

DICIEMBRE 2024

VOLUMEN 59 (4)

Boletín de la
Sociedad Argentina de
BOTÁNICA



S Δ B
SOCIEDAD ARGENTINA DE BOTÁNICA

ISSN 0373-580X Córdoba, Argentina

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

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

Directora

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

Vicedirector

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

Editores Asociados

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

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

Ecología y Conservación: NATALIA AGUIRRE. Grupo de Investigación en Biodiversidad y Recursos Naturales, Colombia. KARINAL. SPEZIALE. INIBIOMA, San Carlos de Bariloche. Argentina.

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

Editora Invitada

Ecología: AGUSTINA YAÑEZ. Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", CABA, Argentina.

Secretaría de Edición

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

Asesores Editoriales

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

Fecha de Distribución: 31 de Diciembre de 2024.

ÍNDICE

MICOLOGÍA - MYCOLOGY

- ILIUSHIN, V. A. & I. Y. KIRTSIDELI
Thermophilic and thermotolerant microfungi of coal mine spoil tips beyond the Arctic Circle. 451-463
Microhongos termofílicos y termotolerantes de las escombreras de las minas de carbón más allá del Círculo Ártico

BRIOLOGÍA - BRYOLOGY

- JIMENEZ, S.
Novelties for the bryophyte flora of Chaco Province, North of Argentina. 465-480
Novedades para la flora de briófitos de la provincia de Chaco, norte de Argentina
- ALVAREZ, D. J., P. G. ACEÑOLAZA & G. M. SUÁREZ
Lewinskya araucarieti (Orthotrichaceae, Bryophyta): un nuevo musgo epífita para la brioflora de Argentina. 481-491
Lewinskya araucarieti (Orthotrichaceae, Bryophyta): a new epiphytic moss for the bryoflora of Argentina

FISIOLOGÍA - PHYSIOLOGY

- SCHALLER, S. C., N. R. DOLCE, L. A. MROGINSKI & R. D. MEDINA
Micropropagación de *Anredera cordifolia* (Basellaceae). 493-506
Micropropagation of *Anredera cordifolia* (Basellaceae)

PALINOLOGÍA - PALYNOLOGY

- VÁSQUEZ, C., G. SOTTILE, V. MERINO-CAMPOS & S. STUTZ
Studying pollen representation of vegetation and plant richness from Pampean coastal dunes (Argentina, South America): exploring from local to landscape quantitative linkages. 507-527
Estudio de la representación del polen de la vegetación y la riqueza de plantas de las dunas costeras pampeanas (Argentina, América del Sur): explorando las relaciones cuantitativas desde lo local al paisaje

GENÉTICA Y EVOLUCIÓN - GENETICS AND EVOLUTION

- PÁEZ, V. DE LOS A., A. R. ANDRADA & M. S. CARO
Análisis comparativo del cariotipo y de la meiosis de dos especies de *Adesmia* (Fabaceae, Muricatae). 529-538
Comparative analysis of the karyotype and meiosis in two species of *Adesmia* (Fabaceae, Muricatae)

ALMIRÓN, N. E. A. & V. G. SOLÍS NEFFA Análisis de la diversidad genética en poblaciones fragmentadas y continuas de <i>Aspidosperma quebracho-blanco</i> (Apocynaceae) del Chaco Semiárido.	539-552
Analysis of genetic diversity in fragmented and continuous populations of <i>Aspidosperma quebracho-blanco</i> (Apocynaceae) from the semi-arid Chaco	

ECOLOGÍA Y CONSERVACIÓN - ECOLOGY AND CONSERVATION

PINCHEIRA-ULBRICH, J. El diámetro del tronco (DAP) y la especie forófito: factores claves que marcan la composición de helechos película (<i>Hymenophyllum</i> , Hymenophyllaceae) en un fragmento de bosque templado de Chile.	553-566
Stem diameter (DBH) and phorophyte species: key factors determining filmy ferns (<i>Hymenophyllum</i> , Hymenophyllaceae) composition in a temperate forest fragment from Chile	
SANTONI, L. C., E. E. CHAIA & M. E. GOBBI Plantación con <i>Ochetophila trinervis</i> (Rhamnaceae) en riberas del noroeste patagónico invadidas por <i>Salix fragilis</i> (Salicaceae).	567-583
Plantation with <i>Ochetophila trinervis</i> (Rhamnaceae) in northwestern Patagonian streambanks invaded by <i>Salix fragilis</i> (Salicaceae)	

SISTEMÁTICA DE PLANTAS VASCULARES - SYSTEMATICS OF VASCULAR PLANTS

GARCÍA MASSINI, J. L., P. H. DEMAIO, G. REINOSO FRANCHINO & S. L. MIRABELLI Contribución al conocimiento de la vegetación de la Sierra de Velasco en La Rioja, Argentina.	585-614
Contribution to the understanding of the vegetation of the Sierra de Velasco in La Rioja, Argentina	

REVISORES - REVIEWERS	615-617
-----------------------------	---------



THERMOPHILIC AND THERMOTOLERANT MICROFUNGI OF COAL MINE SPOIL TIPS BEYOND THE ARCTIC CIRCLE

MICROHONGOS TERMÓFICOS Y TERMOTOLERANTES DE LAS ESCOMBRERAS DE LAS MINAS DE CARBÓN MÁS ALLÁ DEL CÍRCULO ÁRTICO

Vadim A. Iliushin^{1*}  & Irina Y. Kirtsideli¹ 

1. Komarov Botanical Institute,
Russian Academy of Sciences, Saint
Petersburg, Russia

* ilva94@yandex.ru

Citar este artículo

ILIUSHIN, V. A. & I. Y. KIRTSIDELI.
2024. Thermophilic and
thermotolerant microfungi of coal
mine spoil tips beyond the Arctic
Circle. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59:
451-463.

 DOI: [https://doi.
org/10.31055/1851.2372.v59.
n4.44478](https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n4.44478)

SUMMARY

Background and aims: Thermophilic and thermotolerant fungi occupy a variety of ecological niches. The purpose of this article is to show that these microfungi are able to live even in such harsh conditions of the high Arctic beyond the Arctic Circle.

M&M: Rocks from coal mine spoil tips were collected and studied using scanning electron microscopy. The method of direct inoculation was employed to isolate microfungi. The isolates were identified using morphological identification and molecular methods. The growth rate of micromycetes was studied depending on temperature.

Results: Eight cultures of microfungi belonging to six species that are able to grow at temperatures of 45 °C and above were isolated from coal mine spoil tips.

Conclusions: The data obtained indicate the presence of thermophilic and thermotolerant microfungi in the spoil tips of coal mines beyond the Arctic Circle. All the fungi belonged to the order Eurotiales. These microfungi are able to exist in the harshest conditions with several simultaneous adverse factors.

KEY WORDS

Arctic, coal mine, microfungi, spoil tips, thermophilic, thermotolerant.

RESUMEN

Introducción y objetivos: Los hongos termófilos y termotolerantes ocupan una variedad de nichos ecológicos. El objetivo de este artículo es mostrar que estos hongos microscópicos son capaces de vivir incluso en las duras condiciones del alto Ártico más allá del Círculo Polar Ártico.

M&M: Se recogieron y estudiaron rocas de los restos de las minas de carbón mediante microscopía electrónica de barrido. Se empleó el método de inoculación directa para aislar microhongos. Los aislamientos fueron caracterizados mediante identificación morfológica y métodos moleculares. La tasa de crecimiento de los micromicetos se estudió en función de la temperatura.

Resultados: Se lograron ocho cultivos de hongos microscópicos pertenecientes a seis especies que pueden crecer a temperaturas de 45 °C y superiores de los escombros de las minas de carbón.

Conclusiones: Los datos obtenidos indican la presencia de hongos microscópicos termófilos y termotolerantes en los vertederos de minas de carbón más allá del Círculo Polar Ártico. Todos los hongos pertenecían al orden Eurotiales. Estos hongos microscópicos pueden existir en las condiciones más duras con varios factores adversos simultáneos.

PALABRAS CLAVE

Ártico, microhongos, mina de carbón, termófilo, termotolerante, vertedero de carbón.

Recibido: 6 Mar 2024

Aceptado: 10 Sep 2024

Publicado en línea: 10 Dic 2024

Publicado impreso: 31 Dic 2024

Editora: María Victoria Vignale 

ISSN versión impresa 0373-580X

ISSN versión on-line 1851-2372

INTRODUCTION

Fungi are capable of existing at constantly high temperatures. These fungi can be classified as thermophilic or thermotolerant, depending on the optimal growth temperature. Thus, fungi are considered thermophiles if the optimal growth temperature is 45 °C or higher (Mouchacca, 2000). Thermophiles are considered as a special case of extremophiles.

Thermotolerant and thermophilic fungi can be isolated from a wide variety of places where the substrate is heated. Examples of such habitats can be compost pits, urban landfills of household and industrial waste - large, moist, isolated accumulations of organic matter, where internal temperatures rise as a result of microbial respiration (thermogenesis) (Zak & Wildman, 2004). Thermophilic and thermotolerant fungi can also be isolated from bird nests (Korniłowicz-Kowalska & Kitowski, 2013). Thermophilic micromycetes are characteristic of the mycobiota of thermal springs (Pan *et al.*, 2010). Microfungi are ubiquitous in soils where the sun can heat the surface to high temperatures. It is noted that these fungi can make up a significant part of the mycobiota of soils in arid and tropical regions (Mouchacca, 2000). In addition to the listed habitats, thermophilic and thermotolerant micromycetes are the most important part of the mycobiota of coal mine spoil tips (Evans, 1971; Tansey & Brook, 1978; Bilaj, 1985).

The first studies of the microbiota of coal deposits were carried out in 1928 (Lieske & Hofmann, 1928). The work described a wide range of microorganisms, including micromycetes, living in German mine spoil tips.

The greatest interest in the mycobiota of coal mine spoil tips (waste heaps, slagheaps) is due to the fact that tips can serve as a habitat for thermophilic and thermotolerant species. Strong heating of the insolated surface of the slope (Manakov & Kupriyanov, 2009), as well as oxidative processes occurring in the thickness of the tip, leading to heating (Lewńska & Dyczko, 2016) or even spontaneous combustion (Querol *et al.*, 2008), create unfavorable conditions for most types of fungi. However, such an extreme habitat is suitable for the formation of thermophilic mycobiota.

Thermophilic fungi were found on the surface of rocks during coal mining in areas with high surface temperatures caused by combustion inside the tip, and in areas with normal surface temperatures. In rock samples from areas with elevated temperatures, significantly more thermophilic micromycetes were found than from areas with normal temperatures (Tansey & Brook, 1978).

The rock tips of the Chandameta, Parasiya and Newton Chikli coal mines (Madhya Pradesh, India) are characterized by spontaneous combustion processes, which, together with the arid climate, makes these habitats especially extreme (Salar, 2018). As a result of the study of the mycobiota of these tips, 14 species of microfungi belonging to the genera *Absidia* Tiegh., *Achaetomium* J.N. Rai, J.P. Tewari & Mukerji, *Aspergillus* P. Micheli ex Haller, *Emericella* Berk., *Humicola* Traaen, *Penicillium* Link, *Rhizopus* Ehrenb., *Sporotrichum* Link, *Thermoascus* Miehe, *Thermomyces* Tsikl., *Thielavia* Zopf, and *Torula* Pers. were discovered (Johri & Thakre, 1975; Thakre & Johri, 1976). Two new yeast endemic species, *Debaryomyces singareniensis* Saluja & G.S. Prasad and *Torulaspora indica* Saluja, Yelchuri, Sohal, Bhagat, Paramjit & G.S. Prasad, have been identified from the rock of coal mine spoil tips in another region of India, Andhra Pradesh (Saluja & Prasad, 2007; Saluja *et al.*, 2012).

The biodiversity of technogenic spoil tips has been studied across industrial regions in various climatic zones. However, the degree of knowledge of the mycobiota of various coal mining areas is very heterogeneous. Thus, almost all the few studies are devoted to the study of rock tips of coal mines and quarries in the temperate zone of Europe (Evans, 1971; Ulfing & Korcz, 1995; Detheridge *et al.*, 2018). Studies of coal tips in the Arctic are few and focus primarily on Svalbard (Iliushin, 2020; Iliushin *et al.*, 2022a), the Komi Republic (Khabibullina *et al.*, 2015; Iliushin & Kirtsideli, 2021), and the Magadan region (Iliushin *et al.*, 2022b).

In this work, for the first time, thermophilic and thermotolerant strains of microfungi were screened in the Arctic Circle.

MATERIALS AND METHODS

Sampling

Samples for the mycological research were taken from spoil tips of the coal mine “Nos. 1-5” near

Barentsburg village (78° 03' 51" N, 14° 11' 09" E) on the Svalbard (Norway) from July to August 2018; from spoil tips of the Komsomolskaya coal mine and the spoil tip of the Pechora Central Processing Plant near the city of Vorkuta (67° 30'

N, 64° 02' E) Komi Republic (Russia) at the end of July 2019 and from spoil tips of the coal mine "Tal-Yuryakh" near the town of Susuman (62° 47' N, 148° 09' E) Magadan region (Russia) in august 2020 (Fig. 1). The samples were obtained from

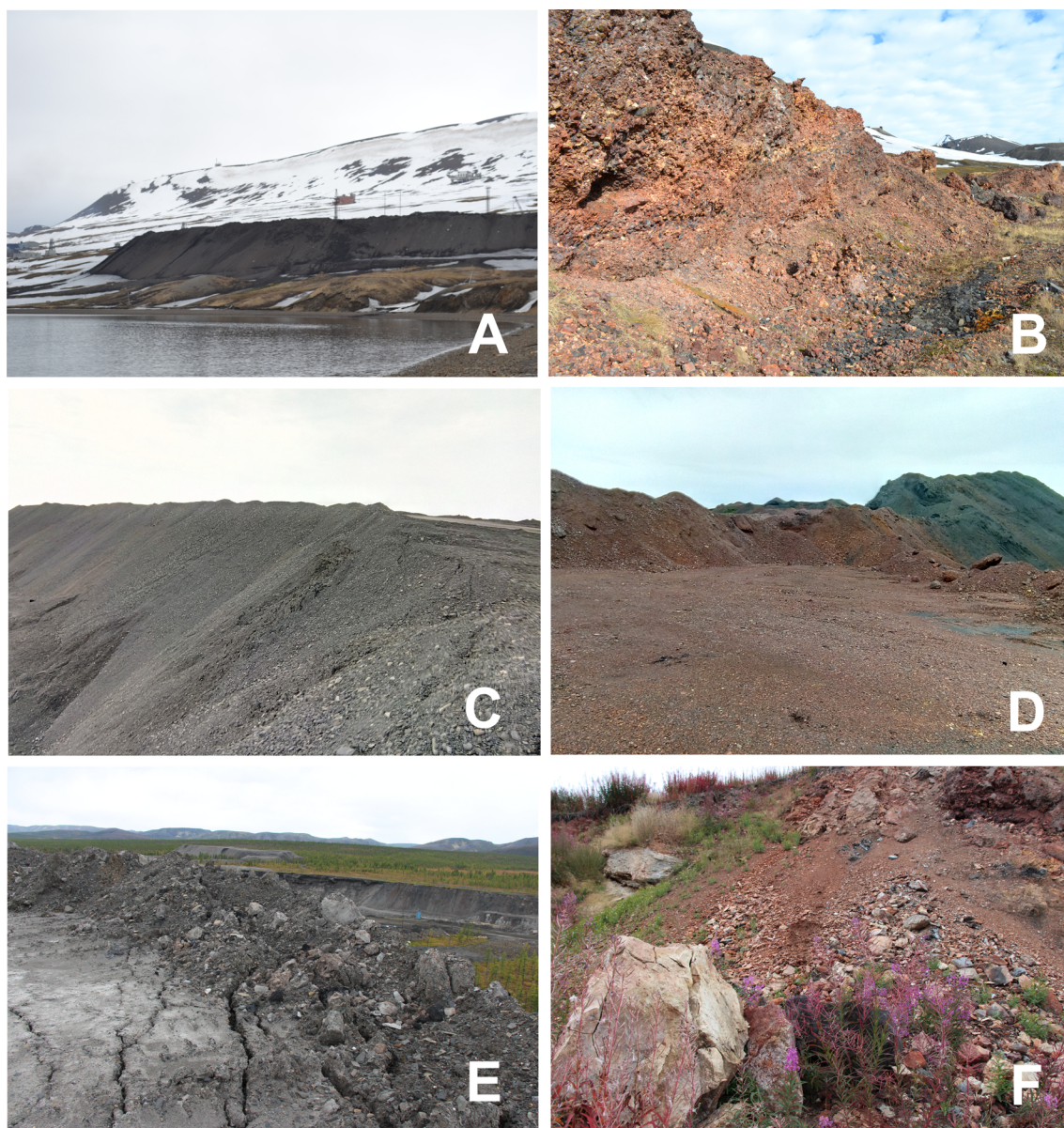


Fig. 1. Sampling locations. **A:** Formed spoil tip from Svalbard. **B:** Spoil tip with burnt rock from Svalbard. **C:** Formed spoil tip from Komi Republic. **D:** Spoil tip with burnt rock from Komi Republic. **E:** Formed spoil tip from Magadan region. **F:** Spoil tip with burnt rock from Magadan region.

formed (exploited) spoil tips and spoil tips with burnt rock of the coal mines. Burnt rocks are formed during high-temperature transformations of primary rocks in an oxygen atmosphere (Nenakhova, 1989). Thus, the mycobiota of two types of ecosystems associated with coal mining, located in three natural zones (arctic tundra, southern tundra, and forest-tundra) has been studied. Geobotanical descriptions were performed on the selected sites, and average samples of soil and spoil tip rock were selected (Table 1). Samples of rock for mycological analysis were collected in individual sterile 50-milliliter plastic tubes. All samples were stored at 4 °C.

Burnt rocks are characteristic of man-made ecosystems, but sometimes they are formed as a result of natural processes. The temperature may locally rise in the thickness of the rock tip due to oxidative processes. At the same time, due to the high concentration of sulfur, changes in the level of moisture, as well as a large amount of residual coal, spontaneous combustion can occur (Querol *et al.*, 2008; Bragina, 2013). The composition and properties of burnt rocks are variable and depend on the composition of the source rocks and the degree of their firing (Nenakhova, 1989). External changes in the tips are manifested in the reddening of the source rocks. It should also be noted that due to the combustion processes in tips, pedogenesis can slow down or even stop (Bragina, 2013).

Isolation, incubation and identification

The method of direct inoculation of small fragments of substrate was employed to isolate microfungi (Dudka *et al.*, 1982). Fungi were cultivated on solid media Czapek agar (CZ) and Sabouraud agar at 45

°C (Raper & Thom, 1949; Kashkin *et al.*, 1979). Chloramphenicol (100 mg/L) was added to the culture medium to suppress the growth of bacteria.

The isolates of each species were initially identified by morphological identification using the identification handbooks, manuals and articles after their isolation in pure culture (Egorova, 1986; Domsch *et al.*, 2007; Samson *et al.*, 2010; Houbraken *et al.*, 2012; Hubka *et al.*, 2013). For micromorphological examination, microscopy by Carl Zeiss AxioImager A1 was employed.

The isolates were also identified by molecular methods. DNA was extracted by using a Diamond DNA Plant kit (ABT, Russia, Barnaul) according to the manufacturer's instructions. Internal transcribed spacer rDNA region (ITS1-5.8S-ITS2) amplified using the PCR-primers ITS1 (5'-TCC-GTA-GGT-GAA-CCT-TGC-GG-3') and ITS4 (5'-TCC-TCC-GCT-TAT-TGA-TAT-GC-3') and applied as a phylogenetic marker (White *et al.*, 1990). For amplification of the partial ribosomal polymerase II second largest subunit (RPB2) primers 5F_Eur (5'-GAY-GAY-CGK-GAY-CAY-TTC-GG-3') and 7CR_Eur (5'- CCC-ATR-GCY-TGY-TTRCCC- AT-3') were used (Houbraken & Samson, 2011). The D1/D2 region of 28S rDNA (LSU) was amplified using the PCR-primers NL-1 (5'-GCATATCAATAAGCGGAGGAAAAG-3') and NL-4 (5'- GGTCCTGTGTTTCAAGACGG -3') (O'Donnell, 1993). The agarose gel electrophoretic method was applied to separate the DNA in the samples after amplification. Sequencing of the obtained DNA fragments was carried out by the ABI 3500 (Thermo Fisher Scientific, USA) using the Sanger method. Sequences were inspected using

Table 1. Sampling locations.

Sampling locations	Type of spoil tip	Name of mine or quarry	Coordinates	Projective coverage
Svalbard	formed (exploited) spoil tip	Mine No. 1-5	78°02'57" N, 14°13'18.1" E	0%
	spoil tip with burnt rock	Mine No. 1-5	78°02'04" N, 14°18'08" E	0%
Komi Republic	formed (exploited) spoil tip	spoil tip of the Pechora Central Processing Plant	67°30'18" N, 63°40'44" E	0%
	spoil tip with burnt rock	Komsomolskaya	67°29'11" N, 63°46'59" E	0%
Magadan region	formed (exploited) spoil tip	Tal-Yuryakh	63°20'10" N, 146°37'10" E	0%
	spoil tip with burnt rock	Tal-Yuryakh	63°17'10" N, 146°40'03" E	40%

BioEdit version 7.1.9. The obtained sequences were submitted to the NCBI GenBank and compared to the available sequences database by using BLAST (<https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>). The criteria were used to interpret the sequences: the genus and species were accepted for sequence identities $\geq 98\%$; only the genus was accepted between 95% and 97% (Godinho *et al.*, 2013).

Study of growth rate depending on temperature

The growth rate of thermophilic and thermotolerant micromycetes was studied depending on temperature on Czapek agar (CZ) and Sabouraud medium. Cultivation was carried out in thermostats and refrigerators at temperatures of 10 °C, 15 °C, 20 °C, 25 °C, 30 °C, 35 °C, 45 °C, 50 °C, 55 °C, 60 °C, 62 °C, 65 °C. If necessary, micromycetes were cultivated at intermediate temperature values. Cultivation was carried out in the dark for 7-21 days (depending on the strain and temperature).

Analysis of the rock of coal mine spoil tips

The composition of the samples was characterized using scanning electron microscopy and electron probe microanalysis using a desktop scanning electron microscope-microanalyzer TM 3000 (HITACHI, Japan) equipped with an OXFORD energy dispersion microanalysis console at the St. Petersburg State University Microscopy and Microanalysis Resource Center, as well as X-ray fluorescence analysis using a portable DELTA XRF analyzer (Olympus, Japan).

RESULT

As a result of the study of the spoil tips of coal mines of Svalbard, the Komi Republic and the Magadan region, eight cultures of microfungi belonging to six species that are able to grow at temperatures of 45 °C and above were isolated (Table 2). The observed macro- and micromorphology (Figs. 2-3 respectively) of the obtained isolates was consistent with the micro- and macromorphology of the corresponding species (Egorova, 1986; Domsch *et al.*, 2007; Samson *et al.*, 2010; Houbraken *et al.*, 2012; Hubka *et al.*, 2013). BLAST analysis of the ITS region, LSU or RPB2 showed 99-100% similarity of the isolates and corresponding species. Therefore, molecular and morphological data made it possible to conclude that the obtained isolates belongs to the species *Aspergillus waksmanii* Hubka, S.W. Peterson, Frisvad & M. Kolařík, *Aspergillus spinosus* Kozak, *Rasamsonia cylindrospora* (G. Sm.) Houbraken & Frisvad, *Rasamsonia byssochlamydoides* (Stolk & Samson) Houbraken & Frisvad, *Rasamsonia emersonii* (Stolk) Houbraken & Frisvad, and *Thermoascus aurantiacus* Miele.

Four species (five strains) of fungi resistant to the temperature factor were isolated from the formed spoil tip of the Svalbard coal mine (unburned rock). It should be noted that thermotolerant and thermophilic micromycetes were not isolated from the tips of unburned rock of the Komi Republic and the Magadan region.

Table 2. Culturable microfungi of coal mine spoil tips.

Strain	Species	Habitat	GenBank accession numbers	Phylogenetic marker
IVA-T1	<i>Rasamsonia emersonii</i>	formed spoil tip, Svalbard	OP919555	ITS
			OP919563	LSU
IVA-T2	<i>Aspergillus waksmanii</i>	spoil tip with burnt rock, Svalbard	OP889566	ITS
IVA-T4	<i>Rasamsonia byssochlamydoides</i>	formed spoil tip, Svalbard	PP182127	ITS
IVA-T6	<i>Aspergillus spinosus</i>	spoil tip with burnt rock, Komi Republic	OP889565	ITS
IVA-T7	<i>Rasamsonia cylindrospora</i>	spoil tip with burnt rock, Svalbard	OP889574	ITS
IVA-T11	<i>Thermoascus aurantiacus</i>	formed spoil tip, Svalbard	PP216935	RPB2
IVA-T14	<i>Aspergillus waksmanii</i>	formed spoil tip, Svalbard	OP919556	ITS
IVA-T16	<i>Aspergillus waksmanii</i>	formed spoil tip, Svalbard	OP919564	LSU

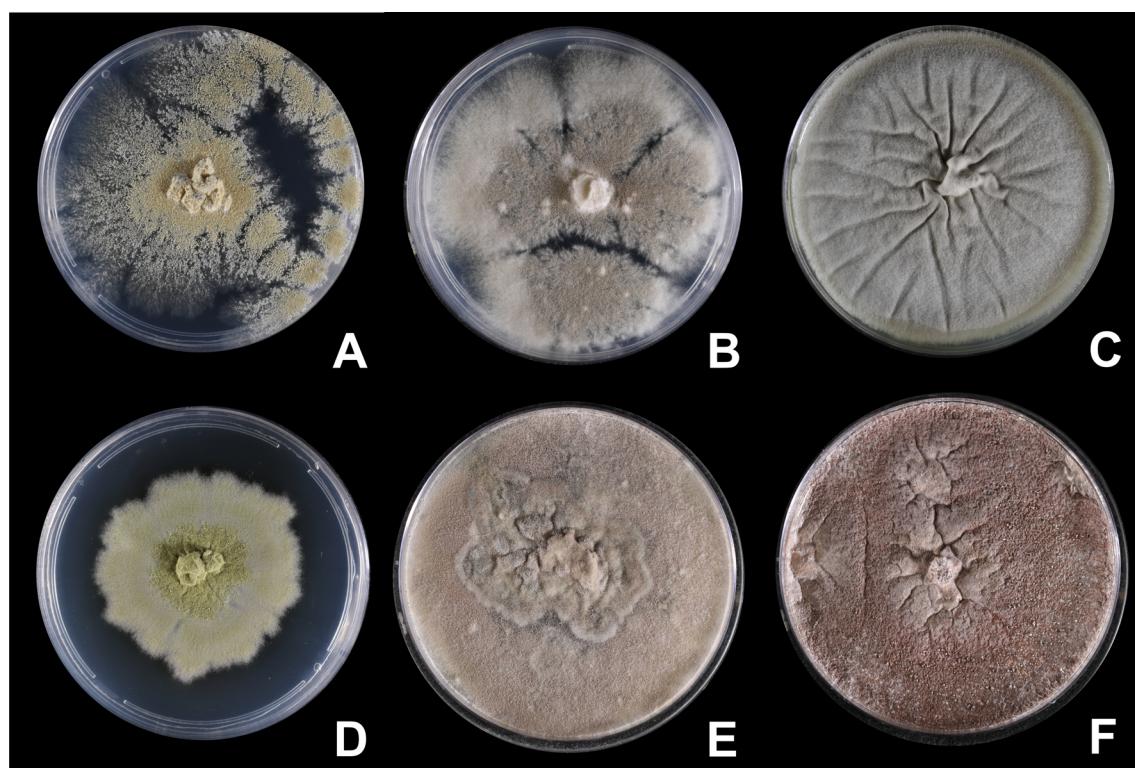


Fig. 2. Colony of microfungi of coal mine spoil tips. **A:** IVA-T1 *Rasamsonia emersonii*. **B:** IVA-T2 *Aspergillus waksmanii*. **C:** IVA-T4 *Rasamsonia byssochlamydoides*. **D:** IVA-T7 *Rasamsonia cylindrospora*. **E:** IVA-T6 *Aspergillus spinosus*. **F:** IVA-T11 *Thermoascus aurantiacus*.

Two isolates of *Aspergillus waksmanii*, IVA-T14 and IVA-T16, and isolate IVA-T4 *Rasamsonia byssochlamydoides* belonged to thermotolerant species. Thus, the temperature optimum was 35–45 °C for these species, but almost no growth was observed at 50 °C. The real thermophiles included two isolates, IVA-T1 *Rasamsonia emersonii* and IVA-T11 *Thermoascus aurantiacus*. The former was characterized by a relatively narrow temperature optimum of 45–50 °C, as well as a high maximum growth temperature of 60 °C. On the contrary, the latter isolate exhibited a wide temperature optimum of 40–60 °C and an extremely high maximum growth temperature of 62 °C. Figure 4 shows the growth curves of isolates obtained from coal tips.

Three thermotolerant fungi were isolated from the tips of burnt rock of Svalbard (IVA-T2, IVA-T7) and the Komi Republic (IVA-T6). Thermotolerant and thermophilic micromycetes

have not been isolated from the tips of burnt rock in the Magadan region. Two isolates belonged to thermotolerant species of the genus *Aspergillus*. For IVA-T2 *Aspergillus waksmanii*, the temperature optimum was 35–45 °C, no growth was observed at 50 °C. IVA-T6 *Aspergillus spinosus* was characterized by a lower temperature optimum of 30–40 °C, at the same time, a slight increase was observed at 50 °C. For the third species, *Rasamsonia cylindrospora* (isolate IVA-T7), the optimum and maximum growth temperature were higher, at 40–50 °C and 60 °C, respectively, which with a small assumption, allows this species to be classified as thermophilic. Figure 5 shows the growth curves of isolates obtained from coal tips of burnt rocks.

In this study, 87.5% of the isolates were obtained from rock samples collected from the spoil tips of Svalbard, while only 12.5% originated from

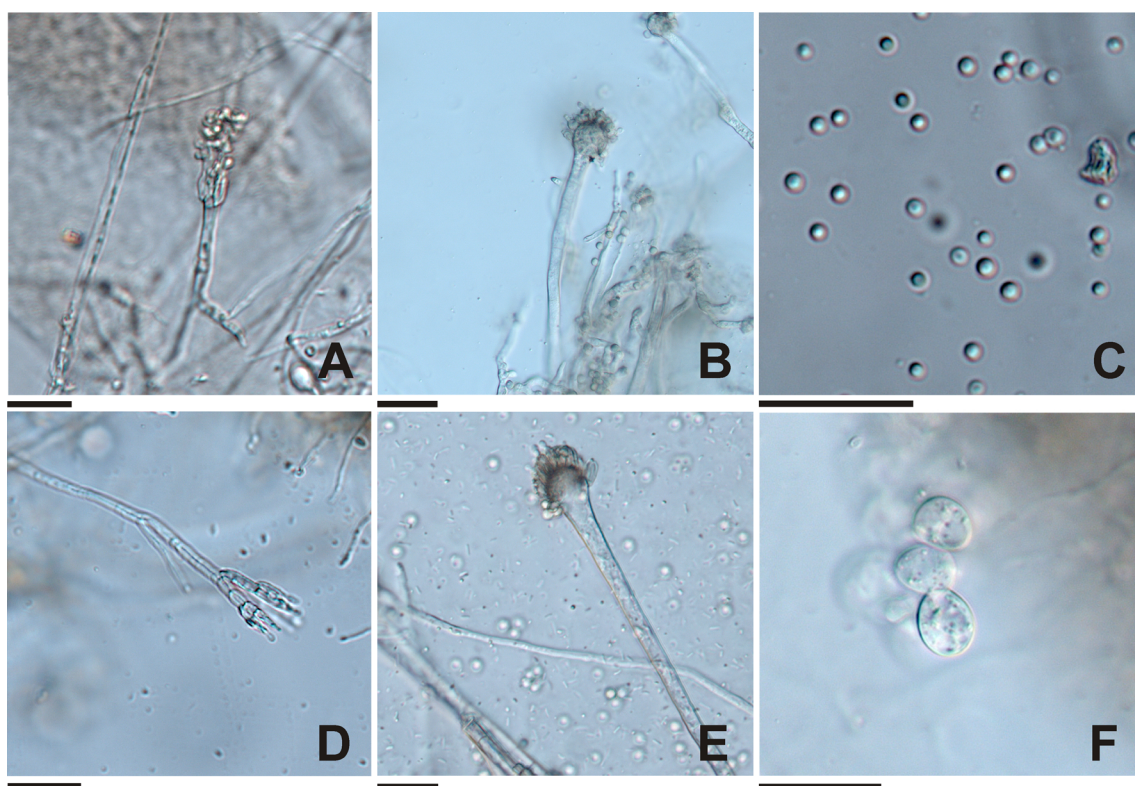


Fig. 3. Micromorphological characters of microfungi of coal mine spoil tips. **A:** Conidiophore of IVA-T1 *Rasamsonia emersonii*. **B:** Conidiophores of IVA-T2 *Aspergillus waksmanii*. **C:** Conidia of IVA-T4 *Rasamsonia byssochlamydoides*. **D:** Conidiophore of IVA-T7 *Rasamsonia cylindrospora*. **E:** Conidiophore of IVA-T6 *Aspergillus spinosus*. **F:** Ascospores of IVA-T11 *Thermoascus aurantiacus*. Scale= 20 µm.

the Komi Republic. Notably, thermophilic and thermotolerant fungi were not isolated from the tips of the Magadan region.

Microphotographs and their corresponding energy dispersive X-ray spectra of rocks are presented in Fig. 6. The elemental composition is presented in Table 3.

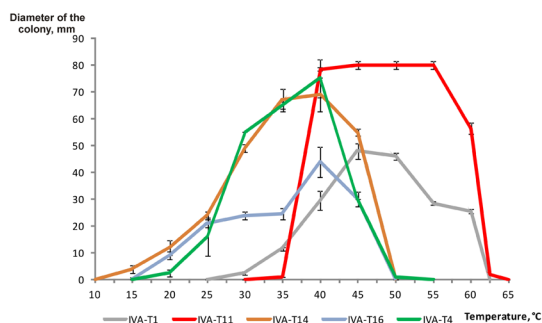


Fig. 4. Growth curves of thermophilic and thermotolerant micromycetes isolated from formed (exploited) spoil tips (unburnt rock).

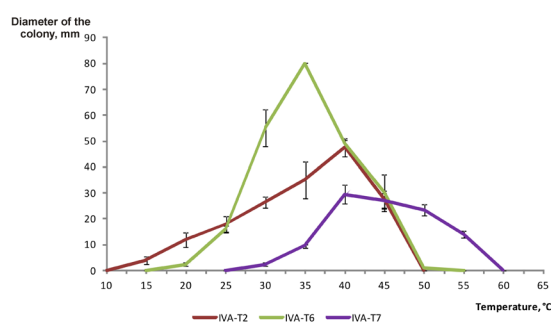


Fig. 5. Growth curves of thermophilic and thermotolerant micromycetes isolated from spoil tips with burnt rock.

The rocks of the studied tips mainly consist of a heterogeneous mixture of clastic rocks: siltstones, mudstones, non-carbonate loams and sandstones. The content of coal particles was detected in the formed tips of Spitsbergen and the Komi Republic. There is porcellanite in burnt rock. The most common minerals were quartz and aluminosilicates (clay minerals, feldspars, micas). It should be noted that the elemental composition turned out to be relatively similar in the tips (Table 3).

DISCUSSION

All isolated thermotolerant and thermophilic species from the technogenic ecosystems studied in this work belonged to three genera within the order Eurotiales: *Aspergillus*, *Rasamsonia*, and *Thermoascus*. Two species belonged to the genus *Rasamsonia*. All species of this genus are characterized as thermotolerant and thermophilic (Houbraken *et al.*, 2012). Thus, representatives of the genus *Rasamsonia* were found in coal mining sites, residential buildings, peat dumps, compost,

and well-warmed soils. Some of them are pathogens causing mycoses in humans; strains are isolated from clinical specimens, including blood culture, bronchial washing and dialysis fluid. Species of the genus *Rasamsonia* are also an important component of aeromycota (Frohlich-Nowoisky *et al.*, 2009).

One of the species identified belonged to the genus *Thermoascus*. This is a small genus represented exclusively by thermophiles (Houbraken *et al.*, 2020). Micromycetes of this genus live in mushroom compost, peat, coal tips, heated soils, sawdust, found in the air, as well as in self-heating hay (Salar, 2018). The highest temperature maximum among fungi belongs to a representative of the genus *Thermoascus* (*T. aurantiacus*). So, this fungus is able to grow at 62 °C (Cooney & Emerson, 1964; Stolk, 1965; Evans, 1971; Domsch *et al.*, 2007; Salar, 2018). This species is very widespread and has been found in Australia, Canada, Egypt, Germany, India, Indonesia, Italy, Japan, Jordan, Netherlands, Russia, South Africa, United Kingdom, and the United States. *T. aurantiacus* lives on various substrates: cacao husks, chaff, coal mine soils,

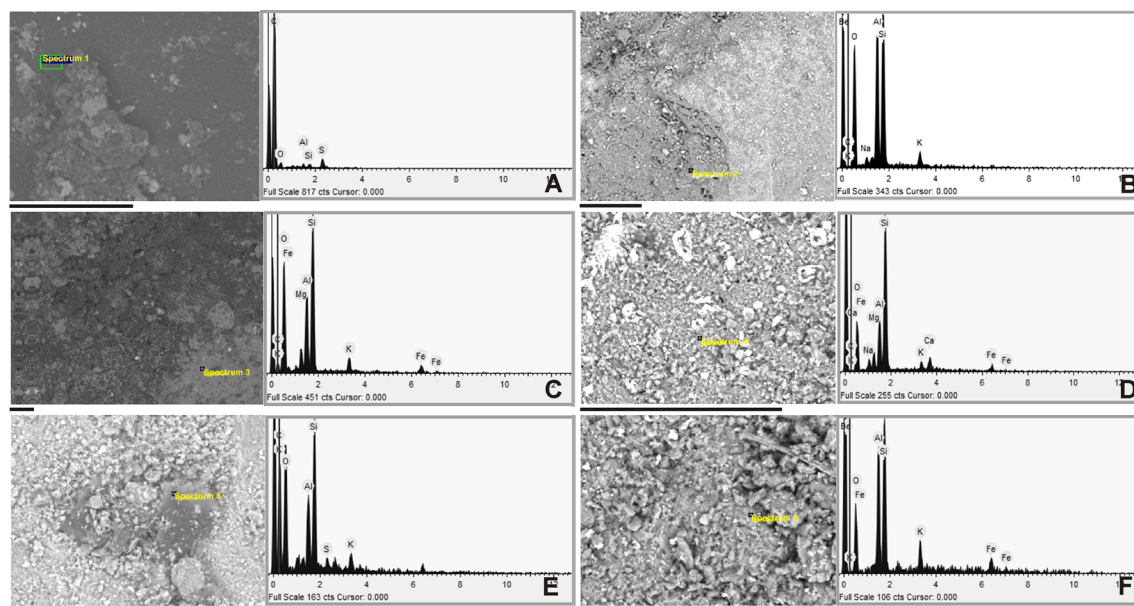


Fig. 6. Microphotographs (SEM) of rock and the corresponding EDS (energy dispersive X-ray spectra). **A:** Spoil tip from Svalbard. **B:** Spoil tip with burnt rock from Svalbard. **C:** Formed spoil tip from Komi Republic. **D:** Spoil tip with burnt rock from Komi Republic. **E:** Formed spoil tip from Magadan region. **F:** Spoil tip with burnt rock from Magadan region. Scale= 100 µm.

Table 3. Elemental composition of spoil tips. All data expressed as a percentage. Abbreviations= <LOD: below the level of detail.

	Formed tip Svalbard	Formed tip Komi Republic	Formed tip Magadan region	Burnt rock tip Svalbard	Burnt rock tip Komi Republic	Burnt rock tip Magadan region
Mg	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1	<0,1
Al	0,5471	0,9724	1,6947	3,3639	1,3281	1,903
Si	2,3972	6,2361	10,1379	8,8637	7,6233	7,6642
P	0,1	0,1886	0,2249	0,5381	0,225	0,1644
S	1,867	0,4235	<0,01	0,3724	0,1347	1,5838
Cl	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01	<0,01
K	0,1573	0,3426	0,6473	0,5369	0,3303	0,5197
Ca	0,776	0,805	0,3174	1,61	1,7305	1,9599
Ti	0,0714	0,2431	0,2655	0,5947	0,3008	0,2948
V	<0,007	<0,007	<0,007	0,0194	0,0097	0,007
Cr	<0,003	<0,003	<0,003	0,0053	0,0031	<0,003
Mn	<0,02	0,0416	0,0359	0,0171	0,1531	0,0232
Fe	1,6752	3,7076	2,7565	5,5289	6,2631	2,732
Co	0,0022	0,0056	<0,002	<0,002	<0,002	<0,002
Ni	<0,0009	0,0017	6,00E-04	0,0018	0,0037	1,00E-03
Cu	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	0,0016	<0,001
Zn	<0,0008	0,0015	0,0015	1,00E-03	0,0023	0,0021
As	<0,0007	7,00E-04	4,00E-04	0,0012	0,0015	6,00E-04
Zr	0,0036	0,0037	0,0054	0,0171	0,0056	0,0065
Mo	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD
Cd	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD
Sn	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD
Sb	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD
W	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	8,00E-04	<LOD
Pb	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	5,00E-04
Bi	3,00E-04	5,00E-04	5,00E-04	0,0015	9,00E-04	8,00E-04
Light elements	92,4027	87,0259	83,9117	78,5271	81,8818	83,1365

heated hay, mushroom compost, peat, sawdust, self-heated wood chips, soil, stored grains, tobacco. Our isolate IVA-T11 *T. aurantiacus* from Svalbard is capable of growing at the maximum temperature recorded for fungi: 62 °C.

Four isolates within the thermotolerant specimens found belonged to two species of the genus *Aspergillus* (*A. spinosus* and *A. waksmanii*). It is a widespread and numerous genus, its representatives occupy many ecological niches and

are found in a wide variety of habitats, including extreme ecosystems where elevated temperatures are observed. Thus, fungi of the genus *Aspergillus* live in all the above habitats where the species of the genera *Thermoascus* and *Rasamsonia* are found, and they have also been found in thermal springs, landfills, and bird nests. Fungi of the genus *Aspergillus* are an important component of the mycobiota of deserts (Sterflinger *et al.*, 2012; Sklenar *et al.*, 2017). However, there are no

true thermophilic species among this genus, and only thermotolerant ones are found in extreme ecosystems (optimum < 45°C) (Kozakiewicz & Smith, 1994). Most thermotolerant species belong to the Fumigati section. Thus, *Aspergillus fumigatus* is one of the most common species in the rock of coal dumps in the USA, both on the surface of heated areas of tips and at depths up to 30 cm (Tansey & Brook, 1978). All the thermotolerant *Aspergillus* species found in this study belonged to the Fumigati section. One of these species was *A. sibiricus*, which was isolated from a coal mine in Altai (Russia) (Iliushin, 2022). It should also be noted that many species of the Fumigati section can be tolerant of other factors besides high temperature. In particular, *A. fumigatus* and *A. sibiricus* are able to grow at low pH values (2-3) and are acid tolerant species. Tolerance to various environmental factors (elevated temperatures and low pH of the medium) allows micromycetes to exist in such an extreme ecosystem as a burning coal quarry and spoil tips with burnt rocks.

Previous studies have shown that coal mine spoil tips are characterized by low species diversity (Khabibullina *et al.*, 2015; Iliushin & Kirtsideli, 2021; Iliushin *et al.*, 2022a, b). At the same time, there is not always a clear pattern of an increase in the number of species to southern latitudes. Probably, the number of species is influenced by the factor of the area of disturbed territories. The main source of the introduction of propagules into technogenic ecosystems is aeromycota (Kirtsideli *et al.*, 2011). Consequently, the larger the area disturbed and the farther the tip is located from natural communities, the less likely it is that viable propagules will be picked up by the air flow and transferred to technogenic ecosystems. On the other hand, besides air transport, invasion of microfungi may occur through other means, with anthropogenic and ornithogenic factors likely playing a relatively significant role (Zhu *et al.*, 2011; Kirtsideli *et al.*, 2020; Sacramento *et al.*, 2023). In particular, on Spitsbergen, where there are many bird colonies, one of the main ones will be the ornithogenic factor. Another important condition is the composition of the rocks of tips. On average, spoil tips with burnt rock had fewer species.

The data obtained indicate the existence of thermophilic and thermotolerant microfungi thriving within the spoil tips of coal mines,

including in a substrate with severely degraded conditions such as tips of burnt rock. Probably, the presence of thermotolerant microfungi depends on the ornithogenic factor. Therefore, the largest numbers of isolates were found in the tips on Svalbard and not a single one in the Magadan region. All the microfungi isolated in this work were identified as belonging to the order Eurotiales. This discovery underscores the presence of thermotolerant and thermophilic fungi in the challenging environment of the Arctic Circle.

AUTHORS CONTRIBUTIONS

IYK was involved in sampling, VAI isolated and identified micromycetes. The two authors were involved in the writing of the manuscript.

ACKNOWLEDGEMENTS

This study was carried out as part of the state assignment according to the thematic plan of the Botanical Institute of the Russian Academy of Sciences (theme No. 124013100829-3). The research was done using equipment of The Core Facilities Center “Cell and Molecular Technologies in Plant Science” at the Komarov Botanical Institute RAS (St.-Petersburg, Russia) and the St. Petersburg State University Microscopy and Microanalysis Resource Center.

BIBLIOGRAPHY

- BILAJ, T. I. 1985. *Termofil'nye griby i ikh fermentativnye svoystva*. Nauk. dumka, Kiev. (In Russ.).
- BRAGINA, P. S. 2013. Spontaneous combustion of coal dumps in Kemerovo region. *Vestnik Kuzbasskoj Gosudarstvennoj Pedagogicheskoy Akademii* 4: 57-64. (In Russ.).
- COONEY, D. G. & R. EMERSON. 1964. *Thermophilic Fungi: An Account of Their Biology, Activities, and Classification*. W.H. Freeman and Co, San Francisco.
- DETHERRIDGE, A. P., D. COMONT, T. M. CALLAGHAN, J. BUSSELL ... & G.W. GRIFFITH. 2018. Vegetation and edaphic factors

- influence rapid establishment of distinct fungal communities on former coal-spoil sites. *Fungal Ecol.* 33: 92-103.
<https://doi.org/10.1016/j.funeco.2018.02.002>
- DOMSCH, K. H., W. GAMS & T. H. ANDERSON. 2007. *Compendium of soil fungi, 2nd taxonomically revised edition by W. Gams*. IHW, Eching.
- DUDKA, I. A., S. P. VASSER & I. A. EHLLANSKAYA. 1982. *Metody ehkspierimental'noj mikologii: Spravochnik*. Nauk. dumka, Kiev. (In Russ.).
- EGOROVA, L. N. 1986. *Pochvennye griby dal'nego vostoka*. Nauka, Leningrad. (In Russ.).
- EVANS, H. C. 1971. Thermophilous fungi of coal spoil tips. II Occurrence, distribution and temperature relationships. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 57: 255-266.
- FROHLICH-NOWOISKY, J., D. A. PICKERSGILL, V. R. DESPRES & U. POSCHL. 2009. High diversity of fungi in air particulate matter. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 106: 12814-12819.
<https://doi.org/10.1073/pnas.0811003106>
- GODINHO, V. M., L. E. FURBINO, I. F. SANTIAGO, F. M. PELLIZZARI ... & L. H. ROSA. 2013. Diversity and bioprospecting of fungal communities associated with endemic and cold-adapted macroalgae in Antarctica. *ISME J.* 7: 1434-1451. <https://doi.org/10.1038/ismej.2013.77>
- HOUBRAKEN, J. & R. A. SAMSON. 2011. Phylogeny of *Penicillium* and the segregation of *Trichocomaceae* into three families. *Stud. Mycol.* 70: 1-51. <https://doi.org/10.3114/sim.2011.70.01>
- HOUBRAKEN, J., H. SPIERENBURG & J. C. FRISVAD. 2012. *Rasamsonia*, a new genus comprising thermotolerant and thermophilic *Talaromyces* and *Geosmithia* species. *Antonie van Leeuwenhoek* 101: 403-421.
<https://doi.org/10.1007/s10482-011-9647-1>
- HOUBRAKEN, J., S. KOCSUBÉ, C. M. VISAGIE, N. YILMAZ ... & J. C. FRISVAD. 2020. Classification of *Aspergillus*, *Penicillium*, *Talaromyces* and related genera (Eurotiales): an overview of families, genera, subgenera, sections, series and species. *Stud. Mycol.* 95: 5-169.
<https://doi.org/10.1016/j.simyco.2020.05.002>
- HUBKA, V., S. W. PETERSON, J. C. FRISVAD, T. YAGUCHI... & M. KOLARÝK. 2013. *Aspergillus waksmanii* sp. nov. and *Aspergillus marvanovae* sp. nov., two closely related species in section *Fumigati*. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* 63: 783-789.
<https://doi.org/10.1099/ij.s.0.047076-0>
- ILIUSHIN, V. A. 2020. First find of *Cadophora antarctica* Rodr.-Andrade, Stchigel, Mac Cormack & Cano in the Arctic. *Czech Polar Rep.* 10: 147-152.
<https://doi.org/10.5817/CPR2020-2-11>
- ILIUSHIN, V. A. & I. Y. KIRTSIDELI. 2021. Dynamics of complexes of microfungi in the process of overgrowing spoil tips of coal mines in the southern tundra zone (Komi Republic). *Mikol. Fitopatol.* 55: 129-137.
<http://dx.doi.org/10.31857/S0026364821020045>
- ILIUSHIN, V. A., I. Y. KIRTSIDELI & D. Y. VLASOV. 2022a. Diversity of culturable microfungi of coal mine spoil tips in Svalbard. *Polar Sci.* 32: 100793.
<https://doi.org/10.1016/j.polar.2022.100793>
- ILIUSHIN, V. A., I. Y. KIRTSIDELI & N. A. SAZANOVA. 2022b. Diversity of microfungi of coal mine spoil tips in the Magadan Region, Russia. *Current Research in Environmental & Applied Mycology (Journal of Fungal Biology)* 12: 136-146.
https://creamjournal.org/pdf/CREAM_12_1_11.pdf
- ILIUSHIN, V. A. 2022. *Aspergillus sibiricus* (Aspergillaceae, Eurotiales), a novel acid-tolerant species in *Aspergillus* section *Fumigati*. *Phytotaxa* 531: 63-72.
<https://doi.org/10.11646/phytotaxa.531.1.5>
- JOHRI, B. N. & R. P. THAKRE. 1975. Soil amendments and enrichment media in the ecology of thermophilic fungi. *Proc. Indian Natl. Sci. Acad.* 41: 564-570.
- KASHKIN, P. N., M. K. KHOKHRYAKOV & A. P. KASHKIN. 1979. *Opredelitel' patogennykh, toksigennykh i vrednykh dlya cheloveka gribov*. Medicina. Leningr. otd-nie, Leningrad. (In Russ.).
- KHABIBULLINA, F. M., E. G. KUZNETSOVA & A. N. PANYUKOV. 2015. Transformation of vegetation, soils, and soil microbiota in the impact zone of the coal mine «Vorkutinskaya». *Theoretical and Applied Ecology* 4: 30-37. (In Russ.).
- KIRTSIDELI, I. Y., Y. K. NOVOZHILOV & E. V. BOGOMOLOVA. 2011. Microfungi complexes in soils developed on basic and ultramafic rocks of polar Ural. *Mikol. Fitopatol.* 45: 513-521. (In Russ.).
- KIRTSIDELI I. Y., D. Y. VLASOV, M. S. ZELENSKAYA, V. A. ILIUSHIN ... & E. P. BARANTSEVICH. 2020. Assessment of anthropogenic invasion of microfungi in Arctic ecosystems, (exemplified by Spitsbergen archipelago). *Gigiena i Sanitaria (Hygiene and Sanitation, Russian journal)* 99: 145-151. (In Russ.).
- KORNIŁŁOWICZ-KOWALSKA, T. & I. KITOWSKI. 2013. *Aspergillus fumigatus* and other thermophilic

- fungi in nests of wetland birds. *Mycopathologia* 175: 43-56. <https://doi.org/10.1007/s11046-012-9582-3>
- KOZAKIEWICZ, Z. & D. SMITH. 1994. Physiology of *Aspergillus*. In: SMITH, J. E. (ed.), *Aspergillus, Biotechnology handbooks* 7, pp. 23-40. Plenum Press, New York.
- LEWIŃSKA, P. & A. DYCZKO. 2016. Thermal digital terrain model of a coal spoil tip - A way of improving monitoring and early diagnostics of potential spontaneous combustion areas. *J. Ecol. Eng.* 17: 170-179. <https://doi.org/10.12911/22998993/64605>
- LIESKE, R. & E. HOFMANN. 1928. Untersuchungen über die Mikrobiologie der Kohlen und ihrer natürlichen Lagerstätten. *Die Mikroflora der Steinkohlengruben* 9: 282-285. (In Germ.).
- MANAKOV, J. A. & A. N. KUPRIYANOV. 2009. Criteria for diagnostics of primary succession stages on the rockdumps of Kuzbass. *Gornyy informatsionno-analiticheskiy byulleten* 7: 186-193. (In Russ.).
- MOUCHACCA, J. 2000. Thermophilic fungi and applied research: A synopsis of name changes and synonymies. *World J. Microbiol. Biotechnol.* 16: 881-888. <https://doi.org/10.1023/A:1008970306466>
- NENAKHOVA, V. F. 1986. Gorelye porody. In: KOZLOVSKIY, E. A. (ed.), *Gornaya ehnciklopediya. Tom 2, p. 85*. Sovetskaya ehnciklopediya, Moscow. (In Russ.).
- O'DONNELL, K. 1993. *Fusarium* and its near relatives. In: REYNOLDS, D. R. & J. W. TAYLOR (eds.), *The Fungal Holomorph: Mitotic, Meiotic and Pleomorphic Speciation in Fungal Systematics*, pp. 225-233. CABI Publishing, Wallingford.
- PAN, W. Z., X. W. HUANG, K. B. WEI, C. M. ZHANG ... & K. Q. ZHANG. 2010. Diversity of thermophilic fungi in Tengchong Rehai National Park revealed by ITS nucleotide sequence analyses. *J. Microbiol.* 48: 146-52. <https://doi.org/10.1007/s12275-010-9157-2>
- QUEROL, X., M. IZQUIERDO, E. MONFORT, E. ALVAREZ ... & Y. WANG. 2008. Environmental characterization of burnt coal gangue banks at Yangquan, Shanxi Province, China. *Int. J. Coal Geol.* 75: 93-104. <https://doi.org/10.1016/j.coal.2008.04.003>
- RAPER, K. B. & C. THOM. 1949. *A manual of the Penicillia*. The Williams & Wilkins Company, Baltimore.
- SACRAMENTO, I. F., C. E. G. R. SCHAEFER, R. G. SIQUEIRA, G. R. CORRÊA ... & M. R. FRANCELINO. 2023. Ornithogenesis and soil-landscape interplays at northern Harmony Point, Nelson Island, Maritime Antarctica. *An. Acad. Bras. Cienc.* 95: e20230722. <https://doi.org/10.1590/0001-3765202320230722>
- SALAR, R. 2018. *Thermophilic Fungi: Basic Concepts and Biotechnological Applications*. CRC Press, Boca Raton.
- SALUJA, P. & G. S. PRASAD. 2007. *Debaryomyces singareniensis* sp. nov., a novel yeast species isolated from a coalmine soil in India. *FEMS Yeast Res.* 7: 482-488. <https://doi.org/10.1111/j.1567-1364.2006.00182.x>
- SALUJA, P., R. K. YELCHURI, S. K. SOHAL, G. BHAGAT ... & G. S. PRASAD. 2012. *Torulaspora indica* a novel yeast species isolated from coal mine soils. *Antonie Van Leeuwenhoek* 101: 733-42. <https://doi.org/10.1007/s10482-011-9687-6>
- SAMSON, R. A., J. HOUBRAKEN, U. THRANE, J. C. FRISVAD & B. ANDERSEN. 2010. *Food and indoor fungi*. CBS KNAW Biodiversity Center, Utrecht.
- SKLENÁŘ, F., Ž. JURJEVIĆ, P. ZALAR, J. C. FRISVAD ... & V. HUBKA. 2017. Phylogeny of xerophilic aspergilli (subgenus *Aspergillus*) and taxonomic revision of section *Restricti*. *Stud. Mycol.* 88: 161-236. <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2017.09.002>
- STERFLINGER, K., D. TESEI & K. ZAKHAROVA. 2012. Fungi in hot and cold deserts with particular reference to microcolonial fungi. *Fungal Ecology* 5: 453-462. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2011.12.007>
- STOLK, A. C. 1965. Thermophilic species of *Talaromyces* Benjamin and *Thermoascus* Miehe. *Antonie van Leeuwenhoek* 31: 262-276.
- TANSEY, M. R. & T. D. BROOK. 1978. Microbial life at high temperatures: ecological aspects. In: KUSHNER, D. J. (ed.), *Microbial life in extreme environments*, pp. 159-216. Acad. Press, London.
- THAKRE, R. P. & B. N. JOHRI. 1976. Occurrence of thermophilic fungi in coal mine soils of Madhya Pradesh. *Curr. Sci.* 45: 271-273.
- ULFIG, K. & M. KORCZ. 1995. Isolation of keratinolytic fungi from a coal mine dump. *Mycopathologia* 129: 83-86.
- WHITE, T. J., T. BRUNS, S. LEE & J. TAYLOR. 1990. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: INNIS, M. A., D. H. GELFAND, J. J. SNINSKY & T. J. WHITE (eds.), *PCR protocols: a guide to methods and*

- applications*, pp. 315-322. Academic Press, London.
- ZAK, J. C. & H. G. WILDMAN. 2004. Fungi in stressful environments. In: MUELLER, G. M., G. F. BILLS & M. S. FOSTER (eds.), *Biodiversity of fungi, inventory and monitoring methods*, pp. 303-331. Elsevier Academic Press, Amsterdam.
- ZHU, R., D. MA, W. DING, B. BAI ... & J. SUN. 2011. Occurrence of matrix-bound phosphine in polar ornithogenic tundra ecosystems: effects of alkaline phosphatase activity and environmental variables. *Sci. Total Environ.* 409: 3789-800. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2011.06.034>



NOVELTIES FOR THE BRYOPHYTE FLORA OF CHACO PROVINCE, NORTH OF ARGENTINA

NOVEDADES PARA LA FLORA DE BRIÓFITOS DE LA PROVINCIA DE CHACO, NORTE DE ARGENTINA

Soledad Jimenez¹ 

SUMMARY

1. Instituto de Botánica del Nordeste (CONICET-UNNE), Corrientes, Argentina. Facultad de Ciencias Exactas, Naturales y Agrimensura, Corrientes, Argentina. Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET), Argentina

*msoledadjimenez@exa.unne.edu.ar

Citar este artículo

JIMENEZ, S. 2024. Novelty for the bryophyte flora of Chaco Province, North of Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 465-480.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n4.44697>

org/10.31055/1851.2372.v59.n4.44697

Background and aim: Bryophytes are an important group of plants in forest ecosystems that act as primary colonizers, moisture regulators and nutrient fixers. Due to their sensitivity to disturbance, they are used as bioindicators in impact studies. Nevertheless, there are extensive areas poorly studied that currently are undergoing significant changes due to agricultural and livestock practices, as is the case in Chaco. As part of a major project which aims to determine the impact on land-use change on the bryophyte diversity in Chaco, samples collected in the region have been analyzed with the aim of updating knowledge of the bryophyte flora in the province.

M&M: Samples from preserved and non-preserved areas from Chaco were studied according to the traditional techniques for bryophytes and mounted in water-glycerin-phenol or Hoyer's solution.

Results: As a result, 26 species distributed in 19 genera and 13 families, are newly recorded to Chaco Province.

Conclusions: The results improved our understanding of a poorly explored flora in a region with unique characteristics. These findings reinforce the value of floristic studies to collect data about poorly known species and their distribution, and to provide a basis for applied studies. In Argentina, despite efforts made in recent decades, there is still a lack of understanding regarding bryophyte diversity. This, combined with rapid changes in land use, may lead to the alteration or disappearance of bryophyte communities before they are even studied.

KEY WORDS

Argentina, Chaco, Fissidentaceae, Frullaniaceae, Pottiaceae, Sematophyllaceae.

RESUMEN

Introducción y objetivo: Los briófitos son un grupo importante de plantas en ecosistemas boscosos, que actúan como colonizadores primarios, reguladores de humedad y fijadores de nutrientes. Debido a su sensibilidad ante disturbios, son utilizados como bioindicadores en estudios de impacto. Sin embargo, existen extensas áreas escasamente estudiadas que están sufriendo cambios debido a las prácticas agrícolas y ganaderas, como ocurre en Chaco. En el marco de un proyecto mayor cuyo objetivo es determinar el impacto del cambio en el uso del suelo sobre la diversidad briofítica del Chaco, se analizaron las especies recolectadas en la región con el fin de actualizar el conocimiento de esta flora en la provincia.

M&M: Ejemplares provenientes de áreas protegidas y no protegidas de Chaco fueron estudiados de acuerdo a técnicas tradicionales para briófitos, y montados en agua-glicerina-fenol o solución de Hoyer.

Resultados: Como resultado, 26 especies, distribuidas en 19 géneros y 13 familias, son registrados como nuevos para la provincia del Chaco.

Conclusiones: Los resultados mejoran nuestra comprensión de una flora poco explorada en una región de características singulares. Estos hallazgos refuerzan el valor de los estudios florísticos para recopilar datos de especies poco conocidas y su distribución, y proporcionar una base para estudios aplicados. En Argentina, pese a los esfuerzos realizados en las últimas décadas, aún existen vacíos en el conocimiento sobre la diversidad de briófitos. Esto, combinado con los rápidos cambios en el uso del suelo, puede llevar a la alteración o desaparición de comunidades de briófitos antes de que sean estudiadas.

PALABRAS CLAVE

Argentina, Chaco, Fissidentaceae, Frullaniaceae, Pottiaceae, Sematophyllaceae.

Recibido: 9 Abr 2024

Aceptado: 28 Jun 2024

Publicado en línea: 10 Dic 2024

Publicado impreso: 31 Dic 2024

Editor: Guillermo M. Suárez 

ISSN versión impresa 0373-580X

ISSN versión on-line 1851-2372

INTRODUCTION

The Province of Chaco in the North of Argentina, together with 12 another political provinces, constitutes the Chaco ecoregion (Cabrera, 1976; Oyarzabal *et al.*, 2018). Within this ecoregion, two districts (Eastern and Western) are recognized according to their rainfall regime and floristic composition, and both are present in the Chaco Province. The Eastern district has a humid climate with an annual rainfall of 1200 mm, with a predominance of *Schinopsis balansae* Engl. (Spanish name “quebracho colorado chaqueño”), while the western district has a dry climate with an annual rainfall not exceeding 500 mm, with a predominance of *Schinopsis lorentzii* (Griseb.) Engl. (Spanish name “quebracho colorado santiagueño”) (Burkart *et al.*, 1999; Naumann, 2006; Salgado *et al.*, 2014). Due to the high suitability of the area for agricultural production, this ecoregion is one of the most active frontiers of land use change in the country, and conflicts with biodiversity conservation are increasing (Marinero & Grau, 2015). The role of biodiversity knowledge is of great value, both for scientific studies and for the development of conservation strategies. However, given the low number of studies aimed at understanding biodiversity and the high rate of modification of natural ecosystems, there is a considerable risk of biodiversity loss before it can be described, recorded, or monitored (Gradstein & Sporn, 2010). Therefore, floristic studies that allow the updating of species lists in a region are of fundamental importance (Giorgis *et al.*, 2011).

Bryophytes are an important group of plants in forest and woodland ecosystems, as they participate as primary colonizers, moisture regulators and nutrient fixers (Hallingbäck & Hodgetts, 2000; Glime, 2007). Due to their sensitivity to disturbance, they are increasingly used as bioindicators in impact studies (Acebey *et al.*, 2003; Turetsky, 2003). Nevertheless, there are still extensive areas that remain poorly studied and are currently undergoing significant changes due to progress in agricultural and livestock practices, such as the Chaco Province.

In Argentina, the current checklists of mosses (Matteri, 2003), hornworts and liverworts (Hässel de Menéndez & Rubies, 2009) register 20 species of mosses and seven species of liverworts from the Chaco Province. Despite the efforts made in the last decades by the specialists to increase the knowledge of the bryophyte flora in the country (Colotti *et al.*, 2013, 2016, 2019; Suárez *et al.*, 2014, 2023; Jimenez *et al.*, 2015, 2020, 2023; Cottet *et al.*, 2016; Colotti & Suárez, 2017, 2018; Cabral *et al.*, 2020; Valdés *et al.*, 2021; Alvarez *et al.*, 2023a, b) there still remain areas poorly known. The aim of this work is to update the knowledge of the bryophytes of Chaco Province through the analysis of herbarium specimens, and new collections carried out in preserved and non-preserved areas along the province. As result, 26 species of bryophyte (25 mosses and one liverwort) are added to the known flora of the region.

MATERIAL AND METHODS

Samples examined were collected in protected areas: Parque Nacional Chaco, Reserva Natural Cultural Caraguatá, Parque Nacional El Impenetrable, Reserva Natural Educativa Colonia Benítez, and non-protected areas: Estancia La Media Legua (J.J. Castelli), Estancia Catalina (Miraflores) under different land uses along the province (Fig. 1). Additional samples from the BAH collection at CTES herbarium from the region have been analyzed. A total of 130 samples from Chaco were analyzed. The specimens were studied morphologically using classical techniques for bryophytes and mounted in water-glycerin-phenol or Hoyer's solution (Anderson, 1954). Microscopic characters were studied by using the LM Arcano XSZ-100BNT. Color reaction with KOH 2% was performed on the Pottiaceae family (Zander, 1993). The nomenclatural status of each species was verified using the Tropicos MOBOT database and specific bibliographies for each taxon. One specimen was selected to represent each locality where the species was recorded.

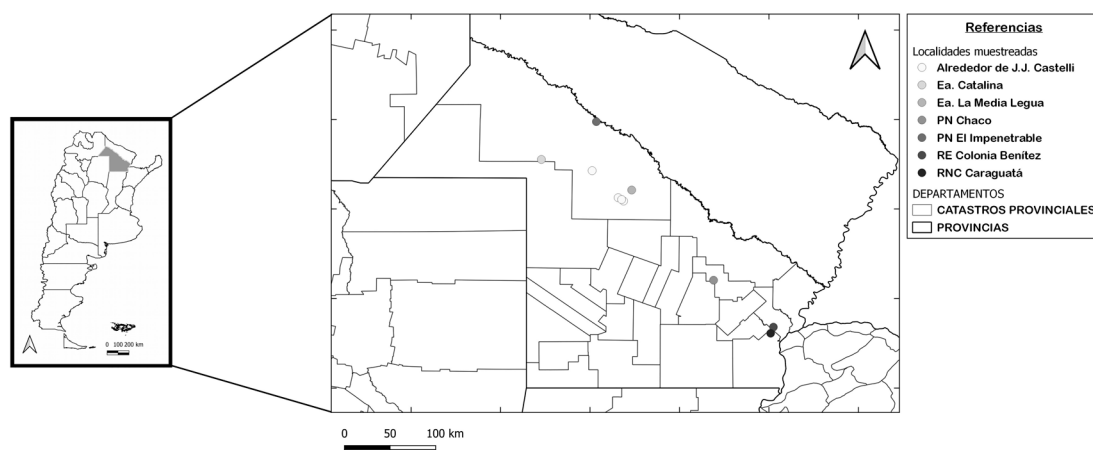


Fig. 1. Map of the sampling locations in Chaco Province, North of Argentina.

RESULTS

Taxonomic treatment

A total of 26 bryophyte species are added to Chaco Province.

Key to the newly recorded species from Chaco

1. Plants with leaves differentiated into lobe and lobule, lobule laminate; underleaves present. Perianth 4-keeled.
Frullania platycalyx
- 1'. Plants without the above combination of characters.
 2. Plants glaucous-green; laminal cells alternating between leucocyst and chlorocyst cells.
Octoblepharum albidum
 - 2'. Plants green, yellowish-green or brown; laminal cells uniform, not alternating between leucocyst and chlorocyst cells.
 3. Stems usually erect, solitary or in tufts or cushions; sporophytes terminal on stems or branched innovations.
 4. Leaves arranged in 2 rows, leaves exhibiting an extended dorsal and ventral lamina from a vaginant laminae.
 5. Leaves elimbated; laminal cells pluripapillose, upper part of costa obscured by bulging chlorophyllose cells.
Fissidens brevipes
 - 5'. Leaves limbated; laminal cells smooth to unipapillose.
 6. Leaves bordered all around, laminal cells smooth.
Fissidens crispus
 - 6'. Leaves bordered on the vaginant laminae, laminal cells unipapillose.
Fissidens submarginatus
 - 4'. Leaves arranged in 3 or more rows, without above combinations of characters.
 7. Leaves progressively crowded at the apex of the stem, unistratose; laminal cells smooth; capsule cupulate, mouth flared when deoperculate, calyptra mitrate, peristome absent.

8. Leaves oblong-spathulate, costa subpercurrent, margin serrulate in upper $\frac{1}{2}$; capsule immersed, neck inconspicuous.

Physcomitrium lorentzii

- 8'. Leaves obovate-spathulate to lanceolate, costa ending 2-3 cells below apex; capsule exserted, neck well-differentiated.

Physcomitrium subsphaericum

- 7'. Leaves distributed homogeneously along the stem, uni or bistratose; laminal cells uni to pluripapillose; capsule globose to cylindrical, calyptra cucullate, peristome double, reduced or absent.

9. Plants epiphytic; stem pinnately branching; leaves ecostate, lamina unistratose, laminal cells smooth; capsule short exserted, seta short, peristome absent.

10. Plants rather delicate, dark-green; stem regularly pinnately branched; leaves oval, apex acuminate; seta short (= 2 mm long).

Braunia exserta

- 10'. Plants robust, yellowish-green; stem irregularly pinnately branched; leaves oblong, apex of distal leaves ending in a hyaline mucro; seta long (4-6 mm long).

Braunia cirrhifolia

- 9'. Plants on various substrates; stem variously branching; leaves costate, lamina uni to pluristratose, laminal cells bulging to uni/pluripapillose; capsule immersed to exserted, seta long, peristome double, simple or reduced.

11. Costa with a single stereid band.

12. Plants forming deep cushions, yellowish green above, brown below; KOH color reaction of upper laminal cells yellow or orange; stem central strand present, usually strong.

13. Leaves ligulate, apex obtuse ending in a mucro, margin recurved, laminal cells superficially convex on both sides; guide cells 2-4 in 1-2 layers.

Pseudocrossidium arenicola

- 13'. Leaves lanceolate, apex acuminate, margin strongly revolute, laminal cells bulging-mammillose ventrally, flat dorsally; guide cells more than 6 in several layers.

Gertrudiella uncinicoma

- 12'. Plants forming turf, green above, reddish brown below; KOH color reaction of upper laminal cells brick red; stem central strand present or absent.

14. Lamina bistratose distally; propagules absent.

Syntrichia chisosa

- 14'. Lamina distally unistratose; propagules present (brood leaves in clusters)

Syntrichia ammonsiana

- 11'. Costa with two stereid bands.

15. Leaves oblong-lanceolate to elliptic, margin plane, dorsal costal epidermis present.

16. Stem central cylinder present; basal laminal cells differentiated straight across leaf; laminal cells bulging-mammillose ventrally, weakly convex dorsally.

Hyophyla involuta

- 16'. Stem central cylinder present or absent; basal laminal cells differentiated across leaf in a v-shaped area; laminal cells papillose; papillae 3-6 per lumen

Tortella humilis

15'. Leaves ligulate, margin plane to incurved; dorsal costal epidermis absent.

17. Leaves ligulate-lanceolate, margin plane.

Trichostomum brachydontium

17'. Leaves ligulate, margin incurved to involute.

Weissia controversa

3'. Stems creeping or spreading forming mats or wefts; sporophytes lateral on stems.

18. Leaves complanate or not; leaf costa absent or short and forked, laminal cells smooth.

19. Leaves complanate to loosely complanate, lanceolate to oblong-lanceolate, costa absent or short and forked, laminal cells linear to linear-hexagonal, alar cells absent or weakly differentiated.

20. Plants pale green; leaves oblong-lanceolate, costa absent, laminal cells linear-hexagonal.

Leucomium strumosum

20'. Plants glossy green; leaves lanceolate, costa short and forked, weak, laminal cells linear.

Isopterygium tenerum

19'. Leaves not complanate, lanceolate to ovate-lanceolate, costa absent, laminal cells rhomboidal to linear, alar cells well-differentiated.

21. Leaves lanceolate, laminal cells long-rhomboidal, alar cells more or less inflated.

Sematophyllum adnatum

21'. Leaves ovate-lanceolate, laminal cells linear to linear-flexuose, alar cells enlarged and colored.

Sematophyllum subsimplex

18'. Leaves not complanate; leaf costa single, laminal cells smooth to bulging-mamillose.

22. Plants brownish-green, forming dense tangled mats; leaves lanceolate, keeled; costa percurrent; laminal cells bulging-mamillose; peristome reduced, calyptra mitrate, weakly hairy.

Macrocoma tenuis subsp. sullivantii

22'. Plants light to dark green, forming lax to dense mats; leaves lanceolate to ovate-lanceolate; costa reaching above midleaf; laminal cells smooth; peristome complete, calyptra cucullate, smooth.

23. Plants dark green; leaves ovate-lanceolate, costa ending below the apex, laminal cells rhomboidal.

Leskeadelphus angustatus

23'. Plants light green; leaves lanceolate to ovate-lanceolate, costa reaching midleaf to subpercurrent, laminal cells linear to fusiform.

24. Leaves ovate-lanceolate, apex acuminate, twisted; margin serrulate; costa reaching $\frac{3}{4}$ the leaf length, projecting as a small spine; laminal cells linear.

Rhynchostegium serrulatum

24'. Leaves lanceolate to ovate-lanceolate, apex acute, not twisted; margin entire to serrate; costa reaching $\frac{1}{2}$ to $\frac{3}{4}$ the leaf length, not projecting as a spine; laminal cells broadly fusiform.

25. Leaves lanceolate, margin entire to weakly serrulate, costa reaching midleaf.

Entodontopsis leucostega

25'. Leaves ovate-lanceolate, margin serrulate to serrate, costa extending $\frac{2}{3}$ the leaf length.

Entodontopsis cultelliformis

Marchantiophyta. Frullaniaceae

1. **Frullania platycalyx** Herzog, *Feddes Repert. Spec. Nov. Regni Veg.* 55: 10. 1952.

Diagnostic characters of *F. platycalyx* include the presence of laminate lobules, and underleaf margins plane without a tooth (Gradstein & Costa, 2003; Lima, 2019). It was found growing in intermixed mats with *Forsstroemia producta* (Hornsch.) Paris.

Distribution and habitat. In South America, *F. platycalyx* is distributed in southern Brazil, Argentina, and Paraguay (Gradstein & Costa, 2003; Cañiza *et al.*, 2017; Lima, 2019). In Argentina, *F. platycalyx* has previously been recorded from Buenos Aires and Misiones (Hässel de Menéndez & Rubies, 2009).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: Dpto. General Güemes, Juan José Castelli, a 2 km del empalme de ruta 5 y 9, 25° 54' 40.19'' S, 60° 37' 28.98'' W, cortícola, abundante, soleado y húmedo, 26-II-2011, Jimenez & Jimenez 91a (CTES).

Bryophyta. Hedwigiaceae

2. **Braunia cirrhifolia** (Mitt.) A. Jaeger, *Ber. Thatigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges.* 2: 87. 1876.

This taxon includes robust plants with irregularly pinnate branching, 4-plicate leaves, acuminate apices ending in a hyaline mucro in distal leaves, revolute margins, and sporophyte with a seta well-developed (Biasuso, 1993).

Distribution and habitat. *Braunia cirrhifolia* is a South American species registered in Bolivia, Paraguay, Peru and Argentina (Hermann, 1976; Menzel, 1992; Biasuso, 1993; O'Shea & Price, 2008). In Argentina, the species has been recorded in the central and northwestern regions of the country, from Córdoba, Salta and Tucumán (Matter, 2003). The distribution range of the species extends to northeastern Argentina, to the Province of Chaco.

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: Dpto. Presidencia de la Plaza, Parque Nacional Chaco, 26° 47' 40.24'' S, 59° 37' 6.76'' W, en la "ralera", sobre Quebracho, abundante, húmedo y soleado, 21-I-2012, Jimenez & Martín 315 (CTES).

3. **Braunia exserta** Müll. Hal., *Linnaea* 42: 379. 1879.

Braunia exserta can be distinguished from *B. cirrhifolia* by the slender size of the plants and the shorter length of the seta in the former.

Distribution and habitat. This species is found in the Neotropics, and was recorded in Brazil and Argentina (Biasuso, 1993; Fuertes *et al.*, 2015). In Argentina, it has been reported in the northwest of the country, in Tucumán and Jujuy (Biasuso, 1993). Its distribution range extends to the northeast of the country, in the Province of Chaco.

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: Dpto. General Güemes, Juan José Castelli, Ea. La Media Legua, 25°47'18.58'' S, 60° 32' 2.78'' W, lote 6, en ramas caídas de Quebracho blanco entre hojarasca, abundante, sombrío y húmedo, 20-VII-2022, Jimenez & Jimenez 694 (CTES).

Bryophyta. Stereophyllaceae

4. **Entodontopsis cultelliformis** (Sull.) B.H. Allen, *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 132: 272. 2018.

This taxon is characterized by the complanate-foliate disposition of leaves, ovate-lanceolate leaves with serrate margins at the apex and serrulate at the base, and costa reaching 1/3 of the lamina length and ending in a spine (Allen, 2018).

Distribution and habitat. This species is distributed in the Americas from Mexico to Argentina (Matter, 2003; Allen, 2018). It was previously recorded in the country as *Eulacophyllum cultelliforme* (Sull.) W. R. Buck & Ireland from Misiones and Corrientes (Matter, 2003).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: Dpto. Presidencia de la Plaza, Parque Nacional Chaco (26° 47' 40.24'' S, 59° 37' 6.76'' W), cortícola, abundante, sombrío y húmedo, 7-IV-2011, Jimenez & Martín 173 (CTES). Dpto. Primero de Mayo, Reserva Educativa Colonia Benítez (27° 19' 06.02'' S, 58° 56' 58.27'' W), cortícola sobre raíz de "espina corona", abundante, sombrío y húmedo, 14-IV-2012, Jimenez *et al.* 405 (CTES).

5. **Entodontopsis leucostega** (Brid.) W. R. Buck & Ireland, *Nova Hedwigia* 41: 103. 1985.

This species is easily recognized by the presence of lanceolate leaves with costa reaching the midleaf, elongate and smooth laminal cells, entire margins, and larger alar cells (Buck, 1998).

Distribution and habitat. *Entodontopsis leucostega* is a widely distributed species recorded from Africa, America, and Asia (Buck, 1998). In Argentina, this species has been registered in Salta, Jujuy, and Misiones (Matteri, 2003).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. General Güemes*, Parque Nacional El Impenetrable (25° 10' 38.0'' S, 61° 05' 44.5'' W), cortícola, 10-V-2019, Serrano BZ1 (CTES).

Bryophyta. Fissidentaceae

6. **Fissidens brevipes** Besch., *J. Bot. (Morot)* 5: 252. 1891.

Diagnostic characters include the presence of papillose laminal cells and costa obscured at the apex by chlorophyllose cells (Pursell, 2007).

Distribution and habitat. *Fissidens brevipes* is a South American species distributed in Argentina, Brazil, Guyana, and Paraguay (Matteri, 2003; Pursell, 2007). In Argentina, this species has been previously recorded in Formosa and Misiones (Matteri, 2003).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. Presidencia de la Plaza*, Parque Nacional Chaco (26° 47' 40.24'' S, 59° 37' 6.76'' W), al borde del Río Negro, cortícola, abundante, soleado, seco, 21-I-2012, Jimenez & Martín 292a (CTES). *Dpto. Primero de Mayo*, Reserva Educativa Colonia Benítez (27° 19' 06.02'' S, 58° 56' 58.27'' W), cortícola sobre raíz aflorante, con *Rhynchostegium serrulatum*, escaso, húmedo y sombrío, 14-VI-2012, Jimenez *et al.* 404b (CTES).

7. **Fissidens crispus** Mont., *Ann. Sci. Nat., Bot., sér.* 2, 9: 57. 1838.

Diagnostic characters of *F. crispus* include tightly crispate leaves when dry, with limbate margins ending

slightly below the apex, and laminal cells irregularly hexagonal, bulging, and smooth (Pursell, 2007; Taha & Shabbara, 2019).

Distribution and habitat. *Fissidens crispus* is a pantropical species distributed from the Pacific Coast of the United States, Mexico, Central America, South America, northern Africa, and Europe (Pursell, 2007). This species colonizes moist soil of trails, banks, rocks, rotting logs, and limestone boulders (Pursell, 2007; Taha & Shabbara, 2019). It has been recorded in Corrientes, Misiones, Santa Fe and Tucumán (Matteri, 2003; Alvarez & Villalba, 2021; Filippa & Villalba, 2021; Alvarez *et al.*, 2023). In Chaco, this taxon was collected profusely fructified at P.N. El Impenetrable, alongside the road leading to the trails, in mixed mounds with Pottiaceae species under the bushes.

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. General Güemes*, Parque Nacional El Impenetrable (25° 01' 28.2'' S, 60° 55' 45.5'' W), terrícola formando montículos mixtos con *Anaschisma lilliputanum* al borde del camino, bajo arbustos, 11-VI-2023, Jimenez *et al.* 766b (CTES). *Dpto. Presidencia de la Plaza*, Parque Nacional Chaco (26° 47' 40.24'' S, 59° 37' 6.76'' W), terrícola, en la base de arbolito, escaso, húmedo y sombrío, 22-I-2012, Jimenez & Martín 307 (CTES). *Dpto. Primero de Mayo*, Reserva Educativa Colonia Benítez (27° 19' 06.02'' S, 58° 56' 58.27'' W), terrícola en sendero, abundante, húmedo y sombrío, 14-IV-2012, Jimenez *et al.* 411 (CTES).

8. **Fissidens submarginatus** Bruch, *Flora* 29: 133. 1846.

Fissidens submarginatus is recognized by the presence of a well-defined limbidium extending along the vaginant laminae, and by laminal cells bulging-papillose, with a single sharp papilla over the lumen (Bordin & Yano, 2013; Cabral *et al.*, 2020).

Distribution and habitat. *Fissidens submarginatus* is an Afro-American species registered on the continent from the United States to southern Paraguay, Brazil, and Argentina (Pursell, 2007; Cabral *et al.*, 2020). This taxon inhabits soil, rock, or termite mounds, as well as at the bases of decomposing trunks and branches (Bordin & Yano, 2013; Cabral *et al.*, 2020).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. Primero de Mayo*, Reserva Educativa Colonia Benítez (27° 19' 06.02'' S, 58° 56' 58.27'' W), terrícola al borde del sendero, abundante, húmedo y sombrío, con *F. crispus*, 14-VI-2012, Jimenez *et al.* 418a (CTES).

Bryophyta. Pottiaceae

9. **Gertrudiella uncinicoma** (Müll. Hal.) G. M. Suárez & Schiavone, *Bryologist* 113: 679. 2010.

Gertrudiella uncinicoma is distinguished by the presence of a well-developed central cylinder at the stem, leaves strongly curled when dry, and guide cells of the costa distributed in 3-4 layers (Jimenez & Suárez, 2017). In Chaco Province, the species forms extensive and dense cushions on soil, intermixed with *Selaginella* sp. and *Hyophila involuta* (Hook.) A. Jaeger, in both preserved and disturbed areas.

Distribution and habitat. *Gertrudiella uncinicoma* is a Neotropical species from Argentina, Bolivia, Chile, Peru and Paraguay (Schiavone & Suárez, 2003; Suárez & Schiavone, 2005, 2010; Jimenez & Suárez, 2017). In Argentina, it has been recorded from Córdoba, Jujuy, Salta, Santiago del Estero, and Tucumán (Schiavone & Suárez, 2003; Suárez & Schiavone, 2005, 2010).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. General Güemes*, Miraflores, Ea. Catalina (25° 26' 49.08'' S, 61° 32' 36.29'' W), terrícola formando amplios montículos al costado del camino, abundante, sombrío, 19-VII-2022, Jimenez *et al.* 658b (CTES). Parque Nacional El Impenetrable (25° 01' 28.2'' S, 60° 55' 45.5'' W), terrícola, V-2019, Serrano BZ5b (CTES).

10. **Hyophila involuta** (Hook.) A. Jaeger, *Ber. Thatigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges.* 1: 202. 1873.

Hyophila involuta is easily recognized by the oblong to ligulate shape of the leaves, with two well-developed stereid bands in cross section, and ventrally bulging laminal cells (Zander, 1993).

