

REVISTA
DEL JARDÍN
BOTÁNICO
CHAGUAL

Año XVI, número 16
Diciembre 2018

16 chagual



JARDÍN BOTÁNICO
DE SANTIAGO



chagual

REVISTA DEL JARDÍN BOTÁNICO CHAGUAL

Año XVI, número 16
Diciembre de 2018

Directora

Antonia Echenique Celis

Editores

M. Victoria Legassa Classen y Andrés Moreira-Muñoz

Diseño y Diagramación

Alejandra Norambuena Montiglio

Impresión

Andros Impresores
Santa Elena 1955, Santiago, Chile

Precio de suscripción: \$ 6.000 + envío

Precio compra directa: \$ 6.500

Se ofrece y acepta canje de publicaciones análogas

Exchange with similar publications is desired

Échange souhaité avec publications similaires

Si desidera il cambio con pubblicazione congeneri

© Corporación Jardín Botánico Chagual

ISSN: 0718-0276

Inscripción N° 136.662

Comodoro Arturo Merino Benítez 3020, Vitacura,
Santiago, Chile.

La reproducción parcial o total de esta revista debe
ser autorizada por los editores.

mvlegassa@gmail.com

amoreiramunoz@gmail.com

www.chagual.cl



Foto portada:

M. obtusa var. *obtusa*
(Kester Bull-Hereñu)

REVISTA
DEL JARDÍN
BOTÁNICO
CHAGUAL

Año XVI, número 16
Diciembre 2018

16
chagual



Contenidos

| | |
|--|----|
| EDITORIAL / <i>Antonia Echenique</i> | 3 |
| INTERNACIONAL Cultura de jardinería en el Reino Unido: Algo de su historia y cómo se puede aprovechar en acciones de conservación / <i>Martin Gardner & Josefina Hepp</i> | 4 |
| FITOSOCIOLOGÍA Vegetación y florística de pajonales andinos con <i>Puya raimondii</i> Harms en el sur de Perú y descripción de dos nuevas unidades fitosociológicas / <i>Daniel B. Montesinos-Tubée</i> | 14 |
| GÉNEROS CHILENOS La atractiva variación floral de <i>Malesherbia</i> Ruiz & Pav. (Passifloraceae) en Chile / <i>Louis Ronse de Craene & Kester Bull-Hereñu</i> | 26 |
| MORFOLOGÍA FLORAL Morfología y anatomía floral comparada de <i>Loasa placei</i> Lindl. y <i>Loasa triloba</i> Dombey ex Juss.: un enfoque goetheano de la naturaleza / <i>João Felipe Ginefra Toni, Betsabé Abarca-Rojas & Gabriela Matamala-Gajardo</i> | 35 |
| PROPAGACIÓN II Queule (<i>Gomortega keule</i>) y su propagación <i>in vitro</i> / <i>Diego Muñoz Concha</i> | 42 |
| PROPAGACIÓN III Germinación de semillas y crecimiento inicial de plántulas de <i>Caesalpinia spinosa</i> : especie de valor ecológico y económico / <i>Ángel Cabello, Macarena Gallegos, Claudia Espinoza & Daniela Suazo</i> | 50 |
| PROPAGACIÓN III Análisis de frutos, semillas y germinación de <i>Colliguaja odorifera</i> Molina / <i>Ángel Cabello & Macarena Gallegos</i> | 58 |
| LIBROS Recomendados por la Revista Chagual | 65 |
| Comentario de libros: Flora del litoral de la Región de Valparaíso / <i>M.Teresa Serra</i> | 66 |
| Comentario de libros: Guía del jardinero amable con el clima / <i>M.Victoria Legassa</i> | 68 |
| CURSOS, SEMINARIOS & CONGRESOS Curso intensivo de morfología floral de la red FLO-RE-S en la Reserva Nacional Río Clarillo / <i>Kester Bull-Hereñu et al.</i> | 70 |
| Congreso Latinoamericano de Botánica / <i>Andrés Moreira</i> | 75 |
| ACTIVIDADES DEL PROYECTO Noticias vinculadas al Jardín Botánico Chagual | 77 |



Malesherbia tenuifolia © AYM

Editorial

El equipo JB Chagual, consecuente con nuestras políticas de conservación y difusión, hemos decidido, desde este número en adelante, editar y publicar esta revista en forma digital.

Hemos publicado 16 números de la revista *Chagual*, gracias a la perseverancia de sus editores, María Victoria Legassa y Andrés Moreira, y con el apoyo financiero de la Municipalidad de Vitacura, miembro del Directorio de la Corporación Jardín Botánico Chagual. Damos gracias por este apoyo, en especial a su Alcalde Raúl Torrealba, quien, desde los inicios de la Corporación nos tendió la mano para sacar adelante el proyecto que ahora inicia una nueva etapa.

A partir del año 2016, el Parque Metropolitano asumió la responsabilidad de la administración del proyecto a instancias de la entonces ministra del MINVU Paulina Saball. Dos años después se modificaron los estatutos de la Corporación, ampliándose el número de directores, incorporando la participación del Ministerio del Medio Ambiente creado posteriormente al proyecto, en 2010 y de personas naturales.

Este año 2018 a través de las gestiones del Parque Metropolitano y siendo su director Mauricio Fabry, se logra la aprobación de R.S. para su etapa de diseño por un monto de \$460MM.

Cabe mencionar, que en todo este proceso la Corporación Jardín Botánico Chagual, siendo fundadora del proyecto, pasa a reforzar su rol de institución curadora del proyecto en todos sus ámbitos, fortalecer las relaciones internacionales con otros jardines botánicos e instituciones relacionadas con el tema, y en especial, el nexo con el sector privado.

Esperamos así, que el próximo año se concrete esta importante etapa de diseño arquitectónico-paisajístico, lo que inicia el “despegue” de este tan anhelado “regalo para la ciudad de Santiago”: el primer Jardín Botánico de carácter metropolitano.

Antonia Echenique Celis

Directora Ejecutiva
Jardín Botánico Chagual

Cultura de jardinería en el Reino Unido: Algo de su historia y cómo se puede aprovechar en acciones de conservación

Martin Gardner
Real Jardín Botánico de Edimburgo
Programa Internacional de Conservación de Coníferas (ICCP)
mgardner@rbge.org.uk

Josefina Hepp
Proyecto Jardín Botánico Chagual

¿CÓMO SE CONVIRTIÓ GRAN BRETAÑA EN UNA NACIÓN DE JARDINEROS?

Los británicos son famosos en todo el mundo por ser apasionados estudiosos y conocedores practicantes de la jardinería. Esto es evidente cuando se considera que en 2015 hubo 40 millones de visitas a jardines en ese país (Visit England, 2016; Fig. 1), y muchos de los cerca de 500 jardines públicos recibieron más de 100.000 visitantes cada año. Con una membresía de casi 500.000 personas, la *Royal Horticultural Society* (RHS), fundada en 1804, es la principal organización benéfica de jardinería de Gran Bretaña y cuenta con 3.000 grupos locales afiliados (Biggs, 2019). Sin embargo, cuando le preguntas a los mismos jardineros por qué Gran Bretaña tiene esta tradición tan única, la mayoría ni siquiera habrá pensado en la pregunta y mucho menos habrá intentado encontrar alguna respuesta. Esta interrogante en general les surge a los visitantes extranjeros en Gran Bretaña, motivados al ver los parques municipales bellamente cuidados, la espectacular variedad de jardines públicos, y calle tras calle de jardines privados; al observar a muchas personas atendiendo sus *allotments* o huertos comunitarios, y al asistir a ferias locales de flores a lo largo y ancho de todo el país.

Las razones de esta pasión por la jardinería no son del todo obvias, y aquellos que han tratado de abordar la cues-

tion a menudo se estancan con la historia y no logran zanjar el asunto. Históricamente, los vecinos europeos de Gran Bretaña y el establecimiento del Imperio Británico han sido influencias importantes, pero el clima también ha jugado un papel. Además, ha sido fundamental la extraordinaria disponibilidad de plantas para cultivo a través de viveros. Como nación de viajeros, los exploradores británicos han introducido miles de especies de plantas y a partir de ellas, se han cultivado innumerables novedades en jardines. La edición 2019 del *Plant Finder* de la RHS enumera sobre 70.000 plantas diferentes y dónde se pueden comprar (principalmente a través del comercio de viveros británicos).

Irónicamente, la primera influencia en jardinería ocurrió cuando los romanos colonizaron Gran Bretaña del 43 al 410 d.C. Durante los siglos de contacto entre británicos y romanos, los agricultores y jardineros tienen que haber compartido la sabiduría popular, algunas técnicas y también plantas. Cierto, este fue un momento en que la jardinería ornamental, a menudo descrita como una expresión de belleza a través del arte y la naturaleza, se estableció por primera vez. Sin embargo, las principales influencias vinieron del Renacimiento francés e italiano entre los siglos XIV y XV. La rica economía permitió que al menos los estratos superiores de la sociedad crearan hermosos jardines para emular o competir con los de Italia y Francia, y desde entonces la jardinería se convirtió en una pasión y una forma de arte.



Figura 1: Jardín de Nymans (arriba) y Sheffield Park (abajo), en Sussex, ambos parte de la red de jardines de The National Trust.

El clima también ha jugado un papel importante en la reputación de Gran Bretaña como nación de jardineros. Las Islas Británicas tienen una variedad de climas, pero nada extremo: no hace demasiado frío en invierno y tampoco hace demasiado calor en verano. El clima es relativamente templado, con precipitaciones distribuidas durante todo el año y una larga temporada de crecimiento. Esto permite cultivar una gran variedad de plantas de todo el mundo templado. A lo largo de los siglos en que Gran Bretaña fue una potencia imperial, los “cazadores de plantas” se unieron a los exploradores, los misioneros y los comerciantes para buscar estos “tesoros verdes” para el Imperio Británico. De hecho, con bastante frecuencia,

el papel de cazador de plantas también se combinó con uno o más de los otros roles.

