

Flora preliminar de la cuenca del Río Mayo, sur oriente de la provincia de Zamora Chinchipe, Ecuador

El Oso Andino: ciencia, mito y emblema de identidad de la Universidad Nacional de Loja, Ecuador



1859

Editorial Universidad Nacional de Loja

Dirección: Ciudad Universitaria Guillermo Falconí. Loja - Ecuador

Cod. Postal: 110111 **PBX:** +593 7 254 7252

email: bosqueslatitudcero@unl.edu.ec

www.unl.edu.ec [www.unl.edu.ec](http://revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques) revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques



BOSQUES

Latitud Cero

ISSN-e 2528-7818
Revista científica indexada
Acceso Abierto
Semestral
Digital

Edición:

Volumen 16 Número 1
Enero - Junio 2026
DOI: 10.54753/blc.v16i1



Editorial Universidad Nacional de Loja

Dirección: Ciudad Universitaria Guillermo Falconí. Loja - Ecuador

Cod. Postal: 110111 **PBX:** (+593) 07 2547 252

email: bosqueslatitudcero@unl.edu.ec

www.unl.edu.ec  revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques



AUTORIDADES

Ph.D Nikolay Aguirre

Rector

Universidad Nacional de Loja

Ph.D Elvia Zhapa

Vicerrectora

Universidad Nacional de Loja

COMITÉ EDITORIAL

Ph.D Zhofre Aguirre

Director General

*Facultad Agropecuaria y de
Recursos Naturales Renovables*

Mg.Sc Vinicio Alvarado Jaramillo

Editor en Jefe

*Facultad Agropecuaria y de
Recursos Naturales Renovables*

Mg.Sc Johanna Muñoz Mg.Sc

Editor de Sección

*Facultad Agropecuaria y de
Recursos Naturales Renovables*

EQUIPO TÉCNICO

Diseño de logotipo

Mg.Sc. Vinicio Alvarado Jaramillo

Diseño y diagramación

Mg.Sc Vinicio Alvarado Jaramillo

Mg.Sc. Augusto Correa

Fotografía de portada

Ph.D Zhofre Aguirre

Revisión Abstract

Ph.D Aura Paucar

COMITÉ CIENTÍFICO

Ph.D. Kelly Bocanegra-González

Royal Botanic Garden Edinburgh, UK

Ph.D. Haline Heidinger Abadía

Universidad Nacional Agraria La Molina, Perú

Ph.D. Alberto Julca Otiniano

Universidad Nacional Agraria La Molina, Perú

Ph.D. Tania Delgado Cueva

Universidad Nacional de Loja, Ecuador

Ph.D. Patricio Castro Quezada

Universidad de Cuenca, Ecuador

Ph.D. Mario Añazco Romero

Universidad Técnica del Norte, Ecuador

Ph.D. Alan García Bermúdez

Universidad Técnica de Manabí, Ecuador

Ph.D. Geraldo Cuadrado Barreto

Universidad Técnica de Cotopaxi, Ecuador

Ph.D. Lía Ramos Fernández

Universidad Nacional Agraria La Molina, Perú

Ph.D. Manuel Canto Sáenz

Universidad Nacional Agraria La Molina, Perú

Ph.D. Alina Freire Fierro

Universidad Regional Amazónica, Ecuador

Ph.D. Gretel Geada

Universidad Pinar del Río, Cuba

Ph.D. Dalton Marcelo Pardo Enríquez

Universidad Ecológica Amazónica, Ecuador

Ph.D. José Sánchez Fonseca

Universidad Guantánamo, Cuba

Ph.D. Alonso Cartuche Paqui

Universidad Nacional de Loja, Ecuador

Ph.D. Iris Jacaranda Cruz Larios

Posgr. Ciencias Forestales Montecillo, México

Mg.Sc. Oswaldo Jadán Maza

Universidad de Cuenca, Ecuador

Mg.Sc. Juan Maita Chamba

Universidad Nacional de Loja, Ecuador

REVISTA

Bosques Latitud Cero es una revista científica de acceso abierto, editada por la Universidad Nacional de Loja con enfoque en ciencias ambientales, bosques, recursos naturales y sostenibilidad. Publicada desde 2005, promueve la difusión de conocimiento especializado para contribuir a la conservación de la biodiversidad, la gestión sostenible de los ecosistemas y el desarrollo territorial con responsabilidad socioambiental. Su audiencia incluye investigadores, tomadores de decisiones, educadores, profesionales del sector ambiental y ciudadanía interesada.



Todos los manuscritos reciben una revisión preliminar de originalidad y adecuación temática, y posteriormente se someten a un estricto proceso de revisión por pares doble ciego realizado por evaluadores nacionales e internacionales especializados. Las decisiones editoriales se fundamentan en criterios de mérito científico, transparencia y relevancia.

Ética editorial y responsabilidad

La revista se adhiere a los principios y directrices del Committee on Publication Ethics (COPE), asegurando prácticas responsables en la publicación científica: integridad en los datos, originalidad, ausencia de plagio, conflictos de intereses declarados y respeto a la propiedad intelectual. Autores conservan sus derechos de autor bajo una licencia Creative Commons CC BY-NC-SA 4.0, permitiendo uso, adaptación y distribución del contenido con fines no comerciales y con atribución obligatoria.

Acceso abierto para el bien común

Comprometida con el conocimiento como bien público, la revista ofrece todo su contenido de acceso abierto inmediato y sin cargos para autores ni lectores. Los artículos pueden leerse, descargarse, copiarse y difundirse libremente, promoviendo la igualdad en el acceso a información científica de utilidad social.



Misión

Difundir actividades académicas y científicas del campo ambiental, conservación, manejo de recursos naturales y bosques, desarrolladas tanto dentro como fuera de la Universidad Nacional de Loja, promoviendo el conocimiento libre y sin barreras de acceso.

Visión

Posicionarse como una revista de impacto, reconocida por su calidad editorial, su compromiso con la excelencia académica y su contribución al desarrollo del conocimiento en su ámbito temático.

La temática que aborda la revista se resume en:

- Estructura, dinámica y manejo de bosques tropicales y andinos.
- Biodiversidad, flora, fauna y ecosistemas.
- Servicios ecosistémicos, restauración e impactos ambientales.
- Gestión del agua, suelo y recursos naturales.
- Conservación biológica, cambio climático y políticas ambientales.
- Innovaciones para desarrollo territorial sostenible.

Aspectos editoriales:

- Acepta manuscritos en español e inglés.
- Los tipos de trabajos que difunde la revista son: artículos científicos, artículos de revisión, notas científicas y guías técnicas

Las opiniones, análisis, resultados y conclusiones expresados en los artículos publicados son de exclusiva responsabilidad de sus autores y no reflejan necesariamente la posición institucional de la Universidad Nacional de Loja.

La revista está registrada en reconocidas bases de datos, directorios y servicios de indexación:



De Belém a los Andes: un nuevo horizonte para nuestros bosques y gente

La historia de la conservación ambiental ha dado un giro decisivo en el corazón de la Amazonía. La reciente Cumbre de Belém y la COP30 no solo han marcado el décimo aniversario del Acuerdo de París, sino que han inaugurado una «era de implementación» bajo el espíritu del *Mutirão Global* —una movilización colectiva basada en la solidaridad y la acción compartida—. Para quienes trabajamos y vivimos en la mitad del mundo, las decisiones tomadas en Brasil, conocidas como el «Paquete Belém», resuenan con una urgencia particular.

El mensaje central es claro: la crisis ecológica es insoluble de la crisis social. La Declaración de Belém sobre la lucha contra el racismo ambiental, respaldada por Ecuador, reconoce explícitamente que el cambio climático exacerba las desigualdades históricas, afectando desproporcionadamente a los pueblos indígenas, afrodescendientes y comunidades locales. Ya no se trata solo de contar hectáreas de bosque o toneladas de carbono; se trata de justicia racial y social.

Uno de los hitos más esperanzadores para nuestra región es el lanzamiento del *Tropical Forest Forever Facility* (TFFF) o Fondo Bosques Tropicales para Siempre. Este mecanismo innovador busca resolver una deuda histórica: garantizar que los bosques tropicales valgan más en pie que destruidos. Con un capital inicial movilizado de más de 6,7 billones de dólares, el fondo promete pagos predecibles y a largo plazo por la conservación verificada, reconociendo el valor intrínseco de los servicios ecosistémicos que nuestros bosques proveen al mundo.

Sin embargo, proteger el bosque implica también proteger a quienes lo habitan y lo trabajan. La declaración sobre «Acción Climática Centrada en las Personas» subraya la necesidad de apoyar a los pequeños productores de alimentos como agentes de resiliencia. Esto es vital para integrar sistemas de protección social con la gestión de recursos naturales, asegurando que la transición hacia una economía baja en carbono no deje a nadie atrás.

La realidad para Loja y Ecuador

¿Cómo aterrizamos estos acuerdos globales en nuestra Latitud Cero? Para Ecuador, y específicamente para la provincia de Loja, las implicaciones son profundas y requieren acción inmediata.

Primero, la gestión del fuego. Ecuador se ha sumado al «Llamado a la Acción sobre el Manejo Integral del Fuego», un compromiso para transitar de la simple supresión de incendios a estrategias de prevención que incorporen el conocimiento ancestral y comunitario. En los ecosistemas secos y frágiles del sur del Ecuador, donde los incendios forestales son una amenaza recurrente agravada por el cambio climático, este enfoque es vital. Debemos empoderar a nuestras comunidades locales como primeros respondientes y guardianes del territorio, tal como lo estipula el acuerdo.

Segundo, la oportunidad financiera. La inclusión de Ecuador en la lista de países que respaldan el TFFF y la declaración contra el racismo ambiental abre puertas para canalizar financiamiento climático hacia nuestras áreas de conservación. Loja, con su rica biodiversidad y sus bosques secos únicos, debe posicionarse para acceder a estos recursos, demostrando que la conservación local es una pieza clave de la estabilidad climática global.

Finalmente, el enfoque humano. El pequeño agricultor lojano, el guardián del bosque seco y las comunidades en las zonas de amortiguamiento son los protagonistas de esta nueva etapa. La agenda de Belém nos invita a ver la conservación no como una restricción, sino como una herramienta para erradicar la pobreza y garantizar la seguridad alimentaria.

Desde *Bosques Latitud Cero*, hacemos un llamado a las autoridades locales, la academia y la sociedad civil para transformar estos compromisos diplomáticos en políticas públicas tangibles. El mundo ha reconocido que el futuro es verde y justo; es nuestro deber asegurar que ese futuro eche raíces profundas en nuestro suelo.

Vinicio Atunado Jaramilla
Editor en Jefe BLC

ÍNDICE

<i>Aralia soratensis</i> Marchal, nuevo árbol y género para Ecuador Eduardo Cueva, David Neill(†), Zhofre Aguirre-Mendoza, Adrián Escudero Bosques Latitud Cero, 16(1) 8-14. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2636	8
Flora preliminar de la cuenca del Río Mayo, sur oriente de la provincia de Zamora Chinchipe, Ecuador Zhofre Aguirre-Mendoza, Dario Veintimilla-Ramos, Sebastian Pardo-Jaramillo, Jaime Peña-Tamayo, Nelson Jaramillo-Díaz Bosques Latitud Cero, 16(1) 15-38. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2607	15
Valoración y comercialización de productos forestales no maderables en Cofán Bermejo, Ecuador Andrea Beltrán, Evelyn Pallo, Jenny Zamora Bosques Latitud Cero, 16(1) 39-52. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2510	39
Formulación de un herbicida ecológico a base de <i>Theobroma cacao</i> L. e hidróxido de potasio Davis Bonilla, Ariana Sarmiento, Jaime Maza, Hugo Romero Bosques Latitud Cero, 16(1) 53-66. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2565	53
Evaluación sintomatológica del estado fitosanitario del arbolado urbano de la ciudad de Loja, Ecuador Paulina Fernández, Deicy Lozano, Andrés Armijos-Montaña, Nohemí Jumbo, Darwin Pucha Bosques Latitud Cero, 16(1) 67-89. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2638	67
<i>AgroBacillus</i>: Lixiviado de raquis de banano para el manejo agroecológico de <i>Ralstonia solanacearum</i> con reducción significativa de la carga bacteriana Edison Vásquez, Arístides Stavrinouidis-Xenon Bosques Latitud Cero, 16(1) 90-98. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2532	90
Inducción de estructuras callogénicas en explantes <i>in vitro</i> y <i>ex vitro</i> de <i>Cinchona officinalis</i> L Andrés Armijos-Montaña, Marcia Manchay-Loaiza, Magaly Yaguana-Arévalo Bosques Latitud Cero, 16(1) 99-113. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2633	99
El Oso Andino: ciencia, mito y emblema de identidad de la Universidad Nacional de Loja, Ecuador Nikolay Aguirre, Tania Salinas Bosques Latitud Cero, 16(1) 114-117. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2602	114
Sistemas Agroforestales (SAFs), una alternativa para la restauración del paisaje Leonardo González, Zhofre Aguirre-Mendoza Bosques Latitud Cero, 16(1) 118-125. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2637	118
Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador Amarú Ramón, Edison García, Paolo Piedrahita, Nelson Jaramillo-Díaz Bosques Latitud Cero, 16(1) 126-167. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608	126
Habitantes sigilosas de los Andes. Guía fotográfica de la diversidad de aves presente en los bosques de <i>Polylepis</i> del Ecuador Eduardo Obando, Mayra Caiza, Cecilia Castañeda, Francisco Tobar Bosques Latitud Cero, 16(1) 168-178. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2634	168

<i>Aralia soratensis</i> Marchal, a new tree and genus for Ecuador	8
Eduardo Cueva, David Neill(†), Zhofre Aguirre-Mendoza, Adrián Escudero Bosques Latitud Cero, 16(1) 8-14. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2636	
Preliminary flora of the Mayo River watershed, southeastern Zamora Chinchipe province, Ecuador	15
Zhofre Aguirre-Mendoza, Dario Veintimilla-Ramos, Sebastian Pardo-Jaramillo, Jaime Peña-Tamayo, Nelson Jaramillo-Díaz Bosques Latitud Cero, 16(1) 15-38. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2607	
Valuation and marketing of non-timber forest products in Cofán Bermejo, Ecuador	39
Andrea Beltrán, Evelyn Pallo, Jenny Zamora Bosques Latitud Cero, 16(1) 39-52. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2510	
Formulation of an ecological herbicide based on <i>Theobroma cacao</i> L. and potassium hydroxide	53
Davis Bonilla, Ariana Sarmiento, Jaime Maza, Hugo Romero Bosques Latitud Cero, 16(1) 53-66. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2565	
Symptomatological evaluation of the phytosanitary status of the urban trees in the city of Loja, Ecuador	67
Paulina Fernández, Deicy Lozano, Andrés Armijos-Montaño, Nohemí Jumbo, Darwin Pucha Bosques Latitud Cero, 16(1) 67-89. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2638	
<i>AgroBacillus</i>: Banana rachis leachate for the agroecological management of <i>Ralstonia solanacearum</i> with significant reduction of bacterial load	90
Edison Vásquez, Aristides Stavrinouidis-Xenon Bosques Latitud Cero, 16(1) 90-98. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2532	
Induction of callogenic structures in <i>in vitro</i> and <i>ex vitro</i> explants of <i>Cinchona officinalis</i> L	99
Andrés Armijos-Montaño, Marcia Manchay-Loaiza, Magaly Yaguana-Arévalo Bosques Latitud Cero, 16(1) 99-113. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2633	
The Andean Bear: science, myth, and an emblem of identity of the Universidad Nacional de Loja, Ecuador	114
Nikolay Aguirre, Tania Salinas Bosques Latitud Cero, 16(1) 114-117. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2602	
Agroforestry System (SAFs), an alternative for the landscape restoration	118
Leonardo González, Zhofre Aguirre-Mendoza Bosques Latitud Cero, 16(1) 118-125. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2637	
Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador	126
Amarú Ramón, Edison García, Paolo Piedrahita, Nelson Jaramillo-Díaz Bosques Latitud Cero, 16(1) 126-167. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608	
Secretive inhabitants of the Andes. Photographic guide to the diversity of birds found in the <i>Polylepis</i> forests of Ecuador	168
Eduardo Obando, Mayra Caiza, Cecilia Castañeda, Francisco Tobar Bosques Latitud Cero, 16(1) 168-178. https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2634	



Aralia soratensis Marchal, nuevo árbol y género para Ecuador

Aralia soratensis Marchal, a new tree and genus for Ecuador

Eduardo Cueva^{1,2,*} 

David Neill^{(†)3} 

Zhofre Aguirre-Mendoza¹ 

Adrián Escudero² 

1. Universidad Nacional de Loja, Facultad Agropecuaria y Recursos Renovables, Herbario Loja, Escuela de Ingeniería Forestal, Loja, Ecuador

2. Universidad Rey Juan Carlos, Área de Biodiversidad y Conservación, Departamento de Biología y Geografía, Móstoles, Madrid, España

3. Universidad Estatal Amazónica, Departamento de Biología, Tena, Ecuador

*Autor para correspondencia: ecuevafcsf@gmail.com

RECIBIDO: 11/09/2025

ACEPTADO: 10/12/2025

PUBLICADO: 05/01/2026

■ RESUMEN

Un nuevo árbol y género de la familia Araliaceae ha sido registrado por primera vez en Ecuador. El hallazgo de varios ejemplares se realizó en bosques semidecíduos piemontanos del Catamayo - Alamor y en bosques semidecíduos montanos bajos del Catamayo – Alamor de la provincia de Loja, cantones: Macará, Paltas y Gonzanamá, específicamente en la reserva natural Laipuna (Propiedad de Naturaleza y Cultura Internacional), ubicada a unos 20 km de Macará, a una altitud de 1120 m s.n.m. Durante una expedición botánica (noviembre 2009), se colectó un árbol de aproximadamente 7 metros de altura, desconocido por los habitantes locales. Tras su análisis en herbarios ecuatorianos (LOJA, QCNE, QCA) y consulta con especialistas taxónomos del país, se confirmó que se trataba de *Aralia soratensis* Marchal, una especie distribuida típicamente en la parte central y al Pacífico en el continente sur americano, especialmente en el norte de Argentina, el suroeste de Bolivia y el sur del Perú. En este último país, hay una colección realizada en el noroeste, dentro del área protegida Cerros de Amotape, en el departamento de Tumbes. En Ecuador, además del registro en la reserva Laipuna en el cantón Macará, se han identificado ejemplares en otros cantones de la provincia de Loja, como Gonzanamá sector Sacapalca (1350 m s.n.m.), y con mayor frecuencia en Paltas, particularmente en la parte baja del cerro Pisaca (1857 m s.n.m.). Durante investigaciones y seguimiento a las plantas identificadas se ha determinado que *Aralia soratensis* florece entre noviembre - enero cuando inicia el período de lluvias y fructifica entre enero – marzo; hasta ahora se han identificado dos poblaciones con pocos individuos en los cantones Macará y Paltas, creciendo en lugares húmedos o lechos de quebradas secas donde encuentra su nicho favorable para su desarrollo.

Palabras clave: Araliaceae, *Aralia*, Laipuna, Pisaca, semidecíduo, piemontano



■ ABSTRACT

A new tree and genus of the family Araliaceae has been recorded for the first time in Ecuador. The discovery of several specimens took place in semi-deciduous piedmont forests of Catamayo–Alamor and in lower montane semi-deciduous forests of Catamayo–Alamor, in Loja Province, specifically in the cantons of Macará, Paltas, and Gonzanamá. The finding was made in the Laipuna Nature Reserve (property of Naturaleza y Cultura Internacional), located about 20 km from Macará, at an altitude of 1120 m a.s.l. During a botanical expedition in November 2009, a tree approximately 7 meters tall was collected, unknown to local inhabitants. After analysis in Ecuadorian herbaria (LOJA, QCNE, QCA) and consultation with national taxonomic specialists, it was confirmed to be *Aralia soratensis* Marchal, a species typically distributed in the central and Pacific regions of South America, especially in northern Argentina, southwestern Bolivia, and southern Peru. In the latter country, a collection was made in the northwest, within the Cerros de Amotape Protected Area, in the department of Tumbes. In Ecuador, besides the record in Laipuna Reserve in Macará canton, specimens have also been identified in other cantons of Loja Province, such as Gonzanamá (Sacapalca sector, 1350 m a.s.l.), and more frequently in Paltas, particularly in the lower part of Pisaca Hill (1857 m a.s.l.). Research and monitoring of the identified plants have determined that *Aralia soratensis* flowers between November and January, coinciding with the onset of the rainy season, and fruits between January and March. So far, two populations with few individuals have been identified in the cantons of Macará and Paltas, growing in humid sites or dry ravine beds, where it finds favorable niches for its development.

Keywords: Araliaceae, *Aralia*, Laipuna, Pisaca, semi-deciduous, piedmont

■ INTRODUCCIÓN

La familia Araliaceae comprende más de 1 400 especies distribuidas en aproximadamente 50 géneros, con predominancia en regiones tropicales y algunos representantes en zonas templadas (Sklenář et al., 2005). Dentro de esta familia, el género *Aralia* L. destaca por su diversidad, con 71 especies reconocidas, lo que lo convierte en el quinto género más grande de Araliaceae (Wen, 2011). En América del Sur, *Aralia soratensis* Marchal, ha sido registrada en múltiples ocasiones en el norte de Argentina, el occidente y sur de Bolivia, así como en el sur del Perú. En este último existe un registro muy distante de los existentes (Gentry & Díaz 58212), en el Parque Nacional Cerros de Amotape, ubicado en el departamento de Tumbes, al norte del Perú, en la frontera con Ecuador (Wen, 2011). Este último constituye el registro más cercano al nuevo hallazgo de la reserva natural Laipuna, del cantón Macará, provincia de Loja en Ecuador.

Hasta la fecha, el género *Aralia* no había sido registrado en territorio ecuatoriano. El presente estudio reporta su primer registro en el país,

correspondiente al espécimen ECO número 1513, depositado en el herbario LOJA; colectado en ecosistemas de bosque semideciduo piemontano del Catamayo - Alamor y en bosque semideciduo montano bajo del Catamayo – Alamor de la provincia de Loja (Ministerio del Ambiente del Ecuador [MAE], 2013). Posteriormente, se han encontrado algunos ejemplares adicionales de *A. soratensis* en localidades como la Reserva Pisaca (cantón Paltas), incluyendo su zona de amortiguamiento, y en el cantón Gonzanamá, específicamente en la parroquia Sacapalca, en la vía hacia el río Catamayo. Estos hallazgos sugieren una posible distribución de la especie en el sur del Ecuador, provincia de Loja, asociada a ambientes secos semideciduos, piemontanos y premontanos interandinos.

El objetivo de este trabajo es reportar el registro para Ecuador de *Aralia soratensis*, un árbol perteneciente a un género y especie no documentados antes en el país. Esta especie ha sido muy recolectada en Sudamérica, con registros confirmados hasta el sur del Perú, a más de 1 200 km del nuevo hallazgo. Hasta la fecha,

su presencia más cercana se había reportado en Tumbes (Perú), a aproximadamente 50 km de la localidad ecuatoriana donde fue identificada. Este nuevo registro amplía la distribución conocida de la especie y representa un aporte relevante al conocimiento y documentación de la flora arbórea del Ecuador, reforzando la importancia de los estudios florísticos regionales para la comprensión de los patrones biogeográficos andino-amazónicos.

METODOLOGÍA

Durante una expedición realizada en la Reserva Natural Laipuna, gestionada por Naturaleza y Cultura Internacional (noviembre 2009), ubicada en el sistema montañoso seco occidental del cantón Macará, provincia de Loja, se colectó un individuo arbóreo de aproximadamente 7 metros de altura y 15 cm de diámetro a la altura del pecho (DAP), localizado en el sendero que conduce a la antigua casa hacienda, como se presentaba casi defoliado por la estación seca se regresó en la temporada lluviosa para colectar por segunda vez con las hojas completas. La especie no constaba en el inventario florístico de la Reserva Laipuna y era desconocida por los pobladores locales. Posteriormente, se encontró un ejemplar fértil en la vía que conecta la parroquia Sacapalca (cantón Gonzanamá) con el río Catamayo (17 enero de 2014). Adicionalmente, se localizaron otros individuos en las faldas y parte baja del cerro Pisaca y en la Hacienda Macandamine, del cantón Paltas.

El material colectado, fue transportado al herbario LOJA, donde se codificó, secó y posteriormente se incorporó en la base de datos del herbario. Con las muestras completas (fértils), se procedió a revisar las colecciones de los herbarios locales y nacionales como: Herbario LOJA, HUTPL, CUENC, QCNE y QCA. También se consultaron bases de datos digitales como Trópicos del Jardín Botánico de Missouri (MO) y el Jardín Botánico de Nueva York (NY) y no se encontró ningún espécimen para Ecuador, se revisó el Catálogo de plantas vasculares del Ecuador. (Jørgensen y León eds. 1999) y los compendios adicionales de la flora: ¿Cuántas especies nativas

de plantas vasculares hay en el Ecuador? (Neill, 2012) y Guía de plantas vasculares del Ecuador (INABIO) (Ulloa, 2017). Luego, se consultó con especialistas de la flora ecuatoriana, entre ellos: D. Neill (+), C. Cerón, Z. Aguirre, B. Merino, Marcia Peñafiel y los especialistas de la familia como Pete Lowry del herbario (MO) y Greg Plunkett del herbario (NY), quienes confirmaron que es nuevo registro para el país, con posibilidad de ser una nueva especie.

RESULTADOS

El nuevo registro para la flora de Ecuador, es conocido localmente con nombres comunes como: Pacedro y Cedrillo y hubo varias localidades que no tiene un nombre local. Pertenece a la familia Araliaceae y su nombre científico es *Aralia soratensis* Marchal. En la Figura 1 se ilustra la especie descrita.



Figura 1. Ilustración de los órganos de *Aralia soratensis* Marchal.

Ilustración elaborada por Cueva S. (2013)

Descripción botánica

Árbol de 5 a 16 m de altura, con un diámetro a la altura del pecho (DAP) que varía de 10 a 60 cm., es caducifolio y polígamo (Figura 2A). El tronco presenta una corteza corchosa de color gris,

profundamente agrietada en sentido longitudinal (1–2,4 cm de profundidad), característica evidente en árboles de mayor edad (Figura 2B). La mayoría de las ramas son delgadas y a menudo largas, quebradizas, con las hojas agrupadas en el ápice; las ramitas de donde salen las hojas muestran cicatrices foliares conspicuas, también se observa lenticelas blanquecinas. Posee estípulas caducas de forma lineal a triangular, miden entre 2 y 3 mm de largo por 0,5 a 3 mm de ancho, son subcoriáceas, glabras y de color verde a rojizo oscuro, se observan principalmente en los pecíolos de las inflorescencias y en las ramitas jóvenes, donde varían en tonalidad de verde a rojiza oscura (Figura 2C).

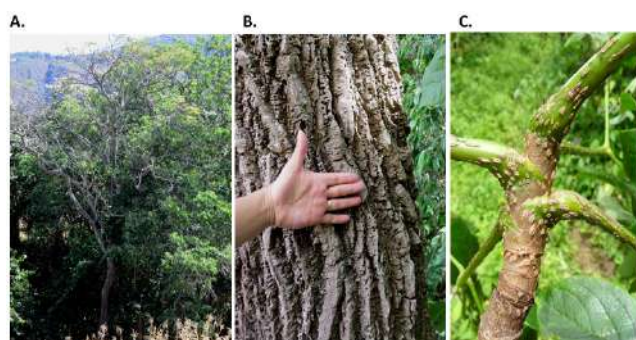


Figura 2. A: Ejemplar completo de *Aralia soratensis* creciendo en el límite de un cultivo de maíz.; B: Fuste del árbol con corteza muy fisurado longitudinalmente; C: Cicatrices foliares y lenticelas cremas evidentes en las ramitas.

Tiene hojas compuestas, alternas, impari-tripinnadas (Novara, 1993), de 50 - 65 cm de largo y 50 - 70 cm de ancho; pecíolos de 9 – 18 y raramente hasta 24 cm, de color verdoso a rojizo oscuro; La base envainadora con presencia de lenticelas blanquecinas; raquis verde a rojizo, articulado (4 o 5 secciones) las pinnas basales tiene 5 – 7 foliólulos y disminuyen hacia la parte apical que termina en uno; Foliólulos glabros, cordados, ovados a elípticos de 1,8 – 4,5 y raramente hasta 6,2 cm de largo y de 1,6 – 3,2 cm de ancho, haz verde brillante y envés verde blanquecino, base cordados a ovados u obtusos, con ápice aristado o acuminado, bordes aserrados finamente y nervaduras reticuladas; peciólulos verdosos a rojizos de 0,6 cm en la parte apical a 5 cm en la base (Figura 3 A y B).

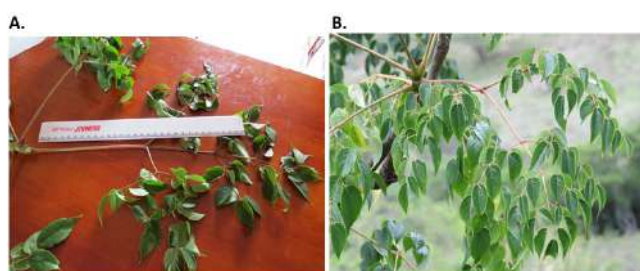


Figura 3. A: Hoja compuesta tripinnada de *A. soratensis*; B: Disposición apical de las hojas.

Las flores están organizadas en inflorescencias tipo panículas terminales con un eje principal y la parte terminal verdosa a rojiza, glabras, compuestas generalmente por 2 a 7 y hasta 10 panículas de 14 – 25 cm de largo y 9 – 15 cm de ancho, que se agregan en un eje principal; cada panícula posee de 30 a 90 umbelas (3 – 6,5 cm de largo); cada umbela tiene 30 – 70 flores que nacen desde un eje principal. Las flores pentámeras son pequeñas de 2,3 – 3,8 mm; receptáculo ensanchado; pétalos de 1,5 – 2,5 mm con un nervio central longitudinal, amarillento a verdosos en el haz y rojizos en el envés; Cáliz rojizo con sépalos triangulares de 1,0 – 1,6 mm de largo y 1,3 a 2,5 mm de ancho, glabros; Posee 5 estambres, alternipétalos, filamentos amarillentos de 2 a 3,5 mm que emergen desde un disco verde o amarillento que cubre el ovario, posee dos tecas dorsifijadas 0,6 a 1 mm, dehiscencia longitudinal; Ovario semi ínfero rodeado por el disco estaminal, estilo corto o nulo de 0 – 2 mm; pecíolos articulados de 5 – 8 mm verdes a rojizos.



Figura 4. A: Inflorescencia terminal; B: Flores en botón y abiertas; C: Flores con 5 estambres alternipétalos.

Los frutos son redondos u ovalados, pentacarpelares, de 4 - 5 mm de diámetro y 5 a 6 mm de largo, rojizos cuando están tiernos y al madurar son rojizos o púrpura oscuros; el estilo persistente 1 – 2 mm, dividido en 4 o 5 puntas el ápice y connados basalmente; las semillas son achatadas de 2 a 3 mm.

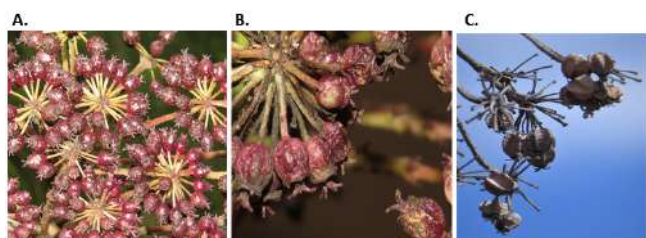


Figura 5. A: Infrutescencia; B: Frutos con estilo apical persistente; C: Frutos pentacarpelares con semillas achatadas.

Distribución

Aralia soratensis ha sido registrada en la zona central y occidental de Sudamérica, región que comprende el norte de Argentina, el oeste de Bolivia y el sur de Perú en la cordillera de los Andes, se encuentra en valles interandinos secos y zonas montañosas entre 500 y 3500 m s.n.m., y las condiciones ideales que prefiere son climas frescos y húmedos. Sin embargo, en territorio peruano existe un único registro en la costa norte, una muestra colectada por los botánicos Alwyn Gentry y Camilo Díaz (número 58212) el 9 de junio de 1987 específicamente entre Piura y Tumbes, dentro del Parque Nacional Cerros de Amotape (Wen, 2011). Este registro constituye el punto más cercano al nuevo hallazgo en Ecuador, localizado en el cantón Macará, Reserva Laipuna, a aproximadamente 50 km de distancia (Figura 6).



Figura 6. Distribución conocida de *A. soratensis* en Sudamérica (Wen, J., 2011)., incluyendo el nuevo registro en el sur de Ecuador (provincia de Loja, cantón Macará, Reserva Laipuna).

En Ecuador, la presencia de *A. soratensis* se ha documentado en la provincia de Loja, en las regiones centro y occidente. Existen dos poblaciones principales que se encuentran separadas por aproximadamente 30 km. Esta especie de árbol crece en ecosistemas de bosque semideciduo piemontano del Catamayo - Alamor y en bosque semideciduo montano bajo del Catamayo – Alamor de la provincia de Loja (MAE, 2013) dentro de un rango altitudinal que va desde 900 hasta 2000 m s.n.m. Se desarrolla en montañas con vegetación espinosa y caducifolia, particularmente en los cantones Macará, Paltas y Gonzanamá, donde se ha observado una preferencia a crecer por hondonadas y cerca de las quebradas donde existe más humedad. (Ver Figura 7).

La no existencia de colecciones botánicas y documentación han condicionado que este estudio se apoye en observaciones y fotografías de campo y pocos trabajos realizados en otros países. El mapa de distribución se elaboró utilizando las coordenadas geográficas obtenidas durante las colectas realizadas en campo de *A. soratensis* (Tabla 1) y las imágenes de Google Earth.

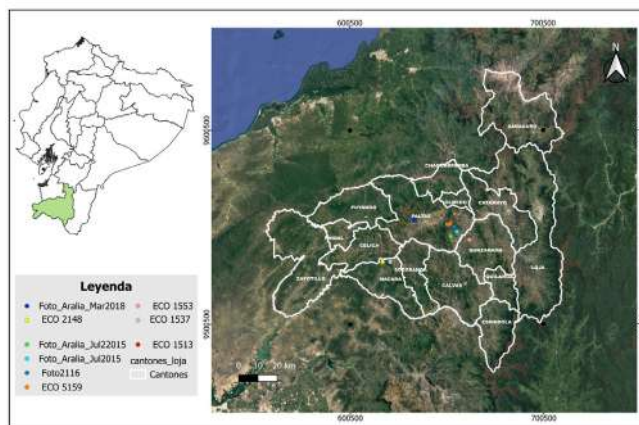


Figura 7. Sitios de colección y registro de *Aralia soratensis* en Ecuador provincia de Loja.

Tabla 1. Coordenadas de los sitios donde se ha registrado *A. soratensis*.

	# Colecta	Fecha	Altitud	Coord. S	Coord.W	Lugar
1	ECO 1513	11/11/2009	1122	621815	9532425	Y casa vieja Laipuna
2	ECO 1536	25/03/2010	1122	621815	9532425	Y casa vieja Laipuna
3	ECO 1537	25/03/2010	970	621310	9532603	Cerca de la casa vieja
4	ECO 1553	17/01/2014	1350	662293	9544004	Carretera Sacapalca – Río Catamayo
5	ECO 5159	19/12/2014	1857	652113	9552086	Carretera al Pisaca La Y
6	Foto2116	24/04/2015	2000	654249	9550499	Parcela de carbono Pisaca
7	Foto	24/07/2015	1525	655783	9548279	Árbol grande. Defoliado
8	Foto	24/07/2015	1860	652544	9549672	Carretera San Vicente Curva. Defoliado
9	ECO 2148	05/08/2015	950	617290	9532562	Laipuna parcelas de carbono
10	Foto	15/03/2018	900	633831	9554433	Hacienda Guachanamá (Zapotepamba)

■ DISCUSIÓN

Wen Jun, indica que el tamaño que tienen las hojas es de 80-125 cm de longitud y de 70-120 cm de ancho, son bipinnadas a tripinnadas y cerca de las inflorescencias son pinnadas; por otro lado, Novara Lázaro J. menciona que el tamaño de las hojas es hasta 40 cm de longitud y de 20 a 30 cm de ancho. De ambos autores los tamaños son diferentes a los encontrados y van de 50-65 cm de largo, por 50-70 cm de ancho y todas las hojas colectadas en campo han sido tripinnadas.

En algunas colecciones de herbarios digitalizados, en la descripción de sus etiquetas dice que los frutos maduros son negros y en las colecciones que se ha realizado son rojizos oscuros nunca negros.

■ CONCLUSIONES

Aralia soratensis, no se ha reportado anteriormente en el Ecuador, constituyéndose como un nuevo árbol y género de la familia Araliaceae.

Existen dos poblaciones de *Aralia soratensis* en la provincia de Loja, uno está en el cantón Macará reserva Laipuna y otra se encuentra en el cantón Paltas en las faldas del Cerro Pisaca con ejemplares dispersos.

A. soratensis normalmente crece en las partes interandinas secas, pero siempre está en quebradas u hondonadas porque hay mejores condiciones por la humedad presente.

A. soratensis se encuentra en las reservas privadas Laipuna y Pisaca lo que favorece para proteger a la especie.

■ AGRADECIMIENTOS

Expresamos un agradecimiento al Dr. David Neill (†) por su apoyo incondicional, por todas las enseñanzas impartidas en sus cursos de Dendrología que apoyaron a formar botánicos por diferentes sectores del país, por todos sus últimos esfuerzos para levantar la flora de uno de sus lugares favoritos, la cordillera del Cóndor en especial Alto Nangaritza y Cerro el Plateado, por considerarme en sus expediciones científicas, por dedicar su vida para el conocimiento y descubrimiento de especies de la Flora del Ecuador. A su familia Mercedes, María Elizabet y David por acogerme en su casa muchas veces.

A mi hermana Sonia María Cueva Ortiz, por la ilustración didáctica de la especie.

Al señor José Acaro por el acompañamiento y ayuda en el trabajo de campo, guardabosque de la reserva Laipuna.

Al Ing. Cristian Retete, por la elaboración del mapa de la provincia de Loja.

A la Facultad Agropecuaria y Carrera de Ingeniería Forestal, por brindarme la oportunidad para realizar esta publicación.

Cueva, E., Neill, D., Aguirre-Mendoza, Z., Escudero, A. (2026). *Aralia soratensis* Marchal, nuevo árbol y género para Ecuador. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 8-14. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2636>

Al Herbario LOJA, por siempre permitir revisar su colección botánica y al personal técnico por su apoyo profesional y amistad.

A Naturaleza y Cultura Internacional, por haber brindado el apoyo para realizar la fase de campo.

Este trabajo no sería posible sin el apoyo moral de mi familia.

■ CONTRIBUCIÓN DE AUTORES

EC, DN: Borrador original, Conceptualización, Metodología, Visualización, Escritura y Edición; ZA, AE: Revisión y Escritura.

■ REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Aguirre, Z., Kvist, L. P., y Sánchez, O. (2006). Bosques secos en Ecuador y su diversidad. En M. Moraes, B. Øllgaard, L. P. Kvist, Z. Aguirre, B. Borchsenius, y H. Balslev (Eds.), *Botánica económica de los Andes centrales* (pp. 162–187). Universidad Mayor de San Andrés, La Paz.

Field Museum. (s. f.). *Aralia soratensis*. Plant Identification Tools. <https://plantidtools.fieldmuseum.org/es/rrc/search-results/Aralia+soratensis>

Jørgensen, P. M., y León-Yáñez, S. (Eds.). (1999). *Catalogue of the vascular plants of Ecuador*. St. Louis, MO: Missouri Botanical Garden Press. ISBN: 0-915297-60-6

Marchal, É. (1879). *Aralia soratensis*. *Bull. Acad. Roy. Sci. Belgique, Sér. 2*, 47(1), 75–76.

Ministerio del Ambiente del Ecuador. (2013). *Sistema de Clasificación de los Ecosistemas del Ecuador Continental*. Quito, Ecuador: MAE.

Missouri Botanical Garden. (s. f.). Tropicos. <https://www.tropicos.org>

Neill, D. A. (2012). ¿Cuántas especies nativas de plantas vasculares hay en el Ecuador? *Revista Científica Universidad Estatal Amazónica*, 1(1), 55–64.

Novara Lázaro J. (1993). *Flora del valle de Lerma. Araliaceae. Aportes botánicos de Salta - Ser. Flora. Herbario MCNS, Facultad de Ciencias Naturales. Universidad Nacional de Salta. República Argentina, Salta. Edición digital 2012. Vol. 1 Marzo 1993 N° 19*

Sklenář, P., Luteyn, J. L., Ulloa Ulloa, C., Jørgensen, P. M., & Dillon, M. O. (2005). *Flora genérica de los páramos: guía ilustrada*

de las plantas vasculares. New York: The New York Botanical Garden Press. (Memoirs of the New York Botanical Garden, Vol. 92). ISBN: 9780893274689

Ulloa Ulloa, C. (2017). *Guías de plantas de Ecuador*. Quito, Ecuador: Instituto Nacional de Biodiversidad.

Universidad Nacional de Salta. (s. f.). Araliaceae [Archivo PDF]. <http://eprints.natura.unsa.edu.ar/271/1/ARALIACEAE.pdf>

Wen, J. (2011). *Systematics and Biogeography of Aralia L. (Araliaceae): Revision of Aralia Sects. Aralia, Humiles, Nanae, and Sciadodendron*. Smithsonian Institution, Contributions from the United States National Herbarium. Volume 57: 1-172, 134 – 138.



Flora preliminar de la cuenca del Río Mayo, sur oriente de la provincia de Zamora Chinchipe, Ecuador

Preliminary flora of the Mayo River watershed, southeastern Zamora Chinchipe province, Ecuador

Zhofre Aguirre-Mendoza^{1*}
Dario Veintimilla-Ramos¹
Sebastian Pardo-Jaramillo²
Jaime Peña-Tamayo²
Nelson Jaramillo-Díaz²

1. Universidad Nacional de Loja
2. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja, Ecuador

**Autor para correspondencia: zhofre.aguirre@unl.edu.ec*

RECIBIDO: 11/10/2025

ACEPTADO: 01/12/2025

PUBLICADO: 05/01/2026

■ RESUMEN

La zona sur-oriental de Ecuador, es una de las regiones florísticamente más diversas y aún escasamente exploradas; además, es una de las zonas más deforestadas del Ecuador y enfrenta presiones antrópicas como minería, conversión de uso del bosque, deforestación e incendios forestales. El proyecto tuvo como objetivo determinar la composición florística, estructura y endemismo de los remanentes boscosos de los cantones Palanda y Chinchipe, en la cuenca del río Mayo. Se realizaron expediciones botánicas en las parroquias La Chonta, El Chorro, Chito, San Andrés, Zumba y Valladolid, recolectando material vegetal fértil. También se instalaron diez transectos temporales de 50 × 10 m en Palanda y dos parcelas permanentes de una hectárea en Valladolid y Zumba, en éstas se midió DAP y altura total, para el monitoreo de la dinámica de especies. Con los datos levantados se obtuvo diversidad, composición florística y especies endémicas. Se realizaron 2 212 colecciones botánicas, que corresponden a 702 especies, distribuidas en 313 géneros y 119 familias. De éstas, 310 son árboles, 208 arbustos, 82 hierbas, 62 epífitas, 22 bejucos, 13 palmas y 9 parásitas. Las familias más diversas fueron Rubiaceae (50 especies), Lauraceae (36) y Bromeliaceae (34). Se registraron 32 especies endémicas. Los remanentes boscosos de la cuenca alta del río Mayo albergan una importante diversidad florística, con especies conocidas y otras aún desconocidas por la ciencia, lo que demuestra su importancia biológica y urgente manejo y conservación.

Palabras clave: Amazonia sur de Ecuador, composición florística, endemismo, diversidad, Palanda, Zumba



■ ABSTRACT

The southeastern region of Ecuador is one of the country's most floristically diverse yet still poorly explored areas; moreover, it is unfortunately among the most deforested regions and is currently facing anthropogenic pressures such as mining, land-use conversion, deforestation, and wildfires. This project aimed to determine the floristic composition, stand structure, and endemism of the forest remnants in the cantons of Palanda and Chinchipe, within the Mayo River basin. Botanical expeditions were conducted in the parishes of La Chonta, El Chorro, Chito, San Andrés, Zumba, and Valladolid, collecting fertile plant material. In addition, ten temporary transects (50 × 10 m) were established in Palanda, as well as two permanent one-hectare plots in Valladolid and Zumba, where DBH and total height were recorded to monitor species dynamics. A total of 2 212 botanical collections were made, corresponding to 702 species distributed across 313 genera and 119 families. Of these, 310 species were trees, 208 shrubs, 82 herbs, 62 epiphytes, 22 lianas, 13 palms, and 9 parasitic plants. The most species-rich families were Rubiaceae (50 species), Lauraceae (36), and Bromeliaceae (34). Thirty-two endemic species were recorded. The forest remnants of the upper Mayo River basin harbor significant floristic diversity, including both well-known species and others still undescribed by science, underscoring their biological importance and the urgent need for effective management and conservation.

Keywords: Southern Ecuadorian Amazon, floristic composition, endemism, diversity, Palanda, Zumba

■ INTRODUCCIÓN

La provincia de Zamora Chinchipe, ubicada al suroriente del Ecuador, es reconocida por su alta biodiversidad, especialmente la zona de la cuenca alta del río Mayo (Aguirre et al., 2025b). Esta zona, que abarca territorios de los cantones Palanda y Chinchipe, forma parte del extremo sur de la Cordillera Oriental de los Andes y presenta una notable heterogeneidad ecológica. El bosque siempreverde piemontano que domina esta zona se caracteriza por su densa estructura, alta diversidad florística y presencia de especies de gran valor ecológico y científico (Aguirre et al., 2024).

Se debe mencionar que, estas regiones son el centro de diversificación genética y domesticación temprana del cacao (*Theobroma cacao*). Evidencia arqueológica hallada en el sitio Santa Ana-La Florida, asociada a la cultura Mayo-Chinchipe, demuestra el uso de cacao hace aproximadamente 5 500 años, mediante restos cerámicos que contienen teobromina, ADN antiguo y granos de almidón, lo que sugiere prácticas ya establecidas

de cultivo y manejo ancestral. Estudios genéticos modernos, como los recogidos por Fouet et al. (2022), revelan además una alta diversidad alélica en árboles silvestres y domesticados alrededor de Palanda, vinculándolos estrechamente con el linaje “Nacional”, famoso por su calidad aromática, lo que refuerza la hipótesis de que en este territorio se produjo una de las primeras y más importantes fases de domesticación del cacao.

Sin embargo, esta región continúa siendo una de las menos exploradas y documentadas botánicamente del país. Esta situación se agrava por procesos de deforestación y conversión de uso del suelo, que han afectado a cientos de hectáreas de bosque nativo, a causa de la expansión agropecuaria, la actividad minera y los incendios forestales (Aguirre et al., 2025a). Ante esta acelerada pérdida de cobertura vegetal y el limitado conocimiento florístico de la región, es urgente desarrollar estudios que permitan documentar la composición y estructura de los ecosistemas presentes, así como identificar especies endémicas y en riesgo. La falta de

información científica actualizada genera un vacío de conocimiento que dificulta la implementación de estrategias de conservación y manejo sostenible de estas zonas.

Con el propósito de abordar esta problemática, el grupo de investigación en biodiversidad de la Universidad Nacional de Loja, ejecutó un proyecto de exploración botánica en los cantones Palanda y Chinchipe. El objetivo principal fue generar conocimiento científico mediante el levantamiento de información florística a través de expediciones botánicas, instalación de parcelas permanentes, transectos temporales y la recolección de material vegetal fértil.

Estos resultados son parte del proyecto institucional 56-DI-FARNR-UNL, denominado: Estudio florístico y filogenia de *Arecaceae* y *Cecropia* en la cuenca del Río Mayo, sur oriente de la provincia de Zamora Chinchipe, Ecuador, el mismo que permitió determinar la composición florística, estructura y niveles de endemismo de los bosques de la cuenca alta del río Mayo, caracterizando especialmente el bosque siempreverde piemontano. Los resultados contribuyen al enriquecimiento del Herbario “Reinaldo Espinosa” (LOJA) y al fortalecimiento de las capacidades investigativas de la flora regional.

METODOLOGÍA

Área de estudio

Las expediciones botánicas se realizaron en los bosques y formaciones vegetales naturales de las parroquias La Chonta, El Chorro, Chito, San Andrés y Zumba del cantón Chinchipe, así como en Palanda, La Canela y Valladolid del cantón Palanda, provincia de Zamora Chinchipe, Ecuador (Figura 1). Los muestreos de campo abarcaron tanto áreas intervenidas como fragmentos de bosque; además de vegetación ribereña y sistemas agroforestales (SAF) presentes en las localidades mencionadas.

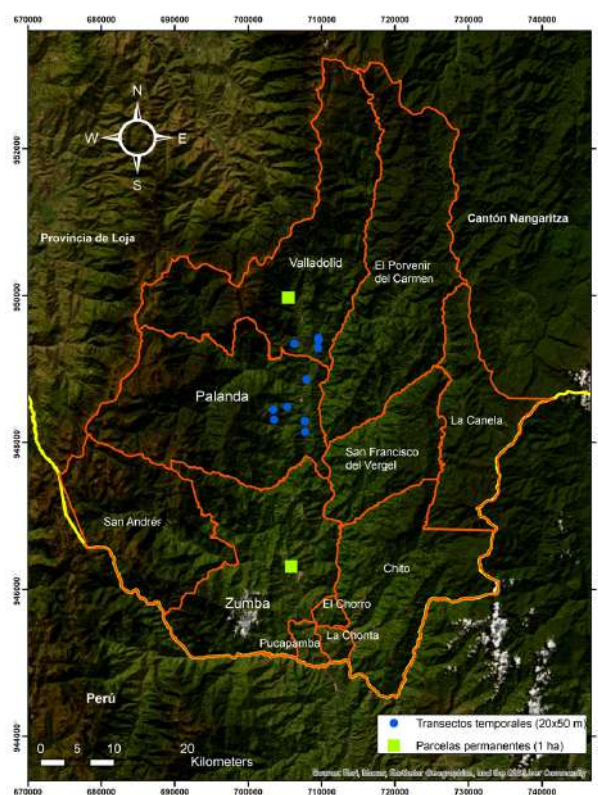


Figura 1. Ubicación de las áreas de las exploraciones botánicas en los cantones Palanda y Chinchipe

Expediciones y recolección de especímenes florísticos

La recolección de especímenes florísticos se ejecutó en dos instancias. El primero mediante recorridos y colecciones al azar de las plantas que se encontraron fértiles. Se colectaron muestras botánicas de Gimnospermas y Angiospermas, de diferentes hábitos de crecimiento: árboles, arbustos, hierbas, epífitas, parásitas y lianas.

El segundo corresponde al establecimiento de 10 transectos temporales de 20×50 m y dos parcelas permanentes de una hectárea (Figura 1), en éstas se registró: especie, DAP y altura total; esto con el fin de determinar la composición florística y diversidad de la zona (Aguirre, 2019). Los datos y resultados levantados en estas parcelas no son parte de este artículo, éstos son parte de otras publicaciones.

Las muestras recolectadas fueron trasladadas a las instalaciones del Herbario “Reinaldo Espinosa”, donde fueron prensadas y secadas; y, posteriormente se determinó a nivel de familia, género y especie, esto mediante comparaciones taxonómicas, literatura especializada: páginas científicas como <https://www.tropicos.org/>, <https://www.worldfloraonline.org/>, Palacios (2016), Aguirre (2018) y Jorgensen y León-Yanez (1999). Las muestras que no se lograron identificar en el herbario “Reinaldo Espinosa” se identificaron en el Herbario Nacional del Ecuador en Quito (QCNE).

Los datos referentes a la especie, diámetro a la altura del pecho (DAP) y altura de cada taxón recolectado fueron registrados en hojas de cálculo de Excel, con el fin de sistematizar y procesar la información de cada espécimen botánico. Posteriormente, estos datos fueron incorporados en dos bases de datos digitales: la primera, en la Base Nacional de Datos de Biodiversidad del Ecuador, la cual permite generar directamente las etiquetas de los ejemplares gracias a su software Symbiota; y la segunda en la plataforma IPT, administrada por el Ministerio del Ambiente y Energía (MAE). Toda la información generada está disponible para la comunidad técnica y científica.

A partir de los registros obtenidos en las expediciones botánicas, transectos y parcelas permanentes, se determinó la composición florística, diversidad relativa de familia y endemismo de la zona de estudio.

■ RESULTADOS

Composición florística de las áreas de vegetación natural de los cantones Palanda y Chinchipe

Son escasos los remanentes boscosos existentes, pero éstos contienen una variada e interesante flora. Se evidencia una mezcla de especies de los andes y de la amazonia, muy particular. Sin embargo, no se logró identificar todo el material vegetal colectado quedando muchas morfoespecies, que posiblemente representen nuevas especies para la ciencia.

Se registraron 702 especies, distribuidas en 313 géneros y 119 familias. De éstas 310 son árboles, 208 arbustos, 82 hierbas, 62 epífitas, 22 bejucos, 13 palmas y 9 parásitas, con un total de 2 212 colecciones botánicas. En la Tabla 1 se presenta el inventario de las especies registradas, constan el nombre científico (organizado por orden alfabético), familia botánica y el nombre común en caso de existir.

Tabla 1. Inventario de las especies registradas en los cantones de Palanda y Chinchipe.

