella herbertii*, *Empetrum aff. rubrum*, *Polygala leptocaulis*, *Myriophyllum*

aquaticum and *Ludwigia peploides*, which integrate marsh grasslands and hygrophilous communities suggesting locally humid conditions in the studied area (Fernandez Pacella & Lara, 2019) (Fig. 6).

A later stage of the Mid Holocene, between 5800 and 5141 cal year BP is characterized by local taxa of Poaceae, Cyperaceae, *Typha dominguensis*, *Sphagnum sp.*, representing a characteristic wetland association. The presence of *Typha* suggests waterlogged or flooded soils with slow-moving water and poor drainage conditions (Cabrera, 1976; Carnevalli, 1994). These plant communities, characteristic of lakes, swampy depressions and low floodplains, would indicate for this later stage of the Mid Holocene, sub-humid to humid conditions (Fernandez Pacella & Lara, 2019) (Fig. 6).

Between 5141 and 3506 cal year BP was characterized by a prevalence of local herbaceous vegetation composed of *Anthemis cotula*, *Conyza pampeana*, *Baccharis trimera*, *Gutierrezia resinosa*, *Bidens subalternans*, *Gaillardia megapotamica*, *Senecio bonariensis*, *Amaranthus muricatus*, *Eryngium elegans* and Poaceae, characteristic of psammophilous herbaceous steppe (Fig. 6). The

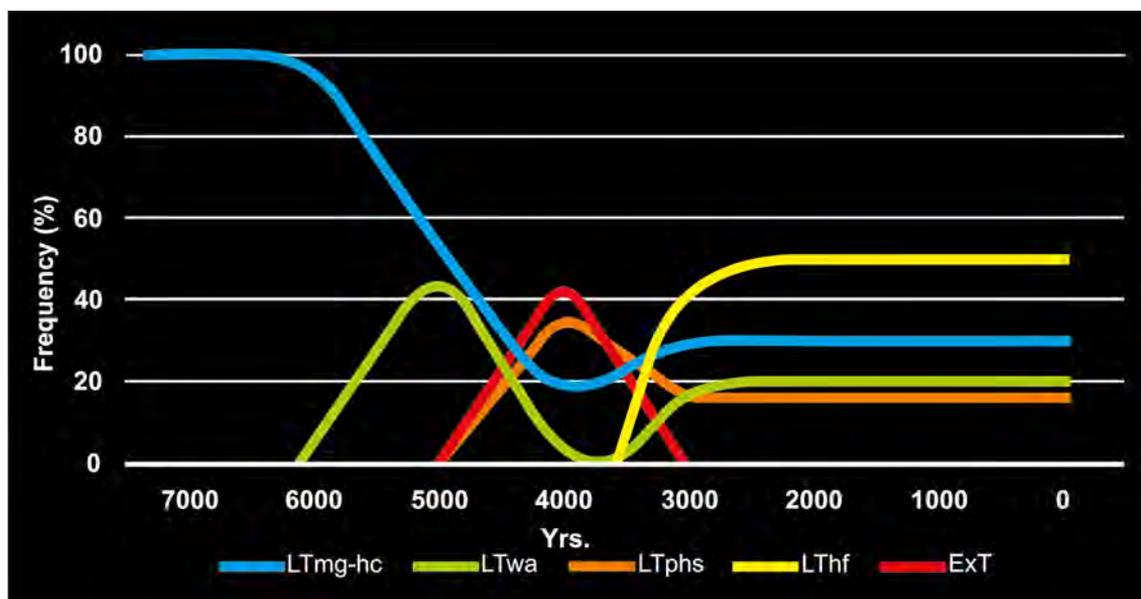


Fig. 6. Floristic representation of local and extra-local taxa and plant associations during the Holocene. **LTmg-hc**: local taxa-marsh grasslands and hygrophilous communities. **LTwa**: local taxa-wetland association. **LTphs**: local taxa-psammophilous herbaceous steppe. **LThf**: local taxa-hygrophilous forest. **ExT**: extra-local taxa.

presence of *Chenopodiaceae* suggests periodic desiccation of the water bodies (Tonello & Prieto, 2008). These results suggest dry environmental conditions (Fernandez Pacella *et al.*, 2011; Fernandez Pacella & Lara, 2019). During this stage, different extra-local species are documented, which indicate the beginning of the development of various types of forests known today as Forests of *Schinopsis balansae* and *Myracrodruon balansae* (“quebrachal”) of the humid Chaco phytogeographic region, better represented in Chaco, Formosa and northern Santa Fe provinces, with impoverished remains in the NW of Corrientes (Fontana, 2018). The main species documented herein are *Anadenanthera colubrina*, *Myracrodruon balansae*, *Calliandra parvifolia*, *Myrcianthes pungens*, *Phyllostylon rhamnoides*, *Pisonia aculeata*, *Prosopis alba*, *Schinopsis balansae*, *Schinus longifolia*, *Trichilia elegans*, *Justicia brasiliana* and *Serjania perulacea*. This type of forest develops in highest topographic areas free of floods characterized by soils with lower moisture gradients (well-drained) and a higher proportion of fine particles (Maldonado & Hohne, 2006; Morello & Rodríguez, 2009). Among these taxa, *Anadenanthera* was recorded from the Miocene to Pliocene in Patagonia and its last record is extended into the Holocene of the Iberá Wetland (Fernandez Pacella, 2015).

From 3484 cal year BP until the present (Late Holocene) the palynologic record shows a prevalence of herbaceous local vegetation composed of marshy taxa and wetland association (Fig. 6). Local taxa from the “Hygrophilous Forest”, represented by *Senegalia bonariensis*, *Celtis iguanaea*, *Polygonum acuminatum*, *Polygonum convolvulus*, *Cissus verticillata*, *Plinia rivularis*, *Tecoma stans*, *Thinouia mucronata*, *Chrysophyllum marginatum*, *Mikania cordifolia*, *Cyathea atrovirens*, *Jamesonia flexuosa*, *Phlegmariurus mandiocanus*, *Pellaea* sp., *Phaeoceros tenuis* and *Phaeoceros bulbiculosus* also documented in variable frequency (Fernandez Pacella *et al.*, 2011; Fernandez Pacella & Lara, 2019). This Hygrophilous Forest developed in this interval, forms a strip that extends along small floodplain valleys close to “madrejones” or ponds with reservoirs, sometimes superimposed on the grasslands (Eskuche, 2004; Garcia *et al.*, 2013). It is characterized by low to medium trees in less dense forests that allows enough light input for the establishment of herbaceous communities as part

of the understory vegetation. The interpretation of “humid forests community” is clearly supported by the abundance of epiphytes and creeping taxa giving an idea of a jungle type environment (Carnevali, 1994; Fontana, 2018).

Comparison with modern vegetation

All the species described herein are still part of the flora of Corrientes. For example, *Selaginella* aff. *marginata* present in the Mburucuyá National Park (Meza Torres *et al.*, 2013) constitutes the herbaceous community of “*Selaginella sellowii* grass” that grows on eroded soils in the open forests of *Schinopsis balansae* and *Myracrodruon balansae* of north-western Corrientes (Bauni & Homberg, 2015; Fontana, 2018). These forests characterized by tree and shrubby forms herein documented as well (*Anadenanthera colubrina*, *Myracrodruon balansae*, *Calliandra parvifolia*, *Myrcianthes pungens*, *Phyllostylon rhamnoides*, *Pisonia aculeata*, *Prosopis alba*, *Schinopsis balansae*, *Trichilia elegans*, *Justicia brasiliana*, *Serjania perulacea*).

Syagrus romanzoffiana and *Schinus longifolia* represent the extensive palm groves particularly on the western coast of the Paraná River in the NW of Corrientes. They develop in floodplain valleys of some streams and depressed areas with soils bearing a high content of fine materials (silt and clays), mixed with sand, brought by the river, generally subjected to frequent, non-permanent floods (Fontana, 2018).

The local herbaceous taxa *Imperata brasiliensis*, *Echinochloa crus-galli*, *Echinochloa polystachya*, *Hymenachne pernambucense*, *Cyperus rotundus*, *Eryngium elegans*, *Cypella herbertii*, *Myriophyllum aquaticum*, *Empetrum* aff. *rubrum*, *Polygala leptocaulis*, *Ludwigia peploides*, *Typha dominguensis*, *Celtis iguanaea*, *Anthemis cotula*, *Conyza pampeana*, *Baccharis trimera*, *Mikania cordifolia*, *Gutierrezia resinosa*, *Bidens subalternans*, *Gaillardia megapotamica*, *Senecio bonariensis*, *Amaranthus muricatus* and *Sphagnum* sp., are currently part of the hygrophilous communities of marsh- grasslands, wetlands and psammophilous herbaceous steppe of the Iberá Wetland (Arbo & Tressens, 2002).

Senegalia bonariensis, *Polygonum acuminatum*, *Polygonum convolvulus*, *Cissus verticillata*, *Plinia rivularis*, *Tecoma stans*, *Thinouia mucronata*, *Chrysophyllum marginatum*, *Cyathea atrovirens*, *Jamesonia flexuosa*, *Phlegmariurus saururus*,

Pellaea sp., *Phaeoceros tenuis* and *Phaeoceros bulbiculosus*, represent varied habits from tree to epiphyte of the Hygrophilous Forests in the W, N and center of Corrientes (Carnevali, 1994; Fontana, 2018).

CONCLUSION

The 55 pollen and spore types described and illustrated in this contribution reaffirm diversified floras existed during the Mid-Late Holocene in Corrientes. Of them, 46 pollen grains correspond to 27 families of angiosperms and 9 trilete spore-types of ferns, lycophytes and bryophytes, obtained from six lakes of this wetland. Forty-two (42) taxa of these lived in the Iberá wetland (local taxa), whereas 13 extra-local ones would have arrived chiefly through air currents. This ecologic/procedence differentiation of species and their relative frequency per sample in each core (pollen diagrams) presented by Fernandez Pacella *et al.* (2011), Fernandez Pacella (2013), Fernandez Pacella & Lara (2019) was applied to interpret environmental characteristics and the evolution of the Iberá vegetation. Therefore, the identification of pollen grains up to species level enhances paleoenvironmental reconstructions based on more accurate ecological information and geographic distribution. Some local species as, considered in this studied region, were temperate-environmentally restricted and, for example, during the first stage of the Late Holocene, characteristic species of psammophilous herbaceous steppe were documented. On the other hand, in a later stage of the Late Holocene, several species appeared indicating the beginning of the development of "Hygrophilous Forest". Instead, other species such as grasses are dominant throughout the Holocene in Corrientes. This work broadens the knowledge of the palynological flora of northeastern Argentine and, will help to differentiate the local vegetation from the extra-local in future interpretations.

AUTHORS CONTRIBUTION

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

ACKNOWLEDGEMENTS

The authors wish to express their gratitude to Prof. Oscar Canteros performing the chemical processing of samples, to Teodoro Roberto (technical) accompanying us in the different journeys.

Funding: This work was supported by Secretaría General de Ciencia y Técnica, Universidad Nacional del Nordeste (PI 18Q006).

BIBLIOGRAPHY

- ACEVEDO, T. L. & L. M. ANZÓTEGUI. 1998. Myrtaceae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. I: 67-80. EUDENE, Corrientes.
- ALONSO, U. C. 2014. *Palinoteca de Plantas Vasculares Acuáticas para el Análisis Polínico en Paleolimnología*. Graduate Thesis. Universidade da Coruña, España.
- ANTON, A. M. & F. O. ZULOAGA (dir). *Flora Argentina* [online]. Available in: <http://www.floraargentina.edu.ar> [Access: 25 October 2021].
- ANZÓTEGUI, L. M. 2001. Anacardiaceae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. II: 19-26. EUDENE, Corrientes.
- ANZÓTEGUI, L. M. & S. S. GARRALLA. 1985. Estudio palinológico de la Formación Paraná (Mioceno superior), (Pozo Josefina), Provincia de Santa Fe, Argentina. I parte: Descripciones sistemáticas. *Facena* 6: 101-177.
- ANZÓTEGUI, L. M. & M. S. FERUCCI. 1998. Sapindaceae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. I: 95-110. EUDENE, Corrientes.
- ANZÓTEGUI, L. M. & M. A. CACCAVARI. 2001. Vitaceae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol: 141-147. EUDENE, Corrientes.
- ANZÓTEGUI, L. M. & L. R. MAUTINO. 2001a. Celtidaceae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. II: 61-64. EUDENE, Corrientes

- ANZÓTEGUI, L. M. & L. R. MAUTINO. 2001b. Ulmaceae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. II: 137-139. EUDENE, Corrientes.
- APG IV. 2017. Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants. Checklist dataset [online]. Available in: <https://doi.org/10.15468/fzuaam> accessed via GBIF.org
- ARBO, M. & S. TRESSSENS. 2002. *Flora del Iberá: Corrientes, Argentina*. EUDENE, Corrientes.
- ARREGUÍN-SÁNCHEZ, M., R. FERNÁNDEZ NAVA, R. PALACIOS CHÁVEZ & D. L. QUIROZ GARCÍA. 1996. Morfología de las esporas de Pteridófitas Isosporéas del Estado de Querétaro, México (parte a). *Polibotánica* 2: 10-60.
- BAUERMANN, S. G., A. CARDOSO PACHECO EVALDT, J. R. ZANCHIN & S. A. DE LORETO BORDIGNON. 2010. Diferenciação polínica de *Butia*, *Euterpe*, *Geonoma*, *Syagrus* e *Thrinxax* e implicações paleoecológicas de *Arecaceae* para o Rio Grande do Sul. *IHERINGIA, Sér. Bot.* 65: 35-46. <https://isb.emnuvens.com.br/iheringia/article/view/79>
- BAUNI, V. & M. A. HOMBERG. 2015. *Reserva Natural Campo San Juan*. 1a ed. Fundación de Historia Natural Félix de Azara, Buenos Aires.
- BHATTACHARYA, K., M. R. MAJUMDAR & S. GUPTA BHATTACHARYA. 2009. *A Text Book of Palynology*. New Central Book Agency (P) Ltd., Kolkata.
- BOELCKE, O. 1992. *Plantas Vasculares de la Argentina: nativas y exóticas*. 2da ed. Hemisferio Sur, Buenos Aires.
- CABRAL, E. L. & M. CASTRO. 2007. *Palmeras Argentinas, Guía para el reconocimiento*. L.O.L.A., Buenos Aires.
- CABRERA, A. L. 1976. Regiones fitogeográficas argentinas. En: Kugler, W. F. (ed.), *Enciclopedia argentina de agricultura y jardinería*. Tomo 2. 2a edición, Fascículo 1. pp. 1-85. Acme, Buenos Aires.
- CACCAVARI, M. A. & E. DOME. 2001. Fabaceae-Mimosoideae. Tribu: Acacieae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. II: 65-72. EUDENE, Corrientes.
- CACCAVARI, M. A. & E. DOME. 2006. Fabaceae-Mimosoideae. Tribu: Mimoseae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. III: 55-69. EUDENE, Corrientes.
- CARNEVALLI, R. 1994. *Fitogeografía de la Provincia de Corrientes*. LITOCOLOR, Asunción.
- CECOTTI ÁLVAREZ, M. D., M. E. GARCÍA, N. J. F. REYES y A. C. SLANIS. 2017. Morfología polínica de las especies de *Ludwigia* (Onagraceae, Ludwigioideae) del Noroeste de Argentina. *Lilloa* 54: 29-40.
- CONTRERAS-DUARTE, A. R., R. G. BOGOTÁ-ÁNGEL & L. C. JIMÉNEZ-BULLA. 2006. Atlas de las Esporas de Pteridófitos de Chipaque (Cundinamarca, Colombia). *Caldasia* 28: 327-357.
- CUADRADO, G. A. 1998a. Polygalaceae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. I: 81-88. EUDENE, Corrientes.
- CUADRADO, G. A. 1998b. Sapotaceae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. I: 111-117. EUDENE, Corrientes.
- CUADRADO, G. A. 1998c. Polygalaceae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. I: 81-88. EUDENE, Corrientes.
- CUADRADO, G. A. & J. J. NEIFF. 1993. Palynology of embalsados in dystrophic lakes in northeastern of Argentina. *Revista Brasil. Biol.* 53: 443-451.
- CURTIS, H., N. S. BARNES, A. SCHNEK & G. FLORES. 2001. *Biología*. 6a. ed. en español. Panamericana, Buenos Aires.
- DELLA, A. P. & J. PRADO. 2020. *Jamesonia* (Pteridaceae) in Brazil. *Biota. Neotrop.* 20: e20200986. <https://doi.org/10.1590/1676-0611-BN-2020-0986>
- DELLA, A. P., J. PRADO & R. Y. HIRAI. *Jamesonia*. In: Flora do Brasil [online]. Available in: <http://reflora.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB134680>
- DÍEZ DAPENA, M. J., S. TALAVERA LOZANO y P. GARCÍA MURILLO. 1988. Contributions to the palynology of hydrophytic, non-entomophilous angiosperms. 1. Studies with LM and SEM. *Candollea* 43: 147-158.
- ESKUCHE, U. G. 2004. La vegetación de la vega del río Paraná medio superior, Argentina. *Folia Bot. Geobot. Correntesiana* 17:1-60.
- FAEGRI, K. & D. IVERSEN. 1989. *Textbook of pollen analysis*. 4 ed. New John Willey & Sons, Chichester.
- FERNÁNDEZ, I. 1987. Contribución al conocimiento palinológico de Cyperaceae. *Acta Bot. Malac.* 12: 173-181.

- FERNANDEZ PACELLA, L. 2013. *Palinología del Cuaternario en sedimentos lacustres del Noroeste del Iberá, Corrientes, Argentina*. Ph.D. Thesis. Universidad Nacional del Nordeste, Argentina.
- FERNANDEZ PACELLA, L. 2014. Morfología polínica de especies del género *Senna* (Fabaceae) del sureste del Iberá, Corrientes, Argentina. *Rev. Biol. Trop.* 62: 769-782.
- FERNANDEZ PACELLA, L. 2015. Registro fósil y distribución de *Anadenathera* en Argentina desde el Mioceno hasta la actualidad. *Estud. Geol.* 71: e031. <http://dx.doi.org/10.3989/egeol.41834.343>
- FERNANDEZ PACELLA, L. 2018. Estudio palinológico de un perfil sedimentario del Holoceno Medio-Tardío, oeste del Iberá, Corrientes, Argentina. *Rev. Mex. Cienc. Geol.* 35: 93-101. <https://doi.org/10.22201/cgeo.20072902e.2018.1.531>
- FERNANDEZ PACELLA, L. & O. CANTEROS. 2014. Poaceae. Tribus: Andropogoneae, Bromaceae, Cynodonteae, Eragrostidae, Olyreae y Oryzae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. IV: 88-94. EUDENE, Corrientes.
- FERNANDEZ PACELLA, L. & M. B. LARA. 2019. Paleoenvironmental Interpretation of the mid-late Holocene of Corrientes province, Argentina. *Nordic J. Bot.* 2019: e02252. <http://dx.doi.org/10.1111/njb.02252>
- FERNANDEZ PACELLA, L., S. S. GARRALLA & L. M. ANZÓTEGUI. 2011. Cambios de la vegetación durante el Holoceno en la región Norte del Iberá. Provincia de Corrientes, Argentina. *Rev. Biol. Trop.* 59: 103-112.
- FERNANDEZ PACELLA, L., L. M. ANZÓTEGUI & Y. HORN. 2014a. Fabaceae-Caesalpinioideae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. IV: 61-77. EUDENE, Corrientes.
- FERNANDEZ PACELLA, L., L. M. ANZÓTEGUI & L. R. MAUTINO. 2014b. Fabaceae-Mimosoideae. Tribu: Mimoseae-Prosopis In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. IV: 88-94. EUDENE, Corrientes.
- FLORA DO BRASIL [online]. Available in: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/> [Access: 25 October 2021].
- FONTANA, J. L. 2018. *La Vegetación del Nordeste Argentino. 1. Las Comunidades vegetales del Noroeste de Corrientes y del Este de Chaco*. Publicaciones Didácticas de la Cátedra de Ecología Vegetal. Vol. 3. UNNE, Corrientes.
- FUERTES, E. & M. RODRÍGUEZ. 2009. Estudio sobre la morfología y germinación de las esporas de tres especies de *Sphagnum* (Murci, Sphagnaceae). *Bot. Complut.* 33: 29-35. <https://revistas.ucm.es/index.php/BOCM/article/view/BOCM0909110029A>
- GARCÍA, A. V., H. S. LEYES, R. B. MARTÍNEZ, Y. J. PÉREZ, J. M. PINEIRO, M. E. PRIETO & S. C. SCHALLER. 2013. Guía de la Vegetación de la Estación Biológica Corrientes. In: FONTANA, J. L. (ed.), *Publicaciones Didácticas de la Cátedra de Ecología Vegetal*, vol. I: 44-51. Facultad de Ciencias Exactas, Naturales y Agrimensura, Corrientes.
- GARRALLA, S. S. 1998. Estudio palinológico de una secuencia sedimentaria del Holoceno, norte de Santa Fe, Argentina. *Polen* 9: 17-27.
- GARRALLA, S. S. & G. A. CUADRADO. 2001. Meliaceae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. II: 95-100. EUDENE, Corrientes.
- GENTILI, C. & RIMOLDI, H. 1979. Mesopotamia. II Simposio de Geología Regional Argentina. *Academia Nacional de Ciencias en Córdoba*, Vol. I: pp 185-222.
- GÓMEZ-NOGUEZ, F., B. PÉREZ-GARCÍA, A. MENDOZA-RUIZ & A. OROZCO-SEGOVIA. 2013. Flora Palinológica de los Helechos y Licofitas de Río Malila, Hidalgo, México. *Bot. sci.* 91: 135-154. <https://doi.org/10.17129/botsci.410>
- GRADSTEIN, S. R. 2018. Key to hornworts (Anthocerotophyta) of Colombia. *Caldasia* 40: 262-270. <https://dx.doi.org/10.15446/caldasiav40n2.71750>
- HERBST, R. & SANTA CRUZ, J. 1985. Mapa litoestratigráfico de la Provincia de Corrientes. *Revista D'Orbignyana* 2: 1-51.
- HIRAI, R. Y. & J. PRADO. *Pellaea*. In: Flora do Brasil [online]. Available in: <http://reflora.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB91954> [Access: 2 November 2021].
- IRIONDO, M. 1994. Los climas cuaternarios de la región Pampeana. *Museo Provincial de Ciencias Naturales "Florentino Ameghino"* 4: 481.
- IRIONDO, M. 2010. *Geología del Cuaternario en Argentina*. Editorial Moglia, Corrientes.
- KREMP, G. W. 1965. *Morphologic Encyclopedia of Palynology*. The University Arizona Press, Tucson.
- LORSCHREITER, M. L., A. R. ASHRAF, R. MACHADO BUENO & V. MOSBRUGGER. 1998. Pteridophyte spores of Rio Grande do Sul flora, Brazil. Part I. *Palaeontographica* 246: 1-113.

- MALDONADO, P. & E. HOHNE. 2006. *Atlas del Gran Chaco americano*. 1ª ed. Agencia Alemana de Cooperación Técnica, Buenos Aires.
- MARKGRAF, V. & H. L. D'ANTONI. 1978. *Polen Flora of Argentina-Modern Spore and Pollen Types of Pteridophyta, Gymnospermae and Angiospermae*. The University of Arizona Press, Tucson.
- MEDEANIC, S., C. V. CORDAZZO & L. G. LIMA. 2008. Diversidade Polínica de Plantas em Dunas do Extremo Sul do Brasil. *GRAVEL* 6: 67-80. Available in: <http://repositorio.furg.br/handle/1/1867>
- MEZA TORRES, E. I., E. R. DE LA SOTA & M. S. FERRUCCI. 2013. Sinopsis de los helechos y licofitos del Parque Nacional Mburucuyá (Corrientes, Argentina). Claves de especies. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 48: 121-136.
- MORBELLI, M. A. 1977. Esporas de las especies argentinas de *Selaginella* (Selaginellaceae-Pteridophyta). *Obra Cent. Mus. La Plata* 3: 121-150.
- MORBELLI, M. A., J. R. ROWLEY & D. CLAUGHER. 2001. Spore wall structure in *Selaginella* (Lycophyta) species growing in Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 36: 315-368.
- MORBELLI, M. A., M. R. PIÑEIRO & G. E. GIUDICE. 2010. Spore morphology and wall ultrastructure of Hymenophyllaceae Link (Pteridophyta) from north-west Argentina. *Grana* 49: 37-46. <http://dx.doi.org/10.1080/00173130903483663>
- MORELLO, J. H. & A. F. RODRÍGUEZ. 2009. *El Chaco Sin Bosques*. 1ª ed. Ed. Orientación Gráfica, Buenos Aires.
- NEIFF, J. J. 1997. *Ecología evolutiva del macrosistema Iberá (Corrientes, Argentina)*. Master Thesis. Universidad Nacional del Litoral, Argentina.
- NEIFF, J. J. 2004. *El Iberá... ¿en peligro?* Fundación Vida Silvestre, Buenos Aires.
- NILSON, S. & J. PRAGLOWSKI. 1992. *Erdtman's handbook of palynology*. Munksgaard International Publishers, Copenhagen.
- OLIVEIRA, P. P. & F. RIBEIRO DO SANTOS. 2014. *Prospecção palinológica em méis da Bahia*. Mídia Editora, Bahia.
- ORFEO, O. 2005. Historia Geológica del Iberá, provincia de Corrientes, como escenario de biodiversidad. *INSUGEO Miscelánea* 14: 71-78.
- ORFEO, O. & J. J. NEIFF. 2008. Esteros del Iberá: un enorme laboratorio a cielo abierto. *Sitios de interés geológico de la República Argentina* 46: 415-425.
- PALDAT, A palynological database [online]. Available in: (2000 onwards, www.paldat.org) [Access: 5 November 2021].
- PEÑALOZA-BOJACÁ, G. F., B. A., OLIVEIRA, C. A. T. ARAUJO, L. B. FANTECELLE, J. C. VILLARREAL & A. S. MACIEL-SILVA. *Anthocerotaceae*. In: Flora do Brasil [online]. Available in: <http://reflora.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB97153> [Access: 3 April 2021]
- PÉREZ-JIMÉNEZ, J. C., F. ESLAVA-SILVA, K. JIMÉNEZ-DURÁN, F. GÓMEZ-NOGUEZ & M. E. MUÑIZ-DIAZ DE LEÓN. 2020. Estudio Palinológico de los helechos y licofitas de la Zona Núcleo Poniente de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, Ciudad de México, México. *Bot. Sci.* 98: 517-532. <https://doi.org/10.17129/botsci.2424>
- PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI, L. R. MAUTINO & S. S. GARRALLA. 2006. Acanthaceae. In: PIRE, S. M., L. M. ANZÓTEGUI & G. A. CUADRADO (eds.), *Flora Polínica del Nordeste Argentino*, vol. III: 15-38. EUDENE, Corrientes.
- PPG I. 2016. The Pteridophyte Phylogeny Group. A community-derived classification for extant lycophytes and ferns. *J. Syst. Evol.* 54: 563-603.
- PRIETO, A. R. & M. E. QUATTROCCHIO. 1993. Briófitas y Pteridófitas en sedimentos del Holoceno en la provincia de Buenos Aires, Argentina. *An. Asoc. Palinol. Leng. Esp.* 6: 17-37.
- 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>
- RAMOS, V. 1999. Las provincias geológicas del territorio argentino. *Instituto de Geología y Recursos Minerales*. 29: 41-96.
- RAVEN, P. H., R. F. EVERT & S. E. EICHHON. 1991. *Biología de las Plantas*. T. I-II. Reverté, Barcelona.
- RINCÓN BARON, E. J., C. H. ROLLERI, L. M. PASSARELLI, S. ESPINOSA MATÍAS & A. M. TORRES. 2014. Esporogénesis, esporoderma y ornamentación de esporas maduras en Lycopodiaceae. *Rev. Biol. Trop.* 62: 1161-1195.
- SÁENZ LAÍN, C. 2004. Glosario de términos palinológicos. *Lazaroa* 25: 93-112.
- SALGADO, C. R., 2006. *Flora melífera de la provincia de Chaco*. PROSAP y Ministerio de Producción del Chaco, Resistencia.
- SERSIC, A. N. 1983. Ontogenia del esporangio y esporogénesis en *Lycopodium saururus* (Lycopodiales). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 22: 205-220.

- TONELLO, M. S. & A. R. PRIETO. 2010: Tendencias climáticas para los pastizales pampeanos durante el Pleistoceno tardío-Holoceno: estimaciones cuantitativas basadas en secuencias polínicas fósiles. *Ameghiniana* 7: 501-514. <https://www.ameghiniana.org.ar/index.php/ameghiniana/article/view/279>
- TRIGO, M. & I. FERNÁNDEZ. 1995. Contribución al estudio polínico de especies ornamentales con interés alergógeno en cultivadas en Málaga: Monocotiledóneas. *Acta Bot. Malac.* 20: 61-70.
- WINDISCH, P.G., C. G. V. RAMOS & B. OELLGAARD. Lycopodiaceae. In: Flora do Brasil [online]. Available in: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB128519> [Access: 19 August 2021]
- YBERT, J. P., R. SCHEEL-YBERT & M. CARVALHO. 2016. *Grãos de pólen de plantas vasculares Dicotiledôneas do Estado do Rio de Janeiro, Brasil*. Vol. I. Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.
- YBERT, J. P., M. CARVALHO & R. SCHEEL-YBERT. 2018. *Grãos de pólen de plantas vasculares do Estado do Rio de Janeiro, Brasil*. Vol. IV. Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.



VARIABILIDAD DEL ACERVO GÉNICO Y PARÁMETROS GERMINATIVOS EN POBLACIONES NATURALES DE *ENTEROLOBIUM CONTORTISILIQUUM* (LEGUMINOSAE) DEL NORESTE ARGENTINO

GENE POOL VARIABILITY AND GERMINATIVE PARAMETERS IN NATURAL POPULATIONS OF *ENTEROLOBIUM CONTORTISILIQUUM* (LEGUMINOSAE) FROM NORTHEASTERN ARGENTINA

Carla G. Martinotto^{1,4} , María E. Barrandeguy^{1,2,3} , Alejandra L. Goncalves^{1,2,3} 
& María V. García^{1,2,3*} 

1. Universidad Nacional de Misiones. Facultad de Ciencias Exactas, Químicas y Naturales. Posadas, Misiones, Argentina
2. Instituto de Biología Subtropical - Nodo Posadas (UNaM – CONICET).
3. Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET - Argentina).
4. Instituto de Botánica Darwinion, Labardén 200, San Isidro, Buenos Aires, Argentina.

*vgarcia@fceqyn.unam.edu.ar

Citar este artículo

MARTINOTTO, C. G., M. E. BARRANDEGUY, A. L. GONCALVES & M. V. GARCÍA. 2022. Variabilidad del acervo génico y parámetros germinativos en poblaciones naturales de *Enterolobium contortisiliquum* (Leguminosae) del Noreste Argentino. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 751-768.

 DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n4.38230>

Recibido: 12 May 2022
Aceptado: 23 Ago 2022
Publicado impreso: 30 Dic 2022
Editora: D. Alejandra Lambare 

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

SUMMARY

Background and aims: *Enterolobium contortisiliquum* is a South American native forest tree. Gene pool variability and germinate variables were estimated in populations from Northeastern Argentina in order to analyze the relationship among gene flow, mating system, and dispersal.

M&M: Individuals from Eldorado and Ituzaingó populations and seeds from Ituzaingó were genotyped by means of five and four nuclear microsatellite loci, respectively. Germinate variables were determined while genetic diversity and population structure were characterized. Indirect gene flow and pollen-mediated gene flow were estimated. Nuclear genetic variability differentiation at locus and gene pool levels was determined.

Results: The analyzed populations showed high genetic diversity. At least one or two pollen donor trees by fruit were detected. Also, the absence of population genetic structure as a consequence of high pollen and seed-mediated gene flow was detected. The seeds showed the highest genetic differentiation at locus and gene pool levels.

Conclusions: The high gene flow levels detected contribute to maintaining the gene pool variability while the high genetic diversity, the absence of both inbreeding and population genetic structure together with pollen-mediated gene flow support allogamy as the main mating system in the analyzed populations.

KEY WORDS

Genetic structure, genetic variability, germination, microsatellites, pollen donors, timbó.

RESUMEN

Introducción y objetivos: *Enterolobium contortisiliquum* constituye un recurso forestal nativo sudamericano. En el presente trabajo se estimó la variabilidad del acervo génico y se evaluaron variables germinativas en poblaciones del Noreste argentino de esta especie para analizar la relación entre el flujo génico, el sistema de fecundación y la dispersión.

M&M: Se genotificaron individuos de las poblaciones Eldorado e Ituzaingó y semillas de Ituzaingó mediante cinco y cuatro *loci* microsatélites nucleares, respectivamente. Se determinaron variables germinativas, se caracterizó la diversidad genética y la estructura genética poblacional, se estimaron los niveles de flujo génico de manera indirecta, se identificó la presencia de alelos heredados vía polen y se determinó la representatividad de la variabilidad genética nuclear a nivel de locus y de acervo génico.

Resultados: Las poblaciones analizadas presentaron elevada diversidad genética. Se detectó el aporte, como mínimo, de uno o dos árboles donantes de polen por fruto y ausencia de estructura genética poblacional como consecuencia de elevados niveles de flujo génico mediado por polen y semillas. Las semillas presentaron la mayor diferenciación respecto a su complemento tanto a nivel de locus como de acervo génico.

Conclusiones: Los elevados niveles de flujo génico detectados contribuyen al mantenimiento de la variabilidad del acervo génico mientras que, la detección de elevados niveles de diversidad genética, valores nulos del coeficiente de endogamia, ausencia de estructura genética y alelos heredados vía polen a partir de una fuente externa a las poblaciones estudiadas, respaldan que la alogamia es el sistema de fecundación dominante en ellas.

PALABRAS CLAVE

Donantes de polen, estructura genética, germinación, microsatélites, timbó, variabilidad genética.

INTRODUCCIÓN

El conocimiento de los procesos que configuran la diversidad genética poblacional a lo largo de las generaciones constituye uno de los aspectos fundamentales en el manejo sostenible de los recursos genético-forestales. En ecosistemas boscosos fragmentados, la pérdida de diversidad genética en poblaciones aisladas de especies forestales se produce a una tasa mayor que en poblaciones continuas (Sork & Smouse, 2006). Sin embargo, las poblaciones de especies leñosas que presentan polinización mediada por animales pueden resultar menos susceptibles a los efectos de la fragmentación del hábitat (Breed *et al.*, 2015) lo cual, sumado a características tales como la longevidad de los individuos, la elevada diversidad genética dentro de las poblaciones y las posibles tasas elevadas de flujo génico mediado por polen, confieren a las especies forestales la capacidad de hacer frente a las consecuencias negativas de la fragmentación (Andrianoelina *et al.*, 2009). En especies forestales con elevados niveles de flujo génico mediado por polen, los límites de una población no son sencillos de ser identificados, dado que cualquier individuo que aporte polen a la población se convertirá en miembro de la misma, siendo el tamaño poblacional potencialmente mayor que el representado por el conjunto de árboles del cual se puedan coleccionar semillas (Hattemer, 2005). Esta característica de las poblaciones de especies forestales demanda inferir el número de posibles donantes de polen que contribuyen al acervo génico poblacional mediante el análisis de estadios tempranos (semillas). De esta manera, el análisis de la variabilidad genética de los individuos adultos y de los posibles donantes de polen mediante el análisis de las semillas permite establecer la contribución relativa de cada uno de estos estadios al acervo génico de la población en estudio, ya que la estimación de su variabilidad genética brinda información de utilidad para la sostenibilidad de los recursos genéticos a través del tiempo (Gillet *et al.*, 2005).

Enterolobium contortisiliquum (Vell.) Morong, “timbó”, “oreja de negro” o “pacará”, es la única especie del género presente en Argentina. Su distribución geográfica es disyunta y está fuertemente asociada a los Bosques Secos

Estacionales Neotropicales de Sudamérica – BSEN – (Prado, 2000). Es abundante en las Selvas de Transición de la Provincia Fitogeográfica de las Yungas (Cabrera, 1976), consideradas como parte del Núcleo Pedemontano de los BSEN (Prado, 2000). Es común en las Selvas Marginales de la Provincia Fitogeográfica Paranaense (Cabrera, 1976), unidad perteneciente al Núcleo Misiones de los BSEN (Prado, 2000). También ocurre en bosques en galería dentro de la Provincia Chaqueña (Cabrera, 1976) que se corresponden a los llamados Bosques de Transición Austro-Brasileños del Núcleo Misiones (Prado, 1993), donde crece sobre llanuras aluviales de los principales ríos (Morello & Adámoli, 1974). Se trata de árboles de fuste recto y tronco de hasta 30 m de altura y 1,60 m de diámetro en las formaciones densas (Fig. 1A), siendo sus hojas alternas y bipinnadas (Tortorelli, 2009; Hoc *et al.*, 2015) (Fig. 1B). Sus flores son blancas, a veces algo verdosas y se disponen en un racimo doble piramidal. Cuando se produce la antesis se distinguen dos morfos florales: flores perfectas (donantes y receptoras de polen) y flores estaminadas (donantes de polen), presentando ambos morfos las anteras abiertas con políadas expuestas y un nectario anular prominente en la base del tubo estaminal (Fig. 1C). De esta manera, la inflorescencia constituye una unidad de atracción de polinizadores tales como abejas de tamaño mediano (Hoc *et al.*, 2015) y polillas, las cuales pueden transportar grandes cargas de polen, visitar inflorescencias de un elevado número de árboles y cubrir grandes distancias (Moreira *et al.* 2015). Los frutos son de tipo legumbre bacoide, simples, secos, de color negro en la madurez, indehiscentes y polispérmicos, presentando en promedio entre 12 y 15 semillas (Fig. 1D). Las semillas son aplanadas y oblongas, con testa lisa, córnea, bicolor, glabra, poco pulida a opaca, de color marrón oscuro (Barretto & Ferreira, 2011) (Fig. 1E). Los frutos constituyen la unidad de dispersión tanto vía endozocoria, mediante la intervención de mamíferos silvestres y domésticos, que ingieren y deponen grupos de semillas (Abraham de Noir *et al.*, 2002), como vía hidrocoria, principalmente en bosques en galería asociados a ríos o en relieves con pendiente que favorecen el movimiento de los propágulos (Gentry, 1993; Hunter, 1989).

Los estudios genético-poblacionales que

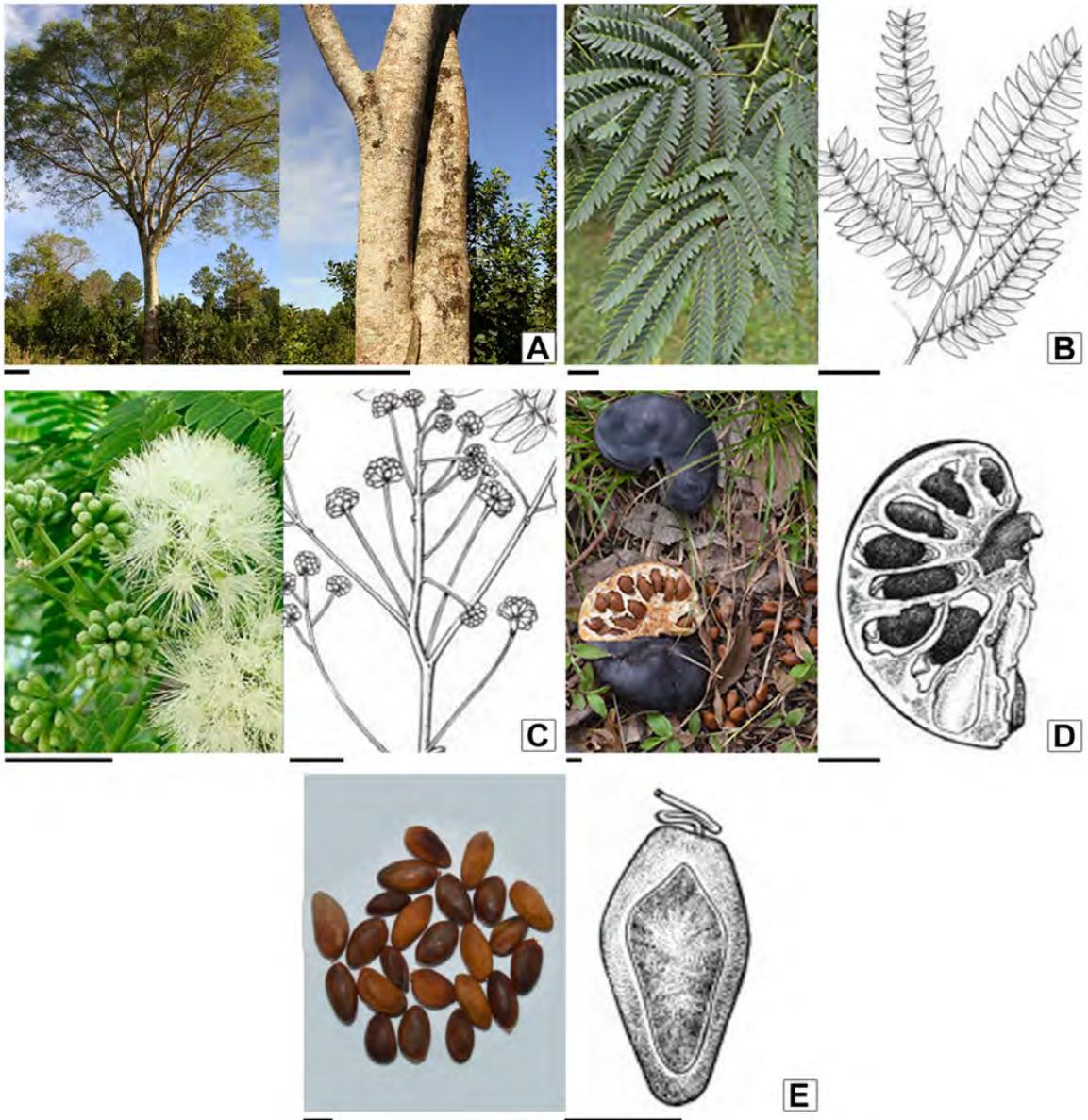


Fig. 1. Características morfológicas de *Enterolobium contortisiliquum*. **A:** Individuo adulto y detalle de la corteza; **B:** Hoja compuesta bipinnada; **C:** Inflorescencia; **D:** Fruto; **E:** Semillas. Escala= A: 1 m; B-D: 1 cm; E: 0,5 cm. Imágenes de propia autoría y adaptadas de Ilustraciones de Museo Botánico (FCEyN - UNC), de Flora Argentina, Plantas Vasculares de la República Argentina (www.floraargentina.edu.ar) y de Argentina nativa (<https://faunayfloradelargentinanativa.blogspot.com/2011/02/timbo-enterolobium-contorstiilquum.html>).

incluyen variables asociadas a la germinación y al establecimiento de las plántulas aportan información relevante para el manejo sostenible y la conservación de las poblaciones de especies

forestales nativas, en las cuales la dormición de las semillas es una característica frecuente. La dormición física de las semillas de *E. contortisiliquum* se produce por la impermeabilidad

del tegumento (Abraham de Noir *et al.*, 2002), con lo cual, tratamientos pre-germinativos de escarificación pueden ser utilizados para inducir la germinación, simulando procesos que ocurren de manera natural, como por ejemplo el recorrido de las semillas por el tracto digestivo de los mamíferos (Alexandre *et al.*, 2009). Los estudios de germinación son relevantes para evaluar los efectos de los cambios en el uso del suelo sobre la permanencia de las poblaciones. Ha sido descripto que los frutos de *E. cyclocarpum* provenientes de árboles que habitan áreas de pasturas producen en promedio un menor número de semillas, las cuales a su vez presentan menor vigor, que los frutos de árboles de bosques continuos de los BSEN, en los que se ha registrado un menor tiempo de germinación de semillas (Rocha & Aguilar, 2001a). Del mismo modo, estudios recientes en *E. contortisiliquum* revelaron que el tiempo de germinación es afectado por el disturbio del hábitat, detectando un tiempo medio de germinación menor en áreas preservadas de los BSEN en relación a áreas con impacto antrópico (Moreira *et al.*, 2021).

Diferentes estudios genético-poblacionales desarrollados en poblaciones de *E. contortisiliquum* localizadas en Brasil central han detectado diversidad genética elevada mediante el empleo de marcadores microsatélites nucleares (SSRnu) y estructura genética poblacional moderada empleando marcadores ISSR, la cual ha sido explicada como consecuencia de la presencia de barreras geográficas que limitarían el flujo génico (Moreira *et al.*, 2012; Moreira *et al.*, 2015).

En el presente trabajo, la estimación de la variabilidad genética intra e interpoblacional y la evaluación de variables germinativas de *E. contortisiliquum* en poblaciones del Noreste argentino permitió analizar la relación entre el flujo génico, el sistema de fecundación y la dispersión. Atendiendo tanto a la biología reproductiva de la especie como a la limitada movilidad de los propágulos, que incluye dispersión de semillas por endozoocoria y polinización mediada por insectos, la hipótesis de este trabajo plantea que las poblaciones analizadas presentan estructura genética poblacional como consecuencia de flujo génico restringido. Así, para analizar la variabilidad del acervo génico de *E. contortisiliquum* se consideraron individuos adultos y semillas

provenientes de dos poblaciones naturales del Noreste argentino con el objeto de determinar variables germinativas, caracterizar la variabilidad genética de los diferentes estadios, determinar la estructura genética y la representatividad de la diversidad genética poblacional y estimar de manera indirecta el flujo génico entre las poblaciones estudiadas.

MATERIALES Y MÉTODOS

Sistema de estudio

El área de estudio se situó en el Noreste argentino en la Provincia Fitogeográfica Paranaense del dominio Amazónico (Cabrera, 1971; Cabrera, 1976). En esta región, se analizaron individuos de la localidad Eldorado, ubicada en el Noroeste de la provincia de Misiones, y de la localidad Ituzaingó ubicada en el Noreste de la provincia de Corrientes (Fig. 2). La distancia lineal que separa ambas poblaciones es de aproximadamente 250km. Los individuos fueron geo-referenciados mediante el sistema de posicionamiento global (GPS) mediante un receptor Garmin eTrex® 20× (precisión de ± 3 m). Se analizó material vegetativo de 28 individuos adultos de *E. contortisiliquum* (18 individuos de Eldorado y 10 de Ituzaingó), como así también tejido embrionario radicular obtenido desde tres semillas de dos frutos maduros cosechados a partir de cinco árboles madre de Ituzaingó. Se unificó el material procedente de tres semillas por fruto a los efectos de contar con un volumen de tejido adecuado para la extracción de ADN.

Análisis de variables germinativas

Se extrajeron las semillas de los frutos maduros colectados en Ituzaingó y se registró el número de semillas por fruto descartándose las semillas vanas y/o dañadas. Las semillas viables fueron almacenadas a temperatura ambiente en bolsas de papel al resguardo de la humedad y la luz hasta el establecimiento de los ensayos de germinación.

Se establecieron sendos ensayos de germinación a partir de semillas con y sin tratamiento pre-germinativo. El ensayo con semillas pre-tratadas se estableció a partir de semillas sometidas a escarificación mecánica empleando papel de lija, mediante el cual las semillas fueron pulidas en

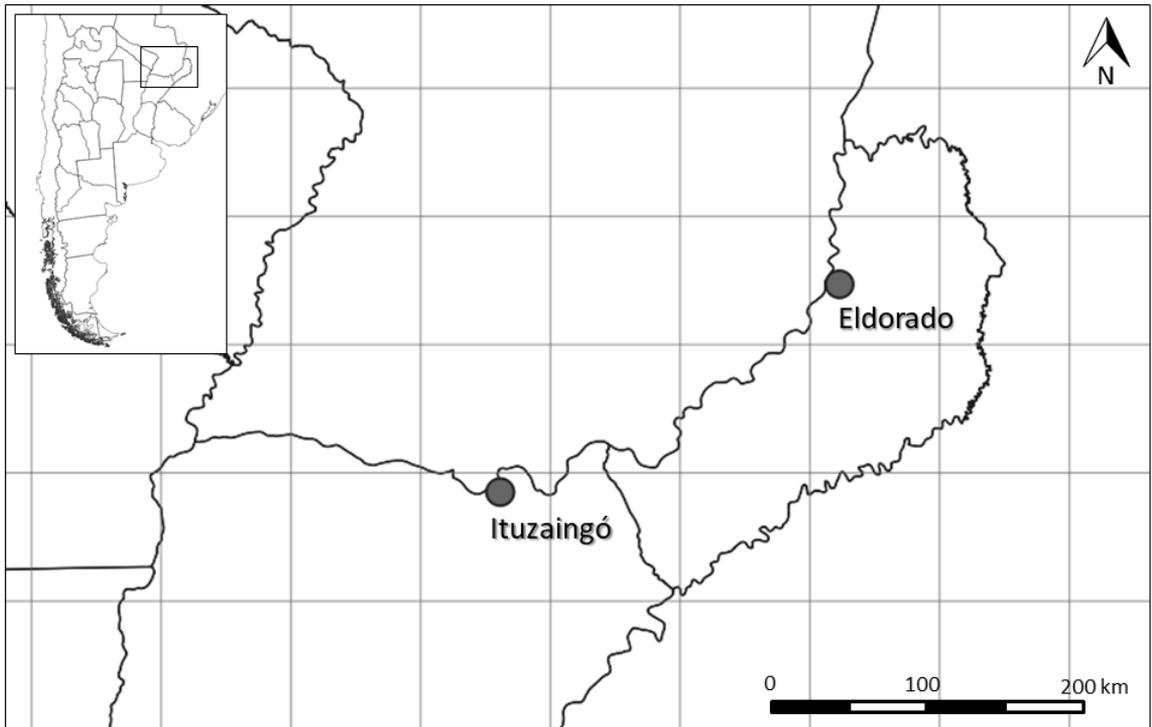


Fig. 2. Localización geográfica de las poblaciones de *Enterolobium contortisiliquum* analizadas.

el área opuesta al embrión hasta dejar expuesto el cotiledón. Los ensayos se llevaron a cabo a temperatura ambiente (entre 22 y 26°C) y un fotoperíodo de 12h según lo recomendado por Lozano *et al.* (2016). Se registró el número de semillas germinadas por árbol madre mediante observaciones diarias siguiendo como criterio de germinación la emergencia radicular (Lozano *et al.*, 2016). Los ensayos se mantuvieron hasta cinco días después de observar el último evento de germinación, es decir hasta que la totalidad de los tratamientos alcanzó un número constante de semillas germinadas según lo recomendado por Cruz-Silva & Rosa (2011).

Para cada árbol madre se consideraron variables germinativas mediante la estimación de los siguientes parámetros propuestos por Lozano-Isla *et al.* (2019): Germinabilidad (G): porcentaje de semillas que completan el proceso de germinación:

$$G = \left(\frac{\sum_{i=1}^k n_i}{N} \right) 100$$

donde n_i , es el número de semillas germinadas en

el i -ésimo tiempo y N el número total de semillas en cada unidad experimental, es decir semillas con y sin tratamiento pre-germinativo. Tiempo medio de germinación (\bar{t}): se calcula como la media ponderada del tiempo de germinación (hora, día u otra unidad de tiempo):

$$\bar{t} = \frac{\sum_{i=1}^k n_i t_i}{\sum_{i=1}^k n_i}$$

donde t_i es el tiempo desde el inicio del experimento a la i -ésima observación; es el número de semillas germinadas en el i -ésimo tiempo y k corresponde a la última observación. Coeficiente de variación del tiempo de germinación (CV_t): indica la uniformidad de la germinación o la variabilidad en relación con el tiempo medio de germinación:

$$CV_t = \left(\frac{S_t}{\bar{t}} \right) 100$$

donde S_t es la desviación estándar del tiempo de germinación. Tasa media de germinación: (\bar{v}):

corresponde al recíproco del tiempo medio de germinación:

$$\bar{v} = \frac{1}{\bar{t}}$$

Índice de sincronización (Z): corresponde al grado de superposición en el tiempo de germinación:

$$Z = \frac{\sum C_{n1,2}}{N}$$

siendo:

$$C_{n1,2} = \frac{n_i(n_i-1)}{2}$$

y

$$N = \frac{\sum n_i(\sum n_i-1)}{2}$$

donde $C_{n1,2}$ es la combinación de semillas germinadas en el i -ésimo tiempo. La sincronía de germinación de una semilla con otra supone $Z=1$.

Índice de incertidumbre (U): esta medida es una adaptación del índice de Shannon y mide el grado de incertidumbre asociado a la distribución de la frecuencia relativa de germinación:

$$U = -\sum_{i=1}^k f_i \log_2 f_i$$

siendo

$$f_i = \frac{n_i}{\sum_{i=1}^k n_i}$$

donde f_i corresponde a la frecuencia relativa de germinación, al número de semillas germinadas en el i -ésimo tiempo y k al último día de germinación. La comparación múltiple de medias de los parámetros de germinación de semillas se realizó empleando la prueba Student-Newman-Keuls (SNK) con un nivel de significancia estadística $p < 0,05$. Las estimaciones se realizaron empleando el paquete de R GerminaR mediante la aplicación web GerminaQuant for R (Lozano-Isla *et al.*, 2019).

Análisis de variables genéticas

Los individuos adultos de ambas poblaciones fueron genotipificados empleando cinco *loci* microsatélites nucleares (SSRnu) específicos de *Enterolobium cyclocarpum* (Jacq.) Griseb.: Ency-4, Ency-8, Ency-17, Ency-24, Ency-33 (Peters *et al.*, 2008), transferidos a *E. contortisiliquum* por Moreira *et al.* (2012), mientras que el tejido embrionario fue genotipificado empleando cuatro de estos SSRnu (Ency-4, Ency-8, Ency-24 y Ency-33), debido a la elevada proporción de datos perdidos en el locus Ency-17. Las reacciones de amplificación se realizaron en un volumen final de 14µl empleando 0,5ng/µl de ADN genómico; 1X de *buffer* KCl; entre 1,12-1,40mM de MgCl₂ en función del locus analizado; 1,25mM de

cada dNTP; 1U de *Taq* polimerasa; entre 0,33-0,60µM del cebador *reverse*, entre 0,20-0,40µM del cebador *forward* en función del locus analizado y 0,2 µM del cebador universal M13 marcado con un fluoróforo (FAM o HEX) en su extremo 5'.

La genotipificación de los individuos y del tejido embrionario se realizó mediante el método de los tres cebadores propuesto por Schuelke (2000) modificado por Goncalves *et al.* (2013). La genotipificación de los amplicones se llevó a cabo por medio de electroforesis capilar en un secuenciador automático ABI 3730 XL (Macrogen, Inc., Corea del Sur) empleando el marcador de peso estándar GS500-ROX™ (Applied Biosystems®). Los diferentes alelos fueron identificados y codificados a partir del tamaño de los fragmentos usando el programa Peak Scanner 1.0 (Applied Biosystems®).

La amplificación se realizó en dos etapas: 35 ciclos empleando la temperatura de hibridación (T_A) específica de los cebadores SSRnu y ocho ciclos empleando la T_A del cebador universal M13. Las reacciones de amplificación fueron realizadas en un termociclador con gradiente de temperatura (Biometra TProfessional Standard) a temperatura de hibridación fija de 54°C para los *loci* Ency-24 y Ency-33, de 56°C para los *loci* Ency-4 y Ency-17 y de 58°C para el locus Ency-8.

La diversidad genética se caracterizó mediante la estimación de los siguientes parámetros: Frecuencias alélicas por locus, Número promedio de alelos por locus (N_A), Número efectivo de alelos por locus (N_E), Número promedio de alelos únicos (N_{AU}), Heterocigosis observada (H_o) y Heterocigosis esperada (H_E) calculada como:

$$H_E = 1 - \sum_{i=1}^n x_i^2$$

donde x_i corresponde a las frecuencias alélicas (Nei, 1987). Estas estimaciones se realizaron empleando el programa GenAlEx versión 6.5 (Peakall & Smouse, 2012). Las estimaciones de riqueza alélica permiten independizar a las estimaciones de números de alelos del sesgo que puede introducir el tamaño de la muestra (Gillet *et al.*, 2005). Por ello, se estimaron los siguientes parámetros: Riqueza alélica (R) y Riqueza de alelos únicos (R_{AU}) (Gillet *et al.*, 2005). Estas estimaciones se realizaron empleando el programa ADZE versión 1.0 (Szpiech *et al.*, 2008).

La fuente de polen fue identificada considerando los alelos presentes en tres semillas de cada

fruto y los genotipos multilocus de cada árbol madre. Este enfoque implica la inferencia de los alelos heredados por vía paterna directamente desde la detección de alelos por cada fruto y su comparación con los genotipos maternos (Godoy & Jordano, 2001). Debido a que el material empleado para la extracción de ADN genómico total fue tejido embrionario proveniente de tres semillas del mismo fruto podrían ser detectados más de dos alelos por locus. Así, se espera detectar por fruto, como mínimo, un alelo por locus (árboles madre homocigotas autofecundadas o con donantes de polen genotípicamente idénticos al árbol madre) y como máximo cinco alelos por locus (árbol madre heterocigota con donantes de polen genotípicamente diferentes al árbol madre).

El grado de estructura genética poblacional se analizó mediante el índice de fijación F_{ST} (Wright, 1965), el cual fue estimado a partir de un análisis de varianza molecular (AMOVA) testando la hipótesis nula de ausencia de estructura genética (Stewart & Excoffier, 1996). Este análisis fue realizado de manera global empleando dos modelos definidos atendiendo diferentes niveles de subdivisión jerárquica para analizar la distribución de la variabilidad genética: Modelo 1: Entre poblaciones y entre individuos dentro de poblaciones. Modelo 2: Entre poblaciones, entre individuos dentro de poblaciones y dentro de individuos. A partir de este último modelo se estimó el índice para inferir los efectos de la endogamia, es decir del cruzamiento entre individuos más emparentados que la media de la población (Hartl & Clark, 2007). La significancia estadística del índice de fijación fue testada con un valor de p obtenido mediante 1023 permutaciones de los genotipos dentro y entre poblaciones para el 95% de confianza ($p < 0,05$). Este análisis fue desarrollado utilizando el programa Arlequín 3.5 (Excoffier & Lischer, 2010).

La estructura genética poblacional fue evaluada mediante algoritmos de agrupamiento Bayesiano para determinar el número más probable de *clusters* (K) a los cuales los individuos son asignados empleando únicamente información genética (genotipos multilocus). Para este análisis se empleó un modelo de tipo *admixture* (*admixture ancestry model*) implementado en el programa STRUCTURE 2.3.4 (Pritchard *et al.*, 2000). Además, se empleó un modelo de

agrupamiento espacial de individuos incorporando al agrupamiento no espacial el término correspondiente a la probabilidad *a priori* de la posición geográfica de cada individuo. Para determinar el número de *clusters* que presenta la mayor probabilidad *a posteriori* se testaron valores de K *clusters* comprendidos en un rango de uno a seis ($K = [1-6]$) realizando 10 repeticiones para cada valor de K . Este análisis se realizó empleando el programa TESS (Chen *et al.*, 2007; Durand *et al.*, 2009).

La representatividad de la diversidad genética nuclear fue estimada a partir de la diferencia entre la composición genética de cada población y de las semillas en relación a la composición genética de su complemento mediante la estimación del índice de diferenciación genética de Gregorius (Gregorius, 1984). Además, se estimó el índice de diferenciación subpoblacional (δ) para representar el nivel medio de diferenciación entre las poblaciones y las semillas (Gregorius & Roberds, 1986). De esta manera, se caracterizó cada sitio de muestreo y las semillas mediante la diferencia entre su composición genética y la de su complemento, considerando como nivel de análisis al acervo génico en el cual los elementos genéticos corresponden a todos los alelos y a nivel de locus considerando los *loci* SSRnu estudiados en este trabajo. Para estos análisis se utilizó el programa GSED versión 3.0 (Gillet, 2010). Finalmente, el flujo génico (Nm) fue estimado empleando el método de alelos raros, incluyendo una corrección para el tamaño de la muestra implementando el programa GenePop v 2.4 (Rousset, 2008).

RESULTADOS

Variables germinativas

En semillas sin escarificación se evidenciaron menores porcentajes de germinación (G entre 0 y 58%) en relación a los porcentajes registrados en semillas con escarificación (G entre 67 y 100%) ($F = 864,39$; $p < 0,0001$) (Tabla 1). El primer evento de germinación fue detectado a los cinco días y la última detección fue a los 11 días de iniciado el ensayo, que se dio por finalizado luego de transcurridos cinco días sin detección de eventos de germinación. En ese intervalo, las semillas sin tratamiento presentaron mayor frecuencia de

Tabla 1. Valores medios y desviaciones estándar de los parámetros de germinación de semillas de *Enterolobium contortisiliquum* considerando dos tratamientos pre-germinativos: sin escarificación (0); con escarificación (1). G: Porcentaje de semillas que completan el proceso de germinación; CV_t : Coeficiente de variación del tiempo; Z: Índice de sincronía; U: Índice de incertidumbre; a: ausencia de diferencias estadísticamente significativas entre medias de acuerdo a las pruebas de comparación múltiple de medias SNK.

Tratamiento pre-germinativo	Árbol	N° de semillas germinadas	G	CV_t	Z	U
0	T21	1	4,17	0	0	0
0	T22	0	0	0	0	0
0	T23	14	58,33	20,48 ± 7,34 a	0,22 ± 0,11 a	1,78 ± 0,58 a
0	T24	0	0	0	0	0
0	T25	1	4,17	0	0	0
0	T28	0	0	0	0	0
0	T29	0	0	0	0	0
1	T21	23	95,83	11,48 ± 3,45 a	0,35 ± 0,09 a	1,52 ± 0,30 a
1	T22	16	66,67	9,16 ± 2,48 a	0,48 ± 0,13 a	1,06 ± 0,34 a
1	T23	24	100	10,86 ± 4,24 a	0,44 ± 0,21 a	1,27 ± 0,65 a
1	T24	24	100	15,98 ± 6,34 a	0,35 ± 0,04 a	1,48 ± 0,24 a
1	T25	24	100	17,4 ± 2,45 a	0,39 ± 0,03 a	1,42 ± 0,19 a
1	T28	24	100	15,13 ± 5,85 a	0,30 ± 0,11 a	1,62 ± 0,33 a
1	T29	22	91,67	12,35 ± 0,72 a	0,54 ± 0,20 a	1,06 ± 0,34 a

germinación en $\bar{t} = 7-9$ días, mientras que en las semillas con tratamiento pre-germinativo $\bar{t} = 5,38-6,75$ días (Fig. 3). El coeficiente de variación del tiempo (CV_t) fue bajo tanto para las semillas sin tratamiento pre-germinativo ($CV_t = 20,48$) como para las semillas con tratamiento pre-germinativo ($CV_t = 9,16-17,40$), dada la uniformidad en el tiempo de germinación (Tabla 1). La tasa media de velocidad de germinación (\bar{v}) fue mayor para semillas con tratamiento pre-germinativo (Fig. 3). Se detectó una moderada a baja sincronización (Z) y valores bajos de incertidumbre (U) (Tabla 1).

Variables genéticas

Los cinco loci SSRs analizados resultaron polimórficos. Se detectó un total de 27 alelos considerando las dos poblaciones estudiadas. El número de alelos estuvo comprendido entre 2 y 14 para los loci Ency-33 y Ency-4, respectivamente (Fig. 4). En cuanto a la diversidad genética, la población Eldorado presentó un mayor número

promedio de alelos por locus y número efectivo de alelos en relación a Ituzaingó (Tabla 2). En ambas poblaciones N_E fue inferior a N_A indicando la presencia de alelos a baja frecuencia, en tanto que N_{AU} presentó valores promedio de 2,20 y 0,80 en Eldorado e Ituzaingó, respectivamente (Tabla 2). En conjunto, considerando los cinco loci, la heterocigosis observada (H_O) fue mayor a la heterocigosis esperada (H_E) evidenciando un elevado número de individuos heterocigotas en ambas poblaciones (Tabla 2). La población Eldorado presentó mayores valores de diversidad genética ($H_E=0,51$; $R=3,38$ y $R_{AU}=1,77$) que la población Ituzaingó ($H_E=0,48$; $R=3,00$ y $R_{AU}=1,39$) (Tabla 2).

Por su parte, el análisis genético a nivel de semillas fue realizado desde cinco árboles madre: T21, T22, T24, T25 y T29, ya que no fue posible obtener ADN de calidad del tejido embrionario de semillas de los árboles madre T23 y T28. Considerando los cuatro loci en conjunto, se reveló

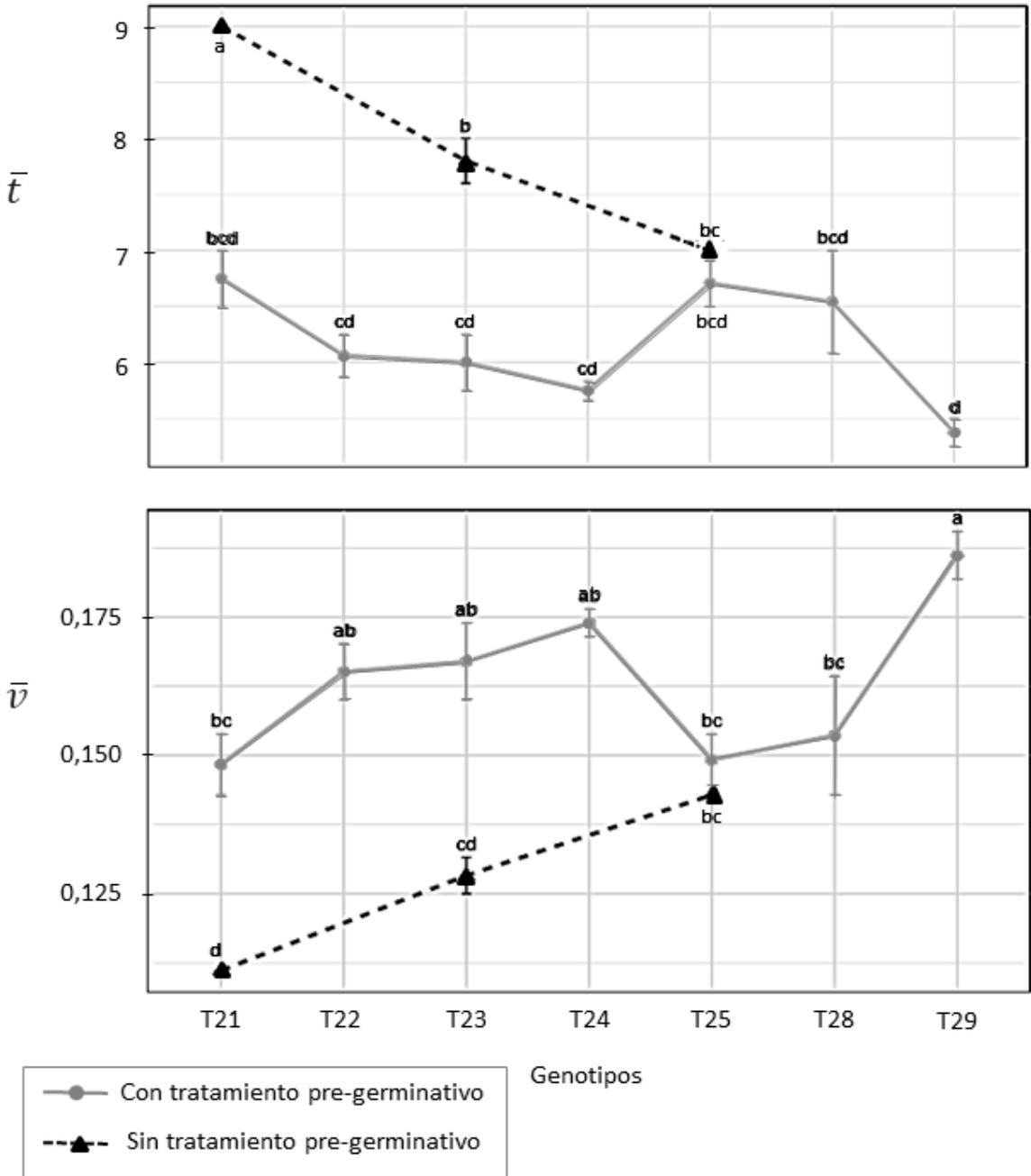


Fig. 3. Tiempo medio de germinación (\bar{t}) y Tasa media de velocidad de germinación (\bar{v}) de siete genotipos de *Enterolobium contortisiliquum* considerando semillas con y sin tratamiento pre-germinativo. Las letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas entre medias de acuerdo a las pruebas de comparación múltiple de medias SNK.

el aporte de, al menos, un donante de polen con alelos distintos al árbol madre por fruto (Tabla 3). A nivel de los frutos del árbol madre T22 se identificó

el aporte de, al menos, dos árboles donantes de polen mediante el registro de hasta tres alelos no detectados en el árbol madre por locus (Tabla 3).

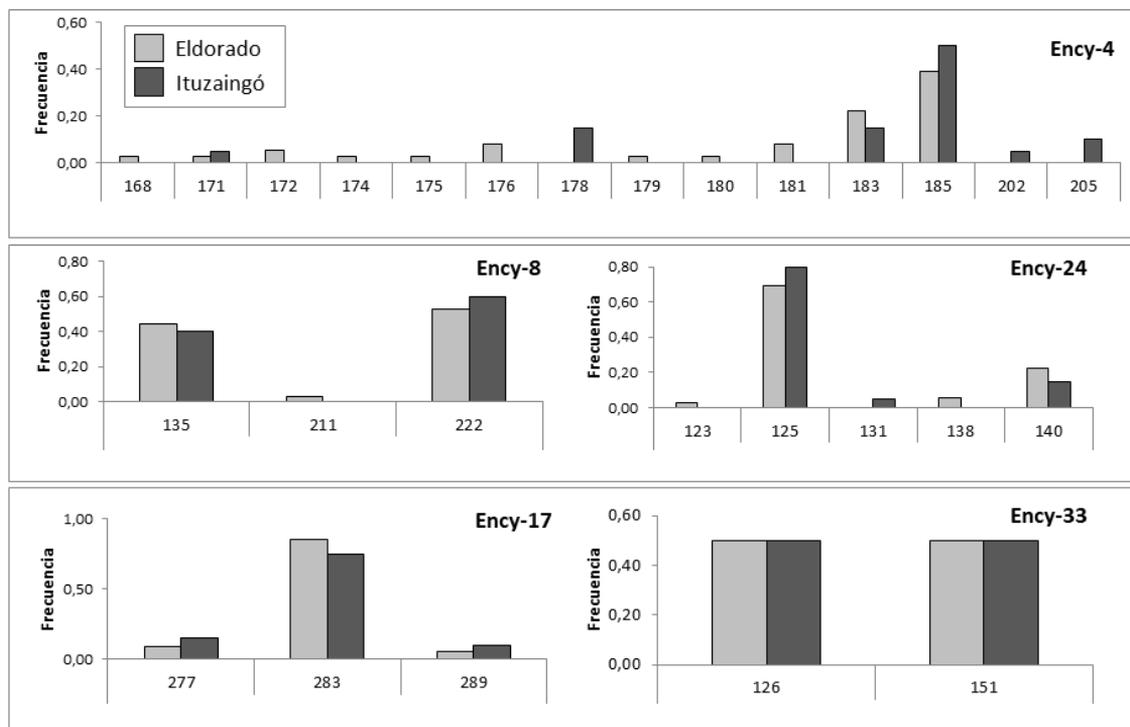


Fig. 4. Frecuencias alélicas por locus en las poblaciones de *Enterolobium contortisiliquum* estudiadas.

Mediante el análisis de varianza molecular (AMOVA) en ambos modelos se detectó que el mayor porcentaje de variación estuvo contenido en el nivel menos inclusivo: En el Modelo 1, dentro

de poblaciones (100%) y en el Modelo 2, dentro de individuos (100%). A partir del Modelo 2 se estimó el índice F_{IS} el cual presentó un valor de 0 al igual que el índice F_{ST} , indicando ausencia de

Tabla 2. Caracterización de la diversidad genética en las poblaciones de *Enterolobium contortisiliquum* analizadas para los cinco loci SSRs.

Locus	Eldorado									Ituzaingó							
	N	N_A	N_E	N_{AU}	H_O	H_E	R	R_{AU}	N	N_A	N_E	N_{AU}	H_O	H_E	R	R_{AU}	
Ency-4	18	11,00	4,50		0,88	0,77			10	6,00	3,22		0,90	0,69			
Ency-8	17	3,00	2,10		0,94	0,52			10	2,00	1,92		0,80	0,48			
Ency-17	17	3,00	1,35		0,29	0,26			10	3,00	1,68		0,30	0,40			
Ency-24	18	4,00	1,86		0,61	0,46			10	3,00	1,50		0,40	0,33			
Ency-33	18	2,00	2,00		1,00	0,50			10	2,00	2,00		0,80	0,50			
Media	17,60	4,60	2,36	2,20	0,74	0,51	3,38	1,77	10,00	3,20	2,06	0,80	0,64	0,48	3,00	1,39	
SE	0,24	1,63	0,54	1,49	0,13	0,08			0,00	0,73	0,30	0,58	0,12	0,06			

Se indica N: tamaño de la población, N_A : número promedio de alelos por locus, N_E : número efectivo de alelos por locus, N_{AU} : número promedio de alelos únicos por locus, H_O : heterocigosis observada, H_E : heterocigosis esperada, R: riqueza alélica, R_{AU} : riqueza de alelos únicos, SE: Error estándar.

Tabla 3. Genotipos multilocus de los árboles madre y perfiles alélicos detectados a partir de tejido embrionario de *Enterolobium contortisiliquum* por fruto. Se indica: ● Alelos detectados en el árbol madre; ○ Alelos no detectados en el árbol madre.