Un momento seminal durante la larga historia del desarrollo de la jardinería en Gran Bretaña fue la influencia del *Gardeners Dictionary* del horticultor Philip Miller, publicado en 1731. Hasta entonces, la jardinería había estado en gran medida reservada a los terratenientes ricos que disfrutaban demostrando su poder e influencia, empleando los mejores paisajistas y un ejército de jardineros profesionales. Sin embargo, la publicación de Miller fue el primer manual sistemático y completo sobre jardinería práctica; el impacto de esta publicación fue tal que influyó en todos los libros de jardinería que le siguieron (Wulf, 2008). Es

importante destacar que el texto fue escrito en inglés simple y, por lo tanto, era más accesible para un público más amplio y llevó a las personas con jardines más pequeños a interesarse apasionadamente por el cultivo de plantas.

La era victoriana fue una época dorada para la jardinería británica porque estuvo dominada por la pasión por las plantas exóticas y la capacidad de los ricos de construir invernaderos para las especies más sensibles que se introducían a cultivo. Establecer colecciones de grupos específicos de plantas, como las orquídeas, se convirtió en una obsesión, y los miembros de la aristocracia compitieron entre sí para construir los invernaderos más elaborados y exhibir las orquídeas más raras y de aspecto más inusual. La

buena práctica hortícola de plantar árboles en montículos en suelos arcillosos para permitir un mejor drenaje, también se usó para dar altura adicional al medir un árbol, tal era la rivalidad, especialmente entre los *lairds* (propietarios de tierras) escoceses. La obsesión de jardinería victoriana más famosa fue la “locura de los helechos”. Increíblemente, esta historia de amor por los helechos, también conocida como “pteridomanía”, se publicitó originalmente en la década de 1830 como plantas que atraían solo a personas inteligentes; sin embargo, el cultivo de helechos pronto se convirtió en una obsesión a nivel nacional. Para albergarlos, se construyeron casas especialmente diseñadas conocidas como “ferneries” o “helecharios” (Fig. 2), que a veces se



Figura 2: Fernery o “helechario” en Benmore, uno de los cuatro jardines que conforman el Real Jardín Botánico de Edimburgo.



Figura 3: Sector con plantas chilenas en el Jardín de Benmore, RBGE.

diseñaron para parecer grotescas. A mediados de la década de 1850, más de la mitad de la población de Gran Bretaña era urbana, y muchos de estos habitantes de ciudades y pueblos tenían sus propias pequeñas parcelas en sus casas recién construidas. Esto transformó fundamentalmente la práctica de la jardinería, ya que se convirtió no solo en un pasatiempo para los ricos, sino también en la pasión de las clases medias. Quizás sea difícil imaginar un país entero obsesionado por un grupo de plantas: pero los helechos no eran solo la intriga de unos pocos botánicos profesionales, sino también el interés de miles de jardineros aficionados y naturalistas.

Hoy en día, la jardinería no solo es popular como un pasatiempo práctico, sino también se manifiesta en las visitas a jardines, una forma de actividad de ocio que es casi desconocida en otros lugares. Esto no solo se refiere a visitar jardines históricos, como los cuidados por *The National Trust* (de los cuales hay 200), sino también a visitar jardines privados contemporáneos. Fundado en 1927, el *National Garden Scheme*, que coordina la apertura de jardines en Inglaterra y Gales con fines benéficos, supervisó la apertura de alrededor de 3.700 jardines privados en 2013 (Way, 2014). Quizás uno de los jardines más prestigiosos para visitar (solo por acuerdo especial) es el Jardín Real del Príncipe de Gales en Highgrove. Carlos, Príncipe de Gales, ciertamente ha llevado la gran tradición de jardinería de la familia real a un nuevo nivel, con el desarrollo de los jardines orgánicos en Highgrove, que encarnan su filosofía ambiental: que es mejor trabajar con la naturaleza que contra ella.

DESDE GRAN BRETAÑA A CHILE: EN BUSCA DE NUEVAS ESPECIES

Las Islas Británicas han tenido y siguen teniendo un apetito insaciable por propagar y cultivar plantas exóticas. Con apenas 1.400 especies “propias”, incluyendo solo 32 árboles nativos de estas islas, tal vez esta escasez haya llevado a los horticultores a explorar en el extranjero para poder acceder a una mayor diversidad de plantas. Los chilenos que visitan las islas británicas se sorprenden constantemente al ver cuántas plantas nativas de su país se cultivan comúnmente en parques públicos y jardines privados. En cuanto al número de especies chilenas, sin duda se superan las 500, siendo *Araucaria araucana* la más famosa (Fig. 3). La semilla obtenida por el escocés Archibald Menzies en 1795 fue la primera introducción de este árbol en las Islas Británicas (Gedye, 2019). Irónicamente, la plantación de esta conífera idiosincrásica como árbol ornamental tal vez compita con la de *Pinus sylvestris*, una de las tres especies de coníferas autóctonas de las Islas Británicas.

El período de actividad más prolífico, cuando la mayoría de las plantas chilenas se introdujeron al Reino Unido, fue durante el siglo XIX; un tiempo descrito como “una edad de oro” para el descubrimiento de plantas en Chile (y de hecho en todo el mundo). Durante este período, la mayoría de los europeos, incluidos muchos botánicos y horticultores británicos, emprendieron la exploración de

la flora chilena. Alentados por el gran deseo de adquirir nuevos especímenes de plantas, y una creciente fascinación por la biodiversidad única de Chile, varios naturalistas visitaron este país y algunos permanecieron por períodos prolongados; dos de los coleccionistas más productivos y emprendedores fueron Thomas Bridges (1807-1865) y Hugh Cuming (1791-1865). Trabajando de forma independiente, a lo largo de la Cordillera de la Costa y los Andes, recolectaron 2.800 especímenes de herbario; muchas resultaron ser especies nuevas para la ciencia. El botín de estos exploradores se envió de regreso a las islas británicas, y se vendió a menudo a coleccionistas privados, incluso a miembros de la Sociedad Botánica de Escocia.

El Real Jardín Botánico de Edimburgo (RBGE, por su nombre en inglés) fue uno de los receptores de semillas enviadas desde Chile. Durante el siglo XIX, la ciudad de Edimburgo, en Escocia, estaba llena de viveros y algunos de ellos estaban ubicados cerca del RBGE, de ahí el nombre de la zona “Goldenacre” (“acre de oro”). Los viveros ansiaban plantas nuevas e interesantes, y es posible imaginar el intercambio activo de material entre el RBGE y los viveros vecinos. Robert Graham (1786-1845), Regius Keeper o Director General del Jardín desde 1820 a 1845, dependía de las plantas cultivadas, incluidas las chilenas, para que los artistas botánicos pudieran ilustrar las nuevas especies en las revistas *Curtis's Botanical Magazine* y *Hooker's Companion to the Botanical Magazine*.

La introducción de plantas chilenas a cultivo se debe en gran medida al emprendedor vivero familiar James Veitch & Sons y, en particular, a James Veitch (1792-1863), hijo del escocés John Veitch (1752-1839), quien se mudó a Exeter a principios de 1800, donde comenzó un vivero de plantas. El período crucial entre 1840 y 1860 fue cuando florecieron los viveros hortícolas, en parte porque la jardinería se estaba convirtiendo en un pasatiempo muy popular, especialmente entre las clases medias. En este período se experimentó un creciente deseo por adquirir plantas raras y exóticas, en un momento cuando además había ingresos disponibles para comprarlas; de hecho, algunas de las especies más raras tenían precios muy altos. La demanda de plantas se hizo tan grande que el negocio de Veitch decidió establecer otros viveros en Chelsea y Feltham, en Londres, y en Coombe Wood, en Surrey. Estos viveros, repletos de nuevas plantas para presentar, y especialmente los invernaderos que exhibían orquídeas tropicales, atrajeron a la alta sociedad, incluyendo la realeza, los jefes de estado y eminentes científicos, por ejemplo Charles Darwin (1809-1882). La iniciativa de James Veitch de enviar recolectores de plantas para encontrar especies

nuevas e interesantes, ayudó a alimentar esta sed insaciable. En total, 22 recolectores (incluidos tres miembros de la familia Veitch) fueron enviados a todo el mundo con el mandato de traer novedades. Tres de estos, Richard Pearce (1835-1868), George Downton (alrededor de 1870) y William Lobb (1809-1863), fueron enviados a Chile. Entre ellos se encargaron de introducir gran parte del material chileno que se cultiva hoy en día; William Lobb fue quizás el más famoso, y el responsable de introducir *Desfontainia fulgens*, el taique, en 1843, y *Crinodendron hookerianum*, el chaquihue o polizón, en 1848 (Veitch, 1906). Los viveros James Veitch & Sons demostraron ser el grupo más grande de viveros familiares en Europa durante el siglo XIX y durante un período de 100 años fueron responsables de introducir 1.281 plantas nuevas para el cultivo. Esta empresa familiar dejó de operar en 1969.