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Abatia</i> sp.	Salicaceae	Árbol	
<i>Aechmea wuelfinghoffi</i> (E. Gross) Aguirre – Santoro	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Aegiphila</i> sp.	Lamiaceae	Árbol	
<i>Aegiphila rimbachii</i> Moldenke	Lamiaceae	Árbol	
<i>Ageratina</i> sp.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Agouticarpa</i> sp.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Aiouea</i> sp.	Lauraceae	Árbol	
<i>Aiouea montana</i> (Sw.) R.Rohde	Lauraceae	Arbusto	
<i>Alchornea glandulosa</i> Poepp.	Euphorbiaceae	Árbol	Punsi
<i>Alchornea grandiflora</i> Müll.Arg.	Euphorbiaceae	Árbol	
<i>Alchornea</i> sp.	Euphorbiaceae	Árbol	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Alsophila</i> sp.	Cyatheaceae	Arbusto	
<i>Alternanthera lanceolata</i> Schinz	Amaranthaceae	Hierba	
<i>Alzatea verticillata</i> Ruiz & Pav.	Alzateaceae	Árbol	
<i>Andesanthus lepidotus</i> (Humb. & Bonpl.) P.J.F.Guim. & Michelang.	Melastomataceae	Árbol	Flor de mayo
<i>Anemia</i> sp.	Anemiaceae	Hierba	
<i>Aniba</i> sp.1	Lauraceae	Árbol	
<i>Aniba</i> sp.2	Lauraceae	Árbol	
<i>Aniba</i> sp.3	Lauraceae	Árbol	
<i>Aniba coto</i> (Rusby) Kosterm.	Lauraceae	Árbol	Ishpinku amarillo
<i>Aniba muca</i> (Ruiz & Pav.) Mez	Lauraceae	Árbol	Canelón blanco
<i>Annona mucosa</i> Jacq.	Annonaceae	Árbol	
<i>Annona</i> sp. 1	Annonaceae	Árbol	
<i>Anthurium alvaroperezii</i> R.Zambrano & Croat	Araceae	Epífita	
<i>Anthurium amoenum</i> Kunth & C.D.Bouché	Araceae	Epífita	
<i>Anthurium</i> sp.1	Araceae	Epífita	
<i>Anthurium</i> sp.2	Araceae	Epífita	
<i>Anthurium</i> sp.3	Araceae	Epífita	
<i>Aparisthium</i> sp.	Euphorbiaceae	Árbol	
<i>Aphelandra</i> sp.	Acanthaceae	Hierba	
<i>Arcytophyllum setosum</i> (Ruiz & Pav.) Schltdl.	Rubiaceae	Arbusto	Pichana del Cerro
<i>Arthrostemma ciliatum</i> Pav. ex D.Don	Melastomataceae	Arbusto	Sacha wiru
<i>Arundinella hispida</i> (Kunth ex Willd.) Kuntze	Poaceae	Hierba	Tuntu
<i>Asplundia</i> sp.	Cyclanthaceae	Arbusto	
<i>Astronium graveolens</i> Jacq.	Anacardiaceae	Árbol	
<i>Aulonemia</i> sp.	Poaceae	Arbusto	
<i>Axinaea</i> sp.1	Melastomataceae	Árbol	
<i>Axinaea</i> sp.2	Melastomataceae	Árbol	
<i>Axinaea scutigera</i> Triana	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Baccharis brachylaenoides</i> DC.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Baccharis</i> sp.1	Asteraceae	Arbusto	
<i>Bactris gasipaes</i> Kunth	Arecaceae	Palma	
<i>Bactris</i> sp.	Arecaceae	Palma	
<i>Banara</i> sp.	Salicaceae	Árbol	
<i>Banara nitida</i> Spruce ex Benth	Salicaceae	Árbol	Popacuyaji
<i>Begonia</i> sp.1	Begoniaceae	Hierba	
<i>Begonia</i> sp.2	Begoniaceae	Hierba	
<i>Begonia parviflora</i> Poepp. & Endl.	Begoniaceae	Arbusto	Kayuk
<i>Begonia urticae</i> L.f.	Begoniaceae	Epífita	
<i>Bejaria resinosa</i> Mutis ex L.f.	Ericaceae	Arbusto	Payana
<i>Bejaria</i> sp. 1	Ericaceae	Arbusto	
<i>Bejaria</i> sp. 2	Ericaceae	Arbusto	
<i>Berberis</i> sp.	Berberidaceae	Arbusto	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Besleria solanoides</i> Kunth	Gesneriaceae	Arbusto	
<i>Besleria</i> sp. 1	Gesneriaceae	Hierba	
<i>Besleria</i> sp. 2	Gesneriaceae	Hierba	
<i>Blakea</i> sp.	Melastomataceae	Árbol	
<i>Blakea subvaginata</i> Wurdack	Melastomataceae	Árbol	
<i>Blechnum</i> sp.1	Blechnaceae	Hierba	
<i>Blechnum</i> sp. 2	Blechnaceae	Arbusto	
<i>Bletia catenulata</i> Ruiz & Pav.	Orchidaceae	Hierba	
<i>Boehmeria</i> sp.	Urticaceae	Arbusto	
<i>Bomarea</i> sp.	Alstroemeriaceae	Bejuco	
<i>Bomarea brachysepala</i> Benth.	Alstroemeriaceae	Bejuco	Papa chabel
<i>Bomarea distichifolia</i> (Ruiz & Pav.) Baker	Alstroemeriaceae	Bejuco	
<i>Brachyotum campanulare</i> (Bonpl.) Triana	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Brachyotum</i> sp. 1	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Brachyotum</i> sp. 2	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Browallia</i> sp.	Solanaceae	Hierba	
<i>Brunellia inermis</i> Ruiz & Pav.	Brunelliaceae	Árbol	
<i>Brunellia</i> sp.	Brunelliaceae	Árbol	
<i>Bunchosia</i> sp.	Malpighiaceae	Arbusto	
<i>Burmeistera</i> sp.	Campanulaceae	Hierba	
<i>Burmeistera draconis</i> Á.J.Pérez & Muchhala	Campanulaceae	Arbusto	
<i>Burmeistera zamorensis</i> Muchhala & Á.J.Pérez	Campanulaceae	Arbusto	
<i>Calceolaria fusca</i> Pennell	Calceolariaceae	Hierba	
<i>Calceolaria</i> sp. 1	Calceolariaceae	Hierba	
<i>Calceolaria</i> sp. 2	Calceolariaceae	Hierba	
<i>Calliandra</i> sp.	Fabaceae	Árbol	
<i>Casearia aculeata</i> Jacq	Salicaceae	Árbol	Clavillo
<i>Casearia arborea</i> (Rich.) Urb.	Salicaceae	Arbusto	Piedrita
<i>Casearia</i> sp.	Salicaceae	Arbusto	
<i>Cavendishia</i> sp. 1	Ericaceae	Arbusto	
<i>Cavendishia</i> sp. 2	Ericaceae	Arbusto	
<i>Cavendishia nobilis</i> Lindl.	Ericaceae	Arbusto	Salapa
<i>Cecropia andina</i> Cuatrec.	Urticaceae	Árbol	Guarumo
<i>Cecropia angustifolia</i> Trécul	Urticaceae	Árbol	Guarumo
<i>Cecropia montana</i> Warb. ex Snethl.	Urticaceae	Árbol	Guarumo
<i>Cecropia pastasana</i> Diels	Urticaceae	Árbol	Guarumo
<i>Cecropia utcubambana</i> Cuatrec.	Urticaceae	Árbol	Guarumo
<i>Cecropia</i> sp. 1	Urticaceae	Árbol	Guarumo
<i>Cecropia</i> sp. 2	Urticaceae	Árbol	Guarumo
<i>Cecropia</i> sp. 3	Urticaceae	Árbol	Guarumo
<i>Cedrela</i> sp.	Meliaceae	Árbol	
<i>Cenchrus peruvianus</i> (Trin.) Morrone	Poaceae	Hierba	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Cenchrus purpureus</i> (Schumacher) Morrone.	Poaceae	Hierba	
<i>Cenchrus</i> sp.	Poaceae	Hierba	
<i>Centropogon comosus</i> Gleason	Campanulaceae	Arbusto	
<i>Centropogon erythraeus</i> Drake	Campanulaceae	Arbusto	
<i>Centropogon granulosus</i> C.Presl	Campanulaceae	Hierba	
<i>Centropogon</i> sp. 1	Campanulaceae	Epífita	
<i>Centropogon</i> sp. 2	Campanulaceae	Epífita	
<i>Centropogon</i> sp. 3	Campanulaceae	Epífita	
<i>Centropogon steyermarkii</i> Jeppesen	Campanulaceae	Epífita	
<i>Ceratostema reginaldii</i> (Sleumer) A.C.Sm.	Ericaceae	Arbusto	
<i>Ceroxylon</i> sp. 1	Arecaceae	Palma	
<i>Ceroxylon</i> sp. 2	Arecaceae	Palma	
<i>Ceroxylon echinulatum</i> Galeano	Arecaceae	Palma	Palma de ramo
<i>Ceroxylon ventricosum</i> Burret.	Arecaceae	Palma	Palma
<i>Ceroxylon vogelianum</i> (Engel) H.Wendl.	Arecaceae	Palma	Coco
<i>Chamaedorea</i> sp.	Arecaceae	Palma	
<i>Chloris</i> sp.	Poaceae	Hierba	
<i>Chromolaena</i> sp.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Chrysochlamys</i> sp.	Clusiaceae	Árbol	
<i>Chrysophyllum</i> sp.1	Sapotaceae	Árbol	
<i>Chrysophyllum</i> sp. 2	Sapotaceae	Árbol	
<i>Chusquea</i> sp.	Poaceae	Arbusto	
<i>Cinchona</i> sp.	Rubiaceae	Árbol	
<i>Cinchona mutisii</i> Lamb.	Rubiaceae	Árbol	Cascarilla
<i>Cinchona officinalis</i> L.	Rubiaceae	Árbol	Quina
<i>Cinchona pubescens</i> Endl.	Rubiaceae	Árbol	Cascarilla
<i>Cinnamomum</i> sp.	Lauraceae	Árbol	
<i>Cissus</i> sp.	Vitaceae	Arbusto	
<i>Clarisia biflora</i> Ruiz & Pav.	Moraceae	Árbol	Tillo macho
<i>Clethra fimbriata</i> Kunth	Clethraceae	Árbol	
<i>Clethra obovata</i> Ruiz & Pav.	Clethraceae	Árbol	
<i>Clethra parallelinervia</i> Gust.	Clethraceae	Árbol	Almizcle
<i>Clethra revoluta</i> (Ruiz & Pav.) Spreng.	Clethraceae	Árbol	Tulapa
<i>Clethra</i> sp. 1	Clethraceae	Árbol	
<i>Clethra</i> sp. 2	Clethraceae	Árbol	
<i>Clinopodium taxifolium</i> (Kunth) Govaerts	Lamiaceae	Arbusto	Poleo del inca
<i>Clitoria</i> sp.	Fabaceae	Árbol	
<i>Clusia alata</i> Planch. & Triana	Clusiaceae	Árbol	Duco
<i>Clusia ducu</i> Benth.	Clusiaceae	Árbol	
<i>Clusia elliptica</i> Kunth Kunth	Clusiaceae	Árbol	Duco
<i>Clusia hammeliana</i> Pipoly	Clusiaceae	Árbol	Bellota waska
<i>Clusia haughtii</i> Cuatrec.	Clusiaceae	Árbol	
<i>Clusia</i> sp.	Clusiaceae	Árbol	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Coccoloba mollis</i> Casar.	Polygonaceae	Árbol	Quebracho
<i>Colignonia scandens</i> Benth.	Nyctaginaceae	Arbusto	Chinpalu
<i>Columnnea flavostriata</i> J.L.Clark	Gesneriaceae	Epifita	
<i>Columnnea</i> sp.	Gesneriaceae	Hierba	
<i>Columnnea strigosa</i> Benth.	Gesneriaceae	Epifita	Huevo de perro
<i>Columnnea tessmannii</i> Mansf.	Gesneriaceae	Epifita	Kapantin nupa
<i>Comparettia speciosa</i> Rehb.f.	Orchidaceae	Epifita	
<i>Condaminea corymbosa</i> (Ruiz & Pav.) DC.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Cordia alliodora</i> (Ruiz & Pav.) Oken	Boraginaceae	Árbol	Laurel
<i>Cordia</i> sp.	Boraginaceae	Arbusto	
<i>Costus</i> sp.	Costaceae	Hierba	
<i>Coussapoa</i> sp.	Urticaceae	Árbol	
<i>Critoniopsis pycnantha</i> (Benth.) H.Rob.	Asteraceae	Árbol	
<i>Crotalaria</i> sp.	Fabaceae	Arbusto	
<i>Croton</i> sp. 1	Euphorbiaceae	Árbol	
<i>Croton</i> sp. 2	Euphorbiaceae	Árbol	
<i>Croton</i> sp. 3	Euphorbiaceae	Árbol	
<i>Cuatresia</i> sp.	Solanaceae	Arbusto	
<i>Cupania americana</i> L.	Sapindaceae	Árbol	Guabo blanco
<i>Cupania</i> sp.	Sapindaceae	Árbol	
<i>Cuphea</i> sp.	Lythraceae	Arbusto	
<i>Cyathea caracasana</i> (Klotzsh) Domin	Cyatheaceae	Arbusto	
<i>Cyathea</i> sp. 1	Cyatheaceae	Arbusto	
<i>Cyathea</i> sp. 2	Cyatheaceae	Arbusto	
<i>Cybianthus</i> sp.	Primulaceae	Árbol	
<i>Cybianthus pastensis</i> (Mez) G.Agostini	Primulaceae	Arbusto	
<i>Cybistax antisyphilitica</i> (Mart.) Mart.	Bignoniaceae	Árbol	
<i>Dacryodes peruviana</i> (Loes.) H.J.Lam	Burseraceae	Árbol	Copal
<i>Delostoma</i> sp.	Bignoniaceae	Árbol	
<i>Delostoma integrifolium</i> D.Don.	Bignoniaceae	Árbol	Virgen chilca
<i>Dendropanax caucanus</i> (Harms) Harms	Araliaceae	Árbol	Sacha limón
<i>Dendropanax</i> sp. 1	Araliaceae	Árbol	
<i>Dendropanax</i> sp. 2	Araliaceae	Árbol	
<i>Dendrophthora</i> sp.	Santalaceae	Árbol	
<i>Deprea</i> sp.	Solanaceae	Arbusto	
<i>Deprea ecuatoriana</i> Hunz. & Barboza	Solanaceae	Arbusto	
<i>Desfontainia</i> sp. 1	Columelliaceae	Arbusto	
<i>Desfontainia</i> sp. 2	Columelliaceae	Arbusto	
<i>Desmodium</i> sp.	Fabaceae	Hierba	
<i>Dichorisandra</i> sp.	Commelinaceae	Hierba	
<i>Dilkea</i> sp.	Passifloraceae	Enredadera	
<i>Dioscorea nervata</i> R.Knuth	Dioscoreaceae	Bejuco	
<i>Dioscorea</i> sp. 1	Dioscoreaceae	Bejuco	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Dioscorea</i> sp. 2	Dioscoreaceae	Bejuco	
<i>Diplostegium espinosae</i> Cuatrec.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Disterigma microphyllum</i> (G.Don) Luteyn	Ericaceae	Arbusto	
<i>Dorobaea pimpinellifolia</i> (Kunth) B.Nord	Asteraceae	Hierba	Clavella de cerro
<i>Drymonia</i> sp.	Gesneriaceae	Hierba	
<i>Elaeagia</i> sp.	Rubiaceae	Árbol	
<i>Elaeagia karstenii</i> Standl.	Rubiaceae	Árbol	Lacre
<i>Elaeagia mariae</i> Wedd.	Rubiaceae	Árbol	
<i>Elaeagia pastoensis</i> L.E.Mora	Rubiaceae	Árbol	
<i>Elaeagia utilis</i> (Goudot) Wedd.	Rubiaceae	Árbol	Lacre
<i>Elaphoglossum</i> sp. 1	Dryopteridaceae	Hierba	
<i>Elaphoglossum</i> sp. 2	Dryopteridaceae	Hierba	
<i>Elleanthus aurantiacus</i> (Lindl.) Rchb.f.	Orchidaceae	Hierba	Orquidea
<i>Elleanthus</i> sp.	Orchidaceae	Epífita	
<i>Elleanthus maculatus</i> (Lindl.) Rchb.f.	Orchidaceae	Hierba	
<i>Endlicheria aurea</i> Chanderb.	Lauraceae	Árbol	
<i>Endlicheria griseosericea</i> Chanderb.	Lauraceae	Árbol	Aguacatillo
<i>Endlicheria oreocola</i> Chanderb.	Lauraceae	Árbol	
<i>Epidendrum</i> sp. 1	Orchidaceae	Hierba	
<i>Epidendrum</i> sp. 2	Orchidaceae	Hierba	
<i>Epidendrum</i> sp. 3	Orchidaceae	Hierba	
<i>Epidendrum</i> sp. 4	Orchidaceae	Hierba	
<i>Erato</i> sp.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Erythroxylum macrophyllum</i> Cav.	Erythroxylaceae	Árbol	Ñanebe
<i>Escallonia paniculata</i> (Ruiz & Pav.) Schult.	Escalloniaceae	Árbol	Samal
<i>Escallonia</i> sp.	Escalloniaceae	Arbusto	
<i>Escobedia grandiflora</i> (L.f) Kuntze	Orobanchaceae	Hierba	
<i>Eugenia florida</i> DC.	Myrtaceae	Árbol	Arrayán
<i>Eugenia</i> sp. 1	Myrtaceae	Árbol	
<i>Eugenia</i> sp. 2	Myrtaceae	Árbol	
<i>Eupatorium</i> sp.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Evolvulus</i> sp.	Convolvulaceae	Hierba	
<i>Faramea jasminoides</i> (Kunth) DC.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Faramea miconioides</i> Standl.	Rubiaceae	Árbol	
<i>Faramea quinqueflora</i> Poepp.	Rubiaceae	Arbusto	Yami
<i>Ficus</i> sp. 1	Moraceae	Árbol	
<i>Ficus</i> sp. 2	Moraceae	Árbol	
<i>Ficus</i> sp. 3	Moraceae	Árbol	
<i>Ficus</i> sp. 4	Moraceae	Árbol	
<i>Ficus</i> sp. 5	Moraceae	Árbol	
<i>Ficus</i> sp. 6	Moraceae	Árbol	
<i>Ficus</i> sp. 7	Moraceae	Árbol	
<i>Ficus</i> sp. 8	Moraceae	Árbol	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Ficus</i> sp. 9	Moraceae	Árbol	
<i>Ficus</i> sp. 10	Moraceae	Árbol	
<i>Ficus apollinaris</i> Dugand	Moraceae	Árbol	
<i>Ficus cuatrecasiana</i> Dugand	Moraceae	Árbol	Matapalo
<i>Ficus gomelleira</i> Hort.Monac. ex Kunth & C.D.Bouché	Moraceae	Árbol	Higuerón blanco
<i>Ficus insipida</i> Willd.	Moraceae	Árbol	Higuerón
<i>Ficus maxima</i> Mill.	Moraceae	Árbol	Higuerón
<i>Ficus mutisii</i> Dugand	Moraceae	Árbol	
<i>Ficus tonduzii</i> Standl.	Moraceae	Árbol	Higuerón
<i>Freziera</i> sp.	Pentaphylacaceae	Árbol	
<i>Fuchsia</i> sp.	Onagraceae	Arbusto	
<i>Fuchsia steyermarkii</i> P.E.Berry	Onagraceae	Arbusto	
<i>Gaiadendron punctatum</i> G.Don	Loranthaceae	Arbusto	Violeta de campo
<i>Gamochaeta</i> sp.	Asteraceae	Hierba	
<i>Gaultheria erecta</i> Vent.	Ericaceae	Arbusto	Mote blanco
<i>Gaultheria foliolosa</i> Benth.	Ericaceae	Arbusto	Payanchi de cerro
<i>Gaultheria</i> sp.	Ericaceae	Arbusto	
<i>Gaultheria strigosa</i> Benth.	Ericaceae	Arbusto	
<i>Geissanthus cestriifolius</i> (Kunth) Mez	Primulaceae	Arbusto	
<i>Geissanthus</i> sp.	Primulaceae	Arbusto	
<i>Geissanthus vanderwerffii</i> Pipoly	Primulaceae	Árbol	Yuber colorado
<i>Gentianella</i> sp.	Gentianaceae	Hierba	
<i>Geonoma</i> sp. 1	Arecaceae	Palma	
<i>Geonoma</i> sp. 2	Arecaceae	Palma	
<i>Glossoloma</i> sp.	Gesneriaceae	Hierba	
<i>Glossoloma ichthyoderma</i> (Hanst.) J.L.Clark	Gesneriaceae	Subarbusto	
<i>Gnaphalium</i> sp.	Asteraceae	Hierba	
<i>Gomphichis</i> sp.	Orchidaceae	Hierba	
<i>Graffenrieda cucullata</i> (D.Don) L.O.Williams	Melastomataceae	Árbol	Chinchák
<i>Graffenrieda emarginata</i> Triana	Melastomataceae	Árbol	
<i>Graffenrieda</i> sp.	Melastomataceae	Árbol	
<i>Gregbrownia hutchisonii</i> (L.B.Sm.) W.Till & Barfuss	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Richeria</i> sp.	Phyllanthaceae	Árbol	
<i>Guarea</i> sp.	Meliaceae	Árbol	
<i>Guarea kunthiana</i> A.Juss.	Meliaceae	Árbol	Aguacatillo guatusero
<i>Guatteria megalophylla</i> Diels	Annonaceae	Árbol	
<i>Guatteria punctata</i> (Aubl.) R.A.Howard	Annonaceae	Árbol	
<i>Guatteria</i> sp. 1	Annonaceae	Árbol	
<i>Guatteria</i> sp. 2	Annonaceae	Árbol	
<i>Guettarda</i> sp.	Rubiaceae	Árbol	
<i>Gunnera</i> sp.	Gunneraceae	Hierba	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Guzmania atrocastanea</i> H.Luther	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Guzmania besseae</i> H.Luther	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Guzmania coriostachya</i> (Griseb.) Mez	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Guzmania morreniana</i> (Linden ex E.Morren) Mez	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Guzmania paniculata</i> Mez	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Guzmania sibundoyorum</i> L.B.Sm.	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Guzmania</i> sp. 1	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Guzmania</i> sp. 2	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Guzmania</i> sp. 3	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Guzmania squarrosa</i> (Mez & Sodiro) L.B.Sm. & Pittendr.	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Gynoxys callacallana</i> Cuatrec.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Gynoxys calyculisolvens</i> Hieron.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Gynoxys</i> sp. 1	Asteraceae	Arbusto	
<i>Gynoxys</i> sp. 2	Asteraceae	Arbusto	
<i>Habenaria</i> sp.	Orchidaceae	Hierba	
<i>Halenia</i> sp.	Gentianaceae	Hierba	
<i>Hedyosmum anisodorum</i> Todzia	Chloranthaceae	Árbol	Guayusa
<i>Hedyosmum goudotianum</i> Solms	Chloranthaceae	Árbol	Guayusa
<i>Hedyosmum racemosum</i> (Ruiz & Pav.) G.Don	Chloranthaceae	Arbusto	Jicamilla grande
<i>Hedyosmum</i> sp. 1	Chloranthaceae	Árbol	
<i>Hedyosmum</i> sp. 2	Chloranthaceae	Árbol	
<i>Hedyosmum translucidum</i> Cuatrec.	Chloranthaceae	Árbol	Toronjil de cerro
<i>Heliconia</i> sp.	Heliconiaceae	Hierba	
<i>Helicostylis</i> sp.	Moraceae	Árbol	
<i>Hesperomeles</i> sp. 1	Rosaceae	Arbusto	
<i>Hesperomeles</i> sp. 2	Rosaceae	Arbusto	
<i>Hieracium frigidum</i> Sodiro	Asteraceae	Hierba	Kana yuyu
<i>Hieronyma</i> sp. 1	Phyllanthaceae	Árbol	
<i>Hieronyma</i> sp. 2	Phyllanthaceae	Árbol	
<i>Hieronyma alchorneoides</i> Allemão	Phyllanthaceae	Árbol	Motilón
<i>Hieronyma asperifolia</i> Pax & K.Hoffm.	Phyllanthaceae	Árbol	Motilón
<i>Hieronyma macrocarpa</i> Müll.Arg.	Phyllanthaceae	Árbol	Calisaya
<i>Hieronyma scabrida</i> (Tul.) Müll.Arg.	Phyllanthaceae	Árbol	
<i>Hirtella</i> sp.	Chrysobalanaceae	Árbol	
<i>Hoffmannia latifolia</i> (Bartl. ex DC.) Kuntze	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Hoffmannia</i> sp.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Huberia peruviana</i> Cogn.	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Huerteia glandulosa</i> Ruiz & Pav.	Tapisciaceae	Arbusto	
<i>Hura crepitans</i> L.	Euphorbiaceae	Árbol	
<i>Hura</i> sp.	Euphorbiaceae	Árbol	
<i>Hydrangea</i> sp.	Hydrangeaceae	Arbusto	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Hypericum harlingii</i> N.Robson	Hypericaceae	Arbusto	
<i>Ilex inundata</i> Reissek	Aquifoliaceae	Árbol	Guayusa
<i>Ilex rupicola</i> Kunth	Aquifoliaceae	Arbusto	Yersin duma
<i>Ilex teratopis</i> Loes.	Aquifoliaceae	Arbusto	
<i>Ilex</i> sp.	Aquifoliaceae	Arbusto	
<i>Inga capitata</i> Desv.	Fabaceae	Árbol	Guabilla
<i>Inga densiflora</i> Benth.	Fabaceae	Árbol	Machetona
<i>Inga extra-nodis</i> T.D.Penn.	Fabaceae	Árbol	Guaba
<i>Inga laurina</i> (Sw.) Willd.	Fabaceae	Árbol	Guaba
<i>Inga</i> sp. 1	Fabaceae	Árbol	
<i>Inga</i> sp. 2	Fabaceae	Árbol	
<i>Inga</i> sp. 3	Fabaceae	Árbol	
<i>Inga nobilis</i> Willd.	Fabaceae	Árbol	Guabillo
<i>Inga sapindoides</i> Willd.	Fabaceae	Árbol	
<i>Inga striata</i> Benth.	Fabaceae	Árbol	Guaba
<i>Iresine</i> sp.	Amaranthaceae	Hierba	
<i>Jacaratia spinosa</i> (Aubl.) A.DC.	Caricaceae	Árbol	
<i>Jamesonia aureonitens</i> (Hook.) Christenh.	Pteridaceae	Hierba	
<i>Jenmania</i> sp.	Orchidaceae	Hierba	
<i>Joosia aequatoria</i> Steyerf.	Rubiaceae	Arbusto	Jicamillo
<i>Joosia dielsiana</i> Standl.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Joosia</i> sp.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Josemania truncata</i> (L.B.Sm.) W.Till & Barfuss	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Jungia</i> sp.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Justicia</i> sp.	Acanthaceae	Hierba	
<i>Klaprothia mentzeloides</i> Kunth	Loasaceae	Hierba	Culantrillo
<i>Kohleria</i> sp.	Gesneriaceae	Hierba	
<i>Ladenbergia</i> sp.	Rubiaceae	Árbol	
<i>Ladenbergia oblongifolia</i> (Humb. ex Mutis) L.Andersson	Rubiaceae	Árbol	
<i>Lantana</i> sp.	Verbenaceae	Arbusto	
<i>Lasiacis</i> sp.	Poaceae	Hierba	
<i>Lepanthes gargantua</i> Rchb.f	Orchidaceae	Epífita	
<i>Lepidaploa</i> sp.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Liabum</i> sp.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Licania harlingii</i> Prance	Chrysobalanaceae	Árbol	
<i>Licaria</i> sp. 1	Lauraceae	Árbol	
<i>Licaria</i> sp. 2	Lauraceae	Árbol	
<i>Licaria</i> sp. 3	Lauraceae	Árbol	
<i>Licaria terminalis</i> van der Werff	Lauraceae	Árbol	
<i>Llerasia</i> sp.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Lonchocarpus nicou</i> (Aubl.) DC.	Fabaceae	Arbusto	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Lozania mutisiana</i> Schult.	Lacistemataceae	Arbusto	
<i>Luehea paniculata</i> Mart.	Malvaceae	Árbol	
<i>Lupinus</i> sp.	Fabaceae	Arbusto	
<i>Lycaste macrophylla</i> Lindl.	Orchidaceae	Hierba	
<i>Lycianthes</i> sp.	Solanaceae	Hierba	
<i>Lycopodium</i> sp.	Lycopodiaceae	Hierba	
<i>Mabea macbridei</i> I.M.Johnst.	Euphorbiaceae	Árbol	
<i>Macleania farinosa</i> Mansf.	Ericaceae	Arbusto	
<i>Macleania rupestris</i> (Kunth) A.C.Sm.	Ericaceae	Arbusto	Joyapa
<i>Macleania</i> sp.	Ericaceae	Arbusto	
<i>Maclura</i> sp.	Moraceae	Árbol	
<i>Macrocarpaea apparata</i> J.R.Grant & Struwe	Gentianaceae	Arbusto	
<i>Macrocarpaea lenae</i> J.R.Grant	Gentianaceae	Arbusto	
<i>Macrocarpaea luna-gentiana</i> J.R.Grant & Struwe	Gentianaceae	Arbusto	
<i>Macrocarpaea</i> sp.	Gentianaceae	Arbusto	
<i>Magnolia tapichalacaensis</i> A.J. Pérez & E. Rea	Magnoliaceae	Árbol	
<i>Marcgravia</i> sp.	Marcgraviaceae	Arbusto	
<i>Marke</i> sp.	Solanaceae	Arbusto	
<i>Masdevallia</i> sp.	Orchidaceae	Epifita	
<i>Mauria heterophylla</i> Kunth	Anacardiaceae	Árbol	Caimitillo
<i>Mauria</i> sp.	Anacardiaceae	Árbol	
<i>Maxillaria</i> sp. 1	Orchidaceae	Epifita	
<i>Maxillaria</i> sp. 2	Orchidaceae	Epifita	
<i>Meliosma</i> sp.	Sabiaceae	Árbol	
<i>Meriania neillii</i> Humberto Mend.	Melastomataceae	Árbol	
<i>Meriania</i> sp. 1	Melastomataceae	Árbol	
<i>Meriania</i> sp. 2	Melastomataceae	Árbol	
<i>Meriania tetragona</i> (Cogn.) Wurdack	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Miconia</i> sp. 1	Melastomataceae	Árbol	
<i>Miconia</i> sp. 2	Melastomataceae	Árbol	
<i>Miconia</i> sp. 3	Melastomataceae	Árbol	
<i>Miconia</i> sp. 4	Melastomataceae	Árbol	
<i>Miconia</i> sp. 5	Melastomataceae	Árbol	
<i>Miconia</i> sp. 6	Melastomataceae	Árbol	
<i>Miconia</i> sp. 7	Melastomataceae	Árbol	
<i>Miconia</i> sp. 8	Melastomataceae	Árbol	
<i>Miconia</i> sp. 9	Melastomataceae	Árbol	
<i>Miconia</i> sp. 10	Melastomataceae	Árbol	
<i>Miconia</i> sp. 11	Melastomataceae	Árbol	
<i>Miconia aggregata</i> Gleason	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Miconia calophylla</i> (D.Don) Triana	Melastomataceae	Arbusto	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Miconia calvescens</i> DC.	Melastomataceae	Árbol	Pepa de pájaro
<i>Miconia cercophora</i> Wurdack	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Miconia complanata</i> Jan.M.Burke, Michelang. & D.Fernández	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Miconia dodsonii</i> Wurdack	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Miconia jahnii</i> Pittier	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Miconia ligustrina</i> (Sm.) Triana	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Miconia loxensis</i> (Bonpl.) DC.	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Miconia punctata</i> (Desr.) D.Don	Melastomataceae	Árbol	Pepa de pájaro
<i>Miconia quadripora</i> Wurdack	Melastomataceae	Arbusto	Olla
<i>Miconia suborbicularis</i> Cogn.	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Miconia tinifolia</i> Naudin	Melastomataceae	Arbusto	Amarillo
<i>Mikania psilostachya</i> DC.	Asteraceae	Bejuco	Waku
<i>Mikania</i> sp. 1	Asteraceae	Hierba	
<i>Mikania</i> sp. 2	Asteraceae	Hierba	
<i>Mollinedia</i> sp.	Monimiaceae	Árbol	
<i>Monnina crassifolia</i> Kunth	Polygalaceae	Arbusto	Iwilan
<i>Monnina polystachya</i> Ruiz & Pav.	Polygalaceae	Arbusto	
<i>Monnina</i> sp. 1	Polygalaceae	Arbusto	
<i>Monnina</i> sp. 2	Polygalaceae	Arbusto	
<i>Monnina subscandens</i> Triana & Planch.	Polygalaceae	Arbusto	
<i>Monochaetum lineatum</i> Naudin	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Monstera lechleriana</i> Schott	Araceae	Epífita	Terlimbe
<i>Moritzia lindenii</i> Benth. ex Gürke	Boraginaceae	Arbusto	
<i>Mormodes rolfeana</i> L.Linden	Orchidaceae	Epífita	
<i>Morus insignis</i> Bureau	Moraceae	Árbol	Sacha moral
<i>Mucuna cuatrecasasii</i> Hern.Cam. & C.Barbosa ex L.K.Ruíz.	Fabaceae	Bejuco	
<i>Mucuna</i> sp.	Fabaceae	Bejuco	
<i>Munnozia hastifolia</i> (Poepp) H.Rob & Bretell	Asteraceae	Arbusto	Sel
<i>Munnozia</i> sp.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Munnozia senecionidis</i> Benth.	Asteraceae	Arbusto	Hierga gorda
<i>Munnozia</i> sp.	Asteraceae	Hierba	
<i>Myrcia</i> sp.	Myrtaceae	Árbol	
<i>Myrcia fallax</i> (Rich.) DC.	Myrtaceae	Árbol	Arrayán
<i>Myrcia pulchella</i> (DC.) ARLourenço & E.Lucas	Myrtaceae	Arbusto	
<i>Myrcia splendens</i> (Sw.) DC.	Myrtaceae	Árbol	Bogenowe
<i>Myrcianthes</i> sp. 1	Myrtaceae	Árbol	
<i>Myrcianthes</i> sp. 2	Myrtaceae	Árbol	
<i>Myriocarpa</i> sp.	Urticaceae	Arbusto	
<i>Myrsine andina</i> (Mez) Pipoly	Primulaceae	Árbol	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Myrsine coriacea</i> (Sw.) R.Br. ex Roem. y Schult.	Primulaceae	Árbol	
<i>Myrsine latifolia</i> (Ruiz & Pav.) Spreng.	Primulaceae	Árbol	
<i>Myrsine sodiroana</i> (Mez) Pipoly	Primulaceae	Árbol	
<i>Myrsine</i> sp.	Primulaceae	Árbol	
<i>Myrteola phyllicoides</i> (Benth.) Landrum	Myrtaceae	Arbusto	Nigua
<i>Nectandra</i> sp. 1	Lauraceae	Árbol	Canelón
<i>Nectandra</i> sp. 2	Lauraceae	Árbol	
<i>Nectandra</i> sp. 3	Lauraceae	Árbol	
<i>Nectandra</i> sp. 4	Lauraceae	Árbol	
<i>Nectandra</i> sp. 5	Lauraceae	Árbol	
<i>Nectandra</i> sp. 6	Lauraceae	Árbol	
<i>Nectandra</i> sp. 7	Lauraceae	Árbol	
<i>Nectandra</i> sp. 8	Lauraceae	Árbol	
<i>Nectandra</i> sp. 9	Lauraceae	Árbol	
<i>Nectandra</i> sp. 10	Lauraceae	Árbol	
<i>Nectandra</i> sp. 11	Lauraceae	Árbol	
<i>Nectandra</i> sp. 12	Lauraceae	Árbol	
<i>Nectandra acutifolia</i> (Ruiz & Pav.) Mez	Lauraceae	Árbol	Hiwa
<i>Nectandra globosa</i> (Aubl.) Mez	Lauraceae	Árbol	Ikua
<i>Nectandra lineata</i> (Kunth) Rohwer	Lauraceae	Árbol	Tinchi
<i>Nectandra viburnoides</i> Meisn	Lauraceae	Árbol	
<i>Nectandra villosa</i> Nees & Mart.	Lauraceae	Árbol	
<i>Neea</i> sp.	Nyctaginaceae	Árbol	
<i>Neonelsonia</i> sp.	Apiaceae	Hierba	
<i>Neosprucea grandiflora</i> (Picea ex Benth.) Sleumer	Salicaceae	Árbol	
<i>Nertera granadensis</i> (Mutis ex L.f.) Druce	Rubiaceae	Hierba	
<i>Neurolepis elata</i> (Kunth) Pilg.	Poaceae	Arbusto	Tuntu
<i>Ochroma pyramidale</i> (Cav. ex Lam.) Urb.	Malvaceae	Árbol	Balsa
<i>Ocotea</i> sp.	Lauraceae	Árbol	
<i>Ocotea aciphylla</i> (Nees & Mart.) Mez	Lauraceae	Árbol	Aguacate de monte
<i>Ocotea leucoxydon</i> (Sw.) Laness.	Lauraceae	Árbol	
<i>Odontoglossum</i> sp.	Orchidaceae	Epífita	
<i>Oncidium</i> sp.	Orchidaceae	Hierba	
<i>Ophioglossum palmatum</i> L.	Ophioglossaceae	Arbusto	
<i>Oreopanax</i> sp. 1	Araliaceae	Árbol	
<i>Oreopanax</i> sp. 2	Araliaceae	Árbol	
<i>Oreopanax incisus</i> (Willd. ex Schult.) Decne. & Planch.	Araliaceae	Árbol	
<i>Oreopanax microflorus</i> Borchs.	Araliaceae	Árbol	
<i>Oreopanax rosei</i> Harms	Araliaceae	Árbol	Puma maki
<i>Oritrophium</i> sp.	Asteraceae	Hierba	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Oritrophium repens</i> (Kunth) Cuatrec.	Asteraceae	Hierba	
<i>Ormosia</i> sp.	Fabaceae	Arbusto	
<i>Orthaea fimbriata</i> Luteyn	Ericaceae	Arbusto	
<i>Osmundastrum cinnamomeum</i> (L.) C.Presl	Osmundaceae	Arbusto	
<i>Oxalis integra</i> R.Knuth	Oxalidaceae	Hierba	
<i>Oxalis</i> sp.	Oxalidaceae	Hierba	
<i>Oxalis spiralis</i> G.Don	Oxalidaceae	Hierba	Cañitas
<i>Pagamea dudleyi</i> Steyerem.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Palicourea</i> sp. 1	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Palicourea</i> sp. 2	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Palicourea</i> sp. 3	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Palicourea amethystina</i> (Ruiz & Pav.) DC.	Rubiaceae	Arbusto	Naranjo
<i>Palicourea andrei</i> Standl.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Palicourea angustifolia</i> Kunth	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Palicourea brachiata</i> (Sw.) Borhidi	Rubiaceae	Árbol	Mora
<i>Palicourea demissa</i> Standl.	Rubiaceae	Arbusto	Campanitas
<i>Palicourea guianensis</i> Aubl.	Rubiaceae	Árbol	
<i>Palicourea lobbii</i> Standl.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Palicourea loxensis</i> C.M.Taylor	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Palicourea luteonivea</i> C.M.Taylor	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Palicourea ovalis</i> Standl.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Palicourea ulloana</i> C.M.Taylor	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Passiflora cumbalensis</i> (H.Karst.) Harms	Passifloraceae	Bejuco	Taxo silvestre
<i>Passiflora pergrandis</i> Holm-Niels. & Lawesson	Passifloraceae	Bejuco	Granadilla
<i>Passiflora</i> sp. 1	Passifloraceae	Bejuco	
<i>Passiflora</i> sp. 2	Passifloraceae	Bejuco	
<i>Pectinopitys harmsiana</i> (Pilg.) C.N.Page			
<i>Podocarpaceae</i>	Árbol	Romerillo fino	
<i>Peperomia</i> sp. 1	Piperaceae	Hierba	Congona
<i>Peperomia</i> sp. 2	Piperaceae	Hierba	
<i>Peperomia</i> sp. 3	Piperaceae	Hierba	
<i>Peperomia</i> sp. 4	Piperaceae	Hierba	
<i>Peperomia</i> sp. 5	Piperaceae	Hierba	
<i>Peperomia</i> sp. 6	Piperaceae	Epifita	
<i>Peperomia</i> sp. 7	Piperaceae	Hierba	
<i>Peperomia</i> sp. 8	Piperaceae	Epifita	
<i>Peperomia</i> sp. 9	Piperaceae	Epifita	
<i>Persea</i> sp. 1	Lauraceae	Árbol	Aguacatillo
<i>Persea</i> sp. 2	Lauraceae	Árbol	
<i>Persea caerulea</i> (Ruiz & Pav.) Mez	Lauraceae	Árbol	Paltón
<i>Persea ferruginea</i> (Ruiz & Pav.) Mez	Lauraceae	Árbol	
<i>Persea rigens</i> CKAllen	Lauraceae	Árbol	Payamice

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Phlegmariurus hippurideus</i> (H. Christ) B.Øllg.	Lycopodiaceae	Hierba	
<i>Philodendron</i> sp.	Araceae	Epífita	
<i>Phoradendron</i> sp. 1	Santalaceae	Parásita	
<i>Phoradendron</i> sp. 2	Santalaceae	Parásita	
<i>Phragmipedium boissierianum</i> (Rchb.f. & Warsz.) Rolfe	Orchidaceae	Hierba	
<i>Pilea</i> sp.	Urticaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 1	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 2	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 3	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 4	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 5	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 6	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 7	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 8	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 9	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 10	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 11	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 12	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 13	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 14	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 15	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 16	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 17	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 18	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 19	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 20	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 21	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 22	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 23	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 24	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 25	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 26	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 27	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 28	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 29	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 30	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 31	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 32	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper</i> sp. 33	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper crassinervium</i> Kunth	Piperaceae	Arbusto	
<i>Piper obtusilimbum</i> C.DC.	Piperaceae	Arbusto	Hoja de armadillo
<i>Piptocoma discolor</i> (Kunth) Pruski	Asteraceae	Árbol	Pigue, chilco

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Pitcairnia</i> sp. 1	Bromeliaceae	Hierba	
<i>Pitcairnia</i> sp. 2	Bromeliaceae	Hierba	
<i>Pitcairnia</i> sp. 3	Bromeliaceae	Hierba	
<i>Pitcairnia</i> sp. 4	Bromeliaceae	Hierba	
<i>Pitcairnia</i> sp. 5	Bromeliaceae	Hierba	
<i>Pitcairnia alata</i> L.B.Sm.	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Pitcairnia riparia</i> Mez	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Pitcairnia trianae</i> André	Bromeliaceae	Hierba	
<i>Pleroma ochypetalum</i> (Ruiz & Pav.) D.Don	Melastomataceae	Árbol	Flor de mayo
<i>Pleurothallis</i> sp.	Orchidaceae	Epífita	
<i>Pleurothyrium</i> sp. 1	Lauraceae	Árbol	
<i>Pleurothyrium</i> sp. 2	Lauraceae	Árbol	
<i>Podandroyne</i> sp.	Cleomaceae	Arbusto	
<i>Podocarpus oleifolius</i> D.Don	Podocarpaceae	Árbol	Romerillo
<i>Posoqueria</i> sp.	Rubiaceae	Árbol	
<i>Poulsenia armata</i> (Miq.) Standl.	Moraceae	Árbol	Majagua
<i>Pourouma</i> sp. 1	Urticaceae	Árbol	
<i>Pourouma</i> sp. 2	Urticaceae	Árbol	
<i>Prestoea acuminata</i> (Willd.) H.E.Moore	Arecaceae	Palma	Caño
<i>Prestoea</i> sp.	Arecaceae	Palma	
<i>Prunus</i> sp.	Rosaceae	Árbol	
<i>Psammisia debilis</i> Sleumer	Ericaceae	Arbusto	
<i>Psammisia fissilis</i> A.C.Sm.	Ericaceae	Arbusto	
<i>Psammisia</i> sp.	Ericaceae	Arbusto	
<i>Pseudogynoxys scabra</i> (Benth.) Cuatrec.	Asteraceae	Bejuco	
<i>Psittacanthus</i> sp.	Loranthaceae	Parásita	
<i>Psychotria</i> sp. 1	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Psychotria</i> sp. 2	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Psychotria</i> sp. 3	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Psychotria pichisensis</i> Standl.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Psychotria trivialis</i> Rusby	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Puya cuevae</i> Manzan. & W.Till	Bromeliaceae	Arbusto	
<i>Quararibea</i> sp.	Malvaceae	Árbol	
<i>Racinaea adpressa</i> (André) J.R.Grant	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Racinaea commixa</i> (Mez) M.A.Spencer & L.B.Sm.	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Racinaea riocreuxii</i> (André) M.A.Spencer & L.B.Sm.	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Racinaea seemannii</i> (Baker) M.A.Spencer & L.B.Sm.	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Racinaea</i> sp. M.A.Spencer & L.B.Sm.	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Randia</i> sp.1	Rubiaceae	Árbol	
<i>Randia</i> sp.2	Rubiaceae	Arbusto	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Renealmia</i> sp. 1	Zingiberaceae	Hierba	
<i>Renealmia</i> sp. 2	Zingiberaceae	Hierba	
<i>Retrophyllum rospiglosii</i> (Pilg.) C.N.Page	Podocarpaceae	Árbol	
<i>Rhynchospora</i> sp.	Cyperaceae	Hierba	
<i>Rhynchospora vulcani</i> Boeckeler	Cyperaceae	Hierba	
<i>Phyllanthus</i> sp.	Phyllanthaceae	Hierba	
<i>Roupala monosperma</i> I.M.Johnst.	Proteaceae	Árbol	Roble
<i>Roupala montana</i> Aubl.	Proteaceae	Árbol	
<i>Ruagea pubescens</i> H.Karst.	Meliaceae	Árbol	
<i>Ruagea tomentosa</i> Cuatrec.	Meliaceae	Árbol	
<i>Rubus</i> sp.	Rosaceae	Arbusto	
<i>Rudgea citrifolia</i> (Sw.) K.Schum.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Rudgea foveolata</i> (Ruiz & Pav.) Zahlbr.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Ruellia</i> sp.	Acanthaceae	Hierba	
<i>Salpinga maranonensis</i> Wurdack	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Sapindus saponaria</i> L.	Sapindaceae	Árbol	Chereco
<i>Sapium glandulosum</i> (L.) Morong	Euphorbiaceae	Árbol	
<i>Sapium</i> sp. 1	Euphorbiaceae	Árbol	
<i>Sapium</i> sp. 2	Euphorbiaceae	Árbol	
<i>Saurauia bullosa</i> Wawra	Actinidiaceae	Árbol	Platanillo
<i>Saurauia harlingii</i> Soejarto	Actinidiaceae	Arbusto	
<i>Saurauia peruviana</i> Buscal.	Actinidiaceae	Arbusto	Jicamillo
<i>Saurauia pseudostrigillosa</i> Buscal.	Actinidiaceae	Árbol	Moquillo
<i>Saurauia</i> sp. 1	Actinidiaceae	Árbol	Moco
<i>Saurauia</i> sp. 2	Actinidiaceae	Árbol	Moco
<i>Schizachyrium condensatum</i> (Kunth.) Nees.	Poaceae	Hierba	
<i>Schizachyrium</i> sp.	Poaceae	Hierba	
<i>Sciodaphyllum oellgaardii</i> Lowry, G.M. Plunkett & D.A. Neill	Araliaceae	Árbol	
<i>Sciodaphyllum</i> sp. 1	Araliaceae	Árbol	
<i>Sciodaphyllum</i> sp. 2	Araliaceae	Árbol	
<i>Sciodaphyllum</i> sp. 3	Araliaceae	Árbol	
<i>Selaginella</i> sp.	Selaginellaceae	Hierba	
<i>Senna</i> sp.	Fabaceae	Arbusto	
<i>Serjania</i> sp.	Sapindaceae	Bejuco	
<i>Siparuna eggersii</i> Hieron.	Siparunaceae	Arbusto	Limoncillo
<i>Siparuna</i> sp. 1	Siparunaceae	Árbol	
<i>Siparuna</i> sp. 2	Siparunaceae	Árbol	
<i>Siphocampylus giganteus</i> G.Don	Campanulaceae	Hierba	
<i>Siphocampylus scandens</i> G.Don	Campanulaceae	Hierba	
<i>Siphocampylus</i> sp.	Campanulaceae	Hierba	
<i>Sloanea</i> sp.	Elaeocarpaceae	Árbol	
<i>Smilax</i> sp.	Smilacaceae	Bejuco	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Sobralia rosea</i> Poepp. & Endl.	Orchidaceae	Hierba	Niño dormido
<i>Sobralia</i> sp.	Orchidaceae	Hierba	
<i>Solanum cajanumense</i> Kunth	Solanaceae	Arbusto	Pepinillo
<i>Solanum savanillense</i> Bitter	Solanaceae	Arbusto	
<i>Solanum</i> sp.	Solanaceae	Arbusto	
<i>Sonchus</i> sp.	Asteraceae	Hierba	
<i>Sorocea trophoides</i> W.C.Burger	Moraceae	Árbol	
<i>Souroubea</i> sp.	Marcgraviaceae	Arbusto	
<i>Spermacoce</i> sp.	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Spirotheca rosea</i> (Seem.) P.E. Gibbs & W.S. Alverson	Malvaceae	Árbol	
<i>Spondias dulcis</i> G. Forst.	Anacardiaceae	Árbol	Manzana de oro
<i>Stenospermation</i> sp.	Araceae	Epífita	
<i>Stilpnophyllum grandifolium</i> L.Adersson	Rubiaceae	Arbusto	
<i>Styloceras</i> sp.	Buxaceae	Árbol	
<i>Styrax peruvianus</i> Zhalbr.	Styracaceae	Árbol	
<i>Symbolanthus mathewsii</i> (Griseb.) Ewan	Gentianaceae	Arbusto	
<i>Symplocos</i> sp.	Symplocaceae	Árbol	Higo pava
<i>Ternstroemia macrocarpa</i> Triana & Planch.	Pentaphylacaceae	Arbusto	
<i>Ternstroemia</i> sp.	Pentaphylacaceae	Arbusto	
<i>Thelypteris</i> sp.	Pteridaceae	Hierba	
<i>Themistoclesia epiphytica</i> A.C.Sm.	Ericaceae	Arbusto	
<i>Thibaudia harlingii</i> Luteyn	Ericaceae	Arbusto	
<i>Thibaudia parvifolia</i> (Benth.) Hoerold	Ericaceae	Arbusto	
<i>Thibaudia</i> sp.	Ericaceae	Arbusto	
<i>Tibouchina</i> sp. 1	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Tibouchina</i> sp. 2	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Pleroma ochypetalum</i> (Ruiz & Pav.) D. Don	Melastomataceae	Arbusto	
<i>Tillandsia aequatorialis</i> L.B.Sm.	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Tillandsia complanata</i> É.Morren	Bromeliaceae	Epífita	Lechuga
<i>Tillandsia confinis</i> L.B.Sm.	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Tillandsia</i> sp.	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Tillandsia schimperiana</i> Wittm.	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Tillandsia stenoura</i> Harms	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Tillandsia tovarensis</i> Mez	Bromeliaceae	Epífita	
<i>Tocoyena</i> sp.	Rubiaceae	Árbol	Cauje
<i>Tocoyena</i> sp.	Rubiaceae	Árbol	
<i>Tournefortia</i> sp.	Boraginaceae	Arbusto	Alacran
<i>Trichilia</i> sp.	Meliaceae	Árbol	Cedrillo
<i>Tropaeolum</i> sp.	Tropaeolaceae	Hierba	
<i>Trophis caucana</i> (Pittier.) C.C. Berg.	Moraceae	Árbol	
<i>Turpinia occidentalis</i> (Sw.) G.Don	Staphyleaceae	Árbol	Cedrillo
<i>Unonopsis</i> sp.	Annonaceae	Árbol	

Nombre Científico	Familia	Hábito	Nombre Común
<i>Urera caracasana</i> (Jacq.) Gaudich. ex Griseb.	Urticaceae	Arbusto	Ortiga
<i>Urera</i> sp.	Urticaceae	Arbusto	
<i>Utricularia unifolia</i> Ruiz & Pav.	Lentibulariaceae	Epífita	
<i>Valeriana punctata</i> F.G.Mey.	Caprifoliaceae	Arbusto	
<i>Verbesina</i> sp.	Asteraceae	Arbusto	
<i>Vernonanthura patens</i> (Kunth) H.Rob.	Asteraceae	Arbusto	Biso, laritaco
<i>Viburnum obtectum</i> H. Vargas	Viburnaceae	Arbusto	Raña
<i>Viburnum pichinchense</i> Benth.	Viburnaceae	Arbusto	Raña
<i>Viburnum</i> sp.	Viburnaceae	Arbusto	
<i>Viola stipulacea</i> Fr. ex Hartm.	Violaceae	Hierba	
<i>Vismia baccifera</i> (L.) Triana & Planch.	Hypericaceae	Árbol	Achotillo
<i>Vismia</i> sp.	Hypericaceae	Árbol	Achotillo
<i>Weinmannia cochensis</i> Hieron.	Cunoniaceae	Árbol	Mortiño
<i>Weinmannia elliptica</i> Kunth	Cunoniaceae	Árbol	Sara, cashco
<i>Weinmannia fagaroides</i> Kunth	Cunoniaceae	Árbol	Sara, cashco
<i>Weinmannia</i> sp. 1	Cunoniaceae	Árbol	Sara, cashco
<i>Weinmannia ovata</i> Cav.	Cunoniaceae	Árbol	Sara, cashco
<i>Weinmannia pubescens</i> Kunth	Cunoniaceae	Árbol	Sara, cashco
<i>Weinmannia rollottii</i> Killip	Cunoniaceae	Árbol	Encino
<i>Weinmannia sorbifolia</i> Kunth	Cunoniaceae	Árbol	Casaco grande
<i>Weinmannia</i> sp. 2	Cunoniaceae	Árbol	Sara, cashco
<i>Xanthosoma</i> sp.	Araceae	Hierba	Zango
<i>Zanthoxylum</i> sp.1	Rutaceae	Árbol	Tachuelo
<i>Zanthoxylum</i> sp. 2	Rutaceae	Árbol	Tachuelo
<i>Zygia</i> sp.	Fabaceae	Árbol	Guabilla

La flora de estas zonas es diversa y especial, caracterizándose por ser una mezcla de elementos florísticos andinos, de piedemonte y de tierras bajas, lo que otorga rareza y especialidad a las comunidades vegetales que aquí se desarrollan.

Las especies que sobresalen en esta zona, por su abundancia, son: *Pleroma ochypetalum* (Ruiz & Pav.) D. Don, *Cordia alliodora* (Ruiz & Pav.) Oken, *Cecropia montana* Warb. ex Snethl., *Andesanthus lepidotus* (Humb. & Bonpl.) P.J.F.Guim. & Michelang., *Begonia guaduensis* Kunth, *Jacaratia spinosa* (Aubl.) A.DC., y *Blakea subvaginata* Wurdack.

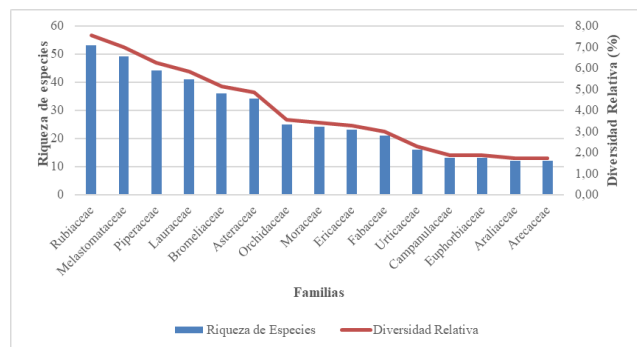
De igual manera se evidencia especies raras o escasas, como: *Magnolia tapichalacaensis* Á.J.Pérez & E.Rea, *Tocoyena pittieri* (Standl.)

Standl., *Ophioglossum palmatum* L., *Pitcairnia alata* var. *andreetae* (H.Luther) Manzan. & W.Till.

Otras especies son muy atractivas por sus flores lilas, frondosas y abundantes como el caso de *Pleroma ochypetalum* (Ruiz & Pav.) D.Don y *Andesanthus lepidotus* (Humb. & Bonpl.) P.J.F.Guim. & Michelang. con potencial ornamental en las ciudades de la amazonia.

Diversidad relativa de familias

De las 119 familias botánicas registradas, existe un grupo de 46 que están representadas por una sola especie. Un segundo grupo con una diversidad de especies de 2 a 11. Y un grupo de 15 familias cuya riqueza de especies fluctúa entre 12 y 53. En la Figura 2 se ilustran las 15 familias más diversas.



Endemismo

Se registraron 32 especies endémicas, y según las categorías de conservación de la UICN, estas se encuentran: una en peligro crítico (CR), nueve en peligro (EN); 14 en vulnerable (VU), tres en Preocupación Menor (LC), cinco en Casi Amenazada (NT) (León-Yáñez et al., 2011). Ver Tabla 2.

Figura 2. Riqueza y diversidad relativa de las 15 familias más diversas de las áreas de exploración botánica de Palanda y Chinchipe.

Tabla 2. Especies endémicas registradas en las expediciones botánicas realizadas en los cantones Palanda y Chinchipe

Nombre científico	Familia	Categoría de Amenaza (UICN)	Provincia donde se encuentra las especies	Rango altitudinal (m s.n.m.)
<i>Aegiphila rimbachii</i> Moldenke	Lamiaceae	EN	Bolívar, Pichincha, Zamora Chinchipe	2500-3000
<i>Bomarea brachysepal</i> Benth.	Alstroemeriaceae	NT	Azuay, Loja, Morona Santiago, Zamora Chinchipe	2500-3500
<i>Centropogon comosus</i> Gleason	Campanulaceae	EN	Loja, Zamora Chinchipe	2000-3500
<i>Centropogon erythraeus</i> Drake	Campanulaceae	EN	Loja, Zamora Chinchipe	2000-3000
<i>Centropogon steyermarkii</i> Jeppesen	Campanulaceae	EN	Loja, Zamora Chinchipe	2500-3500
<i>Ceratostema reginaldii</i>	Ericaceae	LC	Azuay, Loja, Morona Santiago, Zamora Chinchipe	1500-3500
<i>Clethra parallelinervia</i> C. Gust	Clethraceae	VU	Loja, Azuay y Zamora Chinchipe	2500 - 3500
<i>Cinchona mutisii</i> Lamb.	Rubiaceae	CR	Loja, Zamora Chinchipe	2000-3500
<i>Deprea ecuatoriana</i> Hunz. & Barboza	Solanaceae	VU	Loja, Zamora Chinchipe	2500-3500
<i>Diplostephium espinosae</i> Cuatrec	Asteraceae	NT	Azuay, Loja, Pichincha, Zamora Chinchipe	2500-4000
<i>Fuchsia steyermarkii</i> P.E. Berry	Onagraceae	EN	Zamora Chinchipe	1500-3000
<i>Geissanthus vanderwerffii</i> Pipoly	Primulaceae	NT	Carchi, Imbabura, Loja, Zamora Chinchipe	2000-3500
<i>Guzmania atrocastanea</i> H. Luther	Bromeliaceae	VU	Morona Santiago, Zamora Chinchipe	2000-2500
<i>Inga extra-nodis</i> T.D. Penn.	Fabaceae	NT	Napo, Zamora Chinchipe	1500-2000

Nombre científico	Familia	Categoría de Amenaza (UICN)	Provincia donde se encuentra las especies	Rango altitudinal (m s.n.m.)
<i>Macrocarpaea apparata</i> J.R. Grant & Struwe	Gentianaceae	VU	Loja, Zamora Chinchipe	2450-2565
<i>Macrocarpaea lenae</i> J.R. Grant	Gentianaceae	VU	Zamora Chinchipe	1030-2100
<i>Macrocarpaea luna-gentiana</i> J.R. Grant & Struwe	Gentianaceae	VU	Loja, Zamora Chinchipe	2500-3000
<i>Miconia cercophora</i> Wurdack	Melastomataceae	VU	Morona Santiago, Napo, Pastaza, Zamora Chinchipe	0-1500
<i>Miconia dodsonii</i> Wurdack	Melastomataceae	NT	Loja, Zamora Chinchipe	2500-3500
<i>Miconia suborbicularis</i> Cogn.	Melastomataceae	VU	Loja, Morona Santiago, Zamora Chinchipe	2500-3500
<i>Myrsine sodiroana</i> (Mez) Pipoly	Primulaceae	VU	Cotopaxi, Loja, Pichincha, Zamora Chinchipe	1500-3500
<i>Neurolepis elata</i> (Kunth) Pilg.	Poaceae	EN	Loja, Zamora Chinchipe	2000-3500
<i>Oreopanax rosei</i> Harms	Araliaceae	VU	Loja, Zamora Chinchipe	2000-3000
<i>Orthaea fimbriata</i> Luteyn	Ericaceae	LC	Carchi, Loja, Morona Santiago, Napo, Sucumbios, Zamora Chinchipe	1500-3500
<i>Pitcairnia alata</i> L.B.Sm.	Bromeliaceae	EN	Zamora Chinchipe	2000-3000
<i>Saurauia pseudostrigillosa</i> Buscal.	Actinidaceae	LC	Bolívar, Chimborazo, Cotopaxi, Imbabura, Pichincha, Zamora Chinchipe	500-3500
<i>Saurauia harlingii</i> Soejarto	Actinidaceae	VU	Zamora Chinchipe	2000-2500
<i>Siparuna eggersii</i> Hieron	Siparunaceae	EN	Azuay, Bolívar, Chimborazo, El Oro, Guayas, Loja, Manabí, Pichincha, Zamora Chinchipe	0-2500
<i>Solanum savanillense</i> Bitter	Solanaceae	VU	Loja, Zamora Chinchipe	2000-3000
<i>Stilpnophyllum grandifolium</i> L.Adersson	Rubiaceae	EN	Zamora Chinchipe	1000 - 1500
<i>Thibaudia harlingii</i> Luteyn	Ericaceae	VU	Zamora Chinchipe	1500-2000
<i>Tillandsia aequatorialis</i> L.B. Sm.	Bromeliaceae	VU	Azuay, Imbabura, Loja, Zamora Chinchipe	1000-3500

Nota: CR = En Peligro Crítico, EN = En Peligro, VU = Vulnerable, NT = Casi Amenazada, LC = Preocupación Menor.

Es importante resaltar que de las 32 especies endémicas registradas en este estudio, 10 de éstas amplían su distribución para zona sur oriental de la provincia de Zamora Chinchipe, estas son: *Aegiphila rimbachii* Moldenke, *Deprea ecuatoriana* Hunz. & Barboza, *Diplostephium espinosae* Cuatrec, *Guzmania atrocastanea* H.

Luther, *Inga extra-nodis* T.D. Penn., *Macrocarpaea apparata* J.R. Grant & Struwe, *Macrocarpaea luna-gentiana* J.R. Grant & Struwe, *Oreopanax rosei* Harms, *Orthaea fimbriata* Luteyn, *Saurauia pseudostrigillosa* Buscal y *Tillandsia aequatorialis* L.B. Sm.

■ CONCLUSIONES

El desarrollo de exploraciones botánicas, junto con la instalación de transectos y parcelas permanentes, permitió generar información valiosa sobre la diversidad, composición florística y endemismo de los remanentes de vegetación en la cuenca del río Mayo. Este esfuerzo proporciona una base científica sólida para el monitoreo a mediano plazo de la dinámica forestal en los bosques de la región y, contribuyen significativamente al fortalecimiento del Herbario “Reinaldo Espinosa” de la Universidad Nacional de Loja como una institución que documenta la flora del sur del Ecuador.

La documentación de especies endémicas, permitió determinar la ampliación del registro de distribución para 10 especies que también están presentes en Zamora Chinchipe, y posibles nuevas especies para la ciencia, resalta la riqueza biológica de la Amazonía sur del Ecuador y la necesidad urgente de su conservación. Además, los resultados de este estudio refuerzan el potencial biológico de esta área como escenario para la investigación, educación y el manejo sostenible de los recursos naturales.

La zona estudiada presenta una notable riqueza florística, representada por 702 especies. Las familias Rubiaceae, Lauraceae, Bromeliaceae y Melastomataceae destacan por su alta diversidad, reflejando la complejidad estructural y ecológica de los ecosistemas locales. El registro de 32 especies endémicas, junto con nuevos reportes para el Ecuador y posibles especies aún no descritas, evidencia la relevancia biológica, potencial para descubrimientos taxonómicos y alta necesidad de conservación.

■ CONTRIBUCIÓN DE AUTORES

Zhofrea Aguirre.- Gestión del proyecto, escritura del manuscrito original; Dario Veintimilla.- Recolección de datos de campo, identificación de plantas y revisión del manuscrito; Nelson Jaramillo.- identificación de especies, procesamiento de los datos de campo y obtención del inventario; Sebastián Pardo y Jaime Peña, apoyo en procesamiento e identificación de muestras botánicas.

■ REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguirre Z., (2018). Principios para el estudio de las familias botánicas del Ecuador. Universidad Nacional de Loja. ISBN: 978-9942-30-941-9
- Aguirre, Z. (2019). Metodos para medir la Biodiversidad Universidad Nacional de Loja. Segunda Edición.
- Aguirre, Z., Valencia, E., Veintimilla, D., Pardo, S., & Jaramillo, N. (2024). Diversidad florística, estructura y endemismo del componente leñoso en el bosque siempreverde montano bajo de la parroquia Valladolid, Zamora Chinchipe, Ecuador. *Revista Ciencia y Tecnología*, 20(4), 121-134. <https://doi.org/10.17268/rev.cyt.2024.04.09>
- Aguirre, Z., Quizhpe, M., Veintimilla, D., y Jaramillo, N. (2025a). Riqueza florística y estructura de la vegetación leñosa en remanentes boscosos piemontanos de Palanda, Ecuador. *Horizonte Académico*. 5(1), 308-328
- Aguirre, Z., Condo, M., Veintimilla, D., Pardo, S., & Jaramillo, N. (2025b). Riqueza florística, estructura y endemismo de un bosque piemontano en Zumba, Zamora Chinchipe, Ecuador. *Revista Ciencia y Tecnología*, 21(1), 33-43. <https://doi.org/10.17268/rev.cyt.2025.01.03>
- Fouet, O., Looor Solorzano, R. G., Rhoné, B., Subía, C., Calderon, D., Fernández, F., Sotomayor, I., Rivallan, R., Colonges, K., Vignes, H., Angamarca, F., Yaguana, B., Costet, P., Argout, X., & Lanaud, C. (2022). Collection of native *Theobroma cacao* L. accessions from the Ecuadorian Amazon highlights a hotspot of cocoa diversity. *Plants, People, Planet*, 4(6), 605–617. <https://doi.org/10.1002/ppp3.10282> FOUET ET AL. 617
- Jørgensen, P. M., & León-Yáñez, S. (Eds.). (1999). Catalogue of the vascular plants of Ecuador. Missouri Botanical Garden Press. Serie: Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden (Vol. 75).
- León-Yáñez, S., Valencia, R., Pitman, N., Endara, L., Ulloa, C. y Navarrete, H. (Eds.). (2011). Libro rojo de las plantas endémicas del Ecuador. Segunda Edición. Publicaciones del Herbario QCA. Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Quito, Ecuador.
- Palacios, W. A. (2016). Árboles del Ecuador: Especies representativas. Universidad Técnica del Norte. ISBN: 978-9942-8590-6-8.



Valoración y comercialización de productos forestales no maderables en Cofán Bermejo, Ecuador

Valuation and marketing of non-timber forest products in Cofán Bermejo, Ecuador

Andrea Beltrán^{1*} 

Evelyn Pallo² 

Jenny Zamora² 

1. Facultad de Ciencias de la Tierra, Universidad Estatal Amazónica,
Pastaza, Ecuador

2. Facultad de Ciencias de la Vida, Universidad Estatal Amazónica,
Pastaza, Ecuador

*Autor para correspondencia: carito11_2011@hotmail.com

RECIBIDO: 13/06/2025

ACEPTADO: 29/08/2025

PUBLICADO: 05/01/2026

■ RESUMEN

Los productos forestales no maderables (PFNM) son un componente esencial para la subsistencia de las comunidades rurales amazónicas y la conservación de sus ecosistemas. Este estudio evaluó la estructura poblacional, abundancia, usos y precios de comercialización de los PFNM en la Reserva Ecológica Cofán Bermejo (RECB) con el fin de generar insumos para estrategias de reforestación con fines comerciales. La metodología incluyó un inventario florístico en una parcela temporal de 100 × 100 m, para registrar individuos arbóreos con un diámetro a la altura del pecho (DAP) ≥ 10 cm. Adicionalmente, se aplicaron encuestas en tres mercados de Lago Agrio, para caracterizar los usos, partes aprovechadas, y precios de venta; la valoración económica se realizó mediante el método de precios de mercado. Se identificaron 270 individuos de PFNM, con predominio de clases diamétricas menores, lo cual sugiere una estructura poblacional joven con alto potencial de regeneración. Las especies más abundantes fueron *Iriartea deltoidea* Ruiz & Pav. (20,37 %) y *Otoba parvifolia* (Markgr.) A.H. Gentry (15,56 %). Se registraron 20 especies con usos predominantes comestibles (39,3 %), medicinal (21,5 %) y artesanal (19,1 %). La familia Arecaceae se distinguió por su uso múltiple, y otras especies, por su doble funcionalidad alimentaria y medicinal, esenciales para el sustento y la salud local. En conclusión, los PFNM de la RECB demuestran una alta diversidad y valor socioeconómico. Su estructura poblacional respalda la implementación de estrategias de manejo y conservación sostenibles para potenciar la bioeconomía local.

Palabras clave: Precios de mercado, manejo sostenible, Amazonía Ecuatoriana, valor de uso y bioeconomía local.



■ ABSTRACT

Non-timber forest products (NTFPs) are essential to the livelihoods of rural Amazonian communities and to conserving their ecosystems. This study assessed the population structure, abundance, uses, and market prices of NTFPs in the Cofán Bermejo Ecological Reserve (RECB) to inform commercial reforestation strategies. The methodology involved a floristic inventory within a 100 × 100 m plot, recording all tree individuals with a diameter at breast height (DBH) ≥ 10 cm. In addition, surveys were conducted across three markets in Lago Agrio to document uses, parts harvested, and sale prices; economic valuation was performed using the market price method. A total of 270 individuals were recorded, dominated by smaller diameter classes, indicating a young population structure with high regeneration potential. The most abundant species were *Iriartea deltoidea* Ruiz & Pav. (20.37 %) and *Otoba parvifolia* (Markgr.) A.H. Gentry (15.56 %). Twenty species were identified with predominantly edible (39.3 %), medicinal (21.5 %), and artisanal (19.1 %) uses. The family Arecaceae stood out for its multiple uses, while several other species were valued for their dual food and medicinal functions, essential for local livelihoods and health. Overall, NTFPs in the RECB exhibit high diversity and socioeconomic value, and their population structure supports the implementation of sustainable management and conservation strategies to strengthen the local bioeconomy.

Keywords: Market prices, sustainable management, Ecuadorian Amazon, use value, local bioeconomy.

■ INTRODUCCIÓN

La Región Amazónica Ecuatoriana (RAE) es una de las zonas más biodiversas del planeta y representa un entorno clave para el desarrollo de estrategias sostenibles que integren conservación ambiental y bienestar social. En este contexto, los Productos Forestales No Maderables (PFNM) se consolidan como una fuente esencial de ingresos, alimentación, medicina y materiales para las comunidades locales, desempeñando un rol fundamental en su seguridad alimentaria, salud y sostenibilidad económica (Beltrán-Rodríguez et al., 2014; Ojeda et al., 2020).

Asimismo, el aprovechamiento responsable de los PFNM permite una gestión más eficiente de los recursos forestales, asegurando su disponibilidad a largo plazo y contribuyendo a reducir la presión sobre especies maderables. Estos productos no solo reflejan el conocimiento ancestral de las poblaciones amazónicas, sino que también fortalecen la

resiliencia económica de las comunidades frente a las fluctuaciones del mercado y del clima (Mejía et al., 2015; Reyes-García et al., 2005)

En particular, la valoración económica y comercialización de los PFNM ha cobrado relevancia como herramienta para orientar políticas de manejo forestal sostenible, fomentar la conservación de la biodiversidad y promover la bioeconomía local. Identificar las especies más aprovechadas, sus usos, precios y potencial comercial, proporciona información estratégica para el diseño de planes de aprovechamiento sustentable y generación de ingresos (Mejía et al., 2015)

La comunidad Cofán Bermejo, ubicada en la provincia de Sucumbíos, alberga un ecosistema forestal de notable biodiversidad y riqueza cultural. Sin embargo, enfrenta amenazas crecientes como la deforestación, la minería, la expansión agrícola y la quema de cobertura vegetal (Guala et al., 2022), lo que compromete la preservación de sus tradiciones y la sostenibilidad de su bioeconomía.

En este contexto, el presente estudio se orienta a los siguientes objetivos:

1. Evaluar la estructura y abundancia de los PFNM en la Reserva Ecológica Cofán Bermejo, mediante un inventario florístico que incluya identificación taxonómica y medición diamétrica.
2. Determinar los usos, partes utilizadas y precios de comercialización de las principales especies, a través de encuestas aplicadas a comerciantes locales en la ciudad de Lago Agrio.
3. Analizar el potencial de aprovechamiento de los PFNM con fines de reforestación productiva vinculado a procesos de bioeconomía local.

■ MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El estudio se realizó en la reserva ecológica Cofán Bermejo, la reserva se encuentra ubicada en la parroquia El Dorado, cantón Cáscales al noroccidente de la provincia de Sucumbíos, tiene un área de 55 451 ha (Ministerio del Ambiente del Ecuador, 2014) (Figura 1). La reserva está conformada por un área de transición entre el bosque siempre verde montano de la Amazonía y las tierras altas de los Andes, posee un rango altitudinal que varía entre los 400 y 2 775 m s. n. m., su clima es muy cambiante y la precipitación es de 2 000 a 4 000 mm anuales (Guala et al., 2022)

Para la investigación se instaló una parcela en la parte baja de la reserva, donde se presenta un bosque secundario, resultado de la dinámica sucesional tras disturbios del límite fronterizo, previo a la declaratoria como reserva. Cabe destacar que el principal uso de los recursos forestales en la zona son las especies maderables utilizados para la construcción de viviendas por parte de los habitantes de las comunidades cofanes como Chandía Na'en y Avié.

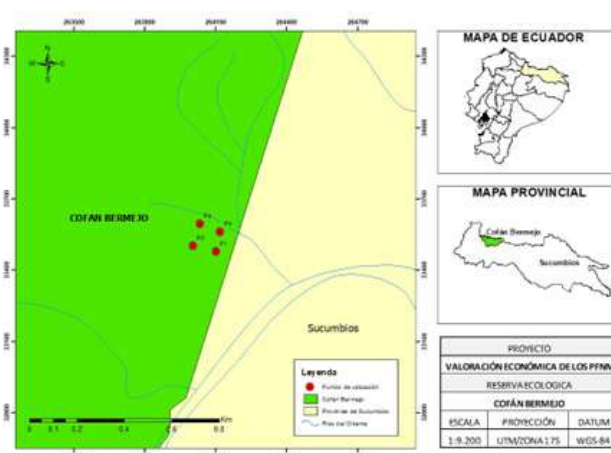


Figura 1. Localización de la comunidad Cofán Bermejo y delimitación de la parcela de muestreo de PFNM

Diseño de la investigación

Dentro de la reserva ecológica Cofán Bermejo se estableció una parcela temporal de 100 x 100 m (1 ha), localizada en los siguientes puntos geográficos: P1) 18N 264102E 33478N, P2) 18N 264004E 33502N, P3) 18N 264033E 33595N y P4) 18N 264120E 33562N UTM. Con una subdivisión de 25 subparcelas de 400 m² (20 x 20 m) debidamente delimitadas, en cada subparcela se realizó el plaqueado de cada especie arbórea con DAP $\geq$ 10 cm., las cuales fueron identificadas con la colaboración de dos expertos locales.

Adicionalmente, se aplicaron encuestas, en los principales puntos de expendio de PFNM de la ciudad de Lago Agrio, donde se colectó información de carácter descriptivo en relación con los usos, parte utilizada y precios de los PFNM presentes en la zona de estudio; y categorizadas (comestibles, medicinales, tintóreas, artesanales, industriales) de acuerdo a la clasificación propuesta por (Tacón et al., 2006).

Para el procesamiento de datos se utilizaron herramientas como Microsoft Excel (versión 2019), para el ingreso de información a la base de datos. Posteriormente, los datos fueron procesados

mediante los programas estadísticos IBM SPSS e InfoStat, aplicando análisis descriptivos de las variables cuantitativas, enfocados en el cálculo de medias con un mayor grado de precisión.

Identificación de los productos forestales no maderables

La identificación de las especies arbóreas de PFSM en la parcela de estudio se realizó mediante observación directa, con el acompañamiento de un técnico del Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica (MAATE), así como del presidente y un miembro de la comunidad Avié, quienes colaboraron activamente en la identificación in situ. La identificación taxonómica se efectuó empleando claves dicotómicas y descripciones morfológicas contenidas en la guía de árboles y arbustos de la serranía Cofán (Pitman et al., 2002). Esta información fue complementada y validada con el Catalogue of the Vascular Plants of Ecuador, publicado por el Missouri Botanical Garden (Jorgensen & León Yáñez, 1999), una referencia especializada y actualizada para la flora vascular del país.

Diseño y aplicación de la encuesta

Para recopilar la información sobre el uso, la parte utilizada y el precio de venta de los PFSM comercializados en los principales mercados de Lago Agrio, se diseñó y aplicó una encuesta estructurada Tabla 1. La construcción del instrumento se basó en enfoques metodológicos previamente aplicados en estudios similares, como el de Guamán-Songor et al. (2021), quienes analizaron la diversidad y comercialización de PFSM en comunidades rurales del sur del Ecuador, y la propuesta de (Rodríguez et al., 2019), que desarrollaron una encuesta para el estudio etnobotánico de especies medicinales en contextos amazónicos.

La encuesta tuvo como objetivo cuantificar el valor de uso y la unidad de venta de los principales PFSM identificados en los mercados locales (Tabla 1). Su validez fue garantizada mediante juicio de la tutora, docente-investigador de la Universidad

Estatil Amazónica, especializada en la rama forestal y diseño de instrumentos, que evaluó la pertinencia, claridad y coherencia de los ítems conforme a los objetivos del estudio.

La aplicación de las encuestas se llevó a cabo de forma presencial y se realizaron en los lugares de expendio de PFSM, según la recomendación de (Baltazar, 2011). Para ello se consideraron tres mercados representativos del cantón Lago Agrio: el Mercado Municipal, Mercado Indígena (Feria Agro productiva Artesanal Gastronómica, y el mercado de Medicina Ancestral y de Nacionalidades) y Mercado Mayorista de Abastos y Productos de la Zona, se identificaron 52 locales que vendían estos productos, detallados en la siguiente tabla 1.

Tabla 1. Mercados de expendio de productos de la zona

Mercados	Localización	No. Locales
Mercado Municipal Lago Agrio	Cantón Nueva Loja	7
Mercado Indígena	Cantón Nueva Loja	17
Mercado mayorista de abastos y productos de la zona	Cantón Nueva Loja	28
Total		52

Para el muestreo censal se aplicó una encuesta por local dirigida a la persona responsable del punto de venta, considerando los siguientes criterios de inclusión: a) rango de edad entre 18 y 50 años, y b) participación indistinta de ambos sexos. El instrumento incluyó preguntas orientadas a registrar el nombre común del producto, la clasificación por tipo de uso (comestible, medicinal, tintóreo, artesanal e industrial), la parte aprovechada, el valor de uso, la unidad de venta y observaciones adicionales sobre su disponibilidad o comercialización.

Estimación de la valoración económica de uso directo de los PFSM.

Una vez identificadas las especies comestibles con valor de uso directo, se procedió a aplicar el método de precios de mercado, clasificado dentro de los métodos directos de valoración económica

ambiental. Esta metodología permite estimar el valor económico de los PFNM mediante la ecuación:

$$VUD = \sum (N_i \times P_{ri}) \quad (1)$$

Donde, N_i representa el número de individuos de la especie, y P_{ri} el precio promedio unitario en dólares estadounidenses, obtenido a partir de consultas a mercados locales, ferias y actores comunitarios. Para esta investigación se consideraron once especies de uso comestible con precios de mercado reconocidos. Este enfoque ha sido validado en investigaciones previas como la de (Peralta-Kulik et al., 2018), quienes aplicaron este método en la Ecorregión del Alto Paraná para estimar el valor económico de bienes forestales con fines maderables y no maderables. Su elección en el presente estudio responde a su aplicabilidad práctica, capacidad para reflejar el valor económico tangible de los recursos naturales, y pertinencia en contextos rurales donde existe conocimiento local sobre usos y precios de los productos del bosque.

■ RESULTADOS

Estructura y abundancia de los PFNM - Reserva Ecológica Cofán Bermejo

Como se muestra en la Figura 2, la distribución de individuos por clases diamétricas tanto para productos forestales no maderables (PFNM) como productos forestales maderables (PFM) varía según el tipo de producto forestal, agrupándose en cinco intervalos que van desde 10 a 19,9 cm hasta más de 50 cm. Particularmente, se observa una mayor concentración de individuos en las clases diamétricas menores, lo que refleja una estructura poblacional joven y sugiere un alto potencial de regeneración y aprovechamiento futuro.

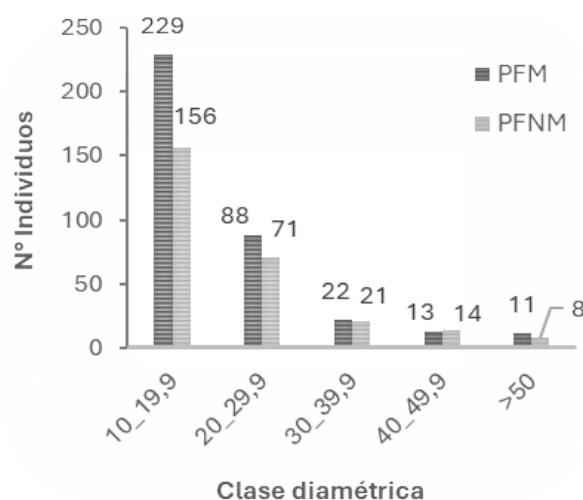


Figura 2. Distribución del número de individuos por clase diamétrica (DAP) según el tipo de producto forestal (PFM y PFNM) en el bosque de la comunidad Cofán Bermejo, Sucumbíos, Ecuador.

En lo referente a la abundancia de las especies arbóreas presentes en el bosque de la comunidad Cofán Bermejo, los resultados (Figura 3) evidencian una notable diversidad florística de PFNM, con un total de 270 individuos. La métrica utilizada para este análisis fue la abundancia absoluta, definida como el número total de individuos por especie.

Las especies con mayor abundancia fueron *Iriarte deltoidea* con 55 individuos (20,37 %), seguida de *Otoba parvifolia* con 42 individuos (15,56 %) y *Matisia cordata* con 21 individuos (7,78 %), lo que indica su dominio relativo en la comunidad vegetal evaluada.

También, se registró la presencia de otras especies notables, como *Matisia cordata* (7,78 %), *Inga edulis* (5,56 %), y *Micropholis melinoniana* (5,56 %), entre otras. Por el contrario, especies como *Sloanea grandiflora*, *Matisia ochrocalyx* y *Dacryodes peruviana* presentaron una abundancia mínima, con solo un individuo cada una, reflejando una baja representatividad.

Desde un enfoque ecológico, la distribución desigual de individuos entre especies sugiere una estructura composicional heterogénea,

rasgo característico de los bosques tropicales húmedos. Si bien el análisis se basa únicamente en la abundancia absoluta, permite identificar las especies con mayor dominancia ecológica, lo que resulta fundamental para establecer prioridades en las estrategias de manejo forestal y conservación. Adicionalmente, el hecho de que un 26,30 % de los individuos pertenezca al grupo denominado «otras especies», resalta la necesidad de continuar investigando y documentando la biodiversidad de este bosque comunitario.