Locus	Alelos	Árbol T21			Árbol T22			Árbol T24			Árbol T25			Árbol T29		
		Hojas	Frutos		Hojas	Frutos		Hojas	Frutos		Hojas	Frutos		Hojas	Frutos	
		T21	21.1	21.2	T22	22.1	22.2	T24	24.1	24.2	T25	25.1	25.2	T29	29.1	29.2
Ency-4	183										●					
	185	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●
	191															○
	198															○
	199															○
	201															○
	202				●	●										
	203									○			○	○		
	205	●		●				●								
	207		○													
	220															○
	224															○
225															○	
Ency-8	132															○
	135	●				○	○	●	●	●	●	●		●	●	●
	149			○												
	151		○													
	170					○	○		○							
	222	●	●	●	●	●	●	●	●		●	●	●	●	●	●
Ency-24	108														○	○
	125	●	●	●	●	●		●	●	●	●	●	●	●	●	●
	128									○						
	131				●		●									
	140	●	●	●		○				○			○			○
	142									○						
	148													○		
Ency-33	112					○	○									
	116					○										
	120			○												
	126	●	●					●	●	●	●	●	●	●	●	●
	151	●	●	●	●	●	●		○		●			●		
	159			○		○	○		○							

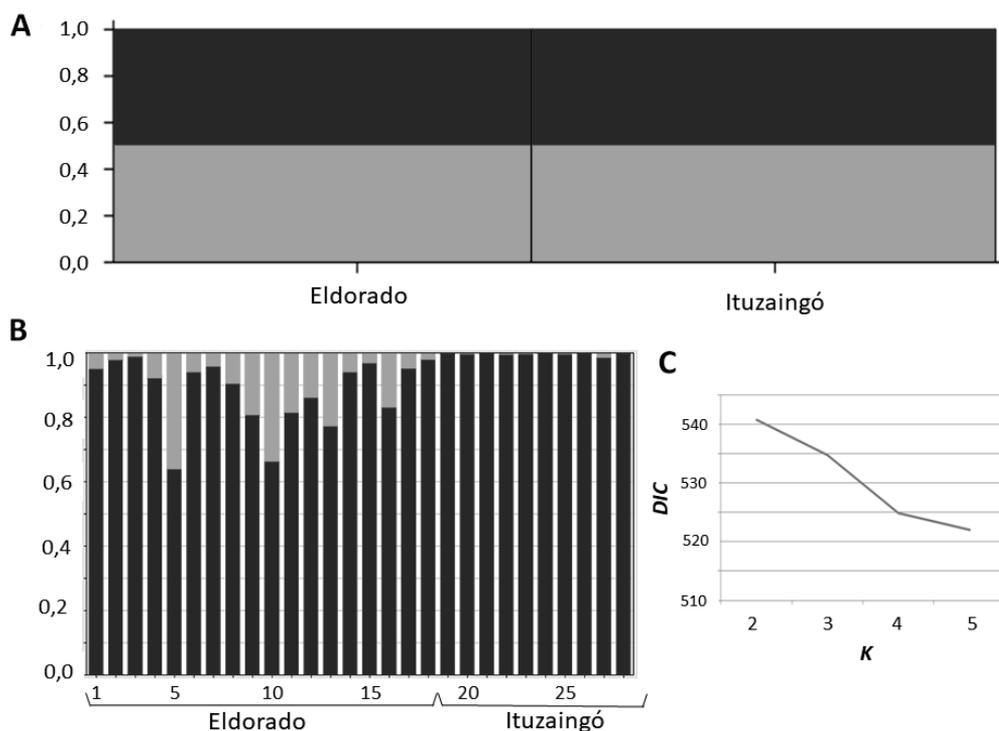


Fig. 5. Determinación de la estructura genética poblacional mediante inferencia Bayesiana. **A:** Inferencia Bayesiana no espacial; **B:** Inferencia Bayesiana espacial. Se indica población: Individuos del 1 al 18: Eldorado; Individuos del 19 al 28: Ituzaingó; **C:** Determinación de $K_{\text{máx}}$ en base a DIC vs. K .

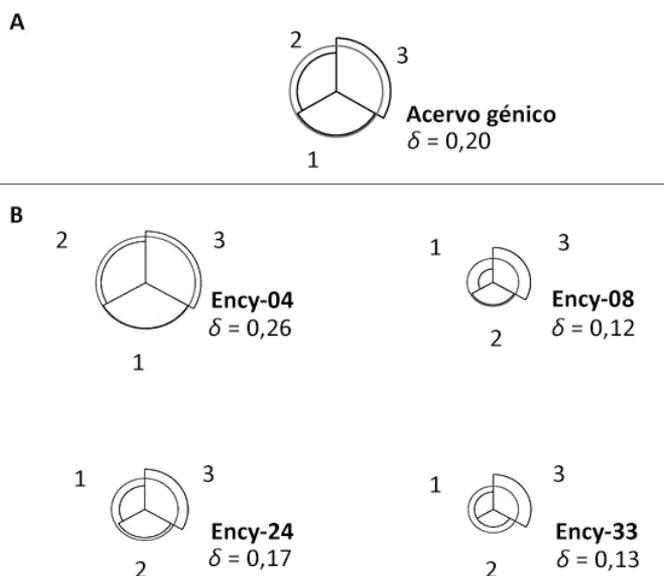


Fig. 6. Diferenciación genética a nivel de **A:** acervo génico y **B:** por locus mediante los marcadores Ency-4, Ency-8, Ency-24 y Ency-33. El radio correspondiente a la j -ésima subpoblación es proporcional a D_j , y el ángulo, proporcional al tamaño relativo c_j se ha igualado para todas las subpoblaciones. El círculo posee un radio proporcional a la diferenciación subpoblacional δ . Se indican Grupos: **1:** Eldorado, **2:** Ituzaingó y **3:** Semillas.

endogamia y de estructura genética poblacional, respectivamente. Este último resultado es también respaldado por el modelo no espacial del análisis Bayesiano, el cual no evidenció estructura genética poblacional (Fig. 5A). Mientras tanto, a partir del análisis Bayesiano espacial, se identificó $K_{\max} = 2$ como número real de *clusters* genéticos a nivel global (Fig. 5C), detectándose una baja proporción de *admixture* o contribución de diferentes acervos génicos en individuos dentro de la población Eldorado y baja o nula estructura genética poblacional (Fig. 5B).

A nivel de locus, considerando los *loci* Ency-4, Ency-8, Ency-24 y Ency-33 de forma independiente y a nivel de acervo génico, las semillas presentaron mayor diferenciación genética respecto a su complemento. Las poblaciones Eldorado e Ituzaingó presentaron valores de D_j menores al índice de diferenciación subpoblacional δ (Fig. 6A). Eldorado resultó el sitio con mayor representatividad de la diversidad genética a nivel de los *loci* Ency-8 y Ency-24, mientras que a nivel del locus Ency-4 Ituzaingó presentó mayor representatividad. Ambos sitios de muestreo presentaron niveles equivalentes de diferenciación genética respecto al complemento a nivel del locus Ency-33 ($D_j = 0,098$) evidenciando la presencia de alelos compartidos para ese locus (Fig. 6B).

El número efectivo de migrantes estimado a partir de la frecuencia de alelos raros en las poblaciones luego de la estandarización del tamaño de la muestra presentó un valor a nivel global de $Nm = 2,70$, siendo la frecuencia de alelos raros a nivel global $\bar{p}(1) = 0,05$.

DISCUSIÓN

El acervo génico de las poblaciones de *E. contortisiliquum* analizadas en el presente trabajo se caracteriza por una elevada diversidad genética, ausencia de estructura genética poblacional y ausencia de endogamia, atributos genético-poblacionales que en conjunto pueden ser explicados por los elevados niveles de flujo génico, el aporte de múltiples donantes de polen y las elevadas tasas de germinación de semillas.

A partir de las variables de germinación evaluadas, los valores máximos de porcentaje de germinación fueron obtenidos en semillas

escarificadas mecánicamente. El porcentaje global de germinación en semillas sin escarificar fue de 10%, en tanto que el de las semillas escarificadas fue de 93%. Estos resultados son similares a los informados por Salazar *et al.* (2000), quienes indican que los porcentajes de germinación en semillas de *E. contortisiliquum* sin tratamiento pre-germinativo pueden alcanzar hasta 22%, mientras que en semillas con tratamiento pre-germinativo los porcentajes de germinación varían entre 95 y 100%. En el presente trabajo se evidenció que el tratamiento pre-germinativo aplicado no sólo es necesario para romper la dormición de las semillas de *E. contortisiliquum*, sino que también acelera el proceso de germinación.

El estudio de la biología reproductiva de *E. contortisiliquum* ha sido abordado en un escaso número de trabajos (Hoc *et al.*, 2015). Moreira *et al.* (2015) postulan que esta especie podría presentar fecundación cruzada debido, en parte, a estimas previas de heterocigosis que resultaron en $H_o > H_e$ y $\bar{H}_o = 0,66$ (Moreira *et al.*, 2012). Estimaciones similares fueron obtenidas en el presente trabajo ($\bar{H}_o = 0,69$; $\bar{H}_e = 0,49$), evidenciando elevada heterocigosis y diversidad genética, así como la presencia de alelos a baja frecuencia, dado el menor número efectivo de alelos en relación al número de alelos en ambas poblaciones analizadas. De esta manera, la diversidad genética detectada podría estar relacionada con elevadas tasas de fecundación cruzada en esta especie, las cuales han sido evidenciadas mediante la detección de más de un donante de polen por fruto. Al comparar el perfil alélico de las semillas por fruto con los genotipos multilocus de los árboles madre se identificaron alelos no detectados en cada árbol madre, lo cual reveló el aporte, como mínimo, de uno o dos árboles donantes de polen por fruto. La presencia de estos alelos identificados en las semillas podría ser consecuencia de un aumento de alelos nuevos originados por mutación, o bien incorporación de alelos a la población por flujo génico reciente mediado por polen a partir de individuos adultos no incluidos en el presente estudio que han aportado alelos al acervo génico, con lo cual el tamaño de las poblaciones de *E. contortisiliquum* podría ser mayor al considerado, destacando el rol de los polinizadores tales como las polillas que presentan largas distancias de vuelo.

La distribución de la variabilidad genética entre los diferentes niveles jerárquicos se caracterizó por un mayor porcentaje de variación contenido en el nivel jerárquico menos inclusivo en los dos modelos empleados, es decir, dentro de poblaciones y dentro de individuos. Además, se detectó ausencia de estructura genética tanto mediante el índice de fijación ($F_{ST} = 0$) como mediante la implementación de algoritmos de inferencia Bayesiana, de manera que no se presentan diferencias en las frecuencias alélicas entre Eldorado e Ituzaingó. El flujo génico ininterrumpido entre los sitios de muestreo ($Nm = 2,70$) indica que en las poblaciones estudiadas los efectos del flujo génico son suficientes para contrarrestar los efectos de la deriva genética.

Si bien en el Noreste argentino los ambientes donde habita la especie en estudio se ven afectados por el avance de la frontera agrícola y la deforestación, aún se conservan grandes fragmentos de bosques nativos remanentes, de modo que las poblaciones estudiadas podrían estar interconectadas por flujo génico entre poblaciones intermedias. El modelo de flujo génico paso a paso (*stepping-stone*) entre poblaciones (Slatkin, 1993) explica los patrones de ausencia de estructura genética en casos en los cuales las poblaciones se presentan en múltiples parches de hábitat con diversos grados de conectividad, determinados en gran medida por el tamaño de los parches y la distancia geográfica que los separa (Le Corre & Kremer, 1998; Balkenhol *et al.*, 2016). Ha sido descripta una elevada conectividad entre poblaciones de *E. contortisiliquum* como consecuencia de la influencia pasada de la dispersión de frutos mediada por la megafauna extinta, la dispersión de semillas por roedores y la dispersión de polen mediada por polinizadores con largas distancias de vuelo (Moreira *et al.*, 2015). Por su parte, Hunter (1989) propone que semillas de *E. cyclocarpum* podrían ser dispersadas por hidrocoria, debido a que a diferencia de otras especies de la tribu Mimosoideae las del género *Enterolobium* incluida *E. contortisiliquum*, presentan vainas enroscadas sobre sí mismas formando espirales que se transportan mejor por el agua que las vainas rectas y alargadas. Además, estos frutos no se hunden en el agua permaneciendo a flote durante varios días y se humedecen rápidamente, proporcionando un ambiente que puede promover la germinación de las semillas (Hunter, 1989). En las especies ribereñas con dispersión por hidrocoria las semillas

pueden recorrer varios kilómetros de distancia a través del agua propiciando flujo génico continuo y elevado tamaño efectivo poblacional (Imbert *et al.*, 2003). De esta manera, la dispersión de frutos (y sus semillas) mediada por agua en la época de lluvias y/o por las corrientes de los ríos a lo largo de distancias considerables, puede explicar en parte, la elevada conectividad de las poblaciones (Gentry, 1993; Hunter, 1989). Estos factores influyen de manera significativa sobre la estructura genética espacial y sobre las tasas de fecundación cruzada de especies forestales de los BSEN (Goncalves *et al.* 2022), de manera que también influirían sobre la estructura genética y el sistema de fecundación de poblaciones de *E. contortisiliquum* distribuidas en estos bosques. Así, el tipo de dispersión de propágulos de *E. contortisiliquum* podría contribuir en la preservación de una elevada conectividad entre sus poblaciones. Considerando los elevados niveles de diversidad genética, así como también los valores de los índices de endogamia e índices de diferenciación genética detectados en el presente estudio se podría afirmar, en concordancia con Moreira *et al.* (2015), que el sistema de fecundación de *E. contortisiliquum* se caracteriza por una predominancia de fecundación cruzada de forma similar a lo descripto para *E. cyclocarpum* (Rocha & Aguilar, 2001b). De esta manera, el flujo génico juega un rol fundamental interconectando árboles espacialmente distantes o pequeños parches que actúan como puentes, contribuyendo a la viabilidad del conjunto de poblaciones, lo cual, sumado a la longevidad de los árboles de esta especie, podría atenuar las consecuencias genéticas de la creciente fragmentación del paisaje.

El conocimiento de la representatividad de la variabilidad genética facilita la identificación de unidades de conservación de la diversidad genética de especies forestales. En cada una de las unidades de conservación estará representada una fracción de la variabilidad genética de la especie y cada una de estas unidades representa un centro de diversidad genética (Manel *et al.*, 2003). En el análisis de representatividad desarrollado en el presente estudio, tanto a nivel de locus como a nivel de acervo génico, las semillas presentaron la mayor diferenciación respecto a su complemento y, sumado a que ambas poblaciones presentaron elevados niveles de diversidad genética y baja diferenciación genética para los *loci* analizados, puede postularse

que Eldorado e Ituzaingó podrían ser consideradas como posibles unidades de conservación de *E. contortisiliquum* en la región.

CONCLUSIONES

Las poblaciones de *E. contortisiliquum* estudiadas presentan niveles elevados de diversidad genética nuclear siendo Eldorado la población que presenta la mayor diversidad. La población Ituzaingó se caracteriza por la contribución, como mínimo, de uno o dos donantes de polen por fruto. Las poblaciones no presentan estructura genética, como consecuencia de elevados niveles de flujo génico mediado por polen y por semillas. Los elevados niveles de diversidad genética identificados, los valores nulos del coeficiente de endogamia, la identificación de alelos heredados vía polen y la ausencia de estructura genética sustentan la alogamia como el sistema de fecundación dominante en las poblaciones estudiadas. En cuanto a la variabilidad genética en las semillas, un aumento de alelos nuevos originados por flujo génico a larga distancia mediado por polen explicarían la mayor diferenciación respecto a su complemento a nivel de locus y a nivel de acervo génico. De esta manera, la ausencia de estructura genética detectada queda explicada por los elevados niveles de flujo génico mediado por polen y por semillas, constituyendo un factor clave para contrarrestar las consecuencias genéticas de la creciente fragmentación del paisaje en el Noreste argentino.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

CGM: Colecta del material, Metodología, Análisis de los datos, Redacción del manuscrito original, Redacción, revisión y edición del manuscrito final; MEB: Conceptualización, Colecta del material, Metodología, Análisis de los datos, Redacción, revisión y edición del manuscrito final; ALG: Colecta del material, Análisis de los datos, Redacción, revisión y edición del manuscrito final; MVG: Conceptualización, Colecta del material, Metodología, Adquisición de fondos, Administración del proyecto, Redacción, revisión y edición del manuscrito final.

AGRADECIMIENTOS

El presente trabajo constituye parte de la tesis de grado de CGM para optar al título de Licenciada en Genética en la Facultad de Ciencias Exactas, Químicas y Naturales de la Universidad Nacional de Misiones (FCEQyN – UNaM). El trabajo fue parcialmente financiado con fondos correspondientes al Proyecto Especial FCEQyN - UNaM A-07: “Caracterización de recursos fitogenéticos de los campos del sur de Misiones” (Res. CS 1588/15) otorgado a MVG por el Centro de Investigación y Desarrollo Tecnológico de la FCEQyN - UNaM. Las autoras agradecen los aportes realizados en el proceso de revisión.

BIBLIOGRAFÍA

- ABRAHAM DE NOIR, F., S. BRAVO & R. ABDALA. 2002. Mecanismos de dispersión de algunas especies de leñosas nativas del chaco occidental y serrano. *Quebracho* 9: 140-150.
- ALEXANDRE, R. S., F. G. GONÇALVES, A. P. ROCHA, M. P. DE ARRUDA, & E. DE QUEIROZ LEMES. 2009. Tratamientos físicos e químicos na superação de dormência em sementes de *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong. *Rev. Bras. Cienc. Agrar.* 4: 156-159.
<https://doi.org/10.5039/agraria.v4i2a6>
- ANDRIANOELINA, O., B. FAVREAU, L. RAMAMONJISOA & J. M. BOUVET. 2009. Small effect of fragmentation on the genetic diversity of *Dalbergia monticola*, an endangered tree species of the eastern forest of Madagascar, detected by chloroplast and nuclear microsatellites. *Ann. Bot.* 104: 1231-1242.
<https://doi.org/10.1093/aob/mcp231>
- BALKENHOL, N., S. A. CUSHMAN, A. T. STORFER, L. P. WAITS. 2016. *Landscape Genetics: Concepts, Methods, Applications*. 1st ed. John Wiley and Sons Ltd, Chichester.
<https://doi.org/10.1002/9781118525258.ch01>
- BARRETTO, S. S. B. & R. A. FERREIRA. 2011. Morphological aspects of fruits, seeds and seedlings of the Leguminosae Mimosoideae species: *Anadenanthera colubrina* (Vellozo) Brenan and *Enterolobium contortisiliquum* (Vellozo) Morong. *Rev. Bras. Sementes* 33: 223-232.
<https://doi.org/10.1590/S0101-31222011000200004>

- BERJAK, P. & N. W. PAMMENTER. 2002. Orthodox and recalcitrant seeds. En VOZZO J. A. (ed.) *Tropical tree seed manual*, pp 137-147. DCUSDA Forest Service, Washington.
- BREED, M. F., OTTEWELL, K. M., GARDNER, M. G., MARKLUND, M. H., DORMONTT, E. E., & A. J. LOWE. 2015. Mating patterns and pollinator mobility are critical traits in forest fragmentation genetics. *Heredity* 115(2): 108-114. <https://doi.org/10.1038/hdy.2013.48>
- CABRERA, A. L. 1971. Fitogeografía de la república Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 14: 1-42.
- CABRERA, A. L. 1976. Regiones fitogeográficas argentinas. *Enciclopedia argentina de agricultura y jardinería*. 2da ed. ACME S.A.C.I., Buenos Aires.
- CHEN, C., E. DURAND, F. FORBES & O. FRANÇOIS. 2007. Bayesian clustering algorithms ascertaining spatial population structure: a new computer program and a comparison study. *Mol. Ecol. Notes* 7: 747-756. <https://doi.org/10.1111/j.1471-8286.2007.01769.x>
- CRUZ-SILVA, C. T. A., & A. P. M. ROSA. 2011. Tratamentos para superação da dormência em sementes de orelha-de-negro (*Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong). *Varia Sci. Agrár.* 2: 79-90.
- DURAND, E., C. CHEN & O. FRANÇOIS. 2009. TESS Version 2.3 Reference Manual. Disponible en: <http://membres-timc.imag.fr/Olivier.Francois/tess.html> [Acceso: 11 November 2022].
- EXCOFFIER, L. & H. E. L. LISCHER. 2010. Arlequin suite ver 3.5: A new series of programs to perform population genetics analyses under Linux and Windows. *Mol Ecol Resour.* 10: 564-567. <https://doi.org/10.1111/j.1755-0998.2010.02847.x>
- GENTRY, A. H. 1983. Dispersal ecology and diversity in neotropical forest communities. En K. KUBITZKI (ed.). *Dispersal and Distribution: An International Symposium*, pp. 303-314. Verlag Paul Parey, Berlin.
- GILLET, E. 2010. GSED Genetic Structures from Electrophoresis Version 3.0 Data User's Manual. Abt. Forstgenetik und Forstpflanzenzüchtung, Universität Göttingen, Göttingen.
- GILLET, E., D. GÖMÖRY & L. PAULE. 2005. Measuring genetic variation within and among populations at marker loci. En GEBUREK, T. & J. TUROK (eds.) *Conservation and Management of forest genetic resource in Europe*, pp 237-270. Arbora Publishers, Zvolen.
- GODOY, J. A. & P. JORDANO. 2001. Seed dispersal by animals: exact identification of source trees with endocarp DNA microsatellites. *Mol. Ecol.* 10: 2275-2283. <https://doi.org/10.1046/j.0962-1083.2001.01342.x>
- GONCALVES, A. L., M. E. BARRANDEGUY & M. V. GARCÍA. 2013. Método económico de genotipificación por fluorescencia de SSRs en *Anadenanthera colubrina* var. *cebil*. Actas del XLII Congreso Argentino de Genética. *BAG, J. basic appl. genet.* 24: 107.
- GONCALVES, A. L., M. V. GARCÍA, M. E. BARRANDEGUY, S. C. GONZÁLEZ-MARTÍNEZ & M. HEUERTZ. 2022. Spatial genetic structure and mating system in forest tree populations from seasonally dry tropical forests: a review. *Tree Genet. Genomes* 18: 1-16. <https://doi.org/10.1007/s11295-022-01550-1>
- GREGORIUS, H. R. & J. H. ROBERDS. 1986. Measurement of genetical differentiation among subpopulations. *Theor. Appl. Genet.* 71: 826-834. <https://doi.org/10.1007/BF00276425>
- GREGORIUS, H. R. 1984. Measurement of genetic differentiation in plant populations. En GREGORIUS, H.R (ed.) *Population Genetics in Forestry*, pp. 276-285. Springer-Verlag, Berlín. https://doi.org/10.1007/978-3-642-48125-3_19
- HARTL, D. L. & A. G. CLARK. 2007. *Principles of population genetics*. 4th ed. Sinauer Associates, Sunderland.
- HATTEMER, H. H. 2005. On the appropriate size of forest genetic resources. En GEBUREK T, TUROK J (eds.) *Conservation and Management of forest genetic resource in Europe*, pp. 413-436. Arbora Publishers, Zvolen.
- HOC, P. S. 2005. Inga MILL J. F. En: ANTON, A. M. & ZULOAGA F. O. (eds.) *Flora Fanerogámica Argentina*, fasc. 93, pp. 14-19. Córdoba: IMBIV (CONICET), Programa PROFLOA.
- HOC, P. S., C. FLORES, E. LOZANO & A. ZAPATER. 2015. Preliminary studies on the reproductive biology of *Enterolobium contortisiliquum*. *Res. Plant Biol.* 5: 14-18.
- HUNTER, R. J. 1989. Seed dispersal and germination of *Enterolobium cyclocarpum* (Jacq.) Griseb. (Leguminosae: Mimosoideae): Are megafauna necessary? *J. Biogeogr.* 16: 369-378. <https://doi.org/10.2307/2845228>
- IMBERT, E. & F. LEFÈVRE. 2003. Dispersal and gene flow of *Populus nigra* (Salicaceae) along a dynamic river system. *J. Ecol.* 91: 447-456. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2745.2003.00772.x>

- LE CORRE, V. & A. KREMER. 1998. Cumulative effects of founding events during colonisation on genetic diversity and differentiation in an island and stepping-stone model. *J. Evol. Biol.* 11: 495-512. <https://doi.org/10.1046/j.1420-9101.1998.11040495.x>
- LOZANO, E. C., M. A. ZAPATER, C. MAMANI, C. B. FLORES, M. N. GIL & S. S. SÜHRING. 2016. Efecto de pretratamientos en semillas de *Enterolobium contortisiliquum* (Fabaceae) de la selva pedemontana argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 51: 79-87. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v51.n1.14414>
- LOZANO-ISLA, F., O. E. BENITES-ALFARO & M. F. POMPELLI. 2019. GerminaR: An R package for germination analysis with the interactive web application "GerminaQuant for R". *Ecol. Res.* 34: 339-346. <https://doi.org/10.1111/1440-1703.1275>
- MANEL, S., M. K. SCHWARTZ, G. LUIKART & P. TABERLET. 2003. Landscape genetics: combining landscape ecology and population genetics. *Trends Ecol. Evol.* 18: 189-197. [https://doi.org/10.1016/S0169-5347\(03\)00008-9](https://doi.org/10.1016/S0169-5347(03)00008-9)
- MOREIRA, P. A., S. A. S. SOUZA, E. A. OLIVEIRA, N. H. ARAÚJO, G. W. FERNANDES & D. A. OLIVIERA. 2012. Characterization of nine transferred SSR markers in the tropical tree species *Enterolobium contortisiliquum* (Fabaceae). *Genet. Mol. Res.* 11: 2338-2342. <https://doi.org/10.4238/2012.August.17.11>
- MOREIRA, P., M. M. BRANDÃO, N. H. DE ARAUJO, D. A. DE OLIVEIRA & G. W. FERNANDES. 2015. Genetic diversity and structure of the tree *Enterolobium contortisiliquum* (Fabaceae) associated with remnants of a seasonally dry tropical forest. *Flora* 210: 40-46. <https://doi.org/10.1016/j.flora.2014.10.005>
- MOREIRA, P.A., F. DE SIQUEIRA NEVES & J.A. LOBO. 2021. Consequences of tropical dry forest conversion on diaspora fate of *Enterolobium contortisiliquum* (Fabaceae). *Plant Ecol.* 222, 525–535. <https://doi.org/10.1007/s11258-021-01124-6>
- MORELLO, J. & J. ADÁMOLI. 1974. *Las grandes unidades de vegetación y ambiente del Chaco argentino*. Parte II. Provincia del Chaco. Serie Fitogeográfica del INTA, Buenos Aires.
- NEI, M. 1987. *Genet. Sel. Evol.* Columbia University Press, New York.
- PEAKALL, R. & P.E. SMOUSE 2012. GenA1Ex 6.5: genetic analysis in Excel. Population genetic software for teaching and research-an update. *Bioinformatics* 28: 2537-2539. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/bts460>
- PETERS, M.B., C. HAGEN, D. W. TRAPNELL, J. L.HAMRICK, O. ROCHA, P. E. SMOUSE & T. C. GLENN. 2008. Isolation and characterization of microsatellite *loci* in the Guanacaste tree, *Enterolobium cyclocarpum*. *Mol. Ecol. Resour.* 8: 129-131. <https://doi.org/10.1111/j.1471-8286.2007.01896.x>
- PRADO, D. E. 1993. What is the Gran Chaco vegetation in South America? II. A redefinition. Contribution to the study of flora and vegetation of the Chaco. VII. *Candollea* 48: 615-629. <https://doi.org/10.1017/S096042860000041X>
- PRADO, D. E. 2000. Seasonally Dry Tropical Forest of tropical South America: From forgotten ecosystems to a new phytogeographic unit. *Edinburgh J. Bot.* 57(03): 437-461. <https://doi.org/10.1093/genetics/155.2.945>
- PRITCHARD, J. K., M. STEPHENS & P. DONNELLY. 2000. Inference of population structure using multilocus genotype data. *Genetics* 155: 945-959. <https://doi.org/10.1093/genetics/155.2.945>
- ROCHA, O. J. & G. AGUILAR (2001a). Reproductive biology of the dry forest tree *Enterolobium cyclocarpum* (Guanacaste) in Costa Rica: a comparison between trees left in pastures and trees in continuous forest. *Am. J. Bot.* 88: 1607-1614. <https://doi.org/10.2307/3558405>
- ROCHA, O. J. & G. AGUILAR. 2001b. 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>
- ROUSSET, F. 2008. Genepop'007: a complete re-implementation of the genepop software for Windows and Linux. *Mol. Ecol. Resour.* 8: 103-106. <https://doi.org/10.1111/j.1471-8286.2007.01931.x>
- SALAZAR, R. 2000. *Manejo de semillas de 100 especies forestales de América Latina*. Proyecto de Semillas Forestales/Danida Forest Seed Centre. CATIE, Turrialba, Costa Rica.
- SCHUELKE, M. 2000. An economic method for the fluorescent labeling of PCR fragments. *Nat. Biotechnol.* 18: 233. <https://doi.org/10.1038/72708>
- SLATKIN, M. 1993. Isolation by distance in equilibrium and nonequilibrium populations. *Evolution* 47: 264–279. <https://doi.org/10.1111/j.1558-5646.1993.tb01215.x>
- SORK, V. L., & SMOUSE, P. E. 2006. Genetic analysis of landscape connectivity in tree populations. *Landsc. Ecol.* 21: 821-836. <https://doi.org/10.1007/s10980-005-5415-9>

- STEWART, C. N. & L. EXCOFFIER. 1996. Assessing population genetic structure and variability with RAPD data: Application to *Vaccinium macrocarpa* (American cranberry). *J. Evol. Biol.* 9: 153-171. <https://doi.org/10.1046/j.1420-9101.1996.9020153.x>
- SZPIECH, Z.A., M. JAKOBSSON & N.A. ROSENBERG. 2008. ADZE: A rarefaction approach for counting alleles private to combinations of populations. *Bioinformatics* 24: 2498-2504. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/btn478>
- TOMMASI, F., C. PACIOLLA & O. ARRIGONI. 1999. The ascorbate system in recalcitrant and orthodox seeds. *Physiol. Plant.* 105: 193-198. <https://doi.org/10.1034/j.1399-3054.1999.105202.x>
- TORTORELLI, L.A. 2009. *Maderas y bosques argentinos*. Buenos Aires, Argentina. Orientación Gráfica Editora.
- WRIGHT, S. 1965. The interpretation of population structure by F-statistics with special regard to systems of mating. *Evolution* 19: 395-420. <https://doi.org/10.1111/j.1558-5646.1965.tb01731.x>



EVALUACIÓN DE LA INFILTRACIÓN EN DOS COMPLEJOS SUELO-VEGETACIÓN EN EL MONTE DE SAN JUAN (ARGENTINA)

EVALUATION OF INFILTRATION IN TWO SOIL-VEGETATION COMPLEXES IN MONTE OF SAN JUAN (ARGENTINA)

Raul Tapia^{1,2,3*} , Julieta Carmona Crocco^{1,2}  & Mariana Martinelli^{2,3} 

1. Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas.

2. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria EEA San Juan, Argentina.

3. Universidad Nacional de San Juan, Argentina.

*tapiaraul7@gmail.com

Citar este artículo

TAPIA, R., J. CARMONA CROCCO & M. MARTINELLI. 2022. Evaluación de la infiltración en dos complejos suelo-vegetación en el Monte de San Juan (Argentina). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 769-784.

 DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n4.36882>

SUMMARY

Background and aims: The functioning of arid zone ecosystems depends on the fraction of precipitation that enters the soil and can be absorbed by vegetation. Vegetation affects infiltration by modifying droplet size, altering soil structure and changing microtopography. The objective of this study was to evaluate infiltration parameters in two soil-vegetation complexes in the central Monte region of San Juan.

M&M: Visual interpretation of satellite images and fieldwork identified and characterized soil-vegetation complexes (SVCs). Bare soil and covered soil were the two surface conditions defined for each SVCs. A simple ring and variable load infiltrometer performed the infiltration tests. The samples taken from the soil determined texture, organic matter content, apparent density, available nitrogen, and salinity, among others.

Results and Conclusions: Two SVCs were recognized: one dominated by *Prosopis flexuosa* and the other by *Larrea divaricata*. In the first complex, the soil presented a sandy clay loam texture, while in the second the texture was sandy loam. In both SVC, mean infiltration speed ($p=0.03$), basic ($p=0.02$) and initial infiltration ($p=0.02$) were statistically different between bare soil and covered soil. In addition, mean infiltration rate was 2.48 times higher in the complex dominated by carob trees compared to bare soil. These results suggest that the presence of vegetation favors the infiltration and entry of water into the soil. These data could be used as inputs for the elaboration or adjustment of hydrological models of the Monte.

KEY WORDS

Dry land, infiltration, native vegetation, soil, water dynamics.

RESUMEN

Introducción y objetivos: El funcionamiento de los ecosistemas de zonas áridas depende de la fracción de la precipitación que ingresa en el suelo y puede ser absorbida por la vegetación. La vegetación afecta la infiltración al modificar el tamaño de la gota; alterar la estructura del suelo y cambiar la microtopografía. El objetivo del trabajo fue evaluar parámetros de infiltración en dos complejos de suelo-vegetación en el Monte central de San Juan.

M&M: Se identificaron y caracterizaron los complejos suelo-vegetación (CSV) mediante interpretación visual de imágenes satelitales y trabajo de campo. Para cada CVS, se definieron dos condiciones de superficie (suelo desnudo y suelo cubierto) y se realizaron ensayos de infiltración con un infiltómetro de anillo simple y carga variable. Se tomaron muestras de suelo y se determinó textura, contenido de materia orgánica, densidad aparente, nitrógeno disponible, salinidad, entre otros.

Resultados y Conclusiones: Se reconocieron dos CSV; uno dominado por algarrobo (*Prosopis flexuosa*) y otro por jarilla (*Larrea divaricata*). En el primer complejo, el suelo presentó una textura franco-arcillo-arenoso, mientras que en el segundo la textura fue franco-arenoso. En ambos CSV, la velocidad media de infiltración ($p=0,03$), infiltración básica ($p=0.02$) e inicial ($p= 0.01$) fueron estadísticamente diferentes entre suelo desnudo y suelo cubierto. Además, la velocidad media de infiltración fue 2.48 veces mayor en el complejo dominado por algarrobo respecto de suelo desnudo. Estos resultados sugieren que la presencia de vegetación favorece la infiltración y el ingreso de agua al suelo. Esta información podría ser utilizada para la elaboración o ajuste de modelos hidrológicos del Monte.

PALABRAS CLAVES

Dinámica hídrica, infiltración, suelo, vegetación nativa, zonas áridas.

Recibido: 4 Mar 2022

Aceptado: 31 Oct 2022

Publicado impreso: 30 Dic 2022

Editora: Silvia Lomáscolo 

ISSN versión impresa 0373-580X

ISSN versión on-line 1851-2372

INTRODUCCIÓN

Las zonas que tienen un índice de aridez (precipitación anual media / evapotranspiración potencial media) comprendido entre 0,05 y 0,65 son definidas como zonas áridas (Middleton & Thomas, 1997). Los ecosistemas áridos y semiáridos ocupan al menos 1/3 de la superficie terrestre y son el soporte donde vive aproximadamente 1/5 de la población mundial (Reynolds *et al.*, 2005; Schimel, 2010; Maestre *et al.*, 2012; Baldi *et al.*, 2015). En estos sistemas, se reconoce una marcada heterogeneidad espacial que responde a la amplia variación en los patrones de temperatura y precipitación (Aguilar *et al.*, 2004). Esta heterogeneidad climática determina una irregularidad en la distribución de la vegetación, con “parches” de plantas vasculares y áreas abiertas, “interparches”, desprovistas de vegetación (Valentin *et al.*, 1999). En relación a la dinámica hídrica de estos ambientes, se debe destacar la existencia, casi constante, de un balance hídrico negativo, lo que genera una situación de déficit hídrico permanente, debido a la bajas precipitaciones y elevada evapotranspiración potencial (Wilcox *et al.*, 2003; Newman *et al.*, 2006).

La vegetación de los ambientes áridos desempeña un rol clave en la dinámica hídrica, ya que influye fuertemente en el reparto de los flujos del agua. La partición de los flujos de agua en estos sistemas naturales se encuentra determinada por la interacción entre la precipitación, la vegetación y el suelo (Chapin *et al.*, (2002); Knapp *et al.*, (2002); Nicholson, (2011); Magliano *et al.*, (2016) y Magliano *et al.*, (2019). En relación al papel desempeñado por la componente vegetal, es bien conocido que los sitios más vegetados presentan mayor transpiración, menor escurrimiento y mayor tasa de infiltración que los sitios menos vegetados (Newman *et al.*, 2006; Schlesinger & Jasechko, 2014). Además, la interacción entre la lluvia y el canopeo vegetal divide el agua de un evento y origina tres formas: interceptación, caída directa y flujo troncal, las cuales representan en promedio el 24,0; 69,8 y 6,2% respectivamente (Magliano *et al.*, 2019).

Una vez en el suelo, el agua ingresa al mismo mediante el proceso de infiltración, el cual sucede a una velocidad que depende de múltiples variables biofísicas tales como las características

físico-químicas del suelo, su grado de saturación, contenido de materia orgánica y la condición de superficie (suelo cubierto por vegetación o suelo desnudo) (Tamhane *et al.*, 1978; Chow *et al.*, 1994; Zapata Sierra & Manzano Agugliaro, 2008; Karlin *et al.*, 2019; Tapia & Martinelli, 2019). La velocidad de ingreso del agua al perfil edáfico es, en general, elevada al inicio del proceso debido a que el gradiente matricial de succión inicial es elevado en las capas superficiales, en particular cuando el suelo está seco; a medida que transcurre el tiempo, la velocidad tiende a decrecer hasta que se alcanza la infiltración básica, momento en el que la variación en la velocidad de infiltración se vuelve constante (Buol *et al.*, 1981; Porta *et al.*, 1994). Respecto a la condición de superficie del suelo, Dunne *et al.*, (1991), Jiménez *et al.*, (2006) y Karlin *et al.*, (2019) reportan que existe una relación de dependencia entre la presencia de vegetación y la tasa de infiltración, de tal manera que las características y/o atributos de la primera modifica la ocurrencia de la segunda. Un ejemplo de esta relación se observa entre la presencia de raíces y el incremento del espacio poroso. Las raíces de las plantas son capaces de incrementar la porosidad total del suelo bajo su influencia, lo que se refleja en una mayor permeabilidad y en consecuencia en un incremento en la facilidad de circulación del agua y el drenaje hacia horizontes inferiores (Jarrett & Hoover, 1985; Archer *et al.*, 2002; Liu *et al.*, 2011). En sentido opuesto, múltiples estudios sostienen que cuando el suelo es despojado de su vegetación experimenta diversos grados de compactación, lo cual reduce su estabilidad estructural y genera efectos adversos sobre la densidad aparente, la porosidad total y finalmente sobre la tasa de infiltración (Tollner *et al.*, 1990; Oussible *et al.*, 1992; Ishaq *et al.*, 2003).

La provincia de San Juan pertenece a las zonas áridas y semiáridas de Argentina, en esta localidad se reconocen dos fisonomías claramente definidas: la estepa arbustiva, donde predominan especies perteneciente a la familia Zygophyllaceae (*Larrea* spp. y *Bulnesia retama* [Gillies ex Hook. & Arn. Griseb]) y el bosque abierto que tienen como especies dominantes a *Prosopis flexuosa* (D.C.) y *Prosopis chilensis* (Molina Stuntz emend. Burkart) (Morello, 1958; Cabrera, 1994). En la estepa arbustiva, *Larrea divaricata* (Cav.) se constituye como una de las especies dominantes en determinados ambientes, debido a que tiene

una gran capacidad de establecerse y colonizar sitios degradados (Marchesini, 2011; Steinaker *et al.*, 2016; Magliano *et al.*, 2017; Lumbreras *et al.*, 2019). Por su parte, en el bosque abierto las principales especies arbóreas son *P. flexuosa* (algarrobo dulce) y *P. chilensis* (algarrobo blanco), las cuales dan lugar a la formación de dos tipos de estructuras boscosas: bosques en galería (asociados a los cauces de agua) y bosques de llanura (Roig *et al.*, 1992). Según Alvarez & Villagra (2010), *P. flexuosa* puede ser considerada como una especie clave en términos del funcionamiento del sistema, ya que la presencia de esta especie, al proporcionar sombra bajo su dosel, reducir la incidencia solar y la temperatura e incrementar la oferta hídrica, facilita la instalación de otras especies vegetales, con lo cual se favorece la biodiversidad y se contribuye a la estabilidad del sistema.

En la región del Monte, el bosque de *P. flexuosa* o “algarrobal” se presenta en márgenes de ríos, y cuando las precipitaciones son menores a 400 mm, aparece exclusivamente en lugares con una provisión extra de agua en profundidad (Perosa, 2010). Este bosque, presenta un estrato arbóreo muy abierto dominado por *P. flexuosa* (especie principal) o por *P. chilensis*, acompañados por *Geoffroea decorticans* (Gillies ex Hook. & Arn. Burkart); el estrato arbustivo es dominado por *Atamisquea emarginata* (Kuntze) y especies del género *Larrea* (Morello, 1958; Cabrera, 1994). En términos estructurales, se trata de unidades vegetales cuya cobertura promedio varía entre 30 y 35%, los individuos adultos tienen una altura promedio de tres metros y generalmente presentan de cuatro a seis fustes. Como otras especies de *Prosopis*, esta leguminosa produce el enriquecimiento del suelo por medio de la fijación de nitrógeno y brinda importantes recursos a los pobladores locales (leña, forraje, sombra, entre otros) (Roig, 1992). Los frutos son consumidos por animales domésticos (en mayor proporción ganado vacuno y caprino), fauna nativa (roedores y aves) (Whitford, 2002) y muchas especies de invertebrados (Kingsolver *et al.*, 1976).

En relación al uso histórico del bosque y en correlato con el contexto mundial y nacional, cabe destacar que el algarrobal fue sometido a prácticas extractivas que no tuvieron en cuenta su tasa de regeneración y provocaron el retroceso de la superficie cubierta por el mismo. A principios del siglo XX, producto del crecimiento de

actividades tales como la minería, la agricultura y la construcción de ferrocarriles, se necesitaron grandes cantidades de madera y leña que fueron tomadas principalmente del bosque nativo, dando inicio a un uso no sostenible que derivó en la sobreexplotación de los bosques de *Prosopis* y *Bulnesia* (Rojas *et al.*, 2009; Rojas, 2013). Durante las primeras décadas del siglo XX se habrían perdido más del 60% de todos los bosques nativos de la Argentina, y para la provincia de San Juan la disminución habría sido cercana al 75% (Agüero *et al.*, 2018). Diversos estudios advierten sobre las consecuencias ecosistémicas de los procesos de deforestación, siendo los efectos más o menos pronunciados en función de las características propias de los ecosistemas. En el caso particular de los ecosistemas secos, Navas (2019) señala que, dada sus propiedades, estos sistemas son especialmente susceptibles a la degradación de sus atributos estructurales y funcionales. En ese sentido y sobre la base de la estrecha relación entre la vegetación, el suelo y el agua antes expuesta, es posible suponer que la pérdida de bosque afectó negativamente la tasa de infiltración y modificó la dinámica del agua a escala de suelo. Sin embargo, también se debe señalar que hasta la fecha son escasos los estudios orientados a describir y cuantificar tal efecto en los complejos suelos-vegetación en el Monte de San Juan, con lo cual la implementación de prácticas de manejo integrado tendientes a promover la conservación del bosque del Monte, podrían tener un impacto limitado.

En un contexto de cambio climático y sequía extrema, que actualmente caracterizan a la provincia de San Juan, entender y cuantificar el proceso de infiltración en los complejos suelo-vegetación del Monte podría ser un aspecto clave y además tener múltiples aplicaciones: podría aportar información para avanzar en el desarrollo de un modelo hidrológico general que permita identificar los puntos de control y así tomar medidas orientadas al manejo de los bosques y el agua; podría ser un insumo en los procesos de restauración ecológica de los ambientes degradados, podría aportar información a los modelos de diversidad-estabilidad de estos sistemas, entre otras aplicaciones. Por lo expuesto, en el presente trabajo, evaluamos la hipótesis que la presencia de vegetación nativa, al mejorar las condiciones del suelo, favorece la tasa de infiltración y que además

este efecto positivo es diferente en las distintas comunidades vegetales del Monte. El objetivo del presente trabajo fue evaluar la velocidad media de infiltración, infiltración base y lámina promedio acumulada en dos complejos suelo-vegetación del desierto hiper-árido de San Juan.

MATERIALES Y MÉTODOS

Sitio de estudio

El trabajo se realizó en la localidad de Bermejo, departamento Caucete, provincia de San Juan, Argentina. El sitio se enmarca en la provincia fitogeográfica del Monte y según la clasificación de Köppen su clima es desértico con concentración estival de precipitaciones (BWwka). La temperatura media anual es menor que 18° C y la temperatura del mes más cálido es mayor que 22° C (Poblete & Minetti, 1999). La vegetación del Monte central es uniforme tanto en su fisonomía como en su composición florística. Para el área de trabajo es posible reconocer el predominio del bosque abierto, en el cual se destacan especies como el algarrobo dulce (*P. flexuosa*) y el retamo (*B. retama*), muy degradados por la tala continua (Díaz Bisutti *et al.*, 2015; Martinelli *et al.*, 2017a; Martínez de Escobar & Ribas, 2017). Hidrológicamente esta zona se enmarca en la zona sur de la cuenca de Bermejo, cuya superficie cubre 4800 km² y geológicamente comprende la planicie aluvial del río homónimo donde predominan depósitos cuaternarios de origen fluvial, muchos de ellos de texturas finas debido a sus meandros y cauces abandonados (Damiani, 2016). El tipo de suelo dominante en los lugares más elevados es el Torrifluente típico con incursiones de Torriortente y Torripsamente típico en aquellos sectores invadidos por médanos. En general, se trata de suelos pobres en materia orgánica (inferior al 2%) y de variada granulometría, con predominio de materiales finos y de naturaleza aluviales y aluviales-coluviales depositados por el río y los cauces temporarios. (Rocca, 1969; INTA, 1976; Suvires, 2004).

Identificación, selección y caracterización del complejo suelo-vegetación

El método empleado para la identificación de los complejos se basó en un enfoque biofísico integral

donde, sobre la base de múltiples geoprocesos, se reconocieron las comunidades vegetales presentes en el área de estudio y se determinó su vinculación con aspectos geomorfológicos y edafológicos. Se tuvo como información de base las coberturas de tipo de suelo (obtenida del Atlas Socioeconómico de la provincia (<http://www.atlas.unsj.edu.ar/>) y la de cobertura vegetal, obtenida del trabajo de Martinelli & Slavutzky (2017). Posteriormente se vincularon las coberturas mediante un análisis espacial de superposición (Bosque Sendra, 1992; Buzai & Baxendale, 2011) y se obtuvo como resultados una nueva cobertura: comunidad vegetal-tipo de suelo (CSV). Sobre la base del trabajo de Alvarez & Villagra (2010), donde se destaca el rol preponderante de *P. flexuosa* como especie clave de Monte, se seleccionaron dos complejos, uno donde *P. flexuosa* es la especie dominante (CSV1) y el otro donde *L. divaricata* es la principal especie (CSV2) (Fig. 1).

Una vez identificados y seleccionados los complejos (CSV1 y CSV2), se procedió a la caracterización florística y edafológica de los mismos. El estudio de las comunidades vegetales se inició con el análisis visual de una imagen satelital Landsat 8 Operational Land Imager (OLI) (de 30 metros de resolución espacial fechada el 17 de marzo de 2019) y continuó con el análisis digital de una imagen Sentinel 2 (fecha 17 de marzo de 2019). Mediante este último análisis se estimó el índice de vegetación tSAVI, y posteriormente se realizó la clasificación digital Kmeans. Posteriormente, sobre la base de trabajo de campo, se realizó el relevamiento florístico mediante la técnica de transectas lineales de 50 metros de longitud. Se realizaron un total 30 transectas (15 para cada complejo) donde se cuantificó la cobertura vegetal y composición florística mediante el método Point Quadrat modificado (Passera *et al.*, 1983).

En relación a la caracterización edafológica, la misma se realizó para cada complejo seleccionado (CSV1 y CSV2). Dentro de cada uno de estos, se tomaron dos condiciones de suelo: suelo desnudo y suelo cubierto por la vegetación dominante. Se tomaron, de forma aleatoria, un total de 40 muestras (20 por complejo), de las cuales 10 correspondieron a suelo cubierto y 10 a la condición de suelo desnudo. En laboratorio las muestras fueron acondicionadas y se obtuvo la tierra fina seca al aire (TFSA) a la que se le

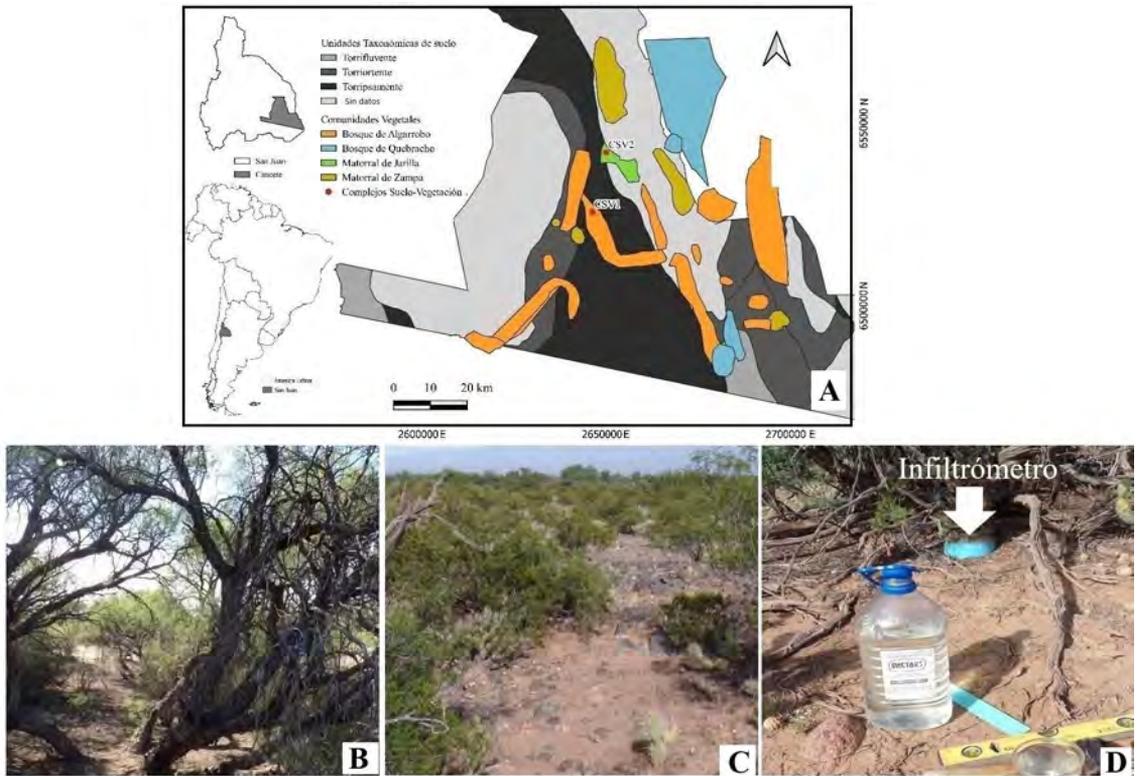


Fig. 1. Unidades cartográficas y comunidades vegetales presentes en la zona de estudio. **A:** ubicación de los complejos suelo-vegetación (CSV). **B:** bosque abierto de *Prosopis*. **C:** jarillal. **D:** medición de la infiltración.

determinó: textura, mediante la técnica de volumen de sedimentación (Nijelsohn & Pilasi, 1962); contenido de materia orgánica (Mo); por el método de Walkley y Black (Nelson & Sommers, 1982); composición granulométrica por tamizado con la norma ASTM D-422; y salinidad mediante el método del extracto de saturación. Además, se estimó la densidad aparente (D_a) mediante un muestreador Eijkelkamp. Este dispositivo cuenta con un cilindro metálico en su extremo inferior, el cual lleva en su interior un cilindro removible de 5 cm de altura y un volumen de 98.2 cm³. Obtenida las muestras de suelo, las mismas se llevaron al laboratorio donde se secaron en estufa a 105 °C por 48 horas y se pesaron para determinar la masa de suelo (Blake & Hartge, 1986).

Determinación de la infiltración

La infiltración se determinó en ambos complejos, previamente seleccionados y caracterizados, como

así también para la condición suelo desnudo y cubierto. Se realizaron un total de 200 ensayos y sobre la base de estos datos se estimó: velocidad media de infiltración (VMI), infiltración básica (IB), infiltración inicial (I_i) y lámina promedio acumulada. Los ensayos de infiltración se realizaron en dos campañas de campo. La primera se desarrolló durante los días 20, 21 y 22 de marzo, mientras que la segunda tuvo lugar durante los días 10, 11 y 12 de abril. En este punto resulta importante poner de relieve que cada ensayo de infiltración se realizó en horas de la mañana y estuvo precedido por un periodo de quince días sin precipitación, con lo cual se aseguró un bajo nivel de humedad volumétrica en el suelo y se redujo así el efecto sobre los valores iniciales de infiltración. Dentro de cada complejo, los sitios de medición se dispusieron al azar y se realizaron 100 ensayos, siendo 50 de ellos efectuados debajo del dosel vegetal y los restantes 50 en suelo desnudo.

Debajo de la canopia, cada ensayo se realizó a una distancia de 20 cm medidos desde el centro de la planta, mientras que en suelo desnudo el sitio de muestreo estuvo separado una distancia de 5 metros, medidos desde el punto donde inicia la copa de la planta.

Se empleó el método del infiltrómetro de anillo simple y carga variable, por ser experimentalmente sencillo y no insumir grandes volúmenes de agua en comparación con otros métodos como el del infiltrómetro de doble anillo, el cual consume aproximadamente dos veces más agua que el método escogido (Li *et al.*, 2019). A pesar que el método escogido muestra un menor ajuste en los datos, su empleo brinda una gran ventaja para el trabajo en las zonas áridas (Sepulveda, 1999; Godagnone *et al.*, 2012; Votrubova *et al.*, 2017; Karlin *et al.*, 2019). En el presente estudio se trabajó con cilindro de plástico (PVC) de 0,21 m de diámetro y 0,12 m de largo. El cilindro se instaló en el suelo a una profundidad de 0,05 m. Se aplicaron cargas hidráulicas de 0,15 m en el anillo, midiendo el tiempo de drenaje y repitiendo el procedimiento hasta alcanzar la infiltración básica (IB).

Al terminar cada ensayo, se procedió a retirar el infiltrómetro; se cavó unos centímetros por debajo del nivel inferior del cilindro y, con ayuda de una cinta métrica, se midió el desplazamiento lateral lo cual permitió contemplar la pérdida de agua y

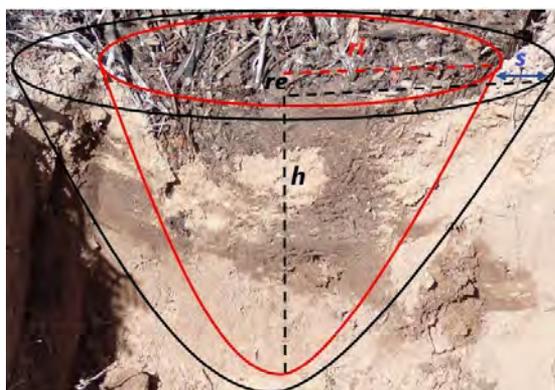


Fig. 2. Esquematación de los paraboloides definidos para contemplar el movimiento lateral. h: altura de humectación. re: radio externo. ri: radio interno. s: diferencia entre los radios.

evitar la sobrestimación de la tasa de infiltración (Fig. 2) (Votrubova *et al.*, 2017). Los datos del movimiento lateral de agua y el volumen del cilindro, permitieron considerar dos volúmenes, a saber: volumen total de humectación del suelo (1) y volumen interno que representa sólo el valor de volumen de movimiento vertical de infiltración (2). Seguidamente se asumieron las dimensiones de dos paraboloides:

$$\left[\frac{1}{2}\pi r^2\right] h \quad (1)$$

donde:

r: radio del paraboloides externo (r_e) o interno (r_i)

h: altura del paraboloides

Luego, a partir del cálculo de la diferencia entre ambos volúmenes, es posible estimar el agua que se perdió por movimiento lateral.

$$\Delta V = \left[\frac{1}{2}\pi r_e^2\right] h - \left[\frac{1}{2}\pi r_i^2\right] h \quad (2)$$

Si se cuantifica la relación entre volumen resultante de la diferencia de paraboloides (ΔV) y el volumen del paraboloides interno, se obtiene un valor que en el presente estudio, fue empleado para corregir los valores de infiltración. Dado que los paraboloides considerados tienen la misma altura (h), los valores se anulan, por lo que no resulta necesario registrar dicho valor a campo. A partir de este procedimiento se obtiene como resultado un factor de corrección que toma valores comprendidos entre uno y cero (cm^{-3}), siendo cero cuando no existe movimiento lateral (Karlin *et al.*, 2019).

Para considerar la física del proceso de infiltración se aplicó el ajuste de Horton (1938), el cual tiene como supuesto que la capacidad de reducción de la infiltración durante la lluvia es directamente proporcional a la tasa de infiltración y es aplicable sólo cuando la intensidad de lluvia efectiva es mayor que la infiltración base. El ajuste de Horton (Ecuación 3), describe la velocidad de infiltración del agua en un suelo no saturado hasta alcanzar un valor constante denominado infiltración básica, que es coincidente con la conductividad hidráulica a saturación del horizonte menos permeable del suelo (Michelena *et al.*, 2010).

$$I_{\text{tiempo}} = I_b + (I_i - I_b)e^{-k \cdot t} \quad (3)$$

donde:

I_{tiempo} : Tasa de infiltración en función del tiempo (mm/h^{-1}).

I_b : Valor de equilibrio de la infiltración (mm/h^{-1}).

I_i : Valor de la infiltración en el tiempo $t=0$ (mm/h^{-1}).

k : Constante para un suelo y superficie particulares (min^{-1}).

t : Tiempo (minutos).

La ecuación de Horton es una metodología ampliamente utilizada por diversos autores. En ese sentido Aoki & Sereno (2006) mencionan que esta ecuación es la que mejor simula las modificaciones de porosidad y estructura superficial que se van produciendo durante el proceso de infiltración.

Análisis estadísticos

A los datos de infiltración obtenidos, se les estimó la varianza, coeficiente de variación y límites de confianza y seguidamente se calculó la velocidad media de infiltración (VMI) mediante la ecuación propuesta por Porta *et al.*, (1994). Adicionalmente, se realizaron las curvas de velocidad media de infiltración y se ajustaron a modelos no lineales, los que posteriormente fueron comparados sobre la base del índice Akaike (AIC). Este índice representa una medida de la bondad de ajuste de un modelo estadístico y, en términos generales, describe la relación entre el sesgo y la varianza en la construcción del modelo, por lo cual da una idea de la exactitud y complejidad de este. El AIC no es una prueba del modelo en el sentido de prueba de hipótesis, si no que proporciona un medio para la comparación y selección de aquel modelo que muestra un mayor ajuste respecto del conjunto de datos de campo. Se consideró el modelo con menor valor de AIC como el mejor. En relación a la infiltración básica, la misma se obtuvo sobre la base del cálculo de la desviación estándar de los valores promedios situados en el sector asintótico de la curva, seleccionándose aquellos datos de menor desviación estándar (Karlín *et al.*, 2019).

Se empleó ANOVA, al nivel de significancia del 5% ($P \leq 0.05$), como prueba para comparar la VIM e IB en los complejos y una prueba de

comparación múltiple de promedios de Tukey (Zar, 1999). Los análisis estadísticos se realizaron con el programa InfoStat (Di Rienzo *et al.*, 2017).

RESULTADOS

Selección de los CSV

En la Figura 1 se presentan la totalidad de los complejos suelo-vegetación identificados sobre la base de los geoprocesos unión e intersección desarrollados en el SIG. Se observa que ambos complejos suelo-vegetación, se sitúan en la clase taxonómica Torripsamente típicos la cual pertenece al orden Entisoles. Se trata de suelos de escaso desarrollo cuyos materiales fueron aportados, principalmente, por el cauce del río Bermejo y en menor medida por acción eólica. En términos edafológicos, se trata de suelos pobres en cuanto a su contenido en materia orgánica y de elevados tenores salinos (superiores a los 4 dS/m). Tomando como criterio el rol ecológico y la representatividad en el Monte (Villagra, 2000; Alvarez & Villagra, 2010) de las especies vegetales presentes, se seleccionaron dos complejos a saber: CSV1 (dominado por *P. flexuosa*) y CSV2 (dominado por *L. divaricata*).

Caracterización florística de los CSV

En el CSV1 el relevamiento florístico indicó que la comunidad está representada por 11 especies perennes. *P. flexuosa* representó el 30,4 % ($DE \pm 8,3\%$) de la cobertura seguida de especies como *Atamisquea emarginata* 7,1 % ($DE \pm 3,5\%$) y *Geoffroea decorticans* 3,3 % ($DE \pm 1,5$). Por su parte, en el CSV2 los datos mostraron que la comunidad está conformada por seis especies perennes, de las cuales 5 son arbustivas y 1 arbórea. En esta unidad vegetal *L. divaricata* obtuvo una cobertura de 30,9 % ($DE \pm 10,5\%$) seguida de *P. flexuosa* con 7,8% ($DE \pm 3,4\%$) y finalmente *A. emarginata* con 6,4 ($DE \pm 2,9\%$) (Fig. 3).

Caracterización edáfica de los CSV

El volumen de sedimentación indicó que existe un predominio de suelos de textura fina siendo esta condición más pronunciada CSV1. Por otro lado, los valores de materia orgánica (CSV1=1,61%; CSV2=1,41%) y nitrógeno total (CSV1=680ppm; CSV2=623ppm) dan cuenta de suelos pobres en los dos complejos, situación que se profundiza

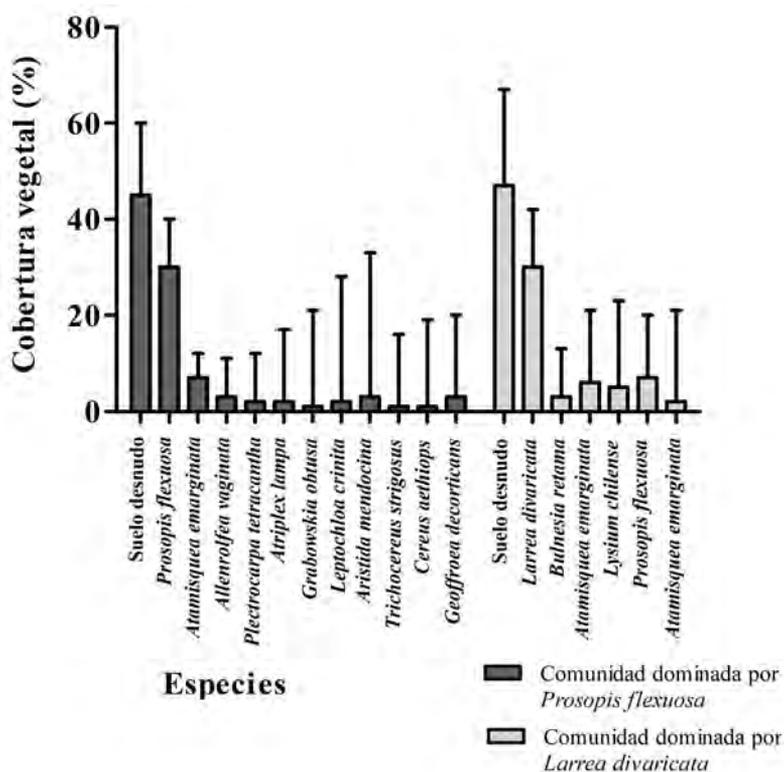


Fig. 3. Cobertura vegetal en las comunidades evaluadas.

en los sitios con suelo desnudo. Sobre la base de los valores de densidad aparente, estimamos la porosidad entre 40 y 45 % (Tabla 1).

Tasa de infiltración, infiltración base y lámina promedio acumulada

Los registros de campo permitieron determinar las curvas de infiltración para cada CSV y también para suelo desnudo (Fig. 4). En términos generales se observa un patrón que se inicia con un leve descenso, que se vuelve cada vez más pronunciado (sector medio de la curva) para finalmente volverse asintótico respecto del tiempo (eje X), indicando el estado de infiltración base. La figura también muestra el modelo no lineal ajustado para cada CSV y los valores de Akaike obtenidos para cada caso. Los resultados indican que el mejor ajuste (AIC = 94,41) lo obtuvo el CSV1 y el peor el suelo desnudo asociado al CSV2. Al comparar el sector asintótico de las curvas de ambos complejos, se observa que la infiltración base se alcanza primeramente en el CSV2. Esto es un indicador de

que la escorrentía superficial se inicia primero en el complejo dominado por *L. divaricata* lo cual, debido a la baja cobertura vegetal (en promedio 30%) de la zona, podría provocar la erosión del suelo y la pérdida de su capacidad productiva.

En la Tabla 2 se presentan los resultados obtenidos al comparar la velocidad de infiltración media (VIM), Infiltración Base (IB) e Infiltración inicial (Ii) entre los complejos suelo-vegetación, así como entre estos últimos y el suelo desnudo. Al analizar los datos se advierte que, tanto la VIM, IB e Ii, son mayores en el CSV1 (3,8; 275,30; 3,87 mm/h⁻¹ respectivamente) en comparación con el CSV2 (3,5; 253,21; 3,74 mm/h⁻¹ respectivamente). Sin embargo, el análisis estadístico mostró que estas diferencias no fueron estadísticamente significativas (F=2,32 gl= 2 p=0,12). Por otro lado, la VMI, IB e Ii fueron estadísticamente diferentes entre los CSV y el suelo desnudo (F=7,55, gl=2 p=0,03). En relación a la lámina promedio acumulada, los datos indican que el complejo suelo-vegetación dominado por *P. flexuosa* fue el que mayor volumen

Tabla 1. Caracterización edáfica de los complejos suelo-vegetación. CSV: Complejo suelo vegetación N: Nitrógeno. Mo: Materia orgánica. Vs: Volumen de sedimentación. Da: Densidad aparente. PER: Densidad real. CE: Conductividad eléctrica.

Orden de suelo	Gran grupo	CSV	pH	N (ppm)	Mo (%)	Vs (ml/g)	Da (gr/cm ³)	PER gr/cm ³	Clase textural	CE (mS/m)	Vegetación asociada
Entisoles	Torrripsamente	Complejo 1	8,2	680	1,61	112	1,27	2,63	Franco arcillo arenoso	5,3	Bosque abierto de <i>P. flexuosa</i>
		Suelo desnudo Complejo 1	8,7	536	1,3	118	1,4	2,61	Franco arcillo limoso	4,9	
		Complejo 2	8,1	623	1,41	95	1,31	2,65	Franco arenoso	4,3	Matorral de <i>L. divaricata</i>
		Suelo desnudo Complejo 2	8,6	389	1,25	93	1,43	2,65	Franco arenoso	5	

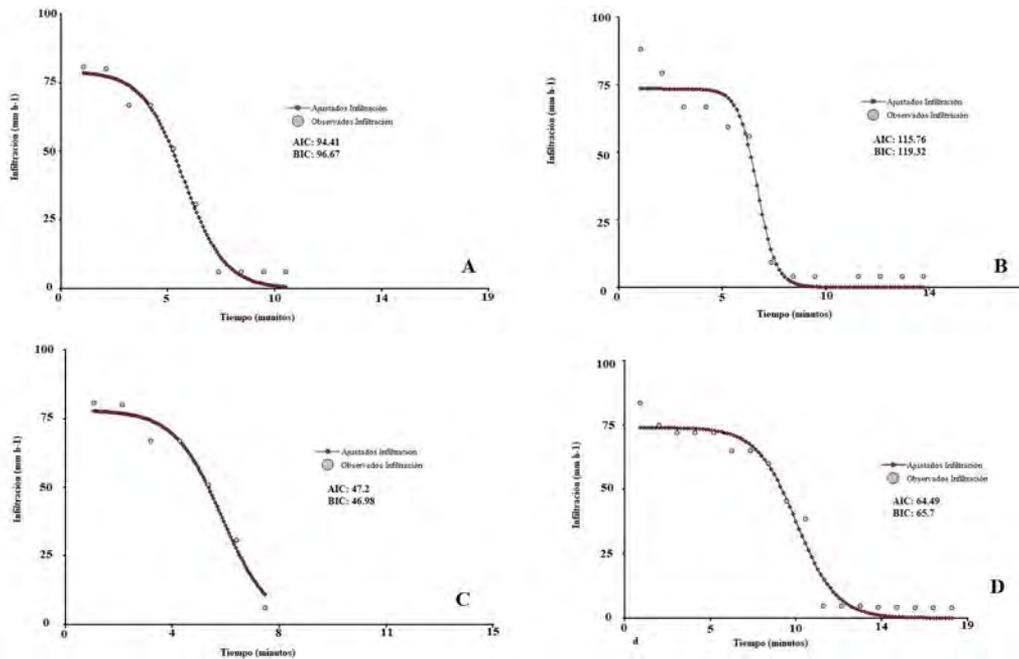


Fig. 4. Curvas de infiltración para los complejos suelo-vegetación y para el suelo desnudo. **A:** Complejo I. **B:** Complejo II. **C:** Suelo desnudo asociado al complejo I. **D:** Suelo desnudo asociado al complejo II.

Tabla 2. Valores promedio de velocidad de infiltración (VIM), Infiltración Básica (IB) e infiltración inicial (Ii) en los CSV. Letras distintas indican diferencias estadísticas significativas. Prueba Tukey, nivel de significancia $p \leq 0.05$.

Complejos	VIM (mm/h ⁻¹)	IB (mm/h ⁻¹)	Ii (mm/h ⁻¹)	Lámina promedio acumulada mm
CSV 1	3,8 a	275,30 a	3,87 a	450
Suelo desnudo CSV1	1,23 b	68,33 b	1,30 b	150
CSV2	3,5 a	253,21 a	3,74 a	300
Suelo desnudo CSV2	1,53 b	72,65 b	1,45 b	150

de agua admitió (450 ± 10 milímetros) seguido por el complejo dominado por *L. divaricata* (300 ± 15 milímetros) y finalmente suelo desnudo (150 ± 10 milímetros).

DISCUSIÓN

En el presente trabajo evaluamos el comportamiento de la infiltración en dos complejos suelo-vegetación ubicados en el Monte central de San Juan, Argentina. Encontramos que, tanto la velocidad media de infiltración, infiltración base e inicial, así como la lámina promedio acumulada, son mayores en la condición de suelo cubierto respecto de suelo desnudo. Por otro lado, al comparar las variables de infiltración entre los complejos, encontramos mayores valores en aquel dominado por *P. flexuosa* respecto al dominado por *L. divaricata*. En clave de funcionamiento del ecosistema, estos resultados indican que frente a un evento pluvial, el agua ingresará más rápidamente en el suelo cubierto por vegetación generando, entre otras cosas, un retraso en la formación del escurrimiento superficial. En un contexto de zonas áridas (donde el agua es el factor limitante), este retraso cobra importancia ya que probablemente el tiempo de permanencia del agua en el perfil edáfico se vea incrementado, con lo cual se favorecería su disponibilidad para las plantas. En ese sentido es pertinente destacar los aportes de Noy Meir (1973), Aranibar *et al.*, (2004), Austin *et al.*, (2004), Yahdjian *et al.*, (2006), Magliano *et al.*, (2019), quienes destacan el rol preponderante del agua en el funcionamiento de los ecosistemas áridos y semiáridos ya que este recurso controla la productividad primaria, la tasa de descomposición y el ciclado de nutrientes, entre otros procesos.

En términos muy generales, es sabido que la presencia de vegetación facilita la absorción y retención de agua en suelo. Sin embargo, y dada las características estructurales y funcionales intrínsecas de cada ecosistema (tipo de vegetación, tipo de suelo, condiciones microclimáticas, interacciones biológicas, entre otras), es importante reconocer que la relación agua-vegetación puede tomar múltiples formas, por lo que realizar una simplificación del proceso de infiltración podría incurrir en graves consecuencias. Por tal motivo, llevar adelante estudios detallados del proceso de

infiltración abordando las características propias de cada ecosistema se vuelve una tarea esencial para delinear pautas de manejo sostenible. En el caso particular de los ecosistemas del Monte septentrional de San Juan es posible reconocer una gran diversidad en condiciones físicas, ecológicas y socioeconómicas; además de un problema cuasi estructural: la fragilidad en el equilibrio del sistema y por consiguiente el peligro de la desertificación y sus múltiples consecuencias. Dado este contexto, realizar una evaluación pormenorizada de la relación agua-vegetación, surge como un aspecto relevante para el manejo apropiado de la zona, más aún cuando actualmente se reconoce un vacío de información de base en esta temática. Por tal motivo los resultados aquí presentados, representan un notable avance en la generación de información de base que permita, no solo comprender y predecir los procesos vinculados a la dinámica del agua en el suelo (pérdida de suelo por erosión hídrica, capacidad de almacenamiento de agua, la diversidad y estabilidad del ecosistema), si no también aportar a la formulación de planes de manejo integrados de los bosques y el agua, que permitan hacer frente a los posibles escenarios futuros.

En relación a la vegetación dominante en cada complejo evaluado, los mayores valores de infiltración registrados en el bosque abierto de *P. flexuosa* podrían ser interpretados como un indicador de la facilidad con la que el agua se mueve en la zona no saturada del suelo y también de la capacidad que tiene este último para funcionar como un reservorio de agua. La sinergia entre la facilidad de movimiento y la capacidad de almacenamiento generan mejoras hídricas que contribuyen al sostenimiento de diversidad y estabilidad de los sistemas naturales de Monte de San Juan. En ese sentido es importante mencionar los aportes de Carmona (2015) y Pucheta *et al.*, (2006) quienes reportaron que tanto la tasa de germinación como la de descomposición son mayores debajo del dosel vegetal de diversas especies del Monte central de San Juan. Resultados similares fueron reportados por Villagra (2000) para los algarrobales de la reserva de Ñacuñán en Mendoza. Por otro lado, y siguiendo con la idea de los algarrobales como reservorios de agua, nuestros datos muestran que el algarrobal estudiado admite 1,5 veces más agua que el jarillal y cuatro veces más que el suelo desnudo. A escala de cuenca,

estos resultados cobran importancia ya que esta capacidad de buffer del algarrobal podría modificar positivamente el balance hídrico de la cuenca reservando el agua en aquellos momentos de mayor déficit. Esto último cobra relevancia para la provincia dado su contexto hídrico actual, signado por una profunda y prolongada sequía. Según los registros más recientes para el periodo comprendido entre 2001- 2010 el escurrimiento del río San Juan fue de 2.091 hectómetros cúbicos, mientras que para 2010-2020 esa cifra bajó a 1.163 hectómetros cúbicos, perdiéndose aproximadamente el 50% de escurrimiento en la última década. Si a esta situación hídrica se le suman los efectos del cambio climático, el resultado es un escenario más complejo aún. Los modelos climáticos más recientes predicen un incremento en la frecuencia de episodios extremos como las inundaciones y sequías (IPCC, 2021). El calentamiento global es quizás el aspecto más notable y preocupante del cambio climático, ya que el incremento de la temperatura media del planeta provoca una alteración en la dinámica atmosférica, lo cual tendría su correlato en la alteración de la frecuencia y volumen de precipitaciones. Ante este complejo escenario y en vista de nuestros resultados, el bosque de algarrobo se constituye como un elemento clave capaz de regular la entrada y permanencia del agua en el suelo y por lo tanto resulta ser una herramienta para mitigar los efectos de la sequía y el cambio climático.