Distribution and habitat. *Hyophila involuta* is widespread in the Americas, from southern North America, Central and South America, to Asia,

Europe and Oceania (Allen, 2002). In Argentina, this taxon has been recorded from Misiones and Tucumán (Matteri, 2003; Ellis *et al.*, 2023).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. General Güemes*, Parque Nacional El Impenetrable (25° 01' 28.2'' S, 60° 55' 45.5'' W), terrícola, V-2019, Serrano BZ5a (CTES); Miraflores, Ea. Catalina (25° 26' 49.08'' S, 61° 32' 36.29'' W), cortícola en base de Quebracho colorado, escaso, sombrío, 19-VII-2022, Jimenez *et al.* 679 (CTES).

Bryophyta. Pylaisiadelphaceae

11. **Isopterygium tenerum** (Sw.) Mitt., *J. Linn. Soc., Bot.* 12: 499. 1869.

These small, slender plants are recognized by the complanate disposition of the leaves, ovate and concave with an acuminate apex, plane margins, a short and double costa, alar cells well-differentiated, and linear laminal cells (Buck, 1998; Allen, 2018). It was found growing on soil at the base of a palm tree, but it colonizes all types of substrates.

Distribution and habitat. This species is widely distributed in the Americas, from eastern North America to Central and South America (Sharp *et al.*, 1994; Churchill & Linares, 1995; Allen, 2018). In Argentina, *I. tenerum* has been reported from Corrientes, Entre Ríos, Tucumán, Tierra del Fuego, and Misiones (Matteri, 2003).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. General Güemes*, Juan José Castelli, a 13 km del empalme de ruta 5 y 9 (25° 51' 58.33'' S, 60° 42' 23.07'' W), al borde de laguna pequeña, en la base de palmera entre hierbas, sobre tierra, abundante, sombrío y húmedo, 18-IX-2010, Jimenez & Jimenez 69a (CTES).

Bryophyta. Leskeaceae

12. **Leskeadelphus angustatus** (Taylor) B. H. Allen, *Cat. Brio. Bolivia* 192. 2009.

This taxon is recognized by the lack of paraphyllia, ovate-lanceolate leaves with acuminate apex, slender costa ending below the apex, smooth rhomboidal laminal cells, and well-differentiated alar cells (Allen, 2018).

Distribution and habitat. The distribution range of this species extends from Mexico to southern South America (Allen, 2018). In Argentina, this species has been registered in Corrientes and Salta as *L. catenulatulus* (Müll. Hal.) Herzog (= *L. angustatus*) (Matteri, 2003).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. Primero de Mayo*, Reserva Educativa Colonia Benítez (27° 19' 06.02'' S, 58° 56' 58.27'' W), cortícola en la base de árbol, abundante, sombrío y húmedo, 14-IV-2014, Jimenez *et al.* 414 (CTES).

Bryophyta. Leucomiaceae

13. ***Leucomium strumosum*** (Hornsch.) Mitt., *J. Linn. Soc. Bot.* 12:502. 1869.

Diagnostic characters of *Leucomium strumosum* include the lack of a central cylinder at the stem, ovate to oblong-ovate leaves, an acuminate apex, margins entire and plane, costa absent, and long-rhomboidal to linear-hexagonal laminal cells (Buck, 1998).

Distribution and habitat. *Leucomium strumosum* is a pantropical species found in America, from Mexico to Panama, Colombia, Venezuela, Ecuador, Peru, Brazil, and Argentina (Sharp *et al.*, 1994; Churchill & Linares, 1995, Buck, 1998). In Argentina, this species has been recorded in Corrientes and Misiones (Matteri, 2003). It is usually found growing on soil, rocks, and tree bases.

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. Primero de Mayo*, Reserva Educativa Colonia Benítez (27° 19' 06.02'' S, 58° 56' 58.27'' W), cortícola sobre madera en descomposición, abundante, húmedo y sombrío, 14-IV-2012, Jimenez *et al.* 401 (CTES). *Dpto. San Fernando*, Reserva Natural Cultural Caraguatá (27° 23' 16.7'' S, 58° 58' 49.9'' W), cortícola, escaso, soleado y seco, 2-IV-2011, Jimenez *et al.* 151 (CTES).

Bryophyta. Orthotrichaceae

14. ***Macrocoma tenuis*** (Hook. & Grev.) Vitt subsp. ***sullivantii*** (Müll. Hal.) Vitt, *Bryologist* 83: 413.

This species is distinguished by the brown-green color of the mats, and lanceolate keeled leaves with

rounded and prominently bulging laminal cells (Sharp *et al.*, 1994; Jimenez *et al.*, 2020).

Distribution and habitat. *Macrocoma tenuis* subsp. *sullivantii* is distributed in America and Asia (Redfearn & Wu, 1986; Churchill & Linares, 1995; Matteri, 2003; Valente *et al.*, 2020). In Argentina, this taxon has been recorded in Corrientes and Santiago del Estero (Matteri, 2003; Jimenez *et al.*, 2020).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. General Güemes*, Juan José Castelli, a 7 km del empalme de ruta 5 y 9 (25° 34' 18.3'' S, 60° 58' 39.9'' W), interior de monte, cortícola, escaso, soleado, 18-IX-2010, Jimenez & Jimenez 64 (CTES). *Dpto. Presidencia de la Plaza*, Parque Nacional Chaco (26° 47' 40.24'' S, 59° 37' 6.76'' W), en Quebrachal, cortícola sobre Quebracho, abundante, seco y sombrío, 6-IV-2011, Jimenez & Martín 162 (CTES). *Dpto. San Fernando*, Reserva Natural y Cultural Caraguatá (27° 23' 16.7'' S, 58° 58' 49.9'' W), cortícola sobre arbolito, abundante, sombrío, 2-IV-2011, Jimenez *et al.* 146 (CTES).

Bryophyta. Octoblepharaceae

15. ***Octoblepharum albidum*** Hedw., *Sp. Musc. Frond.* 50. 1801.

This taxon is easily distinguished in the field by the glaucous-green coloration of the mats, the ligulate leaves abruptly broadened at the base, and the plane convex costa in transverse section, with 2-3 layers of hyalocysts on either side of a medial layer of triangular chlorocysts (Allen, 1994; Cairns *et al.*, 2020).

Distribution and habitat. It is a widespread species with pantropical and subtropical distribution, recorded in southern North America, Central and South America, West, Central and South Africa, Asia, and Australia (Allen, 1994; Cairns *et al.*, 2020). In Argentina, this species has been found in Misiones and Salta (Matteri, 2003).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. Presidencia de la Plaza*, Parque Nacional Chaco (26° 47' 40.24'' S, 59° 37' 6.76'' W), cortícola en tronco caído al borde del sendero, abundante, soleado, algo húmedo, 22-I-2012, Jimenez & Martín 312 (CTES).

Bryophyta. Funariaceae

16. **Physcomitrium lorentzii** Müll. Hal., *Linnaea* 42: 260. 1879.

Diagnostic characters that distinguish *P. lorentzii* include oblong-spathulate leaves with acuminate apex, serrulate margins in the upper half, a costa that reaches $\frac{3}{4}$ of the length of the lamina, seta short and immerse capsule (Colotti & Suárez, 2022).

Distribution and habitat. *Physcomitrium lorentzii* is a South American species recorded from Argentina (Matter, 2003; Colotti & Suárez, 2022), Chile (Ireland *et al.*, 2006) and Peru (Menzel, 1992). In Argentina, this species has been registered in Córdoba, Jujuy, and Salta (Matter, 2003; Colotti & Suárez, 2022). Its distribution range extends to the northeast of the country, in the Province of Chaco.

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. General Güemes*, Juan José Castelli, a 13 km del empalme de ruta 5 y 9 (25° 51' 58.33'' S, 60° 42' 23.07'' W), en la base de palmera al costado de laguna, sobre tierra, escaso, sombrío y húmedo, 18-XI-2010, Jimenez & Jimenez 72 (CTES).

17. **Physcomitrium subsphaericum** Schimp. ex Müll. Hal., *Syn. Musc. Frond.* 2: 544. 1851.

Physcomitrium subsphaericum differs from *P. lorentzii* mainly by the acute apex and subpercurrent costa, and by the presence of an elongated seta that exserts the capsule in the former.

Distribution and habitat. This species is distributed in North, Central, and South America, from Mexico to Argentina, Brazil, and Paraguay (Sharp *et al.*, 1994; Matter, 2003; O'shea & Price, 2008; Cañiza *et al.*, 2017; Dias *et al.*, 2018; Colotti & Suárez, 2022). In Argentina, this species has been recorded in Corrientes, Entre Ríos, Santa Fe and Tucumán (Matter, 2003; Filippa & Villalba, 2021; Colotti & Suárez, 2022; Alvarez *et al.*, 2023).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. Presidencia de la Plaza*, Parque Nacional Chaco (26° 47' 40.24'' S, 59° 37' 6.76''

W), terrícola en borde de río, barro semi podrido, escaso, húmedo y sombrío, 21-I-2012, Jimenez & Martín 294 (CTES).

Bryophyta. Pottiaceae

18. **Pseudocrossidium arenicola** (Dusén) M.J. Cano, *Nova Hedwigia* 102: 101. 2016.

Pseudocrossidium arenicola is characterized by the presence of a single stereid band in the transverse section of the leaf, and the costa extended as an awn (Cano *et al.*, 2016).

Distribution and habitat. It is a South American species registered from Bolivia to Argentina. In Argentina, it has been recorded in Buenos Aires, Catamarca, Chubut, Jujuy, Salta, Santiago del Estero, and Tucumán (Cano *et al.*, 2016; Jimenez *et al.*, 2020). This taxon is often found growing in extensive turfs on soil (Jimenez *et al.*, 2020).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. General Güemes*, Miraflores, Ea. Catalina (25° 26' 49.08'' S, 61° 32' 36.29'' W), terrícola, formando amplios montículos al costado del camino, abundante y sombrío, 19-VII-2022, Jimenez *et al.* 686a (CTES).

Bryophyta. Brachytheciaceae

19. **Rhynchostegium serrulatum** (Hedw.) Austin, *Musci Appalach.* 58. 1870.

This taxon is characterized by the presence of weakly complanate, lanceolate to ovate-lanceolate leaves, scarcely differentiated between stem and branches; margin serrulate, apex acuminate and costa reaching $\frac{3}{4}$ of the lamina length (Buck, 1998; Allen, 2018; Cottet & Messuti, 2019).

Distribution and habitat. *Rhynchostegium serrulatum* is distributed in western and eastern Canada, U.S.A, Mexico, Central America, the Caribbean; and throughout western, northern, and southern South America including Argentina and Uruguay (Sharp *et al.*, 1994; Buck, 1998; Fuertes & Marchessi, 2013; Allen, 2018; Cottet & Messuti, 2019). This species was first recorded in Argentina by Cottet and Messuti (2019) in Chubut. Its distribution range extends to northeast, in the Chaco Province.

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. Primero de Mayo*, Reserva Educativa Colonia Benítez (27° 19' 06.02'' S, 58° 56' 58.27'' W), cortícola en raíz, formando matas mixtas con *Fissidens* sp., 14-IV-2014, Jimenez *et al.* 404a (CTES).

Bryophyta. Sematophyllaceae

20. ***Sematophyllum adnatum*** (Michx.) E. Britton, *Bryologist* 5: 65. 1902.

Diagnostic characters of *S. adnatum* include lanceolate leaves gradually acuminate at the apex, long-rhomboidal laminal cells, and alar cells more or less inflated (Buck, 1998; Allen, 2018).

Distribution and habitat. This species has been registered in North, Central, and South America (Sharp *et al.*, 1994; Buck, 1998; Allen, 2018). In Argentina, it has been recorded in Buenos Aires (Valdés *et al.*, 2021). Its distribution range now extends to the northeastern part of the country, in the Chaco Province.

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. San Fernando*, Reserva Natural y Cultural Caragatá (27° 23' 16.7'' S, 58° 58' 49.9'' W), cortícola en tronco caído, 2-IV-2011, Jimenez *et al.* 149 (CTES).

21. ***Sematophyllum subsimplex*** (Hedw.) Mitt., *J. Linn. Soc., Bot.* 12:494. 1869.

Sematophyllum subsimplex is distinguished from *S. adnatum* by the ovate-lanceolate shape of its leaves and the alar cells inflated and colored.

Distribution and habitat. *Sematophyllum subsimplex* is an Afro-American taxon registered from Mexico, Central America, the Caribbean, Western and Northern South America, Brazil, West and West-Central Tropical Africa (Buck, 1998; Allen, 2018). In Argentina, it has been previously recorded in Corrientes, Misiones and Santa Fe (Matteri, 2003; Alvarez & Villalba, 2021; Alvarez *et al.*, 2023). This species grows on tree trunks, branches, decaying logs, stumps, and even on bracket fungi.

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. General Güemes*, Parque Nacional

El Impenetrable (25° 10' 22,9'' S 61° 05' 33,5'' W), en bosque de algarrobo con sotobosque abierto y sombrío, cortícola sobre troncos talados pero no en descomposición avanzada, húmedo, abundante, 13-V-2019, Serrano BZ9 (CTES). *Dpto. Presidencia de la Plaza*, Parque Nacional Chaco (26° 47' 40.24'' S, 59° 37' 6.76'' W), cortícola, al costado del sendero, abundante, sombreado y húmedo, 6-IV-2011, Jimenez & Martín 159 (CTES).

Bryophyta. Pottiaceae

22. ***Syntrichia ammonsiana*** (H. A. Crum & L. E. Anderson) Ochyra, *Fragm. Florist. Geobot.* 37: 212. 1992.

Syntrichia ammonsiana is a propaguliferous species recognized by its ligulate to spatulate leaves not constricted at the middle, mucronate apex, plane margins, unistratose lamina, and the presence of vegetative propagules as small brood leaves borne in clusters at the stem apex (Magill, 1981; Gallego & Cano, 2007).

Distribution and habitat. This species was described based on samples collected in North America (Crum & Anderson, 1979) and later recorded in South America and Africa (Magill, 1981; Gallego *et al.*, 2006). In Argentina, it has been registered by Gallego & Cano (2007) in the southern (Patagonia) and northwestern regions of the country (Tucumán). Its distribution range extends northeastern Argentina, in the Chaco Province.

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: *Dpto. General Güemes*, Parque Nacional El Impenetrable (25° 00' 47.5'' S, 60° 57' 45.8'' W), cortícola sobre madera en descomposición, abundante, sombrío y seco, 11-VI-2023, Jimenez *et al.* 777 (CTES).

23. ***Syntrichia chisosa*** (Magill, Delgad. & L. R. Stark) R. H. Zander, *Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci.* 32: 269. 1993.

Syntrichia chisosa includes small, red-brown plants with twisted leaves, and it is distinguished from *S. ammonsiana* mainly by the distally bistratose lamina (Gallego & Cano, 2007; Jimenez *et al.*, 2020).

Distribution and habitat. *Syntrichia chisosa* is an Afro-American species registered from North to South America, and South Africa (Zander, 1993; Gallego & Cano, 2007). In Argentina, it has been previously recorded in Salta and Santiago del Estero (Gallego & Cano, 2007; Jimenez *et al.*, 2020).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: Dpto. General Güemes, Juan José Castelli, a 2 km del empalme de ruta 5 y 9 (25° 53' 46.93'' S, 60° 35' 51.60'' W), cortícola, abundante, con *Frullania* sp., húmedo y soleado, 26-II-2011, Jimenez & Jimenez 91b (CTES). Dpto. Presidencia de la Plaza, Parque Nacional Chaco (26° 44' 59.15'' S, 59° 42' 59.72'' W), cortícola sobre Fabaceae, escaso, seco y sombrío, 6-IV-2011, Jimenez & Martín 165c (CTES).

24. **Tortella humilis** (Hedw.) Jenn., *Man. Mosses W. Pennsylvania* 96. 1913.

This species is characterized by its oblong-lanceolate leaves, broadly acute and short apiculate at the apex, margins plane and entire, costa with 2 stereid bands in transverse section, hydroid strand and dorsal epidermis absent, and basal laminal cells differentiated across leaf in a v-shaped area (Zander, 1993; Sharp *et al.*, 1994).

Distribution and habitat. This is a widely distributed species, being recorded in eastern North America, northern South America, North Africa, and Europe (Sharp *et al.*, 1994). In Argentina, *T. humilis* has been previously recorded in the central and northern regions of the country (Córdoba, Corrientes, Formosa, Jujuy, Misiones, Salta, Santa Fe and Tucumán) (Matteri, 2003; Alvarez *et al.*, 2023).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: Dpto. General Güemes, Parque Nacional El Impenetrable (25° 01' 00.3'' S, 60° 56' 40.5'' W), cortícola en tronco de "itín", escaso, 11-VI-2023, Jimenez *et al.* 774 (CTES).

25. **Trichostomum brachydontium** Bruch, *Flora* 12: 393. 1829.

Trichostomum brachydontium is characterized by the presence of lanceolate leaves, plane margins, short excurrent costa that extend into a mucro, and laminal cells with multifid papillae (Zander, 1993; Sharp *et*

al., 1994). It was found growing in intermixed mats with *Stereophyllum radiculosum*.

Distribution and habitat. This species has a worldwide cosmopolitan distribution and colonizes a wide range of niches (Ros *et al.*, 2022). In Argentina, it has been previously recorded in Salta (Matteri, 2003), Buenos Aires (Valdés *et al.*, 2021), and Santiago del Estero (Jimenez *et al.*, 2020).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: Dpto. General Güemes, Miraflores, Ea. Catalina (25° 26' 49.08'' S, 61° 32' 36.29'' W), monte no aprovechado, en tronco caído con *Stereophyllum radiculosum*, escaso, a media luz, 19-VII-2022, Jimenez *et al.* 674 (CTES). Dpto. Presidencia de la Plaza, Parque Nacional Chaco (26° 44' 59.15'' S, 59° 42' 59.72'' W), en la "ralera", cortícola sobre Quebracho, abundante, húmedo y soleado, 22-I-2012, Jimenez & Martín 314 (CTES). Dpto. Primero de Mayo, Reserva Educativa Colonia Benítez (27° 19' 06.02'' S, 58° 56' 58.27'' W), terrícola al borde del sendero, entre *Doryopteris* sp., escaso y muy húmedo, 14-IV-2012, Jimenez *et al.* 416a (CTES). Dpto. San Fernando, Reserva Natural y Cultural Caraguatá (27° 23' 16.7'' S, 58° 58' 49.9'' W), cortícola, escaso, sombrío y seco, 2-IV-2011, Jimenez *et al.* 150 (CTES).

26. **Weissia controversa** Hedw., *Sp. Musc. Frond.* 67. 1801.

This taxon is differentiated by the lanceolate to oblong-lanceolate shape of the leaves, with a sharply acute apex ending in a mucro, distinctly incurved margins, and a well-developed costa with two stereid bands (Sharp *et al.*, 1994; Allen, 2002).

Distribution and habitat. It is a cosmopolitan species that inhabits soil, rocks, and the bases of trees (Sharp *et al.*, 1994; Allen, 2002). In Argentina, it has been registered from Córdoba and Misiones (Matteri, 2003).

Specimens examined. ARGENTINA. Prov. Chaco: Dpto. Presidencia de la Plaza, Parque Nacional Chaco (26° 44' 59.15'' S, 59° 42' 59.72'' W), al borde del sendero, entre Thelypteridaceae, abundante, sombrío y húmedo, 6-IV-2011, Jimenez & Martín 166a (CTES).

DISCUSSION

A total of 26 bryophyte species are added to the 27 previously recorded in the province, raising the total number of bryophyte taxa in Chaco Province to 53. The distribution range of six of these species extends to the northeastern region of the country (*Braunia cirrhifolia*, *B. exserta*, *Physcomitrium lorentzii*, *Rhynchostegium serrulatum*, *Syntrichia ammonsiana*, and *Sematophyllum adnatum*). These results improve our understanding of a poorly explored flora in a region that stands out for its unique characteristics and underline the value of floristic surveys as a fundamental source for updating knowledge of biodiversity in a region (Giorgis *et al.*, 2011). It is important to highlight that four of these species have a bicentric Afro-American distribution (*Fissidens submarginatus*, *Sematophyllum subsimplex*, *Syntrichia ammonsiana* and *S. chisosa*). The bicentric Afro-American distribution pattern is exhibited by a long list of genera and species of mosses and liverworts (e.g. Schofield & Crum, 1972; Ochyra, 1992; Delgadillo, 1993; Suárez & Schiavone, 2008; Gradstein, 2013; Jimenez *et al.*, 2015). According to Ochyra (1992), this distribution pattern should be considerably extended with progress in both the taxonomy of tropical and south temperate mosses and floristic exploration of under-collected areas, which enhances the value of data obtained from floristic works such as the one carried out here.

ACKNOWLEDGEMENTS

Thanks to the owners of Ea. La Media Legua and Ea. Catalina for granting permission to sample the area. The author would like to acknowledge the support provided by Drs. Martín, Michlig, Niveiro, and Popoff, and Ing. Mansilla and Kraiss during the sampling campaigns. This research was supported by PICT 2019-00888.

BIBLIOGRAPHY

- ACEBEY, A., S. R. GRADSTEIN & T. KRÖMER. 2003. Species richness and habitat diversification of bryophytes in submontane rain forest and fallows of Bolivia. *J. Trop. Ecol.* 19: 9-18.
- ALLEN, B. H. 1994. Moss Flora of Central America. Part 1. Sphagnaceae-Calymperaceae. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 43:1-513.
- ALLEN, B. H. 2002. Moss Flora of Central America. Part 2. Encalyptaceae-Orthotrichaceae. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 90:1-699.
- ALLEN, B. H. 2018. Moss flora of Central America. Part 4. Fabroniaceae-Polytrichaceae. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 132: 1-830.
- ALVAREZ, D. J. & A. B. VILLALBA. 2021. Nuevos registros de flora briofítica para la provincia de Santa Fé (Argentina) en el valle aluvial del río Paraná medio. *Revista Biol. Neotrop.* 18: 60-76. <https://doi.org/10.5216/rbn.v18i2.69684>
- ALVAREZ, D. J., A. B. VILLALBA & G. M. SUÁREZ. 2023a. Contribución al conocimiento de las briófitas (Bryophyta) en el valle de inundación del río Paraná en su tramo medio (Santa Fe, Argentina). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 58: 195-213. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v58.n2.38909>
- ALVAREZ, D. J., M. S. JIMENEZ, R. H. ZANDER & G. M. SUÁREZ. 2023b. Primer registro de *Anaschisma lilliputanum* (Pottiaceae, Bryophyta) para la Argentina. *Darwiniana*, N.S. 11: 28-37. <https://doi.org/10.14522/darwiniana.2023.111.1089>
- ANDERSON, L. E. 1954. Hoyer's solution as a rapid permanent mounting medium for bryophytes. *Bryologist* 57: 242-244.
- BIASUSO, A. B. 1993. El género *Braunia* (Hedwigiaceae, Musci) en Tucumán. *Lilloa* 38: 5-21.
- BORDIN, J. & O. YANO. 2013. Fissidentaceae (Bryophyta) do Brasil. *Bol. Inst. Bot.* 22: 1-72.
- BUCK, W. R. 1998. *Pleurocarpus mosses of the West Indies*. The New York Botanical Garden, New York.
- BURKART, R., N. O. BÁRBARO, R. O. SÁNCHEZ & D. A. GÓMEZ. 1999. *Eco-regiones de la Argentina*. SRNyDS - APN, Buenos Aires.
- CABRAL, R. A., M. S. JIMENEZ & G. M. SUÁREZ. 2020. *Fissidens submarginatus* Bruch. (Argentina). In: ELLIS, L. (ed.), New national and regional bryological records. *J. Bryol.* 63: 4-5.
- CABRERA, A. L. 1976. Regiones fitogeográficas argentinas. En: KUGLER, W. F. (ed.), *Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería*, pp. 1-85. ACME, Buenos Aires.
- CAIRNS, A., D. MEAGHER, R. SEPPELT & A. FRANKS. 2020. The moss family Octoblepharaceae A. Eddy ex Menzel in Australia. *Telopea* 23: 237-244.
- CANO, M. J., J. F. JIMÉNEZ, M. ALONSO & J. A. JIMÉNEZ. 2016. Untangling *Pseudocrossidium*

- crinitum* s.l. (Pottiaceae, Bryophyta) through molecular and morphometric analysis. *Nova Hedwigia* 102: 89-106.
https://doi.org/10.1127/nova_hedwigia/2015/0290
- CAÑIZA, B. D., D. F. PERALTA, & G. M. SUÁREZ. 2017. New records and range extension of bryophytes for Paraguay. *Cryptog. Bryol.* 38: 393-410.
<https://doi.org/10.7872/cryb/v38.iss4.2017.393>
- CHURCHILL, S. P. & E. L. LINARES CASTILLO. 1995. *Prodromus bryologiae Novo-Granatensis: Introducción a la flora de musgos de Colombia. Parte 2: Grimmiaceae a Trachypodaceae*. Instituto de Ciencias Naturales-Museo de Historia Natural, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
- COLOTTI, M., G. SUÁREZ & M. SCHIAVONE. 2013. *Polytrichadelphus bolivianus*, una nueva especie de Polytrichaceae para el Noroeste de Argentina. *Lilloa* 50: 20-24.
- COLOTTI, M., G. SUÁREZ & M. SCHIAVONE. 2016. Novedades sobre la familia Pilotrichaceae para las yungas de la Argentina. *Darwiniana*, N. S. 4: 252-262.
- COLOTTI, M. T. & G. M. SUAREZ. 2017. Novedades sobre la familia Ditrichaceae (Bryophyta) en los pisos superiores de las yungas subtropicales de Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 52: 277-289.
- COLOTTI, M. T. & G. M. SUAREZ. 2018. Sobre la presencia de *Mittenothamnium reduncum* (Hypnaceae) en la Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 53: 17-20.
- COLOTTI, M. T. & G. M. SUÁREZ. 2022. Aportes al conocimiento del género *Physcomitrium* (Bryophyta, Funariaceae) en el Noroeste de Argentina. *Lilloa* 59: 235-245.
<https://doi.org/10.30550/j.lil/2022.59.2/2022.10.25>
- COLOTTI, M., G. SUÁREZ, & D. PERALTA. 2019. *Pleuridium tucumanensis* sp. nov. (sección *Pleuridium*: Ditrichaceae) de Argentina. *Revista Mex. Biodivers.* 90: 1-5.
<https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2019.90.2773>
- COTTET, A. C., G. M. SUÁREZ, M. M. SCHIAVONE, & M. I. MESSUTI. 2016. *Cryphaea consimilis* (Cryphaeaceae, Bryophyta), nueva cita para la Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 51: 219-222.
- COTTET, A. C. & M. I. MESSUTI. 2019. Dos nuevos registros de musgos (Bryophyta) para la Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 54: 487-491.
<https://doi.org/10.31055/1851.2372.v54.n4.24114>
- CRUM, H. & L. E. ANDERSON. 1979. *Tortula ammonsiana*, a New Species from West Virginia. *Bryologist* 82: 469-472.
<https://doi.org/10.2307/3242220>
- DELGADILLO, C. 1993. The Neotropical-African moss disjunction. *Bryologist* 96: 604-615.
<https://doi.org/10.2307/3243992>
- DIAS, M. S., D. F. PERALTA & S. J. D. NETOS. 2018. Taxonomic treatment of the Funariaceae from Brazil. *Phytotaxa* 357: 77-93.
<https://doi.org/10.11646/phytotaxa.357.2.1>
- ELLIS, L. T., A. ALEGRO, D. J. ALVAREZ, A. M. APONTE ROJAS, ..., & G. WINTER. 2024. New national and regional bryophyte records. *J. Bryol.* 75: 1-16.
<https://doi.org/10.1080/03736687.2024.2313380>
- FILIPPA, A. B. & A. B. VILLALBA. 2021. Aportaciones al conocimiento de la flora briofítica terrestre del valle de inundación del río Paraná en su tramo medio (Santa Fe, Argentina). *Bol. Soc. Esp. Briol.* 54: 13-20.
<https://doi.org/10.58469/bseb.2021.33.95.002>
- FUERTES, E. & J. E. MARCHESSI. 2013. Notula taxonómica, nomenclatural y corológica de *Steerecleus* (Bryophyta: Brachytectiaceae) en Uruguay. *Bot. Complutensis* 37: 35-39.
http://dx.doi.org/10.5209/rev_BOCM.2013.v37.42266
- FUERTES LASALA, E., C. PRADA & C. H. ROLLERI. 2015. Aportaciones a la flora briofítica de los bosques tropicales y subtropicales de la Argentina (Bryophyta, Musci). *Bot. Complutensis* 39: 49-61.
http://dx.doi.org/10.5209/rev_BOCM.2015.v39.49133
- GALLEGO, M. T., M. J. CANO & J. GUERRA 2006. *Syntrichia ammonsiana* (Pottiaceae), new to South America. *Bryologist* 109: 236-238. [https://doi.org/10.1639/0007-2745\(2006\)109\[236:SAPNTS\]2.CO;2](https://doi.org/10.1639/0007-2745(2006)109[236:SAPNTS]2.CO;2)
- GALLEGO, M. T. & M. J. CANO. 2007. New reports of *Syntrichia* Brid. (Pottiaceae, Bryophyta) taxa from South America. *Nova Hedwigia* 85: 457-462.
- GIORGIS, M. A., A. M. CINGOLANI, F. CHIARINI, J. CHIAPELLA, ..., & M. CABIDO. 2011. Floristic composition of the Chaco Serrano Woodland in Córdoba Province, Argentina. *Kurtziana* 36: 9-43.
- GLIME, J. M. 2007. Economic and Ethnic Uses of Bryophytes. En: FLORA OF NORTH AMERICA EDITORIAL COMMITTEE (eds.), *Flora of North America North of Mexico* Vol. 27, pp. 14-41. Oxford University Press, Oxford.
- GRADSTEIN, S. R. 2013. Afro-American hepatics revisited. *Polish Bot. J.* 58: 149-177.
<https://doi.org/10.2478/pbj-2013-0016>

- GRADSTEIN, S. R. & D. P. DA COSTA. 2003. *The hepaticae and anthocerotae of Brazil*. Vol. 87. New York Botanical Garden Press, New York.
- GRADSTEIN, S. R. & S. G. SPORN. 2010. Land-use change and epiphytic bryophyte diversity in the Tropics. *Nova Hedwigia* 138: 311-323.
- HALLINGBÄCK, T. & N. HODGETTS. 2000. *Mosses, Liverworts, and Hornworts. Status Survey and Conservation Action Plan for Bryophytes*. IUCN/SSC Bryophyte Specialist Group. IUCN, Gland and Cambridge.
- HÄSSEL DE MENENDEZ, G. & M. F. RUBIES 2009. Catalogue of Marchantiophyta and Anthocerotophyta of southern South America. *Nova Hedwigia Beihefte*, 134:1-672
- HERMANN, F. J. 1976. Recopilación de los musgos de Bolivia. *Bryologist* 79: 125-171.
<https://doi.org/10.2307/3241909>
- IRELAND, R. R., G. BELLOLIO, R. RODRÍGUEZ & J. LARRAÍN. 2006. Studies on the moss flora of the Bío Bío region of Chile. *Trop. Bryol.* 28: 63-77.
<https://doi.org/10.11646/BDE.28.1.11>
- JIMENEZ S. & G. M. SUÁREZ. 2017. *Gertrudiella* Broth. (Pottiaceae, Bryophyta) en Paraguay. *Check List* 13: 2039.
<https://doi.org/10.15560/13.1.2039>
- JIMENEZ S., M. SCHIAVONE, G. SUÁREZ & C. DELGADILLO. 2015. *Neosharpiella aztecorum* H. Rob. & Delgad. (Gigaspermaceae), new to the bryophyte flora of South America. *Cryptog. Bryol.* 36: 69-74.
<https://doi.org/10.7872/cryb.v36.iss1.2015.69>
- JIMENEZ, M. S., G. M. SUAREZ & R. A. CABRAL. 2020. New records of mosses from the Dry Chaco Forest of Santiago del Estero, Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 55: 547-555.
<https://doi.org/10.31055/1851.2372.v55.n4.30127>
- JIMENEZ, S., R. H. ZANDER, & D. IRIART. 2023. Rediscovery of *Timmiella acaulon* (Timmiellaceae) in the Chaco Province, northeastern Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 58: 521-527.
<https://doi.org/10.31055/1851.2372.v58.n4.41102>
- LIMA, E. 2019. *Frullania Raddi* (Frullaniaceae, Marchantiophyta) no Brasil. Dissertação de Mestrado, Univ. Federal Rural da Amazônia, Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, Pará.
- MAGILL, R. E. 1981. Bryophyta. En: LEISTNER, O. A. (ed.), *Flora of southern Africa. Part. 1 Mosses. Fascicle 1. Sphagnaceae-Grimmiaceae*. Botanical Research Institute, Pretoria.
- MARINARO, S. & R. H. GRAU. 2015. Comparison of animal biodiversity in three livestock systems of open environments of the semi-arid Chaco of Argentina. *Rangeland J.* 37: 497-505.
<https://doi.org/10.1071/RJ15052>
- MATTERI, C. M. 2003. Los musgos (Bryophyta) de Argentina. *Trop. Bryol.* 24: 33-100.
<https://doi.org/10.11646/BDE.24.1.8>
- MENZEL, M. 1992. Preliminary checklist of the mosses of Peru (Studies on Peruvian bryophytes IV.). *J. Hattori Bot. Lab.* 71: 175-254.
https://doi.org/10.18968/jhbl.71.0_175
- NAUMANN, M. 2006. *Atlas del Gran Chaco Sudamericano*. Sociedad Alemana de Cooperación Técnica (GTZ). ErreGé & Asoc., Buenos Aires.
- OCHYRA, R., H. BEDNAREK-OCHYRA, T. PÓCS & M. R. CROSBY. 1992. The moss *Adelothecium bogotense* in continental Africa, with a review of its world range. *Bryologist* 95: 287-295.
<https://doi.org/10.2307/3243487>
- O'SHEA, B. J. & M. J. PRICE. 2008. An updated checklist of the mosses of Paraguay. *Bryophyte Diversity Evol.* 29: 6-37. <https://doi.org/10.11646/bde.29.1.3>
- OYARZABAL, M., J. R. CLAVIJO, L. J. OAKLEY, F. BIGANZOLI, ..., & 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>
- PURSELL, R. A. 2007. Fissidentaceae. *Fl. Neotrop. Monogr.* 101: 1-279.
- REDFEARN JR., P. L. & P. C. WU. 1986. Catalog of the mosses of China. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 73: 177-208. <https://doi.org/10.2307/2399149>
- ROS, R. M., O. WERNER & R. D. PORLEY. 2022. Herzog vindicated: integrative taxonomy reveals that *Trichostomum brachydontium* (Pottiaceae, Bryophyta) comprises several species. *Taxonomy* 2: 57-88. <https://doi.org/10.3390/taxonomy2010005>
- SALGADO, C. R., G. PIESZKO & M. C. TELLERÍA. 2014. Aporte de la Melisopalinoología al conocimiento de la flora melífera de un sector de la Provincia Fitogeográfica Chaqueña, Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 49: 513-524.
- SCHIAVONE, M. M. & G. M. SUÁREZ. 2003. *Gertrudiella validinervis* (Herz.) Broth. (Pottiaceae, Musci), un nuevo registro para la flora briológica de Argentina. *Trop. Bryol.* 24: 11-14.
- SCHOFIELD, W. B. & H. A. CRUM. 1972. Disjunctions in bryophytes. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 59: 174-202. <https://doi.org/10.2307/2394752>

- SHARP, A. J., H. A. CRUM & P. ECKEL (eds.). 1994. The Moss flora of Mexico. 1. Sphagnales to Bryales. *Mem. New York Bot. Gard.* 69: 1-580.
- SHARP, A. J., H. A. CRUM & P. ECKEL (eds.). 1994. The Moss flora of Mexico. 2. Orthotrichales to Polytrichales. *Mem. New York Bot. Gard.* 69: 581-1113.
- SUÁREZ, G. M. & M. M. SCHIAVONE. 2005. Further distribution of *Gertrudiella validinervis* (Herz.) Broth. in the Neotropics. *Trop. Bryol.* 26: 31-33. <https://doi.org/10.11646/bde.26.1.7>
- SUÁREZ, G. M. & M. M. SCHIAVONE. 2008. *Pohlia chilensis* (Mniaceae), an Afro-american moss. *Bryologist* 111: 318-322. [https://doi.org/10.1639/0007-2745\(2008\)111\[318:PCMAAM\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1639/0007-2745(2008)111[318:PCMAAM]2.0.CO;2)
- SUÁREZ, G. M. & M. M. SCHIAVONE. 2010. New combinations and range extension for Neotropical mosses. *Bryologist* 113: 679-681. <https://doi.org/10.1639/0007-2745-113.3.679>
- SUÁREZ, G. M., M. M. SCHIAVONE & M. T. COLOTTI. 2014. The genus *Holomitrium* (Dicranaceae, Bryophyta), new record in Argentina and Uruguay. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 49: 457-461.
- SUÁREZ, G. M., E. ROGER & D. J. ALVAREZ. 2023. *Venturiella acrifolia* (Erpodiaceae, Bryophyta), new to the dry forest from Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 58: 529-532. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v58.n4.41889>
- TAHA, M. A. & H. SHABBARA. 2019. New *Fissidens* species to moss flora of Saudi Arabia. *Egypt. J. Bot.* 59: 803-810. <https://doi.org/10.21608/ejbo.2019.11691.1305>
- TURETSKY, M. R. 2003. The role of bryophytes in carbon and nitrogen cycling. *Bryologist*, 106: 395-410.
- VALDÉS, F. E., D. FERNANDES PERALTA, A. C. COTTET, A. SAVORETTI & M. N. CABELLO. 2021. Novedades y nuevas citas de musgos (Bryophyta) de la Reserva Natural Punta Lara (Buenos Aires, Argentina). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 56: 141-150. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v56.n2.30132>
- VALENTE, D. V., D. F. PERALTA, R. X. A. PRUDÊNCIO & P. E. A. S. CÂMARA. 2020. Taxonomic notes and new synonyms on Brazilian *Macromitrium* Bridel (Bryophyta, Orthotrichaceae). *Phytotaxa* 454: 213-225. <https://doi.org/10.11646/PHYTOTAXA.454.3.4>
- ZANDER, R. H. 1993. Genera of the Pottiaceae: mosses of harsh environments. *Bull. Buffalo Soc. Nat. Sci.* 32: 1-378.



LEWINSKYA ARAUCARIETI (ORTHOTRICHACEAE, BRYOPHYTA): UN NUEVO MUSGO EPÍFITO PARA LA BRIOFLORA DE ARGENTINA

LEWINSKYA ARAUCARIETI (ORTHOTRICHACEAE, BRYOPHYTA): A NEW EPIPHYTIC MOSS FOR THE BRIOFLORA OF ARGENTINA

Denise J. Alvarez^{1*}, Pablo G. Aceñolaza^{2,3,4} & Guillermo M. Suárez^{1,5}

1. Unidad Ejecutora Lillo (UEL; FML-CONICET), San Miguel de Tucumán, Argentina

2. Centro de Investigaciones Científicas y Transferencia de Tecnología a la Producción (CICyTTP-CONICET-UADER-Prov. Entre Ríos), Entre Ríos, Argentina

3. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional de Entre Ríos (FCA-UNER), Entre Ríos, Argentina

4. Centro de Investigaciones en Biociencias y Tecnologías Ambientales (CIBTA), Facultad de Ciencia y Tecnología, Universidad Autónoma de Entre Ríos (UADER), Entre Ríos, Argentina

5. Facultad de Ciencias Naturales e Instituto Miguel Lillo, Universidad Nacional de Tucumán, San Miguel de Tucumán, Argentina

*denise-alvarez15@hotmail.com

Citar este artículo

ALVAREZ, D. J., P. G. ACEÑOLAZA & G. M. SUÁREZ. 2024. *Lewinskya araucarieti* (Orthotrichaceae, Bryophyta): un nuevo musgo epífito para la brioflora de Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 481-491.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n4.44740>

SUMMARY

Background and aims: *Lewinskya* is a genus belonging to the Orthotrichaceae, characterized by comprising autoicous species with superficial stomata. *Lewinskya araucarieti* was identified from specimens collected in Entre Ríos Province, constituting the first report for Argentina.

M&M: The specimens were morphologically analyzed through measurements of their structures (gametophyte and sporophyte). Vouchers were deposited in DTE, LIL, and MFA. Additionally, samples from other *Lewinskya* species previously recorded in Argentina, housed in the BA herbarium, were also analyzed.

Results: The species is described in detail, including photographs, illustrations, and a distribution map. Furthermore, a comparative table is provided with the differential characteristics of the species of the genus present in Argentina.

Conclusions: This paper corroborates the presence of *Lewinskya araucarieti* in Argentina, adding to previous records of this South American endemism (Brazil, Uruguay and Chile).

KEY WORDS

Bryophytes, Entre Ríos, Espinal ecoregion, mosses, new record, *Orthotrichum*.

RESUMEN

Introducción y objetivos: *Lewinskya* es un género incluido en la familia Orthotrichaceae. Se caracteriza por agrupar especies autoicas con estomas superficiales. A partir de especímenes recolectados en la provincia de Entre Ríos se identificó la especie *Lewinskya araucarieti*. Este registro constituye el primer reporte para Argentina.

M&M: Los especímenes recolectados fueron morfológicamente analizados a través de mediciones de sus estructuras (gametofito y esporofito) y cortes a mano alzada. Los pliegos testigo se depositaron en los herbarios DTE, LIL, MFA. En adición, se analizaron otras especies del género *Lewinskya* registradas para Argentina a partir de material presente en el herbario BA.

Resultados: La especie es descrita en detalle, incluyendo fotografías, ilustración y un mapa de distribución de *L. araucarieti*. Además, se presenta un cuadro comparativo con los caracteres diferenciales de las especies del género presentes en Argentina.

Conclusiones: A partir de este trabajo, se da a conocer la presencia de *Lewinskya araucarieti* en Argentina, sumándose a registros previos de este endemismo sudamericano (Brasil, Uruguay y Chile).

PALABRAS CLAVE

Bríofitas, Entre Ríos, espinal, musgos, nuevo registro, *Orthotrichum*.

Recibido: 12 Abr 2024

Aceptado: 8 Jul 2024

Publicado en línea: 10 Dic 2024

Publicado impreso: 31 Dic 2024

Editor: Juan Larraín

ISSN versión impresa 0373-580X

ISSN versión on-line 1851-2372

INTRODUCCIÓN

El género *Lewinskya* F. Lara, Garilleti & Goffinet (Orthotrichaceae) agrupa a las especies autoicas con estomas superficiales que previamente se incluían en el género *Orthotrichum* Hedw. Incluye alrededor de 81 taxones que crecen sobre corteza, aunque ocasionalmente se encuentran sobre roca (Lara *et al.*, 2016, 2018; Eckstein *et al.*, 2017; Vigalondo *et al.*, 2020; Kiebach *et al.*, 2021). Se distribuyen preferentemente en ambientes secos y zonas templadas (Vitt, 2014; Lara *et al.*, 2016).

En Argentina el género está representado por 10 especies y dos variedades (Lewinsky, 1994; Matteri, 2000, 2003) (Tabla 1). En el Noroeste del país se reconocen a: *L. parvata* (Mitt.) F. Lara, Garilleti & Goffinet, *L. pycnophylla* (Schimp.) F. Lara, Garilleti & Goffinet y *L. pycnophylla* var. *verrucosa* (Müll. Hal.) F. Lara, Garilleti & Goffinet (Lewinsky, 1987). Además, Müller (1882) describe a *L. truncatodentata* (Müll. Hal.) F. Lara, Garilleti & Goffinet en Buenos Aires. La región austral es la más diversa con ocho taxones reportados: *L. anaglyptodon* (Cardot & Broth.) F. Lara, Garilleti & Goffinet, *L. densa* (Lewinsky) F. Lara, Garilleti & Goffinet, *L. elegantula* (Schimp. ex Mitt.) F. Lara, Garilleti & Goffinet, *L. hortensis* (Bosw.) F. Lara, Garilleti & Goffinet, *L. incana* (Müll. Hal.) F. Lara, Garilleti & Goffinet, *L. ludificans* (Lewinsky) F. Lara, Garilleti & Goffinet, *L. rupestris* (Schleich. ex Schwägr.) F. Lara, Garilleti & Goffinet y *L. rupestris* var. *papillosa* (Lewinsky) F. Lara, Garilleti & Goffinet (Lewinsky, 1987, 1994; Matteri, 2003; Lara *et al.*, 2016).

Como parte del proyecto “Diversidad del Phylum Bryophyta en la provincia fitogeográfica del Espinal de Entre Ríos y Santa Fe” (Alvarez & Suárez, 2023; Suárez *et al.*, 2023), se analizaron muestras recientemente recolectadas en la provincia de Entre Ríos. A partir de estos ejemplares, se identificó a *Lewinskya araucarieti* (Müll. Hal.) F. Lara, Garilleti & Goffinet, una especie no registrada para la flora de musgos de Argentina, mencionada previamente para Brasil, Uruguay y Chile (Lewinsky, 1987, 1993; Ireland *et al.*, 2017). *Lewinskya araucarieti* es un musgo epífito que crece preferentemente sobre árboles y arbustos en bosques cerrados o en claros (Lewinsky, 1987).

El objetivo de este trabajo es brindar una descripción detallada de los ejemplares de *L.*

araucarieti encontrados en la provincia de Entre Ríos, Argentina, para contribuir a una diferenciación segura de la especie.

MATERIALES Y MÉTODOS

Se observaron y midieron las estructuras de interés taxonómico del gametofito y del esporofito. Las hojas se montaron directamente en agua, mientras que para observar la morfología del tallo, lámina de la hoja y costa se realizaron cortes a mano alzada (Frahm *et al.*, 2003; Delgadillo-Moya *et al.*, 2022), los que fueron montados en agua o fijándolos posteriormente en solución de Hoyer (Anderson, 1954). Se utilizó lupa estereoscópica Arcano ST30-2L y microscopio óptico Arcano XSZ107. La identificación se realizó a través de la clave de Lewinsky (1987). El material estudiado con microscopio electrónico de barrido (JEOL 5800 LV) se fijó en FAA, secó en punto crítico, fue montado sobre discos de aluminio en cintas doble faz para posteriormente ser recubierto con una exposición de dos minutos de oro, y por último, se aplicó al material un voltaje de aceleración de 15kV (Salgado Laurenti & Galíndez, 2023).

Se analizaron, además, muestras de otras especies del género *Lewinskya* presentes en el herbario BA para la realización de un cuadro comparativo de las especies que crecen en Argentina, el cual se completó con la bibliografía de Müller (1885), Lewinsky (1987, 1992, 1994) y Matteri (2000).

RESULTADOS

Lewinskya araucarieti (Müll. Hal. in Broth.) F. Lara, Garilleti & Goffinet, Cryptog., Bryol. 37: 374. 2016. ≡ *Orthotrichum araucarieti* Müll. Hal. in Broth., Ergebn. Bot. Exp. Südbras., Musci 287. 1924. TIPO: BRASIL. Santa Catarina: Serra Geral, 1890, E. Ule (Bryotheca Brasiliensis) 20 (*Lectotipo*, designado por Lewinsky (1987), H no visto; *isolectotipos* C, FH, JE, M, NY, P, R no vistos). Figs. 1-4.

Plantas solitarias o en matas sueltas, 1,5-2,3 cm de alto, verde oliva a verde amarillentas en el extremo de las ramas y pardas hacia la base de

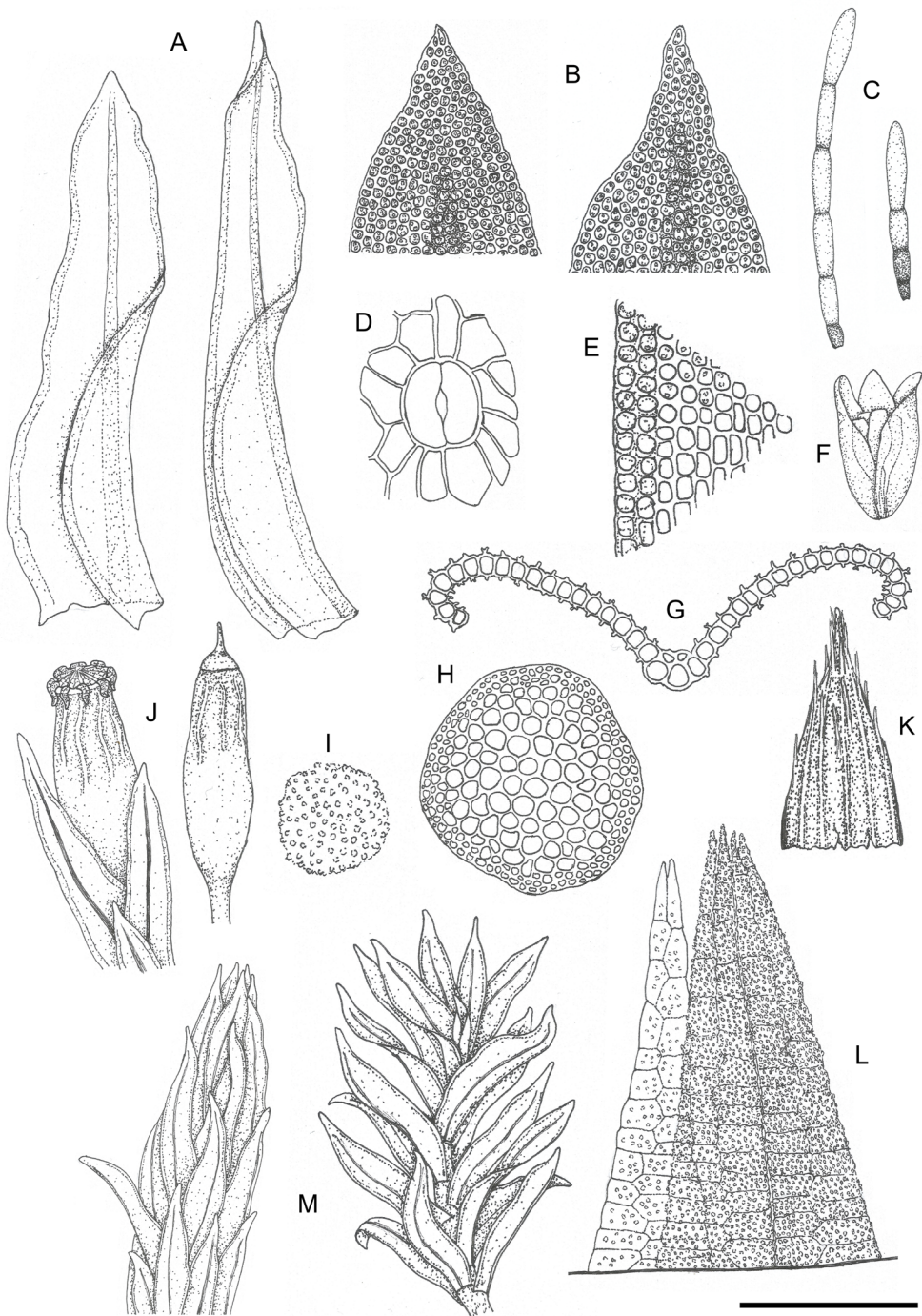


Fig. 1. *Lewinskya araucarieti*. **A:** Hoja vegetativa (izquierda) y periquecial (derecha). **B:** Células del ápice de la hoja. **C:** Pelos axilares. **D:** Estoma superficial. **E:** Células del margen en la zona basal de la hoja. **F:** Androecio. **G:** Sección transversal de la hoja. **H:** Sección transversal del tallo. **I:** Espora. **J:** Cápsula madura (izquierda) e inmadura (derecha). **K:** Caliptra. **L:** Peristoma formado por un par de dientes del exostoma y un segmento endostomial. **M:** Planta en estado seco (izquierda) y húmedo (derecha). Escalas= A: 0,8 mm; B: 235 μ m; C: 0,5 mm; D: 75 μ m; E y G: 135 μ m; F: 0,6 mm; H: 230 μ m; I: 30 μ m; J-K: 1,5 mm; L: 90 μ m; M: 2,5 mm. (D. J. Alvarez 314 & P. G. Aceñolaza, DTE; ilustración por D. J. Alvarez).

la planta. Tallos anaranjados a marrón rojizos, ramificados, redondeado-pentagonales en sección transversal, con 2-3 filas externas de células pequeñas, de paredes gruesas, células internas grandes, con paredes delgadas, cordón central ausente; radiculosos en la porción basal. Pelos axilares de 2-8 células, con 1-2 células basales pardas y 1-6 hialinas distales. Hojas erecto-adpresas en seco, con ápices algo flexuosos, extendidas en húmedo, ovado-lanceoladas, 2,2-3,1 × 0,5-0,8 mm, lámina uniestratosa; ápice apiculado, agudo o corto a largamente acuminado; costa subpercurrente, 42-70 µm de ancho en la base; márgenes enteros, recurvado a revoluto excepto en el ápice y la base, donde son planos a ligeramente recurvados. Células apicales y de la lámina media isodiamétricas a ligeramente elípticas, paredes engrosadas, 7-17 × 4-11 µm, 1-2 papilas simples u ocasionalmente bifurcadas, dispuestas hacia los extremos de las células. Células basales rectangulares de paredes engrosadas, algo nodosas y porosas, 22-55 × 5-10 µm, cortas hacia el margen, 11-20 × 4-11 µm, lisas.

Gonioautoica. Perigonio lateral en tallo principal y ramas; hojas perigoniales ovadas, ápice agudo. Periquecio terminal; hojas periqueciales poco diferenciadas del resto, ovado-lanceoladas a lanceoladas, con ápices largamente acuminados. Seta pardo amarillenta, 0,3-0,8 mm de longitud. Cápsulas inmersas a emergentes, 1,4-2 mm, cilíndricas, costillas poco marcadas, presentes en la mitad superior al estado seco; células exoteciales en 8 bandas formadas por 4-5 hileras de células rectangulares poco diferenciadas que abarcan la mitad superior de la cápsula, anillo suboral de 3-4 hileras de células isodiamétricas a obladas de paredes engrosadas y coloración más oscura. Estomas superficiales, numerosos, rodeados por células radiales, dispuestos en la parte media y hacia la parte superior de la cápsula. Peristoma doble. Exostoma de 8 pares de dientes, revolutos en seco, erectos a extendidos en húmedo, pardo-anaranjado; superficie externa densamente papilosa; superficie interna débilmente papilosa en la base, densamente papilosa hacia el extremo distal del diente, papilas generalmente alineadas de forma vertical. Endostoma de 8 segmentos, lanceolados a triangulares, en ocasiones tan altos como el exostoma; superficie externa con papilas aisladas dispuestas en la mitad de las

células, más frecuentes hacia la región media del segmento donde se unen las hileras de células; superficie interna con dos hileras de células, paredes prominentes, ornamentada con papilas dispuestas de forma algo densa. Opérculo cónico, rostrado. Caliptra mitrada, pilosa en el extremo distal, ligeramente plegada, amarillenta a pardo-amarillenta. Esporas globosas, 15-22 µm, papilosas, pardas.

Distribución y hábitat. *Lewinskya araucarieti* es una especie de distribución restringida, conocida para Brasil (en los estados de Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Minas Gerais y Paraná), Uruguay y Chile (Lewinsky, 1987, 1993; Müller, 2009; Ireland *et al.*, 2017; Costa & Pôrto, 2023). A partir de este trabajo, se incorpora Argentina a su distribución endémica Sudamericana (Fig. 5). La especie se encontró creciendo sobre la corteza de *Vachellia caven* (Molina) Seigler & Ebinger (aromito), *Celtis ehrenbergiana* (Klotzsch) Liebm. var. *ehrenbergiana* (tala) y *Scutia buxifolia* Reissek (coronillo), entre los 27-95 m s.n.m., en bosque abierto y en algunos casos cerca de cursos de agua temporales.

Material estudiado. *Lewinskya araucarieti*. ARGENTINA. Prov. Entre Ríos: Dpto. Uruguay, Colonia Elía, 32° 42' S, 58° 12' 9.9" O, 56 m s.n.m., 13-II-2023, Alvarez 297 & Aceñolaza (DTE, LIL, MFA); *ibidem*, 32° 42' 0.1" S, 58° 12' 10.3" O, 55 m s.n.m., Alvarez 301 & Aceñolaza (DTE, LIL, MFA); *ibidem*, 32° 41' 59.7" S, 58° 12' 11.5" O, 55 m s.n.m., Alvarez 307 & Aceñolaza (DTE, LIL, MFA); *ibidem*, 32° 42' 4.3" S, 58° 12' 19" O, 41 m s.n.m., Alvarez 311 & Aceñolaza (DTE, LIL, MFA); *ibidem*, 32° 42' 4.1" S, 58° 12' 20.1" O, 41 m s.n.m., Alvarez 314A & Aceñolaza (DTE, LIL, MFA); *ibidem*, 32° 40' 10.9" S, 58° 13' 23.4" O, 53 m s.n.m., 14-II-2023, Alvarez 328 & Aceñolaza (DTE, LIL, MFA); *ibidem*, 32° 42' 14.2" S, 58° 12' 05" O, 27 m s.n.m., 15-II-2023, Alvarez 350 & Aceñolaza (DTE, LIL, MFA); *ibidem*, 32° 40' 10" S, 58° 13' 19" O, 45 m s.n.m., 17-II-2023, Alvarez 378 & Aceñolaza (DTE, LIL, MFA). Dpto. Nogoyá, Laurencena, 32° 18' 20" S, 59° 39' 16.9" O, 95 m s.n.m., 20-VII-2023, Alvarez 452 (DTE, LIL).

Lewinskya anaglyptodon. CHILE. Prov. Magallanes: Dpto. Última Esperanza, esquina

Tabla 1. Cuadro comparativo de los principales caracteres diferenciales entre las especies del género *Lewinskya* reconocidas para Argentina, incluyendo a *L. araucarieti*.

Especie	Hojas	Ápice	Papilas de la lámina	Márgenes	Cápsula	Caliptra	Cuello	Exostoma	Endostoma	Esporas
<i>L. anaglyptodon</i> (Cardot & Broth.) F. Lara, Garilleti & Goffinet	2,5-3,5 mm de longitud, lámina uniestratosa	Largamente acuminado	2-3 papilas por célula, generalmente 2-3 ramificadas	Revolutos, excepto en el ápice y la base	Inmersa	Pilosa en toda la superficie	0,1-0,3 mm	16 dientes papilosos con crestas marcadas a lo largo de las antiguas paredes celulares, revolutos en seco	Ausente	21-24 (-26) µm
<i>L. araucarieti</i> (Müll. Hal.) F. Lara, Garilleti & Goffinet	2,2-3,1 mm de longitud, lámina uniestratosa	Apiculado, agudo o corto a largamente acuminado	1-2 papilas por célula, simples u ocasionalmente 2 ramificadas	Revolutos, excepto en el ápice y la base	Inmersa a emergente	Pilosa en el extremo distal	0,1-0,35 mm	8 pares de dientes papilosos, revolutos en seco	8 segmentos, 2 células de ancho en toda su longitud, lanceolados a triangulares	15-22 µm
<i>L. densa</i> (Lewinsky) F. Lara, Garilleti & Goffinet	2,6-3,4 mm de longitud, lámina uniestratosa	Mayormente agudo, en ocasiones cortamente acuminado	papilas numerosas por célula, simples o ramificadas	Revolutos en los 2/3 inferiores	Exserta	Lisa	0,3-1,1 mm	8 pares de dientes densamente papilosos, revolutos en seco	8 segmentos, 2 células de ancho hacia la base, lineares	(18-)22-28 µm
<i>L. elegantula</i> (Schimp. ex Mitt.) F. Lara, Garilleti & Goffinet	1,8-3,3(-3,8) mm de longitud, lámina uniestratosa	Largamente acuminado	1-2 papilas por célula, simples o ramificadas	Recurvado en la mitad inferior de un lado de la hoja	Exserta	Pilosa en toda la superficie	0,2-0,7 mm	8 pares de dientes densamente papilosos, revolutos en seco	8 segmentos, 1 o 2 células de ancho, lanceolados a triangulares	(15-)19-28 µm
<i>L. hortensis</i> (Bosw.) F. Lara, Garilleti & Goffinet	1,8-3,4 mm de longitud, lámina uniestratosa	Usualmente apiculado o acuminado	1-2 papilas por célula, generalmente simples	Recurvado, excepto en el ápice y la base	Inmersa a emergente	Pilosa en toda la superficie	0,1-0,5 mm	8 pares de dientes densamente papilosos, revolutos en seco	8 segmentos, ocasionalmente con 2 células de ancho hacia la base, lineares	19-25 µm
<i>Lewinskya incana</i> (Müll. Hal.) F. Lara, Garilleti & Goffinet	Lámina uniestratosa	Agudo o acuminado (hialino en hojas viejas)	Usualmente 1-2 papilas por célula, simples o ramificadas	Revolutos, excepto en el ápice y la base (un margen suele ser más revuelto que el otro)	Exserta	-	-	8 pares de dientes	8 segmentos	-
<i>L. ludificans</i> (Lewinsky) F. Lara, Garilleti & Goffinet	2,8-3,5 mm de longitud, lámina uniestratosa	Agudo o acuminado	1 papila por célula, simple	Recurvado en la mitad inferior de un lado de la hoja	Emergente a exserta	Pilosa en toda la superficie	0,7-1,0 mm	8 pares de dientes densamente papilosos, revolutos en seco	8 segmentos, 2 células de ancho hacia la base, triangulares a lanceolados	25-40 µm
<i>L. pariata</i> (Mitt.) F. Lara, Garilleti & Goffinet	2,4-3,6 mm de longitud, lámina uniestratosa	Usualmente apiculado	2 papilas por célula, simples o ramificadas	Revolutos casi en toda la longitud de la hoja	Exserta	Pilosa en toda la superficie	-	8 pares de dientes papilosos, revolutos en seco	8 segmentos, generalmente 2 células de ancho, lanceolados	22-28 (-33) µm

Especie	Hojas	Ápice	Papilas de la lámina	Márgenes	Cápsula	Caliptra	Cuello	Exostoma	Endostoma	Esporas
<i>L. pycnophylla</i> (Schimp. in C.MüllerHal.) F. Lara, Garilleti & Goffinet	2,8-3,5 mm de longitud, lámina uniestratosa.	Agudo o acuminado	4 papilas por célula, simples o ramificadas	Revolutos a recurvados en la parte central	Exserta	Pilosa en toda la superficie	-	16 dientes densamente papilosos, revolutos en seco	16 segmentos enteros, no apendiculados, generalmente se intercalan segmentos de 1 célula de ancho con otro de 2 células, linear a linear-lanceolados	21-28 (-36) µm
<i>L. pycnophylla</i> var. <i>verrucosa</i> (Müll. Hal.) F. Lara, Garilleti & Goffinet	2,8-3,5 mm de longitud, lámina uniestratosa.	Agudo o acuminado	4 papilas por célula, simples o ramificadas	Revolutos a recurvados en la parte central	Exserta	Pilosa en toda la superficie	0,3-0,7 mm	16 dientes densamente papilosos, revolutos en seco	16 segmentos apendiculados con estructuras semejantes a una escalera entre los segmentos, generalmente se intercalan segmentos de 1 célula de ancho con otro de 2 células, linear a linear-lanceolados	22-28 (-36) µm
<i>L. rupestris</i> (Schleich. ex Schwägr.) F. Lara, Garilleti & Goffinet	1,9-4,5 mm de longitud, lámina en ocasiones parcialmente biestratosa hacia el ápice.	Corto a largamente agudo o acuminado	2-3 papilas por célula, generalmente ramificadas	Recurvados en casi toda la longitud de la hoja	Inmersa a emergente	Glabra o pilosa en toda la superficie	0,1-0,45 mm	8 pares de dientes papilosos, erectos a extendidos en seco	Si presente, de 8 segmentos, 1 célula de ancho, lineares	18-24 (-28) µm
<i>Lewinskya rupestris</i> var. <i>papillosa</i> (Lewinsky) F. Lara, Garilleti & Goffinet	1,9-4,5 mm de longitud, lámina en ocasiones parcialmente biestratosa hacia el ápice.	Corto a largamente agudo o acuminado (eroso dentado)	2-3 papilas altas ((7-)10-13(-40) µm) por célula, generalmente ramificadas	Recurvados en casi toda la longitud de la hoja	Inmersa a emergente	Pilosa en toda la superficie, con pelos papilosos	-	8 pares de dientes moderadamente papilosos, erectos en seco	Si presente, de 8 segmentos, 1 célula de ancho, lineares	18- 23 µm
<i>L. truncatodentata</i> (Müll. Hal.) F. Lara, Garilleti & Goffinet	2,3-3,7 mm de longitud, lámina uniestratosa.	Apiculado o cortamente agudo	Papilas mayormente simples	Generalmente revolutos, excepto en el ápice y la base	Inmersa o emergente	Pilosa en el extremo distal	-	8 pares de dientes densamente papilosos, revolutos en seco	8 segmentos, 2 células de ancho en toda su longitud, lanceolados a triangulares	18-25 µm

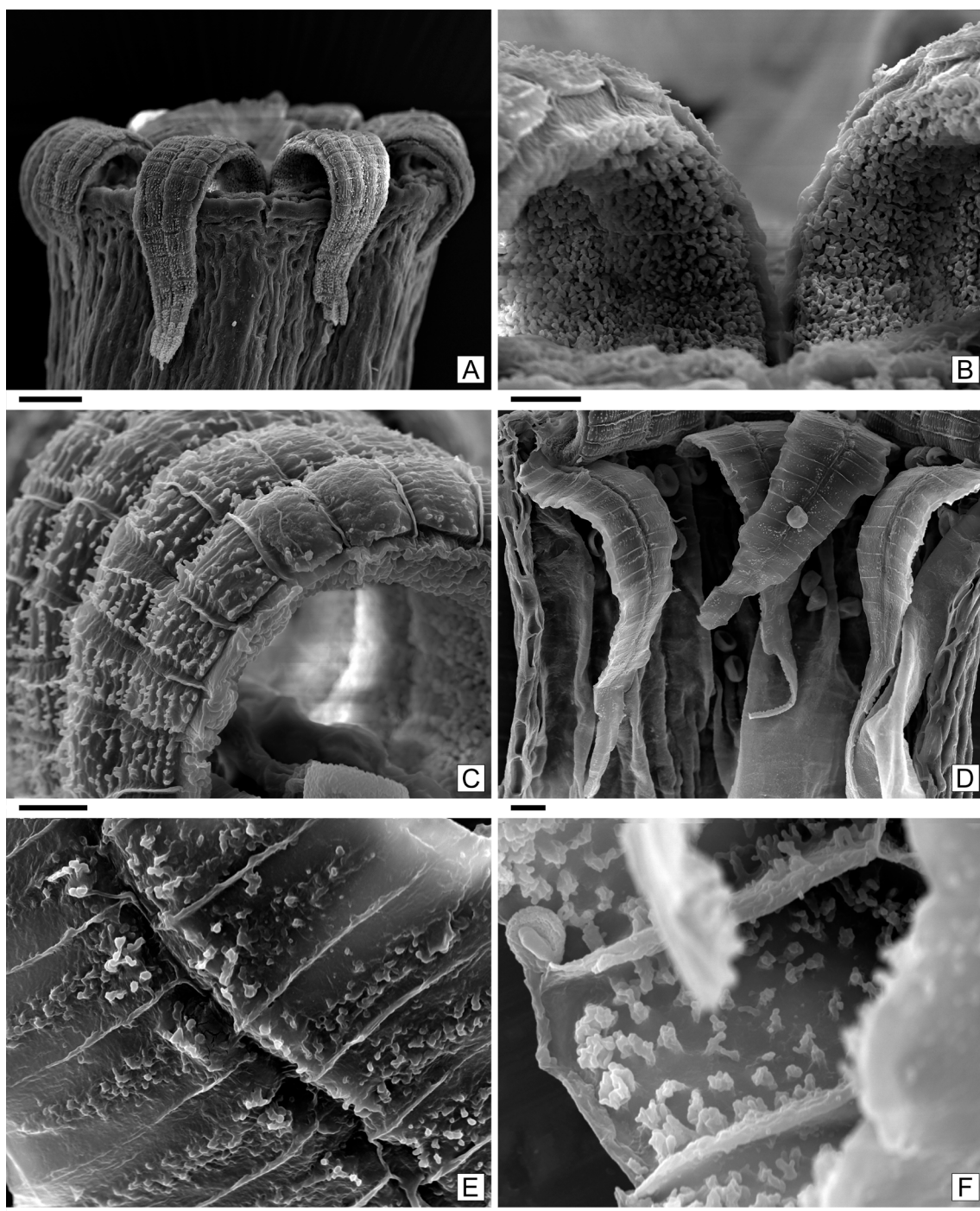


Fig. 2. *Lewinskya araucarieti*. **A:** Exostoma. **B:** Parte basal de la cara externa de un par de dientes recurvados del exostoma. **C:** Cara interna de un par de dientes recurvados del exostoma. **D:** Endostoma. **E:** Parte media de la cara externa de un segmento del endostoma. **F:** Parte media de la cara interna de un segmento del endostoma. Escalas= A: 50 μ m; B-C: 10 μ m; D: 20 μ m; E-F: 5 μ m. (D. J. Alvarez 314 & P. G. Aceñolaza, DTE; foto por D. J. Alvarez).

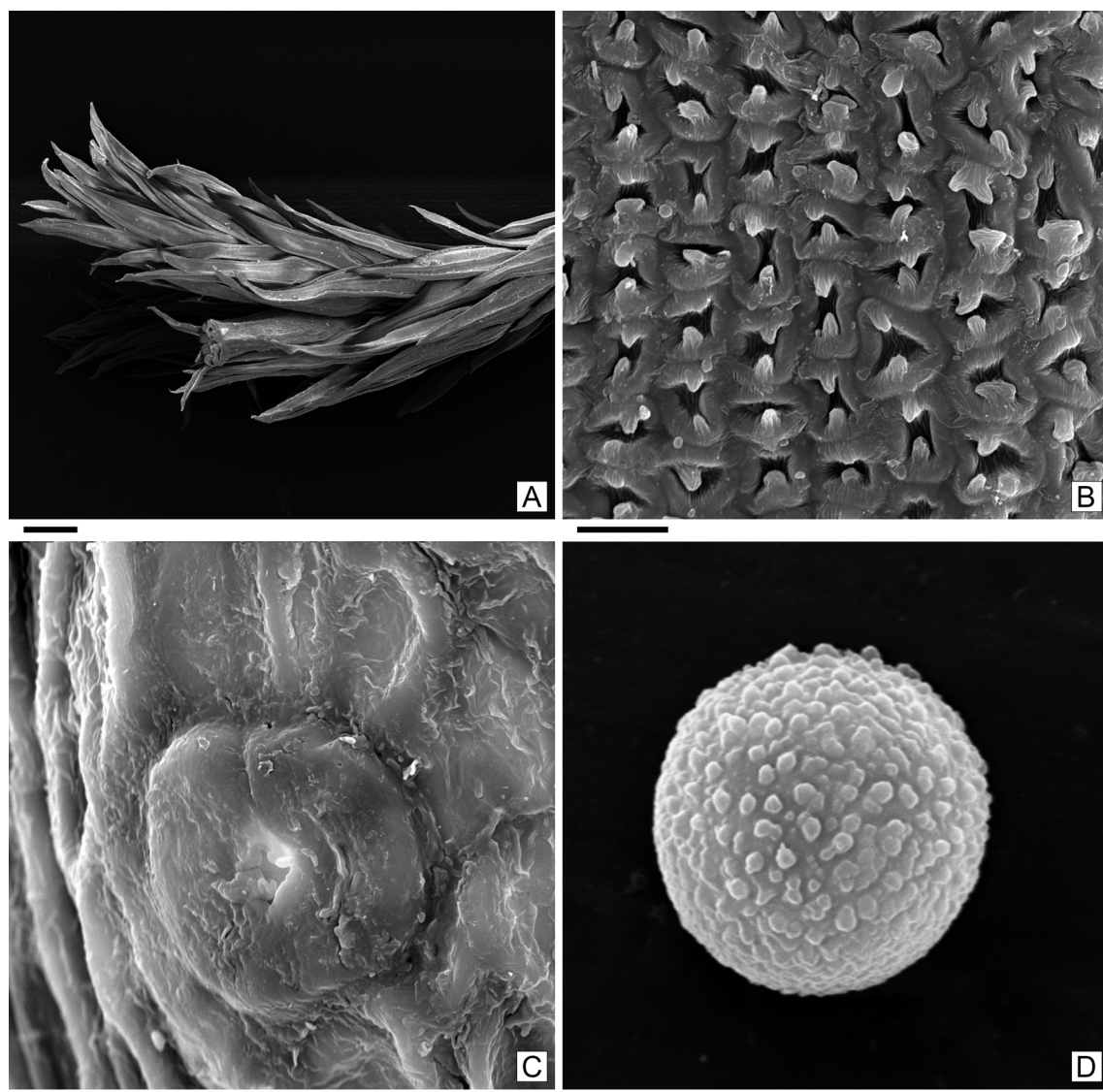


Fig. 3. *Lewinskya araucarieti*. **A:** Planta en estado seco. **B:** Células apicales de la hoja (la fotografía no representa el estado natural de las células ya que se encuentran colapsadas en este caso). **C:** Estoma superficial con células radiales rodeándolo. **D:** Espora. Escalas= A: 0,5 mm; B-C: 10 μ m; D: 5 μ m (D. J. Alvarez 314 & P. G. Aceñolaza, DTE; foto por D. J. Alvarez).

Sureste de La Península, Lago del Toro, rocas húmedas en la orilla, 80 m s.n.m., 51° 18' S, 72° 43' O, 15-XII-1975, Greene 118 (BA). Prov. Malleco, O de Angol, Parque Nacional Nahuelbuta, a lo largo de la carretera entre la entrada del parque y el desvío a la oficina de información turística, Bosque de *Nothofagus*, 1200-1250 m s.n.m., 37° 49' S, 72° 58' O, 27-X-1998, Goffinet 5477 (BA).

Lewinskya densa. ARGENTINA. Prov. Santa Cruz: Dpto. Lago Argentino, Parque Nacional Los Glaciares, en *Nothofagus* cerca del camino debajo de la Cascada del Salto, 6 Km. Norte de El Chalten, 500 m s.n.m., 22-I-1997, Townsend 97/273 (BA); *ibidem*, en un árbol en bosque en el promontorio frente al Glaciar Perito Moreno, 250 m s.n.m., 18-I-1997, Townsend 97/233 (BA).

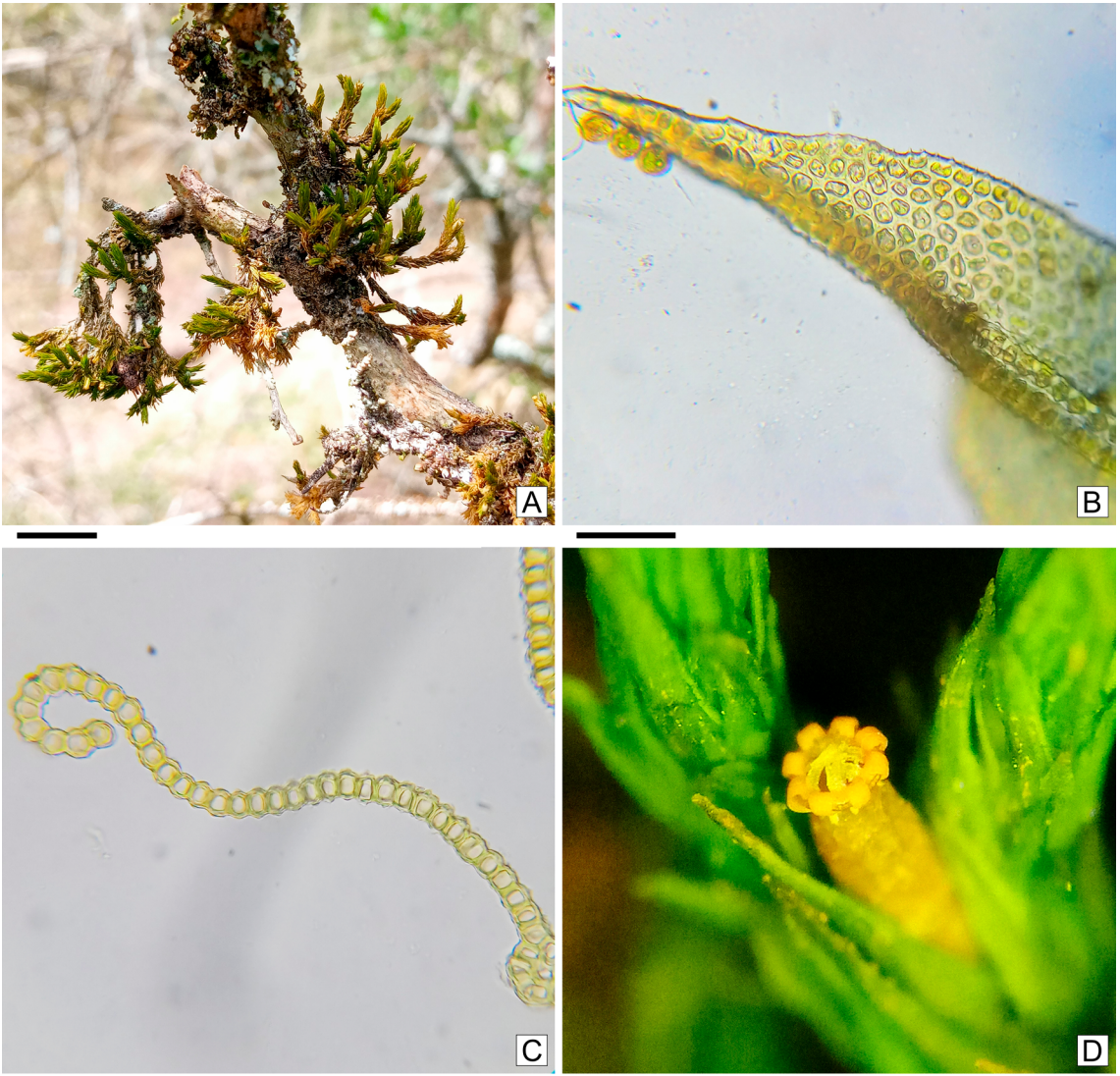


Fig. 4. *Lewinskya araucarieti*. **A:** Planta sobre rama de *Celtis ehrenbergiana* var. *ehrenbergiana* (estado seco). **B:** Células apicales de la hoja. **C:** Corte transversal de la hoja. **D:** Cápsula. Escalas= A: 10 mm; B-C: 50 μ m; D: 0,5 mm. (D. J. Alvarez 314 & P. G. Aceñolaza, DTE; D. J. Alvarez 350 & P. G. Aceñolaza, LIL; foto por D. J. Alvarez).

Lewinskya elegantula. ARGENTINA. Prov. Santa Cruz: Dpto. Güer Aike, Morro Philippi, cerca Est. Glencroes (Río Turbio), 7-XII-1950, Sleumer 1044 (BA); *ibidem*, sobre rocas basálticas al pie del Morro Domeyko, 51° 43' S, 71° 30' O, 3-III-1978, Matteri 3328b (BA).

Lewinskya hortensis. NUEVA ZELANDA. Canterbury, creciendo en matas en ramas y ramitas

de madera de montaña (Hoheria). Paso de Arthur, 3000 m s.n.m., 24-XI-1972, Visch 100 (BA).

Lewinskya ludificans. CHILE. Prov. Magallanes, Punta Arenas, 21-XI-1895, Dusén 12 (BA).

Lewinskya pycnophylla var. *verrucosa*. ARGENTINA. Prov. Tucumán: Dpto. Tafí Viejo, montañas cerca de Siambón, 1873, Lorentz s.n.

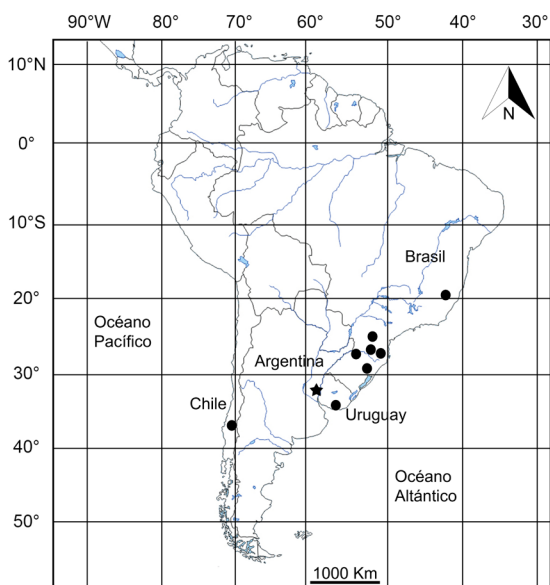


Fig. 5. Mapa de distribución de *L. araucarieti* en Sudamérica, incluyendo el nuevo registro para Argentina (resaltado con una estrella).

(isolectotipo de *Orthotrichum verrucosum* Müll. Hal.: BA, ver Lewinsky (1987)).

Lewinskya rupestris. ARGENTINA. Prov. Santa Cruz: Dpto. Lago Argentino, Parque Nacional Los Glaciares, en los árboles junto a la pista de El Chaltén a Lago Torre, por el descenso, justo después del Mirador, 575 m s.n.m., 21-I-1997, Townsend 97/263 (BA). BOLIVIA. Prov. Loayza: Dpto. La Paz, 3 Km al N de Caxata, orientado al N en la base del Cerro Iru Khasa, área semi-desértica, 4100 m s.n.m., XII-1987, Lewis 87-1181 (BA).

DISCUSIÓN

La presencia de un endostoma de ocho segmentos lanceolados a triangulares y anchos (formados por dos hileras de células), además de una cápsula inmersa a emergente, son caracteres que distinguen a *L. araucarieti* dentro del género. No obstante, entre las especies sudamericanas de *Lewinskya* existen dos que exhiben estas mismas características: *L. steerei* (Lewinsky) F. Lara, Garilleti & Goffinet y *L. truncatodentata*. La primera se diferencia de *L. araucarieti* en la presencia de esporas más grandes

(35-40 μm) y multicelulares, células del ápice de la hoja elongadas (12-30 μm de longitud) y márgenes recurvados sólo en la mitad inferior. Por su parte, *L. truncatodentata* se diferencia en presentar una coloración negruzca en la base de las plantas, células basales de la hoja más grandes (30-90 $\times$ 9-14 μm) y ápice agudo o cortamente apiculado (Lewinsky, 1992). El trabajo de Lewinsky (1992) menciona que esta última especie fue colectada durante el siglo XIX para Argentina (1880) y Uruguay (1873). Han transcurrido más de 100 años y aún no se han reportado nuevos ejemplares, existiendo la posibilidad que el taxón se haya extinto ya que aquellas áreas donde se obtuvo el material original (Isla Recreo en Argentina y Montevideo en Uruguay) han sido fuertemente transformadas por el proceso de urbanización durante las últimas décadas.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

DJA y PGA recolectaron las briófitas a campo. DJA identificó los especímenes con la ayuda de GMS, llevó a cabo la toma de mediciones de los mismos y confeccionó las láminas. DJA redactó el manuscrito con la participación de GMS y PGA.

AGRADECIMIENTOS

Al Servicio de Microscopía de la Universidad Nacional del Nordeste (UNNE) y al Herbario del Museo Argentino de Ciencias Naturales “Bernardino Rivadavia” (BA). Esta investigación fue apoyada por el Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas de Argentina (PIP 0177), PICT 2024 y Proyecto de Investigación de la Universidad Nacional de Tucumán PIUNT G744.