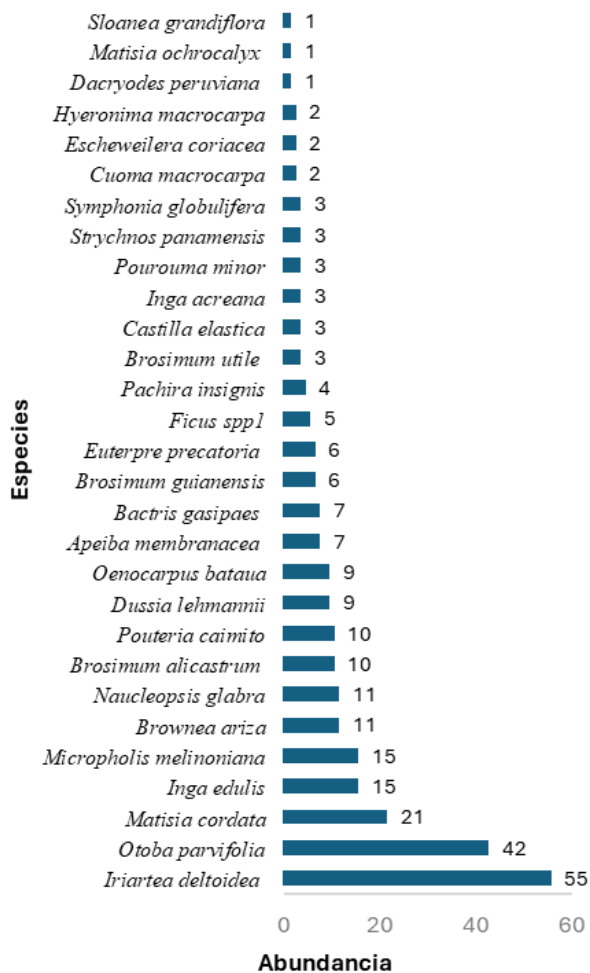


Figura 3. Abundancia de especies arbóreas maderables registradas en el bosque de la comunidad Cofán Bermejo, Sucumbíos, Ecuador. Se muestra el número total de individuos por especie (n = 270), destacando la dominancia de *Iriarte deltoidea* y *Otoba parvifolia*.

Caracterización de los PFSM - Reserva Ecológica Cofán Bermejo

El análisis de la frecuencia de uso de PFSM en la comunidad Cofán Bermejo revela una variedad significativa sobre el aprovechamiento de los recursos forestales de este ecosistema. La Figura 4 muestra que la categoría de «Comestible» ocupa el primer lugar, representando el 39,3 % de la frecuencia de uso. Esto refleja la importancia crítica de este tipo de recursos como fuente de alimentos en la comunidad. La categoría «Medicinal» se encuentra en segundo lugar, con un 21,5 % de la frecuencia de uso, indicando la relevancia de los PFSM en la medicina tradicional y la salud comunitaria.

La categoría «Artesanal» también muestra una frecuencia significativa del 19,1 %, lo que sugiere que los recursos forestales se utilizan para la creación de artesanías y actividades culturales.

Por otro lado, la categoría «Industrial» representa un 17,5 % de la frecuencia de uso, lo que indica que algunos de estos PFSM pueden tener aplicaciones en procesos industriales. Finalmente, la categoría «Tintóreas» tiene una frecuencia del 2,5 %, señalando un uso más especializado en la obtención de tintes naturales.

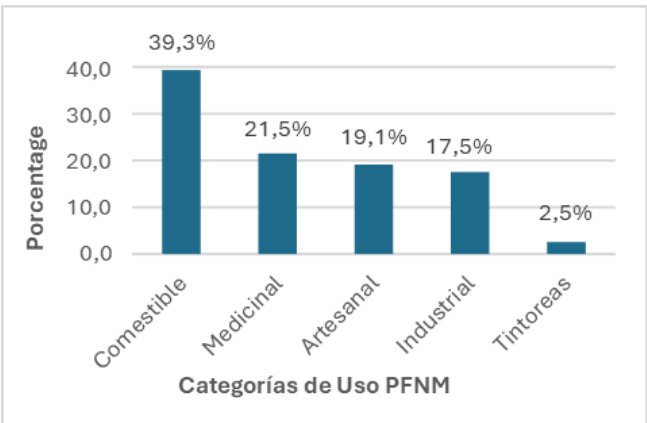


Figura 4. Distribución porcentual de las categorías de uso de los PFSM de la RECB, Sucumbíos, Ecuador

Categoría de usos y partes utilizadas de los PFNM

La Tabla 2 muestra que la comunidad Cofán Bermejo tiene una amplia diversidad de especies para diversos usos. Se identificaron un total de 20 especies de plantas que se utilizan para una variedad de propósitos, incluyendo usos comestibles, medicinales, artesanales, industriales y tintoreros.

Los datos obtenidos evidencian que las especies pertenecientes a la familia Arecaceae, específicamente; *Iriarte deltoidea*, *Oenocarpus bataua*, *Bactris gasipaes* y *Euterpe precatoria*, presentan una alta frecuencia de uso, destacándose por su versatilidad al estar asociadas simultáneamente a las categorías comestible, medicinal e incluso industrial. Este patrón de uso múltiple refleja no solo la relevancia ecológica de

estas especies dentro del ecosistema del bosque de la comunidad Cofán Bermejo, sino también su importancia etnobotánica en las prácticas tradicionales de la población local.

Asimismo, especies como *Otoba parvifolia* (Myristicaceae), *Inga edulis* (Fabaceae), *Micropholis melinoniana* (Sapotaceae), *Brownea ariza* (Fabaceae) y *Brosimum alicastrum* (Moraceae) muestran una doble funcionalidad al ser empleadas tanto con fines comestibles como medicinales. Este patrón de uso resalta la relevancia de dichas especies en el sustento alimentario y de salud de las comunidades indígenas, además de su valor potencial en mercados locales.

Por lo tanto, la gestión adecuada de estas especies es esencial para preservar su disponibilidad y contribuir a los medios de vida de la comunidad.

Tabla 2. Usos y parte usada de las 20 especies PFNM de la RECB, Sucumbíos, Ecuador

N°	Ab.	Familia	Nombre científico	Nombre común			Usos
				Español	Kichwa	Cofán	
1	55	Arecaceae	<i>Iriarte deltoidea</i> Ruz & Pav.	Pambil	shanka	bo'mbo	C, Me, Art
2	42	Myristicaceae	<i>Otoba parvifolia</i>	Sangre de gallina	wapa yura	shashafacco	C, Me, Art, Ind.
3	21	Malvaceae	<i>Matisia cordata</i> Humb. & Bonpl.	Sapote	zapote muyu	-----	C, Ind.
4	15	Fabaceae	<i>Inga edulis</i>	Guaba	waska pakay	onga fiño	C, Me
5	15	Sapotaceae	<i>Micropholis melinoniana</i>	Caimitillo	aviyu	-----	C, Me, Ind
6	11	Fabaceae	<i>Brownea ariza</i>	Palo cruz	-----	Tsanda mappi'cho	C, Me
7	11	Moraceae	<i>Naucleopsis glabra</i> Spruce ex Pittier	Cauchillo	-----	-----	-----
8	10	Moraceae	<i>Brosimum alicastrum</i> Sw.	Tillo	-----	-----	C, Me, Ind
9	10	Sapotaceae	<i>Pouteria caimito</i>	Caimito	tarpu aviyu	sijica	C, Art, Ind
10	9	Fabaceae	<i>Dussia lehmannii</i>	Porotillo	-----	-----	C, Art
11	9	Arecaceae	<i>Oenocarpus bataua</i>	Ungurahua	shiwa muyu	nijo'cho	C, Me, Art, T
12	7	Malvaceae	<i>Apeiba membranacea</i> Speuce ex Benth.	Peine de mono	ñachak kaspi	-----	C, Art
13	7	Arecaceae	<i>Bactris gasipaes</i> Kunth.	Chonta	uchu manka	o'ma	C, Me, T
14	6	Moraceae	<i>Brosimum guianensis</i>	Sandillo	-----	-----	Art, Ind
15	6	Arecaceae	<i>Euterpe precatoria</i> Mart.	Palmito	wasay	di'va	C, Me, Art
16	5	Moraceae	<i>Ficus</i> sp.	Higuerón de Monte	-----	-----	C, Me

N°	Ab.	Familia	Nombre científico	Nombre común			Usos
				Español	Kichwa	Cofán	
17	4	Bombacaceae	<i>Pachira insignis</i>	Pachira	-----	-----	C
18	3	Moraceae	<i>Brosimum utile</i> (Kunth) Oken.	Sande	santi wiki	ccovi ne'mba	C, Me, Ind
19	3	Cecropiaceae	<i>Pourouma cecropiifolia</i>	Uva	-----	-----	C
20	3	Fabaceae	<i>Inga acreana</i>	Guabillo	-----	unjinga fiño	C

Categoría de uso: C: comestible, Me: medicinal, Art: Artesanal, Ind: Industrial, T: Tintoreas

Valoración económica de los PFNM en mercados domésticos

El análisis de la forma de expendio y precios de las 18 especies de PFNM en la comunidad Cofán Bermejo (Tabla 3), proporciona una visión detallada de las especies, las unidades de venta, las partes usadas y los precios promedio en el mercado local. Se observa una amplia variedad de productos forestales con diferentes aplicaciones y valores comerciales. Así vemos que el látex de la especie *Brosimum utile* (Moraceae) se extrae en mililitros (ml) y tiene un precio promedio de USD 6,25 por unidad de venta. Sin embargo, el látex de producto conocido comúnmente como azufre de la especie *Symphonia globulifera* (Clusiaceae) se vende por libra a un precio promedio de USD 5,33 en el mercado local de Lago Agrio.

El palmito de *Iriarte deltoidea* se vende en porciones a un precio promedio de USD 6 por unidad. El aceite extraído de *Oenocarpus bataua* se vende en presentaciones de mililitros, con un precio promedio de USD 5,31 por unidad. Los

frutos de *Bactris gasipaes*, conocidos locamente como “Chonta duro” se venden en racimos a un precio promedio de USD 3,64. A su vez, la corteza de *Euterpre precatoria* se vende en porciones con un precio promedio de USD 2,65 por unidad de venta. Todas estas especies, pertenecientes a la familia Arecaceae, presentan un significativo valor económico tanto para el autoconsumo como para la comercialización en mercados regionales y nacionales.

Asimismo, las semillas de *Apeiba membranacea* (Malvaceae) se venden por unidad a un precio promedio de USD 4,33. Los frutos de la especie *Dacryodes peruviana* (Burseraceae) se venden por libra a USD 4,13. A diferencia de los tallos de *Matisia ochrocalyx* (Bombacaceae) se venden en ramas individuales a un precio promedio de USD 2,92 (Tabla 3). Estos resultados reflejan la diversidad de PFNM aprovechados por la comunidad, así como las variaciones en sus valores económicos promedio, determinados por la forma de presentación y la demanda en los mercados locales.

Tabla 3. Forma de expendio y precios de las 18 especies PFNM de la RECB, Sucumbíos, Ecuador

No.	Familia	Nombre Científico	Nombre Común	Unidad de venta	Parte usada	Precio promedio USD
1	Moraceae	<i>Brosimum utile</i> (Kunth) Oken.	Sande	ml	Látex	6,25
2	Arecaceae	<i>Iriarte deltoidea</i> Ruz & Pav.	Pambil	Porción	Palmito	6
3	Clusiaceae	<i>Symphonia globulifera</i>	Azufre	Libra	Látex	5,33
4	Arecaceae	<i>Oenocarpus bataua</i>	Ungurahua	ml	Aceite	5,31
5	Malvaceae	<i>Apeiba membranacea</i>	Peine de mono	Unidad	Semilla	4,33
6	Burseraceae	<i>Dacryodes peruviana</i>	Copalillo	Libra	Fruto	4,13
7	Arecaceae	<i>Bactris gasipaes</i> Kunth.	Chonta	Racimo	Fruto	3,64
8	Bombacaceae	<i>Matisia ochrocalyx</i> K. Schum.	Chuculero	Rama	Tallo	2,92

No.	Familia	Nombre Científico	Nombre Común	Unidad de venta	Parte usada	Precio promedio USD
9	Arecaceae	<i>Euterpre precatoria</i> Mart.	Palmito	Porción	Corteza	2,65
10	Myristicaceae	<i>Otoba parvifolia</i>	Sangre de gallina	ml	Savia	2
11	Sapotaceae	<i>Pourouma cecropiifolia</i>	Uva	Racimo	Fruto	1,65
12	Fabaceae	<i>Brownea ariza</i>	Palo Cruz	Corteza	Rama	1,58
13	Loganiaceae	<i>Strychnos panamensis</i>	Huevo de toro	Unidad	Fruto	1,55
14	Fabaceae	<i>Inga acreana</i>	Guabilla	Unidad	Fruto	0,1
15	Sapotaceae	<i>Pouteria multiflora</i>	Caimito	Unidad	Fruto	0,34
16	Fabaceae	<i>Inga edulis</i>	Guaba	Unidad	Fruto	0,3
17	Malvaceae	<i>Quararibea cordata</i>	Sapote	Unidad	Fruto	0,3
18	Elaocarpaceae	<i>Sloanea grandiflora</i>	Achotillo de monte	Unidad	Fruto	0,1

Determinación del valor de uso directo de los PFNM.

De un total de 20 especies identificadas con potencial uso no maderable, se priorizaron 11 con base en su frecuencia de uso y relevancia comercial. La mayoría de estas especies corresponde a usos comestibles, seguidas por aplicaciones medicinales y artesanales. La Tabla 4 presenta la estimación del valor económico de uso directo para las once especies priorizadas.

El valor económico total estimado para los bienes de uso directo derivados de los productos forestales no maderables (PFNM), calculado a partir de

precios de mercado local por unidad de venta, fue de 579,36 USD·ha⁻¹. Este valor representa un umbral de referencia para la Reserva Ecológica Cofán Bermejo (RECB), situada en una zona de transición ecológica previa a su declaratoria oficial.

Dicha estimación refleja la contribución directa e indirecta de los PFNM a la provisión de servicios ecosistémicos esenciales para el bienestar humano, y constituye un insumo clave para promover estrategias de reforestación con fines comerciales, enmarcadas en los principios de bioeconomía local y dinámicas para valorar adecuadamente los recursos forestales y contribuir a su conservación y gestión sostenible.

Tabla 4. Valor económico estimado de uso directo de especies prioritarias de PFNM en los mercados locales de la comunidad Cofán Bermejo, Sucumbíos, Ecuador.

No.	Especie	Número de individuos (Ni)	Precio (Pr) por unidad (USD)	Ni x Pr (USD)
1	<i>Brosimum utile</i>	3	6,25	18,75
2	<i>Iriarte deltoidea</i>	55	6	330
3	<i>Oenocarpus bataua</i>	9	5,31	47,79
4	<i>Apeiba membranacea</i>	7	4,33	30,31
5	<i>Bactris gasipaes</i>	7	3,64	25,48
6	<i>Euterpre precatoria</i>	6	2,65	15,9
7	<i>Otoba parvifolia</i>	42	2	84
8	<i>Pourouma cecropiifolia</i>	3	1,65	4,95
9	<i>Brownea ariza</i>	11	1,58	17,38
10	<i>Inga acreana</i>	3	0,1	0,3
11	<i>Inga edulis</i>	15	0,3	4,5
VUD (USD*ha⁻¹)				579,36

■ DISCUSIÓN

En relación con los PFM, se observa una marcada concentración de individuos en las clases diamétricas más jóvenes, destacándose que la mayoría se ubica en el rango de 10 a 19,9 cm. Este patrón sugiere una alta disponibilidad de recursos en etapas tempranas de desarrollo, lo que resulta relevante para el aprovechamiento futuro y la planificación de estrategias sostenibles. Un comportamiento similar ha sido reportado en el bosque subhúmedo del sur de Manabí, donde el lote 2 presenta la mayor cantidad de individuos en la clase diamétrica de 7 a 17 cm, mientras que los diámetros mayores, como los de 27 a 37 cm, muestran una menor representatividad (Pionce-Andrade et al., 2018).

Estos hallazgos subrayan la importancia de una gestión forestal sostenible enfocada en los PFM, dado su potencial para contribuir tanto a la conservación de la biodiversidad como al desarrollo económico local. La elevada presencia de especies en clases diamétricas bajas evidencia la necesidad de implementar estrategias de manejo que permitan el aprovechamiento responsable de estos recursos, evitando su extracción prematura o no planificada. En este contexto, resulta crucial vincular los aspectos ecológicos con los económicos, mediante iniciativas que promuevan sistemas de producción ambientalmente sostenibles y económicamente viables.

Tal como advierte Pionce-Andrade et al. (2018), en ecosistemas similares como los bosques subhúmedos del sur de Manabí, la presión sobre especies con valor no maderable ha incrementado el riesgo de extinción local. Por ello, se recomienda fortalecer la investigación científica y el acompañamiento técnico a las comunidades, a fin de desarrollar esquemas de uso y manejo sustentable que garanticen la permanencia de los PFM como bienes estratégicos para la bioeconomía local.

En cuanto a la abundancia y distribución de las especies arbóreas (Figura 3), el bosque de la comunidad Cofán Bermejo presenta una composición florística notablemente más diversa en comparación con ecosistemas de mayor altitud como los Páramos de Sachaguayco, en la comunidad de Atillo. Ecosistema, donde el inventario florístico registró un total de 398 individuos, de los cuales solo 45 corresponden a especies arbóreas. Entre

ellas, *Vallea stipularis* (30 %), y *Buddleja inca* (22 %) fueron las más representativas, reflejando una baja diversidad arbórea en esta zona (Sula, 2011). Este contraste destaca la riqueza específica del bosque amazónico estudiado, donde se evidencia una estructura más compleja y un mayor potencial para el aprovechamiento de los PFM.

Por otra parte, el análisis de la frecuencia de uso de los PFM en Cofán Bermejo (Figura 4) revela una tendencia consistente con otros estudios desarrollados en la región. La categoría comestible (alimenticia) representa el mayor porcentaje (38 %), seguida por el uso medicinal (24 %). Este patrón coincide con lo reportado por Guamán-Songor et al. (2021), en cinco comunidades del cantón Palanda, donde los usos predominantes también están vinculados a alimentos y bebidas, seguidos por medicina humana.

Sin embargo, otros contextos amazónicos presentan variaciones. Por ejemplo, Quito-Ulloa et al. (2021) en comunidades de la parroquia Valladolid, registra una mayor frecuencia en el uso medicinal (22,69 %), seguido por alimentos y bebidas (12,12 %). De manera similar, López-Beltrán et al. (2021), en cinco comunidades del cantón Chinchipe, identifica que las categorías con mayor frecuencia de uso corresponden a medicinal, seguidos por alimentos y bebidas. Esta misma tendencia es respaldada por Vivanco et al. (2021), quienes reportan un 32,6 % corresponde a la frecuencia de uso medicinal, seguido por elaboración de bebidas (21,2 %) y usos alimenticios (17,9 %).

Asimismo, Aguirre Mendoza et al. (2019), en cinco comunidades del cantón Zapotillo, destacan que la medicina humana concentra el mayor porcentaje de uso (29,9 %), seguida del uso como forraje (18,4 %) y, en menor valor de uso los colorantes y tintes (1,1 %).

Todos estos resultados se alinean con lo señalado por (Aguirre & Aguirre, 2021), quienes, en su estudio en diversas comunidades y ecosistemas del sur del Ecuador, atribuyen las tendencias observadas al conocimiento local y percepción de uso de la población, considerando parámetros etnobotánicos como la frecuencia de uso, el valor de uso y el nivel de uso significativo (NUS), así como las especies proveedoras de PFM, en cada territorio.

Cabe destacar que, estos hallazgos refuerzan la relevancia de los PFNM no solo como elementos clave para la subsistencia diaria, sino también como componentes fundamentales de la identidad cultural y de las dinámicas económicas locales, particularmente en la comunidad Cofán Bermejo. Esta evidencia subraya la necesidad urgente de implementar estrategias de manejo sostenible que aseguren la conservación y disponibilidad de estos recursos a largo plazo (Figura 4).

Proponiéndose, como acción prioritaria, la articulación interinstitucional y la integración de esfuerzos orientados al desarrollo de Planes de Manejo y aprovechamiento de los PFNM. Estos planes deben incluir el inventario, valoración, uso responsable y categorización formal, equiparándolos en importancia a los productos maderables. (Aguirre & Aguirre, 2021). Superando así la visión tradicional que los ubica como recursos secundarios del bosque, fundamentado su gestión en principios de uso múltiple que aseguren la provisión sostenible de productos y servicios del bosque, en correspondencia con las necesidades sociales, culturales y económicas de las comunidades locales (González & Sans, 2007).

Históricamente, los PFNM han sido recolectados y utilizados por las poblaciones rurales asentados en zonas boscosas durante milenios, constituyéndose en recursos esenciales para su bienestar y supervivencia (López, 2008). Esta tradición perdura en la comunidad Cofán Bermejo, donde múltiples especies exhiben usos diversos y complementarios.

La parroquia Nangaritza presenta una composición florística comparable a la registrada en la comunidad Cofán Bermejo, particularmente en cuanto a especies con alta representatividad etnobotánica. En ambas localidades *Iriartea deltoidea*, *Oenocarpus bataua*, *Bactris gasipaes* y *Euterpe precatoria* (Arecaceae), se destacan por su aprovechamiento múltiple, principalmente en las categorías comestible “Alimentos y bebidas” y medicinal (Zhiñin et al., 2021). Esta coincidencia resalta la relevancia de la familia Arecaceae en el uso tradicional de los recursos forestales en la región amazónica, y sugiere la existencia de patrones de uso compartidos entre comunidades, probablemente asociados a su disponibilidad, versatilidad funcional y alto valor sociocultural.

De forma similar, *Otoba parvifolia* (Myristicaceae) es ampliamente aprovechada por sus múltiples aplicaciones en categorías comestible, medicinal, artesanal e industrial, con un alto “interés comercial”, lo que refuerza su rol sociocultural y económico local (López et al., 2017). De igual manera *Matisia cordata* (Malvaceae) se destina al uso artesanal, mientras que *Inga edulis* (Fabaceae) y *Micropholis melinoniana* (Sapotaceae) presentan usos tanto comestibles como medicinales.

En el caso de *Inga edulis* esta especie es relevante por ser nativa de la Amazonía, es valorada por sus frutos comestibles de alta calidad nutricional y sus múltiples aplicaciones agroforestales, además de su importancia en prácticas educativas y de restauración ambiental (Oliveira et al., 2024)

Estos patrones de uso múltiple reflejan la persistencia de conocimientos etnobotánicos arraigados y el valor de estos PFNM como bienes estratégicos para el desarrollo sostenible y la bioeconomía local.

En cuanto a la valoración y comercialización económica de los productos forestales no maderables (PFNM), se comparan los precios de algunas especies que también se ofertan en otros sectores, independientemente de su abundancia. Entre ellas se encuentran: *Otoba parvifolia* (savia), \$2; *Pourouma cecropiifolia* (racimo), \$1,65; e *Inga edulis* (guaba), \$0,30. A diferencia, el estudio de Villavicencio et al. (2024), reporta valores distintos para estos productos: *Otoba parvifolia* (látex), \$15; *Pourouma cecropiifolia* (racimo), \$0,33; e *Inga edulis* (guaba), \$0,25. Estas diferencias, como señala el autor, pueden atribuirse a factores como el lugar de compra, el tipo de vendedor y la época del año. En conjunto, estos hallazgos permiten comprender mejor la complejidad del mercado de los PFNM y constituyen una base para orientar futuras investigaciones y decisiones de manejo sostenible.

En la misma línea, al comparar el precio promedio de las especies *Bactris gasipaes* (USD 3,64) y *Euterpe precatoria* (USD 2,65) en la comunidad Cofán Bermejo, se evidencia una diferencia significativa respecto a los valores de uso reportados en las comunidades de Valladolid, donde ambas especies presentan un precio unificado de USD 1,61 (Quito-Ulloa et al., 2021). Esta variación podría atribuirse

a factores como la disponibilidad local, la demanda regional o las condiciones de comercialización en los respectivos mercados.

En relación al valor económico de uso directo de los productos forestales no maderables (PFNM) en la Reserva Ecológica Cofán Bermejo (Tabla 4) se estimó un valor total de 579,36 USD·ha⁻¹, considerando once especies de uso comestible. Valor que resulta considerablemente menor al obtenido por Peralta-Kulik et al. (2023) en el Bosque Atlántico del Alto Paraná, donde se alcanzaron los 2 270 USD·ha⁻¹ para siete especies de uso ornamental. La diferencia puede atribuirse al tipo de uso priorizado, ya que los productos ornamentales suelen tener mayor valor comercial unitario, así como a factores de acceso al mercado, densidad poblacional y condiciones ecológicas distintas entre ambas regiones. Estos contrastes evidencian la importancia de diversificar los criterios de valoración económica en función del uso y del contexto socioambiental (Peralta-Kulik et al., 2023).

■ CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos permitieron caracterizar la estructura, abundancia y valor de uso de los productos forestales no maderables (PFNM) en la Reserva Ecológica Cofán Bermejo, destacando especies clave como *Iriartea deltoidea*, *Oenocarpus bataua* y *Otoba parvifolia* por su alta frecuencia de uso y relevancia económica. La mayoría de los individuos se concentra en clases diamétricas jóvenes, lo que sugiere un buen potencial de regeneración y aprovechamiento sostenible.

La estimación del valor económico directo por hectárea evidencia la contribución tangible de los PFNM a los medios de vida locales y a los servicios ecosistémicos que ofrece el bosque, constituyéndose en una base técnica para orientar procesos de reforestación con fines comerciales e implementar estrategias de manejo forestal comunitario bajo principios de bioeconomía.

Aunque las estimaciones monetarias obtenidas son sólidas, deben considerarse aproximaciones que no abarcan la totalidad de bienes y servicios provistos por el ecosistema. Aun así, los valores registrados reflejan el alto potencial productivo del bosque y refuerzan la urgencia de que dicha

información económica sea conocida y utilizada por los distintos actores sociales e institucionales. Resulta fundamental que estos datos se traduzcan en políticas públicas, programas de conservación y decisiones concretas orientadas a la restauración ecológica.

Se reafirma la necesidad de continuar con procesos de valoración económica integral del bosque, que incluyan tanto los PFNM como otros servicios ecosistémicos aún no abordados. Aplicar metodologías comparables permitirá reducir vacíos de información y generar herramientas útiles para la toma de decisiones a nivel local, regional y nacional.

En definitiva, avanzar hacia una gestión forestal basada en información técnica, valoración económica y participación comunitaria es clave para garantizar la sostenibilidad de los recursos naturales y el bienestar de las poblaciones que dependen de ellos.

■ AGRADECIMIENTO

Este trabajo forma parte de los resultados de un proyecto de titulación dirigido por la autora Andrea Beltrán desde la Universidad Estatal Amazónica (UEA). Nuestro agradecimiento a la Comunidad Cofán Bermejo por su apoyo durante la etapa de trabajo de campo, así como a los propietarios de los centros de venta de productos forestales no maderables de Lago Agrio que compartieron información valiosa sobre los precios de mercados de los productos reportados en esta investigación.

■ CONTRIBUCIÓN DE AUTORES

A. B., Conceptualización, metodología, validación, escritura, revisión y edición.

E. P., Conceptualización, metodología, validación, investigación, recursos, escritura borrador.

J. Z., Conceptualización, metodología, validación, investigación, recursos, escritura borrador.

■ REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Aguirre, Z., & Aguirre, L. (2021). Estado actual e importancia de los productos forestales no maderables. *Bosques Latitud Cero*, 11(1), 71–82.

Beltrán, A., Pallo, E., Zamora, J. (2026). Valoración y comercialización de productos forestales no maderables en Cofán Bermejo, Ecuador. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 39-52. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2510>

- <https://revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques/article/view/925>
- Aguirre, Z., Rivera, M., & Granda, V. (2019). Productos forestales no maderables de los bosques secos de Zapotillo, Loja, Ecuador. *Arnaldoa*, 26(2), 575–594. <https://doi.org/10.22497/arnaldoa.262.26204>
- Baltazar, O. (2011). Estudio etnobotánico y de mercado de productos forestales no maderables extraídos del bosque y áreas afines en la ciudad de Pucallpa-Perú [Tesis de pregrado, Universidad Nacional de Ucayali]. <https://repositorio.utn.edu.ec/handle/123456789/119>
- Beltrán-Rodríguez, L., Ortiz-Sánchez, A., Mariano, N. A., Maldonado-Almanza, B., & Reyes-García, V. (2014). Factors affecting ethnobotanical knowledge in a mestizo community of the Sierra de Huautla Biosphere Reserve, Mexico. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine*, 10(14), 1–19. <https://doi.org/10.1186/1746-4269-10-14>
- González, A., & Sans, C. (2007). Productos forestales no madereros del bosque: Un significativo aporte económico a la empresa forestal. *Ciencia e Investigación Forestal*, 13(1), 187–202. <https://doi.org/10.52904/0718-4646.2007.277>
- Guala, P., Monar, R., & Mestanza-Ramón, C. (2022). Diversidad alfa de pteridofitas en el bosque siempre verde de tierra bajas de la Reserva Ecológica Cofán Bermejo, Sucumbíos – Ecuador. *Green World Journal*, 05(01), 1–17. <https://doi.org/10.53313/gwj51014>
- Guamán-Songor, J., Peña-Tamayo, J., Jaramillo-Díaz, N., & Granda Pardo, J. (2021). Productos forestales no maderables de origen vegetal en cinco comunidades rurales del cantón Palanda, provincia de Zamora Chinchipe, Ecuador. *Bosques Latitud Cero*, 11(1), 43–56. <https://revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques/article/view/901>
- Jorgensen, P. M., & León Yáñez, S. (Eds.). (1999). *Catalogue of the vascular plants of Ecuador*. Missouri Botanical Garden Press. <https://www.biodiversitylibrary.org/page/62680887>
- López-Beltrán, J., Urgilés, N., & Aguirre, N. (2021). Productos forestales no maderables de origen vegetal en cinco comunidades de la parroquia Zumba, cantón Chinchipe, provincia de Zamora Chinchipe. *Bosques Latitud Cero*, 11(1), 28–42. <https://revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques/article/view/923>
- López, R. (2008). Productos forestales no maderables: Importancia e impacto de su aprovechamiento. *Revista Colombia Forestal*, 11, 215–231. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=423939611014>
- López, R., Torres, B., López, A., Reyes, H., & Espinoza, K. (2017). Tasas de crecimiento y mercado doméstico del *Otoba parvifolia* (doncel) en la Amazonía Ecuatoriana. In *Libro de memorias. Universidad Estatal Amazónica. Programa Economía de Recursos Naturales y Desarrollo Empresarial*. (Issue June, p. 293). <https://www.researchgate.net/publication/326449834>
- Mejía, E., Pacheco, P., Muzo, A., & Torres, B. (2015). Smallholders and timber extraction in the Ecuadorian Amazon: amidst market opportunities and regulatory constraints. *International Forestry Review*, 17(1), 38–50.
- Ministerio del Ambiente del Ecuador. (2014). Programa Nacional de Reforestación con fines de conservación ambiental, protección de cuencas hidrográficas y beneficios alternos. <https://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2020/04/REFORESTACION.pdf>
- Ojeda, T., Eguiguren, P., Günter, S., Torres, B., & Dieter, M. (2020). What drives household deforestation decisions? Insights from the ecuadorian lowland rainforests. *Forests*, 11(11), 1–20. <https://doi.org/10.3390/f11111131>
- Oliveira, A. V. De, Kersting, M., Ben, A., & De, R. D. C. (2024). Biotechnological and environmental education potential of *inga edulis martius* : seeds collected in the Amazon , Brazil. *BIOTROPIA*, 31(3), 316–329. <https://doi.org/10.11598/btb.2024.31.3.2201>
- Peralta-Kulik, N., Amarilla Rodriguez, S., Pérez de Molas, M., & Gonzáles Villalba, J. (2023). Aproximaciones a la valoración económica de productos no maderables del Bosque Atlántico del Alto Paraná, Paraguay. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 29(Apa 7), 61–76. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2022.12.085>
- Peralta-Kulik, N., Ayala, L., Amarilla, S., Pérez de Mola, L., & González, J. (2018). Valoración económica de bienes de uso directo e indirecto de un bosque de la Ecorregión Alto Paraná , Paraguay. *Paraquaria Natural*, 6(2), 8–13. [https://doi.org/10.32525/PARAQUARIANAT.2018\(6\):8.13](https://doi.org/10.32525/PARAQUARIANAT.2018(6):8.13)
- Pionce-Andrade, G. A., Suatunce-Cunuhay, J., Pionce-Andrade, V., & Gabriel-Ortega, J. (2018). Inventariación de los productos forestales no maderables (PFNM) de un bosque semi-húmedo del Sur de Manabí, Ecuador. *Journal of the Selva Andina Research Society*, 9(2), 80–95. http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2072-92942018000200004&lng=es&tlng=es
- Pitman, N., Moskovits, D. K., Alverson, W. S., & Borman A, R. (2002). Ecuador : Serranías Cofán-Bermejo, Sinangoe. Field Museum,

Beltrán, A., Pallo, E., Zamora, J. (2026). Valoración y comercialización de productos forestales no maderables en Cofán Bermejo, Ecuador. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 39-52. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2510>

Environmental and Conservation Programs,.
<https://doi.org/10.5962/bhl.title.96548>

Quito-Ulloa, G., Quito-Ulloa, M., Urgiles-Gómez, N., & Aguirre-Mendoza, Z. (2021). Productos forestales no maderables de origen vegetal de la parroquia Valladolid, cantón Palanda, provincia de Zamora Chinchipe. *Bosque Latitud Cero*, 11(1), 1–14. <https://revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques/article/view/916>

Reyes-García, V., Vadez, V., Huanca, T., Leonard, W., & Wilkie, D. (2005). Knowledge and Consumption of Wild Plants: A comparative study in two Tsimane' villages in the Bolivian Amazon. *Ethnobotany Research and Applications*, 3, 201. <https://doi.org/10.17348/ERA.3.0.201-208>

Rodríguez, Y., Valdés, M. A., Soria Re, S., Dominguez, J., Torres, A., & Pico, C. (2019). Propuesta de encuesta para la obtención del conocimiento ancestral en el estudio etnobotánico de especies medicinales en comunidades amazónicas. *Revista Amazónica Ciencia y Tecnología*, 8(1), 71–79. <https://doi.org/10.59410/RACYT-v08n01ep07-0109>

Sula, O. M. (2011). Valoración del manejo sustentable de los productos forestales no maderables en el páramo de Sachaguayco, cantón Mocha, provincia de Tungurahua [Tesis de pregrado, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo]. <https://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/740>

Tacón, A. C., Palma, J. M., Fernández, Ú. V., & Ortega, F. (2006). El mercado de los productos forestales no maderables y la conservación de los bosques del Sur de Chile y Argentina. WWF Chile, Valdivia. <https://bibliotecadigital.infor.cl/handle/20.500.12220/32011>

Villavicencio, J., Herrera, F., & Ochoa, J. (2024). Valoración económica de productos forestales no maderables del parque turístico Nueva Loja. *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*, 8(4), 13239–13258. https://doi.org/10.37811/cl_rcm.v8i5.13599

Vivanco, D. M., Abad, S., Malagón, O., & Armijos, C. (2021). Productos forestales no maderables de la comunidad El Tundo: Un remanente boscoso de biodiversidad y conocimiento ancestral del sur del Ecuador. *Bionatura*, 6(4), 2161–2174. <https://doi.org/10.21931/RB/2021.06.04.5>

Zhiñin, H., Loja, F., Nankamai, M., Zhingre, S., Lemache, V., & Olalla, E. (2021). Productos forestales no maderables y derechos de la naturaleza en el Aja Shuar: Caso de estudio parroquia Nankais, cantón Nangaritza, provincia Zamora Chinchipe, Ecuador. *Bosque Latitud Cero*, 11(1), 15–27. <https://revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques/article/view/924>

Formulación de un herbicida ecológico a base de *Theobroma cacao* L. e hidróxido de potasio

Formulation of an ecological herbicide based on *Theobroma cacao* L. and potassium hydroxide

Davis Bonilla Luzón^{1*} 
Ariana Sarmiento Cueva¹ 
Jaime Maza Maza¹ 
Hugo Romero Bonilla² 

1. Universidad Técnica de Machala, Carrera de Ingeniería Ambiental,
Machala, Ecuador
2. Universidad Técnica de Machala, Grupo de Investigación de Aplicaciones
Electroanalíticas y Bioenergía, Carrera de Ingeniería Química, Machala,
Ecuador

*Autor para correspondencia: asarmient3@utmachala.edu.ec

RECIBIDO: 26/08/2025

ACEPTADO: 23/10/2025

PUBLICADO: 05/01/2026

RESUMEN

El uso excesivo de herbicidas sintéticos genera impactos negativos en la salud humana, la biodiversidad y la calidad del suelo. En Ecuador, la dependencia de estos productos ha ido en aumento, lo que plantea la necesidad de generar alternativas sostenibles. Este estudio tuvo como objetivo formular un herbicida ecológico a base de mucílago de *Theobroma cacao* L. fermentado y la incorporación de hidróxido de potasio obtenido de cáscaras de banano. La metodología comprendió: recolección y fermentación del mucílago con *Saccharomyces cerevisiae*; obtención de KOH mediante calcinación, extracción y conversión química; formulación de distintos tratamientos combinando mucílago y KOH; y evaluación en campo sobre tres especies de arvenses dominantes: *Digitaria ciliaris* (Retz.) Koeler, *Centrathurum punctatum* Cass., y *Cuphea strigulosa* Kunth. Se midió cobertura, biomasa, grado de afectación y parámetros edáficos pre y post aplicación. El mucílago fermentado presentó alta producción de ácidos orgánicos y niveles de potasio capaces de inducir fitotoxicidad. Los tratamientos T0 (100 % mucílago) y T3 (75 % mucílago + KOH) fueron los más efectivos, alcanzando hasta 91 % de control en *Digitaria ciliaris* (Retz.) Koeler, mientras que *Cuphea strigulosa* Kunth mostró mayor resistencia. Además, el producto no afectó negativamente las propiedades del suelo y, en algunos casos, incrementó carbono y materia orgánica. Se concluye que el herbicida ecológico posee eficacia selectiva y beneficios edáficos, representando una alternativa viable para el manejo agroecológico de arvenses y la reducción del uso de herbicidas sintéticos.

Palabras clave: Herbicida ecológico, Mucílago de cacao, Hidróxido de potasio, *Theobroma cacao* L, arvenses

■ ABSTRACT

The excessive use of synthetic herbicides, particularly glyphosate, negatively affects human health, biodiversity, and soil quality. In Ecuador, dependence on these products has increased, highlighting the need for sustainable alternatives. This study aimed to formulate an ecological herbicide based on fermented *Theobroma cacao* L. mucilage combined with potassium hydroxide derived from banana peels. The methodology included: collection and fermentation of cacao mucilage with *Saccharomyces cerevisiae*; extraction and chemical conversion of KOH from banana peel ash; formulation of treatments with different mucilage to KOH ratios; and field evaluation on three dominant weed species: *Digitaria ciliaris* (Retz.) Koeler, *Centratherum punctatum* Cass., y *Cuphea strigulosa* Kunth. Effectiveness was assessed through visual damage, weed coverage, biomass, and soil properties before and after application. Results showed that fermented mucilage produced high levels of organic acids and potassium capable of inducing phytotoxicity. Treatments T0 (100 % mucilage) and T3 (75 % mucilage + KOH) were the most effective, achieving up to 91 % control of *Digitaria ciliaris* (Retz.) Koeler, whereas *Cuphea strigulosa* Kunth was more resistant. Additionally, soil analysis revealed no adverse effects, with some treatments increasing carbon and organic matter content. The study concludes that the ecological herbicide demonstrates selective efficacy and potential agronomic benefits, making it a viable sustainable alternative for weed management and reducing reliance on synthetic herbicides.

Keywords: Ecological herbicide, Cacao mucilage, Potassium hydroxide, *Theobroma cacao* L, Weeds

■ INTRODUCCIÓN

Los agroecosistemas integran componentes bióticos y abióticos para la producción de alimentos, incluyendo cultivos, suelo, agua y clima. El manejo agroecológico busca reducir la dependencia de agroquímicos y promover prácticas sostenibles, como el reciclaje de nutrientes y la conservación de la biodiversidad, enfocándose en la transición hacia una agricultura sustentable que mejora la salud del suelo y optimiza las funciones de los ecosistemas. (Muentes Rodríguez et al., 2023; Saenz Lituma, 2025)

La expansión de monocultivos y la agricultura tecnificada han incrementado el uso de herbicidas sintéticos, afectando negativamente a los ecosistemas. En este contexto, los bioherbicidas surgen como una alternativa sostenible, reduciendo la dependencia de estos productos químicos y contribuyendo a la preservación de la salud del suelo, la calidad del agua y la biodiversidad, elementos clave para el equilibrio ecológico (Nath et al., 2024; Petraki et al., 2024).

A nivel mundial, los herbicidas representan el 47,5 % de los 2 millones de toneladas de pesticidas aplicados anualmente (Sharma et al., 2019). El glifosato, con ventas superiores a 1 500 millones de dólares y una proyección de 2 000 millones en cinco años, es el más utilizado, lo que equivale a más de 40 000 toneladas de ingrediente activo (Velasco Aguiar, 2024). Su uso ha aumentado la productividad agrícola, pero se asocia con problemas de salud como infertilidad y daños renales y neurológicos. En Francia, los niveles de glifosato en la orina de los agricultores pueden llegar hasta 9,5 µg/L, exponiendo a los trabajadores agrícolas a riesgos significativos (Balderrama Carmona et al., 2020).

En Ecuador, la FAO (2022) reporta que la importación de herbicidas aumentó de 7 634 toneladas en 2000 a 14 215 en 2022, evidenciando una creciente dependencia. El Instituto Nacional de Estadística y Censos (2021) indica que el 79,6 % de los cultivos transitorios y el 56,5 % de los permanentes utilizan insumos químicos. En la provincia de El Oro, los pesticidas se aplican con mayor frecuencia y toxicidad que la recomendada,

lo que incrementa los riesgos ambientales y de salud.

A pesar de las evidencias de impacto, los estudios sobre estrategias sostenibles para el manejo de malezas son limitados. Se han explorado alternativas ecológicas como extractos de aceite de clavo, vinagre de madera (Chu et al., 2022) y productos derivados de subproductos agrícolas. Un ejemplo relevante es el mucílago de cacao, un residuo de *Theobroma cacao* L., que contiene compuestos orgánicos y nutrientes con potencial herbicida (Marín Cuevas et al., 2024).

Por otro lado, Pesticide Research Institute (2015), indica que el hidróxido de potasio altera el equilibrio ácido-base celular y provoca la muerte de las malezas. Además, los compuestos fenólicos y alelo químicos presentes en las cáscaras y hojas de banano inhiben la germinación y el crecimiento de especies indeseadas, contribuyendo a reducir la dependencia de agroquímicos sintéticos, (Roy et al., 2006; Wani y Dhanya, 2025).

Este estudio tiene como objetivo formular un herbicida ecológico a base de mucílago de *Theobroma cacao* L. e hidróxido de potasio, evaluando su eficacia como alternativa sostenible para el control de arvenses en cultivos agrícolas. Los resultados se centrarán en: i) caracterizar el mucílago de *Theobroma cacao* L. como ingrediente activo en la formulación del herbicida, combinándolo con hidróxido de potasio derivado de cáscaras de banano; ii) evaluar su eficacia en diferentes dosificaciones, midiendo la reducción de cobertura de malezas en transectos y la biomasa verde, aplicando ANOVA y la prueba de Tukey para identificar diferencias significativas entre tratamientos, así como evaluar visualmente su impacto sobre *Digitaria ciliaris* (Retz.) Koeler, *Centratherum punctatum* Cass., y *Cuphea strigulosa* Kunth, especies dominantes de la zona; iii) analizar el efecto del herbicida sobre las propiedades edáficas antes y después de su aplicación.

■ MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

La investigación se desarrolló en dos escenarios. El primero, correspondiente a la formulación del herbicida ecológico, se realizó en el laboratorio de electroquímica de la Facultad de Ciencias Químicas y de la Salud de la Universidad Técnica de Machala (UTMACH), ubicada en la Avenida Panamericana Km 5½, vía a Pasaje, con un clima cálido (temperaturas entre 26 °C y 31 °C y precipitación anual de 257,7 mm). El segundo escenario, para la aplicación y evaluación del producto, se ubicó en la finca cacaotera Santo Tomás, a 700 metros de Galayacu, en la parroquia Casacay, cantón Pasaje, con una temperatura media anual de 24 °C, precipitación promedio de 943 mm y humedad relativa del 73 % (Figura 1).



Figura 1. Mapa de ubicación de la finca “Santo Tomás”

Materiales y reactivos

Entre los equipos y materiales empleados en la investigación se incluyen: molino mecánico, mufla, fermentador, cocineta eléctrica, balanza analítica, tamizador, mortero, vasos de precipitación, pipeta, cofia, estufa, papel filtro N° 10, centrifugador, refractómetro digital y tubos de ensayo. Los reactivos utilizados durante la fase experimental fueron *Saccharomyces cerevisiae*, agua destilada, azúcar, fosfato de amonio y ácido clorhídrico.

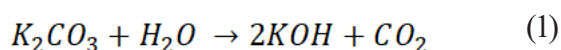
momentos a lo largo de siete días consecutivos: día 1 (29 de abril), día 2 (02 de mayo) y día 3 (05 de mayo), con intervalos de 24 horas. Esto permitió registrar la evolución de las variables bajo condiciones controladas de temperatura y humedad. Al finalizar ambas fases, el mucílago fermentado se filtró para separar la biomasa de levadura y otros sólidos, obteniendo ácido acético (CH_3COOH) como principal componente activo.

Estadísticamente, el procesamiento de datos se efectuó en OriginPro 2022 (OriginLab Corporation, USA), aplicando una regresión polinómica cuadrática para el ajuste de curvas con un nivel de confianza del 95 %. Las diferencias entre los días de muestreo se analizaron mediante un ANOVA de una vía, complementado con la prueba post hoc de Tukey ($p < 0,05$). Asimismo, la relación entre el contenido de azúcares (ATC) y el pH se evaluó mediante el coeficiente de correlación de Pearson (r) para determinar la fuerza y dirección de su asociación lineal.

Obtención de hidróxido de potasio (KOH) a partir de cáscaras de banana

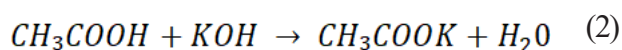
El proceso para obtener hidróxido de potasio (KOH) comenzó con el secado de cáscaras de banana a $103\text{ }^\circ\text{C}$ durante 48 h, según la norma ASTM (2024), para reducir su humedad. Luego, el material seco se trituró en un molino, obteniéndose 1 114 g de polvo, que se calcinó a $450\text{ }^\circ\text{C}$ durante 2 horas, produciendo 200 g de residuo sólido. Este residuo se mezcló con 800 mL de HCl 2 M y se agitó durante 4 h. La solución obtenida se filtró y concentró por evaporación a $140\text{ }^\circ\text{C}$ durante 10 horas, obteniendo 250 g de cristales de carbonato de potasio (K_2CO_3).

La conversión de (K_2CO_3) a KOH se realizó mediante hidrólisis, disolviendo los cristales en 223 mL de agua destilada. Durante esta reacción, que se puede representar químicamente, según la ecuación 1.



La reacción liberó CO_2 , evidenciando la transformación. La solución resultante se evaporó nuevamente a $140\text{ }^\circ\text{C}$ durante 10 h, obteniéndose 20 g de cristales de KOH.

Finalmente, la reacción entre ácido acético (CH_3COOH) y KOH dio lugar a la formación de acetato de potasio (CH_3COOK) y agua (H_2O), según la ecuación 2.



Donde el hidróxido de potasio neutraliza al ácido acético, liberando el ion hidrógeno (H^+), que se combina con el ion hidróxido (OH^-) para formar agua, mientras el ion potasio (K^+) se une al anión acetato (CH_3COO^-).

Caracterización del mucílago de cacao

Para la caracterización, se analizaron las propiedades físicas y químicas del mucílago, incluyendo sólidos solubles (SS), conductividad eléctrica (CE), pH, potasio (K) y magnesio (Mg), en el laboratorio certificado LASA (SAE LE 1C 06-002). No se realizaron réplicas debido a que las muestras fueron homogenizadas previamente bajo condiciones controladas, lo que asegura su uniformidad y minimiza la variabilidad, especialmente en materiales líquidos o semilíquidos mantenidos en condiciones constantes (FAO, 2004).

La concentración de sólidos solubles se determinó mediante refractometría, que mide el índice de refracción de la muestra, el cual varía con la concentración de solutos, especialmente azúcares, siendo adecuada para soluciones líquidas como el mucílago (Zentile et al., 2024). La conductividad eléctrica (CE) se midió con un conductímetro calibrado con soluciones patrón de KCl, expresada en $\text{mS}\cdot\text{cm}^{-1}$, reflejando la concentración total de sales disueltas y la capacidad de la solución para conducir corriente (Rebello et al., 2020). El pH se determinó con un potenciómetro digital calibrado con soluciones buffer pH 4, 7 y 10, evaluando la acidez o alcalinidad, factores clave para la estabilidad del mucílago. La cuantificación de K y Mg se realizó mediante espectrometría de

masas con plasma acoplado inductivamente (ICP-MS), técnica de alta sensibilidad que permite detectar metales en concentraciones traza con alta precisión (Ríos Lugo y Hernández Mendoza, 2020).

Evaluación del herbicida ecológico

Se establecieron cinco tratamientos experimentales: (i) tratamiento testigo (T0), compuesto solo por 100 % de mucílago de cacao; (ii) T1, con 50 % de mucílago y 50 % de agua, sin KOH; (iii) T2, con 50 % de mucílago, 50 % de agua y 50 mL de solución diluida de KOH; (iv) T3, con 75 % de mucílago, 25 % de agua y 50 mL de solución diluida de KOH; y (v) T4, con 25 % de mucílago, 75 % de agua y 50 mL de solución diluida de KOH. La solución de KOH se preparó disolviendo 5 g de cristales en 1 000 mL de agua destilada, obteniendo una concentración al 0,5 % (p/v), para reducir su corrosividad y facilitar su manejo seguro (Basori et al., 2023). De esta solución se extrajeron 50 mL para los tratamientos T2, T3 y T4, según lo indicado en la Tabla 1.

Tabla 1. Formulación del herbicida ecológico por tratamientos

Tratamientos	Mucílago de cacao (mL)	KOH (mL)	Agua (mL)
T0	1 000	0	0
T1	500	0	500
T2	500	50	500
T3	750	50	250
T4	250	50	750

Fuente: Los autores

Diseño experimental

Para el análisis experimental, se establecieron cuatro repeticiones por tratamiento, totalizando 20 unidades experimentales. El número de repeticiones se determinó según criterios estadísticos para garantizar la detección de diferencias significativas con un nivel de confianza del 95 %, siguiendo el diseño completamente al azar (DCA) en estudios de campo. Cada repetición correspondió a un transecto de 1 metro², seleccionado en áreas con distribución homogénea de arvenses, predominando *Digitaria ciliaris* (Retz.) Koeler, *Centratherum punctatum*

Cass., y *Cuphea strigulosa* Kunth. Las parcelas fueron delimitadas e identificadas individualmente para facilitar su reconocimiento y manejo durante el experimento.

Se emplearon cinco bombas de fumigación manual tipo pulverizador, asignadas individualmente a cada tratamiento para evitar contaminación cruzada entre soluciones. La dosis se aplicó conforme a la formulación del herbicida ecológico, realizando las aplicaciones a intervalos de siete días, completando un ciclo de tratamiento de 21 días.

Para determinar la efectividad del herbicida, se emplearon tres métodos complementarios: (i) evaluación visual del grado de afectación fitotóxica en arvenses de las especies *Digitaria ciliaris* (Retz.) Koeler, *Centratherum punctatum* Cass., y *Cuphea strigulosa* Kunth, mediante una calificación estandarizada del daño inducido por el tratamiento de control (Marín Cuevas et al., 2024); (ii) método de cuadrantes para la estimación de la cobertura de arvenses en los transectos (De Stefano et al., 2021; Loza Del Carpio y Taype Huamán, 2021); e (iii) determinación del peso de la biomasa aérea verde (Fonseca, 2017).

En la evaluación visual del grado de afectación, se asignó un porcentaje de efectividad basado en la apariencia de las arvenses tras la aplicación del herbicida. Previo al tratamiento, se identificaron las especies para observar su respuesta y determinar su susceptibilidad en tres periodos de evaluación: a los 7, 14 y 21 días posteriores, con muestreo semanal. En cada evaluación se registró el porcentaje de afectación foliar o fisiológica. Las categorías de calificación fueron: 0-20 % (Pobre), con daño mínimo y sin control visible; 20-40 % (Regular), con signos de estrés y persistencia de la maleza; 40-60 % (Bueno), con daño parcial; 60-80 % (Muy bueno), con alto daño o mortalidad completa; y 80-100 % (Excelente), con eliminación casi total de la maleza.

La cobertura total de arvenses en los transectos se determinó mediante una metodología combinada. Primero, siguiendo lo propuesto por Loza Del Carpio & Taype Huamán (2021), se establecieron transectos de 1 m² divididos en 16 secciones de 25 × 25 cm, lo que permitió una observación más

precisa de la distribución espacial de las arvenses. Dado que este método no cuantifica porcentajes, la estimación de la cobertura se realizó según lo indicado por De Stefano et al. (2021), calculando la cobertura como el porcentaje de unidades ocupadas en relación con el total de unidades evaluadas, como se detalla en (3).

$$\text{Cobertura de arvenses \%} = (\text{NC} / \text{NTS}) * 100 \quad (3)$$

Donde, *NC*, son los números de secciones cubiertas; *NTS*, es el número total de secciones y 100 es el factor porcentual.

Para la determinación de la biomasa verde, a los 21 días posteriores a la aplicación del tratamiento se recolectaron hojas y tallos de las arvenses sobrevivientes en cada transecto. El material vegetal fue pesado considerando las cuatro repeticiones de cada tratamiento. Con los datos obtenidos se calculó el peso total y el promedio por tratamiento.

El análisis estadístico de los tres métodos de evaluación se realizó en OriginPro 2022. Se verificaron previamente los supuestos de normalidad (Shapiro–Wilk) y homogeneidad de varianzas (Levene). Luego, se aplicó un ANOVA de dos vías (tratamiento $\times$ tiempo) con un nivel de significancia de $p < 0,05$ para identificar diferencias significativas entre los factores evaluados. Las comparaciones de medias se hicieron mediante la prueba post hoc de Tukey HSD. El grado de afectación se presentó con curvas de tendencia y errores estándar, la cobertura total de arvenses con diagramas de caja, y la biomasa aérea verde con barras $\pm$ EE, utilizando letras distintas para señalar diferencias significativas entre tratamientos.

Evaluación pre y post aplicación sobre las propiedades edáficas.

Se analizaron 10 muestras de suelo correspondientes a cinco tratamientos en dos momentos de muestreo (día 0 y día 30). En cada tratamiento se recolectaron tres submuestras aleatorias a 0–30 cm de profundidad, las cuales se homogenizaron para formar una muestra compuesta por tratamiento y momento.

Las condiciones del suelo medidas fueron el pH y la CE, utilizando un medidor multiparámetro, con una relación suelo:agua de 1:2 (10 g de suelo y 20 mL de H₂O) (Delgado, 2019). El contenido de C se determinó mediante el método de ignición, pesando la muestra, calentándola a 600 °C en una mufla y volviendo a pesarla; la pérdida de peso correspondió al contenido de C (Boyle et al., 2024). La MO se estimó multiplicando el valor de C (%) por el factor 1,724 para evaluar los efectos de los tratamientos sobre la calidad y composición del suelo (Izquierdo Bautista Jaime y Arévalo Hernández, 2021). Para el análisis estadístico, se aplicó un ANOVA de medidas repetidas (tratamiento $\times$ tiempo) con un nivel de significancia de $p < 0,05$, con análisis de medias y representación mediante curvas comparativas Pre–Post, integrando los resultados inferenciales y descriptivos para mostrar los efectos del tratamiento sobre las propiedades fisicoquímicas del suelo.

■ RESULTADOS

Caracterización fisicoquímica del mucílago de cacao fermentado

En la figura 3, el análisis del gráfico combinado revela que la dinámica de consumo de azúcares (ATC) durante la fermentación presenta patrones contrastantes entre las muestras, correlacionados con la variación del pH. En las muestras 3 y 4, se observó una fase de máxima actividad fermentativa entre los días 2 y 4, con reducciones de azúcares del 60 % al 69 %, coincidiendo con la caída del pH de 4 a 3, lo que indica alta producción de ácidos orgánicos y mayor eficiencia microbiana. En contraste, las muestras 1 y 2 mostraron un consumo más gradual (-2 % a -20 %), con disminuciones significativas solo entre los días 4 y 7, sugiriendo una fermentación más lenta, posiblemente debido a una menor concentración de azúcares fermentables o a menor actividad enzimática. La correlación temporal entre la reducción de azúcares y la acidificación confirma que los días 2–4 constituyen la etapa crítica del proceso.

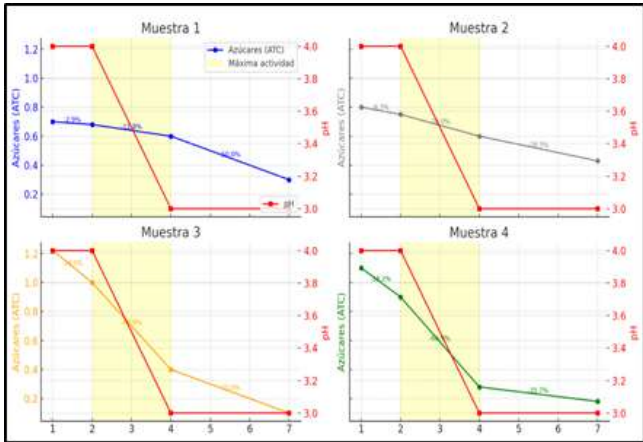


Figura 3. Evolución de azúcares y pH por muestra con tasas de consumo (%); máxima actividad fermentativa.

Al término de la fermentación (Tabla 2), el extracto revela un alto potencial por efectos fisicoquímicos y fisiológicos combinados. La CE fue de $0,55 \text{ dS} \cdot \text{m}^{-1}$, reflejando alta concentración de iones disueltos derivados de la degradación de azúcares y compuestos orgánicos del mucílago. El contenido de SS alcanzó $5,5^\circ \text{Brix}$, coherente con el consumo de azúcares por *Saccharomyces cerevisiae* y la producción de ácidos orgánicos. El K^+ presentó niveles inferiores a $3\,411 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$, suficientes para inducir fitotoxicidad al alterar la osmorregulación celular y provocar estrés hídrico. El Mg^{2+} ($269,4 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$), aunque menos fitotóxico, es esencial para la fotosíntesis y funciones enzimáticas.

Tabla 2. Medición de propiedades fisicoquímicas del extracto fermentado de mucílago

Parámetros físico-químicos	Cantidad
CE (dS/m)	0,55
SS ($^\circ \text{Brix}$)	5,5
K^+ (mg/kg)	<3 411
Mg^{2+} (mg/kg)	269,4

Fuente: Los autores

Eficacia del herbicida ecológico por tratamientos sobre las arvenses

La figura 4 y el análisis estadístico mostraron diferencias significativas ($p < 0,001$) en el grado de afectación de *Digitaria ciliaris* (Retz.) Koeler, *Centratherum punctatum* Cass. y *Cuphea strigulosa*

Kunth entre los tratamientos. La magnitud del efecto varió según la especie y el momento de evaluación, indicando una respuesta no uniforme de las arvenses. *Digitaria ciliaris* mostró la mayor susceptibilidad, alcanzando un $91,25 \pm 1,26 \%$ de control con T3 a los 21 días, superando el umbral del 70 %. *Centratherum punctatum* se acercó al umbral con T0 y T3, registrando un máximo de $63,00 \pm 1,83 \%$ a los 21 días. *Cuphea strigulosa* tuvo la menor respuesta, sin alcanzar el umbral en ningún tratamiento, aunque T0 y T3 mostraron incrementos progresivos, mientras que T4 registró el valor más bajo, $5,00 \pm 1,41 \%$. En términos generales, los tratamientos T3 y T0 se destacaron como los más efectivos en las tres especies, mientras que T4 resultó consistentemente ineficaz.

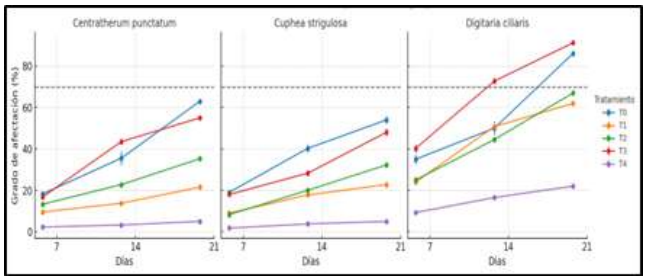


Figura 4. Grado de afectación (media $\pm$ Error estándar) por tratamientos, tiempo y especie

Evaluación de la reducción de cobertura de arvenses en transectos

La evaluación de la cobertura de arvenses en la figura 5 mostró diferencias significativas entre los tratamientos. El análisis post-hoc de Tukey ($\alpha = 0,05$) indicó que las diferencias variaron según el tiempo de evaluación. A los 7 días, T0 y T3 presentaron los valores más bajos de cobertura, significativamente menores que T4, que mantuvo la mayor cobertura ($>90 \%$). A los 14 días, T0 mostró una reducción marcada en comparación con el resto, mientras que T1, T2 y T4 mantuvieron niveles elevados y similares. A los 21 días, T0 fue el único tratamiento con diferencias significativas (letra "a"), con una cobertura $<25 \%$, en contraste con T1, T2, T3 y especialmente T4, que conservaron mayor cobertura ($\geq 50-80 \%$) y compartieron la letra "b". Esto confirma que la reducción de arvenses depende tanto del tratamiento como del

tiempo, siendo T0 el más eficaz, mientras que T4 mostró la mayor persistencia de arvenses.

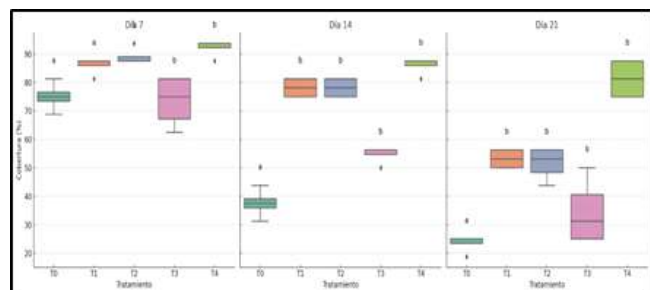


Figura 5. Cobertura de arvenses; Prueba post-hoc de Tukey por día y tratamiento

Determinación de la biomasa verde

La figura 6 muestra diferencias significativas entre los tratamientos (ANOVA, $F(4,15) = 68,50$; $p < 0,001$), confirmando que el crecimiento de las plantas depende del manejo aplicado. La prueba de Tukey ($\alpha = 0,05$) indicó que T0, T2 y T3 presentaron los valores más bajos de biomasa (entre 11,5–29 g), sin diferencias estadísticas entre ellos, lo que sugiere una eficacia similar en la reducción de biomasa. En contraste, T1 alcanzó 57,8 g, mostrando menor capacidad de control, y T4 presentó la mayor acumulación de biomasa (74,8 g), siendo el tratamiento menos eficiente y sin diferencias con T1. Estos resultados confirman que T0, T2 y T3 fueron los más efectivos en limitar el crecimiento de la biomasa verde, mientras que T1 y T4 fueron ineficaces, destacándose la baja efectividad de T4.

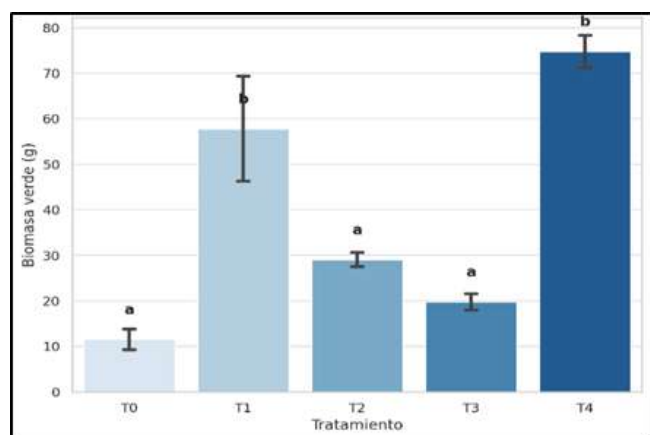


Figura 6. Peso de biomasa verde a los 21 días por tratamiento

Variación de las propiedades edáficas pre y post aplicación del herbicida

El análisis comparativo de las propiedades edáficas pre y post aplicación del herbicida ecológico (figura 7) mostró variaciones específicas por tratamiento, con diferencias significativas ($p < 0,05$) en varios casos. El pH disminuyó levemente en T0 ($-0,4$) y se mantuvo estable en T1–T4, dentro del rango neutro–ligeramente ácido. La CE se mantuvo estable ($\leq 0,1$ dS/m), sin riesgo de salinización. El C aumentó en T2 ($+0,2$ %), mientras que T0 y T1 no presentaron cambios significativos. La MO incrementó en T2 ($+0,4$ %) y T3 ($+0,3$ %), con significancia estadística, sugiriendo un aporte de compuestos orgánicos derivados del herbicida, lo que podría mejorar la fertilidad del suelo. En general, los resultados indican que el producto no afecta negativamente las propiedades edáficas y que algunos tratamientos, como T2 y T3, podrían ofrecer beneficios agronómicos adicionales.

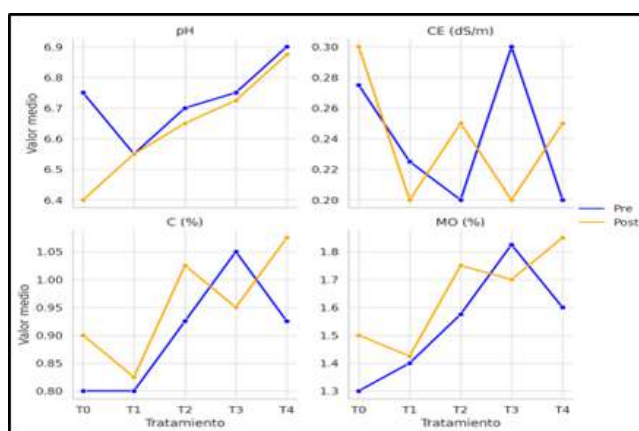


Figura 7. Dinámica de las propiedades edáficas pre y post aplicación del herbicida

DISCUSIÓN

Los resultados de la evolución de azúcares y pH durante la fermentación evidencian diferencias marcadas en la cinética del proceso entre las muestras evaluadas. Las muestras 3 y 4 mostraron un mayor periodo de actividad fermentativa entre los días 2 y 4, con una disminución notable de azúcares superiores al 60 %, coincidiendo con una disminución del pH de 4 a 3. Este patrón es consistente con una elevada producción de

ácidos orgánicos, principalmente acético y láctico, resultado de la actividad metabólica de *Saccharomyces cerevisiae* y posibles bacterias ácido-lácticas, que transforman los carbohidratos en compuestos orgánicos de bajo peso molecular (Mendes Ferreira y Mendes Faia, 2020). En cambio, las muestras 1 y 2 presentaron una reducción más lenta de azúcares, lo que podría asociarse a menor carga microbiana inicial o a limitaciones en la disponibilidad de sustratos fermentables, prolongando la fase de adaptación y reduciendo la velocidad de acidificación (Vaquero et al., 2020).

La correlación significativa entre la disminución de azúcares y el descenso del pH en las muestras de mayor actividad confirma que la acidificación es un indicador robusto del progreso fermentativo, en concordancia con estudios previos en matrices ricas en carbohidratos (Kamal et al., 2020). Estos resultados indican que la etapa crítica de control y optimización del proceso se concentra en el intervalo de 48 a 96 horas, donde ajustes en la temperatura, oxigenación o inóculo podrían maximizar la eficiencia fermentativa y el perfil químico final del producto.

Estadísticamente los valores confirman que la eficacia del herbicida ecológico depende significativamente de la especie de arvenses, el tratamiento aplicado y el tiempo de evaluación, con una interacción triple altamente significativa ($p < 0,001$). *Digitaria ciliaris* (Retz.) Koeler superó el umbral de control efectivo (≥ 70 %) con T3 desde el día 14 y con T0 al día 21, lo que coincide con reportes sobre la sensibilidad de gramíneas anuales a extractos alcalinos y compuestos fenólicos derivados de residuos agroindustriales (El Metwally et al., 2022). *Centratherum punctatum* Cass., presentó una respuesta moderada, acercándose al umbral con T0 y T3 al día 21, mientras que *Cuphea strigulosa* Kunth, alcanzó valores máximos de 49–53 % y evidenciando la ineficacia de T4 ($5,00 \pm 1,41$ %) siendo poco susceptible. Estas diferencias reflejan variaciones fisiológicas y bioquímicas asociadas a la estructura cuticular, densidad estomática y capacidad de detoxificación metabólica (Faria et al., 2024). Asimismo, la dinámica temporal reveló que T0 y

T3 fueron los más consistentes en la reducción de cobertura y biomasa de arvenses, en contraste con T4, que mostró una elevada persistencia (>75 %).