JARDINES BOTÁNICOS, ARCAS MODERNAS

Dentro de los jardines posibles de visitar en Gran Bretaña (y en varias otras partes del mundo), se encuentran los Jardines Botánicos, donde un visitante “ilustrado” podrá apreciar las diferencias intrínsecas entre un jardín de este tipo y otras áreas verdes recreativas. Al ingresar a un Jardín Botánico, debería ser evidente que uno ha llegado a un mundo con una diversidad muy alta de plantas; en el caso del Real Jardín Botánico de Edimburgo, más de 36.000 plantas que representan cerca de 8.000 especies de 163 países, rodean al visitante. Además, se debe tener en cuenta que un Jardín Botánico es dinámico, no estático; en realidad es parte del flujo de un “río de biodiversidad”, un lugar a donde llegan todos los *inputs* de plantas procedentes de áreas con gran riqueza de especies, y luego, con el tiempo, la mayoría de estos individuos mueren y deben necesariamente ser reemplazados (Cronk, 2001). En el RBG de Edimburgo participan en este proceso los botánicos, horticultores y educadores que se deleitan con la extraordinaria variedad de oportunidades de investigación. El desafío es “extraer” o “exprimir” toda la información de estas plantas para alimentar el tesoro de conocimientos en constante crecimiento, que sustenta nuestra capacidad para conservar los hábitats nativos y las plantas que contienen. Sin embargo, ninguna de las investigaciones relacionadas con plantas vivas es posible sin las habilidades de aquellos que propagan y cultivan las plantas. Ya sea que cuiden de plantas en jardines botánicos, parques públicos, centros

de jardinería, estaciones experimentales o parcelas, este grupo de personas dedicadas, talentosas, con “dedos verdes”, tienen el conocimiento y las habilidades acumuladas que son esenciales para la supervivencia humana. No solo son capaces de cultivar los alimentos, medicinas y otros recursos que necesitamos, sino que además los horticultores se están volviendo cada vez más vitales en el cultivo de plantas utilizadas para restaurar hábitats naturales dañados. El cambio climático es actualmente primero en la lista de amenazas, y algunos piensan que su importancia es aún mayor para la humanidad que el terrorismo. Para algunos es increíble pensar que los horticultores, sean jardineros, agricultores u otros profesionales dedicados al cultivo de plantas, podrían desempeñar un papel tan importante; por eso, la horticultura y actividades relacionadas al aire libre se siguen percibiendo como el tipo de carreras a seguir si es que no se puede encontrar un trabajo “adecuado”. Vale la pena reflexionar sobre la película futurista *Silent Running*, ambientada a mediados del siglo XXI, en la que toda la vida vegetal en la Tierra se ha extinguido y las últimas plantas vivas de varios ecosistemas crecen en gigantescas cúpulas a bordo de buques de carga. La nave espacial *Valley Forge* tenía solo cuatro miembros en la tripulación, incluido uno con los conocimientos y las habilidades necesarias para la reforestación del planeta en su eventual retorno a la Tierra. ¡Este escenario moderno del Arca de Noé ilustra claramente la indispensabilidad de los horticultores!

UNA RED DE SITIOS DE CONSERVACIÓN

Según estimaciones recientes, una de cada cinco especies de plantas del mundo está en peligro de extinción, lo que equivale a 100.000 especies en peligro de desaparecer (Brummitt *et al.*, 2015). Estas cifras incluyen el 10% de los 8.000 árboles conocidos (Oldfield *et al.*, 1998). Para las coníferas, que suman 615 especies, la pérdida total es aún mayor, con el 34% de este grupo de plantas de importancia económica y ecológica en peligro de extinción (UICN 2013). Esto representa un aumento de 4% durante un período 12 años, desde la última vez que se evaluó completamente la amenaza de todas las coníferas utilizando los criterios desarrollados por la Unión Internacional para la Conservación y la Naturaleza (UICN) para especies amenazadas. Una lista completa de estas especies se puede ver en el sitio web del ICCP (threatenedconifers.rbge.org.uk). Las principales causas de la amenaza son la

degradación y pérdida de hábitat, las especies de plantas invasoras, el cambio climático inducido por el hombre y especialmente, la sobreexplotación de productos forestales madereros y no madereros. Si bien es cierto que la protección de las especies amenazadas en sus hábitats naturales es la estrategia más efectiva para protegerlas contra la extinción, los jardines botánicos y arboreta tienen un papel ampliamente reconocido en la adquisición y gestión de colecciones *ex situ* (“fuera de sitio” o “fuera de su hábitat”) de especies amenazadas. En lo que respecta a las coníferas, se ha logrado un buen progreso para ayudar a ampliar la base genética de las especies amenazadas en cultivo en las Islas Británicas, y gran parte de esto está liderado por el Programa Internacional de Conservación de Coníferas (ICCP) y sus socios en los últimos 25 años.

Establecido en el Real Jardín Botánico de Edimburgo en 1993, el ICCP ha desarrollado una red de “sitios seguros”, la mayoría de los cuales están ubicados en las Islas Británicas. El Programa trabaja con más de 180 sitios donde hay 14.000 individuos que representan 155 taxones de coníferas, 95 de los cuales están amenazados. El abastecimiento de las plantas se realiza en colaboración con socios de los países de origen y se realiza de manera cuidadosa para garantizar que las poblaciones silvestres no se encuentren en riesgo adicional; allí se hacen las colectas de semillas o de material vegetativo, y luego se llevan al RBGE para continuar con su propagación y cultivo. En algunos casos, las especies que actualmente no figuran como amenazadas también se incluyen en el Programa; especialmente aquellas que tienen la evaluación de la UICN de Casi Amenazado. Lamentablemente, la desaparición de los hábitats de coníferas es tal que cada vez más especies son elegibles para una categoría amenazada de En Peligro Crítico, En Peligro o Vulnerable.

Los sitios de conservación *ex situ* del ICCP son principalmente terrenos privados, pero también se encuentran en jardines públicos, campos de golf y en un caso, un monasterio (Glenstall Abbey, en Irlanda). Aunque el Programa también se vincula con otros jardines botánicos, a menudo ocurre que el espacio es escaso; de ahí que en tales sitios solo se hayan plantado pequeñas coníferas. El principal criterio utilizado para adoptar “sitios seguros” es que deben tener un grado de permanencia en el futuro, junto con un alto nivel de experiencia en horticultura para el manejo de los árboles. Un desarrollo importante ha sido la inclusión de los terrenos de la Comisión Forestal, donde el ICCP ha ayudado a desarrollar dos importantes iniciativas. La primera es el Proyecto de Conservación de Coníferas Bedgebury con base en Bedgebury National

Pinetum, en Kent. Iniciado en 2003, esta iniciativa ha plantado un sitio de 31 hectáreas dividido en zonas geográficas, con 1.300 coníferas amenazadas, todas recolectadas como semillas en más de diez países. La segunda iniciativa relacionada es el Proyecto iCONic – Coníferas Internacionalmente Amenazadas bajo nuestro cuidado (*Internationally Threatened Conifers in our Care*), con sede en Perthshire, Escocia. Este proyecto, coordinado por Tom Christian del RBGE, se centra en plantar la próxima generación de coníferas al enfocarse en algunas de las especies más amenazadas del mundo. El proyecto iCONic está trabajando en colaboración con la experiencia combinada de la Comisión Forestal de Escocia, Perth & Kinross Countryside Trust y el Real Jardín Botánico de Edimburgo (a través del ICCP) para lograr sus objetivos de plantar 10.000 árboles durante un período de diez años. Con este objetivo, el proyecto ya ha plantado más de 780 árboles que representan 16 especies amenazadas en 12 sitios. Tanto el proyecto iCONic como el proyecto de conservación de coníferas Bedgebury, son capaces de albergar un número relativamente grande de individuos de especies de coníferas amenazadas. Por ejemplo, el proyecto iCONic ha plantado 235 *Picea omorika* repartidas en tres sitios de Craigvinean Forest (70), los terrenos de Dunkeld

Hilton Hotel (120) y el parque forestal de Kinnoull Hill (45). El Proyecto de conservación de coníferas Bedgebury también ha plantado impresionantes rodales de conservación de *Callitris oblonga* y *Athrotaxis selaginoides*. Para *Picea omorika* tienen 259 plantas, para *Araucaria araucana*, 180 plantas y para *Abies fraseri*, 29 plantas. Todas estas especies han sido recolectadas como semillas por el personal de Bedgebury Pinetum y sus socios colaboradores; ambos proyectos intercambian algunos individuos a través del ICCP. De esta forma, el conocimiento sobre el cultivo de estas especies se comparte y expande.

Mediante una combinación de actividades de investigación y conservación *in situ* y *ex situ*, el ICCP es un buen ejemplo de gestión integrada de la conservación, que es el enfoque más eficaz para ayudar a combatir la pérdida de biodiversidad, en este caso, de coníferas. Al ampliar la base genética de las coníferas amenazadas en cultivo, esto proporciona una mejor oportunidad para ayudar a reforzar las poblaciones nativas agotadas y es un buen ejemplo de cómo la conservación *ex situ* puede desempeñar un papel para paliar la pérdida de biodiversidad. Aunque la red de sitios es una póliza de seguro efectiva contra la posible pérdida de biodiversidad, también brinda una oportunidad ideal para crear conciencia sobre los problemas de conservación que



Figura 4: Alerce creciendo en Chile (Lenca) y en el Hotel Glen Eagles (Escocia).

enfrentan las coníferas, obtener un amplio apoyo público y político para las acciones de conservación, y también para colaborar con los países de origen de las especies en ampliar el conocimiento sobre su propagación y cultivo. El trabajo *ex situ* del ICCP tiene reconocimiento mundial como uno de los modelos más efectivos para conservar especies amenazadas mediante el uso de una amplia gama de sitios que tienen la capacidad de albergar una gama relativamente amplia de material genético. Esto contrasta con la mayoría de los jardines botánicos, donde debido a limitaciones de espacio, las colecciones de conservación están representadas por lo general en poblaciones relativamente pequeñas.

Un caso exitoso de esta integración de conservación *in situ* y *ex situ*, es el del alerce, *Fitzroya cupressoides* (Fig. 4). Esta conifera extraordinaria es nativa del sur de Argentina y Chile, donde ha sufrido más de tres siglos de sobreexplotación debido a su madera muy preciada, más todos los incendios provocados por humanos y la conversión de bosques en tierras de pastoreo, lo que ha reducido significativamente su rango de distribución.