BIBLIOGRAFÍA

- ALVAREZ, D. J. & G. M. SUÁREZ. 2023. The genus *Microbryum* (Pottiaceae, Bryophyta) in Argentina. *Acta Bot. Brasil.* 37: e20230138.
<https://doi.org/10.1590/1677-941X-ABB-2023-0138>
 ANDERSON, L. 1954. Hoyer's solution as a rapid permanent mounting medium for bryophytes. *Bryologist* 57: 242-244.
<https://doi.org/10.2307/3240091>

- COSTA, D. P. & K. C. PÔRTO. 2023. *Guía de musgos do Brasil*. NYBG Press, Bronx, New York.
- DELGADILLO-MOYA, C., D. A. ESCOLÁSTICO, E. HERNÁNDEZ-RODRÍGUEZ, P. HERRERA-PANIAGUA, ... & C. JUÁREZ-MARTÍNEZ. 2022. *Manual de Briofitas*. 3a Ed. Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- ECKSTEIN, J., R. GARILLETI & F. LARA. 2017. *Lewinskya transcaucasica* (Orthotrichaceae, Bryopsida) sp. nov. A contribution to the bryophyte flora of Georgia. *J. Bryol.* 40: 31-38. <https://doi.org/10.1080/03736687.2017.1365218>
- FRAHM, J. P., T. PÓCS, B. O'SHEA, T. KOPONEN, ..., & Y. M. FANG. 2003. *Manual of Tropical Bryology*. Board, Germany.
- IRELAND, R. R., G. BELLOLIO, J. LARRAÍN & R. RODRÍGUEZ. 2017. Studies on the moss flora of the Bio-Bío Region of Chile: Part 3. *PhytoKeys* 77: 1-20. <https://doi.org/10.3897/phytokeys.77.10926>
- KIEBACHER, T., H. KÖCKINGER & J. KUČERA. 2022. Adaptive divergence in the neglected alpine moss *Lewinskya killiasii* (Orthotrichaceae), an example of vicariance on different rock types in bryophytes. *Bot. J. Linn. Soc.* 198: 456-481. <https://doi.org/10.1093/botlinnean/boab060>
- LARA, F., R. GARILLETI, B. GOFFINET, I. DRAPER, ..., & V. MAZIMPAKA. 2016. *Lewinskya*, a new genus to accommodate the phaneroporous and monoicous taxa of *Orthotrichum* (Bryophyta, Orthotrichaceae). *Cryptog., Bryol.* 37: 361-382. <https://doi.org/10.7872/cryb/v37.iss4.2016.361>
- LARA, F., R. GARILLETI, I. DRAPER & V. MAZIMPAKA. 2018. *Lewinskya lamyana* sp. nov. (Orthotrichaceae, Bryopsida), a distinct moss from an exceptional habitat in the southern iberian peninsula. *Cryptog., Bryol.* 39: 259-270. <https://doi.org/10.7872/cryb/v39.iss2.2018.259>
- LEWINSKY, J. 1987. *Orthotrichum* (Orthotrichaceae) in South America 2. Taxonomic revision of taxa with superficial stomata. *Mem. New York Bot. Gard.* 45: 326-370.
- LEWINSKY, J. 1992. *Orthotrichum truncato-dentatum*, a Species Known Only from Extinct Habitats. *Bryologist* 95: 218-220.
- LEWINSKY, J. 1993. A synopsis of the genus *Orthotrichum* Hedw. (Musci, Orthotrichaceae). *Bryobrothera* 2: 1-59.
- LEWINSKY, J. 1994. Miscellaneous notes on *Orthotrichum* (Bryophyta) 1-3. *J. Hattori Bot. lab.* 75: 45-49.
- MATTERI, C. M. 2000. Sobre la identidad de *Orthotrichum inclinatum*, *O. incanum* y *O. crenato-erosum* (Musci, Orthotrichaceae). *Rev. Mus. Argentino Cienc. Nat.* 2: 17-21.
- MATTERI, C. M. 2003. Los musgos (Bryophyta) de Argentina. *Trop. Bryol.* 24: 33-100.
- MÜLLER, C. 1882. Prodrum Bryologiae Argentinicae II, seu Musci Lorentziani Argentinici. *Linnaea* 43: 341-486.
- MÜLLER, C. 1885. Bryologia Fuegiana. *Flora* 68: 391-429.
- MÜLLER, F. 2009. An updated checklist of the mosses of Chile. *Archive for Bryology* 58: 1-124.
- SALGADO LAURENTI, C. R. & M. C. GALÍNDEZ. 2023. Fast and simple biological simple preparation and observation procedure for scanning electron microscopy. *Acta Microsc.* 32: 13-26.
- SUÁREZ, G. M., E. ROGER & D. J. ALVAREZ. 2023. *Venturiella acrifolia* (Erpodiaceae, Bryophyta), new to the dry forest from Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 58: 529-532. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v58.n4.41889>
- VIGALONDO, B., I. DRAPER, V. MAZIMPAKA, J. ANTONIO CALLEJA, ... & R. GARILLETI. 2020. The *Lewinskya affinis* complex (Orthotrichaceae) revisited: species description and differentiation. *Bryologist* 123: 454-481. <https://doi.org/10.1639/0007-2745-123.3.454>
- VITT, D. H. 2014. Orthotrichaceae. En: FLORA OF NORTH AMERICA EDITORIAL COMMITTEE (eds.), *Flora of North America North of Mexico*, vol. 28: 37-82. Oxford University Press, New York.



MICROPROPAGACIÓN DE *ANREDERA CORDIFOLIA* (BASELLACEAE)

MICROPROPAGATION OF *ANREDERA CORDIFOLIA* (BASELLACEAE)

Silvia C. Schaller^{1,2} , Natalia R. Dolce^{1,2} , Luis A. Mroginski² & Ricardo D. Medina^{1,2*}

1. Instituto de Botánica del Nordeste (Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas-Universidad Nacional del Nordeste), Corrientes, Argentina
2. Facultad de Ciencias Agrarias (Universidad Nacional del Nordeste), Corrientes, Argentina

*ricardomedina@agr.unne.edu.ar

Citar este artículo

SCHALLER, S. C., N. R. DOLCE, L. A. MROGINSKI & R. D. MEDINA. 2024. Micropropagación de *Anredera cordifolia* (Basellaceae). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 493-506.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n4.44826>

SUMMARY

Background and aims: *Anredera cordifolia* is a scandent plant of the Basellaceae family, with wide nutritional and medicinal potential. The aim of this work was to develop an efficient micropropagation protocol for this species, considering the stages of disinfection of the explants for their establishment and *in vitro* multiplication, as well as the acclimatization of the regenerated plants.

M&M: Different factors affecting the different stages of the micropropagation process were analyzed. For disinfection, the concentration of active Cl was evaluated in combination or not with a H₂O₂ pre-treatment. For multiplication, different dilutions of the Murashige and Skoog (MS) basal medium were tested in 4 accessions of distinct geographical origin. In the acclimatization stage, the survival of the regenerated plants from the different *in vitro* multiplication treatments was evaluated.

Results: For disinfection, the concentration of active Cl that stood out in obtaining aseptic cultures of explants that regenerated plants was 1.7%, not requiring a pre-treatment with H₂O₂. Considering the results obtained in the *in vitro* multiplication and acclimatization stages, it was determined that the use of MS diluted to a quarter of its concentration led to high percentages of plant regeneration, high rates of node formation and greater *ex vitro* survival rate compared to the other dilutions.

Conclusion: This work constitutes the first report on the micropropagation of *A. cordifolia*. This contribution is crucial for the implementation of an efficient large-scale propagation system and the development of germplasm conservation methodologies.

KEY WORDS

Anredera cordifolia, acclimatization, biotechnology, tissue culture, *in vitro* propagation.

RESUMEN

Introducción y Objetivos: *Anredera cordifolia* (Basellaceae) es una planta escandente con amplio potencial alimenticio y medicinal. El objetivo del presente trabajo fue establecer un protocolo eficiente de micropropagación para esta especie, contemplando las etapas de desinfección de los explantes para su establecimiento y multiplicación *in vitro*, así como la aclimatación de las plantas regeneradas.

M&M: Se analizaron diferentes factores que afectan las distintas etapas del proceso de micropropagación. Para la desinfección se evaluó la concentración de Cl activo en combinación o no con un pretratamiento de H₂O₂. Para la multiplicación se probaron diferentes diluciones del medio basal de Murashige y Skoog (MS) en 4 accesiones de diferente procedencia geográfica. En la etapa de aclimatación se evaluó la sobrevivencia de las plantas regeneradas provenientes de los distintos tratamientos de multiplicación *in vitro*.

Resultados: Para la desinfección, la concentración de Cl activo que se destacó en la obtención de cultivos asepticos de explantes que regeneraron plantas fue 1,7%, no siendo necesario el pretratamiento con H₂O₂. Considerando los resultados obtenidos en las etapas de multiplicación *in vitro* y aclimatación, se determinó que el uso del MS diluido a un cuarto de su concentración propició porcentajes altos de regeneración de plantas, tasas altas de formación de nudos y la mayor supervivencia *ex vitro* respecto de las restantes diluciones.

Conclusión: Este trabajo constituye el primer reporte sobre la micropropagación de *A. cordifolia*. Esta contribución resulta crucial para la implementación de un sistema eficiente de propagación a gran escala y el desarrollo de metodologías de conservación de germoplasma.

PALABRAS CLAVE

Anredera cordifolia, aclimatación, biotecnología, cultivo de tejidos, propagación *in vitro*.

Recibido: 23 Abr 2024
Aceptado: 16 Ago 2024
Publicado en línea: 10 Dic 2024
Publicado impreso: 31 Dic 2024
Editor: Federico P. O. Mollard
ISSN versión impresa 0373-580X
ISSN versión on-line 1851-2372

INTRODUCCIÓN

La evaluación de nuevas especies en busca de compuestos útiles relacionados con la alimentación y el cuidado de la salud se ha convertido en la guía para los investigadores de la industria alimentaria y farmacéutica (Goicochea *et al.*, 2020). En relación con ello, *Anredera cordifolia* (Ten.) Steenis (Basellaceae), conocida como enredadera papa, parra de madeira, potato vine, insulina, zarzaparrilla (Vivian-Smith *et al.*, 2007; Piñeros *et al.*, 2019) ha sido estudiada tanto por sus propiedades alimenticias como medicinales. Esta especie es nativa de regiones tropicales y subtropicales de América del Sur y ahora se encuentra ampliamente distribuida en regiones de climas templados suaves en todo el mundo (Vivian-Smith *et al.*, 2007). Es una planta voluble de hojas simples, suculentas, cordadas (Fig. 1A-B), de tallos rojizos en la región apical y marrón verdoso en las partes más basales de los tallos que produce tubérculos aéreos (Fig. 1C) y rizomas de tamaño variado; además presenta inflorescencias terminales con flores hermafroditas (Fig. 1D) (Vivian-Smith *et al.*, 2007). Tanto la formación de frutos como la producción de semillas en esta especie es ocasional y raramente citada (Xifreda *et al.*, 1999). Mediante estudios citogenéticos, se identificó una subespecie triploide que forma granos de polen anormales, provocando la esterilidad en algunas poblaciones (Xifreda *et al.*, 1999). Esta sería una de las razones por la que la producción de los tubérculos aéreos y rizomas representaría la estrategia natural que permite la propagación de esta especie (San Gregorio *et al.*, 2021).

En la bibliografía se han reportado estudios referentes al uso de *A. cordifolia* como producto con potencial alimenticio humano o animal (Kinupp *et al.*, 2004; Kusumanti & Sugiharto, 2017; Alba *et al.*, 2020) y fitoterapéutico debido a sus propiedades antibacterianas, antifúngicas, antivirales, antidiabéticas, antihipertensivas, vasodilatadoras, diuréticas, antiobesidad, hipolipidémicas, antioxidantes, gastroprotectoras, hepatoprotectoras, antiinflamatorias, analgésicas y cicatrizantes de heridas (Djamil *et al.*, 2012; Souza *et al.*, 2014; Widyarini *et al.*, 2015; Garmana *et al.*, 2016; Leliqia *et al.*, 2017; Nasution *et al.*, 2020). En relación a esto, se ha investigado acerca de sus componentes químicos, en particular la presencia

de saponinas, terpenos, alcaloides y flavonoides, su aislamiento, producción y utilización en la industria farmacéutica (Sukandar *et al.*, 2011; Djamil *et al.*, 2012; Leliqia *et al.*, 2017; Kusumanti & Sugiharto, 2017), así como la caracterización de diferentes accesiones de esta especie respecto de sus patrones enzimáticos y su contenido en bioactivos (Pitoyo *et al.*, 2019). La identificación quimiotaxonómica de materiales, de acuerdo con sus componentes de interés, y la disponibilidad de procedimientos que permitan la clonación eficaz de esos genotipos selectos mediante el desarrollo de sistemas de propagación *in vitro*, serán de gran importancia para asistir a futuros programas de fitomejoramiento (Hasanah & Mawarni, 2020).

Considerando el potencial de esta especie respecto de sus compuestos químicos de interés, es de esperar que se incremente la demanda de material vegetal de *A. cordifolia* para su explotación (Alba *et al.*, 2020). Afortunadamente, la Biotecnología aporta herramientas para el establecimiento de un protocolo de propagación clonal de genotipos selectos, incluso su conservación de manera segura y eficaz. En relación con ello, en la familia Basellaceae se reportan trabajos publicados que tratan del cultivo *in vitro* para la propagación y multiplicación de *Basella alba* L., *B. rubra* L. y *Ullucus tuberosus* Caldas (Jordan *et al.*, 2002; Manzelli *et al.*, 2004; Shekhawat & Manokari, 2016; Abubacker *et al.*, 2019; Kumar & Giridhar, 2021), y el mejoramiento y conservación de ejemplares selectos de *U. tuberosus* (Viehmánová *et al.*, 2012; Arizaga *et al.*, 2017; Hammond Hammond *et al.*, 2019). Hasta el momento, lo único informado acerca del cultivo *in vitro* de *A. cordifolia*, trata de la inducción de callos a partir de segmentos foliares y nodales para la síntesis de bioactivos mediante la utilización de reguladores de crecimiento vegetal (Sugiyarto & Kuswandi, 2014; Junairiah *et al.*, 2023).

Por lo expuesto, resulta preciso generar información sobre el establecimiento de un protocolo de micropropagación de *A. cordifolia*, que permita la multiplicación clonal de genotipos selectos, indispensable si se requiere escalar la propagación de determinados quimiotipos promisorios, carácter que depende del perfil de bioactivos de cada accesión (Benomari *et al.*, 2023).

El objetivo del presente trabajo fue establecer un protocolo eficiente de micropropagación de *A.*

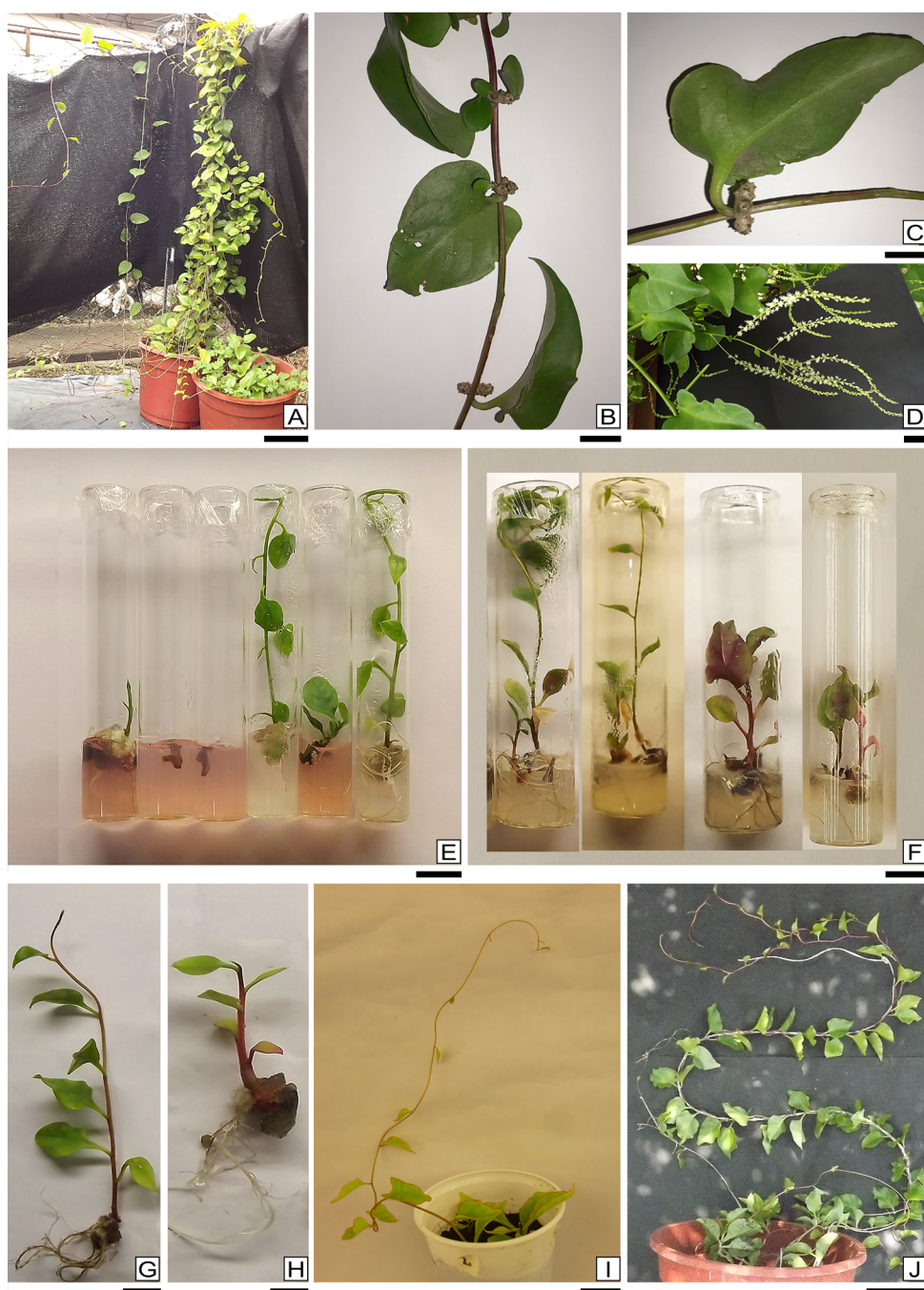


Fig. 1. Micropropagación de *Anredera cordifolia*. **A:** Plantas cultivadas en maceta y a la intemperie en Corrientes Capital. **B:** Tallo voluble con hojas simples y cordadas. **C:** Tubérculo aéreo en la axila de una hoja. **D:** Rama florífera. **E:** Respuestas obtenidas *in vitro*, luego de la desinfección con 1,7 % Cl activo y establecimiento en el medio basal MS luego de 30 días de cultivo. **F:** Plantas regeneradas *in vitro* luego de 30 días (de izquierda a derecha: en medio basal MS en su concentración original, diluido al 1/2, 1/4 y 1/8). **G-H:** Plantas regeneradas *in vitro* en MS y en MS diluido al 1/4 a los 30 d de cultivo, respectivamente. **I-J:** Plantas aclimatadas en invernadero a los 60 días y 120 días de su trasplante, respectivamente. Escalas= A, J: 10 cm; B, D: 2 cm; C, E-I: 1 cm.

cordifolia, contemplando las etapas de desinfección de los explantes para su establecimiento y multiplicación *in vitro*, así como la aclimatación de las plantas regeneradas.

MATERIALES Y MÉTODOS

Material vegetal

Se colectaron ramas de *A. cordifolia* crecidas en áreas naturales de 4 procedencias geográficas situadas en diferentes provincias argentinas. Las ramas recolectadas fueron seccionadas en esquejes de 15-20 cm (incluyendo al menos 3 nudos), cultivadas en macetas con sustrato comercial (Sunshine Mix#6, Florensa ®) y mantenidas en los jardines de la cátedra de Fisiología Vegetal de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional del Nordeste y del área homónima del Instituto de Botánica del Nordeste (IBONE CONICET-UNNE), Corrientes, Argentina (27°27'29,40"S 58°49'18,25"O). De esta manera, se obtuvieron plantas que florecieron y fueron herborizadas para su identificación. Todos los materiales fueron depositados en el Herbario CTES del IBONE (CONICET-UNNE), provenientes de las localidades de Colonia Liebig (N°1-I / CTES0060162, 27°54'38"S 55°49'36"O) y Corrientes Capital (N°5 / CTES0060290, 27°27'57,3"S 58°49'19,4"O), provincia de Corrientes; Ingeniero Chanourdié (N°3 / CTES0060289, 28°45'31,12"S 59°34'34,58"O), provincia de Santa Fe; y Resistencia (N°2-I / CTES0060288, 27°26'18"S 59°00'16,8"O), provincia del Chaco, Argentina.

Desinfección y establecimiento in vitro

En el ensayo experimental de desinfección del material vegetal se trabajó con la accesión proveniente de Colonia Liebig, Corrientes. Para ello, se tomaron ramas de las plantas crecidas en maceta, las cuales se cortaron en segmentos multinodales de 3 a 4 nudos que fueron enjuagados exhaustivamente con agua corriente y posteriormente sumergidos en etanol al 70% por 1 min. Se evaluaron dos formas de desinfección del material vegetal: 1) los segmentos multinodales se transfirieron a distintas concentraciones de solución de hipoclorito de sodio comprendiendo 1,1; 1,4; 1,7 y 2 % Cl activo, cada una con 1 gota de Triton-X-100 por cada 100 ml de solución durante 30 min con

agitación manual discontinua; 2) se incluyó un pretratamiento con peróxido de hidrógeno (H₂O₂, 10 vol.) durante 15 min, previo a la sumersión del material vegetal en las soluciones de hipoclorito de sodio más Triton-X-100, tal como se describiera anteriormente.

Finalmente, los segmentos multinodales de todos los tratamientos se enjuagaron 3 veces con agua bidestilada estéril. A continuación, en cabina de flujo laminar, se cultivaron segmentos uninodales de 1 cm de longitud en tubos de vidrio (ca. 50 cm³) con 10 ml de medio basal MS (Murashige & Skoog, 1962). El pH del medio de cultivo se ajustó a 5,8 con soluciones de KOH y/o HCl y se solidificó con 0,75% de Agar Sigma Aldrich A-1296. Los tubos fueron esterilizados en autoclave a 1 atmósfera de presión (120 °C) durante 20 min. La incubación se realizó en cámara climatizada a 27±2 °C con un fotoperíodo de 14 h y una irradiancia PAR de 116 µmol.m⁻²s⁻¹. Para determinar la efectividad de los tratamientos de desinfección en el establecimiento aséptico de los cultivos y la regeneración de plantas, a los 30 días se registraron datos de las distintas respuestas morfogénicas obtenidas: explantes sin respuesta, explantes contaminados con hongos o con bacterias y explantes con vástago y raíces, es decir, que regeneraron plantas. Las plantas regeneradas *in vitro* permanecieron en la cámara climatizada conformando una colección de trabajo y a la vez un banco de germoplasma activo, siendo mantenidas a través de subcultivos que fueron renovados cada 3 meses.

El establecimiento *in vitro* del resto de las accesiones (Corrientes Capital, Ingeniero Chanourdié y Resistencia) se realizó siguiendo el protocolo de desinfección que comprendió una sumersión en etanol al 70% por 1 min posterior transferencia a una solución de hipoclorito de sodio con 1,7% Cl activo, con 1 gota de Triton-X-100 por cada 100 ml de solución durante 30 min y 3 enjuagues con agua bidestilada estéril, previamente probado de forma experimental con la accesión de Colonia Liebig.

Multiplicación in vitro

Con el fin de evaluar la capacidad de multiplicación *in vitro* de *A. cordifolia*, se cultivaron segmentos uninodales provenientes de plantas de las 4 procedencias geográficas mencionadas anteriormente (Colonia Liebig, Corrientes Capital,

Ingeniero Chanourdié y Resistencia), las cuales fueron mantenidas en medio basal MS sin la adición de reguladores de crecimiento vegetal. Los medios de cultivo evaluados para la multiplicación consistieron en distintas concentraciones del medio basal MS (*i.e.* MS en su concentración original o diluido al 1/2, 1/4 y 1/8), todos compensados a 3% de sacarosa y solidificados con 0,75% de Agar Sigma Aldrich A-1296. La incubación se realizó en cámara de cultivo a 27 ± 2 °C y 14 h de fotoperíodo ($116 \mu\text{mol.m}^{-2}\text{s}^{-1}$ de irradiancia). A los 30 días de cultivo, se registró el porcentaje de explantes que regeneraron plantas (*i.e.* regeneración *in vitro* de plantas), el número de nudos por explante y la longitud del vástago regenerado por tratamiento. Para la evaluación del crecimiento, se pesaron en fresco las plantas regeneradas *in vitro* en los distintos tratamientos y posteriormente se secaron en estufa a 70 °C hasta peso constante para determinar su peso seco.

Aclimatación

Para evaluar la capacidad de aclimatación de las plantas regeneradas *in vitro* se emplearon plantas obtenidas luego de 30 d del cultivo de los segmentos uninodales provenientes de los distintos tratamientos del ensayo de multiplicación. Las plantas fueron extraídas de los tubos, lavadas cuidadosamente con agua corriente para sacar el medio de cultivo remanente en las raíces, posteriormente tratadas con una solución de Carbendazim ($2 \text{ cm}^3 \text{ L}^{-1}$) durante 20 min y finalmente transferidas a macetas de 180 cm^3 conteniendo sustrato comercial (Sunshine Mix#6, Florensa®). Las plantas cultivadas en maceta fueron llevadas a un invernadero y embolsadas individualmente, a modo de cámara húmeda, siendo sometidas a apertura y cierre diarios de la bolsa durante 3 semanas hasta su retiro completo. Al cabo de 60 días de la transferencia a las condiciones de crecimiento en el invernadero, se evaluó la supervivencia *ex vitro*. Para ello, se contabilizó el número de plantas que superaron la fase de aclimatación, lo cual se expresó como porcentaje de plantas aclimatadas.

Diseño experimental y análisis estadístico

El diseño experimental empleado en la evaluación de la desinfección fue completamente aleatorizado (1 accesión procedente de Colonia Liebig x 8 tratamientos de desinfección), con 3 repeticiones

de 10 explantes cada una para cada tratamiento. En cuanto a la evaluación de la multiplicación *in vitro* y la aclimatación, el diseño experimental fue factorial, cuyos factores principales fueron el factor medio de cultivo (4 niveles) *versus* el factor procedencia de las accesiones (4 niveles). Cada tratamiento fue repetido 3 veces, con 10 explantes por cada repetición.

Los datos obtenidos fueron sometidos al análisis de varianza (ANOVA), utilizando el programa estadístico InfoStat versión 2017 (Di Rienzo *et al.*, 2017), previa verificación de la normalidad de las variables. Cuando el ANOVA detectó diferencias significativas, se compararon las medias aritméticas de las variables evaluadas, mediante el Test de Comparaciones Múltiples de Duncan ($P \leq 0,05$).

RESULTADOS

Desinfección y establecimiento in vitro

En las Figuras 1E y 2 pueden observarse las respuestas obtenidas luego de la aplicación de diferentes tratamientos de desinfección y el subsecuente cultivo *in vitro* de explantes uninodales de *A. cordifolia*, proveniente de Colonia Liebig, al cabo de 30 días. Si bien en todos los tratamientos se observaron explantes contaminados con hongos o con bacterias, la contaminación fúngica en todos los casos fue mayor que la producida por bacterias. Además, se evidenció que el porcentaje de explantes contaminados, debido a hongos y bacterias en forma conjunta, fue variable de acuerdo al tratamiento (Fig. 2). Asimismo, fue posible la obtención de explantes que no presentaban contaminación, aquellos que no exhibían actividad morfogénica o denominados sin respuesta y aquellos que formaron vástago y raíces. Con respecto a los tratamientos, se evidenciaron diferencias significativas en el porcentaje de explantes con vástago y raíces relacionadas con la concentración de Cl activo y no al pretratamiento con H_2O_2 . De acuerdo con los resultados, la concentración de Cl activo que se destacó en la obtención de cultivos asépticos de explantes que regeneraron plantas fue 1,7%, no siendo necesario el pretratamiento de los explantes con H_2O_2 .

Multiplicación in vitro

Independientemente de la dilución del medio MS empleado y las accesiones evaluadas mediante

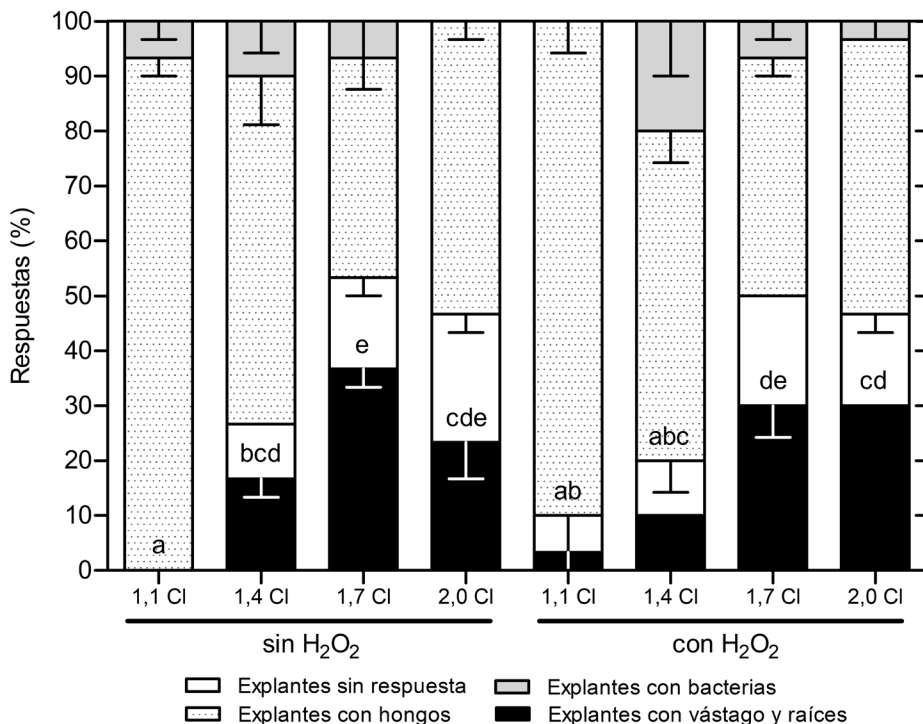


Fig. 2. Evaluación del efecto de los tratamientos de desinfección en explantes nodales de *A. cordifolia* cultivados *in vitro*. Letras distintas indican diferencias significativas en el porcentaje de explantes con vástago y raíces según el Test de Comparaciones Múltiples de Duncan ($P \leq 0,05$).

el cultivo *in vitro* de explantes uninodales de *A. cordifolia*, se ha evidenciado en todos los casos más del 80 % de explantes que formaron plantas (Fig. 3A). En términos generales, en los medios de cultivo cuya concentración del MS se encontraba más diluida se manifestaron los mayores porcentajes de regeneración de plantas en cada una de las accesiones estudiadas; sin embargo, no se detectaron diferencias significativas entre tratamientos ($P = 0,066$).

Por otra parte, en todas las accesiones evaluadas se observó un efecto positivo del medio basal MS en su concentración original sobre la tasa de multiplicación *in vitro*, representada por el número de nudos por explante (Fig. 1F y Fig. 3B) ($P < 0,0001$). Asimismo, en cada una de las accesiones se denotó una disminución progresiva de la multiplicación *in vitro* en función de la dilución del medio de cultivo ensayado.

En relación con la longitud del vástago, en general, se evidenció un comportamiento similar al observado en el número de nudos por explante. La

longitud del vástago también disminuyó en función de la dilución del medio de cultivo ensayado (Fig. 1F-H y Fig. 3C). En las 4 accesiones, el MS en su concentración original fue el que propició la mayor longitud del vástago ($P < 0,005$).

El análisis del efecto de la interacción entre la concentración del medio basal y la procedencia de las accesiones no evidenció diferencias significativas en relación al peso fresco ($P = 0,446$) y peso seco ($P = 0,062$) de las plantas regeneradas *in vitro* de *A. cordifolia* (Tabla 1). No obstante, la evaluación de los efectos simples de la concentración del medio basal y de la procedencia ha arrojado diferencias estadísticas significativas en el peso fresco y seco de las plantas *in vitro*. En ambos casos, tanto el peso fresco como el peso seco de las plantas regeneradas *in vitro* disminuyeron en función de la dilución del medio basal ($P < 0,0001$). Con respecto a la procedencia, las plantas de menor peso fresco y seco fueron las derivadas del material proveniente de Resistencia y las de mayor peso fresco las oriundas de Ingeniero Chanourdié ($P < 0,0001$).

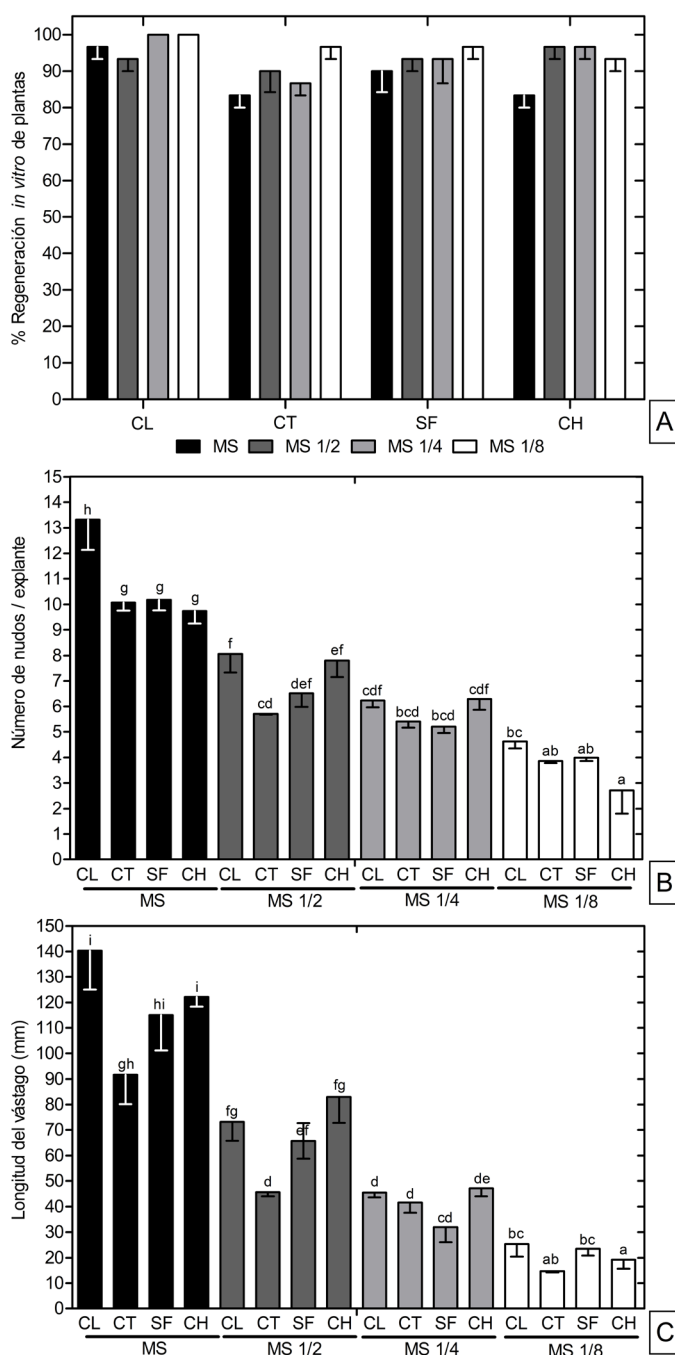


Fig. 3. Evaluación del efecto de las diluciones del medio de cultivo y de diferentes accesiones de *A. cordifolia* sobre la multiplicación *in vitro* al cabo de 30 días. **A:** Regeneración *in vitro* de plantas (%). **B:** Número de nudos por explante. **C:** Longitud del vástago de las plantas regeneradas (mm). En B y C, las letras distintas indican diferencias significativas según el Test de Comparaciones Múltiples de Duncan ($P \leq 0,05$) entre tratamientos. Abreviaturas = CL: accesión proveniente de Colonia Liebig, Corrientes; CT: accesión proveniente de Corrientes Capital; SF: accesión proveniente de Ingeniero Chanourdié, Santa Fe; CH: accesión proveniente de Resistencia, Chaco; MS: medio basal de Murashige y Skoog (1962) y sus diluciones al 1/2, 1/4 y 1/8.

Tabla 1. Evaluación del efecto de las diluciones del medio de cultivo y de las diferentes accesiones de *A. cordifolia* sobre el peso fresco y seco (mg) de las plantas regeneradas *in vitro*. Letras distintas en los efectos simples de la dilución del medio de cultivo y la procedencia de las accesiones, indican diferencias significativas según el Test de Comparaciones Múltiples de Duncan ($P \leq 0,05$).

Concentración del medio basal	Peso fresco (mg)					Peso seco (mg)				
	Procedencia				Efecto Dilución	Procedencia				Efecto Dilución
	CL	CT	SF	CH		CL	CT	SF	CH	
MS	1105,9	860,9	1224,1	1095,7	1071,6 a	85,2	83,4	91,8	78,9	84,8 a
MS 1/2	941,7	811,6	1022,1	692,9	867,0 b	75,5	67,3	83,7	59,3	71,4 b
MS 1/4	707,7	760,5	823,2	361,5	663,2 c	60,4	69,6	62,3	31,5	55,9 c
MS 1/8	505,1	529,6	548,2	327,8	477,6 d	46,5	47,1	43,5	27,9	41,3 d
Efecto de la Procedencia	815,1 b	799,3 b	904,4 a	560,8 c	--	66,9 a	66,8 a	70,3 a	49,4 b	--

Referencias: CL: accesión proveniente de Colonia Liebig, Corrientes; CT: accesión proveniente de Corrientes Capital; SF: accesión proveniente de Ingeniero Chanourdié, Santa Fe; CH: accesión proveniente de Resistencia, Chaco; MS: medio basal de Murashige y Skoog (1962) y sus diluciones al 1/2, 1/4 y 1/8.

Aclimatación

En la Fig. 11 se puede observar una planta regenerada *in vitro* y aclimatada de *A. cordifolia* luego de 60 días de la transferencia a las condiciones de crecimiento en el invernadero. En la Fig. 4

se presentan los resultados obtenidos luego de la aclimatación de las plantas regeneradas. A diferencia de lo observado en la multiplicación *in vitro*, la aclimatación demostró mayor éxito en relación con la supervivencia cuando las plantas

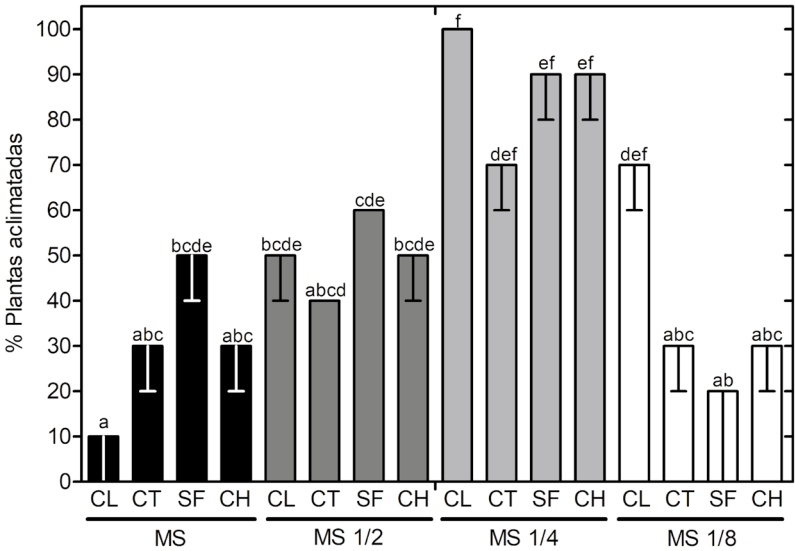


Fig. 4. Evaluación del efecto de las diluciones del medio de cultivo y de diferentes accesiones de *A. cordifolia* sobre el porcentaje de plantas aclimatadas al cabo de 60 días de su transferencia a condiciones *ex vitro*. Letras distintas indican diferencias significativas según el Test de Comparaciones Múltiples de Duncan ($P \leq 0,05$). Abreviaturas = CL: accesión proveniente de Colonia Liebig, Corrientes; CT: accesión proveniente de Corrientes Capital; SF: accesión proveniente de Ingeniero Chanourdié, Santa Fe; CH: accesión proveniente de Resistencia, Chaco; MS: medio basal de Murashige y Skoog (1962) y sus diluciones al 1/2, 1/4 y 1/8.

derivaban de medios diluidos hasta un cuarto de la concentración original del medio basal MS (MS 1/4) ($P \leq 0,05$). A los 120 d de su transferencia, las plantas aclimatadas manifestaron un crecimiento vigoroso por lo que fueron trasplantadas a macetas de mayor tamaño (Fig. 1J).

DISCUSIÓN

Establecimiento in vitro

La desinfección del material vegetal es un requisito fundamental para el éxito de la micropropagación y, aunque parezca un simple paso de la fase de establecimiento, en algunas especies resulta dificultosa, siendo su propósito principal eliminar los contaminantes sin perjuicio de la actividad biológica del explante (Cuba-Díaz *et al.*, 2020; Gammoudi *et al.*, 2022). Por esta razón, en este trabajo se diseñó un experimento que nos permitiera establecer un procedimiento para la obtención de material vegetal aséptico, capaz de regenerar plantas *in vitro* de *A. cordifolia*.

Gammoudi *et al.* (2022), trabajando con semillas de pistacho (*Pistacia vera* L., Anacardiaceae), determinaron que la aplicación de HgCl_2 o H_2O_2 mostraron en promedio 100 y 83,9% de eficiencia de la desinfección, respectivamente, significativamente mayor que el obtenido con NaClO (en promedio 57,4%). Sin embargo, el NaClO fue el desinfectante que presentó menor porcentaje de efecto negativo sobre los tejidos (en promedio 2,4%) y, por lo tanto, sobre la posterior capacidad de regeneración de plantas, respecto del resto de los tratamientos (en promedio 21,2% para H_2O_2 y 62,8% para HgCl_2).

Otro aspecto a considerar en el desarrollo de un protocolo eficiente de desinfección es la forma de aplicación de los agentes desinfectantes. Por ejemplo, en *Vitis vinifera* L. (Vitaceae) se comprobó que el uso de una mayor concentración de NaClO (1,3% Cl activo) en agitación constante por 60 min resultó mejor en el establecimiento aséptico de los explantes en relación a los restantes tratamientos con menores concentraciones del desinfectante y tiempos de agitación (Lazo-Javalera *et al.*, 2016). En *Vanilla planifolia* Jacks. (Orchidaceae), la utilización de NaClO en una concentración de 5% de Cl activo durante 25 min fue el tratamiento que permitió el mayor porcentaje de desinfección, pero

con agitación discontinua (Ayele & Tefera, 2018). En ambos trabajos se observó que el aumento en la concentración de NaClO produjo mejoras en la desinfección, ya sea con agitación continua o discontinua, acompañado de un aumento del efecto desinfectante al incrementar el tiempo de exposición. Por ello, resulta indispensable analizar el poder desinfectante de diferentes productos, sus concentraciones, combinaciones o métodos de aplicación, además de sus efectos sobre la actividad morfogénica del explante. En el presente trabajo, para evitar una mayor agresión a los explantes, obtener cultivos asépticos y permitir que fueran capaces de regenerar plantas, se seleccionó el tratamiento que comprendió una sumersión de los explantes en una solución de NaClO con 1,7% de Cl activo con agitación discontinua, sin pretratamiento con H_2O_2 , lo que se aplicó al resto de accesiones de *A. cordifolia* como protocolo de desinfección para su establecimiento *in vitro*.

Multiplificación in vitro

La regeneración *in vitro* de plantas en otras especies de la familia Basellaceae involucró el uso del medio basal MS en su composición original adicionado con reguladores de crecimiento. Tal es el caso de *Basella alba*, *B. rubra* (Shekhawat & Manokari, 2016; Kumar & Giridhar, 2021) y *U. tuberosus* (Jordan *et al.*, 2002). Asimismo, en *A. cordifolia*, se ha empleado MS con reguladores de crecimiento, aunque con el fin de producir callos a partir de segmentos nodales (Junairiah *et al.*, 2023). A los fines de la micropropagación clonal, la vía de regeneración indirecta no es la apropiada por el riesgo que representa el desarrollo de yemas *de novo* que podrían resultar en variantes somaclonales (Heydari & Chamani, 2022). Además, se ha evidenciado que los callos ejercen un efecto negativo en la supervivencia de la yema axilar del segmento uninodal y su posterior conversión en vástago, como se observó en *Manihot esculenta* Crantz (Euphorbiaceae) (Medina *et al.*, 2017). Si bien, en plantas regeneradas *in vitro* de *Lippia integrifolia* (Gris.) Hieron. (Verbenaceae) por organogénesis indirecta y directa, se ha demostrado que se producen variantes somaclonales, hay consenso en que la micropropagación basada en la brotación de yemas axilares y subsecuente formación de vástagos, es el sistema más adecuado para garantizar la estabilidad genética y por ello

el más utilizado (Iannicelli *et al.*, 2016). Por esta razón, en el presente trabajo se eligió propiciar la organogénesis directa mediante el cultivo de explantes uninodales que sean capaces de regenerar plantas por la brotación de sus yemas axilares preexistentes en un medio nutritivo desprovisto de reguladores de crecimiento y de esta manera, mantener su identidad genética.

Acerca de la evaluación del efecto de las diluciones del medio basal MS sobre la multiplicación *in vitro* en *A. cordifolia* no se tienen referencias previas, ni en otras especies de Basellaceae. Sí se ha informado que la multiplicación *in vitro* en *B. rubra* y *U. tuberosus* mejora con la adición de reguladores de crecimiento al medio basal MS (Jordan *et al.*, 2002; Kumar & Giridhar, 2021). Dado que Junairiah *et al.* (2023) evidenciaron que al someter segmentos nodales de *A. cordifolia* a medios con reguladores de crecimiento los mismos forman callos, para evitar su masiva proliferación y que por ello se altere la formación de nudos, se decidió evaluar la respuesta de los explantes frente al cultivo en medio basal MS en su composición original y sus diluciones, sin reguladores de crecimiento. Considerando las diferentes diluciones (*i.e.* MS completo o diluido al 1/2, 1/4 y 1/8) y las distintas procedencias de las accesiones de *A. cordifolia* evaluadas, se promovió la formación de nuevos nudos por explante. Asimismo, se denotó una disminución gradual de la formación de nudos en función de la reducción de la concentración del medio basal, independientemente de la accesión. *A priori*, estos resultados condujeron a pensar que la concentración ideal para la multiplicación *in vitro* de *A. cordifolia* era la del MS completo para todas las accesiones. Sin embargo, en esta fase del proceso de micropropagación aún se desconocía el comportamiento de las plantas *in vitro* frente a la aclimatación.

En *Billbergia zebrina* (Herb.) Lindl. (Bromeliaceae) se observó que el incremento de la concentración del medio MS ejerció un efecto positivo en la multiplicación *in vitro* (Martins *et al.*, 2015). En *Ilex paraguariensis* A.St.-Hil. (Aquifoliaceae), la brotación *in vitro* de explantes uninodales con la subsecuente formación de nudos, se vio favorecida por la disminución de la concentración del medio basal MS y perjudicada por el aumento de la misma, resultando óptima la dilución MS 1/4 con la compensación de la sacarosa al 3% (Mroginski *et al.*, 1997).

En cuanto al efecto del medio basal sobre la longitud de las plantas regeneradas *in vitro*, en *Basella* sp. y *U. tuberosus*, se obtuvieron vástagos únicos de mayor altura en MS, a diferencia de aquellos medios que involucraron la adición de reguladores de crecimiento, que promovieron la formación de múltiples vástagos de menor tamaño (Jordan *et al.*, 2002; Shekhawat & Manokari, 2016; Kumar & Giridhar, 2021). Sin embargo, en estos trabajos no se evaluaron diluciones del medio basal en combinación o no con reguladores de crecimiento. En el bambú (*Oxytenanthera abyssinica* A. Rich. Munro, Poaceae), se demostró que el MS promovió la mayor elongación de los vástagos con respecto a sus diluciones (MS 1/2 o 1/4) sin reguladores de crecimiento (Diab & Mohamed, 2008).

Referido al efecto de las diluciones del medio basal MS sobre el peso fresco y seco de las plantas regeneradas *in vitro*, en *B. zebrina* (Bromeliaceae) se observó que su cultivo en MS en concentraciones superiores a la original (150% y 200%) mejoró significativamente su peso fresco y seco (Martins *et al.*, 2015). En *Typhonium flageliforme* (Lodd.) Blume (Araceae), también se registró un incremento del crecimiento, representado por el peso fresco y seco de las plantas regeneradas *in vitro*, en función de la concentración del medio basal en medios nutritivos con reguladores de crecimiento. Por el contrario, en *Aldrovanda vesiculosa* L. (Droseraceae), los explantes respondieron positivamente tanto en regeneración de vástagos como en el peso fresco de los mismos, cuando fueron cultivados en medios diluidos incluso hasta un décimo de la concentración original del medio basal MS (Parzymies *et al.*, 2022). Respecto de la longitud de vástagos, el peso fresco y seco de plantas regeneradas *in vitro* de *A. cordifolia*, en el presente estudio se ha evidenciado un comportamiento similar tendiente a la disminución gradual de las mismas en relación a la reducción de la concentración del medio basal empleado, independientemente de las accesiones evaluadas.

Según Reed *et al.* (2016) y Kovalchuk *et al.* (2018), la dilución del medio basal modifica el contenido total de diferentes macronutrientes como N, Ca²⁺, Mg²⁺, K⁺, la relación NH₄⁺/NO₃⁻ y NH₄⁺/Ca²⁺. Esta alteración de la composición original del medio nutritivo provoca variaciones en las respuestas de crecimiento y desarrollo de vástagos regenerados *in vitro* (Teixeira da Silva *et al.*, 2020). Estos hallazgos

podrían tener relación con las respuestas observadas en *A. cordifolia* respecto de la formación de nudos por explante, la modificación de la longitud de vástagos, pesos fresco y seco de plantas regeneradas *in vitro* en función de las diluciones evaluadas, aunque mayores investigaciones son necesarias para sustentar tales afirmaciones.

Aclimatación

La regeneración *in vitro* de plantas de *A. cordifolia* fue muy alta (>80%), independientemente de la dilución del medio basal y las accesiones evaluadas, produciéndose la formación de vástagos y el enraizamiento *in vitro* de los segmentos uninodales sin necesidad de la adición de reguladores de crecimiento. Esto permitió que se cuente con plantas para la evaluación experimental de la aclimatación. En otras especies de Basellaceae, se requirió el uso de auxinas para el enraizamiento de los vástagos regenerados y pasaje a la fase de aclimatación con éxito, en condiciones *in vitro* para *B. rubra* (Kumar & Giridhar, 2021) o *ex vitro* para *B. alba* (Shekhawat & Manokari, 2016). En *U. tuberosus*, para obtener una respuesta satisfactoria de enraizamiento de vástagos y tuberización, se ha necesitado incluso de la combinación de una auxina, una citocinina y ácido giberélico para la regeneración de plantas pasibles de ser aclimatadas (Jordan *et al.*, 2002).

Hasta el momento, no se han informado estudios del efecto de la dilución del medio basal y el genotipo en la supervivencia *ex vitro* en Basellaceae, por lo que esta investigación brinda información valiosa para considerar al momento de decidir a qué condiciones de regeneración *in vitro* de plantas se deben someter los explantes de *A. cordifolia*, previo a su aclimatación. A partir de las respuestas que se obtuvieron *in vitro* en la mayoría de las variables estudiadas con segmentos uninodales de *A. cordifolia* cultivados en medio basal MS completo sin reguladores de crecimiento, se podría argüir que hubiera sido este medio de cultivo el que permitiera las mejores respuestas en la aclimatación. Sin embargo, en todas las accesiones evaluadas fue la dilución al cuarto la condición más adecuada para regenerar plantas mejor adaptadas para resistir las condiciones *ex vitro* al ser transferidas a maceta. El ambiente *in vitro* presenta alta humedad relativa, bajo o nulo intercambio gaseoso, producción de etileno y escasez de CO₂ durante casi todo el período, lo

que conduce a una muy baja tasa fotosintética y perturbaciones en las plantas desarrolladas bajo esas condiciones (Rosales *et al.*, 2018). Entonces resulta fundamental obtener plantas con características morfofisiológicas apropiadas para sobrevivir a las condiciones del ambiente natural. Si bien no se han realizado estudios de esta índole en estas plantas de *A. cordifolia*, es de destacar que se observó que las plantas de mayor vigorosidad, derivadas del medio MS en su concentración original y MS 1/2 caracterizadas por una mayor longitud de vástagos y peso fresco y seco de plantas, se deshidrataron repentinamente y finalmente murieron en su mayoría durante la aclimatación. Las plantas derivadas del MS 1/8, en la mayoría de las accesiones, no prosperaron exitosamente por ser plantas pequeñas con escaso volumen radical a diferencia de las provenientes del MS 1/4 que superaron con éxito la fase de aclimatación, independientemente de la accesión (en promedio $\geq 70\%$ de plantas aclimatadas). Para optimizar las respuestas observadas durante la aclimatación de plantas de *A. cordifolia*, se pueden considerar las recomendaciones procedimentales que realizaron Shekhawat & Manokari (2016) para *B. alba* acerca de la pulverización diaria con agua por 2 o 3 semanas y Kumar & Giridhar (2021) para *B. rubra* respecto de la realización de orificios en las bolsas empleadas como cámara húmeda para sustituir su apertura y cierre diarios y la complementación de la nutrición con el fertirriego con medio basal diluido al cuarto (MS 1/4) sin sacarosa.

CONCLUSIONES

Esta contribución constituye el primer reporte acerca de la micropropagación de *A. cordifolia*. En este estudio se ha desarrollado un procedimiento eficiente para la regeneración de plantas *in vitro* de esta especie mediante el cultivo de segmentos uninodales. El protocolo completo consiste en: 1) desinfección superficial del material vegetal mediante sumersión en una solución al 70% de etanol por 1 min, posterior transferencia a una solución de hipoclorito de sodio con 1,7% de Cl activo más Triton-X-100 por 30 min y 3 enjuagues con agua bidestilada estéril; 2) multiplicación *in vitro* mediante el cultivo de segmentos uninodales en el medio basal MS diluido a un cuarto de su

concentración; 3) aclimatación de las plantas regeneradas *in vitro*, transfiriéndolas a macetas conteniendo sustrato comercial y cubriendo cada maceta con una bolsa de polietileno, a modo de cámara húmeda, durante 3 semanas. Estos aportes, además de permitir la micropropagación eficiente de esta especie, brindan información para el desarrollo de sistemas de conservación de germoplasma a largo plazo, dado que contar con un protocolo de regeneración de plantas *in vitro* que asegure efectividad y reproducibilidad es un requisito fundamental a la hora de realizar estudios de crioconservación.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

Todos los autores han realizado conjuntamente y en partes iguales el diseño experimental, la interpretación de los resultados y la redacción del manuscrito. SCS y RDM coleccionaron el material vegetal. SCS realizó los experimentos, recolectó y procesó los datos. SCS, NRD y RDM analizaron estadísticamente los datos. RDM, NRD y LAM revisaron la versión final del manuscrito.

AGRADECIMIENTOS

A la Secretaría General de Ciencia y Técnica de la Universidad Nacional del Nordeste (PI 18A007/18, 23A004/23 y PI 20A009/20) y el Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (PIP N°11220150100398 CO) por el apoyo económico y financiero de este trabajo.

DATOS PRIMARIOS

Los datos primarios de la investigación se subirán al repositorio digital del CONICET.

BIBLIOGRAFÍA

ABUBACKER, M. N., G. GANAPATHY, L. M. SEBASTIN & K. S MONDAL. 2019. Histochemical and shoot induction studies of *Basella rubra* L. (Basellaceae). *Biosci. Biotechnol. Res. Asia* 16: 187-194. <http://dx.doi.org/10.13005/bbra/2736>

ALBA, T. M., C. M. GARLET DE PELEGRIN & A. M. SOBOTTKA. 2020. Pharmacognosy Ethnobotany, ecology, pharmacology, and chemistry of *Anredera cordifolia* (Basellaceae): a review. *Rodriguésia* 70: 1-11. <http://dx.doi.org/10.1590/2175-7860202071060>

ARIZAGA, M. V., S. I. YAMAMOTO, D. TANAKA, K. FUKUI, ... & T. NIINO. 2017. Cryopreservation of *in vitro* shoot tips of ulluco (*Ullucus tuberosus* Cal.) using D cryo-plate method. *CryoLetters* 38: 419-427.

AYELE, Y. Z. & W. TEFERA. 2018. Low cost sterilization technique and *in vitro* initiation of vanilla (*Vanilla planifolia* Andr.). *J. Agric. Food Res.* 9: 1-6.

BENOMARI, F. Z., M. SARAZIN, D. CHAIB, A. PICHETTE, ... & N. DJABOU. 2023. Chemical variability and chemotype concept of essential oils from Algerian wild plants. *Molecules* 28: 4439. <https://doi.org/10.3390/molecules28114439>

CUBA-DÍAZ, M., C. RIVERA-MORA, E. NAVARRETE E & M. KLAGGES. 2020. Advances of native and non-native Antarctic species to *in vitro* conservation: improvement of disinfection protocols. *Sci. Rep.* 10: 3845. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-60533-1>

DI RIENZO, J. A., CASANOVES, F., BALZARINI, M. G., GONZÁLEZ L., ... & ROBLEDO, C. W. 2017. InfoStat versión 2017. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. Disponible en: <http://www.infostat.com.ar>.

DIAB, E. E. & S. E. MOHAMED. 2008. *In vitro* morphogenesis and plant regeneration of bamboos (*Oxytenanthera*). *Int. J. Sustain. Crop Prod.* 3: 72-79.

DJAMIL, R., P. R. WAHYUDI, S. WAHONO & M. HANAFI. 2012. Antioxidant activity of flavonoid from *Anredera cordifolia* (Ten) Steenis leaves. *Int. Res. J. Pharm.* 3: 241-243.

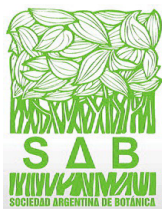
GAMMOUDI, N., K. NAGAZ & A. FERCHICHI. 2022. Establishment of optimized *in vitro* disinfection protocol of *Pistacia vera* L. explants mediated a computational approach: multilayer perceptron–multi– objective genetic algorithm. *BMC Plant Biol.* 22: 1-13.

GARMANA, A. N., E. Y. SUKANDAR & I. FIDRIANNY. 2016. Preliminary study of blood pressure lowering effect of *Anredera cordifolia* (Ten) Steenis on Wistar rats. *Int. J. Pharmacogn. Pharm. Res.* 8: 300-304.

GOICOCHEA, R. C. C., M. C. MARTÍNEZ LAURENTE & J. T. R. CHUMBES. 2020. Propiedades funcionales de productos tradicionales congelados y secados

- al sol de oca (*Oxalis tuberosa* Molina) y ulluco (*Ullucus tuberosus* Caldas): Una revisión. *Puriq* 2: 363-387. <https://doi.org/10.37073/puriq.2.3.100>
- HAMMOND HAMMOND, S. D., I. VIEHMANNOVA, J. ZAMECNIK & P. H. CEPKOVA. 2019. Efficient slow-growth conservation and assessment of clonal fidelity of *Ullucus tuberosus* Caldas microshoots. *Plant Cell Tiss. Organ Cult.* 138: 559-570. <https://doi.org/10.1007/s11240-019-01653-z>
- HASANAH, Y. & L. MAWARNI. 2020. Exploration and identification of *Anredera cordifolia* morphological characters in the highlands and lowlands. *Biodiversitas* 21: 2759-2766. <https://doi.org/10.13057/biodiv/d210652>
- HEYDARI, H. R. & E. CHAMANI. 2022. High-frequency plant regeneration and genetic fidelity assessment of regenerants by molecular and biochemical markers in Woodland Sage (*Salvia nemorosa* L.). *Ind. Crop. Prod.* 187: 115404. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2022.115404>
- IANNICELLI, J., M. C. P. DE LA TORRE, M. A. COVIELLA, E. D. V. AGUIRRE, ... & A. S. ESCANDÓN. 2016. *In vitro* propagation of *Lippia integrifolia* (Griseb.) Hier. and detection of genetic instability through ISSR markers of *in vitro*-cultured plants. *Rev. Fac. Nac. Agron.* 115: 67-76.
- JORDAN, M., A. AMENÁBAR & C. ROVERARO. 2002. Rapid *in vitro* propagation and microtuber production in *Ullucus tuberosus* (Basellaceae). *Gartenbauwissenschaft* 67: 50-54.
- JUNAIRIAH, F., N. TRI & N. I. ZURAI DASSANAAZ. 2023. Callus induction of *Anredera cordifolia* L. with various concentration of benzyl amino purin (BAP). *Eur. Chem. Bull.* 12: 2396-2400. <https://doi.org/10.31838/ecb/2023.12.1.319>
- KINUPP, V. F., F. S. AMARO & I. B. I. BARROS. 2004. *Anredera cordifolia* (Basellaceae), uma hortaliça potencial em desuso no Brasil. *Hortic. Bras.* 22: 1-6.
- KOVALCHUK, I. Y., Z. MUKHITDINOVA, T. TURDIYEV, G. MADIYEVA, ... & B. M. REED. 2018. Nitrogen ions and nitrogen ion proportions impact the growth of apricot (*Prunus armeniaca*) shoot cultures. *Plant Cell Tiss. Org Cult.* 133: 263-273. <https://doi.org/10.1007/s11240-018-1379-8>
- KUMAR, S. S. & P. GIRIDHAR. 2021. *In vitro* micropropagation of *Basella rubra* L. through proliferation of axillary shoots. *Plant Cell Tiss. Organ Cult.* 144: 477-483. <https://doi.org/10.1007/s11240-020-01960-w>
- KUSUMANTI, E. & S. SUGIHARTO. 2017. Effect of dietary supplementation of binahong leaf meal, betel nut meal or their combination on serum albumin and globulin, fecal endoparasites and bacterial counts in milk of Saanen goats suffering from subclinical mastitis. *Agric. Nat. Resour.* 51: 415-419.
- LAZO-JAVALERA, M. F., R. TRONCOSO-ROJAS, M. E. TIZNADO-HERNÁNDEZ, M. A. MARTÍNEZ TELLEZ, ... & M. RIVERA-DOMÍNGUEZ. 2016. Surface disinfection procedure and *in vitro* regeneration of grapevine (*Vitis vinifera* L.) axillary buds. *Springerplus* 5: 1-9. <https://doi.org/10.1186/s40064-016-2081-0>
- LELIQIA, N. P. E., E. Y. SUKANDAR & I. FIDRIANNY. 2017. Overview of efficacy, safety and phytochemical study of *Anredera cordifolia* (Ten.) Steenis. *Pharmacologyonline* 1: 124-131.
- MANZELLI, M., L. ANDRENELLI, S. BENEDETTELLI & V. VECCHIO. 2004. Effect of temperature and sucrose on ulluco (*Ullucus tuberosus* Caldas) microtuber production under neutral photoperiodic conditions. *Adv. Hortic. Sci.* 18:1-4.
- MARTINS, J. P. R., M. PASQUAL, A. D. MARTINS & S. F. RIBEIRA. 2015. Effects of salts and sucrose concentrations on *in vitro* propagation of *Billbergia zebrina* (Herbert) Lindley (Bromeliaceae). *Aust. J. Crop Sci.* 9: 85-91.
- MEDINA, R. D., S. C. SCHALLER, N. R. DOLCE & L. A. MROGINSKI. 2017. Determinación de la eficiencia de la micropropagación de genotipos de mandioca (*Manihot esculenta*, Euphorbiaceae) de interés para el Nordeste Argentino. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 52: 497-505. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v52.n3.18029>
- MROGINSKI, L. A., P. A. SANSBERRO, H. Y. REY & M. M. COLLAVINO. 1997. Micropropagación de la yerba mate (*Ilex paraguariensis* St. Hil.): Estado Actual y perspectivas. En: *Anais I Congresso Sul-Americano da Erva-Mate*, pp. 141-151. Embrapa, Curitiba.
- MURASHIGE, T. & F. SKOOG. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassay with tobacco tissue cultures. *Physiol. Plant.* 15: 473-497. <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.1962.tb08052.x>
- NASUTION, N. A., I. M. ARTIKA & D. SAFARI. 2020. Antibacterial activity of leaf extracts of *Anredera cordifolia* (Ten.) Steenis and *Muntingia calabura* L. against *Streptococcus pneumoniae*. *Curr. Biol.* 7: 1-9. <https://doi.org/10.29244/cb.7.1.1>

- PARZYMIES, M., M. POGORZELEC & A. ŚWISTOWSKA. 2022. Optimization of propagation of the Polish strain of *Aldrovanda vesiculosa* in tissue culture. *Biology* 11: 1389.
<https://doi.org/10.3390/biology11101389>
- PIÑEROS, A. L., L. M. P. OSPINA, J. F. H. MONTAÑO, M. L. I. PIÑEROS & J. R. OSORIO. 2019. Caracterización etnobotánica de las plantas medicinales empleadas en el tratamiento de las enfermedades cardiometabólicas, Villa de Leyva-Boyacá. *Rev. Cubana Plant Med.* 24: 1-22.
- PITOYO, A., RESTYKANIA, SURATMAN & SURANTO. 2019. Morphology and isozyme variation among madeira vine (*Anredera cordifolia*) accessions from southeastern part of Central Java, Indonesia. *Biodiversitas* 20: 3024-3032.
<https://doi.org/10.13057/biodiv/d201035>
- REED, B. M., J. DENOMA, S. WADA & R. NIEDZ. 2016. Determining optimum *in vitro* mineral nutrition for diverse pear germplasm using response surface methodology. *Acta Hort.* 1113:79-84.
<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2016.1113.11>
- ROSALES, C., J. BRENES, K. SALAS, S. ARCE-SOLANO & A. ABDELNOUR-ESQUIVEL. 2018. Micropropagación de *Stevia rebaudiana* en sistemas de inmersión temporal para incursionar en la producción hortícola. *Rev. Chapingo Ser. Hort.* 24: 69-84. <https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2017.08.028>.
- SAN GREGORIO, J. P. R., N. M. PIOTO, V. A. FORTI, J. RODRIGUES, P. V. DA SILVA, P. A. MONQUERO. 2021. Propagation and control of *Anredera cordifolia* (Ten.) Steenis (madeira vine). <https://doi.org/10.21475/ajcs.21.15.08.p3320>
- SHEKHAWAT, M. S. & M. MANOKARI. 2016. Optimization of *in vitro* and *ex vitro* regeneration and micromorphological studies in *Basella alba* L. *Physiol Mol Biol Plants*. 22: 605-612.
<https://doi.org/10.1007/s12298-016-0388-5>
- SOUZA, L. F., I. B. I. DE BARROS, E. MANCINI, L. D. MARTINO, ... & V. D. FEO. 2014. Chemical composition and biological activities of the essential oil from *Anredera cordifolia* grown in Brazil. *Nat. Prod. Commun.* 9: 1003-1006.
<https://doi.org/10.1177/1934578X1400900730>
- SUGIYARTO, L. & P. C. KUSWANDI. 2014. Callus induction of binahong leaves (*Anredera cordifolia* L.) for the development of traditional medicinal plant. *J. Sains Dasar* 3: 56-60.
<https://doi.org/10.21831/jsd.v3i1.2787>
- SUKANDAR, E. Y., A. QOWIYYAH & L. LARASATI. 2011. Effect of methanol extract heart leaf madeira vine (*Anredera cordifolia* (Ten.) Steenis) leaves on blood sugar in diabetes mellitus model mice. *J. Med. Plant Res.* 1: 1-10.
- TEIXEIRA DA SILVA, J. A., E. NEZAMI-ALANAGH, M. E. BARREAL, M. M. KHER, ... & J. DOBRÁNSZKI. 2020. Shoot tip necrosis of *in vitro* plant cultures: a reappraisal of possible causes and solutions. *Planta* 252:47.
<https://doi.org/10.1007/s00425-020-03449-4>
- VIEHMANNOVÁ, I., M. TRÁVNÍČKOVÁ, E. ŠPATENKOVÁ, M. ČERNÁ & P. TRÁVNÍČEK. 2012. Induced polyploidization and its influence on yield, morphological, and qualitative characteristics of microtubers in *Ullucus tuberosus*. *Plant Cell Tiss. Organ Cult.* 109: 83-90.
<https://doi.org/10.1007/s11240-011-0076-7>
- VIVIAN-SMITH, G., B. E. LAWSON, I. TURNBULL & P. O. DOWNEY. 2007. Review: The biology of Australian weeds 46. *Anredera cordifolia* (Ten.) Steenis. *Plant Prot. Q.* 22: 1-10.
- WIDYARINI, K. D., E. Y. SUKANDAR, I. R. & D. A. FIDRIANNY. 2015. Xanthine oxidase inhibitory and anti-hyperuricemic activities of *Anredera cordifolia* (Ten.) Steenis, *Sonchus arvensis* L., and its combination. *Int. J. Pharm. Pharm. Sci.* 7: 87-90.
- XIFREDA, C. C., S. ARGIMÓN & A. F. WULFF. 1999. Intraspecific characterization and chromosome numbers in *Anredera cordifolia* (Basellaceae). *Thaiszia* 9: 99-108.



STUDYING POLLEN REPRESENTATION OF VEGETATION AND PLANT RICHNESS FROM PAMPEAN COASTAL DUNES (ARGENTINA, SOUTH AMERICA): EXPLORING FROM LOCAL TO LANDSCAPE QUANTITATIVE LINKAGES

ESTUDIO DE LA REPRESENTACIÓN DEL POLEN DE LA VEGETACIÓN Y LA RIQUEZA DE PLANTAS DE LAS DUNAS COSTERAS PAMPEANAS (ARGENTINA, AMÉRICA DEL SUR): EXPLORANDO LAS RELACIONES CUANTITATIVAS DESDE LO LOCAL AL PAISAJE

Carolina Vásquez¹ , Gonzalo Sottile^{1,2*} , Víctor Merino-Campos¹ & Silvina Stutz¹

1. Grupo de Paleoeología y Palinología, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras (Universidad Nacional de Mar del Plata - CONICET), Mar del Plata, Argentina
2. Grupo de Biología y Ecodiversidad vegetal, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras (Universidad Nacional de Mar del Plata - CONICET), Mar del Plata, Argentina

*gonzalo_sottile@yahoo.com.ar

Citar este artículo

VÁSQUEZ, C., G. SOTTILE, V. MERINO-CAMPOS & S. STUTZ. 2024. Studying pollen representation of vegetation and plant richness from Pampean coastal dunes (Argentina, South America): exploring from local to landscape quantitative linkages. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 507-527.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n4.44793>

Recibido: 17 Abr 2024
Aceptado: 24 Jul 2024
Publicado en línea: 31 Dic 2024
Publicado impreso: 31 Dic 2024
Editor: Gonzalo J. Márquez

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

SUMMARY

Background and aims: Studying plant dynamics through past pollen records may contribute to a better understanding of long-term changes in plant communities. Thus, this study aims to establish whether surface pollen composition and richness of the Argentinean Coastal Dune System reflect landscape heterogeneity in coastal dune environments.

M&M: Twenty-four sediment surface samples were collected in small lagoons. Landscape-scale heterogeneity up to 2000 m was mapped and classified in landscape units. Multivariate analyses were used to classify pollen samples and compare them to landscape unit coverage (%). Also, we evaluate plant species and pollen richness relationship by linear regression models.

Results: The relationship between plant and pollen richness is influenced by taxonomic smoothing, pollen production and taphonomic constraints (dispersal and preservation). The pollen assemblages and pollen richness from surface sediments of small lagoons and interdune slacks reflect plant richness and vegetation heterogeneity at the landscape scale (ca. 1000-2000 m). The main contributors to pollen richness are anemophilous pollen types, although some entomophilous pollen types are useful to infer some local heterogeneity.

Conclusions: We report the first quantitative analysis on pollen-vegetation relationship of coastal ecosystems showing that pollen records reflect landscape vegetation attributes, encouraging the study of past plant diversity and landscape variability based on pollen records.

KEY WORDS

Coastal dune vegetation, landscape heterogeneity, pollen, quantitative pollen-vegetation relationship.

RESUMEN

Antecedentes y objetivos: Estudiar la dinámica de la diversidad vegetal mediante registros polínicos puede contribuir a entender patrones de cambio de largo plazo. Para ello es necesario estudiar cómo la composición y riqueza del polen superficial de los sistemas de Dunas Costeras argentinos reflejan la heterogeneidad del paisaje.

M&M: Se recolectaron 24 muestras de superficie de sedimentos de pequeñas lagunas. Se mapeó y clasificó la heterogeneidad vegetal hasta 2000 m en unidades de paisaje y mediante análisis multivariados y agrupamiento se comparó el contenido polínico y la cobertura de las unidades de paisaje (%). Se modeló la relación entre riqueza específica y riqueza polínica, desde la escala local hasta la de paisaje mediante regresiones lineales.

Resultados: La relación entre la riqueza específica y polínica está influenciada por el sesgo taxonómico, la producción polínica y limitaciones tafonómicas (dispersión y preservación de polen). Las asociaciones y riqueza de polen superficial reflejan la riqueza específica y heterogeneidad vegetal a escala de paisaje (ca. 1000-2000 m). Los principales contribuyentes a la riqueza polínica son anemófilos. Algunos tipos de polen entomófilos son útiles para inferir cierta heterogeneidad local.

Conclusiones: El modelado cuantitativo de la relación polen-vegetación en término de unidades de paisaje y riqueza polínica demuestra el alto potencial para la aplicación de estos modelos en la reconstrucción de la dinámica de la vegetación en este tipo de ambientes a partir de registros polínicos.

PALABRAS CLAVE

Heterogeneidad del paisaje, polen, relación cuantitativa polen-vegetación, vegetación de dunas costeras.

INTRODUCTION

Coastal Dune Systems (CDS) are landforms of regional extension, consisting mainly of mobile dunes and dune ridges fixed by vegetation, in which a mosaic of environments has been formed with plant communities adapted to different landforms. They are abundant on the Argentinian coast, and according to Isla *et al.* (1996, 2001) and Codignotto *et al.* (2012) developed during the late Holocene between *ca.* 3070 and 540 yrs. BP. These systems are highly dynamic and diverse, in terms of vegetation cover and composition. They include endemic species and provide multiple ecosystem services of economic and environmental value Celsi (2016). Since the XIX century, they have been threatened by several factors, including afforestation with exotic species of *Acacia* Mill., *Populus* L., *Eucalyptus* L'Hér., and *Pinus* L. genera, which dispersion now represents one of the main threats to conservation in the area. Invasions of woody species have been considered to affect severely large areas of grassland causing variations in the dominant life forms, disturbing the dynamics of vegetation and changing the distribution patterns of species and increasing ecosystem patchiness (Alberio & Comparatore, 2014). Invasion rates and its impacts on biodiversity have been characterized spatially and seasonally, nevertheless, long term effects (decadal or longer time lags) have not been recorded for Argentinian CDS ecosystems.

Pollen assemblages preserved in sediments of CDS lagoons and interdune slacks can be used as a proxy for past plant richness as they record the dynamics of plant taxa through both, space and time. However, pollen assemblages studies are limited by low taxonomic resolution, pollen production, and taphonomic processes (transport, deposition, and preservation). Moreover, pollen-based species richness estimates are sensitive to source area size, missing taxa, and pollen count sizes (Van der Sande *et al.* 2021) which may decrease the accuracy with which pollen represents vegetation communities (Goring *et al.* 2013). For these reasons, pollen abundance cannot be directly translated into plant abundance when interpreting past pollen assemblages (Fontana, 2005a). To understand fossil pollen assemblages and make ecological inferences, it is necessary to calibrate modern pollen-vegetation diversity relationships in

surface samples (e.g. Goring *et al.*, 2013; Meltsov *et al.*, 2011; Matthias *et al.*, 2015; Felde *et al.*, 2015; Gosling *et al.*, 2018; Reitalu *et al.*, 2019; Abraham *et al.*, 2020; Papadopoulou *et al.*, 2022).

Modern pollen-vegetation studies in Argentinean CDS have been carried out on the coast of San Matías Gulf (north Patagonia) (Marcos & Mancini, 2012), and in the southwest and southeast coast of Buenos Aires Province (Fontana, 2003, 2004, 2005b; Stutz & Prieto, 2003; Latorre *et al.*, 2010; Monserrat *et al.*, 2012). These studies mainly focused on the relationship between vegetation distribution and pollen dispersal. Fontana (2005a) emphasized that pollen representation was influenced both by differences in pollen production, dispersal, and preservation of individual taxa, as well as by the spatial distribution of vegetation and topography of the CDS and by wind pattern.

Since the pioneers of quantitative analysis of modern and past pollen-vegetation relationships, Prentice (1985), Sugita (1994, 2007a, b) and Bunting & Middleton (2005, 2009), many works have been carried out, mainly in northern hemisphere forests and steppe ecosystems. Pollen richness or rarefied palynological richness was first interpreted as a proxy of past plant diversity (e.g. Birks & Line, 1992; Bennett *et al.*, 1992; Bunting, 1994; Andersen, 1995; Giesecke *et al.*, 2012), however, during the last twenty years, some quantitative approaches have explored the relationship between modern vegetation and modern pollen assemblages from surface samples to discuss the performance of these modeling and appliance to past palynological records (e.g. Burry *et al.*, 2001; Goring *et al.*, 2013; Masciadri *et al.*, 2013; Felde *et al.*, 2015; Matthias *et al.*, 2015; Reitalu *et al.*, 2019; Li *et al.*, 2022; Senn *et al.*, 2022). These studies warned about the spatial scale-dependence and the floristic composition of specific ecosystem effects on the capacity of this proxy to reconstruct past plant diversity dynamics. Disentangling between natural and human forcing of past Coastal Dune System vegetation dynamics demands calibrating modern pollen-vegetation representation models since a quantitative approach.

The CDS presents a large number of interdune slacks, which have a high potential for pollen trapping and preservation, as well as a mixture of landscape units with vegetated and pristine areas and some areas invaded by exotic forests, particularly in the northern section of the CDS, which makes it

an ideal area for performing paleoenvironmental reconstructions of past vegetation changes (Vásquez *et al.*, 2023). Previous studies based on fossil pollen records of Faro Querandí (northern area of the CDS) registered changes in wetland and dune vegetation over the last 500 years and they recorded also the first expansion of exotic forests in the CDS (Vásquez *et al.*, 2023). However, these pollen-based qualitative reconstructions have not discussed long-term changes in plant diversity. Thus, modeling between modern plant and pollen richness and pollen-vegetation representation in a quantitative dimension would encourage future past vegetation and diversity changes in quantitative reconstructions.

The aim of this work is to establish whether pollen composition and richness reflect the landscape heterogeneity, considering both vegetation patterns and geomorphological characteristics of the CDS. We plan to evaluate the relationship between plant and pollen richness in relation to pollen production, taxonomic and taphonomic (dispersal and preservation) constraints, at local and extra-local scales.

MATERIALS AND METHODS

Study area

The study area corresponds to the Faro Querandí Municipal Nature Reserve (FQNR), located in the Coastal Dune Systems (CDS) of the southeast of Buenos Aires Province, Argentina, which preserves a valuable area of the Pampa plain ecoregion, characterized mainly by the presence of grassland vegetation (Fig. 1). The CDS constitutes an almost uninterrupted extensive coastal dune fields with a width, from the sea towards the mainland, ranging from hundreds of meters to 8 km (Celsi, 2016). These dunes are generally parabolic to pyramidal, although there are also transverse dunes, barchans (crescent-shaped), and star-shaped dunes (Bértola *et al.*, 2002). Specifically, the FQNR comprises about 5000 ha with an aeolian morphology, and dunes are mainly transversal, with a general southwest-northeast orientation (Codignotto *et al.*, 2012). The pronounced topographic and edaphic variations at the CDS drive noticeable changes in vegetation cover and floristic composition. Psammophytic plant types cover mobile and semifixed dunes

while hydrophytic plants grow in flooded lowlands (lagoons and interdune slacks) (Celsi, 2016).

The vegetation of the CDS is characterized mainly by psammophytic species that are distributed according to the geomorphology heterogeneity (Cabrera, 1941; Stutz & Prieto, 2003; Celsi, 2016; Marcomini *et al.*, 2017). According to Fontana (2005a) this heterogeneity can be zoned in different landscape units. These landscape units include a strip of beach free of vegetation and the back shore, the adjacent area with permanent sand, salt spray, and water droplets carried by the wind in storms. Only a few halophytic plant species (<5% coverage), such as *Sporobolus coarctatus* (Trin.) P.M. Peterson & Saarela, grow under such environmental conditions. Mobile dunes, active dunes with a strong substrate movement due to wind action, expand toward the mainland, with <10-30% coverage. This zone is characterized by pioneer species such as *Panicum racemosum* (P. Beauv.) Spreng., *Calycera crassifolia* (Miers) Hicken, *Senecio crassiflorus* (Poir.) DC. and the exotic *Cakile maritime* Scop. Inward to the continent, the vegetation cover increases, stabilizing dunes sediments favoring the formation of humus. These semifixed (>30% coverage) and fixed dunes (>75% coverage) are covered by grasslands and psammophytic shrublands dominated by *Poa lanuginosa* Poir., *Tessaria absinthioides* (Hook. & Arn.) DC., and *Achyrocline satureioides* (Lam.) DC. Herbaceous plants such as *Ambrosia tenuifolia* Spreng., *Adesmia incana* Vogel, and *Hydrocotyle bonariensis* Lam. are subordinated components joint with some shrub species, *Baccharis genistifolia* DC., *Margyricarpus pinnatus* (Lam.) Kuntze, and *Discaria Americana* Gillies & Hook., and the exotics *Centaurium pulchellum* (Sw.) Druce, *Blackstonia perfoliata* (L.) Huds., *Medicago lupulina* L., *Melilotus indicus* (L.) All., and *M. albus* Desr. The interdune slacks (ca. 100% coverage) are intermediate depressions frequently flooded covered by species of the genus *Typha*, other hydrophytic such as *Schoenoplectus* spp. and *Eleocharis* spp., *Juncus* sp. and other herbaceous dicots, *Bacopa monnieri* (L.) Wettst., and *Eryngium* spp. *Cortaderia selloana* (Schult. & Schult. f.) Asch. & Graebn. grow on the edges of the interdune slacks and can also form large tall grasslands in the semifixed dunes or even patches on mobile dunes slopes. Temporary or permanent lagoons develop due to the contribution of rainwater

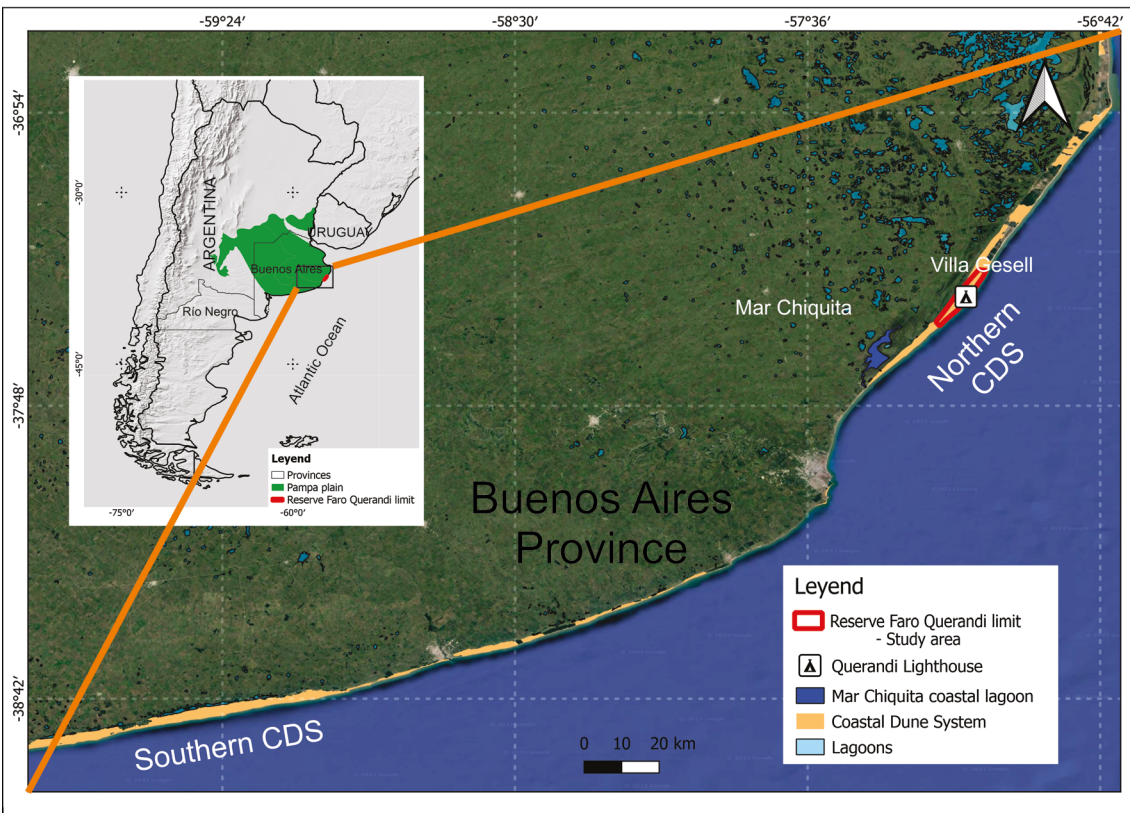


Fig. 1. Map of study area in Pampa plain (according to Oyarzabal *et al.*, 2018) showing the location of Reserve Faro Querandí and other sites mentioned in the text.

or water table raising, where dense hydrophytic vegetation grows, as species of the Cyperaceae and Juncaceae families, *Potamogeton* spp, *Polygonum punctatum* Elliott, *Utricularia gibba* L., among others.

Since the early 20th century, exotic trees were introduced to fix mobile dunes in the area of Villa Gesell village and to place the Querandí lighthouse, like pines, eucalyptus, cypresses, poplars, acacias, tamarisks, and various fruit trees (Benseny, 2011; Provendola, 2013). As a result, at present wide areas have been invaded mainly by *Populus alba* L., *Pinus* spp., and *Acacia* spp., particularly in the northern and central sector of the FQNR. Other exotic trees (*Betula pendula* Roth, *Casuarina* sp., *Juglans nigra* L., *Araucaria araucana* (Molina) K. Koch and *A. angustifolia* (Bertol.) Kuntze, *Cedrus* spp.) are widely spread across the gardens of some countryside residences neighboring the FQNR (Stutz, 2001).