Estos resultados coinciden con la investigación de Muñoz Alcívar et al. (2024), el cual demostró que la aplicación de mucílago de cacao al 100 % alcanzó hasta un 97 % de mortalidad tras la tercera aplicación, evidenciando la capacidad de este subproducto para suprimir el desarrollo de malezas. Tal efecto se atribuye a la presencia de compuestos fenólicos, flavonoides y taninos que ejercen acción fitotóxica.

En términos productivos, T4 favoreció el mayor registro de biomasa verde, seguido de T1 como alternativa intermedia, mientras que T0, T2 y T3 fueron significativamente menores, confirmando el efecto fitotóxico del mucílago de cacao, cuyos compuestos fenólicos y taninos han demostrado inhibir el crecimiento de arvenses (Hipo et al., 2017). En contraste, T1 y T4 registraron los valores más altos (57,8–74,8 g), evidenciando baja eficacia, posiblemente por concentraciones inadecuadas o formulaciones menos estables, lo que concuerda con estudios que destacan la importancia de la dosis, proporciones de ingredientes y tiempos de aplicación para maximizar la efectividad del bioherbicida (Marín Cuevas et al., 2024; Sulistiani et al., 2021).

Se evidencia que la aplicación del herbicida ecológico no generó alteraciones negativas en las propiedades fisicoquímicas del suelo, manteniendo el pH en rangos neutros–ligeramente ácidos y la CE en niveles estables, lo que descarta riesgos de acidificación extrema o salinización. Destaca el incremento significativo del C y la MO en T2 y T3, lo que sugiere un posible aporte de compuestos orgánicos provenientes del bioherbicida, favoreciendo la mejora de la estructura edáfica, la capacidad de retención de agua y la disponibilidad de nutrientes. Estos hallazgos son coherentes con estudios previos que indican que insumos orgánicos o formulaciones biológicas, además de ejercer control sobre las malezas, pueden mejorar indicadores de calidad del suelo y favorecer la actividad microbiana (Hefner et al., 2024).

El K aumenta la capacidad de intercambio catiónico (CEC), lo que favorece la retención de nutrientes esenciales y mejora su disponibilidad. Su presencia adecuada optimiza la estructura del suelo, promoviendo una mejor aireación y retención de agua, creando un ambiente más favorable para el desarrollo de los sistemas radiculares (Poonpakdee et al., 2025). Lo que resalta la innovación de este estudio y lo diferencia de otros, como el de Marín Cuevas et al. (2024) y Muñoz Alcívar et al. (2024), al utilizar KOH como complemento al mucílago de cacao, debido a que este altera el equilibrio ácido-base celular y provoca la muerte de los arvenses (Pesticide Research Institute, 2015). El presente estudio guarda similitudes con investigaciones previas en las que se han empleado aditivos químicos como el cloruro de sodio (NaCl) y el vinagre (C₂H₄O₂), los cuales han demostrado eficacia tanto en el control de malezas como en la mejora del rendimiento del cacao (Santos Imbago, 2020; Vera Montoya et al., 2025).

Los bioherbicidas ofrecen a los pequeños productores una alternativa sostenible frente a los herbicidas sintéticos, al reducir la contaminación, conservar la microbiota del suelo y evitar la resistencia en malezas. Su origen biológico y biodegradabilidad disminuyen los riesgos para la salud y el ambiente, favoreciendo la producción orgánica y el acceso a mercados diferenciados (Liang et al., 2025). Además, su elaboración local promueve la autonomía productiva y la economía circular rural (Islam et al., 2024).

Aunque esta investigación ha demostrado beneficios, es importante destacar ciertas limitaciones que deben ser consideradas, como la restricción en la escala de los resultados, ya que el herbicida se probó solo en 20 parcelas de 1 m², lo que dificulta su extrapolación a áreas mayores. Además, el análisis de los efectos se limitó a 21 días, lo que impide evaluar su persistencia y los impactos ambientales a largo plazo. Para futuras investigaciones, sería necesario ampliar el periodo de observación a 3 meses y realizar pruebas en diferentes cultivos y arvenses, lo que proporcionaría una mejor comprensión de su efectividad y de sus efectos en el suelo. También sería útil realizar un

análisis costo-beneficio para evaluar su viabilidad en producción a gran escala.

■ CONCLUSIONES

El mucílago fermentado de *Theobroma cacao* L. presentó un comportamiento fermentativo definido, donde la etapa crítica se concentró entre las 48 y 96 horas, evidenciando una marcada reducción de azúcares y una acidificación intensa asociada a una elevada actividad microbiana. Estas condiciones, junto con la acumulación de iones como K⁺ en concentraciones fitotóxicas, confirman su potencial como ingrediente activo en formulaciones herbicidas de origen biológico, capaces de inducir estrés osmótico y alteraciones fisiológicas en las plantas. En cuanto a su eficacia, el prototipo demostró un control diferencial sobre las arvenses evaluadas, siendo *Digitaria ciliaris* (Retz.) Koeler, la especie más susceptible con porcentajes de control superiores al 90 %, mientras que *Cuphea strigulosa* Kunth mostró la mayor resistencia, lo que evidencia que la efectividad depende tanto de la especie como de la dosis y el tiempo de exposición, destacando la necesidad de optimizar la formulación para garantizar un espectro de acción más amplio. Finalmente, la aplicación del herbicida no generó efectos adversos en las propiedades edáficas, manteniendo estables parámetros críticos como el pH y la conductividad eléctrica y mostrando incrementos de carbono y materia orgánica en algunos tratamientos, lo cual representa un beneficio adicional al mejorar la calidad del suelo y favorecer su sostenibilidad agroecológica.

Este estudio revela que el herbicida formulado tiene un gran potencial para los cultivos de cacao tradicionales, donde el control de malezas es un desafío. Al incorporar materiales orgánicos como el mucílago de cacao y las cáscaras de banano, se presenta una alternativa sostenible a los herbicidas sintéticos, lo que mejora las condiciones del suelo. Aunque las pruebas se llevaron a cabo en un clima cálido y húmedo en Galayacu, Pasaje (Ecuador), los resultados indican que podría ser aplicable en otras regiones tropicales con condiciones similares.

■ CONTRIBUCIÓN DE AUTORES

B.D., Conceptualización, metodología, validación, análisis formal, investigación, recursos, curación de datos, escritura borrador

S.A., Conceptualización, metodología, validación, análisis formal, investigación, recursos, curación de datos, escritura borrador.

M.J., Escritura revisión edición, visualización, supervisión, administración del proyecto.

R.H., Escritura revisión edición, visualización, supervisión, administración del proyecto.

■ REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Balderrama Carmona, A. P., Silva Beltrán, N. P., Zamora Alvarez, L. A., Adan Bante, N. P., & Moran Palacio, F. E. (2020). Consequences of Herbicide Use in Rural Environments and Their Effect on Agricultural Workers. In S. N. Kulshreshtha (Ed.), *Sustainability Concept In Developing Countries*. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.90546>
- Basori, B., Mohamad, W. M. F. W., Mansor, M. R., Tamaldin, N., Iswadi, A., Ajiriyanto, M. K., & Susetyo, F. B. (2023). Effect of KOH concentration on corrosion behavior and surface morphology of stainless steel 316L for HHO generator application. *Journal of Electrochemical Science and Engineering*, 13(3), 451–467. <https://doi.org/10.5599/jese.1615>
- Chu, L., Liu, H., Zhang, Z., Zhan, Y., Wang, K., Yang, D., Liu, Z., & Yu, J. (2022). Evaluation of Wood Vinegar as an Herbicide for Weed Control. *Agronomy*, 12(12). <https://doi.org/10.3390/agronomy12123120>
- Delgado, J. (2019). Influencia de la dilución y concentración de los electrolitos en la medición del pH en suelos ácidos. *Revista Científica Pakamuros*, 7(2), 13–21. <https://doi.org/10.37787/pakamuros-unj.v7i2.89>
- De Stefano, A., Fowers, B., & Meador, B. A. (2021). Comparison of visual estimation and line-point intercept vegetation survey methods on annual grass-invaded rangelands of Wyoming. *Invasive Plant Science and Management*, 14(4), 240–252. <https://doi.org/10.1017/inp.2021.36>
- El Metwally, I. M., Shehata, S. A., Abdelgawad, K. F., & Elkhawaga, F. A. (2022). Utilization of phenolic compounds extracted from agro-industrial wastes as natural herbicides. *Egyptian Journal of Chemistry*, 65(2), 265–274. <https://doi.org/10.21608/EJCHEM.2021.85380.4167>
- FAO. (2004). General Guidelines On Sampling. https://www.fao.org/uploads/media/Codex_2004_sampling_CAC_GL_50.pdf?utm
- FAO. (2022). Plaguicidas comercio. FAOSTAT DATA. <https://www.fao.org/faostat/en/#data>
- Faria, G. S., Carlos, L., Vasconcelos-Filho, S. C., Freitas, S. T. F., Lourenço, L. L., Sousa, A. C. D., Bessa, L. A., & Vitorino, L. C. (2024). Tolerance of *Hymenaea stigonocarpa* mart. Ex Hayne. To glyphosate. *Brazilian Journal of Biology*, 84. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.279984>
- Fonseca, W. (2017). Revisión de métodos para el monitoreo de biomasa y carbono vegetal en ecosistemas forestales tropicales. *Revista de Ciencias Ambientales*, 51(2), 91. <https://www.revistas.una.ac.cr/index.php/ambientales/article/view/9481>
- Hefner, M., Gebremikael, M. T., & Kristensen, H. L. (2024). Soil microbial activity improved while intensifying vegetable production by use of plant-based fertilisers, cover crops and reduced tillage. *Pedobiologia*, 102. <https://doi.org/10.1016/j.pedobi.2023.150926>
- Hipo, H., Rosa, M., & Segundo Curay, I. M. (2017). Aplicación de mucílago de semillas de cacao (*Theobroma cacao* L.) en el control de malezas [Universidad Técnica de Ambato]. <http://repositorio.uta.edu.ec/handle/123456789/25048>
- Instituto Nacional de Estadística y Censos. (2021). Módulo de Información Ambiental y Tecnificación Agropecuaria. <https://www.ecuadorencifras.gob.ec/informacion-agroambiental/>
- Islam, A. K. M. M., Karim, S. M. R., Kheya, S. A., & Yeasmin, S. (2024). Unlocking the potential of bioherbicides for sustainable and environment friendly weed management. *Heliyon*, 10(16). <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e36088>
- Izquierdo Bautista Jaime, & Arévalo Hernández, J. J. (2021). Determinación de la materia orgánica del suelo (MOS) por el método químico y por calcinación - Izquierdo Jaime. *Ingeniería Y Región*, 26, 20–28. <https://doi.org/10.25054/22161325.2527>
- Kamal, M., Zaied, K. A., Abd El. Hadi, A. H., & El. Baz, M. E. (2020). Correlation between Ph with Saccharification and Ethanol Fermentation of Sugarcane Juice Industrial Wastes by Genotypic Hybrids of *Saccharomyces cerevisiae* as Ph Determining Factor. *Journal of Agricultural Chemistry and Biotechnology*, 11(7), 209–218. <https://doi.org/10.21608/jacb.2020.108782>
- Liang, X., Yu, S., Ju, Y., Wang, Y., & Yin, D. (2025). Integrated Management Practices Foster Soil Health, Productivity, and Agroecosystem

- Bonilla, D., Sarmiento, A., Maza, J., Romero, H. (2026). Formulación de un Herbicida Ecológico a Base de *Theobroma cacao* L. e Hidróxido de Potasio. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 53-66. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2565>
- Resilience. *Agronomy*, 15(8). <https://doi.org/10.3390/agronomy15081816>
- Loza Del Carpio, A., & Taype Huamán, I. (2021). Análisis multitemporal de asociaciones vegetales y cambios de uso del suelo en una localidad altoandina, Puno-Perú. *Uniciencia*, 35(2). <https://doi.org/10.15359/RU.35-2.3>
- Marín Cuevas, C. V., Menace Almea, M. A., Carranza Patiño, M., Herrera Feijoo, R. J., & Tuárez Villacís, G. J. (2024). Fitotoxicidad del mucílago de cacao sobre malezas en el cultivo de cacao CCN-51 *Theobroma cacao* L. *Código Científico Revista de Investigación*, 5(1), 710–729. <https://doi.org/10.55813/gaea/ccri/v5/n1/405>
- Mendes Ferreira, A. M., & Mendes Faia, A. (2020). The role of yeasts and lactic acid bacteria on the metabolism of organic acids during winemaking. In *Foods* (Vol. 9, Issue 9). MDPI. <https://doi.org/10.3390/foods9091231>
- Muentes Rodríguez, R. B., Montilla Pacheco, A. de J., & Pacheco Gil, H. A. (2023). Importancia de la agroecología en la mitigación de impactos ambientales derivados del uso de agroquímicos en Ecuador. *Revista de Ciencias Agropecuarias ALLPA*, 6(12), 25–39. <https://doi.org/10.56124/allpa.v6i12.0062>
- Muñoz Alcívar, C. M., Yépez Véliz, G. T., & Molina Giler, J. M. (2024). Aprovechamiento de residuos de mucílago de cacao (*Theobroma cacao* L.) Y café (*Coffea Arabica*) como herbicida para el control de malezas [Escuela Superior Politécnica Agropecuaria De Manabí Manuel Félix López]. <http://repositorio.espa.edu.ec/handle/42000/2643>
- Nath, C. P., Singh, R. G., Choudhary, V. K., Datta, D., Nandan, R., & Singh, S. S. (2024). Challenges and Alternatives of Herbicide-Based Weed Management. In *Agronomy* (Vol. 14, Issue 1). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/agronomy14010126>
- Pesticide Research Institute. (2015). Soap Based Herbicides. <https://www.ams.usda.gov/sites/default/files/media/Soaps%20H%20report%202015.pdf>
- Petraki, D., Kanatas, P., Zannopoulos, S., Kokkini, M., Antonopoulos, N., Gazoulis, I., & Travlos, I. (2024). Agroecological Weed Management and the Potential Role of Fungi-Based Bioherbicides in Conservation: Advantages, Applications and Future Prospects. In *Conservation* (Vol. 4, Issue 4, pp. 847–859). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/conservation4040050>
- Poonpakdee, C., Weng, C. H., Wolde, G. S., Chen, Y. C., Tzeng, J. H., & Lin, Y. T. (2025). Soil potassium adsorption and speciation dynamics with associated clay microstructural changes revealed by synchrotron X-ray microscopy. *Scientific Reports*, 15(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-025-18494-w>
- Rebello, L. R. B., Siepmann, T., & Drexler, S. (2020). Correlations between TDS and electrical conductivity for high-salinity formation brines characteristic of south Atlantic pre-salt basins. *Water SA*, 46(4), 602–609. <https://doi.org/10.17159/wsa/2020.v46.i4.9073>
- Ríos Lugo, M. J., & Hernández Mendoza, H. (2020). Fundamentos teóricos de icp-ms y su importancia en el análisis de elementos tóxicos en agua subterránea. *Revistaglosa*, 14, 4–15. https://www.researchgate.net/publication/341310570_FUNDAMENTOS_TEORICOS_DE_ICP-MS_Y_SU_IMPORTANCIA_EN_EL_ANALISIS_DE_ELEMENTOS_TOXICOS_EN_AGUA_SUBTERRANEA
- Roy, S., Asaduzzaman, M., Pramanik, H. R., & Prodhan, K. H. (2006). Effect of banana plant extracts on germination and seedling growth of some vegetable crops. <https://www.researchgate.net/publication/225037198>
- Saenz Lituma, G. (2025). The Agroecological Transition of Farms in the Ecuadorian Andes Through the Lens of the Main Agroecological Structure. *Land Degradation and Development*, 36(2), 424–440. <https://doi.org/10.1002/ldr.5368>
- Santos Imbago, G. A. (2020). Estudio de prefactibilidad de una planta de producción de un herbicida orgánico a partir del mucílago del cacao. [Universidad San Francisco De Quito]. <https://repositorio.usfq.edu.ec/bitstream/23000/9275/1/123516.pdf>
- Sharma, A., Kumar, V., Shahzad, B., Tanveer, M., Sidhu, G. P. S., Handa, N., Kohli, S. K., Yadav, P., Bali, A. S., Parihar, R. D., Dar, O. I., Singh, K., Jasrotia, S., Bakshi, P., Ramakrishnan, M., Kumar, S., Bhardwaj, R., & Thukral, A. K. (2019). Worldwide pesticide usage and its impacts on ecosystem. In *SN Applied Sciences* (Vol. 1, Issue 11). Springer Nature. <https://doi.org/10.1007/s42452-019-1485-1>
- Sulistiani, A. I., Chozin, M. A., Guntoro, D., & Suwanto. (2021). The effectiveness of bioherbicide made from nutsedge tuber powder (*Cyperus rotundus* L.) in various dosage and application time. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 694(1). <https://doi.org/10.1088/1755-1315/694/1/012042>
- Vaquero, C., Loira, I., Bañuelos, M. A., Heras, J. M., Cuerda, R., & Morata, A. (2020). Industrial performance of several lachancea thermotolerans strains for ph control in white wines from warm areas. *Microorganisms*, 8(6). <https://doi.org/10.3390/microorganisms8060830>

- Bonilla, D., Sarmiento, A., Maza, J., Romero, H. (2026). Formulación de un Herbicida Ecológico a Base de *Theobroma cacao* L. e Hidróxido de Potasio. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 53-66. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2565>
- Velasco Aguiar, F. J. (2024). Herbicida glifosato y su impacto negativo en el Ecuador [Universidad Técnica De Babahoyo]. <http://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/17076>
- Vera Montoya, R. E., Vera Chang, J. F., Vásquez Cortez, L. H., Cobos Mora, F. J., Rodríguez Cevallos, S., Pazmiño Pérez, Á., & Villamarín Barreiro, J. (2025). Efectos Del Mucílago De Cacao Adicionando Con Tres Niveles De Vinagre Y Melaza Como Herbicida En El Cultivo Del Cacao (*Theobroma Cacao* L.). *Sociedad Científica Del Paraguay*, 30. <https://doi.org/10.32480/rscp.2025.30.1.0113>
- Wani, K. M., & Dhanya, M. (2025). Unlocking the potential of banana peel bioactives: extraction methods, benefits, and industrial applications. In *Discover Food* (Vol. 5, Issue 1). Springer Nature. <https://doi.org/10.1007/s44187-025-00276-y>
- Zentile, M. A., Offermans, P., Young, D., & Zhang, X. U. (2024). Fibre Refractometry for Minimally Invasive Sugar Content Measurements within Produce. *Sensors*, 24(19). <https://doi.org/10.3390/s24196336>



Evaluación sintomatológica del estado fitosanitario del arbolado urbano de la ciudad de Loja, Ecuador

Symptomatological evaluation of the phytosanitary status of the urban trees in the city of Loja, Ecuador

Paulina Fernández^{1*} 
Deicy Lozano² 
Andrés Armijos-Montaña² 
Nohemí Jumbo² 
Darwin Pucha² 

1. Carrera de Ingeniería Agronómica, Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador
2. Carrera de Ingeniería Forestal, Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador

*Autor para correspondencia: paulina.fernandez@unl.edu.ec

RECIBIDO: 21/10/2025

ACEPTADO: 14/12/2025

PUBLICADO: 05/01/2026

■ RESUMEN

El estado fitosanitario del arbolado urbano es fundamental para garantizar la estabilidad estructural, la longevidad y la provisión de servicios ecosistémicos. Por ello, este estudio tuvo como objetivo realizar una evaluación sintomatológica en los árboles urbanos de la ciudad de Loja. Para ello, se evaluaron 5129 árboles mediante la identificación visual de síntomas asociados a posibles plagas y enfermedades en fuste, hojas y ramas. Se comparó la incidencia sintomatológica según la procedencia de las especies y se analizó la relación entre familias botánicas y los tipos de síntomas observados. Los resultados mostraron una mayor frecuencia de síntomas en especies exóticas (72,67 %) respecto de las nativas (61,69 %), destacándose tumores, canchales, exudados y muerte regresiva. Las plagas más frecuentes fueron hormigas, cochinillas y barrenadores. El fuste fue el órgano más afectado, seguido por hojas y ramas. Asimismo, se identificaron asociaciones entre familias botánicas y sintomatologías específicas: Salicaceae, Fabaceae y Malvaceae registraron mayor presencia de síntomas relacionados con pudriciones y muerte regresiva. En contraste, Euphorbiaceae, Proteaceae y Juglandaceae mostraron menor frecuencia de síntomas bajo las condiciones evaluadas. En conclusión, las especies con mayor presencia de síntomas fueron *Salix babylonica*, *Leucaena leucocephala*, *Pinus radiata*, *Syzygium jambos*, *Prunus serotina* y *Salix humboldtiana*, mientras que *Caesalpinia spinosa*, *Myrcianthes hallii*, *Castilla elastica*, *Tecoma stans*, *Acnistus arborescens* y *Ficus benjamina* registraron valores más bajos. Los hallazgos resaltan la importancia de incorporar criterios fitosanitarios en la selección de especies para arborización urbana, priorizando aquellas con mejor desempeño sanitario para reducir riesgos, además optimizar la gestión del arbolado.

Palabras clave: Sintomatología, fitopatología, arbolado urbano, manejo de plagas y enfermedades, especies nativas, especies exóticas.



■ ABSTRACT

The phytosanitary condition of urban trees is essential to ensure structural stability, longevity, and the provision of ecosystem services. Therefore, this study aimed to conduct a symptom-based evaluation of urban trees in the city of Loja. A total of 5,129 trees were assessed through visual identification of symptoms associated with potential pests and diseases in the trunk, leaves, and branches. Symptom incidence was compared according to species origin, and the relationship between botanical families and the types of observed symptoms was analyzed. The results showed a higher frequency of symptoms in exotic species (72.67 %) compared to native species (61.69 %), with tumors, cankers, exudates, and dieback being the most notable. The most frequent pests were ants, scale insects, and wood-boring beetles. The trunk was the most affected organ, followed by leaves and branches. Associations between botanical families and specific symptomatology were identified: Salicaceae, Fabaceae, and Malvaceae showed greater presence of symptoms related to wood decay and dieback. In contrast, Euphorbiaceae, Proteaceae, and Juglandaceae displayed lower symptom frequency under the evaluated conditions. In conclusion, the species with the highest symptom presence were *Salix babylonica*, *Leucaena leucocephala*, *Pinus radiata*, *Syzygium jambos*, *Prunus serotina*, and *Salix humboldtiana*, whereas *Caesalpinia spinosa*, *Myrcianthes hallii*, *Castilla elastica*, *Tecoma stans*, *Acnistus arborescens* and *Ficus benjamina* showed the lowest values. These findings highlight the importance of incorporating phytosanitary criteria into species selection for urban tree planting, prioritizing those with better sanitary performance to reduce risks and optimize tree management.

Keywords: Symptomatology, forest pathology, urban trees, pest and disease management, native species, exotic species.

■ INTRODUCCIÓN

El estado fitosanitario del arbolado urbano constituye un indicador fundamental de su estabilidad estructural, longevidad y funcionalidad para proveer servicios ecosistémicos. Este estado refleja la interacción dinámica entre factores bióticos como plagas y patógenos, condiciones abióticas y prácticas de manejo urbano (Coto, 2007; Saltos, 2019). En los últimos años, la expansión urbana ha intensificado los impactos ambientales que contribuyen al cambio climático (Georgescu et al., 2014). En este contexto, el arbolado urbano desempeña un rol clave en las estrategias de adaptación y mitigación, al generar beneficios ambientales, sociales y económicos que influyen directamente en el bienestar de la población (Romero et al., 2025).

No obstante, los árboles en entornos urbanos enfrentan múltiples desafíos que comprometen su salud y funcionalidad. La selección inadecuada de especies, prácticas deficientes de manejo, la incidencia de plagas y enfermedades y las

condiciones ambientales adversas del entorno urbano contribuyen al deterioro del arbolado urbano (Castillo Rodríguez y Ferro Cisneros, 2015). En América Latina, diversos estudios reportan una alta incidencia de problemas fitosanitarios. En la Ciudad de México se identificaron 44 especies de insectos fitófagos que afectan áreas verdes (Martínez et al., 2020), mientras que, en Popayán, Colombia, especies nativas como *Quercus humboldtii* y *Juglans neotropica* fueron afectadas por hongos patógenos e insectos de distintos órdenes (Giraldo Aristizábal et al., 2022). En Ecuador, Garrido Aguilar et al. (2023) registraron que el 33,6 % del arbolado de Ibarra presentó síntomas de plagas o enfermedades. Sin embargo, en la ciudad de Loja no existen evaluaciones recientes pese a su relevancia ecológica y acelerado crecimiento urbano.

La evaluación fitosanitaria basada en sintomatología visible constituye una herramienta silvicultural prioritaria, al permitir identificar manifestaciones externas asociadas a factores bióticos y abióticos sin necesidad de análisis etiológicos directos (Coto, 2007). Síntomas

como clorosis, resinación, marchitez, exudados, pudriciones o tumores reflejan respuestas fisiológicas frente a agentes de daño (Araya, 2005). Aunque los hongos representan uno de los grupos de patógenos más frecuentes, el concepto de sanidad vegetal abarca también la acción de insectos, bacterias, virus, daños mecánicos y condiciones ambientales adversas (Urbina, 2022).

En Loja, el rápido crecimiento urbano ha generado presiones adicionales sobre el arbolado, evidenciadas en la falta de mantenimiento, podas inadecuadas y ausencia de diagnósticos sanitarios actualizados (Tello, 2012). Por lo tanto, este estudio tuvo como objetivo realizar exclusivamente una evaluación sintomatológica para identificar patrones visibles de daño y establecer tendencias de afectación entre especies, órganos, especies y familias botánicas. Por ello, es necesario continuar con investigaciones más específicas, puesto que las sintomatologías encontradas no permiten confirmar la etiología de los agentes causales, dado que muchos síntomas como clorosis, necrosis, exudados o pudriciones pueden originarse tanto por factores bióticos (hongos, bacterias, insectos) como abióticos (estrés hídrico, compactación del suelo, daños mecánicos o contaminación). Estos resultados deben interpretarse como un insumo preliminar para la gestión y el monitoreo del arbolado urbano de Loja.

■ MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

La investigación se desarrolló en la zona urbana de la ciudad de Loja, ubicada al sur del Ecuador (4°00' S, 79°12' O), a una altitud promedio de 2 100 m s. n. m. El cantón Loja posee una extensión de 1 895 km², mientras que el área urbana abarca aproximadamente 41 km². El clima corresponde a un régimen mesotérmico semihúmedo, con temperatura media anual de 15 °C y una precipitación promedio de 900 mm, alcanzando hasta 2 000 mm en sectores puntuales (Mendieta, 2020). La ciudad presenta 91 especies

arbóreas entre nativas y exóticas, distribuidas en parques, avenidas y campus universitario (Pucha et al, 2023), área óptima para evaluar el estado fitosanitario del arbolado urbano (Figura 1).

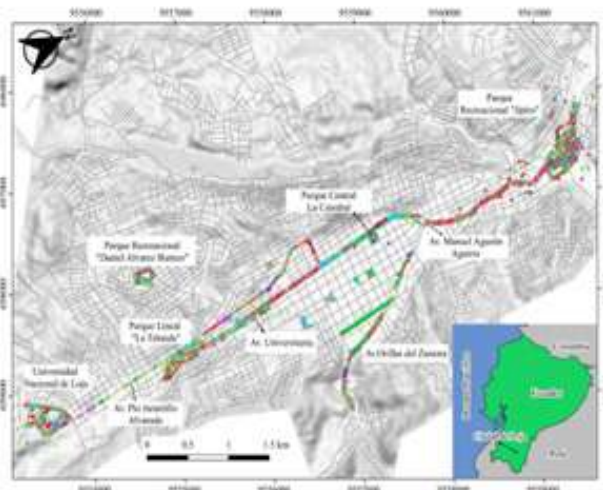


Figura 1. Mapa de ubicación de los parques, avenidas y campus universitario evaluada en el estudio en la ciudad de Loja, Ecuador

Muestreo de especies arbóreas

Para caracterizar la sintomatología visible asociada a plagas y enfermedades en el arbolado urbano de Loja, Ecuador, se desarrolló un estudio observacional transversal en tres ambientes de localización: parques, avenidas y el campus de la Universidad Nacional de Loja donde se concentra una parte representativa del arbolado de la ciudad. Este enfoque se basó en metodologías internacionales de evaluación sintomatológica y diagnóstico visual aplicadas en sanidad vegetal urbana (Ferrini & Fini, 2011; Paap et al., 2017).

El inventario general del arbolado urbano de la ciudad de Loja reportó 91 especies (Pucha et al., 2023). Para este estudio se seleccionaron las 50 especies más abundantes, incluyendo palmas, con el fin de asegurar un número suficiente de individuos por especie y garantizar la representatividad del análisis. Esta decisión metodológica respondió a dos criterios: La frecuencia relativa de cada especie dentro del inventario, priorizando aquellas que conforman la

mayor parte del arbolado urbano; y, la necesidad de contar con poblaciones mínimas que permitan estimar con fiabilidad la incidencia de síntomas y realizar comparaciones entre grupos taxonómicos.

Las especies con muy pocos individuos (<10 árboles en toda la ciudad) fueron excluidas, dado que tamaños muestrales reducidos limitan la interpretación estadística y pueden generar sesgos en la estimación de la incidencia sintomatológica. En cada una de las 50 especies seleccionadas se evaluó aproximadamente el 30 % de los individuos censados; en aquellas con poblaciones pequeñas, pero dentro del grupo seleccionado (<10 árboles por sitio), se inspeccionó el 100 % de los ejemplares disponibles.

En total se evaluaron 5 129 individuos, distribuidos en parques (2 884), avenidas (1 798) y campus universitario (447). La Tabla 1 presenta

el número de individuos muestreados por especie, procedencia (nativa o exótica) y el ambiente de localización.

La selección de los árboles se realizó mediante números aleatorios reproducibles, estableciendo una distancia mínima de 50 metros entre individuos seleccionados para evitar autocorrelación espacial (Fortin y Dale, 2005). Este procedimiento responde a la necesidad de cubrir las especies con mayor peso ecológico y social en la ciudad y se ajusta a estándares que priorizan la evaluación de taxones dominantes en inventarios fitosanitarios urbanos (Paap et al., 2017; Tubby & Webber, 2010). Además, el enfoque sintomatológico adoptado permite obtener información confiable sobre la presencia y distribución de daños visibles sin requerir confirmación etiológica en laboratorio, coherente con los objetivos y alcances del estudio.

Tabla 1. Lista de especies seleccionadas del arbolado urbano de la ciudad de Loja.

Nro .	Nombre científico	Código	Familia	Origen	Nº Individuos
1	<i>Acacia dealbata</i> A. Cunn.	acde	Fabaceae	Exótica	28
2	<i>Acacia mearnsii</i> De Wild.	acmea	Fabaceae	Exótica	11
3	<i>Acacia melanoxylon</i> R. Br.	acmel	Fabaceae	Exótica	176
4	<i>Acnistus arborescens</i> (L.) Schltdl.	acar	Solanaceae	Nativa	11
5	<i>Alnus acuminata</i> Kunth	alac	Betulaceae	Nativa	410
6	<i>Caesalpinia spinosa</i> (Molina) Kuntze	casp	Fabaceae	Nativa	7
7	<i>Callistemon lanceolatus</i> (Sm.) Sweet	cala	Myrtaceae	Exótica	210
8	<i>Callistemon salignus</i> Sm.	casa	Myrtaceae	Exótica	8
9	<i>Castilla elastica</i> Cerv.	cael	Moraceae	Exótica	12
10	<i>Casuarina equisetifolia</i> J.R. Forst. & G. Forst.	caeq	Casuarinaceae	Exótica	55
11	<i>Cedrela montana</i> Moritz ex Turcz.	cemo	Meliaceae	Nativa	100
12	<i>Cedrela odorata</i> L.	ceod	Meliaceae	Nativa	39
13	<i>Ceiba trischistandra</i> (A.Gray) Bakh.	cetr	Malvaceae	Nativa	26
14	<i>Chionanthus pubescens</i> Kunth	chpu	Oleaceae	Nativa	55
15	<i>Cupressus macrocarpa</i> Hartw.	cuma	Cupressaceae	Exótica	310
16	<i>Eriobotrya japonica</i> (Thunb.) Lindl.	erja	Rosaceae	Exótica	35
17	<i>Erythrina edulis</i> Pos.-Arang.	ered	Fabaceae	Nativa	30
18	<i>Eucalyptus globulus</i> Labill.	eugl	Myrtaceae	Exótica	46
19	<i>Eucalyptus saligna</i> Sm.	eusa	Myrtaceae	Exótica	39
20	<i>Eucalyptus</i> sp.	eusp	Myrtaceae	Exótica	11
21	<i>Euphorbia cotinifolia</i> L.	euco	Euphorbiaceae	Nativa	8
22	<i>Ficus benjamina</i> Willd.	fibe	Moraceae	Exótica	14

Nro .	Nombre científico	Código	Familia	Origen	Nº Individuos
23	<i>Fraxinus americana</i> L.	fram	Oleaceae	Exótica	30
24	<i>Fraxinus chinensis</i> Roxb.	frch	Oleaceae	Exótica	388
25	<i>Grevillea robusta</i> A.Cunn. ex R.Br.	grro	Proteaceae	Exótica	31
26	<i>Handroanthus chrysanthus</i> (Jacq.) S.O.Grose	hach	Bignoniaceae	Nativa	7
27	<i>Inga edulis</i> Mart.	ined	Fabaceae	Nativa	11
28	<i>Jacaranda mimosifolia</i> D.Don	jami	Bignoniaceae	Nativa	476
29	<i>Juglans neotropica</i> Diels	june	Juglandaceae	Nativa	10
30	<i>Lafoensia acuminata</i> (Ruiz & Pav.) DC.	laac	Lythraceae	Nativa	94
31	<i>Leucaena leucocephala</i> (Lam.) de Wit	lele	Fabaceae	Exótica	65
32	<i>Magnolia grandiflora</i> L.	magr	Magnoliaceae	Exótica	28
33	<i>Morus alba</i> L.	moal	Moraceae	Exótica	41
34	<i>Myrcianthes hallii</i> (O.Berg) McVaugh	myha	Myrtaceae	Nativa	9
35	<i>Phoenix canariensis</i> Chabaud	phca	Arecaceae	Exótica	46
36	<i>Pinus patula</i> Schiede ex Schltdl. & Cham.	pipa	Pinaceae	Exótica	13
37	<i>Pinus radiata</i> D.Don	pira	Pinaceae	Exótica	10
38	<i>Populus nigra</i> L.	poni	Salicaceae	Exótica	36
39	<i>Pouteria lucuma</i> (Ruiz & Pav.) Kuntze	polu	Sapotaceae	Nativa	17
40	<i>Prunus serotina</i> Ehrh.	prse	Rosaceae	Exótica	15
41	<i>Psidium guajava</i> L.	psgu	Myrtaceae	Nativa	10
42	<i>Salix babylonica</i> L.	saba	Salicaceae	Exótica	26
43	<i>Salix humboldtiana</i> Willd.	sahu	Salicaceae	Exótica	1178
44	<i>Sambucus nigra</i> L.	sani	Adoxaceae	Exótica	31
45	<i>Sapindus saponaria</i> L.	sasa	Sapindaceae	Nativa	12
46	<i>Schinus molle</i> L.	scmo	Anacardiaceae	Nativa	360
47	<i>Syzygium jambos</i> (L.) Alston	syja	Myrtaceae	Exótica	18
48	<i>Tecoma stans</i> (L.) Juss. ex Kunth	test	Bignoniaceae	Nativa	18
49	<i>Vachellia macracantha</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.	vama	Fabaceae	Nativa	407
50	<i>Washingtonia robusta</i> H.Wendl.	waro	Arecaceae	Exótica	101

Identificación de sintomatología

La evaluación fitosanitaria se realizó mediante observación visual sistemática y estandarizada, registrando la presencia o ausencia de síntomas en tres órganos principales: hojas, ramas y fuste. Para la clasificación de la sintomatología se utilizó una clave fotográfica elaborada a partir de descripciones estandarizadas (Sinclair & Lyon, 2005; Paap et al., 2017), complementada con la *Guía ilustrada de salud de árboles* (Boa, 2008) y los criterios fitopatológicos de Coto (2007).

Las categorías de síntomas evaluadas incluyeron clorosis y manchas foliares (decoloración interveinal, generalizada o necrosis delimitada con o sin halo), tumores y agallas, canchros, pústulas y exudados, muerte regresiva de ramas,

podrición del tronco y podrición de ramas, las cuales corresponden a manifestaciones visibles comúnmente asociadas a factores bióticos y abióticos. Estas categorías fueron definidas únicamente en función de la sintomatología externa, sin identificación etiológica del agente causal, en concordancia con el enfoque del estudio.

Las especies se agruparon de acuerdo con su procedencia (nativa o exótica) con el propósito de evaluar diferencias en la frecuencia y distribución de síntomas, manteniendo la coherencia con los objetivos del análisis fitosanitario sintomatológico.

A cada árbol se le asignó una ficha técnica estandarizada en la que se registró la especie, el número de individuos, el órgano afectado, el tipo de síntoma observado, la descripción morfológica,

la localización geográfica (coordenadas GPS) y evidencia fotográfica sistemática (mínimo tres imágenes por individuo: copa completa, detalle del síntoma y contexto del sitio). Este procedimiento aseguró uniformidad en la evaluación visual y permitió validar la consistencia de los registros durante el análisis.

Determinación de la incidencia

La incidencia de cada síntoma se calculó como la proporción o porcentaje de individuos afectados respecto al total evaluado, aplicando la ecuación 1:

$$I (\%) = \left(\frac{n}{N}\right) \times 100 \quad (1)$$

Donde:

I: *incidencia del síntoma visible*;

n: *número de árboles con el síntoma o daño*;

N: *número total de árboles evaluados* (James, 1971; Saltos, 2019).

En los casos en que un mismo árbol presentó múltiples síntomas, se construyó una matriz binaria árbol $\times$ síntoma (0 = ausencia; 1 = presencia), lo que permitió analizar patrones de coocurrencia sintomatológica y las asociaciones entre especies, órganos afectados y categorías sintomáticas (Legendre & Legendre, 2012). Este procedimiento se ajusta al enfoque sintomatológico del estudio, evitando la interpretación etiológica directa y centrando el análisis en la distribución y frecuencia de manifestaciones visibles.

Análisis de datos

El análisis de la información se desarrolló de forma descriptiva, comparativa y multivariada. En primer lugar, se calcularon estadísticas descriptivas de la incidencia de síntomas y presencia de plagas por especie, procedencia (nativa o exótica), órgano afectado (fuste, ramas, hojas) y familia botánica.

Para analizar la relación entre la sintomatología registrada y las familias botánicas, se aplicó un Análisis de Componentes Principales (PCA, por sus siglas en inglés), con el propósito de reducir la dimensionalidad de los datos y facilitar la interpretación de los patrones de asociación. Se

elaboró una matriz de presencia/ausencia (0 = ausencia; 1 = presencia) y frecuencia relativa, que vinculó los tipos de síntomas y plagas observados con las familias botánicas presentes en el área de estudio. Previo al ordenamiento, los datos fueron estandarizados para compensar la variabilidad en el número de individuos (n) por especie, evitando así sesgos derivados de la abundancia desigual de las muestras.

Posteriormente, el PCA permitió identificar los ejes principales de variación y agrupar las familias que compartieron similitudes en cuanto a la frecuencia sintomatológica, evidenciando patrones de asociación entre grupos taxonómicos y categorías de síntomas. Asimismo, se identificaron las familias botánicas más relacionadas con la presencia de ciertos grupos de plagas. Los resultados fueron interpretados a partir de gráficos biplot y de la proporción de varianza explicada por cada componente, sin inferencias etiológicas, lo que contribuyó a comprender mejor la distribución de síntomas y su relación con la diversidad taxonómica del arbolado urbano.

El análisis de datos se realizó con Microsoft Excel para la organización y depuración inicial de la base de datos, y con el entorno de programación estadística R (R Core Team, 2021) para los análisis multivariados.

Finalmente, se determinaron los patrones de afectación en función de la procedencia de la especie (nativa o exótica), el tipo de síntoma registrado, el órgano afectado y la familia botánica, lo que permitió comparar diferencias en la incidencia y describir tendencias ecológicas generales, sin atribuir susceptibilidad específica a agentes causales.

■ RESULTADOS

Incidencia general

En el arbolado urbano de la ciudad de Loja se observó que las especies exóticas registraron una mayor incidencia de síntomas asociados a enfermedades (72,67 %), en comparación con las especies nativas (61,69 %). De igual manera,

la incidencia de síntomas asociados a plagas fue más alta en las especies exóticas (71,27 %) frente a las nativas (64,49 %) (Figura 2). Estos resultados indican una mayor frecuencia de sintomatología visible en las especies exóticas, lo que sugiere una respuesta diferencial frente a los factores bióticos presentes en el entorno urbano, sin implicar diagnóstico etiológico.

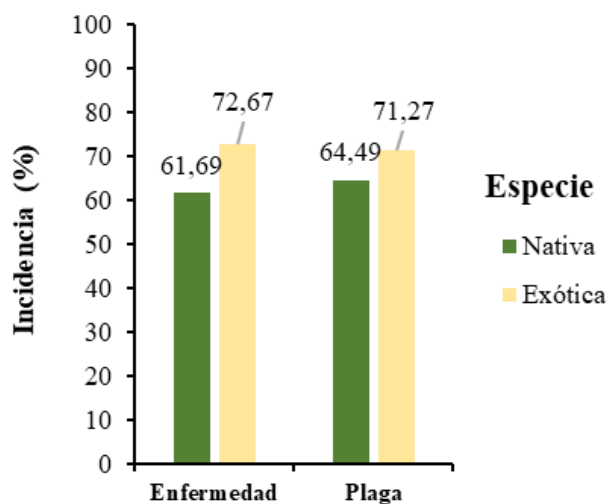


Figura 2. Incidencia de síntomas asociados a enfermedades y plagas en las especies nativas y exóticas del arbolado urbano de la ciudad de Loja.

Sintomatología-enfermedades

En lo concerniente a los tipos de sintomatología asociada a posibles enfermedades, los resultados muestran que los tumores y la clorosis o decoloración foliar fueron las manifestaciones visibles más frecuentes en el arbolado urbano de la ciudad de Loja (Figura 3). Estos síntomas fueron seguidos por exudados, muerte regresiva y pudrición de ramas, aunque en menor proporción.

Salix babylonica presentó la mayor frecuencia de sintomatología, con 49 % de individuos afectados. Le siguieron *Leucaena leucocephala*, *Pinus radiata*, *Syzygium jambos*, *Prunus serotina* y *Salix humboldtiana*, las cuales registraron valores superiores al 20 %. En contraste, *Eriobotrya japonica*, *Alnus acuminata* y *Psidium guajava* mostraron frecuencias inferiores al 10 %. La categoría “Otras” también presentó una incidencia reducida (menor al 10 %), mientras que el promedio general para todas las especies se situó alrededor del 15 %.

Estos resultados evidencian una marcada variabilidad en la frecuencia y tipo de síntomas entre especies, lo que señala una respuesta diferencial frente a los factores bióticos presentes en el entorno urbano, sin implicar diagnóstico etiológico ni susceptibilidad confirmada.

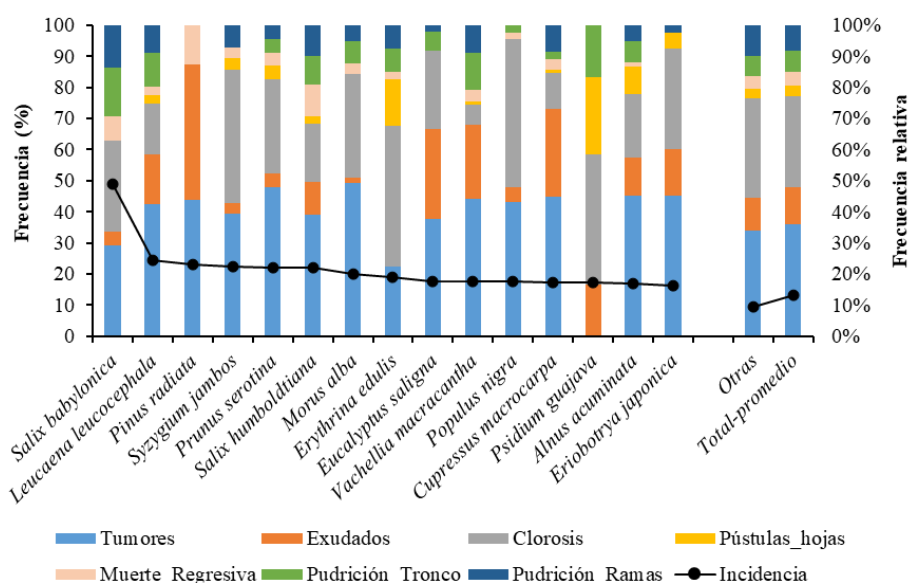


Figura 3. Frecuencia de categorías sintomatologías asociadas a enfermedades en especies del arbolado urbano de la ciudad de Loja.

La Figura 4 muestra la distribución de la sintomatología asociada a posibles enfermedades en distintas especies arbóreas urbanas de la ciudad de Loja, diferenciada según la localización de los síntomas (fuste, hojas y ramas) y su incidencia porcentual. Se observó que *Salix babylonica* presentó la mayor frecuencia de sintomatología registrada (88 %), con manifestaciones visibles localizadas predominantemente en el fuste. Otras especies como *Syzygium jambos*, *Populus nigra* y *Morus alba* también mostraron valores elevados

(≈50 %). En contraste, especies como *Tecoma stans* y aquellas agrupadas en la categoría “Otras” registraron incidencias bajas, inferiores al 30 %.

En la mayoría de las especies analizadas, los síntomas se localizaron principalmente en el fuste, seguido por las hojas y en menor proporción por las ramas. El promedio general de incidencia para todas las especies evaluadas fue de aproximadamente 31 %, lo que refleja una presencia moderada de sintomatología visible en el arbolado urbano, sin implicar diagnóstico etiológico.

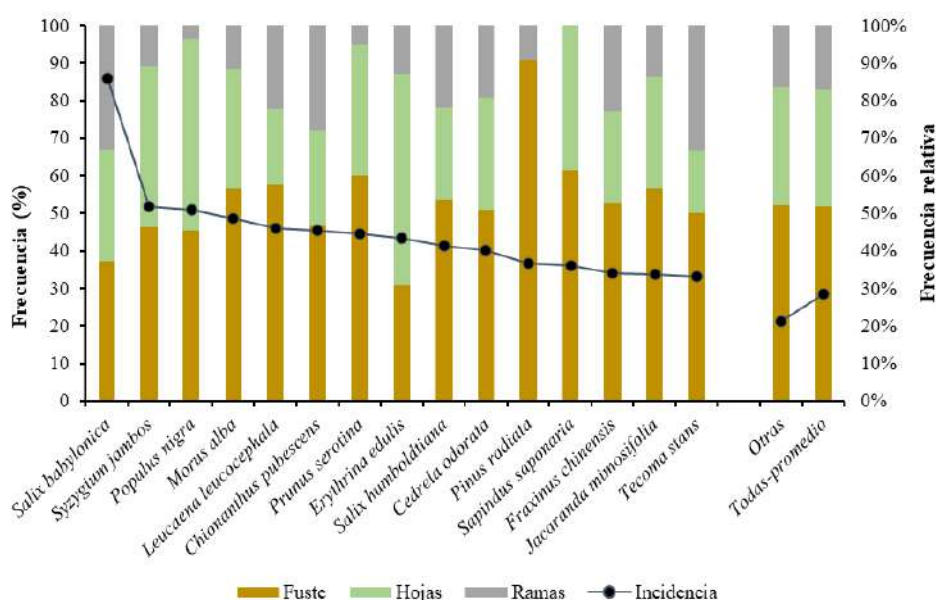


Figura 4. Localización e incidencia de sintomatología asociada a posibles enfermedades en los árboles urbanos de la ciudad de Loja.

En cuanto a la localización e incidencia de sintomatología asociada a posibles enfermedades en los árboles urbanos nativos, se observó que *Chionanthus pubescens* y *Erythrina edulis* registraron las mayores frecuencias, con valores superiores al 40 %. En contraste, *Handroanthus chrysanthus* y *Ceiba trischistandra* presentaron incidencias bajas, cercanas o inferiores al 10 %. En términos de localización, los síntomas se registraron principalmente en el fuste, seguido por las ramas y, en menor medida, por las hojas. Este patrón refleja una mayor concentración de sintomatología visible en estructuras leñosas de las especies nativas, sin implicar diagnóstico etiológico. El promedio general de incidencia en este grupo fue de aproximadamente 23 %, lo que indica una presencia baja a moderada de síntomas

en comparación con el promedio global del arbolado urbano (Figura 5a).

En cuanto a las especies exóticas, *Salix babylonica* y *Syzygium jambos* presentaron las mayores frecuencias de sintomatología registrada, con valores cercanos al 90 % y 55 %, respectivamente. En general, el fuste fue la parte más frecuentemente afectada en la mayoría de las especies, seguido por las hojas y, en menor proporción, por las ramas. La incidencia tendió a disminuir progresivamente en las especies restantes, con valores inferiores al 40 % en la mayoría de los casos. La categoría “Otras” presentó una incidencia baja, cercana al 20 %, mientras que el promedio total para todas las especies exóticas analizadas fue de aproximadamente 30 % (Figura 5b).

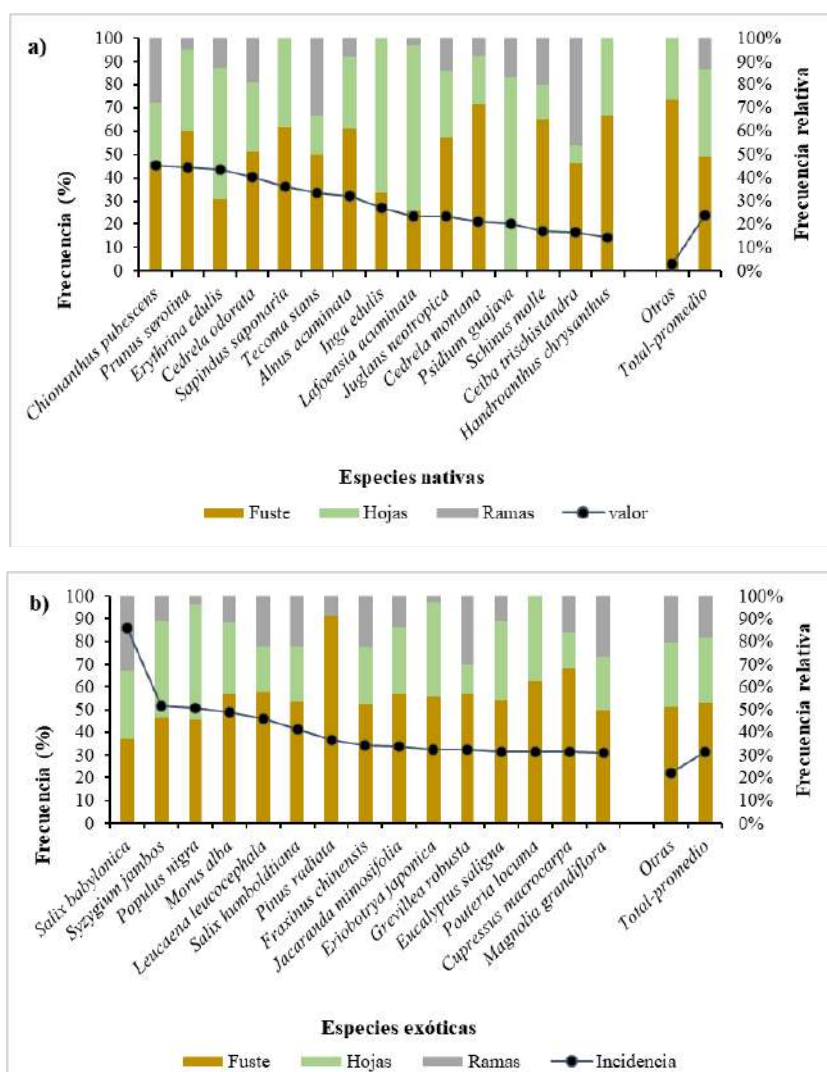


Figura 5. Localización e incidencia de sintomatología asociada a posibles enfermedades en los árboles urbanos, según la procedencia: a) especies nativas y, b) especies exóticas, de la ciudad de Loja.

Asociación entre sintomatología de posibles enfermedades y familias botánicas

El análisis de componentes principales (PCA) aplicado para examinar la asociación entre la sintomatología registrada y las familias botánicas presentes en el arbolado urbano de la ciudad de Loja mostró una distribución diferenciada de los grupos taxonómicos en función de los síntomas visibles. Las dos primeras dimensiones explicaron conjuntamente el 56,2 % de la varianza total (Dim1 = 35,3 % y Dim2 = 20,9 %) (Figura 6).

La familia Pinaceae presentó una asociación marcada con los exudados, evidenciando que este tipo de sintomatología fue relativamente más frecuente dentro del grupo. De manera similar, las

familias Fabaceae y Malvaceae se relacionaron con la presencia de muerte regresiva y pudrición del tronco, mientras que Salicaceae se asoció principalmente con la pudrición de ramas.

Por otro lado, síntomas como pústulas foliares, tumores y decoloración de hojas se vincularon con diversas familias, entre ellas Betulaceae, Moraceae, Myrtaceae, Rosaceae y Lythraceae. Es notable que Lythraceae mostró una asociación particularmente fuerte con la decoloración foliar, mientras que Casuarinaceae se relacionó con la presencia de pústulas.

En contraste, algunas familias como Euphorbiaceae, Proteaceae y Juglandaceae se ubicaron más alejadas de los vectores de sintomatología, lo

que sugieren una menor frecuencia de síntomas visibles detectados en estas familias bajo las condiciones evaluadas. Este patrón no implica resistencia fisiológica, sino únicamente una menor representación de síntomas en el conjunto de datos.

La pudrición de ramas presentó la mayor contribución dentro del PCA, con un valor superior al 34 %, seguida de muerte regresiva (27 %) y pudrición del tronco (19 %). Estas categorías sintomatológicas están asociadas con manifestaciones visibles compatibles con deterioro del tejido leñoso. En contraste, síntomas como tumores (9 %), decoloración foliar (6 %), exudados (6 %) y pústulas foliares (0,5 %) mostraron una contribución menor al patrón general de variación.

Estos resultados sugieren que la distribución de la sintomatología no es aleatoria, sino que presenta tendencias asociadas a afinidades filogenéticas y características anatómicas de las familias evaluadas. En particular, las familias predominantemente leñosas tienden a estar más representadas en categorías relacionadas con daños en estructuras lignificadas, mientras que familias de hoja ancha o con mayor superficie foliar muestran una mayor representación de síntomas foliares. No obstante, estas asociaciones reflejan únicamente patrones de frecuencia sintomatológica y no implican susceptibilidad fisiológica ni diagnóstico etiológico (Figura 6).

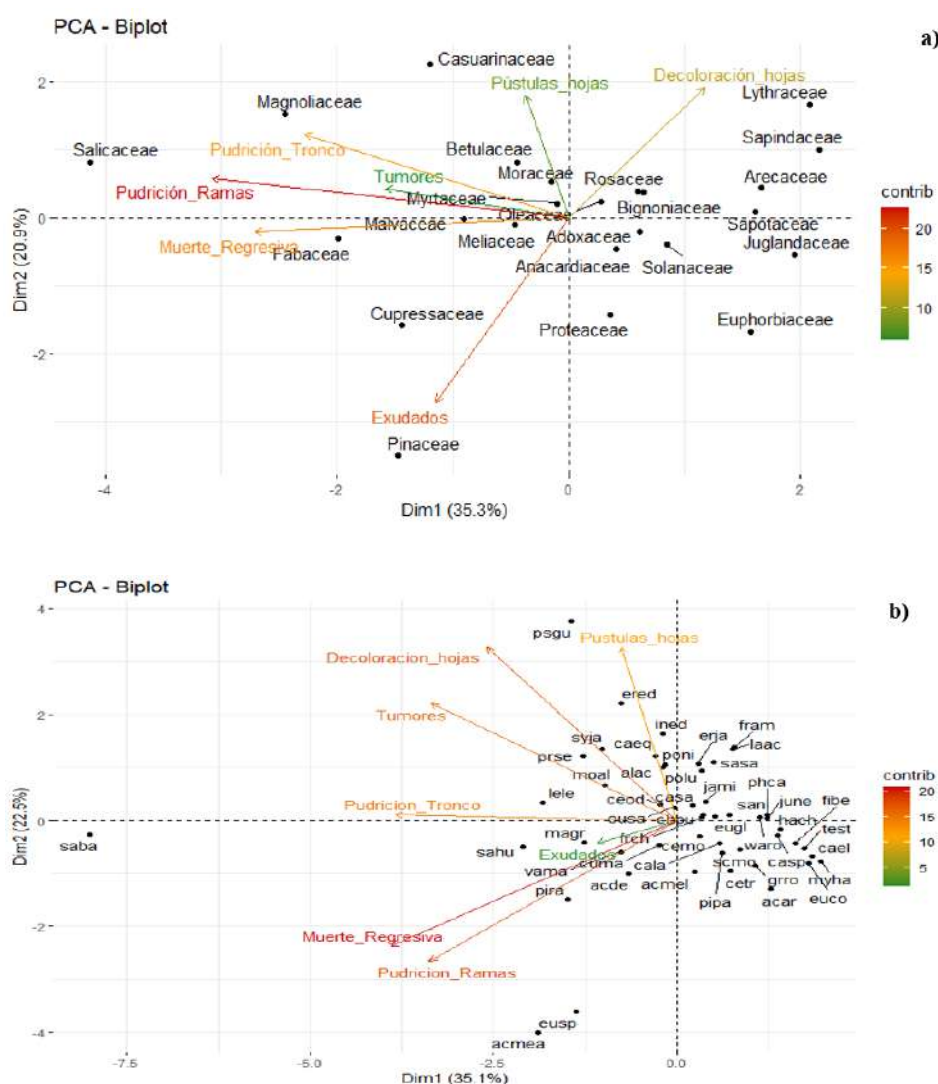


Figura 6. Análisis de componentes principales (PCA) de la relación entre las enfermedades con las: a) familias botánicas y b) especies, presentes en el arbolado urbano de la ciudad de Loja

Plagas

En lo referente a la incidencia y tipo de plagas en los árboles urbanos de la ciudad de Loja, se registró una alta frecuencia relativa de síntomas asociados a la presencia de hormigas, observándose en más del 70 % de los individuos evaluados en especies como *Psidium guajava*, *Caesalpinia spinosa*, *Sambucus nigra* e *Inga edulis*. El escarabajo barrenador y los minadores de hojas también mostraron una presencia notable, especialmente en *Leucaena leucocephala*, *Salix babylonica* y *Syzygium jambos* (Figura 7).

Por otro lado, síntomas vinculados con plagas como cochinillas, orugas o gusanos, mosca blanca, ácaros y pulgones presentaron frecuencias más bajas y distribuciones más restringidas. Las cochinillas se observaron principalmente

en *Sambucus nigra*, *Syzygium jambos*, *Juglans neotropica* y *Eriobotrya japonica*, mientras que las orugas y gusanos fueron registradas en *Inga edulis*, *Salix babylonica*, *Erythrina edulis*, *Juglans neotropica* y *Eriobotrya japonica*. La mosca blanca se detectó en *Erythrina edulis* y *Alnus acuminata*; los ácaros en *Sambucus nigra*, *Syzygium jambos* y *Eriobotrya japonica*; y los pulgones en *Syzygium jambos* y *Salix humboldtiana* (Figura 7).

La incidencia promedio general de plagas se mantuvo relativamente baja, con un 14,5 %, siendo *Psidium guajava* la especie con mayor incidencia (22 %) y el grupo clasificado como “Otras” el de menor incidencia (7 %). En conjunto, los resultados muestran una considerable diversidad de plagas presentes en el arbolado urbano, aunque su manifestación visible, evaluada a través de la incidencia sintomatológica, fue moderada.

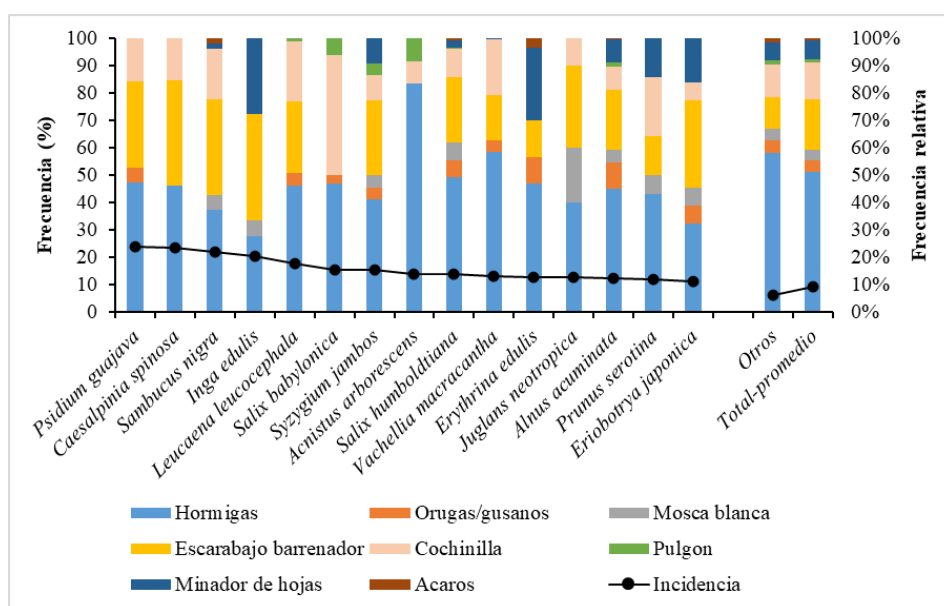


Figura 7. Frecuencia e incidencia de sintomatología asociada a plagas en las especies del arbolado urbano de la ciudad de Loja.

La sintomatología asociada a plagas en los árboles urbanos de la ciudad de Loja se concentró principalmente en el fuste, con frecuencias superiores al 50 % en todas las especies analizadas, alcanzando valores cercanos al 80 % en *Ceiba trischistandra*, *Psidium guajava* y *Vachellia macracantha* (Figura 8). En menor medida, también se registraron síntomas en hojas y ramas, aunque con menor representación relativa.

Salix babylonica presentó la mayor incidencia de sintomatología asociada a plagas (superior al 60 %), seguida por *Inga edulis* y *Leucaena leucocephala*, ambas con valores por encima del 50 %. En contraste, especies como *Juglans neotropica* y aquellas agrupadas en la categoría “Otras” registraron incidencias más bajas, con valores inferiores al 30 %.

El promedio general de incidencia para todas las especies estudiadas fue de aproximadamente 33 %, lo que indica que la presencia de sintomatología vinculada a plagas es común, aunque su frecuencia varía de manera considerable entre especies.

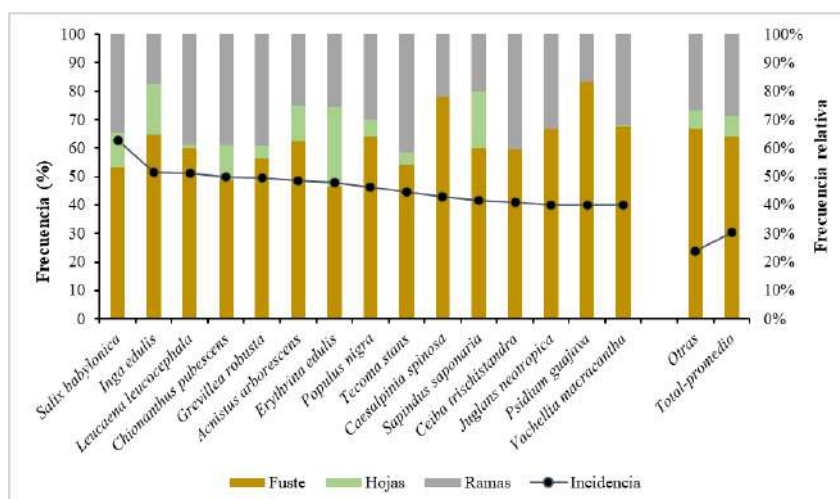


Figura 8. Localización e incidencia de sintomatología asociada a plagas en los árboles urbanos de la ciudad de Loja.

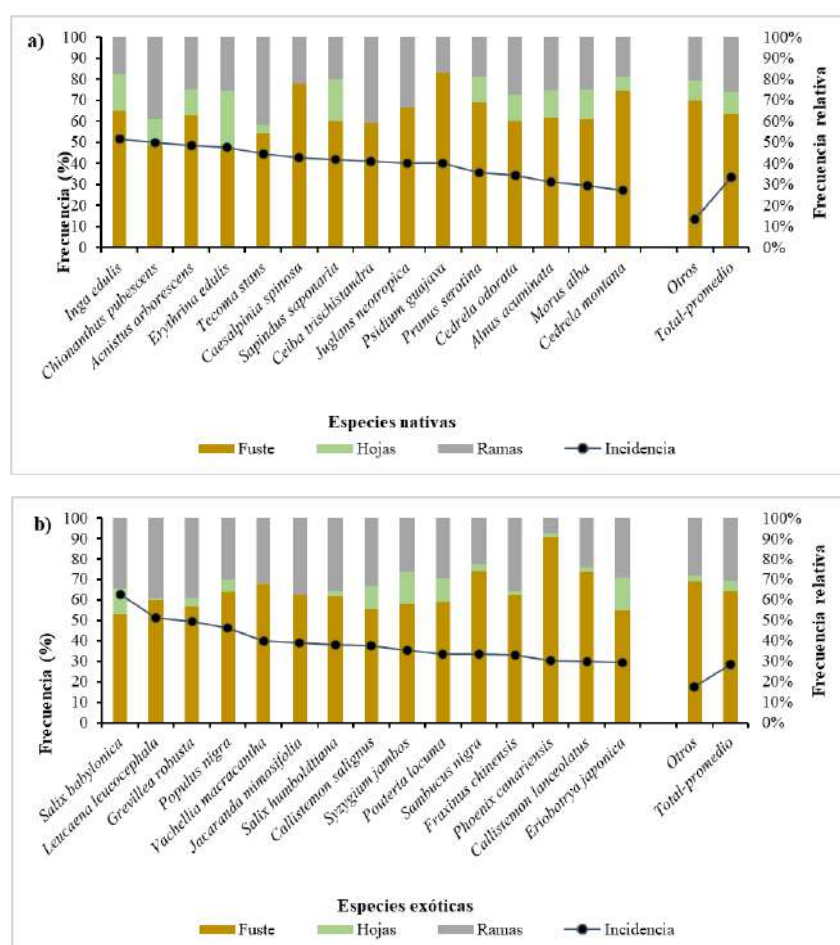


Figura 9. Localización e incidencia de sintomatología asociada a plagas en los árboles urbanos, según la procedencia: a) especies nativas y, b) especies exóticas, de la ciudad de Loja.

En cuanto a la localización e incidencia de sintomatología asociada a plagas en los árboles urbanos nativos, se observó que *Inga edulis*, *Chionanthus pubescens* y *Acnistus arborescens* registraron las mayores incidencias, con valores superiores al 48 %. En contraste, *Morus alba* y *Cedrela montana* presentaron las incidencias más bajas, cercanas o inferiores al 15 %. En términos de localización, los síntomas vinculados a plagas se registraron principalmente en el fuste, seguido por las ramas y, en menor medida, las hojas. Este patrón indica una mayor concentración de sintomatología visible en las estructuras leñosas de las especies nativas. El promedio general de incidencia en este grupo fue de aproximadamente 34 %, lo que representa una presencia baja a moderada de síntomas en comparación con el promedio global del arbolado urbano (Figura 9a).

En el caso de las especies exóticas, *Salix babylonica* y *Leucaena leucocephala* presentaron las incidencias más altas, con valores cercanos al 63 % y 51 %, respectivamente. De manera general, el fuste fue la parte del árbol donde se registró con mayor frecuencia la sintomatología asociada a plagas, seguido por las ramas y, en menor proporción, por las hojas. El promedio de incidencia para todas las especies exóticas fue de aproximadamente 30 %, lo que evidencia variaciones relevantes entre taxones y una distribución no uniforme de los síntomas en este grupo (Figura 9b).

Asociación entre las plagas y familias botánicas

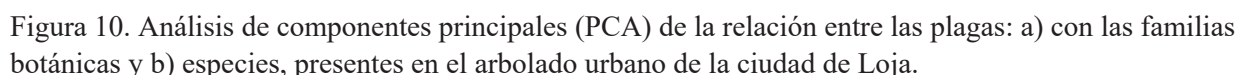
El análisis de componentes principales (PCA) aplicado para evaluar la asociación entre los diferentes tipos de plagas y las familias botánicas presentes en el arbolado urbano de la ciudad de Loja mostró una distribución diferenciada de los grupos taxonómicos en función de la

sintomatología registrada. Las dos primeras dimensiones explicaron conjuntamente el 53,2 % de la variabilidad total (Dim1 = 30,8 % y Dim2 = 22,4 %) (Figura 10).

Plagas como el escarabajo barrenador, la mosca blanca y la cochinilla presentaron una mayor contribución en la separación de las familias Adoxaceae, Juglandaceae y Salicaceae a lo largo del eje Dim1, lo que indica una mayor frecuencia relativa de estos tipos de síntomas en dichas familias. Por su parte, las hormigas y los pulgones se asociaron principalmente con la familia Solanaceae en Dim2, reflejando una coocurrencia sintomatológica más marcada en este grupo.