Siguiendo con el cambio climático, se debe mencionar que éste representa una amenaza para el desarrollo sostenible y por lo tanto resulta un nuevo y complejo reto para las comunidades locales, las que se ven casi obligadas a adoptar procesos de adaptación ante los impactos negativos sobre la dinámica socioambiental. El calentamiento global potencia las vulnerabilidades ya existentes, aumentando las dificultades que actualmente enfrentan los pobladores rurales y sus posibilidades de progreso, ya que dicho fenómeno puede potenciar la pobreza si no se instrumentan medidas necesarias para favorecer la adaptación de las comunidades. Una de las posibles medidas es la generación de alimento en el bosque mediante la implementación de prácticas sostenibles. Un ejemplo se presenta en el trabajo de Galera *et al.*, (1999) donde se concluye que el crecimiento del maíz bajo la cobertura de *P. alba* (Griseb) y *P. nigra* (Griseb. Hieron) es mayor que en áreas expuestas, posiblemente debido a

los cambios edáficos generados por los árboles. Estos cambios están vinculados a la mejora en la disponibilidad y concentración de la materia orgánica, nitrógeno y fósforo, lo cual podría generar un aumento de la fertilidad debajo de la canopia de *Prosopis*. En esa línea nuestros resultados muestran que, tanto el contenido de materia orgánica como el de nitrógeno total, son mayores debajo de la canopia de *P. flexuosa* (Tabla 1). Estas condiciones edáficas y las mejoras hídricas registradas en conjunto con la implementación de políticas públicas podrían ser un insumo para el desarrollo de la agroforestería y la generación de alimentos para las comunidades rurales que hacen uso del bosque. Esto podría ser un instrumento orientado a alentar la permanencia de los pobladores locales y contribuir al uso sostenible del bosque.

En relación a la influencia de las propiedades físicas del suelo sobre la infiltración, Smith & Parlange (1978), Buol *et al.* (1981), Gurovich (1985), Gregory *et al.* (1987) reportan que la textura, estructura y contenido de materia orgánica se encuentran entre los principales factores que afectan la tasa de infiltración. Sin embargo, la caracterización edáfica de nuestro sitio de estudio mostró un predominio de suelos de textura fina en todos los sitios analizados (Tabla 2). Contenido de materia orgánica como la densidad aparente no fueron estadísticamente diferentes entre los complejos analizados, por lo cual es probable que las diferencias observadas en las variables de infiltración cuantificadas se deban a la presencia de la vegetación en cada complejo, como mencionaban en anteriores trabajos Blackburn *et al.*, (1992) y Spaeth *et al.*, (1996). Además, nuestros datos indican que la densidad aparente fue menor en el suelo cubierto (Tabla 1), lo cual podría ser tomado como un indicador del efecto positivo de la vegetación sobre la porosidad del suelo. Esta mejora en la porosidad del suelo cubierto por vegetación, probablemente facilita el ingreso del agua al perfil edáfico y con ello los procesos ecosistémicos que dependen de la presencia de agua. Por esa razón, nuestros resultados soportan la idea de que conservar la cobertura vegetal en general, y en particular la de *P. flexuosa*, es un aspecto clave para la conservación del suelo, el equilibrio en la dinámica del agua y el correcto funcionamiento del ecosistema.

A la luz de los resultados informados en el presente trabajo, los autores consideran necesario

realizar una serie de consideraciones sobre el alcance del estudio y los nuevos interrogantes que emergen y que posiblemente sirvan para guiar futuras investigaciones. En primer lugar, se pone nuevamente de relieve que el estudio se realizó para una estación particular, bajo determinadas condiciones pluviométricas y, por lo tanto, con una expresión puntual de la vegetación. Se destaca este aspecto ya que, en los ecosistemas del Monte, la pluviometría es el principal factor regulador de la respuesta vegetal. En términos generales, años lluviosos suelen desencadenar una explosión en la cobertura de herbáceas anuales y una mejora notable en el estado de las pasturas perenes; dicha situación se invierte en aquellos años donde las precipitaciones son escasas. Sobre la base de la relación agua-suelo-planta y de los resultados informados es probable que este cambio estacional en la composición y cobertura vegetal incremente la tasa de infiltración y modifique la dinámica hídrica del suelo en los años lluviosos. Soportan esta idea los trabajos de Blackburn *et al.*, (1992) y Spaeth *et al.*, (1996), quienes reportaron que, en comparación con el suelo y otros factores ambientales, la vegetación es el elemento que mayor influencia ejerce sobre la tasa de infiltración. Por este motivo, consideramos que, para obtener un conocimiento más detallado de la dinámica de agua en este sistema, los ensayos de infiltración deberían continuarse durante un tiempo lo suficientemente prolongado como para contemplar los distintos escenarios de expresión vegetal. Una mención especial, dado su rol en el sistema ganadero de la zona, merecen las pasturas perennes. Según Johnson & Gordon (1988), los distintos grupos funcionales (árboles, arbustos y pasturas perennes) ejercen una influencia diferencial sobre la tasa de infiltración. Sobre la base de múltiples ensayos, los autores mencionados encontraron que la velocidad de infiltración es mayor bajo el dosel de los árboles, seguida por los arbustos y finalmente las pasturas perennes. En el sistema evaluado las pasturas perenes forrajeras son el soporte de la ganadería caprina extensiva, la que a su vez representa un ingreso fundamental para los pequeños productores de Monte. Los cambios en el estado del pastizal, producto del pastoreo, de la pluviometría y de la interacción entre ambas, podrían tener su correlato en la tasa de infiltración. En ese sentido es probable que en los sitios altamente impactados por el pastoreo, la velocidad de infiltración sea menor,

incluso en aquellos años lluviosos donde se espera que haya mayor expresión de la vegetación y consecuentemente mayor tasa de infiltración. Por tal motivo consideramos prioritario evaluar la tasa de infiltración y la dinámica del agua en al menos tres estados (bueno, regular y malo) del pastizal y en un periodo de tiempo que permita considerar los distintos escenarios pluviométricos.

CONCLUSIONES

En este estudio se han encontrado diferencias en la tasa de infiltración entre los complejos suelo-vegetación, así como entre la condición de suelo cubierto y suelo desnudo. La mayor velocidad de infiltración y lámina promedio acumulada registradas en CSV1 (dominado por *P. flexuosa*), indican un incremento en la capacidad de amortiguación de suelo frente a eventos de precipitación de alta intensidad, así como una reducción en la susceptibilidad del suelo a la erosión.

Las curvas de infiltración y sus valores de infiltración inicial y básica resultan útiles para estimaciones de otros indicadores hidrológicos (rendimiento hídrico, capacidad de retención de agua, oferta hídrica de la cuenca, entre otros) para el Monte de San Juan. Estos valores, junto a mapas de suelo, vegetación, uso y degradación ambiental, pueden ser utilizados como insumos para la elaboración o ajuste de modelos hidrológicos para el Monte de San Juan lo que probablemente permitiría hacer frente y/o mitigar los fenómenos de sequía e inundación propios del escenario de cambio climático actual.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

RT: diseño y realización de la investigación; toma e interpretación de datos, preparación de las figuras, redacción del manuscrito. JCC: toma de datos. MM: diseño y realización de la investigación; redacción del manuscrito.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET) por el otorgamiento de la beca que permitió el desarrollo

del trabajo. Al Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA EEA San Juan) por aportar parte del financiamiento para el desarrollo de la investigación.

BIBLIOGRAFÍA

- AGÜERO, M., F. ROJAS & J. ÁLVAREZ. 2018. Aportes desde la cartografía participativa y la historia ambiental al ordenamiento territorial del bosque nativo. *Proyección* 23: 83-102.
- ALVAREZ, J & P.VILLAGRA. 2010. *Prosopis flexuosa* DC. (Fabaceae, Mimosoideae). *Kurtziana* 35: 47-61.
- AOKI, A.M & R. SERENO. 2006. Evaluación de la infiltración como indicador de calidad de suelo mediante un microsimulador de lluvias. *Agriscientia* 1: 23-31.
<https://doi.org/10.31047/1668.298x.v23.n1.2688>.
- ARANIBAR, J.N., L. OTTER., S.A. MACKO., C.J. FERAL., H.E. EPSTEIN., P.R. DOW., F. ECKARDT., H.H. SHUGART & R.J. SWAP. 2004. Nitrogen cycling in the soil-plant system along a precipitation gradient in the Kalahari sands. *Global Change Biol.* 10: 359-373.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-2486.2003.00698.x>
- ARCHER, N. A. L., J. N. QUINTON & T. M. HESS. 2002. Belowground relationships of soil texture, roots and hydraulic conductivity in two-phase mosaic vegetation in South-east Spain. *J. Arid Environm* 52: 535-553.
<https://doi.org/10.1006/jare.2002.1011>.
- AUSTIN, A.T., L. YAHDJIAN., J.M. STARK., J. BELNAP., A. PORPORATO., U. NORTON., D.A. RAVETTA & S.M. SCHAEFFER. 2004. Water pulses and biogeochemical cycles in arid and semiarid Ecosystems. *Oecologia* 141: 221-235.
<https://doi.org/10.1007/s00442-004-1519-1>.
- BALDI, G., J. HOUSPANOSSIAN., F. MURRAY., A. A. ROSALES., C. V. RUEDA & E. G. JOBBÁGY. 2015. Cultivating the dry forests of South America: Diversity of land users and imprints on ecosystem functioning. *J. Arid Environm.* 123: 47-59.
<https://doi.org/10.1016/j.jaridenv.2014.05.027>.
- BLACKBURN, W.H., F.B. PIERSON., C.L. HANSON., T.L. THUROW & A.L. HANSON. 1992. The spatial and temporal influence of vegetation on surface soil factors in semiarid rangelands. *American Society of Agricultural and Biological Engineers* 35: 479-486.
<https://doi.org/10.13031/2013.28624>.
- BLAKE, G. & K. HARTGE. 1986. Bulk Density. In: A. KLUTE (ed.) *Methods of soil analysis. Physical and Mineralogical Methods ASA and SSSA*, pp 363-382. Madison, Estados Unidos.
- BOSQUE SENDRA, J. 1992. *Sistemas de Información Geográfica*. Ediciones Rialp S.A, Madrid.
- BUOL, S.W., F. D. HOLE & R.J. MCCRACKEN. 1981. *Génesis y clasificación de los suelos*. 1era ed Trillas. Ciudad de México. México.
- BUZAI, C. & C. BAXENDALE. 2011. *Análisis socioespacial con sistema de información geográfica: Perspectivas científicas: temáticas de base raster*. Lugar Editorial S. A., Buenos Aires. Argentina.
- CABRERA, Á.L. 1994. Regiones fitogeográficas Argentinas. En DIMITRI, M & L. PARODI (eds). *Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería*. pp 64-70. S.A.C.I Buenos Aires, Argentina.
- CARMONA, J. 2015. *Influencia de los arbustos sobre la fracción germinable del banco de semillas de plantas anuales en un desierto del Monte Central*. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional de San Juan, Argentina.
- CHAPIN, F. S., P. MATSON & H. MOONEY. 2002. Terrestrial water y Energy Balance. In: CHAPIN, F.S, A. P. MATSON., A. HAROLD & M. PETER (eds.), *Principles of Terrestrial Ecosystem Ecology* pp 71-96 New York.
- CHOW, V.T., R.D. MAIDMENT & L.W. MAYS. 1994. *Hidrología Aplicada*. Santa Fé de Bogotá. Colombia.
- DAMIANI, O.2016. Los recursos hídricos subterráneos. En: MARTÍNEZ CARRETERO, E & A. GARCÍA, A (eds). *San Juan Ambiental*. pp 169-186. Mendoza, Argentina.
- DI RIENZO, J., F. CASANOVES., L. GONZÁLEZ., M. TABLADA., C. ROBLEDO & M. BALZARINI. 2017. InfoStat. Software estadístico. Facultad de Ciencias Agropecuarias - Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina.
- DIAZ BISUTTI, G., C. ORDOÑES., Y. RIBAS, Y & A. DALMASSO. 2015. *Retamo testigo del desierto*. UNSJ. San Juan, Argentina.
- DUNNE, T., W. ZHANG & B. F. AUBRY. 1991. Effects of rainfall, vegetation, and Microtopography on infiltration and runoff. *Water Resources Research* 27: 2271-2285. <https://doi.org/10.1029/91WR01585>.
- GALERA, F. M., G. ÁVILA, A. ABRIL & E. ZAMORA, 1999. Efecto de leguminosas *Prosopis sp.* y *Phaseolus vulgaris L.* En intercultivo sobre la producción de *Zea mays* en el semiárido. XIX

- Reunión Argentina de Ecología. Libro de resúmenes. Tucumán.152.
- GODAGNONE, R., C. IRURTIA., R. HOLZMANN, & M. CUENCA. 2012. Pérdidas de agua por flujo lateral en un infiltrómetro de anillo simple. En: Libro de resúmenes del XIX Congreso Latinoamericano de la Ciencia del Suelo XXIII Congreso Argentino de la Ciencia del Suelo. Mar del Plata, Argentina.
- GREGORY, P.J., J.V. LAKE & D.A. ROSE. 1987. Effects of the physical environment. In GREGORY, P.J. & D.A. ROSE (eds). *Root development and function*. pp 147-166. Cambridge University Press. Cambridge. Reino Unido.
- GUROVICH, L. 1985. *Fundamentos y diseño de sistema de riego*. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. San José, Costa Rica.
- HORTON R.E. 1938. The interpretation and application of runoff experiments with reference to soil erosion. *Proceedings of the Soil Science Society of America* 3: 340–349. <https://doi.org/10.2136/SSSAJ1939.036159950003000C0066X>
- INTA. 1976. *Estudios de Suelos y Drenaje de los valles de Tulum, Ullum y Zonda San Juan*. Argentina. Instituto Nacional de Tecnologías Agropecuarias, EEA San Juan, Argentina.
- IPCC. 2021. Climate change: The Physical Science Basis. Ginebra, Suiza.
- ISHAQ, M., M. IBRAHIM & R. LAL. 2003. Persistence of subsoil compaction effects on soil properties and growth of wheat and cotton in Pakistan Experimental. *Agriculture* 39: 341-348. <https://doi.org/10.1017/S0014479703001340>
- JARRETT, A. R. & J. R. HOOVER. 1985. Evaluating the effect of increasing concentrations of CO₂ on infiltration rate. *Transacciones de la ASAE* 28: 179-182. <https://doi.org/10.13031/2013.32224>.
- JIMÉNEZ, C., C. M. TEJEDO., G. MORILLAS & V. NERIS. 2006. Infiltration rate in andosols: Effect of change in vegetation cover. *J. Soil Water Conservation*. 61: 153- 158. <https://doi.org/10.1016/j.catena.2012.06.006>
- JOHNSON, C. W., & N. D. GORDON. 1988. Runoff and erosion from rainfall simulator plots on sagebrush rangeland. *Trans. ASAE*.31: 421–427. <https://doi.org/10.13031/2013.30725>
- KARLIN, M., J. BERNASCONI., A. CORA., S. SANCHEZ., S. ARNULPHI & R. ACCIETTO. 2019. Cambios en el uso del suelo: capacidad de infiltración en el centro de Córdoba (Argentina). *Ciencia del Suelo* 37: 196-208.
- KINGSOLVER, J.M., C.D. JOHNSON., S.R. SWIER & A.L. TERAN. 1977. Prosopis fruits as a resource for invertebrates. In: SIMPSON, B.B. (ed). *Mesquite, Its biology in two Desert Scrub Ecosystems*, pp. 108-122. Sydney, Australia.
- KNAPP, A. K., P.A. FAY., J.M. BLAIR., S.L. COLLINS., M.D. SMITH., J.D. CARLISLE., C.W. HARPER., B.T. DANNER., M.S. LETT & J.K. MCCARRON. 2002. Rainfall variability, carbon cycling, and plant species diversity in a mesic grassland. *Science* 298: 2202-2205. <https://doi.org/10.1126/science.1076347>
- LI, M., T. LIU., L. DUAN, Y. LUO., L. MA., J. ZHANG., Y. ZHOU & Z. CHEN. 2019. The scale effect of double-ring infiltration and soil infiltration zoning in a semi-arid steppe *Water* 11: 2-16. <https://doi.org/10.3390/w11071457>
- LIU, H., T.W. LEI., J. ZHAO., C.P. YUAN., Y.T. FAN & L.Q. QU. 2011. Effects of rainfall intensity and antecedent soil water content on soil infiltrability under rainfall conditions using the run off-on-out method. *J Hydrol* 396: 24-32. <https://doi.org/10.1016/j.jhydrol.2010.10.028>
- LUMBRERAS, D.S., R. PAEZ., E.G. JOBBÁGY & M. NOSETTO. 2019. Cambios en el contenido de carbono orgánico del suelo tras el rolado de bosques secos en San Luis (Argentina). *Ecol. Austral* 29:112-119. <https://doi.org/10.25260/EA.19.29.1.0.815>
- MAESTRE, F.T., R. SALGUERO-GÓMEZ & J.L.QUERO. 2012. It's getting hotter in here: determining and projecting the impacts of global change on drylands. *Philosophical Transactions of the Royal Society* 367:3062–3075. <https://doi.org/10.7818/ECOS.2016.25-3.21>
- MAGLIANO, P. N., R. FERNÁNDEZ, E. L. FLORIO, F. MURRAY, & E. G. JOBBÁGY. 2017. Soil physical changes after conversion of woodlands to pastures in dry Chaco rangeland (Argentina). *Rangeland Ecology and Management*. 70:225-229. <https://doi.org/10.1016/j.rama.2016.08.003>
- MAGLIANO, P. N., R.J. FERNANDEZ., R. GIMENEZ., V.A. MARCHESINI., R.A. PAEZ & E.G. JOBBÁGY. 2016. Cambios en la partición de flujos de agua en el Chaco Árido al reemplazar bosques por pasturas. *Ecol. Austral*. 26: 95-106.
- MAGLIANO, P., J. WHITWORTH HULSEA & G. BALDIA. 2019. Interception, throughfall and stemflow partition in drylands: Global synthesis and meta-analysis. *J. Hydrol*. 568: 638–645. <https://doi.org/10.1016/j.jhydrol.2018.10.042>

- MARCHESINI, V. A. 2011. *Cambios en el uso de la tierra y el balance de agua en ecosistemas semiáridos: el desmonte selectivo en el Chaco árido analizado a diferentes escalas espaciales*. Tesis Doctoral. Universidad de Buenos Aires, Buenos Aires.
- MARTINELLI, M & I. SLAVUTZKY. 2017. Mapeo participativo del Monte en el área del proyecto. En: MARTINELLI, M & M. INOJOSA (eds). *Los bosques del Monte: conservación y manejo de los bienes comunes naturales*. pp 115-132. UNSJ. San Juan, Argentina.
- MARTINELLI, M., O. KARLIN., M. INOJOSA., G. DIAZ & I. SLAVUTZKY. 2017a. El bosque nativo de la región del Monte. En MARTINELLI, M & M. INOJOSA (eds). *Los bosques del Monte: conservación y manejo de los bienes comunes naturales*. pp 43-68. UNSJ. San Juan, Argentina.
- MARTINEZ DE ESCOBAR, S. & Y. RIBAS FERNANDEZ. 2017. Estructura y estado de conservación del bosque. En MARTINELLI, M & M. INOJOSA (eds). *Los bosques del Monte: conservación y manejo de los bienes comunes*. pp 177-188. UNSJ, San Juan, Argentina.
- MICHELENA, R., C. IRURTIA., M. EIZA., P. CARFAGNO & T. PIROLO. 2010. *Manual de Procedimientos de Análisis Físicos de Suelos*. Ediciones INTA, Buenos Aires, Argentina.
- MIDDLETON, N., D. S. G, THOMAS. 1997. *World atlas of desertification* 2nd ed. Arnold, London. [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1096-9837\(199903\)24:3<280:AID-ESP955>3.0.CO;2-7](https://doi.org/10.1002/(SICI)1096-9837(199903)24:3<280:AID-ESP955>3.0.CO;2-7).
- MORELLO, J. 1958. *La Provincia Fitogeográfica del Monte*. pp 155 Opera Lilloana II.
- NAVAS, A.L. 2019. *Funciones ecosistémicas y atributos ecológicos de las costras biológicas en ecosistemas semiáridos-áridos-hiperáridos del centro-oeste de la Argentina*. Tesis Doctoral. Universidad Nacional de Cuyo, Argentina.
- NELSON, D. & L. SOMMERS. 1982. Total carbon, organic carbon and organic matter. In: SPARKS, D.L., A.L. PAGE., P.A. HELMKE., R.H. LOEPPERT., P.N. SOLTANPOUR & M.A. TABATABAI (eds) *Methods of Soil Analysis. Soil Science Society of America*. pp 961-1010. Madison, Wisconsin, Estados Unidos.
- NEWMAN, B. D., B.P. WILCOX., S.R. ARCHER., D.D. BRESHEARS., C.N. DAHM., C.J. DUFFY., N.G. MCDOWELL., F.M. PHILLIPS., B.R. SCANLON & E.R. VIVONI. 2006. Ecohydrology of water-limited environments: A scientific vision. *Water Resources Research* 42: 1-15. <https://doi.org/10.1029/2005WR004141>
- NICHOLSON, S. E. 2011. *Dryland climatology*. Cambridge University Press. <https://doi.org/10.1017/CBO9780511973840.015>
- NIJENSOHN, L. & H. PILASI. 1962. Correlación entre el contenido de agua a pF0, volumen de sedimentación y porcentaje de arcilla. 2da Reunión Argentina y 1er Congreso Latinoamericano de la Ciencia del Suelo. Córdoba, Argentina.
- NOY MEIR, I. 1973. Desert ecosystems, environment, and producers. *Annual Review of Ecological Systems* 4: 25-51. <https://doi.org/10.1146/annurev.es.04.110173.000325>
- OUSSIBLE, M., R. CROOKSTON & W. LARSON. 1992. Subsurface compaction reduces the root and shoot growth and grain yield of wheat. *J. Agron.* 84: 34-38. <https://doi.org/10.2134/agnonj1992.00021962008400010008x>
- PASSERA, C., A. DALMASSO & O. BORSETTO. 1983. Método de Point Quadrat modificado En: CANDIA, C & R.H. BRAU (eds). *Taller sobre arbustos forrajeros de zonas árida y semiárida*. pp 135-152. Mendoza, Argentina.
- PEROSA, M. 2010. *Distribución potencial de los bosques de Prosopis flexuosa en la Provincia Biogeográfica del Monte, desde Catamarca hasta Mendoza (Argentina)*. Tesis de grado. Universidad Nacional de Cuyo, Argentina.
- POBLETE, A. & J. MINETTI. 1999. Configuración espacial del clima de San Juan. Síntesis del Cuaternario de la Provincia de San Juan. 11º Reunión de Campo del Cuaternario. INGENIO, Universidad Nacional de San Juan, San Juan.
- PORTA, C., J. LÓPEZ ACEVEDO & C. ROQUERO. 1994. *Edafología para la agricultura y el medio ambiente*. Mundi Prensa Madrid, España.
- PUCHETA, E., M. LLANOS., C. MEGLIOLI., M. GAVIORNO., M. RUIZ & C. PARERA. 2006. Litter decomposition in a sandy Monte desert of western Argentina: Influences of vegetation patches and summer rainfall. *Ecol. Austral.* 31:808 – 816. <https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.2006.01635.x>
- REYNOLDS, J. F., F. T. MAESTRE., E. HUBER-SANNWALD., J. HERRICK & P.R. KEMP. 2005. Aspectos socioeconómicos y biofísicos de la desertificación. *Ecosistemas* 14: 3-21.
- RIVERA AGUILAR, V., I. MANUELL CACHEUX & H. GODÍNEZ ALVAREZ, 2004. Las costras biológicas del suelo y las zonas áridas. *Ciencias* 75: 24–27.

- ROCCA, J.A. 1969. *Geología de los valles de Tulum y Ullum- Zonda*. Centro Regional de Aguas Subterráneas. San Juan, Argentina.
- ROIG, F. A., A. BERRA., M. GONZÁLEZ LOYARTE., E. MARTÍNEZ CARRETERO & C. WUILLOUD. 1992. La Travesía de Guanacache, tierra forestal. *Multequina* 1: 83-91.
- ROJAS, F. 2013. Rol de la minería y el ferrocarril en el desmonte, del oeste riojano y catamarqueño (Argentina), en el período 1850-1940. *Revista Población y Sociedad*. 20: 5-39.
- ROJAS, F., M. PRIETO. J. ÁLVAREZ & E. CESCO. 2009. Procesos socioeconómicos y territoriales en el uso de los recursos forestales en Mendoza desde fines de siglo XIX hasta mediados del XX. *Revista Proyección* 2: 1-33.
- Schimel, D. S. 2010. Drylands in the earth system. *Science* 327: 418-419
<https://doi.org/10.1126/science.1184946>
- SCHLESINGER, W.H. & S. JASECHKO. 2014. Transpiration in the global water cycle. *Agric. Forest Meteorol.* 189-190:115-117.
<https://doi.org/10.1016/j.agrformet.2014.01.011>
- SEPÚLVEDA, R.B. 1999. El infiltrómetro de cilindro simple como método de cálculo de la conductividad hidráulica de los suelos. Experiencias de campo en ámbitos de montaña mediterránea. *Baética* 21: 9-33.
<https://doi.org/10.24310/BAETICA.1999.v0i21.480>
- SMITH, R.E. & Y.Y. PARLANGE. 1978. A parameter-efficient hydrologic infiltration model. *Water Resources* 14:533-538.
<https://doi.org/10.1029/WR014i003p00533>
- SPAETH, K.E., F.B. PIERSON., M.A. WELTZ & J.B. AWANG. 1996. Gradient analysis of infiltration and environmental variables as related to rangeland vegetation. *Transactions of the ASAE* 39: 67-77.
<https://doi.org/10.13031/2013.27481>
- STEINAKER, D. F., E. G. JOBBÁGY., J. P. MARTINI., D. N. ARROYO., J. L. PACHECO & V. A. MARCHESINI. 2016. Vegetation composition and structure changes following roller-chopping deforestation in central Argentina woodlands. *J. Arid Environm* 133:19-24.
<https://doi.org/10.1016/j.jaridenv.2016.05.005>
- SUVIRES, G. 2004. Distribución de los suelos en función del relieve y de la neotectónica en la región sureste de la provincia de San Juan. *Revista de la Asociación Geológica Argentina*. 59: 376-384.
- TAMHANE, R., D. MOTIRAMANI & Y. BALI. 1978. *Suelos: su química y fertilidad en zonas tropicales*. Diana. Ciudad de México, México.
- TAPIA, R. & M. MARTINELLI. 2019. Impacto de *Bulnesia retama* (Zigofilácea) sobre la tasa de infiltración en un sitio piloto ubicado en la zona sur de la cuenca del Bermejo, San Juan (Argentina). *Multequina* 28: 47-57.
- TOLLNER, E., G. CALVERT & G. LANGDALE. 1990. Animal trampling effects on soil physical properties of two Southeastern US ultisols. *Agriculture, ecosystems & environment* 33: 75-87.
[https://doi.org/10.1016/0167-8809\(90\)90145-4](https://doi.org/10.1016/0167-8809(90)90145-4)
- VALENTIN, C., J. D'HERBÈS & J. POESEN, 1999. Soil and water components of banded vegetation patterns. *Catena* 37: 1-24.
[https://doi.org/10.1016/S0341-8162\(99\)00053-3](https://doi.org/10.1016/S0341-8162(99)00053-3)
- VILLAGRA, P. 2000. Aspectos ecológicos de los algarrobales Argentinos. *Multequina* 9: 35-5.
- VOTRUBOVA, J., M. DOHNA., T. VOGEL., M. TESAR., V. JELINKOVA & M. CISLEROVA. 2017. Pondered infiltration in a grid of permanent single-ring infiltrimeters: Spatial versus temporal variability. *Journal of Hydrology and Hydromechanics*. 65:244-253. <https://doi.org/10.1515/johh-2017-0015>
- WHITFORD, W.G. 2002. *Ecology of desert systems*. Academic Press. San Diego, USA
- WILCOX, B.P., M.S. SEYFRIED & D.D. BRESHEARS. 2003. The water balance on rangelands. In: STEWART B.A & T.A. HOWELL (eds.), *Encyclopedia of Water Science*, pp. 791- 794. New York.
- YAHDJIAN, L., O. SALA & A. AUSTIN. 2006. Differential Controls of Water Input on Litter Decomposition and Nitrogen Dynamics in the Patagonian Steppe. *Ecosystems* 9: 128-141.
<https://doi.org/10.1007/s10021-004-0118-7>
- ZAPATA SIERRA, A. & F. MANZANO AGUGLIARO. 2008. Influencia de seis especies arbóreas en la infiltración de agua en el suelo. *Agrociencia* 42: 835-845.
- ZAR, J.H. 1999. *Biostatistical analysis*. Prentice Hall, New Jersey, Estados Unidos.



LEUCAENA LEUCOCEPHALA (FABACEAE), ESPECIE INVASORA EN LA ARGENTINA

LEUCAENA LEUCOCEPHALA (FABACEAE), AN INVASIVE SPECIES IN ARGENTINA

Favio G. Vossler^{1*} & Gustavo Delucchi²

1. Laboratorio de Actuopalinología, Centro de Investigación Científica y de Transferencia Tecnológica a la Producción. Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas. CICYTTP (CONICET - Prov. ER - UADER), Dr. Materi y España, E3105BWA, Diamante, Entre Ríos, Argentina.
2. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales 60 y 119, Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Paseo del Bosque s/n., La Plata, Buenos Aires, Argentina.

*favossler@yahoo.com.ar

Citar este artículo

VOSSLER, F. G. & G. DELUCCHI. 2022. *Leucaena leucocephala* (Fabaceae), especie invasora en la Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 785-800.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n4.37327>

Recibido: 12 Abr 2022
Aceptado: 18 Ago 2022
Publicado en línea: 28 Oct 2022
Publicado impreso: 30 Dic 2022
Editor: Juan C. Moreno Saiz

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

SUMMARY

Background and aims: *Leucaena leucocephala* (Fabaceae) has been considered one of the 100 most invasive species on a global scale. Despite its potential threat, its introduction is increasingly being promoted for agroforestry, ornamentation, shading and handicrafts in the warm and temperate forest regions of Argentina. The threat of *Leucaena* populations to biodiversity has been reported worldwide, where control was not effective. The aims of the present study were to update the record of naturalized populations in Argentina and provide information on the historical and current processes of naturalization and invasion.

M&M: The records were documented by collecting plant material in the field and examination of material housed in herbaria. Field observations were also made to observe current naturalization processes and interaction with dispersers/predators.

Results: The invasive condition was confirmed in Argentina and two introduction pathways were recognized. Based on the general appearance of the groves and the microhabitat that is generated in the invaded environments, it is considered a transformer species in Argentina. The reproductive characteristics and their interaction with other strata of regional biodiversity related to the invasive process are indicated.

Conclusions: The analysis of the herbarium labels allowed detecting that in 1921 this species was already naturalized in the country. The intervention of humans in its dispersal is discussed and future scenarios are proposed.

KEY WORDS

Biological invasion, invasive fodder species, invasive ornamental species, invasive tree, naturalization.

RESUMEN

Introducción y objetivos: *Leucaena leucocephala* (Fabaceae) ha sido considerada como una de las 100 especies más invasoras a escala global. A pesar de su amenaza potencial, su introducción se promueve cada vez más para la agrosilvicultura, la ornamentación, el sombreado y la artesanía en las regiones forestales cálidas y templadas de la Argentina. La amenaza a la biodiversidad de las poblaciones de *Leucaena* se ha informado en todo el mundo, donde el control no fue efectivo. Los objetivos del presente estudio fueron efectuar un registro actualizado de las poblaciones naturalizadas en Argentina, y brindar información sobre los procesos históricos y actuales de naturalización e invasión.

M&M: Los registros se documentaron mediante la recolección de material a campo y consulta de material depositado en herbarios. También se realizaron observaciones a campo para conocer los procesos actuales de naturalización y su interacción con dispersores/depredadores.

Resultados: Se estableció el estatus de invasora en Argentina y se reconocieron dos vías de introducción. En base al aspecto general de los bosquecillos y el microhábitat que se genera en los ambientes invadidos se considera a esta especie como transformadora en la Argentina. Se indican las características reproductivas y su interacción con otros estamentos de la biodiversidad regional relacionados con el proceso invasor.

Conclusiones: La interpretación de etiquetas de herbario permitió establecer que en 1921 ya estaba naturalizada en el país. Se discute la intervención del ser humano en su dispersión y se plantean futuros escenarios.

PALABRAS CLAVE

Árbol invasor, especie forrajera invasora, especie ornamental invasora, invasión biológica, naturalización.

INTRODUCCIÓN

Una de las principales causas de la pérdida de biodiversidad a escala global, la constituye la introducción de especies exóticas invasoras (Lowe *et al.*, 2000; Sala *et al.*, 2000). Las invasiones biológicas durante el Holoceno se han regido por cambios en el paisaje realizados por actividades humanas (Mooney & Drake, 1986; Olden *et al.*, 2011; Hofman & Rick, 2018; Castro-Díez *et al.*, 2019). Se considera que estos cambios generarán una extinción masiva de especies en las próximas décadas, varias veces más rápida que en épocas anteriores (Sala *et al.*, 2000; Díaz *et al.*, 2019). Desde el Neolítico, las plantas y los animales han seguido al ser humano en sus migraciones rompiendo las barreras geográficas y, en muchos casos, ocupando amplias regiones del mundo (Olden *et al.*, 2011; Hofman & Rick, 2018).

Las plantas exóticas se pueden dispersar en forma deliberada (como ornamentales, alimenticias o forestales) o accidental (con las semillas de los cultivos, asociada al ganado doméstico o como plantas de acuario). Una vez que se introduce una especie, existe una amplia gama de posibilidades desde la no naturalización hasta convertirse en una especie invasora e incluso transformadora (Richardson *et al.*, 2000; Pyšek *et al.*, 2004). Estas últimas tienen la capacidad de adaptarse muy bien al nuevo ecosistema, porque existen condiciones climáticas, edáficas o biológicas favorables y muchas veces bastante similares a las de su zona de origen geográfico.

Las especies exóticas pueden adquirir el estatus de naturalizadas, definidas por Pyšek *et al.* (2004) como aquellas que pueden mantener poblaciones autosustentables por al menos 10 años sin intervención directa del hombre (o a pesar de la intervención humana), y mediante el reclutamiento a partir de semillas o estructuras vegetativas capaces de crecer de manera independiente. A su vez, tales especies podrían convertirse en invasoras-transformadoras, mostrando elevadas tasas de avance y dominio rápido en el nuevo entorno, perjudicando a las especies nativas y llevándolas en algunos casos a la reducción de sus poblaciones o a su extinción (Gerber *et al.*, 2008; Bellard *et al.*, 2016). Las especies invasoras, por otro lado, han sido definidas por Pyšek *et al.* (2004) como un subconjunto de plantas naturalizadas que producen

descendencia reproductiva frecuentemente en números muy elevados a distancias considerables de las plantas parentales y, por lo tanto, tienen el potencial de expandirse en un área extensa. A fines prácticos, para las especies naturalizadas cuya propagación es por semillas, se las considera invasoras si produce descendencia reproductiva a más de 100 m de los individuos progenitores en un período menor a 50 años (Richardson *et al.*, 2000; Pyšek *et al.*, 2004). Las plantas transformadoras, a su vez, son un subconjunto de plantas invasoras que se caracterizan por modificar la estructura y servicios de los ecosistemas (Wells *et al.*, 1986; Pyšek *et al.*, 2004), y de esta manera, se utiliza este término para denominar a las especies invasoras con efectos más profundos sobre la biodiversidad (Richardson *et al.*, 2000).

Las especies invasoras son difíciles de controlar cuando están bien establecidas, ya que el monitoreo y manejo de sus poblaciones requieren de elevados costos económicos y grandes esfuerzos (Olckers, 2004; 2011). Este es el caso de *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit (Fabaceae) considerado entre los 100 organismos más invasores del mundo (Lowe *et al.*, 2000). A pesar de ser considerada una “especie conflictiva” para la conservación de la biodiversidad y de difícil sino imposible erradicación (Rentería Bustamante *et al.*, 2007; Olckers, 2011), sigue siendo altamente promocionada en todo el mundo, incluida la Argentina, como planta forrajera y abono verde (Valinotti & Heyn, 1991; Aguirre & Galván, 2012; Cook *et al.*, 2014; Global Invasive Species Database, 2015; Glatzle *et al.*, 2019; Radrizzani, 2019b). Su comportamiento invasivo fue reportado a nivel mundial, donde el control biológico, mecánico, herbicida y mediante incendios no ha sido efectivo (Rentería Bustamante *et al.*, 2007; Olckers, 2011). En el caso de los agentes biológicos, principalmente insectos, llegaron a depredar incluso a otras especies de Leguminosas nativas (Olckers, 2011).

Leucaena leucocephala es originaria de los bosques del sur de México, Belice y Guatemala (Zárate Pedroche, 1994; Hughes, 1998). Se compone de tres subespecies: *leucocephala*, *glabrata* (Rose) Zárate y *ixtahuacana* C.E. Hughes (Hughes, 1997; 1998). La subespecie *leucocephala*, de hábito arbustivo, fue la primera en ser introducida, inicialmente en las islas Filipinas entre los años 1521 y 1815 durante la colonización

española (Merrill, 1912) y posteriormente en África, Asia y el Caribe. La subespecie *glabrata* fue introducida desde fines del siglo XIX para reemplazar a *leucocephala* debido a su vigor superior y hábito arborescente más adecuado para fines agroforestales (Zárate Pedroche, 1994; Hughes, 1998) y es la que actualmente se halla invadiendo gran parte del mundo incluso el Cono Sur. La subespecie *ixtahuacana* sigue restringida a su pequeña área de origen en Guatemala y México (Hughes, 1998).

Las subespecies reportadas como invasoras (*glabrata* y *leucocephala*) se han naturalizado ampliamente en 125 países de zonas tropicales, subtropicales y templado-cálidos de todo el mundo, entre ellos Estados Unidos de América (Hughes, 1998), China (Weber *et al.*, 2008), India (Vattakaven *et al.*, 2016) y Australia (Western Australian Herbarium, 1998). Las mismas están amenazando en particular la biota de las islas oceánicas, particularmente en Hawái y otras islas del Pacífico donde es una de las especies invasoras dominantes (PIER, 2006; Rentería Bustamante *et al.*, 2007).

Más recientemente, a partir del año 2000, se detectó la presencia de la subespecie *glabrata* en Europa, tanto insular (islas macaronésicas, Madeira y del Mediterráneo) como continental en España, Portugal e Italia (Dana *et al.*, 2003; Sanz-Elorza *et al.*, 2004; Euro+Med, 2006; Sánchez Gullón *et al.*, 2017). Hasta el momento, la Antártida es el único continente con ausencia de esta especie invasora.

En América del Sur, hasta el momento han sido contabilizados numerosos registros de estas 2 subespecies, principalmente *glabrata*, y sus estatus de naturalización han sido tratados de diferente manera a lo largo del tiempo. Esta variación obedece tanto a las dudas planteadas por algunos autores sobre su real estatus y al *continuum* existente en la naturaleza entre naturalización e invasión. Esta especie se ha reportado naturalizada en todo América del Sur, donde se la menciona para Bolivia (Hughes, 1998; Saldías Paz, 1993; Jørgensen *et al.*, 2014), Perú (Hughes, 1998), Ecuador Continental e Islas Galápagos (Rentería Bustamante *et al.*, 2007), Colombia (Hughes, 1998), Venezuela (Hughes, 1998), las Guayanas (Hughes, 1998) y los países del Cono Sur: en Brasil, incluyendo a los biomas de Amazonia,

Caatinga, Cerrado y Mata Atlántica (Forzza *et al.*, 2010; Fabricante, 2014; Costa *et al.*, 2015; Zuloaga *et al.*, 2019; Machado *et al.*, 2020), Uruguay, en Isla Timoteo Domínguez (Ulibarri *et al.*, 2002; Ulibarri, 2004), Paraguay, en Canindeyú, Cordillera y Presidente Hayes (Marín Ojeda, 2016) y Chile, en la Isla de Pascua (Rodríguez *et al.*, 2018; Zuloaga *et al.*, 2019).

En la Argentina se encuentra la subespecie *glabrata* con 6 registros (5 en Jujuy y 1 en Misiones) (Ulibarri, 2004; Zuloaga *et al.*, 2008; 2019; Carranza *et al.*, 2020; Documenta Florae Australis database [<http://www.darwin.edu.ar/iris>, última consulta abril 2021]). En las últimas décadas se ha observado un comportamiento invasor de esta especie en ecosistemas naturales y antropogénicos del centro y norte de Argentina, correspondiendo el material observado a la subespecie *glabrata*, cuyos nombres vulgares en la región son “aromo blanco”, “leucaena”, o “leucanea”. De tal forma Delucchi *et al.* (2011) la han considerado como naturalizada en base a los criterios de Richardson *et al.* (2000) y de Pyšek *et al.* (2004).

Los objetivos del presente estudio fueron efectuar un registro actualizado de las poblaciones naturalizadas en Argentina, y brindar información sobre los procesos históricos y actuales de naturalización e invasión de *L. leucocephala*.

MATERIALES Y MÉTODOS

Para la identificación botánica se consultó bibliografía sobre las especies del género *Leucaena* (Zárate Pedroche, 1994; Hughes, 1998). La documentación de registros se realizó a través de la fotografía de individuos y poblaciones y de la recolección de material vegetal depositado posteriormente en los herbarios LP y CTES. Se registraron la fenología reproductiva (meses de floración y fructificación), visitas florales, dispersión de semillas y frutos y depredación de semillas. Se consultaron ejemplares depositados en los herbarios BAB, CORD, SI, LP, CTES, F, JUA, MO, RB y NY (acrónimos según Thiers, 2020), y se evaluó la información de la etiqueta relacionada con las vías de introducción y dispersión, tiempo de residencia y el proceso de naturalización-invasión. Al respecto, se clasificó al material de herbario como cultivado o naturalizado teniendo

en cuenta si esta información estaba explícita en la etiqueta o si la localización puntual del individuo colectado permite asignarlo (basado en su comportamiento invasor actual, es decir, se asumió su estatus naturalizado cuando estaba presente a orillas de cursos de agua, en barrancas, bordes de rutas, baldíos y sobre todo si el colector planteó dudas sobre su naturalización), y como estatus incierto cuando dicha descripción no permitió su asignación. Para evaluar parámetros referentes a la ecología de la invasión, se utilizó la terminología sugerida por Rejmánek (2000), Richardson *et al.* (2000; 2011) y Pyšek *et al.* (2004). La distribución actual en Argentina se complementó mediante una revisión de la literatura incluyendo los catálogos de Flora del Cono Sur (Zuloaga *et al.*, 2008; 2019) y Tropicos.org (<https://www.tropicos.org/home>), la base de datos Documenta Florae Australis database (<http://www.darwin.edu.ar/iris>), los herbarios virtuales CTES, NY y RB, y los registros de la base de datos disponibles en <https://www.gbif.org/es/> (GBIF, 2020).

RESULTADOS

Registros estudiados a partir de material de herbario

En Argentina se registró formalmente a *L. leucocephala* subsp. *glabrata* en 10 provincias (29 registros de naturalización confirmada, dos permanecieron con estatus incierto y siete son cultivados) (Anexo, Fig. 1, Tabla 1).

Observaciones a campo de individuos cultivados y naturalizados (Figs. 2–4)

Individuos cultivados ornamentales-forestales: Se registraron individuos cultivados en el arbolado urbano de las siguientes ciudades de Argentina: Juan José Castelli (Fig. 2B) (*F. G. Vossler 313*, LP), Villa Río Bermejito, Resistencia, Corrientes, San Miguel de Tucumán (Figs. 3D–F), San Salvador de Jujuy, Santa Fe, Oro Verde y Paraná. Su uso en el arbolado urbano es una de las vías de introducción de esta especie en la región.

Individuos naturalizados a partir de ornamentales-forestales: En los últimos 15 años, se registraron además, más de 20 poblaciones naturalizadas en ambientes urbanos, periurbanos y naturales en seis provincias argentinas: Chaco: Juan José Castelli: bordes del cementerio (Fig. 2E), en tumbas antiguas

(*F. G. Vossler 644*, CTES), en los perímetros y patios de viviendas en Barrios Nocayí y Curiyí, en zanjas periurbanas (Fig. 2F), en bordes de camino (Fig. 2D) (*F. G. Vossler 413*, LP), así como debajo de árboles cultivados (Fig. 2C) y en patios de viviendas; Villa Río Bermejito: barranca del río Bermejito (*F. G. Vossler 633*, CTES) en inmediaciones a árboles cultivados, y debajo de árboles cultivados en patio de viviendas (*F. G. Vossler 411*, LP); Resistencia: en zanjas alledañas al río Negro y en el cauce del río (*F. G. Vossler 408*, LP) (Figs. 2G, H) y en terreno lindante a Terminal de Ómnibus; Corrientes: barranca de la costanera; Entre Ríos: Paraná: rotonda y arroyo en acceso al túnel subfluvial Raúl Uranga-Carlos Sylvestre Begnis, arroyo La Santiagueña (*F. G. Vossler 677*, CTES), arroyo Antoñico, costanera del Río Paraná (*F. G. Vossler 679*, CTES), en bulevares de la ciudad (*F. G. Vossler 432*, LP) (Fig. 3I), y en veredas de la ciudad tanto en la cercanía como muy distantes de árboles cultivados (*F. G. Vossler 678*, CTES); Oro Verde: sobre Ruta Provincial 11 a 100 m de la Facultad de Ciencia y Tecnología (UADER); Piedras Blancas: barranca de costa del río Paraná; Jujuy: San Salvador de Jujuy: terreno lindante al río Xibi Xibi, bordes de la autopista ingreso a la ciudad, jardines alrededor de la vieja terminal; Perico: ingreso a la ciudad; Salta: borde de camino en un ambiente natural ecotonal Yungas-Chaco; Tucumán: San Miguel de Tucumán: en alcantarillas canalizadas en la ciudad (Fig. 3H), debajo de árboles cultivados en veredas (Fig. 3G), y en terrenos baldíos (Figs. 3A–C) (*F. G. Vossler 382*, LP); Lules: sobre el río Lules. Estas poblaciones forman parte de un continuum de naturalización-invasión originadas a partir del escape de semillas y frutos con semillas desde individuos cultivados como ornamentales en ciudades.

Individuos naturalizados a partir de cultivados como forraje-abono verde: Se registró su cultivo como forraje, abono verde y/o experimentación silvopastoril en más de 25 sitios en ocho provincias de Argentina. Los mismos pudieron documentarse a partir de información obtenida de la bibliografía y sitios de internet mediante la búsqueda de los términos “*Leucaena*”, “*Leucaena leucocephala*”, “*Leucaena glabrata*”, “*Leucaena leucocephala* subsp. *glabrata*”, “*Leucaena leucocephala* subsp. *leucocephala*” (Gándara *et al.*, 1986; 2019; Lacorte *et al.*, 1987; Valinotti & Heyn, 1991; Roig, 1992;

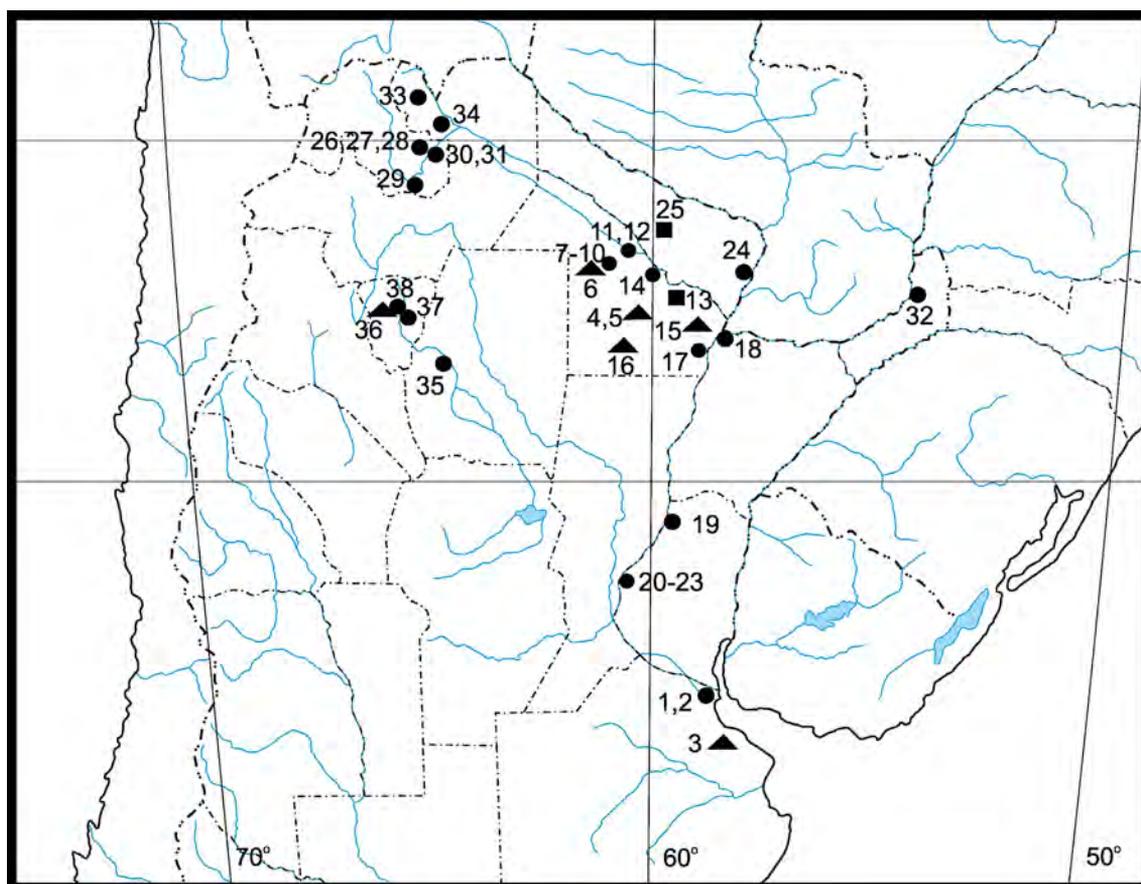


Fig. 1. Mapa de distribución de *Leucaena leucocephala* en Argentina, especificando el estatus de naturalización de los especímenes de herbario examinados (círculos: naturalizado; cuadrados: estatus incierto; triángulos: cultivado). Los números se corresponden con cada ejemplar depositado y se hallan referenciados en el texto (ver Anexo) y en la Tabla 1.

Goldfarb *et al.*, 1993; 2005; Aguirre & Galván, 2012; Cook *et al.*, 2014; Radrizzani & Nasca, 2014; Chará *et al.*, 2019; Glatzle *et al.*, 2019; Radrizzani, 2019a; b). Estos registros permitieron documentar otra de las vías de introducción en Argentina mediante la importación de un *commodity*.

Reproducción, dispersión y depredación de semillas

Tanto en individuos cultivados y naturalizados de la región chaqueña, se observaron ocasionales visitas florales de abejas de la tribu Meliponini y *Apis mellifera* L. Los individuos de *L. leucocephala* poseen una larga fenología floral y frutos casi todo el año con elevada producción de semillas (Figs. 2B, F; 3F; 4C), excepto luego de fuertes heladas

cuando las flores y brotes se marchitan. La floración y fructificación se observa incluso en individuos juveniles, de muy baja estatura (Figs. 2D, F-G; 3I), y en ramas nuevas de árboles intensivamente podados.

Tanto los cursos de agua de ambientes urbanos (zanjas, alcantarillas y cordón-cuneta) y de ambientes naturales (ríos y arroyos) funcionan como rutas de dispersión o corredores hacia otros ambientes urbanos, periurbanos y naturales, a lo largo de los cuales se encontraron plántulas, renovales e individuos reproductivos establecidos (Figs. 2F-H; 3H). Esto refleja la importancia de la hidrocoria en la propagación de la especie. Además de este modo de dispersión, la barocoria

Tabla 1. Registros de material de herbario considerados como naturalizados, de estatus incierto y cultivados para *Leucaena leucocephala* subsp. *glabrata* en cada provincia de Argentina (BA: Buenos Aires; CH: Chaco; CTES: Corrientes; ER: Entre Ríos; FO: Formosa; JU: Jujuy; MI: Misiones; SA: Salta; S.EST.: Santiago del Estero; TU: Tucumán). Los números entre corchetes corresponden a cada ejemplar depositado (ver Anexo).

ARGENTINA											
Asignación de estatus	BA	CH	CTES	ER	FO	JU	MI	SA	S.EST.	TU	TOTAL ARG
naturalizado	2 [1,2]	8 [7,8,9,10,11,12,14,17]	1 [18]	5 [19,20,21,22,23]	1 [24]	6 [26,27,28,29,30,31]	1 [32]	2 [33,34]	1 [35]	2 [37,38]	29
incierto		1 [13]			1 [25]						2
cultivado	1 [3]	5 [4,5,6,15,16]								1 [36]	7
TOTAL provincia	3	14	1	5	2	6	1	2	1	3	38

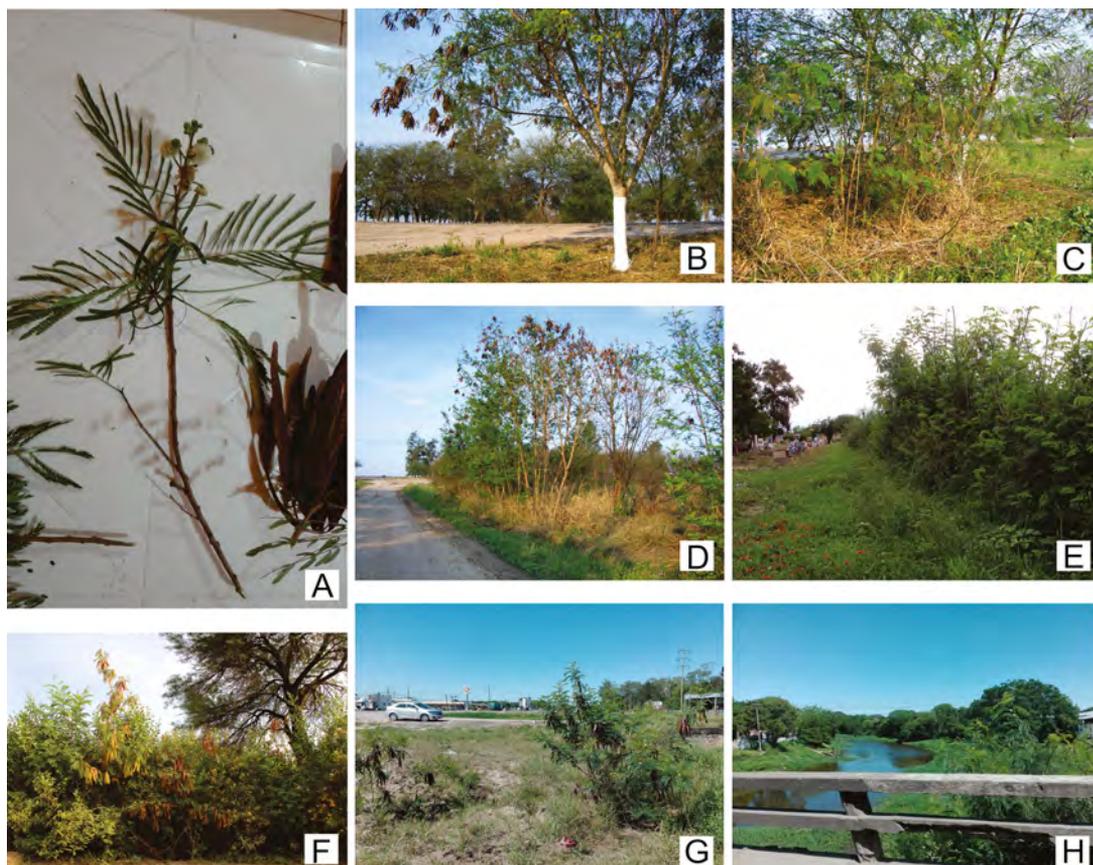


Fig. 2. *Leucaena leucocephala* subsp. *glabrata* **A:** espécimen. **B:** individuo cultivado. **C:** población invasora debajo de la copa de individuo cultivado. **C–H:** poblaciones invasoras en diferentes ambientes naturales y periurbanos en la provincia de Chaco, Argentina. **A–F:** poblaciones de J.J.Castelli; **G–H:** de Resistencia.



Fig. 3. *Leucaena leucocephala* subsp. *glabrata*. **A-H:** poblaciones invasoras en San Miguel de Tucumán, Tucumán. **A-C:** bosquecillo con alta densidad poblacional; obsérvese la transformación del microambiente. **D-E:** montículos de ramas secas fructificadas producto de la poda, fuente importante de dispersión. **D-G:** importante banco de semillas debajo de árboles cultivados. **G:** plántulas debajo de los progenitores. **H:** renovales creciendo a lo largo de cursos de agua en alcantarillado urbano (visibles a través de la rejilla). **I:** individuo asilvestrado en Paraná, Entre Ríos; obsérvese la madurez reproductiva aun a baja estatura (1,50 m).

y anemocoria también generan densas poblaciones en baldíos, veredas, patios y basurales en la cercanía de individuos establecidos (Fig. 3F-G). Las poblaciones densas evitan el crecimiento de otras especies, modificando en pocos años la fisonomía del ambiente, que adopta el aspecto de un bosquecillo monoespecífico con sotobosque cerrado, inaccesible y de aspecto sombrío, por lo que es considerada una especie invasora de tipo transformadora (Figs. 2D-E, H; 3A-C).

Los frutos aún verdes y las semillas fueron observados ser picoteados y consumidos por aves, tanto directamente en las ramas como en el

suelo (Fig. 4E) tratándose de un mecanismo de depredación de semillas. Dicho comportamiento se observó en una localidad ribereña del Chaco y en la ciudad de Paraná, Entre Ríos. En Tucumán, se documentó el transporte de semillas y flores por hormigas del género *Acromyrmex*, que se observaron en abundancia en los senderos y orificios de hormigueros (Fig. 4F-G). Los nidos de estas hormigas son microhábitats fértiles, donde las semillas podrían germinar. También es posible que las semillas sólo sean almacenadas y utilizadas como alimento por la micobiota asociada a las hormigas.



Fig. 4. *Leucaena leucocephala* subsp. *glabrata*. **A:** aspecto general de la inflorescencia. **B, D:** granos de polen (señalados con flechas) recolectados por abejas nativas junto al polen de otras especies (observados al microscopio óptico). **C:** frutos maduros. **E:** frutos picoteados por aves para extraer semillas aún inmaduras. **F-G:** semillas y flores dispersadas por hormigas. Escalas= B, D: 30 μ m.

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

La consulta de ejemplares de herbario atestigua que la especie ya estaba presente como árbol cultivado en la Argentina desde fines del siglo XIX (LPS 23770). Burkart (1952) señaló su presencia como cultivada en jardines de Salta, Tucumán, La Rioja, Chaco y Misiones. Asimismo, se han observado ejemplares cultivados como ornamentales que ratifican su presencia en el norte de Argentina desde comienzos del siglo XX: en San Miguel de Tucumán (Tucumán) desde 1917 (*Lillo 18815*, SI) y en Colonia Benítez (Chaco) desde 1933 (*A. G. Schulz*, SI 217600). Estos ejemplares fueron cultivados para sombra y adorno en calles, plazas, parques y jardines principalmente en regiones subtropicales de Argentina.

El primer registro argentino que se puede interpretar como naturalizado corresponde al ejemplar *Venturi 778* (US) en la orilla del Río Salí (Tucumán) en 1921. Ya en 1934 el registro *Meyer 943* (SI) muestra ciertas dudas sobre su estatus de naturalización en Formosa, y lo mismo sucede en los años 1979 y 1981 en Corrientes y Entre Ríos (*Vanni 33*, SI y *Muñoz 1734*, SI). Estas tres colecciones argentinas fueron reportadas como de naturalización dudosa (Ulibarri, 2004) y aquí son reinterpretadas como naturalizadas, debido a las observaciones de las etiquetas de herbario y al comportamiento invasivo de la especie en ambientes cálidos y húmedos. Los ejemplares de 1979 y 1981 estaban presentes a lo largo de las márgenes del río Paraná en Argentina y parece que en 1933 esta especie ya estaba presente en las costas del río Paraguay (en Paraguay, como consta en la etiqueta del material *A. G. Schulz*, SI 217600). Es muy probable que ya estuviera naturalizada en esos años lo que es compatible con el comportamiento invasivo y patrón de dispersión de frutos y semillas observado en la actualidad. Dos registros en una misma localidad (*Ulibarri 1842*, SI y *Mollard et al. 6*, SI en Zárate, provincia de Buenos Aires) confirmaron que este taxón se naturalizó en la zona del Delta del río Paraná recién a fines del siglo XX (al igual que el registro de Isla Timoteo Domínguez en Uruguay limitando con Isla Martín García en Argentina, mencionado por Ulibarri *et al.* [2002] y Ulibarri [2004]). Actualmente, su presencia en márgenes y riberas de arroyos y ríos está bien documentada. En sitios

riberenos donde aún no está presente es fácilmente predecible su naturalización desde urbanizaciones cercanas a partir de ejemplares cultivados.

También en la década de 1930, se pudieron constatar los primeros registros de naturalización en dos de los países limítrofes de Argentina. Así, en Brasil, en el estado de Rio Grande do Sul, se la documenta desde 1932 (Machado *et al.*, 2020), y en el estado de Paraná, el registro de herbario *G. G. Hatschbach 16004* (NY) la documenta como subespontánea desde 1967. En la Isla de Pascua (Chile), su primer registro data de 1934 (CONAF, 2017), y en el norte desértico de Chile, entre 4 y 12 km al este de la ciudad de Arica, en el Valle de Azapa, las etiquetas de dos registros cultivados (*J. Aronson 7773, 7777*, MO) comentan que la especie se halla ampliamente naturalizada ya en el año 1989.

Como planta forrajera fue introducida en Argentina a finales de la década de 1960 a partir de semillas traídas de Australia y cultivadas en Paraguay y norte de Argentina para la alimentación del ganado (Cook *et al.*, 2014; Radrizzani, 2019a; b) donde alcanzó gran difusión. Sin embargo, su éxito como excelente forrajera decayó cuando el ganado comenzó a presentar síntomas de pérdida de peso, caída del pelaje, entre otros, siendo su uso casi abandonado por los ganaderos (Radrizzani, 2019b). El cultivo no fue muy próspero durante los primeros 50 años desde su introducción (Radrizzani, 2019b). Sin embargo, desde el 2001 se promocionó en el Chaco paraguayo (y desde el 2010 en Argentina) la inoculación con la bacteria ruminal *Synergistes jonesii* que degrada la mimosina, el alcaloide que genera tales efectos indeseables en el ganado (Radrizzani & Nasca, 2014; Glatzle *et al.*, 2019; Radrizzani, 2019b). Este nuevo paquete tecnológico, traído también de Australia, inició un nuevo auge del uso de *L. leucocephala* como forrajera.

En base a la información recopilada a partir del material depositado en herbarios y a las observaciones de campo se sugiere que la primera introducción en ambientes naturales de la Argentina fue a partir de individuos ornamentales (arbolado urbano) y la segunda debido a su uso agrosilvopastoril (alimentación del ganado y abono verde) (Cook *et al.*, 2014; Radrizzani, 2019a; b). En el primer caso, su cultivo como árbol ornamental y de sombra en jardines, veredas, plazas urbanas,

bordes de caminos, entre otros, es reportado para la subespecie *glabrata* debido a su hábito arbóreo y por lo tanto más apropiado en forestaciones urbanas que la subespecie *leucocephala*, además de poseer un mayor número de flores, frutos y follaje. El carácter invasor se constata al observar poblaciones densas con marcado crecimiento en baldíos, barrancas con cursos de agua, bordes de caminos y basurales, debido principalmente al descarte de las podas y residuos de frutos y semillas ya que se producen en abundancia prácticamente todo el año. La alta viabilidad de los bancos de semillas (15 a 20 años según Rentería Bustamante *et al.*, 2007 y Global Invasive Species Database, 2015) es otro factor que incide en el exitoso establecimiento de sus poblaciones. En la región chaqueña, la presencia de individuos reproductivos establecidos a más de 100 m de sus progenitores, cultivados hace poco más de 15 años, sugiere el carácter de especie invasora, *sensu* Richardson *et al.* (2000) y Pyšek *et al.* (2004). Este hecho también lo atestigua Marín Ojeda (2016) para Paraguay, donde se detectó el avance de individuos invasores unos 500 m en 25 años. Cabe destacar que los frutos y/o semillas de las especies leñosas climácicas de los bosques secos estacionales neotropicales y el bosque chaqueño también son dispersados por el viento (Pennington *et al.*, 2000). Esto podría tener implicancias en favorecer la invasión de *L. leucocephala* en estos ambientes nativos, por la semejanza de sus mecanismos de dispersión.

En el segundo caso, a partir de su cultivo como forraje y/o abono verde en sistemas agrosilvopastoriles, se puede generar el escape hacia ambientes nativos lindantes que, a través de corredores o de manera *in situ*, originan nuevas poblaciones invasoras como lo confirman los registros Vanni 33 (SI) y A. Schinini 26303 (MO) en los años 1979 y 1988, respectivamente.

En pocos casos la causa de introducción fue por otras razones, como la producción de semillas para artesanías (región del Chaco en Argentina), también documentado para Paraguay por Marín Ojeda (2016). En la Argentina, no se ha reportado aún la introducción de la especie para consumo de sus vainas inmaduras, como sucede en México (Zárate Pedroche, 1994; Hughes, 1998).

Las observaciones de visitas de abejas en las flores, la dispersión de semillas por hormigas y la

depredación de semillas verdes por aves también se observó en Paraguay (Marín Ojeda, 2016). Además, granos de polen de esta especie fueron hallados en las reservas alimentarias de abejas nativas de la tribu Meliponini en el Chaco (tipo polínico M, ver en Vossler [2019] y Figs. 4B, D). Estas interacciones bióticas dan cuenta de que la especie ya forma parte de la red trófica de los ecosistemas argentinos, lo que debería ser tenido en cuenta al momento de realizar medidas para su control.

Posiblemente en décadas futuras este taxón estará presente en la mayoría de los ambientes ribereños, así como en otros principalmente antrópicos (como baldíos y zanjas en los alrededores de las ciudades) y será un elemento común de la flora del norte de Argentina, similar a lo que sucedió en las Filipinas, las islas Galápagos y la isla de Pascua (Merrill, 1912; Hughes, 1998; Rentería Bustamante *et al.*, 2007; CONAF, 2017). Muchas áreas naturales protegidas de la Argentina son atravesadas por ríos y otros cuerpos de agua, los que favorecen la dispersión de esta especie como el recientemente fundado Parque Nacional El Impenetrable (Chaco). Su propagación incentivada con fines forrajeros puede llegar a escalas aún más importantes, ya que el norte de Argentina y otras áreas cálidas del Cono Sur son regiones con larga historia de cultura ganadera (Bilbao, 1967). La falta de conocimiento y concientización del efecto sobre la flora nativa de una especie arbórea con elevado carácter invasor es evidente, y es necesario tomar medidas urgentes si se desea conservar la flora nativa. Por lo tanto, se puede decir que debería ser necesario evitar más introducciones y comenzar los esfuerzos para manejar estas poblaciones. Para evitar más cultivos, eliminar individuos cultivados y naturalizados, es necesaria la concientización de toda la comunidad (Schreck Reis *et al.*, 2013; Davis *et al.*, 2018), incluyendo tanto a la sociedad rural como urbana, universidades, viveristas, guardaparques, agrónomos, científicos, gobiernos, entre otros.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

FGV coleccionó el material de campo, realizó las observaciones a campo y consulta de herbarios virtuales. GD consultó los herbarios SI y LP. Ambos autores realizaron la investigación y redacción del manuscrito.

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen al personal de los herbarios SI y LP por permitir la revisión del material depositado. Al herbario LP por gestionar el montaje de los especímenes recolectados. A E. Burghardt, A. Vossler y L. Gómez por su colaboración al recolectar el material durante los viajes de campo en Chaco.

BIBLIOGRAFÍA

- AGUIRRE, S. & G. A. GALVÁN. 2012. Instalación de sistemas de silvopastoreo con productores ganaderos de Colonia Gestido (Uruguay). *Agroecología* 7: 111–121.
- BELLARD, C., P. CASSEY & T. M. BLACKBURN. 2016. Alien species as a driver of recent extinctions. *Biol. Lett.* 12: 20150623. <http://dx.doi.org/10.1098/rsbl.2015.0623>
- BILBAO, S. A. 1967. Poblamiento y actividad humana en el extremo norte del Chaco santiagueño. *Cuad. Inst. Nac. Antropol.* 5: 143–206.
- BURKART, A. 1952. *Las Leguminosas argentinas silvestres y cultivadas*. Acme, Buenos Aires.
- CARRANZA, A. V., L. H. ARMELLA & Á. E. ZENÓN. 2020. Fabaceae del distrito inferior de las Yungas (Selva Pedemontana) de la provincia de Jujuy (Argentina). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 55: 587–604. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v55.n4.27705>
- CASTRO-DÍEZ, P., A. S. VAZ, J. S. SILVA, M. VAN LOO, Á. ALONSO, C. APONTE, Á. BAYÓN, P. J. BELLINGHAM, M. C. CHIUFFO, N. DIMANNO, K. JULIAN, S. KANDERT, N. LA PORTA, H. MARCHANTE, H. G. MAULE, M. M. MAYFIELD, D. METCALFE, M. C. MONTEVERDI, M. A. NÚÑEZ, R. OSTERTAG, I. M. PARKER, D. A. PELTZER, L. J. POTGIETER, M. RAYMUNDO, D. RAYOME, O. REISMAN-BERMAN, D. M. RICHARDSON, R. E. ROOS, A. SALDAÑA, R. T. SHACKLETON, A. TORRES, M. TRUDGEN, J. URBAN, J. R. VICENTE, M. VILÁ, T. YLIOJA, R. D. ZENNI & O. GODOY. 2019. Global effects of non-native tree species on multiple ecosystem services. *Biol. Rev.* 94: 1477–1501. <https://doi.org/10.1111/brv.12511>
- CHARÁ, J., J. RIVERA, R. BARAHONA, E. MURGUEITIO, Z. CALLE & C. GIRALDO. 2019. Intensive silvopastoral systems with *Leucaena leucocephala* in Latin America. *Trop. Grasslands - Forrajes Trop.* 7: 259–266. [https://doi.org/10.17138/tgft\(7\)259-266](https://doi.org/10.17138/tgft(7)259-266)
- CONAF. 2017. *Elaboración del Plan de Manejo del Parque Nacional Rapa Nui*. Corporación Nacional Forestal.
- COOK, S, J. M. PECCI, M. FERNÁNDEZ & C. PECCI. 2014. Experiencias con *Leucaena leucocephala* en el Nordeste de Formosa. Argentina [online]. Disponible en: <http://www.veterinariargentina.com/revista/wp284/wp-content/uploads/LEUCAENA-en-FORMOSA-ARGENTINA.pdf>
- COSTA, J. T., I. C. B. FONSECA & E. BIANCHINI. 2015. Population structure of the invasive species *Leucaena leucocephala* (Fabaceae) in a seasonal semi-deciduous forest, southern Brazil. *Austral. J. Bot.* 63: 590–596. <https://doi.org/10.1071/BT14308>
- DANA, E., R. P. RANDALL, M. SANZ-ELORZA & E. SOBRINO. 2003. First evidences of the invasive behaviour of *Leucaena leucocephala* in Europe. *Oryx* 37: 14.
- DAVIS, E., J. M. CAFFREY, N. E. COUGHLAN, J. T. A. DICK & E. L. FRANCES. 2018. Communications, outreach and citizen science: spreading the word about invasive alien species. *Managem. Biol. Invas.* 9: 515–525. <https://doi.org/10.3391/mbi.2018.9.4.14>
- DELUCCHI, G., F. BUET COSTANTINO & E. L. GUERRERO. 2011. Leguminosas adventicias de la República Argentina. Una categorización. *Hist. Nat. (Tercera Serie)* 1: 75–84.
- DÍAZ, S., J. SETTELE, E. S. BRONDÍZIO, H. T. NGO, J. AGARD, A. ARNETH, P. BALVANERA, K. A. BRAUMAN, S. H. M. BUTCHART, K. M. A. CHAN, L. A. GARIBALDI, K. ICHII, J. LIU, S. M. SUBRAMANIAN, G. F. MIDGLEY, P. MILOSLAVICH, Z. MOLNÁR, D. OBURA, A. PFAFF, S. POLASKY, A. PURVIS, J. RAZZAQUE, B. REYERS, R. R. CHOWDHURY, Y.-J. SHIN, I. VISSEREN-HAMAKERS, K. J. WILLIS & C. N. ZAYAS. 2019. Pervasive human-driven decline of life on Earth points to the need for transformative change. *Science* 366: 1–10. <https://doi.org/10.1126/science.aax3100>
- DOCUMENTA FLORAE AUSTRALIS DATABASE. 2021. [online]. Disponible en: <http://www.darwin.edu.au/iris> [última consulta abril 2021].
- EURO+MED. 2006. Euro+Med PlantBase - the information resource for Euro-Mediterranean plant diversity [online]. Disponible en: <http://ww2.bgbm.org/EuroPlusMed/PTaxonDetail.asp?NameId=48156&PTrRefFk=8500000> [consulta diciembre 2020].