The climate is humid temperate with a mean annual temperature of 14 °C, with marked seasonality; the average yearly precipitation is 930 mm and the mean annual humidity is greater than 75% (Estación Meteorológica Aeródromo de Villa Gesell 37°14' S, 57°01' W, Servicio Meteorológico Nacional). The most frequent winds are those coming from the north, but the most intense are those coming from the southeast, south, and southwest (Bértola *et al.*, 1999).

Sampling and vegetation surveys

Between December 2019 and March 2023, 24 sediment surface samples, henceforth sampling sites, were collected in lagoons and interdune slacks of the CDS, between 37°32' S 57°11' W and 37°22' S 57°3' W (Fig. 2), with a spatula or a Gravity-corer type sampler, depending on the presence of water during the sampling.

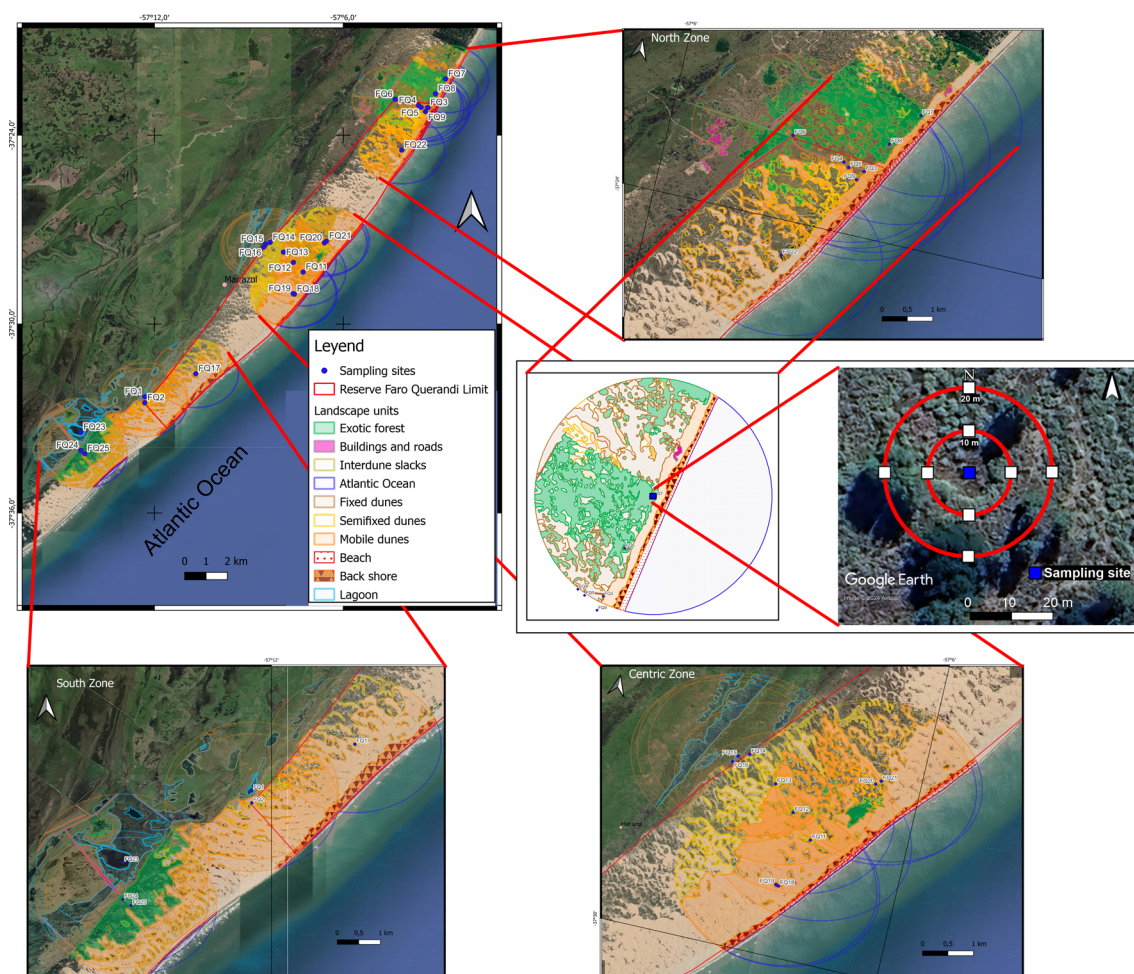


Fig. 2. Location of the sampling sites and surrounding landscape units of the Faro Querandí Municipal Nature Reserve, in a 2000 m radius: A close-up of the sampling sites in the southern, central and northern zones of the FQNR, a detail of the Landscape units of a sampling site and of scheme of the vegetation surveys method (adapted from Bunting *et al.*, 2013), are shown. Squares (=quadrat) shows vegetation survey sampling plot (5 m²) and the distances to the central point of the circumference (central point, 10 m and 20 m). Notice the 10 m and the 20 m radii plots are distributed following the main four cardinal directions.

To characterize the vegetation at a local scale, concentric censuses were carried out concerning each sampling site, at 10- and 20-meter radii, distributed following the four main cardinal directions (adapted from Bunting *et al.*, 2013). According to Prentice (1985), the term ‘local’ refers to pollen input within 20 m of the basin edge, ‘extra-local’ refers from 20 m to 2 km, ‘regional’ refers from 2 to 200 km, and ‘extra-regional’ from beyond 200 km. Cover, as percentages, of every vascular plant species was measured at different

5x5 m plots inside the circumference. A total of 9 plots per sampling site, one of them placed at the center of the circumference, 4 plots placed at 10m radius and other 4 plots placed at 20 m radius were measured (Fig. 2). A total of 216 vegetation surveys were obtained.

To evaluate pollen representation of extra-local vegetation, we mapped landscape scale heterogeneity up to 2000 m radii from the sampling site. We summarized landscape scale heterogeneity data by defining ten different landscape units,

following Fontana (2005a), vegetation and geomorphological features (see Study area section), using 2020 Google Earth images by visual interpretation, and field observations. The identified landscape units were: exotic forest, interdune slacks, fixed, semifixed and mobile dunes, beach, back shore, lagoons, buildings and roads, and Atlantic Ocean (Fig. 2). The area of each landscape unit was calculated within the 1000 and 2000 m radii (extra-local scales) using QGIS software (version 3.22.11).

Pollen analysis

Surface sediment samples were processed following the standard protocol for palynomorph extraction (Bennet & Willis, 2001). Two *Lycopodium* spore tablets were added before treatment. We tried to reach a minimum 300 pollen grain sum without counting Wetlands and Exotic taxa, and, in addition, due to the overrepresentation of Poaceae in grasslands samples, 100 pollen grains other than Poaceae were counted. Pollen identification was performed using the pollen reference collection of the Paleocology and Palynology Lab (IIMyC, CONICET- Universidad Nacional de Mar del Plata) and published palynological atlases. Identified pollen types were grouped into Dunes, Grasslands, Exotics, and Wetlands (Supplementary material, Appendix 1).

Pollen - Vegetation relationships analysis

Pollen samples were classified using unconstrained Cluster Analysis (CONISS, TILIA 2.6.1) with square root transformation. The pollen types were organized according to habitat's plant species; the Wetlands group (considered as strictly local pollen), *Podocarpus*, and *Nothofagus t. dombeyi*, considered an extra-regional type, were excluded from this analysis.

In the pollen diagram, some genera or species were grouped into family categories because some pollen types do not enable the pollen identification to a lower taxonomic level (see Supplementary material, Appendix 1). Non-native species of Argentinean flora were considered Exotics (Fig. 3 and Supplementary material, Appendix 1) according to Cabrera & Zardini (1953), Zuloaga *et al.* (2019), and Instituto de Botánica Darwinion (2020). In Appendix 1 of Supplementary material the different species that have been reported for

the study area or its surroundings are recorded, list elaborated according to vegetation surveys between 2019 and 2023 and literature review (Cabrera, 1941; Alberio, 2010; Benseny, 2011; Stutz, 2000; Stutz, 2001; Alberio & Comparatore, 2014; Celsi, 2016), about the different pollen types recorded in the pollen counts. It is shown to which group each pollen type was assigned, and data such as the habit and pollination type of the plant are added.

Pollen diagrams were plotted using TILIA 2.6.1 (Grimm, 2020). Each pollen type grouped in Dunes and each pollen type grouped in Grasslands was calculated as a percentage of the Dunes plus Grasslands pollen sum ($\Sigma D+G$); each pollen type grouped in Wetlands were calculated as a percentage of the Dunes plus Grasslands plus Wetlands pollen sum ($\Sigma D+G+W$). Finally, percentages of each pollen type grouped in Exotics are based on the total pollen sum ($\Sigma D+G+W+E+Extra-regional$). Results are presented as pollen percentages and include the value of pollen richness. Rarefied total pollen richness was performed using the minimum count size (536 pollen grains) with the Vegan package (Oksanen *et al.*, 2017) for R (R Development Core Team, 2021). Only *Podocarpus* and *Nothofagus t. dombeyi* (extra-regional) were excluded from the complete dataset, to calculate rarefied pollen richness.

Pollen vs. Landscape-scale heterogeneity analysis

Landscape units cover (%) at a 2000 m radius of each sampling site were compared using cluster analysis (CONISS, TILIA 2.6.1) results. This comparison implied a two-step dimension. First, different landscape unit covers were summed as: a) low or no vegetation cover units, (<30% coverage) b) moderate to high vegetation cover units (>30% coverage), and c) exotic forest cover. Second, detailed landscape units were graphed for each sample site to distinguish the main landscape unit contributor to pollen assemblages'.

Ordination analysis was performed to disentangle and quantify the main pollen types influencing pollen sample variance. To determine which ordination method is the most appropriate for the data analysis, a Detrended Correspondence Analysis - DCA was performed. According to Legendre & Birks (2012), linear ordination methods work best for short gradients (<1.5 SD units) and unimodal methods for long gradients (>3 SD units), while both methods

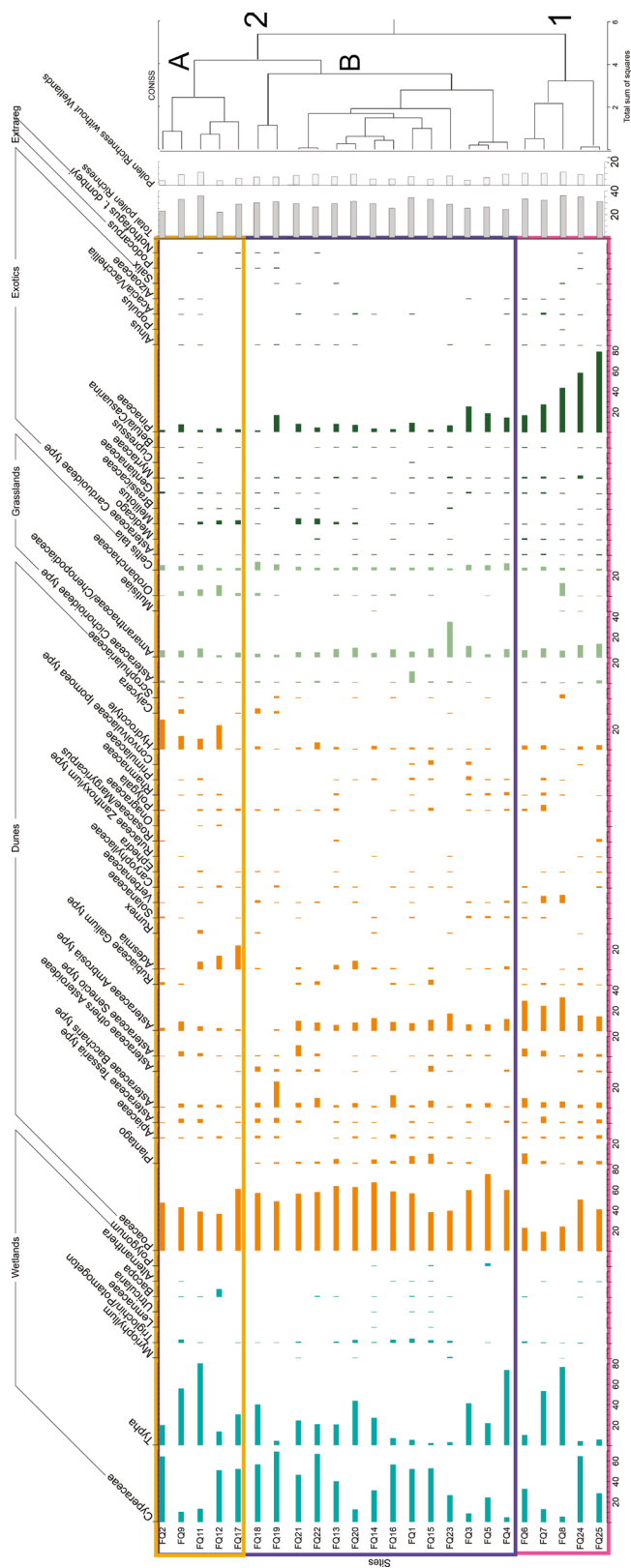


Fig. 3. Pollen diagram for surface samples at Faro Querandí Municipal Nature Reserve. Pollen richness and CONISS analysis (dendrogram) are shown. 55 pollen types were identified and organized according to plant's habitats. Asteroideae refers to Asteraceae subf. Asteroideae.

can be used on intermediate gradients. In this paper, we used Principal Component Analysis (PCA) because the length of the first DCA axis is 1.67 units of standard (SD) (closer to 1.5) therefore suggests unimodal data.

Pollen richness versus local and landscape plant species richness modeling

A linear regression model was applied between local plant species richness vs. local plant species richness transformed into pollen types (PSRPT), to evaluate the effect of taxonomic smoothing. Local plant species richness was calculated considering all the different species registered at every plot included at a 20 m radius of each sampling site. PSRPT was calculated by smoothing the plant data to pollen equivalents (plant species were assigned to pollen taxa as shown in Appendix 1 of Supplementary material).

Different linear regression models were performed between Rarefied total pollen richness (henceforth pollen richness), as well as for anemophilous and entomophilous taxa, vs. PSRPT from plant surveys performed at 0, 10, and 20 m radii, to evaluate possible taphonomic attributes (transport and deposition, and preservation) and pollen production that affect PSRPT and pollen richness relationship.

To extend the analysis of pollen contribution and its relationship with plant richness from local (0-20m) to landscape scale (0-1000 m and 0-2000 m - extra-local pollen source areas), we calculate a Landscape plant richness Index (LPRI) following this equation:

$$R_{\text{Landscape}}(i) = \sum_{n=1}^s (\bar{r}V_a \text{Co}V_{i,xm})$$

$R_{\text{Landscape}}(i)$: Estimated landscape plant richness at site i
 s : Number of landscape units

$\bar{r}V_a$: Maximum plant richness calculated for landscape unit type a at local scale

$\text{Co}V_{i,xm}$: Ratio cover (from 0 to 1) of landscape unit type at x meters radii from site i

a : Semifixed dunes / Fixed dunes / Mobile dunes / Lagoon / Exotic forest / Interdune slacks

We first characterize the maximum plant richness of a landscape unit type (a) as the number of different species registered considering the total plots surveyed for landscape unit type (a) (see the

list of maximum plant richness values for every landscape unit type in Table 1). Then, we calculate the estimated landscape plant richness at the site (i) as the sum of the maximum plant richness of every landscape unit type (a), multiplied by its individual cover at 1000 and 2000 m radii from each sampling site (i).

A linear regression model was applied between the values of the LPRI obtained at 1000 m and 2000 m vs. Pollen richness for each site, total as well as for anemophilous and entomophilous taxa.

Finally, a linear regression model was applied between the values of axis 1 of the PCA obtained according to the pollen assemblages of sediment samples vs. pollen richness values, as a measure to relate pollen-landscape unit composition with sediment pollen richness values.

Table 1. Maximum plant richness registered by landscape unit. ^a5x5 m plots. Note: Atlantic Ocean, beach, back shore and buildings and roads did not registered plant cover so they were not considered for this table.

Landscape units	Maximum richness (spp. number)	Vegetation surveys ^a per Landscape unit
Interdune slacks	35	89
Semifixed dunes	25	35
Mobile dunes	18	19
Fixed dunes	37	35
Exotic forest	23	18
Lagoon	28	21

RESULTS

Pollen - Vegetation relationships analysis

Cluster Analysis of pollen samples showed two large pollen assemblages, Group 1 and Group 2 (Fig. 3). Group 1 presented high percentages of Pinaceae (16.2-78.7%) and Asteraceae subf. Asteroideae *Ambrosia* type (14.2-32.6%, henceforth Asteroideae *Ambrosia* type), as well as the lowest to intermediate values for Poaceae (18.6-50.2%). Also, this group showed the highest richness of exotic pollen types (10 of the 14 exotic pollen types registered for the complete pollen dataset).

Group 2 was mainly characterized by high percentages of Poaceae (35.9-74.6%) and *Adesmia* (0.3-23.1%). This group was further subdivided into two groups (A and B). Subgroup A was also characterized by the highest presence of *Hydrocotyle* (0.5-28.8%) and Orobanchaceae (*Agalinis/Castilleja*) (0.3-10.2%). Subgroup B, in addition to Poaceae (37.3-74.6%), is characterized by Pinaceae (1.1-24.6%) and presented the greatest variety of pollen types. The sites FQ3 to FQ5, recorded intermediate values of Pinaceae (13.8-24.6%) and high values of Poaceae. Despite the presence of species like *Juncus acutus* L., *Ceratophyllum* sp., *Triglochin striata* Ruiz & Pav. in vegetation surveys (Appendix 1), no or lower than expected pollen grains were recorded in the surface samples.

Pollen vs. Landscape-scale heterogeneity analysis

To obtain a general picture of pollen percentages and landscape vegetation cover relationship, we showed the information of landscape units at the stacked column graphs summed as three main cover types. Units with low or no vegetation cover (buildings and roads, Atlantic Ocean, beach, back shore, and mobile dunes) vs. moderate to high native vegetation cover (semifixed and fixed dunes, interdune slacks and lagoons), and exotic forest (Fig. 4). When comparing the results of Cluster Analysis to the different landscape composition at every site, for a 2000 m radius (Fig. 4A-B), Group 1 registered the highest percentages of exotic forest (16.77-25.52%); and high values of low or no vegetation cover units (11.36-51.08%) and fixed dunes (17.27-45.95%).

Landscape units with low or no vegetation cover were highly represented in Subgroup 2A (48.12-69.76%, including mobile dunes coverage between 10.40-42.73%, Fig. 4A-B) with almost no exotic forest cover. Exotic forest cover was below 23.75% at subgroup 2B (Fig. 4A-B) with the highest values at FQ3, FQ4, FQ5, and FQ23. There was also a mixture of landscape units with a greater representation of interdune slacks in some sites and fixed dunes in others.

The PCA (Fig. 5) showed two large groups mostly consistent with Cluster Analysis. PC1 axis (eigenvalue 0.29) described 29% of the

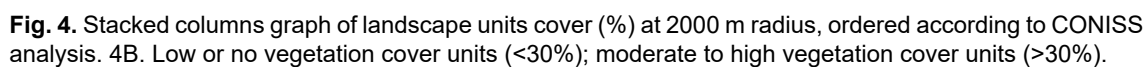
variation of the pollen data. It was explained mainly by the variables Pinaceae, followed by Asteroideae *Ambrosia* type (positive values), *Adesmia*, and Poaceae (negative values). Group 1 sites presented mainly positive PC1 values. The positive values also correspond to the sites with the highest percentage of exotic forest cover, as opposed (negative values) to the sites with the highest percentages of units with low or no vegetation cover (Fig. 4).

PC2 axis (Fig. 5, eigenvalue 0.12) explained 12% of variance and it was related with Poaceae (positive values), and *Hydrocotyle* and Orobanchaceae (*Agalinis/Castilleja*, negative values). Subgroup 2A sites presented mainly negative PC2 values meanwhile Subgroup 2B sites presented mainly positive PC2 values.

Pollen richness versus local and landscape plant species richness modeling

When we graphed Plant species richness vs. plant species richness transformed into pollen types (PSRPT) (Fig. 6A), we observed strong correspondence between the raw data. The analysis of taxonomic smoothing (Plant species richness vs. PSRPT regression, see Fig. 6B) showed a positive relation ($r^2 = 0.57$, $p\text{-value} = 1.067 \times 10^{-5}$) suggesting that the estimation of plant species richness by pollen richness may be possible at the Coastal Dune Systems (CDS). The slope estimate ($\beta = 0.38$) is considerably lower than 1, thus pollen richness values represent only ca. 40% of actual plant richness.

The regressions parameters between pollen richness (total, anemophilous, and entomophilous) vs. PSRPT (5, 10, and 20 m) and LPRI -Landscape plant richness Index- (1000 m and 2000 m) are shown in Table 2. The r-squared estimate from pollen richness vs. PSRPT regression models was positive and significant at 20 m, as well as at the extra-local scale (pollen richness versus LPRI). This pattern suggests that these models fit best assuming a Relevant Pollen Richness Source Area (RPRSA) ca. 1000 m (extra-local scale). Even though 64% of total plant species recorded in this study present entomophilous pollination, entomophilous pollen richness versus plant richness relationship was not significant at any of the scales, while anemophilous pollen richness versus plant richness relationship presented



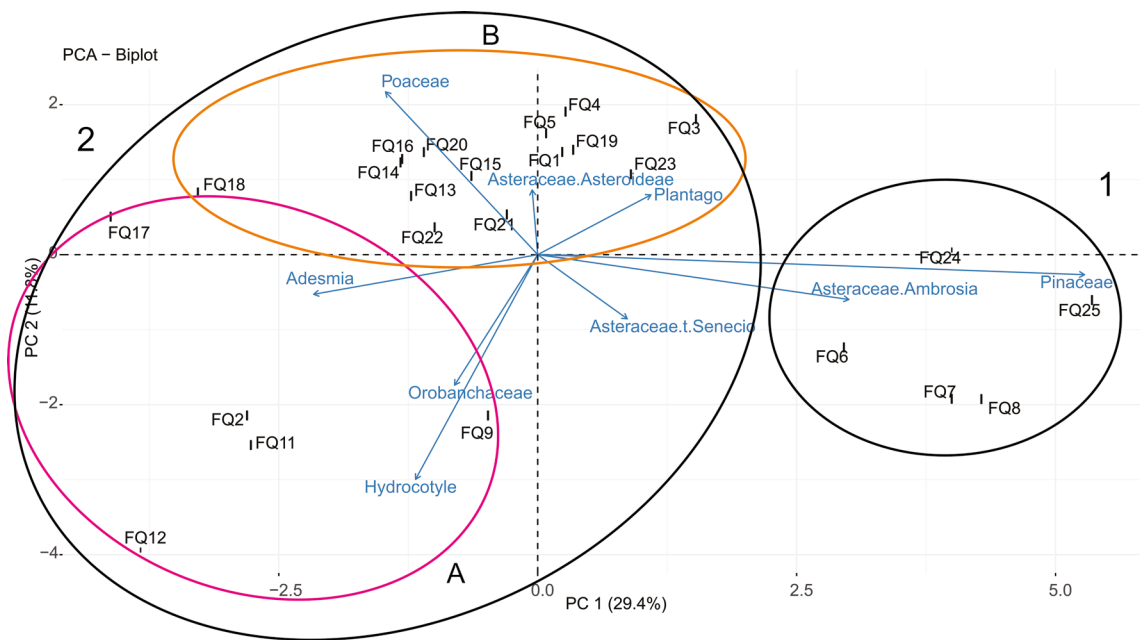


Fig. 5. Principal Component Analysis biplot, with squared transformation, for the different sampling sites according to the pollen types, and the loadings (eigenvectors), on the first two principal component axes. The main groups separated by CONISS (Fig. 4) are delimited in black circles (1 and 2), and the subgroups 2A and 2B are delimited in pink and orange respectively. Orobanchaceae = Orobanchaceae (Agalinis/ Castilleja). For visual purposes, we only show the 10 variables that contribute the most (>3%) to PC1 or PC2.

Table 2. Linear regression results between PSRPT, and LPRI vs. Pollen richness. Abbreviations= PSRPT: plant species richness transformed into pollen types; LPRI: landscape plant richness Index. *Significance 0.05.

Variables evaluated	Scale of analysis – Pollen source area scale	Adjusted R-squared	p-value
PSRPT vs. Pollen richness	5 m - Local	-0,04	0,8
	10 m - Local	-0,03	0,54
	20 m - Local	0,16	0,03*
PSRPT vs. Pollen richness Entomophilous	5 m - Local	-0,01	0,42
	10 m - Local	-0,04	0,78
	20 m - Local	-0,008	0,37
PSRPT vs. Pollen richness Anemophilous	5 m - Local	-0,02	0,52
	10 m - Local	0,01	0,28
	20 m - Local	0,39	0,002*
LPRI vs. Pollen richness	1000 m (landscape) - extra-local	0,27	0,006*
LPRI vs. Pollen richness Entomophilous		0,07	0,11
LPRI vs. Pollen richness Anemophilous		0,18	0,02*
LPRI vs. Pollen richness	2000 m (landscape) - extra-local	0,28	0,005*
LPRI vs. Pollen richness Entomophilous		0,04	0,17
LPRI vs. Pollen richness Anemophilous		0,14	0,04*

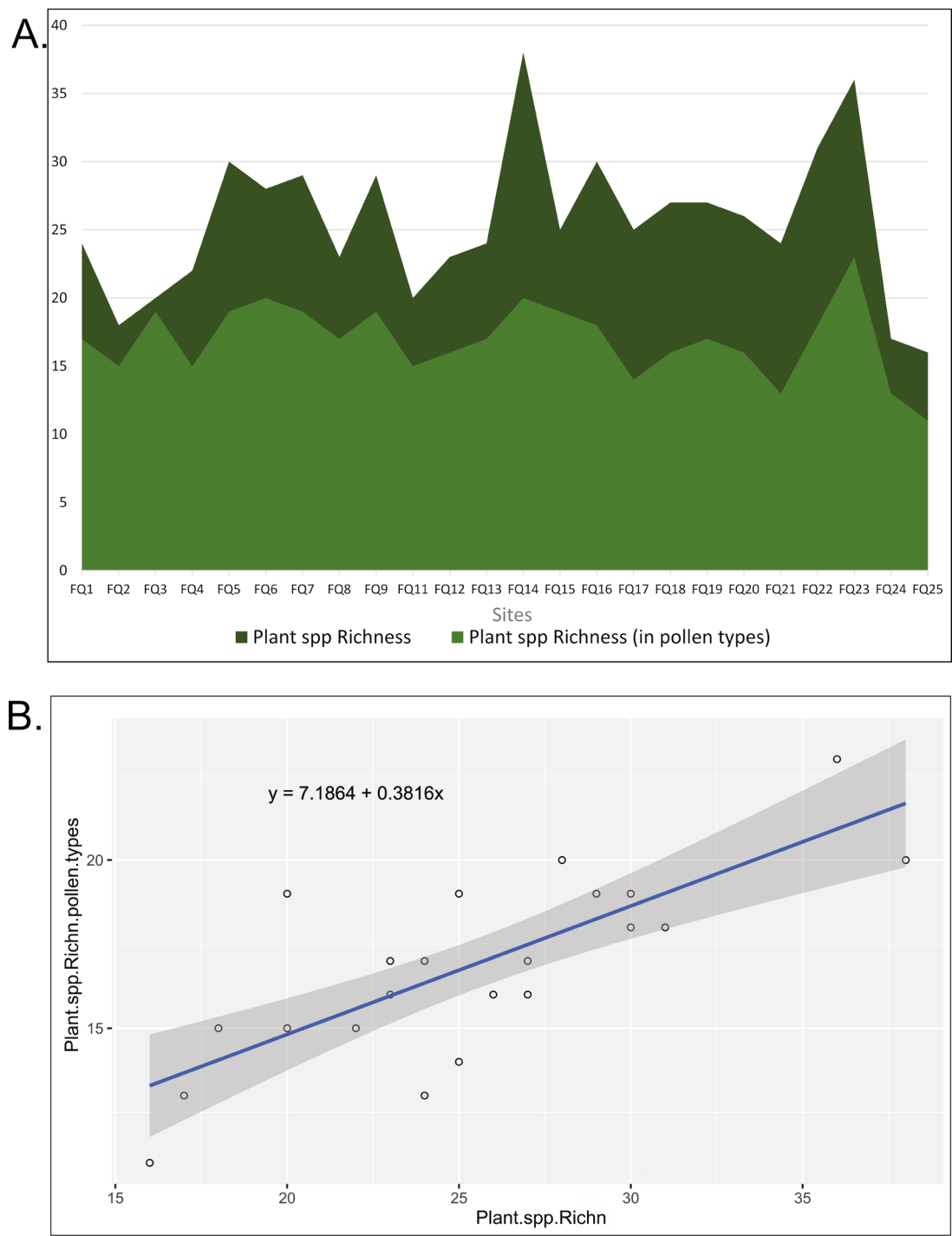


Fig. 6. The loss of plant species richness due to taxonomic smoothing to plant genus or family levels and pollen types equivalents. A. Area graph that shows the magnitude of the differences according to Plant spp. richness vs. Plant spp. richness (in pollen types-PSRPT) categories for each pollen sample. B. Linear regression graph between Plant spp. richness vs. PSRPT. β estimate is shown at the modelled regression equation.

positive and significant adjusted r^2 values at the 20 m and extra-local scales.

Comparison between pollen richness values and different pollen assemblages suggested that sites with the presence of exotic forest (those with high values of Pinaceae and Asteroideae *Ambrosia* type pollen percentages) within a 2000 m radius

presented higher pollen richness values than pure native environments (those with high values of *Adesmia* and Poaceae pollen percentages), see Fig. 5 and Table 3. Indeed, the average pollen richness of the sites in Group 1 (Fig. 5) was 33.4, while for those in the middle zone (subgroup 2B) it was 29 and for those on the right (subgroup 2A) it was 28.

Table 3. Linear regression results between PC1 Axis vs. Pollen richness and the pollen variables that most contribute to PC1, with squared transformation. * Significance 0.05.

Variables evaluated	Adjusted R-squared	Adjusted R-squared p-value	b	b p-value
PC1 Axis vs. Pollen richness	0.07	0.11	0.59	0.11
PC1 Axis vs. % Pinaceae	0.8	1.643e-09*	0.71	1.64e-09*
PC1 Axis vs. % Ambrosia	0.6	5.057e-06*	0.4	5.06e-06*
PC1 Axis vs. % Adesmia	0.34	0.001*	-0.29	0.001*
PC1 Axis vs. % Poaceae	0.18	0.02*	-0.2	0.02*

DISCUSSION

Pollen - Vegetation relationships analysis

Do surface sediment pollen assemblages reflect landscape heterogeneity at the CDS?: The challenge of this study was to assess whether pollen assemblages reflect the heterogeneity of plant communities within the Coastal Dune Systems (CDS) area. We found that pollen assemblages were strongly influenced by landscape unit cover, beyond the local scale, and reflected landscape heterogeneity. This is mainly reflected in the pollen composition of sampling sites with predominantly exotic forest, mobile dunes or mixed landscape units.

Several studies carried out in coastal dunes ecosystems in Argentina, Uruguay and in small lake in the northeastern United States, have also found correspondence between plant communities and environments, and confirmed that pollen spectra reflect the spatial heterogeneity of different plant communities (Stutz & Prieto, 2003; Fontana, 2005a; Marcos & Mancini, 2012; Montserrat *et al.*, 2012; Masciadri *et al.*, 2013; Liu *et al.*, 2022). All these studies have evaluated pollen and

vegetation relationships at a local scale or compared qualitatively different vegetation units. This study presents the first quantitative analysis of pollen and vegetation relationship in terms of spatial heterogeneity at an extra-local scale (2000 m radius from a sampling site). The pollen-vegetation model presented here shows that pollen assemblages may discern between forested and non-forested landscapes. Furthermore, mobile dunes vs. fixed dunes+semi-fixed dunes+interdune slacks could be separated as well. These results about the attributes of the pollen record may be compared with other coastal dune systems to evaluate the effect of different vegetation compositions on pollen representation.

We found that pollen assemblages from sites of the CDS surrounded by exotic forests showed high values of Pinaceae and Asteroideae *Ambrosia* type (e.g. Group 1: FQ6-FQ8, Fig. 3 and Fig. 4). The relevant values of Pinaceae reported in this study had already been highlighted in previous steppe environments (Li *et al.*, 2022), considering also that e.g. *Pinus* spp. has a good pollen dispersal and is usually over-represented in pollen assemblages (Felde *et al.*, 2015). Also, the large amount of

Pinaceae may be related to a) higher pollen productivity than native herbs and shrubs of the CDS and b) the regional pollen source area is composed mainly of landscape units with low or no vegetation cover. Likewise, it has been possible to evidence that afforestation with exotic species reduces the area of psammophytic grassland (Yezzi *et al.*, 2018) which implies less participation of other pollen types.

Sites FQ3 to FQ5 with intermediate percentages of exotic forest landscape unit (in a 2000 m radius) registered intermediate values of Pinaceae, but they also recorded high values of Poaceae, both pollen types with anemophilous dispersal. As already stated, the composition of pollen spectra is influenced by dominant wind patterns (Fontana, 2005a) since high wind speed could carry more pollen grains (van der Sande *et al.*, 2021). In these sites, landscape units with moderate to high vegetation cover dominate south/southwestward (to sampling sites). As Faro Querandí Municipal Nature Reserve (FQNR) presented a south/southwest dominant wind direction, this factor would counteract the over-representation of Pinaceae and favored the contribution of Poaceae and other taxa. On the contrary, in Group 1, the highest exotic forest cover was located north/northwestward, which favored the over-representation of Pinaceae.

We found a strong Asteroideae *Ambrosia* type association with sites located in patchy grassland-forested areas. This was consistent with post disturbance colonization of *Ambrosia* associated with pine forest (Yezzi *et al.*, 2018). These high values of *Ambrosia* pollen type in the CDS have already been reported in previous studies such as that of Stutz & Prieto (2003) and Fontana (2005a), although these authors did not investigate the association of *Ambrosia* pollen type with pine forests.

We also found that sampling sites surrounded up to 40% of landscape units with low vegetation cover (e.g. Mobile dunes, Group 2A) had a strong influence of psammophytic species pollen types, like *Adesmia*, *Hydrocotyle*, and Orobanchaceae (*Agalinis communis* (Cham. & Schltdl.) D'Arcy and *Castilleja arvensis* Schltdl. & Cham.), genera and species which have entomophilous pollen dispersal. *Adesmia incana*, a psammophytic species abundant in sandy dunes, can be affected by indirect anthropogenic action, being substituted

by various adventitious species (Cabrera, 1941). This could explain the lower values of *Adesmia* in Group 1, both at the pollen record and plant cover. *Hydrocotyle bonariensis* is a frequent hydrophytic species in sandy and humid soils that adapts easily to sandy soils, as do *Agalinis communis* and *Castilleja arvensis*, adapted to coastal dunes (Cabrera, 1941). The other sites -Group 2B- showed the highest values of Poaceae and Asteraceae.

The major vegetation taxa belong to Poaceae, Cyperaceae, and Asteraceae in this study coinciding with those results reported by Fontana (2005a) in the southern CDS. The higher values of Poaceae could be because this family includes several species and had representatives in all landscape units. Likewise, they have a high pollen production, with an anemophilous and easily dispersed pollen grain, that favors their good representation in the pollen spectra (Fernández & Grill, 2016). Stutz & Prieto (2003) also highlighted that Poaceae, Cyperaceae, and psammophytic types (like *Adesmia incana*, *Calycera crassifolia*, *Senega cyparissias* (A. St.-Hil. & Moq.) J.F.B. Pastore & Agust. Martinez (*Polygala* type), Apiaceae -including *Hydrocotyle* - and Asteraceae which grow on sandy soils), conformed the pollen assemblages of the coastal dune barrier in the area of the Mar Chiquita coastal lagoon, adjacent to the FQNR. Also, Fontana (2005a) pointed out that pollen assemblages differed considerably from the composition of surrounding local vegetation. These results are coherent with those reported in this study as pollen assemblages from surface samples reflect not only local vegetation, but indeed they reflect a wider pollen source area and sense landscape heterogeneity.

Group 2B recorded a greater variety of psammophytic pollen types in addition to Poaceae and Asteraceae (like Apiaceae, Caryophyllaceae, and *Calycera*). These sites also had a mix of landscape units, mainly fixed/semi-fixed dunes and interdune slacks. This situation was similar to that reported by Montserrat *et al.* (2012), who found that the sectors located on these landscape units were characterized by diverse plant associations, and the species composition was highly diverse. This great vegetation heterogeneity and the effect of taxonomic smoothing, would trigger the pollen assemblages of these landscape unit overlap. It is not possible to separate at the genus or species

level of Poaceae and Asteraceae, pollen types that could be indicative of each type of environment. These difficulties have been previously reported in southern CDS (Fontana, 2005a) and dune deserts in north China (Li *et al.*, 2022).

Pollen, plant and, landscape richness analysis

The relationship between plant richness and pollen richness is driven both by taxonomic smoothing, pollen production, and taphonomic constraints (pollen dispersal and preservation). The effect of taxonomic smoothing is likely due to the abundance of plant species producing pollen grains often only identifiable to genus, and sometimes to family, like Poaceae, Asteraceae and Cyperaceae. In this study, *Panicum racemosum*, *Poa lanuginosa*, and *Polypogon monspeliensis* (L.) Desf. were registered in the vegetation surveys, but at the pollen level they could only be identified as Poaceae. Also, *Eleocharis maculosa* (Vahl) Roem. & Schult., *Isolepis* spp., and *Schoenoplectus americanus* (Pers.) Volkart ex Schinz & R. Keller were recorded in the vegetation but their pollen grains could only be determined at the family level: Cyperaceae. The fidelity of pollen richness relative to plant richness may be affected by taxonomic smoothing since the taxonomy in the plant dataset is not equivalent to pollen taxonomy, but this effect may be recoverable (Goring *et al.*, 2013). Thus, taxonomic smoothing of CDS plant richness could be overcome by the use of the statistical models presented in this paper and adding different paleobotany proxies to the classic vegetation-palynological based reconstruction when studying Holocene records.

As we discussed in the previous section (“Pollen-Vegetation relationships analysis”) that pollen assemblages reflect landscape heterogeneity, the Relevant Pollen Richness Source Area (RPRSA) for small lagoons of the CDS correlate with extra-local scale vegetation heterogeneity. Even though the regression models between plant and pollen richness were significant at the local scale (20 m, Table 2), the goodness of fit of these models increase and stabilize up to the extra-local scale (1000 and 2000 m, Table 2). Recent studies have shown that modern pollen assemblages can reflect plant richness at different scales (Birks *et al.*, 2016), however, the relationship is not direct as pollen richness reflects pollen evenness, productivity, and dispersal across the landscape (Prentice, 1985;

Sugita, 1994; Odgaard, 2018). The relation between local and extra-local plant and pollen richness reported in our study may reflect vegetation structure and diversity at these scales, rather than at the regional level, as previously published by Goring *et al.* (2013), Matthias and Giesecke (2014) and Matthias *et al.* (2015). Odgaard (2018) highlighted that modern pollen assemblages can better reflect α , γ , or ϵ -diversity according to the size of the lakes or basin where they have been deposited. Sugita (2007a) indicates small lakes (up to 350 m radius, like those of this study) are more suitable to capture local vegetation spatial heterogeneity (ca. 700 m) by the 30-45% of the total pollen loading deposited in the basin. However, pollen richness calculation is based on the pollen counts of the complete pollen loading deposited in a basin. That includes those pollen types from the local scale (the Relevant Pollen Source Area- RPSA- *sensu* Sugita, 2007a) and those beyond the RPSA from extra-local. Thus, firstly, the fact that our models present significant adjusted- r^2 values for local scales pollen-plant richness relationship coincides with those results previously published by Sugita (2007a). Secondly, our results suggest that the RPRSA fits with extra-local scale pollen-plant richness relationships. This inference coincides with previously published semiquantitative-qualitative pollen-vegetation relationships studies for the CDS (e.g. Stutz & Prieto, 2003; Latorre *et al.*, 2010). The wider RPRSA than expected RPSA may be related to extra-local pollen inputs linked to a) anemophilous species (e.g. Poaceae and Amaranthaceae/Chenopodiaceae species) growing in open landscapes as semifixed and mobile dunes (Latorre *et al.*, 2010; Felde *et al.*, 2015; Adeleye *et al.*, 2020) and b) species with high pollen productivity (Latorre, 1999; Odgaard, 1999; Weng *et al.*, 2006) growing in forest patches (e.g. *Ambrosia tenuifolia*, *Pinus* spp.) of the CDS. Weng *et al.* (2006) and Goring *et al.* (2013) have also highlighted that anemophilous pollen types are usually the main component of pollen assemblages and drive pollen richness patterns. Some entomophilous and hydrophytic-anemophilous species are also important local scale components of pollen richness. Between entomophilous species we found Asteraceae (*Tessaria* type, *Baccharis* type, *Senecio* type, and other Asteroideae), *Hydrocotyle* spp., and *Adesmia incana* which pollen grains can be transported over

a few meters (Wang *et al.*, 2022), they usually produce low quantity of pollen grains (Väli *et al.*, 2022) and are under-represented in pollen assemblages (Mourelle *et al.*, 2017). Hydrophytic-anemophilous species growing at interdune slacks (Cyperaceae species and *Typha* spp.) produce high quantities of pollen which are highly dispersed (Xu *et al.*, 2012; Frazer *et al.*, 2020). This fact explains the high values of these pollen types reported in most sites of the CDS even though these species may be absent in some interdune slacks.

Pollen richness is also a function of landscape structure, openness and plant diversity within the Relevant Pollen Source Area (RPSA), pollination syndromes and dispersal, and other taphonomic processes (Birks *et al.*, 2016). Within these taphonomic processes, we found that pollen preservation could be different between taxa and could be a source of uncertainty (Goring *et al.*, 2013; Grindean *et al.*, 2019; Li *et al.*, 2022; Wang *et al.*, 2022). Regarding taphonomic processes triggering pollen-vegetation representation, we found that Juncaceae and Juncaginaceae pollen types as those with minor preservation potential in the CDS. As noted in the results section, in the vegetation surveys, species of these families were recorded although they were absent from the pollen record in the first case, or with low representation in the second. These and other taxa of hydrophilic pollen present very thin exines that hinders their preservation, and also tends to disintegrate during acetolysis (Moore *et al.*, 1991), therefore, causes their low representation in the pollen records (Fontana, 2005a; Erdtman, 1952; Chenlo, 2014).

The higher pollen richness values recorded at sampling sites with high values of exotic forest (up to 20% coverage within a 2000 m radius) is one of the most outstanding results we reported for the CDS. All these sites presented a forest matrix mixed with open grasslands areas with diverse herbaceous and shrub species, which were characterized by more stable substrate and sheltered from wind desiccation effects. These factors favor higher organic matter content accumulation and less frequency of disturbances related to burial effects produced by sand over vegetation, which may also favor greater species richness (Montserrat *et al.*, 2012). The increase in pollen richness associated to the development of forest patches with open steppe environments was also reported by Sottile

et al. (2020) for Patagonian forest-steppe ecotone and for Central Europe by Abraham *et al.* (2020). Birks & Line (1992) and Matthias *et al.* (2015) have discussed the relationship between disturbance frequency and pollen richness. They state that a disturbed environment is related to higher pollen richness than a stable environment. Disturbances promote the availability of new niches and thus the establishment of new species. If disturbance frequency is high (low), vegetation communities are expected to be dominated by r-strategy plants (k-strategy plants). Intermediate disturbance frequencies favor the coexistence of both r and k-strategy plants, thus showing the highest species richness values ("intermediate disturbance hypothesis", Wittaker *et al.*, 2001). The higher pollen richness values linked to sampling sites with values of exotic forest up to 20% may be associated with coastal dune environments characterized by intermediate disturbance frequencies regime. The establishment of small patches of forest communities may diminish the frequency of vegetation burial because of they partially prevent dune movements and provides a mosaic of heliophilous and shade-tolerant environments. Also, anthropogenic fires, vegetation clearings linked to off-road tourism, and horse sheltering usually increase near forested areas, and thus these types of disturbance frequency. Conversely, sites with the lowest pollen richness were found in more pristine areas with a high presence of landscape units with low or no vegetation cover, mainly mobile dunes, and with a low presence of the exotic forest. This low plant richness (and consequently low pollen richness) may be due to the strong stress conditions that occur in active dunes, such as high wind intensity, substrate instability, saline spray, and low organic matter content, among others, which cause that few species can adapt to these conditions (Kumler, 1997; Fontana, 2005a; Montserrat *et al.*, 2012).

CONCLUSIONS

Landscape heterogeneity (in terms of vegetation type cover, patchiness, and location with respect to dominant wind direction), pollen production, taphonomic constraints and taxonomic smoothing determined pollen assemblages from small lagoons

in Pampean CDS. Pollen assemblages are good proxy records to reconstruct past landscape heterogeneity at an extra-local scale (ca. 2000 m) of coastal grasslands of southern South America. As other grassland ecosystems (dominated by Poaceae, Asteraceae and Cyperaceae), pollen richness represents less than 50% of real plant richness. However, we reported a significant relation between plant and pollen richness as a promising proxy record encouraging future landscape scale paleoecological reconstructions. Our results suggest that anemophilous pollen types play a major role in driving pollen richness, and that a landscape composed of coastal dunes and small forest patches provides higher values of pollen richness than pristine coastal dune patches. Even though we detected few entomophilous species that frequently contribute to pollen richness, we encourage the consideration of the presence of all pollen types (those produced by anemophilous or entomophilous) to draw a better picture of the paleoenvironmental changes. Future studies may explore other techniques that avoid the use of strong acid-base solutions that may affect the preservation of vulnerable pollen grain walls such as Juncaceae or Juncaginaceae. We presented the first work in South America that shows that pollen assemblages and pollen richness patterns in coastal dune ecosystems reflect landscape (1000-2000 m) variability. These findings encourage paleoecologist to model quantitatively pollen-vegetation representation and perform pollen-based-quantitative vegetation reconstruction during different time windows of the last millennia to understand vegetation dynamics from a long-term perspective.

AUTHORS' CONTRIBUTION

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

ACKNOWLEDGEMENTS

This research was supported by the Neotropical Grassland Conservancy (NGC) [Student Grant Program, 2020], CV; Universidad Nacional de Mar del Plata (EXA1105/22), SS; CONICET, PIP (PIP

2021 -11220200100204CO), SS. We also thank to the park rangers of the Faro Querandí Municipal Nature Reserve, for their help during the field work and two anonymous reviewers whose comments contributed improving a previous version of this manuscript.

PRIMARY DATA AVAILABILITY

All plant species recorded in this work are available at <https://www.gbif.org/es/dataset/36fc65f3-ba8d-4c06-917e-6ffe62b63577> and pollen information is deposited in Repositorio Institucional CONICET (<https://ri.conicet.gov.ar/>).

BIBLIOGRAPHY

- ABRAHAM, V., J. ROLEČEK, O. VILD, E. JAMRICHOVÁ ... & P. KUNEŠ. 2020. Spatial scaling of pollen-based alpha and beta diversity within forest and open landscapes of Central Europe. *bioRxiv*: 2020.08.18.255737.
<https://doi.org/10.1101/2020.08.18.255737>
- ADELEYE, M. A., M., MARIANI, S. CONNOR, S. HABERLE ... & J. STEVENSON. 2020. Long-term drivers of vegetation turnover in Southern Hemisphere temperate ecosystems. *Global Ecol Biogeogr.* 30: 557-571.
- ALBERIO, C. 2010. *Patrones de invasión de especies vegetales leñosas en Mar Azul, Buenos Aires*. Tesis de Grado, Universidad Nacional de Mar del Plata, Argentina.
- ALBERIO, C. & V. COMPARATORE. 2014. Patterns of woody plant invasion in an Argentinean coastal grassland. *Acta Oecol.* 54: 65-71.
<https://doi.org/10.1016/j.actao.2013.09.003>
- ANDERSEN, S. T. 1995. History of vegetation and agriculture at Hassing Huse Mose, Thy, Northwest Denmark since the Ice Age. *J. Danish Archaeol* 11: 57-79.
<https://doi.org/10.1080/0108464X.1993.10590072>
- BARRIOS, Y. & N. RAMÍREZ. 2020. Biología floral y solapamiento fenológico de las angiospermas de un bosque inundable, cuenca del lago de Maracaibo, Venezuela. *Acta Bot. Mex.* 127: e1704.
<https://doi.org/10.21829/abm127.2020.1704>
- BENNETT, K. & K. J. WILLIS. 2001. Pollen. En: SMOL, J. P., H. J. B. BIRKS, W. M. LAST, R. S. BRADLEY

- & K. ALVERSON (eds.), *Tracking Environmental Change Using Lake Sediments*. Developments in Paleoenvironmental Research, vol. 3: 5-32, Springer, Dordrecht. https://doi.org/10.1007/0-306-47668-1_2
- BENNETT, K. D., S. BOREHAM, M. J. SHARP & V. R. SWITSUR. 1992. Holocene history of environment, vegetation and human settlement on Catta Ness, Lunnasting, Shetland. *J. Ecol* 80: 241-273. <https://doi.org/10.2307/2261010>
- BENSENY, G. C. 2011. *La zona costera como escenario turístico: Transformaciones territoriales en la costa Atlántica Bonaerense Villa Gesell (Argentina)*. Tesis de Doctor en Geografía. Universidad Nacional Del Sur, Argentina.
- BÉRTOLA, G. R., M. FARENGA, L. CORTIZO & F. I. ISLA. 1999. Dinámica morfológica de las playas de Villa Gesell (1994-1996), provincia de Buenos Aires. *Rev. Asoc. Geol. Argent.* 54: 23-35.
- BÉRTOLA, G. R., F. I. ISLA, L. CORTIZO & H. A. ORELLANO. 2002. Modelo sedimentario de la barrera medanosa al norte de Villa Gesell (provincia de Buenos Aires) – de aplicación hidrogeológica. *Lat. Am. J. of Sedimentol. Basin. Anal.* 9: 109-126.
- BIRKS, H. J. B. & J. M. LINE. 1992. The use of Rarefaction Analysis for estimating palynological richness from Quaternary Pollen-Analytical Data. *Holocene* 2: 1-10. <https://doi.org/10.1177/095968369200200101>
- BIRKS, H. J. B., V. A. FELDE, A. E. BJUNE, J. GRYTNES ... & T. GIESECKE. 2016. Does pollen-assemblage richness reflect floristic richness? A review of recent developments and future challenges. *Rev. Palaeobot. Palynol.* 228: 1-25. <https://doi.org/10.1016/j.revpalbo.2015.12.011>
- BUNTING, M. J. 1994. Vegetation history of Orkney, Scotland; pollen records from two small basins in west Mainland. *New Phytol.* 128: 771-792. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1994.tb04039.x>
- BUNTING, M. J. & D. MIDDLETON. 2005. Modelling pollen dispersal and deposition using HUMPOL software, including simulating windroses and irregular lakes. *Rev. Palaeobot. Palynol.* 134: 185-196. <https://doi.org/10.1016/j.revpalbo.2004.12.009>
- BUNTING, M. J. & R. MIDDLETON. 2009. Equifinality and uncertainty in the interpretation of pollen data: the Multiple Scenario Approach to reconstruction of past vegetation mosaics. *Holocene* 19: 799-803. <https://doi.org/10.1177/0959683609105304>
- BUNTING, M. J., M. FARRELL, A. BROSTRÖM, K. L. HJELLE ... & C. L. TWIDDLE. 2013. Palynological perspectives on vegetation survey: a critical step for model-based reconstruction of Quaternary land cover. *Quat. Sci. Rev.* 82: 41-55. <https://doi.org/10.1016/j.quascirev.2013.10.006>
- BURRY, L. S., M. E. TRIVI DE MANDRI, P. I. PALACIO & M. C. LOMBARDO. 2001. Relaciones polen-vegetación de algunas taxas de la estepa patagónica (Argentina). *Rev. Chil. Hist. Nat.* 2: 419-427. <https://dx.doi.org/10.4067/S0716-078X2001000200016>
- CABRAL, E. L. & C. PASSICOT. 2010. *Asterideas: Diversidad vegetal, biotaxonomía de spermatofitos*. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales y Agrimensura, Universidad Nacional del Nordeste, Argentina.
- CABRERA, A. L. 1941. Las comunidades vegetales de las dunas costaneras de la Provincia de Buenos Aires. D.A.G.I. *Publicaciones técnicas* 1: 5-44.
- CABRERA, A. L. & E. M. ZARDINI. 1953. *Manual de la flora de los alrededores de Buenos Aires*. Editorial Acme, Buenos Aires.
- CHENLO, U. 2014. *Palinoteca de plantas vasculares acuáticas para el análisis polínico en paleolimnología*. Tesis de Grado, Universidade da Coruña, España.
- CELSI, C. E. 2016. La vegetación de las dunas costeras pampeanas. En: ATHOR, J. & C. E. CELSI (eds.), *La costa atlántica de Buenos Aires: naturaleza y patrimonio cultural*. pp. 116-138. Fundación de Historia Natural Félix de Azara, Buenos Aires.
- CODIGNOTTO, J. O., F. I. ISLA & A. L. MONTSERRAT. 2012. Manejo del Sistema Playa-Dunas en las Costas en la Provincia de Buenos Aires (Argentina). En: RODRÍGUEZ-PEREA, A., G. X. PONS, X. ROIG-MUNAR, Á. MARTÍN-PRIETO... & A. CABRERA (eds.), *La gestión integrada de playas y dunas: experiencias en Latinoamérica y Europa. Monografies de la Societat d'Història Natural de les Balears*, vol 19: 271-287. Societat d'Història Natural de les Balears, Palma de Mallorca.
- DEL VITTO, L. A. & E. M. PETENATTI. 2015. Asteráceas de importancia económica y ambiental: Segunda parte: Otras plantas útiles y nocivas. *Multequina* 24: 47-74.
- ERDTMAN, G. 1952. *Pollen Morphology and Plant Taxonomy—Angiosperms*. Almqvist and Wiksell, Stockholm.
- FAYE, P. F., A. M. PLANCHUELO & M. L. MOLINELLI. 2002. Relevamiento de la flora apícola e identificación de cargas de polen en el sureste de la provincia de Córdoba, Argentina. *Agriscientia* 19: 19-30. <https://doi.org/10.31047/1668.298x.v19.n0.2649>

- FELDE, V. A., S. M. PEGLAR, A. E. BJUNE, J. A. GRYTNES & H. J. B. BIRKS. 2015. Modern pollen–plant richness and diversity relationships exist along a vegetational gradient in southern Norway. *Holocene* 26: 163–175.
<https://doi.org/10.1177/0959683615596843>
- FERNÁNDEZ, A. L. & S. C. GRILL. 2016. Análisis de la vegetación y del polen actual en la cuenca inferior del río Colorado, sudoeste de la provincia de Buenos Aires, Argentina. *Rev. Bras. Paleontol.* 19: 111–126.
<https://doi.org/10.4072/rbp.2016.1.09>
- FONTANA, S. L. 2003. Pollen deposition in coastal dunes, south Buenos Aires Province, Argentina. *Rev. Palaeobot. Palynol.* 126: 17–37.
[https://doi.org/10.1016/S0034-6667\(03\)00034-4](https://doi.org/10.1016/S0034-6667(03)00034-4)
- FONTANA, S. L. 2004. *Present and past coastal dune environments of southwest Buenos Aires Province, Argentina*. Comprehensive Summaries of Uppsala Dissertations from the Faculty of Science and Technology, vol. 940. Acta Universitatis Upsaliensis, Upsala.
- FONTANA, S. L. 2005a. Coastal Dune Vegetation and Pollen Representation in South Buenos Aires Province, Argentina. *J. Biogeogr.* 32: 719–735.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-2699.2004.01221.x>
- FONTANA, S. L. 2005b. Holocene vegetation history and palaeoenvironmental conditions on the temperate Atlantic coast of Argentina, as inferred from multiproxy lacustrine records. *J. Paleolimnol.* 34: 445–469. <https://doi.org/10.1007/s10933-005-5792-8>
- FRAZER, H., A. R. PRIETO & J. C. CARBONELLA. 2020. Modern pollen source and spatial distribution from surface lake sediments in the southwestern Pampa grasslands, Argentina: Implications to interpret Holocene pollen records. *Rev. Palaeobot. Palynol.* 277: 104207.
- GIESECKE, T., S. WOLTERS, S. JAHNS & A. BRANDE. 2012. Exploring Holocene changes in palynological richness in northern Europe – did postglacial immigration matters? *PLoS ONE* 7: 1–12.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0051624>
- GORING, S., T. LACOURSE, M. PELLATT & R. MATHEWES. 2013. Pollen assemblage richness does not reflect regional plant species richness: a cautionary tale. *J. Ecol.* 101: 1137–1145.
<https://doi.org/10.1111/1365-2745.12135>
- GOSLING, W. D., A. C. M. JULIER, S. ADU-BREDU, G. D. DJAGBLETEY ... & S. MOORE. 2018. Pollen-vegetation richness and diversity relationships in the tropics. *Veg. Hist. Archaeobot.* 27: 411–418.
<https://doi.org/10.1007/s00334-017-0642-y>
- GRIMM, E. 2020. *TILIA* 2.6.1 [Software]. Illinois State Museum, Illinois.
- GRINDEAN, R., A. B. NIELSEN, I. TANȚĂU & A. FEURDEAN. 2019. Relative pollen productivity estimates in the forest steppe landscape of southeastern Romania. *Rev. Palaeobot. Palynol.* 264: 54–63.
<https://doi.org/10.1016/j.revpalbo.2019.02.007>
- INSTITUTO DE BOTÁNICA DARWINION. 2020. Catálogo de las Plantas Vasculares del Conosur. Buenos Aires, Argentina: Instituto de Botánica Darwinion. Available in: <http://www.darwin.edu.ar/Proyectos/FloraArgentina/BuscarEspecies.asp>.
- ISLA, F. I., L. C. CORTIZO & E. J. SCHNACK. 1996. Pleistocene and Holocene beaches and estuaries along the Southern Barrier of Buenos Aires, Argentina”. *Quat. Sci. Rev.* 15: 833–841.
[https://doi.org/10.1016/S0277-3791\(96\)00065-0](https://doi.org/10.1016/S0277-3791(96)00065-0)
- ISLA, F. I., L. C. CORTIZO & H. A. TURNO ORELLANO. 2001. Dinámica y Evolución de las Barreras Medanosas, Provincia de Buenos Aires, Argentina. *Rev. Bras. Geomorfol.* 2: 73–83.
<https://doi.org/10.20502/rbg.v2i1.9>
- KUMLER, M. L. 1997. Critical environmental factors in dry coastal ecosystems. En: VAN DER MAAREL, E. (ed.), *Dry Coastal Ecosystems, Part C. Ecosystems of the World, 2C*. pp. 387–409. Elsevier, Amsterdam.
- LATORRE, F. 1999. El polen atmosférico como indicador de la vegetación y de su fenología floral. Tesis Doctoral. Universidad de Buenos Aires, Argentina.
- LATORRE, F., C. PÉREZ, S. STUTZ & S. PASTORINO. 2010. Pollen deposition in Tauber traps and surface soil samples in the Mar Chiquita Coastal Lagoon Area, Pampa Grasslands (Argentina). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 45: 321–332.
- LEGENDRE, P. & H. BIRKS. 2012. From classical to canonical ordination. En: BIRKS, H., A. LOTTER, S. JUGGINS & J. SMOL (eds), *Tracking environmental change using lake sediments. Developments in paleoenvironmental research*, vol 5: 201–248. Springer, Dordrecht.
https://doi.org/10.1007/978-94-007-2745-8_8
- LI, B., W. WANG, H. WANG, Y. ZHANG ... & Y. MA. 2022. Pollen–vegetation relationship based on lake surface sediments of arid and semi-arid northern China; considerations and limitations. *Rev. Palaeobot. Palynol.* 303: 104694.
<https://doi.org/10.1016/j.revpalbo.2022.104694>

- LIU, Y. K., OGLE, J., LICHSTEIN & S. JACKSON. 2022. Estimation of pollen productivity and dispersal: How pollen assemblages in small lakes represent vegetation. *Ecol. Monogr.* 92: e1513.
<https://doi.org/10.1002/ecm.1513>
- MADANES, N. & C. A. FERNÁNDEZ. 2018. Pollen dispersal and deposition in an agroecosystem at Province of Buenos Aires, Argentina. *Darwiniana*, n. s. 6: 35-46.
<https://dx.doi.org/10.14522/darwiniana.2018.61.785>
- MARCOMINI, S., R. LÓPEZ, P. PICCA, N. MADANES & L. BERTOLÍN. 2017. Natural Coastal Dune-Field Landforms, Plant Communities, and Human Intervention along Buenos Aires Northern Aeolian Barrier. *J. Coast. Res.* 33: 1051-1064.
<https://doi.org/10.2112/JCOASTRES-D-15-00219.1>
- MARCOS, M. A. & M. V. MANCINI. 2012. Modern pollen and vegetation relationships in northeastern Patagonia (Golfo San Matías, Río Negro). *Rev. Palaeobot. Palynol.* 171: 19-26.
<https://doi.org/10.1016/j.revpalbo.2011.11.007>
- MASCIADRI, S., S. STUTZ & F. GARCÍA-RODRÍGUEZ. 2013. Modern pollen-vegetation relationship of plant communities in the Uruguayan Atlantic coast. *Braz. J. Bot.* 36: 31-44.
<https://doi.org/10.1007/s40415-013-0006-5>
- MATTHIAS, I. & T. GIESECKE. 2014. Insights into pollen source area, transport and deposition from modern pollen accumulation rates in lake sediments. *Quat. Sci. Rev.* 87: 12-23.
- MATTHIAS, I., M. SWEN SEMMLER & T. GIESECKE. 2015. Pollen diversity captures landscape structure and diversity. *J. Ecol.* 103: 880-890.
<https://doi.org/10.1111/1365-2745.12404>
- MEDINA, R. (ed). 2018. *Flora del valle de Tehuacán-Cuicatlán: Lemnaceae*. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- MELTSOV, V., A. POSKA, B.V. ODGAARD, M. SAMMUL & T. KULL. 2011. Palynological richness and pollen sample evenness in relation to local floristic diversity in southern Estonia. *Rev. Palaeobot. Palynol.* 166: 344-351.
- MONSERRAT, A. L., C. E. CELSI & S. L. FONTANA. 2012. Coastal dune vegetation of the Southern Pampas (Buenos Aires, Argentina) and its value for conservation. *J. Coast. Res.* 28: 23-35.
<https://doi.org/10.2112/JCOASTRES-D-10-00061.1>
- MOORE, P. D., J. A. WEBB & M. E. COLLINSON. 1991. *Pollen analysis*. 2nd ed. Blackwell, Oxford.
- MOURELLE, D. & A. PRIETO. 2016. Pollen and spores from surface samples in the campos region of Uruguay and their paleoecological implications. *Acta Bot. Bras.* 30: 351-370.
<https://doi.org/10.1590/0102-33062016abb0117>
- MOURELLE, D., A. PRIETO & F. GARCÍA-RODRÍGUEZ. 2017. Riparian woody vegetation history in the campos region, southeastern South America, during two time windows: late Pleistocene and late Holocene. *Quat. Sci. Rev.* 167: 14-29.
<https://doi.org/10.1016/j.quascirev.2017.04.024>
- NAVARRO, C., J. S. CARRIÓN, M. MUNUERA & A. R. PRIETO. 2001. Sedimentación y distribución superficial de palinomorfos en cuevas del SE Ibérico. Implicaciones en paleoecología. *An. biol.* 23: 103-132.
- ODGAARD, B. V. 1999. Fossil pollen as a record of past biodiversity. *J. Biogeogr.* 26: 7-17.
- ODGAARD, B. V. 2018. Reconstructing past biodiversity development. En: ELIAS, S. A. (ed.), *Reference module in earth systems and environmental sciences*. Elsevier, Amsterdam..
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-409548-9.11644-6>
- OKSANEN, J., G. L. SIMPSON, G. BLANCHET, R. KINDT ... & J. WEEDON. 2017. *Vegan: Community Ecology Package*. R package Version 2.4-3. Available in: <https://CRAN.R-project.org/package=vegan>
- OYARZABAL, M., J. CLAVIJO, L. OAKLEY, F. BIGANZOLI ... & R. J. C. LEON. 2018. Vegetation units of Argentina. *Ecol. Austral* 28: 40-63.
- PAPADOPOULOU, M., I. TSIRIPIDIS, S. PANAJIOTIDIS, G. FOTIADIS... & T. GIESECKE. 2022. Testing the potential of pollen assemblages to capture composition, diversity and ecological gradients of surrounding vegetation in two biogeographical regions of southeastern Europe. *Veg. Hist. Archaeobotany* 31: 1-15.
<https://doi.org/10.1007/s00334-021-00831-4>
- PRENTICE, I. C. 1985. Pollen representation, source area, and basin size: toward a unified theory of pollen analysis. *Quat. Res.* 23: 76-86.
- PROVENDOLA, J. I. 2013. Villa Gesell. La baliza que invento un lugar: Al principio, fue el faro. <https://www.pagina12.com.ar/diario/suplementos/turismo/9-2558-2013-05-05.html>. [Access: May 9 2023].
- R DEVELOPMENT CORE TEAM. 2021. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Available in: <https://www.R-project.org/>.

- REITALU, T., A. E. BJUNE, A. BLAUS, T. GIESECKE ... & J. B. BIRKS. 2019. Patterns of modern pollen and plant richness across northern Europe. *J. Ecol.* 107: 1662-1677. <https://doi.org/10.1111/1365-2745.13134>
- SANZ, M., D. SÁNCHEZ & S. VESPERINAS. 2004. *Atlas de las Plantas Alóctonas Invasoras en España*. Dirección General para la Biodiversidad, Madrid.
- SÁNCHEZ, A. C. & L. C. LUPO. 2011. Origen botánico y geográfico de las mieles de El Fuerte, Departamento de Santa Bárbara, Jujuy, Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 46: 105-111.
- SENN, C., W. TINNER, V. FELDE, E. GOBET ... & C. MORALES-MOLINO. 2022. Modern pollen – vegetation – plant diversity relationships across large environmental gradients in northern Greece. *Holocene* 32: 159–173. <https://doi.org/10.1177/09596836211060494>
- SOTTILE, G. D., M. E. ECHEVERRÍA, M. S. TONELLO, M. A. MARCOS... & M. V. MANCINI. 2020. Dinámica de la vegetación andina del lago Argentino (50° S, 72° O) desde el retiro de los glaciares (ca. 12.000 años cal AP). *Andean Geol.* 47: 599-627. <http://dx.doi.org/10.5027/andgeoV47n3-3303>
- STUTZ, S. 2000. *Historia de la vegetación del litoral bonaerense durante el último ciclo transgresivo – regresivo del Holoceno*. Tesis Doctoral. Universidad Nacional de Mar del Plata, Argentina.
- STUTZ, S. 2001. Vegetación del área de la laguna Mar Chiquita. En: IRIBARNE, O. (Ed), *Reserva de Biosfera Mar Chiquita: Características físicas, biológicas y ecológicas*, pp. 75-78. Editorial Martín, Mar del Plata.
- STUTZ, S. & A. R. PRIETO. 2003. Modern pollen and vegetation relationships in Mar Chiquita coastal lagoon area, southeastern Pampa grasslands, Argentina. *Rev. Palaeobot. Palynol.* 126: 183-195. [https://doi.org/10.1016/S0034-6667\(03\)00084-8](https://doi.org/10.1016/S0034-6667(03)00084-8)
- SUGITA, S. 1994. Pollen representation of vegetation in Quaternary sediments: theory and method in patchy vegetation. *J. Ecol.* 82: 881-897. <https://doi.org/10.2307/2261452>
- SUGITA, S. 2007a. Theory of quantitative reconstruction of vegetation I: pollen from large sites REVEALS regional vegetation composition. *Holocene* 17: 229-241. <https://doi.org/10.1177/0959683607075837>
- SUGITA, S. 2007b. Theory of quantitative reconstruction of vegetation II: all you need is LOVE. *Holocene* 17: 243-257. <https://doi.org/10.1177/0959683607075838>
- VÄLI, V., B. V. ODGAARD, Ü. VÄLI & A. POSKA. 2022. Pollen richness: a reflection of vegetation diversity or pollen-specific parameters? *Veg. Hist. Archaeobot.* 31: 611-622. <https://doi.org/10.1007/s00334-022-00879-w>
- VAN DER SANDE, M. T., M. B. BUSH, D. H. URREGO, M. SILMAN ... & GOSLING W. 2021. Modern pollen rain predicts shifts in plant trait composition but not plant diversity along the Andes–Amazon elevational gradient. *J. Veg. Sci.* 32: e12925. <https://doi.org/10.1111/jvs.12925>
- VÁSQUEZ, C., G. SOTTILE, S. STUTZ, G. SÁNCHEZ-VUICHARD & V. MERINO-CAMPOS. 2023. Reconstrucción paleoambiental en el Sistema de Dunas Costeras del SE bonaerense. In: *Libro de Resúmenes XXX Reunión Argentina de Ecología*. INIBIOMA/IFAB CONICET-ASAE, Bariloche.
- VELÁZQUEZ, N. J. & BURRY, L. S. 2019. Análisis palinológico de superficie de hojas y tallos de ítems dietarios de Lama guanicoe (Fam. Camelidae) en Patagonia (Argentina): implicancias en la identificación del origen del polen en coprolitos. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 54: 67-78.
- WANG, Q., J. LI, K. LU, G. XIE ... & Y. WANG. 2022. Pollen R-values in arid central Asia for quantitative palaeo-vegetation reconstruction. *Palaeogeogr. Palaeoclimatol. Palaeoecol.* 596: 110993. <https://doi.org/10.1016/j.palaeo.2022.110993>
- WENG, C., H. HOOGHIEMSTRA & J. F. DUIVENVOORDEN. 2006. Challenges in estimating past plant diversity from fossil pollen data: statistical assessment, problems and possible solutions. *Divers. Distrib.* 12: 310-318.
- WIEMER, A. P., A. N. SÉRSIC & A. O. SIMÕES. 2009. Biología floral de *Oxypetalum solanoides* (Apocynaceae). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 44 (Supl), p. 177. Huerta Grande, Argentina.
- WITTAKER, R. J., K. J. WILLIS, R. FIELD. 2001. Scale and species richness: towards a general, hierarchical theory of species diversity. *J. Biogeogr.* 28: 453-470.
- XU, Q., F. TIAN, M. J. BUNTING, Y. LI... & Z. HE. 2012. Pollen source areas of lakes with inflowing rivers: modern pollen influx data from Lake Baiyangdian, China. *Quat. Sci. Rev.* 37: 81-91.
- YEZZI, A. L., A. J. NEBBIA & S. M. ZALBA. 2018. Fragmentación de pastizales psamófilos por plantaciones de pinos: efectos sobre la riqueza y la composición vegetal. *Ecol. Austral* 28: 133-144. <https://doi.org/10.25260/EA.18.28.1.0.640>
- ZULOAGA, F., M. BELGRANO & C. ZANOTTI. 2019. Actualización del Catálogo de las Plantas Vasculares del Cono Sur. *Darwiniana*, n. s.7: 208-278.



ANÁLISIS COMPARATIVO DEL CARIOTIPO Y DE LA MEIOSIS DE DOS ESPECIES DE *ADESMIA* (FABACEAE, MURICATAE)

COMPARATIVE ANALYSIS OF THE KARYOTYPE AND MEIOSIS IN TWO SPECIES OF *ADESMIA* (FABACEAE, MURICATAE)

Valeria de los A. Páez¹, Aldo R. Andrada^{1*} & María S. Caro²

1. Instituto de Genética y Microbiología, Fundación Miguel Lillo, San Miguel de Tucumán, Argentina
2. Investigadora independiente

*arandrada@lillo.org.ar

Citar este artículo

PÁEZ, V. DE LOS A., A. R. ANDRADA & M. S. CARO. 2024. Análisis comparativo del cariotipo y de la meiosis de dos especies de *Adesmia* (Fabaceae, Muricatae). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 529-538.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n4.44914>

SUMMARY

Background and aims: *Adesmia* is part of the native flora of Argentina and includes approximately 100 species. Among the species of the genus, *A. muricata* var. *dentata* and *A. cordobensis* var. *cordobensis* are inermous herbs of the Muricatae series which are widely distributed in northwestern Argentina. Cytogenetic studies are scarce for the genus. In order to carry out a comparative study between these two species, the aim of this work was to provide the first statistically based morphometric studies of karyotypes of *A. muricata* var. *dentata* and *A. cordobensis* var. *cordobensis* as well as analyze meiotic behavior of them.

M&M: Mitotic metaphases were obtained from roots pretreated with 8-hydroxyquinoline. Chromosomes were stained with 2% propionic hematoxylin. Estimation of pollen grain viability was performed with the Müntzing staining.

Results: All analyzed populations had a chromosome number $2n = 20$, symmetrical karyotypes and karyotypic formula consisting of 20 m (metacentric) chromosomes. *Adesmia muricata* var. *dentata* and *A. cordobensis* var. *cordobensis* have different average chromosome lengths. Furthermore, *A. muricata* var. *dentata* presented satellites, not observed in *A. cordobensis*. In both taxa analyzed, the meiotic behavior was regular, and the viability of the pollen grains was close to 90%.

Conclusions: Chromosome counts, karyotypes, meiotic behavior and viability of pollen grains are novel data. Cytogenetic characteristics allow these related species to be distinguished.

KEY WORDS

Idiogram, interphase nucleus, meiotic behavior, pollen viability.

RESUMEN

Introducción y objetivos: *Adesmia* conforma parte de la flora nativa de Argentina e incluye aproximadamente 100 especies. Entre las especies del género, *Adesmia muricata* var. *dentata* y *A. cordobensis* var. *cordobensis* son hierbas inermes de la serie Muricatae que se distribuyen ampliamente en el noroeste de Argentina. Los estudios citogenéticos para el género son escasos. El objetivo de este trabajo fue proveer los primeros estudios morfométricos con base estadística de los cariotipos de *A. muricata* var. *dentata* y *A. cordobensis* var. *cordobensis*, así como analizar sus comportamientos meióticos, con el fin de realizar un estudio comparativo entre estas dos especies afines.

M&M: Las metafases mitóticas se obtuvieron de raíces pretratadas con 8-hidroxiquinoleína. Los cromosomas se tiñeron con hematoxilina propiónica 2%. La estimación de la viabilidad de los granos de polen se llevó a cabo con la tinción de Müntzing.

Resultados: Todas las poblaciones analizadas presentaron número cromosómico $2n = 20$, cariotipos simétricos y fórmula cariotípica compuesta por 20 cromosomas m (metacéntricos). *Adesmia muricata* var. *dentata* y *A. cordobensis* var. *cordobensis* presentan diferentes longitudes cromosómicas medias. Además, *A. muricata* var. *dentata* presentó satélites, no observados en *A. cordobensis* var. *cordobensis*. En ambos taxones analizados el comportamiento meiótico fue regular y la viabilidad de los granos de polen cercana al 90%.

Conclusión: Los recuentos cromosómicos y cariotipos, el comportamiento meiótico y la viabilidad de los granos de polen son datos novedosos. Las características citogenéticas permiten distinguir estas especies afines.

PALABRAS CLAVE

Comportamiento meiótico, idiograma, núcleo interfásico, viabilidad del polen.

Recibido: 2 May 2024
Aceptado: 12 Jun 2024
Publicado en línea: 10 Dic 2024
Publicado impreso: 31 Dic 2024
Editor: Gabriel Bernardello

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

INTRODUCCIÓN

En Sudamérica, el género neotropical *Adesmia* DC. está representado por 240 especies endémicas, registrándose para Argentina aproximadamente 100 de ellas que forman parte de la flora autóctona; muchos de sus taxones están distribuidos en las zonas montañosas áridas y semiáridas del noroeste argentino (NOA) (Ulibarri, 1996; Ulibarri & Burkart, 2000). Los antecedentes bibliográficos mencionan que las especies del género se utilizan para el control de la erosión, como combustible en alta montaña y, además, como forrajeras por su alto contenido de proteínas (Burkart, 1960; Covas, 1978; Allen & Allen, 1981; Scheffer-Basso *et al.*, 2000, 2001; Ulibarri & Burkart, 2000; Tedesco *et al.*, 2002).

Burkart (1964, 1967) delimitó 45 series dentro de dos subgéneros: *Adesmia* (inermes) y *Acanthadesmia* (espinosas). En el primer subgénero, la serie Muricatae Burk. está integrada por seis especies herbáceas, donde se considera a *A. muricata* (Jacq.) DC. la especie tipo. *Adesmia muricata* var. *dentata* (Lag.) Benth (Fig. 1), se caracteriza por sus folíolos dentados y lomentos péndulos (Burkart, 1954; Bianco, 2002) y es la variedad más distribuida en el NOA, donde crece desde los 300-2600 m s.n.m., encontrándose en las provincias de Buenos Aires, Catamarca, Córdoba, Entre Ríos, Jujuy, La Pampa, La Rioja, Salta, Santiago del Estero, Santa Fe, San Luis y Tucumán.

Adesmia cordobensis Burkart es otro representante de la serie Muricatae y la integran

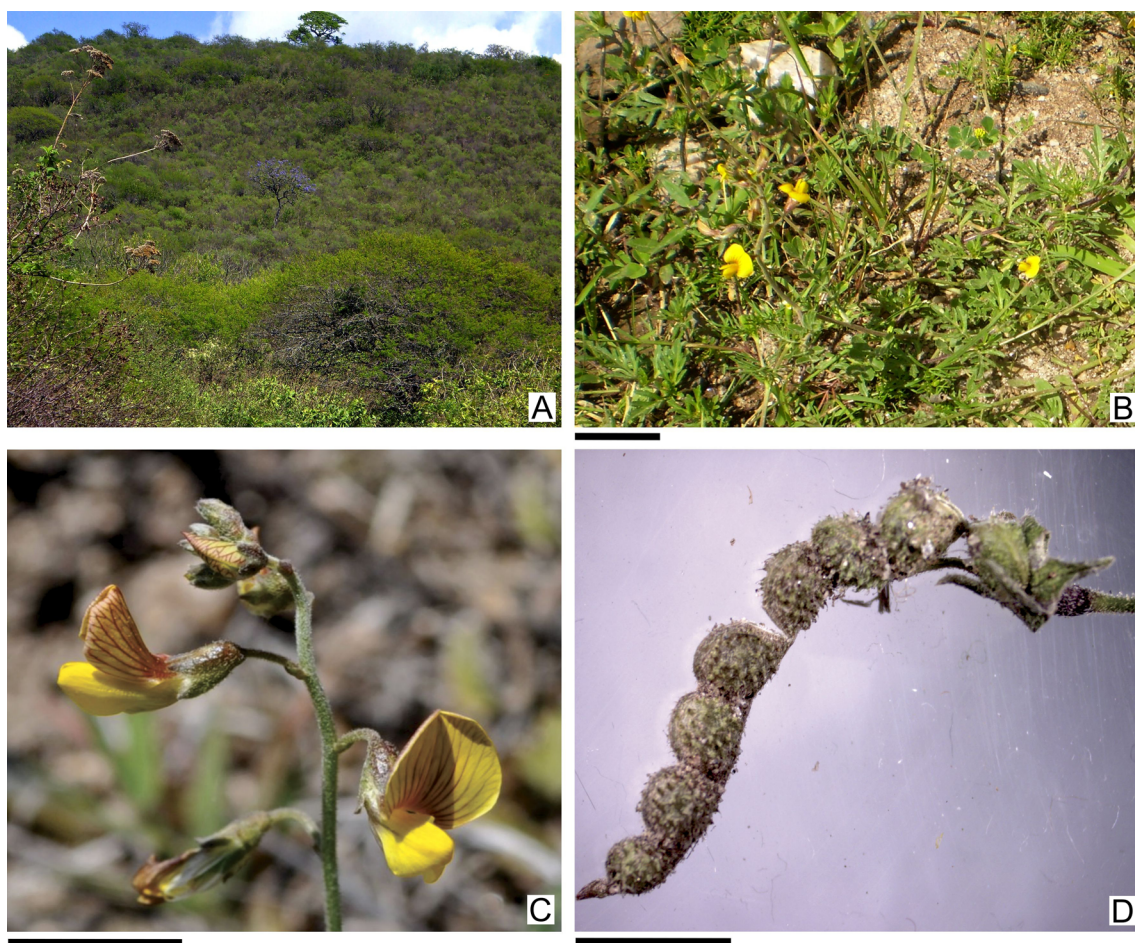


Fig. 1. *Adesmia muricata* var. *dentata*. **A:** Hábitat. **B:** Planta con hábito rastrero. **C:** Aspecto de la inflorescencia. **D:** Lomento péndulo. Escalas= 5 mm.

dos variedades, *A. cordobensis* Burkart var. *appendiculata* Ulibarri & Burkart y *A. cordobensis* Burkart var. *cordobensis*. Éstas se diferencian por la longitud de las emergencias (estructuras en forma de espinas, tricomas o plumas que tapizan el lomento) y la pilosidad de los artejos (Ulibarri & Burkart, 2000). *Adesmia cordobensis* var. *cordobensis* (Fig. 2) crece en la región Chaqueña de las provincias de Catamarca, Córdoba, Salta, San Luis y La Rioja (Ulibarri & Burkart, 2000; Bianco, 2002) entre los 900-2000 m s.n.m.

Los estudios citogenéticos en *Adesmia* son escasos, en particular para material de Argentina y solo se registran recuentos cromosómicos para 23 especies, la mayoría de ellos de material proveniente de Brasil o Chile (Fedorov, 1969; Dollenz, 1976;

Goldblatt, 1981, 1984, 1985, 1988; Goldblatt & Johnson, 1990, 1991, 1994, 1996, 1998, 2000; Miotto & Forni-Martins, 1994; Tedesco *et al.*, 2002). Algunos autores citan para el género $x = 5$ y $x = 10$ como números básicos (Goldblatt, 1981; Hunziker *et al.*, 1985). La mayoría de sus taxones son diploides, con $2n = 2x = 20$, y se mencionan además tetraploides con $2n = 4x = 40$, por ejemplo, *A. incana* Vogel var. *incana* o *A. incana* Vogel var. *grisea* (Hook. f.) Burkart (Castronovo, 1945; Covas & Schnack, 1946; Covas, 1949; Krapovickas & Krapovickas, 1952; Covas & Hunziker, 1954; Burkart, 1967; Miotto & Forni Martins, 1994; Coelho, 1997; Coelho & Battistin, 1998; Tedesco *et al.*, 2002). Los antecedentes mencionan que las adesmias generalmente presentan un

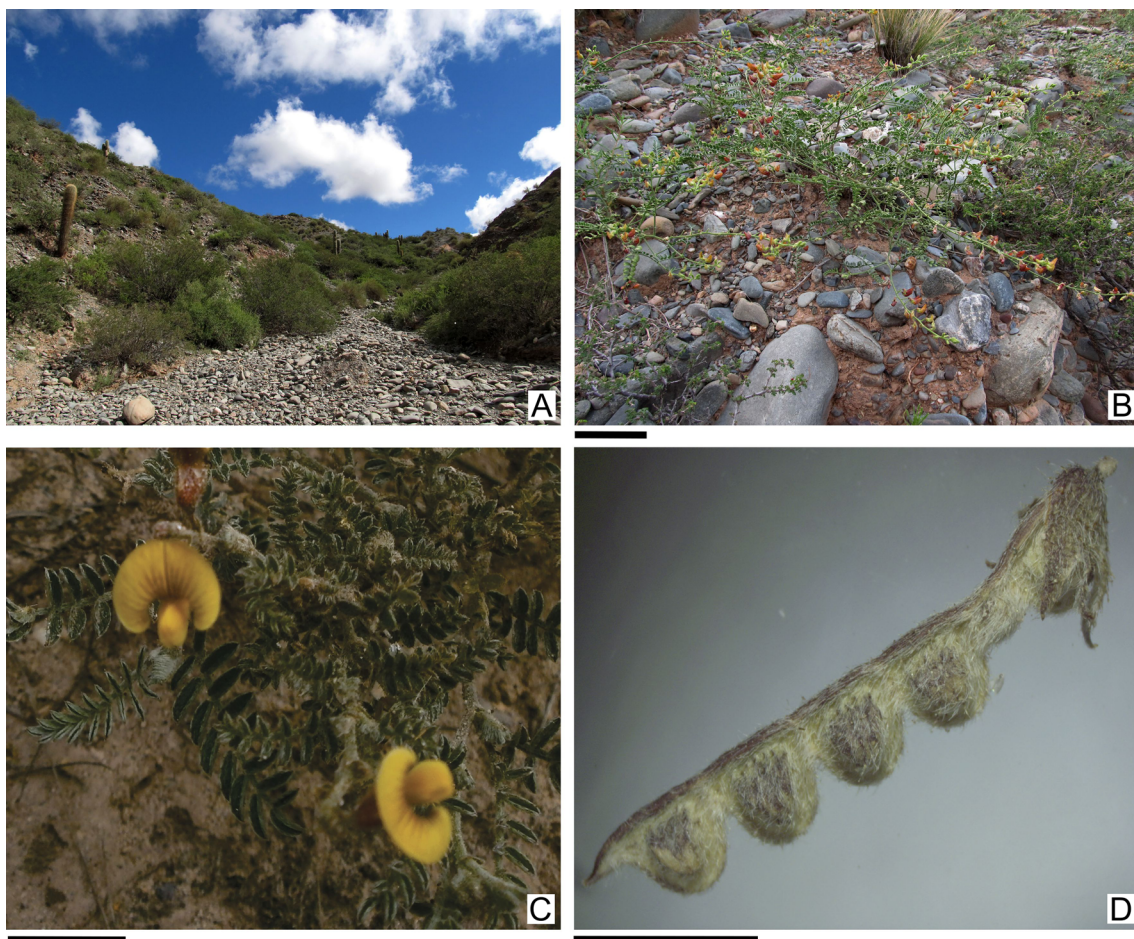


Fig. 2. *Adesmia cordobensis* var. *cordobensis*. **A:** Hábitat. **B:** Planta con hábito rastrero. **C:** Aspecto de dos flores. **D:** Lomento péndulo. Escalas= 5 mm.

comportamiento meiótico regular y alta viabilidad de los granos de polen (Coelho, 1997; Coelho & Battistin, 1998). Caro *et al.* (2014, 2016, 2018, 2020) realizaron recuentos cromosómicos para poblaciones del NOA de *A. cytisoides* Griseb., *A. cordobensis* var. *cordobensis*, *A. inflexa* Griseb. y *A. schickendantzii* Griseb. Estos autores observaron en todas ellas $2n = 20$ cromosomas, sin embargo, el análisis de las características morfométricas de los cromosomas no fueron abordados en estos trabajos.