La investigación realizada por el ICCP (Alnutt *et al.*, 1998) en los árboles cultivados de alerce en las Islas Británicas, encontró que solo había un clon femenino en cultivo. Se cree que esta es la introducción original de William Lobb colectada en Chile en 1849. Un solo clon es de poca utilidad como recurso para restaurar las poblaciones nativas agotadas, lo que llevó al ICCP a hacer un esfuerzo concertado para ampliar la base genética de las plantas en el cultivo. Hoy, como resultado del muestreo de semillas y esquejes de todo el rango natural de *Fitzroya*, el ICCP ha introducido 100 genotipos (tanto masculinos como femeninos) y los ha distribuido en una red de 71 sitios en todas las islas británicas (Fig. 5). Este muestreo es un proceso continuo.

Es importante destacar que la estrategia de muestreo de alerce está guiada por la investigación molecular que se realizó en Argentina y Chile, que identificó poblaciones únicas a las que se les debería dar prioridad de conservación. Esta investigación ahora ha llevado a un programa de restauración de los bosques de alerce severamente agotados en la depresión central de Chile, justo al norte de Puerto Montt.

Parte de la experiencia y conocimientos recabados en el trabajo colaborativo en terreno entre Escocia (a través del RBGE) y Chile durante varios años, se recoge en el libro “Plantas Amenazadas del Centro-Sur de Chile. Distribución, Conservación y Propagación” (2005), donde se detallan métodos para propagar más de 40 especies, entre ellas el alerce.

SETOS DE CONSERVACIÓN, OTRA ESTRATEGIA EN JARDINES BOTÁNICOS

Si una justificación de los jardines botánicos es usar sus colecciones como un recurso genético de conservación, entonces deben ser más que colecciones de individuos. Después de todo, esto es lo que sustenta la investigación vital de los jardines botánicos y apoya el cometido más amplio e igualmente importante de conservar la biodiversidad vegetal frente al cambio ambiental global y las extinciones masivas.

El ICCP, como parte de las actividades del RBGE, está utilizando los setos de conservación para maximizar la oportunidad de almacenar material genético; está bien establecido que los Bancos de Semillas (como el Banco de Semillas del Milenio, del Jardín Botánico de Kew en Inglaterra, o el Banco de Svalbard, en Noruega, o el Banco Base de Semillas del INIA en Vicuña, región de Coquimbo)

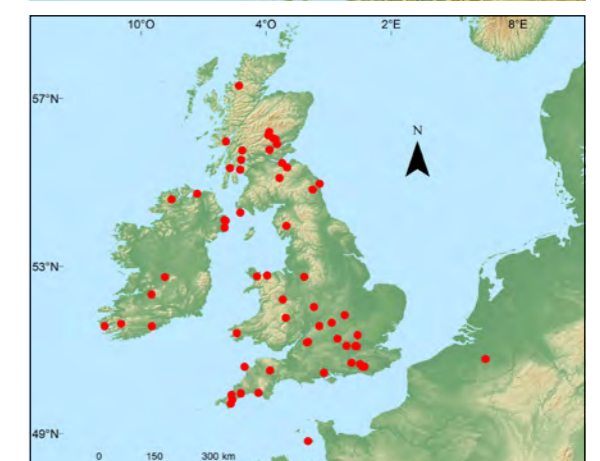
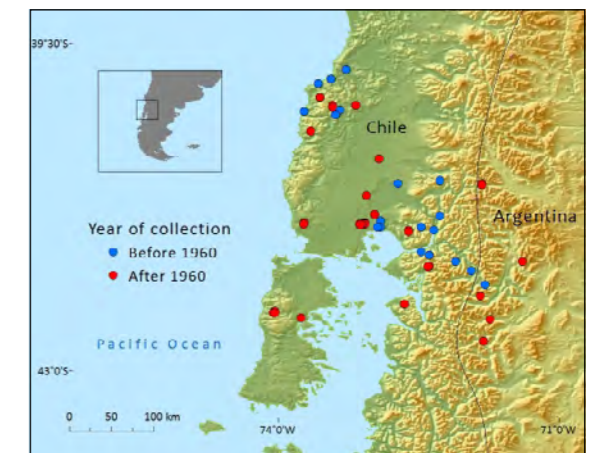


Figura 5: Lugares de procedencia del alerce en Chile (arriba) y distribución de los sitios seguros en las islas británicas (abajo).

tienen una gran capacidad para almacenar una gran diversidad genética, por lo que simplemente debemos considerar los setos de conservación de una manera similar. Estos super-setos acumulan cantidades relativamente grandes de material genético en un espacio lineal, capturando una gran variedad de rasgos silvestres y contribuyendo potencialmente a la restauración de poblaciones naturales. Además, con la ventaja de que los individuos ya están establecidos (una certeza que no siempre es posible tener con las colecciones almacenadas en un Banco de Semillas) y se pueden aprender lecciones sobre su cultivo. Hasta la fecha, se han plantado setos de conservación en cinco ubicaciones distintas en el Jardín Botánico de Edimburgo, así como en cuatro “sitios seguros” externos del ICCP.

El proyecto estrella de esta iniciativa está en el RBGE, el cual, aunque cuenta con 35 hectáreas en total, actualmente ya no ofrece demasiadas oportunidades para plantar nuevos árboles (pues está plantado en casi toda su superficie), por lo que cada nuevo individuo debe ser analizado en cuanto a su importancia científica y de conservación, incluyendo el seto del perímetro. El seto de conservación rodea parcialmente el Jardín de Edimburgo en tres lados y se extiende aproximadamente 1 km. Antiguamente, el seto estaba compuesto únicamente por *Ilex aquifolium*, que no tiene valor científico o de conservación dado que es una especie muy común con distribución amplia en Europa; además, la planta que dio origen al seto fue comprada de un vivero comercial y probablemente provenía de un único clon con el objeto de lograr un seto uniforme y homogéneo. Hoy en día, y desde su plantación en 2014, el 30% del seto se compone de tejos (*Taxus baccata*) provenientes de árboles icónicos encontrados en las Islas Británicas. Por ejemplo, hay estacas tomadas de un árbol en Down House en Kent, Inglaterra, la antigua casa del naturalista Charles Darwin; cuando era niño, Darwin colgaba su columpio de las ramas de este viejo árbol. El árbol del púlpito en la iglesia parroquial de St. James Nantglyn en Gales también está representado en el seto; el tronco ahuecado de este antiguo árbol se convirtió en un púlpito al aire libre, desde el cual se han predicado sermones, incluido uno, según los rumores, por el fundador de la Iglesia Metodista, John Wesley. Asimismo, hay material recolectado de los famosos cuatro árboles del valle de Borrowdale, en Cumbria, que se celebran en el poema de 1803 de Wordsworth, ‘Yew Trees’. De esta forma, además del valor de conservación, el seto cuenta una historia que puede cautivar al visitante y enseñarle diferentes cosas sobre el patrimonio y la relación entre humanos y naturaleza; es decir, tiene un valor educativo. Por otro lado, el 70% del seto proviene de semillas

recolectadas de árboles nativos de la distribución natural de *Taxus baccata*. Diecisiete países fueron elegidos donde el tejo está amenazado e incluye Albania, Croacia, Hungría, Polonia y Marruecos. Cada una de las más de 2.000 plantas en el seto tiene su correspondiente etiqueta con registro en una base de datos, y se han construido mapas digitales con las localidades de procedencia.

Desde el establecimiento del seto de tejos en RBGE, otras especies de coníferas se han utilizado de manera similar. Por ejemplo, *Prumnopitys andina*, el lleuque –nativo de Chile y Argentina–, se está plantando en varios jardines que forman la red de “sitios seguros” del ICCP (Fig. 6). El lleuque, que está cada vez más amenazado debido a las inundaciones de los valles andinos por la construcción de proyectos hidroeléctricos (Hechenleitner *et al.* (2004), se ha plantado en cinco setos diferentes. Estos setos comprenden más de 300 genotipos recolectados de seis poblaciones chilenas de origen natural, incluido el del valle de San Fabián (parte del territorio declarado como Reserva de la Biosfera por la UNESCO en 2011) que se inundará con la pérdida de 1000 árboles antiguos (Gardner *et al.*, 2018).

Este modelo se puede aplicar fácilmente a especies amenazadas no coníferas, y ser establecido en el país de origen de las especies. Por ejemplo, muchos de los miembros de la familia Myrtaceae, nativos de Chile, serían plantas ideales para setos y podrían incluir *Myrceugenia colchaguensis* (en peligro), *M. fernandeziana* (vulnerable), *M. leptospermoides*, *M. pinifolia*, *M. rufa* y también *Myrcianthes coquimbensis* (en peligro). Algo similar se podría hacer con representantes de la familia Solanaceae, utilizando el coralito del norte *Lycium boerhaviaefolium* (sin. *Grabowskia glauca*, vulnerable) u otros *Lycium*, algunas *Nolana* arbustivas y endémicas como *N. coelestis*, *N. divaricata*, *N. rostrata* y *N. salsoloides*, y especies del género *Fabiana*.

Sin embargo, es imperativo que poblaciones discretas de cada especie se mantengan separadas dentro de un solo seto o mejor aún, que cada seto corresponda a una sola población. Es importante recordar que el propósito de estos setos es actuar como fuente de material genético para una posible iniciativa de restauración. Para esto, se recomienda el uso de plantas de procedencia local, del mismo sitio que se quiere restaurar, y por supuesto mantener identificadas con etiquetas las plantas en los setos. Aunque no garantiza el rendimiento y establecimiento exitoso de las poblaciones restauradas, el uso de estos protocolos ayuda a evitar el riesgo de propagación de genotipos extraños no deseados (Bischoff *et al.*, 2008).