- FABRICANTE, J. 2014. *Plantas exóticas e exóticas invasoras da Caatinga*, Vol. 4. Bookess, Florianópolis.
- FORZZA, R. C., *et al.* 2010. *Catálogo de plantas e fungos do Brasil*, Vol. 2. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Andrea Jakobsson Estúdio, Rio de Janeiro.
- GÁNDARA, F. R., M. C. GOLDFARB, A. A. ARIAS & W. M. RAMÍREZ. 1986. *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit como banco de proteína invernal de un campo natural de la provincia de Corrientes. *Revista Argent. Prod. Anim.* 6: 562–572.
- GÁNDARA, L., M. M. PEREIRA & M. STUP. 2019. A preliminary study of spatial distribution and plant density in a leucaena-grass planting in north Corrientes, Argentina. *Trop. Grasslands - Forrajes Trop.* 7: 143–145.
[https://doi.org/10.17138/tgft\(7\)143-145](https://doi.org/10.17138/tgft(7)143-145)
- GBIF: THE GLOBAL BIODIVERSITY INFORMATION FACILITY. 2020. ¿Qué es GBIF? [online]. Disponible en: <https://www.gbif.org/what-is-gbif> [última consulta diciembre 2020].
- GERBER, E., C. KREBS, C. MURRELL, M. MORETTI, R. ROCKLIN & U. SCHAFFNER. 2008. Exotic invasive knotweeds (*Fallopia* spp.) negatively affect native plant and invertebrate assemblages in European riparian habitats. *Biol. Conservation* 141: 646–654.
<https://doi.org/10.1016/j.biocon.2007.12.009>
- GLATZLE, A. F., A. N. CABRERA, A. NAEGELE & N. KLASSEN. 2019. *Leucaena* feeding systems in Paraguay. *Trop. Grasslands - Forrajes Trop.* 7: 397–402.
[https://doi.org/10.17138/tgft\(7\)397-402](https://doi.org/10.17138/tgft(7)397-402)
- GLOBAL INVASIVE SPECIES DATABASE (GISD). 2015. Species profile *Leucaena leucocephala* [online]. Disponible en: <http://www.iucngisd.org/gisd/species.php?sc=23> [consulta junio 2020]
- GOLDFARB, M. C., J. F. CASCO & F. R. GÁNDARA. 1993. *Introducción de especies y cultivos forrajeros para el noroeste de la Provincia de Corrientes, período 1978–1990*. Producción Animal, Serie Técnica N° 6. INTA Corrientes, Argentina.
- GOLDFARB, M. C., L. I. GIMÉNEZ, J. F. CASCO & F. NÚÑEZ. 2005. *Utilización de Leucaena leucocephala* cv. *Cunningham*. Avances de la producción vegetal y animal en el NOA 2003–2005, Tucumán, Argentina.
- HOFMAN, C. A. & T. C. RICK. 2018. Ancient biological invasions and island ecosystems: Tracking translocations of wild plants and animals. *J. Archaeol. Res.* 26: 65–115.
<https://doi.org/10.1007/s10814-017-9105-3>
- HUGHES, C. 1997. Species delimitation, and new taxa and combinations in *Leucaena* (Leguminosae). *Contr. Univ. Michigan Herb.* 21: 277–290.
- HUGHES, C. 1998. Monograph of *Leucaena* (Leguminoae-Mimosoideae). *Syst. Bot. Monogr.* 55: 1–244.
- JØRGENSEN, P. M., M. H. NEE & S. G. BECK (eds.). 2014. *Catálogo de las Plantas Vasculares de Bolivia*. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 127: i–viii, 1–1744. St. Louis: Missouri Botanical Garden Press.
- LACORTE, S. M., P. E. MARTÍNEZ & F. L. FERNÁNDEZ. 1987. *Uso de leucaena como banco de proteínas en Misiones*. Nota Técnica 38. Estación Experimental Agropecuaria INTA, Cerro Azul, Misiones, Argentina.
- LOWE, S., M. BROWNE, S. BOUDJELAS & M. DE POORTER. 2000. *100 of the World's worst invasive alien species. A selection from the Global Invasive Species Database*. The Invasive Species Specialist Group (ISSG) a specialist group of the Species Survival Commission (SSC) of the World Conservation Union (IUCN).
- MACHADO, M. T. S., J. A. DRUMMOND & C. G. BARRETO. 2020. *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit in Brazil: history of an invasive plant. *Estud. Ibero-Amer.* 46: 1–20, e-33976.
<https://doi.org/10.15448/1980-864X.2020.1.33976>
- MARÍN OJEDA, G. E. C. 2016. *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit. Nuevo género y nueva especie adventicia naturalizada en Paraguay. *Revista Soc. Ci. Paraguay* 21: 73–84.
- MERRILL, E. D. 1912. Notes on the flora of Manila with special reference to the introduced element. *Philipp. J. Sci., C.* 7: 145–208.
- MOONEY, H. A. & J. A. DRAKE. 1986. *Ecology of biological invasions of North America and Hawaii*. Springer-Verlag, New York.
<https://doi.org/10.1007/978-1-4612-4988-7>
- OLCKERS, T. 2004. Targeting emerging weeds for biological control in South Africa: the benefits of halting the spread of alien plants at an early stage of their invasion. *S. African J. Sci.* 100: 64–68.
- OLCKERS, T. 2011. Biological control of *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit (Fabaceae) in South Africa: A tale of opportunism, seed feeders and unanswered questions. *African Entomol.* 19: 356–365.
<https://doi.org/10.4001/003.019.0219>

- OLDEN, J. D., J. L. LOCKWOOD & C. L. PARR. 2011. Biological invasions and the homogenization of faunas and floras. In: LADLE R. J. & R. J. WHITTAKER (eds.), *Conservation Biogeography, 1ª edición*, pp. 224–243. Blackwell Publishing Ltd., UK. <https://doi.org/10.1002/9781444390001.ch9>
- PENNINGTON, R. T., D. E. PRADO & C. A. PENDRY. 2000. Neotropical seasonally dry forests and Quaternary vegetation changes. *J. Biogeogr.* 27: 261–273. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2699.2000.00397.x>
- PIER (PACIFIC ISLAND ECOSYSTEMS AT RISK). 2006. *Leucaena (Lam.) de Wit, Fabaceae* [online]. Disponible en: http://www.hear.org/pier/species/leucaena_leucocephala.htm
- PYŠEK, P., D. M. RICHARDSON, M. REJMÁNEK, G. WEBSTER, M. WILLIAMSON & J. KIRSCHNER. 2004. Alien plants in checklists and floras: towards better communication between taxonomists and ecologists. *Taxon* 53: 131–143. <https://doi.org/10.2307/4135498>
- RADRIZZANI, A. & J. A. NASCA. 2014. The effect of *Leucaena leucocephala* on beef production and its toxicity in the Chaco Region of Argentina. *Trop. Grasslands - Forrajes Trop.* 2: 127–129. [https://doi.org/10.17138/tgft\(2\)127-129](https://doi.org/10.17138/tgft(2)127-129)
- RADRIZZANI, A., A. PACHAS, L. GÁNDARA, C. GOLDFARB, A. PERTICARI, S. LACORTE & D. PUEYO. 2019a. *Leucaena* feeding systems in Argentina. I. Five decades of research and limitations for adoption. *Trop. Grasslands - Forrajes Trop.* 7: 381–388. [https://doi.org/10.17138/tgft\(7\)381-388](https://doi.org/10.17138/tgft(7)381-388)
- RADRIZZANI, A., A. PACHAS, L. GÁNDARA, F. NENNING & D. PUEYO. 2019b. *Leucaena* feeding systems in Argentina. II. Current uses and future research priorities. *Trop. Grasslands - Forrajes Trop.* 7: 389–396. [https://doi.org/10.17138/tgft\(7\)389-396](https://doi.org/10.17138/tgft(7)389-396)
- REJMÁNEK, M. 2000. Invasive plants: approaches and predictions. *Austral Ecol.* 25: 497–506. <https://doi.org/10.1046/j.1442-9993.2000.01080.x>
- RENTERÍA BUSTAMANTE, J. L., R. ATKINSON & C. BUDDENHAGEN. 2007. *Estrategias para la erradicación de 21 especies de plantas potencialmente invasoras en Galápagos*. Fundación Charles Darwin. <https://doi.org/10.13140/2.1.1846.2727>
- RICHARDSON, D. M., P. PYŠEK, M. REJMÁNEK, M. G. BARBOUR, F. D. PANETTA & C. J. WEST. 2000. Naturalization and invasion of alien plants: concepts and definitions. *Diversity & Distrib.* 6: 93–107. <https://doi.org/10.1046/j.1472-4642.2000.00083.x>
- RICHARDSON, D. M., P. PYŠEK & J. T. CARLTON. 2011. *A compendium of essential concepts and terminology in invasion ecology*. In: RICHARDSON D. M. (ed.), *Fifty Years of Invasion Ecology: The Legacy of Charles Elton*, pp. 409–420. Blackwell Publishing Ltd., Chichester. <https://doi.org/10.1002/9781444329988.ch30>
- RODRÍGUEZ, R., C. MARTICORENA, D. ALARCÓN, C. BAEZA, L. CAVIERES, V. L. FINOT, N. FUENTES, A. KIESSLING, M. MIHOC, A. PAUCHARD, E. RUIZ, P. SANCHEZ & A. MARTICORENA. 2018. Catálogo de las plantas vasculares de Chile. *Gayana, Bot.* 75: 1–430. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-66432018000100001>
- ROIG, C. A. 1992. *Efecto de la Leucaena leucocephala (Lam.) de Wit. combinada con pasto Pangola y pasturas naturales en la producción de carne*. Estación Experimental Agropecuaria INTA, El Colorado, Formosa, Argentina.
- SALA, O. E., F. STUART CHAPIN III, J. J. ARMESTO, E. BERLOW, J. BLOOMFIELD, R. DIRZO, E. HUBER-SANWALD, L. F. HUENNEKE, R. B. JACKSON, A. KINZIG, R. LEEMANS, D. M. LODGE, H. A. MOONEY, M. OESTERHELD, N. LEROY POFF, M. T. SYKES, B. H. WALKER, M. WALKER & D. H. WALL. 2000. Global biodiversity scenarios for the year 2100. *Science* 287: 1770–1774. <https://doi.org/10.1126/science.287.5459.1770>
- SALDIAS PAZ, M. 1993. *Mimosoideae*. En: Killeen, T. J., E. García Estigarribia & S. G. Beck (eds.), *Guía de Árboles de Bolivia*, pp. 420–456. Herbario Nacional de Bolivia & Missouri Botanical Garden, Edit. Quipus srl., La Paz.
- SANZ-ELORZA, M., E. D. DANA SÁNCHEZ & E. SOBRINO VESPERINAS (eds.). 2004. *Atlas de las Plantas Alóctonas Invasoras en España*. Dirección General para la Biodiversidad, Madrid.
- SÁNCHEZ GULLÓN, E., F. VERLOOVE & V. SILVA. 2017. New records of interesting xenophytes in the Iberian Peninsula. VII. *Folia Bot. Extremadurensis* 11: 39–50.
- SCHRECK REIS, C., H. MARCHANTE, H. FREITAS & E. MARCHANTE. 2013. Public perception of invasive plant species: assessing the impact of workshop activities to promote young students' awareness. *Int. J. Sci. Educ.* 35: 690–712. <https://doi.org/10.1080/09500693.2011.610379>
- THIERS, B. [permanentemente actualizado, consulta 2014]. *Index Herbariorum: a global directory of public herbaria and associated staff*. New York

- Botanical Garden's Virtual Herbarium. <http://sweetgum.nybg.org/ih>
- TROPICOS.ORG. MISSOURI BOTANICAL GARDEN. 2020. [online]. Disponible en: <http://www.tropicos.org> [consulta noviembre 2020]
- ULIBARRI, E. A. 2004. *Leucaena leucocephala* (Leguminosae-Mimosoideae) adventicia en Argentina. *Hickenia* 3: 221–224.
- ULIBARRI, E. A., E. V. GÓMEZ-SOSA, A. M. CIALDELLA, R. H. FORTUNATO & D. BAZZANO. 2002. Leguminosas nativas y exóticas. En: Hurrell J. A. & H. B. Lahitte (eds.), *Biota Rioplatense VII*. LOLA, Buenos Aires.
- VALINOTTI, P. & R. HEYN. 1991. Adaptación y producción de forraje de ecotipos de *Leucaena* en Barrerito, Paraguay. *Pasturas Trop.* 13: 41–43.
- VATTAKAVEN, T., R. GEORGE, D. BALASUBRAMANIAN, M. RÉJOU-MÉCHAIN, G. MUTHUSANKAR, B. RAMESH & R. PRABHAKAR. 2016. India Biodiversity Portal: An integrated, interactive and participatory biodiversity informatics platform. *Biodivers. Data J.* 4: e10279. [online]. Disponible en: <https://doi.org/10.3897/BDJ.4.e10279> [consulta diciembre 2020]
- VOSSLER, F. G. 2019. 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>
- WEBER, E., S.-G. SUN & B. LI. 2008. Invasive alien plants in China: diversity and ecological insights. *Biol. Invas.* 10: 1411–1429. <https://doi.org/10.1007/s10530-008-9216-3>
- WELLS, M. J., R. J. POYNTON, A. A. BALSINHAS, C. F. MUSIL, H. JOFFE, E. VAN HOEPEN & S. K. ABBOTT. 1986. The history of introduction of invasive alien plants to southern Africa. En: MAC DONALD I. A. W., F. J. KRUGER & A. A. FERRAR (eds.), *The Ecology and Management of Biological Invasions in Southern Africa*, pp. 21–35. Oxford University Press, Cape Town.
- WESTERN AUSTRALIAN HERBARIUM. 1998. FloraBase—the Western Australian Flora. Department of Biodiversity, Conservation and Attractions [online]. Disponible en: <https://florabase.dpaw.wa.gov.au/> [consulta diciembre 2020]
- ZÁRATE PEDROCHE, S. 1994. Revisión del género *Leucaena* Benth. en México. *Anales Inst. Biol. Univ. Nac. Auton. Mexico, Bot.* 65: 83–162.
- ZULOAGA, F. O., O. MORRONE & M. BELGRANO. 2008. *Catálogo de las plantas vasculares del Cono Sur (Argentina, sur de Brasil, Chile, Paraguay y Uruguay)*. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden Press., St. Louis, USA.
- ZULOAGA, F. O., M. J. BELGRANO & C. A. ZANOTTI. 2019. An update of the catalogue of the vascular plants of the Southern Cone. *Darwiniana, N. S.* 7: 208–278. <https://doi.org/10.14522/darwiniana.2019.72.861>

ANEXO

Material examinado (los números entre corchetes al final de cada ejemplar examinado están referenciados en la Tabla 1 y Fig. 1):

ARGENTINA. Prov. Buenos Aires: *Pdo. Zárate*, Zárate, Paseo de la Cruz, “barrancas, escapado de cultivo, flor blanquecina y con frutos, arbolito de 1 m altura”, 06/XI/2002, *Ulibarri 1842* (SI) [1]. Zárate, Parque de la Cruz, “escapado de cultivo en la Barranca del Paraná”, 25/XI/2002, *Mollard et al. 6* (SI) [2]. *Pdo. La Plata*, La Plata, “cultura”, IX/1898 (LPS 23770) [3]. Prov. Chaco: *Dpto. Comandante Fernández*, Presidencia Roque Sáenz Peña, “EEA Sáenz Peña”, 19/XII/1983, *A. O. Bordón* (CTES 408777) [4], “EEA Sáenz Peña”, 18/III/1981, *F. Gilbert* (CTES 408784) [5]. *Dpto. General Güemes*, Juan José Castelli, “cultivada, flores blancas”, 01/IX/2004, *F. G. Vossler 313* (LP) [6], “individuos naturalizados en borde zanja en cruce de Ruta 9 y Av. San Martín (ingreso a la ciudad), cerca de individuos cultivados en la Virgen del Valle”, 21/X/2019, *F. G. Vossler 414* (LP) [7], “población invasora en terreno baldío centro de la ciudad (sobre calle Mariano Moreno entre calles Salta y Rivadavia)”, 22/X/2019, *F. G. Vossler 412* (LP) [8], “población invasora en bordes de camino de tierra y en terrenos baldíos, cerca de árboles cultivados”, 22/X/2019, *F. G. Vossler 413* (LP) [9], “individuos arborescentes de 5 m creciendo sobre tumbas en ruinas en Cementerio J.J. Castelli, espontáneo”, 17/XII/2021, *F. G. Vossler 644* (CTES) [10]. Villa Río Bermejito, “espontánea en el patio de una casa, debajo de árbol cultivado. Semillas de frutos verdes y maduros picoteados por aves”, 08/IX/2018, *F. G. Vossler 411* (LP) [11], “renovales entre 1 y 2 m fructificados, invasores, creciendo en las barrancas y costa del río Bermejito”, 16/XII/2021, *F. G. Vossler 633* (CTES) [12]. *Dpto. Libertador General San Martín*, Gral. José de San Martín, 27/VIII/2004, *C. R. Salgado 289* (CTES) [13]. Ea. La Leonor, Costa inundable del río Bermejo, “Arbolito 2-3 m alt.; flores blancas”, 25-26/V/1988, *A. Schinini 26303* (MO) [14]. *Dpto. 1° de Mayo*, Colonia Benítez, “Árbol aquí cultivado, procede del Paraguay, orilla río Paraguay, frente a Formosa”, II/1933 y IV/1933, *A. G. Schulz* (SI 217600) [15]. *Dpto. Mayor Luis Jorge Fontana*, Enrique Urién, “Cultivado, procede de México. Lo trajo Carlos Schulz, allí es silvestre. Arbolito, 3-4 m alt”, 31/VII/1974, *A. G. Schulz 18794* (F) [16]. *Dpto. San Fernando*, Resistencia, “Población invasora en banquinas sobre Ruta Nacional 11 y en zanjas alledañas que se conectan con el Río Negro, observable desde el puente del Río Negro y Ruta Nacional 11”, 23/X/2019, *F. G. Vossler 408* (LP) [17]. Prov. Corrientes: *Dpto. San Cosme*, Arroyo San Juan y Río Paraná, “Árbol de 5 m de altura. Flores blancas”, 4/IV/1979, *Vanni 33* (SI) [18]. Prov. Entre Ríos: *Dpto. La Paz*, La Paz, “Costa del río”, 25/VII/1981, *Muñoz 1734* (SI) [19]. *Dpto. Paraná*, Paraná, “Arbusto sobre boulevard calle Antonio Crespo casi Av. Francisco Ramírez, individuo naturalizado de 1,5 m florecido y fructificado”, 01/XII/2019, *F. G. Vossler 432* (LP) [20], “porte arbóreo, invasor barrancas de Arroyo La Santiagueña, formando densas poblaciones”, 28/III/2022, *F. G. Vossler 677* (CTES) [21], “individuo 4 m, florecido y fructificado, creciendo espontáneamente en cantero junto a un árbol cultivado de “fresno” del arbolado urbano de la ciudad”, 28/III/2022, *F. G. Vossler 678* (CTES) [22], “individuo asilvestrado porte arbóreo 4 m, florecido, en la costa del río Paraná junto a vegetación ribereña, camino de la Costanera”, 28/III/2022, *F. G. Vossler 679* (CTES) [23]. Prov. Formosa: *Dpto. Capital*, Formosa, “se lo cultiva en plazas y paseos ¿silvestre?”, 23/VI/1934, *Meyer 943* (SI) [24]. *Dpto. Patiño*, Ea. Canesin-Welsh, por ruta 95 a 7 Km N del cruce de las rutas 95 y 81, “Ruderal. Cultivado”, 29/III/1992, *Renée H. Fortunato et al. 3310* (BAB, G, MO, SI) [25]. Prov. Jujuy: *Dpto. Ledesma*, Ledesma, “vías férreas, estación Ledesma, árbol aproximadamente 5 m altura, flores blanquecinas con frutos del año anterior, asilvestrada forma pequeños matorrales”, 21/II/2004, *Ulibarri 1867* (SI) [26], “Cercanías del barrio San Antonio, al borde de canales de riego en cañaverales. Camino al río Aguas Negras, asilvestrada, flor blanquecina”, 24/II/2004, *Ulibarri 1887* (SI) [27]. Parque Nacional Calilegua, Yacimiento Caimancito, Este Caimancito, Pozo 40 (23°38'31,4" 64°35'52,8"O, 550 m s. m.), 18/III/2020, *Carranza et al. 4680* (JUA) [28]. *Dpto. San Pedro*, El Cuarteadero, (24°21'31,6"S, 64°57'49,1"O, 836 m s. m.), 23/X/2017, *Carranza 4678* (JUA) [29]. *Dpto. Santa Bárbara*, 20 Km de Caimancito en dirección a Agua Caliente (23°43'60"S 64°33'59"O, 363 m), 27/IX/2015, *R. Fortunato et al. 12932* (BAB)

[30]. El Piquete, 05/VII/1977, *Breglia 148* (JUA) [31]. Prov. Misiones: *Dpto. Eldorado*, Eldorado, *H. A. Keller 5902* (CTES) [32]. Prov. Salta: *Dpto. Orán*, Cerca de Aguas Blancas, estación de aforo (-22,725493 -64,365178), 31/X/2013, *A. A. Cocucci & A. N. Sérsic 5302* (CORD) [33]. Orán, “3,65 Km al W de Orán por camino vecinal en dirección a Santa María” (-23,18333 -64,33333, 490 m), 17/XII/2002, *R. Fortunato et al. 7853* (MO) [34]. Prov. Santiago del Estero: *Dpto. Capital*, Santiago del Estero, borde del camino de la Costanera cerca de Av. Alsina. “Probablemente cultivados, pero con vías de ser adventicios”, 01/XII/2003, *Ulibarri 1860* (SI) [35]. Prov. Tucumán: *Dpto. Capital*, San Miguel de Tucumán, 14/IV/1917, *Lillo 18815* (SI) [36], Río Salí, “orilla del río, arbusto, 1,50 m, flores blancas”, 30/IV/1921, *S. Venturi 778* (US) [37], “Población asilvestrada (denso bosquecillo invasor) en los alrededores del CIIDEPT (Av. José Ingenieros 260) cerca de la Terminal de Ómnibus. En cercanía a árboles cultivados”, 12/IX/2019, *F. G. Vossler 382* (LP) [38].

Material adicional examinado:

BRASIL. *Estado de Paraná*: Antonina, “Arbusto 1m50, flor creme, terrenos baldios”, 17/II/1967, *G. Hatschbach 16004* (NY). CHILE. *Región de Arica y Parinacota*: Valle de Azapa, 4-12 Km E of Arica, 18°30'S 70°13'O (-18.5000000, -70.2166667), 125 m s. m., “Arbolito 2-4 m; flowers white. Cultivated in Arica and in the Valle de Azapa. Widely naturalized in the valley. Seed attacked by bruchids”, 14/II/1989, *J. Aronson 7773* (MO), *J. Aronson 7777* (MO).



DISTRIBUCIÓN Y ESTADO DE CONSERVACIÓN DE *PHYTOLACCA TETRAMERA* (PHYTOLACCACEAE), UNA RARA PLANTA ENDÉMICA DE LAS PAMPAS ARGENTINAS

DISTRIBUTION AND CONSERVATION STATUS OF *PHYTOLACCA TETRAMERA* (PHYTOLACCACEAE), A RARE ENDEMIC PLANT OF THE ARGENTINE PAMPAS

Elián L. Guerrero^{1*}, Luis G. Pagano^{2†}, Agustín M. Abba^{3,4}, Pablo G. Grilli⁵, Alejandro Galup⁶, María J. Apodaca^{1,4}, Facundo G. Di Sallo⁷ & Gustavo Delucchi^{1,8}

SUMMARY

Background and aims: The “ombusillo”, *Phytolacca tetramera*, is a rare plant endemic to the northeast of Buenos Aires province, Argentina. The objective of this work is to provide a more accurate approximation of its distribution area, to evaluate the conservation status of the species and to list the threats to its conservation.

M&M: The occurrence sites were obtained from herbarium specimens, databases, bibliography, and fieldwork. We delimited geographic cores, or potential subpopulations, for groups of “ombusillos”. We surveyed the activities that threaten the survival of the species and finally the conservation status was evaluated using the IUCN criterion B1 (extent of occurrence).

Results: *Phytolacca tetramera* is currently restricted to the coast of the Río de la Plata between 4 and 15 m asl, from the district of La Plata to the Samborombón Bay. It has an extension of presence of 4313.714 km², in which four geographic cores were identified. In accordance with IUCN criterion B1, we propose the category Endangered B1ab(i,iii) for *P. tetramera*. The threats to the survival of the species are diverse and need further studies, urbanization being one of the most serious.

Conclusions: Due to the restricted geographical extension of *P. tetramera* and its possible threats, it is essential to carry out actions for the conservation of this species. Among the priority actions for the future, it is essential to know more about its dispersal capacity and regeneration niche.

KEY WORDS

Degree of threat, IUCN categorization, geographical range, grasslands, ombusillo, small range endemic.

RESUMEN

Introducción y objetivos: El ombusillo, *Phytolacca tetramera*, es una planta rara, endémica del noreste de la provincia de Buenos Aires, Argentina. El objetivo de este trabajo es proporcionar información detallada y actualizada del área de distribución de la especie, evaluar su estado de conservación y discutir las amenazas para su conservación.

M&M: Los sitios de ocurrencia de la especie se obtuvieron a partir de material de herbario, bases de datos, bibliografía y viajes de campo. Delimitamos núcleos geográficos (potenciales subpoblaciones) para los grupos de ombusillos. Relevamos las posibles amenazas mediante observaciones a campo y evaluamos el estado de conservación usando el criterio B1 de la UICN (extensión de presencia).

Resultados: *Phytolacca tetramera* está restringida en la actualidad al litoral del Río de la Plata entre las cotas de 4 y 15 msnm, desde el partido de La Plata hasta la Bahía Samborombón. Posee una extensión de presencia de 4313,714 km², en los cuales se identificaron cuatro núcleos geográficos. De acuerdo con el criterio B1 de la UICN, proponemos la categoría En Peligro B1ab(i,iii) para *P. tetramera*. Las amenazas a la supervivencia de la especie son diversas, aunque deben ser mejor estudiadas, siendo la urbanización una de las más importantes.

Conclusiones: Debido a la extensión geográfica restringida de *P. tetramera* y a sus posibles amenazas, resulta imprescindible llevar a cabo acciones para la conservación de esta especie. Dentro de las acciones prioritarias a futuro es fundamental conocer más sobre su capacidad de dispersión y nicho de regeneración.

PALABRAS CLAVE

Categorización UICN, endemismo restringido, grado de amenaza, ombusillo, pastizales, rango geográfico.

1. División Plantas Vasculares, Museo de La Plata, Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, Argentina.

2. División Zoología Vertebrados, Museo de La Plata.

3. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP), Argentina.

4. CONICET, Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas.

5. Instituto de Ciencias Sociales y Administración, Universidad Nacional Arturo Jauretche, Argentina.

6. Vivero Ecológico La Sombra, Valentín Alsina 243, Adrogué, Buenos Aires, Argentina.

7. Instituto de Biología Subtropical (CONICET-UNaM), Argentina.

8. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, UNLP, Argentina.

*eguerro@fncym.unlp.edu.ar

Citar este artículo

GUERRERO, E. L., L. G. PAGANO, A. M. ABBA, P. G. GRILLI, A. GALUP, M. J. APODACA, F. G. DI SALLÓ & G. DELUCCHI. 2023. Distribución y estado de conservación de *Phytolacca tetramera* (Phytolaccaceae), una rara planta endémica de las Pampas Argentinas. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 801-814.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n4.38064>

Recibido: 21 Jun 2022

Aceptado: 28 Nov 2022

Publicado impreso: 30 Dic 2022

Editora: Melisa Adriana Giorgis 

ISSN versión impresa 0373-580X

ISSN versión on-line 1851-2372

INTRODUCCIÓN

El ombusillo, *Phytolacca tetramera* Hauman, es una especie de Phytolaccaceae endémica del noreste de la provincia de Buenos Aires, cuya distribución se restringe a pastizales cercanos a la costa del Río de la Plata (Cabrera & Zardini, 1993; Galup, 2006). Se caracteriza por ser una planta geófito dioica de entre 0,3 y 1,5 m de altura, por tener un xilopodio subterráneo del que parten numerosos rizomas, hojas simples espatuladas a lanceoladas, flores tetrámeras en inflorescencias erectas y bayas amarillas (Fabris, 1967; Fig. 1). Florece hacia el final de la primavera y durante el verano (noviembre-diciembre), fructifica hacia fines del verano y comienzo del otoño (febrero-abril), y tiene un período de reposo en invierno hasta el inicio de la primavera (junio-octubre) durante el cual generalmente pierde la parte aérea. Sobrevive la estación fría gracias a sus gruesos rizomas de hasta 25 cm de diámetro (Cabanillas & Sáenz, 2013) que se extienden decenas de metros por debajo de la superficie y son los responsables de generar nuevos vástagos al finalizar el reposo (Galup, 2006). Esto la convierte en una de las plantas más extrañas de la provincia biogeográfica Pampeana, ya que es la única especie de esta provincia que posee troncos bajo tierra formando “árboles subterráneos” de manera similar a especies de las sabanas tropicales como *Jacaranda decurrens* Cham., *Erythrina zeyheri* Harv. o *Parinari capensis* Harv. (White, 1976; Sarmiento & Monasterio, 1983; Simon & Pennington, 2012; Pausas *et al.*, 2018). La distribución restringida de la especie ha propiciado el interés por su conservación (Galup, 2006; Hernández *et al.*, 2009a, b), asimismo sus características fitoquímicas y sus aplicaciones para diversos propósitos han sido estudiadas (Escalante *et al.*, 2002, 2008; Hernández *et al.*, 2009c; Sharry *et al.*, 2011); sin embargo, muchos aspectos básicos de la biología de *P. tetramera* (e.g., distribución geográfica, polinizadores, dispersores y plagas) aún no han sido debidamente abordados (Haene, 2006).

La distribución geográfica de esta especie abarca una porción discontinua del noreste de la provincia de Buenos Aires (Cabrera & Zardini, 1993; Galup, 2006). El ejemplar tipo proviene de Atalaya, cerca de la ciudad de Magdalena (Hauman, 1909, 1913). Luego se conocieron poblaciones aisladas en la zona sur de La Plata, Monte Veloz y Pipinas

por lo que Fabris (1967), Guaglianone (1987) y Cabrera & Zardini (1993) la calificaron como endémica del noreste de Buenos Aires, desde La Plata hasta la Ensenada de Samborombón (Bahía de Samborombón). Galup (2006) indica que la especie se encuentra en unos 15 sitios distribuidos en los partidos de La Plata, Magdalena, Punta Indio y Chascomús, los cuales son muy variables en cantidad de individuos. Posteriormente se conoció una nueva localidad para *P. tetramera* en Puente de Pascua, siendo el sitio más austral conocido hasta ahora (Petri & Gallo, 2011). Por otra parte, son numerosas las referencias poco precisas sobre su distribución geográfica y la mitad de las localidades mencionadas en la bibliografía no están sustentadas por materiales de herbario resguardados en repositorios oficiales.

Debido a que su área de distribución ocupa un sector productivo de Argentina con actividades agrícola-ganaderas y creciente urbanización, el ombusillo se encuentra amenazado por diferentes actividades humanas que se supone han fragmentado y disminuido sus poblaciones (Delucchi, 2006; PlanEAR, 2019). Se presume que, entre otros factores antrópicos, la expansión urbana, construcción de caminos y su desmalezamiento periódico, la minería, instalaciones industriales, utilización de herbicidas en establecimientos agropecuarios y el pisoteo del ganado, son las principales amenazas para esta especie (Hernández *et al.*, 2009a, b; Petri *et al.*, 2010), aunque las referencias documentadas al respecto son escasas. Di Sallo *et al.* (2012) notaron que otro factor que puede amenazar la persistencia de la especie es la falta de dispersión natural de sus frutos, que permanecen en la planta hasta que ésta pierde su parte aérea, sin que ningún animal interactúe con ellos.

Debido a la reducción de su hábitat, se ha propuesto que el estado de conservación de esta especie corresponde a la categoría de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) “En Peligro Crítico” (Delucchi, 2006); sin embargo, no se explicitan los criterios utilizados para realizar dicha categorización. A su vez, el ombusillo fue considerado en la categorización del grado de amenaza de especies endémicas de Argentina, como “de distribución restringida con poblaciones escasas o sobre las que se presume que puedan actuar uno o más factores de amenaza” (PlanEAR, 2019). El objetivo de este trabajo es

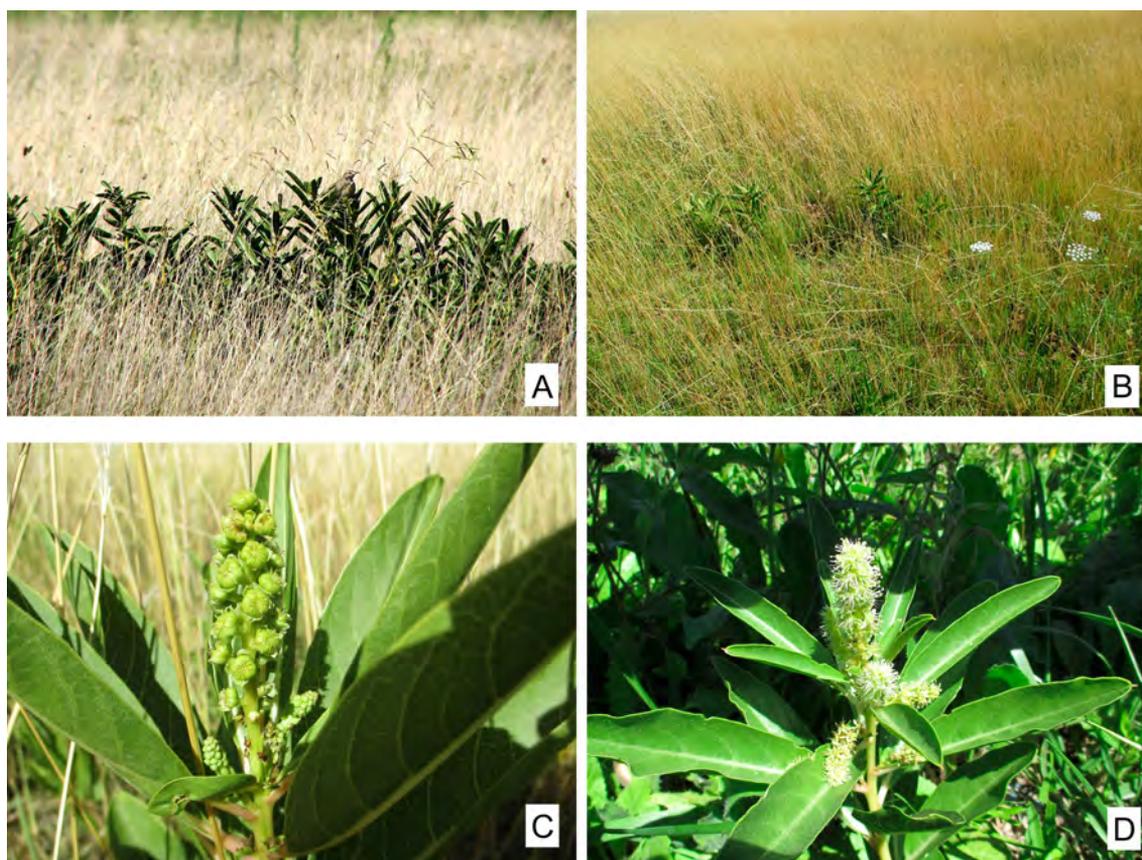


Fig. 1. *Phytolacca tetramera*. **A:** Plantas femeninas. **B:** Plantas masculinas. **C:** Inflorescencia femenina. **D:** Inflorescencia masculina.

conocer la distribución, la abundancia y evaluar el estado de conservación de *P. tetramera*.

MATERIALES Y MÉTODOS

Distribución geográfica

Para establecer la distribución geográfica de *P. tetramera* se consultaron los especímenes provenientes de los herbarios BA, BAA, BAB, LP, LPAG y SI (Thiers, continuously updated), las bases de datos Flora Argentina y del Cono Sur (2018), GBIF (2019) y Tropicos (2019), y la bibliografía existente (Hauman, 1909, 1913; Fabris, 1967; Nowicke, 1968; Guaglianone, 1987; Galup, 2006). Además, se realizaron viajes de campo y se consultaron informantes calificados como especialistas, investigadores que trabajaron

en el área y pobladores locales con conocimiento de la especie. Prácticamente todas las localidades mencionadas en los ejemplares de herbarios, bibliografía y por informantes fueron validadas mediante viajes al campo. Se realizaron más de 60 salidas de campo entre noviembre y abril (período en el que se desarrolla la parte aérea de la planta) desde el año 2010 hasta el 2022. El mapa de distribución se realizó mediante el software Qgis. Los datos analizados están disponibles en el Material suplementario, Tabla S1.

Los sitios de ocurrencia se dividieron en “núcleos geográficos” o potenciales subpoblaciones. Se define como núcleo geográfico a un grupo de individuos de la especie que se infiere tienen una probabilidad de entrecruzamiento mayor entre sí por su cercanía que con los individuos de otros núcleos más lejanos, o sea, grupos de especímenes

que pueden potencialmente ser considerados como subpoblaciones (UICN, 2012). Se consideraron como parte de un mismo núcleo a los individuos que se encuentren a una distancia menor a 7 km entre sí, y distanciados por más de 10 km de otros grupos de ombusillos. Se utiliza el término núcleo geográfico en lugar de subpoblaciones debido a que no se conoce si existe intercambio de genes entre individuos de distintos núcleos ni entre distintos sectores dentro de cada núcleo, ya que no se utilizaron técnicas moleculares para verificar que constituyan verdaderas subpoblaciones. Por esta misma razón, la distancia de separación entre núcleos también es arbitraria y solo se refiere a esta distancia como una barrera potencial para el intercambio genético entre posibles subpoblaciones.

Por otra parte, se contabilizó el número mínimo de individuos observados. Debido a que el ombusillo tiene un gran desarrollo subterráneo de rizomas, es probable que existan clones de un mismo individuo, por lo que es muy difícil delimitar la independencia entre individuos y por ello la estimación de la cantidad de individuos debe ser tomada como tentativa. Cuando se hallaron ramas epigeas con estructuras reproductivas de sexos diferentes y grupos de ramas epigeas distanciados por al menos 15 m, se contabilizaron como individuos diferentes.

Estado de conservación

Se evaluó el estado de conservación siguiendo la metodología propuesta por la UICN (UICN, 2012). Se utilizó el criterio B1 (distribución geográfica representada como extensión de presencia). Los criterios A, C, D y E no fueron utilizados debido a la dificultad para delimitar individuos y a la falta de indicadores de la dinámica poblacional. La extensión de presencia se obtuvo mediante la herramienta GeoCAT (<http://geocat.kew.org/>, Bachman *et al.*, 2011). El núcleo poblacional fue considerado análogo al concepto de localidad de UICN (2012) para evaluar si se cumple la condición (a) del criterio B, que contempla el grado de fragmentación o el número de localidades de la especie.

Como complemento, durante el trabajo de campo se realizaron observaciones de las actividades antrópicas propuestas por autores previos como posibles amenazas para la supervivencia del ombusillo y observaciones de la posible escasez o ausencia de dispersores naturales (Di Sallo *et al.*, 2012) para considerar si se cumple la condición (b)

del criterio B, que contempla los cambios en varios aspectos de la distribución geográfica, calidad del hábitat y número de individuos maduros.

RESULTADOS

Distribución geográfica

Phytolacca tetramera se distribuye en el noreste de la provincia de Buenos Aires (Argentina) entre 4 y 15 msnm, donde fueron identificados cuatro núcleos geográficos (Fig. 2):

N1. Arroyo El Pescado-Ignacio Correas (partido de La Plata). Se hallaron 17 individuos en ambos márgenes del Arroyo El Pescado, en los mismos sitios en los que la especie fue recolectada hace casi un siglo. En el barrio Parque Sicardi-Villa Garibaldi, en el margen norte del Arroyo El Pescado, se encuentran al menos una decena de individuos que crecen en las partes más altas (10-15 msnm). Al sur, en Ignacio Correas, se hallaron siete individuos. En ambos casos, la creciente urbanización, desmalezados, quemados, disposición de residuos, tránsito vehicular y de animales constituyen amenazas para *P. tetramera*. La especie se encuentra en pastizales bajos de *Bothriochloa laguroides* (DC.) Herter, arbustales con *Baccharis notoserigila* Griseb. y *Acanthostyles buniifolius* (Hook. ex Arn.) R.M. King & H. Rob., y en cardales de *Dipsacus* L., *Carduus* L. o *Centaurea* L.

N2. Atalaya-Magdalena-Los Naranjos y alrededores (partido de Magdalena). Este núcleo geográfico incluye la localidad tipo de la especie. La mayoría de los ejemplares crecen principalmente en las banquetas de la Ruta 11, que corre sobre la línea de costa de las intrusiones marinas del Cuaternario, y sobre el camino que se dirige a la localidad de Ardití. En este núcleo, la urbanización en la zona de Los Naranjos y obras en la Ruta 11 constituyen las principales amenazas. El número de individuos contabilizado en este núcleo fue 31. En cuanto a las comunidades de vegetación donde ocurre la especie en este núcleo, pueden mencionarse los pastizales bajos de *B. laguroides*, los pastizales con especies de flechillas de 0,5-1 m de altura de los géneros *Nassella* (Trin.) E. Desv., *Jarava* Ruiz & Pav. y *Piptochaetium* J. Presl, acompañadas de otras especies como las de los géneros *Poa* L., *Bothriochloa* Kuntze, *Panicum* L., los arbustales con *Baccharis notoserigila*, *Baccharis punctulata*

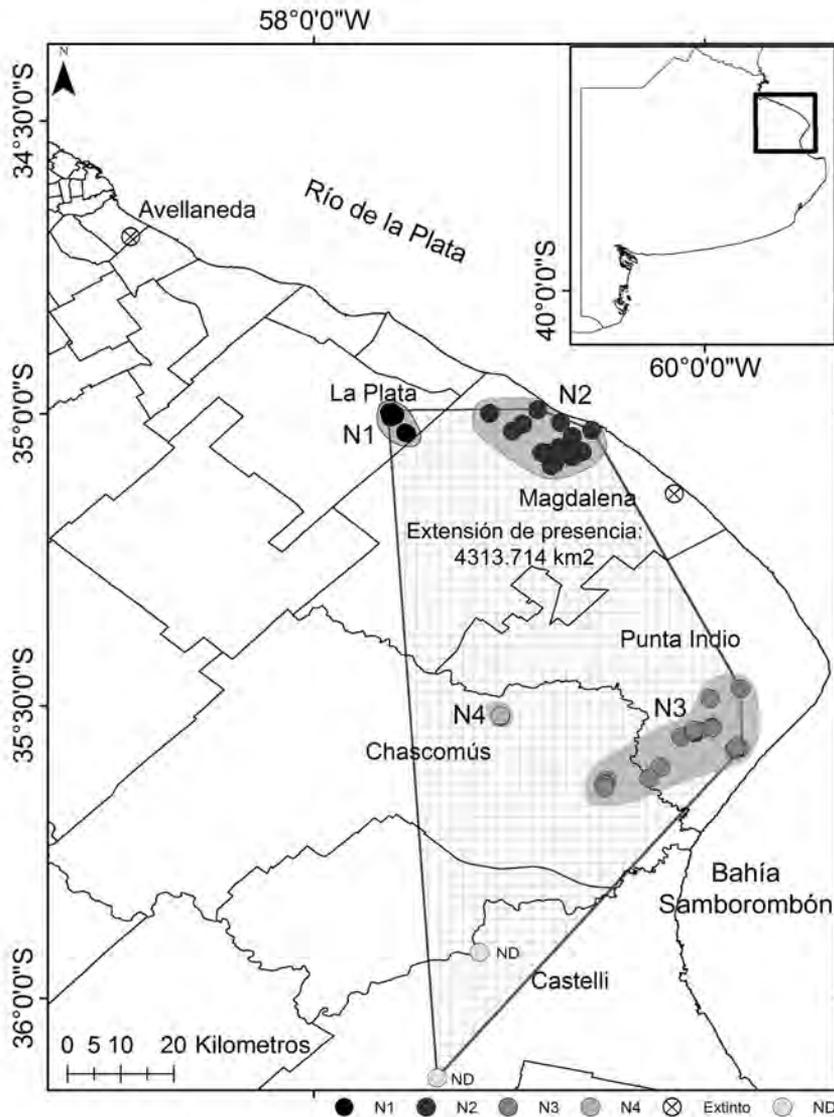


Fig. 2. Mapa de distribución de *Phytolacca tetramera* en la provincia de Buenos Aires, Argentina. Abreviaturas= N1-N4: núcleos geográficos; ND: individuo aislado que no conforma núcleos. Símbolo= Círculos con una cruz: núcleos extintos (Wilde, partido de Avellaneda; El Destino, partido de Magdalena).

DC., *Baccharis glutinosa* Pers. o *A. buniifolius*, cardales de *Dipsacus* o *Carduus*, y bordes de alambrados con *Celtis tala* Gillies ex Planch.

N3. Pipinas-Monte Veloz (partido de Punta Indio) y Talares del Río Samborombón (partido de Chascomús). Abarcando unos 166.535 km², es el núcleo de mayor extensión geográfica. Se dispone principalmente alrededor de las canteras de conchilla (Camino Larcomar-Estancia Pancho

Díaz) y entre la Estancia Punta Indio y los alrededores de Escribano, a ambos lados del Río Samborombón. En Pipinas, la especie crece en el borde del camino, en pastizales de flechillas de los géneros antes mencionados con baja carga ganadera y en pastizales bajos de *B. laguroides* con carga media sobre suelos loessicos desarrollados sobre el cordón de playa relictual de la ingesión marina del Pleistoceno superior (Fucks *et al.*, 2010). En Monte

Veloz no se hallaron individuos, solo se cuenta con material de herbario. Más cerca del Río de la Plata, crecen sobre los cordones de playa de la última ingresión marina. En Estancia Punta Indio y en los alrededores de Escribano se encuentran en bosques de *C. tala*, también sobre estas últimas geoformas. El número de individuos contabilizado en este núcleo fue 21.

N4. Estancia El Ceibo (partido de Chascomús). Es el núcleo más pequeño, cercano al de Pipinas y alrededores, pero mucho más alejado de la costa del río. Es bastante atípico por el tamaño de los ejemplares, que tienen mayor altura y poseen hojas más largas, lo cual puede deberse a que crecen a la sombra, dentro de un bosque de *C. tala*. El número de individuos contabilizado en este núcleo fue de al menos dos.

Además, se encontraron individuos aislados en sitios que no fueron considerados núcleos debido a la condición dioica de la especie. Así, es el caso de Puente de Pascua (partido de Castelli), donde se encontró un ejemplar masculino en un pastizal degradado dedicado a la ganadería, en suelos formados sobre la Formación Pascua (Petri & Gallo, 2011). También en Ruta 2, a 4 km al norte de Estación Sevigne (partido de Castelli), se tiene constancia de un individuo masculino que constituye el registro más austral de la especie y se encuentra separado de los más cercanos por 35 km en línea recta. Por último, en la localidad de Wilde (partido de Avellaneda) y alrededores, la especie no se ha vuelto a registrar desde mediados del siglo XX. Dicha área se encuentra altamente urbanizada y como al explorar todos los remanentes de vegetación (semi-)natural no se encontraron individuos, se considera a esta población local como extinta. Del mismo modo, se consideró extinta en la localidad El Destino (partido de Magdalena) ya que solo se había registrado un ejemplar femenino (A. Galup, obs. pers.), pero la banquina en donde crecía se encuentra cubierta por residuos de podas, por lo que es posible que ese ejemplar haya desaparecido, ya que en las últimas dos temporadas no lo hemos podido localizar nuevamente. Consecuentemente, ambas localidades fueron excluidas para el cálculo del área de extensión de la especie.

Estado de conservación y amenazas

De acuerdo a los criterios de la UICN (UICN, 2012), se propone para *P. tetramera* la categoría

En Peligro (EN; criterios B1ab(i,iii)), basada en su extensión de presencia de 4313,714 km², su número de localidades igual a cuatro, la disminución continua observada de la extensión de presencia, considerando la ausencia de individuos en Wilde (Avellaneda) y El Destino (Magdalena), y finalmente la disminución observada de la calidad de hábitat, principalmente por el avance de las conurbaciones de la ciudad de La Plata y de Magdalena, así como algunos núcleos urbanos menores como Ignacio Correas, Los Naranjos, Magdalena y Pipinas. El avance urbano es una de las causas más claras del declive de esta especie. El único sitio donde, con bastante seguridad, se puede declarar extinta localmente es Wilde, y la causa sería sin dudas la urbanización acelerada durante el siglo XX. En La Plata también se pudo constatar cómo la urbanización afecta al ombusillo; así, en Villa Garibaldi se observó cómo un sector donde crece *P. tetramera* sufrió modificaciones durante los últimos años, pasando de ser un pastizal a un área urbanizada (Fig. 3A-B). Consecuentemente, parte de estos ombusillos han desaparecido debido a la construcción de viviendas y calles. Asimismo, se produjo una disminución de la calidad del hábitat ya que los ejemplares de esta zona son recortados continuamente, aplastados por vehículos, fragmentados por la ampliación de zanjas de drenaje (Fig. 4A) y tapados por residuos. Las plantas que aún hoy resisten en La Plata-Ignacio Correas (núcleo N1) son los restos de ejemplares más grandes, que sobreviven en veredas y terrenos baldíos que aún no han sido vendidos. Al menos tres de ellos en Villa Garibaldi y dos en Ignacio Correas hace varios años que no llegan a florecer porque son cortados constantemente. Tan solo en el año 2022 en Villa Garibaldi se desmalezó para lotear terrenos uno de los campos donde se halla uno de los ejemplares y se construyeron dos casas contiguas sobre otro de los ejemplares que quedó reducido a unas pocas ramas en la vereda. Otro ejemplar que se encuentra en un terreno baldío probablemente desaparezca en los próximos años debido a que el lote fue vendido.

Además de la urbanización, otros factores podrían ser considerados como amenazas para la supervivencia de la especie. Así, las especies exóticas naturalizadas en la región representan otra amenaza para el ombusillo ya que al ser una planta heliófila, se presume que el sombreado

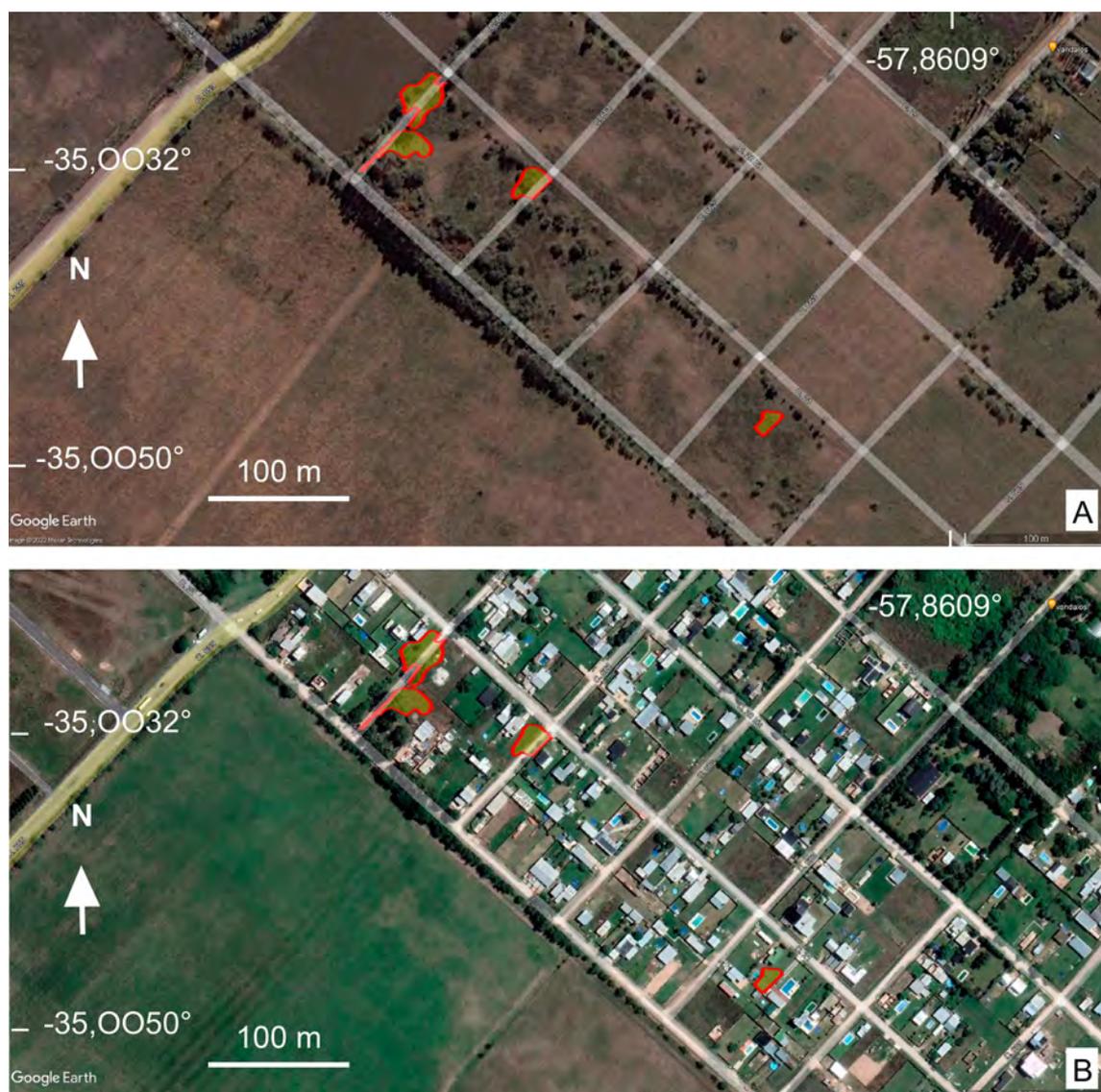


Fig. 3. Imágenes satelitales del sur de Villa Garibaldi (partido de La Plata) con el avance de la urbanización en los sitios que ocupa *Phytolacca tetramera* a través del tiempo. **A:** Imagen satelital del año 2005 (Google Earth). **B:** Imagen satelital del año 2022 (Google Earth). Individuos de ombusillo marcados en amarillo con borde rojo.

de los árboles (*Ligustrum lucidum* W.T. Aiton, *Gleditsia triacanthos* L., *Myoporum laetum* G. Forst.), palmeras (*Phoenix canariensis* H.Wildpret) y algunas hierbas de gran tamaño como los cardos (*Carduus*, *Cynara* L., *Dipsacus*), pueden afectar negativamente a la especie (Fig. 4A-B). La presencia de ombusillo en campos ganaderos no

es frecuente, pero se observó el consumo de ramas jóvenes por parte de un caballo, por lo que el efecto de la ganadería debe ser analizada en el futuro.

La construcción de rutas, el tránsito vehicular y las industrias fueron mencionadas en la bibliografía como amenazas; sin embargo, la influencia de estos factores sobre *P. tetramera* es ambigua ya que la

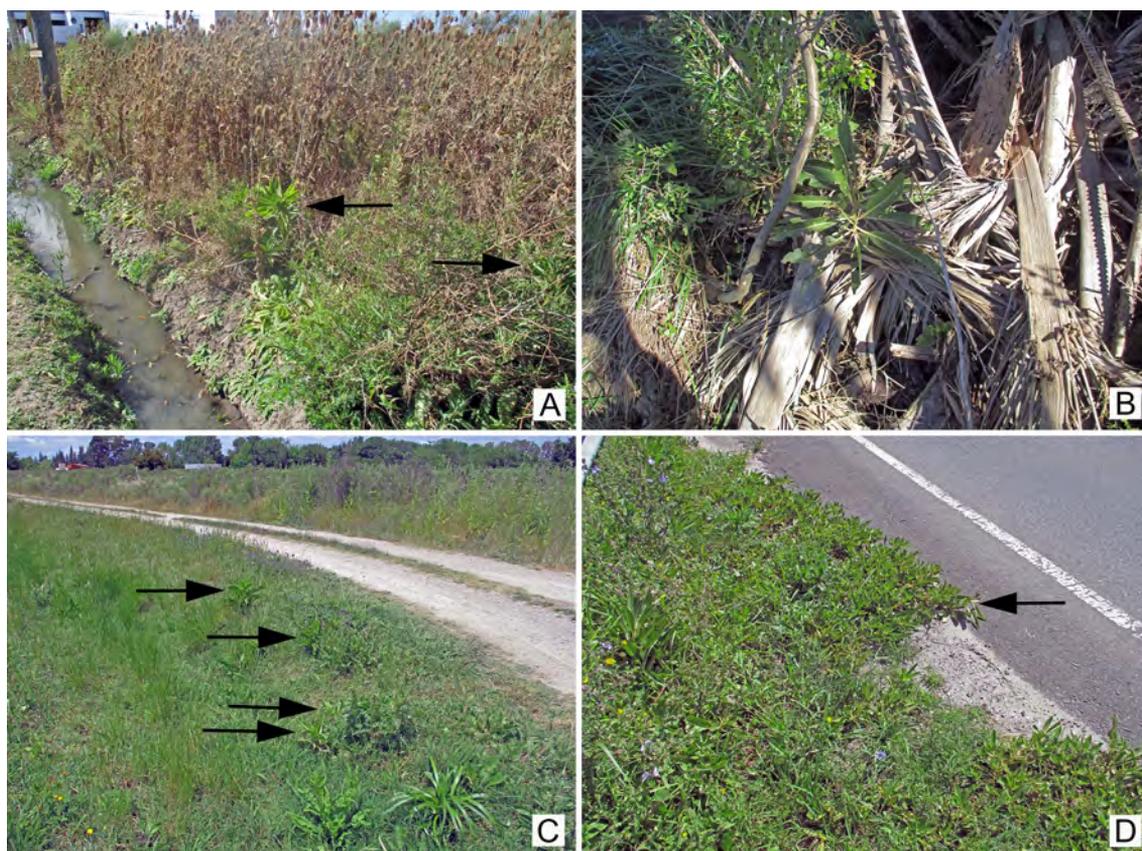


Fig. 4. Amenazas para la conservación de *Phytolacca tetramera*. **A:** *Dipsacus* sp. cubriendo un ombusillo. **B:** Hojas de *Phoenix canariensis* cubriendo un ombusillo. **C:** Ombusillos creciendo en borde de camino en Ignacio Correas (partido de La Plata). **D:** Ombusillos con aspecto rastrero al ser aplastados por automóviles, en la “curva de la Nestlé” (partido de Magdalena). Símbolos= flechas negras: ramas de ombusillo.

remoción de tierra y la elevación de la cota para construir caminos, así como el tránsito parecería que benefician de algún modo al ombusillo, ya que se observa una gran abundancia de la especie en banquinas, tanto en rutas asfaltadas como en caminos de tierra (Fig. 4C), incluso siendo más frecuentes en banquinas, como la Ruta 11, que dentro de los campos que rodean la ruta. Sin embargo, en lugares donde el tránsito es más frecuente, los ombusillos no alcanzan a florecer (Fig. 4D). Por otra parte, el sector industrial no ocupa una superficie significativa dentro del área de distribución del ombusillo. La única industria ubicada en un sitio de ocurrencia de esta especie era una cementera CORCEMAR, luego comprada por Loma Negra, en Pipinas. En esta localidad hay

registros de ombusillo desde el año 1920 hasta la actualidad. Si bien la especie parece no ser afectada por las instalaciones industriales de esta localidad, el problema radica en la zona de extracción de la materia prima, ya que proviene de canteras ubicadas en zonas donde crecen ombusillos. La minería en la región, dedicada principalmente a la extracción de conchilla, inicia con la extracción total del suelo para acceder al calcáreo enterrado, por tanto, si en dichos suelos existían ombusillos, éstos fueron removidos. De hecho, nunca se hallaron ejemplares dentro las canteras abandonadas de Magdalena ni de Pipinas, aunque existen ejemplares alrededor de ellas.

Otra posible amenaza es la falta de dispersores naturales de las semillas del ombusillo. En efecto,

nunca pudimos observar, durante diez años de trabajo, ningún animal nativo o introducido alimentándose de los frutos, ni observamos marcas para suponer que algún animal los haya consumido.

DISCUSIÓN

Este estudio ofrece una descripción exhaustiva y actualizada de la distribución geográfica y el estado de conservación de *Phytolacca tetramera*. Esta especie es la única planta vascular endémica del noreste de Buenos Aires, por lo que dicha información resulta de suma importancia al momento de diseñar acciones para la conservación y manejo de esta especie.

Distribución geográfica

Hasta el inicio del siglo XXI, la mayoría de los registros del ombusillo provino de banquetas de rutas y caminos. Esto evidencia que, en la mayoría de los casos, los especímenes fueron recolectados de manera casual. Mientras que, en las últimas décadas, se han conocido ejemplares o poblaciones de ombusillo en ambientes poco alterados, en pastizales o en talaes naturales (bosques bajos espinosos dominados por *C. tala*) y es probable, que existan más poblaciones en sitios privados a los que aún no se ha tenido acceso.

En la bibliografía reciente se advierten muchas referencias acerca de la distribución y hábitat de *P. tetramera* que deben ser comentadas. En Hernández *et al.* (2009a-c, 2011), Petri *et al.* (2010), Petri & Gallo (2011) y Murace *et al.* (2019) se indica a la especie como endémica del sudeste de la provincia de Buenos Aires; esta descripción es equívoca ya que el cuadrante correspondiente es el noreste. En Petri & Gallo (2011) se indica que, antes del descubrimiento de una población en Puente de Pascua (Castelli), el sitio más austral de ocurrencia era la Estancia El Ceibo (Chascomús); sin embargo, la población de ombusillos de Pipinas (Punta Indio), conocida desde la primera mitad del siglo XX, está más al sur que Estancia El Ceibo. Basiglio Cordal *et al.* (2014) tratan a la especie como un endemismo del noreste de Buenos Aires e indican que caracteriza a la flora de la reserva Parque Costero del Sur, pero hasta ese momento no existían materiales de herbario correspondientes a dicha reserva ni a otras áreas protegidas (Burgueño,

2006), lo cual motivó la creación de un área protegida específica para la conservación *in situ* de la especie en las canteras de conchilla en la Ruta Provincial N° 11 del Partido de Magdalena (Petri *et al.*, 2010).

La presencia de *P. tetramera* en Uruguay aún no ha sido confirmada. Existe un ejemplar proveniente de Montevideo, Uruguay (W.G. Herter 220, depositado en MO), el cual está erróneamente identificado ya que en realidad corresponde a *Phytolacca dioica* L (Nowicke, 1968). En la localidad de Colonia La Paz (Paysandú, Uruguay) fue recientemente fotografiada una población pequeña que aparenta ser de *P. tetramera* (Ignacio Sarli y Andrés González, com. pers.). Este registro novedoso debe ser estudiado en detalle para confirmar su conoespecificidad, ya que se observan leves diferencias en el tamaño de algunos caracteres morfológicos.

Se citó a *P. tetramera* para el sur de la provincia de Entre Ríos, en el sur de Brazo Largo, localidad que fue descartada por Guaglianone (1987) por tratarse de un posible error y debido a que el único ejemplar de herbario para dicha localidad fue destruido durante una inundación. En dos oportunidades uno de los autores (ELG), exploró la región mencionada sin lograr hallar la especie; en cambio, observó varios ejemplares de *Phytolacca americana* L. Esta especie exótica, que aún no ha sido citada para la provincia de Entre Ríos, puede ser confundida con el ombusillo por su porte antes de la floración. Sin embargo, existen numerosos caracteres anatómicos que las diferencian; así se destaca que, al madurar las flores, los pecíolos de las hojas, los tallos jóvenes y los pedicelos de las inflorescencias se tornan rojizos, dándole a *P. americana* un aspecto inconfundible (Guaglianone, 1987).

Se descarta el registro reciente de *P. tetramera* en la localidad de Udaondo (Ituzaingó, Buenos Aires) (inéd.; <https://www.youtube.com/watch?v=2cnWVKdM4zU>), debido a que se presume que se transportaron involuntariamente algunas plantas desde Magdalena hacia esta localidad. Los individuos de Udaondo crecen en la conchilla del terraplén de las vías de ferrocarril. Este terraplén fue construido utilizando material de las canteras de la costa del Río de la Plata, ya que en Udaondo no hay conchilla. Por lo tanto, es posible que cuando se extrajo la conchilla de las

canteras (posiblemente de Magdalena o Pipinas), también se hayan arrancado algunos ejemplares de *P. tetramera* (o sus troncos subterráneos, que enraízan fácilmente). Si en la localidad de Udaondo la especie creciera sobre los suelos loésicos o aluvionales de la zona, sería probable que su ocurrencia en la localidad fuera natural, pero al aparecer sobre conchillas transportadas, es más cauto descartar el registro por existir la posibilidad de un transporte involuntario. Se sugiere el seguimiento de esta población para evaluar su establecimiento y permanencia en los próximos años.

Algunos autores (e.g. Haene, 2006; Segura & Jauregui, 2018) mencionan a esta especie como un endemismo de los talaes. Sin embargo, con nuestras observaciones de las poblaciones del ombusillo, se advierte que no es posible generalizar esta afirmación, ya que solo nueve de los 75 sitios estudiados corresponden a parches naturales de este tipo de bosque. Si bien es común que el ombusillo crezca en los talaes del sur (Bahía de Samborombón), en el norte de su distribución (La Plata y Magdalena) es poco frecuente que crezca en talaes. En ocasiones, en los sitios donde se halla *P. tetramera*, aparecen ejemplares jóvenes de *C. tala* debido a que las aves dispersan las semillas, depositándolas al posarse en alambrados y arbustos (ELG, obs. pers.). Esto ocurre, por ejemplo, en algunos caminos en Pipinas, pero éstos no pueden ser considerados talaes verdaderos, sino “estaciones secundarias de talar” (Vervoort, 1967), es decir, sitios en los que el bosque avanza en detrimento del pastizal original.

Se ha indicado que *P. tetramera* crece asociado a depósitos marinos de conchillas de hace 3100-3000 años de antigüedad (Hernández *et al.*, 2009b) pero en el transcurso del presente trabajo se observó que esto no es del todo preciso. En los sitios en los que se observó una asociación con sustratos de origen marino, los depósitos corresponden a un evento transgresivo de finales del Pleistoceno (*circa* 100000 aap., Isla *et al.*, 2000; Formación Pascua, estadio isotópico mis5e) y a la última ingresión marina que tuvo lugar entre los 7000 y los 2500 años antes del presente (Formación Canal de las Escobas, estadio isotópico mis1). En particular, las poblaciones ubicadas sobre la última formación mencionada crecen sobre los miembros Canal 18 y Cerro de la Gloria. El miembro Canal 18 exhibe dataciones que

varían entre los 5490 y 6760 aap, mientras que para el miembro Cerro de la Gloria las dataciones varían entre 4200 y 4800 aap (Fucks *et al.*, 2010). En otros puntos de la distribución del ombusillo (e.g., Parque Sicardi, Ignacio Correas, cerca de Ardití), el perfil geológico es similar al de cualquier divisoria de aguas del noreste de Buenos Aires y se encuentra dominado por sedimentos continentales como loess y limos loessoides con planchas de tosca (i.e., Formación Ensenada, Formación La Postrera).

Estado de conservación y amenazas

La supervivencia del ombusillo se encuentra amenazada principalmente por el avance urbano. Por ejemplo, la desaparición del ombusillo en Wilde es posiblemente el corolario del crecimiento urbano del pueblo, devenido rápidamente en ciudad en la década de 1970. El actual desarrollo urbano al sur de La Plata, si bien no es tan veloz como el de Wilde, puede provocar la desaparición del ombusillo si no se toman acciones en este momento para proteger los pocos ejemplares que existen en los barrios.

Otras posibles amenazas como la ganadería y el tránsito vehicular son poco claras y deberán ser estudiadas con mayor detenimiento en el futuro. Es imprescindible entender algunos aspectos ecológicos de la planta para evaluar cuales son los efectos que estarían condicionando su éxito reproductivo y vegetativo.

En el futuro, para evaluar la categoría de amenaza de la planta mediante criterios de abundancia, tamaño poblacional y área de ocupación, se requerirá un diseño de muestreo aleatorio para evitar la concentración del esfuerzo de muestreo en caminos.

Una amenaza extra: ¿existe algún dispersor de las semillas del ombusillo?

La dispersión endozoocórica de semillas es importante para la colonización de nuevos sitios (Van der Pijl, 1982) y contribuye a determinar la estructura genética espacial de las poblaciones (Gelmi-Candusso *et al.*, 2017), dos factores muy significativos para la supervivencia de la especie. Los frutos del ombusillo se encuentran densamente dispuestos en una infrutescencia que suele superar los 10 cm de longitud y 25 g de peso, son pulposos, amarillos y con aroma azucarado, y sus semillas se encuentran rodeadas por el endocarpio que si no es retirado no permite la normal germinación (ELG,

obs. pers.). Las características de la infrutescencia de esta especie indicarían que está adaptada a la dispersión endozoocórica por parte de mamíferos relativamente grandes (Agnolin *et al.*, 2021). Sin embargo, en el área de distribución del ombusillo, los animales que consumen frutos son mamíferos omnívoros de tamaño pequeño a mediano (e.g., algunas especies de Didelphidae, Dasypodidae, Chlamyphoridae y Canidae; Canevari & Vaccaro, 2007) y principalmente las aves (De la Peña & Pensiero, 2017) que son mucho más abundantes y diversas, aunque muy pequeñas (e.g., especies de Columbidae, Psittacidae, Tyrannidae, Thraupidae y Turdidae) con alguna excepción (Rheidae). Estos animales de menor tamaño podrían actuar como dispersores secundarios del ombusillo, tal como ocurre con su especie hermana el ombú, *Phytolacca dioica*, que en el norte de su distribución tiene a los primates como dispersores principales (Bravo & Zunino, 2000; de Moraes Aguiar *et al.*, 2003; da Silva Doratti dos Santos *et al.*, 2013; Fergnani *et al.*, 2020) pero donde no hay primates, las aves adquieren un papel importante en la dispersión secundaria de las semillas (Galetti, 2000; Di Giacomo & Kaprovickas, 2005; de la Peña, 2011). En este sentido, Di Sallo *et al.* (2012) realizaron observaciones sistemáticas a campo de los frutos de ombusillo en diferentes estadios de maduración con el objetivo de registrar los posibles consumidores; sin embargo, estos autores no registraron interacciones entre los frutos del ombusillo y aves u otros animales, coincidiendo con nuestras observaciones a campo. Por tanto, podemos afirmar que la dispersión endozoocórica de la especie por parte de aves es inexistente u ocurre con una frecuencia muy baja. Si bien se comentó que las aves se alimentan de los frutos de *P. dioica*, los cuales poseen tamaño, peso y olor similar a *P. tetramera*, su consumo es muy bajo, e incluso parecen evitar consumirlos (Zietsman *et al.*, 2019). Esto puede deberse a varios factores como la presencia de saponinas, fitolacinas, oxalato de calcio y otros compuestos tóxicos (Zietsman *et al.*, 2019), y al tamaño relativamente grande de las infrutescencias que puede desalentar a las aves frugívoras de la región, pues tienen bocas de menor abertura (ELG, obs. pers.). En síntesis, con la información disponible al momento, es posible considerar que el ombusillo no tiene ningún tipo de dispersor natural en la actualidad; sin embargo,

son necesarios futuros estudios que se realicen en horarios nocturnos y que utilicen otros métodos como las cámaras trampa y el examen de heces de diferentes especies para poder corroborar la ausencia de dispersores.

CONCLUSIONES

La distribución de *P. tetramera* está restringida en la actualidad al litoral sur del Río de la Plata, desde el partido de La Plata hasta la Bahía Samborombón. Se encuentra en comunidades vegetales dominadas por especies nativas fisonómicamente diversas como pastizales, arbustales y bosques de *C. tala*, sobre suelos húmedos y sueltos, a veces con contenido calcáreo biogénico aflorante o en el subsuelo. Posiblemente se haya encontrado asociada naturalmente a las geoformas relictuales de las ingresiones marinas del mis5 o del mis1 (pendientes de paleo-estuarios, cordones de playa). También crece de manera secundaria en banquinas de rutas sobre tierra de relleno y se puede encontrar sobreviviendo en zonas que anteriormente fueron pastizales pampeanos y luego fueron transformados en suburbios o atravesados por caminos. En estas zonas habita en pastizales nativos remanentes en veredas y cunetas o en cardales dominados por especies exóticas en terrenos baldíos y bordes de caminos transitados, gracias a que sobrelleva la poda, pisoteo y tránsito de vehículos.

Debido a que la distribución geográfica de *P. tetramera* tiene escasa extensión, que sus núcleos poblacionales se encuentran separados y que se observa una disminución de su extensión de presencia y la calidad de hábitat, se concluye que el ombusillo se encuentra en peligro. La presente contribución permitió mejorar y actualizar el conocimiento de la extensión geográfica de *P. tetramera*, lo cual permitirá sentar las bases para planificar y sistematizar el monitoreo de los individuos a largo plazo y, asimismo, poder continuar estudiando los aspectos poco conocidos de la biología de esta especie, como los relacionados a su polinización y dispersión de semillas, lo que resulta indispensable para abordar estrategias claves para la conservación de la especie. Dentro de las acciones prioritarias a futuro es fundamental conocer más sobre su capacidad de dispersión y nicho de regeneración.

Promover y difundir información en la población acerca de la importancia de preservar el único endemismo vegetal del noreste de la provincia de Buenos Aires, como así también realizar un monitoreo continuo de los individuos existentes para proteger aquellos que puedan ser destruidos a corto plazo por el avance urbano u otras amenazas, constituyen acciones imprescindibles para evitar la declinación de *P. tetramera*.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

ELG, AMA, LGP se encargaron del diseño y realización de la investigación, análisis, recolección e interpretación de datos, incorporación de nuevos materiales de herbario y redacción del manuscrito. AG se encargó del contacto con propietarios de estancias en el área de estudio. ELG realizó la revisión bibliográfica y de herbarios. ELG, AMA, LGP, FGDS y MJA se encargaron de tomar fotografías y de la preparación de las figuras. MJA realizó el formateo final. Todos los autores realizaron trabajo de campo, y se encargaron de la revisión y edición del manuscrito.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a Felipe Suazo Lara, Olivia Guerrero Carrión, Pamela Carrión, Laura Iharlegui, Marcos Juárez y María Rosa Derguy por su ayuda en las tareas de campo. A Jorge V. Crisci, Liliana Katinas, Laura Iharlegui (LP), Diego G. Gutiérrez (BA) y Néstor Bayón (LPAG) por su ayuda al revisar los materiales de herbario. A Darío Schiavinato, Adriana Bártoli (BAA) y María A. Monsalvo (BAB) por el envío de fotos de los ejemplares de herbario. A Facundo Palacio, María Rosa Derguy y Fernando Biganzoli por su ayuda durante la confección del manuscrito. A César Iriarte, Eduardo Etcheverry, Marcelo Sánchez Perezzi, Pablo Stampella, Marcelo Hernández, Favio Vossler, Marcelo Ferrari y hermanos, Roberto Kiesling, Rosa Guaglianone, Alberto Rodríguez, Julio Bottino, Elsa Boffi de Schulte, familia Balestrini, Nicolás Pérez y José Athor por los datos aportados sobre la ubicación de algunos ejemplares. A Ignacio Sarli y Andrés González por los datos sobre los posibles ombusillos de Uruguay. Finalmente queremos agradecer a María del Rosario Iglesias (CEPAVE, UNLP) por su asistencia en la confección de la Figura 1.

DATOS PRIMARIOS DE INVESTIGACIÓN

En cumplimiento con la Ley N° 26899 (Repositorios Digitales Institucionales de Acceso Abierto, Rep. Argentina), los datos respaldatorios de esta investigación se encuentran depositados en SEDICI, repositorio institucional de la Universidad Nacional de la Plata (UNLP, Argentina, <http://sedici.unlp.edu.ar>).

Tabla S1. Sitios de ocurrencia de *Phytolacca tetramera* verificados por materiales de herbario (Herb.; acrónimos basados en Thiers, continuously updated) u observaciones de campo (Obs.). Cada ejemplar fue asignado a un núcleo geográfico (ver sección Resultados del manuscrito).