En contraste, los minadores de hojas, ácaros y larvas (orugas/gusanos) se ubicaron cerca del centro del biplot, lo que sugiere una distribución más homogénea de estos síntomas entre distintas familias. No obstante, las larvas mostraron una ligera afinidad hacia Casuarinaceae, Malvaceae y Sapotaceae. Adicionalmente, familias como Magnoliaceae, Euphorbiaceae, Bignoniaceae y Moraceae se agruparon en zonas del gráfico menos influenciadas por plagas específicas, indicando una menor representación de sintomatología asociada a estos grupos de insectos bajo las condiciones evaluadas.

Las plagas que mostraron mayor contribución relativa en el PCA fueron las hormigas (30 %), las cochinillas (29 %) y el escarabajo barrenador (21 %), siendo las que más aportaron a la diferenciación de las familias botánicas. Plagas como los pulgones y la mosca blanca presentaron contribuciones moderadas (10 % y 6 %, respectivamente). En cambio, las larvas, los ácaros y los minadores de hojas registraron contribuciones bajas (<5 %), reflejando una distribución más uniforme en el conjunto de datos (Figura 10).



Procedencia de las especies asociadas a la incidencia de plagas y enfermedades

reflejan una mayor expresión de sintomatología en especies introducidas bajo las condiciones del sitio de estudio evaluado.

Patrones similares han sido reportados en estudios previos, donde la flora exótica tiende a manifestar mayor diversidad y frecuencia de síntomas fitosanitarios en ambientes urbanos (Saavedra et al., 2016; Hernández et al., 2021). Estas diferencias han sido asociadas a factores como el estrés por establecimiento, la ausencia de historial ecológico compartido con los agentes bióticos locales y las condiciones microclimáticas urbanas, más que al origen biogeográfico en sí mismo (Arguedas y Rodríguez, 2021).

En particular, se ha documentado que muchas especies introducidas pueden responder de manera variable al estrés urbano, dependiendo de sus rasgos funcionales y de su capacidad de ajuste frente a condiciones como déficit hídrico, altas temperaturas o compactación del suelo (Pepe et al., 2022; Ruas et al., 2022). Estas respuestas heterogéneas explican por qué algunas especies introducidas muestran un desempeño adecuado, mientras que otras presentan una mayor recurrencia de síntomas en ambientes urbanos andinos.

El patrón observado en Loja coincide con la hipótesis del desajuste ecológico planteada por Tubby & Webber (2010) y retomada por Reséndiz et al. (2024), según la cual las especies exóticas pueden experimentar un mayor nivel de afectación fitosanitaria en ecosistemas donde la comunidad de organismos asociados es distinta a aquella con la que han evolucionado. Aunque en este estudio no se evaluaron mecanismos de defensa ni procesos coevolutivos, la mayor incidencia de síntomas en especies exóticas sugiere la existencia de interacciones bióticas menos equilibradas en comparación con las especies nativas.

Asimismo, investigaciones como las de Giraldo Aristizábal et al. (2022) señalan que la expresión de síntomas en especies introducidas suele ser más notoria durante las primeras fases de establecimiento o en ambientes que difieren de forma considerable de su área de distribución original, lo cual coincide con lo observado en varias de las especies exóticas evaluadas en Loja.

Estos resultados tienen implicaciones relevantes para la gestión y planificación del arbolado urbano. Una mayor expresión de síntomas fitosanitarios en especies exóticas podría afectar su desempeño a largo plazo, incrementar los costos de mantenimiento y elevar el riesgo de fallas estructurales. Por ello, es necesario integrar criterios fitosanitarios, rasgos funcionales y antecedentes de desempeño urbano en la selección de especies para programas de arborización, priorizando aquellas que muestren buenos niveles de estabilidad y menor recurrencia de síntomas en el contexto local.

Sintomatología de enfermedades

Las sintomatologías de canchros, clorosis, exudados, muerte regresiva y pudrición de ramas; son asociados a la presencia de patógenos que producen daños en tejidos leñosos constituyen las manifestaciones más recurrentes en el arbolado urbano evaluado.

La persistente aparición de canchros se manifiesta como una respuesta típica en árboles debilitados, resultado de diversos factores asociados al entorno urbano donde se desarrollan las especies (Cibrián et al., 2001; Hernández et al., 2022). El avance de la enfermedad afecta tanto tejidos jóvenes como ramas de mayor edad (Alexopoulos & Mims, 1985). Además, los canchros no solo deterioran la apariencia del arbolado, sino que comprometen seriamente su estabilidad estructural: pueden provocar quiebres en los puntos afectados, levantamiento de la corteza o formación de cavidades, aumentando el riesgo de fallas en la madera próxima a la lesión (Boa, 2008).

Los resultados muestran coincidencias con estudios realizados en otras ciudades latinoamericanas. En el arbolado urbano de Ciudad de México, los síntomas predominantes fueron manchas foliares, clorosis, cenicillas, royas, canchros y muerte regresiva en ramas y fuste (Reséndiz et al., 2024). De igual manera, Posada y Ramos (2012) reportaron que la quemazón, la clorosis y las manchas fueron los síntomas más frecuentes en el arbolado urbano de Bogotá, superando algunos de ellos el 5 % de presencia.

El fuste y las hojas, tanto en especies nativas como exóticas, mostraron mayor presencia de signos ocasionados por fitopatógenos. Arguedas y Rodríguez (2021) señalan que el follaje urbano suele presentar numerosas afecciones fúngicas responsables de necrosis, tizones y manchas, afectando el valor estético y la fisiología del árbol. Tattar (1978) y Agrios (2005) destacan que los canchros son uno de los daños más comunes en las ramas y el fuste de árboles sometidos a estrés urbano. Asimismo, Arguedas (2007) documentó severas defoliaciones provocadas por hongos en el arbolado urbano de San José, Costa Rica, lo cual coincide con lo observado en este estudio.

La sintomatología registrada en el fuste (cancros) y en las hojas (clorosis) puede presentar orígenes tanto bióticos como abióticos. Los canchros se asocian con frecuencia a infecciones fúngicas o bacterianas que se desarrollan cuando el árbol ha sido debilitado por estrés hídrico, compactación del suelo o daños mecánicos (Arguedas y Rodríguez, 2021). Por su parte, la clorosis foliar puede deberse a deficiencias nutricionales, exceso de sales, contaminación atmosférica o la acción de patógenos específicos (Percival y Sheriffs, 2002; Thomas et al., 2016; Lodh et al., 2020). Esta diversidad de causas dificulta la identificación precisa del agente responsable, por lo que es importante considerar el contexto ecológico, las prácticas de manejo urbano y el historial sanitario del árbol al interpretar la sintomatología.

Sintomatología según procedencia

La incidencia de sintomatología asociada a enfermedades en el arbolado urbano mostró diferencias marcadas según la procedencia de las especies. Entre las nativas, *Chionanthus pubescens* presentó una incidencia relativamente baja (40 %), mientras que entre las exóticas *Salix babylonica* registró la sintomatología más elevada (90 %), lo que evidencia una mayor susceptibilidad de las especies introducidas bajo las condiciones urbanas de Loja.

Estos resultados coinciden con diversos estudios que indican que las especies nativas tienden a mostrar mayor resiliencia frente a factores bióticos como plagas y enfermedades, debido a su coevolución con la biota local y su adaptación a las condiciones ambientales propias de la región. En este sentido, Mihai et al. (2023) señalan que *Chionanthus pubescens*, especie nativa del Ecuador, presenta una elevada actividad antioxidante y un alto contenido fenólico en hojas y frutos, características que pueden contribuir a su tolerancia frente al estrés biótico y abiótico.

En contraste, la susceptibilidad de *Salix babylonica* especie exótica ampliamente utilizada en arborización urbana ha sido documentada en diversos entornos, especialmente en condiciones de humedad elevada, compactación del suelo y daños

mecánicos, los cuales facilitan el establecimiento de patógenos fúngicos y bacterianos (Jim, 2005). Este patrón concuerda con lo observado en Loja, donde esta especie presentó una alta frecuencia de síntomas leñosos y foliares.

De forma complementaria, Sjöman et al. (2012) y Alvey (2006) destacan que las especies nativas suelen estar mejor adaptadas al clima, los suelos y los microorganismos locales, lo que les confiere una ventaja frente a estresores urbanos. En cambio, las especies exóticas pueden carecer de resistencia genética frente a los patógenos predominantes en el nuevo ambiente, aumentando su vulnerabilidad y la probabilidad de manifestar sintomatología caracterizada por daños en fuste, hojas y ramas (Nowak et al., 2004).

Asociación entre enfermedades y familias botánicas

El análisis de componentes principales (PCA) aplicado a la relación entre las enfermedades y las familias botánicas del arbolado urbano de la ciudad de Loja evidenció que la susceptibilidad fitosanitaria no se distribuye al azar, sino que responde a características estructurales y filogenéticas compartidas entre los grupos taxonómicos. Estos patrones refuerzan la existencia de una organización no aleatoria en la asociación entre síntomas y familias, lo cual coincide con el comportamiento esperado en comunidades vegetales sometidas a condiciones urbanas (Saltos, 2019; Legendre & Legendre, 2012).

Entre los hallazgos más relevantes se observó que Pinaceae presentó una alta contribución al eje principal del PCA, asociándose estrechamente con la presencia de exudados, lo cual sugiere respuestas frecuentes a daños vasculares y heridas exudativas, típicas de especies con elevados contenidos resinosos. De manera similar, las familias Salicaceae, Fabaceae y Malvaceae mostraron asociaciones significativas con pudrición de ramas, pudrición del tronco y muerte regresiva, síntomas relacionados con deterioro avanzado del tejido leñoso y con la acción de patógenos fúngicos y bacterianos que afectan la conducción de savia (Coto, 2007; Araya, 2005; Boa, 2008).

Por su parte, los síntomas foliares tumores, pústulas y decoloración de hojas se registraron con mayor frecuencia en Rosaceae, Betulaceae, Moraceae, Myrtaceae y Lythraceae, lo que podría deberse a particularidades morfoanatómicas del follaje, tales como la disposición estomática, grosor de la cutícula o tipos de compuestos fenólicos (Tattar, 1978; Agrios, 2005). En particular, Lythraceae se relacionó estrechamente con la decoloración foliar, mientras que Casuarinaceae mostró afinidad con la aparición de pústulas, evidenciando patrones sintomáticos diferenciados entre familias.

En contraste, familias como Euphorbiaceae, Proteaceae y Juglandaceae presentaron una baja incidencia de sintomatología detectable, lo que podría indicar una resistencia relativa asociada a adaptaciones anatómicas de la madera, presencia de tejidos con propiedades antifúngicas o una menor exposición a factores predisponentes en condiciones urbanas (Perilla-Henao y Franco-Lara, 2013; Reséndiz et al., 2024; Martínez et al., 2020).

Estos resultados refuerzan la idea de que las características filogenéticas y anatómicas influyen de manera importante en la predisposición de las especies arbóreas a ciertos tipos de enfermedades, planteando desafíos relevantes para la gestión preventiva en entornos urbanos diversos. La incorporación de criterios fitosanitarios basados en la susceptibilidad familiar permite seleccionar especies con menor propensión a enfermedades estructurales severas, favoreciendo la longevidad del arbolado urbano, la provisión sostenida de servicios ecosistémicos y la seguridad del espacio público (Sjöman et al., 2012; Raum et al., 2023).

Finalmente, la agrupación de familias observada en el PCA podría explicarse también por convergencias anatómicas más que por afinidad taxonómica estricta. Estudios sobre la relación entre la anatomía de la madera y la vulnerabilidad al estrés urbano (Barotto et al., 2018; Monteoliva et al., 2016) demuestran que especies con vasos más pequeños y mayor densidad leñosa toleran mejor las condiciones adversas, mientras que aquellas con maderas más porosas como varias especies de Salicaceae son más susceptibles a pudriciones y daños vasculares, lo cual coincide con los patrones registrados en este estudio.

Plagas

La evaluación fitosanitaria del arbolado urbano de Loja evidenció que las plagas más determinantes fueron las hormigas, con más del 70 % de frecuencia relativa en varias especies, seguidas de cochinillas y barrenadores. Aunque la incidencia promedio general se mantuvo en rangos moderados (7–22 %), el peso desproporcionado de unos pocos grupos confirma que el riesgo fitosanitario no depende de la diversidad de plagas, sino de su capacidad de interacción, persistencia y asociación con factores predisponentes del entorno urbano.

Las hormigas desempeñan un doble rol en el arbolado: actúan como plagas directas mediante defoliación y formación de galerías en el fuste, y a la vez facilitan el establecimiento de cochinillas y áfidos al protegerlos y transportarlos para obtener melaza. Este mutualismo insecto–insecto intensifica el daño y favorece el desarrollo de fumagina (*Capnodium* spp.). Estos resultados coinciden con estudios realizados en entornos urbanos de Colombia (Herrera Clavijo, 2021) y México (Martínez et al., 2020), donde se ha demostrado que la presencia de hormigas amplifica las infestaciones de hemípteros, aumentando la severidad del daño fitosanitario.

Las cochinillas se presentaron principalmente en especies como *Sambucus nigra*, *Syzygium jambos* y *Juglans neotropica*, generando deformaciones y clorosis en ramas jóvenes. Este patrón coincide con lo observado en Cuenca, Ecuador, donde *Planococcus citri* es persistente en áreas urbanas (Saldaña y Vera, 2019). A su vez, el escarabajo barrenador y los minadores de hojas mostraron mayor incidencia en especies sensibles como *Leucaena leucocephala* y *Salix babylonica*, lo que resalta la importancia de considerar el daño estructural en fuste y ramas como un eje crítico de riesgo. Hallazgos similares han sido documentados en *Juglans neotropica* y *Quercus humboldtii* en Colombia (Giraldo Aristizábal et al., 2022). De igual forma, se ha señalado que Fabaceae es una de las familias más afectadas por organismos nocivos e insectos fitófagos (Castillo Reyes, 2022; Hernández Guanche et al., 2022).

Los resultados de localización confirmaron que el fuste fue el órgano más afectado, registrándose más del 50 % de incidencia y alcanzando cerca del 80 % en especies como *Psidium guajava* y *Ceiba trischistandra*. Esto refuerza que los daños leñosos constituyen la principal amenaza estructural en ambientes urbanos. Estudios internacionales señalan que la compactación del suelo, la impermeabilización, la contaminación y el calor urbano predisponen a los árboles a infecciones y ataques de perforadores (Zemek y Pastirčáková, 2023). En este contexto, incluso incidencias moderadas pueden evolucionar hacia brotes severos cuando coexisten con factores abióticos adversos, como advierte Raum et al. (2023).

Finalmente, la evidencia de múltiples estudios (Gil-P et al., 2004; Samaniego-Gaxiola et al., 2008; Alvidrez-Villarreal et al., 2010) confirma que los barrenadores no solo dañan el tejido leñoso, sino que actúan como vectores de hongos fitopatógenos como *Fusarium solani* y *F. oxysporum*. Este mecanismo explica las altas incidencias de pudrición y muerte regresiva registrada en familias como Juglandaceae y Salicaceae, donde las heridas generadas por los insectos facilitan la colonización fúngica y aceleran el deterioro del tejido.

Asociación entre plagas y familias botánicas

El análisis de componentes principales (PCA) confirma que la susceptibilidad a la presencia de plagas no es aleatoria, sino que responde a patrones asociados a las familias botánicas y sus rasgos funcionales. Hormigas, cochinillas y el escarabajo barrenador explicaron cerca del 80 % de la diferenciación entre las familias, destacándose mayor vulnerabilidad en Adoxaceae, Juglandaceae y Salicaceae. Por otro lado, las Solanaceae se asociaron a la interacción hormigas-áfidos, reforzando la importancia de los grados de mutualismo en la dinámica de infestaciones urbanas.

Al ampliar la comparación con estudios regionales, emergen asociaciones específicas entre plagas y familias. En Anacardiaceae, especies como *Schinus molle* (Herrera Clavijo, 2021) y *S. terebinthifolia* han sido reportadas con infestaciones de psílidos (*Calophya schini*) y de la avispa *Megastigmus transvaalensis*, lo que evidencia la fragilidad de

especies ornamentales ampliamente plantadas en ciudades andinas (Ferreira-Filho et al., 2015).

En Arecaceae, que dominan el arbolado urbano de Puyo, se han documentado plagas como el ácaro rojo (*Raoiella indica*) (Sarmiento Rosero, 2020) y la escama blanca del cocotero (*Parlagena bennetti*), ambas consideradas amenazas crecientes y con reportes confirmados en Colombia (Bustillo Pardey et al., 2015).

En el caso de Juglandaceae, particularmente *Juglans neotropica*, los resultados coinciden con los reportes de Colombia, donde la especie es un hospedero sensible a hongos como *Colletotrichum* y *Fusarium*, así como a plagas perforadoras (Giraldo Aristizábal et al., 2022). Esta evidencia justifica la implementación de programas de poda fitosanitaria preventiva orientados a reducir la entrada de patógenos a través de heridas.

Asimismo, Malvaceae (por ejemplo, *Hibiscus*) ha sido reportada en Cuba con afectaciones por insectos fitófagos en más del 70 % de los individuos (Hernández Martínez et al., 2021), un patrón coherente con su asociación en nuestro PCA a insectos hemípteros. De forma similar, Myrtaceae (*Syzygium jambos*, *Eucalyptus*) presenta susceptibilidad a psílidos, avispas de agallas y hongos de la corteza, con incrementos documentados en múltiples regiones de Colombia (Herrera Clavijo, 2021).

Otras familias reportadas en la literatura internacional, aunque no registradas en Loja, son Oleaceae, afectada por el barrenador esmeralda del fresno (*Agrilus planipennis*) (Raum et al., 2023), y Sapindaceae/Hippocastanaceae, susceptibles al minador de la hoja *Cameraria ohridella* (Dziêgielewska et al., 2017). Estos casos constituyen advertencias preventivas frente al riesgo de introducción accidental de plagas invasoras capaces de alterar drásticamente la composición del arbolado urbano.

Factores ambientales, de manejo y vulnerabilidad ecológica

La presencia de plagas y enfermedades en el arbolado urbano de Loja no responde únicamente a las características biológicas de las especies, sino también a una combinación de factores

ambientales y de manejo que condicionan su estado fitosanitario. El estrés ambiental urbano marcado por la compactación del suelo, la contaminación atmosférica, la impermeabilización y el efecto de isla de calor debilita la capacidad natural de defensa de los árboles, haciéndolos más propensos al ataque de insectos y patógenos (Del-Rosario et al., 2023). A ello se suman prácticas inadecuadas de manejo, como podas mal ejecutadas, cortes sin sellado y ausencia de mantenimiento preventivo, que generan heridas abiertas y facilitan la entrada de organismos dañinos (Garrido Aguilar et al., 2023).

Otro factor determinante es la selección poco técnica de especies, especialmente exóticas, sin considerar criterios sanitarios, rasgos funcionales o niveles de adaptación ecológica. Esta problemática, también documentada en otras ciudades latinoamericanas, incrementa la vulnerabilidad colectiva del arbolado y reduce su resiliencia frente a perturbaciones urbanas (Reséndiz Martínez et al., 2024). Paralelamente, el cambio climático, al modificar los patrones de temperatura, precipitación y humedad, favorece la proliferación y dispersión de plagas y enfermedades, además de facilitar la introducción y establecimiento de patógenos no autóctonos en ambientes urbanos (Tubby & Webber, 2010; Paap et al., 2017).

Estos resultados refuerzan la hipótesis del desajuste ecológico, según la cual muchas especies exóticas carecen de defensas coevolutivas frente a los organismos locales, lo que incrementa su susceptibilidad a infecciones fúngicas, daños vasculares y ataques de insectos perforadores. En consecuencia, su permanencia a largo plazo en el ecosistema urbano puede verse comprometida, afectando tanto la estabilidad estructural del arbolado como los servicios ecosistémicos que este proporciona.

El análisis de componentes principales (PCA) complementa esta interpretación, al evidenciar que hormigas, cochinillas y escarabajos barrenadores son los grupos de plagas con mayor influencia en la vulnerabilidad de las familias botánicas. La presencia de estos grupos explica gran parte de la variabilidad observada en la incidencia de daños,

lo que confirma su papel central en la dinámica fitosanitaria del arbolado urbano. Por ello, se recomienda que estos tres grupos sean prioritarios en los programas de monitoreo, prevención y manejo urbano, considerando tanto su impacto directo sobre el tejido leñoso como su capacidad para favorecer infecciones fúngicas secundarias en árboles debilitados.

■ CONCLUSIONES

Las especies exóticas presentaron una mayor incidencia de enfermedades y plagas que las especies nativas, lo que confirma que la procedencia influye significativamente en el estado fitosanitario del arbolado urbano de la ciudad de Loja.

Las enfermedades estructurales, como tumores, pudriciones y muerte regresiva, fueron más frecuentes en especies exóticas, incrementando su riesgo biomecánico y, con ello, la probabilidad de caídas, fracturas y mayores costos de manejo y mantenimiento urbano.

El fuste fue el órgano más afectado, seguido de las hojas y las ramas, lo que evidencia que los daños leñosos representan el principal foco de vulnerabilidad sanitaria en el arbolado urbano.

Los síntomas más frecuentes registrados fueron tumores, clorosis y exudados, mientras que las plagas predominantes correspondieron a hormigas, cochinillas y escarabajos barrenadores, grupos que mostraron un papel central en la afectación fitosanitaria observada.

Se identificaron patrones filogenéticos claros en la susceptibilidad a plagas y enfermedades entre familias botánicas. Salicaceae, Fabaceae, Malvaceae y Magnoliaceae se asociaron con pudriciones y muerte regresiva; Pinaceae con exudados; y Lythraceae, Rosaceae y Betulaceae con síntomas foliares. En contraste, Euphorbiaceae, Proteaceae, Juglandaceae y Sapotaceae mostraron menor susceptibilidad general.

Las especies más susceptibles a plagas y enfermedades fueron *Salix babylonica*, *Leucaena leucocephala*, *Pinus radiata*, *Syzygium jambos*, *Prunus serotina* y *Salix humboldtiana*, todas con

Fernández, P., Lozano, D., Armijos-Montaña, A., Jumbo, N., Pucha, D. (2026). Evaluación sintomatológica del estado fitosanitario del arbolado urbano de la ciudad de Loja, Ecuador. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 67-89. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2638>

altos niveles de incidencia y síntomas estructurales recurrentes.

Las especies con menor incidencia y mayor estabilidad sanitaria fueron *Caesalpinia spinosa*, *Myrcianthes hallii*, *Castilla elastica*, *Tecoma stans*, *Acnistus arborescens* y *Ficus benjamina*, posicionándolas como alternativas adecuadas para programas de arborización urbana en Loja.

■ AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen a la Dirección de Investigación de la Universidad Nacional de Loja por el financiamiento para el desarrollo de los proyectos 17-DI-FARNR-2021 y 52-DI-FARNR-2025, al personal técnico y al Laboratorio de Sanidad Vegetal de la Carrera de Agronomía, además de los estudiantes de la carrera de Ingeniería Forestal por la recolección de información en campo.

■ CONTRIBUCIÓN DE AUTORES

Conceptualización: PF y DL; Metodología: PF y DL; Análisis formal: DL; Investigación: PF, DL, DP, NJ, AA; Curación de datos: DL y DP; Redacción, preparación del borrador original: PF, DL, DP, NJ, AA; Redacción revisión y edición: PF, NJ, AA; Visualización: AA; Supervisión: PF, DL, NJ. Todos los autores han leído y aceptado la versión publicada del manuscrito. Paulina Fernández: PF. Deicy Lozano: DL. Nohemí Jumbo: NJ. Darwin Pucha: DP. Andrés Armijos Montaña: AA

■ REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Agrios, G. N. (2005). Fitopatología (2ª ed.). Limusa - Grupo Noriega Editores.

Alvidrez-Villarreal, R., Hernández-Castillo, F. D., García-Martínez, O., Mendoza-Villarreal, R., Rodríguez-Herrera, R., & Aguilar-González, C. N. (2010). Metabolitos secundarios en tejido de nogal pecanero dañado por el barrenador ambrosial (*Euplatypus segnis* Chapuis) y hongos asociados. *Revista Agraria – Nueva Época*, 7(1–3), 26–29. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

Alvey, A. A. (2006). Promoting and preserving biodiversity in the urban forest. *Urban Forestry & Urban Greening*, 5(4), 195–201. <https://doi.org/10.1016/j.ufug.2006.09.003>

Alexopoulos, C. J., & Mims, C. W. (1985). Introducción a la micología. Omega.

Araya, C. (2005). Manual de sanidad forestal para técnicos de campo. CATIE.

Arguedas, M. (2007). Hongos y afecciones del follaje en arbolado urbano de San José, Costa Rica. Editorial Universidad Nacional.

Arguedas, M., y Rodríguez, M. (2021). Protección fitosanitaria del arbolado urbano en San José, Costa Rica. *Repertorio Científico*, 24(1). <https://doi.org/10.22458/rc.v24i1.3096>

Barotto, A. J., Monteoliva, S., Gyenge, J. E., & Martínez-Meier, A. (2018). Functional relationships between wood structure and vulnerability to xylem cavitation in races of *Eucalyptus globulus*. *Tree Physiology*, 38(2), 243–254. <https://doi.org/10.1093/treephys/tpx112>

Boa, E. (2008). Guía ilustrada sobre el estado de salud de árboles: reconocimiento e interpretación de síntomas y daños (D. A. Villeda, Trad.). Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). <https://www.fao.org/4/y5041s/y5041s00.pdf>

Bustillo Pardey, A. E., Montes Bazurto, L. G., & Kondo, T. (2015). La escama blanca del cocotero, *Parlagena bennetti* Williams (Hemiptera: Diaspididae), nueva plaga de la palma de aceite y otras plantas en Colombia. En J. L. Jaramillo González (Ed.), *Memorias & Resúmenes Congreso Colombiano de Entomología*, 42 Congreso SOCOLEN (p. 483). Sociedad Colombiana de Entomología – SOCOLEN. https://www.socolen.org.co/files/ugd/040ab7_6b334223a7b940b69a150d4b514039b3.pdf

Castillo Rodríguez, L., y Ferro Cisneros, S. A. (2015). La problemática del diseño con árboles en vías urbanas: “verde con pespuntos negros”. *Arquitectura y Urbanismo*, 36(1), 5–24. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=9901859>

Castillo Reyes, G. S. (2022). Análisis del arbolado y áreas verdes de la zona urbana del cantón Manta [Trabajo de titulación, Universidad Estatal del Sur de Manabí]. Repositorio Institucional UNESUM. <https://repositorio.unesum.edu.ec/handle/53000/4817>

Cibrián, T. D., Sánchez Sámano, J., & Zamudio Valencia, A. (2001). Diagnóstico fitosanitario del Olmo Chino (*Ulmus parvifolia* Jacq.) en la Delegación Iztacalco de la Ciudad de México. <https://revistas.chapingo.mx/forestales/index.php?section=articles&subsec=issues&numero=24&articulo=355>

Coto, D. (2007). Fitopatología forestal: síntomas, causas y diagnóstico de enfermedades de árboles. Universidad de Costa Rica.

- Fernández, P., Lozano, D., Armijos-Montaña, A., Jumbo, N., Pucha, D. (2026). Evaluación sintomatológica del estado fitosanitario del arbolado urbano de la ciudad de Loja, Ecuador. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 67-89. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2638>
- Del-Rosario, E., Espinosa, A., Romero, I., y Sarmiento, A. (2023). Estado fitosanitario de 5 especies arbóreas, en relación al nivel de contaminación por tráfico vehicular. En XIX Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología - APANAC 2023 (pp. 326-333). Asociación Panameña para el Avance de la Ciencia (APANAC). <https://doi.org/10.33412/apanac.2023.3955>
- Dzięgielewska, M., Adamska, I., Mikiciuk, M., Nowak, G., & Ptak, P. (2017). Effects of biotic and abiotic factors on the health of horse chestnut trees in an urban area of north-western Poland. *Ecological Questions*, 27, 25–38. <https://doi.org/10.12775/EQ.2017.025>
- Ferreira-Filho, P. J., Piña-Rodrigues, F., Silva, J., Guerreiro, J. C., Ghiotto, T. C., Piotrowski, I., & Zanuncio, J. C. (2015). The exotic wasp *Megastigmus transvaalensis* (Hymenoptera: Torymidae): First record and damage on the Brazilian peppertree, *Schinus terebinthifolius* drupes, in São Paulo, Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 87, 2091–2095.
- Ferrini, F., & Fini, A. (2011). Urban tree risk assessment: Visual assessment methodology and management implications. *Urban Forestry & Urban Greening*, 10(3), 217–224. <https://doi.org/10.1016/j.ufug.2011.05.002>
- Fortin, M.-J., & Dale, M. R. T. (2005). *Spatial analysis: A guide for ecologists*. Cambridge University Press.
- Garrido Aguilar, L. F., Carvajal Benavides, J. G., Valencia Valenzuela, X. G., Varela Molina, I. E. M., & Cuarán Guerrero, M. J. (2023). Diagnóstico del arbolado urbano en la ciudad de Ibarra, como base para una gestión de arbolado más humano. *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*, 7(2), 5613–5632. https://doi.org/10.37811/cl_rcm.v7i2.5743
- Georgescu, M., Morefield, P. E., Bierwagen, B. G., y Sailor, D. J. (2014). Urban adaptation can roll back warming of emerging megapolitan regions. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 111(8), 2909–2914. <https://doi.org/10.1073/pnas.1322280111>
- Gil-P., Z. N., Bustillo Pardey, A. E., Gómez, D. E., & Marín M., P. (2004). *Corthylus* n. sp. (Coleoptera: Scolytidae), plaga del aliso en la cuenca del río Blanco en Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 30(2), 171–178. <https://doi.org/10.25100/socolen.v30i2.9548>
- Giraldo Aristizábal, C. I., Mera Velasco, Y. A., Rivas Zúñiga, S. C., Muñoz Lara, D. G., Acosta Hílamo, L. M., Pérez Muñoz, N., Villalba Malaver, J. C., y Ordoñez Hoyos, A. E. (2022). Evaluación fitosanitaria de *Juglans neotropica* y *Quercus humboldtii* en arbolado urbano de Popayán-Cauca, Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales*, 46(180). <https://doi.org/10.18257/raccefy.1542>
- Hernández Guanche, L., Hernández Martínez, F. R., & Dago Dueñas, Y. (2022). Organismos nocivos en el arbolado urbano en la ciudad de Pinar del Río, Cuba. *Revista CFOREs*, 10(2), 230–243. <https://cfores.upr.edu.cu/index.php/cfores/article/view/753>
- Hernández Martínez, F. R., Guanche Hernández, L., y Sánchez Acosta, C. (2021). Plagas forestales del arbolado urbano “Reperto Hermanos Cruz”, Pinar del Río, Cuba. *Avances*, 23(2). <https://www.redalyc.org/journal/6378/637869392008/html/>
- Herrera Clavijo, C. A. (2021). Impacto de la interacción hormiga-cochinilla en el arbolado urbano de Colombia [Tesis de Maestría, Universidad Nacional de Colombia]. Repositorio Institucional.
- James, W. C. (1971). An illustrated series of assessment keys for plant diseases, their preparation and usage. *Canadian Plant Disease Survey*, 51(2), 39–65. [https://phytopath.ca/wp-content/uploads/cpds-archive/vol51/CPDS_Vol_51_No_2_\(39-65\)1971.pdf](https://phytopath.ca/wp-content/uploads/cpds-archive/vol51/CPDS_Vol_51_No_2_(39-65)1971.pdf)
- Jim, C. Y. (2005). Monitoring the health and structure of urban trees using ground-based photographic technique. *Arboricultural Journal*, 28(3), 231–247. <https://doi.org/10.1080/03071375.2005.9747472>
- Legendre, P., & Legendre, L. (2012). *Numerical ecology* (3rd ed.). Elsevier.
- Lodh, J., Das, A., & Saha, A. (2020). Impact of air pollution on leaf chlorosis and biochemical attributes of selected roadside tree species. *Environmental Science and Pollution Research*, 27(1), 1162–1174. <https://doi.org/10.1007/s11356-019-06841-2>
- Martínez, R., Preciado, P., Gutiérrez, M., Viveros, A., & Ruiz, D. (2020). Predominance of forest species and association of phytopathogenic fungi in trees of Mexico City. *Biotecnia*, 26(2), 74–82. <https://doi.org/10.18633/biotecnia.v26i2.1350>
- Mendieta, J. (2020). Caracterización climática de la ciudad de Loja. Instituto Nacional de Meteorología e Hidrología.
- Mihai, R. A., Espinoza Caiza, I. A., Melo Heras, E. J., Florescu, L. I., & Catana, R. D. (2023). Comparative assessment of antioxidant activity and functional components of *Chionanthus virginicus* and *Chionanthus pubescens* from the Andean region of Ecuador. *Pharmaceutics*, 15(6), 1676. <https://doi.org/10.3390/pharmaceutics15061676>

- Fernández, P., Lozano, D., Armijos-Montaño, A., Jumbo, N., Pucha, D. (2026). Evaluación sintomatológica del estado fitosanitario del arbolado urbano de la ciudad de Loja, Ecuador. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 67-89. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2638>
- Monteoliva, S., y Cerrillo, R. M. N. (2017). Anatomía y densidad de la madera en *Eucalyptus camaldulensis*, *E. globulus* y *E. grandis* cultivados en Argentina. *Maderas. Ciencia y Tecnología*, 19(1), 3–14. <https://doi.org/10.4067/S0718-221X2017005000001>
- Nowak, D. J., Rowntree, R. A., McPherson, E. G., Sisinni, S. M., Kerkmann, E. R., & Stevens, J. C. (2004). Measuring and analyzing urban tree cover. *Landscape and Urban Planning*, 36(1), 49–57. [https://doi.org/10.1016/S0169-2046\(96\)00324-6](https://doi.org/10.1016/S0169-2046(96)00324-6)
- Paap, T., Smiley, E., & Watson, G. (2017). Guide to urban tree risk assessment and management. International Society of Arboriculture. <https://www.isa-arbor.com>
- Percival, G. C., & Sheriffs, C. N. (2002). Identification of foliar nutrient deficiencies in urban trees: Visual symptoms and tissue analysis. *Arboricultural Journal*, 26(4), 297–318. <https://doi.org/10.1080/03071375.2002.9747323>
- Perilla-Henao, L. M., y Franco-Lara, L. (2014). Especies Arbóreas de las Familias Euphorbiaceae, Pittosporaceae y Salicaceae son Infectadas por ‘CA. Phytoplasma fraxini’ y ‘CA. Phytoplasma asteris’ en Infecciones Mixtas en Bogotá, Colombia. *Revista Facultad De Ciencias Básicas*, 9(2), 248–265. <https://doi.org/10.18359/rfcb.386>
- Pepe, M., Crescente, M. F., & Varone, L. (2022). Effect of water stress on physiological and morphological leaf traits: A comparison among the three widely-spread invasive alien species *Ailanthus altissima*, *Phytolacca americana*, and *Robinia pseudoacacia*. *Plants*, 11(7), 899. <https://doi.org/10.3390/plants11070899>
- Posada, R., y Ramos Montaño, C. (2012). Efecto de la precipitación en la distribución de insectos plaga y síntomas de enfermedades en el arbolado urbano de Bogotá. En *Primer Congreso Latinoamericano de Ecología Urbana* (págs. 1641–1652). Universidad Nacional de General Sarmiento. <https://www.researchgate.net/publication/270451044>
- Pucha-Cofrep, D. A., Lozano, D., Jumbo, N., Fernández, P., Armijos, A., Macas, M. F., Gualán, R., y Merino, B. (2023). Caracterización florística y estructura del arbolado urbano de la ciudad de Loja. *Bosques Latitud Cero*, 13(2), 1–22. <https://doi.org/10.54753/blc.v13i2.1886>
- Raum, S., Collins, C. M., Urquhart, J., Potter, C., Pauleit, S., & Egerer, M. (2023). Tree insect pests and pathogens: A global systematic review of their impacts in urban areas. *Urban Ecosystems*, 26(1), 1–20. <https://doi.org/10.1007/s11252-022-01317-5>
- Reséndiz, J., Gutiérrez, M., Preciado, P., Viveros, A., y Ruiz, D. (2024). Predominancia de especies forestales y asociación de hongos fitopatógenos en árboles de la Ciudad de México. *Biotecnia*, 27(1), 45–53. <https://doi.org/10.18633/biotecnia.v26.2156>
- Romero, A., Pardo Reyes, P. S., Cabrera Verdesoto, R. P., y Cabrera Verdesoto, C. A. (2025). Impacto del arbolado urbano en la calidad del aire de barrios urbanos de la ciudad de Manta, Ecuador. *Revista Científica Multidisciplinaria InvestiGo*, 6(14), 341–353. <https://doi.org/10.56519/5a0p0c34>
- Ruas, R. de B., Costa, L. M. S., & Bered, F. (2022). Urbanization driving changes in plant species and communities – A global view. *Global Ecology and Conservation*, 38, e02243. <https://doi.org/10.1016/j.gecco.2022.e02243>
- Saavedra-Romero, L. de L., Alvarado-Rosales, D., Hernández-de la Rosa, P., Martínez-Trinidad, T., Mora-Aguilera, G., & Villa-Castillo, J. (2016). Condición de copa, indicador de salud en árboles urbanos del Bosque San Juan de Aragón, Ciudad de México. *Maderas y Bosques*, 22(2), 15–27. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=61749306012>
- Salto, E. (2019). Manual técnico de evaluación fitosanitaria en especies arbóreas urbanas. UTA Editorial.
- Saldaña Reyes, M. V., & Vera Balbuca, K. F. (2019). Diagnóstico de plagas y enfermedades presentes en las plantas de la zona urbana de la ciudad de Cuenca [Trabajo de titulación de grado, Universidad Politécnica Salesiana]. Repositorio Institucional UPS. <https://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/18164>
- Samaniego-Gaxiola, J. A., Ramírez-Delgado, M., Pedroza-Sandoval, A., & Nava-Camberos, U. (2008). Asociación entre pudrición texana (*Phymatotrichopsis omnivora*) e insectos barrenadores del nogal (*Carya illinoensis*). *Agricultura Técnica en México*, 34(1), 21–32.
- Sarmiento Rosero, A. J. (2020). Silvicultura urbana como herramienta para el manejo del arbolado en la parroquia Puyo, Cantón Pastaza [Proyecto de innovación para optar al título de Magíster en Silvicultura, Universidad Estatal Amazónica]. Repositorio Institucional. <https://repositorio.uea.edu.ec/handle/123456789/1054>
- Sinclair, W. A., & Lyon, H. H. (2005). Diseases of trees and shrubs (2nd ed.). Cornell University Press.
- Sjöman, H., Hirons, A. D., & Bassuk, N. L. (2012). Urban tree diversity – Taking stock and looking forward. *Urban Forestry & Urban Greening*, 11(4), 383–393. <https://doi.org/10.1016/j.ufug.2012.06.004>

- Fernández, P., Lozano, D., Armijos-Montaña, A., Jumbo, N., Pucha, D. (2026). Evaluación sintomatológica del estado fitosanitario del arbolado urbano de la ciudad de Loja, Ecuador. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 67-89. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2638>
- Tattar, T. A. (1978). *Diseases of shade trees*. Academic Press. (ISBN 978-0-12-684350-7)
- Tello Robles, V. S. (2012). Diagnóstico de las áreas verdes del perímetro urbano de la ciudad de Loja [Tesis de ingeniería, Universidad Técnica Particular de Loja]. Repositorio institucional. <https://dspace.utpl.edu.ec/handle/123456789/2344>
- Thomas, F. M., Rammer, W., & Nikolova, P. S. (2016). Tree responses to urban environmental stressors: A review. *Urban Forestry & Urban Greening*, 17, 104–115. <https://doi.org/10.1016/j.ufug.2016.04.011>
- Tubby, K. V., & Webber, J. F. (2010). Pests and diseases threatening urban trees under a changing climate. *Forestry*, 83(4), 451–459. <https://doi.org/10.1093/forestry/cpq027>
- Urbina, M. (2022). *Fitopatología urbana: causas, síntomas y control*. Editorial Universitaria Nacional.
- Zemek, F., & Pastirčáková, K. (2023). Urban soil compaction and tree vulnerability to pests and pathogens: a review. *Urban Forestry & Urban Greening*, 78, 127762. <https://doi.org/10.1016/j.ufug.2023.127762>.



***AgroBacillus*: Lixiviado de raquis de banano para el manejo agroecológico de *Ralstonia solanacearum* con reducción significativa de la carga bacteriana**

***AgroBacillus*: Banana rachis leachate for the agroecological management of *Ralstonia solanacearum* with significant reduction of bacterial load**

Edison Ramiro Vásquez^{1*} 
Arístides Stavrinouidis-Xenon² 

1. Carrera de Ingeniería Agrícola, Facultad Agropecuaria y de Recursos
Naturales Renovables, Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador

2. Xenon misioneros, Thinos, Grecia

*Autor para correspondencia: edison.vasquez@unl.edu.ec

RECIBIDO: 24/07/2025

ACEPTADO: 11/09/2025

PUBLICADO: 05/01/2026

■ RESUMEN

El moko del banano, causado por *Ralstonia solanacearum* Raza 2, es una de las enfermedades catastróficas que afecta el cultivo de *Musa* spp. Hasta la fecha, no se ha desarrollado un tratamiento efectivo para su erradicación. Esta investigación evaluó la reducción de la carga bacteriana mediante la aplicación de lixiviado de raquis de banano (*AgroBacillus*), caracterizado por su contenido en sustancias húmicas, nutrientes y microorganismos benéficos como *Bacillus subtilis*, en combinación con un tratamiento térmico al suelo. El experimento se desarrolló en el cantón Vinces, Ecuador (Hacienda San Antonio), bajo un esquema bifactorial en un diseño completamente al azar con tres repeticiones, considerando dos niveles de quema (2 y 4 horas) y dos dosis de lixiviado aplicadas de manera gradual durante 90 días (de 7,5 a 2,5 L y de 10,0 a 5,0 L). Los resultados evidenciaron efectos significativos ($p < 0,05$) tanto para las dosis de *AgroBacillus* como para la interacción entre los factores. El tratamiento térmico de cuatro horas combinado con la dosis de 10,0 L reducida a 5,0 L fue el más eficaz, al disminuir la población de *R. solanacearum* a 90 UFC/g de suelo, lo que representa una reducción del 74 %. Estos hallazgos confirman que *AgroBacillus*, utilizado como biofertilizante, en sinergia con un tratamiento térmico, constituye una alternativa agroecológica eficaz y sostenible para el manejo integrado del moko del banano. Su aplicación no solo reduce la carga bacteriana del patógeno, sino que también favorece la valorización de residuos agrícolas y contribuye a mejorar la salud del suelo.

Palabras clave: *Bacillus subtilis*, biofertilizantes, moko del banano, residuos agrícolas, sustancias húmicas.



■ ABSTRACT

Banana moko, caused by *Ralstonia solanacearum* Race 2, is one of the most devastating diseases affecting *Musa* spp., for which no curative treatment is currently available. This study evaluated the reduction of bacterial load through the application of *AgroBacillus*, characterized by its content of humic substances, nutrients, and beneficial bacteria such as *Bacillus subtilis*, in combination with soil thermal treatment. The experiment was conducted in Vinces, Ecuador (Hacienda San Antonio), under a completely randomized bifactorial design with three replications. Two heating levels (2 and 4 hours) and two leachate doses applied gradually over 90 days (from 7.5 to 2.5 L and from 10.0 to 5.0 L) were tested. Results showed significant effects ($p < 0.05$) for both the leachate doses and the interaction between factors. The treatment consisting of 4 hours of soil heating combined with the 10.0 L dose reduced to 5.0 L proved to be the most effective approach, achieving a 74 % reduction, with populations decreasing to 90 CFU/g of soil. These findings confirm that *AgroBacillus*, used as a biofertilizer in synergy with thermal treatment, represents an effective and sustainable agroecological alternative for the integrated management of banana moko. Its application not only reduces the pathogen's bacterial load but also promotes the valorization of agricultural residues and contributes to improving soil health.

Keywords: *Bacillus subtilis*, biofertilizers, banana moko, agricultural residues, humic substances

■ INTRODUCCIÓN

El uso intensivo de agroquímicos en sistemas agrícolas tropicales ha generado efectos negativos como pérdida de biodiversidad, degradación del suelo y contaminación de fuentes hídricas (FAO, 2012; Cárdenas-Calvachi & Sánchez-Ortíz, 2013; Vivas-Cedeño et al., 2022; Khan et al., 2022). Estos impactos están directamente asociados al desequilibrio de comunidades microbianas edáficas, lo que favorece la proliferación de patógenos como *Ralstonia solanacearum* Raza 2, agente causal del moko del banano (Villarreal-Delgado et al., 2018; Yáñez-Guzmán, Pérez-Martínez & Grijalva-Endara, 2021; Saquicela-Cruz et al., 2023).

Como alternativa a este modelo productivo, la agroecología promueve sistemas resilientes mediante la conservación de la agrobiodiversidad, el reciclaje de nutrientes y el aprovechamiento de residuos orgánicos (Glick, 2012; Alzate-Acevedo et al., 2021). En este marco, la aplicación de bioinsumos derivados de subproductos agrícolas

ha mostrado efectos positivos: incremento de más del 40 % en la biomasa microbiana del suelo, mayor disponibilidad de nutrientes y reducción del uso de fertilizantes sintéticos en hasta un 30 % (López-Gutiérrez et al., 2012).

En el caso de Ecuador, principal exportador mundial de banano, se generan más de 4 millones de toneladas anuales de biomasa residual, equivalente al 60 % (Alzate-Acevedo et al., 2021), de las cuales el raquis constituye uno de los subproductos más abundantes y menos aprovechados (Chávez-Estudillo et al., 2017). Este tejido vegetal se caracteriza por su riqueza en potasio (4 800 a 7 500 mg/L), nitrógeno (205 a 392 mg/L), fósforo (124 a 131 mg/L), además de ácidos húmicos y compuestos fenólicos con reconocida actividad antimicrobiana (Blanco et al., 2013; Andrade-Quinones, Hidalgo & Herrera, 2019; Fonseca et al., 2024). A nivel microbiológico, el lixiviado de raquis alberga comunidades dominadas por *Bacillus* spp., cuya presencia lo convierte en un sustrato natural con propiedades biofertilizantes y de biocontrol (Pedraza et al., 2020).

Estudios internacionales señalan que el lixiviado de raquis, incluso sin enriquecimiento, puede reducir la población de *R. solanacearum* en suelos contaminados hasta en un 32 % (Arenas et al., 2004). Este efecto se atribuye tanto a compuestos fenólicos y metabolitos secundarios presentes en el lixiviado, como a la acción de bacterias antagonicas como *Bacillus subtilis* (Yáñez-Guzmán et al., 2021; Parra-Cota et al., 2024). A su vez, experiencias con enriquecimiento microbiano han demostrado que la incorporación de *Trichoderma harzianum*, *B. subtilis* o consorcios de microorganismos eficientes (EM) potencia las propiedades biofertilizantes y el efecto de supresión de patógenos (González-León et al., 2022; Tanaka et al., 2024).

En este contexto, el presente estudio evaluó la reducción de la carga bacteriana de *Ralstonia solanacearum* Raza 2 mediante la aplicación combinada de un tratamiento térmico al suelo y *AgroBacillus* (lixiviado de raquis de banano), con énfasis en el papel de *Bacillus subtilis* como agente antagonista. La investigación busca aportar evidencia empírica para el manejo agroecológico del moko del banano, promoviendo el aprovechamiento de residuos agrícolas y la mejora de la salud del suelo en sistemas de producción sostenible.

■ MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El experimento se realizó en la Hacienda San Antonio (Figura 1), ubicada en la parroquia Antonio Sotomayor, cantón Vinces, provincia de Los Ríos, Ecuador. Las coordenadas geográficas son UTM 9 824 448,38 N y 636 634,75 E, a una altitud de 14 m s.n.m. La zona presenta un clima tropical húmedo, con temperatura media anual de 26 °C, precipitaciones entre 2 000 y 3 000 mm y humedad relativa promedio del 85 %. Los suelos son de textura arcillo-limosa, con buen drenaje, adecuados para el cultivo de musáceas (*Musa* spp.), variedad Cavendish valery (INIAP, 2023).

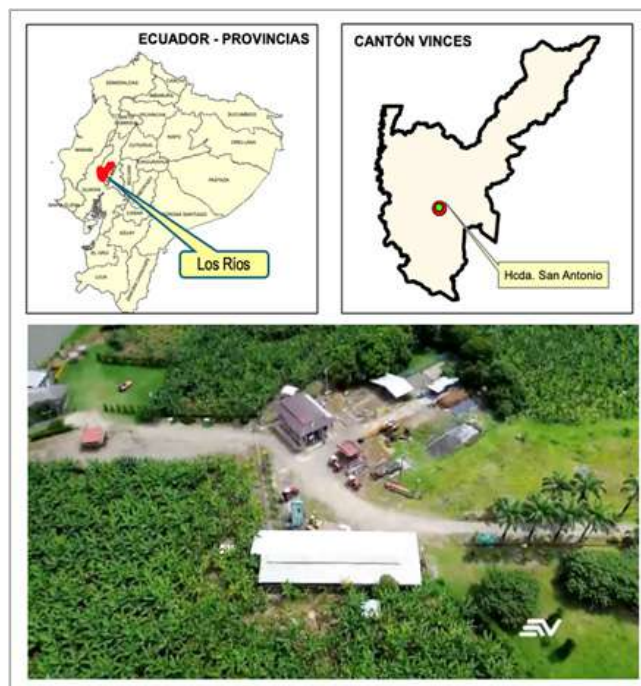


Figura 1. Hacienda San Antonio, parroquia Antonio Sotomayor, cantón Vinces.

Diagnóstico de la enfermedad y manejo fitosanitario

El área experimental posee antecedentes confirmados de infecciones por *Ralstonia solanacearum* Raza 2, reportados por el INIAP (2023). La identificación de plantas afectadas con moko se efectuó mediante inspección visual en campo bajo condiciones de bioseguridad, siguiendo el protocolo oficial del Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG, 2022). El personal técnico empleó indumentaria esterilizada tipo quirúrgico, incluidos guantes y calzado de protección. La presencia de la enfermedad fue confirmada por síntomas característicos en pseudotallo y fruto, como decoloraciones vasculares lineales y circulares (Figura 2), además de una prueba rápida inmunocromatográfica (ImmunoStrip®), con tiempo de lectura de 5 minutos y sensibilidad del 95 %.

Las plantas diagnosticadas fueron eliminadas siguiendo el protocolo fitosanitario: pseudotallo y raíces fueron extraídas, embolsados y trasladados a una estructura de descomposición controlada de 2,0 m³, donde se aplicó cloro al 10 % para acelerar la degradación (MAG, 2022).



Figura 2. Síntomas de *Ralstonia solanacearum*: decoloraciones vasculares en pseudotallo y fruto.

Diseño experimental

Se empleó un diseño completamente al azar con arreglo bifactorial y tres repeticiones. Los factores fueron:

Factor A (Tratamiento térmico del suelo):

- f_1 : 2 horas de quema en un solo día.
- f_2 : 4 horas de quema distribuidas en dos días.

El tratamiento térmico se aplicó con cuatro lanzallamas alimentados por GLP (Gas Licuado de Petróleo), alcanzando temperaturas de 1 500 a 1 700 °C (Figura 3). Posteriormente, se removió una capa superficial de 20 a 30 mm, que fue desplazada hacia el perímetro del área de tratamiento (círculo de 6,0 m de diámetro).

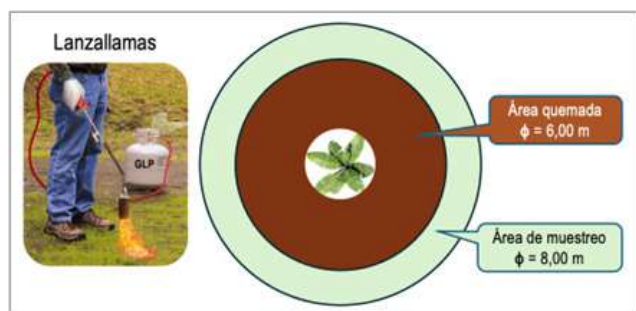


Figura 3. Área tratada térmicamente y muestreo de suelo infectado.

Factor B (Lixiviado de raquis de banano):

- r_1 : Dosis inicial de 7,5 L, reducida progresivamente a 2,5 L en 90 días.
- r_2 : Dosis inicial de 10,0 L, reducida progresivamente a 5,0 L en 90 días.

La aplicación se realizó durante un periodo de 90 días (Figura 4) mediante aspersión manual tipo abanico sobre una superficie circular de 8,0 m de diámetro empleando mochilas de aspersión con boquilla cónica.

Elaboración y caracterización del AgroBacillus

El *AgroBacillus* se obtuvo a partir de raquis frescos, procesados mecánicamente y sometidos a descomposición aeróbica (temperatura máxima de 60 a 80 °C) controlada durante 60 días en condiciones de temperatura de 25 a 40 °C y pH inicial de 6,5 a 7,0 y enriquecido con bacterias *Bacillus subtilis*. Durante el proceso se recirculó el lixiviado colectado dos veces por semana para acelerar la fermentación.

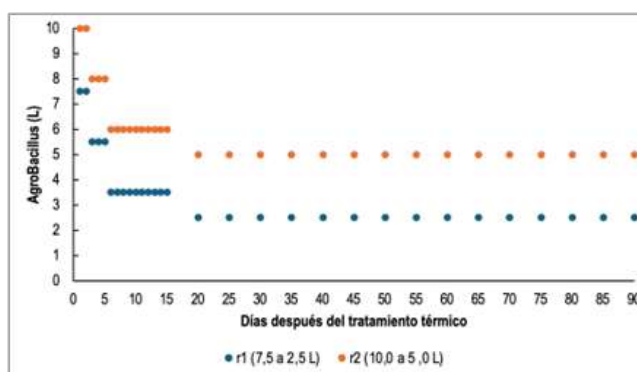


Figura 4. Aplicación de *AgroBacillus*.

Muestreo y análisis microbiológico

Cada 15 días, durante un periodo de 60 días, se recolectaron muestras compuestas de suelo de 500 g por parcela experimental, obtenidas a partir de cinco submuestras recolectadas al azar a una profundidad de 15 a 20 cm mediante barreno manual. Este procedimiento correspondió a un muestreo compuesto aleatorio estratificado, el cual permitió obtener una muestra representativa de cada unidad experimental. Las muestras fueron

homogenizadas y trasladadas al laboratorio en condiciones de bioseguridad para su análisis microbiológico.

Las muestras fueron analizadas en el Laboratorio de Sanidad Vegetal de la Universidad Nacional de Loja. Se emplearon medios selectivos SMSA (*Selective Medium South Africa*) y técnicas de conteo de unidades formadoras de colonias (UFC/g) para cuantificar la población de *Ralstonia solanacearum* (Elphinstone et al., 1996).

Análisis estadístico

Los datos de reducción de la carga bacteriana fueron sometidos a análisis de varianza para un diseño factorial. Cuando se detectaron diferencias significativas, se aplicó la prueba de comparación múltiple de Duncan ($\alpha = 0,05$). El análisis se realizó con el *software* estadístico *InfoStat* versión estudiantil.

■ RESULTADOS

Caracterización del *AgroBacillus*

El *AgroBacillus* (Tabla 1) presentó un pH de 5,3 y una elevada concentración de potasio (14 000 mg/L), nitrógeno (245 mg/L) y fósforo (183 mg/L). El análisis microbiológico (Tabla 2) mostró predominancia de bacterias Gram positivas del género *Bacillus*, particularmente *B. subtilis*, reconocidas por su efecto antagonista frente a patógenos del suelo (Khan et al., 2022; Parra-Cota et al., 2024).

Reducción de la carga bacteriana

La población de *Ralstonia solanacearum* en el suelo mostró diferencias significativas ($p < 0,05$) entre tratamientos térmicos y dosis de *AgroBacillus*, así como en su interacción (Tabla 3). El tratamiento con 4 horas de quema distribuidas en dos días con aplicación de 10,0 L reducidos progresivamente a 5,0 L de *AgroBacillus*, presentó la mayor efectividad, alcanzando una reducción del 74 %, equivalente a 90 UFC/g de suelo al final de los 60 días de evaluación (Figura 5).

En contraste, el tratamiento térmico de 2 horas con *AgroBacillus* de 7,5 L reducidos progresivamente a 2,5 L mostró la menor efectividad (reducción de 48 %). La prueba de Duncan ($\alpha = 0,05$) permitió agrupar los tratamientos en diferentes categorías estadísticas, señaladas con letras distintas en las figuras: tratamientos que comparten la misma letra no difieren significativamente entre sí (Tabla 3).

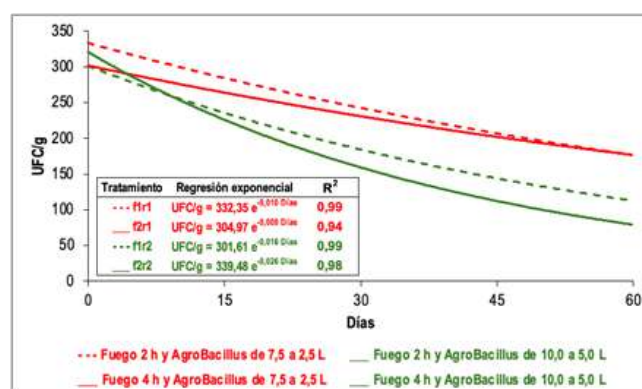


Figura 5. Reducción exponencial de *Ralstonia solanacearum* en el suelo.

Comportamiento en el tiempo

La dinámica de reducción bacteriana evidenció una tendencia descendente exponencial ($R^2 > 0,94$) a lo largo de los muestreos quincenales (Figura 5). Durante los primeros 15 días, los tratamientos que combinaron calor y *AgroBacillus* presentaron una mayor disminución de UFC/g, especialmente con 4 horas de exposición al fuego, alcanzando pendientes más pronunciadas. En contraste, los tratamientos con menor tiempo de calor mostraron una reducción más lenta, manteniendo valores más elevados de la población bacteriana a lo largo del ensayo.

Interacción tratamiento térmico - *AgroBacillus*

La combinación de 4 horas de quema y 10,0 L reducidos a 5,0 L de *AgroBacillus* generó condiciones favorables para la supresión de *R. solanacearum*, al reducir la población inicial del patógeno y, simultáneamente, favorecer la colonización del suelo por microorganismos benéficos presentes en el lixiviado. Esta sinergia

se reflejó en reducción de 74 %, significativamente más altas que las observadas en tratamientos aplicados de forma individual (Figura 6).

Tabla 1. Análisis químico del *AgroBacillus* elaborado en Vines, Provincia de los Ríos

pH	mg/L									
	N	P	K	Ca	Mg	S	B	Fe	Mn	Zn
5,3	245	183	14000	54	32	71	1,1	4,2	2,2	0,3

Fuente: Laboratorio de Alemania, 2021

Tabla 3. Efecto de los tratamientos térmicos y *AgroBacillus* sobre la población de *Ralstonia solanacearum* en suelo.

Tratamiento	Descripción	UFC/g		Reducción %	G. Estadístico Duncan ($\alpha = 0,05$)
		Inicial	Final		
f1r1	2 horas de quema + <i>AgroBacillus</i> 7,5 L a 2,5 L	330	172	48	a
f1r2	2 horas de quema + <i>AgroBacillus</i> 10,0 L a 5,0 L	301	109	64	b
f2r1	4 horas de quema + <i>AgroBacillus</i> 7,5 L a 2,5 L	304	185	39	a
f2r2	4 horas de quema + <i>AgroBacillus</i> 10,0 L a 5,0 L	343	90	74	c

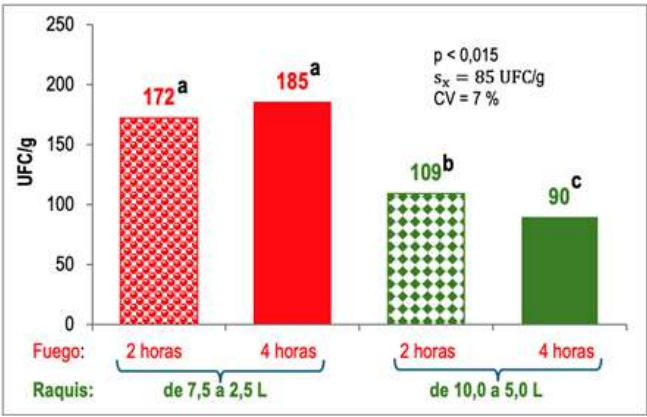


Figura 6. Recuento de *R. Solanacearum* para la interacción tratamiento térmico por *AgroBacillus*

■ DISCUSIÓN

Caracterización del *AgroBacillus*

El *AgroBacillus* utilizado (Tabla 1) presentó un pH ácido (5,3) y elevadas concentraciones de potasio, nitrógeno y fósforo, lo que explica su acción como biofertilizante. El aislamiento microbiológico (Tabla 2) evidenció la predominancia de *B. subtilis*, reconocida por la producción de metabolitos antimicrobianos (iturina, fengicina, bacitracina)

Tabla 2. Aislamiento bacteriano mediante tinción de Gram

Colonia	Color	Morfología	Identificación
Colonia 1	Amarillo	Cocos, Gram +	<i>Bacillus</i> spp.
Colonia 2	Crema	Cocos, Gram +	<i>Bacillus</i> spp.
Colonia 3	Blanca	Cocos, Gram +	<i>Bacillus</i> spp.

Fuente. Laboratorio de Sanidad Vegetal, Universidad Nacional de Loja, junio, 2024

y su capacidad para inducir resistencia sistémica en plantas (Miljaković & Balešević-Tubić, 2020; Khan et al., 2022; Parra-Cota et al., 2024). En consecuencia, la reducción de *R. solanacearum* observada puede atribuirse tanto a la acción directa de estos compuestos antibacterianos como a la competencia ejercida por rizo bacterias benéficas.

Reducción de la carga bacteriana

El tratamiento combinado de 4 h de quema y 10 L reducidos a 5 L de *AgroBacillus* alcanzó una reducción del 74 % (90 UFC/g de suelo), superando lo reportado en estudios internacionales donde lixiviados no enriquecidos disminuyeron la población de *R. solanacearum* en un 32 % (Arenas et al., 2004). Esta diferencia confirma la sinergia entre el efecto térmico y el lixiviado, que no solo reduce la carga inicial del patógeno, sino que también favorece condiciones edáficas propicias para la colonización de microorganismos benéficos como *Bacillus subtilis* y actinomicetos (Pedraza et al., 2020; Yáñez-Guzmán et al., 2021; Fonseca et al., 2024; Ali et al., 2025). De manera similar, en cultivos como tomate, lechuga y pimiento, el uso

Vásquez, E., Stavrinoudis-Xenon, A. (2026). Reducción de la Carga Bacteriana de *Ralstonia solanacearum* mediante Lixiviado de Banano con Potencial Bactericida. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 90-98. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2532>

de lixiviados ha demostrado mejorar la estructura y funcionalidad biológica del suelo (Cordero-Rojas, 2023; Ortiz-Villavicencio, 2023).

Comparación con otros estudios

El efecto supresor del calor coincide con lo señalado por Bonanomi et al. (2008) y Speranza et al. (2020), quienes destacan la influencia de la temperatura y la duración de la exposición en la inactivación de patógenos edáficos. Asimismo, la interacción tratamiento térmico-*AgroBacillus* concuerda con Caicedo et al. (2020) y Vásquez et al. (2025), quienes documentaron un mejor desarrollo radicular y menor incidencia de enfermedades tras aplicar bioinoculantes en hortalizas, café y tomate.

Perspectiva agroecológica

Desde una visión agroecológica, la combinación de tratamientos térmicos y *AgroBacillus* constituye una estrategia sostenible y de bajo impacto ambiental, ya que aprovecha residuos agrícolas, disminuye la dependencia de agroquímicos sintéticos y fortalece la capacidad supresiva del suelo (FAO, 2012; Parra-Cota et al., 2024; Vásquez et al., 2024). Estos resultados refuerzan el potencial del lixiviado como bioinsumo multifuncional, al integrar propiedades biofertilizantes, bioestimulantes y de biocontrol.

CONCLUSIONES

El tratamiento térmico de 4 horas, combinado con *AgroBacillus* en dosis de 10,0 L reducidos a 5,0 L, logró la mayor reducción de *Ralstonia solanacearum* Raza 2 (74 %), superando significativamente los tratamientos individuales.

La eficacia observada se explica por la sinergia entre el calor y los microorganismos benéficos presentes en el *AgroBacillus*, principalmente *Bacillus subtilis*, que favorecen la supresión del patógeno y la recuperación de la microbiota edáfica.

Los resultados confirman que el uso integrado de *AgroBacillus* y tratamiento térmico constituye una alternativa agroecológica viable para el manejo del

moko del banano, contribuyendo a la valorización de residuos agrícolas y a la sostenibilidad de los sistemas productivos.

AGRADECIMIENTO

De manera especial a Don Fernando Coello, Técnico especialista en banano con 35 años de experiencia y propietario de la Hacienda San Antonio, donde se desarrolló el experimento.