Estos ejemplos –los setos y la red de sitios de conservación– contribuyen a posicionar la horticultura como una



Figura 6: *Prumnopitys andina* (lleuque, izq.) y *Taxus baccata* (tejo, der.) en setos de conservación en el Jardín Botánico de Edimburgo.

herramienta fundamental al servicio de la conservación de nuestra biodiversidad, y ponen de manifiesto el importante rol de aquellos con conocimientos y experiencia para coleccionar, propagar y establecer exitosamente las plantas. Todas las iniciativas que difundan y promuevan estas habilidades, para instalar una “cultura de jardinería” también en Chile, deberían ser apoyadas por todos los sectores de la sociedad.

REFERENCIAS

- Alnutt, T.R., Thomas, P., Newton, A.C. & Gardner, M.F. (1998). Genetic variation in *Fitzroya cupressoides* cultivated in the British Isles assessed using RAPDs. *Edin. J. Bot.* 55(3): 329-341.
- Biggs, M. (2019). *A Nation in Bloom: celebrating the people, plants and places of the Royal Horticultural Society*. White Lion Publishing.
- Bischoff, A., Steinger, T., & Müller-Schärer, H. (2008). The Importance of Plant Provenance and Genotypic Diversity of Seed Material Used for Ecological Restoration. *Restoration Ecology*. 18(3), 338-348.
- Cronk, Q. (2001). Botanic gardens: a River of Biodiversity: 1vi-1xi. In: Govier, R. et al. (2001). *Catalogue of Plants 2001*. Royal Botanic Garden Edinburgh.
- Gardner, M.F., Christian, T., Hinchliffe, W. & Cubey, R. (2019). Conservation hedges – modern-day arks. *Sibbaldia* 17: 71-100.
- Gedye, D. (2019). *Araucaria. The Monkey Puzzle*. Orakaria Press. 216 pp.
- Hechenleitner V., P., M. F. Gardner, P. I. Thomas, C. Echeverría, B. Escobar, P. Brownless y C. Martínez A. 2005. *Plantas Amenazadas del Centro-Sur de Chile. Distribución, Conservación y Propagación*. Primera Edición. Universidad Austral de Chile y Real Jardín Botánico de Edimburgo. 188 pp.
- Royal Horticultural Society (2019). *Plant Finder 2019*. RHS.
- Visit England (2016). *Gardens, farms and theme parks see greatest increase in visitors*. [Online]. Available from: <https://www.visitbritain.org/gardens-farms-and-theme-parks-see-greatest-increase-visitors>. Fecha de acceso: 5 Septiembre 2019.
- Way, T. (2014). *A Passion for Gardening: how the British became a nation of gardeners*. Prion.
- Wulff, A (2008). *The Brother Gardeners: Botany, Empire and the Birth of an Obsession*. Kindle Edition.

Vegetación y florística de pajonales andinos con *Puya raimondii* Harms en el sur de Perú y descripción de dos nuevas unidades fitosociológicas

Daniel B. Montesinos-Tubée

¹ Naturalis Biodiversity Centre, Botany Section, National Herbarium of The Netherlands, Herbarium Vadense.

² Instituto Científico Michael Owen Dillon,

³ Instituto de Ciencia y Gestión Ambiental de la Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa.

⁴ Herbario HCSM. Universidad Católica de Santa María. Correo electrónico: dbmperu@gmail.com

INTRODUCCIÓN

La vegetación andina compuesta por rodales de *Puya raimondii* Harms (Bromeliaceae) o también conocida como “*The Queen of the Andes*”, se encuentra diversificada a lo largo de la cordillera de los Andes entre Perú y el norte de Bolivia. En Moquegua (Sur de Perú), este tipo de vegetación ocurre a una altitud de 3800-4500 m entre las coordenadas 70°44'33", 70°26'59" Long. O y 16° 06'37", 16°16'30" Lat. S.

Estudios de fitosociología en unidades con *Puya raimondii* provienen de Gutte (1985), Galán de Mera *et al.* (2009) y Montesinos-Tubée *et al.* (2015) de distribución en Perú. Coloquialmente se conoce como “rodales” a los bosquesillos con *Puya raimondii*. Este tipo de vegetación fue reportada para Moquegua por primera vez en el año 2005 durante la tesis de investigación del autor, posteriormente se publican trabajos que incluyen la especie (Montesinos-Tubée 2011, 2014) y los cuales cuantifican el valor ecológico y de conservación de los rodales.

La diversidad florística es relativamente alta en el perímetro de los bosquesillos de *Puya raimondii* del norte de

Moquegua a comparación de pajonales con arbustos donde está ausente la especie. La alta diversidad de especies, tanto herbáceas como arbustivas, se puede definir por un efecto de facilitación que ejercen las rosetas espinosas de *Puya raimondii* sobre estas. Este tipo de estudios son aún requeridos así como una ampliación de los censos en la región.

METODOLOGÍA

Se realizó la selección de cuadrantes fitosociológicos entre los años 2013 y 2017 seleccionando la homogeneidad de la vegetación, siguiendo el método de Zurich-Montpellier (Braun-Blanquet 1979). Los inventarios florísticos se obtuvieron a través de visitas a las localidades de Tassa (Distrito de Ubinas), Qasullama-Sura (Distrito de Yunga) y Santa Cruz de Oyo Oyo (Distrito de Ichuña), entre los años 2005 y 2018 durante diferentes temporadas del año.

Se efectuaron un total de 64 cuadrantes fitosociológicos, de los cuales 51 se encuentran publicados (Montesinos-Tubée *et al.*, 2015) y 13 cuadrantes realizados entre los años 2014 y 2017 que componen nuevas unidades

fitosociológicas. Los cuadrantes tuvieron dimensiones que variaron entre los 16, 25 o 36m² lo cual dependió de la topografía del terreno. Se tomaron datos de elevación (m s.n.m.), pendiente (°), orientación, cobertura de rocas y piedras (porcentaje) por cada cuadrante. La presencia de especie fue anotada y la cobertura fue estimada en valor porcentual (Knapp 1984; Mueller-Dombois & Ellenberg 1974). Sintaxones presentados como nuevos son propuestos y están acorde con el *International Code of Phytosociological Nomenclature* (Weber *et al.*, 2000), asimismo, se sugiere la corrección taxonómica en una especie que nombra la subasociación (de acuerdo al Art. 44, Weber *et al.*, 2000).

La nomenclatura de las especies está de acuerdo con Brako & Zarucchi (1993), Montesinos-Tubée (2015), las versiones electrónicas de Trópicos (2014), IPNI (2014) y The Plant List (2010). La identificación de especies se realizó en campo y especímenes no identificados fueron colectados (siguiendo los permisos de la DGFFS-SERFOR) para luego ser evaluados y depositados en herbarios de Perú (CPUN, HCSM, HSP, HUSA, HUT, MOL, USM).

RESULTADOS

Vegetación y sintaxonomía

Dentro del esquema de la vegetación de los Andes Centrales, se describen unidades fitosociológicas compuestas por *Puya raimondii* y con distribución en el departamento de Moquegua, Sur de Perú.

- *Calamagrostietea vicunarum* Rivas-Martínez & Tovar 1982
- *Parastrephietalia lepidophyllae* Navarro 1993
- + AZORELLO COMPACTAE-FESTUCION ORTHOPHYLLAE Galán de Mera, Cáceres & González 2003
- *Baccharido tricuneatae-Puyetum raimondii* Galán de Mera, Linares Perea, Campos de la Cruz & Vicente Orellana 2009
- *Pycnophylletosum mollis* Montesinos subass. nov.
- *Senecionetosum pentlandiani* Montesinos, Cleef & Sýkora 2015 *nom. corr.*
- *Ageratinetosum sternbergiana* Montesinos, Cleef & Sýkora 2015
- *Lupinetosum cuzcensis* Montesinos, Cleef & Sýkora 2015
- *Calamagrostietosum trichophyllae* Montesinos, Cleef & Sýkora 2015

- Comunidad de *Puya raimondii* & *Jamesonia alstonii*

Baccharido tricuneatae-Puyetum raimondii Galán de Mera, Linares Perea, Campos de la Cruz & Vicente Orellana 2009

Pycnophylletosum mollis Montesinos subass. nov.

Holotipo: Rel. No. 3, Tabla 1,3. Foto 1

Fisionomía, ecología y distribución: Vegetación de pajonales andinos con relativa alta densidad de rosetas espinosas de *Puya raimondii* (15% de cobertura promedio), matas de gramíneas, arbustos bajos y hierbas anuales. Las rosetas alcanzan los 2-4 m de diámetro, las inflorescencias miden entre 4 y 7 metros de altura. Los arbustos alcanzan los 20-80 cm de longitud (4-6% cobertura promedio) y su diversidad se compone de *Baccharis genistelloides*, *Baccharis tricuneata*, *Chersodoma jodoppa*, *Lophopappus berberidifolius*, *Loricaria graveolens*, *Mutisia orbignyana*, *Parastrephia quadrangularis*, *Ribes brachybothrys*, *Salpichroa glandulosa*, *Senecio crassilodix*, *Senecio nutans* y *Tetraglochin cristatum*. La vegetación herbácea se compone de pastos, hierbas anuales y plantas arroseadas, algunos helechos predominan las fisuras entre rocas.

Sintaxonomía: Subasociación basada en diez cuadrantes y 104 especies florísticas. Características se consideran las siguientes: *Myrosmodes nervosa*, *Oxalis eriolepis*, *Plantago sericea* subsp. *polyclada*, *Pycnophyllum molle*, *Senecio yunguensis*, *Senecio* sp., *Stenomesson* sp. Y *Mastygostyla* sp. Especies diferenciales con respecto a asociaciones y alianzas de la clase *Calamagrostietea vicunarum* son: *Ageratina azangaroensis*, *Arenaria digyna*, *Asplenium triphyllum*, *Belloa kunthiana*, *Belloa schultzii*, *Bomarea dulcis*, *Epilobium denticulatum*, *Hypochaeris mucida* subsp. *integriifolia*, *Loricaria graveolens*, *Luzula racemosa*, *Misbrookea strigosissima*, *Neowerdermannia peruviana*, *Nototriche pedicularifolia*, *Nototriche turritella*, *Paronychia ubinensis*, *Peperomia peruviana*, *Plagiobothrys humilis*, *Plantago australis* subsp. *pflanzii*, *Polystichum orbiculatum*, *Ribes brachybothrys*, *Salpichroa glandulosa*, *Senecio candollei*, *Senecio crassilodix*, *Senecio evacoides*, *Senecio humillimus*, *Senecio klattii*, *Sisyrinchium trinerve*, *Spergularia andina*, *Stellaria weddellii*, *Valeriana nivalis*, *Weberbaueria spathulifolia* y *Werneria apiculata*.