BIBLIOGRAFÍA

- AGNOLÍN, F. L., A. M. AGNOLÍN & E. L. GUERRERO. 2021. *Tras las huellas del megaterio: plantas y animales que la última gran extinción olvidó*. Fundación de Historia Natural Félix de Azara-Universidad Maimónides, Ciudad Autónoma de Buenos Aires.
- BACHMAN, S., J. MOAT, A. W. HILL, J. DE LA TORRE & B. SCOTT. 2011. Supporting Red List threat assessments with GeoCAT: geospatial conservation assessment tool. *ZooKeys* 150: 117. <https://doi.org/10.3897/zookeys.150.2109>
- BASIGLIO CORDAL, M. A., M. ADEMA, V. BRIONES, B. VILLARREAL, M. H. PANARISI, W. ABEDINI & S. SHARRY. 2014. Induction of somatic embryogenesis in *Phytolacca tetramera*, medicinal species of Argentina. *Emir. J. Food. Agric.* 26: 552-557. <https://doi.org/10.9755/ejfa.v26i6.18021>
- BRAVO, S. P. & G. E. ZUNINO 2000. Germination of seeds from three species dispersed by black howler monkeys (*Alouatta caraya*). *Folia Primatol.* 71: 342-345. <https://doi.org/10.1159/000021757>
- BURGUEÑO, G. 2006. Manejo y conservación *ex-situ* de talaes. En: MÉRIDA, E. & J. ATHOR (eds.), *Talaes bonaerenses y su conservación*, pp. 235-239. Fundación de Historia Natural Félix de Azara, Buenos Aires.
- CABANILLAS, P. A. & A. A. SÁENZ, 2013. Variantes cambiales en *Phytolacca tetramera* (Phytolaccaceae). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 48(supl.): 137-138.
- CABRERA, A. L. & E. ZARDINI. 1993. *Manual de la flora de los alrededores de Buenos Aires*. 2da Ed. Editorial ACME, Buenos Aires.

- CANEVARI, M. & O. VACCARO. 2007. *Guía de mamíferos del sur de América del Sur*. Editorial LOLA, Buenos Aires.
- DA SILVA DORATTI DOS SANTOS, G. A., E. BIANCHINI & N. R. DOS REIS. 2013. Seasonal variation of consumption of the species used as fruit source by brown howler monkeys (*Alouatta clamitans*) in southern Brazil. *Biota Neotr.* 13: 148-153.
<https://doi.org/10.1590/S1676-06032013000300019>
- DE LA PEÑA, M. R. 2011. Observaciones de campo en la alimentación de las aves. *Rev. Cons. Biol.* 13: 1-88.
- DE LA PEÑA, M. R. & J. F. PENSIERO. 2017. *Las plantas como recurso alimenticio de las aves*. Ediciones UNL, Santa Fe.
- DE MORAES AGUIAR, L., N. R. DOS REIS, G. LUDWIG & V. J. ROCHA. 2003. Dieta, área de vida, vocalizações e estimativas populacionais de *Alouatta guariba* em um remanescente florestal no norte do estado do Paraná. *Neotrop. Primates* 11: 78-86.
- DELUCCHI, G. 2006. Las especies vegetales amenazadas de la Provincia de Buenos Aires: Una actualización. *APRONA Bol. Cient.* 39: 19-31.
- DI GIACOMO, A. G. & S. F. KRAPOVICKAS. 2005. *Historia natural y paisaje de la Reserva El Bagual, Provincia de Formosa, Argentina*. Aves Argentinas /AOP, Buenos Aires.
- DI SALLO F., D. GALLO, M. I. PETRI & L. G. PAGANO. 2012. ¿Acaso las aves dispersan el Ombusillo (*Phytolacca tetramera*)? *Jornadas de Biodiversidad y Medio Ambiente, La Plata. Libro de Resúmenes*: 53.
- ESCALANTE, A. M., C. B. SANTECCHIA, S. N. LÓPEZ, M. A. GATTUSO, A. G. RAVELO, F. DELLE MONACHE, M. GONZALEZ SIERRA & S. A. ZACCHINO. 2002. Isolation of antifungal saponins from *Phytolacca tetramera*, an Argentinean species in critic risk. *J. Ethnopharmacol.* 82: 29-34.
[https://doi.org/10.1016/S0378-8741\(02\)00145-9](https://doi.org/10.1016/S0378-8741(02)00145-9)
- ESCALANTE, A., M. GATTUSO, P. PÉREZ & S. ZACCHINO. 2008. Evidence for the mechanism of action of the antifungal phytolaccoside B isolated from *Phytolacca tetramera* Hauman. *J. Nat. Prod.* 71: 1720-1725. <https://doi.org/10.1021/np070660i>
- FABRIS, H. A. 1967. Phytolaccaceae. En: CABRERA, A. L. (ed.), *Flora de la provincia de Buenos Aires*, Tomo IV, parte 3a, pp. 166-171. INTA, Buenos Aires.
- FERGNANI, D. M., M. M. KOWALEWSKI & V. A. FERNÁNDEZ. 2020. Germination of native and exotic seeds dispersed by wild black-and-gold howler monkeys (*Alouatta caraya*): assessing deinhibition and scarification effects. *Primates* 61: 519-527.
<https://doi.org/10.1007/s10329-020-00791-9>
- FLORA ARGENTINA Y DEL CONO SUR. 2018. Instituto de Botánica Darwinion. Disponible en: www.floraargentina.edu.ar [Acceso: 12 de noviembre 2019].
- FUCKS, E. E., E. J. SCHNACK & M. L. AGUIRRE. 2010. Nuevo ordenamiento estratigráfico de las secuencias marinas del sector continental de la Bahía Samborombón, provincia de Buenos Aires. *Rev. Asoc. Geol. Geol. Argent.* 67: 27-39. <https://revista.geologica.org.ar/raga/article/view/696>
- GALETTI, M. 2000. Frugivory by toucans (Ramphastidae) at two altitudes in the Atlantic Forest of Brazil. *Biotropica* 32: 842-850.
<https://doi.org/10.1111/j.1744-7429.2000.tb00622.x>
- GALUP, A. 2006. El ombusillo, figura emblemática. En: MÉRIDA, E. & J. ATHOR (eds.), *Talares bonaerenses y su conservación*, pp. 244-245. Fundación de Historia Natural Félix de Azara, Ciudad Autónoma de Buenos Aires.
- GBIF.org. 2019. *GBIF Occurrence Download* <https://doi.org/10.15468/dl.cebbvo> [Acceso: 12 de noviembre 2019].
- GELMI-CANDUSSO, T. A., E. W. HEYMANN & K. HEER. 2017. Effects of zoochory on the spatial genetic structure of plant populations. *Mol. Ecol.* 26: 5896-5910. <https://doi.org/10.1111/mec.14351>
- GUAGLIANONE, E. R. 1987. Phytolaccaceae. En: BURKART, A. E. (ed.), *Flora Ilustrada de Entre Ríos*, tomo 6, pp. 209-232. INTA, Buenos Aires.
- 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, Ciudad Autónoma de Buenos Aires.
- HAUMAN, L. L. 1909. Phytolaccaceae Novae Argentine. *Apun. Hist. Nat.* 1: 108-110.
- HAUMAN, L. L. 1913. Notes sur les Phytolaccées argentines. *Anales Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires* 24: 471-516.
- HERNÁNDEZ, M. P., D. J. GALLO & D. A. FERNÁNDEZ. 2009a. Conservación del ombusillo, planta amenazada de la Provincia de Buenos Aires, Argentina. *Rev. Colomb. Biotechnol.* 11: 132-142.

- HERNÁNDEZ, M. P., A. Y. RODRÍGUEZ & D. J. GALLO. 2009b. Una planta endémica en peligro de extinción, el ombusillo. *Museo* 3: 23-17.
- HERNÁNDEZ, M. P., M. A. MURACE, J. RINGUELET, I. PETRI & D. J. GALLO. 2009c. Efecto del extracto foliar acuoso de *Phytolacca tetramera* Hauman sobre *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Sacc. *XIII Jornadas Fitosanitarias Argentinas, Santiago del Estero. Libro de Resúmenes*: PV042.
- HERNÁNDEZ, M. P., M. A. MURACE, J. RINGUELET, I. PETRI & D. J. GALLO. 2011. Efecto del extracto foliar alcohólico de *Phytolacca tetramera* Hauman sobre *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Sacc. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 46(supl.): 172-173.
- ISLA, F., N. RUTTER, E. SCHNACK, & M. ZÁRATE. 2000. La trasgresión Belgranense en Buenos Aires. Una revisión a cien años de su definición. *Cuaternario y Ciencias Ambientales* 1: 3-14.
- MURACE, M. A., G. LUCENTINI, M. A. BASIGLIO & A. APREA. 2019. *Passalora brachycarpa* (Syd.) U. Braun & Crous (Ascomycota: Mycosphaerellaceae) en ejemplares de “ombusillo” (*Phytolacca tetramera* Hauman, Phytolaccaceae) bajo cubierta. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 54(supl.): 258-259.
- NOWICKE, J. W. 1968. Palynotaxonomic study of the Phytolaccaceae. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 5: 294-364. <https://doi.org/10.2307/2395128>
- PAUSAS, J. G., B. B. LAMONT, S. PAULA, B. APPEZZATO-DA-GLÓRIA & A. FIDELIS, 2018. Unearthing belowground bud banks in fire-prone ecosystems. *New Phytol.* 217: 1435-1448. <https://doi.org/10.1111/nph.14982>
- PETRI, I. M. & D. J. GALLO. 2011. *Phytolacca tetramera* Hauman, ombucillo. Límite sur de distribución sobre las transgresiones del Pleistoceno tardío. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 46(supl.): 205.
- PETRI, I. M., D. J. GALLO & F. M. OLLIER. 2010. Primera área protegida, en el Partido de Magdalena para la preservación del Ombusillo (*Phytolacca tetramera* Hauman), *in situ*. *Rev. Colomb. Biotecnol.* 12: 259-261.
- PlanEAR. 2019. *Phytolacca tetramera* Hauman. PlanEAR, Plantas Endémicas de Argentina. Disponible en http://www.lista-planear.org/index.php?item=especie&accion=ver_ficha&id=29322. [Acceso: 23 noviembre 2019].
- SARMIENTO, G. & M. MONASTERIO. 1983. *Life forms and phenology*. En: BOURLIÈRE, F. (ed.), *Ecosystems of the world: 13, tropical savannas*, pp. 79-108. Elsevier, Amsterdam.
- SEGURA, L. N. & A. JÁUREGUI. 2018. *Los talaes bonaerenses como recurso natural. Material de estudio para escuelas primarias*. Editorial de la Universidad Nacional de La Plata, La Plata. <https://doi.org/10.35537/10915/104232>
- SHARRY, S., W. ABEDINI, M. A. CORDAL, V. BRIONES, L. ROUSSY, R. STEVANI, S. GALARCO & M. ADEMA. 2011. Food and medicinal value of some forest species from Buenos Aires (Argentina). *Emir. J. Food Agric.* 23: 222-236.
- SIMON, M. F. & T. PENNINGTON. 2012. Evidence for adaptation to fire regimes in the tropical savannas of the Brazilian Cerrado. *Int. J. Plant Sci.* 173: 711-723. <https://doi.org/10.1086/665973>
- TROPICOS. 2019. Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. Disponible en: <https://tropicos.org> [Acceso: 12 noviembre 2019].
- THIERS, B. Continuously updated. *Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff*. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. <http://sweetgum.nybg.org/science/ih/> [Acceso: 23 noviembre 2019].
- UICN. 2012. *Categorías y Criterios de la Lista Roja de la UICN: Versión 3.1*. Segunda edición. UICN, Gland y Cambridge.
- VAN DER PIJL, L. 1982. *Principles of dispersal*. Springer Verlag, Berlin. <https://doi.org/10.1007/978-3-642-87925-8>
- VERVOORST, F. B. 1967. *Las comunidades vegetales de la Depresión del Salado. La Vegetación de la República Argentina, Serie Fitogeográfica n°7*. INTA, Buenos Aires.
- WHITE, F. 1976. The underground forests of Africa: a preliminary review. *Gard. Bull. Singapore* 11: 57-71.
- ZIETSMAN, M. Y., MONTALDO, N. H., & DEVOTO, M. 2019. Plant-frugivore interactions in an urban nature reserve and its nearby gardens. *J. Urban Ecol.* 5: 1-19. <https://doi.org/10.1093/jue/juz021>



LAPORTEA AESTUANS (URTICACEAE), UNA NUEVA ESPECIE ADVENTICIA EN ARGENTINA

LAPORTEA AESTUANS (URTICACEAE), A NEW ADVENTITIOUS SPECIES IN ARGENTINA

Alberto C. Slanis^{1,2*}  & Eva Bulacio¹ 

1. Instituto de Taxonomía Fanerogámica y Palinología, Área Botánica, Fundación Miguel Lillo, Miguel Lillo 251, San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina.
2. Cátedra de Biología Vegetal, Facultad de Ciencias Naturales e Instituto Miguel Lillo, Miguel Lillo 205, San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina.

*acslanis@lillo.org.ar

Citar este artículo

SLANIS, A. C. & E. BULACIO. 2022. *Laportea aestuans* (Urticaceae), una nueva especie adventicia en Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 815-822.

 DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n4.38249>

SUMMARY

Background and aims: *Laportea aestuans* (Urticaceae) is an herb possibly native to Madagascar (Africa) and widely distributed in the tropics and subtropics of the world. In the Americas, it has been reported as a weed from southern United States of America and throughout Central America to South America in Trinidad and Tobago, Venezuela, Colombia, Guyana, Suriname, French Guiana, Ecuador, Peru, Bolivia, and Brazil. The aim of this paper was to report the presence of *L. aestuans* in Argentina for the first time.

M&M: For the morphological description and illustrations, live plants from our collections were studied in addition to other herbarium specimens. Our specimens were deposited in the Herbarium LIL. Type and non-type specimens preserved in BR, COL, K, LINN and the original description were analyzed.

Results: A morphological description of the species is provided together with illustrations, photographs and a key to differentiate *Laportea* from the other genera of Urticaceae present in Argentina.

Conclusions: The presence of *L. aestuans* in Argentina is recorded for the first time. According to previous research, it is a species that exhibits a potentially invasive behavior, so there is the possibility that it may establish itself as a weed in natural environments and cause detrimental impacts on biodiversity.

KEY WORDS

Alien species, Argentinian Flora, invasive species, Tucumán, weed.

RESUMEN

Introducción y objetivos: *Laportea aestuans* (Urticaceae) es una hierba posiblemente originaria de Madagascar (África) y ampliamente distribuida en los trópicos y subtrópicos de todo el mundo. En América fue reportada como maleza desde el sur de Estados Unidos de América y, a través de Centroamérica, hasta Sudamérica en Trinidad y Tobago, Venezuela, Colombia, Guyana, Surinam, Guayana Francesa, Ecuador, Perú, Bolivia y Brasil. El objetivo de este trabajo es reportar la presencia de *L. aestuans* en Argentina por primera vez.

M&M: Para la elaboración de la descripción morfológica y las ilustraciones, se estudiaron plantas vivas además de otros especímenes de herbario. Nuestros ejemplares fueron depositados en el Herbario LIL. Se analizaron materiales tipo y no-tipos depositados en BR, COL, K, LINN además de la descripción original.

Resultados: Se brinda una descripción morfológica de la especie junto con ilustraciones, fotografías y una clave para diferenciar *Laportea* de los otros géneros de Urticaceae presentes en Argentina.

Conclusiones: Se registra por primera vez para Argentina la presencia de *L. aestuans*. De acuerdo a investigaciones previas, se trata de una especie que presenta un comportamiento potencialmente invasivo, por lo que existe la posibilidad de que en un futuro se pueda establecer como maleza en ambientes naturales y causar impactos perjudiciales a la biodiversidad.

PALABRAS CLAVE

Especie exótica, especie invasora, Flora Argentina, maleza, Tucumán.

Recibido: 7 Jul 2022
Aceptado: 30 Sep 2022
Publicado en línea: 28 Oct 2022
Publicado impreso: 30 Dic 2022
Editor: Diego Gutiérrez 

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

INTRODUCCIÓN

El traslado de especies fuera de sus áreas de distribución natural ha sido una práctica común a lo largo de la historia de la humanidad. No sólo los ergasiofitos (especies introducidas en una región para su cultivo) juegan un papel importante en la sinantropización de la flora nativa de una región; existen también plantas cuyos propágulos son transportados de modo involuntario como contaminantes de especies de interés o de sus productos y pueden participar en este proceso (Mack, 1991; Protopopova & Shevera, 2014). De acuerdo a Villaseñor & Espinosa-García (2004), muchas plantas exóticas no representan un problema durante el inicio de su establecimiento. Sin embargo, existe la posibilidad que al adaptarse a su nuevo entorno se vuelvan dañinas y en ausencia de sus enemigos naturales sus poblaciones pueden aumentar rápidamente y dispersarse volviéndose invasoras (Williamson, 1996). Richardson *et al.* (2000) y Blackburn *et al.* (2011) proponen una serie de etapas o barreras que una especie vegetal tiene que superar para volverse invasora. Las plantas exóticas que han superado la barrera ambiental pero no forman poblaciones persistentes se consideran ocasionales. Por otro lado, aquellas que han sobrepasado las barreras ambientales y reproductivas y han establecido poblaciones silvestres que persisten durante múltiples ciclos de vida, se consideran naturalizadas. Por último, cuando éstas han superado la barrera de la dispersión y producen descendencia reproductiva, numerosa y a distancia considerable de los progenitores se consideran invasoras.

El género *Laportea* Gaudich. (Urticaceae) comprende 22 especies en su mayoría africanas y unas pocas pantropicales (Chew, 1969). *Laportea aestuans* (L.) Chew es una hierba posiblemente originaria de Madagascar y ampliamente distribuida en las zonas tropicales y subtropicales de África, Asia, Mesoamérica, Antillas, India, Sumatra y Java (Monro, 2015). En América fue reportada como maleza para el sur de Estados Unidos, toda Mesoamérica y en Sudamérica desde Venezuela y Trinidad y Tobago hasta Bolivia y el sur de Brasil (García *et al.*, 1975; Lans, 2006; Arakaki & Lao, 2012; Monro, 2015; Gaglioti, 2022)

El propósito del presente artículo es mencionar por primera vez el género *Laportea* para la Argentina con la presencia de *L. aestuans* en la provincia de Tucumán, describirla morfológicamente e ilustrarla.

MATERIALES Y MÉTODOS

El material analizado procede de viveros y jardines de distintos departamentos de la provincia de Tucumán (Argentina). Los ejemplares analizados se depositaron en el Herbario LIL (Thiers, 2022). El estudio morfológico se realizó con un microscopio estereoscópico Zeiss Stemi 508. Los ejemplares fueron determinados utilizando bibliografía específica (Chew, 1965, 1969; Friis, 1993; Chen *et al.*, 2003; Steinmann, 2005; Monro, 2015) y fueron cotejados con imágenes digitales del lectotipo del basónimo (*Urtica aestuans* L.) y de otros especímenes conservados en los herbarios BR, COL, K y LINN (Thiers, 2022).

RESULTADOS

Tratamiento taxonómico

Laportea aestuans (L.) Chew, *Gard. Bull. Singapore* 21: 200. 1965. *Fleurya aestuans* (L.) Gaudich. ex Miq., *Fl. Bras.* 4(1): 196. 1853. *Urtica aestuans* L., *Fl. Jamaic.* 21. 1759. TIPO: SURINAM. “Surinami” [cultivado en Uppsala, Suecia] (Lectotipo, LINN-1111.14!, designado por de Rooij, *Fl. Suriname* 5(1): 310. 1975). Figs. 1-2.

Hierbas anuales, diclino monoicas, de hasta 1 m alt. Tallos erectos, poco ramificados, costados, carnosos, rojizos en la base, con tricomas no glandulosos y glandulosos largos y cortos. Estípulas intrapeciolares parcialmente connadas, ca. 10 mm long. Hojas alternas, pecioladas, con pecíolos de (2-)5-15(-20) cm long.; lámina anchamente ovada, de 3-20 x 2-18 cm, base redondeada, cordada o auriculada, ápice agudo, margen dentado, pinnatinervias, en apariencia 3-nervias, ambas superficies más o menos pubescentes, con tricomas no glandulosos largos y cortos, algunos de ellos

con base bulbosa, densamente pubescentes en el epifilo, escasos tricomas glandulosos en el margen; cistolitos punctiformes y alargados conspicuos en el hipofilo. Inflorescencias axilares, paniculadas, de hasta 20 cm long., con pelos glandulosos, a menudo con flores estaminadas y pistiladas, rara vez solo estaminadas en las axilas proximales. Flores estaminadas numerosas, ca. 1,5-2 mm diám., pediceladas, tépalos 4, cimbiformes, connados en la base, con escasos pelos largos glandulosos; estambres 4, oposititépalos, filamentos más largos que los tépalos, reflexos en la antesis, ca. 1,5 mm long., anteras blancas, pistilodio obcónico. Flores pistiladas numerosas, pediceladas, tépalos 4, libres, desiguales, con un tépalo dorsal ovado, 2 tépalos laterales mayores, ampliamente ovados que encierran al ovario, con 3-5 tricomas glandulares, y un tépalo ventral diminuto; gineceo con ovario asimétricamente ovoide, ca. 0,5 mm long., estigma alargado, linear, ca. 0,3 mm long., ligeramente reflexo, papiloso-penicilado. Aquenios ovoides, ca. 1,5 mm long., comprimidos, con segmentos laterales del perigonio persistentes.

Distribución y hábitat. En Argentina, esta especie ha sido registrada en tres departamentos de la provincia de Tucumán donde se comporta como maleza de jardines y viveros.

Usos. En África (Gabón, Ghana y Nigeria), las hojas cocidas de *Laportea aestuans* se comen como verdura (Morrison & Twumasi, 2010; Essiett *et al.*, 2011). Tradicionalmente, en Ghana es utilizada en medicina popular para calmar la acidez estomacal en mujeres embarazadas (Bremer Christensen *et al.*, 2015). Particularmente en Nigeria, los tallos triturados son empleados como un agente antiinflamatorio mientras que las hojas son utilizadas como abortivo, laxante, analgésico, antifebril, tratamientos oculares, pulmonares y estomacales (Oloyede & Ayanbadejo, 2014). Las hojas y flores pueden también ser usadas para curar la diarrea y la disentería (Elujoba *et al.*, 2005).

En Sudamérica: en Trinidad y Tobago, *L. aestuans* es utilizada para tratar problemas urinarios y diabetes melitus como así también

para facilitar el parto y tratar la infertilidad en mujeres (Lans, 2006, 2007). En Perú es utilizada para curar el “quitamuro” o sarampión (Huaranca Acostupa *et al.*, 2013). Asimismo, en Cochabamba (Bolivia) es empleada en los niños en casos de “susto” y tos (Peredo Lazarte & Pinto Ríos, 2020). En la medicina popular brasileña, *L. aestuans* es utilizada para la prevención de la osteoporosis por su alto contenido en calcio libre (Lopes de Oliveira *et al.*, 2012).

Nombres comunes. “Chichicaste”, “pica mano”, “ortiga” en Mesoamérica (García *et al.* 1975); “ichanga”, “ortiga blanca”, “pringa moza” en Colombia (Bernal *et al.*, 2017); “ishanga colorada” en Perú (Huaranca Acostupa *et al.*, 2013); “pica pica” en Bolivia (Peredo Lazarte & Pinto Ríos, 2020); “urtiga”, “urtiga-vermelha” en Brasil (Lopes de Oliveira *et al.*, 2012; Gaglioti, 2022); “west indian woodnettle”, “stinging nettle” en Nigeria (Okereke & Elekwa, 2014; Oloyede & Ayanbadejo, 2014).

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. Tucumán: *Dpto. Capital*, San Miguel de Tucumán, Jardines de la Fundación Miguel Lillo, 28-III-2022, Slanis & Bulacio 6510 (LIL); vivero El Ombú, avda. Francisco de Aguirre 2003, 14-III-2022, Bulacio & Slanis 6235 (LIL); vivero Sakura, calle José Colombres 2451, 14-III-2022; Bulacio & Slanis 6231 (LIL); barrio Ciudadela, calle Rondeau 2200, 15-III-2021, Slanis & Bulacio 5725 (LIL). *Dpto. Tafí Viejo*, Tafí Viejo, Villa Obrera, vivero Santa Rita, 3-III-2022, Bulacio & Slanis 6230 (LIL). *Dpto. Yerba Buena*, barrio Horco Molle, 24-VI-2020, Grau s.n. (LIL); barrio Martí Coll, calle Universo al 700, 16-III-2022, Levy 425 (LIL). BRASIL. Estado Río de Janeiro: localidad no indicada, 1867, Glaziou 771 (BR). Estado Pernambuco: localidad no indicada, 1872, Preston s.n. (K 000973165). COLOMBIA. *Dpto. Amazonas: municipio Puerto Nariño*, Río Loreto-Yacu, 9-XI-1972, Glenboski C-150 (COL); *Dpto. Quindío: municipio Calarcá*, Vereda La Bella, finca Agroturística Combia N° 2, Km 4, vía Calarcá-Barcelona, 1-VII-2009, González Giraldo 101 (COL).

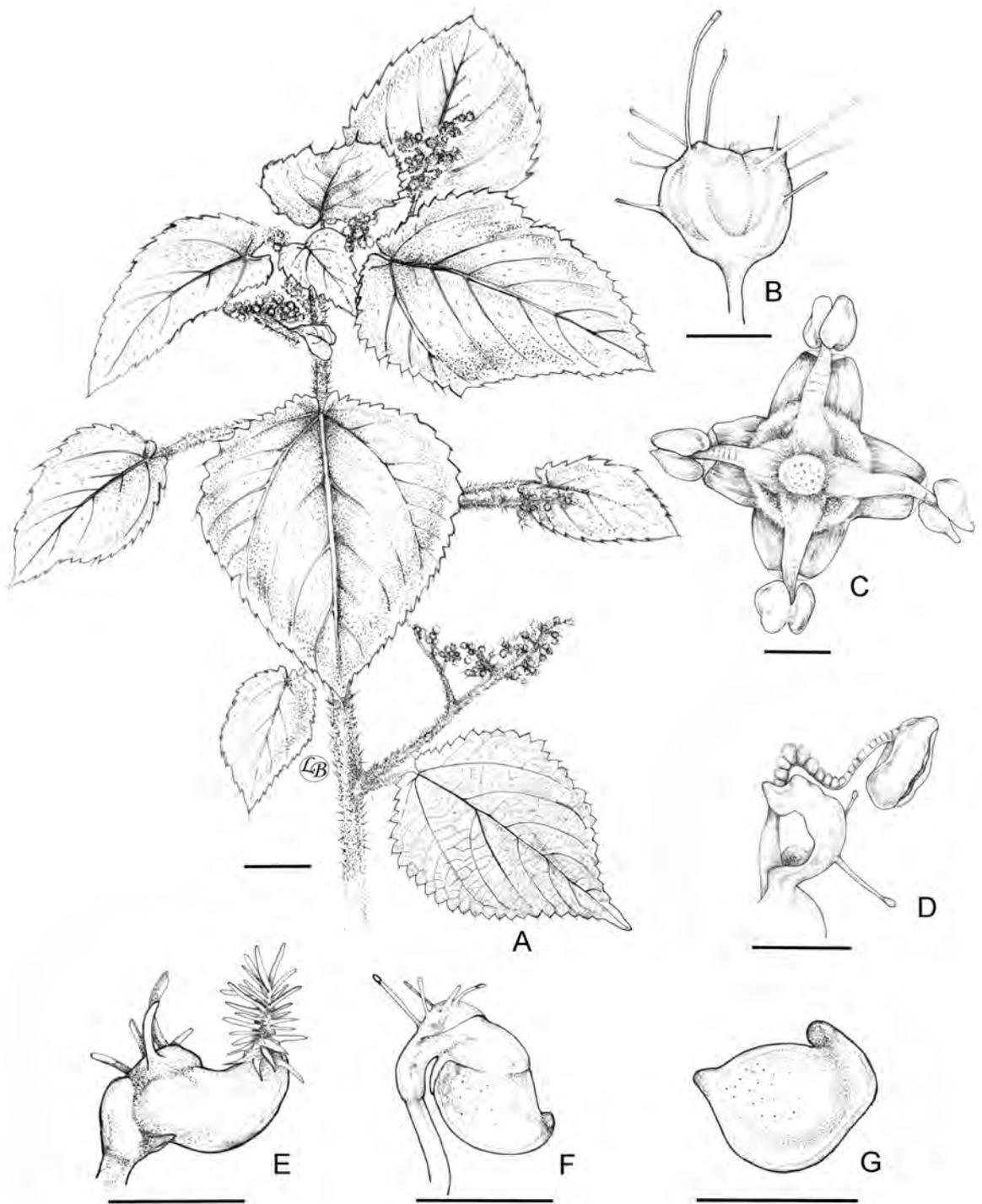


Fig. 1. *Laportea aestuans*. **A:** Planta, parte superior. **B:** Flor estaminada, botón. **C:** Flor estaminada abierta. **D:** Detalle de un estambre y tépalo (vista lateral) en la antesis. **E:** Flor pistilada. **F:** Fruto joven. **G:** Aquenio. Escalas= A: 2 cm; B: 1,5 mm; C: 1 mm; D, E: 0,5 mm; F, G: 1 mm (*Slanis & Bulacio 5725, LIL*).

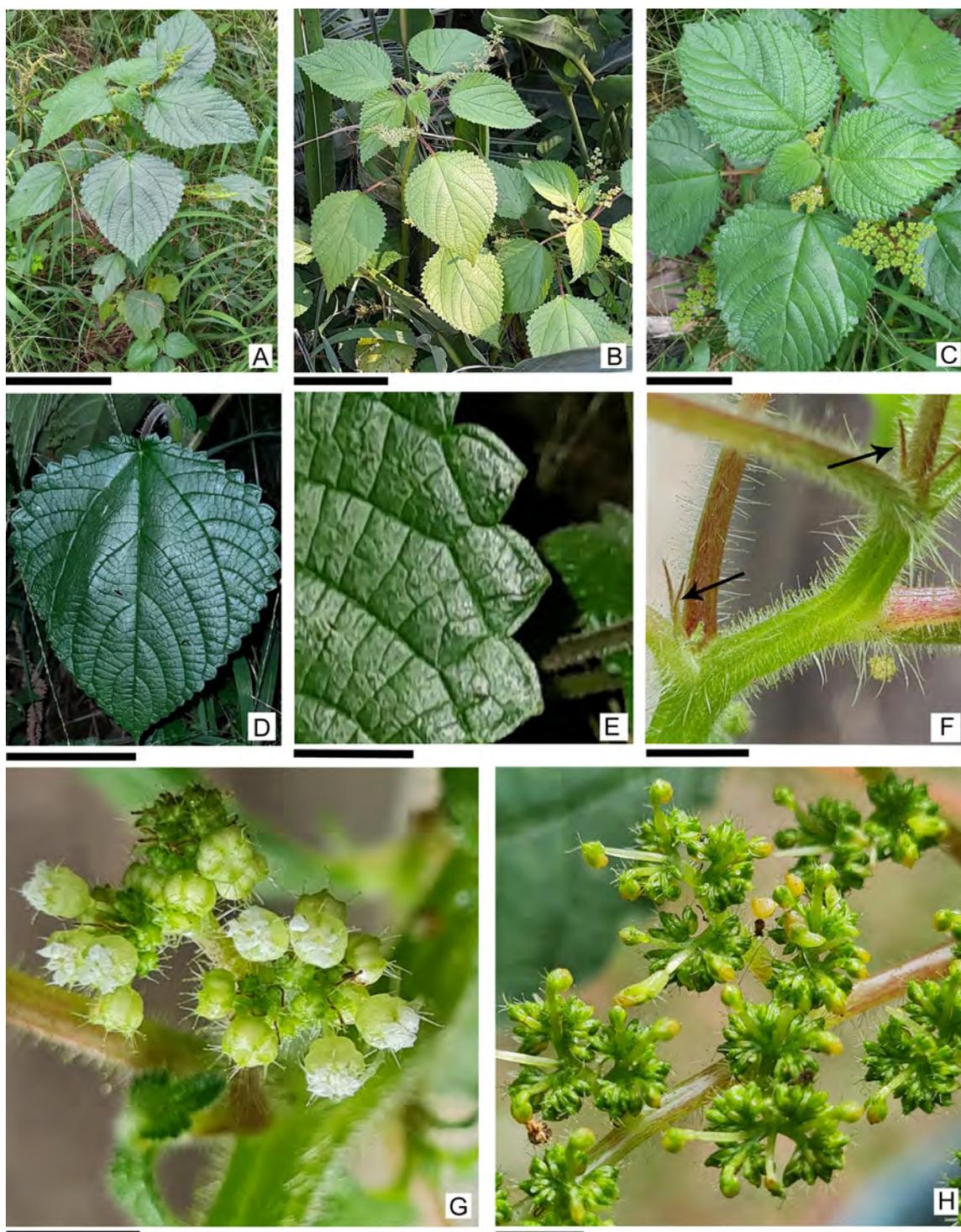


Fig. 2. *Laportea aestuans*. **A-B:** Planta (vista lateral). **C:** planta (vista superior). **D:** Hoja. **E:** Margen foliar. **F:** Estípulas (indicadas por flechas). **G:** Inflorescencia estaminada. **H:** Inflorescencia pistilada. Escalas= A-B: 10 cm; C: 5 cm; D: 8 cm; E, G: 3 mm; F: 6 mm; H: 2 mm. Fotos: A. Slanis y E. Bulacio.

Clave de los géneros de Urticaceae en Argentina

1. Árboles, arbustos o sufrútices.
 2. Inflorescencias amentiformes.
 3. Hojas opuestas. Estigmas filiformes. *Boehmeria*
 - 3'. Hojas alternas. Estigmas semilunares. *Myriocarpa*
 - 2'. Inflorescencias en cimas dicótomas, panículas o glomérulos axilares.
 4. Plantas generalmente urticantes. Inflorescencias en cimas dicótomas o panículas. Aquenios protegidos por el perigonio carnoso y coloreado. *Urera*
 - 4'. Plantas no urticantes. Inflorescencias en glomérulos axilares. Aquenios protegidos por el perigonio seco, crustáceo o papiráceo, no coloreado. *Phenax*
- 1'. Hierbas.
 5. Hojas con margen entero. *Parietaria*
 - 5'. Hojas con margen dentado.
 6. Estípulas libres. Inflorescencias no pedunculadas. *Urtica*
 - 6'. Estípulas total o parcialmente connadas. Inflorescencias larga o cortamente pedunculadas.
 7. Estípulas totalmente connadas. Hojas opuestas. Flores pistiladas con 3 tépalos; estigma capitado penicilado. *Pilea*
 - 7'. Estípulas parcialmente connadas. Hojas alternas. Flores pistiladas con 4 tépalos; estigma linear penicilado. *Laportea*

DISCUSIÓN

Desde el punto de vista morfológico, Chew (1969), Boufford (1997) y Chen *et al.* (2003) se refieren a *Laportea aestuans* como una hierba con hojas y tallos provistos de pelos urticantes. Por su parte, Monro (2015) solamente menciona “tricomas bulbosos, tricomas glandulosos (a veces ausentes) y tricomas ni bulbosos ni glandulosos”. Los análisis realizados en los ejemplares argentinos no revelaron la presencia de tricomas urticantes. En relación a las hojas, Chew (1969) menciona la presencia de cistolitos punctiformes en el epifilo y alargados en el hipofilo. Monro (2015), por su parte, se refiere a éstos como fusiformes y en ocasiones muy

tenues en el epifilo mientras que en el hipofilo son oblongos o fusiformes. Chen *et al.* (2003) destacan la existencia de cistolitos punctiformes y conspicuos en la superficie abaxial. Nuestras observaciones revelan la ocurrencia de cistolitos punctiformes y fusiformes en ambas superficies foliares, siendo más conspicuos en el hipofilo, sobre todo en material seco.

En cuanto a los caracteres reproductivos, Chew (1969), Boufford (1997), Hsu *et al.* (2003) y Chen *et al.* (2003) describen a las flores estaminadas como tetrámeras o pentámeras, mientras que Monro (2015) solamente se refiere a las mismas como tetrámeras. Nuestras observaciones realizadas en ejemplares propios coinciden con este último autor.

CONCLUSIONES

Con la presencia de *Laportea aestuans* en la provincia de Tucumán, se registra por primera vez a *Laportea* en Argentina y se eleva a ocho el número de géneros de Urticaceae mencionados para el país (IBODA, 2022). Esta especie, potencialmente invasora, habría superado las barreras ambientales y reproductivas del proceso de naturalización pero sin establecer aún poblaciones silvestres que representen una amenaza para los ecosistemas naturales (Richardson *et al.*, 2000). La llegada de *L. aestuans* al noroeste de Argentina parecería ser reciente y podría atribuirse su difusión a través de prácticas hortícolas. Sus semillas habrían llegado al país con la importación de material vegetal vivo o compost como es el caso de *Fatoua villosa* (Thunb.) Nakai (Moraceae) en los Estados Unidos de América (Vincent & Turrell, 1993). Se estima que *L. aestuans* podría también estar presente en otras provincias argentinas debido a su eficiente dispersión tal como sucedió con *Youngia japonica* (L.) DC. (Asteraceae), que fue citada en un principio para las provincias de Tucumán y Entre Ríos y que actualmente presenta una distribución más amplia (Slanis & Perea, 2011; IBODA, 2022).

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

Ambos autores han participado conjuntamente y de igual manera en este artículo.

AGRADECIMIENTOS

A la Fundación Miguel Lillo (FML) por el equipamiento necesario utilizado para concretar esta investigación. A Lelia M. Bordón (Sección Iconografía de la FML) por la realización de los excelentes dibujos y diagramación de las láminas. A los revisores anónimos y a Diego Germán Gutiérrez (MACN-CONICET) por las valiosas y pertinentes sugerencias.

BIBLIOGRAFÍA

ARAKAKI, D. & C. LAO. 2012. Pest advisory N° 12-02. Dept. of Agriculture Hawaii [online]. Disponible en:

<https://hdoa.hawaii.gov/pi/files/2013/01/Laportea-aestuans-NPA.pdf> [Acceso: 29 agosto 2022].

- BERNAL, R., G. GALEANO, A. RODRIGUEZ, H. SARMIENTO & M. GUTIERREZ. 2017. Nombres comunes de las plantas de Colombia. Disponible en: <http://www.biovirtual.unal.edu.co/nombrescomunes/>
- BLACKBURN, T. M., P. PYSEK, S. BACHER, J. T. CARLTON, R. P. DUNCAN, V. JAROSIK, J. R. U. WILSON & D. M. RICHARDSON. 2011. A proposed unified framework for biological invasions. *Trends Ecol. Evol.* 26: 333-339. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2011.03.023>.
- BOUFFORD, D. E. 1997. *Laportea*. En: *Flora of North America* [online], vol. 3. Disponible en: http://www.efloras.org/florataxon.aspx?flora_id=1&taxon_id=233500742 [Acceso: 29 agosto 2022].
- BREMER CHRISTENSEN, C., J. SOELBERGAB & A. K. JÄGERA. 2015. Antacid activity of *Laportea aestuans* (L.) Chew. *J. Ethnopharmacol.* 171: 1-3. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2015.05.026>
- CHEN, J., I. FRIIS & M. C. WILMOT-DEAR. 2003. *Laportea*. En: WU, Z., P. H. RAVEN & D.-Y. HONG (eds.), *Flora of China*, vol. 5: 85-89. Science Press, Beijing.
- CHEW, W. L. 1965. *Laportea* and allied genera (Urticaceae). *Gard. Bull. Singapore* 21: 195-208.
- CHEW, W. L. 1969. A monograph of *Laportea* (Urticaceae). *Gard. Bull. Singapore* 25: 111-178.
- ELUJOBA, A. A., O. M. ODELEYE & C. M. OGUNYEMI. 2005. Traditional medicine development for medical and dental primary health care delivery system in Africa. *Afr. J. Trad. Comp. Alt. Med.* 2: 46-61. <https://doi.org/10.4314/ajtcam.v2i1.31103>
- ESSIETT, U. A., N. I. EDET & D. N. BALA. 2011. Phytochemical and physiological analysis of leaves of *Laportea aestuans* (Linn) Chew and *Laportea ovalifolia* (Schumach) Chew (male and female). *Asian J. Plant Sci. Res.* 1: 35-42.
- FRIIS, I. 1993. Urticaceae. En: KUBITZKI, K., J. G. ROHWER & V. BITTRICH (eds.), *The Families and Genera of Vascular Plants* 2: 612-630. Springer-Verlag, Berlin. https://doi.org/10.1007/978-3-662-02899-5_76
- GAGLIOTI, A. L. 2022. *Laportea*. En: *Flora e Fungo do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro*. Disponible en: <https://floradobrasil.jbrj.gov.br/FB15049> [Acceso: 7 setiembre 2022].

- GARCÍA, J. G. L., B. MACBRYDE, A. R. MOLINA & O. HERRERA-MACBRYDE. 1975. *Malezas prevalentes de América Central*. International Plant Protection Center, San Salvador.
- HSU, T. W., T. Y. CHIANG & N. J. CHUNG. 2003. *Laportea aestuans* (L.) Chew (Urticaceae), a newly recorded plant in Taiwan. *Taiwania* 48: 72-76. [https://doi.org/10.6165/tai.2003.48\(1\).72](https://doi.org/10.6165/tai.2003.48(1).72)
- HUARANCA ACOSTUPA, R. J., J. J. ARMAS BARDALES & R. M. VIGO TECO. 2013. Uso de las plantas medicinales en la comunidad El Chino, del área de conservación regional comunal Tamshiyacu-Tahuayo, Loreto, Perú. *Conoc. Amaz.* 4: 77-86. Disponible en: <https://www.researchgate.net/publication/344400862> [Acceso: 12 setiembre 2022].
- IBODA, 2022. Flora Argentina: Plantas Vasculares de la República Argentina. Disponible en: <http://www.floraargentina.edu.ar> [Acceso: 20 setiembre 2022].
- LANS, C. A. 2006. Ethnomedicines used in Trinidad and Tobago for urinary problems and diabetes mellitus. *J. Ethnobiol. Ethnomed.* 2: 1-11. <https://doi.org/10.1186/1746-4269-2-45>
- LANS, C. A. 2007. Ethnomedicines used in Trinidad and Tobago for reproductive problems. *J. Ethnobiol. Ethnomed.* 3: 1-12. <https://doi.org/10.1186/1746-4269-3-13>
- LOPES DE OLIVEIRA, G., L. DE H. CAVALCANTI ANDRADE & A. F. MORAIS DE OLIVEIRA. 2012. *Xanthosoma sagittifolium* and *Laportea aestuans*: species used to prevent osteoporosis in Brazilian traditional medicine. *Pharm. Biol.* 50: 930-932. <https://doi.org/10.3109/13880209.2011.637054>
- MACK, R. N. 1991. The commercial seed trade: an early disperser of weeds in the United States. *Econ. Bot.* 45: 257-273. <https://doi.org/10.1007/BF02862053>
- MONRO, A. K. 2015. *Laportea*. En: DAVIDSE, G., M. SOUSA, S. KNAPP & F. CHIANG (eds.), *Flora Mesoamericana*, vol. 2(3), pp. 132. Missouri Botanical Garden Press; Saint Louis.
- MORRISON, J. F. & S. K. TWUMASI. 2010. Comparative studies on the in vitro antioxidant properties of methanolic and hydro-ethanolic leafy extracts from eight leafy vegetables of Ghana. *Afr. J. Biotech.* 9: 5177-5184.
- OKEREKE, S. C. & I. ELEKWA. 2014. Studies on the in vitro antioxidant activity of *Laportea aestuans* leaf extract. *J. Env. Sci. Tox. Food Technol.* 8: 33-41. <https://doi.org/10.9790/2402-08123341>
- OLOYEDE, G. K. & O. E. AYANBADEJO. 2014. Phytochemical, toxicity, antimicrobial and antioxidant screening of extracts obtained from *Laportea aestuans* (Gaud). *J. Med. Sci.* 14: 51-59. <https://doi.org/10.3923/jms.2014.51.59>
- PEREDO LAZARTE, A. & C. R. PINTO RÍOS. 2020. Conocimiento y utilización de plantas medicinales en comunidades yuracares. TIPNIS, Cochabamba, Bolivia. *Gac. Med. Bol.* 43: 41-48. <https://doi.org/10.47993/gmb.v43i1.18>
- PROTOPOPOVA, V. V. & M. V. SHEVERA. 2014. Ergasiophytes of the Ukrainian flora. *Biodiv. Res. Conserv.* 35: 31-46. <https://doi.org/10.2478/biorc-2014-0018>
- RICHARDSON, D. M., P. PYSEK, M. REJMÁNEK, M. G. BARBOUR, F. D. PANETTA & C. J. WEST. 2000. Naturalization and invasion of alien plants: concepts and definitions. *Divers. Distrib.* 6: 93-107. <https://doi.org/10.1046/j.1472-4642.2000.00083.x>
- SLANIS, A. C. & M. C. PEREA. 2011. *Youngia japonica* (Asteraceae, Lactuceae), una novedad para la Flora adventicia de Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 46: 139-143.
- STEINMANN, V. W. 2005. Urticaceae. En: RZEDOWSKI, J. & G. CALDERÓN DE RZEDOWSKI (eds.), *Flora del Bajío y de regiones adyacentes* 134: 1-74. Imprenta Tavera Hermanos, S.A., Morelia.
- THIERS, B. 2022. *Index Herbariorum: a global directory of public herbaria and associated staff*. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponible en: <http://sweetgum.nybg.org/ih/> [Acceso: 29 agosto 2022].
- VILLASEÑOR, J. L. & F. J. ESPINOSA-GARCIA. 2004. The alien flowering plants of Mexico. *Divers. Distrib.* 10: 113-123. <https://doi.org/10.1111/j.1366-9516.2004.00059.x>
- VINCENT, M. A. & W. S. TURRELL. 1993. *Fatoua villosa* (Moraceae), Mulberry Weed, in Ohio. *Ohio J. Sci.* 93: 147-149.
- WILLIAMSON, M. 1996. *Biological invasions*. Chapman & Hall, London.



REVISIÓN TAXONÓMICA Y NUEVAS VARIEDADES EN EL COMPLEJO *LUPINUS ANDICOLA* (FABACEAE, FABOIDEAE) DE ARGENTINA

TAXONOMIC REVIEW AND NEW VARIETIES IN *LUPINUS ANDICOLA* COMPLEX (FABACEAE, FABOIDEAE) FROM ARGENTINA

Ana María Planchuelo^{1*}  & Mariela Fabbroni² 

1. Centro de Relevamiento y Evaluación de Recursos Agrícolas y Naturales (CREAN-IMBIV-CONICET-UNC), Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina.

2. Cátedra de Plantas Vasculares, Facultad de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Salta, Avda. Bolivia 5150, Salta, Argentina.

*aplanch@gmail.com

Citar este artículo

PLANCHUELO, A. M. & M. FABBRONI. 2022. Revisión taxonómica y nuevas variedades en el complejo *Lupinus andicola* (Fabaceae, Faboideae) de Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 823-851.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n4.39322>

Recibido: 12 Nov 2022
Aceptado: 28 Nov 2022
Publicado impreso: 30 Dic 2022
Editor: Franco Ezequiel Chiarini 

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

SUMMARY

Background and aims: The taxonomy of the 1700 scientific names of *Lupinus* is very complex, due to the high number of species described by C. P. Smith. For Argentina, 36 valid taxa, 55 synonyms and 1 dubious taxon are cited. The objective was to re-evaluate three caespitose species of less than 25 cm in height, with inflorescences covered by the leaves, treated as a complex in 1980 and to analyze two others that share the same structural characteristics.

M&M: Nomenclatural types, herbarium specimens, JSTOR images, virtual herbariums and plants studied in the field were evaluated. Vegetative and floral organs, leaflet epidermis and seed integuments were analyzed with stereomicroscopes and scanning electron microscopy. Conservation status was assessed taking into account environmental factors.

Results: The following nomenclatural changes are presented: *Lupinus andicola* var. *andicola*; *L. andicola* var. *alivillosus*; *L. andicola* var. *grisebachianus*; *L. andicola* var. *subacaulis* and *L. andicola* var. *subinflatus*. The key vegetative characters are: indumentum of the stems, petioles and adaxial face of leaflets and relationship of the lengths of petioles versus leaflets. The discriminant floral characters are: shape and size of the banner and the lobes of the upper lip of the calyx. It provides: identification key to the varieties, observations, common names, etymologies of epithets, state of conservation, list of material studied, illustrations and distribution maps.

Conclusions: The work provides an updated and complete evaluation for a group of taxa of the Argentine flora with correction on types citation and new conservational status assigned.

KEY WORDS

Argentine flora, Leguminosae, lupins, *Lupinus*, nomenclatural changes.

RESUMEN

Introducción y objetivos: La taxonomía de los 1700 nombres científicos de *Lupinus* es muy compleja, por el elevado número de especies descritas por C. P. Smith. Para Argentina se citan 36 taxones válidos, 55 sinónimos y 1 taxón dudoso. El objetivo fue reevaluar tres especies caespitosas de hasta 25 cm de altura, con inflorescencias cubiertas por las hojas, que fueron tratadas como un complejo en 1980 y analizar otras dos que comparten las mismas características estructurales.

M&M: Se evaluaron tipos nomenclaturales, especímenes de herbarios, imágenes JSTOR, herbarios virtuales y plantas en el campo. Se analizaron órganos vegetativos y florales, epidermis de folíolos y tegumentos de semillas, con microscopía estereoscópica y electrónica. El estado de conservación se evaluó considerando factores ambientales.

Resultados: Se presentan los siguientes cambios nomenclaturales: *Lupinus andicola* var. *andicola*; *L. andicola* var. *alivillosus*; *L. andicola* var. *grisebachianus*; *L. andicola* var. *subacaulis* y *L. andicola* var. *subinflatus*. Los caracteres vegetativos claves son: indumento de los tallos, peciolos y cara adaxial de folíolos y relación de los largos de peciolos versus folíolos. Los caracteres florales discriminantes son: forma y tamaño del estandarte y de los lóbulos del labio superior del cáliz. Se provee una clave identificatoria de las variedades, observaciones, nombres vulgares, etimologías de epítetos, estado de conservación, lista de material estudiado, ilustraciones y mapas de distribución.

Conclusiones: El trabajo proporciona una evaluación actualizada y completa para un grupo de taxones de la flora argentina con correcciones de asignaciones de tipos y de estado de conservación.

PALABRAS CLAVE

Cambios nomenclaturales, flora argentina, Leguminosae, lupinos, *Lupinus*.

INTRODUCCIÓN

El género *Lupinus* L. incluye un dinámico grupo de especies caracterizadas por sus hojas palmaticompuestas y sus flores papilionadas en racimos terminales. La plasticidad para adaptarse a diferentes ambientes, la facilidad de sufrir cambios genéticos y la variabilidad fenotípica, hace que la delimitación de especies sea una tarea muy difícil, que condujo a confusiones nomenclaturales (Planchuelo, 1999a, b; Merino *et al.*, 2000; Wink *et al.*, 2000; Eastwood *et al.*, 2008b). Uno de los mayores problemas taxonómicos que presenta el género, es actualizar el caótico tratamiento de C. P. Smith en su serie de publicaciones personales tituladas “Signatures in Species Lupinorum” (Smith, 1930-1953) en donde se tratan 1.700 taxones, muchos de ellos basados en pocos caracteres morfológicos inconsistentes que, en revisiones posteriores, pasaron a ser sinónimos (Planchuelo 1978; Aïnouche & Bayer, 1999; Eastwood *et al.*, 2008a, b). Hasta la actualidad, el número de especies es indefinido y se estima, según autores en cifras muy dispares, con un mínimo de 150 (Burkart, 1987), un número intermedio entre 200 y 400 (IBPGR, 1981; Kurlovich *et al.*, 2002; Eastwood *et al.*, 2008b; Contreras-Ortiz *et al.*, 2018a) y un máximo entre 500-600 (Planchuelo, 1978, 2011; Käss & Wink, 1996; Bermúdez Torres *et al.*, 2000).

La mayoría de las especies crecen en el continente americano y sólo 13 son oriundas de las zonas vecinas al mar Mediterráneo y de las montañas del norte y este de África (Gladstones, 1974; Amaral Franco & Pinto da Silva, 1978). En 1984, Planchuelo propone una distribución de especies para Sudamérica en dos Subregiones, luego ampliada a una distribución mundial (Planchuelo, 1999; Wolko *et al.*, 2011). La Subregión Atlántica se extiende como una franja oriental por Brasil, Paraguay, Uruguay y este de Argentina con límite sur en la provincia de Buenos Aires y límite oeste en el centro de Córdoba, en donde sólo se registra *L. aureonitens* Gillies, especie categorizada en 2006 como en peligro (EN) y peligro crítico (CR) de extinción (Delucchi, 2006) y como vulnerable (VU) según la International Union for the Conservation of Nature y categoría 5 en Plantas Endémicas de Argentina (Delucchi & Hernández, 2015). Esta subregión, a posteriori de las publicaciones de

Smith (1930-1953), está representada por 16 especies de hojas simples y otras 16 de hojas palmaticompuestas, muchas de las cuales fueron tratadas por Dunn & Planchuelo (1981), Planchuelo & Dunn (1984, 1989), Monteiro & Gibbs (1986), Lewis (1987), Barneby (1991), Planchuelo (1996a, b), Planchuelo & Fuentes (2001), Pinheiro & Miotto (2001, 2005) y Stehmann *et al.* (2009). Por otro lado, la Subregión Andina, que se extiende a lo largo de la Cordillera de los Andes desde Venezuela hasta Tierra del Fuego, en Argentina cubre las provincias del noroeste (Catamarca, Jujuy, La Rioja, Salta y Tucumán) siendo el límite oriental las Altas Cumbres y las Sierras de Comechingones en Córdoba. Esta subregión en su totalidad, presenta más de 400 nombres específicos (Planchuelo, 2011), no hay especies de hojas simples y se caracteriza por la gran diversidad de plantas prostradas, hierbas con tallos fistulosos, subarbustos, pequeños árboles y plantas anuales (Macbride, 1943) que crecen en diversos ambientes, desde el nivel del mar hasta los 5000 msnm. (Planchuelo, 1999; Hughes & Eastwood 2006; Hughes & Atchison, 2015).

La mayoría de los estudios modernos de las especies andinas están enfocados en las cualidades, análisis de genotipos y mejoramiento del cultivo de *L. mutabilis* Sweet, conocido como “tarwi” o “chocho”, por ser una especie de gran valor alimenticio y comercial en Bolivia, Perú y Ecuador (Antúnez de Mayolo, 1982; Cowling *et al.*, 1998; Caligari *et al.*, 2000; Planchuelo & Fuentes, 2005; Baer, 2011; Tapia, 2015; Atchison *et al.*, 2016; Gulisano *et al.*, 2019; Simioniuc *et al.*, 2021). Algunos estudios han incorporado evaluaciones de los parientes silvestres del tarwi en su proceso de domesticación (Kazimierski & Nowacki, 1961; Tapia & Vargas, 1982; Eastwood & Hughes, 2008a; Atchison *et al.*, 2016), quedando los análisis de otras especies andinas relegados a catálogos de floras de algunos países andinos como por ejemplo Jørgensen *et al.* (2014) para Bolivia, Rodríguez *et al.* (2018) para Chile, Jørgensen & León-Yáñez (1999) para Ecuador, Brako & Zarucchi (1993) para Perú y acotadas revisiones taxonómicas (Planchuelo & Dunn, 1980; Contreras-Ortiz *et al.*, 2018b). Por otro lado, los estudios filogenéticos que incluyen poblaciones de lupinos de los Andes Centrales muestran que en esa subregión existe una de las tasas más altas de diversificación neta (Aïnouche & Bayer, 1999; Wink *et al.*, 2000;

Aïnouche *et al.*, 2004; Hughes & Eastwood, 2006; Eastwood *et al.*, 2008a, Drummond *et al.*, 2012; Nevado *et al.*, 2016; Contreras-Ortiz *et al.*, 2018a). En general, las citadas publicaciones no presentan descripciones morfológicas, ni validación de los materiales tipo, por lo tanto, la confusa nomenclatura de *Lupinus* en la Subregión Andina sigue sin resolverse taxonómicamente.

Para la flora argentina, los primeros registros del género *Lupinus* son los de Grisebach (1879) que describe dos nuevas especies para Salta, los de Hieronymus (1881) que citó dos para el noroeste de Argentina, Hassler (1919) quién trató cuatro especies y describió tres variedades de Paraguay y Misiones, y Seckt (1929-30) quién citó tres especies para la “Flora Cordobensis”, dos de ellas como nativas de las Sierras de Achala y una como escapada de cultivo (*L. hirsutus* L. de la zona Mediterránea africana), aunque no hay registros de cultivo de éste u otros lupinos en Córdoba. A posteriori, Smith (1943-1944) publica “The genus *Lupinus* in Argentina” en tres cuadernillos titulados “Signature” bajo los números 21, 22 y 23, en donde trata 86 taxones y describe 49 especies nuevas. Dado el confuso tratamiento de Smith, en donde varios holotipos comparten el mismo número de colector de citas en otras especies, Burkart (1952) sólo consideró siete especies nativas para la región de las llanuras de Argentina y, para la región montañosa, señaló que: “será necesaria una revisión crítica de las especies, porque, C. P. Smith nombró varias especies dudosas”. La monografía de *Lupinus* para Argentina (Planchuelo, 1978), basada en la revisión de tipos y de ejemplares de herbario, redujo los taxones a 29, quedando siete sin tratar por falta de verificación de los tipos y citando 10 especies solo por el holotipo, ante la falta de otros materiales que representen esas especies y la imposibilidad de definir si formaban parte de la sinonimia de otros taxones con prioridad nomenclatural. El problema de la delimitación de las especies está expresado en la Flora de San Juan (Gómez-Sosa, 1994) en donde se especifica que: “los nombres que identifican a los ejemplares sanjuaninos, se utilizan en forma tentativa, debido a que las especies andinas del género no están claramente delimitadas en la bibliografía”. Varias revisiones parciales con citas de especies se encuentran publicadas en tratamientos florísticos y taxonómicos (Cabrera, 1953; Burkart, 1967, 1987; Cabrera & Zardini,

1993; Planchuelo & Dunn, 1980, 1984, 1989; Dunn & Planchuelo, 1981; Planchuelo, 1984; Gómez Sosa, 1994; Bianco *et al.*, 2001; Planchuelo & Fuentes, 2001; Steibel, 2001; Pensiero *et al.*, 2005).

El Catálogo de Plantas Vasculares de la Flora del Cono Sur (Flora del Cono Sur, 2022) que trata a especies de Argentina, sur de Brasil, Chile, Paraguay y Uruguay, lista 112 taxones (49 aceptados, 62 sinónimos y 1 taxón dudoso), 36 de ellos para Argentina. La página proporciona información sobre la distribución por país y provincia; referencias y datos de ejemplar representativo para todos los taxones, y para algunos de ellos, fotografías de ejemplares de herbario y de plantas en el campo, éstas últimas sin proveer información sobre el lugar donde se tomó la fotografía, el botánico que identificó la especie y el ejemplar de herbario que está relacionado con las fotografías de campo. Para Argentina (Flora Argentina, 2022) figuran 92 taxones, se repiten los 36 taxones válidos de la Flora del Cono Sur y se informan 55 sinónimos y 1 taxón dudoso. En la página web de Wikispecies (2022) se indica que el género se divide en dos subgéneros: el subgénero *Lupinus* con solo 12 especies europeas y el subgénero *Platycarpo* (S. Wats.) Kurl. que, según Kurlovich (1989), comprende entre 100 y 1000 especies americanas que requieren un mayor análisis de su autenticidad.

Un análisis preliminar de taxonomía numérica (Fabbroni *et al.*, 2019) presenta varios conglomerados que separan las especies *L. grisebachianus*, *L. subacaulis* y *L. subinflatus* en grupos de OTU's por las combinaciones de similitudes y diferencias de caracteres morfológicos. Los componentes principales muestran que las variables de mayor peso son la distribución de la pubescencia, que está relacionada con el balance energético y el nivel de fotosíntesis, según se deduce de lo tratado por Ricker (1916), Molina-Montenegro (2008), Jaramillo Pérez *et al.* (2015) y Planchuelo (2022). Dentro de los caracteres florales se destacan, la longitud del labio superior del cáliz, y la forma y tamaño del estandarte que están relacionados con la biología floral.

El presente estudio forma parte de una revisión crítica del género *Lupinus* para la flora argentina, sobre la base de única monografía del género hasta el momento (Planchuelo, 1978) y de los tratamientos florísticos y taxonómicos más recientes (*op. cit.*)

En este tratamiento se analizaron *L. andicola* Gillies, que es una especie endémica de Mendoza y San Juan (Planchuelo, 1978) y *L. alivillosus* C.P.Sm. que está sólo citada por el holotipo y se determinó que ambas comparten características similares a las especies tratadas por Planchuelo & Dunn (1980) como el complejo *L. grisebachianus* C.P.Sm., *L. subacaulis* Griseb. y *L. subinflatus* C.P.Sm. y que en su conjunto forman el complejo *Lupinus andicola*. Además, se evaluaron los estados de conservación asignados a los taxones tratados asignándoles nuevas categorías. Como novedad se aclaran y se reportan algunos errores encontrados en las citas de los repositorios virtuales.

MATERIALES Y MÉTODOS

Análisis del área de estudio

El área de estudio considerada se localiza entre los 18° y 34° S y los 70° y 64° W, y comprende las provincias fitogeográficas Prepuneña, Puneña, Altoandina y del Monte y solamente el Distrito Chaqueño Serrano en Córdoba, Argentina (Cabrera, 1971, 1994), y en este distrito especialmente en la Sub-región Sierras Grandes (Cabido *et al.*, 2003). Según Godoy-Bürki *et al.* (2017) los taxones crecen en los biomas: Puna Andina Central; Puna Andina Central Seca; Estepa Andina Sur y en menos cantidad en el Monte Alto y Yungas del Sur.

Teniendo en cuenta todos los factores ambientales, la variabilidad climática, el cambio del uso de la tierra y los avances de la desertificación que ocurren en los biomas mencionados (Bianchi & Yáñez, 1992; Ravelo *et al.*, 2009, 2011; Hurtado *et al.*, 2013; Barros *et al.*, 2014) es posible afirmar que los ecosistemas tienen una alta vulnerabilidad a ser degradados y en consecuencia pueden limitar el crecimiento futuro de las poblaciones de estos taxones.

Análisis taxonómico y del estado de conservación

La reevaluación de los caracteres claves de las especies se realizó sobre la base de la información acumulada a través del tiempo de los estudios de todos los materiales tipo y especímenes disponibles de las colecciones de los herbarios A, ACOR, B (colecciones posteriores a las pérdidas en el incendio), BA, BAA, BAB, BACF, BAF, CORD, CTES, CAS, F, JUA, K, LIL, LP, LSR, MBM,

MCNS, MERL, MO, P, RIOC, RNG, SI, U, UC, UMO y US (acrónimos según Thiers, actualización permanente). El estudio del material de herbario fue confrontado con las imágenes digitales de los especímenes publicados en los herbarios virtuales de JSTOR Global Plants (2022), Tropicos (2022), International Plant Names Index (2022) y The Plant List (2022).

Mediante un acuerdo con los curadores de los herbarios, dos flores fueron extraídas de los especímenes para su estudio. Una de las flores fue conservada intacta y la otra fue disectada y ambas fueron montadas en portaobjetos siguiendo las técnicas de Planchuelo (1978). Los portaobjetos fueron protegidos con una capa de laca acrílica transparente y colocados en un sobre que fue adherido al correspondiente ejemplar. Las fotografías de los ejemplares tipo, junto con las de las flores montadas en portaobjetos, fueron adheridas a cartulinas junto con la descripción de la especie y los datos del ejemplar. Para que tengan un valor testimonial, se catalogaron en el herbario UMO, que hoy forma parte de la colección del MO. Duplicados de esa documentación se encuentran en el herbario original del ejemplar tipo y en ACOR.

Las descripciones fueron realizadas teniendo en cuenta las características y tamaños de los órganos vegetativos y florales observados y medidos bajo microscopio estereoscópico con aumentos de 5-50x. En esta revisión se siguen los conceptos de la importancia taxonómica de las hojas (Carlquist, 1961) y de la pubescencia foliar en el balance de energía, los gradientes altitudinales y las perspectivas funcionales (Sandquist & Ehleringer, 1997; Chandra, 2003, 2004; Levizou *et al.*, 2004; Molina-Montenegro, 2008). El indumento de los folíolos fue observado en preparados con técnicas de microscopía óptica (D' Ambrogio de Argüeso, 1986), y de algunos taxones con microscopía electrónica de barrido, según se describen en Seisdedos & Planchuelo (2011, 2018). La terminología del indumento es una combinación de Lindley (1951), Payne (1978) y Hewson (1988).

Como complemento evaluativo, se tomaron en cuenta las características de la cubierta seminal de las semillas disponibles de los taxones estudiados, dado que la estructura de la testa es un carácter discriminatorio para separar siete taxones de semillas rugosas del resto de las especies que tienen tegumento liso (Gladstones, 1974; Gupta *et*

al., 1996; Aïnouche & Bayer, 2000). Para ello, se completaron los estudios realizados por Perissé & Planchuelo (2004) y Planchuelo & Perissé (2006) en especies de la flora argentina.

La información sobre la arquitectura de la planta, el hábitat, los estadios fenológicos y los aspectos ecológicos, fueron tomados de los datos que figuran en las etiquetas de herbario y de observaciones personales a campo, durante viajes de recolección de ejemplares que fueron depositados en los herbarios ACOR y MCNS.

Se actualiza la información sobre el estado de conservación de los taxones que figuran en Plantas Endémicas de Argentina (PlanEAR, 2022) y que fue asignada según los datos provistos por Planchuelo en 2010 (com. pers.). Dado que las especies tratadas no se citan en la Red List of Threatened Species de la International Union for the Conservation of Nature (IUCN versión 15.1, 2022) se presentan por primera vez sus categorías según los criterios discutidos en un taller de expertos (Planchuelo *et al.*, 2019) para las especies andinas de *Lupinus*, consideradas parientes silvestres de *L. mutabilis*. Para las nuevas designaciones del estado de conservación, se tuvieron en cuenta los factores ambientales determinantes de la diversidad de especies en los Andes (Godoy-Bürki *et al.*, 2017), los que influyen en las áreas en donde crecen los taxones, tales como períodos de eventos meteorológicos extremos y degradación de la tierra (Ravelo *et al.* 2009, 2011) y la información actualizada del Atlas de Sequías de la República Argentina (ASeRA, 2022).

Las citas de los lugares de recolección de los especímenes fueron extraídas de los datos de las etiquetas de herbario, aclarando los errores de algunas citas y además incorporando el Departamento Provincial correspondiente, cuando faltaba. Los cambios nomenclaturales se basaron siguiendo el Código Internacional de Nomenclatura para Algas, Hongos y Plantas (ICN; Turland *et al.*, 2018).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Características morfológicas del complejo Lupinus andicola

El grupo de taxones analizados tiene características similares en cuanto la arquitectura de la planta, pero en una versión minúscula en comparación a las especies consideradas “FIR” (del inglés fistulose-

inflorescence rosette) de los Andes tropicales, tratadas por Contreras-Ortiz *et al.* (2018b). Las plantas son de 10-15 (-25) cm de altura, la primera inflorescencia se desarrolla en la base del tallo principal poco desarrollado y está cubierta por las hojas de la roseta basal y las inflorescencias laterales nacen de tallos cortos y están rodeadas por las hojas de los nudos cercanos al ápice. Los especímenes de herbario muestran las inflorescencias totalmente cubiertas por las hojas.

Para facilitar la identificación de las variedades propuestas, la Figura 1 muestra en forma de tabla comparativa los principales caracteres claves del complejo *L. andicola* con respecto a las otras especies que crecen en las mismas áreas de distribución, tratadas en forma parcial en Planchuelo (1978), Planchuelo & Dunn (1980) y Planchuelo (2022). Entre los caracteres diagnósticos se destacan la arquitectura de la planta y la relación del largo del peciolo en contraste con el largo de los folíolos.

En relación a los caracteres vegetativos que diferencian a las variedades propuestas (Fig. 2), se destacan: el indumento de los tallos, de los peciolos y de la cara adaxial de los folíolos. Se observó que hay diferencias en el largo y ancho de los folíolos entre las variedades, sin embargo, no se logró, hasta el momento, establecer una ecuación que marque los rangos diferenciales como se realizó para el complejo *L. gibertianus*-*L. linearis* (Planchuelo & Fuentes, 2001). Los caracteres florales discriminatorios (Fig. 3) son la forma y tamaño del estandarte y en menor grado, los del cáliz y las alas.

En un análisis especial de los indumentos, se comprobó que la cara abaxial de los folíolos nunca es glabra y siempre tienen mayor densidad de pubescencia que la cara adaxial. Con respecto a la morfoanatomía de los tricomas erectos y curvos se consideran tricolulares, formados por una célula basal globosa vacuolada que soporta un epitricopodio de pared gruesa y con una célula apiculada de diferentes longitudes (Seisdedos & Planchuelo, 2018). En los taxones estudiados, no se registraron tricomas pluricelulares, simples, no ramificados y cortos como los que presentan algunas especies de la Subregión Atlántica (Seisdedos & Planchuelo, 2011).

Revisiones parciales de epidermis foliar muestran que en la base de los tricomas se disponen células epidérmicas normales en forma radial. Por otro lado, los estudios realizados y en curso sobre morfología de semillas, muestran que tienen características similares

Caracteres distintivos del <i>Lupinus andicola</i> y contrastantes con los otros taxones	Caracteres distintivos de otros taxones que comparten algunas áreas de distribución		
Plantas cespitosas, no postradas. Tallos huecos sub-fistulosos. Inflorescencia principal naciendo de la base del tallo poco elongado y cubierta por las hojas de la roseta basal y con inflorescencias secundarias erguidas con pedúnculo reducido y cubiertas por hojas alternas de los nudos apicales.	Inflorescencias ocultas por hojas basales o apicales. Relación P/F=3-4	<i>L. austroorientalis</i> C.P.Sm.	Inflorescencias expuestas. Relación P/F=1,5-2
	Plantas no postradas. Hojas no fasciculadas	<i>L. buchtienii</i> Rusby	Plantas rastreras con inflorescencia no erguida. Hojas fasciculadas
	Inflorescencias cubiertas por hojas. Relación P/F=3-4	<i>L. burkartianus</i> C.P.Sm.	Inflorescencia erguida expuesta. Relación P/F=(2-)2,5(-3)
	Tallos sin médula maciza	<i>L. erectifolius</i> C.P.Sm.	Tallos leñosos, cilíndricos con médula maciza
	Tallos ≤10 mm diám. Indumento con dos tipos de tricomas largos rectos y cortos curvos	<i>L. hieronymi</i> C.P.Sm.	Tallos inflados de 9–14 mm diám. Indumento con un solo tipo de tricomas, largos, rectos y extendidos.
	Bractéolas triangular- subuladas de 1-1,5 x 0,3-0,5 mm	<i>L. ignobilis</i> C.P.Sm.	Única especie con bractéolas aovadas de 2-2,5 mm x 1-2 mm
	Plantas ≤25 cm	<i>L. tomentosus</i> CD	Subarbustos de 1-1,3 m
	Relación P/F=3-4	<i>L. ultramontanus</i> C.P.Sm.	Relación P/F=1,5-1,8

Fig. 1. Caracteres estructurales y morfológicos discriminantes, en tabla comparativa, entre el complejo *Lupinus andicola* y otros taxones que comparten ambientes y áreas de distribución geográfica. Abreviatura: P/F=relación entre largo de pecíolo y largo del folíolo medio.

Caracteres	var. <i>andicola</i>	var. <i>subcaulis</i>	var. <i>subinflatus</i>	var. <i>alivillosus</i>	var. <i>grisebachianus</i>
Altura de la planta (cm)	10-18(-25)		10-15		
Tipo de indumento en tallos y peciolos					
Ángulo de tricomas sobre la epidermis	≤45°		80-90°	≤20°	
Longitud de tricomas (mm)	Rectos	1-1,5(-2)	1,5-2,5(-3)	0,9-1,2(-1,5)	
	Curvos	0,5	0,5-0,8	0,2-0,5	
Largo de peciolos (cm)	11 -15(-18)	12-16(-19)	8,5-11	6,5-9(-10)	6-9(-10)
Tamaño de folíolos (cm)	Largo	3,5-4,5	4-5(-6)	(2-)2,5-3	2,5-3
	Ancho	0,8-0,9	0,6-0,7(-0,8)	0,6-0,8(-0,9)	0,5-0,7
Relación largo peciolo con largo folíolo	3-4		3-3,5		
Forma, pubescencia y tamaño medio de folíolos (cm)	 4 x 0,85	 4,5 x 0,7	 3 x 0,7	 3 x 0,6	 3 x 0,7

Fig. 2. Caracteres vegetativos claves para identificar las variedades de *Lupinus andicola*. El esquema que representa a los folíolos se divide en dos partes: la parte superior representa la cara adaxial y la inferior la cara abaxial. En la var. *alivillosus* se muestra la cara adaxial dividida en dos con la parte derecha mostrando la epidermis levemente papilosa vista con más de 25x de aumento.

en cuanto al tamaño, al tegumento seminal, que es marrón con máculas más oscuras y que la región hilar tiene un halo discreto y un arilo irregular con un surco hilar visible.

Tratamiento taxonómico

Mediante el análisis de caracteres morfológicos de los taxones que comparten ambientes en el noroeste de Argentina, zona

Caracteres		var. <i>andicola</i>	var. <i>subacaulis</i>	var. <i>subinflatus</i>	var. <i>alivillosus</i>	var. <i>grisebachianus</i>
Inflorescencia (cm)		9 -10(-11)	8-10	(6,5-)-7-8(-9)		4-5(6)
Distribución de las flores		Verticiladas o sub-verticiladas	Alternas a veces sub-verticiladas			Densa
Vista lateral de la flor y tamaño (mm)		 9-10(-11)		 7,5- 9(-9,5)		 (8-)-9-10
CÁLIZ	Forma del cáliz					
	Labio inferior largo y ancho (mm)	7-8 x 2-2,5	6-7 x 2-2,5	4,5- 5,5 x 1,5-2	5,5-6 x 2	5,5-6 x 2-2,5
	Labio superior largo total (mm)	6-7	5-7	3-4	3-4	4,5-5
	Lóbulos largo y ancho (mm)	4 x 2	3,5 x 2	1-1,5 x 1,5	2-2,5 x 2	3 x 2
Forma del estandarte						
Tamaño del estandarte (mm)		10-10,5 x 9,5-10	9-10 x 8,5-9,5	7-8 x 6-7	8-8,5 x 7-8 (-8,4)	7,5-8,5 x 7-8
Forma de las alas						
Tamaño de las alas (mm)		10-11 x 6-7	9-10 x 5-6	7,5-8 x 4-5		9,5-10 x 7,5-8
Quilla	Forma					
	Ancho (mm)	3-3,5	2-2,5	2	2,8-3	2,5
	Ángulo	90°	102°	110°	102°	110°

Fig. 3. Caracteres florales claves para identificar las variedades de *Lupinus andicola*. Los esquemas fueron realizados en forma esquemática sin considerar los tamaños representativos.

de Cuyo y sierras de Córdoba, se concluye que las especies aquí tratadas, se comporta como un complejo integrado por una sola especie, *L. andicola* y cinco variedades, cuya identificación se presenta en la siguiente clave dicotómica.