El objetivo de este trabajo es reportar los primeros estudios morfométricos con base estadística, de los cariotipos de *A. muricata* var. *dentata* y *A. cordobensis* var. *cordobensis* y analizar su comportamiento meiótico, con el fin de realizar un estudio comparativo que permitan diferenciar estas dos especies afines. Además, ampliar el conocimiento citogenético de *Adesmia* para la Argentina, en particular para la región del NOA.

MATERIALES Y MÉTODOS

El material recolectado fue depositado en el Herbario Fanerogámico de la Fundación Miguel Lillo (LIL), Tucumán, Argentina. Parte del material correspondiente con *A. cordobensis* var. *cordobensis* ya fue analizado por Caro *et al.* (2014) y se denota con un asterisco (*). Para los estudios citogenéticos se tomaron muestras de siete individuos por especie, debido a que algunas poblaciones tienen escasa frecuencia catalogadas como vulnerables por su pérdida de hábitat, como el caso de *A. cordobensis* (Caro *et al.*, 2014).

Material estudiado

Adesmia muricata var. *dentata*. ARGENTINA. Prov. Tucumán: Depto. Tafi del Valle, 26°57'45.96" S 65°45'51.60"O, 2227 m s.n.m., 20-II-2006, Caro 25 (LIL), 26°44'26"S 65°45'960"O, 3050 m s.n.m., 6-III-08, Caro 40 (LIL), 26°57'217"S 65°44'062"W, 2186 m s.n.m., 2-III-2010, Caro 36 (LIL); 26°57'16.8"S 65°43'57.7"O, 5-III-2008, 2169 m s.n.m., Caro 35 (LIL). Depto. Burruyacu, 26°23'61.2"S 65°55'81.5"O, 1078 m s.n.m., 4-XI-2011, Caro 80 (LIL).

Adesmia cordobensis var. *cordobensis*. ARGENTINA. Prov. Catamarca: Depto. Andalgalá, Cuesta Las Chilcas, RP 48, km 100, 27° 37'94"S 66° 09'34"O, 1940 m n.s.m., 7- III-2005, Caro 16* (LIL

607377). Prov. Salta: Depto. La Poma, 24°53'148" S 65° 08'650", 2651 m n.s. m, 19-II-2014, Caro 0120 (LIL).

Núcleo interfásico y mitosis

Existen técnicas de coloración para identificar las regiones ricas en adenina-timina (AT) de la heterocromatina, entre ellas el fluorocromo 4'6-diamidino-2-fenilindol o DAPI (Sumner, 1990). La cantidad y distribución de la heterocromatina permite clasificar los núcleos interfásicos (Guerra, 1983). Para el estudio de los núcleos interfásicos se utilizó DAPI, de acuerdo con el protocolo de Dewitte *et al.* (2010) y el colorante hematoxilina propiónica al 2% (Sharma & Sharma, 1965). La clasificación de los mismos se basó en Guerra (1987).

Los meristemas radicales se pretrataron con 8-hidroxiquinoleína 0,002 M por 24 horas en frío (4 °C), posteriormente se fijaron a temperatura ambiente en Farmer (alcohol etílico-ácido acético, 3:1) durante 24 horas, para ser conservados en alcohol 70° a -4 °C. Las raíces fueron coloreadas con hematoxilina propiónica 2%, previa hidrólisis ácida durante 15 minutos en HCl 1 N a 60 °C. Para los recuentos cromosómicos se observaron como mínimo siete células, una por planta, con cromosomas extendidos; las longitudes de los cromosomas se midieron con el programa MicroMeasure 3.3 (Reeves, 2001). Las variables morfométricas que se tuvieron en cuenta fueron, longitud cromosómica total (c), longitud de brazo largo (l), longitud de brazo corto (s) e índice centromérico (Ic). Los cromosomas se clasificaron según la metodología propuesta por Levan *et al.* (1964), las asimetrías inter e intracromosómicas se calcularon de acuerdo con Romero Zarco (1986), mientras que para la denominación de los satélites se siguió a Battaglia (1955).

Meiosis y viabilidad del polen

El análisis de la meiosis se realizó en un mínimo de 200 células madres de polen (CMP) por cada estadio meiótico, obtenidas a partir de botones florales, fijados, conservados y coloreados como se describió para la mitosis. La tinción utilizada para la estimación de la viabilidad de los granos de polen fue Mützing (carmin acético-glicerina 1:1), descripta por Sharma & Sharma (1965); se hicieron recuentos de 1000 granos de polen como mínimo.

Para la observación de los preparados se utilizó un microscopio óptico y de epifluorescencia (Olympus BX43, Tokio, Japón) y las microfotografías fueron tomadas con una cámara Olympus Q color-5 (5 MP, Ontario, Canadá). Las figuras se elaboraron y editaron con el software Corel DrawX3.

RESULTADOS

Núcleo interfásico y mitosis

En *Adesmia muricata* var. *dentata* y *A. cordobensis* var. *cordobensis* las células meristemáticas presentaron núcleos interfásicos arreticulados de tipo A1, con cromocentros de tamaño variables y forma regular (Fig. 3A, B).

Ambos taxones exhibieron placas metafásicas con igual número cromosómico ($2n = 2x = 20$), con fórmula cariotípica de 20 m (metacéntricos) (Fig. 3C, D). Los índices de asimetría intracromosómica e intercromosómica tuvieron valores bajos: $A_1 = 0,30/0,18$ y $A_2 = 0,24/0,19$ en *A. muricata* var. *dentata* y *A. cordobensis* var. *cordobensis*, respectivamente.

En *Adesmia muricata* var. *dentata* las longitudes de los cromosomas oscilaron entre 1,35-3,05 μm , la longitud de su complemento cromosómico haploide es de 21,52 μm y se observó la presencia de satélites, de tipo macrosatélite en posición terminal, en los brazos largos de los tres primeros pares metacéntricos; aunque en ocasiones solamente puede observarse uno o dos pares de ellos (Fig. 3C, E-F), mientras que en *A. cordobensis* var. *cordobensis* las longitudes cromosómicas variaron entre 1,93-3,81 μm y la longitud de su complemento cromosómico haploide es de 28,57 μm ; no presentaron satélites (Fig. 3D, G). Los valores del índice centromérico medio fueron de 41,28 y 44,20 para *A. muricata* var. *dentata* y *A. cordobensis* var. *cordobensis*, respectivamente. En la Tabla 1 se registran los parámetros morfométricos.

Meiosis y viabilidad de polen

En las especies estudiadas se observaron en diacinesis 10II (Fig. 4A, D). *Adesmia muricata* var. *dentata* evidencia cromosomas rezagados en MI (21%) (Fig. 4B), falta de co-orientación en MII (45%) y en AII (34%) (Fig. 4C), las TII analizadas fueron regulares, la formación de tétradas fue normal y en correspondencia la viabilidad de polen

estimada fue de 98% (Fig. 4G). Mientras que en *A. cordobensis* var. *cordobensis*, se observaron cromosomas fuera de la placa ecuatorial en MI (18,4%) (Fig. 4E), falta de co-orientación (44,44%) y cromosomas rezagados en MII (20%) (Fig. 4F). La formación de tétradas fue regular y la viabilidad de polen fue de 88,70% (Fig. 4H).

DISCUSIÓN

En lo que concierne a la descripción de los núcleos interfásicos, Guerra (1987) estableció un sistema de clasificación, con base en la proporción de la eucromatina, en núcleos interfásicos reticulados, semireticulados y arreticulados. Este mismo autor mencionó que la estructura del núcleo en interfase es constante dentro de una especie y resulta de importancia como un parámetro característico para fines taxonómicos, ya que puede variar dentro de un género o en categorías taxonómicas superiores. Las especies de *Adesmia* analizadas tienen un núcleo arreticulado con grandes bloques heterocromáticos que, de acuerdo con Guerra (1983, 1987, 2000), es un indicador de que el taxón presenta cromosomas pequeños hasta aproximadamente 3 μm de longitud. Esta aseveración concuerda con nuestras observaciones en las placas metafásicas mitóticas, cuyos cromosomas oscilan entre 1,35-3,81 μm .

Al considerar $x = 10$ como número cromosómico básico, las poblaciones de las especies analizadas en este trabajo son diploides con número cromosómico $2n = 20$, similares a otras especies de *Adesmia*, como *A. securigerifolia* Herter, *A. riograndensis* Miotto, *A. bicolor* (Poir.) DC., *A. cordobensis* var. *cordobensis*, *A. incana* Vog. var. *incana*, *A. muricata* var. *muricata* (Miotto & Forni-Martins, 1994; Caro *et al.*, 2014). Además, los datos permitieron diferenciar ambos taxones analizados por la longitud de sus cromosomas, en particular del complemento cromosómico haploide y la presencia de satélites en *A. muricata* var. *dentata*, característica que se destaca ya que por primera vez se observa para la serie Muricatae. Las longitudes cromosómicas de *A. muricata* var. *dentata* alcanzan hasta 3 μm como en *A. bicolor*, *A. incana*, *A. pinifolia* Gillies ex Hook. & Arn., *A. trijuga* Gillies ex Hook. & Arn., *A. macrostachya* Benth. (Castronovo, 1945; Coelho, 1997), sin

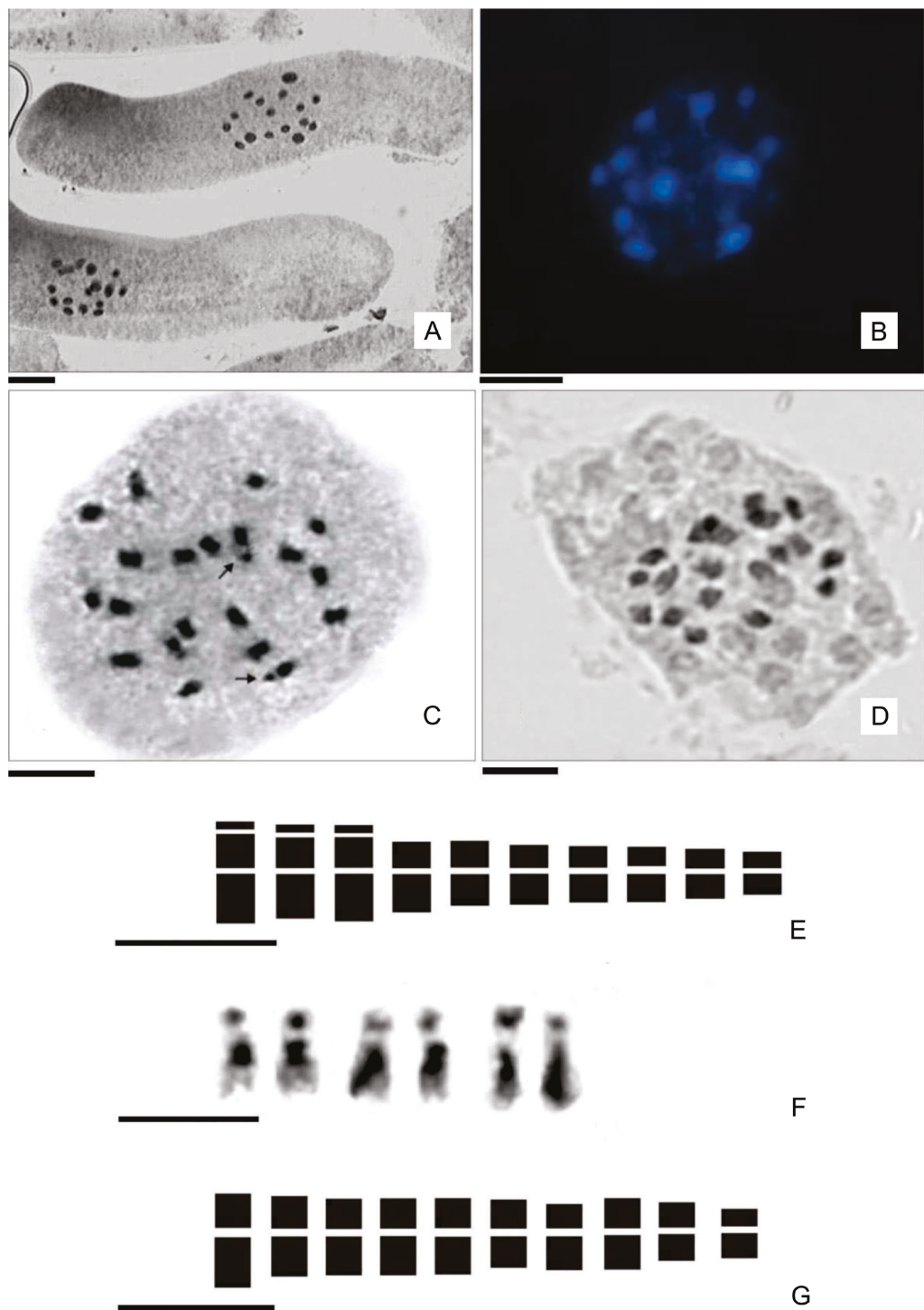


Fig. 3. A, D y G: *A. cordobensis* var. *cordobensis*. B-C y E-F: *Adesmia muricata* var. *dentata*. A-B: Núcleo interfásico arreticulado coloración clásica y con DAPI, respectivamente. C-D: Metafase mitótica $2n=20$. E: Idiograma de *A. muricata* var. *dentata*. F: Detalle de los tres pares de cromosomas con satélites. G: Idiograma de *A. cordobensis* var. *cordobensis*. Las flechas indican los satélites. Escala= 5 μ m.

Tabla 1. Parámetros morfométricos de los cromosomas de *Adesmia muricata* var. *dentata* y *A. cordobensis* var. *cordobensis*. Abreviaturas= c: longitud cromosómica total media; l: longitud media del brazo largo; s: longitud media del brazo corto; lc: índice centromérico medio; m: metacéntrico; sm: submetacéntrico; sat: satélite; DE: desvío estándar.

Par cromosómico	c(μm)± χ DE	l±(μm)± χ DE	s±(μm)± χ DE	lc %	Tipo cromosómico
<i>Adesmia muricata</i> var. <i>dentata</i>					
1	3,05±0,19	1,81±0,15	1,24±0,13	40,66	m-sat
2	2,73±0,18	1,62±0,11	1,11±0,11	40,66	m-sat
3	2,84±0,17	1,73±0,15	1,11±0,16	39,08	m-sat
4	2,35±0,16	1,39±0,08	0,96±0,10	40,85	m
5	2,12±0,18	1,15±0,07	0,97±0,11	45,75	m
6	1,95±0,02	1,12±0,01	0,83±0,02	42,56	m
7	1,81±0,03	1,03±0,02	0,78±0,03	43,09	m
8	1,72±0,02	1,02±0,04	0,7±0,01	40,7	m
9	1,6±0,006	0,89±0,04	0,71±0,04	44,38	m
10	1,35±0,008	0,76±0,03	0,59±0,04	43,7	m
<i>Adesmia cordobensis</i> var. <i>cordobensis</i>					
1	3,81±0,15	2,27±0,05	1,54±0,21	40,41	m
2	3,27±0,02	1,8±0,03	1,46±0,05	44,64	m
3	3,12±0,01	1,75±0,06	1,36±0,06	43,58	m
4	3,14±0,05	1,77±0,01	1,36±0,07	43,31	m
5	3,05±0,04	1,70±0,01	1,34±0,05	43,93	m
6	2,7±0,05	1,41±0,03	1,30±0,02	48,14	m
7	2,61±0,01	1,52±0,07	1,09±0,07	41,76	m
8	2,91±0,08	1,55±0,04	1,35±0,04	46,39	m
9	2,33±0,09	1,20±0,06	1,13±0,02	48,49	m
10	1,93±0,14	1,13±0,08	0,79±0,05	40,93	m

embargo *A. cordobensis* var. *cordobensis* supera este valor hasta casi un cuarto de dicha longitud, reflejado en el complemento cromosómico haploide.

El índice centromérico promedio superior a un valor de 40 y las bajas asimetrías indicadas por A1 y A2, ponen en evidencia que las poblaciones estudiadas presentan cariotipos simétricos y unimodales, con una disminución gradual en el tamaño cromosómico, semejante a lo mencionado por Coelho & Battistin (1998) para *Adesmia bicolor* y *A. incana* var. *incana*.

Con respecto al comportamiento meiótico los datos presentados serían los primeros para ambas variedades: *Adesmia cordobensis* var. *cordobensis* y *A. muricata* var. *dentata*. A pesar de las irregularidades meióticas, a partir de TII no se observaron aberraciones cromosómicas, dando como resultado final de este proceso la formación de microesporadas regulares y alta viabilidad de los granos de polen. Nuestros resultados son acordes con lo citado por Tedesco *et al.* (2002); estos

autores observaron en *A. muricata* (no mencionan la variedad analizada) una meiosis regular y un 90% de granos viables.

CONCLUSIONES

Se establece la naturaleza diploide, el cariotipo, el comportamiento meiótico y la viabilidad del polen para *A. cordobensis* var. *cordobensis* y *A. muricata* var. *dentata*; esta última característica indica, en parte, una alta fertilidad potencial. Se aportan nuevos rasgos cromosómicos, tales como la presencia de satélites (no observados en la serie Muricatae) y diferencias en los parámetros de la morfometría cromosómica. Los resultados obtenidos pueden contribuir a la sistemática del género *Adesmia* y nos inducen a una continuidad en investigaciones similares, a fin de poder conocer su diversidad citogenética en las regiones montañosas del noroeste argentino.

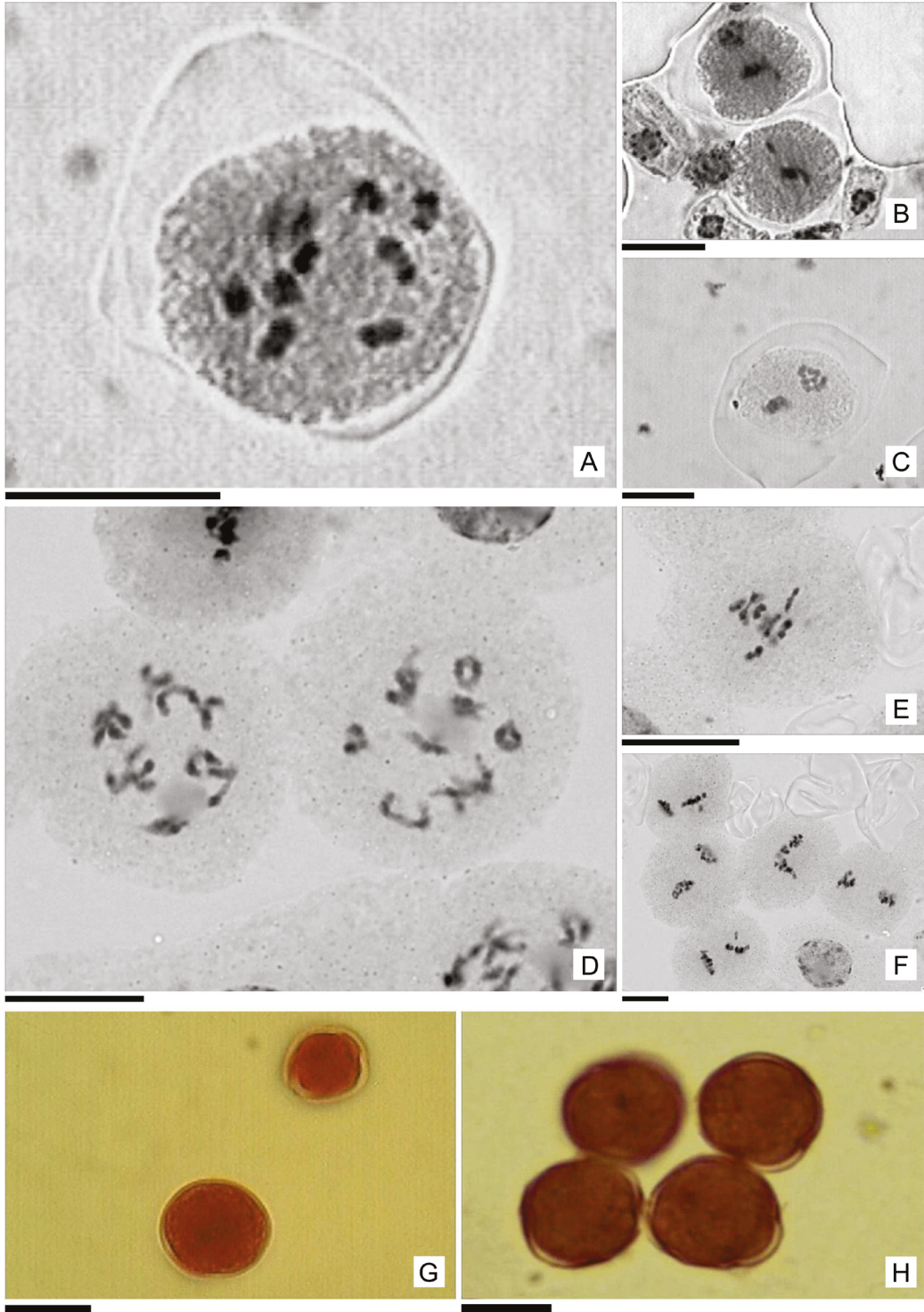


Fig. 4. A-C y G: *Adesmia muricata* var. *dentata*. D-F y H: *A. cordobensis* var. *cordobensis*. A: Diacinesis $n = 10II$. B: MI con cromosomas rezagados. C: MII sin co-orientación. D: Diacinesis $n = 10II$. E: MI con cromosomas rezagados. F: MII con asincronía y rezagados, G-H: Granos de polen viables. Escalas= 5 μm .

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

MSC, diseñó la presente investigación y recolectó el material vegetal. VAP y ARA aplicaron las técnicas citológicas convencionales y se encargaron de la obtención de datos y su interpretación. Todos los autores contribuyeron a la discusión, revisión y aprobación del manuscrito final.

AGRADECIMIENTOS

Se agradece a la Fundación Miguel Lillo por los viajes realizados para la recolección del material y lugar de trabajo. A la Sra. Lizárraga C. C. por su colaboración técnica. El trabajo fue financiado por el proyecto BI-0013-1 de la Fundación Miguel Lillo.

BIBLIOGRAFÍA

- ALLEN, O. N. & ALLEN, E. K. 1981. *The Leguminosae: A Source Book of Characteristics, Uses and Nodulation*. The University of Wisconsin Press, Dane. <http://dx.doi.org/10.2307/1220009>
- BATTAGLIA, E. 1955. Chromosome morphology and terminology. *Caryologia* 8: 179-187. <http://dx.doi.org/10.1080/00087114.1955.10797556>
- BIANCO, C. A. 2002. Growth forms, taxonomy, distribution, and uses of the *Adesmia* species (Leguminosae) in Central Argentina. *Diss. Bot.* 356: 1-157.
- BURKART, A. 1954. Contribución al estudio del género *Adesmia* (Leguminosae) II. *Darwiniana* 10: 465-546.
- BURKART, A. 1960. Contribución al estudio del género *Adesmia* (Leguminosae) III. *Darwiniana* 12: 81-136.
- BURKART, A. 1964. Contribución al estudio del género *Adesmia* (Leguminosae) V. *Darwiniana* 13: 9-66.
- BURKART, A. 1967. Sinopsis del género sudamericano de Leguminosas *Adesmia* DC. (Contribución al estudio del género *Adesmia*, VII). *Darwiniana* 14: 463-568.
- CARO, M. S., A. I. RUIZ & P. L. ALBORNOZ. 2014. Morfología, anatomía foliar y aporte citológico de *Adesmia cordobensis* var. *cordobensis* (Fabaceae) del Noroeste argentino. *Lilloa* 51: 141-150.
- CARO, M. S., A. I. RUIZ & P. L. ALBORNOZ. 2016. Exomorfología, anatomía vegetativa y citología de *Adesmia schickendantzii* (Fabaceae-Papilionoideae) del Noroeste argentino. *Lilloa* 53: 3-11.
- CARO, M. S., A. I. RUIZ, A. R. ANDRADA & P. L. ALBORNOZ. 2018. Morfología vegetativa y floral, anatomía foliar y de la espina caulinar y primeros recuentos cromosómicos de *Adesmia cytisoides* y *A. inflexa* (Fabaceae, Papilionoideae) del Noroeste Argentino. *Lilloa* 55: 17-29. <https://doi.org/10.30550/j.lil/2018.55.2/3>
- CARO, M. S., A. I. RUIZ, V. de los A. PÁEZ & P. L. ALBORNOZ. 2020. Morfología, parámetros micrográficos vegetativos, histoquímica y citogenética de *Adesmia trijuga* (Fabaceae, Papilionoideae) en el noroeste argentino. *Lilloa* 57: 110-124. <https://doi.org/10.30550/j.lil/2020.57.2/3>
- CASTRONOVO, A. 1945. Estudio cariológico de doce especies de Leguminosas argentinas. *Darwiniana* 7: 38-57.
- COELHO, L. G. M. 1997. Citogenética e qualidade de forragem de espécies de *Adesmia* DC nativas no Rio Grande do Sul. *Ciênc. Rural* 27: 367-368. <http://dx.doi.org/10.1590/S0103-84781997000200034>
- COELHO, L. G. M. & A. BATTISTIN. 1998. Meiotic behavior of *Adesmia* DC. (Leguminosae-Faboideae) species native to Rio Grande do Sul, Brazil. *Genet. Mol. Biol.* 21: 403-406. <http://dx.doi.org/10.1590/S1415-47571998000300020>
- COVAS, G. 1949. Estudios cariológicos em antófitas. III Parte. *Darwiniana* 9: 158-162.
- COVAS, G. 1978. Forrajeras indígenas. Especies que requieren un plan de conservación de germoplasma. *Cien. Inv.* 34: 209-213.
- COVAS, G. & J. H. HUNZIKER. 1954. Estudos cariológicos em antófitas. IV Parte. *R. Inv. Agr.* 8: 249-253.
- COVAS, G. & B. SCHNACK. 1946. Numero de cromosomas em antófitas de la región Cuyo (República Argentina). *Rev. Arg. Agron.* 13: 153-166.
- DEWITTE, A., T. ECKHAUT, J. VAN HUYLENBROECK & E. VAN BOCKSTAELE. 2010. Meiotic aberrations during 2n pollen formation in *Begonia*. *Heredity* 104: 215-223.
- DOLLENZ, O. 1976. Números cromosómicos de *Verbena tridens* Lag., *Baccharis patagonica* Hook. et Arn. y *Adesmia boronoides* Hook. f. *An Inst Patagon, Serie Cien. Nat.* 7:163-167.
- FEDOROV, A. A. 1969. *Chromosome Numbers of Flowering Plants*. Otto Koeltz Science Publishers, Koenigstein.

- GOLDBLATT, P. 1981. Index to Plant Chromosome Numbers 1975-1978. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 5: 1-552.
- GOLDBLATT, P. 1984. Index to Plant Chromosome Numbers 1979-1981. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 8: 1-427.
- GOLDBLATT, P. 1985. Index to Plant Chromosome Numbers 1982-1983. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 23: 1-264.
- GOLDBLATT, P. 1988. Index to Plant Chromosome Numbers 1984-1985. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 23: 1-264.
- GOLDBLATT, P. & JOHNSON D.E. 1990. Index to Plant Chromosome Numbers 1986-1987. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 30: 1-243.
- GOLDBLATT, P. & D. E. JOHNSON. 1991. Index to Plant Chromosome Numbers 1988-1989. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 40: i-viii + 1-238.
- GOLDBLATT, P. & D. E. JOHNSON. 1994. Index to Plant Chromosome Numbers 1990-1991. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 51: i-ix, 1-267.
- GOLDBLATT, P. & D. E. JOHNSON. 1996. Index to Plant Chromosome Numbers 1992-1993. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 58: 1-276.
- GOLDBLATT, P. & D. E. JOHNSON. 1998. Index to Plant Chromosome Numbers 1994-1995. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 69: ix + 1-208.
- GOLDBLATT, P. & D. E. JOHNSON. 2000. Index to Plant Chromosome Numbers 1996-1997. *Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard.* 81: 1-188.
- GUERRA, M. 1983. O uso do Giemsa na citogenética vegetal comparação entre a coloração simples e o bandeamento. *Ciênc Cult.* 35: 190-193.
- GUERRA, M. 1987. Cytogenetics of Rutaceae. III. Heterochromatin patterns. *Caryologia* 38: 335-346. <http://dx.doi.org/10.1080/00087114.1985.10797758>
- GUERRA, M. 2000. Patterns of heterochromatin distribution in plant chromosomes. *Gen. Mol. Biol.* 23: 1029-1041. <http://dx.doi.org/10.1590/S1415-47572000000400049>
- HUNZIKER, J., C. XIFREDA, A. WULFF & A. WULF. 1985. Estudios cromosômicos en angiospermas de Sudamérica. *Darwiniana* 26: 7-14.
- KRAPOVICKAS, A. & A. M. KRAPOVICKAS. 1952. Notas citológicas sobre leguminosas. *Darwiniana* 9: 612-613.
- LEVAN, A., K. FREDGA & A. SANBERG. 1964. Nomenclature for centromeric position on chromosomes. *Hereditas* 52: 205-220. <https://doi.org/10.1111/j.1601-5223.1964.tb01953.x>
- MIOTTO, S. T. S. & E. R. FORNI-MARTINS. 1994. Numero cromossômico em espécies brasileiras de *Adesmia* DC (Leguminosae, Faboideae). *Acta Bot. Bras.* 8: 3-9. <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-33061994000100001>
- REEVES, A. 2001. MicroMeasure: a new computer program for the collection and analysis of cytogenetic data. *Genome* 44: 439-443. <http://dx.doi.org/10.1139/gen-44-3-439>
- ROMERO ZARCO, C. 1986. A new method for estimating karyotype asymmetry. *Taxon* 3:531-536. <https://doi.org/10.2307/1221906>
- SCHEFFER-BASSO, S. M. S., A. V. A. JACQUES, M. DAL L'AGNOL, J. RIBOLDI & S. M. CASTRO. 2000. Dinamica da formação de gemas, folhas e hastes de espécies de *Adesmia* DC. e *Lotus* L. *Rev. Soc. Bras. Zootec.* 29: 1961-1968.
- SCHEFFER-BASSO, S. M. S., A. V. A. JACQUES, M. DAL L'AGNOL, J. RIBOLDI & S. M. CASTRO. 2001. Disponibilidade e valor nutritivo de forragem de leguminosas nativas (*Adesmia* DC) e exóticas (*Lotus* L.). *Rev. Soc. Bras. Zootec.* 30: 975-982. <https://doi.org/10.1590/S1516-35982001000400010>
- SHARMA, A. K. & A. SHARMA. 1965. *Chromosome techniques, theory and practice*. Butterworth & Co. Publishers, Londres.
- SUMNER, A. T. 1990. *Chromosome banding*. Unwin. Human, Londres.
- TEDESCO, S. B., M. T. SCHIFINO-WITTMANN & M. DALL'AGNOL. 2002. Meiotic behaviour and pollen fertility in the seventeen Brazilian species of *Adesmia* DC. (Leguminosae). *Caryologia* 55: 341-347. <http://dx.doi.org/10.1080/00087114.2002.10797885>
- ULIBARRI, E. A. 1996. Fabaceae, tribu 10 Adesmieae, en L. J. Novara (ed.), Flora del Valle de Lerma (Provincia de Salta, República Argentina). *Aportes Botanicos de Salta (Argentina), ser. Flora* 4: 1-11.
- ULIBARRI, E. A. & A. BURKART. 2000. Sinopsis de las especies de *Adesmia* (Leguminosae, Adesmieae) de la Argentina. *Darwiniana* 38: 59-126



ANÁLISIS DE LA DIVERSIDAD GENÉTICA EN POBLACIONES FRAGMENTADAS Y CONTINUAS DE *ASPIDOSPERMA QUEBRACHO-BLANCO* (APOCYNACEAE) DEL CHACO SEMIÁRIDO

ANALYSIS OF GENETIC DIVERSITY IN FRAGMENTED AND CONTINUOUS POPULATIONS OF *ASPIDOSPERMA QUEBRACHO-BLANCO* (APOCYNACEAE) FROM THE SEMI-ARID CHACO

Noelia E. A. Almirón^{1*} & Viviana G. Solís Neffa^{1,2}

SUMMARY

Background and aims: The loss and fragmentation of the Chaco Forest due to deforestation could affect the genetic diversity of species. Previous analyses of *Aspidosperma quebracho-blanco*, an emblematic forest species of the region, suggested that populations in the northern Semi-arid Chaco of Argentina are of interest for *in situ* conservation and restoration. Thus, we analyzed the genetic diversity and structure of fragmented and continuous populations of *Aspidosperma quebracho-blanco* from this region to assess the risk of genetic erosion and the role of fragmented habitats in the conservation of this species.

M&M: Using 4 AFLP marker combinations, the genetic variability and structure of 49 individuals from 2 continuous and 3 fragmented populations of *A. quebracho-blanco* were analyzed. This analysis was conducted in the context of territorial forest planning, considering the distribution of protected areas, ecological corridors, land use, and the area of the forest fragments.

Results: The differences in the estimated genetic variability indices between the continuous and fragmented populations studied were not significant ($p_{He}=0.62$, $p_{Sh}=0.53$, $p_{\%P}=0.68$). The genetic structure is moderate and correlates with the distance between populations. The most vulnerable populations are located in areas where land use is allowed.

Conclusions: Forest fragments are important for the conservation of *A. quebracho-blanco*. However, in the short term, ecological, and demographic factors may have a greater impact on the viability of its populations than genetic erosion caused by fragmentation.

KEY WORDS

AFLP, fragmentation, genetic structure, genetic variability.

RESUMEN

Introducción y objetivos: La pérdida y fragmentación del bosque chaqueño, provocadas por su deforestación, podría tener un impacto significativo en la diversidad genética de las especies que lo habitan. Análisis previos en *Aspidosperma quebracho-blanco*, una especie forestal emblemática de la región, han indicado que las poblaciones del norte del Chaco Semiárido de Argentina son cruciales para la conservación *in situ* y la restauración. Se analizó la diversidad y estructura genética de poblaciones fragmentadas y continuas de *A. quebracho-blanco* de esta región, a fin de evaluar el riesgo de erosión genética y el papel que desempeñan los hábitats fragmentados en la conservación de esta especie.

M&M: Se analizó la variabilidad y estructura genética de 49 individuos de *A. quebracho-blanco* en 2 poblaciones continuas y 3 fragmentadas, utilizando 4 combinaciones de marcadores AFLP. El estudio se llevó a cabo en relación con el ordenamiento territorial de los bosques, la distribución de áreas protegidas y corredores ecológicos, el uso del suelo y el tamaño de los fragmentos.

Resultados: Las diferencias de los índices de variabilidad genética estimados entre las poblaciones continuas y fragmentadas no fueron significativas ($p_{He}=0,62$; $p_{Sh}=0,53$; $p_{\%P}=0,68$). La estructura genética es moderada y está correlacionada con la distancia entre poblaciones. Las poblaciones más vulnerables se encuentran en áreas donde se permite el uso del suelo.

Conclusiones: Los fragmentos boscosos podrían desempeñar un papel relevante en la conservación de *A. quebracho-blanco*, aunque, a corto plazo, los factores ecológicos y demográficos podrían influir más en la viabilidad de las poblaciones que la erosión genética causada por la fragmentación.

PALABRAS CLAVE

AFLP, estructura genética, fragmentación, variabilidad genética.

1. Laboratorio de Citogenética y Evolución Vegetal, Instituto de Botánica del Nordeste, Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas - Universidad Nacional del Nordeste, Corrientes, Argentina

2. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales y Agrimensura, Universidad Nacional del Nordeste, Corrientes, Argentina

*emiliaalmiron@yahoo.com.ar

Citar este artículo

ALMIRÓN, N. E. A. & V. G. SOLÍS NEFFA. 2024. Análisis de la diversidad genética en poblaciones fragmentadas y continuas de *Aspidosperma quebracho-blanco* (Apocynaceae) del Chaco Semiárido. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 539-552.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n4.44896>

Recibido: 6 Mar 2024

Aceptado: 5 Sep 2024

Publicado en línea: 31 Dic 2024

Publicado impreso: 31 Dic 2024

Editora: Paola Gaiero

ISSN versión impresa 0373-580X

ISSN versión on-line 1851-2372

INTRODUCCIÓN

El Gran Chaco es el bosque seco tropical continuo más grande del mundo y el segundo bioma más extenso de Sudamérica, con una gran importancia social, económica y ambiental (Olson *et al.*, 2001; Naumann, 2006; Sandoval & Barquez, 2013). Esta vasta región se ubica en el centro-sur de América del Sur, abarcando desde los 16° 55' S en la región tropical hasta los 33° 52' S, en la región templada, y desde los 67° 50' O hasta los 57° 52' O (Unidad de Manejo del Sistema de Evaluación Forestal-UMSEF, 2002). El Gran Chaco presenta un gradiente de temperatura decreciente de Norte a Sur y de humedad de Este a Oeste. Este gradiente, asociado a los diferentes climas y condiciones edáficas, da lugar a una variación en la vegetación desde bosques xerófitos en el Noroeste hasta bosques semidecíduos en el Sureste, lo que permite distinguir dos ecorregiones: Chaco Seco y Chaco Húmedo. Dentro del Chaco Seco, la mayor extensión y continuidad del bosque se encuentra en la subregión del Chaco Semiárido (Naumann, 2006; Morello *et al.*, 2012).

En las últimas décadas, la deforestación en el Gran Chaco ha aumentado pronunciadamente, alcanzando una de las tasas más altas a nivel mundial (Zalles *et al.*, 2021; Mosciario *et al.*, 2022). La pérdida y la fragmentación de los hábitats debido a actividades antrópicas pueden afectar gravemente la biodiversidad y el funcionamiento de los ecosistemas. La pérdida de hábitats puede conducir a la extinción de especies con distribuciones restringidas, mientras que la fragmentación impide que aquellas especies que requieren grandes superficies o que se distribuyen de manera dispersa mantengan poblaciones viables en fragmentos pequeños (May *et al.*, 2019). Estos procesos alteran los patrones florísticos y estructurales de las comunidades forestales, resultando en paisajes con parches de bosque dispersos en una matriz de tierras agrícolas o urbanas (Sousa *et al.*, 2017; Rivas & Navarro-Cerillo, 2024).

La fragmentación y pérdida de cobertura forestal en los bosques del Gran Chaco también pueden impactar en la diversidad genética de las especies forestales. La capacidad de adaptación de una especie a los cambios ambientales depende en gran medida de la variabilidad genética de sus

poblaciones. Sin embargo, la disminución del flujo genético debido al aislamiento de poblaciones fragmentadas puede favorecer la diferenciación genética entre ellas. Además, el aumento en los niveles de endogamia como consecuencia de la reducción del tamaño de las poblaciones puede incrementar la homocigosis y, en consecuencia, la expresión de alelos recesivos deletéreos, disminuyendo la aptitud y la viabilidad de las poblaciones afectadas (van Oosterhout *et al.*, 2022; Pinto *et al.*, 2023). Por lo tanto, comprender los procesos que estructuran la diversidad genética y los efectos del aislamiento debido a la fragmentación es fundamental para identificar poblaciones con mayor variabilidad genética, detectar riesgos de erosión genética en las especies e identificar áreas prioritarias para la conservación (Hoban *et al.*, 2020; Kyarizis *et al.*, 2021; Sistri *et al.*, 2021). Sin embargo, la información sobre el impacto de la fragmentación y la perturbación del bosque chaqueño en la variabilidad y la estructura genética de las especies forestales es aún limitada.

Aspidosperma quebracho-blanco Schltdl. (Apocynaceae), comúnmente conocido como quebracho blanco, es una de las especies forestales más emblemáticas y abundantes del Gran Chaco, especialmente en la región del Chaco Semiárido. Su distribución se extiende desde Bolivia y Paraguay, parte de Brasil y Uruguay, hasta el centro-norte de Argentina, donde alcanza su mayor extensión, ocupando altitudes que van desde el nivel del mar hasta los 800 m s.n.m. (Rondina *et al.*, 2008; Botelho *et al.*, 2021; Almirón *et al.*, 2022). *Aspidosperma quebracho-blanco* es una especie autocompatible y se reproduce tanto por semillas como por brotes de raíces gemíferas. Además, presenta una notable plasticidad fenotípica, puede alcanzar alturas de hasta 20 m, produce abundante polen y sus semillas son anemócoras (Barchuk & Díaz, 1999; Barchuk & Díaz, 2000). Los individuos son longevos y de crecimiento lento, pudiendo permanecer en estado juvenil por más de una década (Barchuk & Díaz, 1999). En las últimas décadas, los bosques donde habita *A. quebracho-blanco* han sufrido una significativa fragmentación, reduciéndose a áreas protegidas o perturbadas debido a la sobreexplotación de los recursos naturales, la expansión de la frontera agropecuaria y el sobrepastoreo en gran parte de su rango de distribución.

Desde el punto de vista genético-poblacional, estudios previos utilizando marcadores AFLP han demostrado que la diversidad genética de *A. quebracho-blanco* es relativamente baja en comparación con la de *Aspidosperma polyneuron* Müll. Arg. (Damasceno *et al.*, 2011) y otras especies forestales de la región (Pometti *et al.*, 2012, 2016, 2018). Los análisis de la estructura genética realizados en poblaciones argentinas de *A. quebracho-blanco* han identificado la existencia de tres grupos genéticos que reúnen a las poblaciones del centro-oeste, a las del sur y nor-nordeste del Gran Chaco argentino. Además, análisis combinados de diversidad genética y modelado de nicho ecológico en poblaciones argentinas de *A. quebracho-blanco* sugieren que el norte del Chaco Semiárido es una zona de interés para la conservación *in situ* y la restauración de las poblaciones de esta especie debido a su moderada diversidad genética y a la estabilidad de las variables climáticas óptimas para la especie a futuro (Almirón *et al.*, 2022).

En este contexto, en el presente estudio se analiza la diversidad y estructura genética de las poblaciones de *A. quebracho-blanco* en bosques fragmentados y continuos del norte del Chaco Semiárido de Argentina, con el objetivo de evaluar el riesgo de erosión genética y el papel de las poblaciones en hábitats fragmentados en la conservación de la especie. En base a lo expuesto, se espera que las poblaciones en áreas fragmentadas sean consideradas para futuros planes de conservación.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El área de estudio se ubica en la ecorregión del Chaco Semiárido, en el oeste de la provincia de Formosa, Argentina (Fig. 1). La selección de fragmentos de bosque de diversos tamaños se llevó a cabo mediante el análisis de imágenes satelitales, seguido de la verificación en campo para confirmar la presencia de individuos adultos de *A. quebracho-blanco* (Tabla 1). Se consideraron como adultos a aquellos árboles que se encontraban en edad reproductiva, es decir, que presentaban flores o frutos al momento de la colecta.

Obtención y análisis datos

Se procesó la base de datos obtenida utilizando cuatro combinaciones de cebadores selectivos:

EcoRI-AAG/*MseI*-AAA, *EcoRI*-AAG/*MseI*-AAG, *EcoRI*-AAG/*MseI*-AAT y *EcoRI*-ACA/*MseI*-AAG. Los procedimientos de laboratorio para la obtención de datos genéticos y la construcción de la matriz de presencia-ausencia se describen en Almirón *et al.* (2022). Se analizaron 49 individuos distribuidos en 5 poblaciones ubicadas en las áreas determinadas anteriormente. Dos de las poblaciones (8 y 9; Fig. 1) fueron consideradas con bajo nivel de intervención debido a que estaban localizadas en la Reserva Natural Formosa o en su proximidad y a la ausencia de actividades antrópicas cercanas al momento del muestreo. Las otras tres poblaciones (5, 6 y 7; Fig. 1) se encuentran en áreas con actividad agropecuaria, que han experimentado desmontes parciales o totales, por lo que se clasificaron como poblaciones en ambientes fragmentados. Para delimitar la superficie de cada fragmento boscoso, se consideró la interrupción de la cobertura vegetal por la Ruta Provincial 81, caminos con más de 15 m de ancho, y/o áreas sin vegetación debido a desmonte total o presencia de cuerpos de agua.

El conjunto de *loci* fue procesado utilizando el software Bayescan (<http://www-leca.ujf-grenoble.fr/logiciels.htm>), que determina mediante la probabilidad posterior si un locus dado está bajo selección. Se utilizó la configuración estándar de 20 corridas piloto con 5000 iteraciones y un *burn-in* de 50 000. Se consideró un tamaño de muestra de 5000 y un intervalo de *thinning* de 20. Los valores atípicos con un valor *q* inferior al 5% se consideraron como *outliers* y se eliminaron de la matriz de presencia-ausencia.

Análisis genético-poblacional

Para cada población, se calcularon los siguientes estadísticos descriptivos de variabilidad genética: número de bandas exclusivas (NBE), heterocigosis esperada con el factor de corrección para muestras pequeñas para marcadores dominantes (*uHe*), índice de Shannon (*Sh*) y porcentaje de *loci* polimórficos (%P). Los datos fueron procesados utilizando el programa GenAlEx 6.3 (Peakall & Smouse, 2012).

Para estimar la estructura genética de las poblaciones de *A. quebracho-blanco*, se utilizó el método de agrupamiento bayesiano implementado en el programa STRUCTURE versión 2.2 (Pritchard *et al.*, 2000). Se analizó el rango de posibles grupos (*K*) de 2 a 6, realizando

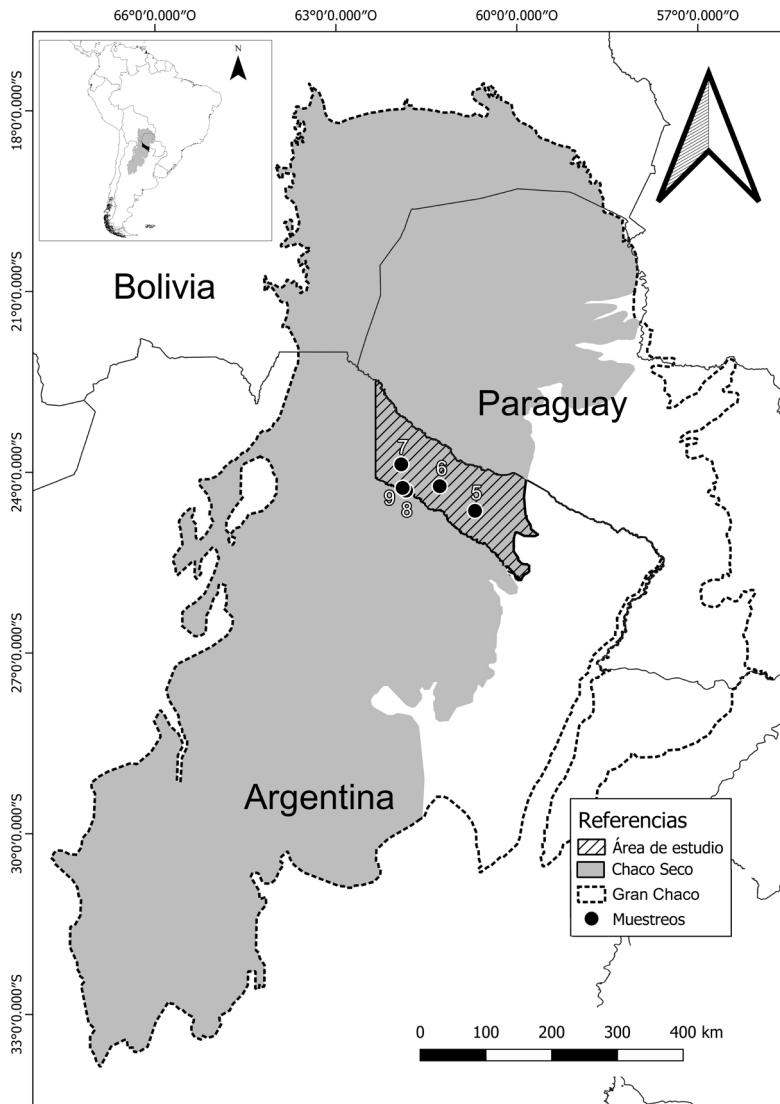


Fig. 1. Área de estudio. En gris se representa la región del Chaco Seco, mientras que el área de estudio se señala con líneas diagonales. Cada círculo de color negro representa una población muestreada (5 al 9).

3 repeticiones independientes por cada estimación de K para verificar la consistencia de los resultados. El software se configuró para individuos agrupados o mezclados (“admixed”) en cada población, calculando su proporción de pertenencia a cada grupo con un modelo de frecuencias correlacionadas. Las iteraciones de las Cadenas de Markov de Monte Carlo (MCMC) y el proceso de *burn-in* se fijaron en 1.000.000 y 100.000 respectivamente. Las demás configuraciones de STRUCTURE se mantuvieron por defecto. El mejor valor de ΔK

se estimó mediante el método de Evanno *et al.* (2005) utilizando el programa STRUCTURE HARVESTER versión 6.94 (Earl & von Holdt, 2012). El método de Evanno *et al.* (2005) basado en la tasa de cambio de segundo orden de la función de verosimilitud con respecto a K, tiende a asignar un número de grupos más cercano al verdadero K para la mayoría de las situaciones.

Aspidosperma quebracho-blanco es un organismo tetraploide con diferentes sistemas de reproducción por lo que se estimó

Tabla 1. Información de las poblaciones de *Aspidosperma quebracho-blanco* analizadas. Abreviaturas= ID: código de la población; N: número de individuos; OTBN: ordenamiento territorial de bosques nativos según la ley nacional N° 26.331. Se identifica con * al personal de apoyo que ayudó a identificar los individuos colectados.

ID	N	Localidad	Latitud (S)	Longitud (O)	Coleccionista y número de colección	OTBN/descripción del lugar	Área (aproximada)
5	8	Argentina, Formosa, Patiño	24°36'39,20"	60°44'30"	Almirón N. E. A, V. Solís Neffa, W. Medina* y S. Contreras 02	Categoría: Verde Zona muy degradada A 108 km de la Reserva Natural Formosa	205 ha
6	10	Argentina, Formosa, Bermejo	24°13'18"	61°17'26,10"	Almirón N. E. A, V. Solís Neffa, W. Medina* y S. Contreras 03	Categoría: Amarillo Presencia de desmontes, peladares y caminos pero con continuidad A 50 km de la Reserva Natural Formosa A 6,58 km del corredor ecológico	1.398 ha
7	6	Argentina, Formosa, Matacos	23°52'5,40"	61°54'58,10"	Almirón N. E. A, V. Solís Neffa, W. Medina* y S. Contreras 04	Categoría: Verde Forma parte del Corredor Ecológico Presencia de desmonte. A 5 km de Ingeniero Juárez y a 43 km de la Reserva Natural Formosa	147 ha
8	15	Argentina, Formosa, Reserva Natural Formosa	24°18'58,1"	61°44'2,7"	Almirón N.E.A, V. Solís Neffa, W. Medina* y S. Contreras 05	Categoría: Rojo Área Protegida	9.005 ha
9	10	Argentina, Formosa, Bermejo.	24°15'31"	61°53'35,8"	Almirón N.E.A, V. Solís Neffa, W. Medina* y S. Contreras 07	Categoría: Verde Forma parte del corredor ecológico	>9.005 ha

la diferenciación genética entre poblaciones mediante los estadísticos jerárquicos Rho, que son independientes de estas características. Además, se realizó un análisis molecular de la varianza (AMOVA) empleando el software Genodive versión 3.05 (Meirmans, 2020). La significancia de Rho para los *loci* individuales se determinó mediante 999 permutaciones de alelos entre las muestras. A partir de los valores de Rho_{ST} entre poblaciones se evaluó el ordenamiento de las mismas, mediante un Análisis de Coordenadas Principales (PCoA) empleando el software GenAlEx 6.5 (Peakall & Smouse, 2012).

Evaluación del riesgo de erosión genética

A fin de estimar el riesgo de erosión genética de *A. quebracho-blanco*, los patrones de variabilidad y estructura genética de las poblaciones fragmentadas (poblaciones 5, 6 y 7; Fig. 1) se compararon con aquellos observados en los ambientes con bajo nivel de intervención (poblaciones 8 y 9; Fig. 1). Se evaluaron posibles diferencias en los valores de uHe , Sh y $\%P$ entre poblaciones en ambientes perturbados y con bajo nivel de intervención. La significancia estadística de las diferencias se estimó mediante el test de Student para muestras independientes. Primero

se verificó la normalidad de los datos utilizando el test de Shapiro-Wilk (Shapiro & Wilk, 1965), seguido de la estimación de la homogeneidad de las varianzas mediante el test de Bartlett (Snedecor & Cochran, 1989). Los cálculos se realizaron con R (ver. 1.4.1106; R Core Team, 2019).

Además, se analizó la correlación entre las distancias genéticas (Rho_{ST}) y geográficas (en km) entre pares de poblaciones utilizando el test de Mantel (Mantel, 1967), con 999 permutaciones en el programa GenAlEx 6.5 (Peakall & Smouse, 2012). Finalmente, a fin de estimar el riesgo de erosión genética de *A. quebracho-blanco*, así como de identificar las poblaciones con componentes de variabilidad genética no representados en sitios protegidos, se evaluó la asociación espacial de la variabilidad genética de cada población estudiada con el mosaico de ordenamiento territorial (OTBN-Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible-<https://sinia.ambiente.gob.ar>, Enero 2024), áreas protegidas, corredores biológicos propuestos para el Gran Chaco (Secretaría de Ambiente y desarrollo sustentable de la Nación y Administración de Parques Nacionales, 2014) y uso del suelo en plantaciones y áreas urbanas (Karra *et al.*, 2021). Se integró el índice de Shannon de cada población en una base de Sistema de Información Geográfica (SIG) para facilitar el análisis espacial y la visualización de los índices en relación con los diferentes usos del suelo empleando el software QGis 3.4.2-Madeira (QGIS Development Team, 2018). Posteriormente, se analizaron los atributos de cada punto: área de bosque, distancia mínima a la Reserva Natural Formosa, distancia mínima al corredor ecológico y descripción breve del lugar a cada uno de los puntos. La distancia espacial lineal mínima de cada población al área protegida y al corredor ecológico se midió con Google Earth Pro V. 7.3.4.8248. Además, se evaluó la correlación entre la superficie de los fragmentos de bosque y cada índice de variabilidad genética estimada de las poblaciones de *A. quebracho-blanco* mediante un análisis de correlación de Spearman con R (ver. 1.4.1106; R Core Team, 2019). Finalmente, los sitios de origen de las muestras se clasificaron como protegidos o desprotegidos de los disturbios antrópicos.

RESULTADOS

Análisis genético-poblacional

El análisis de los perfiles de AFLP de 49 individuos de *A. quebracho-blanco* permitió identificar un total de 505 bandas, con tamaños comprendidos entre los 600 y 1500 pb. Un *locus outlier* fue identificado y eliminado de los análisis posteriores. La población 6 presentó los valores más altos de variabilidad genética ($uHe = 0,20 \pm 0,01$; $Sh = 0,31 \pm 0,01$; $\%P = 70,10$ %), mientras que la población 8 mostró los valores más bajos ($uHe = 0,13 \pm 0,01$; $Sh = 0,20 \pm 0,01$; $\%P = 53,86$ %). Todas las poblaciones presentaron bandas exclusivas, con un rango de 1 banda en la población 5 a 26 bandas en la población 6 (Tabla 2).

El análisis bayesiano realizado con STRUCTURE identificó cuatro grupos ($K = 4$, Figs. 2 y 3). El primer y segundo grupo incluyen a las poblaciones en ambientes fragmentados (5 y 6, 7 respectivamente). El tercer y cuarto grupo están formados por una población en ambientes continuos cada uno (poblaciones 8 y 9, respectivamente). El AMOVA reveló que el mayor porcentaje de la variación (76%) se encuentra dentro de las poblaciones. La diferenciación genética fue mayor entre poblaciones ($Rho_{ST} = 0,20$; Tabla 3), variando desde 0,04 entre las poblaciones 5 y 6 a 0,14 entre las poblaciones 5 y 8 (Material suplementario, Anexo 1). La diferenciación entre poblaciones fragmentadas/continuas fue baja y no significativa ($Rho_{CT} = 0,04$, $p = 0,10$). El PCoA mostró que las tres primeras coordenadas explican el 90,81%

Tabla 2. Resumen de la variabilidad genética de las poblaciones de *A. quebracho-blanco* analizadas con 504 *loci* de 4 combinaciones de AFLP. Abreviaturas= N: tamaño de la muestra; NBE: número de bandas exclusivas; uHe : heterocigosis esperada no sesgada (Peakall & Smouse, 2007); Sh : índice de Shannon; $\%P$: porcentaje de *loci* polimórficos; $\pm$: error estándar.

ID	N	NBE	uHe	Sh	$\%P$
5	8	1	0,16 $\pm$ 0,01	0,23 $\pm$ 0,01	51,49
6	10	26	0,20 $\pm$ 0,01	0,31 $\pm$ 0,01	70,10
7	6	16	0,18 $\pm$ 0,01	0,26 $\pm$ 0,01	57,23
8	15	7	0,13 $\pm$ 0,01	0,20 $\pm$ 0,01	53,86
9	10	5	0,19 $\pm$ 0,01	0,27 $\pm$ 0,01	59,80
Promedio			0,19 $\pm$ 0,01	0,31 $\pm$ 0,01	85,15

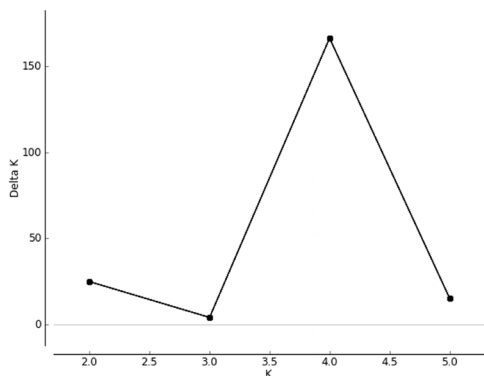


Fig. 2. Gráfico de la estimación del número más probable de grupos (K) por el mejor valor de ΔK mediante el método de Evanno *et al.* (2005) utilizando el programa STRUCTURE HARVESTER versión 6.94 (Earl & von Holdt, 2012).

de la variación total. La primera coordenada (52,97%) separa a las poblaciones 5 y 6 del resto, mientras que la coordenada 2 (21,57%) separa a las poblaciones 8 y 9 de la población 7 (Fig. 4).

Evaluación de riesgo de erosión genética

Las diferencias de los valores de uH_e , Sh y $\%P$ entre las poblaciones en ambientes con bajo nivel de intervención (poblaciones 8 y 9) y aquellas en ambientes fragmentados (poblaciones 5, 6 y 7) no fueron significativas ($p_{H_e} = 0,62$, $p_{Sh} = 0,53$, $p_{\%P} = 0,68$; Material suplementario, Anexo 2). El análisis de la asociación espacial de la variabilidad genética de las poblaciones con respecto al OTBN, el uso del suelo, las áreas protegidas y los corredores ecológicos mostró que las poblaciones situadas en zonas de categorías II (población 6) y III (poblaciones 5, 7 y 9), con mayor uso de suelo, presentaron valores levemente mayores de variabilidad genética en comparación a la población 4 ubicada en el área de reserva (categoría I o roja; Fig. 5, Tabla 2). La distancia mínima entre las poblaciones en ambientes fragmentados (5, 6, y 7) y el área protegida (Reserva Natural Formosa) osciló entre 43 y 108 km.

El test de Mantel reveló una relación positiva y significativa entre la distancia geográfica y la

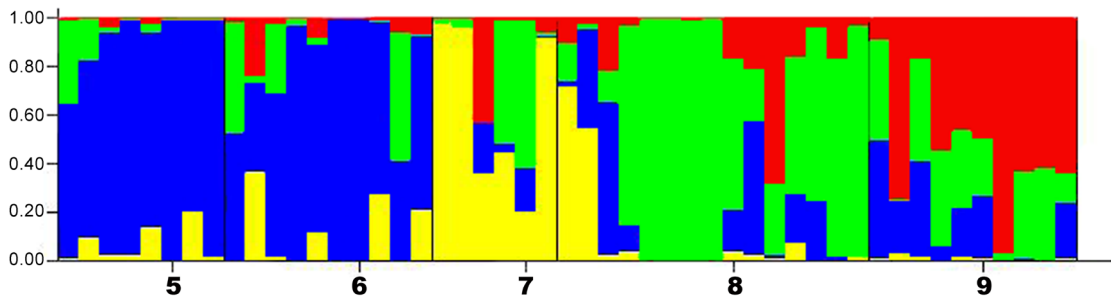


Fig. 3. Agrupaciones Bayesianas inferidas por STRUCTURE a partir de los datos de AFLP de *Aspidosperma quebracho-blanco*. Cada individuo está representado por una barra vertical. Las barras están divididas en $K=4$ componentes (distintos colores), que representan la proporción del genoma de cada individuo asignada a un grupo genético. Las poblaciones estudiadas se indican con su número correspondiente en el eje de las x.

Tabla 3. Resumen del AMOVA para las poblaciones de *A. quebracho-blanco* analizadas. Abreviaturas= df: Grados de libertad; SSD: suma de cuadrados; MS: media cuadrática; CV: componente de la varianza; %: porcentaje del total de la varianza; Rhost: índice de diferenciación entre poblaciones; Rhocht: índice de diferenciación entre grupo de poblaciones fragmentados/continuos. * $p < 0,05$.

Categorías	df	SSD	MS	CV	% de variación	Rhost	p*
Dentro poblaciones	44	5397,93	122,68	122,68	80		
Entre poblaciones	3	1055,60	351,87	25,34	16,4	Rhost= 0,20	0,01
Fragmentados/continuos	1	554,91	554,91	6,10	0,04	Rhocht= 0,04	0,10

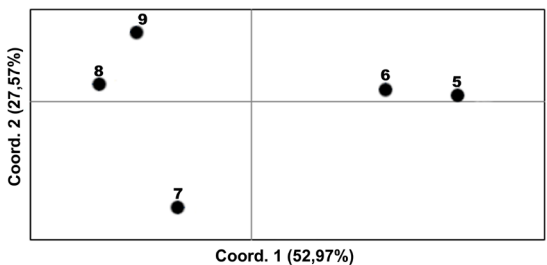


Fig. 4. Gráfico bidimensional resultante del Análisis de Coordenadas Principales basado en datos AFLP de poblaciones de *Aspidosperma quebracho-blanco* del Chaco Semiárido. Los números representan los ID de las poblaciones analizadas.

distancia genética entre las poblaciones de *A. quebracho-blanco* estudiadas ($r = 0,40$; $p = 0,04$). Sin embargo, el análisis de correlación entre la

superficie de los fragmentos de bosques y los valores de la variabilidad genética de las poblaciones no fue significativo (Material suplementario, Anexo 3).

DISCUSIÓN

En los últimos decenios, los cambios no regulados en el uso y cobertura del suelo han incrementado la pérdida y fragmentación de bosques a nivel mundial, lo que representa una de las principales causas de la pérdida de biodiversidad y podría también afectar la diversidad genética de las especies (Pflüger *et al.*, 2019; Exposito-Alonso *et al.*, 2022; Pinto *et al.*, 2023). Sin embargo, la respuesta genética de las especies de plantas a la pérdida y fragmentación del hábitat puede variar según diversos factores, destacándose sus características

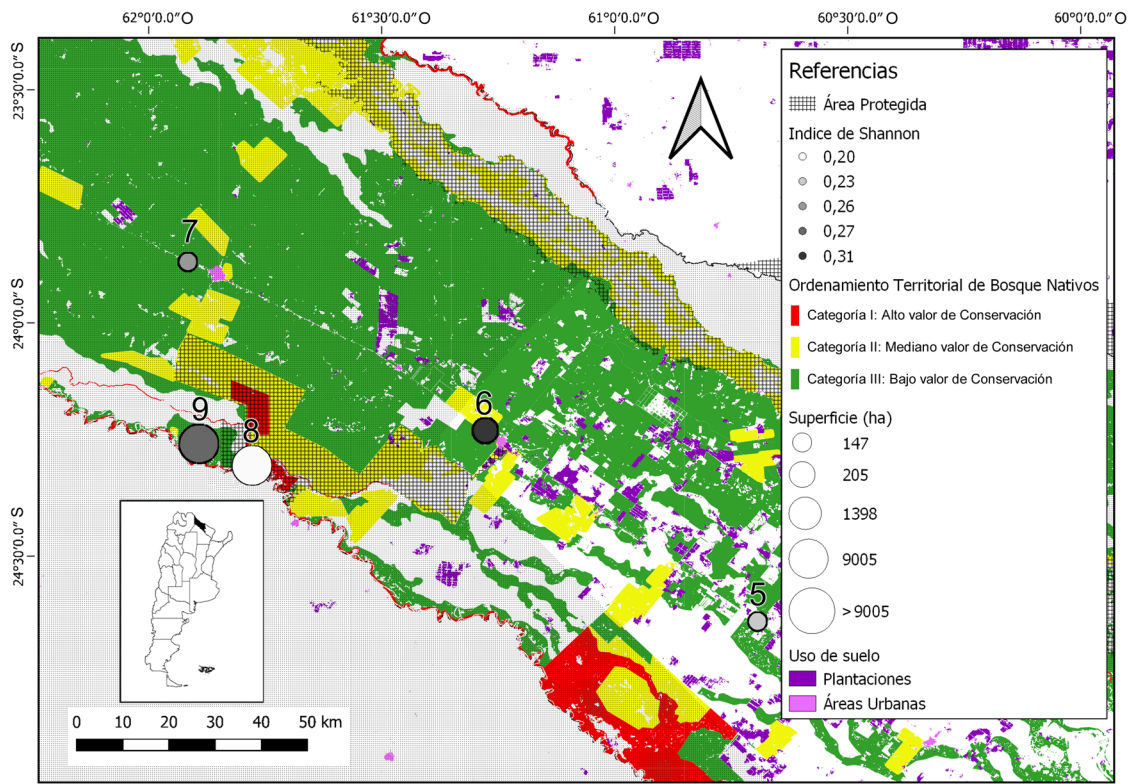


Fig. 5. Distribución espacial de la variabilidad genética de las poblaciones de *A. quebracho-blanco* del Chaco semiárido con respecto a uso de suelo, áreas protegidas, corredores ecológicos y ordenamiento de bosques nativos (OTBN). Cada población se representa con un círculo. Los números de identificación de las poblaciones analizadas se detallan en números arábigos por arriba de los círculos. La variabilidad genética se representa en colores y el área de bosque con el tamaño de los círculos.

reproductivas (González *et al.*, 2019; De Kort *et al.*, 2021). Las especies autoincompatibles tienen más probabilidades de perder diversidad genética debido a la deriva genética que las especies autocompatibles (Honnay & Jacquemyn, 2007; Aguilar *et al.*, 2008). Asimismo, las especies arbóreas, debido a su longevidad, perderían menos variabilidad genética en respuesta a la fragmentación del hábitat en comparación con las herbáceas, ya que la deriva genética afectaría a un menor número de generaciones debido a su mayor tiempo de persistencia en los fragmentos remanentes (Kramer *et al.*, 2008; De Kort *et al.*, 2021). Además, la plasticidad fenotípica permite a las plantas leñosas adaptarse mejor a las condiciones ambientales cambiantes en escalas temporales más cortas (Chaturvedi *et al.*, 2024). Por último, debido a su gran tamaño y alta producción de polen y semillas, el flujo genético potencial es elevado en plantas leñosas perennes, especialmente en las especies anemófilas, lo que contrarrestaría la pérdida de variabilidad genética debido a la fragmentación del hábitat (De Kort *et al.*, 2021).

Todas estas características presentes en *A. quebracho-blanco* podrían contrarrestar la pérdida de variabilidad genética de las poblaciones debido a la fragmentación del hábitat. Los resultados obtenidos en este trabajo evidenciaron que la variabilidad genética de las poblaciones de bosques fragmentados del Chaco Semiárido no difiere significativamente de la variabilidad genética de las poblaciones de ambientes poco intervenidos. Además, los valores de los índices de variabilidad genética de las poblaciones fragmentadas aquí obtenidos ($uHe = 0,16-0,20$; $Sh = 0,23-0,31$ y $\%P = 51,49-70,10\%$) son similares a los valores promedio ($uHe = 0,14$; $Sh = 0,26$ y $\%P = 99,80\%$) para el total de las poblaciones analizadas en el Gran Chaco Argentino (Almirón *et al.*, 2022).

Por otra parte, el flujo génico es un componente clave de la estructura poblacional, determinando el grado en que las poblaciones de una especie constituyen unidades evolutivas independientes (Wright, 1940; Slatkin, 1985, 1994). Los resultados de este trabajo mostraron que la estructuración genética de las poblaciones analizadas de *A. quebracho-blanco* del Chaco Semiárido es mayor ($Rho_{ST} = 0,20$) que la observada entre poblaciones dentro de los grupos bayesianos a escala regional ($Rho_{ST} = 0,13$; Almirón *et al.*, 2022) o entre

poblaciones fragmentadas y continuas ($Rho_{CT} = 0,04$). La estructuración genética, evidenciada por AMOVA, STRUCTURE y Rho_{ST} , sugiere que el flujo génico debido al movimiento de polen y semillas entre las poblaciones estudiadas es moderado. Asimismo, el aislamiento por distancia revelado por el test de Mantel y el PCoA sugiere que el flujo génico es mayor entre las poblaciones vecinas.

Los factores ecológicos y la distribución espacial de las poblaciones influyen en el comportamiento de búsqueda de alimento de los polinizadores, afectando la distancia de dispersión del polen (Siegel *et al.*, 2024). En hábitats fragmentados, los polinizadores podrían favorecer el apareamiento entre individuos distantes geográficamente (Dick *et al.*, 2008). En *A. quebracho-blanco*, las flores dependen de la polinización de otras especies simpátricas que comparten los mismos polinizadores (Lin & Bernardello, 1999), principalmente mariposas nocturnas (Noctuidae, Pyraloidea), las cuales pueden recorrer grandes distancias (hasta 24 km en una hora, Jacobson, 1965; Silva Barros *et al.*, 2020; Ge *et al.*, 2021). Estas características reproductivas de *A. quebracho-blanco* contribuirían al mantenimiento del flujo génico, aunque moderado, entre las poblaciones fragmentadas. Este hecho sumado a que la variabilidad genética detectada en las poblaciones fragmentadas no está relacionada con el tamaño de los fragmentos, pero sí con la distancia entre dichas poblaciones, sugiere que las poblaciones fragmentadas podrían desempeñar un papel crucial en la conservación de la diversidad genética de *A. quebracho-blanco* al servir como importantes peldaños para el movimiento de polinizadores, polen y semillas a escala de paisaje. No obstante, aunque por el momento las poblaciones fragmentadas de *A. quebracho-blanco* mantienen valores de diversidad genética similares a los de las poblaciones en áreas poco intervenidas, la continua extracción desmedida de los recursos del bosque podría interrumpir las interacciones entre plantas y polinizadores (Quesada *et al.*, 2004). Dado que los polinizadores son vulnerables a la reducción y fragmentación del hábitat (Siegel *et al.*, 2024), la reducción consecuente del número y diversidad de polinizadores podría afectar negativamente la conservación de la diversidad genética de las poblaciones fragmentadas de *A. quebracho-blanco*.

Asimismo, los resultados del análisis de la

asociación espacial de la variabilidad genética respecto al mosaico de ordenamiento territorial, las áreas protegidas, los corredores biológicos y el uso del suelo sugieren que las poblaciones de *A. quebracho-blanco* que se encuentran en o próximas a zonas de categoría I (dentro de un radio de ~40 km) pueden considerarse como de bajo riesgo genético. Sin embargo, aquellas poblaciones que se encuentran a más de 40 km de un área protegida en zonas con bosques de mediano valor de conservación (categoría II) o en zonas donde se permite el desmonte parcial para el desarrollo agropecuario (categoría III) estarían en mayor riesgo de sufrir las consecuencias negativas de la fragmentación o el aislamiento.

Los resultados aquí obtenidos sugieren que, a corto plazo (antes de la próxima generación, una o dos décadas), los factores ecológicos y demográficos podrían tener un impacto mayor en la viabilidad genética de las poblaciones de *A. quebracho-blanco*. En tanto que a largo plazo (varias generaciones, quizás siglos), la degradación genética debida a la fragmentación del hábitat podría tener un efecto más evidente. No obstante, considerando que el área de distribución potencial de *A. quebracho-blanco* se ha reducido más del 50% debido a cambios en el uso y la cobertura del suelo en combinación con el cambio climático, y que las áreas protegidas no representan un porcentaje significativo del área de distribución de la especie (Almirón *et al.*, 2022), resulta prioritario disminuir la presión sobre los bosques remanentes. Estudios en el Chaco Árido indican que pueden existir al menos 340 renovales respecto a 7 adultos/ha en ambientes conservados (Nai Bregaglio *et al.*, 2001). Sin embargo, los bancos de plántulas poseen una gran mortandad por sus requerimientos durante el establecimiento de los individuos (Barchuk *et al.*, 2005). A su vez, la regeneración también se ve afectada negativamente por los diferentes disturbios de la región (incendios, desmontes, etc.; Tálamo *et al.*, 2013). Por lo tanto, es crucial desarrollar planes de manejo y conservación *in situ* para recuperar y sostener a largo plazo la viabilidad de las poblaciones de *A. quebracho-blanco*.

En este sentido, diversos autores han propuesto medidas para la conservación y manejo de las poblaciones de esta especie (Britos & Barchuk, 2013; Torres Basso, 2014; Botelho *et al.*, 2021; Almirón *et al.*, 2022). Se ha sugerido el diseño

de una red de áreas protegidas bien gestionadas y distribuidas en diversos hábitats que permitan el mantenimiento funcional de los ecosistemas (Dinerstein *et al.*, 2017). Asimismo, la inclusión de sistemas productivos, en particular los forestales, en el marco de un manejo sustentable, resulta de gran importancia para la conservación de los bosques y los valores ambientales de las unidades de gestión (Grupo de Trabajo de la UICN-CMAP sobre OMEC, 2021). Las evidencias del flujo génico, aunque moderado, detectadas en este trabajo entre las poblaciones de *A. quebracho-blanco* en áreas protegidas y fragmentadas del Chaco Semiárido sugieren que los fragmentos de bosques podrían jugar un papel relevante en la conservación de la diversidad genética de *A. quebracho-blanco*. Por lo tanto, la preservación de fragmentos de bosques interconectados entre sí y con las unidades de conservación (existentes y futuras), garantizaría la existencia de fragmentos capaces de sustentar las poblaciones de *A. quebracho-blanco* en las áreas agrícolas.

Finalmente, los resultados aquí discutidos se basan a un tamaño poblacional (N) bajo (Bonin *et al.*, 2007). Debido a que el tamaño poblacional es un parámetro crucial que influye significativamente en la precisión de las estimaciones de diversidad genética, es necesario realizar muestreos más exhaustivos para reafirmar las conclusiones aquí obtenidas.

CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos demostraron que la variabilidad genética de las poblaciones estudiadas de *A. quebracho-blanco* en bosques continuos y fragmentados del norte del Chaco Semiárido de Argentina no difiere significativamente, y que el flujo genético entre ellas es moderado. Los resultados también sugieren que, a corto plazo, los factores ecológicos y demográficos tendrían un mayor impacto en la viabilidad genética de las poblaciones; mientras que el efecto de la degradación genética debida a la fragmentación sería más evidente a largo plazo. Asimismo, las poblaciones de *A. quebracho-blanco* que se encuentran en zonas de muy alto valor de la conservación o próximas a áreas protegidas y/o a corredores ecológicos pueden considerarse

de bajo riesgo genético. Todos los resultados sugieren que los fragmentos de bosques entre áreas protegidas podrían desempeñar un papel relevante en la conservación de la diversidad genética de *A. quebracho-blanco*.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

NEAA: Conceptualización, Recursos, Análisis formal, Validación, Redacción - borrador original-revisión-edición; VSN: Conceptualización, Recursos, Adquisición de fondos, Redacción - revisión y edición.

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo fue financiado por PICT 2019 2286 (ANPCyT-FONCyT), PICTO-UNNE 2019- 016 (ANPCyT-FONCyT/ UNNE), PI 18P001 y 22P006 (Secretaría General de Ciencia y Técnica de la Universidad Nacional del Nordeste). V.G. Solís Neffa es miembro de la Carrera del Investigador Científico del CONICET.

BIBLIOGRAFÍA

AGUILAR, R., M. QUESADA, L. ASHWORTH, D. Y. HERRERIAS & J. LOBO 2008. Genetic consequences of habitat fragmentation in plant populations: susceptible signals in plant traits and methodological approaches. *Mol. Ecol.* 17: 5177-5188.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2008.03971.x>

ALMIRÓN, N. E. A., G. M. VIA DO PICO, A. COSACOV, E. N. PAREDES, ... & V. G. S. NEFFA. 2022. The geography of *Aspidosperma quebracho-blanco* vulnerability, an emblematic species of the South American Gran Chaco. *For. Ecol. Manag.* 523: 120503.
<https://doi.org/10.1016/j.foreco.2022.120503>

BARCHUK A. H., A. VALIENTE-BANUET & M. P. DÍAZ. 2005. Effect of shrubs and seasonal variability of rainfalls in the establishment of *Aspidosperma quebracho-blanco* Schlecht in two edaphically contrasting environments. *Ecol. Austral.* 30: 695-705.
<https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.2005.01511.x>

BARCHUK, A. H. & M. P. DÍAZ. 1999. Regeneration and structure of *Aspidosperma quebracho-blanco* Schld. in the Arid Chaco (Córdoba, Argentina). *For. Ecol. Manag.* 118: 31-36.
[https://doi.org/10.1016/S0378-1127\(98\)00484-8](https://doi.org/10.1016/S0378-1127(98)00484-8)

BARCHUK, A. H. & M. P. DÍAZ. 2000. Vigor de Crecimiento y Supervivencia de plantaciones de *Aspidosperma quebracho-blanco* y de *Prosopis chilensis* en el Chaco árido. *Quebracho* 8: 17-29.

BONIN, A., D. EHRICH & S. MANEL. 2007. Statistical analysis of amplified fragment length polymorphism data: a toolbox for molecular ecologists and evolutionists. *Mol. Ecol.* 16: 3737-3758.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2007.03435.x>

BOTELHO, T. S. G., G. M. PAGGI & M. A. FARINACCIO. 2021. Genetic diversity and fragmentation of *Aspidosperma quebracho-blanco* (Apocynaceae) natural habitats, conservation issues in chaco forest and savanna biomes. *Darwiniana* 9: 115-129. <http://dx.doi.org/10.14522/darwiniana.2021.91.932>

BRITOS, A. H. & A. H. BARCHUK. 2013. Dinámica de la cobertura vegetal y los usos de la tierra a través de modelos de no-equilibrio. *Rev. Teledetec.* 40: 88-109.

CHATURVEDI, R. K., S. K. PANDEY, A. TRIPATHI, L. GOPARAJU, ... & J. S. SINGH. 2024. Variations in the plasticity of functional traits indicate the differential impacts of abiotic and biotic factors on the structure and growth of trees in tropical dry forest fragments. *Front. Plant Sci.* 14: 1181293.
<https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1181293>

DAMASCENO, J. O., E. A. RUAS, L. A. RODRIGUES, C. F. RUAS, ... & P. M. RUAS. 2011. Genetic differentiation in *Aspidosperma polyneuron* (Apocynaceae) over a short geographic distance as assessed by AFLP markers. *Genet. Mol. Res.* 10: 1180-1187.
<https://doi.org/10.4238/vol10-2gmr1126>

DE KORT, H., J. G. PRUNIER, S. DUCATEZ, O. HONNAY, ... & S. BLANCHET. 2021. Life history, climate and biogeography interactively affect worldwide genetic diversity of plant and animal populations. *Nat. Comm.* 12: 516.
<https://doi.org/10.1038/s41467-021-20958-2>

DICK, C. W., O. J. HARDY, F. A. JONES & R. J. PETIT. 2008. Spatial scales of pollen and seed-mediated gene flow in tropical rain forest trees. *Trop. Plant. Biol.* 1: 2023. <https://doi.org/10.1007/s12042-007-9006-6>

DINERSTEIN, E., D. OLSON, A. JOSHI, C. VYNNE, ... & M. SALEEM. 2017. An ecoregion-based

- approach to protecting half the terrestrial realm. *BioScience* 67: 534-545.
<https://doi.org/10.1093/biosci/bix014>
- EARL, D. A. E. & B. M. VON HOLDT. 2012. Structure Harvester: a website and program for visualizing STRUCTURE output and implementing the Evanno method. *Conserv. Genet. Resour.* 4: 359-361.
<https://doi.org/10.1007/s12686-011-9548-7>
- EVANNO, G., S. REGNAUT & J. GOUDET. 2005. Detecting the number of clusters of individuals using the software structure: a simulation study. *Mol. Ecol.* 14: 2611-2620.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2005.02553.x>
- EXPOSITO-ALONSO, M., T. R. BOOKER, L. CZECH, L. GILLESPIE, ... & E. ZESS. 2022. Genetic diversity loss in the Anthropocene. *Science* 377: 1431-1435. <https://doi.org/10.1126/science.abn564>
- GE, S. S., L. M. HE, W. HE, R. YAN, ... & K. M. WU. 2021. Laboratory-based flight performance of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda*. *J. Integr. Agric.* 20: 707-714. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(20\)63166-5](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(20)63166-5)
- GONZÁLEZ, A. V., V. GÓMEZ-SILVA, M. J. RAMÍREZ & FONTÚRBEL, F. E. 2019. Meta-analysis of the differential effects of habitat fragmentation and degradation on plant genetic diversity. *Biol. Conserv.* 34: 711-720. <https://doi.org/10.1111/cobi.13422>
- GRUPO DE TRABAJO DE LA UICN-CMAP SOBRE OMEC. 2021. *Reconocimiento y reporte de otras medidas efectivas de conservación basadas en áreas*. UICN, Gland.
<https://doi.org/10.2305/IUCN.CH.2019.PATRS.3.es>
- HOBAN, S., M. BRUFORD, J. D. U. JACKSON, M. LOPES-FERNANDES, ... & L. LAIKRE. 2020. Genetic diversity targets and indicators in the CBD post-2020 Global Biodiversity Framework must be improved. *Biol. Conserv.* 248: 108654.
<https://doi.org/10.1016/j.biocon.2020.108654>
- HONNAY, O. & H. JACQUEMYN. 2007. Susceptibility of common and rare species to the genetic consequences of habitat fragmentation. *Conserv. Biol.* 21: 823-831.
<https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2006.00646.x>
- HUNZIKER, A. T. 1946. Raíces gemíferas en algunas plantas leñosas argentinas. *Revista Argen. Agron.* 13: 57-54.
- JACOBSON, L. A. 1965. Mating and Oviposition of the Pale Western Cutworm, *Agrotis orthogonia* Morrison (Lepidoptera: Noctuidae), in the Laboratory. *Can. Entomol.* 97: 994-1000.
- KARRA, K., C. KONTGIS, Z. STATMAN-WEIL, J. C. MAZZARIELLO, ... & S. P. BRUMBY. 2021. Global land use/land cover with Sentinel 2 and deep learning. En: *2021 International Geoscience and Remote Sensing Symposium IGARSS*, pp. 4704-4707. Institute of Electrical and Electronics Engineers, Bruselas.
<https://doi.org/10.1109/IGARSS47720.2021.9553499>
- KRAMER, A. T., J. L. ISON, M. V. ASHLEY & H. F. HOWE. 2008. The paradox of forest fragmentation genetics. *Conserv. Biol.* 22: 878-885.
<https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2008.00944.x>
- KYRIAZIS, C. C., R. K. WAYNE & K. E. LOHMUELLER. 2021. Strongly deleterious mutations are a primary determinant of extinction risk due to inbreeding depression. *Evol. Lett.* 5: 33-47. <https://doi.org/10.1002/evl3.209>
- LIN, S. & G. BERNARDELLO. 1999. Flower structure and reproductive biology in *Aspidosperma quebracho-blanco* (Apocynaceae), a tree pollinated by deceit. *Int. J. Plant Sci.* 160: 869-878.
<https://doi.org/10.1086/314187>
- MANTEL, N. 1967. The detection of disease clustering and a generalized regression approach. *Cancer Res.* 27: 209-220.
- MAY, F.; B. ROSENBAUM, F. M. SCHURR & J. M. CHASE. 2019. The geometry of habitat fragmentation: Effects of species distribution patterns on extinction risk due to habitat conversion. *Ecol. Evol.* 9: 2775-2790. <https://doi.org/10.1002/ece3.4951>
- MEIRMANS, P. G. 2020. GENODIVE version 3.0: Easy-to-use software for the analysis of genetic data of diploids and polyploids. *Mol. Ecol. Resour.* 20: 1126-1131.
<https://doi.org/10.1111/1755-0998.13145>
- MORELLO, J., S. D. MATTEUCCI, A. F. RODRIGUEZ, M. E. SILVA, ... & P. LLANA. 2012. *Ecorregiones y complejos ecosistémicos de Argentina*. Orientación Gráfica Editora, Buenos Aires.
- MOSCIARO, M. J., N. C. CALAMARI, P. L. PERI, N. F. MONTES, ... & J. VOLANTE. 2022. Future scenarios of land use change in the Gran Chaco: How far is zero-deforestation? *Reg. Environ. Change.* 22: 115.
<https://doi.org/10.1007/s10113-022-01965-5>
- NAI BREGAGLIO, M., U. KARLIN & R. COIRINI. 2001. Efecto del desmonte selectivo sobre la regeneración de la masa forestal y la producción de pasturas, en el Chaco Árido de la provincia de Córdoba, Argentina. *Multequina* 10: 17-24.