Ecología y distribución: Se extiende en quebradas rocosas ocasionalmente secas y laderas semi llanas. Su distribución se da entre los 4100 y 4450 m en laderas con una inclinación de 20-45° y orientación NE a E. La unidad fitosociológica se ubica en el cañón que forma el río Tassa en la zona denominada “El Rancho-Punko” al norte del centro poblado de Tassa, Distrito de Ubinas, Moquegua.



Figura 1: Subasociación nueva de *Pycnophylletosum mollis*. El Rancho, Ubinas (4250 m s.n.m.).



Figura 2: Subasociación *Senecionetosum pentlandiani*. Qasullama, Yunga (3950 m s.n.m.).



Figura 3: Subasociación *Ageratinetosum sternbergianae* (Santa Cruz de Oyo Oyo, 4000 m s.n.m.).



Figura 4: Subasociación *Lupinetosum cuzcensis*. Qasullama-Sura, Yunga (4200 m s.n.m.).



Figura 5: Subasociación *Calamagrostietosum trichophyllae*. El Rancho, Ubinas (4200 m s.n.m.).

TABLA I.
INVENTARIOS FITOSOCIOLÓGICOS DE LA SUBASOCIACIÓN PYCNOHYLLETOSUM MOLLIS

| | Cuadrante (#) | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 |
|--------------------------|------------------------------------|------|------|------|------|------|------|------|------|------|------|
| Tamaño (m ²) | | 36 | 36 | 36 | 36 | 36 | 36 | 36 | 36 | 36 | 36 |
| Elevation (m s.n.m.) | | 4100 | 4150 | 4200 | 4250 | 4300 | 4350 | 4400 | 4400 | 4430 | 4450 |
| Pendiente (°) | | 20 | 20 | 30 | 40 | 45 | 45 | 45 | 45 | 20 | 25 |
| Orientación | | NE | NE | NE | NE | E | E | E | E | E | E |
| Rocas (%) | | 20 | 20 | 20 | 30 | 20 | 25 | 25 | 30 | 30 | 30 |
| Piedras (%) | | 40 | 30 | 30 | 40 | 30 | 40 | 45 | 40 | 30 | 40 |
| Cobertura vegetal (%) | | 65 | 85 | 94 | 81 | 65 | 75 | 82 | 62 | 70 | 74 |
| Número de especies | | 29 | 41 | 41 | 36 | 30 | 31 | 37 | 24 | 28 | 35 |
| FAMILIA | UNIDAD FITOSOCIOLÓGICA / ESPECIE | | | | | | | | | | |
| | <i>Calamagrostietea vicunarum</i> | | | | | | | | | | |
| Poaceae | <i>Calamagrostis vicunarum</i> | | | | 1 | | 1 | 2 | 2 | 2 | 2 |
| | <i>Parastrephia lepidophyllae</i> | | | | | | | | | | |
| Asteraceae | <i>Parastrephia quadrangularis</i> | 6 | 6 | 4 | 6 | 6 | 8 | 6 | 4 | 2 | 2 |

| | | | | | | | | | | | |
|--|---|----|----|----|----|----|----|----|----|----|----|
| Poaceae | <i>Festuca dolichophylla</i> | 8 | 8 | 8 | 5 | 3 | 6 | | | 6 | |
| Asteraceae | <i>Baccharis tricuneata</i> | | 3 | 3 | | 3 | | | 3 | | 3 |
| Cactaceae | <i>Cumulopuntia boliviana</i> subsp. <i>ignescens</i> | | | 3 | | | | | 3 | | 3 |
| Rosaceae | <i>Tetraglochin cristatum</i> | | | | | 2 | 2 | | 2 | 2 | |
| Asteraceae | <i>Chersodoma jodopappa</i> | 2 | 2 | 2 | 2 | | | | | | |
| Plantaginaceae | <i>Plantago sericea</i> var. <i>lanuginosa</i> | | | 1 | | 1 | | | 1 | 1 | 1 |
| Amaranthaceae | <i>Gomphrena meyeniana</i> | | | | 1 | 1 | | | 1 | | 1 |
| Ephedraceae | <i>Ephedra rupestris</i> | | | | 1 | | | | 1 | | 1 |
| | + <i>Azorella compacta-Festucion orthophyllae</i> | | | | | | | | | | |
| Apiaceae | <i>Azorella compacta</i> | | | | | | | | 6 | 6 | 6 |
| Malvaceae | <i>Tarasa nototrichoides</i> | 1 | 1 | 1 | 1 | | 1 | 1 | | 1 | 1 |
| Asteraceae | <i>Coryza deserticola</i> | | 1 | | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 |
| Geraniaceae | <i>Geranium sessiliflorum</i> | | | 1 | 1 | 1 | | | 1 | | 1 |
| Cactaceae | <i>Lobivia maximiliana</i> | 2 | 2 | | | | | | | | |
| Oxalidaceae | <i>Oxalis calachaccensis</i> | 1 | | 1 | | | | | | | |
| | <i>Baccharido tricuneatae-Puyetum raimondii</i> | | | | | | | | | | |
| Bromeliaceae | <i>Puya raimondii</i> | 10 | 15 | 20 | 20 | 15 | 20 | 20 | 15 | 10 | 6 |
| Asteraceae | <i>Mutisia orbignyana</i> | 3 | 3 | 2 | 2 | | | | | | |
| Fabaceae | <i>Lupinus paruroensis</i> | 2 | | 2 | 2 | | | | | | |
| Asteraceae | <i>Baccharis genistelloides</i> | | 1 | | 1 | 1 | 2 | | 1 | | |
| Asteraceae | <i>Lophopappus berberidifolius</i> | 2 | 2 | 2 | | | | | | | |
| Alstroemeriacae | <i>Alstroemeria pygmaea</i> | 1 | | | | | | | | | |
| Solanaceae | <i>Solanum fragile</i> | | | 1 | | | | | | | |
| | <i>Pycnophylletosum mollis</i> subsp. <i>nov.</i> | | | | | | | | | | |
| Caryophyllaceae | <i>Pycnophyllum molle</i> | 2 | 2 | 4 | 6 | 6 | 4 | 8 | 8 | 11 | 13 |
| Orchidaceae | <i>Aa nervosa</i> | | | | | | 1 | | | 1 | |
| Oxalidaceae | <i>Oxalis eriolepis</i> | | | 1 | | 1 | | | | | |
| Plantaginaceae | <i>Plantago sericea</i> subsp. <i>polyclada</i> | 1 | 1 | | 1 | | | | | | |
| Asteraceae | <i>Senecio yunguyensis</i> | 1 | 1 | | | | | | | | |
| Asteraceae | <i>Senecio</i> sp. | 2 | | | | | | | | | |
| Amaryllidaceae | <i>Stenomesson</i> sp. | 1 | | | | | | | | | |
| Amaryllidaceae | <i>Mastigostyla</i> sp. | 1 | | | | | | | | | |
| ESPECIES DIFERENCIALES DE LAS SUBASOCIACIONES | | | | | | | | | | | |
| Alstroemeriacae | <i>Bomarea involucrosa</i> | | 2 | 2 | | | | | | | |
| Poaceae | <i>Triniocloa stipoides</i> | 1 | 1 | 1 | 1 | | | | | | |
| Escalloniaceae | <i>Escallonia myrtilloides</i> | | 4 | 4 | | | | | | | |
| Montiaceae | <i>Calandrinia acaulis</i> | 1 | 1 | | | | | | | | |
| Fabaceae | <i>Lupinus ananeanus</i> | | | | | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1 |
| Poaceae | <i>Festuca orthophylla</i> | | | | | | 2 | 5 | 5 | 7 | 9 |
| Asteraceae | <i>Stevia mandonii</i> | | | 2 | | | | | | | |
| Asteraceae | <i>Senecio nutans</i> | | | | 2 | | | 2 | | | 2 |
| Oxalidaceae | <i>Oxalis nubigena</i> | | 1 | | | | | | | | |
| Asteraceae | <i>Gnaphalium dombeyanum</i> | | | 1 | 1 | | | | | | |
| Violaceae | <i>Viola micranthella</i> | | 1 | | | 1 | | | | | |
| ESPECIES DIFERENCIALES (ASOCIACIÓN Y ALIANZA) | | | | | | | | | | | |
| Asteraceae | <i>Senecio crassilodix</i> | 2 | | 2 | | 2 | 1 | 2 | | 3 | 4 |
| Caprifoliaceae | <i>Valeriana nivalis</i> | | | | | 2 | 1 | 2 | 2 | 3 | 3 |
| Solanaceae | <i>Salpichroa glandulosa</i> | | 1 | | 2 | | 2 | | | 2 | |
| Asteraceae | <i>Loricaria graveolens</i> | | | | | | 2 | 2 | 1 | 1 | 0 |
| Juncaceae | <i>Luzula racemosa</i> | 1 | 1 | 1 | | 1 | | | | 1 | |
| Iridaceae | <i>Sisyrinchium trinerve</i> | | 1 | 1 | | 1 | | 1 | | | 1 |
| Asteraceae | <i>Senecio klattii</i> | | 1 | 1 | 1 | | | | | | |
| Caryophyllaceae | <i>Arenaria digyna</i> | | | | 1 | | | 1 | | | 1 |
| Caryophyllaceae | <i>Paronychia ubinensis</i> | | | 1 | | 1 | | | 1 | | |
| Caryophyllaceae | <i>Spergularia andina</i> | | | | 1 | | | 1 | | | 1 |