Clave de las variedades del complejo *Lupinus andicola*

1. Cara adaxial de los folíolos glabra o con indumento levemente papiloso, a veces con algunos tricomas solo alrededor de los márgenes y cara abaxial pilosa o seríceo-pubescente.
2. Tallos, pecíolos y parte externa del cáliz con indumento piloso de tricomas sub-adpresos o adpresos de no más de 1 mm long., que no dejan ver otros tricomas cortos y curvos, de ca. 0,5 mm long.
3. Inflorescencia principal con pedúnculo de 2-3 cm. Cáliz con labio inferior de 6-8 mm long. y lóbulos del labio superior de 3,5-4 mm long. Estandarte anchamente obovado a orbicular, de 9-10,5 × 8,5-10 mm.
 4. Inflorescencia con flores verticiladas con los verticilos a 10-15 mm long., rara vez sub-verticiladas. Cáliz con labio inferior de 7-8 mm long. y labio superior con lóbulos de 4 × 2 mm. Estandarte de 10-10,5 × 9,5-10 mm. *L. andicola* var. *andicola*
 - 4'. Inflorescencia con flores alternas, a veces sub-verticiladas. Cáliz con labio inferior de 6-7 mm long. y labio superior con lóbulos de 3,5 × 2 mm. Estandarte 9-10 × 8,5-9,5 mm. *L. andicola* var. *subacaulis*
- 3'. Inflorescencia principal con pedúnculo de no más de 2 cm. Cáliz con labio inferior de 4,5-5,5 mm long. y lóbulos del labio superior de 1-1,5 mm long. Estandarte obovado, de 7-8 × 6-7 mm. *L. andicola* var. *subinflatus*
- 2'. Tallos, pecíolos y parte externa del cáliz con indumento viloso con tricomas de 1,5-3 mm long. que dejan ver una capa de tricomas cortos curvos de 0,5-0,8 mm long. *L. andicola* var. *alivillosus*
- 1'. Cara adaxial de los folíolos nunca glabra, con indumento seríceo, más denso en la cara abaxial *L. andicola* var. *grisebachianus*

Como complemento, las Figs. 2 y 3 muestran en forma gráfica y numérica las principales características vegetativas y florales de las variedades de *Lupinus andicola* según el orden de la clave dicotómica.

Lupinus andicola Gillies, *Bot. Misc.* 3: 201. 1833. TIPO: ARGENTINA. Prov. Mendoza, Dpto. Las Heras, Ascent to the Paramillo above Villavicencio, Andes of Mendoza, 1821, J. Gillies, s.n. (*Lectotipo*, aquí designado, K 000500641A!). Fig. 4A.

=*Lupinus praedictus* C.P.Sm., *Spec. Lupinorum*: 342. 1944. sin. nov. TIPO: ARGENTINA. Prov. Mendoza, Dpto. Las Heras, Quebrada del Paramillo en el camino a Chile, I-1876, S.

Echegaray s.n. (*Holotipo*, B, destruido; *Lectotipo*, aquí designado, CORD 00002904!).

Plantas herbáceas de 10-18 (-25) cm alt. con tallo único poco desarrollado o con varios que nacen de una corona caulinar basal. Tallos huecos más o menos inflados, de 5-10 mm diám., con indumento de tricomas largos, de (0,9-)1-2,5(-3) mm long., rectos extendidos o adpresos que a veces cubren otros cortos y curvos de (0,2-)0,5(-0,8) mm long. Hojas (6-)7-9-folioladas; estípulas de (5-)8-10(-12) mm long., con la parte libre subulada-filiforme, de 3-5(-7) × 0,5-1,2 mm, pilosas en el dorso; pecíolos de (6-)8-11(-19) cm long., con indumento similar al tallo; folíolos oblanceolados, de (2-)2,5-3,5(-6) × 0,5-0,8(-0,9) cm, ápice obtuso, mucronado, cara adaxial glabra, papilosa, con algunos pocos

tricomas hacia el margen o con indumento denso de tricomas adpresos; relación entre largo del peciolo/largo del folíolo 3-4. Inflorescencias terminales, de (3-)6-10(-11) cm long., el racimo principal cubierto por las hojas de la roseta basal y los secundarios por las hojas de los nudos apicales, pedúnculo obsoleto o de 1-2(-4) cm long., flores verticiladas, subverticiladas, alternas o densas; brácteas subuladas, de 5-8 × 1,5-2,5 mm, persistentes o tardíamente caedizas; pedicelos de 3-4 mm long.; bractéolas linear-subuladas, de 0,5-1,3(-2) × 0,1-0,3 mm, adheridas en el tubo calicinal cerca del borde en donde se separan los dos labios. Flores de (7,5-)9-10(-11) mm long.; cáliz bilabiado, con diversa densidad de pubescencia externa, interior glabro, labio inferior angostamente lanceolado a triangular, de (4,5-)5-7(8) × 1,5-2,5 mm, ápice obtuso o truncado; labio superior bifido, de (3-)4-6(-7) mm long., lóbulos angostamente triangulares, de (1,5-)2-3,5(-4) × 1,5-2 mm; estandarte glabro, obovado, orbicular o suborbicular, de (7-)8-10(-10,5) × 6-9,5(-10) mm; alas de (7,5-)8-10(11) × (4-)5-7,5(-8) mm, uña de 2 mm long., lóbulo superior encima de la uña de 1,5 mm long.; quilla glabra, de (2-)2,5-3(-3,5) mm lat, ángulo de 95-110°; óvulos 4-6. Legumbres esparcidamente pilosas, de (2-)2,5-3,5 × 6-8,5 mm. Semillas de 3-4 × 2,5 mm, con tegumento seminal marrón con máculas más oscuras.

Etimología. El epíteto “*andicola*” hace referencia a que crece en la cordillera de los Andes; “*praedictus*” del latín predecir, según aclara Smith, prediciendo que es una buena especie.

Observaciones. 1) El ejemplar de *L. andicola* del herbario K (K 000500641) representa sintipos, dado que tiene montadas dos plantas de distintas colecciones en una misma cartulina y que se mencionan en el protólogo por lo que se consideran material original (Fig. 4A). En el costado superior izquierdo tiene escrito “93 Below Hornillos Chili, Mr. Cruickshanks” y por debajo tiene montada una planta con las raíces hacia arriba. En la parte superior derecha hay una planta montada con la inflorescencia hacia arriba y en la parte inferior dice “Gillies. *Lupinus A. andicola* Gill. Ascent to the Paramillo, above Villa Villavicencio. Leg. 1821” (lo correcto es Villavicencio). En el protólogo, el primer ejemplar citado es el que

corresponde a la planta montada a la derecha que fue asignada por Dunn & Planchuelo en 1977 como A, mientras que la de la izquierda fue asignada como B. En la foto del herbario virtual de K y en la página web de JSTOR Global Plants, figura dos veces la foto del ejemplar tipo de K, en una dice “Collector Gillies # A, Country Colombia” y en la otra “Collector Cruickshank, #93, Country Chile”. Pero ninguna de esas dos citas aclara que los materiales sean el tipo de *L. andicola*, como figura en el dato del ejemplar del herbario del Field Museum of Natural History de Chicago (F) (ver explicación siguiente). Por su parte, Planchuelo (1978: 119) cita el ejemplar de Cruickshank 93 como coleccionado en “Below Hornillos Chile” pero sin indicar la provincia, mientras que Smith en “The genus *Lupinus* in Chile” (1940: 198-199) trata a *L. andicola* y cita en la provincia de Talca el ejemplar Alexander Cruickshanks 93, below Hornillos. En la base de datos de IPNI figura como país de recolección del tipo Chile. De un análisis de las características de los lugares señalados como Los Hornillos y el contraste entre el de Mendoza y el de Chile se considera que en realidad se trata del paraje Los Hornillos en Mendoza y que el país es Argentina y no Chile.

2) Como se explicó anteriormente, en la página web de JSTOR se muestran dos fotos de ejemplares calificados como tipos del herbario K y además figura una foto de un ejemplar del Field Museum of Natural History de Chicago (F0BN001974) (Fig. 4B), clasificado como “Type of *Lupinus andicola* Gillies [family FABACEAE] (stored under name)” en coincidencia con los datos de la base de datos del herbario F. En ninguna de las bases de dato figura el número de colector y la fecha de recolección, pero sí el del país, Chile. La foto del ejemplar del herbario F posee una inflorescencia con flores en la parte apical (Fig. 4B1) y frutos pequeños en la base, que muestran un largo estilo (Fig. 4B2); además, tiene unas pocas hojas naciendo de los nudos superiores. En el ángulo superior izquierdo del ejemplar se ve un sobre con escrituras manuscritas en donde figura el nombre de la especie “*Lupinus andicola* Gill.”, y también el lugar de colección “Chile, Concepción.” La designación de material tipo de *L. andicola* al ejemplar F (F0BN001974) es incorrecta. Esta consideración se basa en que el



Fig. 4. *Lupinus andicola* var. *andicola*. **A:** Lectotipo (K 000500641A). **B:** *Lupinus microcarpus* (F0BN001974 F). **B1:** Parte apical de la inflorescencia con flores. **B2:** Parte basal de la inflorescencia con frutos uniseminados. Abreviaturas: est=estilos largos; fru=frutos; lec=lectotipo. Escalas= A: 5 cm; B, B1, B2: 2 cm. A: Gillies s.n.; B: Herbario F, Col. s.n.

ejemplar no está citado en el protólogo y, además, por la morfología de la planta, especialmente de los frutos (Fig.4B2) corresponde a *L. microcarpus* Sims, una especie nativa del oeste de Estados Unidos de Norteamérica con numerosas variedades, que fue posiblemente introducida en Chile como planta ornamental.

3) Para aclarar el problema del material tipo que representa a *L. andicola*, se le asigna el carácter de lectotipo a la planta identificada como A del herbario K que lleva el código K 000500641 (Fig. 4A)

4) La descripción de *L. praedictus* fue realizada sobre la base de la observación de una fotografía tomada por C. P. Smith en 1930, de un ejemplar del herbario de Berlín. Ese espécimen se destruyó durante el incendio del edificio durante la segunda guerra mundial, pero un duplicado se encuentra en el herbario CORD. Según Smith (1944: 343), la especie se parece a *L. opertospicus* C.P.Sm. por los peciolos largos y erectos, pero aclara que ambas especies difieren en varios otros caracteres menores y teniendo en cuenta su distribución, no podrían ser idénticas. Observaciones de la primera autora aclara que *L. opertospicus* tiene una estructura de planta erguida de más de 25 cm alt. y posee la cara adaxial de los folíolos pubescentes en toda su superficie. En la etiqueta del ejemplar isotipo y en la descripción de Smith, figura como lugar de recolección la provincia de San Juan, cuando en realidad la Quebrada del Paramillo se encuentra en la provincia de Mendoza. En el tratamiento del género *Lupinus* para la Flora de San Juan (Gómez Sosa, 1994), *L. praedictus* se lo identifica por la pubescencia en el borde de la quilla que no es un carácter constante y no tiene relevancia taxonómica, por lo tanto, en este tratamiento se lo considera sinónimo de *L. andicola*.

Lupinus andicola var. **andicola**

Nombre vulgar. Según Gómez Sosa (1994) para Flora de San Juan y bajo *L. praedictus*, “manopla”.

Fenología. Los registros de floración de esta variedad se extienden desde noviembre a marzo y los de fructificación desde diciembre a abril, dependiendo del año y de las condiciones climáticas y ambientales de los lugares donde fueron recolectados los especímenes.

Distribución geográfica y hábitat. Esta variedad es considerada endémica en las provincias de Mendoza y San Juan. Crece en suelos pedregosos de laderas, valles y bordes de arroyos entre los 3.000 y 4.500 msnm. Fue señalada como abundante en el Dpto. Las Heras, entre Villavicencio y quebrada del Paramillo y en los Hornillos.

Estado de conservación. En la Categoría en la Lista Roja de Especies Amenazadas, a nivel de especie fue considerada en categoría 4 del PlanEAR (2022), y a nivel de variedad se reafirma esa categoría debido a la vulnerabilidad ambiental en donde crece y por su distribución restringida a una sola localidad en San Juan y a dos departamentos mendocinos contiguos. Por esas consideraciones y por haber sido señalada como abundante en una sola ocasión en una de las localidades, se le asigna la categoría VU (Vulnerable) de la IUCN.

Material estudiado. **Prov. Mendoza:** Dpto. Las Heras, ascent to the Paramillo, above Villavicencio, 1821, Gillies s.n., K 000500641A (K) (lectotipo de *L. andicola*); Below Hornillos. Cruickshanks 93, K 000500641B (K); Quebrada del Paramillo en el camino a Chile, I-1876, Echegaray s.n. (lectotipo de *L. praedictus*, CORD); Entre estancia San Isidro y El Salto del río homónimo, 29-X-1982, Ambrosetti *et al.* s.n. (MERL 33835); Caracoles de Villavicencio, 15-III-1984, Ambrosetti *et al.* s.n. (MERL 37314); Caracoles de Villavicencio, entre los Surtidores y Los Hornillos, 12-III-1982, Ambrosetti & Del Vitto s.n. (MERL 32492); Los Hornillos, 3-III-1950, Barkley & Paci 237 (F); 31-III-1940, Ruiz Leal 6722 (ACOR, MERL); 21-I-1944, Ruiz Leal 8571 (MERL); cerca de Cacheuta, 5-III-1950, leg. Lemper s.n., Ruiz Leal 13080 (MERL); Dpto. Luján de Cuyo: cuesta del alto de Los Manantiales, 1897, Kurtz 9324 (CORD); 19-II-1965, Ruiz Leal & Roig 23655 (MERL). **Prov. San Juan:** Dpto. Zonda. Precordillera entre Barreales, Tontal y Retamito, 21-II-1897, Kurtz 9819 (CORD); Entre Tontal y Las Cabeceras, 26-II-1897, Kurtz 9807 (CORD).

Lupinus andicola var. **alivillosus** (C.P.Sm.) Planchuelo & Fabbroni, *comb. nov.*
Basónimo: *Lupinus alivillosus* C.P.Sm., *Spec. Lupinorum*: 333. 1943. TIPO: ARGENTINA. Prov.

Tucumán, Dpto. Tafí del Valle, La Queñoa a Peñas Azules, XII-1931, Schreiter 7062 (*Holotipo*, CAS 0033830!; *Isotipo*, LIL!). Fig. 5A-H.

Etimología. El epíteto “*alivillosus*” se refiere al indumento villosa con tricomas largos extendidos y tricomas cortos curvos que cubren los tallos, pecíolos, la cara abaxial de los folíolos (Fig. 5H-J) y parte externa del cáliz (Fig. 5D).

Fenología. Si bien los estados fenológicos pueden variar según las condiciones ambientales de cada período de crecimiento, se puede estimar que la iniciación de la floración es en enero y en febrero se registraron plantas con flores y frutos maduros, y en abril con frutos maduros y dehiscentes.

Distribución geográfica y hábitat. Es una variedad endémica poco común, que crece por encima de los 2.500 msnm en las provincias de Jujuy, Salta, Catamarca y Tucumán, siendo las Sierras de Comechingones, en Córdoba, el límite austral de su distribución.

Estado de conservación. Según la Categoría en la Lista Roja de Especies Amenazadas, se le asignó la categoría 5 del PlanEAR, porque sólo se contaba con el registro de colección del material tipo, sin otros que amplíen su distribución. Con esta nueva asignación a nivel de variedad se amplió su área de distribución y el taxón puede considerarse en la categoría 4 PlanEAR (2022). Por la fragilidad de los ambientes en donde crece, se le asigna la categoría NT (Casi Amenazada) de IUCN.

Observaciones. 1) Estudios anatómicos de los folíolos de esta variedad mostraron que la cara adaxial de los folíolos es levemente papilosa con cutícula delgada y estomas ligeramente hundidos. La cara abaxial tiene pubescencia extendida, semidensa de tricomas tricelulares largos de 1,5-2,5(-3) mm long que nacen en el centro de seis células epidérmicas distribuidas en forma radial y que cubren una capa de tricomas cortos curvos de 0,5-0,8 mm (Fig. 5I). En las fotografías con microscopio electrónico de barrido, se puede observar que los tricomas tienen una canaleta que se forma por la deshidratación de la célula apical en el estado de vacío. Esa estructura de canaleta da las pautas de que cuando la planta está sufriendo

condiciones de estrés hídrico, la célula apical al plasmolizarse forman una canaleta que cumple una función esencial para conducir agua de lluvia o rocío hacia la célula basal vacuolizada y suplir en forma inmediata la escasez de agua de la planta (Fig. 5J) Las diferencias de turgencia de las células de los tricomas y su estructura se muestra en Seisdedos & Planchuelo (2018).

2) En los análisis de tegumento seminal no se observaron caracteres plesiomórficos de doble lengüetas notorias como se observaron en especies de la Subregión Atlántica (Perissé & Planchuelo, 2004; Planchuelo & Perissé, 2006), pero sí algunos restos de funículo como una incipiente lengüeta (Fig. 5K). La Figura 5 L y M muestra un tegumento seminal con un patrón reticulado simple en coincidencia con lo descrito por Perissé & Planchuelo (2004) y Planchuelo & Perissé (2006).

3) Las localidades La Queñoa y Peñas Azules en el Departamento Tafí del Valle, en la Pcia. de Tucumán, en donde fue coleccionado el holotipo, son zonas ricas en biodiversidad y fueron frecuentadas por muchas expediciones botánicas que coleccionaron, entre otros, los materiales tipo de *L. burkartianus* C.P.Sm. y *L. tucumanensis* C.P.Sm.

Material estudiado. Prov. Catamarca: *Dpto. Belén*, hill at culmination of first pass on Ruta 53 (or 43 on some maps) 54 km from runoff from Ruta 40, 20 -II-1994, Leuenberger & Arroyo-Leuenberger 4260 (B, CORD, Z, en la etiqueta dice *L. praedictus* CP.Sm); *Dpto. Capital*, en los alrededores de la ciudad de San Fernando del Valle de Catamarca, 14-IX-1994, Planchuelo 703 (ACOR). **Prov. Córdoba:** *Dpto. Calamuchita*, Cerro Champaquí, 13-III-1952, Krapovickas 7669 (LIL); *Dpto. Río Cuarto*, Alpa Corral, 20-V-1985, Bianco & Cantero s.n., RIOC 1936 (RIOC); Quebrada del Rayo, XII-1988, Cantero *et al.* s.n., RIOC 2451 (RIOC). **Prov. Jujuy:** *Dpto. Humahuaca*, Mina Aguilar, ladera entre Molino y Mina Aguilar, 2-III-1983, Hunziker *et al.* 10523 (SI); *Dpto. Rinconada*, Ruta de Mina Pirquitas a Peñas Blancas, 9 km de M. Pirquitas, 18-II-1997, F. Zuloaga *et al.* 6014 (SI); *Dpto. Susques*, Laguna Mucar, barranco cerca de la laguna, 23-IV-1989, Kiesling 7044 (SI). **Prov. Salta:** *Dpto. Cachi*, al costado de la ruta a 3 km del desvío a Valle Encantado, 27-II-1996, Planchuelo 940 (ACOR). *Dpto. Chicoana*, Chicoana por

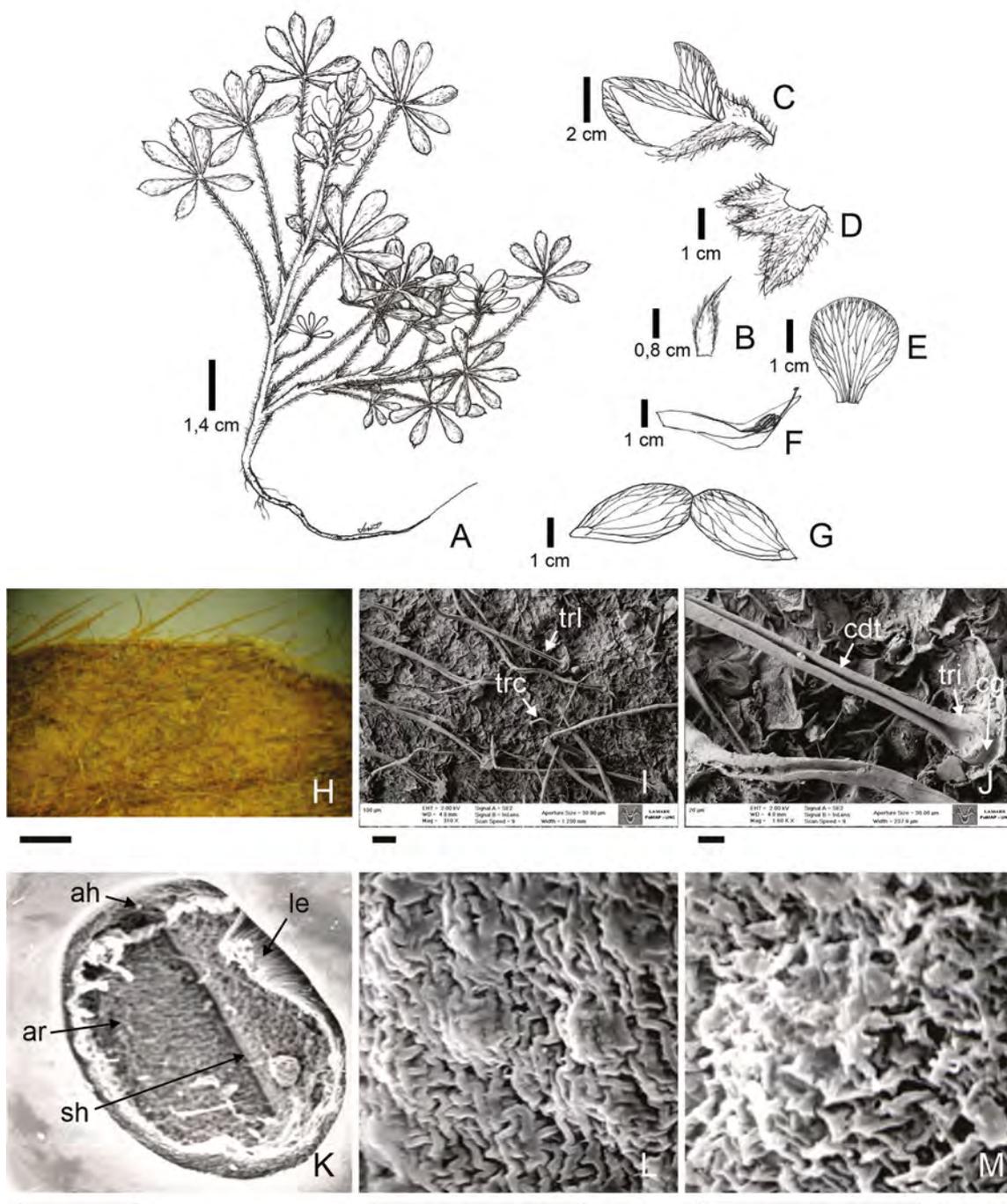


Fig. 5. *L. andicola* var. *alivillosus*. **A.** Esquema de la planta. **B.** Bráctea. **C.** Vista lateral de la flor. **D.** Cáliz desplegado. **E.** Estandarte. **F.** Quilla. **G.** Alas. **H.** Fotomicrografía de cara adaxial de foliolo. **I-M.** Fotografías de MEB: **I.** Pubescencia de peciolo. **J.** Detalle de tricoma largo. **K.** Zona hilar de la semilla. **L.** Tegumento seminal. **M.** Detalle de tegumento seminal. Abreviaturas: ah=halo; ar=arilo; cdt=tricoma con canaleta colectora de agua; le=lengüeta incipiente; sh=surco hilar; trc=tricoma corto curvo; tri=tricoma largo recto. Escalas=H: 1 mm; I, K, L, M: 100 µm; J: 20 µm. A-G: Schreiter 7062.

Cachi, Valle Encantado, 18-III-1981, Varela & Hoy 69 (ACOR, MCNS); Valle Encantado, más arriba de la laguna subiendo al Balcón, 27-II-1996, Planchuelo 961 (ACOR); *Dpto. Orán*, Abra de Querusillar, desde Varas a Campo Verde, pastizal altoandino, 3-II-1996, Hilgert & Gil 1188 (BA); *Dpto. Santa Victoria*, Lizoite a Santa Victoria, 7-II-2015, Fabbroni & Gauffin 1070 (MCNS); Santa Victoria, 31-XII-1972, Kieslig *et al.* 247 (LP). **Prov. Tucumán:** *Dpto. Tafí del Valle*, Abra del Infiernillo, km 83,5, cerca al puesto de irrigación de Vialidad, 10-III-1981, Gómez Sosa & Múlgura 143 (SI, UMO-MO); Calchaquíes, Carapunco, Infiernillo, 14-II-1952, Sparre 9593 (LIL); La Queñoa a Peñas Azules, XII-1931, Schreiter 7062 (CAS, LIL); La Angostura, 4-II-1951, C. Cristóbal 39 (LIL); Quebrada del río Blanco, 26-I-1950, Sleumer 101 (LIL); Sala de Choquivil, 14-I-1945, Olea s.n., LIL 130322 (LIL).

***Lupinus andicola* var. *grisebachianus* (C.P.Sm.)**

Planchuelo & Fabbroni, *comb. nov.*

Basónimo: *L. grisebachianus* C.P.Sm., *Spec. Lupinorum*: 330. 1943.

L. brevicaulis Griseb., *Abh. Königl. Ges. Wiss. Göttingen* 24: 98. 1879, no *L. brevicaulis* S. Watson, 1871. TIPO: ARGENTINA. Prov. Salta, *Dpto. La Caldera*, Nevado del Castillo, 10.000-15.000 ft., 19-23-III-1873, P. G. Lorentz & G. Hieronymus 58 (*Lectotipo*, aquí designado, GOET 005088!; *Isotipos*, B destruido; CORD!; F 0059463F! [fragmentos, fotos], SI 002179! sólo plantas designadas como 2a,2b, y 2c; ACOR!, F!, GH!, UMO!). Fig. 6A-F.

Etimología. El epíteto “*grisebachianus*” es en homenaje a August H. R. Grisebach (1814-1879), botánico alemán que fue director del Jardín Botánico de Göttingen y el que describió a *L. brevicaulis* que es el primer nombre del taxon luego de ser cambiado por homonimia.

Fenología. Siguiendo los registros de los especímenes recolectados y las observaciones en el campo, esta variedad florece más tempranamente que las otras, posiblemente a fines de primavera, estando en plena floración y fructificación en diciembre y enero en donde se encuentran con frutos ya desarrollados.

Distribución geográfica y hábitat. El área de distribución de esta variedad está mayormente concentrada en las provincias de Jujuy y Salta, con una sola localidad en la provincia de Catamarca. Crece en los valles y laderas de cerros y cerca de cursos de arroyos entre los 3.500 y 5.100 msnm.

Estado de conservación. Según la Categoría en la Lista Roja de Especies Amenazadas, esta variedad no fue evaluada a nivel de especie en el PlanEAR (2022). Teniendo en cuenta todos los factores ambientales, es posible estimar que los ecosistemas donde crece esta variedad tengan una alta vulnerabilidad a ser degradados y a pesar de que su distribución no está restringida a solo una provincia, se le asigna por primera vez la categoría 4 del PlanEAR y la categoría VU (Vulnerable) de la IUCN.

Observaciones. 1) August H. R. Grisebach describió en 1879 a *L. brevicaulis* proveniente de las colecciones por el norte y centro de Argentina de los botánicos Paul G. Lorentz y Georg H. E. W. Hieronymus, cuyos ejemplares fueron depositados en CORD (Argentina) y duplicados fueron enviados al herbario GOET que es la institución que guarda los sintipos de las descripciones de Grisebach, dado que el autor no indica ningún número ni colector como holotipo (Hunziker, 1960; Planchuelo & Ariza Espinar, 2015). El epíteto “*brevicaulis*” asignado por Grisebach, que describe la característica de la especie, había sido utilizado previamente por S. Watson en 1871. Es por homonimia que C. P. Smith rebautiza la especie como *L. grisebachianus*, sobre la base de una fotografía del isotipo del herbario B, aclarando que el número de colector Lorentz & Hieronymus 59, no coincidía con la descripción del protólogo de la especie y por esa razón le asigna el número de colector Lorentz & Hieronymus 58, que es el correcto. Más detalles sobre este tema fueron tratados por Planchuelo & Dunn (1980).

2) El isotipo Lorentz & Hieronymus 58 del herbario SI (Fig. 6A), tiene cinco fragmentos de plantas adheridas en una misma cartulina que fueron extraídas del ejemplar isotipo del herbario CORD. En la foto del ejemplar se observan una serie de labels, notas manuscritas y portaobjetos con flores disectadas. El análisis del material por Planchuelo & Dunn (1980) demuestra que solo los fragmentos adheridos en la parte izquierda y asignados como



Fig. 6. *Lupinus andicola* var. *grisebachianus*. **A.** Isotipo (SI 002179) con mezcla de fragmentos de una planta de *L. andicola* var. *subinflatus* (SI 002178). **B.** Planta estéril creciendo entre rocas. **C.** Fotomicrografía de cara abaxial de folíolo con tricomas rasurados. **D.** Pubescencia de cara adaxial de folíolo. **E** y **F.** Detalles de base de tricomas rasurados. Abreviaturas: cr=célula radiada; es=estoma; tr=tricoma con canaleta; trr=base de tricoma rasurado. Escalas=A y B: 3 cm.; C, E, F: 20 µm; D: 100 µm. A: Lorentz & Hieronymus 58.

2a, 2b y 2c (SI 002179) (Planchuelo, 1978) corresponden al isotipo del taxón aquí identificado como *L. andicola* var. *grisebachianus*: el material en la parte superior derecha asignado como 1a y 1b corresponde al taxón *L. andicola* var. *subacaulis* (SI 002178). Más información sobre el ejemplar en Planchuelo & Dunn (1980).

3) El ejemplar Meyer 31469 coleccionado en la provincia de Jujuy y depositado en el herbario GH, tiene una mezcla de plantas perteneciente a distintos taxones de las cuales, la asignada con el N°1 corresponde a *L. andicola* var. *subinflatus* y la asignada con el N°2 a *L. andicola* var. *grisebachianus*.

4) Estudios anatómicos de los folíolos de esta variedad mostraron que la cara adaxial es seríceo con tricomas largos (Fig. 6D), que nacen del centro de ochos células epidérmicas distribuidas en forma radial (Fig. 6C) y estomas con cuatro células anexas. La Figura 6 E y F muestra la base de los tricomas rasurados de la cara abaxial.

Material estudiado. ARGENTINA. **Prov. Catamarca:** Dpto. Andalgalá, Nevados del Aconquija, Paraje El Hueco, ruta de Balasto, 22-VII-1999, Planchuelo 1691 (ACOR). **Prov. Jujuy:** Dpto. Humahuaca, Mina Aguilar, ladera entre el Molino y Mina Aguilar, 3-III-1983, Hunziker *et al.* 10536 (SI); Dpto. Santa Catalina, Cieneguillas, inmediaciones del pueblo, 15-II-1980, Arenas s.n., BACF 1761 (BACF); Dpto. Susques, A 65 km al W de Susques, entre el Salar de Olaroz y Archibaca, 16-III-1994, Múlgura *et al.* 1280 (SI, MO); Dpto. Tumbaya, Puna, I-1950, Medinaceli s.n. (BAF); Piedra Sonada, 19-IX-1948, Pierotti 7511 (LIL); camino de Purmamarca al Abra de Lipán, Agua Blanca, 14-II-1985, Kiesling *et al.* 5242 (SI); Dpto. Yavi, Cerro Negro, 28-II-1940, Meyer 31469 (GH espécimen N° 2 solamente). **Prov. Salta:** Dpto. Cachi, en los alrededores de Cachi, río Las Arcas, 26-IV-1999, Planchuelo 1689 (ACOR); Trayecto de aproximadamente 30 km desde puesto de la Flia Apaza hasta Las Trancas, 8-IV-1989, V. Núñez 631 (MCNS); Dpto. La Caldera, Nevado del Castillo, 19-23-III-1873, Lorentz & Hieronymus 58 (isotipo SI, solo plantas 2a, 2b y 2c); quebrada del río Potrero del Castillo, 15-III-1952, Sleumer & Vervoorst 2906 (LIL, US); Dpto. Los Andes, Santa Rosa de los Pastos Grandes, 2 km al E del pueblo, 15-VI-1984, Novara 4533 (MCNS); Subida a

Alto Los Chorrillos en vega, 16-II-1980, Cabrera *et al.* 31758 (SI); Vega Tocomar, ladera próxima a la vega, 9-II-2014, Fabbroni & Gauffin 915 (MCNS); Dpto. Santa Victoria, Abra Patahuasi, s. f., Fortunato 8279 (ACOR, BAB). BOLIVIA. Dpto. Oruro: Prov. Sajama, lado sur del nevado Sajama, 8-V-1981, Liberman 357 (UMO-MO); Dpto. Potosí: cerro Tapaquilcha en morena lateral Sud Lipez, 13-IV-1980, Liberman 213 (UMO-MO); Sud Lipez, Mina Corivia, 12-IV-1980, Ruthsatz 911 (UMO-MO).

Lupinus andicola var. **subacaulis** (Griseb.) Planchuelo & Fabbroni, *comb. nov.*

Basónimo: *Lupinus subacaulis* Griseb. Abh. Königl. Ges. Wiss. Göttingen 24: 98. 1879. TIPO: ARGENTINA. Prov. Salta: Dpto. La Caldera, Nevado del Castillo, 10.000-15.000 ft., 19-23-III-1873, P. G. Lorentz & G. Hieronymus 59 (*Lectotipo*, aquí designado, GOET005089!, *Isotipos*, CORD00004871!; GOET005090!; SI002177!, [fragmentos y fotos], F0059464F; F0BN002008 (de herbario B); GH!, UMO137683!). Fig. 7A-I.

=*Lupinus chilensis* C.P.Sm., *Spec. Lupinorum* 197. 1940. *sin. nov.* TIPO. PERÚ. Prov. Tacna, Dpto. Tacna, Cordillera del Volcán Tacora, Chislluma, 4.500 msnm, IV-1926, E. Wedermann 1167 (*Holotipo*, GH 00065317!; *Isotipos*, F 0059459F!, K 000500632!, MO 256500!, SI 002177!, U 0004582!).

Etimología. El epíteto “*subacaulis*” hace referencia a su corto tallo; “*chilensis*” derivado del país (Chile) al que pertenecía al momento de recolección la localidad del tipo del material.

Nombre vulgar. Según anotaciones de las etiquetas de herbario, “garbanzo”, “cuaresmillo”, “cola e’ cordero”.

Fenología. Los registros de floración de esta variedad se extienden desde noviembre a marzo y los de fructificación desde diciembre a abril, dependiendo del año y de las condiciones climáticas y ambientales de los lugares donde fueron recolectados los especímenes.

Distribución geográfica y hábitat. Esta variedad se distribuye en Chile, Perú y en las provincias de



Fig. 7. *Lupinus andicola* var. *subacaulis*. **A.** Isotipo (SI 002177). **B.** Bráctea. **C.** Vista lateral de la flor. **D.** Cáliz desplegado. **E.** Estandarte. **F.** Quilla. **G.** Alas. **H-I.** Plantas creciendo al lado del río Calchaquí. Escalas=A: 4 cm; B: 1 cm; H e I: 3,5 cm. A: Lorentz & Hieronymus 59; H e I: Fabbri & Gauffin 1166.

Jujuy y Salta. Es posible que tenga una distribución más amplia, pero hasta el momento no se encontraron ejemplares recolectados en otras provincias. Crece en suelos pedregosos de laderas, valles y bordes de arroyos entre los 3.000 y 4.500 msnm (Fig. 7H, I).

Estado de conservación. Según la Categoría en la Lista Roja de Especies Amenazadas, esta variedad no fue considerada en el PlanEAR (2022) y se le asigna por primera vez la categoría 3 y la categoría NT (Casi Amenazada) de la IUCN.

Observaciones. 1). En la página web JSTOR figuran como tipos fotos de tres ejemplares de *L. subacaulis* Griseb. en el siguiente orden: a) una foto del ejemplar del herbario F (F0BN002008) con el número P. G. Lorentz & G. H. E. W. Hieronymus 58 (número de colector incorrecto, ver Planchuelo & Dunn, 1980); b) otro del herbario GOET (GOET005089), que corresponde al lectotipo aquí designado y que tiene la etiqueta original del Museo Botánico de Córdoba (CORD) con la identificación *Lupinus subacaulis* con letra de Grisebach; c) una tercera foto de un ejemplar del herbario GOET (GOET005090), con el número de colector Lorentz, P. G. & Hieronymus 59, que no tiene la etiqueta original de CORD y corresponde a un isotipo. Figuran también fotos de tres isotipos de los herbarios: CORD, F y SI (ver citas en Planchuelo & Dunn, 1980).

2) En la etiqueta de herbario de los materiales tipo de *L. chilensis* dice “Plantae Chilensis”, porque en el año de recolección del material el Departamento de Tacna, pertenecía a Chile, pero luego del “Tratado de Lima”, en 1929, el Departamento pasó a pertenecer a Perú, que es el país en donde se registra en esta publicación. En la información de *L. chilensis* de la página web JSTOR figura la identificación como *L. subacaulis* Griseb., verificado por A. M. Planchuelo.

3) A nivel de especie, esta variedad fue incorporada en estudios filogenéticos de especies andinas (Drummond *et al.*, 2012) sin documentar el material estudiado. Fue tratada también como parte del germoplasma pariente de *L. mutabilis* (Atchison, *et al.*, 2016). Esta última consideración no es correcta porque no hay ninguna similitud en las estructuras morfológicas de las especies y además no fue considerada en el taller de evaluación de estado de conservación de especies silvestres parientes de cultivos andinos en donde se evaluaron 29 especies de *Lupinus* (Planchuelo *et al.*, 2019).

Material estudiado. ARGENTINA. **Prov. Jujuy:** Dpto. Cochinos, río Despensa, 19-I-1971, BAA 7150 (BAA, UMO); Dpto. Santa Catalina, Santa Catalina, 8-II-1980, Leg. Arenas & Dell’Arciprete s.n., BACF 1694 (BACF, UMO); Dpto. Susques, al pie del cerro Tuzgle, 14-II-1945, Cabrera 8619 (F, GH); Dpto. Tilcara, La Laguna, I-1926, Pereyra 5854 (GH). **Prov. Salta:** Dpto. La Caldera, Nevado

del Castillo, 19/23-III-1873, Lorentz & Hieronymus 59 (CORD, GOET, F, GH, K, SI, UMO); Dpto. La Poma, El Saladillo, cercanías al río Calchaquí, 5-III-2016, Fabbroni & Gauffin 1166 (MCNS). CHILE. **II Región:** Antofagasta, Paso de Lascar a Legia, 5-III-1967, Martin 283 (UC). PERU. **Prov. Tacna:** Dpto. Tacna, Cordillera del Volcán Tacora, Chislluma, IV-1926, Wedermann 1167 (GH, F, K, MO, SI, U).

Lupinus andicola var. **subinflatus** (C.P.Sm.) Planchuelo & Fabbroni, *comb. nov.*

Basónimo: *Lupinus subinflatus* C.P.Sm., *Spec. Lupinorum*: 242. 1941. TIPO: ARGENTINA. Prov. Jujuy, Dpto. Tilcara, Laguna Colorada near Tilcara, 13300 ft, 12-II-1939, E. K. Balls 6068 (*Holotipo*, US 00003421!; *Isotipos*, F 0059472F!, K 000500614!, UC 683752!, US 01049746!). Fig. 8A-I.

Etimología. El epíteto “*subinflatus*” del latín “sub-inflado” se refiere al corto tallo fistuloso y sin médula que, por lo tanto, parece inflado.

Nombre vulgar. Según anotaciones en las etiquetas de herbario, “cola de cordero”, “garbanzo”, “garbanzo de cerro”.

Fenología. Según las observaciones de los ejemplares de herbario y de campo las plantas de esta variedad se encuentran en plena floración en enero y continúa hasta marzo; en febrero se encuentran con flores y frutos ya desarrollados. La fructificación se extiende hasta abril.

Distribución geográfica y hábitat. Los registros de recolecciones de esta variedad se encuentran principalmente en la provincia de Jujuy y en menor número en Catamarca, La Rioja, Salta y Tucumán. Es posible que tenga una distribución más amplia, pero hasta el momento no se encontraron ejemplares recolectados en otras provincias. Crece entre los 3700 y 4500 msnm en terrenos rocosos de laderas de cerros, lechos de ríos y arroyos (Fig. 8H, I).

Estado de conservación. Según la Categoría en la Lista Roja de Especies Amenazadas, este taxón no fue evaluado a nivel de especie en el PlanEAR (2022). Teniendo en cuenta la distribución

geográfica y las características ecológicas de los ambientes en donde crece se le asigna por primera vez un estado de conservación en la categoría 4 del PlanEAR y VU (Vulnerable) de la IUCN.

Observaciones. 1) Smith (1943: 330) cita el ejemplar Rodríguez 552 (DS) como *L. grisebachianus* a pesar de no tener la cara adaxial de los folíolos con indumento seríceo tal como está indicado en la descripción de la especie de Smith (Planchuelo & Dunn, 1980); los ejemplares de este colector se encuentran en los herbarios BA, BAF, DS, LIL y está citado en la página web de la Flora del Cono Sur (2022), como *L. grisechachianus* determinado por C. P. Smith. En este trabajo, se lo considera como *L. andicola* var. *subinflatus* que es la correcta identificación del material citado. Más detalles sobre este tema fueron tratados por Planchuelo & Dunn (1980).

2) A nivel de especie *L. subinflatus* fue citado en la Tabla 3 (pág. 7) por Barboza *et al.* (2016) como un nuevo récord del taxón para la provincia de La Rioja (ejemplar Salomón *et al.* 173). Cabe aclarar que la información de la etiqueta que indica que la planta tiene una altura de hasta 40 cm, no corresponde a lo medido en el ejemplar.

3) Es necesario reportar que una mezcla de plantas de distintas especies se encuentra en la colección de Zardini *et al.* 1647 del Dpto. Santa Victoria, provincia de Salta, en donde el espécimen de herbario del MO posee dos plantas montadas en una sola cartulina, la que está en la parte inferior y a la izquierda es *L. ignobilis*, mientras que la superior y a la derecha corresponde a *L. andicola* var. *subinflatus*.

4) En las páginas web de la Flora Argentina (2022) y del Catálogo de la Flora del Cono Sur (2022), figuran fotografías de plantas a campo bajo el nombre de *L. subinflatus*. Una revisión crítica de dichas fotografías y sobre la base de nuestros conocimientos, aseguramos que las plantas no son representativas del taxón mencionado, debido a que las características del estandarte no coinciden con las del taxón.

Material estudiado. **Prov. Catamarca:** *Dpto. Belén*, Cerro en la culminación del primer paso de la Ruta 53 (indicado como Ruta 43 en algunos mapas), 54 km desde el desvío de la Ruta 40 (es decir, 37 km arriba de Villavil), Leuenerger *et al.*

4260 (B). **Prov. Jujuy:** *Dpto. Cochinoca*, Ruta Prov. 71 a 15 km del desvío a Cochinoca, 28-III-1998, Planchuelo 1318 (ACOR); *Dpto. Humahuaca*, cerro Aguilar, alrededores de la mina, 24-II-1953, Hunziker & Caso 6250 (BAB, SI), cerca de la mina Aguilares, 29-III-1952, Petersen 129 (LIL), Mina Aguilar, 18-I-1953, Sleumer 3468 (LIL), cerro Aguilar, II-1980, Fernández s.n., BA 74901 (BA), de Pucará a Palca de Aparzo, 13-IV-1982, Kiesling *et al.* 3650 (SI); *Dpto. Rinconada*, en un cerro a 5 km del pueblo, 28-II-1980, Arenas s.n., BACF 1912 (BACF, UMO-MO); *Dpto. Santa Catalina*, Corral Negro a Ciénaga Grande, 4-II-1937, Castellanos 20095 (BA); *Dpto. Tilcara*, Laguna Colorada near Tilcara, 12-II-1939, Balls 6068 (F, K, UC, US); Trayecto a Punta Corral, III-1904, Medinacely s.n. (BAF); *Dpto. Tumbaya*, Estación Volcán, II-1920, Castellón 7025, LIL 67448 (LIL); El Quemado, Ruta 52, 18-II-1987, Nicora *et al.* 8834 (SI); *Dpto. Valle Grande*: Caspalá, cerros, 1-III-1940, Burkart & Troncoso s.n., SI 11885 (SI, US); SI 11925 (SI, US); *Dpto. Yavi*, Cerro Negro, 28-II-1940, Meyer 31469 (GH espécimen N° 1 solamente; LIL), Abra de Lizoite, 22-III-1982, Kiesling *et al.* 3905 (SI), Ruta Provincial 5 de La Quiaca a Santa Victoria, 46 m de La Quiaca, 20-II-1997, Zuloaga *et al.* 6086 (SI). **Prov. La Rioja:** *Dpto. Famatina*, Sierras de Famatina, subida a La Mejicana, cuesta de Pérez, 31-I-2013, Salomón *et al.* 173 (SI). **Prov. Salta:** *Dpto. Chicoana*: Chicoana por Cachi, 5-IX-1980, Novara *et al.* 1284 (MCNS); *Dpto. La Caldera*, Nevado del Castillo, 19-23-III-1873, Lorentz & Hieronymus 58 (GOET, CORD, SI 002178, solo plantas 1a y 1b); *Dpto. La Poma*, Paraje El Trigal, en orilla rocosa del río Calchaquí, 5-III-2016, Fabbroni & Gauffin 1165 (MCNS); *Dpto. Los Andes*, de Salta por Ruta 40, 21-23-I-1989, Arriaga *et al.* 435 (BA); *Dpto. Rosario de Lerma*, Cerro El Pacuy o Pacuyo, 10-15 km al N de Chorrillos, 11-13-III-1988, Pantaleón *et al.* s.n., MCNS 125 (MCNS), Ruinas de Incahuasi, Quebrada del Toro, 11-13-III-1988, Pantaleón *et al.* s.n., MCNS 136 (MCNS); *Dpto. Santa Victoria*, unos 3 km descendiendo desde Abra de Lizoite, rumbo a Yavi, 8-III-2002, Negrito *et al.* 423 (ACOR, CORD); a 4 km al W de Abra del Lizoite, en dirección a Santa Victoria, 25-III-2003, Fortunato 8152 (ACOR, BAB). **Prov. Tucumán:** *Dpto. Tafí del Valle*, El Pelado, 17-III-1912, Rodríguez 552 (BA, BAF, DS, LIL SI); Calchaquíes, El Alazán, 23-III-1951,

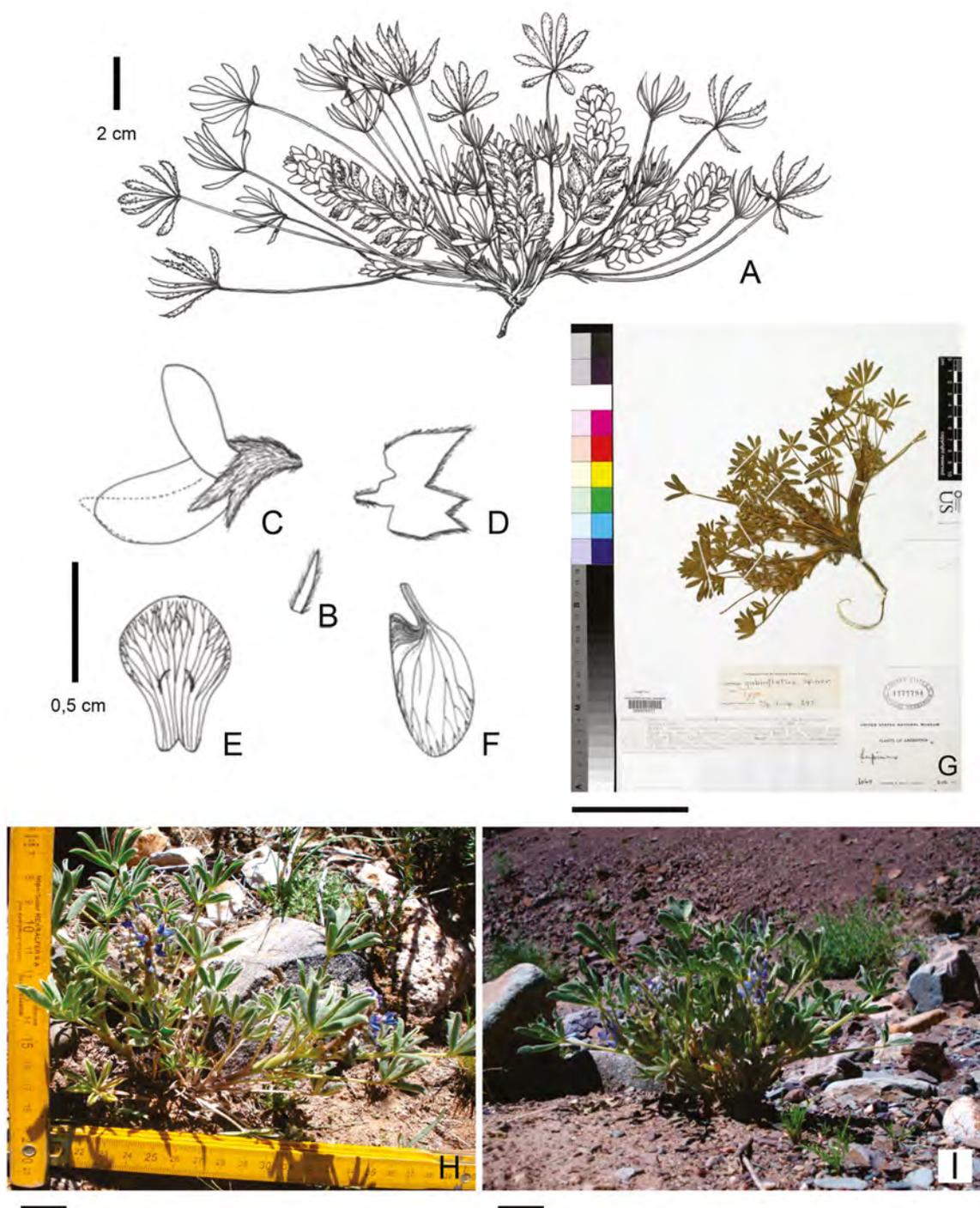


Fig. 8. *Lupinus andicola* var. *subinflatus*. **A.** Esquema de la planta. **B.** Bráctea. **C.** Vista lateral de la flor. **D.** Cáliz desplegado. **E.** Estandarte. **F.** Alas. **G.** Holotipo. **H-I.** Plantas creciendo entre rocas. Escalas=G: 10 cm; H: 2 cm; I: 2,5 cm. A-F: MCNS 125; G: Balls 6068; H e I: Fabbroni & Gauffin 1165.

Sparre 8587 (LIL); Cumbre de Chaquivil, 1-XI-1945, Olea 246 (LIL).

Distribución geográfica del complejo Lupinus andicola

En Argentina, los taxones tratados como *L. andicola* var. *grisebachianus*, var. *subacaulis* y var. *subinflatus* crecen en la porción noroccidental de

Argentina que se considera como la Región NOA (Fig. 9C, D, E); la var. *alivillosus* crece además en la provincia de Córdoba (Fig. 9B), mientras que la var. *andicola* está restringida a las provincias de Mendoza y San Juan (Fig. 9A). Hasta el momento los reportes fuera de Argentina se limitan a tres especímenes de la var. *grisebachianus* en Bolivia (Fig. 9C), uno en Chile y otro en Perú de la var. *subacaulis* (Fig. 9D).

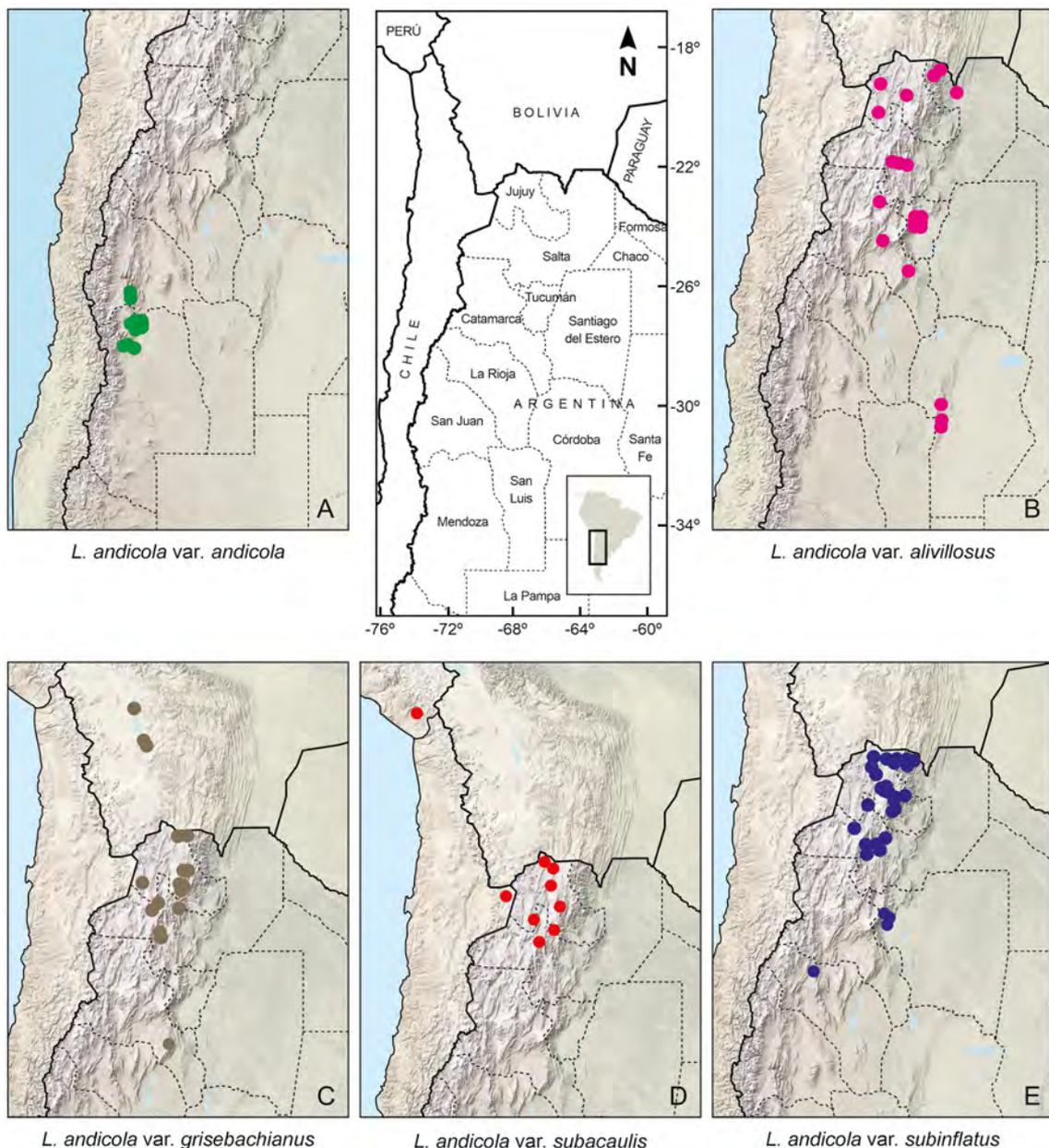


Fig. 9. Distribución geográfica de las variedades de *L. andicola* en Argentina, Bolivia, Chile y Perú.

CONCLUSIONES

Varias zonas de Jujuy (Dptos. Cochinoca, Humahuaca, Rinconada, Tumbaya y Yavi), de Salta (Dptos. La Caldera, Los Andes y Santa Victoria) y Tucumán (Dpto. Tafi del Valle) están ricamente representadas en las colecciones de herbarios y es donde se encuentra la mayor diversidad de taxones de *Lupinus*. Una de las dificultades en la taxonomía de *Lupinus* es la similitud de las plantas a ojos desnudos, y la característica de que varios taxones comparten las mismas áreas de distribución y ambientes. Esta combinación de circunstancias es lo que provocó, posiblemente, que en varias colecciones de herbario se encuentren mezclas de materiales bajo un mismo número de colector; tal como se explica en el presente trabajo.

Los caracteres taxonómicos provistos en la clave permitieron identificar las cinco variedades propuestas de *L. andicola* basados principalmente en la pubescencia de los folíolos y en la forma y tamaño del cáliz, estandarte y en menor importancia de las alas.

De acuerdo a las nuevas combinaciones varietales propuestas en este trabajo, la especie *L. andicola* amplía su distribución en Chile, Perú y en Argentina a las provincias de Catamarca, Córdoba, Jujuy, La Rioja, Salta, San Juan y Mendoza, quedando solo la variedad típica restringida a Mendoza y San Juan.

Se establecieron nuevos estados de conservación según la IUCN para todos los taxones categorizados como Vulnerables (VU) y Casi Amenazada (NT). En PlanEAR, se confirma la categoría 4 de la var. *andicola*, se recategoriza a la var. *alivillosus* (de 5 a 4) y se categorizan por primera vez a las variedades *grisebachianus* (4), *subacaulis* (3) y *subinflatus* (4). Además, se corrigen las citas erróneas de materiales tipos que figuran en la página web JSTOR.

La presente contribución representa un aporte valioso por la complejidad del grupo *L. andicola*, después de más de 40 años desde la última publicación relacionada con los taxones aquí estudiados. Asimismo, contribuye a la correcta identificación de los ejemplares botánicos coleccionados en los estudios florísticos en la región andina y sienta la base para futuros estudios sobre este grupo con diferentes enfoques científicos.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

AMP dirigió y planificó la investigación del complejo taxonómico. AMP y MF coleccionaron plantas y datos de campo, recopilaron información bibliográfica, estudiaron e interpretaron materiales tipo y ejemplares de herbario. Ambas autoras contribuyeron con la redacción del manuscrito.

AGRADECIMIENTOS

Las autoras agradecen la minuciosa revisión del manuscrito y los valiosos aportes por parte de los revisores. Nuestro agradecimiento y reconocimiento a los curadores de los herbarios consultados por las atenciones recibidas, el préstamo del material estudiado y el permiso para extraer muestras de materiales. Un especial agradecimiento a los curadores e investigadores del herbario del Royal Botanic Gardens (K), Drs. Alan Paton, Nicola Biggs y Sue Zmarzty por las deferencias recibidas durante las consultas realizadas en Kew. Al Dr. Gabriel L. Bernardello del IMBIV, nuestro agradecimiento por la amabilidad de responder a nuestros requerimientos y al Dr. Manuel Belgrano del Instituto Darwinion, quién nos envió imágenes de los especímenes solicitados. Agradecimientos especiales al Dis. Graf. Alejandro Barbeito por la diagramación de las tablas, ilustraciones y mapas. Un reconocimiento especial, a la memoria de la Biól. Lina Seisdedos, quién contribuyó con los estudios epidérmicos de varias especies, los cuales permitieron definir caracteres discriminantes de los taxones, y a la Dra. Patricia Perissé por el uso de imágenes de semillas provenientes de estudios conjuntos con AMP. Este trabajo se realizó con el financiamiento del Consejo de Investigación de la Universidad Nacional de Salta, en el marco del Proyecto B 2404, con la asistencia del Ing. José Gauffín en los viajes de recolección y el apoyo logístico del Dr. Andrés Ravelo, y del personal del CREAN-IMBIV-CONICET.

BIBLIOGRAFÍA

- AÏNOUCHE, A. & R. BAYER. 1999. Phylogenetic relationships in *Lupinus* (Fabaceae: Papilionoideae) based on internal transcribed spacer sequences (ITS)

- of nuclear ribosomal DNA. *Am. J. Bot.* 86: 590-607. <https://doi.org/10.2307/2656820>
- AÏNOUCHE, A. & R. J. BAYER. 2000. Genetic evidence supports the new Anatolian lupine accession, *Lupinus anatolicus*, as an Old World “rough-seeded” lupine (section *Scabrispermae*) related to *L. pilosus*. *Folia Geobot. Phytotax.* 35:83-95. <https://doi.org/10.1007/BF02803088>
- AÏNOUCHE, A., R. J. BAYER & M. T. MISSET. 2004. Molecular phylogeny, diversification and character evolution in *Lupinus* (Fabaceae) with special attention to Mediterranean and African lupines. *Pl. Syst. Evol.* 246: 211-222. <https://doi.org/10.1007/s00606-004-0149-8>
- AMARAL FRANCO, J. & A. R. PINTO DA SILVA. 1978. *Lupinus* L. En TUTIN, T. G., V. H. HEYWOOD, N. A. BURGESS, D. M. MOORE, D. H. VALENTINE, S. M. WALTERS & D. A. WEBB (eds.), *Flora Europea* 2, pp. 105-106. Cambridge University Press, London.
- ANTUNEZ DE MAYOLO, S. 1982. Tarwi in ancient Perú. En GROSS R. & E. S. BUNTING (eds.), *Agricultural and Nutritional Aspects of Lupines. Proceedings of the 1st International Lupin Workshop*, pp. 1-11. Lima-Cuzco, Perú.
- ASeRA, 2022 Atlas de Sequías de la República Argentina. <https://www.crean.unc.edu.ar/2016/11/07/atlas-de-sequias-de-la-republica-argentina/> [Acceso: 10 octubre 2022].
- ATCHISON, G. W., B. NEVADO, R. J. EASTWOOD, N. CONTRERAS-ORTIZ, C. REYNEL, S. MADRIÑÁN, D. A. FILATOV & C. E. HUGHES. 2016. Lost crops of the Incas: origins of domestication of the Andean pulse crop tarwi, *Lupinus mutabilis*. *Am. J. Bot.* 103: 1592-1606. <https://doi.org/10.3732/ajb.1600171>
- BARNEBY, R. C. 1991. A new unifoliolate *Lupinus* (Fabaceae: Lupininae) from the Brazilian planalto. *Brittonia* 43: 168-170. <https://doi.org/10.2307/2807049>
- BAER, E. V. 2011. Domestication of Andean lupin (*L. mutabilis*). En NAGANOWSKA, B., P. KACHLICKI & B. WOLKO (eds.), *Lupin crops an opportunity for today, a promise for the future*. Proceedings of the 13th International Lupin Conference, pp 129-132. Poznan, Polonia.
- BARBOZA, G. E., J. J. CANTERO, F. E. CHIARINI, J. CHIAPELLA, S. FREIRE, C. O. NUÑEZ, V. PALCHETTI & L. ARIZA ESPINAR. 2016. Vascular plants of Sierra de Famatina (La Rioja, Argentina): an analysis of its biodiversity. *Phytotaxa* 248: 1-123. <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.248.1.1>
- BARROS, V. R., J. A. BONINSEGNA, I. A. CAMILLONI, M. CHIDIAK, G. O. MAGRÍN & M. RUSTICUCCI. 2014. Climate change in Argentina: trends, projections, impacts and adaptation. *WIREs Clim Change* 2014. <https://doi.org/10.1002/wcc.316>
- BERMÚDEZ-TORRES, K., N. ROBLEDO QUINTOS, J. MARTÍNEZ HERRERA, A. TEI & M. WINK, M. 2000. Biodiversity of the genus *Lupinus* in Mexico. En VAN SANTEN E., M. WINK, S. WEISSMANN & P. ROEMER (eds.) *Lupin, an Ancient Crop for the New Millenium*. Proceeding of the 9th International Lupin Conference, pp. 294-296. Canterbury, Nueva Zelanda.
- BIANCHI, A. R. & C. E. YÁNEZ. 1992. *Las precipitaciones en el noroeste Argentino*. Vol. 1, 2ª ed., INTA, E.E.A. Salta.
- BIANCO, C. A., J. J. CANTERO, C. O. NUÑEZ & L. PETRYNA. 2001. *Flora del centro de la Argentina. Iconografía*. Universidad Nacional de Río Cuarto. Río Cuarto.
- BRAKO, L. & J. L. ZARUCCHI. 1993. Catalogue of the flowering plants and gymnosperms of Peru. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 45: 1197-1251.
- BURKART, A. 1952. *Las Leguminosas Argentinas Silvestres y Cultivadas*. 2º ed. Acme Agency, Buenos Aires.
- BURKART, A. 1967. Leguminosae. En CABRERA, A. L. (ed.), *Flora de la Provincia de Buenos Aires*, 394-647. Colec. Cient. INTA. Buenos Aires.
- BURKART, A. 1987. *Lupinus* L. En TRONCOSO, N. & N. M. BACIGALUPO (eds.). *Flora Ilustrada de Entre Ríos* (Argentina. Parte III. Dicotiledóneas. Arquiclamídeas. A. Salicales a Rosales (Incluso Leguminosae), pp. 628-638. Colec. Cient. INTA, Buenos Aires.
- CABIDO, M., S. M. GARRÉ, R. MIATELLO, A. RAVELO, S. RAMBALDI & J. L. TASSILE. 2003. *Regiones Naturales de la Provincia de Córdoba*. Agencia Córdoba D. A. C. y T. Serie C, Publicaciones Técnicas, Córdoba.
- CABRERA, A. L. 1953. *Manual de la flora de los alrededores de Buenos Aires*. Ed. Acme. Buenos Aires.
- CABRERA, A. L. 1971. *Fitogeografía de la República Argentina*. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 14: 1-42..
- CABRERA, A. L. 1994. *Regiones fitogeográficas argentinas*. Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería. Ed. Acme. Buenos Aires.

- CABRERA, A. L. & E. M. ZARDINI. 1993. *Manual de la Flora de los alrededores de Buenos Aires*. 2° ed. Ed. Acme. Buenos Aires.
- CALIGARI, P. D. S., P. RÖMER, M. A. RAHIM, C. HUYGHE, J. NEVES-MARTINS & E. J. SAWICKA-SIENKIEWICZ. 2000. The potential of *Lupinus mutabilis* as a crop. En Knight, R. (ed.), *Linking research and marketing opportunities for pulses in the 21st century*, pp. 569-573. Springer, Dordrecht.
https://doi.org/10.1007/978-94-011-4385-1_54
- CARLQUIST, S. 1961. *Comparative Plant Anatomy*. Holt, Rinehart & Winston, New York.
- CHANDRA, S. 2003. Effects of leaf age on transpiration and energy exchange of *Ficus glomerata*, a multipurpose tree species of central Himalayas. *Physiol. Mol. Biol. Plants* 9: 255-260.
<https://doi.org/10.5897/AJB10.2641>
- CHANDRA, S. 2004. Effects of altitude on energy exchange characteristics of some alpine medicinal crops from central Himalayas. *J. Agron. Crop. Sci.* 190: 13-20.
<https://doi.org/10.1046/j.0931-2250.2003.00064.x>
- CONTRERAS-ORTIZ, N., G. W. ATCHISON, C. E. HUGHES & S. MADRIÑÁN. 2018a. Convergent evolution of high elevation plant growth forms and geographically structured variation in Andean *Lupinus* (Fabaceae). *Bot. J. Linn. Soc.* 187: 118-136.
<https://doi.org/10.1093/botlinnean/box095>
- CONTRERAS-ORTIZ, N., O. A. JARA-MUÑOZ & C. E. HUGHES. 2018b. The acaulescent rosette species of *Lupinus* L. (Fabaceae) of Colombia and Ecuador including a new species from Colombia. *Phytotaxa* 364: 061-070.
<https://doi.org/10.11646/phytotaxa.364.1.3>
- COWLING, W. A., B. BUIRCHELL & M. E. TAPIA. 1998. Lupin, *Lupinus* L. International Plant Genetic Resources Institute (IPGRI). Roma, Italia.
- D'AMBROGIO DE ARGÜESO, A. 1986. *Manual de técnicas en histología vegetal*. Hemisferio Sur. Buenos Aires.
- DELUCCHI, G. 2006. Las especies vegetales amenazadas de la provincia de Buenos Aires: Una actualización. *APRONA Bol. Cient.* 39: 19-31.
- DELUCCHI, G. & M. P. HERNÁNDEZ. 2015. Leguminosas amenazadas de la Argentina: criterios para categorizar su grado de amenaza. *Historia Natural* 5: 107-120.
- DRUMMOND, C. S., R. J. EASTWOOD, S. T. S. MIOTTO & C. E. HUGHES. 2012. Multiple continental radiations and correlates of diversification in *Lupinus* (Leguminosae): Testing for key innovation with incomplete taxon sampling. *Syst. Biol.* 61: 443-460.
<https://doi.org/10.1093/sysbio/syr126>
- DUNN, D. B. & A. M. PLANCHUELO. 1981. *Lupinus heptaphyllus* (Velloso) Hassler vs. *Lupinus hilarianus* Benth. *Taxon* 30: 464-470.
<https://doi.org/10.2307/1220147>
- EASTWOOD, R. J. & C. E. HUGHES. 2008a. Origins of domestication of *Lupinus mutabilis* in the Andes. En Palta, J. A. & J. B. Berger (eds.). *Lupins for Health and Wealth*. Proceedings of the 12th international lupin conference, pp. 373-379. Fremantle, Western Australia.
- EASTWOOD, R. J., C. S. DRUMMOND, M. T. SCHIFINO-WITTMANN & C. E. HUGHES. 2008b. Diversity and evolutionary history of lupins- Insights from new phylogenies. En PALTA, J. A. & J. B. BERGER (eds.). *Lupins for Health and Wealth*. Proceedings of the 12th international lupin conference, pp. 346-354. Fremantle, Western Australia.
- FABBRONI, M., L. SEISDEDOS & A. M. PLANCHUELO. 2019. Morpho-anatomical review as a tool to identified biodiversity in andean *Lupinus* species complex. En CADIMA, X., A. GANDARILLAS, A. M. PLANCHUELO & A. RAVELO (eds.). *Developing lupin crop into a modern and sustainable food and feed source*. Proceedings of the 15th International Lupin Conference, pp. 128-129. Cochabamba, Bolivia.
- FLORA DEL CONO SUR. 2022. Disponible en: <http://conosur.floraargentina.edu.ar/> [Acceso: 20 agosto 2022]
- FLORA ARGENTINA. 2022. Plantas Vasculares de la República Argentina [online]. Disponible en: www.floraargentina.edu.ar. [Acceso: 20 agosto 2022].
- GLADSTONES, J. S. 1974. Lupins of the Mediterranean Region and Africa. *Technical Bull.* 26. Depart. Agriculture Western Australia.
- GODOY-BÜRKI, A. C., F. BIGANZOLI, J. M. SAJAMA, P. ORTEGA-BAES & L. AAGESEN. 2017. Tropical high Andean drylands: species diversity and its environmental determinants in the Central Andes. *Biodivers. Conserv.* 26: 1257-1273.
<https://doi.org/10.1007/s10531-017-1311-2>
- GÓMEZ SOSA, E. 1994. Leguminosae. En KIESLING, R. (ed.), *Flora de San Juan. República Argentina. Volumen I: Pteridofitas. Gimnospermas*.

- Dicotiledóneas Dialipétalas (Salicales a Leguminosas)*, pp. 257-332. Ed. Vázquez Mazzini. Buenos Aires.
- GRISEBACH, A. H. R. 1879. *Lupinus*. Symbolae ad Floram Argentinam. Goett. Abh. 24: 98-99.
- GULISANO, A., S. ALVES, J. N. MARTINS & L. M. TRINDADE. 2019. Genetics and breeding of *Lupinus mutabilis*: An emerging protein crop. *Front. Plant Sci.* 10: 1385. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.01385>
- GUPTA, S., B. J. BUIRCHELL & W. A. COWLING. 1996. Interspecific reproductive barriers and genomic similarity among the rough-seeded *Lupinus* species. *Plant Breed* 115:123-127. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0523.1996.tb00886.x>
- HASSLER, E. 1919. Novitates Paraguarienses, XXIII. (cont.) *Repert. Spec. Nov. Regni Veg.* 26: 151-159. <https://doi.org/10.1002/fedr.19190160506>
- HEWSON, H. J. 1988. *Plant indumentum handbook of terminology*. Australian Flora and Fauna Series. Bureau of Flora and Fauna, Canberra, Australia.
- HIERONYMUS, G. 1881. *Plantae Diaphoricae Florae Argentinae*. *Bolet. Acad. Nac.* 4: 199-598.
- HUGHES, C. E. & R. EASTWOOD. 2006. Island radiation on a continental scale: exceptional rates of plant diversification after uplift of the Andes. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 103: 10334-10339. <https://doi.org/10.1073/pnas.0601928103>
- HUGHES, C. E. & G. W. ATCHISON. 2015. The ubiquity of alpine plant radiations: from the Andes to the Hengduan Mountains. *New Phytol.* 207: 275-282. <https://doi.org/10.1111/nph.13230>
- HUNZIKER, A. T. 1960. Catálogo de los tipos "Grisebachianos" conservados en Córdoba. *Bol. Acad. Nac. Ci* 41: 283-421.
- HURTADO, R., M. E. FERNÁNDEZ LONG, L. SERIO, N. R. PORTAL & M. VALDIVIEZO CORTE. 2013. Estudio de las precipitaciones en la región noroeste de la Argentina. *Agraria* 7(14): 69-73.
- IBPGR, *International Board for Plant Genetic Resources*. 1981. Descriptores de Lupinos. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Rome.
- IPNI, INTERNATIONAL PLANT NAMES INDEX. 2022 [online]. Disponible en: <https://www.ipni.org/> [Acceso: 20 agosto 2022].
- IUCN. RED LIST OF THREATENED SPECIES. 2022 [online]. Disponible en: <https://www.iucnredlist.org/> [Acceso: 20 agosto 2022].
- JARAMILLO PÉREZ, A. T., A. QUINTANAR-ISAÍAS, M. E. FRAILEORTEGA, A. MARTÍNEZ-BERNAL & J. D. SEPÚLVEDA SÁNCHEZ. 2015. Morfoanatomía foliar de *Alvaradoa amorphoides* Liebm. del Estado de Morelos, México. *Polibotánica* 40: 79-98. <https://doi.org/10.18387/polibotanica.40.5>
- JØRGENSEN, P. M. & S. LEÓN-YÁNEZ. 1999. *Catalogue of the vascular plants of Ecuador*. 75. Missouri Botanical Garden. St. Louis. USA.
- JØRGENSEN, P. M., M. H. NEE & S. G. BECK. 2014. Catálogo de las plantas vasculares de Bolivia. 127. En P. M. Jørgensen, M. H. Nee & S. G. Beck (eds.), *Cat. Pl. Vasc. Bolivia, Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard*, 1-1744. Missouri Botanical Garden Press, St. Louis.
- JSTOR GLOBAL PLANTS. 2022 [online]. Disponible en: <https://plants.jstor.org/>. [Acceso: 20 agosto 2022].
- KAZIMIERSKI, T. & E. NOWACKI. 1961. Indigenous species of lupins regarded as initial forms of the cultivated species: *Lupinus albus* L. and *Lupinus mutabilis* Sweet. *Flora oder Allgemeine Botanische Zeitung* 151: 202-209. [https://doi.org/10.1016/S0367-1615\(17\)33256-1](https://doi.org/10.1016/S0367-1615(17)33256-1)
- KURLOVICH, B. S. 1989. On the centers of species formation of the genus *Lupinus* L. *Bull. VIR* 193: 20-24.
- KURLOVICH, B. S. (ed.). 2002. *Lupins, Geography, Classification, Genetic Resources and Breeding*. OY International North Express, St. Petersburg, Russia-Pellosniemi, Finland.
- LEVIZOU, E., P. DRILIAS, G. PSARAS & Y. MANETAS. 2004. Nondestructive assessment of leaf chemistry and physiology through spectral reflectance measurements may be misleading when changes in trichome density co-occur. *New Phytol.* 165: 463- 472. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2004.01250.x>
- LEWIS, G. P. 1987. *Legumes of Bahia*. Royal Bot. Gard. Kew. Londres. Inglaterra.
- LINDLEY, J. 1951. *Glosología de los términos usados en Botánica*. Miscelánea N° 15. Fund. e Inst. M. Lillo. Universidad Nacional de Tucumán. Argentina.
- MACBRIDE, J. F. 1943. *Flora of Peru*. Botanical Series, Field Museum of Natural History Vol. 13, Part III, N° 1 *Lupinus*: 459-506.
- MERINO, E. F., A. M. PLANCHUELO & M. WINK. 2000. Phylogenetic analysis of *Lupinus*. En VAN SANTEN, E., M. WINK, S. WEISSMANN & P.