CONTRIBUCIÓN DE AUTORES

E.R.V.: Conceptualización, Investigación, Metodología, Análisis formal, Curación de datos, Escritura y Supervisión; A.S.X.: Conceptualización, Investigación, Metodología.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ali, D. F. I., El-Nahrawy, S., El-Zawawy, H. A. H., & Omara, A. E. (2025). Effective applications of *Bacillus subtilis* and *B. amyloliquefaciens* as biocontrol agents of damping-off disease and biostimulation of tomato plants. *Stresses*, 5(1), Article 1. <https://surl.li/vghsgu>
- Alzate-Acevedo, S., Díaz Carrillo, Á. J., Flórez-López, E., & Grande-Tovar, C. D. (2021). Recovery of Banana Waste-Loss from Production and Processing: A Contribution to a Circular Economy. *Molecules* (Basel, Switzerland), 26(17), 5282. <https://surl.li/hlroury>
- Andrade-Quñones, Y. P., Hidalgo-Nieto, A. M., & Herrera-Baquero, C. A. (2019). Caracterización de lixiviados generados del raquis de plátano (*Musaceae paradisiaca* L.). *Revista Sistemas de Producción Agroecológicos*, 10(1), 18–47. <https://surl.li/ccdfslip>
- Arenas, A., López, D., Álvarez, E., Llano, G., & Loke, J. (2004). Efecto de prácticas ecológicas sobre la población de *Ralstonia solanacearum* Smith, causante de moko de plátano. *Fitopatología Colombiana*, 28(2), 76–80. <https://lc.cx/SzAJWU>
- Blanco, G., Linares, B., Hernández, J. M., Rincón, A., Ortega, R., Medina, E., Hernández, L., & Morillo, J. (2013). Caracterización química de lixiviados de pseudotallos y láminas foliares

- Vásquez, E., Stavrinoudis-Xenon, A. (2026). Reducción de la Carga Bacteriana de *Ralstonia solanacearum* mediante Lixiviado de Banano con Potencial Bactericida. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 90-98. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2532>
- de plátano «Hartón» en el estado Yaracuy. *Agronomía Tropical*, 63(3-4), 121-134. <https://n9.cl/gwihr7>
- Bonanomi, G., Chiurazzi, M., Caporaso, S., Del Sorbo, G., Moschetti, G., & Felice, S. (2008). Soil solarization with biodegradable materials and its impact on soil microbial communities. *Soil Biology and Biochemistry*, 40(8), 1989-1998. <https://surl.lu/zkplfh>
- Caicedo, W., Viáfara, D., Pérez, M., Alves-Ferreira, F. N., Rubio, G., Yanza, R., Caicedo, L., Valle, S., & Motta-Ferreira, W. (2020). Características químicas del ensilado de raquis de plátano (*Musa paradisiaca*) y banano orito (*Musa acuminata* AA) tratado con suero de leche y urea. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 31(4), e19035. <https://surl.lu/ijccre>
- Cárdenas-Calvachi, G. L., & Sánchez Ortiz, I. A. (2013). Nitrógeno en aguas residuales: Orígenes, efectos y mecanismos de remoción para preservar el ambiente y la salud pública. *Universidad y Salud*, 15(1), 72-88. <https://n9.cl/4ajc4>
- Chávez-Estudillo, V., Valencia-Ordoñez, A., Córdova-Nieto, C., Flores-Estevéz, N., Jarillo-Rodríguez, J., & Noa-Carrazana, J. C. (2017). Lixiviados de raquis de plátano: Obtención y usos potenciales. *Cuadernos de Biodiversidad*, 53, Article 53. <https://surl.li/znixza>
- Ortiz-Rojas, F. K. (2023). Producción agroecológica de lechuga (*Lactuca sativa* L.) y pimiento (*Capsicum annum* L.) con la aplicación de biofertilizantes resultado de la simbiosis *Azolla-Anabaena* y lixiviado de raquis de banano [Tesis de maestría, Universidad Nacional de Loja]. Repositorio UNL. <https://n9.cl/wl6fr>
- Elphinstone, J. G., Hennessey, J., Wilson, J. K., & Stead, D. E. (1996). Sensitivity of different methods for the detection of *Ralstonia solanacearum* in potato tuber extracts. *EPPO Bulletin*, 26(3-4), 663-678. <https://surl.li/tgsewc>
- FAO. (2012). El estado de los recursos de tierras y aguas del mundo para la alimentación y la agricultura. Mundi-Prensa. <https://n9.cl/3te9e>
- Fonseca, J. S., Souza, T. A. F., Oliveira, A. R. M., Oliveira, F. F. M., Rocha, C. S., & Lopes, C. A. (2024). Amazonian bacteria from river sediments as a biocontrol agent against *Ralstonia solanacearum*. *Microorganisms*, 12(7), 1364. <https://surl.li/jrhmsm>
- Glick, B. R. (2012). Plant growth-promoting bacteria: Mechanisms and applications. *Scientifica*, 2012, 963401. <https://n9.cl/6dk3o7>
- González-León, Y., Ortega-Bernal, J., Anducho-Reyes, M. A., & Mercado-Flores, Y. (2022). *Bacillus subtilis* y *Trichoderma*: Características generales y su aplicación en la agricultura. *TIP. Revista especializada en ciencias químico-biológicas*, 25, e520. Epub 26 de junio de 2023. <https://surli.cc/cuqsbb>
- Gutiérrez-Cedillo, J. G., Aguilera-Gómez, L. I., & González-Esquivel, C. E. (2008). Agroecología y sustentabilidad. *Convergencia*, 15(46), 51-87. <https://n9.cl/ur8o5>
- INIAP. (2023). Sintomatología y reconocimiento del moko (*Ralstonia solanacearum* Raza 2) en musáceas. <https://n9.cl/265yc>
- Khan, A. R., Mustafa, A., Hyder, S., Valipour, M., Rizvi, Z. F., Gondal, A. S., Yousuf, Z., Iqbal, R., & Daraz, U. (2022). *Bacillus* spp. as bioagents: Uses and application for sustainable agriculture. *Biology*, 11(12), Article 1763. <https://surl.li/ddsmzj>
- Miljaković, D., Marinković, J., & Balešević-Tubić, S. (2020). The Significance of *Bacillus* spp. In Disease Suppression and Growth Promotion of Field and Vegetable Crops. *Microorganisms*, 8(7), 1037. <https://surli.cc/nwgoon>
- Ortiz-Villavicencio, H. A. (2023). Producción agroecológica de lechuga (*Lactuca sativa* L.) en condiciones hidropónicas con la aplicación de biofertilizantes resultado de la simbiosis *Azolla-Anabaena* y lixiviado de raquis de banano [Tesis de maestría, Universidad Nacional de Loja]. Repositorio UNL. <https://n9.cl/wtnh22>
- Parra-Cota, F. I., Bruno, I., García-Montelongo, M., González-Villarreal, S., Villarreal-Delgado, M. F., Córdova-Albores, L. C., Escalante-Beltrán, A., & de los Santos-Villalobos, S. (2024). El género *Bacillus* como agente de control biológico de plagas y patógenos para una agricultura sostenible. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 42(4), 39. <https://surli.cc/mfyfex>

- Vásquez, E., Stavrinoudis-Xenon, A. (2026). Reducción de la Carga Bacteriana de *Ralstonia solanacearum* mediante Lixiviado de Banano con Potencial Bactericida. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 90-98. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2532>
- Pedraza, L. A., López, C. E., & Uribe-Vélez, D. (2020). Mecanismo de acción de *Bacillus* spp. (Bacillaceae) contra microorganismos fitopatógenos durante su interacción con plantas. *Acta Biológica Colombiana*, 25(1), 112–125. <https://n9.cl/fqot5>
- Saquicela-Cruz, P. S., Romanova, E. V., Guamán-Guamán, R. N., Ulloa-Cortázar, S. M., & Villavicencio-Abril, A. F.. (2023). Caracterización morfológica y bioquímica de *Ralstonia solanacearum* raza 2, bacteria patógena en cultivos de banano y plátano en El Carmen, Manabí, Ecuador. *Siembra*, 10(1), e4305. <https://lc.cx/QryuoT>
- Speranza, P., Ceccherini, M. T., Memoli, V., Maisto, G., Pietramellara, G., Barile, R., & De Marco, A. (2020). Effects of different vegetation types on burnt soil properties and microbial communities. *International Journal of Wildland Fire*, 29(8), 628–636. <https://surl.li/qlkaf>
- Tanaka, E., Umeki, D., Kido, S., Makishima, R., Tamaki, Y., Murakami, T., Fujiwara, M., & Saijo, Y. (2024). Biocontrol of bacterial wilt disease using plant-associated bacterial communities in tomato. *bioRxiv*, 2024.09.14.613082. <https://surl.li/oxhlye>
- Vásquez, E., Abad-Calva, G., & Moreno-Cruz, J. (2025). Impacto del lixiviado de raquis de banano en el cultivo de lechuga. *Bosques Latitud Cero*, 15(1), 81-91. <https://surl.li/sbgdyc>
- Vasques, N. C., Oliveira, A. C., de Souza, P. R., & Rodrigues, F. A. (2024). Increasing application of multifunctional *Bacillus* for plant disease suppression and growth promotion: Insights from siderophore-producing *Bacillus subtilis* against *Ralstonia solanacearum* in tomato. *Agronomy*, 14(8), 1654. <https://surl.li/lbhnda>
- Vivas-Cedeño, J. S.; González-Dávila, R. P.; López-Mejía, F. X.; Tacuri-Troya, E. T. & Palacios-Alcívar, E. E. (2022). Manejo integral de la producción de plátano. Informe técnico sobre bioestimulantes, lixiviado de raquis y *Trichoderma*. Mawil. <https://surl.li/dlxzjk>

Inducción de estructuras callogénicas en explantes *in vitro* y *ex vitro* de *Cinchona officinalis* L

Induction of callogenic structures in *in vitro* and *ex vitro* explants of *Cinchona officinalis* L

Andrés Armijos-Montaña^{1,2} 

Marcia Manchay-Loaiza^{1,2*} 

Magaly Yaguana-Arévalo² 

1. Carrera de Ingeniería Forestal, Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador

2. Laboratorio de Micropropagación Vegetal, Universidad Nacional de Loja,
Loja Ecuador

*Autor para correspondencia: marcia.manchay@unl.edu.ec

RECIBIDO: 24/10/2025

ACEPTADO: 18/12/2025

PUBLICADO: 05/01/2026

■ RESUMEN

Cinchona officinalis L., especie emblemática del sur del Ecuador sobreexplotada históricamente y con baja capacidad de regeneración natural, fue objeto del presente estudio en donde se evaluó la desinfección de material vegetal *ex vitro* (invernadero) y, la interacción de auxinas y citoquininas para inducir estructuras callogénicas con material *in vitro* y *ex vitro*. En ambos casos se aplicó un diseño completamente al azar. En la primera fase se probó cuatro concentraciones de NaClO (10-15-20-25 % por 10 minutos), los resultados de mayor control de contaminación fueron con el T3 y T4 con 93 % y 80 % de eficiencia respectivamente, la fenolización del T3 fue del 80 %. En la segunda fase se evaluaron cinco tratamientos de ANA/KIN (0-10 mg L⁻¹ ANA + 0-0.5 mg L⁻¹ KIN) para la obtención de estructuras callogénicas, se inoculó explantes de 1 cm de nervadura central/hojas, se incubaron en oscuridad total por 90 días; los resultados mostraron ser superiores en T1-T4 (76-100 %) con relación al 13-33 % obtenido a partir de material *ex vitro*, la contaminación fue nula (excepto 7 % en T3) en *in vitro*, frente al 60-80 % en *ex vitro*, la rizogénesis en T3-T4 (46-70 raíces/callos *in vitro* vs. 28-33 *ex vitro*). La fenolización elevada (72 % *in vitro*, 92 % *ex vitro*), identificándose como barrera crítica. Se demostró que la combinación de NaClO al 20 %, antioxidantes y balance ANA/KIN (5-10 + 0,5 mg L⁻¹) en *vitroplantas* es eficiente para estimular la callogénesis y micropropagación de cinchona.

Palabras clave: *Cinchona officinalis*, desinfección, callogénesis, micropropagación.

■ ABSTRACT

Cinchona officinalis L., an emblematic species of southern Ecuador that has been historically overexploited and has a low capacity for natural regeneration, was the subject of this study. The study evaluated the disinfection of plant material *ex vitro* (greenhouse) and the interaction of auxins and cytokinins to induce callus-forming structures using both *in vitro* (laboratory) and *ex vitro* material. A completely randomized design was used in both cases. The first phase tested four concentrations of NaClO (10, 15, 20, and 25

% for 10 minutes). The greatest contamination control results were obtained with T3 and T4, with 93 % and 80 % efficiency, respectively. The phenolization rate of T3 was 80 %. In the second phase, five NAA/KIN treatments (0-10 mg L⁻¹ NAA + 0-0.5 mg L⁻¹ KIN) were evaluated for obtaining callus-forming structures. Explants with 1 cm midribs/leaves were inoculated and incubated in total darkness for 90 days. The results showed superiority in T1-T4 (76-100 %) compared to the 13-33 % obtained from *ex vitro* material. Contamination was negligible (except for 7 % in T3) *in vitro*, versus 60-80 % *ex vitro*. Rhizogenesis was higher in T3-T4 (46-70 roots/callus *in vitro* vs. 28-33 *ex vitro*). High phenolic content (72 % *in vitro*, 92 % *ex vitro*) was identified as a critical barrier. The combination of 20 % NaClO, antioxidants, and a balanced NAA/KIN ratio (5–10 ± 0.5 mg L⁻¹) *in vitro* plantlets was shown to be effective in stimulating callus formation and micropropagation of cinchona.

Keywords: *Cinchona officinalis*, disinfection, callus formation, micropropagation.

■ INTRODUCCIÓN

Cinchona officinalis L., especie es una representativa de los valles de Loja, distribuida entre zonas tropicales y ecuatoriales (700 y 2900 m s.n.m.) (Garmendia, 2005). Conocida como cascarilla o quina, posee un valor histórico por sus alcaloides presentes en su corteza y raíz (quinidina y quinina), compuestos químicos utilizados históricamente en el tratamiento de la malaria y el paludismo (Arbizu et al., 2021; Medina y Catari, 2022; Parveen et al., 2024). La intensa explotación a la que fue sometida ocasionó impactos severos sobre sus poblaciones naturales, que actualmente presentan bajas tasas de regeneración natural (Eras-Guamán et al., 2020), y se restringen a relictos boscosos dispersos (Caraguay et al., 2016; González et al., 2018), generalmente ubicados en lugares irregulares con acceso limitado y suelos degradados (López, 2016; Romero, 2015). A pesar de su capacidad de producir semillas, sus bajos niveles de germinación mediante métodos de propagación tradicionales han mostrado ser ineficientes para la producción masiva (Serrano et al., 2019; Sánchez et al., 2023).

Ante ello, la biotecnología mediante el cultivo de tejidos vegetales se presenta como una alternativa clave para restablecer la funcionalidad ecológica y conservación de especies amenazadas como la cascarilla (López, 2019; Oran et al., 2022). La obtención de plántulas en menor tiempo, libres de patógenos representa una estrategia fundamental (Duque, 2010; Levitus et al., 2010). No obstante, en

la organogénesis indirecta es necesario establecer protocolos que minimicen la variación somaclonal y aseguren una adecuada formación de las estructuras callogénicas (Armijos-González et al., 2021). Además, el éxito de estas técnicas depende del establecimiento de condiciones asépticas rigurosas especialmente cuando el material vegetal ha estado expuesto o almacenado por periodos prolongados, incrementando la carga endofítica y la oxidación fenólica, dificultando la viabilidad del explante (Gu et al., 2022).

En este contexto, el presente estudio evaluó la implantación de explantes y el efecto de diferentes balances auxina/citoquinina sobre la inducción de estructuras callogénicas comparando explantes *ex vitro* (invernadero) e *in vitro* bajo condiciones de oscuridad. La investigación propone como hipótesis que el establecimiento aséptico de *C. officinalis* requiere un protocolo específico de desinfección y protección antioxidante capaz de mitigar la fenolización; y que los explantes *in vitro* presentan mejor desarrollo morfogénico frente a los *ex vitro*, cuya respuesta estaría limitada por el estrés oxidativo y la carga endofítica.

■ MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio se llevó a cabo en el Laboratorio de Micropropagación Vegetal de la Universidad Nacional de Loja, Ecuador, y comprendió dos fases independientes basadas en el uso de material vegetal de *Cinchona officinalis* L.

En la primera fase, se evaluó la desinfección e implantación de material de invernadero (explantes *ex vitro*). El diseño de esta etapa se planteó a partir de los resultados previos reportados por Eras-Guamán et al. (2020), buscando optimizar los protocolos de asepsia para este tipo de tejido. Por su parte, la segunda fase se centró en la formación de estructuras callogénicas, fundamentada en los hallazgos de Camacho (2023). En esta etapa se utilizaron explantes tanto de origen *ex vitro* como *in vitro* (laboratorio) para comparar su competencia morfogénica bajo condiciones controladas.

Las fases 1 y 2 o compartieron frascos ni material biológico reutilizado; se trabajó con lotes distintos y objetivos específicos (asepsia/ implantación vs. callogénesis). Se utilizó un diseño completo al azar (DCA) en ambas fases. La unidad experimental fue el frasco con dos explantes, con asignación aleatoria a tratamientos y condiciones de incubación idénticas. Esta estructura garantiza la independencia estadística y la atribución inequívoca de los efectos a los tratamientos (NaClO o ANA-KIN) y, cuando corresponde, al origen.

Preparación de medio de cultivo

Para la fase 1, se elaboró un medio de cultivo basal de Murashige y Skoog MS (1962) suplementado con vitaminas: tiamina 1,0 mg L⁻¹, mio-inositol 100 mg L⁻¹, piridoxina 1,0 mg L⁻¹, ácido nicotínico 2,0 mg L⁻¹; sacarosa 20 g L⁻¹; agar 6 g L⁻¹; y los antioxidantes ácido ascórbico 200 mg L⁻¹ y ácido cítrico 250 mg L⁻¹. El pH se ajustó a 5,8 ± 0,2. Por el contrario, en la fase 2 al medio de cultivo basal se emplearon dos reguladores de crecimiento: ácido naftalenacético (ANA) (C12H10O2) y kinetina (KIN) (C10H9N5O) en diferentes concentraciones. En ambos casos se distribuyeron 20 mL por frasco y se esterilizó en autoclave (121 °C, 15 psi, 20 min), conjuntamente con los materiales de disección.

Fase de desinfección e implantación

Se recolectaron hojas de *C. officinalis* en estado juvenil, provenientes de plántulas del invernadero adjunto al Laboratorio, tratadas previo al corte con solución fungicida (Benomil 2,0 g L⁻¹) y bactericida (Kasumin 1,0 g L⁻¹) por un lapso de 2 meses con intervalos de aplicación de 8 días. Los explantes *ex vitro* ingresados al laboratorio fueron desinfectados en cámara de flujo laminar: inmersión en alcohol al 70 % por 1 minuto, enjuague con agua destilada estéril, luego se aplicaron las concentraciones de solución desinfectante a base de hipoclorito de sodio (NaClO) según correspondió a su tratamiento, por un lapso de 10 minutos (Tabla 1); finalmente, se eliminó la solución desinfectante con 3 enjuagues de agua destilada estéril más antioxidantes (250 mg L⁻¹ de ácido ascórbico más 200 mg L⁻¹ de ácido cítrico).

Tabla 1. Tratamientos de NaClO para la desinfección de explantes *ex vitro* de *Cinchona officinalis* (Fase 1).

Tratamientos	Concentración del desinfectante NaClO (%)	Tiempo de inmersión (minutos)
T1	10	10
T2	15	10
T3	20	10
T4	25	10

Cada tratamiento incluyó 30 explantes (15 frascos por tratamiento), alcanzando un total de 60 frascos y 120 explantes en la Fase 1. Los explantes se inocularon en condiciones asépticas y se llevaron al cuarto de incubación en condiciones de oscuridad total a 23 °C durante 45 días. Las variables evaluadas fueron: número de explantes contaminados y con oxidación fenólica, y número de días a la contaminación y oxidación.

Fase de inducción de estructuras callogénicas

Se inocularon explantes consistentes en segmento de la nervadura central de la hoja (1 cm²) de plántulas *ex vitro* (*invernadero*) y *vitroplantas* (*in*

vitro). Las plántulas *ex vitro* se sometieron al mismo protocolo de desinfección descrito anteriormente. Ambos grupos de plantas donantes se originaron a partir de semillas, con características fisiológicas homogéneas: 4 meses de edad (estado juvenil) y crecimiento activo. En este caso se siguió el mismo esquema experimental, modificando la composición del medio de cultivo para incorporar reguladores de crecimiento en diferentes dosis. Se evaluaron 5 tratamientos $\times$ 3 repeticiones (Tabla 2); la unidad experimental fue un frasco con 2 explantes. Cada tratamiento reunió 15 frascos (30 explantes), para un total de 75 frascos dando un total de 150 explantes de origen *ex vitro* e *in vitro* respectivamente.

Tabla 2. Tratamientos hormonales (ANA/KIN) para la inducción *in vitro* de estructuras callogénicas en *Cinchona officinalis* (Fase 2).

Tratamientos	Regulador de crecimiento	
	ANA (mg L ⁻¹)	KINETINA (mg L ⁻¹)
T0 (control)	0	0,0
T1	5	0,0
T2	10	0,0
T3	5	0,5
T4	10	0,5

Los explantes de origen *ex vitro* e *in vitro* se inocularon en condiciones asépticas y se llevaron a incubación en condiciones de oscuridad total a 23 °C durante 90 días. Las variables evaluadas fueron: número de explantes contaminados y fenolizados, y número de días a la contaminación y fenolización, número de explantes con callo y de días a la formación del callo, color y friabilidad, número de raíces y/o brotes por callo.

Análisis estadístico

Para las variables binarias de la Fase 1 (contaminación y fenolización) y Fase 2 (formación de callo), se ajustaron Modelos Lineales Generalizados Mixtos (GLMM) con distribución binomial y función de enlace logit.

Se incluyó la ‘Repetición’ como efecto aleatorio para controlar la variabilidad experimental por bloques. En la Fase 2, debido a la presencia de separación completa de datos (tratamientos con 0 % o 100 % de respuesta en callogénesis), se aplicaron modelos Beta-binomiales para gestionar la sobredispersión y obtener estimaciones robustas de los errores estándar. El análisis de los tiempos hasta el evento (días a la contaminación y fenolización) se realizó mediante curvas de Kaplan-Meier y modelos de Riesgos Proporcionales de Cox, verificando el supuesto de proporcionalidad mediante residuos de Schoenfeld.

Para el conteo de raíces por callo (Fase 2), se descartó el modelo de Poisson tras detectar sobredispersión significativa (varianza superior a la media). En su lugar, se ajustó un Modelo de Regresión Binomial Negativa, validando su bondad de ajuste mediante la reducción del Criterio de Información de Akaike (AIC). Las medias marginales estimadas (EMMs) se calcularon sobre los modelos ajustados y las comparaciones múltiples se realizaron mediante la prueba de Tukey con un nivel de significancia de $\alpha = 0,05$. Los análisis se realizaron en el software R (R Core Team), usando survival (Kaplan-Meier y Cox “45 días”), MASS (binomial negativo, glm.nb), glmmTMB (beta-binomial) y emmeans (medias marginales y comparaciones con Tukey).

Cabe mencionar que, las principales limitaciones de esta investigación radicarón en la alta carga endofítica y la severa sensibilidad a la oxidación fenólica inherentes al material *ex vitro*, factores que redujeron el tamaño muestral efectivo en ciertos tratamientos de la fase de inducción. Si bien esta pérdida de unidades experimentales restringe la potencia estadística para algunas comparaciones específicas en el material de campo, los patrones observados fueron consistentes y validan la necesidad crítica de una fase previa de saneamiento y estabilización *in vitro* para garantizar la viabilidad en la micropropagación de especies leñosas recalcitrantes como *C. officinalis*.

■ RESULTADOS

Fase de desinfección e implantación (explantes *ex vitro*)

Sobrevivencia de explantes

Luego de 45 días de evaluación, el tratamiento 3 (20 % NaClO) presentó el mayor porcentaje de sobrevivencia, con 10 explantes vivos (33,33 %). Por su parte, en el tratamiento 4 (25,00 % NaClO) se evidenció un total de 5 explantes sobrevivientes (16,77 %); mientras que, los tratamientos 1 (10,00 % NaClO) y 2 (15,00 % NaClO) mostraron, los valores más bajos con un total de 3 explantes vivos (10,00 %) en cada caso.

Contaminación

El análisis logístico mostró que la probabilidad de contaminación difirió según el tratamiento de NaClO. El tratamiento T1 (10 % NaClO) presentó la mayor proporción de frascos contaminados (67 %), mientras que T3 (20 % NaClO) y T4 (25 % NaClO) redujeron drásticamente este riesgo (7 % y 20 %, respectivamente). En comparación con T3, los frascos tratados con T1 tuvieron 28 veces más probabilidad de contaminarse ($p = 0,023$). Aunque T4 también mostró una tendencia a menor contaminación, la diferencia frente a T1 no alcanzó significancia estadística ($p = 0,067$). Estos resultados sugieren que T3 representa la concentración más efectiva de NaClO para reducir la contaminación de explantes *ex vitro* a condiciones *in vitro* (Figura 1).

Las curvas de Kaplan–Meier (Figura 2) mostraron diferencias significativas entre tratamientos (log-rank test, $p < 0,0001$). El tratamiento T1 presentó la mayor proporción de contaminación temprana, Tabla 3. Riesgo de contaminación por tratamiento (modelo de Cox; referencia T1).

Tratamiento	Mediana de días libres de contaminación	HR (vs, T1)	IC95 % HR		p-valor
T1	12 días (contaminación temprana)	1,00 (ref)	—	—	Mayor contaminación temprana
T2	14 días	0,37	0,17 – 0,80	0,011 **	63 % menos riesgo de contaminarse

mientras que T3 mantuvo el 93 % de los explantes libres hasta el día 45. Según el modelo de Cox, los tratamientos T2 (HR = 0,37; IC95 %: 0,17–0,80), T3 (HR = 0,064; IC95 %: 0,015–0,27) y T4 (HR = 0,23; IC95 %: 0,094–0,59) redujeron significativamente el riesgo de contaminación en comparación con T1 (Tabla 3).

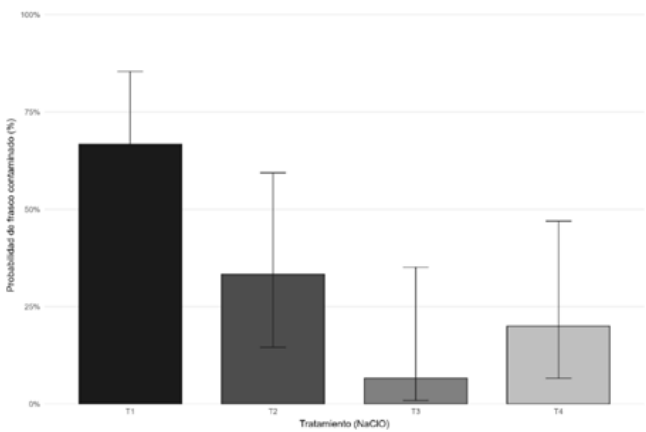


Figura 1. Probabilidad de frasco contaminado por tratamiento (NaClO). Medias marginales (emmeans) del modelo logístico a nivel de frasco con IC95 %. T1 ≈ 67 %, T2 ≈ 35 %, T3 ≈ 7 %, T4 ≈ 20 %; T1 vs. T3, $p = 0,023$.

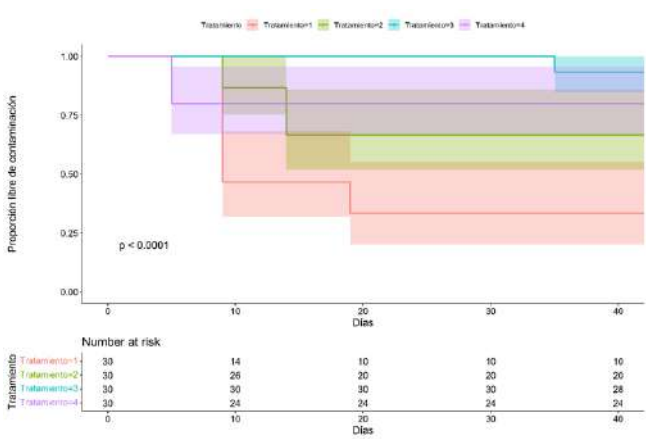


Figura 2. Curvas de Kaplan–Meier de contaminación por tratamiento (NaClO, Fase 1).

Tratamiento	Mediana de días libres de contaminación	HR (vs, T1)	IC95 % HR	p-valor
T3	>45 días (solo 2 explantes contaminados)	0,064	0,015 – 0,27	< 0,001 ***
T4	20 días	0,23	0,094 – 0,59	0,002 **

Fenolización

El análisis logístico indicó diferencias en la probabilidad de fenolización según el tratamiento de NaClO. Los tratamientos T2 (15 % NaClO) y T3 (20 % NaClO) mostraron las mayores probabilidades de fenolización (80 %), seguidos de T4 (25 % NaClO) con 73 %, mientras que T1 (10 % NaClO) presentó la menor incidencia (40 %). Aunque las comparaciones múltiples no resultaron estadísticamente significativas después del ajuste, la tendencia general muestra que concentraciones intermedias-altas de NaClO (T2 y T3) incrementan la probabilidad de oxidación fenólica en los explantes. (Figura 3). Las curvas de Kaplan–Meier (Figura 4) mostraron diferencias significativas en el tiempo de fenolización entre tratamientos (log-rank, $p = 0,0053$). El tratamiento T1 mantuvo la mayor proporción de explantes libres de fenolización, mientras que T2, T3 y T4 presentaron una aceleración en el inicio del proceso. Según el modelo de Cox, el riesgo de fenolización fue 3,28 veces mayor en T2 (IC95 %: 1,43–7,51), 3,84 veces mayor en T3 (IC95 %: 1,69–8,74) y 3,09 veces mayor en T4 (IC95 %: 1,35–7,07), en comparación con T1. (Tabla 4).

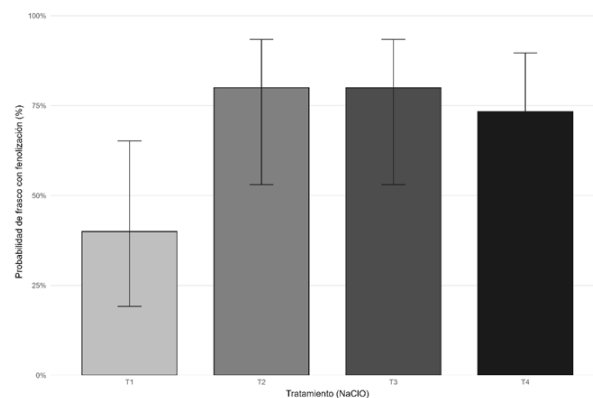


Figura 3. Probabilidad de fenolización por tratamiento (NaClO, Ensayo 1). Medias marginales (emmeans) del modelo logístico a nivel de frasco con IC95 %. T2–T3 ≈ 80 %, T4 ≈ 73 %, T1 ≈ 40 %. Diferencias no significativas en comparaciones múltiples (Tukey, $\alpha = 0,05$).

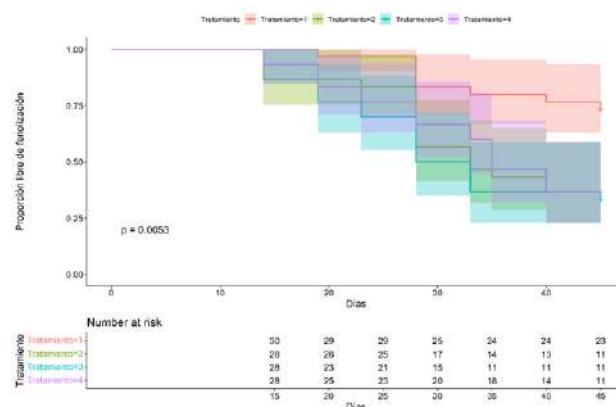


Figura 4. Curvas de Kaplan–Meier de fenolización por tratamiento (NaClO, Fase 1).

Tabla 4. Riesgo de fenolización por tratamiento (modelo de Cox; referencia T1).

Tratamiento	Mediana de días libres de fenolización	HR (vs. T1)	IC95% HR	p-valor
T1	>45 días (muchos explantes sin fenolizar)	1,00 (ref)	—	Menor fenolización
T2	28 días	3,28	1,43 – 7,51	0,0049 **
T3	23 días	3,84	1,69 – 8,74	0,0013 **
T4	25 días	3,09	1,35 – 7,07	0,0075 **

Fase de inducción de estructuras callogénicas en explantes *in vitro* y *ex vitro*

Contaminación

El análisis mostró que en la condición *in vitro* no se registró contaminación en ninguno de los tratamientos, salvo un evento aislado (7 %) en el tratamiento T3 (5,0 ANA + 0,5 KIN) mg L⁻¹. Mientras que, en explantes de origen *ex vitro* la probabilidad de contaminación fue alta en todos los tratamientos, alcanzando entre 60 % y 80 % de los frascos evaluados. Estas diferencias resultaron estadísticamente evidentes al comparar el origen de los explantes obtenidos, aunque no se observaron diferencias claras entre tratamientos dentro de cada condición (Figura 5).

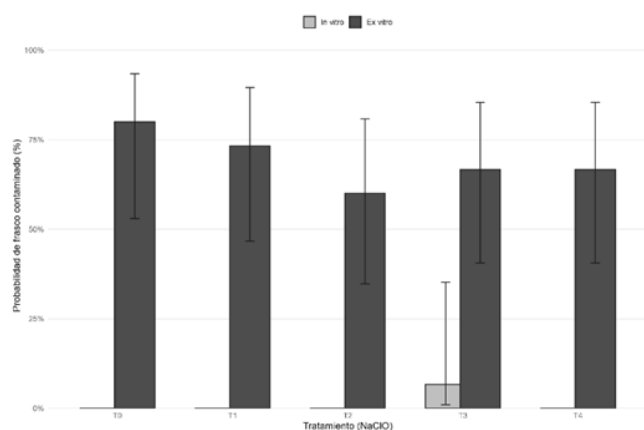


Figura 5. Probabilidad de contaminación por tratamiento y condición (Fase 2). Medias marginales (emmeans) del modelo logístico (puntos) con IC95 % (líneas). *In vitro*: sin contaminación en T0, T1, T2, T4 y un evento aislado en T3 (≈7 %). *Ex vitro*: probabilidades altas y similares (60–80 %) en todos los tratamientos.

Fenolización

La fenolización de los explantes fue elevada en todos los tratamientos, tanto en explantes de origen *in vitro* como *ex vitro*. En explantes *in vitro* se observaron probabilidades ajustadas de 73 % en T1 (5,0 ANA + 0,0 KIN) mg L⁻¹, 80 % en T2 (10,0 ANA + 0,0 KIN) mg L⁻¹ y 53 % en T3 (5,0 ANA + 0,5 KIN) mg L⁻¹ – T4 (10,0 ANA + 0,5 KIN) mg L⁻¹, mientras que en el tratamiento testigo (0,0 ANA + 0,0 KIN) mg L⁻¹ la fenolización alcanzó

el 100 %. Por otra parte, en explantes *ex vitro* la incidencia fue aún más alta, con valores de 93 % en T0, T1 y T4, 80 % en T2 (10,0 ANA + 0,0 KIN) mg L⁻¹ y 100 % en T3 (5,0 ANA + 0,5 KIN) mg L⁻¹ (Figura 6).

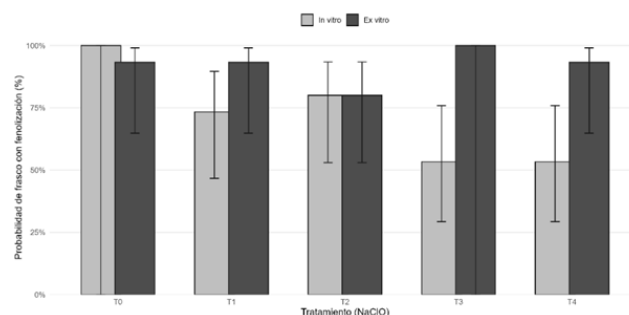


Figura 6. Probabilidad de fenolización por tratamiento y condición (Fase 2). Medias marginales (emmeans) del modelo logístico con IC95 %. *In vitro*: T0 = 100 %; T1 ≈ 73 %, T2 ≈ 80 %, T3–T4 ≈ 53 %. *Ex vitro*: incidencia mayor y homogénea (T0, T1, T4 ≈ 93 %; T2 ≈ 80 %; T3 = 100 %).

Formación de callos

La formación de callos mostró un contraste marcado entre el origen de los explantes. En explantes *in vitro*, la callogénesis fue muy alta en todos los tratamientos que incluyeron reguladores (T1–T4), los cuales abarcaron dosis de 5,0–10,0 ANA + 0,0–0,5 KIN mg L⁻¹, alcanzando porcentajes de respuesta del 80 % al 100 %. Por el contrario, el control T0 (0,0 ANA + 0,0 KIN) mg L⁻¹ no mostró respuesta alguna (0 %). El modelo binomial presentó separación completa (0/100 %), por lo que se ajustó un modelo beta-binomial para obtener estimaciones estables. Las probabilidades ajustadas confirmaron el patrón y las comparaciones múltiples no detectaron diferencias entre T1–T4 (Tukey, $p > 0,05$).

En cuanto a explantes de origen *ex vitro*, la probabilidad de formación de callo fue baja y homogénea (0–33 %), con T3 (5,0 ANA + 0,5 KIN) mg L⁻¹ como la tendencia más alta y T0 = 0 %. Debido al ajuste singular del modelo binomial, se aplicó un modelo beta-binomial, el cual ratificó el resultado ($\phi = 0,523$), sin diferencias significativas entre tratamientos (Tukey, $p > 0,05$). En conjunto, la Figura 7 muestra que los reguladores auxina–

citoquinina inducen callogénesis de forma consistente *in vitro*, mientras que *ex vitro* la callogénesis es escasa y sin efecto diferencial de los tratamientos.

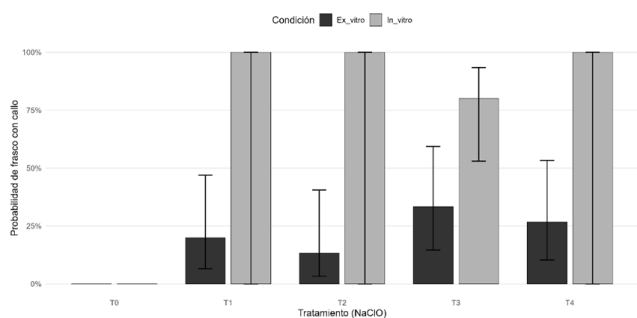


Figura 7. Probabilidad de formación de callo por tratamiento y condición. Puntos/barras = medias marginales (emmeans) a nivel de frasco con IC95 %. *In vitro*: T1–T4 $\approx$ 80–100 %; T0 = 0 % (separación; estimado con beta-binomial). *Ex vitro*: 0–33 %, con T3 como tendencia más alta; sin diferencias significativas (Tukey, $\alpha = 0,05$).

Raíces por callo

El modelo binomial negativo confirmó sobredispersión en los conteos (*ex vitro*: $\theta \approx 0,534$; *in vitro*: ajuste adecuado), por lo que se estimaron medias marginales ajustadas (EMMs) por tratamiento. En explantes *in vitro*, T3 (5,0 ANA + 0,5 KIN) mg L⁻¹ y T4 (10,0 ANA + 0,5 KIN) mg L⁻¹ fueron altamente efectivos, con promedios de ≈ 46 y ≈ 70 raíces por callo, respectivamente; T1 (5,0 ANA + 0,0 KIN) mg L⁻¹ mostró un enraizamiento limitado (≈ 6 raíces), mientras que T0 (Control) y T2 (10,0 ANA + 0,0 KIN) mg L⁻¹ no presentaron respuesta.

Por su parte, en explantes *ex vitro*, los tratamientos T0 y T1 no indujeron enraizamiento (≈ 0). El tratamiento T2 (10,0 ANA + 0,0 KIN) mg L⁻¹ mostró una respuesta incipiente y muy variable ($\approx 2,7$ raíces; IC95%: 0,5–15), mientras que T3 y T4 (5,0–10,0 ANA + 0,5 KIN) mg L⁻¹ evidenciaron inducción marcada (≈ 33 ; IC95 %: 7–159 y ≈ 28 ; IC95 %: 6–134, respectivamente). Las comparaciones múltiples no alcanzaron significancia estadística ($p > 0,05$), afectadas por la variabilidad y el tamaño muestral, y algunos contrastes con T0/T1 fueron no informativos por ceros estructurales; aun así,

el patrón biológico es consistente y claro: T3 y T4 son los únicos tratamientos con enraizamiento robusto en ambas condiciones, T1 y T2 muestran respuestas marginales o nulas según el ambiente, y T0 actúa como control sin respuesta.

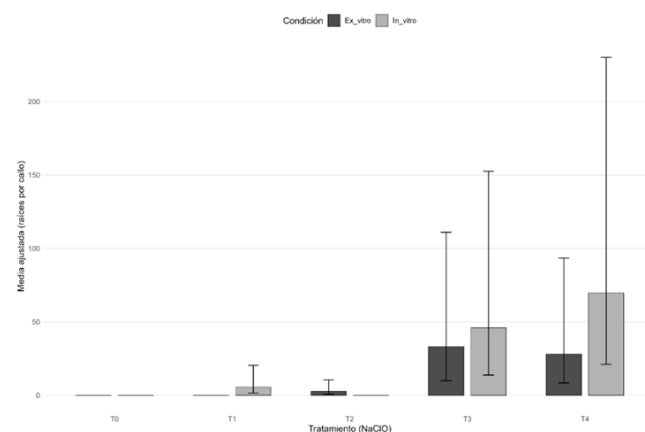


Figura 8. Efecto del tratamiento sobre el número de raíces por callo en explantes *in vitro* y *ex vitro* (EMMs, modelo binomial negativo). Barras = medias marginales ajustadas; barras de error = IC95% mostradas solo cuando la media > 2 y los IC son finitos; gris oscuro = *ex vitro*, gris claro = *in vitro*.

DISCUSIÓN

Dentro de los desafíos inherentes en la desinfección e implantación de explantes *ex vitro* de *Cinchona officinalis* L., la contaminación representa una barrera principal para la micropropagación, con un promedio global del 31,67 % debido a la presencia de hongos (*Colletotrichum* sp., *Alternaria* sp.) y bacterias endófitas, pese a las concentraciones de NaClO evaluadas (10–25 % por 10 minutos). Este comportamiento es consistente con lo reportado por Eras-Guamán et al. (2020), quienes al trabajar con explantes de invernadero de la misma especie, registraron tasas de contaminación superiores al 40 %, incluso utilizando concentraciones de NaClO mucho más altas (50 % y 75 %).

Sin embargo, se detectaron diferencias significativas tanto en la probabilidad de contaminación por frasco ($\chi^2=12,4$, $p < 0,001$) como en el tiempo hasta la aparición de contaminación entre tratamientos (log-rank test, $p = \times 10^{-6}$). A diferencia de Eras-Guamán et al. (2020)3, quienes requirieron altas dosis de

desinfectante para reducir la contaminación al 40 %, nuestro tratamiento T3 (20 % NaClO) logró una eficiencia superior con solo un 6,67 % de frascos contaminados (OR=28 vs. T1; $p = 0,023$). Este resultado sugiere que la estrategia de pretratamiento fitosanitario en invernadero (Benomil + Kasumin), alineada con las recomendaciones de García et al. (2015), permitió optimizar el protocolo utilizando concentraciones intermedias de NaClO, logrando un mejor equilibrio entre capacidad desinfectante y menor daño tisular.

El efecto del T3 prolongó significativamente el tiempo libre de contaminación (HR=0,064 vs. T1; IC 95 %: 0,015-0,274; $p < 0,001$). Por el contrario, el tratamiento T4 (25 % NaClO) mostró una contaminación temprana y mayor incidencia final (20 %), comportamiento que podría atribuirse a la fitotoxicidad del desinfectante, la cual induce la liberación de exudados que favorecen la proliferación bacteriana residual, un fenómeno de estrés tisular también observado en otros estudios de la especie.

Esta sensibilidad específica contrasta con reportes en otras especies de la familia Rubiaceae. Por ejemplo, Martínez et al. (2007) redujeron la contaminación al 8 % en explantes de campo de *Borojoa patinoi* Cuatr. utilizando NaClO al 3 % por 25 minutos; mientras que, Rodríguez-Layza et al. (2021) destacan la importancia del tiempo de inmersión prolongado (30 minutos con NaClO al 1,3 % + Tween 20), controlando la contaminación en café (*Coffea arabica*) var. Caturra roja. Estos antecedentes ponen en evidencia la variabilidad interespecífica y la necesidad de optimizar protocolos, tal como se propone en la estrategia de doble desinfección descrita por Sharry et al. (2015): inmersión inicial en etanol al 70 % (20-60 segundos) seguida de NaClO (3-30 minutos), adaptándola al tipo de explante y especie.

La oxidación fenólica alcanzó un promedio del 55 % entre los días 14 y 45, reflejando la sensibilidad de *C. officinalis* a este tipo de estrés. Los resultados observados en el tratamiento con 20 % de NaClO T3 (66,67 %) son comparables al 60 % reportado por Eras-Guamán et al. (2020) en la misma

especie en explantes de invernadero sometidos a desinfección con H₂O₂, (peróxido de hidrógeno) y NaClO, respectivamente. Sin embargo, este tipo de resultados también puede responder a factores como tipo de explante, concentraciones de desinfectantes y la exposición lumínica postinoculación (Eras-Guamán et al., 2019). Dado que la liberación de compuestos fenólicos, intensificada por la producción de alcaloides, complica notablemente el establecimiento *in vitro* de explantes *ex vitro* (Azofeifa, 2009).

Por otro lado, la incorporación al medio MS de antioxidantes (ácido ascórbico 200 mg L⁻¹, ácido cítrico 250 mg L⁻¹ y cisteína 50 mg L⁻¹) buscó atenuar la oxidación, actuando teóricamente como quelantes de las especies reactivas de oxígeno (ROS) e inhibiendo la polimerización de quinonas (López et al., 2015). No obstante, se registró un efecto marginal (15–20 % NaClO [T2 y T3] vs. 10 % [T1]; $p = 0,032$), las comparaciones post-hoc no mostraron diferencias significativas ($p > 0,05$ Tukey), lo que sugiere que el NaClO induce respuestas enzimáticas (peroxidasa, polifenol oxidasa) independientemente de la dosis, patrón frecuente en especies de la familia Rubiaceae. Finalmente, el análisis Kaplan-Meier mostró que la menor concentración de NaClO (T1, 10 %) retrasó la fenolización en explantes de *C. officinalis* (26,7 % de eventos a 45 días), minimizando el daño celular inicial. En cambio, T2 y T3 aceleraron el proceso (63,3-66,7 % de eventos), triplicando el riesgo de fenolización temprana y necrosis por quinonas tóxicas de hasta 3,84 veces mayor en T3 (IC 95 %: 1,689-8,744, $p = 0,001$).

Estos hallazgos destacan la elevada vulnerabilidad de material *ex vitro* de *C. officinalis* y proponen optimizar concentraciones intermedias de NaClO (15-20 %) combinadas con antioxidantes más potentes (cisteína, carbón activado) para mitigar pérdidas y facilitar callogénesis. La inclusión de carbón activado (3 g L⁻¹) ha permitido controlar la oxidación en *Handroanthus heptaphyllus* (Díaz et al., 2020), y podrían integrarse para absorber fenoles y mejorar la viabilidad, elevando la supervivencia más allá del 25 % observada en T3 (10 explantes vivos).

Estos resultados sentaron las bases para la Fase 2, en la que se comparó cómo el origen de los explantes (*ex vitro* vs. *in vitro*) bajo diferentes balances hormonales indujeron la generación de callos y raíces bajo balances hormonales en periodos de oscuridad. La contaminación presentó diferencias significativas según el origen ($p < 0,001$). En explantes *in vitro* no hubo contaminación en los tratamientos T0, T1, T2 y T4 (0,0–10,0 ANA + 0,0–0,5 KIN mg L⁻¹), registrándose únicamente un 6,7 % en el tratamiento T3 (5,0 ANA + 0,5 KIN) mg L⁻¹, resultado que coincide con lo reportado por Camacho (2023), quien al trabajar con *vitroplantas* de *C. officinalis* logró tasas de sobrevivencia superiores al 87 % sin incidencias significativas de patógenos.

Por el contrario, en explantes *ex vitro*, la contaminación osciló entre 60 % y 80 %, siendo el control (0,0 ANA + 0,0 KIN) mg L⁻¹ el tratamiento con mayor incidencia (80 %, IC 95 %: 53,0–93,4 %; $p = 0,033$ vs. T3 *in vitro*), incluso tras la aplicación de los mejores protocolos de desinfección definidos en la Fase 1 (T3, 20 % NaClO). Estos resultados se alinean con los resultados presentados por Eras-Guamán et al. (2020), quienes reportaron pérdidas superiores al 40 % en material de invernadero debido a la carga microbiana endógena, resistente incluso a dosis elevadas de desinfectantes.

En cuanto a la fenolización, la incidencia fue elevada en todos los tratamientos, tanto en los ensayos *in vitro* como *ex vitro*, sin diferencias significativas ($p > 0,48$ post-hoc Tukey). Sin embargo, la oxidación se intensificó notablemente según el origen del material, siendo la media global en explantes *in vitro* (72 %), y en explantes *ex vitro* (92 %); por ejemplo, en el tratamiento T3, pasó de 53 % en *in vitro* a 100 % en *ex vitro*. Destacando una susceptibilidad oxidativa mucho mayor en esta especie comparada con otras leñosas como *Grevillea robusta*, cuyas tasas suelen ser inferiores al 17 % (Bogado et al., 2016).

Esta diferencia según el origen coincide con lo señalado por Liu et al. (2024), quienes indican que los tejidos jóvenes, con menor contenido de fenoles y menor actividad de polifenol oxidasa (PPO), son menos susceptibles al pardeamiento

enzimático. Adicionalmente, la alta intensidad del pardeamiento puede explicarse por la naturaleza del proceso; según Camacho (2023) y Hernández y González (2010), la fenolización es un fenómeno fisiológico fotoactivo exacerbado por la presencia de luz y oxígeno. Esto sugiere que las condiciones de incubación lumínica pudieron potenciar la liberación de fenoles, afectando la viabilidad de los tejidos, especialmente en los tratamientos con solo auxinas (T1 y T2) que mostraron mayor afectación en la fase *in vitro*.

Durante la Fase 2 sobre la inducción de estructuras callogénicas, es importante resaltar la variación de rasgos morfológicos presentada por los callos observados consistentes con la respuesta hormonal; en la que, la variación cromática que en callos de material *in vitro* mostró predominio de color crema (58,6 %), en el tratamiento T1 (5,0 mg L⁻¹ ANA) y T2 (10,0 mg L⁻¹ ANA), seguido de color café (37,4 %, 37/99; 53–58 % en T3 (5,0 mg L⁻¹ ANA + 0,5 mg L⁻¹ KIN) y T4 (10,0 mg L⁻¹ ANA + 0,5 mg L⁻¹ KIN) y café claro (4 %, 4/99; solo en T1), obtenida con balances ANA/KIN en oscuridad total, donde T3–T4 favorecieron tonos oscuros por PPO activada. Probablemente debido a una mayor oxidación enzimática activada por el balance hormonal.

En *ex vitro*, la coloración crema (55,6 % en T1 y 100 % en T4) y café (100 % en T2, 50 % en T3) equilibraron en T3/T4, resultados similares a los reportados por Camacho (2023) con > 60 % crema en fotoperiodo/oscuridad en *C. officinalis*. Rodríguez et al. (2014) indican que el color refleja respuesta organogénica/embriogénica, influida por luz, explante y balance A/C (Espinosa et al., 2012); mientras que, Eras et al. (2019) reportaron 78 % crema + 22 % carmelita con 1 mg L⁻¹ ANA, con una alta viabilidad en callos inducidos con auxinas, alineándose con la respuesta observada en los tratamientos con ANA.

De igual forma, la friabilidad esencial para la división celular, fue superior en explantes *in vitro* (66,7 %) (50–90 % en T1–T4, máximo 90 % en T4) vs. 12,5 % explantes *ex vitro* (3,33–20 % en T1–T4), mejorada por oscuridad pese a estrés residual (fenolización 72 % vs. 92 %). Este bajo desempeño

en los explantes *ex vitro* sugiere que la oscuridad actuó como un factor ambivalente: si bien era necesaria para inducir la friabilidad morfológica, simultáneamente exacerbó la actividad de la PPO en los tejidos estresados, resultando en una alta tasa de fenolización (92 %) que terminó inhibiendo la división celular.

Estudios como el de Martínez et al. (2007) hallaron una friabilidad similar (~16 callos) en borojó con 2,4-D en oscuridad/luz, sin diferencias; por otro lado, Eras-Guamán et al. (2020) logró 100 % friables en explantes *ex vitro* de *C. officinalis* con 0-3 mg L⁻¹ 2,4-D + 0-0,5 mg L⁻¹ KIN, sugiriendo auxinas sintéticas para mitigar la no friabilidad en el T2 (10,0 mg L⁻¹ ANA) (10 %). Esta baja respuesta indicaría que el ANA fue insuficiente para inducir plasticidad en tejidos lignificados, coincidiendo con Setiawan et al. (2020), quienes requirieron 2,4-D para lograr un 100 % de callos friables en *Coffea arabica*. El 2,4-D no solo aumenta la plasticidad celular, sino que también retrasa la síntesis de polifenoles, lo que respalda su uso para superar la oxidación en material de campo (Armijos-González y Pérez-Ruiz, 2016).

La callogénesis alcanzó el 76 % global en *vitroplantas* a 90 días (80-100 %) en T1 (5,0 mg L⁻¹ ANA), T2 (10,0 mg L⁻¹ ANA) y T4 (10,0 mg L⁻¹ ANA + 0,5 mg L⁻¹ KIN). Este desempeño en material *in vitro* es consistente con lo reportado por Camacho (2023), quien obtuvo un desarrollo de estructuras callogénicas del 86,5 % en explantes de *vitroplantas* bajo oscuridad total utilizando una combinación similar de ANA (2,0 mg L⁻¹ y KIN 0,5 mg L⁻¹), superando significativamente a los tratamientos bajo fotoperiodo (69 %). Permitiendo que el tejido juvenil en condiciones asépticas (*in vitro*) posee la competencia fisiológica necesaria para responder eficientemente a auxinas como el ANA.

Por el contrario, la respuesta en explantes *ex vitro* fue marginal (18,7 % global), esto contrasta con el 93,3 % de Eras et al. (2019) usando 1 mg L⁻¹ ANA + 0,5 mg L⁻¹ BAP en nodales, o el 100 % de Sánchez-Calvo et al. (2015) con 2,4-D + AIB en *Uncaria tomentosa*, pero se alinea con el 73,3 % de Eras-Guamán et al. (2020) en explantes *ex*

vitro de *C. officinalis* con 3 mg L⁻¹ 2,4-D + 0,5 mg L⁻¹ KIN, sugiriendo que auxinas sintéticas como 2,4-D podrían potenciar respuestas en tejidos *ex vitro* al superar inhibiciones por fenoles residuales. Estos resultados difieren de la ruta de regeneración reportada por Armijos-González y Pérez-Ruiz (2016), quienes lograron inducir brotes indirectos (vía callo) y proliferación de brotes utilizando una combinación diferente de 5.0 mg L⁻¹ BAP y 3.0 mg L⁻¹ IBA en medio Gamborg B5, lo que sugiere que *C. officinalis* posee plasticidad morfogenética frente a distintos balances de auxina/citoquinina.

Finalmente, en el proceso de inducción de rizogénesis el balance hormonal ANA/KIN indujo diferencias descriptivas en el número de raíces por callo, con el material *in vitro* exhibiendo tasas globales superiores (media ajustada 24,2 raíces/callos, IC 95 %: 9,1-66,7 en T3/T4) comparado con material *ex vitro* (13,9 raíces/callos, IC 95 %: 6,3-33,3). Este comportamiento se alinea con lo observado por Camacho (2023) en la misma especie, quien reportó que, si bien la rizogénesis puede iniciarse en fotoperiodo, las raíces desarrolladas bajo condiciones de oscuridad presentan mayor vitalidad y robustez, características críticas para la viabilidad del callo. En explantes *ex vitro*, los tratamientos T3 (5,0 mg L⁻¹ ANA + 0,5 mg L⁻¹ KIN) y T4 (10,0 mg L⁻¹ ANA + 0,5 mg L⁻¹ KIN) generaron 33,3 (IC 95%: 10,0-111) y 28,0 (IC 95 %: 8,4-94) raíces por callo, respectivamente, superando al T2 (2,7, IC 95 %: 0,7-11) y T0/T1 (0), sugiriendo que dominancias auxínicas intermedias (5-10 mg L⁻¹ ANA + 0,5 mg L⁻¹ KIN) contrarrestan parcialmente la fenolización elevada de fase 1 (92 % global *ex vitro*).

Por su parte, en explantes *in vitro*, el tratamiento T4 mostró la mayor respuesta (69,7 raíces/callos, IC 95 %: 21,1-230), seguido de T3 (46,0, IC 95 %: 13,9-153) y T1 (5,7, IC 95 %: 1,6-20), mientras que en T0 y T2 no se observó formación radicular, alineándose con el trade-off hormonal donde citoquininas bajas promueven rizogénesis en *vitroplantas* preestériles. El modelo unificado no detectó efectos significativos, pero las medias ajustadas confirman superioridad descriptiva del material *in vitro* (OR >5 implícito para raíces >10 en T3/T4 vs. *ex vitro*), validando la propagación

secuencial para escalar enraizamiento. La variabilidad en longitudes radiculares (predominio corto <2 cm en explantes *ex vitro*, 47 %) indica viabilidad para aclimatación, influida por hormonas y origen (Rodríguez et al., 2014), similar a Eras-Guamán et al. (2020), aunque la oscuridad favorece raíces compactas y fáciles de separar (66,7. % *in vitro* vs. 12,5 % *ex vitro*), limitando tasas de supervivencia postrasplante a ~70 % en el tratamiento T4 en explantes *in vitro*.

■ CONCLUSIONES

El tratamiento con NaClO al 20 % durante 10 minutos proporcionó el mejor balance entre eficacia de desinfección y viabilidad de los explantes de *Cinchona officinalis* L. Sin embargo, el origen *ex vitro* favoreció tanto la fenolización como la pérdida de tejido viable, lo que evidencia la inviabilidad de la inducción directa en material de campo y ratifica la necesidad de una fase previa de establecimiento *in vitro* para garantizar la competencia morfogénica.

Los balances hormonales con 5–10 mg L⁻¹ de ANA combinado con 0,5 mg L⁻¹ KIN promovieron una callogénesis elevada (entre 80 y 100 % en explantes *in vitro*) y una rizogénesis significativa (máximo de hasta 70 raíces por callo en T4), asociada a la formación de callos claros y texturas friables, indicadores de alta viabilidad morfogénica y potencial para la regeneración de tejidos en fases posteriores de organogénesis o embriogénesis somática.

En conjunto, los resultados demuestran que el material procedente de *vitroplantas* presenta un desempeño superior frente al *ex vitro*, y destacan que la interacción entre la intensidad de la desinfección con NaClO, el manejo de antioxidantes y el balance hormonal ANA/KIN constituye el eje clave para el desarrollo de protocolos de micropropagación eficientes y replicables en especies leñosas como *C. officinalis*.

El protocolo propuesto constituye una base técnica preliminar para la micropropagación y conservación *ex situ* de *C. officinalis* L., con potencial aplicación en programas de restauración,

mejoramiento genético y aprovechamiento sostenible de metabolitos quinolínicos. Además, los resultados evidencian una alta sensibilidad oxidativa y dependencia hormonal en los tejidos de la especie, abriendo nuevas líneas de investigación sobre mecanismos redox, metabolismo fenólico y procesos de diferenciación celular en especies leñosas tropicales.

■ CONTRIBUCIÓN DE AUTORES

A, A: Conceptualización, Análisis formal, Curación de datos, Escritura – Revisión y edición, Visualización;

M. M.: Metodología, Investigación, Curación de datos, Escritura – Borrador original;

M.Y.: Conceptualización, Metodología, Escritura – Borrador original.

■ REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Arbizu, C., Ferro-Mauricio, R., Chávez-Galarza, J., Guerrero-Abad, J., Vásquez, H., & Maicelo, J. L. (2021). The complete chloroplast genome of the national tree of Peru, quina (*Cinchona officinalis* L., Rubiaceae). *Mitochondrial DNA Part B*, 6(9), 2781-2783. <https://doi.org/10.1080/23802359.2021.1969697>
- Armijos-González R, Pérez-Ruiz C (2016) *In vitro* germination and shoot proliferation of the threatened species *Cinchona officinalis* L. (Rubiaceae). *J Forestry Res* 27(6):1229–1236. <https://doi.org/10.1007/s11676-016-0272-8>
- Armijos-González, R., Ramón, P. & Cueva-Agila, A. *Cinchona officinalis* L. *ex situ* conservation by *in vitro* slow growth and cryopreservation techniques. *Plant Cell Tiss Organ Cult* 158, 6 (2024). <https://doi.org/10.1007/s11240-024-02784-8>
- Azofeifa, Á. (2009). Problemas de oxidación y oscurecimiento de explantes cultivados *in vitro*. *Agronomía mesoamericana*, 20(1), 153-175. <https://doi.org/10.15517/am.v20i1.4990>
- Bogado, F. A., Vera Bravo, C., Ayala, P. G., Sansberro, P. A., & Luna, C. V. (2016). Uso de distintos desinfectantes superficiales para el establecimiento *in vitro* de segmentos nodales de *Grevillea robusta*. *Ciencias Agronómicas*, 16(27), 11–16. <https://ri.conicet.gov.ar/handle/11336/25301>

- Armijos-Montaña, A., Manchay-Loaiza, M., Yaguana-Arévalo, M. (2026). Inducción de estructuras callogénicas en explantes *in vitro* y *ex vitro* de *Cinchona officinalis* L. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 99-113. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2633>
- Camacho, J. (2023). Formación de estructuras callogénicas en explantes obtenidos de *vitroplantas* de *Cinchona officinalis* L., en condiciones de fotoperíodo y oscuridad. [Tesis de pregrado, Universidad Nacional de Loja]. Repositorio Digital - Universidad Nacional de Loja. <https://dspace.unl.edu.ec/jspui/handle/123456789/26058>
- Caraguay, K., Eras, V., González, D., et al. (2016). Potencial reproductivo y análisis de calidad de semillas de *Cinchona officinalis* L., provenientes de relictos boscosos en la Provincia de Loja – Ecuador. *Rev. Investig. Altoandín*. Vol. 18 Nro. 3: 271- 280. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=5645611>
- Castillo, A. (2004). Propagación de plantas por cultivo *in vitro*: una biotecnología que nos acompaña hace mucho tiempo. INIA, Investigadora, Unidad de Biotecnología. <https://ainfo.inia.uy/digital/bitstream/item/410/1/111219220807102417.pdf>
- Cupueran, F., Barragán, O., Insuasti, J., Barrigas, D., y Soto, C. (2021). Producción de plantas *in vitro* de quina (*Cinchona officinalis*): una revisión de plantas *in vitro* de quina (*Cinchona officinalis*): una revisión. *Revista Biorrefinería* Vol., 4 (4). <https://cebaecuador.org/wp-content/uploads/2022/01/13.pdf>
- Díaz, G. (2012). Procesos morfogénicos *in vitro* de Cedro (*Cedrela montana* Mortiz ex Turcz.) Inducidos a partir de semillas, para propagación y conservación de germoplasma. [Tesis pregrado, Universidad Nacional de Loja]. Repositorio Digital - Universidad Nacional de Loja. <https://dspace.unl.edu.ec/jspui/handle/123456789/5343>
- Díaz Lezcano, M. I., Rodas Ramírez, J. M., González Segnana, L. R., & Vera de Ortiz, M. (2020). Establecimiento *in vitro* de segmentos nodales de *Handroanthus heptaphyllus* de flores blancas. *Biotechnología Vegetal*, 20(3), 203-210. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2074-86472020000300203&lng=es&nrm=iso
- Duque, J. P. (2010). *Biotechnología*. Netbiblo. <https://bit.ly/3S1PWYG>
- Eras-Guamán, V., Moreno, J., Yaguana, M., Poma, R., y Paredes, D. (2019). Balance hormonal para la fase de brotación y enraizamiento *in vitro* de explantes de *Cinchona officinalis* L., provenientes de relictos boscosos de la provincia de Loja. *Bosques Latitud Cero*, 9(1), 58-68. <https://revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques/article/view/586>
- Eras-Guamán, V. H., Moreno-Serrano, J., Méndez-Montaña, K., Yaguana-Arévalo, M., y Angamarca, R. A. P. (2019). Procesos biotecnológicos para la formación de callos y estructuras de novo de *Cinchona officinalis* L. provenientes de relictos boscosos de la provincia de Loja. *Bosques Latitud Cero*, 9(2), 20-28. <https://revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques/article/view/682>
- Eras-Guamán, V. H., Moreno-Serrano, J., Yaguana-Arévalo, M., Poma Angamarca, R., y Guartanza-Loja, J. A. (2020). Inducción *in vitro* de estructuras callogénicas en *Cinchona officinalis* L. *Bosques Latitud Cero*, 10(1), 14–28. <https://revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques/article/view/714>
- Eras Guamán, V. H., Moreno Serrano, J. A., Yaguana Arévalo, M., Poma Angamarca, R. A., y Cueva Coronel, C. M. (2021). Inducción *in vitro* de raíces de *Cinchona officinalis* L., a partir de vitroplantas. *Bosques Latitud Cero*, 11(2), 43–52. <https://revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques/article/view/1006>
- Espinosa, A., Silva, J., Sariego, S., Cholo Masapanta, L., y Delgado, H. (2012). Efecto del tipo de explante y la concentración de ácido 2, 4-diclorofenoxiacético en la formación de callos en *Morus alba* L. *Pastos y Forrajes*, 35(4), 407-416. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0864-03942012000400006&lng=es&nrm=iso
- García, D., Ocampo, M., y Mesa, N. (2015). Estandarización del protocolo de desinfección para la micropropagación de *Aspidosperma polyneuron*. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 17(2), 76-84. <https://doi.org/10.15446/rev.colomb.biote.v17n2.54277>
- Garmendia, A. (2005). El árbol de la quina (*Cinchona* spp.): distribución, caracterización de su hábitat y arquitectura. 187. bit.ly/3NNKohS
- González Valdiviezo, K., Eras Guamán, V. H., Moreno Serrano, J., Minchala Patiño, J., Yaguana Arévalo, M., y Valarezo Ortega, C. (2018). Procesos biotecnológicos para la inducción de callos a partir de *vitroplantas* de *Cinchona officinalis* L., a nivel de laboratorio en la provincia de Loja, Ecuador. *Tzhoecon*, 10(2), 299-312. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=8152310>
- Gu, M., Li, Y., Jiang, H., Zhang, S., Que, Q., Chen, X., & Zhou, W. (2022). Efficient *In Vitro* Sterilization and Propagation from Stem Segment Explants of *Cnidioscolus aconitifolius* (Mill.) I.M. Johnston, a Multipurpose Woody Plant. *Plants*, 11(15), 1937. <https://doi.org/10.3390/plants11151937>
- Hernández, Y., y González, M. (2010). Efectos de la contaminación microbiana y oxidación fenólica en el establecimiento *in vitro* de frutales perennes. *Instituto Nacional de Ciencias Agropecuarias (INCA)*, 31, 88–100. <https://doi.org/0258-5936>

- Armijos-Montaño, A., Manchay-Loaiza, M., Yaguana-Arévalo, M. (2026). Inducción de estructuras callogénicas en explantes *in vitro* y *ex vitro* de *Cinchona officinalis* L. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 99-113. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2633>
- Levitus, G., Echenique, V., Rubinstein, C., Hopp, E., & Mroginski, L. (2010). Biotecnología y mejoramiento vegetal II. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Argentina, 258.
- Liu et al. (2024) Liu, C., Fan, H., Zhang, J., Wu, J., Zhou, M., Cao, F., Tao, G., & Zhou, X. (2024). Combating browning: mechanisms and management strategies *in vitro* culture of economic woody plants. *Forestry Research*, 4, e032. <https://doi.org/10.48130/forres-0024-0026>
- López Correa, J. E., y Botero, L. R. (2015). Cultivo *in vitro* de la especie forestal amenazada *Peltogyne purpurea* Pittier. Universidad Nacional de la Plata. <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/58549>
- López, N. (2016). Evaluación del paisaje y recursos escénicos después de 350 años de explotación de la “cascarilla” o “quina” *Cinchona officinalis* L. (Rubiaceae) en el sector Cajanuma-Rumishitana, Ecuador. *Arnaldoa*, 23(2). <https://doi.org/10.22497/668>
- Martínez, M., Hernández, C., y Restrepo, L. (2007). Estandarización de un protocolo para la obtención de callos friables de borojó (*Borojoa patinoi* Cuatr.) fase I. *Revista Colombiana de Biotecnología*. ISSN: 0123-3475. <https://www.redalyc.org/pdf/776/77690205.pdf>
- Medina, J., y Catarí, E. (2022). Caracterización química de la corteza del árbol de la Quina (*Cinchona officinalis*) para su consideración como materia prima lignocelulósica. *Ciencia en Revolución*, 8(23), 36-59. <https://cienciaenrevolucion.com.ve/index.php/cienciaenrevolucion/article/view/60>
- Murashige T., Skoog F. (1962). A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue culture. *Physiologia Plantarum*. 15 (3): 473-497. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1399-3054.1962.tb08052.x>
- Oran, S., Althaher, A., & Mubarak, M. (2022). *Cinchona officinalis* (cinchona Tree) and *Corylus avellana* (common hazel). In *Herbs, Shrubs, and Trees of Potential Medicinal Benefits* (pp. 377-394). CRC Press. DOI:10.1201/9781003205067-19
- Parveen, S., Maurya, N., Meena, A. y Luqman, S. (2024). Cinconina: un agente farmacológico versátil derivado de alcaloides naturales de la quina. *Temas actuales en química medicinal*, 24 (4), 343-363. 10.2174/0115680266270796231109171808
- Ramírez, L., Granados, J., y Carreño, N. (2014). Evaluación del efecto de tratamientos de desinfección con hipoclorito de sodio sobre segmentos nodales de *Guadua angustifolia* Kunth para el establecimiento del cultivo *in vitro*. *Dialnet*. 5(1), 1-15. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=5344976>
- Regalado, A., Paccha, E., Álvarez, O., y Montaño, T. (2020). Comportamiento de las concentraciones de PM10 en la ciudad de Loja-Ecuador y su relación con variables meteorológicas. *Journal of Science and Research*, 5(1), 137-148. <https://revistas.utb.edu.ec/index.php/sr/article/view/755>
- Rodríguez-Layza, J., Gonzales-Arteaga, J. J., Romero-Rivas, L. C., y Párraga-Quintanilla, A. (2021). Establecimiento *in vitro* de café var. caturra roja a partir de microesquejes. *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*, 5(5), 8132-8148. https://doi.org/10.37811/cl_rcm.v5i5.894
- Rodríguez Beraud, M. M., Latsague Vidal, M. I., Chacón Fuentes, M. A., & Astorga Brevis, P. K. (2014). Inducción *in vitro* de callogénesis y organogénesis indirecta a partir de explantes de cotiledón, hipocótilo y hoja en *Ugni molinae*. *Bosque (Valdivia)*, 35(1), 111-118. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-92002014000100011>
- Romero, J. (2015). Rasgos morfológicos de frutos, semillas y embriones de *Cinchona officinalis* L. (Rubiaceae) en el sur del Ecuador. *Revista Ecuatoriana de Medicina y Ciencias Biológicas*, 36(1-2), 27-35. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=6369414>
- Sánchez-Calvo, L., y Alvarenga-Venutolo, S. (2015). Callogénesis y establecimiento del cultivo de células en suspensión de *Uncaria tomentosa* (Willd.) DC (uña de gato). *Revista Tecnología en Marcha*, 28(1), 105-120. https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0379-39822015000100105&lng=en&nrm=iso
- Sánchez, R. y Luberli, J. (2023). Efecto de tres dosis y dos reguladores de crecimiento en la propagación *in vitro* de *Cinchona officinalis* L. (Rubiaceae)-Cajamarca. <http://hdl.handle.net/20.500.14074/6217>
- Sánchez-Santillan, T., Meléndez-Mori, JB, Morales-Rojas, E., Chichipe-Puscan, AK, Oliva-Cruz, SM y Huaman-Vela, MH (2021). Multiplicación clonal del árbol de quina (*Cinchona officinalis* L.): una alternativa para conservar el árbol nacional del Perú. 33(3) 215-222. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=8135617>
- Serrano, J. A. M., Ruíz, C. P., Fierro, I. M., & Fierro, J. M. (2019). Effect of culture medium on morphogenic processes *in vitro* in *Cinchona officinalis* L. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias UNCuyo*, 51(1), 55-68. <https://revistas.uncu.edu.ar/ojs3/index.php/RFA/article/view/2337>

Armijos-Montaña, A., Manchay-Loaiza, M., Yaguana-Arévalo, M. (2026). Inducción de estructuras callogénicas en explantes *in vitro* y *ex vitro* de *Cinchona officinalis* L. *Bosques Latitud Cero*, 16(1), 99-113. <https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2633>

Setiawan et al. (2020) Setiawan, R. B., Rahmah, M., Trisnia, H., Chaniago, I., Syukriani, L., Yunita, R., & Jamsari, J. (2020). Embryogenic callus induction of coffee [*Coffea arabica* L.] on several plant growth regulator concentration and incubation temperature. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 497, 012012. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/497/1/012012>

Sharry, S. (2015). Plantas de probeta. Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP). ISBN: 978-950-34-1254-1 <https://doi.org/10.35537/10915/46738>



El Oso Andino: ciencia, mito y emblema de identidad de la Universidad Nacional de Loja, Ecuador

The Andean Bear: science, myth, and an emblem of identity of the Universidad Nacional de Loja, Ecuador

 Nikolay Aguirre
CITIAB, Universidad Nacional de Loja.
nikolay.aguirre@gmail.com

 Tania Salinas Ramos
Universidad Nacional de Loja
tania.salinas@unl.edu.ec



RECIBIDO: 18/10/2025

ACEPTADO: 05/12/2025

PUBLICADO: 05/01/2026

RESUMEN

El oso andino *Tremarctos ornatus*, único úrsido sudamericano, habita los Andes hace cinco millones de años y su linaje habría ingresado al subcontinente en dos oleadas (Pleistoceno temprano y Holoceno). Se distribuye a lo largo de los Andes orientales, con presencia confirmada en el Parque Nacional Podocarpus (Loja – Zamora Chinchipe). Morfológicamente alcanza ~2 m de longitud, pelaje negro denso, cuello corto y musculoso, orejas pequeñas y hocico pardo. Su sentido predominante es el olfato; en etapas seniles presenta visión binocular con mayor profundidad de campo. Destaca la variabilidad de manchas crema alrededor de ojos, mejillas, garganta y pecho, rasgos únicos por individuo que permiten fotoidentificación. Su dieta incluye bromeliáceas (*Puya* spp.), conocida comúnmente como “achupalla” y se reporta reproducción continua con posible sincronización estacional. Más allá de su historia natural, el oso de anteojos es un importante símbolo biocultural: mediador entre naturaleza sagrada y humanidad en narrativas andinas, incluso reconocido como “ancestro” por su bipedestación. En Loja, su imagen articula pertenencia territorial y académico-deportiva: inspira la barra “La garra del oso”, que es la mascota de la Universidad Nacional de Loja y protagoniza relatos locales (p. ej., la leyenda del “estudioso universitario”) que integran ciencia, ética y formación, reforzando su valor para la conservación con identidad.