| | | | | | | | | | | | | | |
|--|--|---|---|---|---|---|---|---|---|----|----|---|---|
| Grossulariaceae | <i>Ribes brachybothrys</i> | | | | | | | 3 | | | | | |
| Onagraceae | <i>Epilobium denticulatum</i> | | | 1 | 1 | | | | | | | | |
| Cactaceae | <i>Neowerdermannia peruviana</i> | | | 1 | 1 | | | | | | | | |
| Asteraceae | <i>Belloa kunthiana</i> | | | 1 | 1 | | | | | | | | |
| Asteraceae | <i>Belloa schultzei</i> | | | | 1 | 1 | | | | | | | |
| Dryopteridaceae | <i>Polystichum orbiculatum</i> | | | | | 2 | | | | | | | |
| Alstroemeriacae | <i>Bomarea dulcis</i> | | | | 1 | | | | | | | | |
| Asteraceae | <i>Hypochaeris mucida</i> subsp. <i>integrifolia</i> | | | | | | | | 1 | | 1 | | |
| Caryophyllaceae | <i>Stellaria weddellii</i> | | | | | | | 1 | 1 | | | | |
| Asteraceae | <i>Senecio evacaoides</i> | | | | | | | | 1 | 1 | 1 | | |
| Asteraceae | <i>Senecio humillimus</i> | | | | | | | 1 | | 1 | 1 | | |
| Asteraceae | <i>Senecio candollei</i> | | | | | | | | 1 | 1 | | | |
| Asteraceae | <i>Misbrookea strigosissima</i> | | | | | | | | 1 | | 1 | | |
| Boraginaceae | <i>Plagiobothrys humilis</i> | | | | | | | 1 | | | | | |
| Malvaceae | <i>Nototriche turritella</i> | | | | | | | | 1 | 1 | 1 | | |
| Malvaceae | <i>Nototriche pedicularifolia</i> | | | | | | | | | 1 | 1 | | |
| Plantaginaceae | <i>Plantago australis</i> subsp. <i>pflanzii</i> | | | | | | | 1 | 1 | | | | |
| Asteraceae | <i>Werneria apiculata</i> | | | | | | | | | 1 | 1 | | |
| Aspleniaceae | <i>Asplenium triphyllum</i> | | | | | | | | 1 | | | | |
| Asteraceae | <i>Ageratina azangaroensis</i> | | | | | | | | 1 | | | | |
| Brassicaceae | <i>Weberbaueria spathulifolia</i> | | | | | | | | | 1 | 1 | | |
| Piperaceae | <i>Peperomia peruviana</i> | | | | | | | 1 | | | | | |
| ESPECIES DIFERENCIALES (OTRAS CLASES) | | | | | | | | | | | | | |
| Plantaginaceae | <i>Bougueria nubicola</i> | | | | | | | | 1 | 1 | 2 | 2 | 3 |
| Poaceae | <i>Muhlenbergia peruviana</i> | | | | | | | 1 | | 1 | | | 1 |
| Asteraceae | <i>Tagetes multiflora</i> | 1 | | | 1 | | | | | | | | |
| Crassulaceae | <i>Crassula connata</i> | | | | 1 | | | 1 | | | | | 1 |
| Brassicaceae | <i>Mancoa hispida</i> | | | | 1 | | | 1 | | 1 | | | 1 |
| Asteraceae | <i>Ophryosporus heptanthus</i> | 2 | | | | | | | | | | | |
| Bromeliaceae | <i>Tillandsia capillaris</i> | | | | | | | 1 | | | | | |
| COMPAÑERAS | | | | | | | | | | | | | |
| Poaceae | <i>Stipa ichu</i> | 6 | 6 | 8 | 6 | 4 | 6 | 2 | 2 | -1 | -3 | | |
| Orobanchaceae | <i>Bartsia crenoloba</i> | | | | | 2 | 1 | 1 | | | 1 | 1 | |
| Asteraceae | <i>Belloa piptolepis</i> | | | | 1 | 1 | | 1 | | | | | 1 |
| Woodsiaceae | <i>Woodsia montewidensis</i> | | | | | | 1 | | 1 | 1 | | 1 | 1 |
| Polemoniaceae | <i>Microsteris gracilis</i> | 1 | 1 | | | | 1 | | 1 | 1 | | | |
| Cyperaceae | <i>Cyperus seslerioides</i> | | | | | | 1 | | 1 | | 1 | 1 | |
| Caryophyllaceae | <i>Paronychia andina</i> | | | | | | 1 | 1 | | | 1 | | |
| Asteraceae | <i>Hypochaeris meyeniana</i> | | | | | | | 1 | | 1 | | | 1 |
| Caryophyllaceae | <i>Cardionema ramosissimum</i> | 1 | 1 | 1 | | | | | | | | | |
| Aspleniaceae | <i>Asplenium peruvianum</i> | | | | | | 1 | 1 | | | | | |
| Orobanchaceae | <i>Bartsia peruviana</i> | | | | | | 1 | 1 | | | | | |
| Oxalidaceae | <i>Oxalis megalorrhiza</i> | 1 | 1 | | | | | | | | | | |
| Poaceae | <i>Nassella inconspicua</i> | | | | | | 1 | 1 | | | | | |
| Pteridaceae | <i>Cheilanthes pruinata</i> | 1 | | | | | | | | | | | |
| Rubiaceae | <i>Galium corymbosum</i> | 1 | | | | | | 1 | | | | | |
| Caprifoliaceae | <i>Valeriana decussata</i> | | | | | | 1 | | | | | | |
| Asteraceae | <i>Perezia pungens</i> | | | | | | | 1 | | | | | |
| Asteraceae | <i>Laennecia artemisioides</i> | | | | | | | | 1 | | | | |
| Caryophyllaceae | <i>Cerastium behmianum</i> | | | | | | | | | 1 | 1 | | 1 |
| Apiaceae | <i>Bowlesia lobata</i> | | | | | | | | 1 | | | | |
| Caryophyllaceae | <i>Cerastium peruvianum</i> | | | | | | | | 1 | 1 | | | |
| Solanaceae | <i>Solanum bukasovii</i> | | | | | | | | | | | 1 | |
| Asteraceae | <i>Hieracium streptochaetum</i> | | | | | | | | | 1 | | | |

Región política: I-10 Punku - Rancho, Quebrada del río Tassa, Distrito de Ubinas, Provincia General Sánchez Cerro, Departamento de Moquegua, Perú.

Comunidad de *Puya raimondii* & *Jamesonia alstonii*
Cuadrante representativo: Rel. No. 2, Tabla 2,3. Foto 6

en crecimiento foliar. Las laderas húmedas se caracterizan por una alta cobertura por briófitos (20-30%).

Fisionomía, ecología y distribución: Vegetación azonal con presencia de *Puya raimondii* en sustrato húmedo de origen volcánico con afloramientos de agua de temperatura superior a la superficial. Los valores de pH son de 3.5-6 considerándose como un suelo altamente ácido. La vegetación está predominada por la presencia del helecho *Jamesonia alstonii* en compañía del árbol achatado *Escallonia myrtilloides* y diversas gramíneas, y especies acuáticas. No se apreciaron ejemplares de *Puya raimondii* en floración más si

Sintaxonomía: Definido en base a tres cuadrantes conteniendo 16 especies florísticas. Especies características son: *Cotula mexicana*, *Eleocharis albibracteata*, *Escallonia myrtilloides*, *Gentiana sedifolia*, *Hypsela reniformis*, *Jamesonia alstonii*, *Juncus ebracteatus*, *Lupinus cf. chilensis*, *Nassella*



Figura 6: Comunidad de *Puya raimondii* & *Jamesonia alstonii*. El Rancho, Ubinas (4050 m s.n.m.).



Figura 7: Autor y *Puya raimondii* Harms en plena fructificación. El Rancho, Ubinas (4300 m s.n.m.).



Figura 8: *Puya raimondii* en plena floración. El Rancho, Ubinas (4300 m s.n.m.).



Figura 9: Polinizador sobre *Puya raimondii* en plena floración. El Rancho, Ubinas (4300 m s.n.m.).



Figura 10: *Puya raimondii* en plena fructificación. El Rancho, Ubinas (4300 m s.n.m.).

neesiana, *Plantago tubulosa*, *Polypogon interruptus* y *Stipa ichu*. La presencia de *Baccharis tricuneata*, *Festuca dolichophylla* y *Parastrephia quadrangularis* da como prioritario, establecer la comunidad dentro del orden *Parastrephietalia lepidophyllae*.

Ecología y distribución: La comunidad se extiende en quebradas húmedas con afloros de origen volcánico que únicamente se pueden encontrar a una altitud de 4000-4060 m s.n.m. en medio de un denso bosquesillo de *Puya raimondii* ubicado en el cañón que forma el río Tassa en la zona denominada “El Rancho-Punko” al norte del centro poblado de Tassa, Distrito de Ubinas, Moquegua.



Figura 11: *Lupinus cuzcensis* C.P.Sm. (Fabaceae). Endemismo del sur de Perú.



Figura 12: *Aristeguietia ballii* (Oliv.) R.M. King & H. Rob. (Asteraceae). Endemismo de Perú.



Figura 13: *Neowerdermannia peruviana* F. Ritter (Cactaceae). Endemismo de Moquegua.