- ROEMER (eds.). *Lupin, an Ancient Crop for the New Millennium*. Proceedings of the 9th international lupin conference, pp. 287-290. Klink Müritz. Germany.
- MOLINA-MONTENEGRO, M. A. 2008. Variación de la pubescencia foliar en plantas y sus implicaciones funcionales a lo largo de gradientes altitudinales. *Ecosistemas* 17: 146-154.
- MONTEIRO, R. & P. E. GIBBS. 1986. A taxonomic revision of the unifoliolate species of *Lupinus* (Leguminosae) in Brazil. *Notes from Royal Botanic Garden Edinburg*. 64: 71-104.
- NEVADO, B., G. W. ATCHISON, C. E. HUGHES & D. A. FILATOV. 2016. Widespread adaptive evolution during repeated evolutionary radiations in New World lupins. *Nat. Commun.* 7: 12384. <https://doi.org/10.1038/ncomms12384>
- PAYNE, W. W. 1978. A glossary of plant hair terminology. *Brittonia* 30: 239-255. <https://doi.org/10.2307/2806659>
- PENSIERO, J. F., H. F. GUTIÉRREZ, A. M. LUCHETTI, E. EXNER, V. KERN, E. BRNICH, L. J. OAKLEY, D. E. PRADO & J. P. LEWIS. 2005. *Flora Vascular de la Provincia de Santa Fe*. Ed. UNL.
- PERISSÉ, P. & A. M. PLANCHUELO. 2004. Seed coat morphology of *Lupinus albus* L. and *L. angustifolius* L. related to water uptake. *Seed Sc & Tech.* 32:69-77. <https://doi.org/10.15258/sst.2004.32.1.08>
- PLANCHUELO, A. M. 1978. *A monograph of Lupinus for Argentina*, Ph. D. Dissertation. Missouri. Universidad de Columbia. USA.
- PLANCHUELO, A. M. 1984. *Lupinus*. En CORREA, M. N. (ed.), *Flora Patagónica IVb*, pp. 238-244. Colec. Cient. INTA 8 (4b).
- PLANCHUELO, A. M. 1996a. A new species of *Lupinus* (Fabaceae: Lupininae) from Southeastern Brazil. *Brittonia* 48: 263-265. <https://doi.org/10.2307/2807823>
- PLANCHUELO, A. M. 1996b. Relationship between South American and European species of *Lupinus*. En B. PICKERGILL & M. LOCK (eds.), *Advances in Legume Systematics 8, Legumes of Economic Importance*, pp. 109-116. Royal Bot. Gard. Kew. Londres. Inglaterra.
- PLANCHUELO, A. M. 1999a. *Lupinus*. En ZULOAGA, F. & O. MORRONE (eds.), *Catálogo de las Plantas Vasculares de la República Argentina*, pp. 689-692. Missouri Bot. Gard. USA.
- PLANCHUELO, A. M. 1999b. Biodiversity of lupins in South America. En HILL, G. (ed.). *Towards the 21th Century*, pp. 394-400. Lincoln, Univ. Nueva Zelanda.
- PLANCHUELO, A. M. 2011. Reviews of the challenges for understanding the South American *Lupinus* species. En NAGANOWSKA, B., P. KACHLICKI & B. WOLKO (eds.). *Lupin crops an opportunity for today, a promise for the future*. Proceedings of the 13th International Lupin Conference, pp 27-32. Poznan, Polonia.
- PLANCHUELO, A. M. 2022. New varieties and synonyms of *Lupinus* species (Fabaceae, Faboideae) of Northwestern Argentina. *Phytotaxa* 566: 143-170. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.566.2.1>
- PLANCHUELO, A. M. & D. B. DUNN. 1980. Clarification of *Lupinus grisebachianus*, *L. subacaulis*, and *L. subinflatus* (Leguminosae). *Brittonia* 32: 387-391. <https://doi.org/10.2307/2806741>
- PLANCHUELO, A. M. & D. B. DUNN. 1984. The simple leaved Lupines and their relatives in Argentina. *Ann. Missouri Bot. Garden* 71: 92-103. <https://doi.org/10.2307/2399057>
- PLANCHUELO, A. M. & D. B. DUNN. 1989. Two new species of the *Lupinus lanatus* complex. *Ann. Missouri Bot. Garden* 76: 303-309. <https://doi.org/10.2307/2399349>
- PLANCHUELO, A. M. & L. A. ESPINAR. 2015. New lectotypification of *Crotalaria incana* var. *australis* (Crotalariaeae, Fabaceae): An example of procedure to determine the correct types from the Lorentz & Hieronymus collection. *Phytotaxa* 195: 243-247. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.195.3.4>
- PLANCHUELO, A. M. & E. FUENTES. 2001. Taxonomic evaluation and new combinations in *Lupinus gibertianus* - *L. linearis* complex (Fabaceae). *Novon* 11: 442-450. <https://doi.org/10.2307/3393158>
- PLANCHUELO, A. M. & E. FUENTES. 2005. El tarwi o chocho: Una de las principales fuentes de proteína vegetal de las comunidades indígenas de los Andes Centrales. *Rev Arg Antrop Biol* 7: 159.
- PLANCHUELO, A. M. & P. PERISSÉ. 2006. New finding in seed coat morphology in relation with *Lupinus* taxonomy and phylogeny. En van Santen, E. & G. D. Hill (eds). *Mexico, where old and new world lupins meet*. Proceedings of the 11th International Lupin Conference, pp. 35-40. Auburn University, Alabama, USA.
- PLANCHUELO, A. M., P. GONZÁLES, S. MADRIÑÁN, M. MENDOZA & M. TOGNELLI. 2019. *Evaluation of Andean Lupinus species to be incorporated in the IUCN Red List of Endangered Species*. Book of Abstracts XV International Lupin Conference, pp. 132-133. Cochabamba, Bolivia.

- PLANEAR. 2022. Plantas endémicas de Argentina. 2022 [online]. Disponible en: <http://www.lista-planear.org/> [Acceso: 20 agosto 2022].
- PINHEIRO, M. & S. T. S. MIOTTO. 2001. Flora Ilustrada do Rio Grande do Sul. Fasc. 27. Leguminosae-Faboideae. Gênero *Lupinus* L. *Boletim Instituto Biociências Universidade Federal do Rio Grande do Sul* 60: 1-102.
- PINHEIRO, M. & S. T. S. MIOTTO. 2005. *Lupinus reitzii* (Fabaceae-Faboideae), a new species of the *Lupinus lanatus* complex from southern Brazil. *Novon* 15: 346-349.
- RAVELO, A. C., A. M. PLANCHUELO & V. PIETRAGALLA. 2009. Un cuestionario para el Mapeo de la Degradación de la Tierra y del Manejo Sustentable de la Tierra. *WOCAT Project*. LINIGER, H., G. VAN LYNDEN, F. NACHTERGAELE, G. SCHWILCH & G. BIANCALANI (eds.), 42 pp. <http://www.fao.org/3/aq365s/aq365s.pdf>
- RAVELO, A. C., A. M. PLANCHUELO, C. L. GARCÍA, D. SORIA, A. MAGGI, A. KINDGARD, N. ELISSALDE & J. SALOMONE. 2011. *Evaluación de la desertificación a nivel nacional. FAO (2011). Evaluación de la Desertificación en Argentina. Resultados del Proyecto LADA/FAO: 77-97.*
- RICKER, P. L. 1916. Two types of variable pubescence on plants. *Am. J. Bot.* 3: 470-473. <https://doi.org/10.1002/j.1537-2197.1916.tb05428.x>
- RODRÍGUEZ, R., C. MARTICORENA, D. ALARCÓN, C. BAEZA, L. CAVIERES, V. L. FINOT, N. FUENTES, A. KIESSLING, M. MIHOC, A. PAUCHART, E. RUIZ, P. SÁNCHEZ & A. MARTICORENA. 2018. Catálogo de las plantas vasculares de Chile. *Gayana Bot.* 75: 1-430. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-66432018000100001>
- SANDQUIST, D. & J. EHLERINGER. 1997. Intraspecific variation of leaf pubescence and drought response in *Encelia farinosa* associated with contrasting desert environments. *New Phytol.* 135: 635-644. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.1997.00697.x>
- SECKT, H. K. F. H. 1929-1930. *Flora Cordobensis*. Revista de la Universidad Nacional de Córdoba 16-17.
- SEISDEDOS, L. & A. M. PLANCHUELO. 2011. Morphological studies of leaflets epidermis as a contribution for understanding *Lupinus* taxonomy and phylogeny. En NAGANOWSKA, B., P. KACHLICKI & B. WOLKO (eds.). *Lupin crops an opportunity for today, a promise for the future*. Proceedings of the 13th International Lupin Conference, pp. 43-47. Poznan, Polonia.
- SEISDEDOS, L. & A. M. PLANCHUELO. 2018. Caracterización morfoanatómica de plántulas de dos especies graníferas de lupinos (*Lupinus albus* y *L. angustifolius*, Fabaceae). *Lilloa* 55: 67-80. <https://doi.org/10.30550/j.lil/2018.55.1/6>
- SIMIONIUC, D. P., V. SIMIONIUC, D. TOPA, M. VAN DEN BERG, U. PRINS, P. J. BEBELI & I. GABUR. 2021. Assessment of Andean lupin (*Lupinus mutabilis*) Genotypes for Improved Frost Tolerance. *Agriculture* 11: 155. <https://doi.org/10.3390/agriculture11020155>
- SMITH, C. P. 1930-1953. *Signatures in Species Lupinorum*. Saratoga, California.
- SMITH, C. P. 1943-1944. *The genus Lupinus in Argentina*. Signature 21. Specie Lupinorum. Saratoga. California.
- STEHMANN, J. R., R. CAMPOSTRINI FORZZA, A. SALINO, M. SOBRAL, D. PINHEIRO DA COSTA & L. H. YOSHINO KAMINO. 2009. *Plantas da Floresta Atlântica*. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro.
- STEIBEL, P. 2001. Sinopsis de las Leguminosae (Leguminosae) de la Provincia de La Pampa (República Argentina) *Revista de la Facultad de Agronomía UNLPam* 11: 1-46.
- TAPIA, M. E. 2015. *El Tarwi, El Lupino Andino, Lupino, tauri o chocho (Lupinus mutabilis Sweet)*. Fondo Ítalo Peruano. Huaylas, Perú.
- TAPIA, M. E. & C. VARGAS. 1982. Wild lupine of the Andes of Southern Peru. En Gross R. & E. S. Bunting (eds.), *Agricultural and Nutritional Aspects of Lupines*. Proceedings of the 1st International Lupin Workshop, pp. 23-32. Lima-Cuzco, Perú.
- THE PLANT LIST (TPL). 2022 [online]. Disponible en: <http://www.theplantlist.org/> [Acceso: 20 agosto 2022].
- THIERS, B. Continuously updated. Index Herbariorum: *A global directory of public herbaria and associated staff*. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium [online]. <http://sweetgum.nybg.org/science/ih>. [Acceso: 20 agosto 2022].
- TROPICOS.ORG. Missouri Botanical Garden. 2022. Disponible en: <https://tropicos.org/>. [Acceso: 20 agosto 2022].
- TURLAND, N. J., J. H. WIERSEMA, F. R. BARRIE, W. GREUTER, D. L. HAWKSWORTH, P. S. HERENDEEN, S. KNAPP, W.-H. KUSBER, D. Z. LI, K. MARHOLD, T. W. MAY, J. MCNEILL, A. M. MONRO, J. PRADO, M. J. PRICE & G. F. SMITH (eds.). 2018. *Código Internacional de Nomenclatura*

- para algas, hongos y plantas (Código de Shenzhen)*. Traducción al español por GREUTER, W. & R. RANKIN RODRÍGUEZ, Fundación Herbario Greuter, Berlín, Alemania y Universidad Técnica de Cotopaxi, Latacunga, Ecuador.
<https://doi.org/10.12705/Code.2018>
- WATSON, S. 1871. *Botany. Report of Geological Exploration of the Fortieth Parallel*. Vol. V: 53-54.
<https://doi.org/10.5962/bhl.title.55176>
- WIKISPECIES. 2022 [online]. Disponible en: <https://species.wikimedia.org/wiki/Lupinus> [Acceso: 20 agosto 2022].
- WINK, M., F. MERINO & E. KÄESS. 2000. Molecular evolution of lupins (Leguminosae: *Lupinus*). En VAN SANTEN, E., M. WINK, S. WEISSMANN & P. ROEMER (eds.). *Lupin, an Ancient Crop for the New Millenium*. Proceedings of the 9th international lupin conference, pp. 278-286. Klink Müritz. Germany.
- WOLKO, B., J. C. CLEMENTS, B. NAGANOWSKA, M. N. NELSON & H. YANG. 2011. Chapter 9 *Lupinus*. En KOLE, C. (ed.), *Wild Crop Relatives: Genomic and Breeding Resources, Legume Crops and Forages*, pp. 153-206. Springer-Verlag Berlin Heidelberg.
https://doi.org/10.1007/978-3-642-14387-8_9



USOS TRADICIONALES DE LAS PLANTAS MEDICINALES EN LOS VALLES CALCHAQUÍES, SALTA, ARGENTINA

TRADITIONAL USES OF MEDICINAL PLANTS IN THE CALCHAQUÍES VALLEYS, SALTA, ARGENTINA

Mariela Fabbroni^{1*}, Carolina Beatriz Flores¹, Marina Fernanda Guzmán Ayarde¹ & Federico Omar Robbiati²

1. Facultad de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Salta, Avda. Bolivia 5150, 4400, Salta, Argentina.

2. Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Universidad Nacional de Córdoba, Av. Vélez Sarsfield 1611, 5000, Córdoba, Argentina.

*marielaabbroni@gmail.com

Citar este artículo

FABBRONI, M., C. B. FLORES, M. F. GUZMÁN AYARDE & F. O. ROBBIATI. 2022. Usos tradicionales de las plantas medicinales en los Valles Calchaquíes, Salta, Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 853-886.

 DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n3.34522>

Recibido: 18 Ago 2021

Aceptado: 11 Jul 2022

Publicado en línea: 21 Sep 2022

Publicado impreso: 30 Dic 2022

Editor: Manuel Pardo de Santayana 

ISSN versión impresa 0373-580X

ISSN versión on-line 1851-2372

SUMMARY

Background and aims: The Calchaquí Valleys people still depend on medicinal plants to satisfy their health needs, despite rapid economic and social changes that degrade traditional medical knowledge. The objectives were i) to know the medicinal plants, ii) to inquire about the cultural importance of the plants concerning the diversity of uses in traditional medicine and the informant's consensus, iii) to describe the environments in which the plants were acquired, the disease, conditions treated and therapeutic practices and, iv) to compare the local pharmacopoeia with those of other nearby regions.

M&M: Open and semi-structured interviews were carried out with 30 participants, participant observation and garden guided tours in twelve locations and sites. The collected data were qualitative and quantitatively analyzed.

Results: Herbalist amounts to 89 medicinal taxa, most of them are native (65%), of which 24 are cited for the first time. Medicinal utility versatility covers 51 conditions and diseases. The most widely used species was *Geoffroea decorticans*, used for respiratory conditions. The most versatile were *Ruta chalepensis*, *Vachellia aroma*, *Sphaeralcea bonariensis* and *Ligaria cuneifolia*. The body systems with the greatest consensus were pneumology, infectious disease, traumatology and musculoskeletal system.

Conclusions: The traditional herbal pharmacopoeia was updated. The population uses an essential range of plants where traditional practices and knowledge concur, with a diversity of selective criteria. Changes in conventional practices and knowledge and an informal flow of knowledge about plants are manifested.

KEY WORDS

Botanical knowledge, ethnobotany, knowledge revaluation, therapeutic practices.

RESUMEN

Introducción y objetivos: Los pobladores de los Valles Calchaquíes salteños aún dependen de las plantas medicinales para cubrir sus necesidades de salud pese a que los vertiginosos cambios económicos y sociales han erosionado el conocimiento médico tradicional. Los objetivos fueron i) conocer las plantas medicinales, ii) indagar acerca de la importancia cultural de las plantas en relación a la diversidad de usos en la medicina tradicional y el consenso de los informantes, iii) describir los ambientes de adquisición de las plantas, las dolencias, afecciones tratadas y las prácticas terapéuticas y, iv) comparar la farmacopea local con las de otras regiones cercanas.

M&M: Se efectuaron entrevistas abiertas y semiestructuradas a 30 participantes, observación participante y recorridos botánicos en 12 localidades y parajes. Los datos recolectados fueron analizados cuali-cuantitativamente.

Resultados: La riqueza herbolaria asciende a 89 taxones, la mayoría nativos (65%), de los cuales, 24 se citan por primera vez. La versatilidad utilitaria medicinal cubre 51 afecciones y dolencias. La especie con mayor uso fue *Geoffroea decorticans*, empleada para afecciones respiratorias. Las más versátiles fueron *Ruta chalepensis*, *Vachellia aroma*, *Sphaeralcea bonariensis* y *Ligaria cuneifolia*. Los sistemas corporales con mayor consenso fueron neumonología e infectología, traumatología y aparato locomotor.

Conclusiones: Se actualizó la farmacopea vegetal tradicional. La población emplea un importante abanico de plantas donde concurren prácticas y saberes tradicionales, con diversidad de criterios selectivos. Se manifiestan cambios en las prácticas y saberes tradicionales y un flujo informal del conocimiento sobre las plantas.

PALABRAS CLAVE

Conocimiento botánico, etnobotánica, revalorización de saberes, prácticas terapéuticas.

INTRODUCCIÓN

La medicina tradicional es el conjunto de prácticas, enfoques, conocimientos y creencias sanitarias diversas que incorporan remedios basados en plantas, animales o minerales, terapias espirituales, técnicas manuales y ejercicios aplicados de forma individual o en combinación para mantener el bienestar, además de tratar, diagnosticar y prevenir enfermedades (OMS, 2002). Sin embargo, su pervivencia y uso seguro, requiere del aprovechamiento sostenible de estos recursos naturales y de la conservación del conocimiento tradicional asociado, incluida la correcta identificación de las especies utilizadas (Luján, 2006), como así también disponer de medicamentos con calidad, seguridad y eficacia contrastados, de herramientas de información rigurosas y fiables para los profesionales sanitarios, además de proporcionarles la oportunidad de adquirir una formación sólida en Fitoterapia (Lozoya & Cañigual, 2006).

Los procesos de transculturación que afectan a las comunidades indígenas y campesinas han llevado a desvalorizar este tipo de conocimientos ancestrales sobre el uso de las plantas (Caballero, 1986). Sin embargo, la crisis de la biomedicina y el empobrecimiento de los países latinoamericanos, ha llevado, entre otras razones, a la utilización del saber médico tradicional incluso a su impulsión, porque dichos saberes pueden facilitar la intervención y participación comunitaria, además de ser eficaz en el tratamiento de determinados problemas de salud (Menéndez, 1994). A su vez, la Organización Panamericana de la Salud (OPS) reconoce la importancia de la medicina tradicional o folklórica y promueve el diseño de estrategias nacionales para su regulación e incorporación al sistema médico formal, aunque los resultados son aún deficientes (Hilgert, 2009).

Estos saberes siguen vivos entre muchas comunidades locales como las andinas y regiones colindantes. En su medicina tradicional, las enfermedades pueden considerarse como productos del desequilibrio del orden natural y social (Soria, 2003; Carvajal, 2004) o también como la desarmonía por exceso o defecto de algún factor (desbalances alimenticios, golpes, desarmonía entre cuerpo y espíritu, entre otros) (Idoyaga Molina, 2000). Por

ello, para proponer un tratamiento adecuado es imprescindible el conocimiento del origen y causa de cada dolencia o afección (Martínez, 2017).

Los estudios etnobotánicos medicinales con tradición en el noroeste argentino (NOA, incluyendo las provincias de Catamarca, Jujuy, La Rioja, Salta, Santiago del Estero y Tucumán), se abordaron desde una perspectiva histórica, social y cultural (Palma, 1978; Perez de Nucci, 1988). Por ejemplo, en los Valles Calchaquíes de Salta, las primeras prospecciones etnobotánicas médicas se realizaron en el Departamento Molinos que exploraron los conocimientos de estas comunidades sobre las plantas medicinales y la importancia de la flora medicinal (Crivos, 1978; Crivos & Eguía, 1980; 1981, 1982; Crivos & Martínez, 1996, 1998; Pochettino & Martínez, 2001; Martínez & Pochettino, 2004a; Remorini *et al.*, 2020) y recientemente en La Poma, en el extremo norte de los valles (Rodríguez Echazú *et al.*, 2019). Sin embargo, son escasos los estudios etnobotánicos medicinales que incluyan otros departamentos y localidades importantes como Cafayate, San Carlos y Cachi y parajes distantes como Amblayo, con entornos naturales y vegetación diferente y con otros actores sociales, sobre todo teniendo en cuenta que, en las localidades más alejadas, aún dependen directa o indirectamente de las plantas para cubrir sus necesidades de alimento, medicina y vivienda (Martínez & Pochettino, 2004a).

El noroeste argentino (NOA) es una de las regiones con mayor diversidad vegetal del país (Zuloaga *et al.*, 1999). Alrededor del 15% (1529-1537 especies) del total de especies de la flora argentina con fines medicinales (Rondina *et al.*, 1999; Barboza *et al.*, 2009) se registraron en las provincias de Salta, Jujuy y Tucumán. Asimismo, la ecorregión del Monte, representada en los Valles Calchaquíes, es la más diversa en especies endémicas medicinales y en territorio salteño se documentaron el 23% (795 taxa) del total de la flora provincial como flora medicinal (Barboza *et al.*, 2009) que, a su vez, es la provincia con mayor diversidad específica del país (3432 especies, Zuloaga *et al.*, 2008).

En las últimas décadas del siglo XX, los Valles Calchaquíes han sido escenario de conflictos socioterritoriales suscitados por el avance de políticas capitalistas (Cruz & Morandi, 2017). Este proceso de modernización y desarrollo del capital en la agricultura, en el turismo, en emprendimientos inmobiliarios y en la minería extractivista (Pais,

2010; Manzanal, 2012) trajo aparejado inicialmente, el abandono por migración del hábitat rural disperso de la población joven hacia fuera de los valles y, con ello, el decrecimiento, envejecimiento y la despoblación vallista (Crivos *et al.*, 2008; Cruz & Morandi, 2017). De forma simultánea se fueron dando y configurando procesos de creación y recreación de la cultura y la identidad (Morandi & Cruz, 2020), como así también la conversión del campesinado en comunidades de pueblos originarios (Bengoa, 2003) que es clave en esta dinámica socio-cultural y territorial-ambiental. Estas transformaciones del entorno están acelerando los procesos de destrucción ambiental y al mismo tiempo, ponen en peligro la diversidad cultural produciendo una pérdida irreparable del conocimiento tradicional, en particular el que trata los saberes sobre la flora medicinal (Simoni & Perea, 2016). Se suman, además, la no internalización del valor ecológico y social, el desconocimiento de las pautas culturales que regulan el uso de las plantas y la ausencia de un marco legal adecuado que regule su extracción por parte de los recolectores y comercializadores de las plantas medicinales (Martínez, 2017). En este contexto, los estudios modernos vinculados a la etnomedicina son importantes dado que profundizan aspectos más interpretativos de corte antropológico e incorporan miradas nuevas a partir de la ecología por lo que podrían jugar un rol preponderante en las tomas de decisiones en el manejo de recursos naturales, su protección y conservación, incluyendo a las comunidades humanas (Trillo *et al.*, 2011).

En este marco, esta investigación tiene como objetivos: i) conocer las plantas nativas y exóticas de interés medicinal en los Valles Calchaquíes salteños, ii) indagar acerca de la importancia cultural de las plantas en relación a la diversidad de usos en la medicina tradicional y el consenso de los informantes; iii) describir los ambientes de adquisición de las plantas, las dolencias, afecciones tratadas y las prácticas terapéuticas y iv) comparar la farmacopea local con las de otras regiones cercanas.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

Los Valles Calchaquíes conforman una depresión tectónica entre las Cumbres Calchaquíes y las sierras de Quilmes o del Cajón abarcando parte de

los territorios de las provincias de Salta, Tucumán y Catamarca en Argentina (Galván, 1981). El área de estudio (14.717 km²) corresponde a una parte de los Valles Calchaquíes ubicados al suroeste de la provincia de Salta (25° 27' y 26° 14' de latitud sur y 66° 15' y 65° 48' de longitud oeste) (Ortega-Baes *et al.*, 2012; Zelarayán & Fernández, 2015) (Fig. 1). Estos valles están atravesados por el río homónimo y están situados entre los 1.680 msnm en Cafayate al sur y 3.015 msnm en La Poma al norte. Políticamente, los Valles Calchaquíes en territorio salteño, pertenecen a los Departamentos Cachi, Cafayate, La Poma, Molinos y San Carlos. El clima es seco y templado, perteneciente al Clima Árido de Sierras y Bolsones con altos índices de radiación solar, continentalidad y lluvias escasas, con nevadas en las altas cumbres (Pontussi *et al.*, 1995; Paoli *et al.*, 2002). Las temperaturas varían en función de la altura y de la latitud oscilando entre los 20°C y 25°C con máximas de 35°C en verano y mínimas de 5°C y hasta 15°C bajo cero en los inviernos muy rigurosos (Arias & Bianchi, 1996). Desde el punto de vista florístico, los Valles Calchaquíes pertenecen a un mosaico de cinco Provincias Fitogeográficas representadas en diferentes sectores y altitudes de los valles: Altoandina, Chaqueña, Prepuneña, Puneña y del Monte (Oyarzabal *et al.*, 2018).

La población de los Valles Calchaquíes está formada por 36.571 habitantes que representa solo el 3% del total provincial (1.214.441 habitantes) y se distribuye en los cinco Departamentos que componen el área de estudio (INDEC, 2010; Anuario Estadístico, 2015). Casi la mitad de la población (46%) habita en zonas rurales y en localidades de menos de 2.000 habitantes, tal es así que, en los Departamentos de La Poma y Molinos, toda la población es considerada rural. Las localidades con mayor cantidad de habitantes se encuentran sobre la Ruta Nacional N° 40 que recorre los valles en sentido norte-sur. A nivel departamental y según el Censo 2010, Cafayate registró la mayor población urbana (13.698 habitantes) y la menor población rural (1.152 hab.) en relación al resto de los Departamentos del área de estudio. En orden decreciente de población total se mencionan los Departamentos de Cafayate (14.850 habitantes); Cachi (7315), San Carlos (5740), Molinos (5652) y La Poma (1738). Respecto a los pueblos y parajes, Animaná posee la mayor cantidad de habitantes (1276) y los restantes incluidos en este



Fig. 1. Ubicación geográfica de los Valles Calchaquíes en la provincia de Salta, Argentina.

estudio, poseen menos de 600 (Seclantás: 560 hab., Payogasta: 532 y Amblayo: 352) (INDEC 2010; Anuario Estadístico, 2015). De acuerdo a los datos consultados se evidencia una gran variabilidad entre las proporciones entre los habitantes rurales y urbanos (INDEC, 2010).

Sus habitantes conforman una población rural “mestiza”, resultado de matrimonios mixtos entre españoles e indígenas a través de un largo proceso de conquista y colonización del noroeste argentino (Martínez *et al.*, 2004). A partir de la reforma constitucional en 1994 que reconoce la preexistencia étnica y cultural de los pueblos indígenas, el Estado Argentino promovió diversas políticas públicas orientadas, entre otros objetivos, a la organización y reconocimiento de parte de la población como

pueblos o comunidades originarias. A lo largo de la década del 2000, a nivel país, los descendientes prehispánicos, se organizaron en comunidades originarias o indígenas formales, integradas por personas que se autoreconocen como descendientes (porque tienen algún antepasado), o pertenecientes a algún pueblo indígena u originario (porque se declaran como tales) (Cerra, 2014). Posteriormente, en la provincia de Salta, se relevaron 330 comunidades de pueblos indígenas, entre los cuales se reconoce al pueblo Diaguita-calchaquí que ocupa parte de los Valles Calchaquíes. Este grupo cuenta con alrededor de 14.000 habitantes según el Censo del año 2001 (INDEC; 2010; Cerra, 2014). Mientras que, en la parte más alta de su geografía, al norte de los Valles Calchaquíes, los pequeños

poblados se organizaron en comunidades Atacamas (Rodríguez Echazú *et al.*, 2019).

La economía regional comprende las actividades agropecuarias, siendo preponderante la agricultura bajo riego y, en menor medida, la ganadería de ovinos y caprinos como complemento de las economías familiares (Pais, 2010). Sin embargo, en la última mitad del siglo XX, la economía de los Valles Calchaquíes se ha reconfigurado a partir de las nuevas formas de producción asociadas a las demandas del mercado (cultivo de pimiento para pimentón, vitivinicultura y turismo) (Marinangeli & Páez, 2019). Asimismo, los pobladores locales se nuclearon formalmente en organizaciones gremiales de pequeños y medianos productores como los consorcios de riego, centros vecinales y las asociaciones civiles vinculadas a los derechos de los pueblos originarios y también las económicas-sociales como las cooperativas agropecuarias, las asociaciones y mutuales (Walter, 2016).

Recopilación de datos

La información acerca de los nombres populares, usos medicinales, formas de preparación, administración, abastecimiento de los recursos vegetales y prácticas curativas que los incluyen, se obtuvo mediante recorridos botánicos, observación participante y entrevistas abiertas y semiestructuradas (Albuquerque & Lucena, 2004). Los colaboradores entrevistados se seleccionaron por muestreo no probabilístico, de tipo selección racional, es decir a personas que reportaron el uso de plantas medicinales (Albuquerque *et al.*, 2010). Los colaboradores entrevistados fueron 30, logrando la saturación de la muestra dado que los nuevos informantes ya no aportaron información novedosa (Hernández Sampieri *et al.*, 2014). Para poder llegar a los entrevistados se contactaron a los líderes e integrantes locales de organizaciones no gubernamentales e instituciones intermedias que señalaron a los informantes calificados como conocedores del tema en cuestión (Gil, 2002; Arenas, 2003). Se adoptó complementariamente la técnica “bola de nieve” (Bailey, 1994) para llegar a personas que utilizan plantas medicinales y que son reconocidas como tales por la comunidad.

Las entrevistas y los recorridos etnobotánicos se realizaron a informantes de Amblayo, Animaná, Cachi, Cafayate, La Poma, Payogasta, San Carlos y

Seclantás y de los parajes El Barrial, El Divisadero, San Antonio y San Lucas (Fig. 1). Previamente se obtuvo la firma y en algunos casos el acuerdo oral del Consentimiento Previo Informado (ISE, 2021). Las edades de los participantes oscilaron entre 23 y 85 años de edad. La mayoría fueron jubilados (23%) y pequeños productores y empleados (17% respectivamente), le siguen las amas de casa (13%), dirigentes de organizaciones y comunidades indígenas (7%), estudiantes y artesanos (10 y 7% respectivamente) como así también profesionales independientes (6%). Los participantes reconocieron las especies mediante plantas frescas, muestras herborizadas y fotografías y aportaron datos sobre los usos tradicionales de las plantas (Fig. 2A, B); además se visitaron los mercados artesanales de Cachi y San Carlos (Fig. 2C, D). Se obtuvo información adicional acerca de la nomenclatura de las dolencias folk y prácticas terapéuticas mediante entrevistas abiertas, recurrentes, extensas y en profundidad a cinco informantes calificados incluidos en el total de la muestra (30). Para su posterior análisis, las entrevistas se registraron con grabador, cuadernos de notas y registro fotográfico. La colección de los materiales vegetales se realizó durante los recorridos botánicos junto a los pobladores en diferentes viajes de campo realizados durante los años 2017 y 2021 (Fig. 2E, F).

Análisis de datos

El material botánico recolectado fue herborizado e identificado en gabinete, mediante observación en lupa, utilizando especímenes de herbario de referencia (Tabla 1) y bibliografía botánica (Dimitri & Parodi, 1987). Los nombres científicos se actualizaron con la Flora Argentina (2021) para taxones autóctonos, exóticos adventicios y naturalizados (Zuloaga & Morrone, 1999); y para los exóticos cultivados se consultó World Flora Online (2021). Algunos especímenes de referencia citados en el presente trabajo (Tabla 1) corresponden a la colección de los herbarios CORD, MCNS y SF (acrónimos según Thiers, actualización permanente). También se recolectaron ejemplares *in situ* para su posterior incorporación al MCNS. Además, se preparó y donó a la Comunidad Diaguita Calchaquí Condorhuasi un herbario de campo con especímenes de interés medicinal (Fig. 2 G, H).



Fig. 2. A: Entrevistas en San Carlos. **B:** Reconocimiento de plantas de herbario, Cafayate. **C-D:** Venta de plantas medicinales en los mercados artesanales. **E-F:** Recorrido botánico en San Carlos y Cafayate. **G:** Herbario de campo de plantas medicinales. **H:** Donación del herbario de campo a la Comunidad Diaguita Calchaquí Condorhuasi, San Carlos.

Tabla 1. Plantas empleadas en la medicina tradicional por los pobladores de los Valles Calchaquíes de Salta. S/E: sin espécimen de herbario. Con asterisco (*) se señalan los taxones novedosos.

Familia	Nombre científico	Nombre local	Ejemplar de herbario	Estatus	Aplicaciones terapéuticas	Sistemas corporales	Preparación y administración	Organos vegetales empleados
Amaranthaceae	<i>Alternanthera purgens</i> Kunth	Yerba del pollo	Fabbroni & Flores 1780	Nativo	Digestivo	Gastroenterología	Decocción o infusión del raspado de la raíz como bebida fría (niños)	Raíz
Amaryllidaceae	<i>Allium sativum</i> L.	Ajo	S/E	Exótico	Antihelmítico. Dérmico. "Aleja las malas energías"	Dolencias folk. Parasitología y toxicología. Dermatología	Sahumado con catáfilas (hojas blancas que cubren el diente), famaya, coninchin, jarilla, romero, lavanda y ruda. Decocción e infusión con mezcla de ruda, romero. Consumo del diente crudo con agua o leche. Mezcla con ruda y romero (picazón).	Tallos y hojas (bulbos)
Amaryllidaceae	<i>Allium cepa</i> L.	Cebolla	S/E	Exótico	Expectorante	Neumonología e infectología	Consumo fresco del bulbo rallado con miel de abeja	Hojas (catáfilas)
Anacardiaceae	<i>Schinus molle</i> terevinto, L. moy chiri	Cerquero, moy chiri	Fabbroni & Flores 1790	Nativo	Bronquitis	Neumonología e infectología	Decocción o infusión	Hojas
Apiaceae	<i>Apium graveolens</i> L.	Apio	Fabbroni & Robbiati 1690	Exótico	Digestivo	Gastroenterología	Decocción o infusión	Hojas
Apiaceae	<i>Foeniculum vulgare</i> Mill.	Hinojo	Correa 269	Exótico	Carminativo. Digestivo. Antiemético	Gastroenterología	Decocción o infusión	Hojas
Apiaceae	<i>Pimpinella anisum</i> L.	Anís	S/E	Exótico	Antiemético	Gastroenterología	Decocción e infusión de frutos con hojas de hinojo (niños)	Hojas
Apocynaceae	<i>Araujia odorata</i> (Hook. & Arn.) Fontella & Goyder	Doca	Novara 10048	Nativo	Expectorante	Neumonología e infectología	Baño caliente con agua de cocción	Frutos

Familia	Nombre científico	Nombre local	Ejemplar de herbario	Estatus	Aplicaciones terapéuticas	Sistemas corporales	Preparación y administración	Organos vegetales empleados
Asteraceae	<i>Aphylloladus spartifoloides</i> Wedd.*	Famaya, pichana	Fabbroni & Robbiati 1654	Nativo	"Aleja las malas energías y calienta los huesos y el cuerpo".	Dolencias folk	Sahumado con ajo, jarilla, coninchín, romero, lavanda y ruda.	Tallos y hojas
Asteraceae	<i>Achyrocline tomentosa</i> Rusby*	Marcela hembra	Novara 1641	Nativo	Expectorante	Neumonología e infectología	Baño caliente con agua de cocción	Tallos y hojas
Asteraceae	<i>Artemisia absinthium</i> L.	Ajenjo	Hilgert 2226 (SF)	Exótico	Hepático	Gastroenterología	Decocción o infusión	Hojas
Asteraceae	<i>Artemisia copa</i> Phil.	Copa copa	Fabbroni 417	Nativo	Expectorante. Digestivo	Neumonología e infectología.	Decocción o infusión	Tallos y hojas
Asteraceae	<i>Baccharis salicifolia</i> (Ruiz & Pav.) Pers.	Aliso de río	Fabbroni & Flores 1779	Nativo	Antiparasitario	Parasitología y toxicología	Infusión	Hojas
Asteraceae	<i>Cyclolepis genistoides</i> Gillies ex D. Don	Palo azul	MCNS 247	Nativo	Diurético	Urología y nefrología	Decocción o infusión mezclada con flor de tuna y pelos de chocolo	Hojas
Asteraceae	<i>Matricaria chamomilla</i> Blanco	Manzanilla	S/E	Exótico	Digestivo. Antiemético	Gastroenterología	Infusión de saquitos de té	Flores
Asteraceae	<i>Pectis sessiliflora</i> (Less.) Sch. Bip.*	Anchuyuyo	Fabbroni & Flores 1794	Nativo	Digestivo	Gastroenterología	Decocción o infusión	Flores
Asteraceae	<i>Perezia pungens</i> Less.	Marancel	Fabbroni & Gauffin 723, 1128	Nativo	"Cura la matriz y el pulso"	Dolencias folk	Decocción o infusión	Raíz
Asteraceae	<i>Pseudognaphalium gaudichaudianum</i> (DC.) Anderb.*	Vira vira	Novara et al. 1062	Nativo	Expectorante	Neumonología e infectología	Baño con el agua de cocción	Planta entera
Asteraceae	<i>Tagetes minuta</i> L.	Suico	Novara 7809	Nativo	Digestivo	Gastroenterología	Infusión (mate)	Hojas
Asteraceae	<i>Tagetes terniflora</i> Kunth*	Pata i sapo	Fabbroni 517	Nativo	Antiinflamatorio	Traumatología y aparato locomotor	Fricción con grasa de suri (origen animal <i>Rhea americana</i>)	Planta entera
Asteraceae	<i>Xanthium spinosum</i> L.	Cepa caballo	Novara 7356	Nativo	Diurético. Cardiotónico	Urología y nefrología. Cardiovascular	Decocción o infusión como bebida fría sola o mezclada con cola de caballo	Hojas



Familia	Nombre científico	Nombre local	Ejemplar de herbario	Estatus	Aplicaciones terapéuticas	Sistemas corporales	Preparación y administración	Organos vegetales empleados
Asteraceae	<i>Xenophyllum poposa</i> (Phil.) V. A. Funk	Pupusa	S/E	Nativo	Expectorante. "Calienta el cuerpo".	Neumonología e infectología. Dolencias folk	Decocción o infusión	Planta entera
Boraginaceae	<i>Borago officinalis</i> L.	Borraja	Novara 3032	Exótico	Expectorante. Depurativo. Febrífugo. Energizante	Neumonología e infectología. Cardiovascular. Preventivo	Decocción o infusión con agua o leche o con azúcar quemada (en niños a partir de los 6 meses con 1 hoja por mamadera).	Tallos, hojas y flores
Boraginaceae	<i>Ixorhea tschudiana</i> Fenzl*	Coninchin	Fabbroni & Novara 775	Nativo	"Aleja las malas energías"	Dolencias folk	Sahumado con ajo, jarrilla, famaya, romero, lavanda y ruda	Tallos y hojas
Brassicaceae	<i>Lepidium didymum</i> L.	Quimpe	Fabbroni & Robbiati 1658	Nativo	Digestivo. Diurético. Antitbiótico	Gastroenterología. Urología y nefrología. Preventivo	Decocción o infusión para gárgaras y como bebida fría con cola de caballo	Hojas
Cactaceae	<i>Airampo</i> (Azara) Doweld	Airampo	Novara & Kiesling 13233	Nativo	Febrífugo. Antioftálmico	Preventivo	Decocción o infusión	Semillas
Cactaceae	<i>Opuntia ficus-indica</i> (L.) Mill.	Tuna, pala i tuna	Novara & Kiesling 13262	Exótico	Antidiabético. Cardiotónico. Digestivo. Diurético. Hepático.	Endocrinología, neurología y psiquismo. Gastroenterología. Cardiovascular. Urología y nefrología	Como bebida fría luego de una noche de reposo (al sereno). Decocción o infusión de la flor, pelos del choclo y palo azul como bebida fría.	Tallos suculentos y flores
Caprifoliaceae	<i>Atamisquea emarginata</i> Miers ex Hook. & Arn.	Atamisqui	Fabbroni & Flores 1765	Nativo	Hepático. Antiartrítico. Antireumático	Gastroenterología. Traumatología y aparato locomotor	Decocción o infusión (sabor amargo)	Hojas
Celastraceae	<i>Maytenus viscifolia</i> Griseb.	Sombra i toro	Fabbroni & Flores 1766	Nativo	Béquico	Neumonología e infectología	Decocción o infusión	Hojas
Chenopodiaceae	<i>Dysphania ambrosioides</i> (L.) Mosyakin & Clemants	Paico	Novara & Flores 7632	Nativo	Digestivo	Gastroenterología	Decocción o infusión	Hojas

Familia	Nombre científico	Nombre local	Ejemplar de herbario	Estatus	Aplicaciones terapéuticas	Sistemas corporales	Preparación y administración	Organos vegetales empleados
Chenopodiaceae	<i>Dysphania mandonii</i> (S. Watson) Mosyakin & Clements	Arcayuyo	Fabbroni & Gauffin 516	Nativo	Digestivo. Antinflamatorio	Gastroenterología. Ginecología y obstetricia	Decocción o infusión	Hojas
Cucurbitaceae	<i>Citrullus lanatus</i> (Thumb.) Mattsum & Nakai*	Sandia	S/E	Exótico	Febrifugo	Neumonología e infectología	Aplicación de semillas molidas y mezcladas con flores de azahar	Semillas
Ephedraceae	<i>Ephedra triandra</i> Tul. emend. J.H. Hunz.	Tramontana	Fabbroni & Flores 1787	Nativo	Diurético. Dérmico. Antiulceroso. Antireumático. "Cura la matriz"	Dolencias folk. Urología y nefrología. Dermatología. Gastroenterología. Traumatología y aparato locomotor	Baño con agua de cocción	Tallos
Equisetaceae	<i>Equisetum</i> sp.	Cola de caballo	Palaci 88; Novara 3377	Nativo	Diurético. Cardiotónico	Urología y nefrología. Cardiovascular	Decocción o infusión. Mezcla con pala i tuna y pelos de choclo, como bebida fría con quimpe o cepa caballo	Tallos
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hirta</i> L. var. <i>ophthalmica</i> (Pers.) Allem & Irgang*	Leche de golondrina	Fabbroni & Flores 1774	Nativo	Febrifugo	Preventivo	Decocción o infusión	Planta entera
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia serpens</i> Kunth*	Yerba meona, leche de golondrina chica	Fabbroni & Flores 1781	Nativo	Diurético. Dérmico. Febrifugo. Digestivo	Dermatología. Urología y nefrología. Gastroenterología. Preventivo	Decocción o infusión	Planta entera
Lamiaceae	<i>Clinopodium bolivianum</i> (Benth.) Kuntze*	Muña muña	Novara 3520	Nativo	Digestivo. Cardiotónico	Gastroenterología. Ginecología y obstetricia	Decocción o infusión	Tallos y hojas
Lamiaceae	<i>Clinopodium gilliesii</i> (Benth.) Kuntze	Muña muña, yuyito del amor	Fabbroni & Gauffin 1715	Nativo	Digestivo. Estimulante. Cardiotónico. Oxitócico	Gastroenterología. Cardiovascular. Ginecología y obstetricia	Decocción o infusión como bebida fría.	Tallos y hojas
Lamiaceae	<i>Clinopodium odorum</i> (Griseb.) Harley*	Muña muña	Fabbroni & Gauffin 1841	Nativo	Digestivo	Gastroenterología	Decocción e infusión	Tallos y hojas



Familia	Nombre científico	Nombre local	Ejemplar de herbario	Estatus	Aplicaciones terapéuticas	Sistemas corporales	Preparación y administración	Organos vegetales empleados
Lamiaceae	<i>Lavandula angustifolia</i> Mill.	Lavanda	S/E	Exótico	"Aleja las malas energías"	Dolencias folk	Sahumado con ajo, famaya, coninchin, jarilla, romero y ruda	Tallos, hojas y flores
Lamiaceae	<i>Marrubium vulgare</i> L.	Verbena, yuyo del sapo, yerba sapo	Fabbroni & Robbiati 1659, 1689	Exótico	Hepático. Antiequimótico. Antitumoroso. Antiequimótico	Dermatología. Gastroenterología. Traumatología y aparato locomotor	Decocción o infusión	Tallos y hojas
Lamiaceae	<i>Melissa officinalis</i> L.	Toronjil	Novara 3024	Exótico	Digestivo	Gastroenterología	Infusión (mate)	Hojas
Lamiaceae	<i>Ocimum basilicum</i> L.	Albahaca morada (hojas moradas) y albahaca risa (hojas verdes)	S/E	Exótico	Cardiotónico. Sedante	Cardiovascular	Decocción o infusión	Hojas
Lamiaceae	<i>Origanum vulgare</i> L.	Orégano	S/E	Exótico	Cardiotónico. Analgésico	Ginecología y obstetricia. Cardiovascular	Decocción o infusión como bebida fría	Tallos y hojas
Lamiaceae	<i>Rosmarinus officinalis</i> L.	Romero	S/E	Exótico	Digestivo. Cardiotónico. Antipruriginoso. "Aleja las malas energías"	Cardiovascular. Gastroenterología. Dermatología. Dolencias folk	Decocción o infusión de hojas. Sahumado con tallos y hojas, ajo, famaya, coninchin, jarilla, lavanda y ruda. Mezcla con ruda y ajo (picazón).	Tallos y hojas
Lamiaceae	<i>Salvia cuspidata</i> Ruiz & Pav. subsp. <i>gilliesii</i> (Benth.) J. R. I. Wood	Salvia, salva la puna	Fabbroni & Flores 1793	Nativo	Anticefalálgico	Endocrinología, neurología y psiquismo	Lavado de la cabeza con agua de cocción entera	Planta entera
Lauraceae	<i>Persea americana</i> Mill.*	Palta anisada, palta	Novara & Hadid 9070	Exótico	Digestivo. Estimulante. Carminativo	Gastroenterología. Endocrinología, neurología y psiquismo	Decocción o infusión	Hojas
Leguminosae	<i>Geoffroea decorticans</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Burkart	Chañar	Fabbroni & Gauffin 842	Nativo	Béquico. Expectorante	Neumonología e infectología	Cocción prolongada de frutos maduros (arope). Infusión de hojas y flores (mate)	Tallos, hojas y flores

Familia	Nombre científico	Nombre local	Ejemplar de herbario	Estatus	Aplicaciones terapéuticas	Sistemas corporales	Preparación y administración	Organos vegetales empleados
Leguminosae	<i>Parkinsonia praecox</i> (Ruiz & Pavon) Hawkins	Brea	Fabbroni & Gauffin 1194	Nativo	Digestivo. Antidiarreico. Diurético. Litolítico. "Cura de susto y el estómago frío"	Gastroenterología. Urología y nefrología. Dolencias folk	Decocción o infusión de hojas, flores y resina como bebida fría. Cenizas tibias del tallo en cruz en el vientre (cura en secreto).	Tallos, hojas, flores y resina
Leguminosae	<i>Prosopis alba</i> Griseb.	Algarrobo blanco	Fabbroni & Gauffin 1193	Nativo	Expectorante. Laxante. Antimicótico	Gastroenterología. Neumonología e infectología. Dermatología	Decocción o infusión de tallos, hojas y raíces. Cocción prolongada de frutos (arropo)	Raíces, tallos y hojas
Leguminosae	<i>Prosopis ferox</i> Griseb.	Churqui, churqui blanco	Fabbroni & Gauffin 1180	Nativo	Digestivo. Antidiarreico	Gastroenterología	Decocción o infusión mezclada con cáscaras de granada, o de frutos tostados con burrito.	Frutos
Leguminosae	<i>Prosopis nigra</i> (Griseb.) Hieron.	Algarrobo negro, árbol negro	Fabbroni & Gauffin 875	Nativo	Expectorante. Béquico. Estimulante	Neumonología e infectología. Gastroenterología	Decocción o infusión de frutos tostados en las brasas del mismo árbol, frutos del moy chiri y miel de abeja o azúcar tostada	Frutos
Leguminosae	<i>Prosopis strombulifera</i> (Lam.) Benth. *	Mastuerzo, retortuño, curo, fideíto	Fabbroni & Gauffin 1102	Nativo	Diurético. Hepático. Béquico. "Aleja las malas energías"	Gastroenterología. Neumonología e infectología. Urología y nefrología. Dolencia folk	Decocción o infusión de brotes, de frutos (tostados o no) como bebida fría con miel de abeja. Sahumados con frutos para alejar las "malas energías". Baños calientes con el agua de cocción de frutos	Tallos, hojas y frutos
Leguminosae	<i>Senna apophylla</i> (Cav.) H. S. Irwin & Barneby. *	Pichana, retamilla, pichamilla, pichaña, pichana amarga, retama	Fabbroni & Gauffin 848	Nativo	Antiparasitario	Parasitología y toxicología	Lavados con el agua de reposo (un día) de los tallos verdes resfregados. No usar líquido muy oscuro porque adomece la cabeza del niño	Tallos



Familia	Nombre científico	Nombre local	Ejemplar de herbario	Estatus	Aplicaciones terapéuticas	Sistemas corporales	Preparación y administración	Organos vegetales empleados
Leguminosae	<i>Senna crassiramea</i> (Benth.) H. S. Irwin & Barneby*	Retama, sumalagua	Fabbroni & Gauffin 1149, 1784	Nativo	Febrifugo. "Calienta el cuerpo y huesos, cura el susto, hace hablar a los niños y saca las penas del corazón"	Preventivo. Dolencias folk	Decocción o infusión	Tallos y flores
Leguminosae	<i>Trigonella foenum-graecum</i> L.*	Fenogreco	S/E	Exótico	Antipruriginoso	Dermatología	Decocción de semillas molidas. Aplicación en zona afectada.	Semillas
Leguminosae	<i>Vachellia aroma</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Seigler & Ebinger	Tusca	Fabbroni & Gauffin 838	Nativo	Diurético, Hepático, Depurativo. Litolítico. Hematínico. Vulnerario. Hipocolesterolemiante	Dermatología. Gastroenterología. Urología y nefrología. Ginecología y obstetricia. Cardiovascular	Decocción o infusión de la corteza ("cáscaras" del tronco y raíz) como bebida fría o té. Frutos molidos aplicados en herida. Precaución ante reacciones alérgicas y espasmos.	Corteza de tallo, raíz y frutos
Leguminosae	<i>Vachellia caven</i> (Molina) Seigler & Ebinger	Churqui, espinillo	Fabbroni & Gauffin 1304	Nativo	Digestivo	Gastroenterología	Decocción o infusión de frutos tostados con almidón de maíz y miel o azúcar	Frutos
Loranthaceae	<i>Ligaria cuneifolia</i> (Ruiz & Pav.) Tiegh.	Liga, liga negra, liga roja	Fabbroni & Flores 1769	Nativo	Emoliente. Cardiotónico. Antiséptico. Abluyente. Depurativo. "Cura la matriz y el pulso"	Dermatología. Ginecología y obstetricia. Cardiovascular. Dolencias Folk	Decocción o infusión. Lavaje y refriega de la zona afectada.	Hojas
Lythraceae	<i>Punica granatum</i> L.	Granada	S/E	Exótico	Béquico. Antidiarreico. Digestivo	Neumonología e infectología. Gastroenterología	Decocción o infusión de la cáscara del fruto con miel de abejas o con frutos tostados de churqui blanco.	Frutos
Malvaceae	<i>Sphaeralcea bonariensis</i> (Cav.) Griseb.	Malvisco, malvisco	Novara 4766	Nativo	Dermático. Estomático. Febrifugo. Diurético. Antimicótico	Dermatología. Gastroenterología. Urología y nefrología. Ginecología y obstetricia. Preventivo	Decocción o infusión de hojas (bebés). Baños de asiento con raíces.	Raíz y hojas

Familia	Nombre científico	Nombre local	Ejemplar de herbario	Estatus	Aplicaciones terapéuticas	Sistemas corporales	Preparación y administración	Organos vegetales empleados
Malvaceae	<i>Malva parviflora</i> L.	Malva Castilla	Novara 6438	Exótico	Febrifugo	Preventivo	Decocción o infusión	Hojas
Moraceae	<i>Ficus carica</i> L.*	Higuera	Tolaba 633	Exótico	Antidiabético. Hipoglucemiante	Endocrinología, neurología y psiquismo	Decocción o infusión como bebida fría	Hojas
Myrtaceae	<i>Eucalyptus sideroxylon</i> A. Cunn. ex Woolls	Eucalipto	Fabbroni & Robbiati 1651	Exótico	Expectorante	Neumonología e infectología	Sahumado	Tallos y hojas
Myrtaceae	<i>Syzygium aromaticum</i> (L.) Merr. & L. M. Perry	Clavo de olor	S/E	Exótico	Antiodontálgico	Gastroenterología	Decocción o infusión con cáscara de naranja	Frutos
Oxalidaceae	<i>Hypseocharis pimpinellifolia</i> J. Rémy*	Sueldaquesuelda	Fabbroni & Gauffin 1737	Nativo	Antireumático	Traumatología y aparato locomotor	Decocción o infusión Raíz	
Passifloraceae	<i>Passiflora</i> sp.	Pasionaria, granadilla	Fabbroni & Robbiati 1652	Nativo/cultivada	Sedante	Endocrinología, neurología y psiquismo	Decocción o infusión (niños)	Tallos y hojas
Plantaginaceae	<i>Plantago</i> sp.	Llantén	Fabbroni 18	Nativo	Hepático, Digestivo	Gastroenterología	Decocción o infusión	Hojas
Poaceae	<i>Cymbopogon citratus</i> (DC.) Stapf	Cedrón paja, citronella	S/E	Exótico	Digestivo	Gastroenterología	Decocción o infusión	Hojas
Poaceae	<i>Zea mays</i> L.	Choclo	Novara 13187	Exótico	Diurético	Urología y nefrología	Decocción o infusión de los pelos del choclo con flor de pala i tuna y palo azul. Mezcla con pala i tuna y cola de caballo como bebida fría.	Flores
Rosaceae	<i>Cydonia oblonga</i> Mill.*	Membrillo	S/E	Exótico	Antidiarreico	Gastroenterología	Decocción o infusión de la cáscara del fruto y hojas	Hojas y frutos
Rosaceae	<i>Rosa</i> sp.	Criollita	Novara 2921	Exótico	Febrifugo, Estomático	Preventivo, Gastroenterología	Decocción o infusión de pétalos (agua de rosas)	Flores
Rutaceae	<i>Citrus x sinense</i> Osbeck	Azahar, naranja	S/E	Exótico	Sedante, Febrifugo, Antiodontálgico	Endocrinología, neurología y psiquismo, Gastroenterología, Preventivo	Decocción o infusión de cáscara con clavo de olor (niños de 3 a 7 años)	Flores y frutos



Familia	Nombre científico	Nombre local	Ejemplar de herbario	Estatus	Aplicaciones terapéuticas	Sistemas corporales	Preparación y administración	Organos vegetales empleados
Rutaceae	<i>Ruta chalepensis</i> L.	Ruda	Novara 2957	Exótico	Hepático. Analgésico. Expectorante. Antipruriginoso. "Cura la matriz, saca el aire, aleja las malas energías y cura el mal ojo".	Dermatología. Gastroenterología. Neumonología e infectología. Dolencias folk	Decocción o infusión de hojas en el mate. Mezcla con romero y ajo (picazón y sahumado ("mal ojo"). Sahumado con tallos y hojas, ajo, famaya, coninchin, jarilla, romero, lavanda y jarilla. Baños calientes.	Tallos y hojas
Solanaceae	<i>Cestrum parqui</i> L'Hér.*	Hediondilla	Novara 4092	Nativo	Expectorante	Neumonología e infectología	Se huelen las hojas restregadas entre las manos	Hojas
Solanaceae	<i>Lycium boerhaviaefolium</i> L. f.*	Cosquiuyuyo	Fabbroni & Flores 1777	Nativo	Cardiotónico	Cardiovascular	Decocción o infusión	Hojas
Solanaceae	<i>Nicotiana glauca</i> Graham	Palan-palan, palancho	de la Fuente & Lusvarghi 1087	Nativo	Abluyente. Antidontálgico. Antiequimótico	Dermatología. Gastroenterología. Traumatología y aparato locomotor	Aplicación de la hoja fresca o flameada, refregada o pinchada previamente.	Hojas
Solanaceae	<i>Solanum aloysiifolium</i> Dunal*	Hediondilla negra	Fabbroni & Flores 1785	Nativo	Pediluvio. Analgésico	Preventivo. Dermatología	Baños con agua de cocción	Hojas
Solanaceae	<i>Solanum argentinum</i> Bitter & Lillo*	Hediondilla blanca	Fabbroni & Flores 1782	Nativo	Antidiarreico. Antimicótico. Expectorante. Febrífugo	Gastroenterología. Dermatológico. Preventivo	Se huelen las hojas resfregadas entre las manos. Baño con agua de cocción	Hojas
Solanaceae	<i>Solanum palitans</i> C.V. Morton	Ñusco	Fabbroni & Flores 1657	Nativo	Digestivo	Gastroenterología	Baños con agua de cocción de los frutos maduros. Se da de beber al bebé su orina con una hoja molida.	Hojas y frutos
Solanaceae	<i>Solanum tuberosum</i> L.	Papa	S/E	Nativo	Antidontálgico	Gastroenterología	Aplicación de papa rallada y bicarbonato de sodio (producto comercial)	Tallos

Familia	Nombre científico	Nombre local	Ejemplar de herbario	Estatus	Aplicaciones terapéuticas	Sistemas corporales	Preparación y administración	Organos vegetales empleados
Verbenaceae	<i>Aloysia polystachya</i> (Griseb.) Moldenke	Burrito	Saravia Toledo 1247 (SI)	Nativo/cultivada	Digestivo	Gastroenterología	Decocción o infusión	Hojas
Verbenaceae	<i>Aloysia citrodora</i> Palau	Cedrón, cedrón árbol	Fabroni 1743, Novara 7550	Nativo/cultivada	Digestivo, Cardiotónico	Gastroenterología, Cardiovascular	Decocción o infusión	Hojas
Verbenaceae	<i>Lippia integrifolia</i> (Griseb.) Hieron.	Incayerba, incayuyo, ingayerba	Fabroni & Flores 1771	Nativo/cultivada	Digestivo, Expectorante, Diurético, Antiinflamatorio	Gastroenterología, Neumonología e infectología, Urología y nefrología	Decocción o infusión	Hojas
Verbenaceae	<i>Lippia turbinata</i> Griseb.	Poleo	Fabroni & Gauffin 1653, 1792	Nativo/cultivada	Digestivo, Hipocolesterolemiante	Gastroenterología, Cardiovascular	Decocción o infusión	Hojas
Verbenaceae	<i>Verbena litoralis</i> Kunth	Verbena	Fabroni & Robbiati 1656	Nativo	Antiequimótico	Traumatología y aparato locomotor	Emplasto con miel	Hojas
Xanthorrhoeaceae	<i>Aloe vera</i> (L.) Burm. f.	Aloe vera	S/E	Exótico	Digestivo, Antiséptico, Cardiotónico, Hepático, Diurético	Dermatología, Cardiovascular, Gastroenterología, Urología y nefrología	Aplicación de la hoja fresca o flameada, Como bebida fría luego de una noche de reposo (al sereno)	Hojas
Zygophyllaceae	<i>Larrea cuneifolia</i> Cav.	Jarilla chica, oreja de ratón	Fabroni & Flores 1767	Nativo	Expectorante, Antibiótico, "Calienta el cuerpo y los huesos"	Neumonología e infectología, Preventivo, Dolencias folk	Decocción o infusión, Sahumado con ajo, famaya, coninchin, romero, lavanda y ruda	Tallos y hojas
Zygophyllaceae	<i>Porifera microphylla</i> (Baill.) Descole, O'Donnell & Lourteig*	Roseta	Fabroni & Flores 1776	Nativo	"Cura el susto de vientre"	Dolencias folk	Sahumado en embarazadas	Tallos y hojas



Los datos recopilados se analizaron de manera cuali y cuantitativa a partir de la información de las entrevistas, fotografías y notas de campo y se conocieron la riqueza, las afecciones, las dolencias y el modo de uso para cada planta. Con los datos cualitativos se elaboraron tablas y con los cuantitativos los gráficos de tortas y barras. Se consideraron las perspectivas de análisis emic y etic (Martin, 1995; Alexiades & Sheldon, 1996) en la narrativa que permitió ordenar y clasificar las afecciones y dolencias emic en grupos o categorías de usos etic coincidentes con aquellos de la biomedicina (Barboza *et al.*, 2006; Martínez, 2017). En los tipos de dolencias folk se respetaron los términos emic. Las diversas formas de preparación y administración se clasificaron con base en Cáceres & Machain Singer (2001) y Lahitte *et al.* (2004).

Las dolencias reportadas en esta investigación, en general, se interpretaron desde la perspectiva de la manifestación o consecuencias de desequilibrio orgánico (por causas naturales); entre las entidades que integran la persona (cuerpo y espíritu); sociales (malas energías); espacio-ambientales (ambientes negativos) y religioso-rituales (relaciones con seres míticos y tabúes) (Idoyaga Molina, 2000). Los desequilibrios como el “empacho”, el “susto”, “la mala energía” y el “mal aire” se consideraron dolencias folk (Luján & Martínez, 2017; Martínez, 2017). Además, en las citas de las dolencias folk, de los espacios y formas de recolección, como también expresiones propias y términos locales se indican entre comillas a fin respetar la perspectiva y terminología de los pobladores vallistas.

Para cumplimentar el segundo objetivo, los datos se analizaron mediante dos índices: el Índice de Importancia Relativa (IR) de Bennett & Prance (2000) y el Factor de Consenso de Informantes (FCI) de Heinrich *et al.* (1998). El IR refleja la versatilidad de las especies según el número de propiedades medicinales y sistemas corporales asignados, siendo el valor máximo 100. El IR se calcula mediante la siguiente fórmula:

$$IR = (NSC + NP) \times 50$$

donde NSC = número de sistemas corporales normalizado y NP = número de propiedades farmacológicas normalizadas. Los factores a ser sumados son calculados por las fórmulas:

$$a) NSC = NSCE/NSCEV$$

donde NSCE = número de sistemas corporales tratados por una especie; NSCEV = número total

de sistemas corporales tratados por la especie más versátil; y

$$b) NP = NPE/NPEV$$

donde NP = número de propiedades atribuidas a una especie NPE y NPEV el número total de propiedades farmacológicas atribuidas a la especie más versátil.

El FCI permite conocer si existen criterios definidos en la población estudiada que orientan la selección de especies reportadas y los valores varían de 0 a 1. La fórmula de cálculo es:

$$FCI = (nur - nu)/(nur - 1)$$

donde nur = sumatoria de usos registrados por cada informante para una categoría o sistema corporal y nu = número de especies indicadas en la categoría.

RESULTADOS

Riqueza de la herbolaria local

Se registró un total de 89 taxones medicinales pertenecientes a 72 géneros y 34 familias botánicas. El 65% de las especies son nativas y el 35% exóticas introducidas. De las nativas se cultivan cuatro especies aromáticas pertenecientes a la Familia Verbenaceae. De las plantas exóticas, la mayoría de origen euroasiático (77%) se cultivan con fines hortícolas (*Allium sativum* L. *A. cepa* L.; *Apium graveolens* L., *Foeniculum vulgare* Mill., entre otras), condimenticias (*Origanum vulgare* L., *Ocimum basilicum* L.), frutales (*Citrus x sinense* Osbeck, *Punica granatum* L.) y otras plantas se obtienen por compra (*Trigonella foenum-graecum* L.) y/o trueque (*Artemisia copa* Phil.). En la Tabla 1 se presentan sus usos ordenados alfabéticamente según la familia botánica, indicando sus nombres científicos, nombres locales, especímenes estudiados, estatus, propiedades farmacológicas y terapéuticas atribuidas, sistemas corporales involucrados, procedimientos de preparación y administración y las partes vegetales empleadas. Las familias representadas por un mayor número de taxones son: Asteraceae (14 taxones), Leguminosae (11), Lamiaceae (10), Solanaceae (siete), Verbenaceae (cinco), Apiaceae (tres) (Fig. 3) y las restantes familias (28) incluyen dos (11) y un taxón (17).

La variedad de órganos vegetales empleados se muestra en la Figura 4, siendo las hojas y los

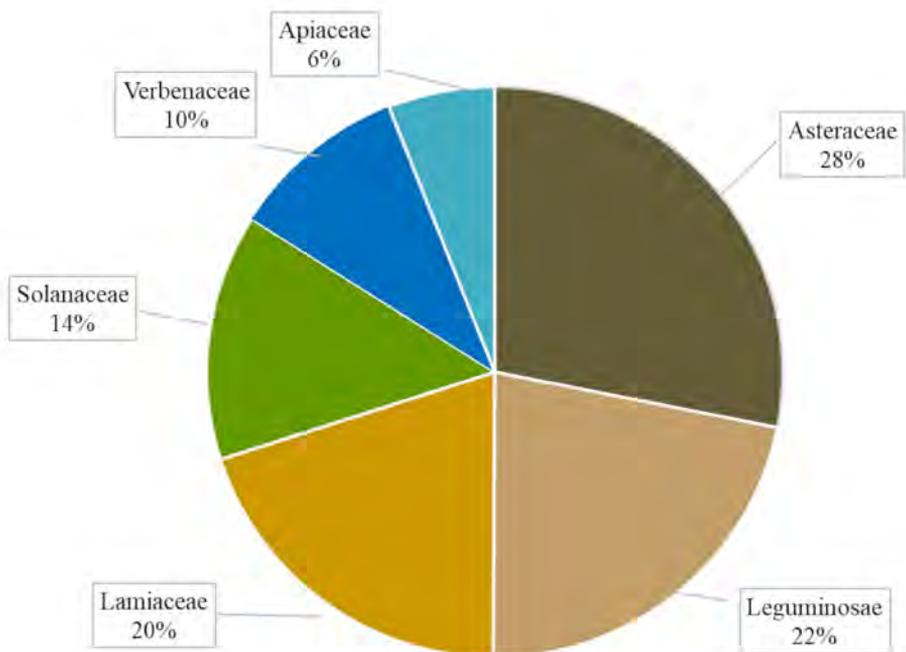


Fig. 3. Distribución porcentual de las Familias botánicas más representativas.

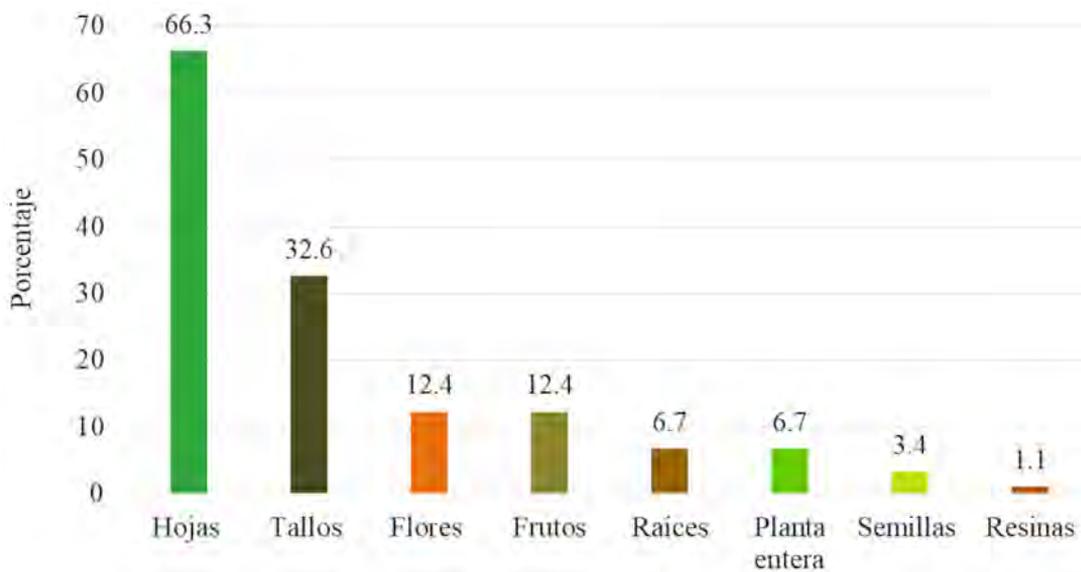


Fig. 4. Distribución porcentual de los órganos vegetales empleados en los tratamientos terapéuticos tradicionales.

tallos los más aplicados en las preparaciones medicinales y menos frecuente es el uso de raíces. Las formas más usuales de preparación son las decocciones e infusiones en agua que se consumen como bebidas frías o calientes (té, mate), los baños con el agua de cocción (de asiento, de la cabeza o del cuerpo entero) y los sahumerios (Fig. 5). También es frecuente la aplicación externa como las cataplasmas o emplastos en el tratamiento de afecciones dérmicas (picazón, acné) e infecciosas (heridas, sarampión). El jarabe se prepara con los frutos maduros de *Geoffroea decorticans* (Gillies ex Hook. & Arn.) Burkart y de *Prosopis alba* Griseb., ambos conocidos como arropes, de aroma agradable y sabor dulce. Tanto *Ruta chalepensis* L. como *Allium sativum* poseen la mayor variedad de modos de preparaciones (decocción e infusión, sahumerio, cataplasma, masajes y baños).

Además, casi la mitad de las plantas medicinales (43%) también se emplean localmente como aromáticas y condimenticias (*Rosmarinus officinalis* L., *Ocimum basilicum*, *Origanum vulgare*), alimenticias (*Zea mays* L., *Apium graveolens*, *Foeniculum vulgare*, *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.), frutales (*Citrus*

x sinensis, *Punica granatum*, *Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. & Nakai, *Cydonia oblonga* Mill., *Persea americana* Mill.), ornamentales (*Aloe vera* (L.) Burm. f., *Schinus areira* L., *Eucalyptus sideroxylon* A. Cunn. ex Woolls), forrajeras (*Prosopis alba*, *Geoffroea decorticans*) y combustibles (*Parkinsonia praecox* Ruiz & Pav. ex Hook.) Hawkins, *Prosopis nigra* (Griseb.) Hieron., *Prosopis ferox* Griseb.), entre otros usos locales.

Categorías de usos e importancia cultural de las especies

Del elenco de plantas medicinales y relacionadas a los sistemas corporales involucrados, más de la mitad (54%) se destinan para afecciones del sistema gastroenterológico con la mayor proporción de plantas nativas utilizadas (34%); le siguen los sistemas neumonológico e infectología (20%) y dermatológico (17%) (Figs. 7 y 8). En todos los sistemas corporales analizados se emplean especies nativas para el tratamiento de las enfermedades. Los participantes reconocieron 51 afecciones y dolencias tratadas y propiedades atribuidas u órganos afectados, de las cuales nueve

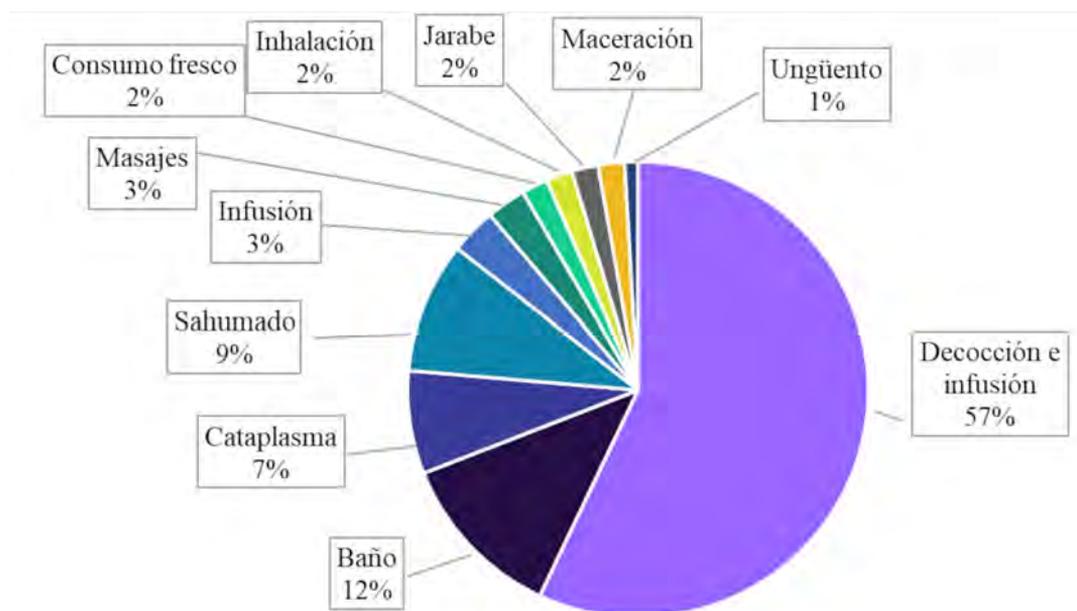


Fig. 5. Distribución porcentual de las preparaciones y formas de administración de las plantas medicinales.



Fig. 6. **A:** Rama florífera de “romero” (*Rosmarinus officinalis*). **B:** Planta de “ruda” (*Ruta chalepensis*) en un invernadero. **C-D:** Plantas de “cedrón paja, citronella” (*Cymbopogon citratus*) y “burrito” (*Aloysia polystachya*) respectivamente, cultivadas en la plaza de Animaná. **E:** Botiquín herbolario casero con hojas secas de “pasionaria” (*Passiflora* sp.). **F:** Semillas de “fenogreco” (*Trigonella foenum-graecum*). **G:** Frutos maduros de “churqui” (*Vachellia caven*). **H:** Huerta familiar con “hinojo” (*Foeniculum vulgare*). **I:** Cultivo doméstico del “airampo” (*Airampoa airampo*). **J:** Planta de “malva Castilla” (*Malva parviflora*) en la huerta. **K:** Cultivo de “aloe vera” (*Aloe vera*) con doble propósito: ornamental y medicinal. **L:** Invernadero familiar en El Barrial (San Carlos). **M:** Recolección a campo de “jarilla” (*Larrea cuneifolia*) en San Lucas. **N:** Rama de “sombra i toro” (*Maytenus viscofolia*). **O:** Rama florífera de “incayerba” (*Lippia integrifolia*) en el “monte” de San Lucas.