Antecedentes científicos

El oso andino *Tremarctos ornatus* ha poblado América del Sur por más de cinco millones de años (Burgos et al., 2014). Sin embargo, autores como Rodríguez y Soibelzon (2011) expresan que “América del Sur fue invadida al menos dos veces por osos, la primera en el Pleistoceno temprano y la segunda durante el Holoceno, siendo el único Ursidae que habita América del Sur actualmente. Los escenarios geográficos en los que se ha asentado esta población corresponden, según Camacaro y del Moral (2008), a los “Andes orientales venezolanos, pasando por Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia hasta el noroeste argentino”.

Esta especie llega a medir hasta dos metros, su pelaje es de un espléndido color negro, grueso y abundante. En medio de su apariencia monumental asoma un cuello corto y musculoso, también se observa un par de orejas cortas y un hocico de color pardo oscuro. Su visión no es su sentido más destacado, como sí lo es su olfato. Stucchi y Figueroa (2013) dan a conocer que el oso adulto senil tiene una “visión binocular con mayor profundidad de campo, lo que le permite establecer distancias adecuadamente”. Esta característica le ayuda a cazar con mayor facilidad. La visión de los osos jóvenes está mayormente desarrollada en los laterales, así detecta con precisión a predadores y otros peligros.



Más allá de estas características, lo que llama la atención del oso andino es la coloración que presenta alrededor de los ojos. Sandoval y Yáñez (2019) señalan que estas suelen ser “manchas blancas o café claras alrededor de los ojos, que pueden extenderse hasta la quijada, garganta y pecho”. Para Peyton (1999), González-Maya et al. (2017), Vela-Vargas et al. (2021), como se cit. en Montoya-Osorio et al. (2025), “las manchas color crema o blanca que poseen alrededor de los ojos, mejillas, garganta y pecho [...] son únicas en cada individuo, por lo que pueden considerarse homólogas a las huellas dactilares en los humanos”.

Las creencias señalan que debido a la densidad de los territorios en los que habita el oso, la naturaleza sabia le aclara el pelaje alrededor de los ojos, como intentando obsequiarle un par de anteojos para que lograra ver con mayor precisión. Por eso al oso andino también lo conocen como el oso de anteojos, y también le dicen achupallero, porque entre sus platos preferidos está el corazón de la achupalla (*Puya* spp.). Además, se dice que el oso de anteojos se reproduce de forma continua durante todo el año, y se especula que podría sincronizar sus tiempos de gestación para adaptarse mejor a las condiciones ambientales y llevar a cabo procesos de crianza en épocas con abundancia de alimentos (Montoya-Osorio et al., 2025).

A partir de los mitos que se han creado en torno al oso andino, se precisa que este animal llegó a este mundo para ser el equilibrio entre la fuerza y la razón. A su vez, para ser mediador entre la naturaleza sagrada y la humanidad (Camacaro y Del Moral, 2008; Lanata, 2019). Además, las comunidades indígenas han reconocido en el oso un ancestro a raíz de la cualidad de caminar en dos patas que este posee (Burgos et al., 2014).

En un contexto más cercano, el oso de anteojos se ha convertido en una figura representativa de la región, ya que habita entre otros lugares, en el Parque Nacional Podocarpus y su zona de amortiguamiento, el mismo que se encuentra ubicado en el límite fronterizo de las provincias de Loja y Zamora Chinchipe.

Por ser Loja uno de los escenarios geográficos donde habita el oso de anteojos, este pasa a ser emblema de los lojanos en el ámbito deportivo. En 1979 se

crea Liga Deportiva Universitaria de Loja, que nace adscrita al primer centro de estudios superiores de la región Sur del país, la Universidad Nacional de Loja. En el seno de este equipo deportivo, el oso de anteojos toma representatividad ya que se convierte en el nombre de la barra brava del equipo, la misma que se conoce como “La garra del oso” con la consigna “un solo aliento, un solo sentimiento, una sola garra. Por ti nacimos, por ti moriremos, desde siempre y hasta siempre”.

Por todo lo que el oso de anteojos significa para los lojanos, su imagen también se convierte en la mascota de la Universidad Nacional de Loja, ya que simboliza la fuerza, la valentía y la perseverancia que caracterizan al Alma Máter de los lojanos.

MaNu: La leyenda del esTUDioso universitario

Se dice que una vez, un niño había prometido a su madre y a sí mismo ser el mejor en todo. Por eso empezó a estudiar para dominar la ciencia. Su madre le había dicho que también tiene que aprender a ser buena persona, que todo debe estar en equilibrio. El niño creció y se estaba convirtiendo en un joven que olvidó su promesa. Su ideal parecía fracturado, así como el corazón de su madre, que cada vez veía lejos aquello que en otro tiempo su hijo había anunciado.

Una noche mientras dormía, el ahora joven tuvo un sueño. Sintió que una nariz fría le olfateaba las manos y un leve gruñido le traía un recuerdo lejano. Estas imágenes se conjugaban con la mirada triste de su madre. El sueño era confuso, en él se superponía en diferente orden la imagen de la madre, la sensación del hocico y una promesa. Cuando el joven despertó se incorporó y permaneció sentado en su cama tratando de entender el sueño. Cuando pensó en su madre todo se aclaró en su memoria. De pequeño le había prometido ser el mejor y no lo estoy cumpliendo, susurró. Con el dorso de su mano limpió las lágrimas que brotaron de sus ojos. Se levantó, pero el recuerdo de sus aspiraciones truncadas lo acompañó toda la jornada.

Durante una temporada el sueño fue recurrente: un hocico le olfateaba la mano. A veces eran gruñidos los que se escurrían en el sopor de la noche, otras

veces sentía que un pelaje tibio le acariciaba los brazos. Constantemente estas sensaciones estaban presentes en el sueño, pero lo que más lo descolocaba era imaginar el rostro de su madre cada vez más triste. Así transcurrieron los días hasta contagiado de optimismo para trabajar por ese sueño pueril que con tanta firmeza hace años había manifestado. En medio de adversidades, que a veces lo hacían dudar, empezó a estudiar en la primera universidad de la región Sur del Ecuador. Se dedicó a leer, a aprender, a investigar, y a preguntar acerca de cómo funciona la naturaleza y descubrir a ese misterioso personaje que salía en sus sueños. Con ello, ese joven empezó a darle forma y a guiarse por el anhelo que tenía desde la infancia.

Para el unelino, nombre con el cual se identificaban a los estudiantes de aquella universidad, el bosque, la selva y las montañas se volvieron sus lugares seguros. Cada vez salía a recorrer estos ecosistemas, a coleccionar muestras, iba y venía imbuido de una decisión inquebrantable. Quería saber cuál era su alimento preferido para proteger su hábitat. Quería conocerlo en su totalidad, saber sus hábitos y su conducta. Por eso había empezado a habitar asiduamente estos paisajes como si fuera un oso de anteojos más. Se repetía para sí mismo que para conocer al animal debía estudiar los libros, pero también debía recoger indicios para entenderlo casi por completo. Una mañana de tantas avanzó por los caminos conocidos, se internó entre el follaje de los matorrales y siguió sin interrupción, procuraba hacer todo a tiempo, ni en un segundo más ni en un segundo menos. En esa experiencia, se sobresaltó cuando su bota se hundió en excremento fresco de un oso, en ese instante su corazón latió emocionado, sus ojos se cubrieron de una telita de rocío, respiró hondo y caminó sigiloso.

Estaba frente a lo que tantas veces se había imaginado: el prodigioso, el inmenso, el negrísimo, el majestuoso oso andino. El animal estaba con su hocico pegado al sebo que un día antes le había dejado. Se frotaba la nariz contra el follaje de los arbustos y huicundos como si fueran una mano inmensa que leyera sus poros. El joven lo miró sin moverse y sin parpadear. El oso también miró

alrededor y sin más se fue en dirección opuesta. El joven lentamente se aproximó al lugar que antes estuvo lleno por la presencia del animal. Se puso en cuclillas y acarició con su mano las hojas donde aún estaba tibia la sombra de esa nariz, la acarició y un escalofrío hizo que los vellos de las extremidades se le erizaran. La sensación que experimentó no era desconocida, antes ya había sentido en la palma de su mano el hocico de un oso.

Sonrió con los ojos humedecidos de alegría y supo que su futuro estaba escrito desde su infancia. Comprendió que lo que anunció cuando era niño, y estuvo a punto de olvidar, se hizo realidad porque el oso lo visitó en sueños para recordarle que tenía una promesa que cumplir. Mientras acariciaba la hoja donde quedó esculpida la nariz del oso, el unelino recordó una antigua lectura en la que se decía que los osos suben a los árboles para alimentarse o descansar. Al subir doblaban las ramas con su peso, lo que provocaba que estas cayeran abriendo espacios por los que se filtraba el agua y la luz. De esta manera era posible que plantas que necesitaban de estos elementos pudieran desarrollarse mejor. El joven pensó que el oso había venido a sus sueños para romper ramas que como obstáculos estaban en su cabeza y no le permitían crecer ni florecer como todas las plantas del bosque.

En algún lugar se divisa la imagen de un oso de anteojos al que todos acuden para acariciar su nariz. Algunas leyendas dicen que esa es la parte más sensible del animal y al parecer es verdad. Una vez un muchacho frotó la nariz de un oso de anteojos y sintió que el equilibrio que necesitaba para ser excelente y bueno lo acompañó para siempre. Se dice que este joven había prometido ser el mejor y que cuando estuvo a punto de olvidar su promesa el oso se le aparecía en los sueños para recordarle aquello que estaba pendiente. Gracias a ello dedicó su vida a estudiar las ciencias naturales y sus hallazgos reposan en museos de historia natural en distintos lugares del mundo. Es evidente que, al igual que ese joven, al acariciar la nariz del oso se comprende que no basta con dominar la ciencia; también es necesario cultivar la fuerza interna para florecer y ser feliz.

■ REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Burgos, H., Samson, E., Castellanos, S., Querejeta, A. y Burbano, I. (2014). El oso de anteojos vecino desconocido del distrito. Enfoque. Suplemento de los estudiantes de periodismo multimedios del colegio de comunicación y artes contemporáneas, 13: 1-8. https://www.usfq.edu.ec/sites/default/files/2020-07/enfoque_013.pdf
- Camacaro, F. y Del Moral, F. (2008). Representaciones del Oso Andino (*Tremarctos ornatus*) en el Discurso Literario del Noroeste Argentino y en un Texto Discursivo Científico. *Etnobiología*, 6 (1): 68-80. <https://revistaetnobiologia.mx/index.php/etno/article/view/230/231>
- González-Maya, J.F., Galindo-Tarazona, R., Urquijo Collazos, M., Zárate Vanegas, M. y Parra-Romero, A. (Eds.). (2017). El Oso Andino en el Macizo de Chingaza. Empresa de Acueducto, Alcantarillado y Aseo de Bogotá D.C./EAB-ESP, Corporación Autónoma Regional del Guavio-CORPOGUAVIO, Parques Nacionales Naturales de Colombia (Parque Nacional Natural Chingaza, Dirección Territorial Orinoquía) & Proyecto de Conservación de Aguas y Tierras-ProCAT Colombia. Bogotá, D.C. Colombia.
- La garra del oso. (s.f.). Inicio. [Página de Facebook]. Facebook. https://www.facebook.com/lagarradeloso.loja/?locale=es_LA
- Lanata, R. (2019). Nieve blanca-resplandeciente. En R. Pajuelo (Ed.). *Qoyllurit'i. Fe, tradición y cambio*. <https://www.culturacusco.gob.pe/dmdocuments/2021/.pdf>
- Montoya-Osorio, J., Arango-Lopera, A., Restrepo Bolívar, J., y Gaviria Salazar, J. (2025). Nuevos registros de *Tremarctos ornatus* (Carnivora: Ursidae) en área rural de Salgar-Antioquia. *Mammalogy Notes*, 11(1), 414. <https://doi.org/10.47603/mano.v11n1.414>
- Peyton, B. (1999). Spectacled bear conservation action plan. In: Servheen C, Herrero S, Peyton B, editors. Bears: status survey and conservation action plan. IUCN/SSC Bear Specialist Group, Gland, Switzerland. 157-198.
- Proyecto Páramo Andino (2009). Entre nieblas. Mitos, historias y leyendas del páramo. Editorial de Abya-Yala.
- Rodríguez, S. y Soibelzon, H. (2011). Biología y origen del oso andino: el único oso sudamericano. *Asociación Argentina para el Progreso de las Ciencias. Ciencia e Investigación*; 61; 1-3; 9-14; 71-81.
- Sandoval-Guillén, P. y Yáñez-Moreta, P. (2019). Aspectos biológicos y ecológicos del oso de anteojos (*Tremarctos ornatus*, Ursidae) en la zona andina de Ecuador y perspectivas para su conservación bajo el enfoque de especies paisaje. *La Granja*. 30 (2): pp.19-27. ISSN 1390-8596. <https://doi.org/10.17163/lgr.n30.2019.02>.
- Stucchi, M. y Figueroa, J. (2013). Morfología cráneo-mandibular del oso andino *Tremarctos ornatus* (Carnivora: Ursidae). *THERYA*, 4(3): 485-509. 10.12933/therya-13-168
- Vela-Vargas, I., Jorgenson, J., González-Maya, J. y Koprowski, J. (2021). *Tremarctos ornatus* (Carnivora: Ursidae). *Mammalian Species*, 53 (1006): 78-94. <https://doi.org/10.1093/mspecies/seab008>
- Universidad Nacional de Loja. [unloficial]. (06 de enero de 2024). El oso de anteojos es el legado de la Liga Deportiva Universitaria de Loja, y de las barras bravas, simbolizando fuerza, valentía y la riqueza natural de Ecuador. [Descripción audiovisual]. Instagram. <https://www.instagram.com/p/C1x26PCximL/>





Sistemas Agroforestales (SAFs), una alternativa para la restauración del paisaje

Agroforestry System (SAFs), an alternative for the landscape restoration

Leonardo González

Parque Universitario “Francisco Vivar Castro”, Universidad Nacional de Loja.

lpgonzalez@unl.edu.ec

Zhofre Aguirre-Mendoza

Docente, Universidad Nacional de Loja

zhofre.aguirre@unl.edu.ec



RECIBIDO: 18/10/2025

ACEPTADO: 15/12/2025

PUBLICADO: 05/01/2026

RESUMEN

Ecuador, entre 1985 y 2023 perdió 1,1 millones de hectáreas de cobertura natural. La pérdida de bosques y degradación de la tierra provoca efectos globales preocupantes y es necesario conocer y promover alternativas de mitigación. La Agroforestería es una alternativa técnica-social apropiada y considerada como una Solución Basada en la Naturaleza (SBN), aplicando los principios de la Restauración del Paisaje. Estos sistemas promueven diversidad de beneficios ecológicos, socio-económicos y culturales. El objetivo del presente estudio es destacar la importancia de la implementación de sistemas agroforestales (SAFs) como alternativa para promover la restauración del paisaje y para ello se evaluó un caso establecido de manera empírica. Se identificó que la inclusión de árboles provee bienes y servicios ecosistémicos como: conectividad del paisaje, hábitat y refugio de fauna silvestre, captura de CO₂, retención de materia orgánica y soporte del suelo, recurso no maderable (leña, materiales) y maderable a futuro. Las principales especies forestales maderables y no maderables asociadas son: *Cordia alliodora*, *Schizolobium parahyba*, *Cedrela odorata*, *Clarisia biflora*, *Quararibea cordata*, *Inga edulis*, *Pouteria caimito*, *Pouroma cecropiifolia* y *Guadua angustifolia*. Se identificó que el sistema productivo asociado es clave para la subsistencia familiar y económica, con especies como: *Theobroma cacao*, *Mussa x paradisiaca*, *Mussa sapientum* y *Manihot esculenta*. La investigación destaca que los sistemas productivos pueden ser más sostenibles e integrales a través de la inclusión de árboles nativos multipropósito, esto con el fin de revertir la degradación de la tierra y mitigar los efectos del cambio climático, así como, mejorar la resiliencia de las personas.

Palabras clave: Sistemas Agroforestales, restauración del paisaje, bienes y servicios ecosistémicos, degradación, biodiversidad.

ABSTRACT

Between 1985 and 2023, Ecuador lost 1.1 million hectares of natural cover. Forest loss and land degradation have worrying global effects, and it is necessary to identify and promote mitigation alternatives. Agroforestry is an appropriate technical and social alternative and is considered a Nature-Based Solution (NBS), applying the principles of Landscape Restoration. These systems promote a variety of ecological, socio-economic, and cultural benefits. The objective of this study is to highlight the importance of implementing agroforestry systems (AFS) as an alternative to promote landscape restoration, and to this end, an empirically established case was evaluated. It was identified that the



inclusion of trees provides ecosystem goods and services such as: landscape connectivity, wildlife habitat and shelter, CO₂ capture, organic matter retention and soil support, non-timber resources (firewood, materials), and future timber resources. The main associated timber and non-timber forest species are: *Cordia alliodora*, *Schizolobium parahyba*, *Cedrela odorata*, *Clarisia biflora*, *Quararibea cordata*, *Inga edulis*, *Pouteria caimito*, *Pouroma cecropiifolia* and *Guadua angustifolia*. The associated production system was identified as key to family and economic subsistence, with species such as: *Theobroma cacao*, *Mussa x paradisiaca*, *Mussa sapientum*, and *Manihot esculenta*. The research highlights that production systems can be more sustainable and comprehensive through the inclusion of multipurpose native trees, with the aim of reversing land degradation and mitigating the effects of climate change, as well as improving people's resilience.

Keywords: Agroforestry System, landscape restoration, ecosystem goods and services, degradation, biodiversity.

■ INTRODUCCIÓN

El planeta se enfrenta a la degradación de los recursos naturales renovables, lo que afecta a la población humana, a medida que el crecimiento demográfico aumenta, la demanda de recursos crece y su permanencia se ve comprometida. Los bosques en 2020 ocupaban alrededor de 4 060 millones de hectáreas (Programa de las Naciones Unidas para la Agricultura y Alimentación [FAO] y Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente [PNUMA], 2020). Sin embargo, la FAO (2025) en su evaluación de los recursos forestales mundiales revela que el planeta alberga 4 140 millones de hectáreas de bosque que representan el 32 % de la cobertura terrestre. Entonces los datos indicarían que ¿los bosques se están recuperando? A pesar de que, en América Latina las actividades extractivistas, la agricultura y el pastoreo representan ~70 % de la degradación de los bosques (Sabogal et al., 2015). Por otra parte, entre 1985 y 2023 Ecuador perdió 1,1 millones de hectáreas de cobertura natural (MAPBIOMAS, 2023).

Ante la degradación de la tierra y sus recursos naturales, se promueve implementar estrategias, técnicas y métodos de restauración sostenibles, por ejemplo, la recuperación de ecosistemas, la restauración productiva, la rehabilitación ecológica, siendo clave en estos procesos la inclusión de las personas. En la actualidad se ha potenciado trabajar con los SAFs, como una medida de mitigación, dando oportunidades para mejorar la calidad de vida de las personas. Los SAFs se incluyen como

una Adaptación basada en Ecosistemas, la cual, es una estrategia que apoya con las mejores prácticas a las comunidades de agricultores y así integren la conservación, restauración y manejo sostenible de ecosistemas y la biodiversidad (Chain-Guadarrama et al., 2019).

Los Sistemas Agroforestales son un sistema planificado, en donde, se puede combinar árboles y/o arbustos (frutales y/o maderables) y cultivos procurando mantener la diversidad, producción e integridad ecológica del ecosistema y, satisfacer las necesidades de las familias. Este sistema se enmarca en la agroforestería, que se sostiene bajo el principio de el “uso de la tierra que combina árboles con cultivos, árboles con ganado o árboles con cultivos y ganado” (Gassner y Dobie, 2022). Somarriba (2012) menciona que, “La agroforestería es una forma de cultivo múltiple que satisface tres condiciones básicas: existen al menos dos especies que interactúan biológicamente; al menos uno de los componentes es una leñosa perenne; y, al menos dos de los componentes se manejan para satisfacer los objetivos del administrador de la tierra”, aunque también se incluyen los animales.

El éxito de estos sistemas depende del propietario o labrador de la tierra, que son quienes buscan satisfacer sus necesidades, principalmente, económicas. Es ahí donde también juega un rol clave la participación del profesional para proponer un buen diseño (Carvajal et al., 2024), planificación y manejo que haga prevalecer el valor ecológico. El propietario es clave, ya que con su conocimiento ancestral conoce el potencial

o atributos ecológicos de muchas especies nativas y exóticas, y los requerimientos o preferencias de hábitat de las especies que se usen en los SAFs.

En un SAF se puede aprovechar la tierra de manera ordenada o planificada ya que, permiten combinar cultivos agrícolas con la plantación de especies arbóreas de uso múltiple. También se pueden aprovechar las tierras con pequeñas extensiones y así mantener una buena conexión del paisaje y parte de la integridad ecológica. Incluir especies arbóreas ayuda a la generación de varios servicios y bienes, entre ellos: frutos para consumo familiar, alimento para las aves, madera, biomasa, captura de CO₂, regulación de temperatura, conectividad, entre otros Gassner y Dobie (2022), también mencionan la relevancia de los árboles en los sistemas productivos ya que en el mundo el 45 % de las fincas tienen más de un 10 % de cobertura arbórea.

El presente documento presenta reflexiones y pensamientos acerca de la agroforestería y la importancia de la implementación de sistemas agroforestales, como alternativa técnica-social para promover la restauración del paisaje. También se analiza de forma descriptiva un caso de SAF establecido de manera empírica en un ecosistema amazónico, describiendo los beneficios ecológicos y socioeconómicos.

La Agroforestería y sus sistemas

La Agroforestería es un mecanismo histórico que ha trascendido en las culturas y generaciones, aunque en los últimos años ha perdido valor por la práctica mayoritaria de los cultivos convencionales y monocultivos comerciales; sin embargo, hay que considerar que el cambio climático y la degradación de la tierra es preocupante para la biodiversidad, por ende, la agroforestería resulta un buen aliado.

Espinoza et al. (2004) resaltan puntos claves sobre la importancia de la agroforestería, como: el crecimiento demográfico que demanda alimentos y energía, presencia de problemas ecológicos y salud humana (seguridad alimentaria), degradación de la tierra y necesidades de asegurar recursos para las generaciones futuras. Ante estas necesidades la agroforestería oferta y propone modelos como

los sistemas silvopastoriles (árboles y/o arbustos + pastos), agroforestales (árboles y/o arbustos + cultivos), agrosilvopastoriles (árboles y/o arbustos + pastos + cultivos) y forestales multipropósitos (alimento, medicina, madera, etc.). Los beneficios de la agroforestería son amplios e incluyen la recuperación de la fertilidad del suelo, el control de la salinidad, la reducción de la erosión, la mejora de la calidad del agua, la protección y recuperación de la biodiversidad y del hábitat de los polinizadores (Pacheco et al., 2024).

Estos sistemas técnicos de producción no solo proporcionan beneficios ecológicos, sino que también integran la parte social, cultural y económica (Figura 1), lo que se interpretaría como la convivencia armónica entre ser humano y naturaleza. La diversidad de plantas establecidas en un sistema agroforestal crea un micro ecosistema capaz de ofertar varios bienes y servicios ecosistémicos, aunque no sean comparables con las masas de bosques nativos o secundarios, éstos ayudan a mantener en parte la integridad y funcionalidad ecológica, la biodiversidad, y por ende la complejidad ecosistémica, también contribuye a mitigar los efectos del cambio climático (Álava-Núñez et al., 2025).

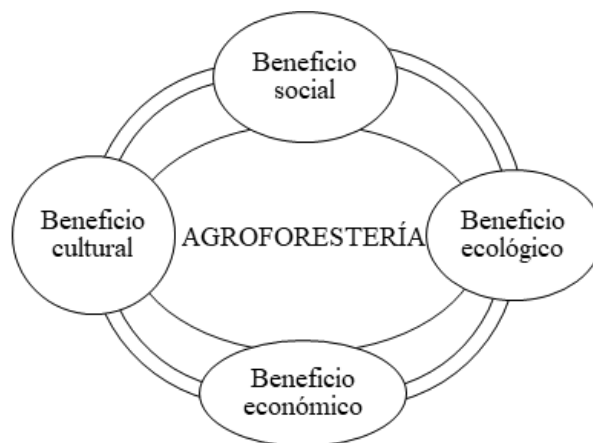


Figura 1. Beneficios de la agroforestería que incluye los sistemas: silvopastoril, agroforestal, agrosilvopastoril y forestales multipropósitos.

Estudio de caso del establecimiento empírico de un sistema agroforestal

El predio se ubica en la parroquia Los Encuentros, Barrio El Carmen, en las riberas del río Zamora (Figura 2). Se encuentra a una altura de 790 m s.n.m.,

cuenta con un área aproximada de 0,2 ha y pertenece al ecosistema bosque siempreverde piemontano de la Cordillera del Condor Kutukú. Algunos bosques cercanos son de tipo secundario acompañados de mosaicos agropecuarios, principalmente pastizales y cultivos de cacao, yuca, maíz, guineo y plátano.



Figura 2. Ubicación del predio bajo un sistema agroforestal empírico. Imagen obtenida de Google Earth Pro, actualización 18 de enero de 2025.

Identificación de los beneficios de un sistema agroforestal empírico a la restauración del paisaje

Para la identificación de los beneficios del sistema agroforestal, se realizó una caracterización cualitativa en un predio privado. Se identificó la línea histórica del uso de la tierra y cómo fue su proceso de recuperación. Se registraron las especies forestales maderables y no maderables empleadas en el sistema agroforestal, se identificaron las especies cultivadas para la subsistencia y mejoramiento de la económica familiar. Además, se registró los bienes y servicios ecosistémicos que brindan estos métodos.

■ RESULTADOS

Estudio de caso del establecimiento empírico de un sistema agroforestal

El predio aproximadamente en el año 1975 fue utilizado para un campamento de maquinaria en la apertura de la vía Los Encuentros-Bellavista-Paquisha. La tierra estuvo sometida a compactación y derrame de residuos como diésel, gasolina y

aceites lubricantes. Como resultado existía un terreno con suelo pobre, poco fértil con presencia de malezas pioneras y ruderales.

En el área se encontraban especies como pasto elefante *Cenchrus purpureus*, pasto cariamanga *Andropogon* sp., caña agria *Costus scaber* y otras especies que en su conjunto formaban una luzara. Con el propósito de obtener alimentos para la subsistencia familiar se establecieron las primeras plantas de cacao *Theobroma cacao*, yuca *Manihot esculenta* y *Mussa x paradisiaca* guineo; además, se asoció algunas plantas de guaba machetona *Inga spectabilis*, guaba bejuco *Inga edulis*, caña suave *Saccharum officinarum*, yarazo *Pouteria caimito* y zapote *Matisia cordata*.

Posteriormente, por regeneración natural se establecieron árboles de laurel costeño *Cordia alliodora* los cuales fueron manejados con el fin de recuperar el suelo, así mismo, se manejaron márgenes de protección en la zona riparia, en donde, se ha establecido aproximadamente 10 m de protección permanente con especies autóctonas como *Zigia* sp., *Clarisia biflora*, *Guarea guidonia*, *Sapium marmieri*, *Gynerium sagittatum* que crecen de manera natural (Figura 3).

Con la finalidad de continuar con el enriquecimiento, se establecieron árboles de pachaco *Schizolobium parahyba*, cedro *Cedrela odorata*, yumbingue *Terminalia amazonia*, guadua *Guadua angustifolia*, uva de monte *Pourouma cecropiifolia*. El pachaco se seleccionó por ser una especie de rápido crecimiento, el cedro y yumbingue por su madera apreciada para la construcción, la guadua para protección de las zonas riparias y por ser útil como material de construcción y, la uva de monte por sus frutos comestibles (Figura 3).

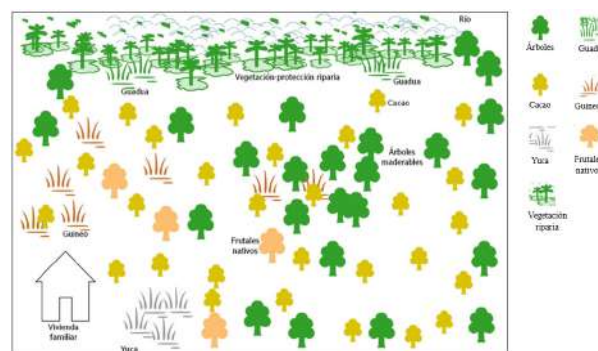


Figura 3. Modelo de un sistema agroforestal empírico que promueve el principio de la restauración del paisaje.

Contribución de un sistema agroforestal empírico a la restauración del paisaje en la Amazonía ecuatoriana

Los SAFs ofertan una variedad de bienes y servicios ecosistémicos que dependerán también del tamaño o área de la tierra. Por ejemplo, Avellán et al. (2020) mencionan que *Cordia alliodora* en su biomasa aérea puede contener 1,87 t/ha y 61 árboles de *Inga edulis* contienen 0,35 t/ha comparado con 2 424 plantas de *Theobroma cacao* que contienen 5,21 t/ha, esto refleja que es clave la inclusión de árboles. Estos sistemas también aportan en la mitigación contra el cambio climático. Por otra parte, Álava-Núñez et al. (2025) destacan que sistemas productivos como las Ajas o Chakras enfocadas como Soluciones Climáticas Basadas en la Naturaleza llegan a almacenar cantidades de carbono similares a los bosques secundarios.

En la Figura 4 se realiza una descripción de los beneficios observados y que serán potenciados en el sistema agroforestal establecido en Los Encuentros, Yantzaza, Ecuador.

Conectividad del paisaje

El SAF facilita el intercambio de la diversidad de flora y fauna con ecosistemas adyacentes mejor conservados, permitiendo la llegada y formación de nuevos bancos de semillas que, a la vez, brinda una mejor resiliencia y adaptabilidad de los ecosistemas. Esta conectividad llega a ser significativa para disminuir la fragmentación del paisaje, formando micro-corredores biológicos. En este sentido, los árboles dominantes albergan una diversidad de epífitas como musgos, helechos, líquenes, orquídeas, bromelias, aráceas y organismos que viven asociados a estas especies.

Atractivo para la fauna

Los árboles dominantes son hábitat y refugio para la fauna silvestre, especialmente para aves de gran tamaño, que ayudan en la dispersión de semillas de especies nativas. Los árboles frutales establecidos en el sistema son fuente de alimento. Algunos mamíferos como Guatusa, Armadillo, Yamala, Guanchaca también utilizan estos espacios para

desplazarse a bosques secundarios cercanos. También se reporta que los frutos de cacao y yuca son alimento para la Guatusa, cabe mencionar que no representan una plaga.

Regulan la temperatura, capturan CO₂, purifican el aire

Las copas de los árboles son excelentes receptores de los rayos solares, disminuyendo la radiación directa bajo el dosel, lo que ayuda a regular la temperatura. Además, plantar árboles incrementa la captura de CO₂ debido a su gran tamaño que pueden superar los 20 m de altura. Por ejemplo, se menciona que se necesitan 22 árboles diarios por persona para sobrevivir, en este sentido, debería ser una obligación moral proteger los árboles para la provisión de oxígeno.

Retienen la materia orgánica y da soporte al suelo

Los troncos y raíces evitan el deslizamiento de la materia orgánica, así mismo, evitan la erosión del suelo cuando hay pendientes fuertes, por ejemplo, las raíces tablares de *Clarisia biflora* o *Schizolobium parahyba*. Además, el sistema radicular forma galerías y estructuras complejas, en el suelo permitiendo una mejor aireación e infiltración del agua logrando evitar la erosión hídrica.

Disminuye la presencia de malezas

El aporte de hojarasca y sombra inhiben la presencia de malezas, esto evita la competencia con los cultivos y mejora su desarrollo, que también contribuye a minimizar los esfuerzos en el mantenimiento del sistema agroforestal. Adicionalmente, pueden ayudar a disminuir la presencia de plagas y enfermedades en los cultivos.

Mejoramiento del suelo

La producción de hojarasca mejora la necromasa, que a medida que se descompone actúa como fertilizante natural para el suelo, este proceso promueve la proliferación de microorganismos beneficiosos que, a su vez, contribuye a mantener

la fertilidad y prolongar la vida útil del suelo. El abastecimiento de la materia orgánica ayuda a incrementar el nivel de elementos básicos como fósforo P, potasio K, nitrógeno N, calcio Ca y magnesio Mg. Además, ayuda a regular la temperatura reteniendo la humedad, lo que influye para que los cultivos dispongan de agua y evitar el estrés hídrico.

Recursos no maderables

Se puede obtener frutos para consumo familiar o venta, por ejemplo, guabas *Inga* spp. y *Matisia cordata* (zapote). El abastecimiento de alimentos puede representar un alivio económico, ya que permite ahorrar en la compra de ciertos alimentos, principalmente yuca, plátano, guineo que conforman la canasta familiar. Además, se provee de material para producción de energía calórica

(leña y carbón) de los árboles y arbustos. Y dependiendo de las especies plantadas, se obtienen materiales para construcciones pequeñas como por ejemplo la *Guadua angustifolia* que sirve para hacer galpones, techos, huertos y artesanías. Algunos arbustos también pueden ser medicinales, por ejemplo, *Bauhinia tarapotensis* empleada para tratar los niveles de colesterol y la presión alta.

Recurso maderable a futuro

Los árboles plantados proveerán de madera a futuro, por ejemplo, el laurel costeño y el pachaco. Esto permitirá tener un ingreso económico asegurado para las futuras generaciones. Se pueden implementar especies de crecimiento rápido y lento, que permite el aprovechamiento a corto, mediano y largo plazo, ajustándose a las necesidades del productor.



Figura 4. Sistema agroforestal, combinación de cacao criollo y guineo (*Musa x sapientum*) con especies maderables de Pachaco (*Schizolobium parahyba*) y Laurel costeño (*Cordia alliodora*).

Beneficios de la implementación de Sistemas Agroforestales como Solución Climática Basada en la Naturaleza para la Restauración del Paisaje

Se presenta de forma ilustrativa los resultados del manejo de la tierra a través de la implementación de un SAF bajo el principio de las Soluciones Climáticas Basadas en la Naturaleza y enfocadas en la restauración del paisaje. Cabe mencionar que los procesos son a largo plazo y el productor debe estar dispuesto a cambiar su producción convencional, para enfocarse en una producción que combine los saberes ancestrales y el conocimiento ecológico.

Por ejemplo, el uso adecuado de especies para recuperar los suelos, especies forestales con potencial maderable, la correcta asociación de árboles con cultivos, el uso de plantas silvestres comestibles y medicinales. Estos conocimientos llegan a fortalecer la capacidad de adaptación de las personas, las medidas contra el cambio climático y la gestión sostenible de la tierra (Álava-Núñez et al., 2025).

En la Figura 5 se sistematiza la evidencia fotográfica con el propósito de dar una breve descripción de los beneficios observables en la implementación de un sistema agroforestal empírico.



Figura 5. Beneficios del establecimiento de un sistema agroforestal empírico. a) Hábitat y provisión de alimentos para especies de fauna (frutos de palma *Iriartea deltoidea*); b) Provisión de sombra y regulación del clima (árboles de *Schizolobium parahyba* y *Cordia alliodora*); c) Almacenamiento de carbono y recurso maderable (*Schizolobium parahyba* y *Cordia alliodora*) y aprovisionamiento de recurso no maderable. d) *Guadua angustifolia* para protección ribereña y material de pequeñas construcciones; e) Producción de frutos de *Pouteria caimito* muy apetecido por las familias para la dieta alimentaria. f) Cosecha de diversidad de frutos para la subsistencia familiar; g) Plantas de guineo *Musa x sapientum* bajo cobertura de *Cordia alliodora* y *Schizolobium parahyba*; h,i) Producción de cacao para la subsistencia y mejoramiento de la economía familiar.

CONCLUSIONES

Los Sistemas Agroforestales (SAFs) constituyen una estrategia efectiva de restauración del paisaje, al integrar componentes arbóreos, agrícolas y, en algunos casos, pecuarios que contribuyen

a recuperar la fertilidad del suelo, mejorar la conectividad ecológica e incrementar la biodiversidad funcional. Estos sistemas mantienen procesos ecológicos esenciales, disminuyen la erosión y fortalecen la resiliencia de los ecosistemas frente al cambio climático.

La implementación empírica del SAF en Los Encuentros, Yantzaza, evidencia la viabilidad técnica y ecológica del manejo mixto de especies nativas y cultivadas, demostrando su capacidad para capturar carbono, regular la temperatura local, retener materia orgánica y proveer bienes y servicios ecosistémicos. Este modelo constituye una referencia práctica para la adaptación basada en ecosistemas en contextos tropicales amazónicos.

El enfoque agroforestal promueve la sostenibilidad productiva y socioeconómica a largo plazo, al combinar saberes ancestrales con conocimiento técnico moderno, fortaleciendo las capacidades locales para la gestión sostenible de los recursos. La participación activa del productor y el acompañamiento técnico especializado son determinantes para optimizar el diseño, manejo y monitoreo de los SAFs como soluciones climáticas basadas en la naturaleza.

La implementación planificada de sistemas agroforestales (SAFs) como una estrategia nacional de restauración del paisaje y mitigación del cambio climático, es viable y para ello, es necesario establecer protocolos técnicos de diseño, monitoreo y evaluación que integren variables ecológicas (biodiversidad, captura de carbono, calidad del suelo) y socioeconómicas (rentabilidad, seguridad alimentaria, participación comunitaria). Además de fomentar la capacitación continua de productores y técnicos locales en prácticas agroforestales adaptadas a las condiciones edafoclimáticas de cada zona, promoviendo la sinergia entre conocimiento ancestral y ciencia aplicada como base para la gestión sostenible de los recursos naturales.

■ REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Álava-Núñez, P., Torres, B., Castro, M., y Robles, M. (2025). AGB carbon stock analysis in the Indigenous agroforestry of the Ecuadorian Amazon: Chakra and Aja as Natural Climate Solutions. *Forest and Global Change*, 2025, 1-16.
- Avellán, A., Barreto, E., y Peralta, E. (2020). Carbono en biomasa aérea, sistema agroforestal de *Theobroma cacao* L. laboratorio natural, los laureles 2018. *Revista Universitaria del Caribe*, 24(1), 98-106.
- Carvajal, J., Mugmal, Y., Rosales, O., y Layana, E. (2024). Diseño del Sistema Agroforestal Tradicional Andino, respetando la diversidad biocultural, en la comunidad Quichua de El Manzanal, Parroquia Caranqui, Cantón Ibarra. *Revista Científica Multidisciplinaria PENTACIENCIAS*, 6(1), 366-389.
- Chain-Guadarrama, A., Martínez-Rodríguez, R. M., Cárdenas, J. M., Vélchez Mendoza, S., y Harvey, C. A. (2019). Uso de prácticas de Adaptación basada en Ecosistemas por pequeños cafetaleros en Centroamérica. *Agronomía Mesoamericana*, 1-18. <https://doi.org/10.15517/am.v30i1.32615>
- Espinoza, F., Argenti, P., Araque, C., y Torres, A. (2004). Importancia de la Agroforestería. Sección Verde, 18-23.
- Programa de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación FAO. (2025). Evaluación de los recursos forestales mundiales 2025. <https://doi.org/10.4060/cd6709es>
- Programa de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación FAO, y Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente PNUMA. (2020). El estado de los bosques del mundo 2020. FAO and UNEP. <https://doi.org/10.4060/ca8642es>
- Gassner, A., y Dobie, P. (Eds.). (2022). *Agroforestería: Una guía. Principios de diseño y manejo agroforestal en beneficio de las personas y del medioambiente*.
- MAPBIOMAS. (2023). Ecuador perdió 1,1 millones de hectáreas de bosque natural en más de tres décadas. https://ecuador.mapbiomas.org/wp-content/uploads/sites/7/2024/11/MapBiomass-Ecuador_Col2.pdf
- Pacheco, P., Beatty, C., y Patel, J. (2024). An economic view on the costs and benefits of forest restoration. En P. Katila, C. J. Pierce Colfer, W. De Jong, G. Galloway, P. Pacheco, y G. Winkel (Eds.), *Restoring Forests and Trees for Sustainable Development* (1.a ed., pp. 238-260). Oxford University Press New York, NY. <https://doi.org/10.1093/9780197683958.003.0009>
- Sabogal, C., Christophe, B., y McGuire, D. (2015). Restauración de bosques y paisajes: Conceptos, enfoques y desafíos que plantea su ejecución. *Unasylva*, 66(245), 116.
- Somarriba, E. (2012). Definición de Agroforestería en Detlefsen y Somarriba. Producción de madera en sistemas agroforestales de Centroamérica. Ministry for Foreign Affairs of Finland & CATIE.

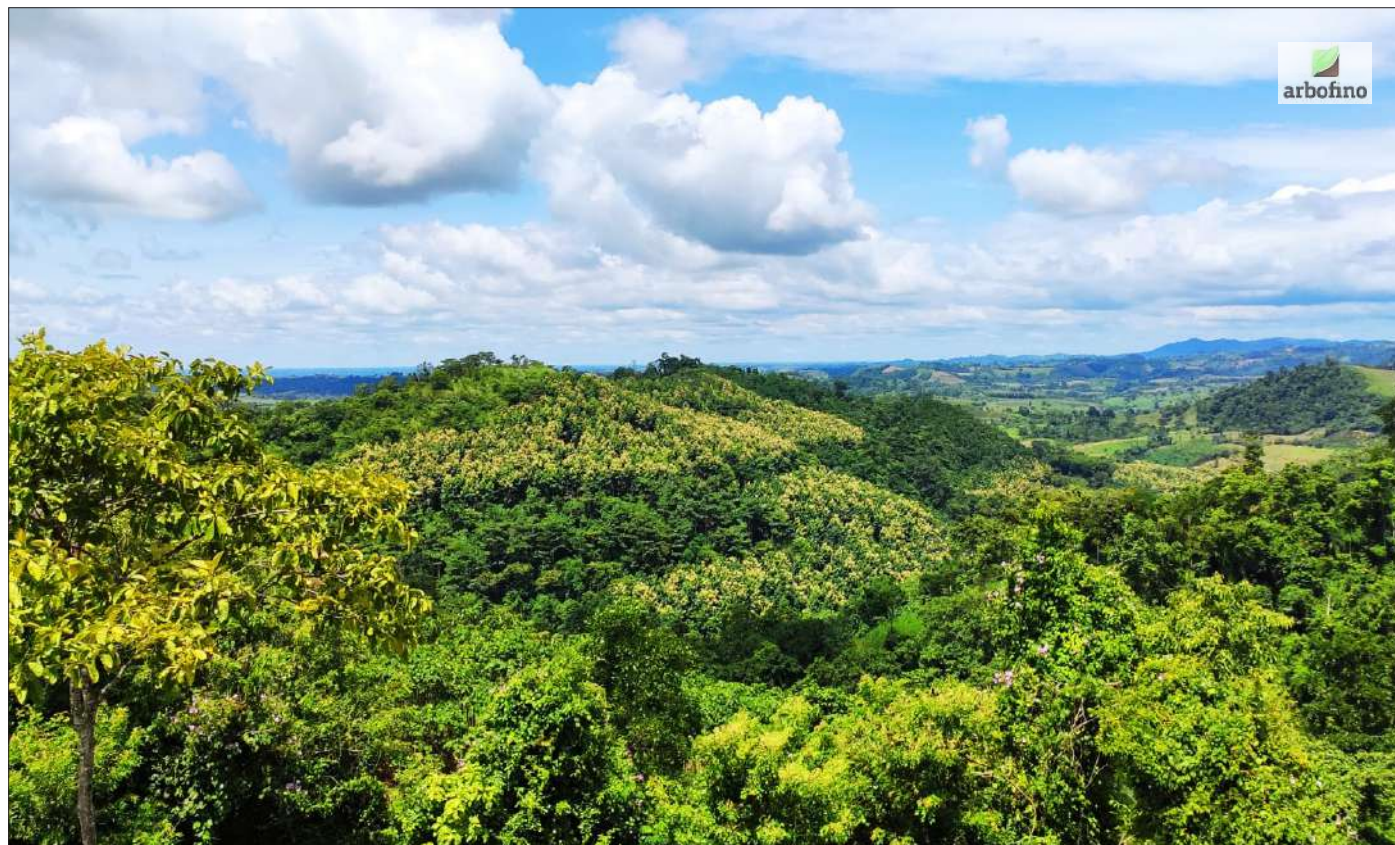


Figura 1. Vista panorámica de la vegetación en estudio.

La empresa Arbofino localizada en el cantón Pichincha perteneciente a la provincia de Manabí, Ecuador, es una empresa dedicada a la plantación sustentable de *Tectona grandis* (teca), conservación y reforestación de bosques y la producción agrícola de *Theobroma cacao* (cacao) de forma orgánica.

Entre el periodo 2021 y 2024 en las fincas y reservas de la empresa Arbofino, se ejecutaron expediciones botánicas para el registro de información florística, considerando todas las formas de vida de las especies y los diferentes tipos de cobertura vegetal presentes en la zona de estudio, como bosques secundarios y bosques ribereños a lo largo del río Daule.

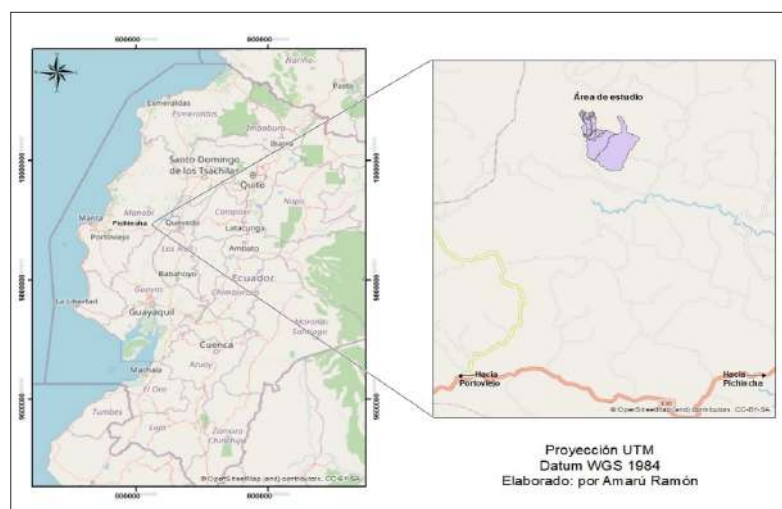


Figura 2. Mapa de ubicación espacial del área de estudio



Según el Mapa de Ecosistemas del Ecuador (MAE, 2013), el área de estudio corresponde a Bosque siempreverde estacional de tierras bajas del Jama-Zapotillo, el cual se caracteriza por poseer bosques estratificados, donde las especies en su mayoría son de tipo perennes. Los árboles forman un dosel denso, con un promedio entre 20 y 25 m de altura, desarrollándose en relieves colinados y terrazas bajo los 400 m s.n.m.

En este ecosistema concurren especies pertenecientes a la flora de los bosques siempreverdes de tierras bajas del Chocó Ecuatorial y algunas especies propias de los bosques deciduos y semideciduos del Jama – Zapotillo.



Figura 3. Vegetación ribereña en el río Daule



Figura 4. Cascada dentro de un parche de bosque

Este inventario constituye un primer esfuerzo por documentar la flora de esta zona. Se registraron 177 especies distribuidas en 61 familias, siendo las más diversas Fabaceae (20), Asteraceae (10), Acanthaceae (10) y Malvaceae (10). Se identificaron nueve especies endémicas y se recopilaban nombres y usos comunes para algunas de ellas. Bajo este contexto, la presente guía fotográfica busca resaltar y dar a conocer las diferentes especies vegetales que crecen en esta zona, sus usos y el estado de conservación de especies amenazadas. Además, este material será una herramienta de consulta para estudiantes e investigadores sobre la flora de esta región.



Figura 5. Colecta de *Gustavia angustifolia*

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja



Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



1 *Asystasia gangetica*
ACANTHACEAE



2 *Asystasia gangetica*
ACANTHACEAE



3 *Aphelandra* sp
ACANTHACEAE



4 *Aphelandra* sp
ACANTHACEAE



5 *Pachystachys spicata*
ACANTHACEAE



6 *Pachystachys spicata*
ACANTHACEAE



7 *Pachystachys spicata*
ACANTHACEAE



8 *Pseuderanthemum*
cuspidatum
ACANTHACEAE



9 *Pseuderanthemum*
cuspidatum
ACANTHACEAE



10 *Pseuderanthemum*
cuspidatum
ACANTHACEAE



11 *Ruellia blechum*
ACANTHACEAE



12 *Ruellia blechum*
ACANTHACEAE



13 *Sanchezia parviflora*
ACANTHACEAE



14 *Sanchezia parviflora*
ACANTHACEAE



15 *Sanchezia parviflora*
ACANTHACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



16 *Sanchezia parviflora*
ACANTHACEAE



17 *Sanchezia parviflora*
ACANTHACEAE



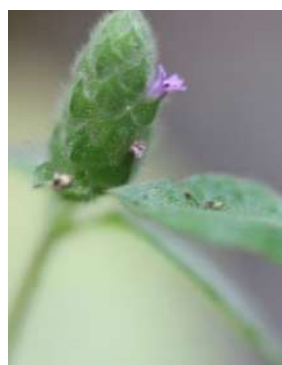
18 *Tetramerium nervosum*
ACANTHACEAE



19 *Trichanthera gigantea*
ACANTHACEAE



20 *Trichanthera gigantea*
ACANTHACEAE



21 *Nelsonia canescens*
ACANTHACEAE



22 *Nelsonia canescens*
ACANTHACEAE



23 *Nelsonia canescens*
ACANTHACEAE



24 *Mayna odorata*
ACHARIACEAE



25 *Mayna odorata*
ACHARIACEAE



26 *Celosia* sp.
AMARANTHACEAE



27 *Celosia* sp.
AMARANTHACEAE



28 *Celosia* sp.
AMARANTHACEAE



29 *Eucrosia bicolor*
AMARYLLIDACEAE



30 *Eucrosia bicolor*
AMARYLLIDACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 



1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



31 *Asclepias curassavica*
APOCYNACEAE



32 *Asclepias curassavica*
APOCYNACEAE



33 *Gonolobus* sp.
APOCYNACEAE



34 *Gonolobus* sp.
APOCYNACEAE



35 *Laubertia boissieri*
APOCYNACEAE



36 *Macroscepis* sp.
APOCYNACEAE



37 *Macroscepis* sp.
APOCYNACEAE



38 *Macroscepis* sp.
APOCYNACEAE



39 *Mesechites* sp.
APOCYNACEAE



40 *Mesechites* sp.
APOCYNACEAE



41 *Mesechites* sp.
APOCYNACEAE



42 *Prestonia mollis*
APOCYNACEAE



43 *Tabernaemontana* sp.
APOCYNACEAE



44 *Tabernaemontana* sp.
APOCYNACEAE



45 *Anthurium* sp.
ARACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



46 *Anthurium* sp.
ARACEAE



47 *Anthurium* sp.
ARACEAE



48 *Caladium bicolor*
ARACEAE



49 *Monstera pinnatipartita*
ARACEAE



50 *Monstera pinnatipartita*
ARACEAE



51 *Monstera pinnatipartita*
ARACEAE



52 *Monstera* sp.
ARACEAE



53 *Monstera* sp.
ARACEAE



54 *Monstera* sp.
ARACEAE



55 *Philodendron* sp.
ARACEAE



56 *Philodendron* sp.
ARACEAE



57 *Xanthosoma* sp.
ARACEAE



58 *Xanthosoma* sp.
ARACEAE



59 *Adenostemma
platyphyllum*
ASTERACEAE



60 *Ageratum* sp.
ASTERACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



61 *Ageratum* sp.
ASTERACEAE



62 *Bidens* sp.
ASTERACEAE



63 *Bidens* sp.
ASTERACEAE



64 *Centratherum punctatum*
ASTERACEAE



65 *Cosmos caudatus*
ASTERACEAE



66 *Cosmos caudatus*
ASTERACEAE



67 *Emilia fosbergii*
ASTERACEAE



68 *Emilia fosbergii*
ASTERACEAE



69 *Jungia* sp.
ASTERACEAE



70 *Jungia* sp.
ASTERACEAE



71 *Jungia* sp.
ASTERACEAE



72 *Jungia* sp.
ASTERACEAE



73 *Liabum eggersii*
ASTERACEAE



74 *Liabum eggersii*
ASTERACEAE



75 *Pseudogynoxys engleri*
ASTERACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



76 *Pseudogynoxys engleri*
ASTERACEAE



77 *Pseudogynoxys engleri*
ASTERACEAE



78 *Synedrella* sp.
ASTERACEAE



79 *Begonia* sp.
BEGONIACEAE



80 *Begonia* sp.
BEGONIACEAE



81 *Amphilophium crucigerum*
BIGNONIACEAE



82 *Amphilophium crucigerum*
BIGNONIACEAE



83 *Crescentia kujete*
BIGNONIACEAE



84 *Crescentia kujete*
BIGNONIACEAE



85 *Handroanthus chrysanthus*
BIGNONIACEAE



86 *Handroanthus chrysanthus*
BIGNONIACEAE



87 *Handroanthus chrysanthus*
BIGNONIACEAE



88 *Tabebuia rosea*
BIGNONIACEAE



89 *Tabebuia rosea*
BIGNONIACEAE



90 *Tabebuia rosea*
BIGNONIACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



91 *Cochlospermum vitifolium*
BIXACEAE



92 *Cochlospermum vitifolium*
BIXACEAE



93 *Bixa orellana*
BIXACEAE



94 *Bixa orellana*
BIXACEAE



95 *Bixa orellana*
BIXACEAE



96 *Cordia alliodora*
BORAGINACEAE



97 *Cordia alliodora*
BORAGINACEAE



98 *Cordia alliodora*
BORAGINACEAE



99 *Cordia lutea*
BORAGINACEAE



100 *Cordia lutea*
BORAGINACEAE



101 *Heliotropium rufipilum*
BORAGINACEAE



102 *Heliotropium rufipilum*
BORAGINACEAE



103 *Myriopus* sp.
BORAGINACEAE



104 *Myriopus* sp.
BORAGINACEAE



105 *Tournefortia* sp.
BORAGINACEAE



106 *Aechmea pyramidalis*
BROMELIACEAE



107 *Aechmea pyramidalis*
BROMELIACEAE



108 *Guzmania monostachia*
BROMELIACEAE



109 *Guzmania monostachia*
BROMELIACEAE



110 *Pitcarnia unilateralis*
BROMELIACEAE



111 *Pitcarnia unilateralis*
BROMELIACEAE



112 *Tillandsia disticha*
BROMELIACEAE



113 *Tillandsia disticha*
BROMELIACEAE



114 *Bursera graveolens*
BURSERACEAE



115 *Bursera graveolens*
BURSERACEAE



116 *Bursera graveolens*
BURSERACEAE



117 *Rhipsalis micrantha*
CACTACEAE



118 *Rhipsalis micrantha*
CACTACEAE



119 *Selenicereus* sp.
CACTACEAE



120 *Selenicereus* sp.
CACTACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



121 *Hippobroma longiflora*
CAMPANULACEAE



122 *Hippobroma longiflora*
CAMPANULACEAE



123 *Trema micranthum*
CANNABACEAE



124 *Trema micranthum*
CANNABACEAE



125 *Canna* sp.
CANNACEAE



126 *Canna* sp.
CANNACEAE



127 *Canna* sp.
CANNACEAE



128 *Canna* sp.
CANNACEAE



129 *Canna* sp.
CANNACEAE



130 *Cynophalla* sp.
CAPPARACEAE



131 *Cynophalla* sp.
CAPPARACEAE



132 *Morisonia* cf. *bonifazianum*
CAPPARACEAE



133 *Morisonia* cf. *bonifazianum*
CAPPARACEAE



134 *Carica papaya*
CARICACEAE



135 *Carica papaya*
CARICACEAE



136 *Cleome* sp.
CLEOMACEAE



137 *Cleome* sp.
CLEOMACEAE



138 *Cleome* sp.
CLEOMACEAE



139 *Garcinia intermedia*
CLUSIACEAE



140 *Garcinia intermedia*
CLUSIACEAE



141 *Camonea umbellata*
CONVOLVULACEAE



142 *Camonea umbellata*
CONVOLVULACEAE



143 *Camonea umbellata*
CONVOLVULACEAE



144 *Ipomea carnea*
CONVOLVULACEAE



145 *Ipomea ophiodes*
CONVOLVULACEAE



146 *Costus pictus*
COSTACEAE



147 *Costus pictus*
COSTACEAE



148 *Costus pictus*
COSTACEAE



149 *Momordica charantia*
CUCURBITACEAE



150 *Momordica charantia*
CUCURBITACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



151 *Momordica charantia*
CUCURBITACEAE



152 *Carludovica palmata*
CYCLANTHACEAE



153 *Carludovica palmata*
CYCLANTHACEAE



154 *Carludovica palmata*
CYCLANTHACEAE



155 *Acalypha* sp.
EUPHORBIACEAE



156 *Acalypha* sp.
EUPHORBIACEAE



157 *Acalypha* sp.
EUPHORBIACEAE



158 *Brownea coccinea*
FABACEAE



159 *Brownea coccinea*
FABACEAE



160 *Brownea coccinea*
FABACEAE



161 *Brownea coccinea*
FABACEAE



162 *Browneopsis* sp.
FABACEAE



163 *Browneopsis* sp.
FABACEAE



164 *Browneopsis* sp.
FABACEAE



165 *Calliandra angustifolia*
FABACEAE



166 *Calliandra angustifolia*
FABACEAE



167 *Centrolobium ochroxylum*
FABACEAE



168 *Centrosema virginianum*
FABACEAE



169 *Centrosema virginianum*
FABACEAE



170 *Centrosema virginianum*
FABACEAE



171 *Desmodium incanum*
FABACEAE



172 *Desmodium incanum*
FABACEAE



173 *Desmodium incanum*
FABACEAE



174 *Dioclea* sp.
FABACEAE



175 *Dioclea* sp.
FABACEAE



176 *Dioclea* sp.
FABACEAE



177 *Entada gigas*
FABACEAE



178 *Erythrina poeppigiana*
FABACEAE



179 *Erythrina poeppigiana*
FABACEAE



180 *Erythrina poeppigiana*
FABACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



181 *Gliricidia brenningii*
FABACEAE



182 *Gliricidia brenningii*
FABACEAE



183 *Gliricidia brenningii*
FABACEAE



184 *Inga edulis*
FABACEAE



185 *Inga edulis*
FABACEAE



186 *Inga edulis*
FABACEAE



187 *Inga spectabilis*
FABACEAE



188 *Inga spectabilis*
FABACEAE



189 *Inga spectabilis*
FABACEAE



190 *Leucaena leucochepala*
FABACEAE



191 *Leucaena leucochepala*
FABACEAE



192 *Leucaena leucochepala*
FABACEAE



193 *Leucaena leucochepala*
FABACEAE



194 *Mucuna rostrata*
FABACEAE



195 *Mucuna rostrata*
FABACEAE



196 *Mucuna rostrata*
FABACEAE



197 *Myroxylon balsamum*
FABACEAE



198 *Myroxylon balsamum*
FABACEAE



199 *Myroxylon balsamum*
FABACEAE



200 *Neltuma pallida*
FABACEAE



201 *Neltuma pallida*
FABACEAE



202 *Pseudosamanea guachapele*
FABACEAE



203 *Pseudosamanea guachapele*
FABACEAE



204 *Samanea saman*
FABACEAE



205 *Samanea saman*
FABACEAE



206 *Samanea saman*
FABACEAE



207 *Senna reticulata*
FABACEAE



208 *Senna reticulata*
FABACEAE



209 *Senna reticulata*
FABACEAE



210 *Swartzia haughtii*
FABACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja



Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



211 *Swartzia haughtii*
FABACEAE



212 *Swartzia haughtii*
FABACEAE



213 *Swartzia haughtii*
FABACEAE



214 *Chrysothemis friedrichstaliana*
GESNERIACEAE



215 *Chrysothemis friedrichstaliana*
GESNERIACEAE



216 *Diastema racemiferum*
GESNERIACEAE



217 *Diastema racemiferum*
GESNERIACEAE



218 *Drymonia* sp.
GESNERIACEAE



219 *Drymonia* sp.
GESNERIACEAE



220 *Drymonia* sp.
GESNERIACEAE



221 *Heliconia latisphata*
HELICONIACEAE



222 *Heliconia latisphata*
HELICONIACEAE



223 *Heliconia latisphata*
HELICONIACEAE



224 *Heliconia* sp.
HELICONIACEAE



225 *Heliconia* sp.
HELICONIACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



226 *Hyptis* sp.
LAMIACEAE



227 *Hyptis* sp.
LAMIACEAE



228 *Vitex gigantea*
LAMIACEAE



229 *Vitex gigantea*
LAMIACEAE



230 *Vitex gigantea*
LAMIACEAE



231 *Vitex gigantea*
LAMIACEAE



232 *Eschweilera* sp.
LECYTHIDACEAE



233 *Eschweilera* sp.
LECYTHIDACEAE



234 *Eschweilera* sp.
LECYTHIDACEAE



235 *Eschweilera* sp.
LECYTHIDACEAE



236 *Grias* sp.
LECYTHIDACEAE



237 *Grias* sp.
LECYTHIDACEAE



238 *Grias* sp.
LECYTHIDACEAE



239 *Grias* sp.
LECYTHIDACEAE



240 *Grias* sp.
LECYTHIDACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



241 *Gustavia angustifolia*
LECYTHIDACEAE



242 *Gustavia angustifolia*
LECYTHIDACEAE



243 *Gustavia angustifolia*
LECYTHIDACEAE



244 *Cuphea* sp.
LYTHRACEAE



245 *Cuphea* sp.
LYTHRACEAE



246 *Apeiba* sp.
MALVACEAE



247 *Apeiba* sp.
MALVACEAE



248 *Apeiba* sp.
MALVACEAE



249 *Ceiba trichistandra*
MALVACEAE



250 *Ceiba trichistandra*
MALVACEAE



251 *Guazuma ulmifolia*
MALVACEAE



252 *Guazuma ulmifolia*
MALVACEAE



253 *Guazuma ulmifolia*
MALVACEAE



254 *Matisia cordata*
MALVACEAE



255 *Matisia cordata*
MALVACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



256 *Melochia lupulina*
MALVACEAE



257 *Melochia lupulina*
MALVACEAE



258 *Ochroma pyramidale*
MALVACEAE



259 *Ochroma pyramidale*
MALVACEAE



260 *Pseudobombax millei*
MALVACEAE



261 *Pseudobombax millei*
MALVACEAE



262 *Pseudobombax millei*
MALVACEAE



263 *Pseudobombax millei*
MALVACEAE



264 *Triumfetta althaeoides*
MALVACEAE



265 *Triumfetta althaeoides*
MALVACEAE



266 *Triumfetta althaeoides*
MALVACEAE



267 *Urena lobata*
MALVACEAE



268 *Urena lobata*
MALVACEAE



269 *Calathea lutea*
MARANTHACEAE



270 *Calathea lutea*
MARANTHACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja



Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



271 *Calathea lutea*
MARANTHACEAE



272 *Arthrostemma ciliatum*
MELASTOMATACEAE



273 *Arthrostemma ciliatum*
MELASTOMATACEAE



274 *Arthrostemma ciliatum*
MELASTOMATACEAE



275 *Cedrela odorata*
MELIACEAE



276 *Cedrela odorata*
MELIACEAE



277 *Cedrela odorata*
MELIACEAE



278 *Artocarpus altilis*
MORACEAE



279 *Artocarpus altilis*
MORACEAE



280 *Castilla elastica*
MORACEAE



281 *Castilla elastica*
MORACEAE



282 *Castilla elastica*
MORACEAE



283 *Castilla elastica*
MORACEAE



284 *Clarisia racemosa*
MORACEAE



285 *Clarisia racemosa*
MORACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



286 *Clarisia racemosa*
MORACEAE



287 *Ficus insipida*
MORACEAE



288 *Ficus insipida*
MORACEAE



289 *Ficus insipida*
MORACEAE



290 *Ficus* sp. 1
MORACEAE



291 *Ficus* sp. 1
MORACEAE



292 *Ficus* sp. 1
MORACEAE



293 *Ficus* sp. 1
MORACEAE



294 *Ficus* sp. 2
MORACEAE



295 *Ficus* sp. 2
MORACEAE



296 *Ficus* sp. 2
MORACEAE



297 *Maclura tinctoria*
MORACEAE



298 *Maclura tinctoria*
MORACEAE



299 *Maclura tinctoria*
MORACEAE



300 *Muntingia calabura*
MUNTINGIACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja



Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



301 *Muntingia calabura*
MUNTINGIACEAE



302 *Muntingia calabura*
MUNTINGIACEAE



303 *Eugenia* sp.
MYRTACEAE



304 *Eugenia* sp.
MYRTACEAE



305 *Eugenia* sp.
MYRTACEAE



306 *Eugenia* sp.
MYRTACEAE



307 *Eugenia* sp.
MYRTACEAE



308 *Psidium guajava*
MYRTACEAE



309 *Psidium guajava*
MYRTACEAE



310 *Psidium guajava*
MYRTACEAE



311 *Pisonia aculeata*
NYCTAGINACEAE



312 *Pisonia aculeata*
NYCTAGINACEAE



313 *Pisonia aculeata*
NYCTAGINACEAE



314 *Pisonia aculeata*
NYCTAGINACEAE



315 *Heisteria acuminata*
OLACACEAE



316 *Heisteria acuminata*
OLACACEAE



317 *Heisteria acuminata*
OLACACEAE



318 *Dimerandra rimbachii*
ORCHIDACEAE



319 *Dimerandra rimbachii*
ORCHIDACEAE



320 *Eulophia alta*
ORCHIDACEAE



321 *Eulophia alta*
ORCHIDACEAE



322 *Eulophia alta*
ORCHIDACEAE



323 *Notylia ecuadoriensis*
ORCHIDACEAE



324 *Notylia ecuadoriensis*
ORCHIDACEAE



325 *Notylia ecuadoriensis*
ORCHIDACEAE



326 *Oncidium planilabre*
ORCHIDACEAE



327 *Oncidium planilabre*
ORCHIDACEAE



328 *Oncidium planilabre*
ORCHIDACEAE



329 *Prosthechea livida*
ORCHIDACEAE



330 *Prosthechea livida*
ORCHIDACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