- NAUMANN, M. 2006. *Atlas del Gran Chaco Sudamericano. Sociedad Alemana de Cooperación Técnica (GTZ)*. ErreGé & Asoc., Buenos Aires.
- OLSON, D. M., E. DINERSTEIN, E. D. WIKRAMANAYAKE, N. D. BURGESS, ... & K. R. KASSEM. 2001. Terrestrial Ecoregions of the World: A New Map of Life on Earth: A new global map of terrestrial ecoregions provides an innovative tool for conserving biodiversity. *BioSci.* 51: 933-938. [https://doi.org/10.1641/0006-3568\(2001\)051\[0933:TEOTWA\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1641/0006-3568(2001)051[0933:TEOTWA]2.0.CO;2)
- PEAKALL, R. & SMOUSE, P. E. 2012. GenAlEx 6.5: genetic analysis in Excel. Population genetic software for teaching and research – an update. *Bioinformatics* 28: 2537-2539. <https://doi.org/10.1111/j.1471-8286.2005.01155.x>
- PFLÜGER, F. J., J. SIGNER & N. BALKENHOL. 2019. Habitat loss causes non-linear genetic erosion in specialist species. *Glob. Ecol. Conserv.* 17: e00507. <https://doi.org/10.1016/j.gecco.2018.e00507>
- PINTO, A. V., B. HANSSON, I. PATRAMANIS, H. E. MORALES & C. VAN OOSTERHOUT. 2023. The impact of habitat loss and population fragmentation on genomic erosion. *Conserv. Genet.* 25: 49-57. <https://doi.org/10.1007/s10592-023-01548-9>
- POMETTI, C. L., C. F. BESSEGA, J. C. VILARDI & B. O. SAIDMAN. 2012. Landscape genetic structure of natural populations of *Acacia caven* in Argentina. *Tree Genet. Genomes* 8: 911-924. <https://doi.org/10.1007/s11295-012-0479-6>
- POMETTI, C. L., C. F. BESSEGA, J. C. VILARDI, M. EWENS & B. O. SAIDMAN. 2016. Genetic variation in natural populations of *Acacia visco* (Fabaceae) belonging to two subregions of Argentina using AFLP. *Plant Syst. Evol.* 302: 901-910. <https://doi.org/10.1007/s00606-016-1306-6>
- POMETTI, C. L., C. F. BESSEGA, A. CIALDELLA, M. EWENS, ... & J. C. VILARDI. 2018. Spatial genetic structure within populations and management implications of the South American species *Acacia aroma* (Fabaceae). *PLoS ONE* 13: e0192107. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0192107>
- PRITCHARD, J. K., M. STEPHENS & P. DONNELLY. 2000. Inference of population structure using multilocus genotype data. *Genetics* 155: 945-959. <https://doi.org/10.1534/genetics.116.195164>
- QGIS DEVELOPMENT TEAM. 2018. QGIS Geographic Information System. Open Source Geospatial Foundation Project. Disponible en: <https://qgis.org>.
- QUESADA, M., K. E. STONER, J. A. LOBO, D. Y. HERRERIAS, ... & V. ROSAS GUERRERO. 2004. Effects of Forest Fragmentation on Pollinator Activity and Consequences for Plant Reproductive Success and Mating Patterns in Bat pollinated Bombacaceous Trees. *Biotropica* 36: 131-138. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7429.2004.tb00305.x>
- R CORE TEAM. 2019. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Disponible en: <http://www.R-project.org/>.
- RIVAS, C. A. & NAVARRO CERRILLO, R. M. 2024. Forest fragmentation and connectivity in South American dry forests. *Biodivers. Conserv.* 33:3015-3037. <https://doi.org/10.1007/s10531-024-02894-x>
- RONDINA, R. V. D., A. L. BANDONI & J. COUSSIO. 2008. Especies medicinales argentinas con potencial actividad analgésica. *Dominguezia* 24: 47-69.
- SANDOVAL, M. L. & R. M. BARQUEZ. 2013. The Chacoan bat fauna identity: patterns of distributional congruence and conservation implications. *Rev. Chil. Hist. Nat.* 86: 75-94. <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-078X2013000100007>
- SECRETARÍA DE AMBIENTE Y DESARROLLO SUSTENTABLE DE LA DE NACIÓN Y ADMINISTRACIÓN DE PARQUES NACIONALES. 2014. Corredores Ecológicos para el Chaco argentino, definición y pautas metodológicas para su implementación. Subsecretaría de Planificación y Política Ambiental. Argentina, Buenos Aires. Disponible en https://visorgranchaco.org/wp-content/uploads/2015/08/Corredores_Chaco_Argentina.pdf
- SHAPIRO, S. S. & M. B. WILK. 1965. Analysis of variance test for normality (complete samples). *Biometrika* 52: 591-611.
- SIEGEL, T. D., W. J. COOPER, R. E. FORKNER, W. F. LAURANCE, ... & D. LUTHER. 2024. Forest fragmentation effects on mutualistic interactions: frugivorous birds and fruiting trees. *Oikos*: e10383. <https://doi.org/10.1111/oik.10383>
- SILVA BARROS, L., P. T. YAMAMOTO, P. MERTEN & S. E. NARANJO. 2020. Sublethal Effects of Diamide Insecticides on Development and Flight Performance of *Chloridea virescens* (Lepidoptera: Noctuidae): Implications for Bt Soybean Refuge Area Management. *Insects* 11: 269. <https://doi.org/10.3390/insects11050269>
- SISTRI, G., M. MENCHETTI, L. SANTINI, L. PASQUALI, ... & L. DAPPORTO. 2021. The

- isolated *Erebia pandrose* Apennine population is genetically unique and endangered by climate change. *Insect Conserv. Divers.* 15: 136-148.
<https://doi.org/10.1111/icad.12538>
- SOUSA, T. R., F. R. C. COSTA, T. V. BENTOS, N. LEAL FILHO, ... & I. O. RIBEIRO. 2017. The effect of forest fragmentation on the soil seed bank of Central Amazonia. *For. Ecol. Manag.* 393: 105-112. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2017.03.020>
- SLATKIN, M. 1985. Rare alleles as indicators of gene flow. *Evolution* 39: 53-65.
<https://doi.org/10.1111/j.1558-5646.1985.tb04079.x>
- SLATKIN, M. 1994. Gene flow and population structure. En: REAL, L. (ed.), *Ecological Genetics*, pp. 3-18. Princeton University Press, Nueva Jersey.
<https://doi.org/10.1515/9781400887262-003>
- SNEDECOR, G. W. & W. G. COCHRAN. 1989. Statistical Methods. 8th ed. Iowa State University press, Ames.
- TÁLAMO A., J. LÓPEZ DE CASENAVE, M. NÚÑEZ-REGUEIRO & S. M. CAZIANI. 2013. Regeneración de plantas leñosas en el Chaco semiárido argentino: relación con factores bióticos y abióticos en micrositios creados por el aprovechamiento forestal. *Bosque* 34: 53-62
- TORRES BASSO, M. B. 2014. Estudio de la diversidad genética poblacional *Aspidosperma Quebracho-blanco* Schltdl. en Chaco Árido. Tesis Doctoral, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. Disponible en: <https://rdu.unc.edu.ar/handle/11086/11661>
- UNIDAD DE MANEJO DEL SISTEMA DE EVALUACIÓN FORESTAL -UMSEF. 2002. *Cartografía y Superficie de Bosque Nativo de Argentina*. Dirección de Bosques, Secretaría de Ambiente y Desarrollo Sustentable, Ministerio de Salud y Ambiente. Buenos Aires.
- VAN OOSTERHOUT, C.V., S. A. SPEAK, T. BIRLEY, C. BORTOLUZZI, ... & H. E. MORALES. 2022. Genomic erosion in the assessment of species extinction risk and recovery potential. *bioRxiv*: 2022-09.
<https://doi.org/10.1101/2022.09.13.507768>
- WRIGHT, S. 1940. Breeding structure of populations in relation to speciation. *Am. Nat.* 74: 232-248.
<https://doi.org/10.1086/280891>
- ZALLES, V., M. C. HANSEN, P. V. POTAPOV, D. PARKER, ... & I. KOMMAREDY. 2021. Rapid expansion of human impact on natural land in South America since 1985. *Sci. Adv.* 7: eabg1620.
<https://doi.org/10.1126/sciadv.abg1620>



EL DIÁMETRO DEL TRONCO (DAP) Y LA ESPECIE FORÓFITA: FACTORES CLAVES QUE MARCAN LA COMPOSICIÓN DE HELECHOS PELÍCULA (*HYMENOPHYLLUM*, *HYMENOPHYLLACEAE*) EN UN FRAGMENTO DE BOSQUE TEMPLADO DE CHILE

STEM DIAMETER (DBH) AND PHOROPHYTE SPECIES: KEY FACTORS DETERMINING FILMY FERNS (*HYMENOPHYLLUM*, *HYMENOPHYLLACEAE*) COMPOSITION IN A TEMPERATE FOREST FRAGMENT FROM CHILE

Jimmy Pincheira-Ulbrich^{1*} 

1. Núcleo de Estudios Ambientales
y Laboratorio de Planificación
Territorial, Departamento de
Ciencias Ambientales, Facultad de
Recursos Naturales, Universidad
Católica de Temuco, Temuco, Chile

*jpincheira@uct.cl

Citar este artículo

PINCHEIRA-ULBRICH, J. 2024. El
diámetro del tronco (DAP) y la
especie forófito: factores claves
que marcan la composición de
helechos película (*Hymenophyllum*,
Hymenophyllaceae) en un
fragmento de bosque templado
de Chile. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59:
553-566.

 DOI: [https://doi.
org/10.31055/1851.2372.v59.
n4.44499](https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n4.44499)

Recibido: 4 Abr 2024
Aceptado: 30 Oct 2024
Publicado en línea: 31 Dic 2024
Publicado impreso: 31 Dic 2024
Editora: Agustina Yañez 

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

SUMMARY

Background and aims: Filmy ferns (*Hymenophyllum*, *Hymenophyllaceae*) depend on moist microsites, but the factors determining their habitat assemblage remain unclear. This study investigated how five habitat variables -stem orientation (N, S, E, W), phorophyte species, presence of climbers, diameter at breast height (DBH), and canopy cover -affect the composition of filmy fern communities in a temperate forest.

M&M: The four orientations of 120 trees (480 microsites) were sampled along a transect drawn through the centre of the forest. At each microsite, the presence or absence of ferns was assessed up to a height of 2.3 metres on the trunk. Data analysis was performed using PERMANOVA with 10000 permutations followed by multiple comparisons to detect differences in fern composition between forophyte species.

Results: DBH (Pseudo-F = 21.617; $p < 0.001$) and host tree species identity (Pseudo-F = 4.123; $p < 0.001$) significantly influenced the fern assemblages. Multiple comparisons revealed significant differences (pseudo-T, $p < 0.05$), especially between *Eucryphia cordifolia*, which had a more diverse fern composition, and *Laureliopsis philippiana*, with a simpler composition.

Conclusions: The physical and biotic characteristics of the host tree seem to be key to the structuring of filmy fern communities. Other environmental factors may be less important or may be masked by homogeneous sampling conditions, insufficient sample size or anthropogenic disturbances.

KEY WORDS

Multivariate analysis, habitat preference, *Hymenophyllaceae*, Primer-e.

RESUMEN

Introducción y objetivo: los helechos película (*Hymenophyllum*, *Hymenophyllaceae*) dependen de micrositios húmedos, pero los factores que determinan su ensamblaje en el hábitat son poco conocidos. El objetivo fue explorar cómo cinco variables del hábitat -orientación del tronco, especie forófito, presencia de trepadoras, diámetro a la altura del pecho (DAP) y cobertura del dosel -afectan la composición de ensambles de helechos en un bosque templado.

M&M: se muestrearon las cuatro orientaciones de 120 árboles (480 micrositios) a lo largo de un transecto trazado por el centro del bosque. En cada micrositio se examinó la presencia-ausencia de helechos hasta una altura de 2,3 m sobre el tronco. El análisis se realizó mediante PERMANOVA con 10000 permutaciones, seguido de comparaciones múltiples para detectar diferencias en la composición de helechos entre las especies forófitas.

Resultados: El DAP (Pseudo-F = 21,617; $p < 0,001$) y la identidad de las especies forófitas (Pseudo-F = 4,123; $p < 0,001$) influyeron significativamente en el ensamblaje de helechos. Las comparaciones múltiples revelaron variaciones significativas (Pseudo-t, $p < 0,05$), especialmente entre *Eucryphia cordifolia*, que presentó una composición más diversa de helechos, y *Laureliopsis philippiana*, con una composición más simple.

Conclusiones: Las características físicas y bióticas del forófito parecen ser claves en la estructuración de las comunidades de helechos película. Otros factores ambientales podrían tener menor importancia o estar enmascarados por la homogeneidad del muestreo, el tamaño insuficiente de la muestra o perturbaciones antrópicas.

PALABRAS CLAVE

Análisis multivariado, preferencia de hábitat, *Hymenophyllaceae*, Primer-e.

INTRODUCCIÓN

Los helechos del género *Hymenophyllum* (familia Hymenophyllaceae), conocidos comúnmente como helechos película (o helechos lámina, en inglés “filmy ferns”), se distinguen por sus frondas delgadas y casi translúcidas, adaptadas para la vida en ambientes húmedos y sombríos. Este género incluye alrededor de 250 especies distribuidas en todas las regiones boscosas del mundo (PPG I, 2016), 22 de ellas se encuentran en los bosques templados de Chile y Argentina. Un rasgo particular de este grupo es su hábito epífita, es decir, crecen sobre otras plantas sin contacto directo con el suelo (Larsen *et al.*, 2013).

Los helechos película son plantas estrictamente hidrófilas, pues no tienen cutícula, ni epidermis diferenciada, y en especial carecen de estomas que permitan regular el intercambio gaseoso, por lo que dependen directamente de la precipitación para obtener su aprovisionamiento de agua (Dubuisson *et al.*, 2009). Además, poseen esporas verdes (con clorofila), que son presumiblemente más vulnerables a las condiciones climáticas extremas (*i.e.* sequía o frío), con una vida útil corta (comparativamente con las esporas sin cloroplasto) de 48 días en promedio (Mehltreter *et al.*, 2010). No obstante, las frondas de algunas especies pueden perder más del 82% de su contenido de agua y permanecer secas por períodos prolongados (días o semanas, pero quizás no mucho más) hasta que son rehidratadas, rasgo que variaría entre las especies (Saldaña *et al.*, 2014), en un ciclo que sería consistente con períodos secos y húmedos en el ecosistema forestal (Garcés *et al.*, 2014).

Aunque los helechos película son un componente distintivo y dinámico en los bosques templados de América del Sur, los factores ecológicos que influyen en su distribución y abundancia aún no están totalmente esclarecidos (*e.g.* Wagner *et al.*, 2015; Taylor *et al.*, 2016). No obstante, la evidencia disponible sugiere que su presencia en el hábitat no es aleatoria pues no todos los árboles del bosque presentan helechos (*e.g.* Pincheira-Ulbrich *et al.*, 2012). Precisamente, parece haber selectividad por ciertas especies forófitas e influencia del diámetro de los árboles sobre la diversidad epífita (Muñoz *et al.*, 2003). Este fenómeno podría atribuirse a características específicas de las especies forófitas, como la rugosidad de la corteza o el incremento del área disponible en la superficie de los troncos

cuanto mayor se hace el diámetro, todo lo cual afecta la disponibilidad de recursos en el tiempo debido a los cambios en la estructura y dinámica del bosque (Bierregaard, 1992; Hobbs & Huenneke, 1992; Woda *et al.*, 2006; Saldaña *et al.*, 2014). La cobertura del dosel también parece tener un rol importante, pues modula el microclima forestal al alterar la luz, temperatura, y humedad disponible. Asimismo, el grado de perturbación del ecosistema puede tener un rol importante en la composición de especies (Pincheira-Ulbrich *et al.*, 2016, 2018). Estos cambios en la estructura del hábitat afectan directamente la distribución y el comportamiento de las plantas, incluyendo epífitas y la flora del sotobosque (Parra *et al.*, 2009; Fores-Bavestrello *et al.*, 2016).

El mecanismo que explicaría la distribución de estos helechos es la creación y mantenimiento de micrositos húmedos, tales como áreas pequeñas en la superficie de la corteza o en las axilas de las ramas, donde puede acumularse suelo (Reyes *et al.*, 2010; Saldaña *et al.*, 2014). Por ejemplo, se ha observado que las zonas del tronco con mayor humedad en sus primeros metros ofrecen condiciones óptimas para el desarrollo de los helechos película (Parra *et al.*, 2009) y que ciertos micrositos, como los troncos bifurcados, mantienen alta disponibilidad de materia orgánica, lo cual generan condiciones propicias para el desarrollo de estas especies (Reyes *et al.*, 2010).

Dado el pequeño tamaño de los helechos película (usualmente de 1-25 cm), la superficie del tronco, como una zona primaria para la colonización, podría representar un área relativamente extensa y suficientemente variable, como para propiciar la diferenciación del ensamble de epífitas en el bosque, por lo que considerar las orientaciones (una porción de la superficie del tronco) parece apropiado. Las orientaciones en el tronco (norte, sur, este, oeste), pueden generar microhábitats distintivos, influenciados por la exposición a la luz solar, los patrones de viento y la capacidad de retención de humedad (Nicolai, 1986; Sever & Nagel, 2019). En el hemisferio sur, por ejemplo, la cara norte de un árbol puede estar más expuesta a la luz solar directa, mientras que la cara sur tiende a ser más sombría y a retener más humedad. Esto se debe a que el sol se mueve desde este a oeste, pasando por el norte. Por la mañana, la luz incide en la cara noreste, y al mediodía, la cara norte recibe

la radiación más intensa. En la tarde, la cara noroeste es iluminada, mientras que la cara sur permanece en sombra la mayor parte del día. Este movimiento crea microclimas distintos en cada orientación del tronco (e.g. Wang *et al.*, 2016; Bernaschini *et al.*, 2020).

Tales diferencias ambientales podrían propiciar la presencia de diferentes especies o ensambles por efecto de la heterogeneidad del hábitat (Stein *et al.*, 2014) y la diferenciación de nichos ecológicos (Shmida & Ellner, 1986). Además, la orientación del tronco podría afectar las interacciones bióticas con otras especies que dependen de los árboles como soporte, tales como plantas trepadoras. Por ejemplo, las lianas pueden alterar la disponibilidad de luz y las condiciones microclimáticas en torno al árbol huésped, lo que podría beneficiar o dificultar el crecimiento de la epífita en función de la especie y de los cambios ambientales específicos provocados por la presencia de estas lianas (van der Heijden & Phillip, 2008).

Si bien existen estudios que han abordado cómo el diámetro y la identidad taxonómica de los árboles forófitos podrían afectar a las especies individuales de helechos película, esta investigación amplía el análisis al considerar la composición completa de especies, incluyendo el efecto de la cobertura del dosel, la orientación en el tronco forófito y la presencia de plantas trepadoras. Se postula que la orientación del tronco podría crear microhábitats distintos, cada uno albergando ensambles únicos de epífitas debido a las variadas condiciones microambientales. Además, la presencia de plantas trepadoras, que también dependen de los troncos forófitos, podría influir en la composición de la comunidad epífita.

La hipótesis central del estudio sugiere que tanto la orientación del tronco como la interacción con factores como el diámetro a la altura del pecho (DAP), la cobertura del dosel y la presencia de trepadoras tienen un impacto significativo en la composición de los ensambles de helechos película. Para abordar la complejidad de estos datos ecológicos multivariados, se empleará PERMANOVA (Permutational Multivariate Analysis of Variance), preferido sobre el ANOVA tradicional por su flexibilidad en el manejo de las suposiciones de normalidad y homogeneidad de varianzas, y por su capacidad para analizar la totalidad de la composición comunitaria (*i.e.* Anderson *et al.*, 2008).

El objetivo de este estudio es, por lo tanto, explorar el efecto de estas variables en la composición de las comunidades de helechos película en un bosque templado costero de Chile. Con este enfoque, se espera contribuir a la comprensión de las dinámicas de distribución de estos helechos en los bosques templados de Chile y Argentina.

MATERIALES Y MÉTODO

Descripción del área de estudio

El área de estudio es un fragmento de bosque de 55 ha que se localiza dentro del Piso de Bosque laurifolio templado interior de *Nothofagus dombeyi* (Mirb.) Oerst. (Nothofagaceae) y *Eucryphia cordifolia* Cav. (Cunoniaceae) (Luebert & Plissock, 2006). Se localiza en la comuna de Purranque, Región de Los Lagos en Chile, aproximadamente a 65 km al suroeste de Osorno (Fig. 1). El bosque representa un estado fustal a fustal viejo, con varios estratos, caracterizado por una estructura amplia de edades con distribución multimodal y ausencia de algunas clases de diámetros sobre los 50 cm, por efecto de antiguas talas selectivas y la caída de árboles viejos (Pincheira-Ulbrich *et al.*, 2012).

El fragmento alberga 17 especies de árboles, entre las cuales destacan las dominantes de este piso de bosque, *Laureliopsis philippiana* y *Eucryphia cordifolia*, en un ecosistema caracterizado por la presencia de *Chusquea* spp. La mayoría de las especies son raras, con un valor de importancia inferior al 5%, como ocurre con *Amomyrtus meli* (Phil.) D. Legrand & Kausel, *Drimys winteri* J. R. et G. Forster, y *Luma apiculata* (DC.) Burret. Además, algunas especies se presentan en forma de arbustos (≤ 5 cm de DAP), tales como *Aristotelia chilensis* (Molina) Stuntz y *Ribes trilobum* Meyen. En este parche de bosque, también se encuentran 14 especies de helechos película (Pincheira-Ulbrich *et al.*, 2008, Pincheira-Ulbrich *et al.*, 2012).

El fragmento, se localiza inmerso en una matriz de plantaciones de *Eucalyptus* spp. que se extienden por 1543 ha. El área se sitúa en una zona de transición entre la depresión intermedia y la precordillera de la Cordillera de la Costa, con una topografía ondulada y altitudes entre 200 y 310 m s.n.m. El bioclima de la región es templado hiperoceánico, mesotemplado húmedo, con influencia mediterránea. Según la estación



Fig. 1. Área de estudio en la Región de Los Lagos, Chile.

meteorológica de Purranque, la precipitación anual promedio es de 1542 mm y la temperatura media anual es de 10,9 °C (Luebert y Plissock, 2006).

Base de datos

La composición florística de árboles y epífitas se obtuvo de Pincheira-Ulbrich *et al.* (2012). En este estudio, se utilizó un diseño de muestreo no aleatorio, elegido para incluir una amplia diversidad de microhábitats y asegurar la inclusión de especies raras (Dieckman *et al.*, 2007). La recolección de datos se llevó a cabo mediante un transecto trazado a lo largo del eje longitudinal principal del fragmento boscoso. El transecto tuvo una longitud aproximada de 310 m, a lo largo del cual se distribuyeron 31 cuadrantes de 25 m² (5 m x 5 m). En estos cuadrantes se muestrearon las cuatro orientaciones (norte, sur, este y oeste) de 120 árboles, lo que resultó en un tamaño muestral de 480 orientaciones o micrositios. Con el objetivo de minimizar la influencia del efecto de borde, donde las condiciones ambientales y ecológicas pueden diferir significativamente de las del interior del hábitat (mayores temperaturas, menor humedad y mayor exposición al viento y la luz solar) el transecto se situó aproximadamente a 100 m del perímetro del bosque (Laurence *et al.*, 2011).

En cada cuadrante se registró, el DAP de todos los árboles vivos o muertos mayores a 5 cm de diámetro y hasta 2,3 m de altura sobre el tronco, la identidad taxonómica de los árboles y la presencia de todas las especies de helechos película y trepadoras, así como la cobertura del dosel en cada una de las orientaciones medida en porcentaje mediante un densiómetro cóncavo.

Para definir las orientaciones alrededor de cada árbol, se utilizó una brújula y se dividieron visualmente en cuatro zonas. La orientación Norte abarcaba los ángulos de 315° a 45°, la orientación Este de 45° a 135°, la orientación Sur de 135° a 225°, y la orientación Oeste de 225° a 315°.

La identificación de los helechos película siguió los criterios establecidos en las publicaciones de Diem & Lichtenstein (1959), Marticorena & Rodríguez (1995), Rodríguez *et al.* (2009) y Larsen *et al.* (2013). Los especímenes identificados no se depositaron en un herbario. Sin embargo, la identificación se basó en una revisión de las descripciones y claves taxonómicas de las publicaciones citadas.

Análisis estadístico

Para investigar las posibles diferencias en la composición de helechos película según la orientación en el tronco, se implementó un análisis mediante un modelo factorial mixto. Este modelo incluyó tres factores fijos: la orientación del tronco (norte, sur, este, oeste), la especie forófitas (por ejemplo, *E. cordifolia*) y la presencia de trepadoras, tratada como variable categórica (no se consideró la identidad de estas especies). Además, se integraron dos covariables: el diámetro a la altura del pecho (DAP en cm) y la cobertura del dosel (en %), incluyendo tanto los términos principales como las interacciones entre los factores y las covariables.

El análisis requirió la construcción de una matriz de similitud utilizando datos de presencia-ausencia (0-1) por orientación en el conjunto de árboles, siguiendo la metodología descrita por Anderson *et al.* (2008). Se seleccionó la medida de similitud de Jaccard para este propósito. Para abordar los casos sin datos, que resultaban en divisiones por cero al calcular la similitud y, por tanto, limitaba el cálculo, se incorporó una variable *dummy* con valor uno para mantener la integridad de la matriz de similitud.

Posteriormente, se utilizó PERMANOVA para probar la hipótesis nula de que no existen diferencias significativas en la composición de las comunidades de helechos película entre los diferentes niveles de los factores fijos, y que no hay interacciones significativas entre estos factores y las covariables. Para ello, se reasignaron aleatoriamente las “etiquetas” de las orientaciones de los árboles (e.g., orientación norte, árbol 1) mediante 10000 permutaciones con el fin de construir una distribución de referencia de la estadística de prueba bajo la hipótesis nula. Este proceso de mezcla aleatoria de las muestras elimina cualquier estructura de correlación previa entre estas, permitiendo el uso de diseños experimentales tanto balanceados como no balanceados (Anderson *et al.*, 2008). A diferencia de las pruebas F tradicionales, PERMANOVA permuta aleatoriamente los datos entre las muestras para calcular un valor de pseudo-F, que se interpreta de manera análoga a la estadística F tradicional, utilizando un umbral de significancia de 0,05.

Después de realizar la prueba PERMANOVA, se llevó a cabo una prueba de comparaciones múltiples entre las distintas especies de árboles

forófitos para esclarecer las diferencias específicas en la composición de los ensambles de helechos asociados con cada especie forófito. Para estas comparaciones múltiples, se empleó una prueba de pseudo-t mediante 10000 permutaciones con un umbral de significancia establecido en 0,05 (Anderson *et al.*, 2008). Todos los cálculos se efectuaron utilizando el programa Primer-e versión 7 y el paquete Permanova.

RESULTADOS

Descripción de las variables del hábitat

La muestra, que consistió en 480 orientaciones o micrositios examinados en 120 árboles forófitos, reveló la presencia de siete especies de helechos película del género *Hymenophyllum* en 187 micrositios, lo que representó el 39% del total (Fig. 2A). En el 61% restante de los micrositios, estas especies estuvieron ausentes (Fig. 2C). A pesar de ello, cuando estuvieron presentes, la distribución de los helechos fue relativamente uniforme entre las distintas orientaciones de los árboles, con una presencia de 44 a 49 micrositios en las orientaciones oeste y sur, respectivamente (Fig. 2A). Por tanto, la mayoría de los helechos se observaron en todas las orientaciones y en 10 de las 13 especies forófitas, con excepción de *H. dentatum* Cav., que se encontró exclusivamente en las orientaciones oeste y sur de un forófito de la especie *Raukua laetevirens* (Gay) Frodin (Araliaceae) (Fig. 2A). Esta distribución relativamente uniforme podría estar relacionada con la cobertura del dosel, que presentó un promedio del 91% y una desviación estándar cercana al 8% en las distintas orientaciones, sugiriendo cierta uniformidad en las condiciones de luz y humedad (Fig. 2B).

En cuanto a las especies que componen el ensamble, las más frecuentes fueron *H. krauseanum* Phil., registrada en 91 orientaciones, y *H. cruentum* Cav., encontrada en 32 orientaciones. Las menos frecuentes fueron *H. plicatum* Kaulf. y *H. dentatum* Cav. (Fig. 2A).

Entre las especies forófitas muestreadas (incluyendo dos troncos muertos en pie), *Laureliopsis philippiana* y *Eucryphia cordifolia* fueron particularmente frecuentes, representando juntas más de la mitad de los árboles evaluados, con 32 individuos (128 orientaciones) y 28

individuos (112 orientaciones), respectivamente. Sin embargo, cabe destacar que en *L. philippiana* solo se registraron helechos en 17 orientaciones. En contraste, en *E. cordifolia*, las especies de interés estuvieron presentes en aproximadamente el 50% de los micrositios (58 de 112 orientaciones) (Fig. 2C). Por otro lado, en *Myrceugenia planipes* (Hook. & Arn.) O. Berg (Myrtaceae), *Amomyrtus meli* (Myrtaceae), *Caldcluvia paniculata* (Cav.) D. Don (Cunoniaceae) y *Aextoxicon punctatum* Ruiz & Pav. (Aextoxicaceae) no se observaron especies de helechos.

La estructura diamétrica de los árboles se caracterizó por una distribución en forma de jota invertida, típica de bosques con una dinámica de regeneración continua. Esto incluye algunos individuos adultos de gran tamaño y clases diamétricas con pocos ejemplares (>30 cm de DAP), registrándose entre dos y siete árboles por clase, lo que corresponde a 8 y 28 micrositios, respectivamente. En consecuencia, el 80% de los árboles presentó diámetros a la altura del pecho (DAP) menores de 30 cm, reflejando una predominancia de árboles jóvenes o de menor tamaño.

A lo largo de esta distribución diamétrica, se observó un incremento relativo en la ocupación de micrositios por parte de los helechos a medida que se avanza hacia las clases de mayor diámetro, mientras que las clases más pequeñas presentaron más micrositios vacíos (Fig. 2C). En términos absolutos, los rangos de 10-20 cm y >90 cm concentraron la mayor presencia de helechos, con 29 y 28 orientaciones, respectivamente, seguidos por el rango de 20-30 cm con 27 orientaciones (Fig. 2C; véase Anexo S1).

En cuanto a la relación entre helechos película y trepadoras, la distribución de micrositios mostró que una mayor proporción estuvo dominada por trepadoras (192 micrositios), mientras que la coexistencia de ambos grupos se presentó en un número menor de micrositios (95 micrositios). El resto de los microhábitats disponibles no registró la presencia de ninguno de los dos grupos (152 micrositios) (Fig. 2E).

Análisis de resultados

El análisis PERMANOVA reveló que solo dos variables tuvieron una influencia significativa en la composición de los helechos película: el diámetro a

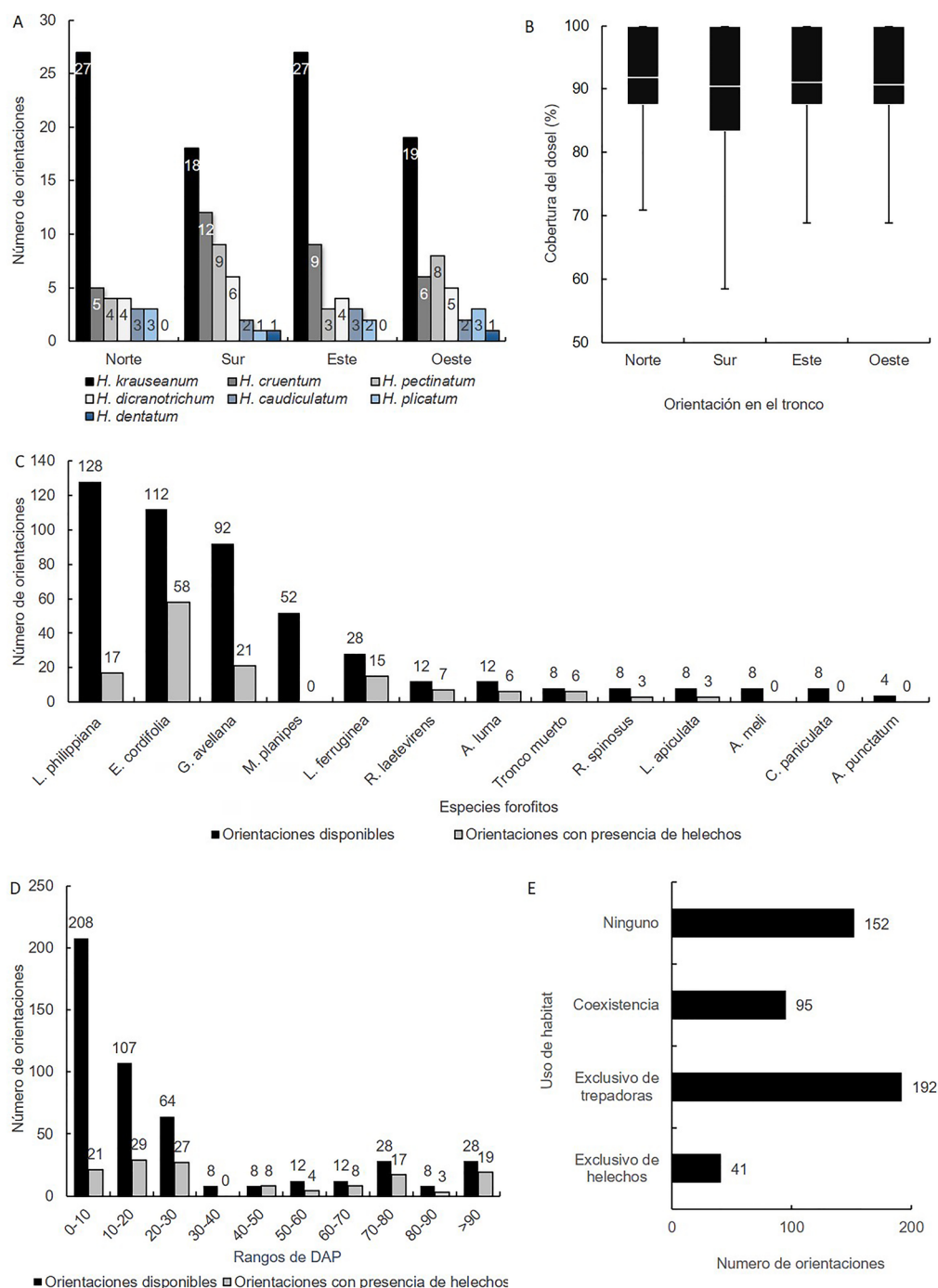


Fig. 2. Resumen de los componentes del hábitat y la presencia de helechos película en 480 orientaciones (micrositios) de troncos forófitos. **A:** composición de especie de helechos por orientación (Norte-Sur-Este-Oeste). **B:** Diagrama de caja de la cobertura del dosel (%) por orientación. **C:** Número de orientaciones por especie forófitas (barras negras) y presencia de helechos película (barras grises). **D:** Distribución diamétrica de los árboles (barras negras) y presencia de helechos película (barras grises). **E:** Orientaciones ocupadas por helechos película y trepadoras en los troncos.

la altura del pecho (DAP) de los árboles (Pseudo-F = 21,617; $p < 0,001$) y la identidad de las especies forófitas (Pseudo-F = 4,123; $p < 0,001$) (Tabla 1).

Contrario a lo anticipado, la orientación del tronco no mostró un efecto significativo (Pseudo-F = 0,752; $P = 0,624$), lo que sugiere que las variaciones microclimáticas que podrían estar asociadas con la orientación no son determinantes para la composición de helechos en este estudio. De manera similar, ni la cobertura del dosel ni la presencia de trepadoras influyeron de manera significativa en la composición de la comunidad de helechos (Pseudo-F = 0,763; $P = 0,504$ y Pseudo-F = 1,249; $P = 0,279$, respectivamente). El análisis de interacciones (*e.g.* Orientación×Forófito) no evidenció efectos significativos entre estos factores, lo que sugiere que cada factor principal actúa de manera independiente sobre la composición de helechos película.

Las comparaciones por pares realizadas entre las especies forófitas, utilizando el estadístico pseudo-t de Student, revelaron que, de un total de 78 comparaciones posibles entre cada par de especies, 23 mostraron diferencias significativas en la composición de helechos (Anexo S2). Por ejemplo, se encontraron diferencias significativas entre las dos

especies forófitas más abundantes: *E. cordifolia*, que presentó una composición más diversa de helechos, y *L. philippiana*, con una composición de helechos más simple (pseudo-t = 3,5; $p < 0,05$; Fig. 3). En contraste, 33 comparaciones no mostraron diferencias significativas, y el resto no pudo ser evaluado debido a los limitados grados de libertad (Fig. 3).

Es importante destacar que la similitud florística de los helechos varió considerablemente, con valores que fluctuaron entre un 53% dentro de las orientaciones de *R. laetevirens* y un 100% tanto al comparar entre las orientaciones dentro de *M. planipes*, *A. meli*, *C. paniculata*, y *A. punctatum*, como entre estas especies entre sí. Este grado máximo de similitud se debe a la ausencia de helechos película en estas especies (Fig. 3).

Los resultados también muestran que la composición de helechos entre las diferentes orientaciones de los individuos de *E. cordifolia* alcanzó un 56% de similitud. A su vez, no se observaron diferencias significativas al comparar esta especie con *A. luma*, *A. meli*, *Rhaphithamnus spinosus* (Juss.) Moldenke (Verbenaceae), *Luma apiculata* (Myrtaceae), *C. paniculata*, *A. punctatum*, y los troncos muertos en pie ($p > 0,05$; Fig. 3; Anexo S2).

Tabla 1. Resultados del análisis PERMANOVA (Permutational Multivariate Analysis of Variance) para la composición de especies de la comunidad de helechos película (*Hymenophyllum* spp.) y su relación con algunas variables del hábitat forestal. Fuente: fuentes de variación. df: grados de libertad asociados a cada fuente de variación. SS: Suma de cuadrados, que indica la variación total asociada a cada fuente de variación. MS: media cuadrática. P(perm): Valor p obtenido a través del proceso de 10000 permutaciones. Pseudo-F: estadístico análogo al valor F en ANOVA tradicional. Unique perms: Número de permutaciones únicas realizadas para la prueba. Los asteriscos (**) representan combinaciones de niveles de factores para los cuales no hay datos disponibles o las celdas están vacías.

Fuente de variación	df	SS	MS	Pseudo-F	P(perm)	Únique perms
Cobertura del dosel (%)	1	488	487,5	0,763	0,504	9942
DAP (cm)	1	13816	13816,0	21,617	<0,001	9946
Orientación (N-S-E-O)	3	1441	480,5	0,752	0,624	9932
Forófito	12	31617	2634,8	4,123	<0,001	9902
Trepadoras	1	798	798,2	1,249	0,279	9951
Orientación×Forófito	36	16845	467,9	0,732	0,940	9855
Orientación×Trepadoras	3	1210	403,2	0,631	0,734	9939
Forófito×Trepadora **	9	7565	840,5	1,315	0,161	9903
Orientación×forófito×trepadoras**	23	15738	684,3	1,071	0,356	9868
Residuos	390	249260	639,1			
Total	479	360190				

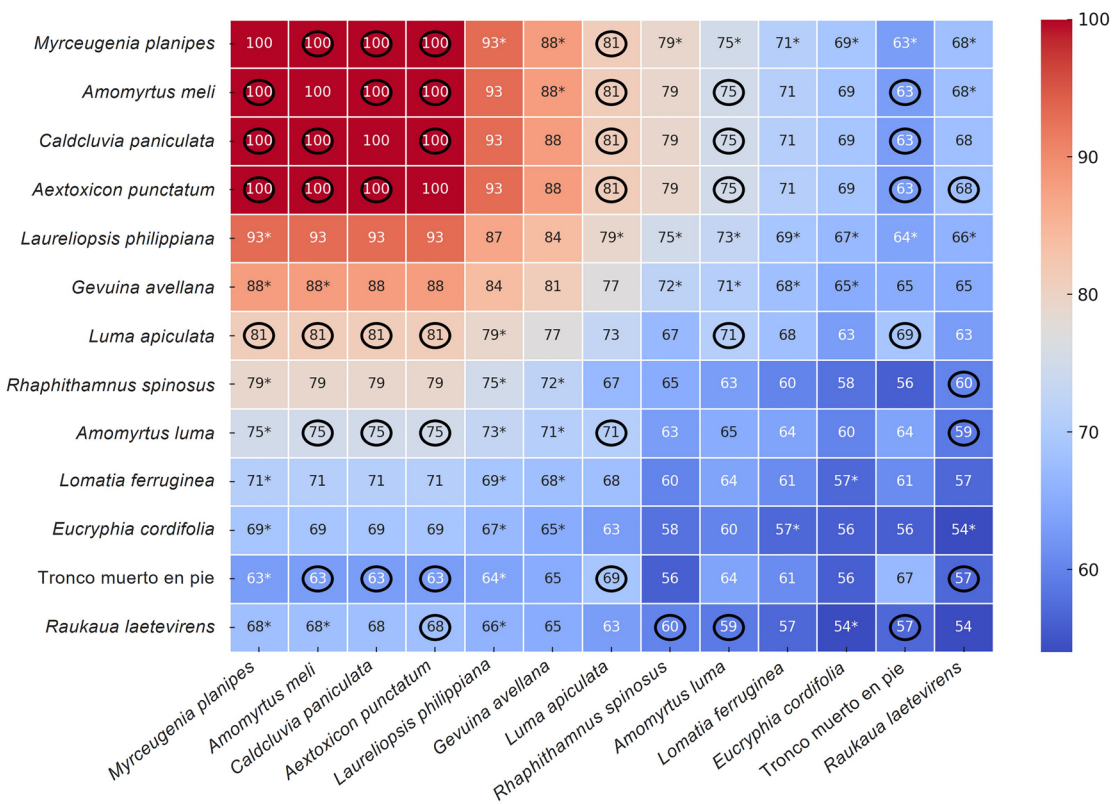


Fig. 3. Mapa de calor de similitud florística de helechos película entre especies forófitas y comparaciones múltiples con pseudo-T posteriores al PERMANOVA. Símbolos= asteriscos indican diferencias significativas ($p < 0,05$); óvalos representan combinaciones con tamaño de muestra insuficiente.

DISCUSIÓN

La implementación del análisis de PERMANOVA para explorar cómo cinco variables del hábitat (orientación del tronco (norte, sur, este, oeste), especie forófito, presencia de trepadoras, diámetro a la altura del pecho (DAP) y cobertura del dosel) impactan en la composición de helechos película, reveló que solo el DAP y la identidad de las especies forófitas ejercen una influencia significativa ($p < 0,05$). Esta técnica estadística multivariada, poco habitual en estudios de ecosistemas terrestres (pero véase Ortega-Solís *et al.*, 2017; De Medeiros *et al.*, 2021), ofrece algunas ventajas, entre ellas su capacidad para manejar datos no paramétricos y su flexibilidad en el análisis de interacciones complejas entre múltiples variables, lo que permite desentrañar los patrones ecológicos subyacentes (Anderson *et al.*, 2008).

Los hallazgos están claramente condicionados por el tamaño de la muestra, lo que sugiere que los resultados obtenidos para especies con mayor frecuencia en el muestreo, como *L. philippiana*, *E. cordifolia*, *G. avellana* y *M. planipes*, pueden ser indicativos para futuros estudios. En contraste, las demás especies estuvieron representadas por siete o menos individuos, lo que limita la capacidad de extraer conclusiones definitivas sobre sus asociaciones con los helechos película. Por ejemplo, en el caso de *R. spinosus* y *A. meli*, se muestrearon dos árboles por especie, lo que resultó en la evaluación de solo ocho orientaciones (micrositios) en total. Sin embargo, a pesar del reducido tamaño de la muestra, el análisis PERMANOVA permitió realizar 335 permutaciones para evaluar la relación entre estas dos especies (Anexo S2). Por tanto, la precisión en la determinación del tamaño de la muestra y la selección adecuada del protocolo de muestreo

son fundamentales para asegurar la validez de los resultados en investigaciones ecológicas.

El tamaño de la muestra está intrínsecamente ligado al poder estadístico del análisis y a la disminución de la probabilidad de cometer un error tipo II (Anderson & Walsh, 2013), mientras que el protocolo de muestreo incide directamente en la representatividad de los datos recopilados en el campo. En esta línea, a pesar de que el muestreo dirigido empleado en este estudio, fundamentado en un conocimiento previo del hábitat, ha probado ser eficaz para identificar especies raras (Kenkel *et al.*, 1989; Diekmann *et al.*, 2007), la representación limitada de ciertas especies forófitas (que emergió luego del muestreo) podría comprometer la generalización de los resultados, afectando así el poder estadístico de la prueba, al menos para la comparación múltiple por pares. Por tanto, la utilización de PERMANOVA exige una estimación previa del tamaño de la muestra para asegurar un poder suficiente. Este requerimiento pone el énfasis en la necesidad de una planificación experimental previa para lograr resultados relevantes y aplicables a contextos más amplios (Kelly *et al.*, 2015).

Los resultados apoyan la noción de que existe una selectividad por ciertas especies forófitas y que el diámetro de los árboles influye en la diversidad epífita, lo cual puede atribuirse a características específicas de las especies forófitas como la rugosidad de la corteza y el incremento del área disponible en los troncos de mayor diámetro (Woda *et al.*, 2006; Saldaña *et al.*, 2014). En el caso de *E. cordifolia*, la rugosidad de la corteza de los individuos adultos podría favorecer la colonización de los helechos debido a la acumulación de sustrato y humedad, mientras que la corteza visiblemente más lisa de *L. philippiana* podría operar de forma opuesta. Sin embargo, se requieren más estudios para evaluar esta hipótesis de manera analítica. Esto apoya la idea de que a pesar de las múltiples variables que operan en el hábitat, estos helechos tendrían respuestas más simples ante factores que no interactuantes (DAP y composición de forófitos).

A pesar de las expectativas teóricas que indican que la orientación del tronco de los árboles podría generar microhábitats diferenciados, debido a las variaciones en exposición solar, los patrones de viento y la retención de humedad, influyendo así en la composición de las comunidades de helechos película (Nicolai, 1986; Sever & Nager, 2019),

los resultados de este estudio no revelaron este patrón. Este hallazgo coincide con los resultados encontrados por Wang *et al.* (2016) en bosques tropicales. Esta ausencia de efecto podría ser consecuencia de la homogeneidad microclimática en los sitios (y micrositios) de muestreo (también argumentado por Wang *et al.*, 2016).

La uniformidad observada tanto en las características estructurales de los árboles (78% de árboles con DAP menores a 30 cm), como en la cobertura del dosel (con un promedio del $91\% \pm 8\%$), posiblemente restringió la capacidad del estudio para identificar diferencias significativas. Estos hallazgos marcan la importancia de incorporar una mayor variabilidad tanto en el diámetro a la altura del pecho (DAP) como en el número de árboles examinados en futuras investigaciones. Esto permitiría una exploración más profunda de las distintas condiciones microambientales. Por otro lado, la medición de la cobertura del dosel mediante un densiómetro solo proporciona una aproximación indirecta a la luz disponible, lo cual podría no reflejar con precisión la intensidad lumínica real en el sotobosque.

Los datos obtenidos no evidenciaron un efecto significativo de la presencia de plantas trepadoras sobre la composición de los helechos película. Una posible explicación radica en la necesidad de las epífitas por establecerse en micrositios húmedos que ofrecen condiciones propicias para su desarrollo, a diferencia de las trepadoras que prefieren áreas más expuestas a la luz solar (Muñoz *et al.*, 2003; Woda *et al.*, 2006). La variabilidad en los mecanismos de dispersión, donde las epífitas dependen de esporas sensibles a las condiciones ambientales en contraste con las semillas más resistentes de las trepadoras (Arroyo-Rodríguez & Toledo-Acevedo, 2009), sugiere una mayor influencia de los factores locales en el establecimiento de epífitas. Asimismo, las variaciones microclimáticas y estructurales del bosque tienen un efecto más marcado en las epífitas vasculares que en las trepadoras, posiblemente debido a la vulnerabilidad de las primeras a la desecación por su limitado acceso al agua (Zotz & Bader, 2009; Gianoli *et al.*, 2010; Reyes *et al.*, 2010; Saldaña *et al.*, 2014; Pincheira-Ulbrich *et al.*, 2016, 2018).

Estos resultados sugieren que las interacciones entre plantas trepadoras y helechos película podrían no ser tan influyentes como se había previsto, probablemente debido a que estas especies se

encuentran adaptadas a nichos ecológicos distintos. Además, es importante considerar que estos hallazgos pueden estar influenciados por la historia de perturbación y manejo forestal en el área de estudio, incluyendo la corta selectiva y el deterioro del bosque en el pasado (Pincheira-Ulbrich *et al.*, 2012), lo cual podría tener implicancias significativas en la composición actual de especies de epífitas y trepadoras (*e.g.* Pincheira-Ulbrich *et al.*, 2016, 2018). Dado que la fragmentación del hábitat y el manejo del bosque pueden afectar la diversidad de estas plantas, un mayor número de investigaciones orientadas a evaluar estos efectos constituiría una valiosa contribución para comprender cómo tales factores inciden en la estructura de los ensambles de estas especies (*i.e.* Pincheira-Ulbrich *et al.*, 2018).

En particular, el proceso de fragmentación genera parches de vegetación e incrementa las áreas de borde, que suelen experimentar condiciones más extremas, como mayores temperaturas y menor humedad, afectando así la composición y diversidad de especies (Aragón *et al.*, 2015). Por su parte, las prácticas silviculturales pueden alterar la estructura del bosque y modificar la disponibilidad de microhábitats (*e.g.* Bautista *et al.*, 2014). Asimismo, estos factores (fragmentación del hábitat y manejo del bosque) también pueden interactuar con el estado de desarrollo del bosque (Michel & Winter, 2009).

El proceso de madurez del bosque tiene un impacto significativo en la composición de especies. Los bosques maduros, en especial, suelen albergar especies propias de hábitats poco alterados o de núcleo y muestran una menor penetración de los efectos de borde en paisajes fragmentados (Wicklein *et al.*, 2012). Por lo tanto, un desafío clave es seleccionar sitios comparables para entender cómo factores como el tiempo (medido indirectamente mediante el DAP), la fragmentación del hábitat y el manejo forestal influyen en la diversidad de epífitas y trepadoras. Dado que estas especies son sensibles a los cambios ambientales, estos ensambles pueden utilizarse para inferir procesos del ecosistema como la sucesión ecológica (*e.g.* Woods, 2017), la dinámica de nutrientes (*e.g.* Waheed *et al.*, 2022) y la disponibilidad de microhábitats (*e.g.* Hoeber & Zotz, 2021). En consecuencia, estos estudios también proporcionarían información valiosa para la conservación de los bosques fragmentados.

CONCLUSIONES

Este estudio investigó cómo cinco variables del hábitat -la orientación del tronco, la especie forófito, la presencia de trepadoras, el diámetro a la altura del pecho (DAP) y la cobertura del dosel- afectan la composición de comunidades de helechos película en un fragmento de bosque nativo templado, utilizando PERMANOVA. Contrario a la hipótesis central del estudio, que proponía un impacto significativo de la orientación del tronco y su interacción con otros factores como el DAP, la cobertura del dosel y la presencia de trepadoras en la composición de los ensambles de helechos película, solo se observó influencia significativa del DAP y la especie forófito. La falta de efecto significativo de otras variables puede deberse a la limitada variabilidad de los factores medidos o a un tamaño de muestra insuficiente, especialmente crítico en la comparación por pares de especies forófitas. Esto sugiere que, aunque ciertas características físicas y bióticas del forófito son claves en la composición de las comunidades de helechos película (*i.e.* la rugosidad de la corteza en *E. cordifolia*), otros factores ambientales considerados inicialmente podrían no ser tan determinantes o su efecto podría estar enmascarado por la homogeneidad de las condiciones de muestreo, el grado de perturbación del bosque o por la limitación del tamaño de muestra. Estos hallazgos destacan la importancia de una cuidadosa planificación experimental para obtener resultados relevantes y extrapolables.

AGRADECIMIENTOS

Expreso mi sincero agradecimiento a Evelyn Habít y Konrad Górski por su invaluable orientación en el manejo del programa Primer y en la aplicación de las técnicas de PERMANOVA. Al Programa de Investigación Biológica y Ambiental (Programa IBAM) de la Universidad de Los Lagos, y a Eduardo Briones, por su apoyo en terreno. A la empresa forestal Anchile quienes nos dieron facilidades para realizar este estudio.

DATOS PRIMARIOS

Todos los datos para desarrollar esta investigación se encuentran anexados a este manuscrito.

BIBLIOGRAFÍA

- ANDERSON, M. J., R. GORLEY & K. CLARKE. 2008. PERMANOVA+ for PRIMER: guide to software and statistical methods. PRIMER-e, Auckland.
- ANDERSON, M. J. & D. C. WALSH. 2013. PERMANOVA, ANOSIM, and the Mantel test in the face of heterogeneous dispersions: What null hypothesis are you testing? *Ecol. Monogr.* 83: 557-574. <https://doi.org/10.1890/12-2010.1>
- ARAGÓN, G., L. ABUJA, R. BELINCHÓN & I. MARTÍNEZ. 2015. Edge type determines the intensity of forest edge effect on epiphytic communities. *Eur. J. Forest Res.* 134: 443-451. <https://doi.org/10.1007/s10342-015-0868-7>
- ARROYO-RODRÍGUEZ, V. & T. TOLEDO-ACEVEDO. 2009. Impact of landscape spatial pattern on liana communities in tropical rainforests at Los Tuxtlas, Mexico. *Appl. Veg. Sci.* 12: 340-349. <https://doi.org/10.1111/j.1654-109X.2009.01030.x>
- BAUTISTA, L., A. DAMON, S. OCHOA-GAONA & R. TAPIA. 2014. Impact of silvicultural methods on vascular epiphytes (ferns, bromeliads, and orchids) in a temperate forest in Oaxaca, Mexico. *Forest Ecol. Managem.* 329: 10-20. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2014.05.053>
- BERNASCHINI, M., G. VALLADARES & A. SALVO. 2020. Edge effects on insect-plant food webs: assessing the influence of geographical orientation and microclimatic conditions. *Ecol. Entomol.* 45: 806-820. <https://doi.org/10.1111/een.12854>
- BIERREGAARD, R. O., T. LOVEJOY, V. KAPO, A. A. DOS SANTOS & R. W. HUTCHINGS. 1992. The biological dynamics of tropical rainforest fragments: A prospective comparison of fragments and continuous forest. *BioScience* 42: 859-866. <https://doi.org/10.2307/1312085>
- DE MEDEIROS, P. M., G. M. C. DOS SANTOS, D. M. BARBOSA, L. C. A. GOMES ... & R. R. V. DA SILVA. 2021. Local knowledge as a tool for prospecting wild food plants: experiences in northeastern Brazil. *Scientific Reports* 11: 594. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-79835-5>
- DIECKMAN, M., A. KÜHNE & M. ISERMANN. 2007. Random vs non-random sampling: effects on patterns of species abundance, species richness and vegetation-environment relationships. *Folia Geobot.* 42: 179-190. <https://doi.org/10.1007/BF02893884>
- DIEM, J. & J. LICHTENSTEIN. 1959. Las Himenofiláceas del área argentino-chilena del sur. *Darwiniana* 11: 611-760.
- DUBUISSON, J.-Y., H. SCHNEIDER & S. HENNEQUIN. 2009. Epiphytism in ferns: diversity and history. *Comp. Rend. Biol.* 332: 120-128. <https://doi.org/10.1016/j.crvi.2008.08.018>
- FLORES-BAVESTRELLO, A., M. KRÓL, A. IVANOV, N. HÜNER, ... & L. BRAVO. 2016. Two Hymenophyllaceae species from contrasting natural environments exhibit a homoiochlorophyllous strategy in response to desiccation stress. *J. Pl. Physiol.* 191: 82-94. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2015.11.011>
- GARCÉS, M., C. STEPHAN, C. ALVEAR, C. RABERT & L. BRAVO. 2014. Desiccation tolerance of Hymenophyllaceae filmy ferns is mediated by constitutive and non-inducible cellular mechanisms. *Comp. Rend. Biol.* 337: 235-243. <https://doi.org/10.1016/j.crvi.2014.02.002>
- GIANOLI, E., A. SALDAÑA, M. JIMÉNEZ-CASTILLO & F. VALLADARES. 2010. Distribution and abundance of vines along the light gradient in a southern temperate rain forest. *J. Veg. Sci.* 21: 66-73. <https://doi.org/10.1111/j.1654-1103.2009.01125.x>
- HOBBS, R. J. & L. F. HUENNEKE. 1992. Disturbance, Diversity, and Invasion: Implications for Conservation. *Conservation Biol.* 6: 324-337.
- HOEBER, V. & G. ZOTZ. 2021. Not so stressful after all: Epiphytic individuals of accidental epiphytes experience more favourable abiotic conditions than terrestrial conspecifics. *Forest Ecol. Managem.* 479: 118529. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2020.118529>
- KELLY, B., R. GROSS, K. BITTINGER, S. SHERRILL-MIX ... & H. LI. 2015. Power and sample-size estimation for microbiome studies using pairwise distances and PERMANOVA. *Bioinformatics* 31: 2461-2468. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/btv183>
- KENKEL, N. C., P. JUHÁSZ-NAGY & J. PODANI. 1989. On sampling procedures in population and community ecology. *Vegetatio* 83: 195-207. <https://doi.org/10.1007/BF00031692>
- LARSEN, C., M. PONCE & A. SCATAGLINI. 2013. Revisión de las especies de *Hymenophyllum* (Hymenophyllaceae) del sur de Argentina y Chile. *Gayana, Bot.* 70: 274-329. <https://doi.org/10.4067/S0717-66432013000200009>
- LAURANCE, W., W. LAURANCE, J. CAMARGO, R. LUIZÃO ... & T. LOVEJOY. 2011. The

- fate of Amazonian forest fragments: A 32-year investigation. *Biol. Conservation*. 144: 56-67. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2010.09.021>
- LUEBERT, F. & P. PLISCOFF. 2006. *Sinopsis bioclimática y vegetacional de Chile*. Editorial Universitaria, Santiago.
- MARTICORENA, C. & R. RODRÍGUEZ. 1995. *Flora de Chile. Vol I Pteridophyta-Gymnospermae*. Universidad de Concepción, Concepción.
- MEHLTRETER, K. 2010. Fern conservation. En: MEHLTRETER, K., L. R. WALKER & J. M. SHARPE (eds.), *Fern Ecology*, pp. 323-359. Cambridge University Press, Cambridge.
- MICHEL, A. & S. WINTER. 2009. Tree microhabitat structures as indicators of biodiversity in Douglas-fir forests of different stand ages and management histories in the Pacific Northwest, U.S.A. *Forest Ecol. Managem.* 257: 1453-1464. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2008.11.027>
- MUÑOZ, A., P. CHACON, F. PEREZ, E. BARNERT & J. ARMESTO. 2003. Diversity and host tree preferences of vascular epiphytes and vines in a temperate rainforest in southern Chile. *Austral. J. Bot.* 51: 381-391. <https://doi.org/10.1071/BT02070>
- NICOLAI, V. 1986. The bark of trees: thermal properties, microclimate and fauna. *Oecologia* 69: 148-160. <https://doi.org/10.1007/BF00399052>
- ORTEGA-SOLÍS, G., I. DÍAZ, D. MELLADO-MANSILLA, F. TELLO ... & C. TEJO. 2017. Ecosystem engineering by *Fascicularia bicolor* in the canopy of the South-American temperate rainforest. *Forest Ecol. Managem.* 400: 417-428. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2017.06.020>
- PARRA, M. J., I. DÍAZ, D. MELLADO-MANSILLA, F. TELLO ... & C. TEJO. 2009. Vertical distribution of Hymenophyllaceae species among host tree microhabitats in a temperate rainforest in southern Chile. *J. Veg. Sci.* 20: 588-595. <https://www.jstor.org/stable/40295772>
- PINCHEIRA-ULBRICH, J., C. HERNÁNDEZ & A. SALDAÑA. 2018. Consequences of swamp forest fragmentation on assemblages of vascular epiphytes and climbing plants: Evaluation of the metacommunity structure. *Ecology and Evolution* 8: 11785-11798. <https://doi.org/10.1002/ece3.4635>
- PINCHEIRA-ULBRICH, J., C. E. HERNÁNDEZ, A. SALDAÑA, F. PEÑA-CORTÉS & F. AGUILERA-BENAVENTE. 2016. Assessing the completeness of inventories of vascular epiphytes and climbing plants in Chilean swamp forest remnants. *New Zealand J. Bot.* 54: 458-474. <https://doi.org/10.1080/0028825X.2016.1218899>
- PINCHEIRA-ULBRICH, J., J. R. RAU & C. SMITH-RAMIREZ. 2012. Diversidad de plantas trepadoras y epífitas vasculares en un paisaje agroforestal del sur de Chile: una comparación entre fragmentos de bosque nativo. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 47: 411-426.
- PINCHEIRA-ULBRICH, J., J. R. RAU, y E. HAUENSTEIN. 2008. Diversidad de árboles y arbustos en fragmentos de bosque nativo en el sur de Chile. *Phyton (Buenos Aires)*. 77: 321-326.
- PTERIDOPHYTE PHYLOGENY GROUP I (PPG I). 2016. A community-derived classification for extant lycophytes and ferns. *J. Syst. Evol.* 54: 563-603. <https://doi.org/10.1111/jse.12229>
- REYES, F., S. ZANETTI, A. ESPINOSA & M. ALVEAR. 2010. Biochemical properties in vascular epiphytes substrate from a temperate forest of Chile. *Revista de la Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal* 10: 126-138. <https://doi.org/10.4067/S0718-27912010000200004>
- RODRÍGUEZ, R., D. ALARCÓN & J. ESPEJO. 2009. Helechos nativos del centro y sur de Chile: Guía de campo. Editorial Corporación Chilena de la Madera, Concepción.
- SALDAÑA, A., M. PARRA, A. FLORES-BAVESTRELLO, L. CORCUERA & L. BRAVO. 2014. Effects of forest successional status on microenvironmental conditions, diversity, and distribution of filmy fern species in a temperate rainforest. *Pl. Spec. Biol.* 29: 253-262. <https://doi.org/10.1111/1442-1984.12020>
- SEVER, K. & T. NAGEL. 2019. Patterns of tree microhabitats across a gradient of managed to old-growth conditions. *Acta Silvae et Ligni* 118: 29-40. <https://doi.org/10.20315/asetl.118.3>
- SHMIDA, A. & S. ELLNER. 1986. Coexistence of plant species with similar niches. *Vegetatio* 58: 29-55. <https://doi.org/10.1007/BF00044894>
- STEIN, A., K. GERSTNER & H. KREFT. 2014. Environmental heterogeneity as a universal driver of species richness across taxa, biomes and spatial scales. *Ecol. Letters*. 17: 866-880. <https://doi.org/10.1111/ele.12277>
- TAYLOR, A., A. SALDAÑA, G. ZOTZ, C. KIRBY ... & K. BURNS. 2016. Composition patterns and network structure of epiphyte-host interactions in Chilean and New Zealand temperate forests. *New Zealand J. Bot.* 54: 204-222. <https://doi.org/10.1080/0028825X.2016.1147471>
- VAN DER HEIJDEN, G. & O. PHILLIPS. 2008. What controls liana success in Neotropical forests. *Global Ecol. Biogeogr.* 17: 372-383. <https://doi.org/10.1111/j.1466-8238.2007.00376.x>

- WAGNER, K., G. MENDIETA-LEIVA & G. ZOTZ. 2015. Host specificity in vascular epiphytes: a review of methodology, empirical evidence and potential mechanisms. *AoB Plants* 7: plu092. <https://doi.org/10.1093/aobpla/plu092>
- WAHEED, M., S. HAQ, K. FATIMA, F. ARSHAD ... & K. YESSOUFOU. 2022. Ecological distribution patterns and indicator species analysis of climber plants in Changa Manga Forest Plantation. *Diversity*. <https://doi.org/10.3390/d14110988>
- WANG, X., W. LONG, B. SCHAMP, X. YANG ... & M. XIONG. 2016. Vascular epiphyte diversity differs with host crown zone and diameter, but not orientation in a tropical cloud forest. *PLoS ONE* 11: e0158548. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0158548>
- WICKLEIN, H., D. CHRISTOPHER, M. CARTER & B. SMITH. 2012. Edge effects on sapling characteristics and microclimate in a small temperate deciduous forest fragment. *Nat. Areas J.* 32: 110-116. <https://doi.org/10.3375/043.032.0113>
- WODA, C., A. HUBER & A. DOHRENBUSCH. 2006. Vegetación epífita y captación de neblina en bosques siempreverdes en la Cordillera Pelada, sur de Chile. *Bosque (Valdivia)*. 27: 231-240. <https://doi.org/10.4067/S0717-92002006000300002>
- WOODS, C. 2017. Primary ecological succession in vascular epiphytes: The species accumulation model. *Biotropica* 49: 452-460. <https://doi.org/10.1111/btp.12443>
- ZOTZ, G. & M. BADER. 2009. Epiphytic plants in a changing world: global change effects on vascular and non-vascular epiphytes. *Progr. Bot.* 70: 147-170. https://doi.org/10.1007/978-3-540-68421-3_7



PLANTACIÓN CON *OCHETOPHILA TRINERVIS* (RHAMNACEAE) EN RIBERAS DEL NOROESTE PATAGÓNICO INVASIDAS POR *SALIX FRAGILIS* (SALICACEAE)

PLANTATION WITH *OCHETOPHILA TRINERVIS* (RHAMNACEAE) IN NORTHWESTERN PATAGONIAN STREAMBANKS INVADED BY *SALIX FRAGILIS* (SALICACEAE)

Laura C. Santoni^{1,2*} , Eugenia E. Chaia¹ & Miriam E. Gobbi¹

1. Departamento de Biología General, Centro Regional Universitario Bariloche, Universidad Nacional del Comahue-INIBIOMA, San Carlos de Bariloche, Argentina
2. Centro Regional de Geomática, Facultad de Ciencia y Tecnología, Universidad Autónoma de Entre Ríos, (CeReGeo-FCyT-UADER/ CONICET), Oro Verde, Argentina

*lauracsantoni@gmail.com

Citar este artículo

SANTONI, L. C., E. E. CHAIA & M. E. GOBBI. 2024. Plantación con *Ochetophila trinervis* (Rhamnaceae) en riberas del noroeste patagónico invadidas por *Salix fragilis* (Salicaceae). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 567-583.

DOI: <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v59.n4.45128>

Recibido: 12 May 2024
Aceptado: 23 Ago 2024
Publicado en línea: 10 Dic 2024
Publicado impreso: 31 Dic 2024
Editora: D. Alejandra Lambare

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

SUMMARY

Background and aims: *Salix fragilis* is a non-native invasive tree that causes alterations in Patagonian streambanks. The revegetation with native species may favor the recovery of biodiversity, it is therefore necessary to find a species capable of coexisting with this disturbance. The native shrub *Ochetophila trinervis* might be an option, because saplings can be produced in nurseries, plants have a high resprout capacity and roots are associated with symbiotic nitrogen-fixing actinobacteria; qualities that make the species resilient in altered environments. The aim of this work was to analyze the plantation success with *O. trinervis* plants in streambanks invaded by *S. fragilis*.

M&M: The establishment of *O. trinervis* saplings was studied for two years in the field, in three patches under different riparian vegetation conditions: native shrubs, *S. fragilis* with intervention (with thinning and pruning), and *S. fragilis* without intervention.

Results: The survival of *O. trinervis* was close to 90% one month after planting, then it decreased to 40% in the second summer in both conditions with *S. fragilis* and to 10% in that of native shrubs. The diameter of the neck (DAC) relative to pre-planting was four times greater in the intervened *S. fragilis* patch than in the native shrubland, in the first summer. The dry weight of leaves and roots was also greater in these patches. The diameter of the neck and the height of the plants were related to field survival, and both the ecophysiological indicators and aspects of nodulation presented different relationships.

Conclusions: The invaded streambanks with *S. fragilis* were favorable for the establishment of *O. trinervis*, so revegetation of invaded patches might be possible to manage this problem.

KEY WORDS

Actinorrhizal plant, management of non-natives, plant conservation, plant quality, restoration.

RESUMEN

Introducción y objetivos: *Salix fragilis* es un árbol no nativo invasor que altera riberas patagónicas. La revegetación con nativas podría favorecer la recuperación de biodiversidad, pero requiere una especie capaz de convivir con la invasora. El arbusto nativo *Ochetophila trinervis* puede producirse en viveros, posee buena capacidad de rebrote y crece en simbiosis con actinobacterias fijadoras de nitrógeno, lo que lo hace tolerante a entornos modificados. El objetivo de este trabajo fue analizar el éxito de una plantación de *O. trinervis* en riberas invadidas por *S. fragilis*.

M&M: Se estudió el establecimiento de plantas de *O. trinervis* durante dos años a campo, en tres tipos de parche ribereños: arbustos nativos, *S. fragilis* con intervención (poda y raleo), y *S. fragilis* sin intervención.

Resultados: La supervivencia general de *O. trinervis* fue del 90% al mes de plantación, decreciendo al 40% en ambos parches de *S. fragilis* y 10% en el de arbustos nativos, al segundo verano. El diámetro a la altura del cuello (DAC) relativo a la pre-plantación fue cuatro veces mayor en el parche de *S. fragilis* intervenido que en el arbustal nativo, al primer verano. El peso seco de hojas y raíces también fue mayor en estos parches. El DAC y la altura de los plantines se relacionaron positivamente con la supervivencia, pero los indicadores ecofisiológicos y de nodulación, presentaron diferentes relaciones.

Conclusiones: Las riberas invadidas por *S. fragilis* resultaron favorables para el establecimiento de *O. trinervis*, por lo que sería factible su plantación a fines de revegetar parches invadidos.

PALABRAS CLAVE

Calidad de planta, conservación vegetal, manejo de no nativas, planta actinorrízica, restauración.

INTRODUCCIÓN

Las invasiones biológicas representan una de las amenazas más extendidas y de mayor impacto sobre la biodiversidad, conservación y capacidad de los ecosistemas de desarrollar funciones y brindar servicios, produciendo importantes costos ambientales y socioeconómicos. Los registros sobre especies no nativas invasoras han aumentado un 40% desde 1980 (IPBES, 2019), y se considera que han colaborado con el 60% de las extinciones mundiales registradas y causado en forma exclusiva el 16%. Además, se estima un costo económico global que supera los 423 millones de dólares anuales en 2019, solo considerando datos publicados y confiables (IPBES, 2023). En Sudamérica, existen numerosos estudios sobre invasiones biológicas. Aunque no se sabe el número exacto de especies de plantas no nativas invasoras, en Argentina se listan 412 (Res. 109/2021 del MAgDS). Se la considera una problemática muy extendida que requiere estudios y acciones de prevención y gestión para minimizar sus efectos adversos (Zenni *et al.*, 2022).

Varios géneros pertenecientes a la familia Salicaceae están incluidos entre las principales plantas invasoras en diversos lugares del mundo, en particular en los ambientes ribereños de Sudamérica (Lewerentz *et al.*, 2019). En el noroeste de la Patagonia argentina, se registra una notable expansión de *Salix fragilis* L., “sauce” (Sanguinetti *et al.*, 2014), especie leñosa caducifolia de esta familia, de origen eurásico, introducida con fines forestales y ornamentales (Delucchi, 2021; Yansen & Bignazoli, 2022). Se la considera invasora y potencialmente problemática (Yansen & Bignazoli, 2022), figurando en el listado oficial de Argentina como de control obligatorio (Res. 109/2021 del MAgDS). Es capaz de ocupar espacios con o sin vegetación pre-existente, crecer más rápido que muchas especies nativas y poseer una mayor tolerancia ambiental a las condiciones de ribera (Lewerentz *et al.*, 2019), debido a características como tallos flexibles y capacidad de resistir largos periodos de anegamiento (Datri *et al.*, 2013, 2015). Además, posee reproducción vegetativa y se dispersa eficientemente: sus ramas se quiebran con facilidad, son transportadas por los cursos de agua y producen raíces al encallar (Budde *et al.*, 2011), generando un patrón de invasión dirigido aguas abajo (Thomas & Leyer, 2014).

En ambientes ribereños de la Patagonia se han registrado numerosos impactos asociados a la presencia de *S. fragilis*, como la alteración de los ciclos hídricos y de nutrientes, el desplazamiento y la dilución genética de la especie nativa *S. humboldtiana* Willd. (Bozzi *et al.*, 2015; Thomas *et al.*, 2015; Orellana *et al.*, 2022), la competencia con especies nativas (Datri *et al.*, 2015, 2017) y el cambio en la composición de las comunidades de invertebrados que habitan los arroyos (Serra *et al.*, 2013). Además, se observa una disminución de áreas para el desarrollo de actividades recreativas, como la navegación deportiva y la pesca, dada la dificultad y los riesgos que generan los sauzales para acceder y circular por las costas en forma segura.

La gran expansión de esta especie sobre los ecosistemas ribereños del NO de Patagonia requiere manejo, atendiendo a su conservación, uso recreativo y turístico. Dada la notoria reproducción vegetativa de *S. fragilis*, la restauración pasiva no es una opción recomendable (Holmes *et al.*, 2020). La revegetación con especies nativas, podría ser una opción de bajo costo y riesgo socioambiental (Datri *et al.*, 2013; Thomas *et al.*, 2014), ya que el incremento en cobertura y diversidad de las especies nativas podría contribuir con el control de la expansión de las invasoras al aumentar la competencia y generar condiciones propicias para el re-establecimiento de flora y fauna nativas (Natale *et al.*, 2014), promoviendo la recuperación de procesos propios del ecosistema.

La revegetación con especies nativas implica una toma de decisiones con respecto a los tiempos y modos de intervención (siembra o plantación), y puede realizarse simultáneamente con la remoción total o parcial de las especies no nativas invasoras (de Paz *et al.*, 2019). La selección de la o las especies nativas adecuadas es fundamental, ya que deben poder instalarse, sobrevivir, desarrollarse, reproducirse y establecer interacciones con otros componentes del ecosistema en un ambiente modificado (Vallejo *et al.*, 2007). *Ochetophila trinervis* (Gillies ex Hook. & Arn.) Poepp. ex Endl., “chacay” (Kellermann *et al.*, 2005), perteneciente a Rhamnaceae, es una especie nativa de Argentina y Chile frecuente en ambientes ribereños del NO de Patagonia, con atributos que facilitarían su establecimiento, y por lo tanto su uso en restauración ecológica (Chaia & Myrold, 2010;

Reyes *et al.*, 2011, 2018; Álvarez *et al.*, 2022).

Ochetophila trinervis crece en forma de arbusto o árbol de 2 a 3 m de altura (Tortosa, 1983a, b; Tortosa *et al.*, 1996), produce una elevada cantidad de semillas de fácil cosecha, con altas tasas de germinación y supervivencia de plántulas en vivero (Reyes *et al.*, 2011). Además, sus raíces se asocian con actinobacterias fijadoras de nitrógeno atmosférico del género *Frankia*, formando una simbiosis actinorrízica (Tortosa, 1983a), lo que colabora con la obtención de este nutriente (Chaia & Myrold, 2010).

A pesar de su buena capacidad germinativa y su presencia en el banco de semillas, existe un bajo reclutamiento de *O. trinervis* a campo. Esto se ha explicado por la reducción de la viabilidad y condiciones desfavorables para la germinación (Reyes *et al.*, 2011). En esta línea, también se comprobó que la herbivoría no es una limitante del reclutamiento, dada su capacidad de rebrote (Reyes *et al.*, 2018). Aunque su regeneración natural no se comprendan totalmente, *O. trinervis* reúne atributos deseables en proyectos de restauración. No se puede proponer una restauración por siembra debido a estos obstáculos, pero se puede producir en vivero y evaluar una plantación de *O. trinervis* en diferentes ambientes.

Es común encontrar *O. trinervis* en ambientes anegados de matorrales abiertos, donde conforma pequeños bosques en galería asociados a cursos de agua (León *et al.*, 1998). *Salix fragilis* es una especie que origina modificaciones importantes en estos ambientes, por lo que ha sido catalogada como “invasora transformadora” (Delucchi, 2021) y generadora de “neo-ecosistemas riparios” (Datri *et al.*, 2016). Esta invasora podría cambiar características a nivel micrositio, en particular la disponibilidad de luz y humedad del suelo, e influir en el desarrollo otras especies.

Según las características de los ambientes donde se desarrolla naturalmente, *O. trinervis* crece en condiciones de gran disponibilidad de luz y humedad de suelo. Por esto, se trabajará la hipótesis de que la presencia y manejo de *S. fragilis* influirán en la supervivencia y crecimiento de juveniles de *O. trinervis*, favoreciéndolos en ambientes con mayor disponibilidad de luz (matorrales abiertos de referencia) y/o humedad (bosques cerrados de *S. fragilis*), e induciendo respuestas fisiológicas de adaptación a estas variables, como mayor contenido

de clorofila en ambientes sombreados, y mayor área foliar en ambientes húmedos.

El objetivo de este trabajo fue estudiar el establecimiento de ejemplares de *O. trinervis* plantados en parches de riberas invadidas por *S. fragilis* con intervención (poda y raleo) o sin ella, en el Parque Nacional Nahuel Huapi para evaluar su potencial utilización en proyectos de restauración e identificar criterios para mejorar el éxito de una plantación.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

Este estudio se realizó en las riberas de los arroyos Chacabuco y Newbery, a 14 Km de la naciente del río Limay, en un área del Parque Nacional Nahuel Huapi (PNNH), localizado al sur de la provincia de Neuquén (Fig. 1). En esa zona del parque se permiten actividades extractivas reguladas como forestación y ganadería (Martin & Chehébar, 2001). Los sitios de plantación se localizaron en la Estancia Fortín Chacabuco, que desde el año 2016 pertenece a la organización no gubernamental The Nature Conservancy, y tiene como misión la promoción de prácticas productivas sustentables.

El clima de la zona es templado a templado-frío, con notable influencia de vientos del oeste, temperatura media anual entre 6 y 8 °C (Paruelo *et al.*, 1998) y precipitación media anual de 530 mm (AIC, 2017). Las condiciones climáticas durante el periodo de estudio no presentaron variaciones respecto las fuentes citadas (SMN, 2022).

El área de estudio pertenece a la Provincia Fitogeográfica Patagónica, Distrito Subandino, clasificada como estepa graminosa de *Festuca pallescens* (St.-Yves) Parodi (“coirón blanco”), con elementos de la Provincia Subantártica, de los bosques caducifolios de *Nothofagus* spp. y de la selva pluvial templada (Bosques Andino-Patagónicos) (Oyarzabal *et al.*, 2018). Es característica la presencia de una estepa arbustivo-graminosa, con predominio de especies nativas como *Azorella prolifera* (Cav.) G.M. Plunkett & A.N. Nicolas (anteriormente *Mulinum spinosum* (Cav.) Pers.; “neneo”) y *Festuca* spp. (“coirones”), y matorral abierto de arbustos como *Berberis microphylla* G. Forst. (“calafate”) y no nativas invasoras como

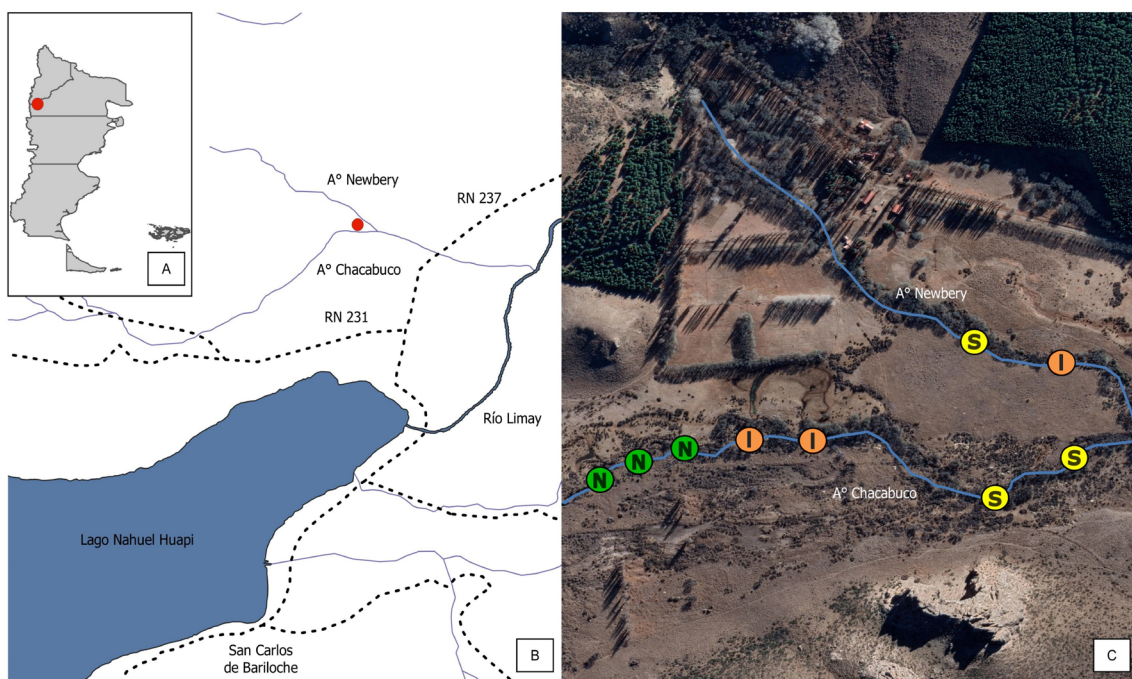


Fig. 1. Ubicación de los sitios donde se plantaron ejemplares de *Ochetophila trinervis* ("chacay"). **A:** Localización del Parque Nacional Nahuel Huapi en la Patagonia argentina. **B:** Localización de los arroyos Chacabuco y Newbery, con riberas invadidas por *Salix fragilis* ("sauce") y rutas de acceso. **C:** Imagen satelital de los arroyos Chacabuco y Newbery, con los nueve sitios de plantación. Abreviaturas= N: parche con vegetación arbustiva nativa; I: parche con *Salix fragilis* intervenido (poda y raleo); y S: parche con *Salix fragilis* sin intervenir. Fuente: elaboración propia a partir de capas vectoriales suministradas por el Instituto Geográfico Nacional y Google Satellite.

Rosa rubiginosa L. ("rosa mosqueta") (León *et al.*, 1998). En ambientes anegados, es común la formación de matorrales o bosques en galería con presencia de *O. trinervis*, que comúnmente son reemplazados por *Salix* spp. (Tortosa, 1983a; León *et al.*, 1998) como se observa en parches de las riberas de los arroyos Chacabuco y Newbery.

Diseño experimental y recolección de datos

La plantación con *O. trinervis* se realizó en tres tipos de parche de vegetación: 1) arbustos nativos (N), con presencia de *O. trinervis* y ausencia de *S. fragilis*, sin cobertura arbórea, considerado como el ambiente de referencia (altura máxima del matorral: 2 m); 2) *S. fragilis* con intervención forestal (I) realizada con podas y raleos, dejando un 50% de cobertura (altura máxima del dosel es de 3-4 m); y 3) *S. fragilis* de dosel cerrado o sin intervenir (S), con cobertura cercana al 100% (altura del dosel

de 4-5 m) (Fig. 2). En cada uno de estos tres tipos de parches, se seleccionaron aleatoriamente tres sitios para efectuar las plantaciones, separados entre sí por una distancia mayor a 200 m (Fig. 1, Tabla 1). En cada sitio se delimitó un área de ribera de 50 m de longitud por 10 a 20 m de ancho, respetando el ancho del bosque asociado a ese tramo del arroyo. Cada sitio se consideró una "isla" de nucleación, una técnica usual en la restauración de bosques (Hulvey *et al.*, 2017; Rojas-Botero *et al.*, 2020).