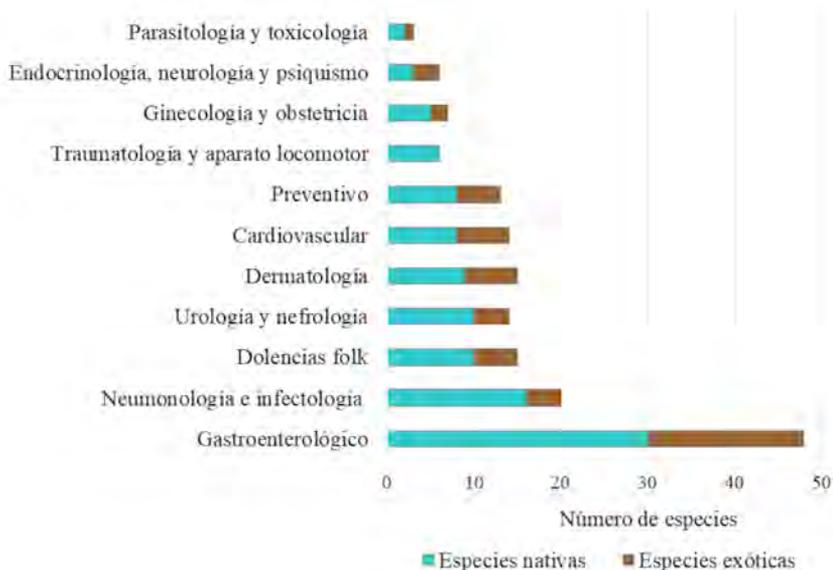


Fig. 7. Número de especies nativas y exóticas según los sistemas corporales.

son dolencias folk. La diversidad de aplicaciones medicinales está representada por 15 plantas usadas en el tratamiento de diversos trastornos que involucran a los 11 sistemas corporales analizados incluidas las dolencias folk (Fig. 8). Se pone de relieve el valioso repertorio de plantas terapéuticas autóctonas utilizadas en la mitigación de síntomas, curación y prevención de diversas enfermedades.

En relación a las especies nativas de mayor

empleo, el 73% de los informantes utilizan *G. decorticans* como béquico y expectorante mediante el consumo de arropo de chañar y de infusiones; mientras que el 70% emplea *Vachellia aroma* (Gillies ex Hook. & Arn.) Seigler & Ebinger. como diurética, hepática, litolítica, hematinica, hipocolesterolemiante y vulneraria en infusiones y la aplicación externa en la herida de la molienda de los frutos (Tabla 1).

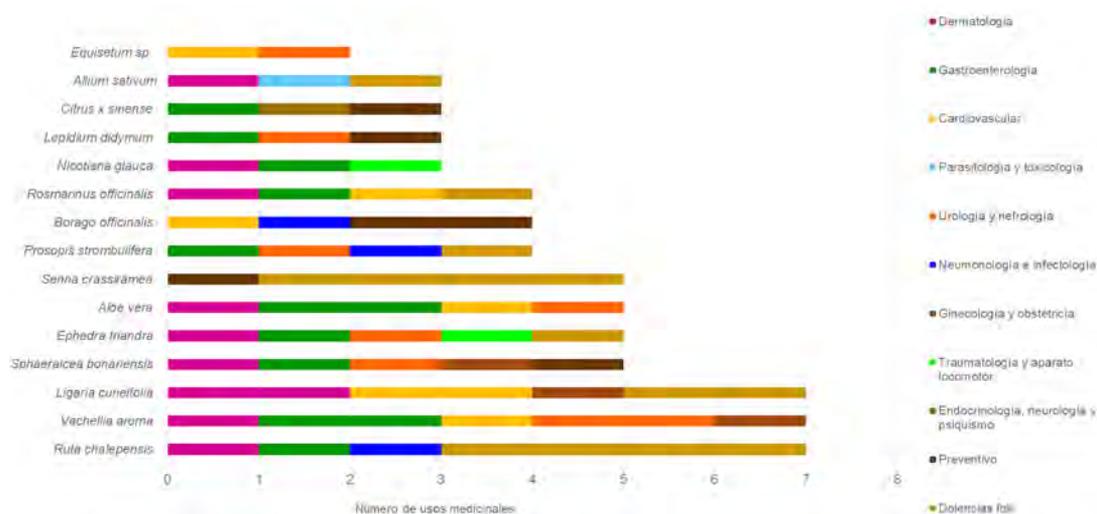


Fig. 8. Distribución porcentual de los usos medicinales de las 15 especies que incluyen a los 11 sistemas corporales.

Los valores de la Importancia Relativa (IR) de cada especie varían entre 15 y 100 y muestran que las especies con mayores valores de IR poseen mayor versatilidad medicinal. Las mismas tratan entre cuatro y cinco sistemas corporales y entre cinco y ocho enfermedades (Fig. 8) y son: *Ruta chalepensis* (IR=100), *Vachellia aroma* (IR=95), *Sphaeralcea bonariensis* (Cav.) Griseb. (IR=80) y *Ligaria cuneifolia* (Ruiz & Pav.) Tiegh (IR=75) (Tabla 2). Estas plantas tienen en común que tratan afecciones del sistema dermatológico, cuatro se emplean para afecciones gastroenterológicas y tres para dolencias folk. La especie exótica cultivada, *R. chalepensis*, destaca como la planta medicinal más versátil con numerosas aplicaciones terapéuticas vinculadas al tratamiento de desequilibrios orgánicos por sus propiedades farmacológicas (hepática, analgésicas, expectorantes y antipruriginoso) y también para las dolencias folk ya que los pobladores la consideran una planta “poderosa”. Es frecuente su cultivo en los jardines frontales de las viviendas y se emplea de diversas maneras, sola o mezclada en varias recetas. Sin embargo, cuando se bebe como infusión, debe ser usada con precaución ante posibles intoxicaciones. En el caso de *S. bonariensis* es señalada como dermatológica, estomática, febrífuga, diurética y antimicótica cuya infusión de hojas se aplica a los bebés y también a los adultos en baños de asiento con el agua de cocción de las raíces. La especie *L. cuneifolia* posee siete usos medicinales como emoliente, cardiotónico, antiséptico, abluente y depurativo, y también cura la “matriz y el pulso” mediante la decocción de las hojas, el lavaje y la refriega de zona afectada y, según los pobladores, esta planta hemiparásita debe recolectarse preferentemente de los árboles de *Prosopis* spp. para que tenga mayor eficacia en las curas. Del total de especies analizadas, el 46% poseen el menor valor de IR (IR=15), es decir plantas menos versátiles con una propiedad medicinal empleadas para tratar un único sistema corporal.

El Factor de Consenso (FCI) entre los informantes vallistas refleja la diversidad de criterios que los orientan en la selección de plantas para determinados tratamientos (Tabla 3). El valor más alto de FCI fue para el sistema neumonología e infectología (FCI=0,68) y con valor igual a cero para el sistema endocrinología, neurología y psiquismo dado que cada persona usa una especie diferente como sedante y el control de la diabetes;

los restantes sistemas corporales forman subgrupos homogéneos con valores de FCI similares (e.j. traumatología y aparato locomotor, FCI=0,55 y urología y nefrología, FCI=0,52).

Del catálogo de plantas utilizadas, 15 especies (10 nativas y cinco exóticas) (17%) se emplean en el tratamiento de las dolencias folk. Nuevamente *R. chalepensis* es la planta con mayores referencias a enfermedades folk tales como “mal aire”, “malas energías” y “matriz” y son tratadas mediante el ritual de sahumado que se practica generalmente dos veces al año (1 de agosto y 21 de junio) particularmente los días martes y viernes. Además, se bebe la infusión de las hojas en el caso del “mal ojo”, un desequilibrio social basado en la creencia de que ciertas personas pueden dañar o enfermar a otras a través de la mirada con envidia y maldad y los síntomas son decaimiento y pérdida de apetito. Para combatir el “susto” la terapéutica empleada es una “cura en secreto” de un médico campesino (“curandero”, “curandera”) que aplica las cenizas del tallo de *Parkinsonia praecox* en cruz en el vientre del asustado y en niños se emplean las flores de esta especie. En dos ocasiones se mencionó a *Porlieria microphylla* (Baill.) Descole, O’Donell & Lourteig para sanar el “susto de vientre” sufrido por una embarazada y transmitido al niño en gestación. Para curarse, la futura mamá debe respirar el humo de las ramas de la citada especie.

En la medicina tradicional de los pobladores calchaquíes está vigente la concepción de que algunas plantas “cálidas” y “frescas” restablecen el equilibrio perdido por exceso de frío (dolencias frías como resfríos, gripe, tos, diarreas, dolor de garganta, huesos y músculos) o de calor (dolencias cálidas como fiebres, empachos, insolación, odontalgias). De esta manera, en el tratamiento de dolencias del sistema traumatológico y aparato locomotor, las plantas medicinales más reportadas son básicamente tres: *Larrea cuneifolia* Cav., *Ephedra triandra* Tul. emend. J.H. Hunz. y *Atamisquea emarginata* Miers ex Hook. & Arn., empleadas para quitar el frío corporal con baños y lavados tanto en niños como en adultos mayores. Para tales desbalances térmicos se tratan respectivamente con plantas cálidas como *Senna crassiramea* (Benth.) H. S. Irwin & Barneby y *Parkinsonia praecox*, entre otras, y plantas frescas como *Nicotiana glauca* Graham, *Solanum aloysiifolium* Dunal, *Persea americana* y *Aloe vera*.

Tabla 2. Valores de Importancia Relativa (IR) de las plantas medicinales en los Valles Calchaquíes. Las especies se encuentran ordenadas acordes a sus valores decrecientes y los valores máximos se señalan en negrita.

Especies	Importancia relativa (IR)	Especies	Importancia relativa (IR)
<i>Ruta chalepensis</i>	100	<i>Ficus carica</i>	25
<i>Vachellia aroma</i>	95	<i>Hypseocharis pimpinellifolia</i>	25
<i>Sphaeralcea bonariensis</i>	80	<i>Plantago</i> sp.	25
<i>Ligaria cuneifolia</i>	75	<i>Allium cepa</i>	15
<i>Aloe vera</i>	70	<i>Alternanthera pungens</i>	15
<i>Ephedra triandra</i>	70	<i>Schinus areira</i>	15
<i>Euphorbia serpens</i>	65	<i>Apium graveolens</i>	15
<i>Solanum argentinum</i>	65	<i>Pimpinella anisum</i>	15
<i>Prosopis strombulifera</i>	65	<i>Araujia odorata</i>	15
<i>Opuntia ficus-indica</i>	60	<i>Tagetes minuta</i>	15
<i>Rosmarinus officinalis</i>	60	<i>Tagetes terniflora</i>	15
<i>Clinopodium gilliesii</i>	55	<i>Artemisia absinthium</i>	15
<i>Marrubium vulgare</i>	55	<i>Achyrocline tomentosa</i>	15
<i>Parkinsonia praecox</i>	55	<i>Cyclolepis genistoides</i>	15
<i>Lippia integrifolia</i>	55	<i>Pseudognaphalium tarapacanam</i>	15
<i>Borago officinalis</i>	55	<i>Pectis sessiliflora</i>	15
<i>Lepidium didymum</i>	50	<i>Perezia pungens</i>	15
<i>Prosopis alba</i>	50	<i>Ixorhea tschudiana</i>	15
<i>Citrus x sinense</i>	50	<i>Maytenus viscifolia</i>	15
<i>Nicotiana glauca</i>	50	<i>Dysphania ambrosioides</i>	15
<i>Allium sativum</i>	45	<i>Citrullus lanatus</i>	15
<i>Atamisquea emarginata</i>	40	<i>Euphorbia hirta</i> var. <i>ophthalmica</i>	15
<i>Persea americana</i>	40	<i>Melissa officinalis</i>	15
<i>Prosopis nigra</i>	40	<i>Clinopodium odorum</i>	15
<i>Punica granatum</i>	40	<i>Lavandula officinalis</i>	15
<i>Larrea cuneifolia</i>	40	<i>Salvia cuspidata</i>	15
<i>Xenophyllum poposa</i>	35	<i>Senna aphylla</i>	15
<i>Artemisia copa</i>	35	<i>Trigonella foenum-graecum</i>	15
<i>Xanthium spinosum</i>	35	<i>Vachellia caven</i>	15
<i>Dysphania mandonii</i>	35	<i>Malva parviflora</i>	15
<i>Equisetum</i> sp.	35	<i>Eucalyptus sideroxylon</i>	15
<i>Clinopodium bolivianum</i>	35	<i>Syzygium aromaticum</i>	15
<i>Origanum vulgare</i>	35	<i>Passiflora</i> sp.	15
<i>Senna crassiramea</i>	35	<i>Cymbopogon citratus</i>	15
<i>Rosa</i> sp.	35	<i>Zea mays</i>	15
<i>Solanum aloysiifolium</i>	35	<i>Cydonia oblonga</i>	15
<i>Aloysia citrodora</i>	35	<i>Lycium boerhaviaefolium</i>	15
<i>Lippia turbinata</i>	35	<i>Cestrum parqui</i>	15
<i>Foeniculum vulgare</i>	30	<i>Solanum tuberosum</i>	15
<i>Aphyllocladus spartioides</i>	25	<i>Solanum palitans</i>	15
<i>Matricaria chamomilla</i>	25	<i>Aloysia polystachya</i>	15
<i>Airampoa airampo</i>	25	<i>Verbena litoralis</i>	15
<i>Ocimum basilicum</i>	25	<i>Portiera microphylla</i>	15
<i>Geoffroea decorticans</i>	25	<i>Baccharis salicifolia</i>	15
<i>Prosopis ferox</i>	25		

Tabla 3. Valores del Factor de Consenso entre Informantes (FCI) para los distintos sistemas corporales ordenados de manera decreciente. Los valores máximos se señalan en negrita.

Sistemas corporales	FCI
Neumonología e infectología	0,68
Traumatología y aparato locomotor	0,55
Urología y nefrología	0,52
Dolencias folk	0,46
Ginecología y obstetricia	0,45
Gastroenterología	0,41
Parasitología y toxicología	0,33
Dermatología	0,30
Preventivos	0,29
Cardiovascular	0,28
Endocrinología, neurología y psiquismo	0

Para algunas plantas, los entrevistados reportaron contraindicaciones y en general, no recomiendan el uso en bebés y debe moderarse en niños pequeños. Es el caso de *Dysphania ambrosioides* (L.) Mosyakin & Clemants que intoxica a los niños cuando se excede en las cantidades, *Senna aphylla* (Cav.) H. S. Irwin & Barneby que adormece la cabeza del niño por exceso de tiempo en el baño y *Vachellia aroma* que altera la presión sanguínea corporal. Asimismo, son escasas las menciones de uso de plantas en bebés y recién nacidos, solo se reportó a *Solanum palitans* C.V. Morton para dolores estomacales. Otras plantas deben administrarse en las cantidades y en los tiempos justos, siendo la medida usual del órgano a emplear la equivalente a los “tres dedos” o la del “puño” de la mano de la persona y consumirla durante tres o nueve días.

Ambientes y prácticas de adquisición

El principal modo de obtención de plantas medicinales por los pobladores es mediante la

Tabla 4. Análisis comparativo entre la riqueza y composición florística del presente trabajo y tres estudios previos realizados en los Valles Calchaquíes.

Datos analizados	Usos tradicionales de las plantas medicinales en los Valles Calchaquíes, Salta, Argentina	Microambientes y recursos vegetales terapéuticos. Conocimiento local en Molinos, Salta, Argentina	Plantas que hablan, plantas que curan. Estudio etnobotánico y aportes al conocimiento de la salud del departamento La Poma (Salta, Argentina)	Plantas medicinales utilizadas por la comunidad indígena de Quilmes (Tucumán, Argentina)
	Presente trabajo	Martínez & Pochettino, 2004a	Rodríguez Echazú <i>et al.</i> , 2019	Ceballos & Perea, 2014
Riqueza de taxones medicinales	89	77	89	84
Taxones nativos	65%	64%	72%	64%
Taxones exóticos	35%	36%	28%	36%
Taxones compartidos	-	37	42	46
Taxones no compartidos	-	28	21	17
Número de participantes	30	46	20	75
Localidades y parajes analizados	Amblayo, Animaná, Cachi, Cafayate, La Poma, Payogasta, San Carlos, Seclantás, El Barrial, El Divisadero, San Antonio y San Lucas	Molinos, El Churcal, Amaicha, Tomuco, Humanao y Tacuill	La Poma. El Rodeo, El Acay y Cobres	Anchillos, Anjuana, Colalao del Valle, El Arbolar, El Bañado, El Molino, El Paso, El Pichao, La Cabaña, Quilmes Bajo, Quilmes Centro y Talapazo

recolección (59%), también se cultivan (41 %) y se cuidan en los jardines y huertos medicinales en el ámbito doméstico y en sectores públicos (plazas) (Fig. 6A-D), aunque algunas especies exóticas escapan de cultivo y pueden recolectarse en las acequias y rastrojos. Sólo un 10%, en particular especies puneñas, se obtienen de la compra y/o trueque en las ferias itinerantes o permanentes (Cachi, San Carlos), en los mercados artesanales municipales y en la Red de Turismo Campesino en San Carlos. En las viviendas particulares, las plantas medicinales se obtienen durante el período de primavera-verano y se conservan secas disponiendo de un botiquín herbolario casero (Fig. 6E-G); algunas también se utilizan en estado fresco de los huertos familiares (Fig. 6H-K). En el paraje El Barrial, una familia instaló un pequeño invernadero donde se cultivan plantas con doble uso: medicinales y tintóreas que no crecen o escasean en la zona (Fig. 6L). En el caso de las plantas autóctonas, se recolectan de diferentes ambientes: “monte” (espacios cercanos al pueblo o paraje) (Fig. 6M-O), “cerca del río” (ciénagas, playa y cauce del río), en las “acequias” (canales de riego), en los “rastrojos” (parcela de cultivo) y en los “cerros” (zonas alejadas de los poblados y de mayor altura). Frecuentemente se realiza una recolección racional y sustentable (“para que siempre haya y para dejarle a nuestros hijos”).

Algunos pobladores suelen asignarles mayor eficacia y/o especificidad terapéutica a algunas plantas medicinales según el sitio donde crecen y de donde se recogen, e. j. *Apium graveolens* L. posee mayor eficacia en el tratamiento de afecciones gastrointestinales si se lo recoge de las acequias (escapado de cultivo) o a *Equisetum* sp. considerado más eficiente como diurético si se junta del ciénago.

Cambios e innovaciones en las prácticas y saberes sobre plantas medicinales

Los saberes y prácticas médicas tradicionales vinculadas al uso de las plantas fueron heredadas de las generaciones precedentes por tradición oral dentro del ámbito familiar, tanto en hombres como en mujeres y es el fruto de la concurrencia de diferentes experiencias y prácticas culturales. En la actualidad, estos conocimientos traspasan el contexto doméstico, se refuerzan, enriquecen y comparten en los encuentros en las ferias

permanentes o itinerantes en los pueblos durante las festividades religiosas o fines de semana, donde, además de intercambiar o comprar plantas medicinales, participan en espacios de saberes con los referentes de diversas comunidades de parajes alejados como Jasimaná en los cordones montañosos de San Carlos y Santa Rosa de los Pastos Grandes en la región de la Puna salteña. También interactúan de manera presencial y virtual con pobladores o vendedores provenientes de otras provincias cercanas por ejemplo Jujuy, Catamarca y Santiago del Estero y, eventualmente de países como Bolivia. Esto revela no solo cambios e innovaciones en las prácticas y en los saberes de la medicina tradicional sino también la existencia de un flujo informal del conocimiento sobre las plantas en los encuentros entre las comunidades locales.

La mayoría de los entrevistados aludieron a la regularidad en el uso de plantas medicinales a las que recurren en un primer momento para tratar las sintomatologías de menor gravedad dentro del ámbito doméstico. Eventualmente se consulta al médico tradicional o “curandero” y, sólo en caso de agravarse o de persistir en el tiempo la afección o dolencia, se recurre al médico del centro de salud y al hospital más cercano. Sin embargo, y según los casos, se pueden continuar curando con plantas en simultáneo con el tratamiento médico oficial y son escasas las referencias al uso de la medicina homeopática. Algunos informantes aseguran que ya no hay “curanderos”, recuerdan que sus abuelos se curaban con los “yuyos”, que las mujeres parían en las casas, y en cierto modo, a lo largo de los años, los obligaron a asistir al hospital y curarse con la medicina occidental que, para algunos es “droga”, en referencia a que no es natural y que provoca dependencia en la persona. No obstante, aún está vigente la curación con plantas en primer lugar, como lo hacían sus padres y abuelos, considerando que “toda planta es curación”.

En relación a los partos, algunos participantes recuerdan que sus padres y abuelos y ellos mismos nacieron en sus casas atendidos por una “partera”. Algunos informantes mencionaron que, en la actualidad, la mayoría de las mujeres van al hospital a dar a luz luego, cuando regresan a sus casas, consumen como bebida fría la decocción de los tallos y hojas de *Origanum vulgare* por sus propiedades cardiotónicas para reponerse.

DISCUSIÓN

La riqueza de la herbolaria de los Valles Calchaquíes representa el conocimiento tradicional de 89 especies medicinales, empleados en diversas técnicas terapéuticas dentro de la unidad doméstica, la que constituye una fuente inicial de información y el ámbito de transmisión de saberes y prácticas (Crivos & Martínez, 1996; Martínez & Pochettino, 1999).

Nuestros resultados arrojan un total de 24 taxones de interés medicinal no documentados (Tabla 1 nombres científicos con asterisco*) en los trabajos previos del área de estudio consultados (Martínez & Pochettino, 2004a; Ceballos & Perea, 2014; Rodríguez Echazú *et al.*, 2019). La mayoría pertenece a la Familia Asteraceae (21%), le siguen Leguminosae y Solanaceae (17%) y el 79% son nativos. Sus principales aplicaciones medicinales son afecciones gastrointestinales (8 spp.), dolencias folk (5), dermatológicas y como preventivos (4).

En la Tabla 4 se comparan la riqueza de plantas medicinales reportadas en el presente trabajo, con

los resultados de estudios similares realizados en los Valles Calchaquíes: en Molinos y parajes aledaños (Martínez & Pochettino, 2004a); en La Poma (Rodríguez Echazú *et al.*, 2019) y en la Comunidad Quilmes en Tucumán, provincia vecina al sur de los Valles Calchaquíes salteños (Ceballos & Perea, 2014). La riqueza de la herbolaria local es similar en La Poma (89 spp), Quilmes (84) y el presente trabajo (89), mientras que en Molinos se documentó un 13% menos (77 spp.). Sin embargo, las proporciones relativas de taxones nativos y exóticos son similares entre los cuatro estudios.

En relación a la similitud y disimilitud de los taxones medicinales del presente trabajo, la mayor similitud se reportó con la Comunidad Quilmes (46), le sigue La Poma (42) y Molinos y alrededores (37) (Tabla 4). Al comparar los taxones en común y discriminados según su origen geográfico (nativos y exóticos) (Fig. 9), se observan mayores similitudes entre los taxones nativos del presente trabajo versus los reportados en Molinos (24,6%) y en La Poma (26,9%). Se presume que las bajas similitudes en la composición florística herbolaria (alrededor del

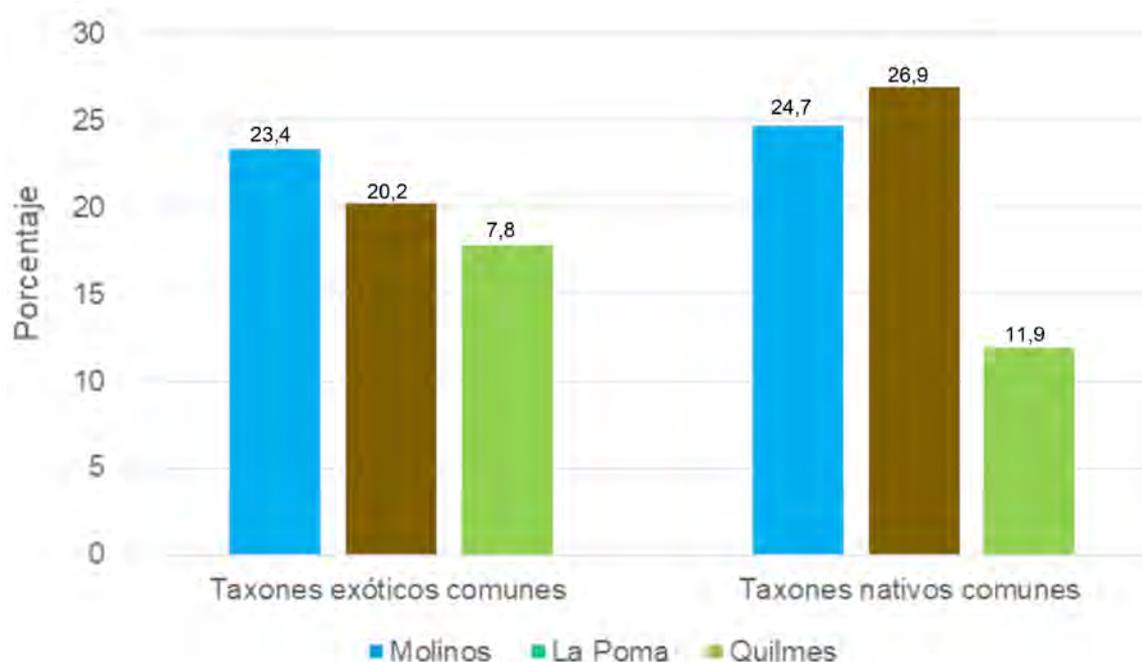


Fig. 9. Distribución porcentual de los taxones nativos y exóticos comunes al presente trabajo en relación a los estudios previos de tres localidades de los Valles Calchaquíes.

50%) registradas comparativamente entre los tres trabajos previos (Quilmes, Molinos y La Poma) y el presente pueden deberse a diversos factores. Por un lado, a los diferentes ambientes que existen a lo largo y ancho de los Valles Calchaquíes de donde se recogen las plantas medicinales; como así también a la cantidad de informantes entrevistados y encuestados, a las diferentes localidades y parajes donde se realizaron las investigaciones etnobotánicas (Tabla 4). Asimismo, nuestro análisis del Factor de Consenso entre Informantes (FCI), permitió inferir la diversidad de criterios que orientan la selección de plantas para los diferentes tratamientos, sumado a la existencia de un flujo informal del conocimiento sobre las plantas en los encuentros entre las comunidades locales. Hacia el extremo sur del Valle Calchaquí, en el límite interprovincial, en la Comunidad Quilmes, en la provincia de Tucumán, adquieren sus recursos terapéuticos de ambientes semiáridos que incluyen dos provincias fitogeográficas: Monte y Prepuneña, ambas representadas en nuestra área de estudio, lo que explicaría la mayor proporción de taxones similares (55%). Hacia el norte del valle, en los pueblos de Molinos, La Poma y en parajes aledaños predominan ambientes de las provincias Puneñas y Altoandinas con especies típicas como *Parastrephia lucida* (Meyer) Cabrera., *Ocyroe armata* (Wedd.) Bonifacio, *Azorella compacta* Phil. y *Aloysia deserticola* (Phil.) Lu-Irving & O'Leary. Estas especies medicinales, a diferencia de lo documentado en el presente trabajo, son adquiridas y empleadas en la medicina tradicional por los pobladores de La Poma y el paraje Cobres (Rodríguez Echazú *et al.*, 2019).

Otro aspecto interesante es la adquisición de plantas medicinales mediante el intercambio, compra directa, trueque o encargo a familiares y/o amigos de algunas especies que no crecen en el territorio. Nuestro trabajo, al igual que las investigaciones realizadas en Molinos, La Poma y Quilmes, reporta el uso medicinal de varias especies en común (*Artemisia copa*, *Perezia pungens* Less, *Xenophyllum poposa* (Phil.) V. A. Funk, *Airampoa airampo* (Azara) Doweld) provenientes de las zonas "altas" o cerros en referencia a la Puna, región biogeográfica que se extiende en los Andes Centrales en las mesetas altiplánicas desde Perú a Argentina (Martínez Carretero, 1995). En La Poma y alrededores, Rodríguez Echazú *et al.* (2019),

informan que sus pobladores se aprovisionan de algunas plantas medicinales provenientes de áreas más alejadas en la provincia de Salta como el Valle de Lerma, las regiones Chaqueña, Yungas y Puna (San Antonio de los Cobres) y de otros países como Bolivia.

Comparando la riqueza de la flora medicinal del presente trabajo (89 taxones) con la flora medicinal salteña (795 taxones), ésta representa sólo el 11%, como así también resulta un porcentaje similar (12%) respecto a la riqueza herbolaria de la provincia limítrofe de Jujuy (756 taxones) (Barboza *et al.*, 2009). Jujuy, constituye un área geográfica vecina con ambientes fitogeográficos similares a los representados en los Valles Calchaquíes (Oyarzábal *et al.*, 2018).

Atendiendo a los sistemas corporales más relevantes para la población estudiada, nuestros resultados coinciden con Martínez & Pochettino (2004a) que registraron enfermedades de los sistemas digestivo y respiratorio como las más frecuentes en Molinos; al igual que en La Poma donde el 47% de las plantas se emplean para tratamientos gastroenterológicos (Rodríguez Echazú *et al.*, 2019). Hilgert & Gil (2006) en las Yungas salteñas documentaron que los tratamientos del sistema digestivo involucran a la mayor cantidad de especies reportadas (58%). Asimismo, en otras provincias argentinas, los usos de especies eran orientados preferentemente para problemas digestivos (Molares & Ladio, 2015; Riat & Pochettino, 2015; Luján & Martínez, 2017).

Algunos autores sugieren que las características organolépticas (sabor y/o aroma) están estrechamente vinculadas al proceso de clasificación de plantas medicinales y sus efectos sobre la salud (Molares & Ladio, 2009). Nuestros resultados destacan a *Ruta chalepensis* como la planta medicinal más versátil con numerosas aplicaciones terapéuticas. Esta planta posee aroma especial fuerte, desagradable y sabor acre (Günaydin & Savci, 2005), lo cual sugiere que sus características organolépticas orientarían la selección y preferencia de esta especie con fines terapéuticos.

En relación a la Importancia Relativa (IR) de las especies, nuestros resultados muestran que los valores obtenidos para *Ruta chalepensis* (IR=100) y *Vachellia aroma* (IR=95) son mayores a los asignados por pobladores de las Yungas salteñas (IR=53 y 54,5 respectivamente), al norte de la

provincia, donde crecen, se cultivan y se consumen ambas especies con fines medicinales (Hilgert & Gil, 2006). También en el centro del país, entre los campesinos de las Sierras de Córdoba, los valores de IR registrados son inferiores a los nuestros para ambas especies (*R. chalepensis*, IR=66,2; *V. aroma*, IR= 40,7) (Luján & Martínez, 2017). Posiblemente se deba a la mayor oferta de plantas terapéuticas en las Yungas y en las serranías cordobesas.

En relación al Factor de Consenso de los Informantes (FCI), adquiere relevancia el sistema Neumonología e infectología, cuyo valor de consenso entre informantes en nuestro estudio (FCI=0,68) es similar al obtenido por Martínez (2003, FCI=0,79) entre los campesinos de Paravachasca y Calamuchita (Córdoba). Asimismo, este autor menciona a *Geoffroea decorticans* con propiedades análogas (antiasmáticas, pectorales y antitusígeno) a las referidas por los pobladores vallistas. Se advierte que las plantas usadas en este sistema corporal no son elegidas al azar y que existe un intercambio de información entre los informantes.

Los usos medicinales de las especies son variables si se comparan con otras poblaciones vallistas. Por ejemplo, *Ruta chalepensis* en Molinos se emplea para el tratamiento de afecciones gineco-obstetricias (menstruación y post-parto), para la “matriz”, dolores de oído, de garganta, óseos y como refrescante para casos de sarampión (Martínez & Pochettino, 1999; Martínez & Pochettino, 2004b) y, en La Poma se la menciona, además, como planta abortiva mezclada con alcohol (Rodríguez Echazú *et al.*, 2019). Estas propiedades tienen concordancia parcial con los resultados de este trabajo, ya que coinciden todos los casos terapéuticos mencionados, con excepción de las afecciones gineco-obstetricias y el riesgo de aborto.

En las Yungas de Salta, al norte del área de estudio (Hilgert & Gil, 2006) y en los Valles Calchaquíes, diversas publicaciones (Martínez & Pochettino, 2004b; Ceballos & Perea, 2014; Rodríguez Echazú *et al.*, 2019) y en particular este estudio, resaltan la concordancia con el uso local terapéutico de especies multipropósitos provenientes del Viejo Mundo, ya sean cultivadas con fines hortícolas, condimenticias, frutales u ornamentales o adquiridas mediante compra o trueque. Se evidencia la influencia de la terapia europea de la época de la conquista y colonización

que, en la actualidad, perdura en las prácticas terapéuticas de los Valles Calchaquíes y son parte de su ecosistema o paisaje y constitutivos de su terapia.

Por otra parte, hallamos una estrecha correspondencia entre los resultados obtenidos en nuestro estudio y los derivados de las investigaciones realizadas en Quilmes (Ceballos & Perea, 2014), en Molinos (Crivos & Eguía, 1981; Martínez & Pochettino, 1992; Crivos & Martínez, 1996), en La Poma (Rodríguez Echazú *et al.*, 2019) y en el Noroeste argentino (Idoyaga Molina, 2001; Scarpa, 2002; Hilgert & Gil, 2006; Idoyaga Molina & Sacristán Romero, 2008). en relación a la coexistencia de las medicinas tradicional y occidental con eventuales curaciones al mismo tiempo y escasa recurrencia a la medicina homeopática. Además, los pobladores de los puestos o parajes más alejados a los centros poblados continúan curándose con los recursos vegetales nativos disponibles debido a la lejanía y poca accesibilidad a los centros de salud y hospitales (Martínez & Pochettino, 2004a). Si bien la logística podría ser una explicación para tal uso, nuestros resultados evidencian los vínculos establecidos entre las generaciones de pobladores y las plantas contribuyendo a la creencia en esos recursos. Según Giraldi & Hanazaki (2010), el hecho de que las personas en una comunidad hayan preferido utilizar plantas medicinales para el mantenimiento o recuperación de la salud es valioso, ya que, además de fortalecer las prácticas tradicionales en relación al uso y el conocimiento de estos recursos, es una actividad que proporciona un contacto directo con la flora local. Este vínculo puede proporcionar respuestas importantes tanto a los problemas de conservación biológicos, así como en temas dirigidos al desarrollo local (Hanazaki, 2006).

Otro aspecto coincidente es el conjunto de técnicas terapéuticas empleadas y orientadas a la mitigación y prevención de enfermedades de raigambre humoral (Idoyaga Molina, 2000; Idoyaga Molina & Sarudiansky, 2011). El síndrome cálido-fresco en las prácticas terapéuticas sigue vigente y existe una correspondencia entre los resultados de este estudio y lo documentado previamente para los Valles Calchaquíes salteños (Crivos & Eguía, 1981; Crivos & Martínez, 1996; Martínez & Pochettino, 1992; Rodríguez Echazú *et al.*, 2019); mientras que, en el sector

sur de los valles, en la provincia de Tucumán, Ceballos & Perea (2014) mencionan el deterioro del conocimiento vinculado a este concepto de aplicación “cálido/frío” en la curación con plantas entre los pobladores de la Comunidad Quilmes.

En las poblaciones que nos ocupan, se recurre al término folk “mal ojo”, dolencia equivalente al “mal de ojo” (Perez de Nucci, 1990), la “ojeadura” (Martínez, 2017), “mal de ojeo” (Idoyaga Molina, 1999) o simplemente “ojeo” (Disderi, 2001; Idoyaga Molina, 2001) estudiado en otras regiones del país y referido a un padecimiento enraizado en tradiciones hispano-europeas.

Un aspecto a destacar es la discrepancia encontrada entre la bibliografía consultada y los informantes del presente estudio en relación a la dolencia folk señalada como “susto de vientre” que, según los relatos de nuestros participantes, es una variante del “susto” (desbalance entre persona-espíritu) sufrido por la madre durante el embarazo y la enfermedad de la “aikadura” o “aique” referida a un tipo de desequilibrio mítico-religioso (o religioso-ritual) (Idoyaga Molina, 2001; Martínez & Pochettino, 2004b; Remorini & Palermo, 2016). La confusión entre ambas dolencias puede deberse a la similitud de los síntomas (decaimiento, inapetencia, llanto, vómitos), aunque se considera que la “aikadura” es más grave con mayores consecuencias para el niño (Idoyaga Molina, 2001).

Las estrategias y espacios de apropiación de las plantas medicinales permiten establecer cierta correlación entre las localidades de los Valles Calchaquíes salteños (área de estudio, Molinos y La Poma) (Martínez & Pochettino, 2004a; Remorini, 2013; Rodríguez Echazú *et al.*, 2019) y en Tucumán (Comunidad Quilmes) (Ceballos & Perea, 2014), ya que predomina la recolección a campo y se complementa con el cultivo y trueque o compra (para las especies que crecen en zonas altas y alejadas).

CONCLUSIONES

El presente trabajo actualizó la farmacopea vegetal en la medicina tradicional de los Valles Calchaquíes mediante la documentación de taxones terapéuticos no documentados en los trabajos previos del área de estudio.

Se encontró una riqueza de taxones semejante para el área de estudio y en otras localidades vallistas. Sin embargo, la composición florística de la herbolaria local es diferente, lo cual podría explicarse por los diferentes ambientes fitogeográficos de adquisición de las plantas, a aspectos metodológicos, a la heterogeneidad en los criterios de selección de las especies medicinales y al intercambio informal del conocimiento sobre las plantas medicinales en el contexto de las comunidades locales y con otras áreas geográficas alejadas.

La medicina tradicional practicada en la comunidad calchaquí estudiada emplea un importante abanico de plantas que conforman la herbolaria local donde concurren prácticas y saberes tradicionales.

Se revela un conocimiento de las plantas y de sus bondades terapéuticas logrando una relativa autonomía en la prevención, mitigación y curación de sus dolencias y afecciones. Los pobladores calchaquíes comparten parcialmente las mismas plantas medicinales que utilizan otras comunidades criollas del noroeste del país con las cuales conforman el complejo entramado entre salud, ambiente y cultura indígena.

Debido a la cantidad de usos y capacidades terapéuticas para una amplia gama de enfermedades atribuidas a las especies con mayor versatilidad utilitaria, se considera fundamental incluirlas en futuros estudios farmacológicos.

El empleo de plantas para el tratamiento de dolencias se practica en el ámbito doméstico, otorgándole significancia histórica y cultural a la vida de los pobladores vallistas. Sin embargo, para algunas dolencias persistentes o graves se recurre simultáneamente o alternadamente a la medicina occidental al acceder a los centros de salud, los hospitales y a medicamentos industrializados.

El saber médico local se transmite, recrea y actualiza entre los adultos (padres y abuelos) donde el aprendizaje se desarrolla de manera vertical tanto por la observación directa como por vivencias propias en el ámbito doméstico. En algunos participantes aún perdura la idea que las plantas medicinales son más efectivas que los medicamentos y las consumen sin ninguna precaución aludiendo al hecho que son productos naturales y, por lo tanto, no pueden dañar al organismo.

Los conocimientos fitoterápicos locales traspasan los límites de las unidades domésticas mediante el intercambio y enriquecimiento de saberes y prácticas médicas con otros pueblos de la Puna, de provincias limítrofes y de países vecinos como Chile y Bolivia. La comunicación a través de internet entre los miembros más activos de las comunidades indígenas vallistas cumple un papel fundamental en la generación y potenciación de vínculos y redes de intercambio de plantas y de saberes locales relacionados con ellas.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

MF planificó, coordinó y ejecutó la actividad de investigación; la redacción del borrador inicial y definitivo de la publicación. FOR y CBF aportaron recursos informáticos, logísticos y materiales de campo; recolectaron, prepararon e identificaron las plantas y realizaron las entrevistas en campo. FOR realizó el cálculo de los índices. MFGA realizó la síntesis y el análisis de los datos, confección de gráficos e interpretación de resultados. Finalmente, todos los autores participaron de la redacción, edición y presentación de la versión final de la publicación.

AGRADECIMIENTOS

A los revisores y editor cuyos aportes mejoraron el presente trabajo. Nuestro agradecimiento y reconocimiento a todos los pobladores que participaron en esta investigación, por su generosidad y tiempo compartido con nuestro equipo. Particularmente a la dirigente Julieta Yáñez, de la Comunidad Diaguita Calchaquí Condorhuasi de El Barrial (San Carlos) y a María Ocampo del paraje San Lucas. Agradecemos al Ing. José M. Gauffin por la logística en los viajes de campo y al Ing. Leónidas Lizárraga por la confección del mapa del área de estudio. Este trabajo se realizó con el financiamiento del Consejo de Investigación de la Universidad Nacional de Salta en el marco del Proyecto B 2557.

DATOS PRIMARIOS DE INVESTIGACIÓN

En cumplimiento con la Ley N° 26899 (Repositorios Digitales Institucionales de Acceso

Abierto, Rep. Argentina), los datos respaldatorios de esta investigación se encuentran depositados en <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n3.34522>

BIBLIOGRAFÍA

- ALBUQUERQUE, U. P. & R. F. P. LUCENA. 2004. Métodos e técnicas para a coleta de dados. En: ALBUQUERQUE, U. P. & R. F. P. LUCENA (eds.). *Métodos e técnicas na pesquisa etnobotânica*, pp. 37-62. NUPEEA, Recife, Pernambuco, Brasil.
- ALBUQUERQUE, U. P., R. F. P. LUCENA & N. L. ALENCAR. 2010. Métodos e técnicas para coleta de dados etnobiológicos. En: ALBUQUERQUE, U. P., R. F. P. LUCENA & L. V. F. CUNHA (eds.). *Métodos e técnicas na pesquisa etnobiológica e etnoecológica*, pp. 41-64. NUPPEA, Recife, Brasil.
- ALEXIADES, M. N. & J. W. SHELDON. 1996. *Selected guidelines for ethnobotanical research: a field manual*. The New York Botanical Garden, New York.
- ANUARIO ESTADÍSTICO. 2015. *Avance 2016 provincia de Salta. 2016*. 1° ed. adaptada. Dirección General de Estadísticas Salta. Libro digital PDF.
- ARENAS, P. 2003. *Etnografía y alimentación entre los Toba-Nachilamole#ek y Wichí-Lhuku'tas del Chaco Central (Argentina)*. Latín Gráfica SRL, Buenos Aires.
- ARIAS, M. & A. R. BIANCHI. 1996. *Estadísticas climatológicas de la Provincia de Salta*. Dirección de Medio Ambiente y Recursos Naturales y Estación Experimental Agropecuaria Salta, INTA.
- BARBOZA, G. E., J. J. CANTERO, C. O. NÚÑEZ & L. ARIZA ESPINAR (eds.). 2006. *Flora Medicinal de la provincia de Córdoba (Argentina). Pteridófitas y Antófitas silvestres o naturalizadas*. Museo Botánico de Córdoba. 1° Ed. UNC, UNRC, Agencia Córdoba Ciencia y SeCyT.
- BARBOZA, G. E., J. J. CANTERO, C. NÚÑEZ, A. PACCIARONI & L. ARIZA ESPINAR. 2009. Medicinal plants: A general review and a phytochemical and ethnopharmacological screening of the native Argentine Flora. *Kurtziana* 34: 7-365.
- BAILEY, K. 1994. *Methods of social research*. The Free Press, New York.
- BENGOA, J. 2003. 25 años de estudios rurales. *Sociologias: Revista do Programa de Pós-Graduação em Sociologia - UFRGS* 5 (10). <https://doi.org/10.1590/S1517-45222003000200004>

- BENNETT, B. C. & G. T. PRANCE. 2000. Introduced plants in the indigenous pharmacopoeia of Northern South America. *Econ. Bot.* 54: 90-102. <https://doi.org/10.1007/BF02866603>
- CABALLERO, J. 1986. *Etnobotánica y desarrollo: la búsqueda de nuevos recursos vegetales*. IV Congreso Latinoamericano de Botánica. Asociación Latinoamericana de Botánica, Medellín, Colombia.
- CÁCERES, M. S. & M. MACHAÍN SINGER. 2001. *Pohã ñana paraguaype ojeporuveva. Mba'e guarâpa iporâ. Manual de uso de hierbas medicinales del Paraguay*. Fund. Celestina Pérez de Almada, UNESCO y UNIBANCOOP, Asunción, Paraguay.
- CARVAJAL, J. 2004. La cosmovisión andina de la salud. Las raíces americanas. En: Restrepo, A. & A. Roberto. *Saberes de vida por el bienestar de nuevas generaciones* 322-337. Siglo de Hombre Editores, Unesco, Bogotá, Colombia.
- CEBALLOS, S. J. & M. C. PEREA. 2014. Plantas medicinales utilizadas por la comunidad indígena Quilmes (Tucumán, Argentina). *Bol Latinoam. Caribe Plant. Med. Aromat.* 13: 47-68.
- CERRA, M. C. 2014. En el devenir de las políticas públicas. Programa de Relevamiento Territorial de comunidades indígenas. Comunidad diaguita-calchaquí "El Divisadero". *Intersecciones en Antropología* 15: 103-114.
- CRIVOS, M. 1978. Algunos aspectos de la medicina tradicional en Molinos (provincia de Salta). *Sapiens* 2: 15-27.
- CRIVOS, M. & A. EGUÍA. 1980. Un aspecto de la medicina tradicional de los valles calchaquíes. *La Semana Médica* 157: 199-202.
- CRIVOS, M. & A. EGUÍA. 1981. Dos estudios antropológicos sobre medicina tradicional de los Valles Calchaquíes, Argentina. *Folkl. Amer.* 31: 71-76.
- CRIVOS, M. & M. R. MARTÍNEZ. 1996. La narrativa oral de los médicos campesinos como fuente para el estudio del cambio y continuidad en las concepciones y vivencias acerca de la enfermedad en Molinos (Salta, Argentina). *Actas de la IX International Oral History Conference. Gotemborg, Sweden:* 764-773.
- CRIVOS, M. & M. R. MARTÍNEZ. 1998. *La aproximación etnográfica al estudio de la medicina tradicional. Una experiencia en los Valles Calchaquíes salteños*. NAYA, Buenos Aires.
- CRIVOS, M., M. R. MARTÍNEZ & M. L. POCHETTINO. 2008. Phytotherapy applied to the treatment of cultural bound syndromes in Calchaqui Valley (Salta, Argentina). *Gupta RK* 234: 35-45.
- CRUZ, R. D. & J. L. MORANDI. 2017. Valorizaciones de los recursos locales y disputas socio-territoriales en los Valles Calchaquíes (Argentina). *Ci. & Tróp. Recife* 41: 225-256.
- DIMITRI, M. J. & L. R. PARODI. 1987. *Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería*. 3° ed. Acme S.A.C.I. Buenos Aires.
- DISDERI, I. 2001. La cura del ojo: ritual y terapia en las representaciones de los campesinos del centro-oeste de Santa Fe. *Mitológicas* 16(1): 135-151.
- FLORA ARGENTINA. 2021. Plantas Vasculares de la República Argentina. Disponible en: www.floraargentina.edu.ar. [Acceso: 16 agosto 2021].
- GALVÁN, A. F. 1981. Descripción geológica de la HOJA 10e, Cafayate. Servicio Geológico Nacional, Buenos Aires.
- GIL, A. C. 2002. *Como elaborar projetos de pesquisa*. Atlas, São Paulo.
- GIRALDI, M. & N. HANAZAKI. 2010. Uso e conhecimento tradicional de plantas medicinais no Sertão do Ribeirão. *Acta Bot. Bras.* 24: 395-406. <https://doi.org/10.1590/S0102-33062010000200010>
- GÜNAYDIN, A. K. & B. S. SAVCI. 2005. Phytochemical studies on *Ruta chalepensis* (Lam.) Lamarck. *Natural Product Research* 19: 203-210. <https://doi.org/10.1080/14786410310001630546>
- HANAZAKI, N. 2006. Etnobotânica e conservação: ¿manejar processos naturais ou manejar interesses opostos? En: Mariath, J. E. A. & R. P. Santos (eds.). *Os avanços da Botânica no início do século XXI: morfologia, fisiologia, taxonomia, ecologia e genética*. Conferências Plenárias e Simpósios do 57º Congresso Nacional de Botânica. Porto Alegre, Sociedade de Botânica do Brasil.
- HEINRICH, M., A. ANKLI, B. FREI, C. WEIMANN & O. STICHER. 1998. Medicinal plants in Mexico: Healers' consensus and cultural importance. *Soc. Sci. Med.* 4: 1859-1871. [https://doi.org/10.1016/S0277-9536\(98\)00181-6](https://doi.org/10.1016/S0277-9536(98)00181-6)
- HERNÁNDEZ-SAMPIERI, R., C. FERNÁNDEZ-COLLADO & P. BAPTISTA-LUCIO. 2014. *Metodología de la Investigación*, Vol. 6. McGraw-Hill, México.
- HILGERT, N. I. 2009. La salud en las yungas ¿Cuáles son los principales problemas según la medicina tradicional y la formal?. En N. D. Vignale & M. L. Pochettino (eds.). *Avances sobre plantas medicinales andinas*, pp. 1-43. RISAPRET/CYTED, San Salvador de Jujuy, Argentina.

- HILGERT, N. I. & G. E. GIL. 2006. Medicinal plants of the Argentine Yungas plants of the Las Yungas biosphere reserve, Northwest of Argentina, used in health care. *Biodivers. Conserv.* 15: 2565-2594. https://doi.org/10.1007/978-1-4020-5283-5_13
- IDOYAGA MOLINA, A. 1999. El simbolismo de lo cálido y lo frío. Reflexiones sobre el daño, la prevención y la terapia entre los criollos de San Juan (Argentina). *Mitológicas* 14:7-27.
- IDOYAGA MOLINA, A. 2000. La calidad de las prestaciones de salud y el punto de vista del usuario en un contexto de medicinas múltiples. *Scr. Ethnol.* 21:21-85.
- IDOYAGA MOLINA, A. 2001. Etiologías, síntomas y eficacia terapéutica. El proceso diagnóstico de la enfermedad en el Noroeste y Cuyo. *Mitológicas* 16:9-43.
- IDOYAGA MOLINA, A. & F. SACRISTÁN ROMERO. 2008. Daño, terapéutica ritual y manipulación de lo sagrado en las medicinas tradicionales del Noroeste Argentino (NOA). *Ciencias Sociales y Religión* 10:137-158. <https://doi.org/10.22456/1982-2650.6918>
- IDOYAGA MOLINA, A. & M. SARUDIANSKY, 2011. Las medicinas tradicionales en el Noroeste Argentino. Reflexiones sobre tradiciones académicas, saberes populares, terapias rituales y fragmentos de creencias indígenas. *Argumentos* 24:315-337.
- INDEC. 2010. Censo Nacional de Población, Hogares y Viviendas. Disponible en www.indec.gov.ar/indec/web/Nivel4-CensoNacional-3-6-Censo-2010 [Acceso: 16 diciembre 2021].
- ISE (International Society of Ethnobiology). 2021. *International Society of Ethnobiology Code of Ethics*. (con adiciones del 2008). Disponible en: <http://ethnobiology.net/code-of-ethics>. [Acceso: 16 diciembre 2021].
- LAHITTE, H. B., J. A. HURRELL, M. L. BELGRANO, L. S. JANKOWSKI, M. P. HALOUA & K. MEHLTRETER. 2004. *Plantas Medicinales Rioplatenses*. Ed. L.O.L.A., Buenos Aires.
- LOZOYA, X. & S. CAÑIGUERAL. 2006. Sobre la Fitoterapia. *Bol Latinoam Caribe Plant Med Aromat* 5: 67.
- LUJÁN, M. C. 2006. El uso de plantas medicinales por el hombre. En Barboza, G. E., Cantero, J. J., Núñez, C. O. & L. Ariza Espinar (eds.). *Flora Medicinal de la Provincia de Córdoba (Argentina). Pteridófitas y Antófitas silvestres o naturalizadas*, pp. 30-38. Córdoba, Argentina.
- LUJÁN, M. C. & G. J. MARTÍNEZ. 2017. Dinámica del conocimiento etnobotánico en poblaciones urbanas y rurales de Córdoba (Argentina). *Bol Latinoam Caribe Plant Med Aromat* 16:278-302.
- MANZANAL, M. 2012. Poder y desarrollo. Dilemas y desafíos frente a un futuro ¿cada vez más desigual?. En: Manzanal, M. & M. Ponce (comp.). *La desigualdad ¿del desarrollo? Controversias y disyuntivas del desarrollo rural en el norte argentino*, pp. 17-25. Fundación CICCUS, Buenos Aires.
- MARINANGELI, G. A. & M. C. PÁEZ. 2019. Transformaciones en la organización agrícola de pequeños productores del Valle Calchaquí Norte (departamento de Cachi, Salta). *Diálogo andino* 58: 101-113. <https://doi.org/10.4067/S0719-26812019000100101>
- MARTIN, G. J. 1995. *Ethnobotany. People and plants conservation manuals* 1. WWF-UNESCO, Royal Botanic Gardens, Kew. Chapman & Hall. Londres.
- MARTÍNEZ, M. R. & M. L. POCHETTINO. 1992. The “farmacia casera” (household pharmacy): a source of ethnopharmacological information. *Fitoterapia* 63: 209-216.
- MARTÍNEZ, M. R. & M. L. POCHETTINO. 1999. El valor del conocimiento etnobotánico local: aporte a la curricula educativa en el área de biología en las escuelas de Molinos, Valles Calchaquíes, Provincia de Salta. *Cuadernos del Instituto Nacional de Antropología* 18: 257-270.
- MARTÍNEZ, M. R. & M. L. POCHETTINO. 2004a. Microambientes y recursos vegetales terapéuticos. Conocimiento local en Molinos, Salta, Argentina. *Zonas Áridas* 8: 19-32.
- MARTÍNEZ, M. R. & M. L. POCHETTINO. 2004b. Análisis de los recursos terapéuticos utilizados en el Valle Calchaquí, las mujeres dicen acerca de dolencias y “remedios”. *Rel Soc Arg Antrop.* 29:163-182.
- MARTÍNEZ, M. R., M. L. POCHETTINO & A. R. CORTELLA. 2004. Environment and diseases in the Calchaquí Valley (Salta, Argentina): phytotherapy for osteo-articular and cardio-circulatory. *J Ethnopharmacol* 95: 317-327. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2004.07.018>
- MARTÍNEZ, G. J. 2003. *Estudio etnobotánico de las plantas vinculadas con la medicina tradicional de los campesinos de Paravachasca y Calamuchita, Provincia de Córdoba. Aportes para su conservación*. Tesis de Maestría. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional de Córdoba.

- MARTÍNEZ, G. J. 2017. *Las plantas en la medicina tradicional de las Sierras de Córdoba. Un recorrido por la cultura campesina de Paravachasca y Calamuchita*. Ed. Detodoslosmares. Córdoba.
- MARTINEZ CARRETERO, E. 1995. La Puna Argentina: delimitación general y división en distritos florísticos. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 31: 27-40.
- MENÉNDEZ, E. 1994. La enfermedad y la curación. ¿Qué es medicina tradicional?. *Alteridades* 4(7):71-83.
- MOLARES, S. & A. H. LADIO 2009. Ethnobotanical review of the Mapuche medicinal flora: Use patterns on a regional scale. *J. Ethnopharmacol.* 122: 251-260. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2009.01.003>
- MOLARES, S. & A. H. LADIO. 2015. Complejos vegetales comestibles y medicinales en la Patagonia Argentina: sus componentes y posibles procesos asociados. *Bol Latinoam Caribe Plant Med Aromat* 14 (3): 237-250.
- MORANDI, J. L. & R. D. CRUZ. 2020. Los observatorios territoriales en el marco de espacios socioeconómicos complejos: el caso de los Valles Calchaquíes. En: Vitale, J., M. Gutierrez, S. Saavedra, E. Ledesma & C. Dalmasso (comp.). *Observatorios territoriales para el desarrollo y la sustentabilidad de los territorios: procesos de transformación territorial*, pp. 22-34. Ed. INTA, Centro Regional Mendoza-San Juan. Buenos Aires.
- ORGANIZACIÓN MUNDIAL DE LA SALUD (OMS). 2002. *Estrategia de la OMS sobre medicina tradicional 2002-2005* (No. WHO/EDM/TRM/2002.1). Ginebra, Suiza.
- ORTEGA-BAES, P., S. BRAVO, J. SAJAMA, S. SÜHRING, J. ARRUETA, E. SOTOLA, M. ALONSO-PEDANO, A. C. GODOY-BÜRKI, N. R. FRIZZA, G. GALÍNDEZ, P. GOROSTIAGUE, A. BARRIONUEVO & A. SCOPEL. 2012. Intensive field surveys in conservation planning: Priorities for cactus diversity in the Saltenian Calchaquíes Valleys (Argentina). *J. Arid Environ.* 82:91-97. <https://doi.org/10.1016/j.jaridenv.2012.02.005>
- OYARZÁBAL, M., J. CLAVIJO, L. OAKLEY, F. BIGANZOLI, P. TOGNETTI, I. BARBERIS, H. M. MATURO, R. ARAGÓN, P. I. CAMPANELLO, D. PRADO, M. OESTERHELD & R. J. C. LEÓN. 2018. Unidades de Vegetación de la Argentina. *Ecol. Austral* 28:40-63. <https://doi.org/10.25260/EA.18.28.1.0.399>
- PALMA, N. H. 1978. *La medicina popular en el Noroeste de Argentina*. Ed. Huemul, Buenos Aires.
- PAIS, A. 2010. Transformaciones en el espacio agrario: viejas y nuevas estrategias de reproducción social en el campesinado de Cachi, Salta. El desarrollo y sus lógicas en disputa en territorios del norte argentino. En Manzanal, M. & F. Villarreal (comp.). *El desarrollo y sus lógicas en disputa en territorios del norte argentino*, pp. 155-173. Ed. CICCUS, Buenos Aires.
- PAOLI, H., A. R. BIANCHI, C. E. YÁÑEZ, J. N. VOLANTE, D. R. FERNÁNDEZ, M. C. MATTALÍA & Y. E. NOÉ. 2002. *Recursos Hídricos de la Puna, valles y Bolsones áridos del Noroeste Argentino*. Ediciones INTA. EEA Salta y CIED.
- PEREZ DE NUCCI, A. M. 1988. *La medicina tradicional del noroeste argentino: historia y presente*. Serie Antropológica. Edic. Del Sol. Buenos Aires, Argentina.
- PEREZ DE NUCCI, A. M. 1990. Medicina tradicional del noroeste argentino: “enfermedad del susto” y “ojeadura”. *Asclepio* 42:311-333. <https://doi.org/10.3989/asclepio.1990.v42.1.580>
- POCHETTINO, M. L. & M. R. MARTÍNEZ. 2001. Aporte al conocimiento actual de las plantas medicinales en Argentina. Estudio etnobotánico en el Departamento de Molinos, Provincia Salta, Argentina. En: AMAT, A. G. (ed.). *Farmacobotánica y Farmacognosia en Argentina (1980-1999)*, pp. 55-86. Ediciones Científicas Americanas, La Plata.
- PONTUSSI, E. P., L. A. MÁRMOL, R. A. ARGANARAZ & A. M. P. DE RODRIGUEZ. 1995. *Geografía del Noroeste argentino*. Facultad de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Salta.
- REMORINI, C. 2013. Estudio etnográfico de la crianza y de la participación de los niños en comunidades rurales de los Valles Calchaquíes septentrionales (noroeste Argentino). *BIFEFA* 42: 411-433. <https://doi.org/10.4000/bifea.4177>
- REMORINI, C. & M. L. PALERMO. 2016. “los míos... ¡todos asustados!”. Vulnerabilidad infantil y trayectorias de desarrollo en los valles calchaquíes salteños. *Mitológicas* 31:83-112. <https://doi.org/10.21678/apuntes.83.909>
- REMORINI, C., L. TEVES, L. PASARIN & M. L. PALERMO. 2020. Etnografía y salud rural: trayectorias de investigación en los Valles Calchaquíes, Argentina. *Anthropologica* 38:267-296. <http://dx.doi.org/10.18800/anthropologica.202001.011>

- RIAT, P. & M. L. POCHETTINO. 2015. Los remedios del monte: vigencia del conocimiento fitoterapéutico local en Los Juries (Santiago del Estero, Argentina). *Bol. Latinoam. Caribe. Plant Med. Aromat.* 14(2): 67-82.
- RODRÍGUEZ ECHAZÚ, S., M. PEDUZZI, O. SANZ AGUILAR PEDUZZI & V. OLIVA. 2019. *Plantas que hablan, Plantas que curan: Estudio etnobotánico y aportes al conocimiento de la salud del departamento La Poma. Salta*. Fondo Editorial Secretaría de Cultura de la Provincia de Salta. Mundo Gráfico S.A., Salta, Argentina.
- RONDINA, R. V. D., A. L. BANDONI & J. D. COUSSIO. 1999. *Plantas silvestres argentinas con reconocidas propiedades medicinales o tóxicas*. CYTEDOEA, Buenos Aires.
- SCARPA, G. F. 2002. Plantas empleadas contra trastornos del sistema digestivo en la medicina folk de los Criollos del Chaco Noroccidental argentino. *Dominguezia* 18: 36-50.
- SIMONI, A. A. & M. C. PEREA. 2016. Las plantas que curan: el lugar que ocupan las plantas medicinales desde la cosmovisión de los escolares de la Comunidad India Quilmes (Tucumán-Argentina). *Mundo de antes* 10:143-172.
- SORIA, M. B. 2003. *Cosmovisión Asháninca*. Seminario de la Historia Rural Andina, UNMSM, díptico. Lima, Perú.
- THIERS, B. Continuously updated. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. <http://sweetgum.nybg.org/science/ih>. [Acceso: 15 diciembre 2021].
- TRILLO, C., B. ARIAS TOLEDO & S. COLANTONIO. 2011. A Review of the Ethnomedicine in Argentina: The construction of the discipline and perspectives for the future. *Bonplandia* 20:405-417. [https://doi: 10.30972/bon.2021423](https://doi:10.30972/bon.2021423)
- WALTER, P. A. 2016. *Presencia de boro en las aguas de riego del valle Calchaquí (Salta, Argentina), variable limitante para la producción agrícola y el desarrollo*. Tesis de Maestría. Facultad de Ciencias Naturales. Universidad Nacional de Salta.
- WORLD FLORA ONLINE. 2021. Disponible en: <http://www.worldfloraonline.org/>. [Acceso: 15 diciembre 2021].
- ZELARAYÁN, A. & D. R. FERNÁNDEZ. 2015. *Línea de base ambiental. Diagnóstico territorial para el Ordenamiento del territorio. Alta cuenca del río Calchaquí*. Estación Experimental Agropecuaria Salta: Ediciones INTA.
- ZULOAGA, F. O. & O. MORRONE (eds.). 1999. Catálogo de las Plantas Vasculares de la República Argentina II. Acanthaceae-Euphorbiaceae y Fabaceae-Zygophyllaceae. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 74: 1-1269.
- ZULOAGA, F. O., O. MORRONE & M. J. BELGRANO (eds.). 2008. Catálogo de Plantas Vasculares del Cono Sur (Argentina, Sur de Brasil, Chile, Paraguay y Uruguay). *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 107.
- ZULOAGA, F. O., O. MORRONE & D. RODRÍGUEZ. 1999. Análisis de la biodiversidad en plantas vasculares de la Argentina. *Kurtziana* 27: 17-167.

REVISORES

El comité editorial agradece a quienes han colaborado en la
revisión de manuscritos para el volumen 57 (2022).

- Aceñolaza, Pablo (Centro de Investigación Científica y de Transferencia
Tecnológica a la Producción, Santa Fe, Argentina)
- Acosta, María Eva (Universidad Nacional de Jujuy, San Salvador de Jujuy, Argentina)
- Airy, Gras (Instituto Botánico de Barcelona, España)
- Albornóz, Patricia (Universidad Nacional de Tucumán, e Instituto Miguel
Lillo, Tucumán, San Miguel de Tucumán, Argentina)
- Andreoni, Diego (Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina)
- Arana, Marcelo (Universidad Nacional de Río Cuarto, Córdoba, Argentina)
- Araujo, Jorge (Instituto de Biología Subtropical, Universidad
Nacional de Misiones, Posadas, Misiones, Argentina)
- Arenas, Patricia (Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina)
- Barboza, Gloria Estela (Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas, Córdoba, Argentina)
- Bayón, Néstor David (Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina)
- Bernardello, Gabriel (Universidad Nacional de Córdoba. Academia
Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina)
- Blancas Vásquez, José Juan (Universidad Autónoma del Estado de Morelos, Cuernavaca, Morelos, México.)
- Borrego Alonso, Sofía (Laboratorio de Conservación Preventiva del Patrimonio Documental en
Archivo Nacional de la República de Cuba (ARNAC). Universidad de La Habana, Cuba)
- Califano, Laura María (Estación Experimental Agropecuaria Abra Pampa, San Salvador de Jujuy, Argentina)
- Cantero, Juan José (Universidad Nacional de Río Cuarto, Córdoba, Argentina)
- Carbone, Lucas (Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal, Córdoba, Argentina)
- Cardoso, Betina (Instituto Andino Patagónico en Tecnologías Biológicas y
Geoambientales, San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina)
- Carmo, Joao A. M. (Universidad Estadual de Campiñas, SP, Brasil)
- Colobig, Milagros (Centro de Investigación científica y de Transferencia
Tecnológica a la producción, Santa Fe, Argentina)
- Cremona, María Victoria (INTA, Estación Experimental “Dr. Grenville
Morris”, San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina)
- Cuassolo, Florencia (Instituto de Investigaciones en Biodiversidad y Medioambiente-
Universidad Nacional del Comahue, San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina)
- Cuevas Cardona, María del Consuelo (Centro de Investigaciones Biológicas,
Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Pachuca, Hidalgo, México)
- De Abreu Moreira, Patricia (Universidade Federal de Ouro Preto, Minas Gerais, Brasil)
- Delbón, Natalia Evelyn (Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina)
- Delucchi, Gustavo (Universidad Nacional de La Plata, Argentina)
- Doumecq, María Belén (Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina)
- Dutilh, Julie Henriette Antoinette (Universidad de Campinas, Campinas, Brasil)
- Echeverría, María Lis (Universidad Nacional de La Plata, Argentina)
- Fazio, Alejandra (Instituto de Micología y Botánica, Universidad de Buenos Aires, CABA, Buenos Aires)
- Fernández Murillo, María del Pilar (Instituto de Ecología y
Biodiversidad, Las Palmeras, Ñuñoa, Santiago, Chile)
- Flores, Jorge (University of Helsinki, Helsinki, Finlandia)
- Furlan, Violeta (Instituto de Antropología de Córdoba, Argentina)
- Galati, Beatriz Gloria (Universidad de Buenos Aires, CABA, Argentina)

- García, María Elena (Instituto Miguel Lillo, Tucumán, San Miguel de Tucumán, Argentina)
Gavier-Pizarro, Gregorio (Instituto de Recursos Biológicos – INTA, Hurlingham, Buenos Aires)
Giovannetti, Marco (Universidad Nacional de La Plata, Argentina)
Gonçalves-Esteves, Vania (Universidade Federal de Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil)
Gras, Airy (Instituto Botánico de Barcelona, Barcelona, España)
Hernández Bermejo, Esteban (Universidad de Córdoba, España)
Hurrell, Julio Alberto (Universidad Nacional de La Plata, Argentina)
Izquierdo, Andrea (Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal, Córdoba, Argentina)
Jiménez Escobar, David (Instituto de Antropología de Córdoba, Argentina)
Jiménez, María Soledad (Instituto de Botánica del Nordeste, Corrientes, Argentina)
Jocou, Adriel Ian (Universidad de Buenos Aires, CABA, Buenos Aires)
John, Brinda (Missouri's Botanical Garden, St. Louis, Estados Unidos)
Keller, Héctor (Instituto de Botánica del Nordeste, Corrientes, Argentina)
Krug, Cristiane (Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, Brasília, DF, Brasil)
Radio, Ana H. (Instituto de Investigaciones en Biodiversidad y Medioambiente-Universidad Nacional del Comahue, San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina)
López, María Laura (Universidad Nacional de la Plata, Buenos Aires, Argentina)
Luengo, Mariel (Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina)
Lupo, Liliana (Instituto de Ecorregiones Andinas, Universidad Nacional de Jujuy, San Salvador de Jujuy, Argentina)
Manzo, María Luz (Centro de Investigaciones Esquel de Montaña y Estepa Patagónica, Universidad Nacional de la Patagonia “San Juan Bosco, Esquel, Chubut, Argentina)
Martínez Carretero, Eduardo (Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Áridas, Mendoza, Argentina)
Martínez García, Felipe (Escuela Técnica Superior de Ingeniería de Montes, Forestal y del Medio Natural, Universidad Politécnica de Madrid, España)
Martínez, Gustavo Javier (Instituto de Antropología de Córdoba, Argentina)
Matesevach, Marisa (Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal, Córdoba, Argentina)
McHenry, Monique A. (University of Vermont, Burlington, VT, United States)
Medrano, María Celeste (Instituto de Ciencias Antropológicas, Universidad de Buenos Aires, CABA, Buenos Aires, Argentina)
Mogni, Virginia (Universidad Nacional de Rosario, Santa Fe, Argentina)
Molares, Soledad (Centro de Investigaciones Esquel de Montaña y Estepa Patagónica, Esquel, Chubut, Argentina)
Montañez Escalante, Patricia Irene (Universidad Autónoma de Yucatán, Mérida, Yucatán, México)
Muiño, Walter Alejandro (Universidad Nacional de La Pampa, Santa Rosa, La Pampa, Argentina)
Musaubach, Gabriela (Instituto de Ecorregiones Andinas, San Salvador de Jujuy, Argentina)
Nuñez, María B. (Universidad Nacional del Chaco Austral, Sáenz Peña, Chaco, Argentina)
Oakley, Luis Jorge (Universidad Nacional de Rosario, Santa Fe, Argentina)
Oyarzabal, Mariano (Universidad de Buenos Aires, CABA, Buenos Aires, Argentina)
Palchetti, Virginia (Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal, Córdoba, Argentina)
Papalini, Vanina (Centro de Investigaciones y Estudios sobre Cultura y Sociedad, Córdoba, Argentina)
Peralta, Denilson (Instituto de Botánica de São Paulo, São Paulo, Brasil)
Peralta, Patricia Angélica (Universidad Nacional de Morón, Morón, Buenos Aires, Argentina)
Pirondo, Analía (Instituto de Botánica del Nordeste, Corrientes, Argentina)
Pochettino, María Lelia (Universidad Nacional La Plata, Argentina)
Puentes, Jeremías (Universidad Nacional de la Plata, Buenos Aires, Argentina)
Pulido, María Teresa (Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Pachuca, México)
Raguileo, Daniela (Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Centro Regional Patagonia Sur, Trelew, Chubut, Argentina)

Ramos Giacosa, Juan Pablo (Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina)
 Riat, Patricia (Estación Experimental Agropecuaria “Dr. Grenville Morris”, San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina)
 Rivas, Mercedes (Universidad de la República, Rocha, Uruguay)
 Robles, Carolina Analía (Instituto de Micología y Botánica, Universidad de Buenos Aires, CABA, Buenos Aires, Argentina)
 Rodríguez Mata, Orlando (Instituto de Biología Subtropical, Universidad Nacional de Misiones, Misiones, Argentina)
 Rosso, Cintia (Museo Argentino de Ciencias Naturales “Bernardino Rivadavia”, CABA, Buenos Aires, Argentina)
 Sandro García, Pablo Andrés (University of Wisconsin, Madison, United States)
 Saparrat, Mario (Instituto de Fisiología Vegetal La Plata, Buenos Aires, Argentina)
 Sarandón, Santiago (Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina)
 Scaramuzzino, Rosa (Universidad Nacional del Centro de la Provincia de Buenos Aires, Buenos Aires, Argentina)
 Scarpa, Gustavo Fabián (Museo Argentino de Ciencias Naturales “Bernardino Rivadavia”, CABA, Buenos Aires, Argentina)
 Sierra Zapata, Antonio (Escuela Politécnica Superior, Universidad de Almería, Almería, España)
 Solís, Stella Maris (Instituto de Botánica del Nordeste, Corrientes, Argentina)
 Sosa, Alejandro (Fundación para el Estudio de Especies Invasivas, Hurlingham, Buenos Aires)
 Souza, Mercedes (Universidad de la República, Montevideo Uruguay)
 Speroni, Gabriela (Universidad de la República, Montevideo Uruguay)
 Stampella, Pablo César (Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina)
 Suárez, María Eugenia ((Instituto de Micología y Botánica, Universidad de Buenos Aires, CABA, Buenos Aires, Argentina)
 Terrazas Salgado, Teresa (Universidad Nacional Autónoma de México, ciudad de México, México)
 Torres, Laura María del Rosario (Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Áridas, Universidad Nacional de Cuyo, Mendoza, Argentina)
 Torres, Romina C. (Centro de Ecología y Recursos Renovables “Dr. Ricardo Lutti. Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina)
 Torres, Carola (Universidad Nacional del Chaco Austral, Sáenz Peña, Chaco, Argentina)
 Trillo, Cecilia (Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina)
 Vaio, Magdalena (Universidad de la República, Montevideo, Uruguay)
 Viera Barreto, Jessica Noelia (Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina)
 Vignale, Nilda Dora (Instituto de Ecorregiones Andinas, Universidad Nacional de Jujuy, San Salvador de Jujuy, Argentina)
 Villareal, Juan Carlos (Département de Biologie, Université Laval, Québec, Canada)
 Whitworth-Hulse, Juan I. (Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal, Córdoba, Argentina)
 Zamudio, Fernando (Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal, Córdoba, Argentina)
 Zanolli, Christian Alejandro (Instituto de Limnología Dr. Raúl A. Ringuelet, Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires)

SOCIEDAD ARGENTINA DE BOTÁNICA

Comisión Directiva

Presidenta: Mariana Andrea GROSSI
Vice-Presidenta: Carmen Adriana BARTOLI
Secretaria: Agustina YAÑEZ
Secretario de Actas: Pedro Cayetano BERRUETA
Tesorera: Josefina BODNAR
Protesorera: Carmen Cecilia MACLUF

Vocales titulares

Alicia LÓPEZ, Vanina Gabriela SALGADO, Marisa Gabriela BONASORA, Diego Germán GUTIÉRREZ, Juan Facundo RODRÍGUEZ-CRAVERO, Federico Omar ROBBIATI.

Vocales suplente

Renato Andrés GARCÍA, Jessica Noelia VIERA BARRETO, María Belén DOUMECQ, Natalia Evelyn DELBÓN

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.

La composición y el armado del presente volumen fueron 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: sabotanica@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.