331 *Prosthechea livida*
ORCHIDACEAE



332
PASSIFLORACEAE



333 *Passiflora cissana*
PASSIFLORACEAE



334 *Passiflora cissana*
PASSIFLORACEAE



335 *Passiflora edulis*
PASSIFLORACEAE



336 *Passiflora macrophylla*
PASSIFLORACEAE



337 *Passiflora macrophylla*
PASSIFLORACEAE



338 *Passiflora punctata*
PASSIFLORACEAE



339 *Passiflora punctata*
PASSIFLORACEAE



340 *Passiflora quadrangularis*
PASSIFLORACEAE



341 *Passiflora quadrangularis*
PASSIFLORACEAE



342 *Passiflora quadrangularis*
PASSIFLORACEAE



343 *Passiflora vesicaria*
PASSIFLORACEAE



344 *Passiflora vesicaria*
PASSIFLORACEAE



345 *Passiflora vesicaria*
PASSIFLORACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



346 *Phyllanthus* sp.
PHYLLANTHACEAE



347 *Phyllanthus* sp.
PHYLLANTHACEAE



348 *Phyllanthus* sp.
PHYLLANTHACEAE



349 *Peperomia* sp. 1
PIPERACEAE



350 *Peperomia* sp. 1
PIPERACEAE



351 *Peperomia* sp. 2
PIPERACEAE



352 *Peperomia* sp. 2
PIPERACEAE



353 *Peperomia* cf.
prostrata
PIPERACEAE



354 *Peperomia* cf.
prostrata
PIPERACEAE



355 *Piper aduncum*
PIPERACEAE



356 *Piper aduncum*
PIPERACEAE



357 *Piper aduncum*
PIPERACEAE



358 *Piper aduncum*
PIPERACEAE



359 *Piper* cf.
tuberculatum
PIPERACEAE



360 *Piper* cf.
tuberculatum
PIPERACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja



Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



3361 *Piper peltatum*
PIPERACEAE



362 *Piper peltatum*
PIPERACEAE



363 *Piper peltatum*
PIPERACEAE



364 *Piper* sp.
PIPERACEAE



365 *Piper* sp.
PIPERACEAE



366 *Piper* sp.
PIPERACEAE



367 *Piper* sp.
PIPERACEAE



368 *Guadua angustifolia*
POACEAE



369 *Guadua angustifolia*
POACEAE



370 *Triplaris cumingiana*
POLYGONACEAE



371 *Triplaris cumingiana*
POLYGONACEAE



372 *Triplaris cumingiana*
POLYGONACEAE



373 *Heteranthera reniformis*
PONTEDERIACEAE



374 *Heteranthera reniformis*
PONTEDERIACEAE



375 *Heteranthera reniformis*
PONTEDERIACEAE



376 *Clavija* cf. *eggersiana*
PRIMULACEAE



377 *Clavija* cf. *eggersiana*
PRIMULACEAE



378 *Clavija* cf. *eggersiana*
PRIMULACEAE



379 *Clavija* cf. *eggersiana*
PRIMULACEAE



380 *Gonzalagunia* *dodsonii*
RUBIACEAE



381 *Gonzalagunia* *dodsonii*
RUBIACEAE



382 *Ixora* cf. *sparsifolia*
RUBIACEAE



383 *Ixora* cf. *sparsifolia*
RUBIACEAE



384 *Ixora* cf. *sparsifolia*
RUBIACEAE



385 *Manettia* sp.
RUBIACEAE



386 *Manettia* sp.
RUBIACEAE



387 *Manettia* sp.
RUBIACEAE



388 *Pentagonia* *involocrata*
RUBIACEAE



389 *Pentagonia* *involocrata*
RUBIACEAE



390 *Pentagonia* *involocrata*
RUBIACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



391 *Rudgea* sp.
RUBIACEAE



392 *Rudgea* sp.
RUBIACEAE



393 *Sphinctanthus* sp.
RUBIACEAE



394 *Sphinctanthus* sp.
RUBIACEAE



395 *Sphinctanthus* sp.
RUBIACEAE



396 *Zanthoxylum* sp.
RUTACEAE



397 *Zanthoxylum* sp.
RUTACEAE



398 *Zanthoxylum* sp.
RUTACEAE



399 *Talisia setigera*
SAPINDACEAE



400 *Talisia setigera*
SAPINDACEAE



401 *Talisia setigera*
SAPINDACEAE



402 *Talisia setigera*
SAPINDACEAE



403 *Browallia americana*
SOLANACEAE



404 *Browallia americana*
SOLANACEAE



405 *Browallia americana*
SOLANACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



406 *Solanum americanum*
SOLANACEAE



407 *Solanum americanum*
SOLANACEAE



408 *Solanum americanum*
SOLANACEAE



409 *Solanum quitoense*
SOLANACEAE



410 *Solanum quitoense*
SOLANACEAE



411 *Solanum quitoense*
SOLANACEAE



412 *Talinum fruticosum*
TALINACEAE



413 *Talinum fruticosum*
TALINACEAE



414 *Talinum fruticosum*
TALINACEAE



415 *Cecropia litoralis*
URTICACEAE



416 *Cecropia litoralis*
URTICACEAE



417 *Cecropia litoralis*
URTICACEAE



418 *Cecropia litoralis*
URTICACEAE



419 *Laportea aestuans*
URTICACEAE



420 *Laportea aestuans*
URTICACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



421 *Laportea aestuans*
URTICACEAE



422 *Myriocarpa longipes*
URTICACEAE



423 *Myriocarpa longipes*
URTICACEAE



424 *Myriocarpa longipes*
URTICACEAE



425 *Myriocarpa longipes*
URTICACEAE



426 *Pilea sp.*
URTICACEAE



427 *Pilea sp.*
URTICACEAE



428 *Urera baccifera*
URTICACEAE



429 *Urera baccifera*
URTICACEAE



430 *Lantana camara*
VERBENACEAE



431 *Lantana camara*
VERBENACEAE



432 *Lantana camara*
VERBENACEAE



433 *Petrea volubilis*
VERBENACEAE



434 *Petrea volubilis*
VERBENACEAE



435 *Petrea volubilis*
VERBENACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



436 *Stachytarpheta jamaicensis*
VERBENACEAE



437 *Stachytarpheta jamaicensis*
VERBENACEAE



438 *Cissus* sp.
VITACEAE



439 *Cissus* sp.
VITACEAE



440 *Zamia lindenii*
ZAMIACEAE



441 *Zamia lindenii*
ZAMIACEAE



442 *Zamia lindenii*
ZAMIACEAE



443 *Zamia lindenii*
ZAMIACEAE



444 *Attalea colenda*
ARECACEAE



445 *Attalea colenda*
ARECACEAE



446 *Bactris gasipaes*
ARECACEAE



447 *Bactris gasipaes*
ARECACEAE



448 *Phytelephas aequatorialis*
ARECACEAE



449 *Phytelephas aequatorialis*
ARECACEAE



450 *Phytelephas aequatorialis*
ARECACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 



1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>



451 *Selaginella* sp.
SELAGINELLACEAE



452 *Selaginella* sp.
SELAGINELLACEAE



453 *Lygodium venustum*
LYGODIACEAE



454 *Lygodium venustum*
LYGODIACEAE



455 *Lygodium venustum*
LYGODIACEAE



456 *Niphidium* sp.
POLYPODIACEAE



457 *Niphidium* sp.
POLYPODIACEAE



458 *Adiantum* cf.
serratodentatum
PTERIDACEAE



459 *Adiantum* cf.
serratodentatum
PTERIDACEAE



460 *Adiantum* cf.
serratodentatum
PTERIDACEAE

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador		
Amarú Ramón Salcedo ¹  , Edison García ²  , Paolo Piedrahita ¹  , Nelson Jaramillo-Díaz ³ 		
1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja		
Email: ramon@espol.edu.ec	Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026	https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608

Tabla 1. Listado de las especies, origen y usos

Nº	Familia	Especie	Nombre local	Common name	Nativa	Introducida	Endémica	Usos
1	Acanthaceae	<i>Asystasia gangetica</i>		African Coromandel		X		
2	Acanthaceae	<i>Aphelandra</i> sp.			X			
3	Acanthaceae	<i>Pachystachys spicata</i>		Cardinals guad	X			
4	Acanthaceae	<i>Pseuderanthemum cuspidatum</i>			X			
5	Acanthaceae	<i>Ruellia blechum</i>		Browne's Blechum	X			
6	Acanthaceae	<i>Sanchezia parviflora</i>					X	
7	Acanthaceae	<i>Thunbergia fragrans</i>		Fragrant Thunbergia		X		
8	Acanthaceae	<i>Tetramerium nervosum</i>		Hairy fourwort	X			
9	Acanthaceae	<i>Trichanthera gigantea</i>			X			
10	Acanthaceae	<i>Nelsonia canescens</i>		Blue Pussyleaf		X		
11	Achariaceae	<i>Mayna odorata</i>			X			
12	Amaranthaceae	<i>Celosia</i> sp.			X			
13	Amaryllidaceae	<i>Eucrosia bicolor</i>			X			
14	Apocynaceae	<i>Asclepias curassavica</i>		Mexican butterfly weed	X			
15	Apocynaceae	<i>Gonolobus</i> sp.			X			
16	Apocynaceae	<i>Laubertia boissieri</i>			X			
17	Apocynaceae	<i>Macroscopic</i> sp.			X			
18	Apocynaceae	<i>Mesechites</i> sp.			X			
19	Apocynaceae	<i>Prestonia mollis</i>			X			
20	Apocynaceae	<i>Tabernaemontana</i> sp.			X			
21	Araceae	<i>Anthurium</i> sp.	Camacho		X			
22	Araceae	<i>Caladium bicolor</i>		Heart of Jesus	X			
23	Araceae	<i>Monstera pinnatifida</i>			X			
24	Araceae	<i>Monstera</i> sp.	Camacho		X			
25	Araceae	<i>Philodendron</i> sp.	Camachillo		X			
26	Araceae	<i>Xanthosoma</i> sp.			X			
27	Asteraceae	<i>Adenostemma platyphyllum</i>			X			

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja



Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>

Nº	Familia	Especie	Nombre local	Common name	Nativa	Introducida	Endémica	Usos
28	Asteraceae	<i>Ageratum</i> sp.			X			
29	Asteraceae	<i>Bidens</i> sp.			X			Medicinal, infusión usada para dolor de estómago.
30	Asteraceae	<i>Centratherum punctatum</i>		Brazilian bachelor's button	X			
31	Asteraceae	<i>Cosmos caudatus</i>		Ulam raja		X		
32	Asteraceae	<i>Emilia fosbergii</i>		Florida tasseflower		X		
33	Asteraceae	<i>Jungia</i> sp.	Papa begonia		X			Medicinal, para dolores de cabeza.
34	Asteraceae	<i>Liabum eggersii</i>			X			
35	Asteraceae	<i>Pseudogynoxys engleri</i>					X	
36	Asteraceae	<i>Synedrella</i> sp.			X			
37	Begoniaceae	<i>Begonia</i> sp.			X			
38	Bignoniaceae	<i>Amphilophium crucigerum</i>		Monkey's comb	X			
39	Bignoniaceae	<i>Crescentia cujete</i>	Mate	Calabash tree	X			Fruto seco usado para llevar agua; medicinal como infusión. Cerca viva.
40	Bignoniaceae	<i>Handroanthus chrysanthus</i>	Guayacán	Golden trumpet tree	X			Maderable.
41	Bignoniaceae	<i>Tabebuia rosea</i>	Guayacán rosa	Rosy trumpet tree	X			
42	Bixaceae	<i>Cochlospermum vitifolium</i>	Bototillo	Buttercup tree	X			
43	Bixaceae	<i>Bixa orellana</i>	Achiote	Lipstick tree	X			Alimenticio.
44	Boraginaceae	<i>Cordia alliodora</i>	Laurel blanco	Spanish elm	X			Maderable.
45	Boraginaceae	<i>Cordia lutea</i>		Yellow cordia	X			Gel del fruto usado para peinarse.
46	Boraginaceae	<i>Heliotropium rufipilum</i>			X			
47	Boraginaceae	<i>Myriopus</i> sp.			X			
48	Boraginaceae	<i>Tournefortia</i> sp.			X			
49	Bromeliaceae	<i>Aechmea pyramidalis</i>			X			
50	Bromeliaceae	<i>Guzmania monostachia</i>	Piñuela	West Indian tufted airplant	X			
51	Bromeliaceae	<i>Pitcarnia unilateralis</i>					X	

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



Nº	Familia	Especie	Nombre local	Common name	Nativa	Introducida	Endémica	Usos
52	Bromeliaceae	<i>Tilandsia disticha</i>		Air plant	X			
53	Burseraceae	<i>Bursera graveolens</i>	Palo santo	Sacred wood	X			Madera usada para ahuyentar mosquitos.
54	Cactaceae	<i>Rhipsalis micrantha</i>			X			
55	Cactaceae	<i>Selenicereus</i> sp.			X			
56	Campanulaceae	<i>Hippobroma longiflora</i>		Star of Bethlehem		X		
57	Cannabaceae	<i>Trema micranthum</i>	Sapán de paloma	Jamaican nettle tree	X			Cerca viva.
58	Cannaceae	<i>Canna</i> sp.			X			
59	Capparaceae	<i>Cynophalla</i> sp.			X			
60	Capparaceae	<i>Morisonia</i> cf. <i>bonifazianum</i>			X			
61	Caricaceae	<i>Carica papaya</i>	Papaya	Papaya	X			Alimenticio.
62	Cleomaceae	<i>Cleome</i> sp.			X			
63	Clusiaceae	<i>Garcinia intermedia</i>		Lemon drop mangosteen	X			
64	Convolvulaceae	<i>Camonea umbellata</i>		Hogvine	X			
65	Convolvulaceae	<i>Ipomea carnea</i>		Bush morning glory	X			
66	Convolvulaceae	<i>Ipomea ophiodes</i>		Snake morning glory	X			
67	Costaceae	<i>Costus pictus</i>		Insulin plant	X			
68	Cucurbitaceae	<i>Momordica charantia</i>		Bitter melon		X		
69	Cyclanthaceae	<i>Carludovica palmata</i>	Paja toquilla	Panama hat plant	X			
70	Euphorbiaceae	<i>Acalypha</i> sp.			X			
71	Fabaceae	<i>Brownea coccinea</i>	Flor de mayo	Scarlet flame bean	X			
72	Fabaceae	<i>Browneopsis</i> sp.			X			
73	Fabaceae	<i>Calliandra angustifolia</i>			X			
74	Fabaceae	<i>Centrolobium ochroxylum</i>	Amarillo		X			
75	Fabaceae	<i>Centrosema virginianum</i>		Sourred butterfly pea	X			Empleada para hacer sonidos con la flor, imitando a ratones.
76	Fabaceae	<i>Desmodium incanum</i>		Creeping beggarweed	X			

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja



Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>

Nº	Familia	Especie	Nombre local	Common name	Nativa	Introducida	Endémica	Usos
77	Fabaceae	<i>Dioclea</i> sp.			X			
78	Fabaceae	<i>Entada gigas</i>	Bejuco de Pascuena	Sea bean	X			Usada para hacer pitos.
79	Fabaceae	<i>Erythrina poeppigiana</i>	Caraca	Mountain immortelle	X			
80	Fabaceae	<i>Gliricidia brenningii</i>	Yuca de ratón		X			Cerca viva.
81	Fabaceae	<i>Inga edulis</i>	Guaba	Ice cream bean	X			Alimenticio.
82	Fabaceae	<i>Inga spectabilis</i>	Guaba de machete	Machete ice cream bean	X			Alimenticio.
83	Fabaceae	<i>Leucaena leucocephala</i>	Leucaena	White leadtree		X		Cerca viva.
84	Fabaceae	<i>Mucuna rostrata</i>			X			
85	Fabaceae	<i>Myroxylon balsamum</i>	Balsa de montaña	Peruvian balsam	X			Maderable.
86	Fabaceae	<i>Neltuma pallida</i>	Algarrobo	Algarroba	X			Cerca viva.
87	Fabaceae	<i>Pseudosamanea guachapele</i>	Guachapelí		X			Maderable.
88	Fabaceae	<i>Samanea saman</i>	Samán	Monkeypod	X			Maderable.
89	Fabaceae	<i>Senna reticulata</i>			X			Cerca viva.
90	Fabaceae	<i>Swartzia haughtii</i>			X		X	
91	Gesneriaceae	<i>Chrysothemis friedrichstaliana</i>			X			
92	Gesneriaceae	<i>Diastema racemiferum</i>			X			
93	Gesneriaceae	<i>Drymonia</i> sp.			X			
94	Heliconiaceae	<i>Heliconia latisphata</i>		Expanded lobsterclaw	X			
95	Heliconiaceae	<i>Heliconia</i> sp.			X			
96	Lamiaceae	<i>Hyptis</i> sp.			X			
97	Lamiaceae	<i>Vitex gigantea</i>	Pechiche		X			Alimenticio.
98	Lecythidaceae	<i>Eschweilera</i> sp.			X			
99	Lecythidaceae	<i>Grias</i> sp.			X			
100	Lecythidaceae	<i>Gustavia angustifolia</i>	Bola de toro		X			
101	Lythraceae	<i>Cuphea</i> sp.			X			
102	Malvaceae	<i>Apeiba</i> sp.			X			
103	Malvaceae	<i>Ceiba trichistandra</i>	Ceibo	Kapok tree	X			
104	Malvaceae	<i>Guazuma ulmifolia</i>	Guasmo	West indian elm	X			Medicinal, infusión usada para tratar gripe.

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



Nº	Familia	Especie	Nombre local	Common name	Nativa	Introducida	Endémica	Usos
105	Malvaceae	<i>Matisia cordata</i>	Sapote	South american sapote	X			Alimenticio.
106	Malvaceae	<i>Melochia lupulina</i>			X			
107	Malvaceae	<i>Ochroma pyramidale</i>	Balsa	Balsa	X			Maderable.
108	Malvaceae	<i>Pseudobombax millei</i>			X			
109	Malvaceae	<i>Triumfetta althaeoides</i>			X			
110	Malvaceae	<i>Urena lobata</i>		Caesarweed	X			
111	Malvaceae	<i>Calathea lutea</i>	Bijao	Cigar calatea	X			Hojas usadas en preparación de alimentos.
112	Melastomataceae	<i>Arthrostemma ciliatum</i>		Pinkfringe	X			
113	Meliaceae	<i>Cedrela odorata</i>	Cedro blanco	Spanish cedar	X			Maderable.
114	Moraceae	<i>Artocarpus altilis</i>	Árbol de pan	Breadfruit		X		Alimenticio.
115	Moraceae	<i>Castilla elastica</i>	Caucho	Rubber tree	X			Látex usado como caucho, para reparar botas.
116	Moraceae	<i>Clarisia racemosa</i>	Moral bobo		X			Maderable, para puentes por su resistencia.
117	Moraceae	<i>Ficus insipida</i>			X			
118	Moraceae	<i>Ficus</i> sp1.			X			
119	Moraceae	<i>Ficus</i> sp2.			X			
120	Moraceae	<i>Maclura tinctoria</i>	Moral fino	Fustic tree	X			Maderable.
121	Muntingiaceae	<i>Muntingia calabura</i>	Niguito	Jamaican cherry	X			Alimenticio.
122	Myrtaceae	<i>Eugenia</i> sp.			X			
123	Myrtaceae	<i>Psidium guajava</i>	Guayaba	Guava	X			Alimenticio.
124	Nyctaginaceae	<i>Pisonia aculeata</i>	Uña de gato	Devil's claw	X			
125	Olacaceae	<i>Heisteria acuminata</i>			X			
126	Orchidaceae	<i>Dimerandra rimbachii</i>			X		X	
127	Orchidaceae	<i>Eulophia alta</i>		Wild coco		X		
128	Orchidaceae	<i>Notylia ecuadoriensis</i>			X		X	
129	Orchidaceae	<i>Oncidium planilabre</i>		Flat-lip oncidium	X			

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja



Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2608>

Nº	Familia	Especie	Nombre local	Common name	Nativa	Introducida	Endémica	Usos
130	Orchidaceae	<i>Prosthechea livida</i>		Bluish prosthechea	X			
131	Passifloraceae	<i>Passiflora cissana</i>			X			
132	Passifloraceae	<i>Passiflora edulis</i>	Maracuyá	Passion fruit	X			Alimenticio
133	Passifloraceae	<i>Passiflora macrophylla</i>		Tree passion flower	X			
134	Passifloraceae	<i>Passiflora punctata</i>			X			
135	Passifloraceae	<i>Passiflora quadrangularis</i>	Badea	Giant granadilla	X			Alimenticio
136	Passifloraceae	<i>Passiflora vesicaria</i>	Granadilla de monte		X			Alimenticio.
137	Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus</i> sp.			X			
138	Piperaceae	<i>Peperomia</i> sp1.			X			
139	Piperaceae	<i>Peperomia</i> sp2.			X			
140	Piperaceae	<i>Peperomia</i> cf. <i>prostata</i>			X			
141	Piperaceae	<i>Piper aduncum</i>	Matico	Spiked matico	X			Medicinal.
142	Piperaceae	<i>Piper</i> cf. <i>tuberculatum</i>	Pomoncillo		X			Cerca viva, medicinal.
143	Piperaceae	<i>Piper peltatum</i>	Pomoncillo de mayo	Monkey's hand	X			Medicinal.
144	Piperaceae	<i>Piper</i> sp.			X			
145	Poaceae	<i>Guadua angustifolia</i>	Guadua	Colombian timber bambo	X			Construcción, artesanía.
146	Polygonaceae	<i>Triplaris cumingiana</i>	Fernán Sánchez	Ant tree	X			
147	Pontederiaceae	<i>Heteranthera reniformis</i>		Kidneyleaf mudplantain	X			
148	Primulaceae	<i>Clavija</i> cf. <i>eggersiana</i>			X			
149	Rubiaceae	<i>Gonzalagunia dodsonii</i>			X		X	
150	Rubiaceae	<i>Ixora</i> cf. <i>sparsifolia</i>			X			
151	Rubiaceae	<i>Manettia</i> sp.			X			
152	Rubiaceae	<i>Pentagonia involucrata</i>			X			
153	Rubiaceae	<i>Rudgea</i> sp.			X			
154	Rubiaceae	<i>Sphinctanthus</i> sp.			X			
155	Rutaceae	<i>Zanthoxylum</i> sp.			X			

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador

Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador

Amarú Ramón Salcedo¹ , Edison García² , Paolo Piedrahita¹ , Nelson Jaramillo-Díaz³ 

1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja

Email: ramon@espol.edu.ec

Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026

<https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608>



Nº	Familia	Especie	Nombre local	Common name	Nativa	Introducida	Endémica	Usos
156	Sapindaceae	<i>Talisia setigera</i>	Cebo de mico				X	Alimenticio.
157	Solanaceae	<i>Browallia americana</i>		Bush violet	X			
158	Solanaceae	<i>Solanum americanum</i>		American black nightshade	X			
159	Solanaceae	<i>Solanum quitoense</i>	Naranjilla		X			Alimenticio.
160	Talinaceae	<i>Talinum fruticosum</i>		Ceylon spinach	X			
161	Urticaceae	<i>Cecropia litoralis</i>	Guarumo		X			Medicinal.
162	Urticaceae	<i>Laportea aestuans</i>		West indian woodnettle	X			
163	Urticaceae	<i>Myriocarpa longipes</i>	Cola de caballo		X			
164	Urticaceae	<i>Pilea</i> sp.			X			
165	Urticaceae	<i>Urera baccifera</i>		Scratchbush	X			
166	Verbenaceae	<i>Lantana camara</i>		Common lantana	X			
167	Verbenaceae	<i>Petrea volubilis</i>		Queen's wreath	X			
168	Verbenaceae	<i>Stachytarpheta jamaicensis</i>		Blue porterweed	X			
169	Vitaceae	<i>Cissus</i> sp.			X			
170	Zamiaceae	<i>Zamia lindenii</i>		Tobacco palm	X			
171	Arecaceae	<i>Attalea colenda</i>	Palma real		X			Elaboración de techos y petates.
172	Arecaceae	<i>Bactris gasipaes</i>		Peach-palm	X			Alimenticio, usada en bebidas como la chucula.
173	Arecaceae	<i>Phytelephas aequatorialis</i>	Tagua	Ecuadorian ivory palm			X	Alimenticio, elaboración de botones y artesanías.
174	Selaginellaceae	<i>Selaginella</i> sp.			X			
175	Lygodiaceae	<i>Lygodium venustum</i>			X			
176	Polypodiaceae	<i>Nipidium</i> sp.			X			
177	Pteridaceae	<i>Adiantum</i> cf. <i>serratodentatum</i>		Plant leaf dorsal fern	X			

Guía florística de las áreas de conservación - Empresa Arbofino, cantón Pichincha, provincia de Manabí, Ecuador Floristic guide to the conservation areas – Arbofino Company – Pichincha canton, Manabí province, Ecuador		
Amarú Ramón Salcedo ¹  , Edison García ²  , Paolo Piedrahita ¹  , Nelson Jaramillo-Díaz ³ 		
1. Laboratorio de Zoología, Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL), 2. Arbofino, 3. Herbario “Reinaldo Espinosa”, Universidad Nacional de Loja		
Email: ramon@espol.edu.ec	Bosques Latitud Cero 16(1), 126-167. 2026	https://doi.org/10.54753/blc.v16i1.2608

■ AGRADECIMIENTO

Queremos agradecer a la empresa Arbofino y Bosquefino a la Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL) y al Herbario “Reinaldo Espinosa” por su ayuda en las diferentes etapas de la producción de esta guía.

■ CONTRIBUCIÓN DE AUTORES

R, A: Investigación, Metodología, Conceptualización, Escritura-Borrador original, Análisis formal; G, E: Recursos; P, P: Metodología, Supervisión, Investigación; J, N: Escritura- Revisión y edición, Curación de datos.

■ REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Dodson, C. H., Gentry, A. H., & Valverde, F. M. (1985). La flora de Jauneche: Los Ríos, Ecuador. Quito: Banco Central del Ecuador
- Gentry, A. (1993). A Field Guide to the Families and Genera of Woody Plants of Northwest South America (Colombia, Ecuador, Perú). Washington, DC. ISBN 1-881173-01-1
- Jørgensen, P. & León-Yáñez, S. (1999). Catalogue of Vascular Plants of Ecuador. Missouri Botanical Garden. San Louis. Missouri. USA.
- León-Yáñez S. Valencia R. Pitman N. Endara L. Ulloa Ulloa C. & Navarrete H. (2011). Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Ecuador. 2ª edn. Publicaciones del Herbario QCA. Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Quito.
- Ministerio del Ambiente del Ecuador. (2013). Sistema de Clasificación de los Ecosistemas del Ecuador Continental. Subsecretaría de Patrimonio Natural. Quito.
- Tropicos.org/home.(<https://www.tropicos.org/home>) [acceso 20.10.2025]
- World Flora Online Plant List. (2022). Explore the data. <https://wfoplantlist.org/plant-list/>

Habitantes sigilosos de los Andes. Guía fotográfica de la diversidad de aves presente en los bosques de <i>Polylepis</i> del Ecuador Secretive inhabitants of the Andes. Photographic guide to the diversity of birds found in the <i>Polylepis</i> forests of Ecuador		
Eduardo Obando^{1,2} , Mayra Caiza^{1*} , Cecilia Castañeda¹ , Francisco Tobar^{1,3} 		
1. Fundación Ecuatoriana para la Investigación y Conservación de las Aves y sus Hábitats. Quito, Ecuador. 2. Consultora Ambiental, Desarrollo y Turismo Sostenible (CADYSOT). Ibarra, Ecuador. 3. Instituto Nacional de Biodiversidad, Herbario Nacional del Ecuador QCNE ., Quito, Ecuador.		
Email: mayrafer002@gmail.com Bosques Latitud Cero 16(1), 168-178. 2026 https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2634		

RECIBIDO: 05/10/2025

ACEPTADO: 01/12/2025

PUBLICADO: 05/01/2026



Figura 1. Árbol adulto de *Polylepis reticulata* en el Parque Nacional Cotacachi Cayapas.
Fotografía de Francisco Tobar.

Los bosques de *Polylepis* son ecosistemas altoandinos de montaña, caracterizados por su ubicación en zonas rocosas, laderas escarpadas, valles glaciares. Su singularidad radica en albergar una biodiversidad excepcional, con numerosas especies endémicas y especializadas que dependen de esos hábitats para sobrevivir (Aucca & Ramsay, 2005).

De acuerdo con el Sistema de Clasificación de Ecosistemas propuestos por el Ministerio del Ambiente del Ecuador (2013), los bosques de *Polylepis* están incluidos dentro de la denominación: Bosque siempreverde del Páramo (BsSn01). Estos bosques se presentan como fragmentos aislados dentro de una matriz cubierta por vegetación herbácea o arbustiva. Estos singulares ecosistemas desempeñan un papel fundamental en la mitigación del cambio climático, debido a su capacidad para almacenar carbono, estabilizar suelos y regular el flujo de agua en las cuencas hidrográficas. Se estima que más del 90 % de la cobertura de los bosques de *Polylepis* históricamente se han perdido debido a amenazas significativas como la deforestación, el pastoreo, fuente de carbón, leña, madera y principalmente a la expansión de la frontera agrícola (Boza-Espinoza & Kessler, 2022; Cuyckens & Renison, 2018).

Habitantes sigilosos de los Andes. Guía fotográfica de la diversidad de aves presente en los bosques de <i>Polylepis</i> del Ecuador Secretive inhabitants of the Andes. Photographic guide to the diversity of birds found in the <i>Polylepis</i> forests of Ecuador		
Eduardo Obando^{1,2} , Mayra Caiza^{1*} , Cecilia Castañeda¹ , Francisco Tobar^{1,3} 		
1. Fundación Ecuatoriana para la Investigación y Conservación de las Aves y sus Hábitats. Quito, Ecuador. 2. Consultora Ambiental, Desarrollo y Turismo Sostenible (CADYSOT). Ibarra, Ecuador. 3. Instituto Nacional de Biodiversidad, Herbario Nacional del Ecuador QCNE., Quito, Ecuador.		
Email: mayrafer002@gmail.com	Bosques Latitud Cero 16(1), 168-178. 2026	https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2634

El calentamiento global representa una amenaza adicional. El aumento de las temperaturas está provocando un desplazamiento altitudinal de los bosques de *Polylepis* hacia zonas más elevadas, limitando aún más su hábitat y aumentando su vulnerabilidad, al enfrentar condiciones menos favorables sin posibilidad de migración superior (Caballero-Villalobos et al., 2021; Chanove-Manrique & Cárdenas-Pillco, 2024). La pérdida de hábitat y la fragmentación del paisaje son factores que impulsan cambios en la biodiversidad, muchas especies dependen de los hábitats específicos que proporcionan los bosques de *Polylepis*, y su supervivencia está estrechamente vinculada a la integridad de estos ecosistemas (Astudillo et al., 2020; Sevillano-Ríos & Rodewald, 2017).

Los bosques dominados por el género *Polylepis* se encuentran entre los más amenazados del neotrópico, abarca unas 47 especies distribuidas desde el centro de Venezuela hasta el Norte de Argentina y Chile. Su mayor diversidad está en Perú con 25 especies, Bolivia con 15 especies, en tercer lugar, está Ecuador con 10 especies nativas: *Polylepis humboldtii* T. Boza, Romol. & M. Kessler, *Polylepis incana* Kunth, *Polylepis lanuginosa* Kunth, *Polylepis longipilosa* T. Boza, Romol. & M. Kessler, *Polylepis loxensis* T. Boza, Romol. & M. Kessler, *Polylepis microphylla* (Wedd.) Bitter, *Polylepis ochreatea* (Wedd.) Bitter, *Polylepis pauta* Hieron., *Polylepis reticulata* Hieron, y *Polylepis simpsoniae* T. Boza & M. Kessler) y una introducida *Polylepis racemosa* y en el otro extremo se encuentra Chile y Venezuela con dos y una especie respectivamente.

Los bosques de *Polylepis* son refugio de una variedad significativa de especies de aves, muchas de las cuales son endémicas de la región andina. Estas aves dependen de los microhábitats específicos y los recursos alimenticios que proporcionan estos bosques (Fjeldsà, 2002). En Ecuador, investigaciones sobre fragmentos de *Polylepis* en el Parque Nacional Cajas evidenciaron que tanto el área del fragmento como su composición florística influyen en la riqueza y abundancia de aves, y que la conectividad entre fragmentos resulta clave para mantener comunidades tanto de aves especialistas de bosque y generalistas (Tinoco et al., 2013). Esta dinámica también refleja la calidad del hábitat, los bosques con pocas especies especialistas tienden a exhibir menor diversidad de hábitats y una cobertura vegetal reducida (Astudillo et al., 2020; Fjeldsà, 1993).

El Picocono Gigante (*Conirostrum binghami*), es una especie especialista de los bosques de *Polylepis* que se ha visto amenazada por su fragmentación. La conservación de esta especie, al igual que la de otras especies especialistas, depende de las acciones de protección de bosques remanentes, expansión de áreas protegidas y reducción de amenazas como incendios, tala y sobrepastoreo; adicionalmente, promover la restauración en áreas degradadas que permitan la conectividad, y llevar a cabo actividades de educación ambiental.

Metodología

Durante este estudio, la observación de aves en bosques de *Polylepis* se realizó exclusivamente mediante puntos de muestreo, sin intervención directa sobre los animales. No se emplearon transectos ni otras técnicas de monitoreo manipulatorio; únicamente se llevaron a cabo observaciones sistemáticas desde ubicaciones fijas. Todas las actividades contaron con los permisos pertinentes de las entidades públicas y privadas involucradas.

Área de estudio

Se evaluaron tres localidades con presencia de bosques nativos de *Polylepis* en el norte y centro del Ecuador (Figura 2). El páramo de Piñan en la provincia de Imbabura (0.481735, -78.335462), Ponce Paluguiillo - Papallacta en la provincia de Pichincha (-0.317618, -78.225420) y Yanahurco (-0.725582, -78.262598), en la provincia de Napo. Estas áreas están comprendidas entre los 3592 y 4102 metros de altitud.

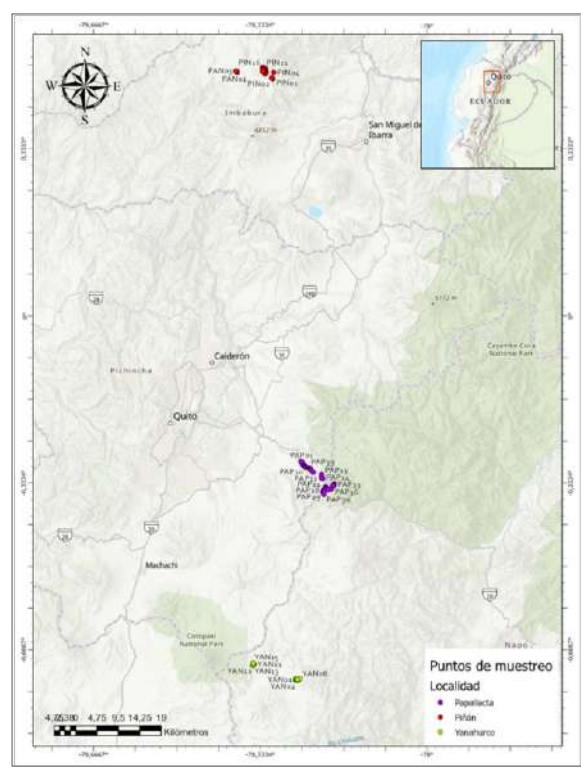


Figura 2. Localidades muestreadas para el registro de la diversidad de aves que interactúan con los bosques de *Polylepis*. Elaborado por Eduardo Obando.

Habitantes sigilosos de los Andes. Guía fotográfica de la diversidad de aves presente en los bosques de <i>Polylepis</i> del Ecuador Secretive inhabitants of the Andes. Photographic guide to the diversity of birds found in the <i>Polylepis</i> forests of Ecuador		
Eduardo Obando^{1,2} , Mayra Caiza^{1*} , Cecilia Castañeda¹ , Francisco Tobar^{1,3} 		
1. Fundación Ecuatoriana para la Investigación y Conservación de las Aves y sus Hábitats. Quito, Ecuador. 2. Consultora Ambiental, Desarrollo y Turismo Sostenible (CADYSOT). Ibarra, Ecuador. 3. Instituto Nacional de Biodiversidad, Herbario Nacional del Ecuador QCNE ., Quito, Ecuador.		
Email: mayrafer002@gmail.com Bosques Latitud Cero 16(1), 168-178. 2026 https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2634		

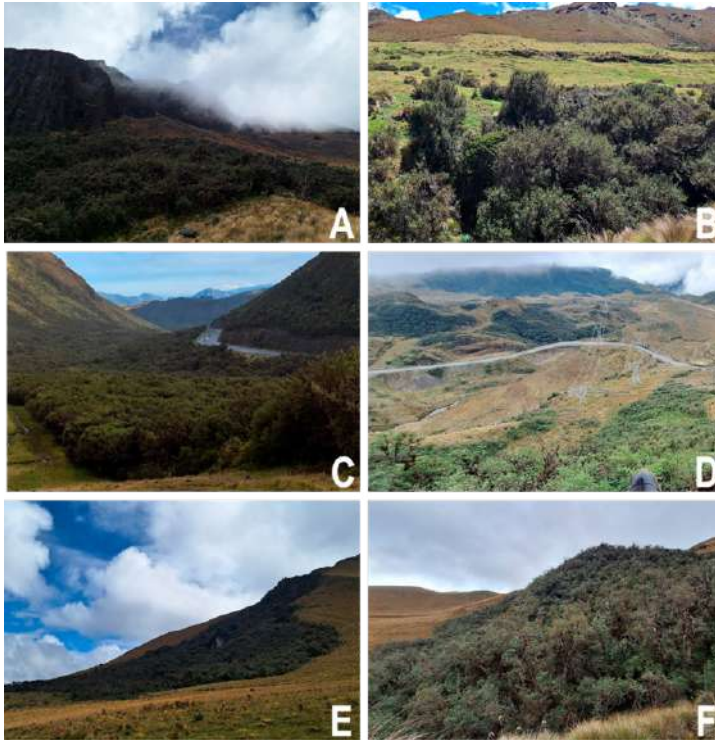


Figura 3. Paisajes de los parches de *Polylepis* en donde se realizó el muestreo de la avifauna. Localidad 1, páramo de Piñán en la provincia de Imbabura: A) Laderas del cerro Yanahurco de Piñán, B) Sector de Pantaví (Piñán). Localidad 2, Ponce Paluguillo-Papallacta, provincia de Pichincha: C) Sector de Ponce Paluguillo (Papallacta), D) Parches de *Polylepis* del sector La Virgen (Papallacta). Localidad 3, Yanahurco en la provincia de Napo: E) Sector de Yanahurco, F) Sector de Chigtapamba.

Colección de datos

El esfuerzo de muestreo varió entre cinco y nueve días por localidad. En cada localidad se establecieron entre 15 y 40 puntos de conteo. Este número varió en función del área total de los parches de *Polylepis* y la accesibilidad. La información se levantó entre los meses de julio y diciembre del año 2023. Se realizaron tres expediciones a cada localidad alternando los meses disponibles, con excepción de Yanahurco en donde se realizaron dos expediciones debido al difícil acceso. Para el monitoreo de aves se utilizó el método de puntos de conteo. Se ubicaron los puntos a una distancia mínima de 150 metros entre ellos para evitar recuentos de individuos y se estableció un radio de conteo de 30 metros. En cada punto se realizó el registro de aves por un lapso de 15 minutos. Se obtuvo información de la avifauna presente en las localidades a través de observaciones directas y registros auditivos. Se realizaron observaciones en la mañana, entre las 06h00 y 10h00. Este lapso varió en algunas ocasiones debido a la presencia de lluvia o a la baja visibilidad a causa de la neblina. Se registraron únicamente los individuos que se encontraron en los parches de *Polylepis*.

Para los registros visuales se usaron binoculares Bushnell Trophy 10x42, una cámara Nikon D500 con el lente Nikon 200 – 500 5.6. Para grabar las vocalizaciones de las aves se usó un celular Samsung A54 con un micrófono externo CKMOVA VCM3 Pro. Para la identificación de las especies observadas se usó una guía de aves del Ecuador (Freile & Restall, 2018) y para los registros auditivos se usó un recopilado de cantos de aves del Ecuador (Moore et al., 2013).

La clasificación taxonómica sigue los lineamientos recomendados por el South American Classification Committee (Remsen et al., 2024). De cada especie se determinó su estado de conservación a nivel nacional en base a Freile et al. (2019).

Resultados

Láminas de caracterización de datos de plantas (LCDP).

Para este estudio se evaluaron remanentes boscosos de *Polylepis incana*, *Polylepis pauta*, *Polylepis reticulata* y *Polylepis ochreatea*. En cada remanente se identificó la especie predominante. Además, se tomaron fotografías botánicas detalladas para elaborar láminas LCDP de cada especie, con el fin de facilitar su interpretación y comprensión.

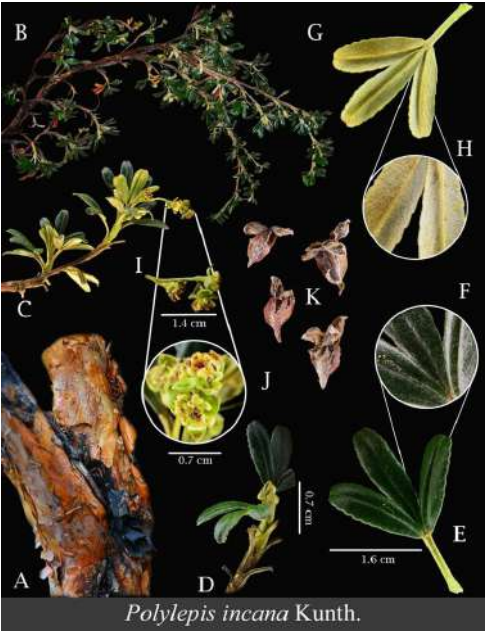


Figura 4. Lámina LCDP de *Polylepis incana*. Diseño y elaboración por Cecilia Castañeda.
Fotografías por Francisco Tobar.

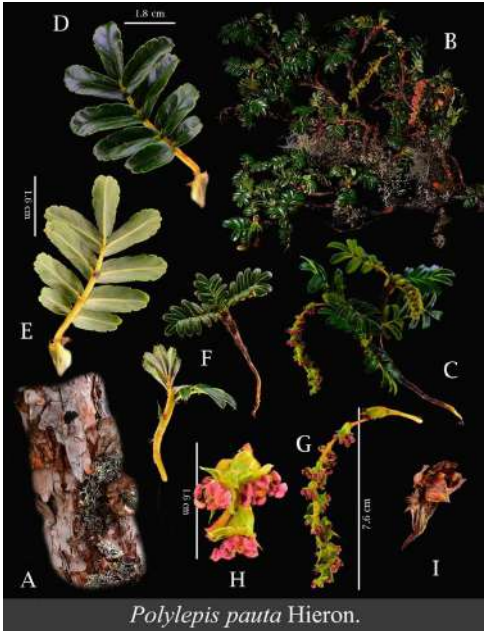


Figura 5. Lámina LCDP de *Polylepis pauta*. Diseño y elaboración por Cecilia Castañeda.
Fotografías por Francisco Tobar.

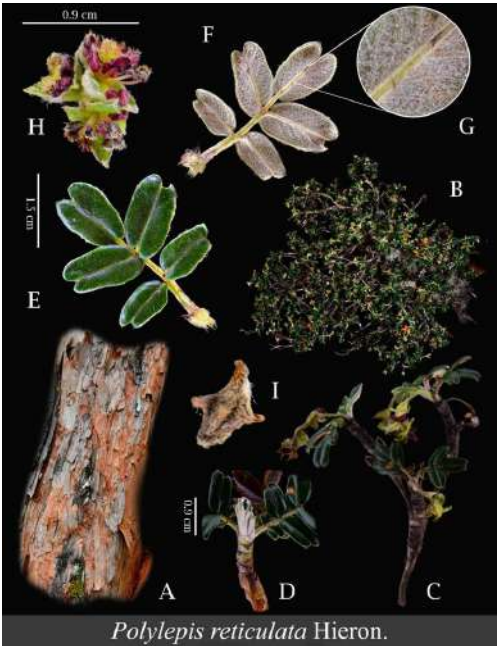


Figura 6. Lámina LCDP de *Polylepis reticulata*. Diseño y elaboración por Cecilia Castañeda.
Fotografías por Francisco Tobar.

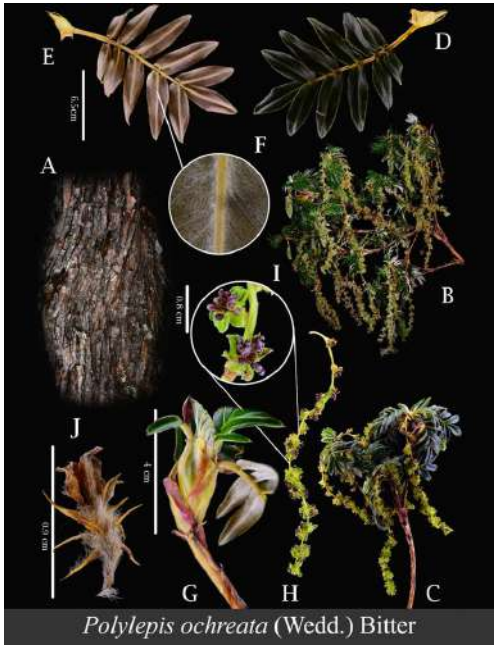


Figura 7. Lámina LCDP de *Polylepis ochreata*. Diseño y elaboración por Cecilia Castañeda.
Fotografías por Francisco Tobar.

Habitantes sigilosos de los Andes. Guía fotográfica de la diversidad de aves presente en los bosques de <i>Polylepis</i> del Ecuador Secretive inhabitants of the Andes. Photographic guide to the diversity of birds found in the <i>Polylepis</i> forests of Ecuador		
Eduardo Obando ^{1,2}  , Mayra Caiza ^{1*}  , Cecilia Castañeda ¹  , Francisco Tobar ^{1,3} 		
1. Fundación Ecuatoriana para la Investigación y Conservación de las Aves y sus Hábitats. Quito, Ecuador. 2. Consultora Ambiental, Desarrollo y Turismo Sostenible (CADYSOT). Ibarra, Ecuador. 3. Instituto Nacional de Biodiversidad, Herbario Nacional del Ecuador QCNE., Quito, Ecuador.		
Email: mayrafer002@gmail.com	Bosques Latitud Cero 16(1), 168-178. 2026	

Registro de Aves

Se registraron un total de 49 especies en las tres localidades donde se llevó a cabo el muestreo: 27 en Piñan, 33 en Papallacta y 33 en Yanahurco. Las especies registradas se agrupan en 18 familias y 7 órdenes. Las familias con mayor diversidad fueron Thraupidae (11 especies), Trochilidae (9 especies), Tyrannidae (6 especies), Furnariidae (5 especies) y Gallariidae (3 especies). En las tres localidades las especies en común más abundantes fueron *Grallaria quitensis* y *Cistothorus platensis*.

No se han registrado especies amenazadas a nivel global, pero se registraron dos especies amenazadas a nivel nacional en base a los criterios de la lista roja de aves del Ecuador (Freile et al., 2019). Estas especies son *Chalcostigma stanleyi* clasificada como Vulnerable (Figura 8. C) y *Conirostrum binghami* clasificada como una especie en Peligro (Figura 8. J).

Se realizaron dos registros de *Phyllomyias uropygialis* (Figura 9. H). Un registro en Piñan a 3813 m s.n.m. y un registro en Papallacta a 3608 m s.n.m. Estos registros amplían el rango de distribución altitudinal de esta especie. Según Freile et al. (2019), el rango extremo al que se ha registrado *P. uropygialis* es de 1600 a 3400 m s.n.m.



Figura 8. Fotografías de algunas especies registradas en los parches de *Polylepis* muestreados en Papallacta, Yanahurco y Piñan. A) Gavilán Variable (*Geranoaetus polyosoma*), B) Búho Coronado (*Bubo virginianus*), C) Picoespina Dorsiazul (*Chalcostigma stanleyi*), D) Metalura Verde (*Metallura williami*), E) Estrellita Ecuatoriana hembra (*Oreotrochilus chimborazo*), F) Grallaria Leonada (*Grallaria quitensis*), G) Alinaranja Lomirrojo (*Cnemarchus erythropygius*), H) Tiranolete Lomileonado (*Phyllomyias uropygialis*), I) Soterrey Sabanero (*Cistothorus platensis*), J) Picocono Gigante (*Conirostrum binghami*), K) Quinuero Dorsioscuro (*Urothraupis stolzmanni*), Candelita de Antojos (*Myioborus melanocephalus*).

Fotografías por Eduardo Obando.

				
1 <i>Geranoaetus polyosoma</i> ACCIPITRIDAE	2 <i>Systellura longirostris</i> CAPRIMULGIDAE	3 <i>Ampelion rubrocristatus</i> COTINGIDAE	4 <i>Phalcoboenus carunculatus</i> FALCONIDAE	5 <i>Spinus magellanicus</i> FRINGILLIDAE
				
6 <i>Asthenes fuliginosa</i> FURNARIIDAE	7 <i>Cinclodes albidiventris</i> FURNARIIDAE	8 <i>Cinclodes excelsior</i> FURNARIIDAE	9 <i>Leptasthenura andicola</i> FURNARIIDAE	10 <i>Margarornis squamiger</i> FURNARIIDAE
				
11 <i>Grallaria quitensis</i> GRALLARIIDAE	12 <i>Grallaria squamigera</i> GRALLARIIDAE	13 <i>Orochelidon murina</i> HIRUNDINIDAE	14 <i>Myioborus melanocephalus</i> PARULIDAE	15 <i>Myiothlypis nigrocristata</i> PARULIDAE

Habitantes sigilosos de los Andes. Guía fotográfica de la diversidad de aves presente en los bosques de *Polylepis* del Ecuador

Secretive inhabitants of the Andes.
Photographic guide to the diversity of birds found in the *Polylepis* forests of Ecuador

Eduardo Obando^{1,2} , Mayra Caiza^{1*} , Cecilia Castañeda¹ , Francisco Tobar^{1,3} 

1. Fundación Ecuatoriana para la Investigación y Conservación de las Aves y sus Hábitats. Quito, Ecuador.
2. Consultora Ambiental, Desarrollo y Turismo Sostenible (CADYSOT). Ibarra, Ecuador.
3. Instituto Nacional de Biodiversidad, Herbario Nacional del Ecuador QCNE ., Quito, Ecuador.



Email: mayrafer002@gmail.com

Bosques Latitud Cero 16(1), 168-178. 2026

<https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2634>



16 *Atlapetes latinuchus*
PASSERELLIDAE



17 *Atlapetes pallidinucha*
PASSERELLIDAE



18 *Scytalopus opacus*
RHINOCRYPTIDAE



19 *Gallinago jamesoni*
SCOLOPACIDAE



20 *Bubo virginianus*
STRIGIDAE



21 *Anisognathus igniventris*
THRAUPIDAE



22 *Catamenia homochroa*
THRAUPIDAE



23 *Catamenia inornata*
THRAUPIDAE



24 *Conirostrum binghami*
THRAUPIDAE



25 *Diglossa cyanea*
THRAUPIDAE



26 *Diglossa humeralis*
THRAUPIDAE



27 *Dubusia taeniata*
THRAUPIDAE



28 *Geospizopsis unicolor*
THRAUPIDAE



29 *Urothraupis stolzmanni*
THRAUPIDAE



30 *Aglaeactis cupripennis*
TROCHILIDAE

Habitantes sigilosos de los Andes. Guía fotográfica de la diversidad de aves presente en los bosques de <i>Polylepis</i> del Ecuador Secretive inhabitants of the Andes. Photographic guide to the diversity of birds found in the <i>Polylepis</i> forests of Ecuador			
Eduardo Obando^{1,2} , Mayra Caiza^{1*} , Cecilia Castañeda¹ , Francisco Tobar^{1,3} 			
1. Fundación Ecuatoriana para la Investigación y Conservación de las Aves y sus Hábitats. Quito, Ecuador. 2. Consultora Ambiental, Desarrollo y Turismo Sostenible (CADYSOT). Ibarra, Ecuador. 3. Instituto Nacional de Biodiversidad, Herbario Nacional del Ecuador QCNE ., Quito, Ecuador.			
Email: mayrafer002@gmail.com Bosques Latitud Cero 16(1), 168-178. 2026 https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2634			

				
31 <i>Chalcostigma herrani</i> TROCHILIDAE	32 <i>Chalcostigma stanleyi</i> TROCHILIDAE	33 <i>Eriocnemis luciani</i> TROCHILIDAE	34 <i>Lesbia victoriae</i> TROCHILIDAE	35 <i>Metallura tyrianthina</i> TROCHILIDAE
				
36 <i>Metallura tyrianthina</i> TROCHILIDAE	37 <i>Metallura williami</i> TROCHILIDAE	38 <i>Oreotrochilus chimborazo</i> TROCHILIDAE	39 <i>Ramphomicron microrhynchum</i> TROCHILIDAE	40 <i>Cistothorus platensis</i> TROCHILIDAE
				
41 <i>Turdus fuscater</i> TURDIDAE	42 <i>Anairetes parulus</i> TYRANNIDAE	43 <i>Cnemarchus erythropygius</i> TYRANNIDAE	44 <i>Elaenia albiceps</i> TYRANNIDAE	45 <i>Mecocercus leucophrys</i> TYRANNIDAE

Habitantes sigilosos de los Andes. Guía fotográfica de la diversidad de aves presente en los bosques de <i>Polylepis</i> del Ecuador Secretive inhabitants of the Andes. Photographic guide to the diversity of birds found in the <i>Polylepis</i> forests of Ecuador			
Eduardo Obando^{1,2} , Mayra Caiza^{1*} , Cecilia Castañeda¹ , Francisco Tobar^{1,3} 			
1. Fundación Ecuatoriana para la Investigación y Conservación de las Aves y sus Hábitats. Quito, Ecuador. 2. Consultora Ambiental, Desarrollo y Turismo Sostenible (CADYSOT). Ibarra, Ecuador. 3. Instituto Nacional de Biodiversidad, Herbario Nacional del Ecuador QCNE., Quito, Ecuador.			
Email: mayrafer002@gmail.com Bosques Latitud Cero 16(1), 168-178. 2026 https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2634			



46 *Ochthoeca fumicolor* 47 *Phyllomyias uropygialis*
TYRANNIDAE TYRANNIDAE

Listado de especies de los bosques de *Polylepis*

Las aves fueron registradas mediante detección visual y auditiva en bosques de *Polylepis* de tres localidades del centro-norte del Ecuador: Papallacta, Piñán y la hacienda Yanahurco. Las especies observadas interactuaron estrechamente con los árboles de *Polylepis*, utilizándolos como refugio, sitios de percha y forrajeo, así como fuente de alimento para especies granívoras que consumieron sus semillas. A continuación se enlista las especies registradas junto con su gremio trófico y el lugar donde fue registrada.

Tabla 1. Listado de especies registradas en los bosques *Polylepis* de Papallacta (A), Piñán (B) y Yanahurco (C)

N	Familia	Taxón	Nombre común	Nombre en inglés	Gremio trófico	A	B	C
1	Accipitridae	<i>Geranoaetus polyosoma</i>	Gavilán Variable	Variable Hawk	Carnívoro			X
2	Caprimulgidae	<i>Systellura longirostris</i>	Chotacabras Alifajeado	Band-winged Nightjar	Insectívoro	X		
3	Cotingidae	<i>Ampelion rubrocristatus</i>	Continga Crestirroja	Red-crested Cotinga	Frugívoro	X	X	X
4	Falconidae	<i>Phalcoboenus carunculatus</i>	Caracara Carunculado	Carunculated Caracara	Omnívoro		X	
5	Fringillidae	<i>Spinus magellanicus</i>	Jilguero Encapuchado	Hooded Siskin	Granívoro	X	X	X
6	Furnariidae	<i>Asthenes fuliginosa</i>	Colicardo Barbiblanco	White-chinned Thistletail	Insectívoro	X		X
7	Furnariidae	<i>Cinclodes albidiventris</i>	Cinclodes Alicastaño	Chestnut-winged Cinclodes	Insectívoro		X	X
8	Furnariidae	<i>Cinclodes excelsior</i>	Cinclodes Piquigrueso	Stout-billed Cinclodes	Insectívoro		X	X
9	Furnariidae	<i>Leptasthenura andicola</i>	Tijeral Andino	Andean Tit-Spintail	Insectívoro	X	X	X
10	Furnariidae	<i>Margarornis squamiger</i>	Subepalo Perlado	Pearled Treerunner	Insectívoro	X		X
11	Grallariidae	<i>Grallaria quitensis</i>	Gralaria Leonada	Tawny Antpitta	Insectívoro	X	X	X
12	Grallariidae	<i>Grallaria squamigera</i>	Gralaria Ondulada	Undulated Antpitta	Insectívoro		X	
13	Hirundinidae	<i>Orochelidon murina</i>	Golondrina Ventricafé	Brown-bellied Swallow	Insectívoro			X
14	Parulidae	<i>Myioborus melanocephalus</i>	Candelita de Anteojos	Spectacled Redstart	Insectívoro	X		X
15	Parulidae	<i>Myiothlypis nigrocristata</i>	Reinita Crestinegra	Black-crested Warbler	Insectívoro	X		X

Habitantes sigilosos de los Andes. Guía fotográfica de la diversidad de aves presente en los bosques de <i>Polylepis</i> del Ecuador Secretive inhabitants of the Andes. Photographic guide to the diversity of birds found in the <i>Polylepis</i> forests of Ecuador			
Eduardo Obando^{1,2} , Mayra Caiza^{1*} , Cecilia Castañeda¹ , Francisco Tobar^{1,3} 			
1. Fundación Ecuatoriana para la Investigación y Conservación de las Aves y sus Hábitats. Quito, Ecuador. 2. Consultora Ambiental, Desarrollo y Turismo Sostenible (CADYSOT). Ibarra, Ecuador. 3. Instituto Nacional de Biodiversidad, Herbario Nacional del Ecuador QCNE ., Quito, Ecuador.			
Email: mayrafer002@gmail.com Bosques Latitud Cero 16(1), 168-178. 2026 https://doi.org/110.54753/blc.v16i1.2634			

N	Familia	Taxón	Nombre común	Nombre en inglés	Gremio trófico	A	B	C
16	Passerellidae	<i>Atlapetes latinuchus</i>	Matorralero Nuquirrufo	Yellow-breasted Brushfinch	Omnívoro	X	X	
17	Passerellidae	<i>Atlapetes pallidinucha</i>	Matorralero Nuquipálido	Pale-naped Brushfinch	Omnívoro	X		X
18	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus opacus</i>	Tapaculo Paramero	Paramo Tapaculo	Insectívoro	X		X
19	Scolopacidae	<i>Gallinago jamesoni</i>	Becasina de Jameson	Jamesons Snipe	Insectívoro			X
20	Strigidae	<i>Bubo virginianus</i>	Búho Coronado	Great Horned Owl	Carnívoro			X
21	Thraupidae	<i>Anisognathus igniventris</i>	Tangara Montana Ventriescarlata	Scarlet-bellied Mountain-Tanager	Frugívoro	X	X	
22	Thraupidae	<i>Catamenia homochroa</i>	Semillero Paramero	Paramo Seedeater	Granívoro	X		
23	Thraupidae	<i>Catamenia inornata</i>	Semillero Sencillo	Plain-colored Seedeater	Granívoro	X	X	
24	Thraupidae	<i>Conirostrum binghami</i>	Picocono Gigante	Giant Conebill	Insectívoro		X	X
25	Thraupidae	<i>Diglossa cyanea</i>	Pinchaflor Enmascarado	Masked Flowerpiercer	Frugívoro	X	X	
26	Thraupidae	<i>Diglossa humeralis</i>	Pinchaflor Negro	Black Flowerpiercer	Frugívoro	X	X	
27	Thraupidae	<i>Dubusia taeniata</i>	Tangara Montana Pechianteada	Buff-breasted Mountain-Tanager	Omnívoro	X		
28	Thraupidae	<i>Geospizopsis unicolor</i>	Frigilo Plomizo	Plumbeous Sierra-Finch	Granívoro	X	X	X
29	Thraupidae	<i>Urothraupis stolzmanni</i>	Quinuero Dorsinegro	Black-backed Bush Tanager	Omnívoro			X
30	Trochilidae	<i>Aglaeactis cupripennis</i>	Rayito Brillante	Shining Sunbeam	Nectarívoro	X	X	X
31	Trochilidae	<i>Chalcostigma herrani</i>	Picoespina Arcoiris	Rainbow-bearded Thornbill	Nectarívoro		X	
32	Trochilidae	<i>Chalcostigma stanleyi</i>	Picoespina Dorsiazul	Blue-mantled Thornbill	Nectarívoro		X	
33	Trochilidae	<i>Eriocnemis luciani</i>	Zamarrito Colilargo	Sapphire-vented Puffleg	Nectarívoro	X		X
34	Trochilidae	<i>Lesbia victoriae</i>	Colacintillo Colinegro	Black-tailed Trainbearer	Nectarívoro	X	X	
35 - 36	Trochilidae	<i>Metallura tyrianthina</i>	Metalura Tiria	Tyrian Metaltail	Nectarívoro	X	X	X
37	Trochilidae	<i>Metallura williami</i>	Metalura Verde	Viridian Metaltail	Nectarívoro	X		X
38	Trochilidae	<i>Oreotrochilus chimborazo</i>	Estrellita Ecuatoriana	Ecuadorian Hillstar	Nectarívoro		X	X
39	Trochilidae	<i>Ramphomicron microrhynchum</i>	Picoespina Dorsipúrpura	Purple-backed Thornbill	Nectarívoro	X		
40	Turdidae	<i>Turdus fuscater</i>	Mirlo Grande	Great Thrush	Omnívoro	X	X	X
41	Troglodytidae	<i>Cistothorus platensis</i>	Soterrey Sabanero	Grass Wren	Insectívoro	X	X	X
42	Tyrannidae	<i>Anairetes parulus</i>	Cachudito Torito	Tufted Tit-Tyrant	Insectívoro	X		X
43	Tyrannidae	<i>Cnemarchus erythropygius</i>	Alinaranja Lomirrojo	Red-rumped Bush-Tyrant	Insectívoro			X
44	Tyrannidae	<i>Elaenia albiceps</i>	Elenia Crestiblanca	White-crested Elaenia	Insectívoro			X
45	Tyrannidae	<i>Mecocerculus leucophrys</i>	Tiranillo Barbiblanco	White-throated Tyrannulet	Insectívoro	X	X	X
46	Tyrannidae	<i>Ochthoeca fumicolor</i>	Pitajo Dorsipardo	Brown-backed Chat-Tyrant	Insectívoro	X	X	X
47	Tyrannidae	<i>Phyllomyias uropygialis</i>	Tiranoleta Lomileonado	Tawny-rumped Tyrannulet	Insectívoro	X	X	

■ AGRADECIMIENTO

Este estudio se realizó en marco del programa FORESTA parte del Programa Acción Andina, con el apoyo de Global Forest Generation y la Asociación de Ecosistemas Andinos – Ecoan. Su compromiso con la conservación de los ecosistemas altoandinos permitió la ejecución de este levantamiento de información, necesario para comprender y proteger nuestra biodiversidad.

Expresamos nuestro sincero agradecimiento al equipo técnico y logístico del proyecto FORESTA, cuyo apoyo constante facilitó

Habitantes sigilosas de los Andes. Guía fotográfica de la diversidad de aves presente en los bosques de <i>Polylepis</i> del Ecuador Secretive inhabitants of the Andes. Photographic guide to the diversity of birds found in the <i>Polylepis</i> forests of Ecuador		
Eduardo Obando^{1,2} , Mayra Caiza^{1*} , Cecilia Castañeda¹ , Francisco Tobar^{1,3} 		
1. Fundación Ecuatoriana para la Investigación y Conservación de las Aves y sus Hábitats. Quito, Ecuador. 2. Consultora Ambiental, Desarrollo y Turismo Sostenible (CADYSOT). Ibarra, Ecuador. 3. Instituto Nacional de Biodiversidad, Herbario Nacional del Ecuador QCNE ., Quito, Ecuador.		
Email: mayrafer002@gmail.com	Bosques Latitud Cero 16(1), 168-178. 2026	

el desarrollo de la investigación en campo. Extendemos también un profundo agradecimiento al personal del Parque Nacional Cayambe-Coca, así como a las administraciones del Parque Nacional Cotacachi-Cayapas y del Área de Protección Hídrica Ponce-Paluguillo, por su colaboración y respaldo en la gestión de estas áreas protegidas. Su labor diaria es importante para la conservación de este invaluable patrimonio natural.

Hacemos extensivo nuestro reconocimiento a la Hacienda Yanahurco, cuya hospitalidad y disposición para colaborar enriquecieron significativamente la experiencia de campo.

Finalmente, agradecemos a la comunidad de Piñán por su apertura y participación activa en este estudio. Su compromiso con la conservación y su profundo conocimiento del territorio son un ejemplo del papel fundamental que desempeñan las comunidades locales en la protección de nuestros recursos naturales.

■ CONTRIBUCIÓN DE AUTORES

Eduardo Obando: Conceptualización, Metodología Software, Validación, Investigación, Análisis formal; Escritura, Administración del proyecto, Escritura – Borrador original, Generación de fotografías.

Mayra Caiza: Escritura – Borrador original; Escritura – Revisión y edición, Visualización.

Cecilia Castañeda: Edición fotográfica y elaboración de LCDP.

Francisco Tobar: Adquisición de fondos, Supervisión, Recursos, Generación de fotografías.

■ REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Astudillo, P. X., Grass, I., Siddons, D. C., Schabo, D. G., & Farwig, N. (2020). Centrality in Species-Habitat Networks Reveals the Importance of Habitat Quality for High-Andean Birds in *Polylepis* Woodlands. <https://doi.org/10.13157/Arila.67.2.2020.Ra5>, 67(2), 307–324. <https://doi.org/10.13157/ARLA.67.2.2020.RA5>
- Fjeldsa, J. (1993). The avifauna of the *Polylepis* woodlands of the Andean highlands: the efficiency of basing conservation priorities on patterns of endemism. *Bird Conservation International*, 3–37. <https://doi.org/10.1017/S0959270900000770>
- Fjeldsà, J. (2002). *Polylepis* Forests-Vestiges of a vanishing ecosystem in the Andes. *Society for Tropical Ecology*, 111–123. https://www.socotropecol.eu/publications/pdf/8-2/Fjeldsa_J_2002_Ecotropica8_111-123.pdf
- Freile, J., Santander G., T., Jiménez-Uzcátegui, G., Carrasco, L., Diego Cisneros-Heredia, Guevara, E., A., S.-N., & Tinoco, B. A. (2019). *Lista Roja de las Aves del Ecuador*. Ministerio del Ambiente, Aves y Conservación, Comité Ecuatoriano de Registros Ornitológicos, Fundación Charles Darwin, Universidad del Azuay, Red Aves Ecuador & Universidad San Francisco de Quito.
- Freile, J., & Restall, R. (2018). *Birds of Ecuador*. UK: Helm Field Guides.
- Gómez, I., Calbimonte, R., Domic, A., Palabral, A., Hurtado, R., & Liberman, M. (2019). Ensamblajes de Aves de los Bosques Endémicos de *Polylepis pacensis* en Bolivia. *Ornitología Neotropical*, 30, 27–31. <https://scispace.com/pdf/ensambles-de-aves-de-los-bosques-endemicos-de-polylepis-52ihryvurt.pdf>
- Ministerio del Ambiente del Ecuador. (2013). *Sistema de Clasificación de Ecosistemas del Ecuador Continental*. Subsecretaría de Patrimonio Natural.
- Moore, J., Krabbe, N., & Jahn, O. (2013). Bird sounds of Ecuador, a comprehensive collection. In CA, USA: *John V Moore Nature Recordings*.
- Purcell, J., & Brelsford, A. (2004). Reassessing the Causes of Decline of *Polylepis*, a Tropical Subalpine Forest. *ECOTROPICA*, 10, 155–158. <https://purcelllab.ucr.edu/pdfs/Purcell,Brelsford%202004.pdf>
- Remsen, J. V, J. I. Areta, E. Bonaccorso, S. Claramunt, G. Del-Rio, A. Jaramillo, D. F. Lane, M. B. Robbins, F. G. Stiles, & K. J. Zimmer. (2024). *A classification of the bird species of South America*. Museum of Natural Science. Version (17/06/2024). Louisiana State University. <https://www.museum.lsu.edu/~Remsen/SACCBaseline.htm>
- Tinoco, B. A., Astudillo, P. X., Latta, S. C., Strubbe, D., & Graham, C. H. (2013). Influence of Patch Factors and Connectivity on the Avifauna of Fragmented *Polylepis* Forest in the Ecuadorian Andes. *Biotropica*, 45(5), 602–611. <https://doi.org/10.1111/BTP.12047>



Editorial Universidad Nacional de Loja

Dirección: Ciudad Universitaria Guillermo Falconí. Loja - Ecuador

Cod. Postal: 110111 **PBX:** +593 7 254 7252

email: bosqueslatitudcero@unl.edu.ec

www.unl.edu.ec  revistas.unl.edu.ec/index.php/bosques