Se utilizaron 310 plantines de *O. trinervis* de dos años de edad, producidos en las prácticas de la Tecnicatura en Viveros de la Universidad Nacional de Río Negro (UNRN), a partir de semillas recolectadas de 20 individuos adultos de 2-3 m de altura, en riberas del río Ñireco (zona centro-este de la cuenca del Lago Nahuel Huapi) en marzo de 2012 y 2013. Las semillas fueron tratadas con choque térmico y luego con estratificación fría

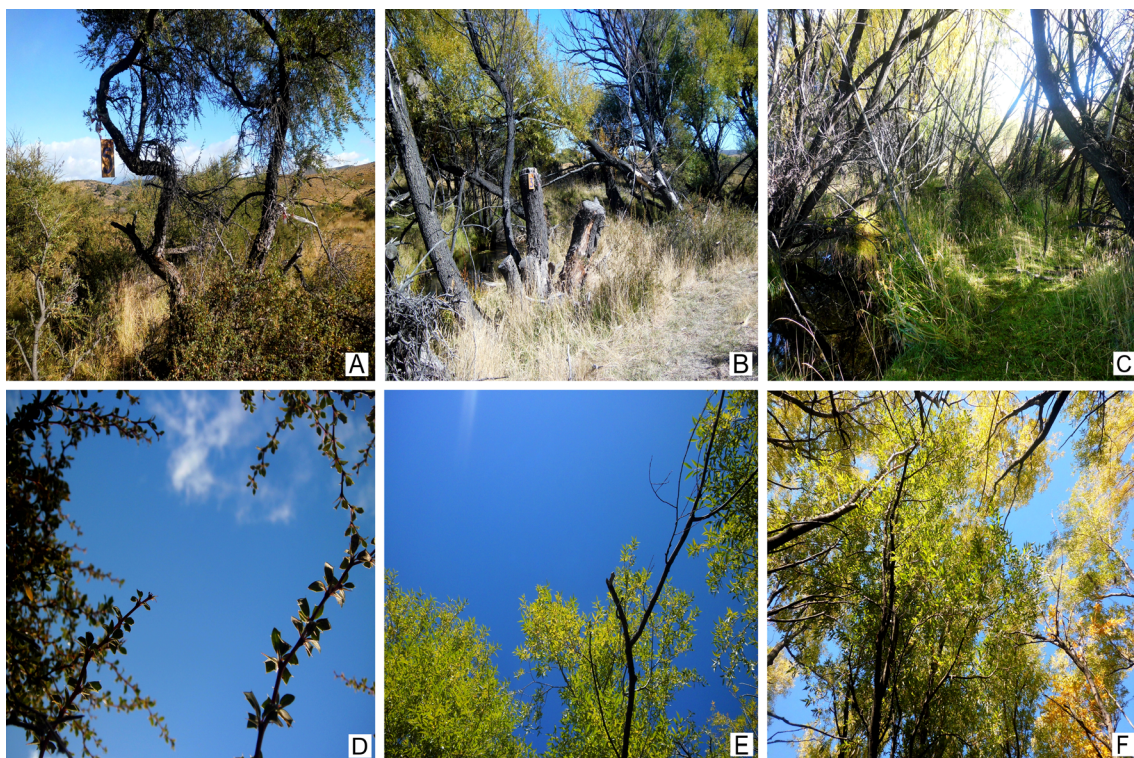


Fig. 2. Fotos ilustrativas del aspecto general (A, B, C) y dosel (D, E, F) de la vegetación ribereña en los tres tipos de parche donde se plantó *Ochetophila trinervis*. **A y D:** parche con vegetación arbustiva nativa. **B y E:** parche con *Salix fragilis* intervenido (poda y raleo), **C y F:** parche con *Salix fragilis* sin intervenir.

y húmeda durante quince días, logrando un poder germinativo cercano al 85% (Alzogaray, 2018). Las plantas cultivadas en vivero, fueron rotuladas y caracterizadas con el diámetro a la altura de cuello (DAC) y la altura, un mes antes de la plantación (pre-plantación).

A mediados de la primavera de 2015 (noviembre), se plantaron entre 32 y 37 plantas en cada uno de los tres sitios de cada tipo de parche (101 ejemplares en el tipo de parche N, 103 en el I y 106 en el S). Cada ejemplar fue plantado debajo de arbustos espinosos (parche N) o en cercanía de algún otro arbusto o ramas o troncos, que pudieran camuflar su presencia (parches I y S). La plantación se realizó con la participación de estudiantes y docentes de la Tecnicatura en Viveros de la UNRN.

La plantación fue monitoreada a lo largo de dos estaciones de crecimiento, en cuatro momentos diferentes, luego de: 1) un mes (post-plantación); 2) cinco meses, luego de la primera estación de

crecimiento (post-verano 1); 3) diez meses, luego del primer invierno (post-invierno); y 4) diecisiete meses, luego de la segunda estación de crecimiento (post-verano 2).

Se evaluaron características del desarrollo temprano a campo, condiciones relevantes para el uso de especies nativas leñosas en proyectos de restauración ecológica (Vilagrosa *et al.*, 2005; Rovere *et al.*, 2014). La supervivencia y el crecimiento se relacionan con atributos morfológicos (como el diámetro del cuello de la raíz, la altura de la parte aérea, la masa aérea y radical) y fisiológicos (como la concentración de clorofilas) que fueron medidos (Villar Salvador, 2003; Cortina *et al.*, 2006; Ureta Leones *et al.*, 2018; Martínez Calderón *et al.*, 2020).

Se registraron las siguientes variables: supervivencia, diámetro a la altura del cuello (DAC) y altura de las plantas vivas, índice de contenido de clorofila (ICC) y el área foliar específica (AFE)

Tabla 1. Tipos de parche con vegetación ribereña, ubicación y caracterización de los sitios de plantación con *Ochetophila trinervis* en el Parque Nacional Nahuel Huapi. ¹Se omite mencionar a *Salix fragilis* en los parches invadidos.

Tipo de parche	Sitio	Localización	Especies o familias dominantes ¹
Arbustos nativos (sitios de referencia) (N)	1	41° 00' 33" S 71° 10' 8" O Arroyo Chacabuco	<i>Festuca</i> spp. ("coirón") <i>Senecio</i> spp. ("senecio") <i>Berberis microphylla</i> G. Forst. ("calafate") <i>Ochetophila trinervis</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Poepp. ex Endl. ("chacay") <i>Nothofagus antarctica</i> (G. Forst.) Oerst. ("ñire")
		41° 00' 33" S 71° 10' 11" O Arroyo Chacabuco	<i>Nothofagus antarctica</i> ("ñire") <i>Ochetophila trinervis</i> ("chacay") <i>Berberis microphylla</i> ("calafate") <i>Escallonia virgata</i> (Ruiz & Pav.) Pers. ("chapel")
		41° 00' 36" S 71° 10' 16" O Arroyo Chacabuco	<i>Festuca</i> spp. ("coirón") <i>Berberis microphylla</i> ("calafate") <i>Ochetophila trinervis</i> ("chacay") <i>Cortaderia</i> sp. ("cortadera") <i>Myoschilos oblongum</i> Ruiz & Pav. ("codocoipo")
	4	41° 00' 30" S 71° 10' 2" O Arroyo Chacabuco	<i>Nothofagus antarctica</i> ("ñire") <i>Rosa rubiginosa</i> L. ("rosa mosqueta") <i>Berberis microphylla</i> ("calafate")
		41° 00' 31" S 71° 10' 1" O Arroyo Chacabuco	<i>Escallonia virgata</i> ("chapel") <i>Cortaderia</i> sp. ("cortadera") <i>Ribes</i> sp. <i>Nothofagus antarctica</i> ("ñire") <i>Berberis microphylla</i> ("calafate")
	5	41° 00' 27" S 71° 09' 41" O Arroyo Newbery	Asteráceas <i>Berberis microphylla</i> ("calafate") <i>Dioscorea juncea</i> (Gillies & Hook. ex Hook.) Miers ("retamo")
		41° 00' 35" S 71° 09' 43" O Arroyo Chacabuco	<i>Cortaderia</i> sp. ("cortadera") <i>Rosa rubiginosa</i> ("rosa mosqueta") <i>Nothofagus antarctica</i> ("ñire") <i>Ribes</i> sp. ("parrilla") <i>Discaria chacaye</i> (G. Don) Tortosa ("chacay de la coridllera") <i>Berberis microphylla</i> ("calafate")
	7	41° 00' 34" S 71° 09' 40" O Arroyo Chacabuco	<i>Dioscorea juncea</i> ("retamo") <i>Nothofagus antarctica</i> ("ñire") <i>Cortaderia</i> sp. ("cortadera") <i>Festuca</i> sp. ("coirón") <i>Rosa rubiginosa</i> ("rosa mosqueta") <i>Schinus molle</i> L. ("molle") <i>Berberis microphylla</i> ("calafate") <i>Myoschilos oblongum</i> ("codocoipo")
		41° 00' 26" S 71° 09' 45" O Arroyo Newbery	Gramíneas Juncáceas Cyperáceas

(Tabla 2). El crecimiento de la primera temporada se evaluó en forma relativa a la pre-plantación (DAC relativo = diferencia entre DAC post-verano 1 y DAC pre-plantación/DAC pre-plantación, y de igual forma para la altura).

Estas variables se registraron en cada planta, realizando un seguimiento individual, a excepción del ICC y el AFE, que por ser un método destructivo, se estimó considerando los valores obtenidos para plantas elegidas aleatoriamente en cada sitio. El ICC se midió con un equipo "CLOROFILIO" (Cavadevices.com, Buenos Aires). En cada uno de los 9 sitios se eligieron al azar entre 4 y 5 plantas, de cada una de ellas se colectaron entre 5 y 7 hojas de los sectores intermedios de los tallos (para estandarizar edad similar de las hojas) (Pérez-Harguindeguy *et al.*, 2013), y se efectuaron las mediciones en un punto por hoja. El número de plantas y hojas dependió del tamaño y del estado de las plantas, para evitar daños significativos. El AFE (cm²/g) se estimó utilizando las mismas hojas que se extrajeron para el ICC. El área de cada hoja se calculó con el software libre ImageJ (versión 1.5) y el peso seco se obtuvo luego de deshidratar las hojas en una estufa a 65 °C por 48 hs.

Para evaluar la relación entre el crecimiento y la nodulación se colectaron aleatoriamente individuos completos con sus raíces en tres momentos: a) en el

vivero, antes de la etapa de repique en junio de 2014 (vivero, n = 16); b) un mes antes de la plantación (pre-plantación, n = 10); y c) en el campo, luego de la primera estación de crecimiento (post-verano 1, n = 18, 6 por cada tipo de parche de vegetación). En dichos individuos se registraron: número y peso seco de hojas, número y peso seco de nódulos, longitud y peso seco de raíces, longitud y peso seco de tallos (Tabla 2).

Análisis de datos

Para evaluar posibles diferencias en la supervivencia de *O. trinervis* entre los tipos de parche, se utilizó el test de Kruskal-Wallis, considerando la supervivencia de cada sitio en cada tipo parche como una repetición (tres repeticiones por cada uno de los tres tipos de parche), y considerando diferentes periodos (por ejemplo: efecto del parche sobre la supervivencia del primer verano respecto de la pre-plantación, del segundo verano respecto del invierno, etc.).

El efecto del tipo de parche sobre los indicadores de crecimiento (DAC, altura) y sobre los índices ecofisiológicos (ICC y AFE) se analizaron con ANOVAs de un factor, y con el test de Tukey cuando se hallaron diferencias significativas. En los casos en los que no se verificó la normalidad de los datos, se utilizó test de Kruskal-Wallis. Se

Tabla 2. Variables utilizadas en el monitoreo de la plantación de *Ochetophila trinervis* en ambientes ribereños del Parque nacional Nahuel Huapi.

Variable	Descripción	Monitoreo
Supervivencia	Porcentaje promedio de plantas vivas (con hojas y/o tallos verdes o yemas) para cada tipo de parche	Post-plantación
		Post-verano 1
		Post-invierno
Diámetro a la altura del cuello (DAC)	Diámetro del cuello de la planta	Post-verano 2
		Pre-plantación
		Post-verano 1
Altura	Longitud de la rama más larga desde el cuello de la planta	Post-verano 2
		Pre-plantación
		Post-verano 1
Índice de concentración de clorofila (ICC)	Cociente entre el porcentaje de transmitancia en 940 nm y en 660 nm	Post-verano 2
Área foliar específica (AFE)	Cociente entre el área y peso seco de la hoja	Post-verano 1
Peso seco, longitud de tallos y raíces, número de hojas y nódulos	Medición y conteo en laboratorio	Vivero
		Pre-plantación
		Post-verano 1

consideró como una repetición el valor obtenido para cada planta (indicadores de crecimiento) o el promedio de los valores obtenidos para cada planta (índices ecofisiológicos).

La influencia del tamaño de la planta (DAC y altura), en el momento de pre-plantación sobre la supervivencia luego del primer verano a campo, se evaluó con ANOVA de dos factores, considerando el tipo de parche en el que se desarrollaron las plantas (N, I, S) y el estado de las plantas (vivas o muertas). Esto también se exploró mediante regresión logística binaria.

La relación entre nodulación (número o peso seco de los nódulos) y crecimiento de las plantas (peso seco de la parte aérea y de la subterránea), se analizó mediante correlación no paramétrica con el coeficiente de Spearman. Se efectuaron correlaciones con el total de plantas en forma conjunta, y en forma separada por tipo de parche.

Los datos fueron analizados con el paquete estadístico R Commander, excepto los tests de Kruskal-Wallis sobre supervivencia y los coeficientes de Spearman que se realizaron con Infostat.

RESULTADOS

Supervivencia de *Ochetophila trinervis*

Se observó una tendencia a una mayor supervivencia en los dos tipos de parche con *S. fragilis* respecto al de arbustos nativos. Al mes de la plantación (post-plantación), la supervivencia de las plantas fue cercana al 90% en los tres tipos de parche. Durante el primer año la supervivencia en ambos parches con *S. fragilis*, fue entre un 10 y 15% mayor que en el parche con vegetación nativa. Luego de la segunda estación de crecimiento (post-verano 2), se observó una supervivencia de 39% y 44% en parches con *S. fragilis* (intervenido y sin intervenir, respectivamente) y del 9% en el de arbustos nativos. La supervivencia está explicada por el DAC y por la altura ($p = 0,0034$ y $p = 0,00046$, respectivamente) y no por el tipo de parche. Sin embargo, hay un periodo en que la supervivencia sí se vio afectada por el tipo de parche: la supervivencia al segundo verano respecto del invierno previo, fue mayor en los parches con *S. fragilis* sin intervenir respecto del de arbustos nativos ($H = 5,76$; $p = 0,0321$) (Fig. 3).

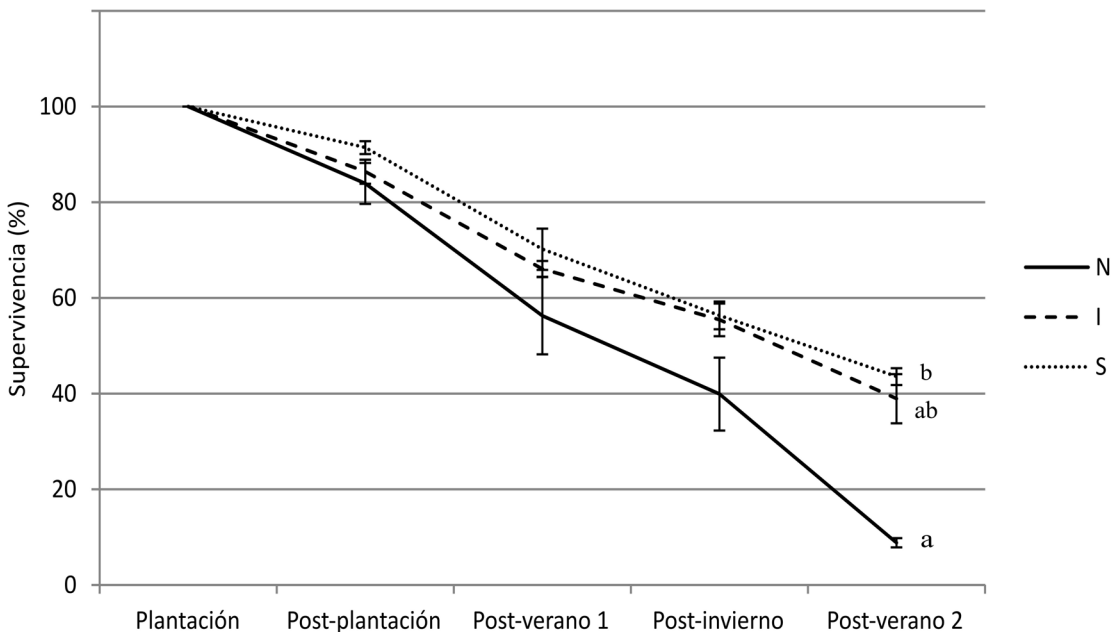


Fig. 3. Supervivencia en el tiempo de plantas de *Ochetophila trinervis* en riberas del Parque Nacional Nahuel Huapi, en tres tipos diferentes de parches. Las letras a y b indican diferencias significativas respecto del monitoreo anterior ($p < 0,05$). Abreviaturas= N: parche con vegetación arbustiva nativa; I: parche con *Salix fragilis* intervenido (poda y raleo); y S: parche con *Salix fragilis* sin intervenir.

Crecimiento de Ochetophila trinervis

El DAC medio de las plantas de *O. trinervis* llevadas al campo fue de 0,79 cm (DS = 0,24 cm) y la altura media de 28,78 cm (DS = 21 cm) (pre-plantación). Luego del primer verano, el crecimiento relativo medio del DAC fue cuatro veces mayor en riberas con *S. fragilis* intervenido respecto de las de sitios con arbustos nativos ($F = 4,437$; $p = 0,013$), mientras que la altura relativa media fue similar entre los distintos tipos de parche ($F = 2,054$; $p = 0,131$). Luego del segundo verano, no se registraron diferencias ($F = 0,741$; $p = 0,48$ para el DAC relativo medio y $F = 0,459$; $p = 0,633$ para la altura relativa media).

En promedio, el 63% del total de plantas vivas en el primer verano presentaron hojas recortadas, ramas en bisel y descalces, y además se registraron diferencias negativas entre la altura post-verano 1 respecto a la altura de vivero (pre-plantación) en los parches con *S. fragilis* intervenidos y sin intervenir (altura relativa media: -1,69 DS = 9,38 y -2,92 DS = 10,84 respectivamente), indicando herbivoría.

El tamaño inicial de las plantas tuvo un efecto positivo sobre la supervivencia al primer verano

(Fig. 4). Así, plantas con mayor DAC presentaron una mayor supervivencia al primer verano que aquellas con menor DAC, particularmente en el parche con vegetación nativa (Tipo de parche: $F = 5,2121$, $p = 0,006$; Viva/muerta: $F = 9,0624$, $p = 0,0028$; Interacción: $F = 4,4961$, $p = 0,012$); asimismo, las plantas con mayor altura tuvieron mayor supervivencia que las de menor altura, independientemente del tipo de parche considerado (Viva/muerta: $F = 11,8098$, $p = 0,0007$). Las medidas de vivero de las plantas vivas al post-verano 1 pueden verse en la Tabla 3.

El peso seco medio de hojas y de raíces fue mayor en las plantas de *O. trinervis* en sitios correspondientes al parche con *S. fragilis* intervenido ($H = 7,4035$, $p = 0,02468$ y $H = 7,4503$, $p = 0,02411$, respectivamente) (Tabla 3). Pero, por otra parte no se hallaron diferencias en: longitud de raíz y de tallo, número de hojas, peso seco de nódulos y de tallo.

El ICC fue mayor en los dos tipos de parches con *S. fragilis* ($F = 3,135$, $p = 0,0454$), y el AFE media resultó menor en las plantas de *O. trinervis* ubicadas en el parche con *S. fragilis* intervenido respecto a los otros parches ($F = 18,87$, $p = 0,00000155$) (Tabla 3).

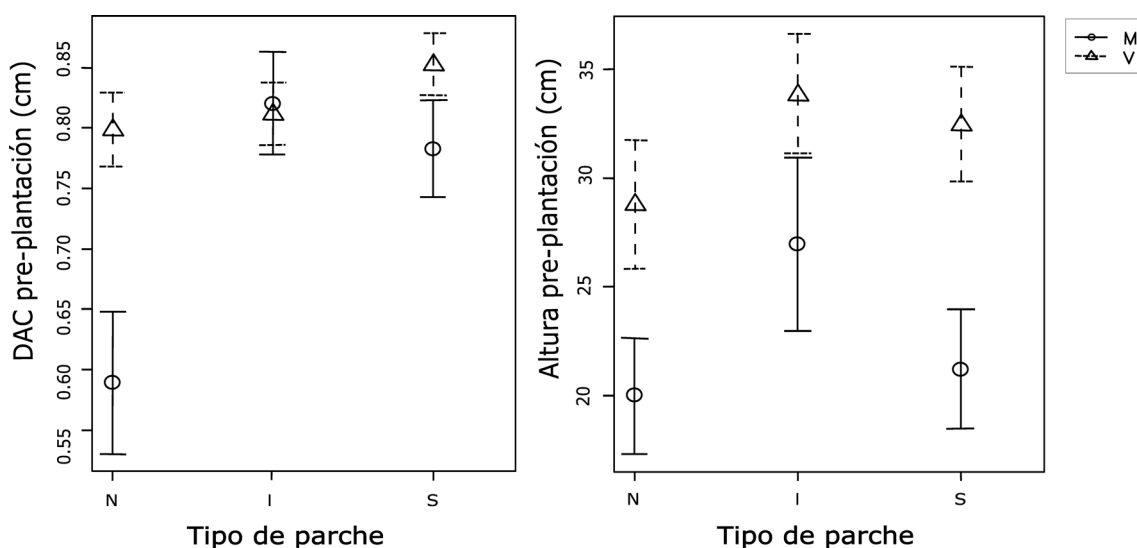


Fig. 4. Tamaño de vivero de las plantas de *Ochetophila trinervis* (pre-plantación) agrupadas según se encontraron muertas o vivas luego de la primera estación de crecimiento (post-verano 1) en los tres tipos de parche con vegetación ribereña. Abreviaturas= N: parche con vegetación arbustiva nativa; I: parche con *Salix fragilis* intervenido (poda y raleo); S: parche con *Salix fragilis* sin intervenir; V: vivas, M: muertas.

Tabla 3. Parámetros de crecimiento de las plantas de *Ochetophila trinervis* luego de la primera estación de crecimiento a campo (post-verano 1), en los tres tipos de parche. DAC (diámetro a la altura del cuello) y altura de las plantas vivas, producción de biomasa, ICC (índice de contenido de clorofila) y AFE (área foliar específica) de muestras. *diferencias significativas ($p < 0,05$).

	Arbustos nativos			<i>Salix fragilis</i> intervenido			<i>Salix fragilis</i> sin intervenir		
	Media	DS	n	Media	DS	n	Media	DS	n
DAC (cm) plantas vivas	0,8	0,22	54	0,81	0,21	64	0,85	0,21	68
Altura (cm) plantas vivas	28,75	21,62	54	33,81	22,13	64	32,44	21,93	68
Peso seco hojas (g)	0,25	0,32	6	1,12*	0,82	6	0,32	0,38	6
Peso seco raíz (g)	4,38	3,32	6	9,27*	5,34	6	2,79	1,18	6
ICC	4,95	5,06	14	5,27*	2,93	15	6,54*	4,29	15
AFE (cm ² /g)	115,56	24,35	14	71,45*	14,21	15	128,18	36,12	15

Nodulación de Ochetophila trinervis

Luego de la primera estación de crecimiento a campo (post-verano 1), el número de nódulos promedio por planta fue de 196, 263 y 108, mientras que el peso promedio fue de 0,39, 0,46 y 0,21 g para el parche con vegetación nativa, con *S. fragilis* intervenido y con *S. fragilis* sin intervenir, respectivamente. Las plantas presentaron correlaciones positivas entre algunas variables de crecimiento y el número y peso seco de nódulos presentes en el momento de la pre-plantación.

Se hallaron correlaciones positivas tanto para el número como para el peso seco de nódulos con el peso seco aéreo y subterráneo de las plantas, en los monitoreos de pre-plantación y plantación. Además, se registró una correlación positiva entre los pesos secos de nódulos y de parte subterránea de las plantas para el monitoreo post-verano 1 (Tabla 4, $p < 0,05$). El número de nódulos se correlacionó con la altura en el parche de arbustos nativos y con el DAC en el parche con *S. fragilis* intervenido (Tabla 5, $p < 0,05$).

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

La plantación con especies nativas es una de las prácticas más utilizadas en el país para recuperar áreas disturbadas, y su éxito puede ser evaluado, principalmente, a través de la supervivencia de las plantas al primer año (de Paz *et al.*, 2019). En este sentido, los resultados obtenidos muestran que las plantas de *O. trinervis* sobreviven y crecen más en parches invadidos por *S. fragilis* que en aquellos con vegetación arbustiva nativa, en particular en aquellos intervenidos con poda y raleo.

Diversos factores condicionan la supervivencia temprana de las plantas, entre ellos, el estrés post-plantación (Vallejo *et al.*, 2007), la calidad de las plantas producidas en vivero (Villar Salvador, 2003) y los ambientes de los micrositos de plantación. La supervivencia post-plantación de *O. trinervis* fue cercana al 90%, un valor elevado que puede indicar que la época, las plantas y las técnicas de plantación resultaron adecuadas. La

Tabla 4. Correlaciones entre peso y nodulación en plantas de *Ochetophila trinervis*, en tres momentos: pre-plantación (8 meses de edad, $n = 16$), plantación (2 años de edad, $n = 10$); y luego de la primera estación de crecimiento (post-verano 1) en condiciones de campo (2,5 años de edad, $n = 18$). Coeficientes de Spearman, *diferencias significativas con $p < 0,05$.

	Número de nódulos			Peso seco de nódulos		
	Pre-plantación	Plantación	Post-verano 1	Pre-plantación	Plantación	Post-verano 1
Peso seco aéreo de la planta	0,64*	0,79*	0,31	0,85*	0,67*	0,18
Peso seco subterráneo de la planta	0,53*	0,84*	0,46	0,74*	0,81*	0,57*

Tabla 5. Correlaciones entre peso y nodulación en plantas de *Ochetophila trinervis* en tres tipos de parche con vegetación ribereña, luego de la primera estación de crecimiento en condiciones de campo (post-verano 1). N: arbustos nativos (n = 14), I: *Salix fragilis* intervenido (n = 15), y S: *Salix fragilis* sin intervenir (n = 15). Coeficientes de Spearman, *diferencias significativas con $p < 0,05$.

	Número de nódulos			Peso seco de nódulos		
	N	I	S	N	I	S
Diámetro a la altura del cuello	0,43	0,94*	-0,49	0,26	0,43	0,09
Altura	1*	0,41	-0,26	0,14	-0,29	-0,54
Peso seco aéreo de la planta	0,6	0,77	-0,37	-0,03	0,09	-0,09
Peso seco subterráneo de la planta	0,2	0,77	0,09	0,43	0,26	0,54

supervivencia disminuyó a lo largo del tiempo, de forma más pronunciada luego de los veranos, y con mayor magnitud en el parche con vegetación nativa. Los valores de supervivencia al primer año rondaron el 60%, superando lo informado para otras experiencias en la zona (Rovere *et al.*, 2014) y en el país (de Paz *et al.*, 2019).

La calidad de planta, definida como la capacidad de sobrevivir y crecer en forma óptima en un ambiente determinado y cumplir los objetivos del plan de restauración (Villar Salvador, 2003), tiene relación con el tamaño de las plantas de vivero (Villar Salvador, 2003; Ramírez-Contreras & Rodríguez-Trejo, 2004). Los resultados obtenidos sugieren que para optimizar la supervivencia de *O. trinervis* al primer verano en estas condiciones ambientales, el DAC y la altura de las plantas de vivero deberían promediar valores superiores a los 0,8 cm y 32 cm, respectivamente.

Las condiciones ambientales en el micrositio son determinantes para la supervivencia de plantas jóvenes (Ramírez-Contreras & Rodríguez-Trejo, 2004; López *et al.*, 2021). Algunos de los factores más influyentes en ambientes similares son: las variables climáticas, la orientación, la cobertura, incidencia de luz, el efecto nodriza, la herbivoría (Caselli *et al.*, 2023), la calidad del suelo, y la competencia herbácea (Navarro *et al.*, 2006).

Salix fragilis origina modificaciones importantes que pueden afectar las condiciones en el micrositio. Puede contribuir a aumentar la humedad del suelo al disminuir la velocidad del agua como consecuencia de los endicamientos (Datri *et al.*, 2015), aumenta el aporte de hojarasca y de materia orgánica (Serra *et al.*, 2013) y disminuye la exposición directa a la

radiación y al viento gracias a la cobertura de su dosel (Datri *et al.*, 2013). Dado que la humedad es considerada un factor clave en el éxito de una plantación (de Paz *et al.*, 2019), la presencia de *S. fragilis* pudo haber favorecido el balance hídrico en los micrositios propiciando la supervivencia de *O. trinervis*.

Por otro lado, una plantación puede atraer herbívoros (de Paz *et al.*, 2019). En este estudio, la herbivoría fue un factor presente en todos los tipos de parche, aspecto que es deseable si se trata de herbívoros nativos, ya que la recuperación de fauna es uno de los objetivos de restauración de un ecosistema a largo plazo. Sin embargo, la herbivoría también es un factor que limita el crecimiento, la abundancia y la diversidad de plantas de los ecosistemas en las primeras etapas de un proceso de restauración, incluso más cuando se planta activamente; por lo que debe ser manejado en el tiempo (Xu *et al.*, 2023).

Ochetophila trinervis es reconocida como un recurso alimenticio de calidad para la fauna local (Gandullo *et al.*, 2016). Su simbiosis actinorríca genera un follaje de buena calidad (con alto contenido de nitrógeno) que es seleccionado por herbívoros de distintos tipos, tanto vertebrados como insectos (Reyes *et al.*, 2018; Chaia *et al.*, 2019). Además, su capacidad de rebrote le permite sobreponerse al estrés causado por la herbivoría (Reyes *et al.*, 2018). Se considera que un adecuado balance hídrico en las plantas, favorece mecanismos fisiológicos de respuesta (Cortina *et al.*, 2006), por lo que es posible que un mejor balance hídrico a nivel de micrositio en los sauzales explique la mayor supervivencia de *O. trinervis* frente a la herbivoría,

en comparación al parche con arbustos nativos.

Cuando la presión de herbivoría supera la capacidad de recuperación de las plantas, una de las técnicas de intervención más frecuentes es el uso de clausuras (de Paz *et al.*, 2019). La plantación se realizó sin clausuras (como fue sugerido por Reyes *et al.*, 2018) para evaluar la opción de menor costo, pero dada la presión de herbivoría sobre una gran proporción de las plantas vivas registradas luego del primer verano (en promedio un 63%, considerando los nueve sitios de plantación), la implementación de clausuras podría mejorar los niveles de supervivencia, ya que las plantas podrían destinar sus recursos al crecimiento y no a compensar los daños por defoliación.

Con respecto a los indicadores ecofisiológicos, las diferentes condiciones de luz y de humedad producen modificaciones en diferentes rasgos funcionales de las hojas, como la cantidad de estomas, nervaduras, y masa específica (Rodríguez-García *et al.*, 2020). Mayores valores de ICC son característicos de ambientes sombreados (Marquina & Uzcátegui-Varela, 2018), como se obtuvo para ambos parches de *S. fragilis*, en comparación al matorral abierto.

Los menores valores de AFE en *O. trinervis* bajo *S. fragilis* intervenido son comparables a los encontrados en otro estudio para la misma especie creciendo en matorrales abiertos cercanos a riberas (Chaia & Myrold, 2010), mientras que para zonas de dosel cerrado y de arbustos nativos en zonas semiáridas, los valores hallados fueron mayores. Las defoliaciones frecuentes e intensas pueden incrementar el AFE, ya que influyen sobre la tasa de asimilación de nutrientes (Varinia & Ferri, 2021). Sin embargo, las plantas de *O. trinervis* con signos de herbivoría, del parche con *S. fragilis* intervenido, presentaron una menor AFE y mayor supervivencia y crecimiento que en los otros parches. Sería interesante conocer si hojas de menor AFE son más resistentes a la herbivoría o son menos seleccionadas.

Un mayor contenido de clorofila y una mayor área foliar son características de especies de crecimiento rápido, con hojas poco densas y alta tasa de renovación de nutrientes (de la Riva *et al.*, 2014). La simbiosis de *O. trinervis* junto a la herbivoría y rebrote registrados, pueden haber afectado esta tasa y haber interferido con la observación de un patrón más claro. Sin embargo,

O. trinervis muestra una tendencia a una estrategia funcional adquisitiva, característica de especies de crecimiento rápido y alta tasa de renovación de recursos, competitiva en ambientes húmedos (de la Riva *et al.*, 2014).

Las correlaciones positivas entre la nodulación con *Frankia* y los parámetros de crecimiento de las plantas (Arancibia *et al.*, 2018), sugieren que la simbiosis favoreció el desarrollo vegetal durante su producción en vivero y durante la recuperación al estrés post-plantación. La ausencia de estas correlaciones luego de una estación de crecimiento a campo puede deberse a una alteración de la autorregulación de la nodulación en las plantas, debido a la defoliación por herbivoría, ya que la capacidad de fijación de nitrógeno se relaciona con la cantidad de fotosintatos que reciben las actinobacterias (Valverde & Wall, 2003; Huss-Danell, 2012). También se sabe que una excesiva humedad del suelo (anegamiento) puede restringir la nodulación de *O. trinervis* (Cardoso *et al.*, 2010), lo cual se observó ocasionalmente en el parche con *S. fragilis* sin intervenir. Sin embargo, se advierte cierta tendencia que relaciona el número de nódulos y la supervivencia de *O. trinervis*.

Por último, es importante incluir aspectos sociales en la evaluación del éxito de una restauración (de Paz *et al.*, 2019). Si bien esto no fue evaluado, se proponen algunas ideas a destacar en este marco. Primero, que las condiciones ambientales modificadas por la presencia de la especie no nativa resultaron propicias para el re-establecimiento de esta especie nativa, aportando al aumento de la biodiversidad y a la recuperación de la calidad natural del sitio, sin correr los riesgos socio-ambientales que implica erradicar las especies no nativas a corto plazo (controles químicos de gran potencial contaminante, o la extracción de árboles que altera bruscamente las características del suelo y el dosel, con alto riesgo de generar propágulos y favorecer la permanencia e invasión de nuevas áreas). Aquí se analizó el establecimiento de una especie nativa, pero es muy probable que se consigan mejores resultados competitivos con un conjunto de varias especies nativas (Schuster *et al.*, 2022). Segundo, el mayor crecimiento de *O. trinervis* bajo *S. fragilis* podados y raleados suma como ventaja la obtención de beneficios económicos de corto plazo, como la extracción de madera, que podría contribuir al sostenimiento de proyectos

de restauración (Gann & Lamb, 2006) o al menos resultar atractiva para los productores y propietarios locales. La profundización de aspectos económicos es recomendable, ya que ha sido identificada como una de las brechas más importantes en experiencias de restauración (Lázaro-González *et al.*, 2023). El raleo de parches, como parte de un plan de manejo de *S. fragilis*, es una práctica recomendada (Datri *et al.*, 2013), pero que debe implementarse con precaución, minimizando la dispersión de ramas de *S. fragilis* y maximizando las posibilidades de establecimiento de especies nativas, seleccionando sitios estratégicos para la conservación o el turismo.

Esta experiencia de campo permite identificar pautas a tener en cuenta para el éxito de plantaciones con *O. trinervis* con fines de restauración de riberas invadidas por *S. fragilis*. Aunque surgen aspectos ecológicos y ecofisiológicos a profundizar en estudios con variables controladas (condiciones de micrositio, AFE, nodulación, etc.), se presentan los primeros criterios de calidad de planta (derivados del tamaño de planta de vivero) y evolución de la plantación (supervivencia, crecimiento e índices ecofisiológicos) para *O. trinervis* en diferentes condiciones de campo con *S. fragilis*, información necesaria para la planificación del momento, técnicas y selección de plantas. Para mejorar la supervivencia de *O. trinervis* aquí obtenida, se recomienda utilizar plantas del tamaño adecuado (DAC y alturas superiores a 0,8 y 32 cm, respectivamente), implementar clausuras, y permitir un cuidadoso raleo y poda que disminuyan la cobertura de *S. fragilis* al 50% en parches estratégicos.

La mayor supervivencia de *O. trinervis* se registró en el parche de *S. fragilis* sin intervenir, mientras que el crecimiento fue mayor en *S. fragilis* intervenido con poda y raleo. La hipótesis inicial se acepta parcialmente: ambientes con mayor humedad pueden estar relacionados con la supervivencia, pero el crecimiento fue mayor en parches con un balance intermedio de luz y humedad. Por lo tanto, es mejor considerar ambientes intermedios, con un balance óptimo entre estos factores, más que su efecto individual. En cuanto a los indicadores ecofisiológicos, se concluye que *O. trinervis* posee una notable capacidad de adaptación al rango de condiciones estudiado, sugiriendo una estrategia funcional adquisitiva en ambientes que ofrecen luz y humedad en forma simultánea. Por último,

se destaca que influyeron más las condiciones de micrositio que las especies presentes, aún si se trata de una especie no nativa invasora.

Este estudio da cuenta de que *O. trinervis* puede sobrevivir y crecer tanto en su ambiente natural como en aquellos modificados por la presencia de la no nativa invasora *S. fragilis*, por lo que es factible incluir esta especie en la revegetación de áreas invadidas como parte de una estrategia de manejo y restauración de riberas en el noroeste de Patagonia.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

Todas las autoras desarrollaron la idea y el trabajo de campo, siendo el trabajo final de licenciatura de LCS. LCS redactó el manuscrito, y todas participaron de su maduración. LCS realizó además las mediciones en el vivero y laboratorio.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional del Comahue y el Parque Nacional Nahuel Huapi por financiar este trabajo. A S. Alzogaray y a los alumnos de la Tecnicatura en Viveros de la Universidad Nacional de Río Negro, por la donación de las plantas utilizadas y la colaboración en las tareas de campo. A los administradores de la Estancia Fortín Chacabuco y a The Nature Conservancy Bariloche Patagonia - Argentina, por permitir la realización de este trabajo en su propiedad. Finalmente, a los evaluadores y al editor por los comentarios que contribuyeron a madurar este manuscrito.

DATOS PRIMARIOS

Los datos primarios de investigación de este trabajo se encuentran en el siguiente enlace: <http://hdl.handle.net/11336/242795>

BIBLIOGRAFÍA

AIC. 2017. Autoridad Interjurisdiccional de las Cuencas de los ríos Limay, Neuquén y Negro [on line]. Disponible en: <http://www.aic.gov.ar/sitio/estaciones> [Acceso: 1 Abril 2017].

- ÁLVAREZ, L. M., C. V. RIVEROS & P. E. VILLAGRA. 2022. Pre-germination treatments on *Ochetophila trinervis*, a native Andean tree with potential use for restoration. *Rev. Fac. Cienc. Agrar.* 54: 77-83.
<https://doi.org/10.48162/rev.39.067>
- ALZOGARAY, S. 2018. Producción y plantación de plantas nativas para restaurar áreas degradadas. En: GOBBI, M. E. & A. AGUILAR (eds.), *La restauración ecológica como proyecto educativo, aportes teóricos y líneas de acción*, pp. 106-132. Universidad Nacional del Comahue, Neuquén.
- ARANCIBIA, N. B., M. SOLANS, M. C. MESTRE & E. E. CHAIA. 2018. Effect of *Pinus ponderosa* afforestation on soilborne *Frankia* and saprophytic Actinobacteria in Northwest Patagonia, Argentina. *Symbiosis* 76: 129-137.
- BOZZI, J. A., S. LIEPELT, S. OHNEISER, L. A. GALLO ... & C. MENGEL. 2015. Characterization of 23 polymorphic SSR markers in *Salix humboldtiana* (Salicaceae) using next-generation sequencing and cross-amplification from related species. *Appl. Plant. Sci.* 3: apps.1400120.
<https://doi.org/10.3732/apps.1400120>
- BUDDE, K. B., L. GALLO, P. MARCHELLI, E. MOSNER ... & I. LEYER. 2011. Wide spread invasion without sexual reproduction? A case study on European willows in Patagonia, Argentina. *Biol. Invasions* 13: 45-54.
<https://doi.org/10.1007/s10530-010-9785-9>
- CARDOSO, B. M., E. E. CHAIA & E. RAFFAELE. 2010. Are Northwestern Patagonian "mallín" wetland meadows reservoirs of *Ochetophila trinervis* infective *Frankia*? *Symbiosis* 52: 11-19.
- CASELLI, M., M. F. URRETAVIZCAYA, G. A. LOGUERCIO, L. CONTARDI ... & G. E. DEFOSSÉ. 2023. Weed control and use of tree shelters: improving restoration success of degraded north Patagonian forests. *New For.* 54: 179-200.
<https://doi.org/10.1007/s11056-022-09912-2>
- CHAIA, E. E. & D. D. MYROLD. 2010. Variation of ^{15}N natural abundance in leaves and nodules of actinorhizal shrubs in Northwest Patagonia. *Symbiosis* 50: 97-105.
<https://doi.org/10.1007/s13199-009-0040-z>
- CHAIA, E. E., K. HUSS-DANELL, L. G. WALL & D. D. MYROLD. 2019. Nitrogen fixation by riparian plants belonging to Coriariaceae, Rhamnaceae, and Gunneraceae in Northwest Patagonia. *Symbiosis* 77: 237-247.
<https://doi.org/10.1007/s13199-018-00590-3>
- CORTINA, J., J. L. PAÑUELAS, J. PUÉRTOLAS, R. SAVÉ & A. VILAGROSA. 2006. *Calidad de planta forestal para la restauración de ambientes mediterráneos, estado actual de conocimientos*. Sociedad Anónima de Fotocomposición, Madrid.
- DATRI, L. A., R. MADDIO, A. M. FAGGI & L. A. GALLO. 2013. Bosques ribereños y su relación con regímenes hidrológicos en el norte patagónico. *Rev. Asoc. Argent. Ecol. Paisajes* 4: 245-259.
- DATRI, L. A., A. M. FAGGI & L. A. GALLO. 2015. Modelo de invasión no lineal y funciones bioingenieras de *Sauce fragilis* en Patagonia (Argentina). *Eur. Sci. J.* 1: 265-274.
- DATRI, L. A., A. M. FAGGI, L. A. GALLO & F. CARMONA. 2016. Half century of changes in the riverine landscape of Limay River: the origin of a riparian neoecosystem in Patagonia (Argentina). *Biol. Invasions* 18: 1713-1722.
<https://doi.org/10.1007/s10530-016-1114-5>
- DATRI, L., A. FAGGI & L. GALLO. 2017. Crack willow changing riverine landscapes in Patagonia. *Ecohydrol.* 10:e1837.
<https://doi.org/10.1002/eco.1837>
- DE LA RIVA, E. G., I. M. PEREZ-RAMOS, C. M. NAVARRO-FERNÁNDEZ, M. OLMO ... & R. VILLAR. 2014. Rasgos funcionales en el género *Quercus*: estrategias adquisitivas frente a conservativas en el uso de recursos. *Ecosistemas* 23:82-89.
<https://doi.org/10.7818/ECOS.2014.23-2.11>
- DELUCCHI, G. 2021. Las especies invasoras en la Argentina. Su categorización. *Hist. Nat.* 11: 185-196.
- DE PAZ, M., M. GOBBI & E. RAFFAELE. 2019. Revisión de las experiencias de revegetación con fines de restauración en bosques de la Argentina. *Ecol. Austral* 29: 194-207.
<https://doi.org/10.25260/EA.19.29.2.0.689>
- GANDULLO, R., G. SIFFREDI & V. VELASCO. 2016. *Guía para el reconocimiento de especies del norte neuquino*. INTA, San Carlos de Bariloche.
- GANN, G. D. & D. LAMB. 2006. *La restauración ecológica; un medio para conservar la biodiversidad y mantener los medios de vida*. Society for Ecological Restoration International, Tucson, y IUCN, Gland.
- HOLMES, P. M., K. J. ESLER, B. W. VAN WILGUEN & D. M. RICHARDSON. 2020. Ecological restoration of ecosystems degraded by invasive alien plants in South African Fynbos: Is spontaneous succession a viable strategy? *Trans. Roy. Soc. South Africa.*
<https://doi.org/10.1080/0035919X.2020.1781291>

- HULVEY, K. B., E. A. LEGER, L. M. PORENSKY, L. M., ROCHE ... & E. S. GORNISH. 2017. Restoration islands: a tool for efficiently restoring dryland ecosystems? *Restor. Ecol.* 25: 124-134.
- HUSS-DANEL, K. 2012. The physiology of actinorhizal nodules. En: SCHWINTZER, C. R. & J. D. TJEPKEMA (eds.), *The biology of Frankia and actinorhizal plants*, pp. 129-150. Academic Press, Orono.
- IPBES. 2019. Summary for policymakers of the global assessment report on biodiversity and ecosystem services of the Intergovernmental Science-Policy Platform on Biodiversity and Ecosystem Services. En: DÍAZ, S., J. SETTELE, E. S. BRONDÍZIO E. S., H. T. NGO, ... & C. N. ZAYAS (eds.). IPBES secretariat, Bonn.
- IPBES. 2023. Summary for Policymakers of the Thematic Assessment Report on Invasive Alien Species and their Control of the Intergovernmental Science-Policy Platform on Biodiversity and Ecosystem Services. En: ROY, H. E., A. PAUCHARD, P. STOETT, T. RENARD TRUONG, ... & V. VANDVIK (eds.). IPBES secretariat, Bonn. <https://doi.org/10.5281/zenodo.7430692>
- KELLERMANN, J., D. MEDAN, L. AAGESEN & H. HILGER. 2005. Rehabilitation of the South American genus *Ochetophila* Poepp. ex Endl. (Rhamnaceae: Colletieae). *New Zealand J. Bot* 43: 865-869. <https://doi.org/10.1080/0028825X.2005.9512996>
- LÁZARO-GONZÁLEZ, A., E. ANDIVIA, A. HAMPE, S. HASEGAWA ... & A. B. LEVERKUS. 2023. Revegetation through seeding or planting: A worldwide systematic map. *J. Environ. Manage.* 337: 117713. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2023.117713>
- LEÓN, R. J., M. COLLANTES, J. M. PARUELO & A. SORIANO. 1998. Grandes unidades de vegetación de la Patagonia extra andina. *Ecol. Austral* 8: 125-144.
- LEWERENTZ, A., G. EGGER, J. E. HOUSEHOLDER, B. REID ... & V. GARÓFANO-GÓMEZ. 2019. Functional assessment of invasive *Salix fragilis* L. in north-western Patagonian flood plains: A comparative approach. *Acta Oecol.* 95: 36-44. <https://doi.org/10.1016/j.actao.2019.01.002>
- LÓPEZ, V. L., J. M. CELLINI & G. A. E. CUYCKENS. 2021. Influencia del micrositio y el ambiente en la instalación de *Polylepis tarapacana* en los Altos Andes. *Neotrop. Biodivers.* 7: 135-145. <https://doi.org/10.1080/23766808.2021.1902251>
- MARQUINA, S. R. & J. P. UZCÁTEGUI-VARELA. 2018. Change the chlorophyll content index of five plant species under different light regimes established in a Neotropical understory of Venezuela. *Rev. Biodivers. Neotrop.* 8: 262-268. <http://dx.doi.org/10.18636/bioneotropical.v8i4.761>
- MARTIN, C. E. & C. CHEHÉBAR. 2001. The national parks of Argentinian Patagonia-management policies for conservation, public use, rural settlements, and indigenous communities. *J. Roy. Soc. New Zealand* 31: 845-864. <https://doi.org/10.1080/03014223.2001.9517680>
- MARTÍNEZ CALDERÓN, V. M., J. SOSA-RAMÍREZ, J. A. TORRES-GONZÁLEZ, A. G. MENDIETA-VÁZQUEZ & M. H. SANDOVAL-ORTEGA. 2020. Propagación de *Forestiera phillyreoides*, una especie potencial para la restauración en el centro-norte de México. *Madera Bosques* 26. <https://doi.org/10.21829/myb.2020.2622052>
- NATALE, E., A. OGGERO, D. MARTINI & H. REINOSO. 2014. Restauración de bosque nativo en un área invadida por tamariscos *Tamarix ramossisima* en el sur de la provincia de Córdoba, Argentina. *Ecosistemas* 23: 130-136. <https://doi.org/10.7818/ECOS.2014.23-2.17>
- NAVARRO, R. M., P. VILLAR SALVADOR & A. DEL CAMPO. 2006. Morfología y establecimiento de los plantones. En: CORTINA, J., J.L. PEÑUELAS, J. PUÉRTOLAS, R. SAVÉ & A. VILAGROSA (eds.), *Calidad de planta forestal para la restauración en ambientes mediterráneos. Estado actual de conocimientos*, pp. 67-88. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid.
- ORELLANA, I. A., S. G. VINCON, A. WILLIAMS & L. ACUÑA. 2022. Situación de las poblaciones de *Salix humboldtiana* en el río Chubut, Argentina. *Bosque* 43: 253-266. <https://doi.org/10.4067/S0717-92002022000300253>
- OYARZABAL, M., J. CLAVIJO, L. OAKLEY, F. BIGANZOLI ... & R. J. LEÓN. 2018. Unidades de vegetación de la Argentina. *Ecol. Austral* 28: 40-63. <http://dx.doi.org/10.25260/EA.18.28.1.0.399>
- PARUELO, J. M., A. BELTRAN, E. JOBBAGY, O. E. SALA & R. A. GOLLUSCIO. 1998. The climate of Patagonia: general patterns and controls on biotic processes. *Ecol. Austral* 8: 85-101.
- PÉREZ-HARGUINDEGUY, N., S. DÍAZ, E. GARNIER, S. LAVORELC ... & J. H. C. CORNELISSEN. 2013. New handbook for standardised measurement of plant functional traits worldwide. *Aust. J. Bot.* 61: 167-234. <https://doi.org/10.1071/BT12225>

- RAMÍREZ-CONTRERAS, A. & D. A. RODRÍGUEZ-TREJO. 2004. Efecto de calidad de planta, exposición y micrositio en una plantación de *Quercus rugosa*. *RCHSCFA* 10: 5-11.
- REYES, M. F., E. G. GOBBI & E. E. CHAIA. 2011. Reproductive ecology of *Ochetophila trinervis* in Northwest Patagonia. *Funct. Plant Biol.* 38: 720-727. <https://doi.org/10.1071/FP11010>
- REYES, M. F., E. E. CHAIA & E. G. GOBBI. 2018. Effects of different herbivores on an actinorhizal species in Northwest Patagonia. *Plant Ecol.* 219: 1185-1195. <https://doi.org/10.1007/s11258-018-0871-x>
- RODRÍGUEZ-GARCÍA, D., M. C. DELGADO, Y. LÓPEZ SERRANO & R. BROOKS LAVERDEZA. 2020. Cambios en rasgos funcionales de las hojas de *Piper reticulatum* (Piperaceae) en luz y sombra en La Selva, Costa Rica. *UNED Res. J.* 12: e2799. <https://doi.org/10.22458/urj.v12i1.2799>
- ROJAS-BOTERO, S., J. SOLORZA-BEJARANO, J. KOLLMANN & L. H. TEXEIRA. 2020. Nucleation increases understory species and functional diversity in early tropical forest restoration. *Ecol. Eng.* 158: 106031. <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2020.106031>
- ROVERE, A. E., M. BLACKHALL, M. CAVALLERO, M. A. DAMASCOS, ... & N. TERCERO-BUCARDO. 2014. Conservación y restauración. En: RAFFAELE, E., M. DE TORRES CURTH, C. L. MORALES & T. KITZBERGER (eds.), *Ecología e historia natural de la Patagonia andina*. Fundación de historia natural Félix Azara, Ciudad autónoma de Buenos Aires.
- SANGUINETTI, J., L. BURIA, L. MALMIERCA, A. E. J. VALENZUELA ... & C. CHEHÉBAR. 2014. Manejo de especies exóticas invasoras en Patagonia, Argentina: Priorización, logros y desafíos de integración entre ciencia y gestión identificados desde la Administración de Parques Nacionales. *Ecol. Austral* 24: 183-192. <https://doi.org/10.25260/EA.14.24.2.0.21>
- SCHUSTER, M. J., P. D. WRAGG, A. M. ROTH, P. BOCKENSTEDT ... & P. B. REICH. 2022. Using plants to control buckthorn (*Rhamnus cathartica*): Improved biotic resistance of forests through revegetation. *Ecol. Eng.* 182: 106730. <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2022.106730>
- SERRA, M. N., R. ALBARIÑO & V. DÍAZ VILLANUEVA. 2013. Invasive *Salix fragilis* alters benthic invertebrate communities and litter decomposition in northern Patagonian streams. *Hydrobiologia* 701: 173-188. <https://doi.org/10.1007/s10750-012-1270-2>
- SMN. 2022. Servicio Meteorológico Nacional [on line]. Disponible en: <https://www.smn.gob.ar/> [Acceso: 1 Abril 2022].
- THOMAS, L. K. & I. LEYER. 2014. Age structure, growth performance and composition of native and invasive Salicaceae in Patagonia. *Plant. Ecol.* 215: 1047-1056. <https://doi.org/10.1007/s11258-014-0362-7>
- THOMAS, E., R. JALONEN, J. LOO, D. BOSHIER ... & M. BOZZANO. 2014. Genetic considerations in ecosystem restoration using native tree species. *For. Ecol. Manag.* 333: 66-75. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2014.07.015>
- THOMAS, L. K., E. MOSNER & I. LEYER. 2015. River dynamics and invasion: distribution patterns of native and invasive woody vegetation at the Río Negro, Argentina. *Riparian Ecol. Conserv.* 2: 45-57. <https://doi.org/10.1515/remc-2015-0001>
- TORTOSA, R. D. 1983a. El género *Discaria* (Rhamnaceae). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 22: 301-335.
- TORTOSA, R. D. 1983b. Una especie polimorfa de *Discaria*: *D. chacaye* (G. Don.) Comb. Nov. (Rhamnaceae) y sus híbridos presuntivos. *Parodiana* 2: 79-98.
- TORTOSA, R. D., L. AAGESSEN & G. M. TOURN. 1996. Morphological studies in the tribe Colletieae (Rhamnaceae): analysis of architecture and inflorescences. *Bot. J. Linn. Soc.* 122: 353-367. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8339.1996.tb02081.x>
- VALVERDE, C. & L. G. WALL. 2003. The regulation of nodulation, nitrogen fixation and ammonium assimilation under a carbohydrate shortage stress in the *Discaria trinervis*-*Frankia* symbiosis. *Plant Soil* 254: 155-165. https://doi.org/10.1007/978-94-017-1601-7_17
- VALLEJO, R., J. CORTINA, A. VILAGROSA, J. P. SEVA & J. A. ALLOZA. 2007. Problemas y perspectivas de la utilización de leñosas autóctonas en la restauración forestal. En: BENAYAS, J. M., T. E. PINILLA & J. M. IBARRA (eds.), *Restauración de ecosistemas mediterráneos*, pp. 11-39. Universidad de Alcalá de Henares, Madrid.
- VARINIA, J. & C. FERRI. 2021. Respuesta del área foliar específica de *Panicum coloratum* L. con diferentes manejo de la defoliación. *Semiárida* 31: 63-70. [http://dx.doi.org/10.19137/semiarida.2021\(02\).6370](http://dx.doi.org/10.19137/semiarida.2021(02).6370)

- VILAGROSA, A., J. CORTINA, E. RUBIO, R. TRUBAT ... & V. R. VALLEJO. 2005. El papel de la ecofisiología en la restauración forestal de ecosistemas mediterráneos. *Invest. Agrar. Sist. Recur. For.* 14: 446-461.
- VILLAR SALVADOR, P. 2003. Importancia de la calidad de planta en los proyectos de revegetación. En: BENAYAS, J. M., T. E. PINILLA & J. M. IBARRA (eds.), *Restauración de ecosistemas mediterráneos*, pp. 65-86. Universidad de Alcalá de Henares, Madrid.
- URETA LEONES, D. A., I. G. GARCÍA QUINTANA, Y. ARTEAGA CRESPO, A. MORALES MORENO ... & I. JALCA. 2018. Método de clasificación a partir del diagnóstico de calidad morfológica en vivero para la selección de especies forestales promisorias en programas de restauración. *Revista amazónica: Ciencia y tecnología* 7: 142-150. <https://doi.org/10.59410/RACYT-v07n03ep02-0099>
- XU, C., B. R. SILLIMAN, J. CHEN, X. LI ... & J. WU. 2023. Herbivory limits success of vegetation restoration globally. *Science* 382: 589-594. <https://doi.org/10.1126/science.add2814>
- YANSEN, M. V. & F. BIGNAZOLI. 2022. Las especies arbóreas exóticas en Argentina: caracterización e identificación de las especies actual y potencialmente problemáticas. 2022. *Darwiniana, n. s.* 10: 80-97. <https://doi.org/10.14522/darwiniana.2022.101.1001>
- ZENNI, R. D., A. C. LACERDA DE MATOS, I. HERRERA, M. DE SA DECHOUM ... & A. PAUCHARD. 2022. Plant invasions in South America. En: CLEMENTS, D. R., M. K. UPADHYAYA, S. JOSHI & A. SHRESTHA (eds), *Global Plant Invasions*, pp. 187-208. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-030-89684-3_9



CONTRIBUCIÓN AL CONOCIMIENTO DE LA VEGETACIÓN DE LA SIERRA DE VELASCO EN LA RIOJA, ARGENTINA

CONTRIBUTION TO THE UNDERSTANDING OF THE VEGETATION OF THE SIERRA DE VELASCO IN LA RIOJA, ARGENTINA

Juan L. García Massini^{1*}, Pablo H. Demaio², Gabriel Reinoso Franchino² & Sebastián L. Mirabelli¹

1. Centro Regional de Investigaciones Científicas y Transferencia Tecnológica (CRILAR), Provincia de La Rioja, UNLaR, SEGEMAR, UNCa, CONICET, Añillaco, Argentina
2. Área de Botánica, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Catamarca, San Fernando del Valle de Catamarca, Argentina

*massini112@yahoo.com.ar

Citar este artículo

GARCÍA MASSINI, J. L., P. H. DEMAIO, G. REINOSO FRANCHINO & S. L. MIRABELLI. 2024. Contribución al conocimiento de la vegetación de la Sierra de Velasco en La Rioja, Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 59: 585-614.

DOI: <https://doi.org/110.31055/1851.2372.v59.n4.44786>

Recibido: 17 Abr 2024
Aceptado: 21 Nov 2024
Publicado en línea: 31 Dic 2024
Publicado impreso: 31 Dic 2024
Editor: Diego G. Gutiérrez

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

SUMMARY

Background and aims: The vascular flora of Sierra de Velasco from La Rioja Province (northwestern Argentina), belonging to the extra-Andean range Sierras Pampeanas, has not been systematically studied. The goal of this work was to describe the plant diversity of the Sierra de Velasco along its altitudinal gradient (1500-4300 m).

M&M: Plant collections from 2021 to 2024 in the Costa Riojana zone of the Sierra de Velasco, were carried out. Specimens were processed and determined, and then deposited in the UNCAT herbarium and at the Centro Regional de Investigaciones y Transferencia Tecnológica de La Rioja.

Results: Two hundred and sixty-nine species grouped in 199 genera and 81 families were recorded. Asteraceae had the greatest richness of species, followed by Fabaceae, Cactaceae, Solanaceae, Poaceae, and Verbenaceae. Forty-two taxa were recorded for the first time for La Rioja Province. Species of the Monte, Chaco, Yungas, Comechingones, Puna, and High Andes phytogeographic regions are distributed in altitudinal ranges comparable with neighboring mountains. Species that inhabit the highlands of the Sierra de Velasco suggest a biogeographic connection to the Puna Húmeda.

Conclusions: This first systematic record of the vegetation of the Sierra de Velasco allows understanding its biogeographic relationships and provides key data for its conservation in face of climate change and environmental degradation.

KEY WORDS

Biogeography, extra-Andean ecosystems, Pampean Sierras, Sierra de Velasco, vascular flora.

RESUMEN

Introducción y objetivos: La flora vascular de la Sierra de Velasco, provincia de La Rioja (noroeste de Argentina), perteneciente a la cadena montañosa extra-andina Sierras Pampeanas, no ha sido estudiada sistemáticamente. El objetivo de este trabajo fue describir la diversidad vegetal de la Sierra de Velasco a lo largo de su gradiente altitudinal (1500-4300 m).

M&M: Se realizaron colecciones de 2021 a 2024 en la zona de la Costa Riojana, en la Sierra de Velasco. Los especímenes fueron procesados e identificados y luego depositados en el herbario UNCAT y en el Centro Regional de Investigaciones y Transferencia Tecnológica de La Rioja.

Resultados: Se registraron 269 especies agrupadas en 199 géneros y 81 familias. Asteraceae es la familia más diversa, seguida por Fabaceae, Cactaceae, Solanaceae, Poaceae y Verbenaceae. Cuarenta y dos especies se reportan por primera vez para La Rioja. Especies indicadoras de las fitorregiones del Monte, Chaco Serrano, Pastizales de Yungas, Comechingones, Puna y Alto Andina Cuyana se distribuyen en rangos altitudinales comparables en sierras vecinas. Las especies que habitan los Altos Andes de la Sierra de Velasco sugieren una conexión biogeográfica con la Puna Húmeda septentrional.

Conclusiones: Este primer registro sistemático de la vegetación de la Sierra de Velasco permite entender sus relaciones biogeográficas y provee datos clave para su conservación frente al cambio climático y la degradación ambiental.

PALABRAS CLAVE

Biogeografía, ecosistemas extra-andinos, flora vascular, Sierra de Velasco, Sierras Pampeanas.

INTRODUCCIÓN

La Sierra de Velasco es parte de las Sierras Pampeanas extra-andinas noroccidentales (Fig. 1). Está formada por rocas ordovícicas a carboníferas (450-280 Ma), posee una compleja historia geológica de exhumación y erosión y se habría elevado durante la deformación andina en el Neógeno tardío (Casa *et al.*, 2010; Stevens Goddard *et al.*, 2018). Se extiende de sur a norte desde cerca de la localidad de Patquía (~29° 55'S) hasta San Blas de Los Sauces (~28° 20' S) en el noreste de La Rioja, en una extensión de aproximadamente 150 km. Posee un ancho máximo de ~35 km entre los 67° 20' y 66° 58' O, y se subdivide en su parte septentrional en una rama adicional, la oriental o Sierra de La Punta-Sierra de Mazan (Casa *et al.*, 2010). Las mayores elevaciones de esta última rondan los 2700 m s.n.m., mientras que las alturas alcanzan ~4300 m s.n.m. en la rama occidental. Al pie oriental de esta última se disponen una serie de pueblos que conforman la denominada Costa Riojana.

Además de la comunicación de la presencia de taxones específicos en la región (Rausch, 1972) o de descripciones originales de especies endémicas (Sobral & Novoa, 2013; Sobral & Fracchia, 2010), no existen hasta el momento registros sistemáticos de la vegetación de la Sierra de Velasco, aunque si hay un par de menciones puntuales para las zonas de menor altitud correspondientes a valles intermontanos (Aranda-Rickert, 2013; Varela *et al.*, 2015). En consecuencia, no ha sido considerada históricamente en la delimitación de unidades biogeográficas o ecológicas locales o regionales y, como resultado, está mapeada como perteneciente a la provincia biogeográfica del Monte, en la Zona de Transición Sudamericana (Cabrera, 1957, 1971; Morello *et al.*, 2012; Cabido *et al.*, 2018; Arana *et al.*, 2021). Sin embargo, considerando el gradiente altitudinal de la sierra, cabe esperar que su vegetación se organice de forma similar a la de otras cadenas montañosas análogas en las regiones Noroeste y Central de Argentina, siguiendo un patrón de pisos altitudinales que deberían albergar comunidades vegetales propias de diferentes unidades fitogeográficas (Cabrera, 1971, 1976; Morello *et al.*, 2012; Arana *et al.*, 2021; Demaio *et al.*, 2022) (Fig. 2).

En este trabajo se presenta un inventario florístico de la Sierra de Velasco en función de muestreos

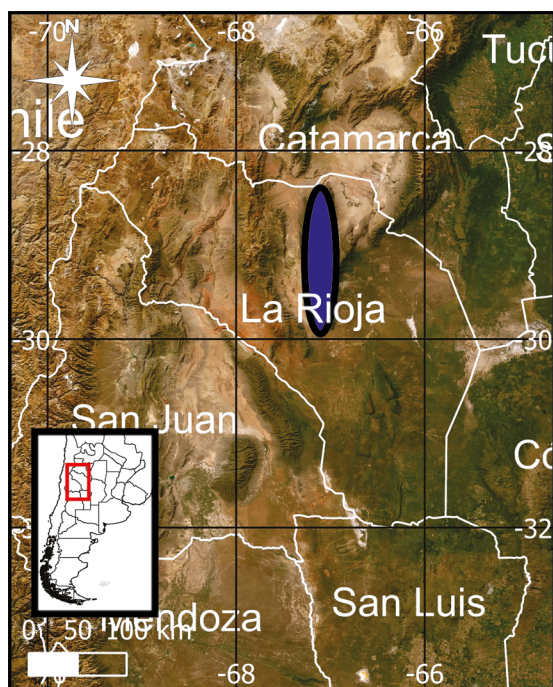


Fig. 1. Ubicación de la Sierra de Velasco, Sierra Pampeana extra-andina, provincia de La Rioja, noroeste de Argentina.

realizados en la zona de la Costa Riojana, se analiza la distribución de las especies en el gradiente altitudinal (~1500-4300 m s.n.m.), y se discuten sus similitudes florísticas en comparación con sierras análogas en la región (Cabrera, 1971; Martínez Carretero, 1995; Barboza *et al.*, 2018; Carilla *et al.*, 2018; Demaio *et al.*, 2022).

MATERIALES Y MÉTODOS

Se realizaron un total de 24 salidas de campo para la colecta de ejemplares, de distintas duraciones e intensidad de muestreo, entre 2021 y 2024. La zona de estudio es un área adyacente a las localidades de Aminga y Anillaco (Departamento de Castro Barros, La Rioja, Argentina), en la ladera oriental de la rama occidental de la Sierra de Velasco (Figs. 1 y 3). Las excursiones se llevaron a cabo entre los meses de septiembre y abril, periodo de actividad vegetativa y reproductiva de la mayor parte de la flora vascular local.

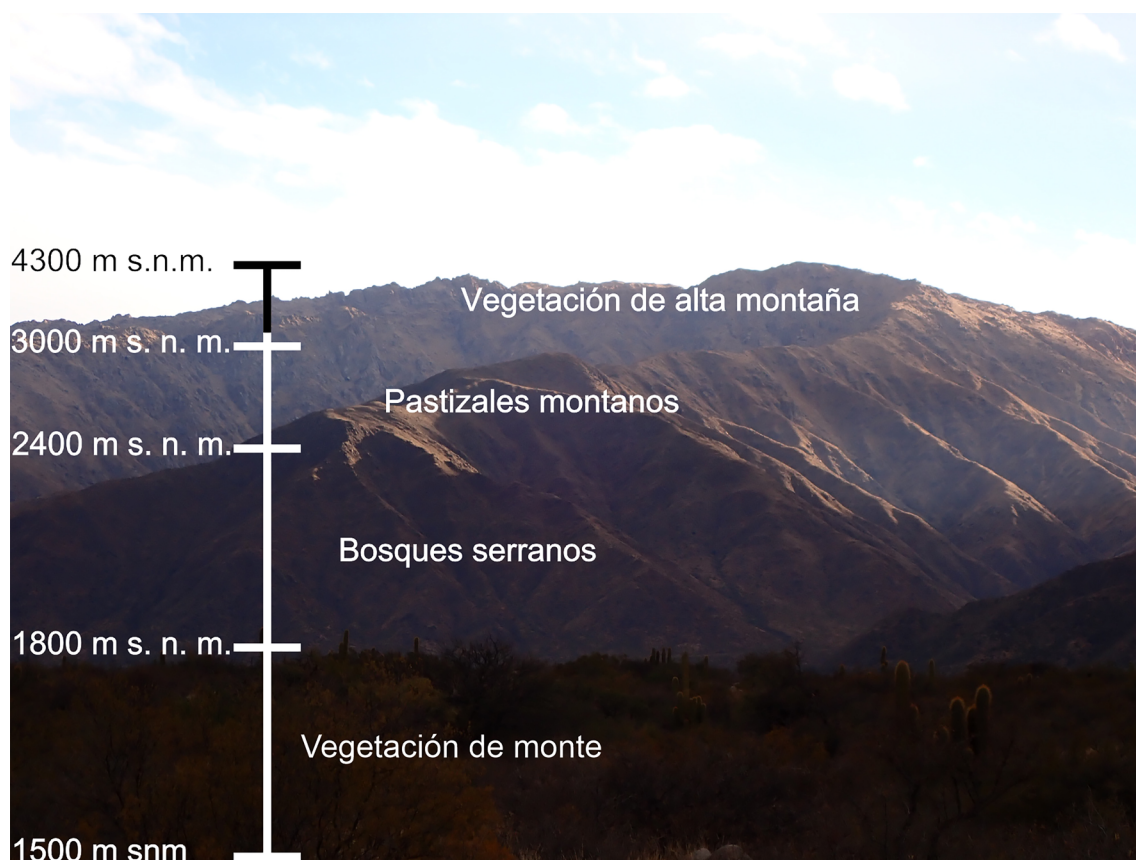


Fig. 2. Perfil altitudinal de la Sierra de Velasco, señalando los pisos de vegetación esperables en función de su distribución en otras cadenas montañosas de la región.

Se visitaron distintas partes de la sierra, variables respecto a su altitud y características ambientales, enfatizando el muestreo en una serie de rangos altitudinales (1500-1800, 2500-2800, 3200-3500, 3600-3900 m s.n.m.) que reflejan aproximadamente los criterios biogeográficos conocidos *a priori* para delimitar diferentes unidades de vegetación en las cadenas montañosas de la región según sus rangos altitudinales (Cabrera, 1957, 1971, 1976; Burkart *et al.*, 1999; Morello *et al.*, 2012; Arana *et al.*, 2021) (Fig. 2). Esta aproximación se basó en el desconocimiento general sobre la biodiversidad de la sierra, siendo la altitud el mejor criterio disponible para el muestreo. Se consideraron además las distintas partes de la sierra cuyas condiciones ambientales sugieren una vegetación diferente a la esperada según la

variación altitudinal, especialmente las quebradas (~1900-2200 m s.n.m.).

Dentro de cada rango altitudinal se trazaron transectas de 100 m de extensión horizontal, separadas entre sí cada 100 m de extensión en sentido vertical o altitudinal. Dentro de cada una de las transectas muestreadas en cada uno de los rangos altitudinales seleccionados se colectó la vegetación en una franja de aproximadamente 10 m de ancho. Esta metodología aproxima de la manera más amplia posible el muestreo de la vegetación a lo largo del rango altitudinal de la sierra en las circunstancias de desconocimiento de su vegetación (Mostacedo & Fredericksen, 2000). Sin embargo, a lo largo de las expediciones notamos la presencia de distintas plantas más allá de este espectro metodológicamente decidido *a priori*, las



Fig. 3. Área de muestreo, entre 1500-4000 m, entre las localidades de Aminga y Anillaco, en la Costa Riojana, provincia de La Rioja.

que también fueron colectadas. La metodología de transectas y las características particulares de muestreo decididas son una aproximación teórica que hace posible obtener una idea general de la vegetación en el gradiente altitudinal, aunque no es exhaustiva de la vastedad areal ni de la diversidad vegetal total presente en la sierra.

Las plantas colectadas fueron herborizadas e identificadas usando como referencia nomenclatural la Flora Argentina (<http://www.floraargentina.edu.ar>). También se tuvieron en cuenta publicaciones previas relativas a la presencia de ciertas especies y las bases de datos en línea de especies no publicadas en la región (Sobral & Fracchia, 2010; Aranda-Rickert, 2013; Sobral & Novoa, 2013; Varela *et al.*, 2015; Documenta Florae Australis, <http://www.darwin.edu.ar/iris>). Los ejemplares están almacenados en el Herbario UNCAT ("Pedro Ignacio Acuña" de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Catamarca) en Catamarca, y en las instalaciones del CRILAR (Centro Regional de Investigaciones y Transferencia Tecnológica de La Rioja) en Anillaco, La Rioja (Argentina).

RESULTADOS

Se colectaron 800 ejemplares de herbario, de los cuales aproximadamente el 77,5% (209 especies) corresponden a especies nativas (no endémicas), 19% a endémicas (52), 3% a adventicias (8), 0,5% (1) a nativas cosmopolitas, incluyendo unas pocas especies que (8) aun no fueron determinados a nivel específico. Las especies adventicias halladas se concentran en las quebradas, y en el pedemonte (~1500-2300 m s.n.m.), y en un caso (*Cerastium arvense* L.) sobrepasa el final de estas y alcanza la zona húmeda de los filos (~2400 m s.n.m.), lugares con presencia de ganado vacuno y caprino. Otra de estas especies (*Potentilla norvegica* L.) se halla en las partes más elevadas de la Sierra, mientras que solamente una de ellas (*Erodium cicutarium* (L.) L'Hér. ex Aiton) tiene una distribución más amplia, hallándose también en las partes medias y altas de la Sierra (~1500-4000 m s.n.m.).

De la combinación de la información obtenida en las expediciones y de la revisión bibliográfica y de bases de datos en línea se obtuvo un listado de 270 especies, correspondientes a 200 géneros y 81 familias (Tabla 1). Las familias más frecuentes

en orden de riqueza decreciente fueron Asteraceae (53 especies), Fabaceae (22), Cactaceae (15), Solanaceae (15), Poaceae (11) y Verbenaceae (9). Los géneros con mayor número de especies fueron *Baccharis* L. (7), *Senecio* L. (7), *Gymnocalycium* Pfeiff. ex Mittler (4), *Trichocereus* (A. Berger) Riccob. (4), *Astragalus* L. (4) y *Solanum* L. (4).

Nuevos registros para la provincia de La Rioja

Se informa la presencia de 42 nuevos taxones para la provincia de La Rioja que se ordenan alfabéticamente:

1. ***Alstroemeria pygmaea*** Herb., *Amaryllidaceae* 100, 397, t. 8. 1837.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: Depto. Castro Barros, Sierra de Velasco, Primeros Pozos, 28° 50' 54" S, 67° 5' 6" O, 3592 m s.n.m., 05-II-2023, Demaio 978 (UNCAT).

2. ***Anachoretes castilloni*** (Hicken) S.S. Denham & Pozner, *Taxon* 70: 605. 2021.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: Depto. Castro Barros, Sierra de Velasco, entre Los chiqueros y Primeros Pozos, 28° 51' 31.6" S, 67° 8' 8.2" O, 3841 m s.n.m., 26-III-2022, Demaio 870 (UNCAT).

3. ***Asclepias pilgeriana*** Schltr. *Bot. Jahrb. Syst.* 37: 608. 1906.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: Depto. Castro Barros, Sierra de Velasco, filo entre Aminga y Anillaco hacia El Brete, 28° 47' 32.4" S, 67° 01' 47.3" O, 2452 m s.n.m., 19-X-2021, García Massini 97 (UNCAT).

4. ***Astragalus crypticus*** I. M. Johnst. *J. Arnold Arbor.* 28: 365. 1947.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: Depto. Castro Barros, Sierra de Velasco, entre Los chiqueros y Primeros Pozos, 28° 50' 42.6" S, 67° 6' 26.9" O, 3587 m s.n.m., 3-II-2023, Demaio 955 (UNCAT).

5. ***Astragalus micranthellus*** Wedd. *Chlor. Andina* 2: 262. 1861.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: Depto. Castro Barros, Sierra de Velasco, entre los Primeros Pozos y La Virgencita, 28° 50' 52.2" S, 67° 6' 9.0" O, 3711 m s.n.m. 3-II-2023, García Massini 303 (UNCAT).

Tabla 1. Listado de taxones presentes en el área de estudio (~1500-4000 m s.n.m.), ordenados por familia. Las familias se ordenan alfabéticamente y para cada especie se detallan el rango altitudinal, el estatus y la forma de vida. Se señalan aquellas que fueron registradas por primera vez en la provincia de La Rioja y su lugar de almacenamiento. Referencia: LRI: novedades en La Rioja.

Familia	Especie	Rango Altitudinal	Estatus	Forma de Vida	LRI	Especimen
Acanthaceae	<i>Stenandrium dulce</i> (Cav.) Nees	2000-2400	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 422
Alstroemeriaceae	<i>Alstroemeria pygmaea</i> Herb.	3000-4400	Nativa	hierba perenne	X	Demaio 978
Amaranthaceae	<i>Gomphrena meyeniana</i> Walp.	3600-3700	Nativa	hierba perenne	X	Demaio 883
	<i>Gomphrena tomentosa</i> (Griseb.) R.E. Fr.	1500-1800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 69
Amaryllidaceae	<i>Hieronymiella marginata</i> (Pax) Hunz.	1500-4000	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 319
	<i>Nothoscordum andicolum</i> Kunth	2900-4100	Nativa	hierba perenne	X	García Massini J. 305
	<i>Nothoscordum nudicaule</i> (Lehm.) Guagl.	2600-3000	Nativa	hierba perenne	X	Demaio 959
	<i>Zephyranthes jamesonii</i> (Baker) Nic. García & S.C. Arroyo	2000-3600	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 262
Anacardiaceae	<i>Schinus fasciculata</i> (Griseb.) I.M. Johnst.	1500-2500	Nativa	árbol o arbusto		García Massini J. 74
	<i>Lithraea molleoides</i> (Vell.) Engl.	1500-2200	Nativa	árbol		García Massini J. 76
Anemiaceae	<i>Anemia australis</i> (Mickel) M. Kessler & A.R. Sm	1500-2500	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 21
Apiaceae	<i>Azorella compacta</i> Phil.	3500-5200	Nativa	arbusto		García Massini J. 92
	<i>Azorella prolifera</i> (Cav.) G.M. Plunkett & A.N. Nicolas	2600-3700	Nativa	arbusto		García Massini J. 208
	<i>Bowlesia tropaeolifolia</i> Gillies & Hook.	3800-4000	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 289
	<i>Lilaeopsis occidentalis</i> J.M. Coult. & Rose	3600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 282
Apocynaceae	<i>Asclepias pilgeriana</i> Schltr.	2100-2400	Nativa	hierba perenne	X	García Massini J. 97
	<i>Jobinia samuelssonii</i> (Malme) Liede & Meve	2000-2700	Endémica	enredadera	X	García Massini J. 127
Aspleniaceae	<i>Asplenium gilliessi</i> Hook.	2000-3600	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 44
Asteraceae	<i>Achyrocline rupestris</i> Cabrera	2900-4700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 210
	<i>Achyrocline satureioides</i> (Lam.) DC.	3600-3700	Nativa	subarbusto		García Massini J. 257
	<i>Achyrocline tomentosa</i> Rusby	1800-3000	Nativa	subarbusto		García Massini J. 49
	<i>Ageratina lorentzii</i> (Hieron.) R. M. King & H. Rob.	2000-3400	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 258
	<i>Austroflourensia fiebrigii</i> (S.F. Blake) J.C. Ospina & S.E. Freire	1500-1700	Nativa	arbusto		García Massini J. 1
	<i>Baccharis argentina</i> Heering	1800-2200	Endémica	arbusto		García Massini J. 45
	<i>Baccharis famatinensis</i> Ariza	3600-3700	Endémica	arbusto		García Massini J. 215
	<i>Baccharis fimbriata</i> (Joch. Müll.) G. Heiden	3600-3700	Nativa	arbusto	X	Demaio 960

FAMILIA	Especie	Rango Altitudinal	Estatus	Forma de Vida	LRI	Especimen
Asteraceae	<i>Baccharis grisebachii</i> Hieron.	2500-2700	Nativa	arbusto		García Massini J. 90
	<i>Baccharis polifolia</i> Griesb.	3700-3800	Nativa	arbusto		García Massini J. 250
	<i>Baccharis salicifolia</i> (Ruiz & Pav.) Pers.	1500-1700	Nativa	arbusto		García Massini J. 406
	<i>Baccharis tola</i> Phil.	3600-3900	Nativa	arbusto		García Massini J. 252
	<i>Bidens andicola</i> Kunth	3600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 254
	<i>Bidens pilosa</i> L.	1500-1700	Nativa	hierba anual		García Massini J. 354
	<i>Chuquiraga parviflora</i> (Griseb.) Hieron.	3600-3700	Nativa	arbusto		García Massini J. 261
	<i>Conyza cordata</i> Kuntze	2000-2200	Endémica	hierba anual		García Massini J. 124
	<i>Conyza deserticola</i> Phil.	3700-3800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 240
	<i>Gamochaeta simplicicaulis</i> (Willd. ex Spreng.) Cabrera	2000-2200	Nativa	hierba anual		García Massini J. 113
	<i>Hieracium</i> sp.	3700-3800	Nativa	hierba annual		García Massini J. 248
	<i>Holocheilus hieracioides</i> (D. Don) Cabrera	1800-2000	Endémica	hierba perenne	X	García Massini J. 27
	<i>Hypochaeris argentina</i> Cabrera	3700-3800	Nativa	hierba perenne	X	Demaio 876
	<i>Hypochaeris meyeniana</i> (Walp.) Benth. & Hook. f. ex Griseb.	3600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 270
	<i>Hysterionica pulchella</i> Cabrera	2500-4400	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 310
	<i>Leucheria salina</i> (J. Remy) Hieron. ssp. <i>salina</i>	3800-4000	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 312
	<i>Mutisia castellanosi</i> Cabrera var. <i>hyeronimi</i> (Kuntze) Ariza	2500-2700	Endémica	enredadera perenne		García Massini J. 167
	<i>Nassauvia axillaris</i> (Lag. ex Lindl.) D. Don	1000-4600	Nativa	arbusto		García Massini J. 205
	<i>Ophryosporus charua</i> (Griseb.) Hieron.	500-3700	Nativa	arbusto		García Massini J. 46
	<i>Oriastrum pulvinatum</i> Phil.	2800-4500	Nativa	hierba anual		García Massini J. 266
	<i>Parastrephia quadrangularis</i> (Meyen) Cabrera	3600-3700	Nativa	arbusto		García Massini J. 269
	<i>Perezia multiflora</i> (Bonpl.) Less. ssp. <i>multiflora</i>	3700-3900	Nativa	hierba perenne	X	Demaio 867
	<i>Pseudognaphalium yalaense</i> (Cabrera) Anderb.	3600-3700	Endémica	hierba anual	X	Demaio 970
	<i>Pseudognaphalium lacteum</i> (Meyan & Walp) Anderb.	3800-3900	Nativa	hierba	X	García Massini J. 387
	<i>Schkhuria pinnata</i> (Lam.) Kuntze ex Thell.	1500-1900	Nativa	hierba anual		García Massini J. 19
	<i>Senecio</i> aff. <i>viridis</i> Phil.	3600-3700	Endémica	arbusto		García Massini J. 235
	<i>Senecio breviscapus</i> DC.	3600-3900	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 231
	<i>Senecio candollei</i> Wedd.	2600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 207
	<i>Senecio pampeanus</i> Cabrera	1500-2000	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 423

Familia	Especie	Rango Altitudinal	Estatus	Forma de Vida	LRI	Especimen
Asteraceae	<i>Senecio pseudotites</i> Griseb.	3600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 216
	<i>Senecio sanagastae</i> Cabrera	3600-3800	Endémica	subarbusto		García Massini J. 265
	<i>Senecio trifidus</i> Hook. & Arn.	3800-4000	Endémica	subarbusto		García Massini J. 311
	<i>Stevia minor</i> Griseb.	3700-3800	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 242
	<i>Stevia vaga</i> Griseb. var. <i>effusa</i> (Hieron.) Ariza & Cerana	2600-4000	Nativa	subarbusto		García Massini J. 172
	<i>Stevia gilliesii</i> Hook. & Arn. var. <i>gilliesii</i>	1800-1900	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 370
	<i>Tagetes campanulata</i> Griseb.	3600-3700	Nativa	subarbusto		García Massini J. 256
	<i>Tagetes minuta</i> L.	1500-1800	Nativa	hierba anual		García Massini J. 407
	<i>Tagetes multiflora</i> Kunth	3600-3700	Nativa	hierba anual		García Massini J. 321
	<i>Taraxacum officinale</i> F.H. Wigg.	1800-2200	Adventicia	hierba perenne		García Massini J. 50
	<i>Trichocline exscapa</i> Griseb.	3700-3800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 246
	<i>Trixis cacalioides</i> (Kunth) D. Don	3800-3900	Nativa	arbusto perenne		García Massini J. 421
	<i>Verbesina encellioides</i> (Cav.) Benth. & Hook. f. ex A. Gray	1500-1700	Nativa	hierba anual		García Massini J. 66
	<i>Werneria pygmaea</i> var. <i>apiculata</i> (Sch. Bip.) Wedd.	3600-3900	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 233
	<i>Xanthium spinosum</i> L.	1500-1700	Adventicia	hierba anual		García Massini J. 424
	<i>Zinnia peruviana</i> (L.) L.	1500-1700	Nativa	hierba anual		García Massini J. 411
Begoniaceae	<i>Begonia cucullata</i> Wild.	1900-2200	Nativa	hierba perenne	X	García Massini J. 355
Berberidaceae	<i>Berberis grevilleana</i> Gillies ex Hook. & Arn.	1900-3600	Endémica	arbusto	X	García Massini J. 88
Bignoniaceae	<i>Amphilophium carolinae</i> (Lindl.) L.G. Lohmann	1500-1800	Nativa	liana perenne		García Massini J. 420
Boraginaceae	<i>Hackelia revoluta</i> (Ruiz & Pav.) I.M. Johnst.	2600-3000	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 293
	<i>Heliotropium amplexicaule</i> Vahl	1500-1700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 78
	<i>Phacelia pinnatifida</i> Griseb. ex Wedd.	2600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 209
	<i>Phacelia secunda</i> J.F. Gmel. var. <i>secunda</i>	2000-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 211
	<i>Plagiobothrys congestus</i> (Wedd.) I.M. Johnst.	3800-3900	Nativa	hierba perenne	X	García Massini J. 383
Brassicaceae	<i>Physaria urbaniana</i> (Muschl.) O'Kane & Al-Shehbaz	3600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 273
	<i>Polypsecadium grandiflorum</i> Romanczuk & Boelcke	2000-2700	Nativa	hierba perenne	X	Demaio 844
	<i>Mancoa hispida</i> Wedd.	3800-3900	Nativa	hierba perenne	X	García Massini J. 392
Bromeliaceae	<i>Dyckia floribunda</i> Griseb.	1700-2300	Endémica	hierba terrestre o rupícola perenne		García Massini J. 277

Familia	Especie	Rango Altitudinal	Estatus	Forma de Vida	LRI	Especimen
Bromeliaceae	<i>Deuterocohnia brevifolia</i> (Griseb.) M.A. Spencer & L.B. Sm.	1900-2300	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 63
	<i>Puya spathaceae</i> (Griseb.) Mez	1500-2500	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 22
	<i>Tillandsia aizoides</i> Mez	1500-1900	Nativa	hierba epífita perenne		García Massini J. 3
	<i>Tillandsia capillaris</i> Ruiz & Pav.	1500-2300	Nativa	hierba epífita perenne		García Massini J. 37
	<i>Tillandsia gilliesii</i> Baker	1500-2000	Nativa	hierba epífita perenne		García Massini J. 9
Budlejaceae	<i>Buddleja mendozaensis</i> Benth.	2000-2400	Nativa	arbusto		García Massini J. 142
Cactaceae	<i>Cereus aethiops</i> Haw.	1500-1700	Nativa	arbusto		García Massini J. 418
	<i>Denmoza rhodacantha</i> (Salm-Dyck) Britton & Rose	1500-2000	Endémica	subarbusto suculento		García Massini J. 425
	<i>Gymnocalycium kieslingii</i> O. Ferrari	1500-1800	Endémica	hierba suculenta perenne		García Massini J. 426
	<i>Gymnocalycium saglionis</i> (Cels) Britton & Rose	1500-1800	Endémica	hierba suculenta perenne		García Massini J. 335
	<i>Gymnocalycium schickendantzii</i> (F.A.C. Weber) Britton & Rose	1500-1700	Endémica	hierba suculenta perenne		García Massini J. 427
	<i>Gymnocalycium uebelmannianum</i> Rausch	2200-2800	Endémica	hierba suculenta perenne		García Massini J. 336
	<i>Lobivia formosa</i> (Pfeiff.) Dodds	2600-4000	Endémica	subarbusto suculento		García Massini J. 93
	<i>Maihueiopsis boliviana</i> (Salm-Dyck) R. Kiesling	3600-4000	Nativa	subarbusto suculento		García Massini J. 267
	<i>Opuntia sulphurea</i> Gillies ex Salm-Dyck	1500-1700	Nativa	subarbusto suculento		García Massini J. 5
	<i>Tephrocactus verschaefeltii</i> (F. Cels ex F.A.C. Weber) D.R. Hunt & Ritz	1500-3600	Nativa	subarbusto suculento	X	García Massini J. 339
	<i>Trichocereus candicans</i> (Gillies ex Salm-Dyck) Britton & Rose	1500-1700	Endémica	arbusto suculento		García Massini J. 65
	<i>Trichocereus pseudocandicans</i> Backeb. ex R. Kiesling	1500-1900	Nativa	subarbusto suculento		García Massini J. 363
	<i>Trichocereus strigosus</i> (Salm-Dyck) Britton & Rose	1500-1800	Endémica	arbusto suculento		García Massini J. 361
	<i>Trichocereus terscheckii</i> (J. Parm. ex Pfeiff.) Britton & Rose	1500-1900	Nativa	árbol suculento		García Massini J. 428
	<i>Tunilla corrugata</i> (Salm-Dyck) D.R. Hunt & Iliff	2100-3700	Endémica	subarbusto suculento		García Massini J. 358
Calceolariaceae	<i>Calceolaria plectranthifolia</i> Walp.	2000-2200	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 112
	<i>Calceolaria teucroides</i> Griseb.	2000-3800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 213
	<i>Calceolaria umbellata</i> Wedd.	2000-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 307
Calyceraceae	<i>Anachoretes castilloni</i> (Hicken) S.S. Denham & Pozner	3800-3900	Nativa	hierba perenne	X	Demaio 870
Campanulaceae	<i>Lobelia oligophylla</i> (Wedd.) Lammers	3600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 283

Familia	Especie	Rango Altitudinal	Estatus	Forma de Vida	LRI	Especimen
Cannabaceae	<i>Celtis tala</i> Gillies ex Planch.	1500-2000	Nativa	árbol		García Massini J. 429
Caprifoliaceae	<i>Valeriana</i> aff. <i>efusa</i> Griseb.	2000-2200	Nativa	hierba anual		García Massini J. 145
	<i>Valeriana corymbulosa</i> (Wedd.) Cabrera	3600-3700	Nativa	hierba perenne	X	Demaió 948
	<i>Valeriana dinorrhiza</i> (Griseb.) Höck	3200-3300	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 264
Capparaceae	<i>Atamisquea emarginata</i> Miers ex Hook. & Arn.	1500-1700	Nativa	arbusto		García Massini J. 11
Caryophyllaceae	<i>Arenaria catamarcensis</i> Pax	1900-2500	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 84
	<i>Cardionema burkartii</i> Subils	3600-3800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 367
	<i>Cerastium arvense</i> L.	1900-2500	Adventicia	hierba perenne		García Massini J. 86
	<i>Cerastium tucumanense</i> Pax	2000-2500	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 120
	<i>Pycnophyllum</i> sp.	3500-3600	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 390
	<i>Stellaria pallida</i> (Dumort.) Crepin	1900-2200	Adventicia	hierba anual	X	García Massini J. 54
Cheilanthaceae	<i>Cheilanthes</i> sp.	1500-1700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 39
Chenopodiaceae	<i>Dysphania ambrosioides</i> (L.) Mosyakin & Clemants	1500-2500	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 159
	<i>Oxybasis frigida</i> (Phil.) Uotila	3800-3900	Endémica	hierba anual		García Massini J. 381
Commelinaceae	<i>Commelina erecta</i> L.	1500-1800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 415
Convolvulaceae	<i>Evolvulus sericeus</i> Sw.	1700-2000	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 275
Crassulaceae	<i>Crassula connata</i> (Ruiz & Pav.) A. Berger var. <i>connata</i>	3600-3700	Nativa	hierba anual		García Massini J. 287
Cucurbitaceae	<i>Cucurbitella asperata</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Walp.	1500-1700	Nativa	enredadera perenne		García Massini J. 416
Cyperaceae	<i>Scirpus</i> sp.	1800-2200	Nativa	hierba		García Massini J. 134
Dryopteridaceae	<i>Polystichum montevidense</i> (Spreng.) Rosenst.	1900-2200	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 135
	<i>Polystichum platyphyllum</i> (Willd.) C. Presl	3600-3700	Nativa	hierba perenne	X	García Massini J. 378
Ephedraceae	<i>Ephedra multiflora</i> Phil. ex Stapf	2600-3200	Endémica	arbolito		García Massini J. 96
	<i>Ephedra triandra</i> Tul. emend. J.H. Hunz.	1700-2500	Nativa	arbusto-arbolito		García Massini J. 36
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia schickendantzii</i> Hieron.	3700-3800	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 245
	<i>Jatropha excisa</i> Griseb.	1500-1600	Endémica	arbusto		García Massini J. 330
	<i>Jatropha hyeronimi</i> Kuntze	1500-1600	Nativa	arbusto-arbolito		García Massini J. 431
Escalloniaceae	<i>Escallonia tucumanensis</i> Hosseus	1800-1900	Nativa	arbusto-arbolito		García Massini J. 344
Fabaceae	<i>Adesmia cytisoides</i> Griseb.	2000-2400	Nativa	arbusto		García Massini J. 189
	<i>Adesmia occulta</i> (R.E. Fr.) Burkart	3600-3700	Nativa	subarbusto		García Massini J. 308

Familia	Especie	Rango Altitudinal	Estatus	Forma de Vida	LRI	Especimen
Fabaceae	<i>Adesmia uspallatensis</i> Gillies ex Hook. & Arn.	2500-3600	Endémica	arbusto		García Massini J. 203
	<i>Arquita mimosifolia</i> (Griseb.) E. Gagnon, G.P. Lewis & C.E. Hughes	1900-2300	Endémica	arbusto		García Massini J. 61
	<i>Astragalus crypticus</i> I.M. Johnst.	3000-4500	Nativa	hierba perenne	X	Demaio 955
	<i>Astragalus garbancillo</i> Cav.	2500-4000	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 206
	<i>Astragalus micranthellus</i> Wedd.	3600-3700	Nativa	hierba perenne	X	García Massini J. 303
	<i>Astragalus pusillus</i> Vogel	3600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 222
	<i>Erythrostemon gilliesii</i> (Wall. ex Hook.) Klotzsch var. <i>gilliesii</i>	1500-1800	Nativa	arbusto		García Massini J. 432
	<i>Geoffroea decorticans</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Burkart	1500-1700	Nativa	árbol		García Massini J. 433
	<i>Hoffmannseggia glauca</i> (Ortega) Eifert	1500-1700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 434
	<i>Lupinus andicola</i> Gillies var. <i>subinflatus</i> (C.P. Sm.) Planchuelo & M. Fabbroni	3700-3800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 247
	<i>Neltuma chilensis</i> (Molina) C.E. Hughes & G.P. Lewis	1500-2500	Nativa	árbol		García Massini J. 435
	<i>Neltuma flexuosa</i> (DC.) C.E. Hughes & G.P. Lewis var. <i>depressa</i> (F.A. Roig) C.E. Hughes & G.P. Lewis	1500-2000	Nativa	árbol		García Massini J. 436
	<i>Parasenegalia visco</i> (Lorentz ex Griseb.) Seigler & Ebinger	1500-2500	Nativa	árbol		García Massini J. 106
	<i>Parkinsonia praecox</i> (Ruiz & Pav. ex Hook.) Hawkins	1500-1800	Nativa	árbol		García Massini J. 405
	<i>Senegalia gilliesii</i> (Steud.) Seigler & Ebinger	1500-1700	Nativa	árbol-arbusto		García Massini J. 410
	<i>Senna aphylla</i> (Cav.) H.S. Irwin & Barneby	1500-1800	Nativa	arbusto-subarbusto		García Massini J. 72
	<i>Strombocarpa torquata</i> (Cav. ex Lag.) Hutch.	1500-2000	Endémica	arbusto-arbolito		García Massini J. 4
	<i>Vachellia aroma</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Seigler & Ebinger	1500-1700	Nativa	arbusto-arbolito		García Massini J. 417
	<i>Vachellia caven</i> (Molina) Seigler & Ebinger	1600-1800	Nativa	árbol-arbolito		García Massini J. 437
	<i>Zuccagnia punctata</i> Cav.	1500-1700	Endémica	arbusto		García Massini J. 419
Gentianaceae	<i>Gentiana gayi</i> Griseb. ssp. <i>gayi</i>	3800-3900	Nativa	hierba anual		García Massini J. 239
	<i>Gentianella multicaulis</i> (Gillies ex Griseb.) Fabris	3600-3900	Nativa	hierba bianual		García Massini J. 253
	<i>Gentianella</i> sp.	3300-3600	Nativa	hierba bianual		García Massini J. 196
Geraniaceae	<i>Erodium cicutarium</i> (L.) L'Hér. ex Aiton	1500-4000	Adventicia	hierba anual o bianual		García Massini J. 41
	<i>Geranium sessiliflorum</i> Cav.	3600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 195
Grossulariaceae	<i>Ribes catamarcanum</i> Jancz.	1900-2700	Nativa	arbusto	X	Demaio 887
Haloragaceae	<i>Myriophyllum quitense</i> Kunth	3800-3900	Nativa	hierba acuática perenne	X	Demaio 977
Iridaceae	<i>Mastigostyla spathacea</i> (Griseb.) Ravenna	2500-2700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 166

Familia	Especie	Rango Altitudinal	Estatus	Forma de Vida	LRI	Especimen
Iridaceae	<i>Olsynium junceum</i> (E. Mey. ex C. Presl) Goldblatt ssp. <i>junceum</i>	3500-3600	Nativa	hierba perenne	X	García Massini J. 309
	<i>Sisyrinchium chilense</i> Hook. ssp. <i>chilense</i>	2600-3600	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 183
	<i>Sisyrinchium macrocarpum</i> Hieron.	2200-3800	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 295
	<i>Sisyrinchium unguiculatum</i> Griseb.	2000-2500	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 184
Juncaceae	<i>Luzula excelsa</i> Buchenau	3600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 284
Lamiaceae	<i>Clinopodium gilliesii</i> (Benth.) Kuntze	2500-3800	Nativa	arbusto		García Massini J. 180
	<i>Salvia cuspidata</i> Ruiz & Pav. ssp. <i>gilliesii</i> (Benth.) J.R.I. Wood	1800-2300	Nativa	arbusto		García Massini J. 199
Ledocarpaceae	<i>Balbisia calycina</i> (Griseb.) Hunz. & Ariza	2300-3600	Nativa	subarbusto		García Massini J. 220
	<i>Balbisia miniata</i> (I.M. Johnst.) Descole & O'Donnell & Lourteig	2000-2400	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 98
Loasaceae	<i>Caiophora cernua</i> (Griseb.) Urb. & Gilg ex Kurtz	900-3300	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 188
	<i>Caiophora chuquitensis</i> (Meyen) Urb. & Gilg	3000-4600	Nativa	hierba perenne o subarbusto	X	Demaio 842
	<i>Caiophora coronata</i> (Gillies ex Arn.) Hook. & Arn.	3800-3900	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 318
Loranthaceae	<i>Ligaria cuneifolia</i> (Ruiz & Pav.) Tiegh.	1500-2000	Nativa	arbusto parásito		García Massini J. 13
Malpighiaceae	<i>Tricomaria usillo</i> Hook. & Arn.	1500-1600	Endémica	arbusto		García Massini J. 401
Malvaceae	<i>Modiolastrum malvifolium</i> (Griseb.) K. Schum.	1500-1700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 399
	<i>Nototriche caesia</i> A.W. Hill	3800-3900	Endémica	hierba perenne	X	Demaio 869
	<i>Sphaeralcea bonariensis</i> (Cav.) Griseb.	1500-1700	Nativa	subarbusto		García Massini J. 16
	<i>Sphaeralcea brevipes</i> (Phil.) Krapov.	1500-1900	Endémica	subarbusto		García Massini J. 57
	<i>Tarasa capitata</i> (Cav.) D.M. Bates	1500-1800	Nativa	arbusto	X	García Massini J. 38
Martyniaceae	<i>Ibicella lutea</i> (Lindl.) Van Eselt.	1500-1800	Nativa	hierba anual		García Massini J. 404
Montiaceae	<i>Calandrinia acaulis</i> Kunth	3600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 290
Nyctaginaceae	<i>Mirabilis ovata</i> (Ruiz & Pav.) F. Meigen	2500-3600	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 168
Olacaceae	<i>Ximenia americana</i> L. var. <i>americana</i>	1500-1800	Nativa	arbusto o árbol		García Massini J. 6
Onagraceae	<i>Epilobium denticulatum</i> Ruiz & Pav.	2000-2200	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 140
	<i>Oenothera affinis</i> Cambess.	1500-2000	Nativa	hierba anual		García Massini J. 151
	<i>Oenothera nana</i> Griseb.	3600-3700	Nativa	hierba anual o bianual		García Massini J. 306
	<i>Oenothera punae</i> Kuntze	3600-3700	Nativa	hierba anual o bianual		García Massini J. 300
Orchidaceae	<i>Aa achalensis</i> Schltr.	1800-2600	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 101

Familia	Especie	Rango Altitudinal	Estatus	Forma de Vida	LRI	Especimen
Orchidaceae	<i>Chloraea riojana</i> A. Sobral & Novoa	2200-2500	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 129
	<i>Myrosmodes</i> aff. <i>gymnandra</i> (Rchb. f.) C.A. Vargas	3600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 320
	<i>Odontorrhynchus castillonii</i> (Hauman) M.N. Correa	2200-2300	Nativa	hierba perenne	X	García Massini J. 343
Orobanchaceae	<i>Agalinis fiebrigii</i> (Diels) D'Arcy	2100-2700	Nativa	subarbusto		García Massini J. 259
	<i>Euphrasia adenonota</i> I.M. Johnst.	3600-3700	Nativa	hierba anual	X	Demaio 893
	<i>Neobartsia elongata</i> (Wedd.) Uribe-Convers & Tank	3600-3700	Nativa	hierba perenne	X	García Massini J. 324
Oxalidaceae	<i>Oxalis argentina</i> R. Knuth	2600-3000	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 186
Passifloraceae	<i>Passiflora umbilicata</i> (Griseb.) Harms	2000-2700	Nativa	liana perenne		García Massini J. 126
Phrymaceae	<i>Erythranthe glabrata</i> (Kunth) G.L. Nesom	1700-2300	Nativa	hierba anual		García Massini J. 376
	<i>Erythranthe lutea</i> (L.) G.L. Nesom	1800-2300	Nativa	hierba anual o bianual		García Massini J. 104
Piperaceae	<i>Peperomia peruviana</i> Dahlst.	3200-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 291
Plantaginaceae	<i>Monttea schickendantzii</i> Griseb.	1500-1600	Endémica	arbusto		García Massini J. 334
	<i>Plantago monticola</i> Decne.	3600-3700	Nativa	hierba anual o bianual		García Massini J. 371
Poaceae	<i>Bromus catharticus</i> Vahl var. <i>rupestris</i> (Speg.) Planchuelo & P.M. Peterson	2000-2200	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 110
	<i>Cinnagrostis brevifolia</i> (J. Presl) P.M. Peterson, Soreng, Romasch. & Barberá	3600-3800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 223
	<i>Cinnagrostis deserticola</i> (Phil.) P.M. Peterson, Soreng, Romasch. & Barberá var. <i>breviaristata</i> (Rúgolo & Villav.) P.M. Peterson, Soreng, Romasch. & Barberá	3600-3900	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 229
	<i>Deschampsia eminens</i> (J. Presl) Saarela var. <i>eminens</i>	3600-3900	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 230
	<i>Festuca orthophylla</i> Pilg.	3600-3800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 224
	<i>Hordeum pubiflorum</i> Hook. f.	3600-3800	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 225
	<i>Jarava scabrifolia</i> (Torres) Peñailillo	3600-3800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 226
	<i>Muhlenbergia peruviana</i> (P. Beauv.) Steud.	3600-3900	Nativa	hierba anual		García Massini J. 375
	<i>Nassella pampagrandensis</i> (Speg.) Barkworth	2000-3000	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 43
	<i>Poa nubensis</i> Giussani, Fernández Pepi & Morrone	3700-3800	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 298
	<i>Setaria parviflora</i> (Poir.) Kerguelen var. <i>parviflora</i>	1500-1800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 40
Polemoniaceae	<i>Gillia laciniata</i> Ruiz & Pav.	3800-3900	Nativa	hierba anual	X	García Massini J. 396
Polygonaceae	<i>Polygonum</i> sp.	2500-2700	Nativa	arbusto		García Massini J. 95
Polygonaceae	<i>Rumex</i> sp.	2000-2500	Nativa	hierba		García Massini J. 160

Familia	Especie	Rango Altitudinal	Estatus	Forma de Vida	LRI	Especimen
Polypodaceae	<i>Pleopeltis pinnatifida</i> Gillies ex Hook. & Grev.	1900-2000	Nativa	hierba epipéfrica perenne		García Massini J. 352
Portulacaceae	<i>Portulaca grandiflora</i> Hook.	1500-1700	Endémica	hierba annual		García Massini J. 23
Pteridaceae	<i>Argyrosma flava</i> (Hook.) M. Kessler & A. R. Sm.	1700-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 10
	<i>Argyrosma nivea</i> (Poir.) Windham	3700-3800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 268
	<i>Pellaea ternifolia</i> (Cav.) Link	1700-3600	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 365
Ranunculaceae	<i>Clematis montevidensis</i> Spreng.	1500-1900	Nativa	liana perenne		García Massini J. 107
	<i>Ranunculus grisebachii</i> C.A. Zanotti	3800-3900	Nativa	hierba anual	X	Demaio 858
Rhamnaceae	<i>Colletia spinosissima</i> J.F. Gmel.	1900-2500	Nativa	arbusto		García Massini J. 58
	<i>Condalia microphylla</i> Cav.	1500-1800	Endémica	arbusto		García Massini J. 68
Rosaceae	<i>Lachemilla pinnata</i> (Ruiz & Pav.) Rothm.	3600-4500	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 386
	<i>Tetraglochin cristata</i> (Britton) Rothm.	2600-3700	Nativa	arbusto		García Massini J. 204
	<i>Potentilla norvegica</i> Wild.	3800-3900	Adventicia	hierba		García Massini J. 388
Rubiaceae	<i>Galium corymbosum</i> Ruiz & Pav.	2700-3000	Nativa	hierba perenne	X	García Massini J. 91
Salicaceae	<i>Azara salicifolia</i> Griesb.	1800-2500	Nativa	arbusto o árbol	X	García Massini J. 52
Santalaceae	<i>Jodina rhombifolia</i> (Hook. & Arn.) Reissek	1800-2400	Nativa	árbol		García Massini J. 430
Sapindaceae	<i>Cardiospermum halicacabum</i> L.	1500-1800		liana anual		García Massini J. 24
Solanaceae	<i>Capsicum chacoense</i> Hunz.	1500-1800	Nativa	arbusto		García Massini J. 279
	<i>Cestrum parqui</i> L'Hér.	1500-2000	Nativa	arbusto		García Massini J. 67
	<i>Datura ferox</i> L.	1500-1800	Nativa	hierba anual		García Massini J. 403
	<i>Jaborosa caulescens</i> Gillies & Hook.	3600-3800	Endémica	hierba perenne		García Massini J. 221
	<i>Jaborosa rotacea</i> (Lillo) Hunz. & Barboza	3600-3700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 292
	<i>Lycium boerhaviaefolium</i> L. f.	1500-1700	Nativa	arbusto		García Massini J. 30
	<i>Lycium cestroides</i> Schtdl.	1800-2200	Nativa	arbusto		García Massini J. 137
	<i>Nicotiana glauca</i> Graham	1600-2200	Nativa	arbusto o subarbusto		García Massini J. 48
	<i>Nierembergia pulchella</i> Gillies ex Miers	3700-3800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 241
	<i>Petunia axillaris</i> (Lam.) Britton, Stern & Poggenb.	1500-1900	Nativa	hierba anual		García Massini J. 122
	<i>Physalis viscosa</i> L.	1500-1800	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 278
	<i>Solanum acaule</i> Bitter	3600-3900	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 285
Solanaceae	<i>Solanum argentinum</i> Bitter & Lillo	1800-2200	Nativa	arbusto		García Massini J. 133

Familia	Especie	Rango Altitudinal	Estatus	Forma de Vida	LRI	Especimen
Solanaceae	<i>Solanum elaeagnifolium</i> Cav.	1500-1700	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 438
	<i>Solanum profusum</i> C.V. Morton	1500-1800	Endémica	hierba perenne	X	García Massini J. 70
Talinaceae	<i>Talinum paniculatum</i> (Jacq.) Gaertn.	1800-2300	Adventicia	hierba perenne		García Massini J. 200
Urticaceae	<i>Urtica chamaedryoides</i> Pursh ssp. <i>microsperma</i> Hauman	3800-3900	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 228
	<i>Urtica dioica</i> L.	2000-3600	Adventicia	arbusto	X	García Massini J. 141
Verbenaceae	<i>Aloysia gratissima</i> (Gillies & Hook. ex Hook.) Tronc.	1500-1900	Nativa	arbusto		García Massini J. 77
	<i>Glandularia dissecta</i> (Willd. ex Spreng.) Schnack & Covas	1500-1800	Nativa	hierba perenne	X	García Massini J. 73
	<i>Glandularia tomophylla</i> (Briq.) P. Peralta	2600-3000	Endémica	hierba perenne	X	García Massini J. 103
	<i>Junellia juniperina</i> (Lag.) Moldenke	1800-2400	Nativa	arbusto		García Massini J. 150
	<i>Lippia alba</i> (Mill.) N.E. Br. ex Britton & P. Wilson var. <i>alba</i>	1500-2300	Nativa	arbusto		García Massini J. 34
	<i>Lippia alba</i> (Mill.) N.E. Br. ex Britton & P. Wilson var. <i>lanceolata</i> (Griseb.) Múlgura	1500-2400	Nativa	arbusto	X	García Massini J. 147
	<i>Lippia turbinata</i> Griseb.	1500-1900	Nativa	arbusto		García Massini J. 18
	<i>Salimenaea integrifolia</i> (Griseb.) N. O'Leary & P. Moroni	1500-2200	Nativa	arbusto		García Massini J. 71
	<i>Verbena litoralis</i> Kunth	1500-2200	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 75
Violaceae	<i>Viola triflabellata</i> W. Becker	2000-4500	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 304
Woodsaceae	<i>Woodsia montevidensis</i> (Spreng.) Hieron.	3800-4000	Nativa	hierba perenne		García Massini J. 313
Zygophyllaceae	<i>Bulnesia retama</i> (Gillies ex Hook. & Arn.) Griseb.	1500-1600	Nativa	arbusto		García Massini J. 439
	<i>Larrea cuneifolia</i> Cav.	1500-1700	Endémica	arbusto		García Massini J. 2
	<i>Portieria microphylla</i> (Baill.) Descole, O'Donell & Lourteig	1500-1900	Nativa	arbusto		García Massini J. 42

6. **Azara salicifolia** Griseb. *Abh. Königl. Ges. Wiss. Göttingen* 24: 20. 1879.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, hacia el remate de la quebrada de Menem, 28° 46' 52.1" S, 67° 00' 58.4" O, 1920 m s.n.m., 29-IX-2021, García Massini 52 (UNCAT).

7. **Baccharis fimbriata** (Joch. Müll.) G. Heiden *Phytotaxa* 459: 83. 2020.

Material estudiado.: ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, entre Los chiqueros y Primeros Pozos, 28° 51' 13" S, 67° 7' 13.1" W, 3739 m s.n.m. 4-II-2023, Demaió 966 (UNCAT).

8. **Begonia cucullata** Willd. *Sp. Pl.* 4: 414. 1805.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, quebrada de Menem, 28° 48' 40.8" S, 67° 01' 22.5" O, 1905 m s.n.m., 25-I-2024, García Massini 355 (UNCAT).

9. **Berberis grevilleana** Gillies ex Hook. & Arn. *Bot. Misc.* 3: 136. 1833.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, en El Brete, 28° 47' 32.8" S, 67° 02' 15.7" O, 2763 m s.n.m., 19-X-2021, García Massini 88 (UNCAT).

10. **Caioophora chuquitensis** (Meyen) Urb. & Gilg *Nov. Actorum Acad. Caes. Leop.-Carol. German. Nat. Cur.* 76: 301. 1900.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, campamento Primeros Pozos, 28° 50' 52.7" S, 67° 5' 3.7" O, 3616 m s.n.m., 25-II-2022, Demaio 842 (UNCAT).

11. **Euphrasia adenonota** I.M. Johnst. *Contr. Gray Herb.* 85: 168. 1929.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, cerca de campamento Primeros Pozos, 28° 51' 21" S, 67° 07' 34.5" O, 3791 m s.n.m., 27-III-2022, Demaio 893 (UNCAT).

12. **Galium corymbosum** Ruiz & Pav. *Fl. Peruv.* 1: 59. 1798.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, arriba de El Brete, 28° 47' 32.6" S, 67° 02' 15.9" O, 2766 m s.n.m., 19-X-2021, García Massini 91 (UNCAT).

13. **Gilia laciniata** Ruiz & Pav. *Fl. Peruv.* 2, 17, tab. 123, fig. B. 1799.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, entre La Virgencita y Los Chiqueritos 28° 50' 54.7" S, 67° 06' 32.7" O, 3569 m s.n.m., 9-III-2024, García Massini 396 (UNCAT).

14. **Glandularia dissecta** (Willd. ex Spreng.) Schnack & Covas *Darwiniana* 6: 475. 1944.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, camino a la aguadita en Anillaco, 28° 47' 51.4" S, 66° 57' 47.9" O, 1511 m s.n.m., 14-X-2021, García Massini 73 (UNCAT).

15. **Glandularia tomophylla** (Briq.) P. Peralta *Darwiniana* 45: 241. 2007.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, filo justo al sur de El Brete, 28° 47' 32.6" S, 67° 01' 15.8" O, 2761 m s.n.m., 19-X-2021, García Massini 103 (UNCAT).

16. **Gomphrena meyeniana** Walp. *Nov. Actorum Acad. Caes. Leop.-Carol. Nat. Cur.* 19: 404. 1843.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, entre Los chiqueros y Primeros Pozos, 28° 51' 31.6" S, 67° 8' 8.2" W, 3841 m s.n.m., 27-III-2022, Demaio 883 (UNCAT).

17. **Holocheilus hieracioides** (D. Don) Cabrera *Revista Mus. La Plata, Secc. Bot.* 11: 7. 1968.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, Aguadita de Anillaco, 28° 46' 45.1" S, 66° 58' 44.9" O, 1645 m s.n.m., 5-IX-2021, García Massini 27 (UNCAT).

18. **Hypochaeris argentina** Cabrera *Bol. Soc. Argent. Bot.* 15: 337. 1974.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, entre Los chiqueros y Primeros Pozos, 28° 51' 31.6" S, 67° 8' 8.2" O, 3841 m s.n.m., 26-III-2022, Demaio 876 (UNCAT).

19. **Jobinia samuelssonii** (Malme) Liede & Meve *Ann. Missouri Bot. Gard.* 99: 63. 2013.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, quebrada de Menem, 28° 46' 40.8" S, 67° 01' 17.2" O, 2053 m s.n.m., 26-XI-2021, García Massini 127 (UNCAT).

20. **Lippia alba** (Mill.) N.E. Br. ex Britton & P. Wilson var. **lanceolata** (Griseb.) Múlgura *Hickenia* 1: 91. 2001.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, filo al sur de la quebrada de Las Burras camino a El Brete, 28° 46' 49.3" S, 66° 58' 57.2" O, 1763 m s.n.m., 12-XII-2021, García Massini 147 (UNCAT).

21. **Mancoa hispida** Wedd. *Chlor. Andina* 2, t. 86, f. D. 1861.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, campamento alrededor de los Primeros Pozos, 28° 51' 40.05" S, 67° 6' 54.6" O, 3558 m s.n.m., 3-III-2024, García Massini 392 (UNCAT).

22. **Myriophyllum quitense** Kunth *Nov. Gen. Sp. (quarto ed.)* 6: 89. 1823.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La

Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, entre Los chiqueros y Primeros Pozos, 28° 50.7' S, 67° 06.4' O, 3580 m s.n.m., 4-II-2023, Demaio 977 (UNCAT).

23. **Neobartsia elongata** (Wedd.) Uribe-Convers & Tank *Syst. Bot.* 41: 679. 2016.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, campamento Primeros Pozos, 28° 50' 18.2" S, 67° 05' 46.2" O, 3460 m s.n.m., 27-III-2023, García Massini 324 (UNCAT).

24. **Nothoscordum andicolum** Kunth *Enum. Pl.* 4: 463. 1843.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, planicie al sur de los Cuarzos Blancos, 28° 50' 59" S, 67° 05' 47.8" O, 3679 m s.n.m., 4-II-2023, García Massini 305 (UNCAT).

25. **Nothoscordum nudicaule** (Lehm.) Guagl. *Darwiniana* 17: 209, f. 17–19. 1972.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, entre Los chiqueros y Primeros Pozos, 28° 50' 42.6" S, 67° 6' 26.9" O, 3587 m s.n.m. 3-II-2023, Demaio 959 (UNCAT).

26. **Nototriche caesia** A. W. Hill *Bull. Misc. Inform. Kew* 1933: 486. 1933.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, entre Los chiqueros y Primeros Pozos, 28° 51' 31.6" S, 67° 8' 8.5" O, 3841 m s.n.m., 26-III-2022, Demaio 869 (UNCAT).

27. **Odontorrhynchus castillonii** (Hauman) M.N. Correa *Darwiniana* 10: 158. 1953.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, senda de la cuchilla de Aminga, 28° 49' 52.2" S, 67° 1' 22.2" O, 2143 m s.n.m., 15-XII-2023, García Massini 343 (UNCAT).

28. **Olsynium junceum** (E. Mey. ex C. Presl) Goldblatt ssp. *junceum* *Syst. Bot.* 15: 508. 1990.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, planicie al sur de los Cuarzos Blancos, 28° 50'

50.4" S, 67° 5' 18" O, 3690 m s.n.m., 4-II-2023, García Massini 309 (UNCAT).

29. **Perezia multiflora** (Bonpl.) Less. ssp. *multiflora* *Linnaea* 5: 19. 1830.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, entre Los chiqueros y Primeros Pozos, 28° 51' 31.6" S, 67° 8' 8.5" O, 3841 m s.n.m., 26-III-2022, Demaio 867 (UNCAT).

30. **Plagiobothrys congestus** (Wedd.) I.M. Johnst. *Contr. Gray Herb.* 68: 75. 1923.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, Los Chiqueritos, 28° 51' 29.6" S, 67° 08' 8.9" O, 3908 m s.n.m., 11-III-2024, García Massini 383 (UNCAT).

31. **Polypsecadium grandiflorum** Romanczuk & Boelcke *Hickenia* 1: 301. 1982.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, campamento Primeros Pozos, 28° 50' 53.5" S, 67° 05' 3.4" O, 3588 m s.n.m., 25-III-2022, Demaio 844 (UNCAT).

32. **Polystichum platyphyllum** (Willd.) C. Presl *Tent. Pterid.* 84. 1836.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, entre campamento La Virgencita y Los Chiqueritos, 28° 52' 39" S, 67° 08' 3.3" O, 3595 m s.n.m., 9-III-2024, García Massini 378 (UNCAT).

33. **Pseudognaphalium lacteum** (Meyen & Walp.) Anderb. *Opera Bot.* 104: 147. 1991.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, Los Chiqueritos, 28° 51' 29.6" S, 67° 08' 9.05" O, 3909 m s.n.m., 9-III-2024, García Massini 387 (UNCAT).

34. **Pseudognaphalium yalaense** (Cabrera) Anderb. *Opera Bot.* 104: 148. 1991

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, entre Los Chiqueritos y Primeros Pozos, 28° 50.7' S, 67° 06.4' O, 3580 m s.n.m., 4-II-2023, Demaio 970 (UNCAT).

35. **Ranunculus grisebachii** C.A. Zanotti *Darwiniana*, n.s. 9: 73. 2021.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, Los Chiqueritos, 28° 51' 27.4" S, 67° 08' 1.4" O, 3836 m s.n.m., 26-III-2022, Demaio 858 (UNCAT).

36. **Ribes catamarcanum** Jancz. *Bull. Int. Acad. Sci. Cracovie, Cl. Sci. Math.* 1905: 762. 1905.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, entre Los Chiqueros y Primeros Pozos, 28° 50' 47.4" S, 67° 4' 23" O, 3476 m s.n.m., 27-III-2022, Demaio 887 (UNCAT).

37. **Solanum profusum** C.V. Morton *Revis. Argentine Sp. Solanum* 86, f. 1(M-P), 6. 1976.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, camino a la Aguadita en Anillaco, 28° 47' 51.7" S, 66° 57' 49.8" O, 1505 m s.n.m., 14-X-2021, García Massini 70 (UNCAT).

38. **Stellaria pallida** (Dumort.) Crepin *Man. Fl. Belgique* (ed. 2) 19. 1866.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, quebrada de Menem, 28° 46' 52.1" S, 67° 00' 58.9" O, 1930 m s.n.m., 29-IX-2021, García Massini 54 (UNCAT).

39. **Tarasa capitata** (Cav.) D.M. Bates *Gentes Herb.* 9: 388. 1965.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, quebrada seca atrás de la Aguadita de Anillaco, 28° 46' 52.8" S, 66° 59' 3.9" O, 1644 m s.n.m. 8-IX-2021, García Massini 38 (UNCAT).

40. **Tephrocactus verschaaffeltii** (F. Cels ex F.A.C. Weber) D.R. Hunt & Ritz, *Cactaceae Syst. Init.* 25: 27. 2011.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, filo entre Aminga y Anillaco camino a El Brete, 28° 47' 36.4" S, 67° 02' 9.6" O, 2615 m s.n.m., 15-XI-2021, García Massini 339 (UNCAT).

41. **Urtica dioica** L. *Sp. Pl.* 2: 984. 1753.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La

Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, quebrada de Menem, 28° 46' 40.6" S, 67° 01' 17.3" O, 2055 m s.n.m., 29-XI-2021, García Massini 141 (UNCAT).

42. **Valeriana corymbulosa** (Wedd.) Cabrera *Fl. Prov. Jujuy* 9: 453. 1993.

Material estudiado. ARGENTINA. Prov. La Rioja: *Depto. Castro Barros*, Sierra de Velasco, entre Los Chiqueros y Primeros Pozos, 28° 50' 42.6" S, 67° 06' 26.9" O, 3587 m s.n.m., 3-II-2023, Demaio 948 (UNCAT).

DISCUSIÓN

Afinidades florísticas del área de estudio

El análisis inicial de la diversidad de la vegetación de la Sierra de Velasco muestra la presencia de especies características de las unidades fitogeográficas Monte, Chaco Serrano, Yungas, Comechingones, Puna y Altoandina cuyana en el desarrollo de su gradiente altitudinal, en una concordancia aproximada con los rangos altitudinales planteados *a priori* durante el muestreo (Fig. 4). En particular, la vegetación hallada en la zona del pedemonte de la sierra (~1500-1800 m s.n.m.) posee una composición dominada por elementos típicos de la provincia del Monte (Figs. 5A-F; 6A-F) y coincide con el mapeo que se ha hecho en la región en estudios previos (Barboza *et al.*, 2016; Arana *et al.*, 2021).

Un factor clave de variación con influencia directa sobre los ambientes de la Sierra de Velasco es la topografía. Las quebradas -zonas entre los brazos de la sierra que ascienden menos pronunciadamente hacia su base y adonde se concentra mayor humedad relativa- poseen una vegetación más frondosa y con mayor presencia de árboles, en contraste con las plantas propias de los filos, cuya pendiente asciende más abruptamente hacia las mayores elevaciones, y adonde los vegetales están expuestos a condiciones ambientales más rigurosas. Así, en las quebradas de la sierra (~1800-2400 m s.n.m.), aparecen elementos representativos del distrito del Chaco Serrano de la provincia del Chaco de la región Neotropical (Giorgis *et al.*, 2011; Arana *et al.*, 2021) (Figs. 7A-D; 8A-F). En contraste, hacia las partes más elevadas de la sierra aumenta la radiación solar y las precipitaciones, pasando por una zona a aproximadamente ~2400-2800 m

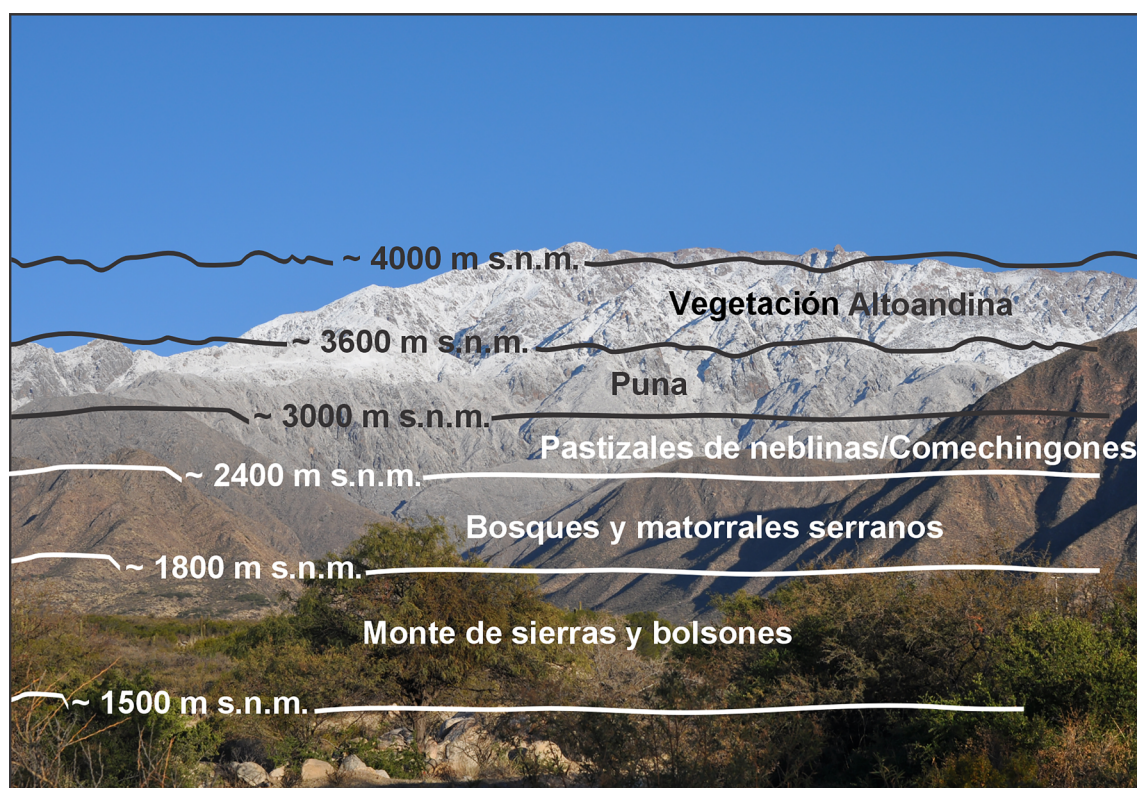


Fig. 4. Distribución altitudinal de la vegetación de la Sierra de Velasco, La Rioja, Argentina.

s.n.m. adonde estacionalmente la condensación de agua proveniente de la evaporación de los arroyos de las quebradas asciende y permanece en un piso altitudinal que genera una franja de vegetación particular que repite muchas de las especies que se hallan en las quebradas (Figs. 9A-E; 10A-F). En estas zonas de mediana altura se desarrollan pastizales serranos húmedos, adonde algunas especies presentes coinciden con las conocidas de los pastizales de neblina de las Yungas de la provincia de las yungas y de la provincia de Comechingones en la Zona de Transición Sudamericana (Martín, 2019; Arana *et al.*, 2021).

Las características del terreno, con una pendiente diferente a la de las quebradas, proclive a una mayor escorrentía, y la mayor amplitud térmica dado al aumento gradual en elevación, también afectan directamente las condiciones ambientales y condicionan el desarrollo de la vegetación. Así, a medida que la sierra asciende, la amplitud térmica aumenta, los suelos aparecen más abiertos y expuestos, y la vegetación se distribuye más

discretamente, en parches, desarrollando hábitos rastreros o en cojín, y en general distintas adaptaciones que generan un mosaico de formas típicas. Distintas especies se distribuyen en vegas, arroyos, roquedales y planicies esteparias características de los hábitats predominantes de estas partes de la sierra, a partir de ~3000 m s.n.m., adonde estos factores alcanzan su mayor expresión. El cambio gradual de la vegetación hacia las mayores elevaciones de la sierra da lugar a la aparición de especies de las provincias Puneña y, gradualmente (~3600 m s.n.m.), Altoandina cuyana de la zona de Transición Sudamericana (Cabrera, 1957; Barboza *et al.*, 2018; Carilla *et al.*, 2018; Arana *et al.*, 2021; Demaio *et al.*, 2022) (Figs. 11A-G; 12A-G; 13A-F). Dentro de la provincia Puneña los elementos hallados sugieren una similitud florística con las cumbres de las Sierras de Ambato, Famatina, Belén y Aconquija y que los ecosistemas representados podrían incluirse en el distrito Boliviano de la Puna *sensu* Martínez Carretero, o Puna húmeda *sensu* Troll (Martínez Carretero, 1995; Demaio *et al.*, 2022).

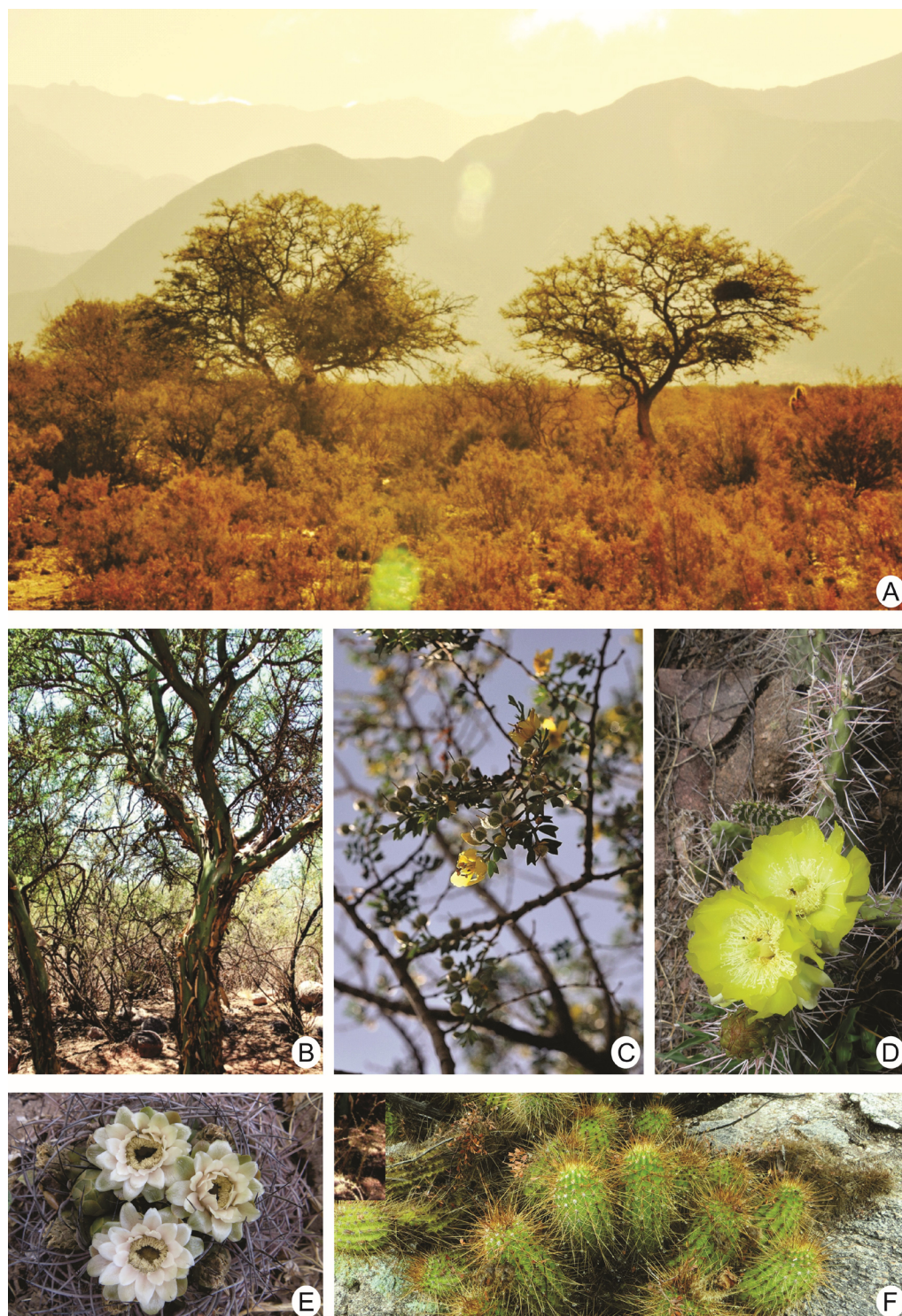


Fig. 5. Vegetación de la Sierra de Velasco en el pedemonte, 1500-2000 m en la Costa Riojana (ladera oriental de la rama occidental de la sierra). **A:** *Neltuma chilensis*. **B:** *Geoffroea decorticans*. **C:** *Larrea cuneifolia*. **D:** *Opuntia sulphurea*. **E:** *Gymnocalycium saglionis*. **F:** *Trichocereus strigosus*.

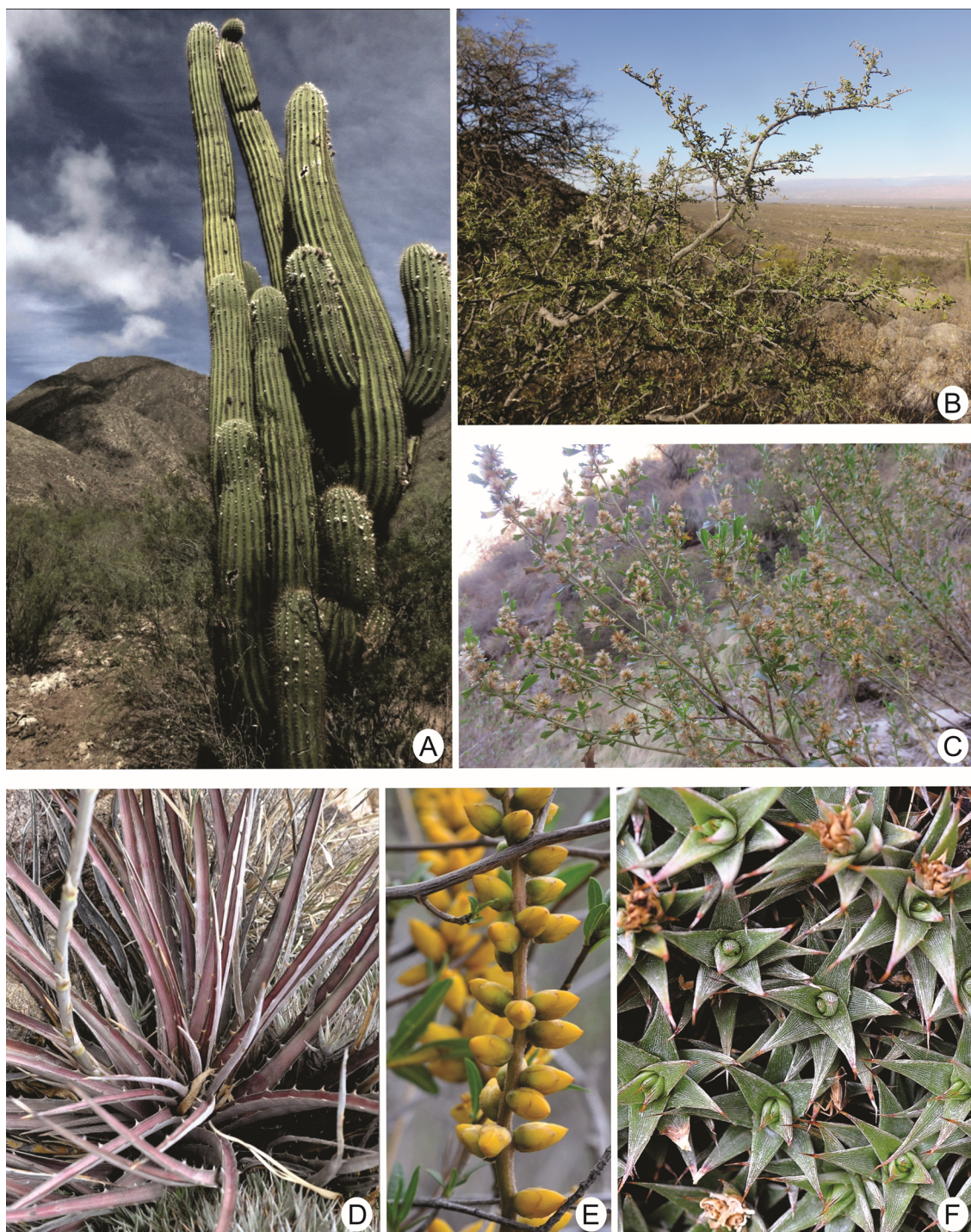


Fig. 6. Vegetación de la Sierra de Velasco en el pedemonte, 1500-2000 en la Costa Riojana. **A:** *Trichocereus terscheckii*. **B:** *Porlieria microphylla*. **C:** *Baccharis argentina*. **D:** *Puya spathacea*. **E:** *Dyckia floribunda*. **F:** *Puya brevifolia*.

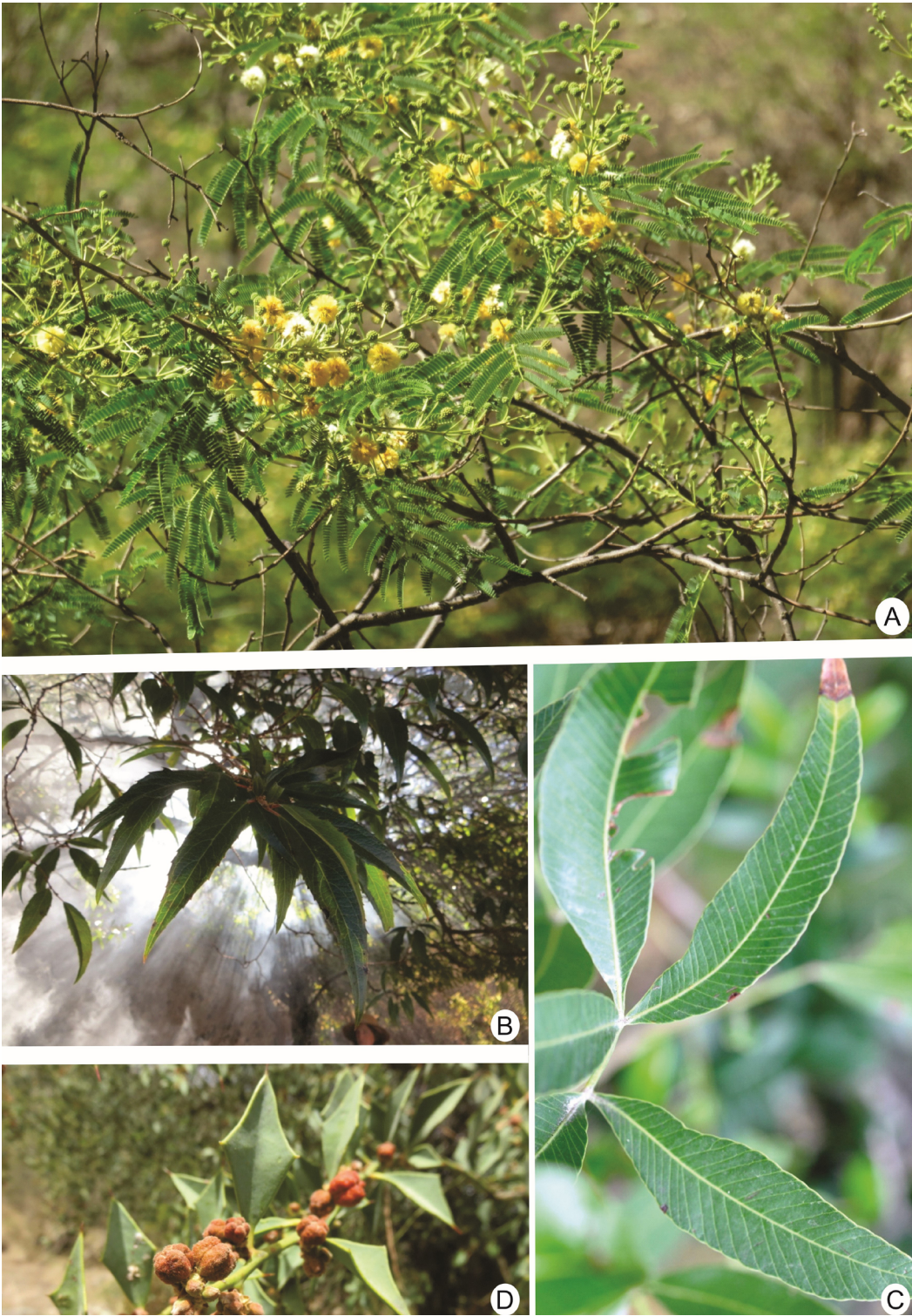


Fig. 7. Vegetación de la Sierra de Velasco en quebradas húmedas, 1800-2400 m en la Costa Riojana. **A:** *Parasenegalia visco*. **B:** *Azara salicifolia*. **C:** *Lithrea molleoides*. **D:** *Jodinia rhombifolia*.



Fig. 8. Vegetación de la Sierra de Velasco en quebradas húmedas, 1800-2400 m en la Costa Riojana. **A:** *Ribes catamarcanum*. **B:** *Schinus fasciculata*. **C:** *Arenaria catamarcensis*. **D:** *Passiflora umbilicata*. **E:** *Calceolaria plectranthifolia*. **F:** *Erythranthe glabrata*.



Fig. 9. Vegetación de la Sierra de Velasco en las partes medias de los filos, 2400-2700 m en la Costa Riojana. **A:** *Nassella pampagrandensis*. **B:** *Aa achalensis*. **C:** *Mastigostyla spathacea*. **D:** *Chloraea riojana*. **E:** *Caiophora cernua*.

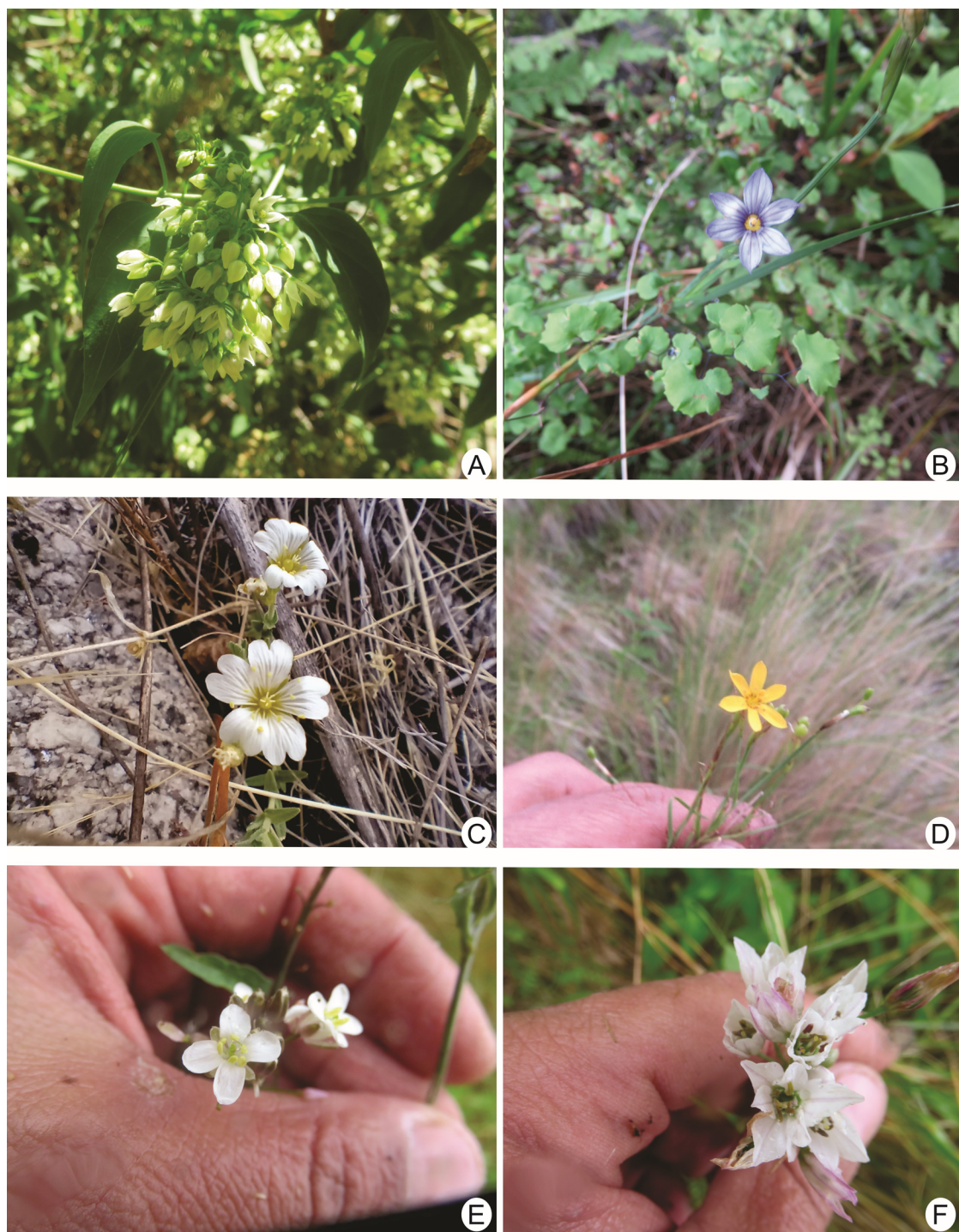


Fig. 10. Vegetación de la Sierra de Velasco en las partes medias de los filos, 2400-2800 m en la Costa Riojana. **A:** *Jobinia samuelsonii*. **B:** *Sisyrinchium chilense*. **C:** *Cerastium tucumanense*. **D:** *Sisyrinchium unguiculatum*. **E:** *Polypsecadium grandiflorum*. **F:** *Nothoscordum nudicaule*.



Fig. 11. Vegetación de la Sierra de Velasco en las partes más elevadas de los filos, 3000-3600 m en la Costa Riojana. **A:** *Adesmia uspallatensis*. **B:** *Clinopodium gilliesii*. **C:** *Hackelia revoluta*. **D:** *Nierembergia pulchella*. **E:** *Lobivia formosa*. **F:** *Peperomia peruviana*. **G:** *Azorella compacta*.

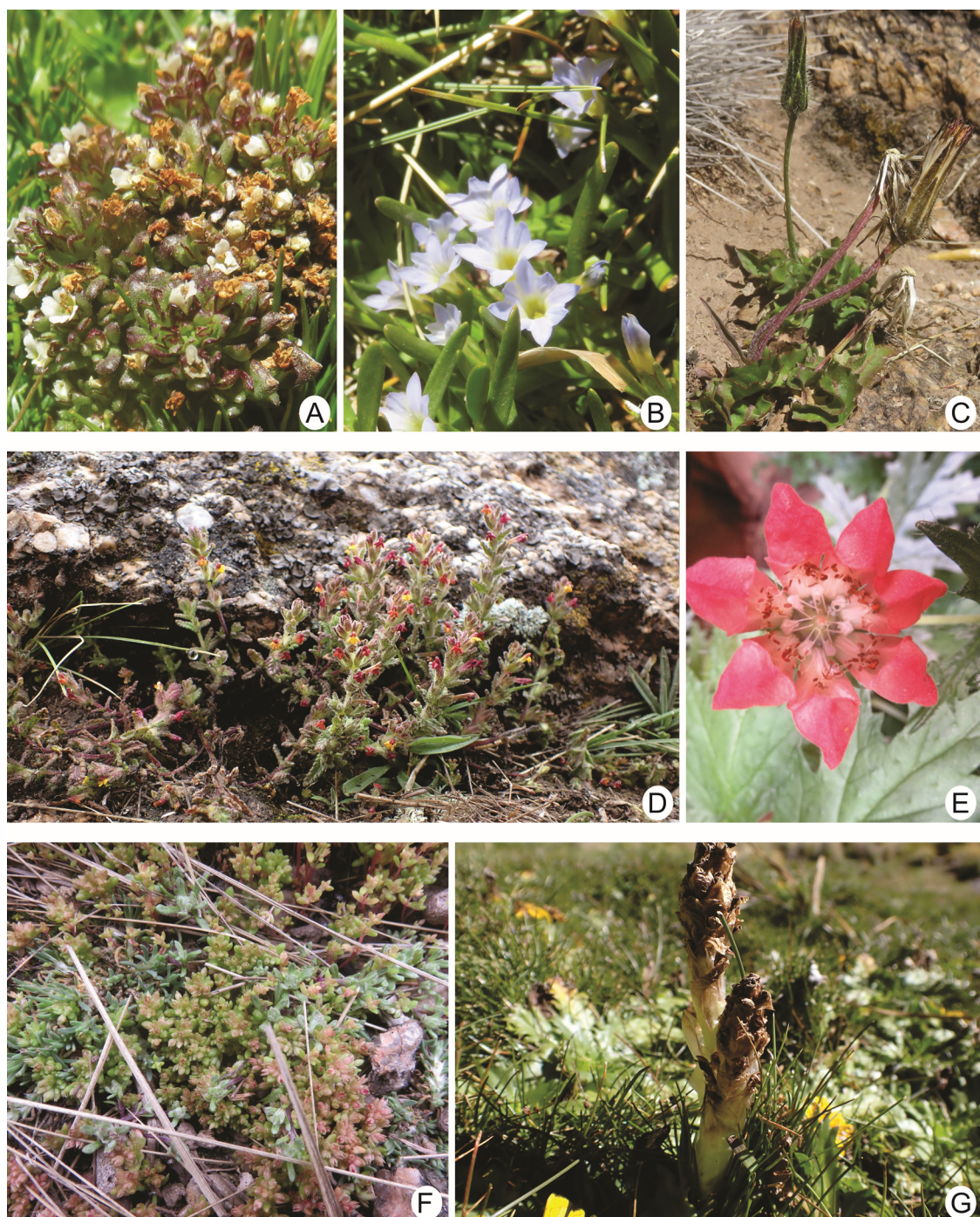


Fig. 12. Vegetación de la Sierra de Velasco en las partes medias de los filos y las altiplanicies, 3600-3700 m en la Costa Riojana. **A:** *Euphrasia adenonota*. **B:** *Genciana prostrata*. **C:** *Hypochaeris argentina*. **D:** *Neobartsia elongata*. **E:** *Caiophora chuquitensis*. **F:** *Crassula connata*. **G:** *Myrosmodes gymnandra*.



Fig. 13. Vegetación de la Sierra de Velasco en el pedemonte de las partes más altas, 3600-4000 m en la Costa Riojana. **A:** *Deyeuxia brevifolia*. **B:** *Perezia multiflora*. **C:** *Adesmia oculata*. **D:** *Senecio breviscapus*. **E:** *Viola triflabellata*. **F:** *Jaborosa rotacea*.

Estos datos, aunque preliminares, muestran una tendencia sobre las probables provincias fitogeográficas representadas e incluyen la presencia de especies ampliamente conocidas para el Monte: *Larrea divaricata* Cav., *Bulnesia retama* (Gillies ex Hook. & Arn.) Griseb., *Neltuma chilensis* (Molina) C.E. Hughes & G.P. Lewis, *Neltuma flexuosa* (DC.) C.E. Hughes & G.P. Lewis, *Celtis tala* Gillies ex Planch., *Geoffrea decorticans* (Gillies ex Hook. & Arn.) Burkart, *Zuccagnia punctata* Cav.; para el Chaco Serrano: *Lithraea molleoides* (Vell.) Engl., *Azara salicifolia* Griseb., *Parasenegalia visco* (Lorentz ex Griseb.) Seigler & Ebinger; para la provincia de Comechingones: *Aa achalensis* Schltr.; y para las provincias fitogeográficas de la Puna y Altoandina cuyana: *Nototriche caesia* A. W. Hill, *Astragalus crypticus* I.M. Johnst., *Crassula connata* (Ruiz & Pav.) A. Berger, *Euphrasia adenonota* I.M. Johnst., *Neobartsia elongata* (Wedd.) Uribe-Convers & Tank, entre otros. El sistema serrano de Velasco, en el límite entre el Monte y la provincia Altoandina Cuyana, podría contribuir a la movilidad de especies entre estas dos unidades biogeográficas.

La Sierra de Velasco se caracteriza por la baja proporción de especies adventicias, con distribución restringida a zonas visitadas por el ganado, y por la abundancia de especies nativas, incluida una importante proporción de especies endémicas, algunas exclusivas de la cadena montañosa como *Chloraea riojana* A. Sobral & Novoa y *Gymnocalycium ubelmaniananum* Rausch. Sumado a que la vegetación presenta un buen estado de conservación, en la Sierra de Velasco habita fauna de enorme importancia, destacándose la presencia de la taruca o venado (i.e. *Hippocamelus antisensis*), ciervo endémico regional, Monumento Nacional Natural (Ley Nacional N° 24.702/96), que halla en ésta su rango de distribución más austral conocido. Otra especie endémica exclusiva de la Sierra es la lagartija altoandina (i.e. *Liolaemus galactistictos*) (Avila *et al.*, 2021). Estas características resaltan la importancia de la Sierra de Velasco como isla biogeográfica depositaria de especies endémicas y únicas, y, en consecuencia, evidencian la necesidad de la conservación de una parte de su territorio que brinde protección efectiva a las especies conocidas, y a las posibles que resulten de la continuidad en el tiempo del estudio de su promisoría diversidad biológica, proceso que recién comienza a hacerse

de manera sistemática. La continuidad en el tiempo del relevamiento de la diversidad de la Sierra de Velasco permitirá establecer una línea de base del estado de conservación de las especies, poder seguir su evolución en el tiempo, y así asistir a la toma de decisiones políticas destinadas a su protección efectiva.

CONCLUSIONES

La vegetación de la Sierra de Velasco se organiza en pisos altitudinales caracterizados por diferentes parámetros ambientales, incluyendo humedad relativa, temperatura, radiación solar y topografía, que se corresponden con los observados en cadenas montañosas comparables en la región (Cabrera *et al.*, 1971; Morello *et al.*, 2012; Demaio *et al.*, 2022; Arana *et al.*, 2021). El estudio sistemático de la vegetación de la Sierra de Velasco a lo largo de su gradiente altitudinal proporciona datos florísticos novedosos que contribuyen a establecer por primera vez sus afinidades florísticas.

CONTRIBUCIÓN DE LOS AUTORES

Todos los autores participaron de las exploraciones botánicas, de la herborización del material colectado y de su determinación taxonómica. JLGM y PD redactaron el manuscrito y elaboraron todas las figuras y las tablas.

AGRADECIMIENTOS

Especialmente a Lena M. Echelle (“Culin”) por su ayuda esencial con todas las tareas que tienen que ver con el desarrollo de este proyecto, a R. Nieto (“Chololo”), vaqueano amigo quien nos ha enseñado las sendas y distintos lugares de la sierra, a Italo Edgardo Palanca, por su colaboración en los trabajos de colección de material, a la Secretaría de Ambiente de La Rioja por la facilitación de los permisos de investigación y apoyo a nuestro proyecto, y a UNCA (PHD) e IdeaWild (JLGM) por el financiamiento. También deseamos agradecer a las sugerencias y correcciones realizadas por dos revisores anónimos, las que han sido muy útiles para mejorar la calidad y contenido de este artículo.

BIBLIOGRAFÍA

- ARANA, M. D., E. NATALE, N. FERRETI, G. ROMANO ... & J. J. MORRONE. 2021. *Esquema biogeográfico de la República Argentina*, 1^{ed}, Opera Lilloana N° 56. Fundación Miguel Lillo, Tucumán.
- ARANDA-RIECKERT, A. 2013. *Flora del Parque Geológico Sanagasta*. Serie Ciencias Naturales CRILAR 43. La Rioja.
- AVILA, L. J., J. VRDOLIAK, C. D. MEDINA, J. L. GARCÍA MASSINI ... & M. A. MORANDO. A new species of *Liolaemus* (Reptilia: Squamata) of the *Liolaemus* capillitas clade (Squamata, Liolaemini, *Liolaemus elongatus-Kriegi* Group) from Sierra de Velasco, La Rioja Province. *Zootaxa* 4903: 194-216. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4903.2.2>
- BARBOZA, G. E., J. J. CANTERO, F. E. CHIARINI, J. CHIAPELLA ... & L. ARIZA ESPINAR. 2016. Vascular plants of Sierra de Famatina (La Rioja, Argentina): an analysis of its biodiversity. *Phytotaxa* 248: 1-123. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.248.1.1>
- BURKART, R. N., R. O. BARBARO, D. A. SANCHEZ & D. A. GÓMEZ. 1999. *Ecorregiones de la Argentina*. Administración de Parques Nacionales-PRODIA, Buenos Aires.
- CABIDO, M., M. ZAK & F. BIURRUN. 2018. *La vegetación y el ambiente de la provincia de La Rioja: una guía ilustrada para viajeros y ecólogos*. Ecoval Ediciones, Córdoba.
- CABRERA, A. L. 1957. La vegetación de la Puna argentina. *Revista Invest. Agric.* 11: 316-412.
- CABRERA, A. L. 1971. Fitogeografía de la República Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 14: 1-42.
- CABRERA, A. L. 1976. Regiones Fitogeográficas de Argentina. *Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería*, Tomo II, Fascículo I. Editorial ACME, Buenos Aires.
- CARILLA, J., A. GRAU & S. CUELLO. 2018. Vegetación de la Puna argentina. En: GRAU, H. R., M. J. BABOT, A. E. IZQUIERDO & A. GRAU (eds.), *La Puna argentina: naturaleza y cultura*, serie de Conservación de la Naturaleza 24, pp. 143-156. Fundación Miguel Lillo, Tucumán.
- CASA, A. I., M. G. YAMIN, M. J. CEGARRA, M. COPPOLECHIA & C. H. COSTA. 2010. Deformación cuaternaria asociada al frente de levantamiento oriental de las Sierras de Velasco y Ambato, Sierras Pampeanas Occidentales. *Rev. Asoc. Geol. Arg.* 67: 425-438.
- DEMAIO, P. H., G. E. REINOSO FRANCHINO, I. PALANCA & O. A. ARELLANO. 2022. Contribución al conocimiento de la flora vascular de alta montaña de la Sierra de Ambato (Catamarca, Argentina). *Bol. Soc. Argent. Bot.* 57: 237-254. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v57.n2.35429>
- GIORGIS, M. A., A. M. CINGOLANI, F. CHIARINI, J. CHIAPELLA ... & M. CABIDO 2011. Composición florística del Bosque Chaqueño Serrano de la provincia de Córdoba, Argentina. *Kurtziana* 36: 9-43.
- MARTIN, C. M. 2019. *Caracterización florística y biogeográfica de los Pastizales Montanos de las Yungas tucumano-bolivianas*. Tesis Doctoral. Universidad Nacional de Tucumán, Argentina.
- MARTINEZ CARRETERO, E. 1995. La Puna Argentina: delimitación general y división en distritos florísticos. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 31: 27-40.
- MORELLO, J., S. D. MATTEUCCI, A. F. RODRIGUEZ & M. E. SILVA 2012. *Ecorregiones y Complejos Ecosistémicos Argentinos*. FADU, GEPAMA, Universidad de Buenos Aires, Buenos Aires.
- MOSTACEDO, B. & T. S. FREDERICKSEN. 2000. *Manual de métodos básicos de muestreo y análisis en ecología vegetal*. Proyecto de Manejo Forestal Sostenible (BOLFOR), Santa Cruz de la Sierra.
- RAUSCH, W. 1972. *Gymnocalycium uebelmannianum* spec. nova. *Succulenta (Netherlands)* 51: 61-64.
- SOBRAL, A. & S. FRACCHIA. 2010. *Aa achalensis* Schltr (Orchidaceae) en la Sierra de Velasco, La Rioja, Argentina. *Kurtziana* 35: 19-21. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v48.n3-4.7620>
- SOBRAL, A. & P. NOVOA. 2013. *Chloraea Riojana* (Chloraeinae-orchidaceae), una nueva orquídea Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 48: 591-98. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v48.n3-4.7620>
- STEVENS GODDARD, A. L., M. A. LARROVERE, B. CARRAPA, H. ACIAR & P. ALVARADO. 2018. Reconstructing the thermal and exhumation history of the Sierras Pampeanas through low-temperature thermochronology: A case study from the Sierra de Velasco. *Geol. Soc. Am. Bull.* 130: 1842-1858. <https://doi.org/10.1130/B31935.1>
- VARELA, O., M. F. PARRADO & S. E. BUEDO. 2015. Diversidad de plantas vasculares del valle Antinaco-Los Colorados, La Rioja, Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 50: 385-411. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v50.n3.12528>

REVISORES

El comité editorial agradece a quienes han colaborado en la
revisión de manuscritos para el volumen 59 (2024).

- Albornoz, Patricia Liliana (Universidad Nacional de Tucumán. Fundación Miguel Lillo, San Miguel de Tucumán, Argentina)
- Almirón, Emilia Noelia (Instituto de Botánica del Nordeste, Corrientes, Argentina)
- Aponte Rojas, Angélica María (Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia)
- Arana, Marcelo (Universidad Nacional de Río Cuarto, Río Cuarto, Argentina)
- Baeza, Carlos Marcelo (Universidad de Concepción, Concepción, Chile)
- Barboza, Gloria Estela (Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal - Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina)
- Barrandeguy, María Eugenia (Universidad Nacional de Misiones, Posadas, Argentina)
- Berrueta, Pedro Cayetano (Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina)
- Bessegua Cecilia (Universidad Nacional de Buenos Aires, Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina)
- Bo, Clara (Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina)
- Bordin, Juçara (Universidade Estadual do Rio Grande do Sul – Unidade Litoral Norte-Osório, Rio Grande do Sul, Brazil)
- Cañiza Ovelar, Bernardo Daniel (Universidad Friedrich-Schiller Jena, Jena, Alemania)
- Contreras Díaz, Roberto César (Centro Regional de Investigación y Desarrollo Sustentable de Atacama, Universidad de Atacama, Copiapó, Chile)
- Cruz, Rafael (Czech Academy of Sciences, Praga, República Checa)
- Delgadillo Moya, Claudio (Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad de México, México)
- Di Pasquo, Mercedes (Centro de Investigación Científica y de Transferencia Tecnológica a la Producción, Diamante, Argentina)
- Eleuterio, Ana Alice (Universidad Federal de Integración Latinoamericana, Foz do Iguaçu, Brasil)
- Ezcurra, Cecilia (Instituto de Investigaciones en Biodiversidad y Medioambiente, San Carlos de Bariloche, Argentina)
- Ferrandis Gotor, Pablo (Universidad de Castilla-La Mancha, Albacete, España)
- Fontana, Sonia (Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina)
- Furlan, Violeta (Instituto de Antropología de Córdoba, Córdoba, Argentina)
- García, Renato Andrés (Universidad Nacional de Avellaneda, Avellaneda, Argentina)
- Garilleti, Ricardo (Universidad de Valencia, Burjassot, España)
- Germain, Paola (Universidad Nacional del Sur, Bahía Blanca, Argentina)
- Gómez Ocampo, Gabriel (Universidad de Buenos Aires, Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina)
- González, Ana María (Instituto de Botánica del Nordeste - Universidad Nacional de Nordeste, Corrientes, Argentina)
- Gorrer, Daniel Alejandro (Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina)
- Hilgert, Norma (Instituto de Biología Subtropical - Universidad Nacional de Misiones, Puerto Iguazú, Argentina)
- Hirai, Regina (Instituto de Pesquisas Ambientais, San Pablo, Brasil)
- Ibáñez Moro, Amalia Valeria (Universidad Nacional de Santiago del Estero, Santiago del Estero, Argentina)
- Izaguirre, Miriam (Universidad de Buenos Aires, Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina)
- Jiménez Escobar, David (Instituto de Antropología. Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina)
- Jiménez, María Soledad (Instituto de Botánica del Nordeste - Universidad Nacional del Nordeste, Corrientes, Argentina)
- Lara García, Francisco (Universidad Autónoma de Madrid, Madrid, España)
- Larsen, Cristin (Instituto de Botánica Darwinion, San Isidro, Argentina)

- Lehnebach, Carlos (Museo de Nueva Zelanda Te Papa Tongarewa, Wellington, Nueva Zelanda)
León, Blanca (Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Museo de Historia Natural, Lima, Perú)
Lopez Lauenstein, Diego (Unidad de Estudios Agropecuarios - Centro de Investigaciones Agropecuarias, Córdoba, Argentina)
López, Priscila Damaris (Smithsonian Tropical Research Institute, Panamá, República de Panamá)
Luengo, Mariel (Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina)
Luna María Luján (Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina)
Martínez, Gustavo Javier (Instituto de Antropología de Córdoba, Córdoba, Argentina)
Maydup, María Luján (Instituto de Fisiología Vegetal, La Plata, Argentina)
Mon, Pía (Universidad de Buenos Aires, Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina)
Moyano, Jaime (Instituto de Investigaciones Científicas y Técnicas - Universidad Nacional del Comahue, San Carlos de Bariloche, Argentina)
Nuñez, Cecilia (Dirección Regional Patagonia Norte, Administración de Parques Nacionales, San Carlos de Bariloche, Argentina)
Páez, Saúl (Instituto de Botánica del Nordeste - Universidad Nacional del Nordeste, Corrientes, Argentina)
Passarelli, Lilian Mónica (Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina)
Passo, Alfredo (Instituto de Investigaciones en Biodiversidad y Medioambiente - Universidad Nacional del Comahue, San Carlos de Bariloche, Argentina)
Pena, Liliana (Universidad de Buenos Aires, Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina)
Pérez Flores, Magalí (Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina)
Peter, Guadalupe (Centro de Estudios Ambientales de la Nor Patagonia - Universidad Nacional de Río Negro, Viedma, Argentina)
Pirondo, Analía (Instituto de Botánica del Nordeste, Corrientes, Argentina)
Ponce, Mónica (Instituto de Botánica Darwinion, San Isidro, Argentina)
Puentes, Jeremías (Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina)
Quezada, Marianella (Universidad de la República, Montevideo, Uruguay)
Ramos Giacosa, Juan Pablo (Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina)
Romero, Stella Maris (Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal, Córdoba, Argentina)
Rovere, Adriana (Instituto de Investigaciones en Biodiversidad y Medioambiente - Universidad Nacional del Comahue, San Carlos de Bariloche, Argentina)
Ruscitti, Marcela (Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina)
Sabatino, Malena (Instituto de Investigaciones en Producción, Sanidad y Ambiente, Mar del Plata, Argentina)
Sánchez González, Arturo (Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Centro de Investigaciones Biológicas, Hidalgo, México)
Sánchez, Romina (Centro de Recursos Naturales Renovables de la Zona Semiárida, Bahía Blanca, Argentina)
Scaldaferro, Marisel (Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal - Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina)
Scaramuzzino, Rosa (Universidad Nacional del Centro de la Provincia de Buenos Aires, Azul, Argentina)
Silvestre, Lana Da Silva (Instituto de Biología, Universidad Federal de Río de Janeiro, Río de Janeiro, Brasil)
Soldati, María Cristina (Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Hurlingham, Argentina)
Sottile, Gonzalo (Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras - Universidad de Mar del Plata, Argentina)
Téllez-Valdés, Oswaldo (Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad de México, México)
Tombion, Leticia (Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Instituto de Floricultura, Hurlingham Argentina)
Torres, Romina (Instituto de Investigaciones Biológicas y Tecnológicas, Córdoba, Argentina)
Trumper, Ahuvit Lilach (Freie Universität Berlin, Berlín, Alemania)
Velázquez, María Silvina (Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina)

Vignale, María Victoria (Instituto de Biotecnología de Misiones e Instituto Misionero de Biodiversidad,
Posadas, Argentina)

Villamil, Carlos Baldomero (Universidad Nacional del Sur, Bahía Blanca, Argentina)

Wraage, Carolina (Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras, Mar del Plata, Argentina)

SOCIEDAD ARGENTINA DE BOTÁNICA

Comisión Directiva

Presidenta: Alicia LOPEZ MENDEZ
Vice-Presidente: Federico Omar ROBBIATI
Secretaria: Agustina YAÑEZ
Secretaria de Actas: Adolfini SAVORETTI
Tesorera: Eliana COTUREL
Protesorera: Marisa BONASORA

Vocales titulares

Jessica Noelia VIERA BARRETO, Roberto SALAS, Jorge Rafael FLORES, Vanina SALGADO,
Renato Andrés GARCÍA, Juan Facundo RODRIGUEZ CRAVERO

Vocales suplentes

María Belén DOUMECQ

Revisores de cuentas

Agostina Belén SASSONE, Nicolás Fernando BRIGNONE

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

Categorías de asociados:

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

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

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

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

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

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

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

El maquetado del presente volumen fue hecho 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.