TABLA 2. INVENTARIOS FITOSOCIOLÓGICOS DE LA COMUNIDAD DE PUYA RAIMONDII & JAMESONIA ALSTONII

| | Cuadrante (#) | 1 | 2 | 3 |
|-----------------------|---|------|------|------|
| Tamaño (m²) | 16 | 16 | 16 | 16 |
| Elevation (m s.n.m.) | 4000 | 4050 | 4060 | 4060 |
| Pendiente (°) | 50 | 20 | 50 | 50 |
| Orientación | E | NE | NE | NE |
| Rocas (%) | 70 | 70 | 70 | 70 |
| Piedras (%) | 25 | 5 | 10 | 10 |
| Cobertura vegetal (%) | 59 | 89 | 83 | 83 |
| Briófitas (%) | 20 | 30 | 30 | 30 |
| Número de especies | 8 | 13 | 13 | 13 |
| FAMILIA | UNIDAD FITOSOCIOLÓGICA / ESPECIE | | | |
| | <i>Calamagrostietea vicunorum</i> | | | |
| | <i>Parastrephietalia lepidophyllae</i> | | | |
| Asteraceae | <i>Baccharis tricuneata</i> | 2 | | |
| Asteraceae | <i>Parastrephia quadrangularis</i> | | 2 | |
| Poaceae | <i>Festuca dolichophylla</i> | | | 1 |
| | <i>+Azorella compactae-Festucion orthophyllae</i> | | | |
| | <i>Baccharido tricuneatae-Puyetum raimondii</i> | | | |
| Bromeliaceae | <i>Puya raimondii</i> | 5 | 8 | 5 |
| | Comunidad de <i>Puya raimondii</i> & <i>Jamesonia alstonii</i> | | | |
| Pteridaceae | <i>Jamesonia alstonii</i> | 3 | 3 | 3 |
| Escalloniaceae | <i>Escallonia myrtilloides</i> | 10 | 10 | 8 |
| Poaceae | <i>Nassella neesiana</i> | 6 | 6 | 6 |
| Poaceae | <i>Stipa ichu</i> | 10 | 10 | 10 |
| Cyperaceae | <i>Eleocharis albibracteata</i> | 1 | 5 | 5 |
| Fabaceae | <i>Lupinus cf. chilensis</i> | 2 | | |
| Plantaginaceae | <i>Plantago tubulosa</i> | | 2 | 2 |
| Asteraceae | <i>Cotula mexicana</i> | | 6 | 6 |
| Poaceae | <i>Polypogon interruptus</i> | | 3 | 3 |
| Juncaceae | <i>Juncus ebracteatus</i> | | 2 | 2 |
| Gentianaceae | <i>Gentiana sedifolia</i> | | 1 | 1 |
| Campanulaceae | <i>Hypsela reniformis</i> | | 1 | 1 |

TABLA 3.
UNIDADES FITOSOCOLÓGICAS QUE COMPONEN LA ASOCIACIÓN BACCHARIDO TRICUNEATAE-PUYETUM RAIMONDII EN EL DEPARTAMENTO DE MOQUEGUA, SUR DE PERÚ

| <i>Calamagrostietea vicunarum</i> : <i>Calamagrostis vicunarum</i> | | | |
|---|---|--|--|
| Parastrephietalia lepidophyllae : <i>Baccharis tricuneata</i> , <i>Chersodoma jodopappa</i> , <i>Cumulopuntia ignescens</i> , <i>Ephedra rupestris</i> , <i>Festuca dolichophylla</i> , <i>Gomphrena meyeniana</i> , <i>Parastrephia quadrangularis</i> , <i>Plantago sericea</i> var. <i>lanuginosa</i> , <i>Tetraglochin cristatum</i> | | | |
| Azorello compactae-Festucion orthophyllae : <i>Adesmia spinosissima</i> , <i>Belloa longifolia</i> , <i>Conyza deserticola</i> , <i>Geranium sessiliflorum</i> , <i>Hypochaeris chillensis</i> , <i>Lepechinia meyenii</i> , <i>Lobivia pampana</i> , <i>Oxalis calachaccensis</i> , <i>Philibertia lysimachioides</i> , <i>Satureja boliviana</i> , <i>Sisyrinchium rigidifolium</i> , <i>Stenomesson</i> sp., <i>Tarasa nototrichoides</i> , <i>Wahlenbergia peruviana</i> | | | |
| Baccharido tricuneatae-Puyetum raimondii : <i>Alstroemeria pygmaea</i> , <i>Baccharis genistelloides</i> , <i>Euphorbia huanchahana</i> , <i>Lophopappus berberidifolius</i> , <i>Lupinus paruroensis</i> , <i>Mutisia orbignyana</i> , <i>Puya raimondii</i> , <i>Solanum fragile</i> | | | |
| senecionetosum pentlandiani Montesinos, Cleef & Sýkora 2015 9 cuadrantes, 3850-4140 m <i>Ageratina azangaroensis</i> <i>Aphanes andicola</i> <i>Bomarea involucrosa</i> <i>Escallonia myrtilloides</i> <i>Senecio wedglacialis</i> <i>Solanum chamaesarachidium</i> <i>Stevia macbridei</i> <i>Triniochloa stipoides</i> | ageratinetosum sternbergiana Montesinos, Cleef & Sýkora 2015 19 cuadrantes, 3860-4190 m <i>Ageratina sternbergiana</i> <i>Festuca orthophylla</i> <i>Stevia mandonii</i> <i>Weberbaueria peruviana</i> | lupinetosum cuzcensis Montesinos, Cleef & Sýkora 2015 10 cuadrantes, 4290-4500 m <i>Gnaphalium dambeyanum</i> <i>Lupinus cuzcensis</i> <i>Lupinus</i> sp. <i>Olsynium junceum</i> <i>Oxalis nubigena</i> <i>Senecio nutans</i> | calamagrostietosum trichophyllae Montesinos, Cleef & Sýkora 2015 7 cuadrantes, 4020-4080 m <i>Calamagrostis trichophylla</i> <i>Poa gymnantha</i> <i>Stipa obtusa</i> <i>Viola micranthella</i> |
| | | pycnophylletosum mollis Montesinos subass. nov. 8 cuadrantes, 4100-4400 m <i>Pycnophyllum molle</i> <i>Aa nervosa</i> <i>Mastigostyla</i> <i>Oxalis enolepis</i> <i>Plantago sericea</i> subsp. <i>polyclada</i> <i>Senecio klattii</i> <i>Senecio</i> sp. <i>Senecio yunguyensis</i> <i>Stenomesson</i> sp. | Comunidad de Puya raimondii & Jamesonia alstonii 3 cuadrantes, 4000-4060 m <i>Puya raimondii</i> <i>Jamesonia alstonii</i> <i>Escallonia myrtilloides</i> <i>Nassella neesiana</i> <i>Stipa ichu</i> <i>Eleocharis alibracteata</i> <i>Lupinus</i> cf. <i>chilensis</i> <i>Lupinus</i> cf. <i>chilensis</i> <i>Cotula mexicana</i> <i>Polypogon interruptus</i> <i>Juncus ebracteatus</i> <i>Gentiana sedifolia</i> <i>Hypsela reniformis</i> |

Florística

Se estudió la diversidad florística en cinco localidades andinas con presencia de *Puya raimondii* y a una altitud de 3800-4500 m s.n.m. en el departamento de Moquegua. En total, 192 especies vasculares y pteridófitas pertenecientes a 125 géneros y 49 familias fueron registrados (Tabla 4). Las familias más representativas son Asteraceae, Poaceae, Caryophyllaceae y Fabaceae (Tabla 5), mientras que los géneros con mayor número de especies son *Senecio* (Asteraceae), *Lupinus* (Fabaceae) y *Plantago* (Plantaginaceae) (Tabla 6). La diversidad y composición de especies varía con respecto a la elevación, en muchos casos también causado por la pendiente.

A continuación se detallan los valores, en cuanto a la diversidad florística total de cinco comunidades con *Puya raimondii*, hallados en el norte del departamento de Moquegua, Sur de Perú.

TABLA 4. DIVERSIDAD DE ESPECIES SEGÚN LA DIVISIÓN BOTÁNICA

| DIVISIÓN | FAMILIA | GÉNERO | ESPECIES |
|----------------|-----------|------------|------------|
| Gnetopsida | 1 | 1 | 2 |
| Pteridophyta | 5 | 8 | 11 |
| Mesangiosperma | 8 | 23 | 31 |
| Magnoliopsida | 35 | 93 | 148 |
| TOTAL | 49 | 125 | 192 |

TABLA 5. DIVERSIDAD DE GÉNEROS Y ESPECIES SEGÚN FAMILIA BOTÁNICA

| FAMILIA | GÉNERO | ESPECIES |
|-----------------|--------|----------|
| Asteraceae | 31 | 55 |
| Poaceae | 10 | 15 |
| Caryophyllaceae | 7 | 13 |
| Fabaceae | 3 | 7 |
| Plantaginaceae | 2 | 6 |
| Pteridaceae | 4 | 6 |
| Solanaceae | 3 | 6 |
| Brassicaceae | 4 | 5 |
| Oxalidaceae | 1 | 4 |

TABLA 6. GÉNEROS CON EL MAYOR NÚMERO DE ESPECIES BOTÁNICAS

| GÉNERO | FAMILIA | ESPECIES |
|---------------|-----------------|----------|
| Senecio | Asteraceae | 10 |
| Lupinus | Fabaceae | 5 |
| Plantago | Plantaginaceae | 5 |
| Belloa | Asteraceae | 4 |
| Oxalis | Oxalidaceae | 4 |
| Paronychia | Caryophyllaceae | 4 |
| Solanum | Solanaceae | 4 |
| Baccharis | Asteraceae | 3 |
| Calamagrostis | Poaceae | 3 |
| Cerastium | Caryophyllaceae | 3 |
| Cheilanthes | Pteridaceae | 3 |
| Hypochaeris | Asteraceae | 3 |
| Perezia | Asteraceae | 3 |
| Valeriana | Caprifoliaceae | 3 |

TABLA 7. LISTA DE FLORA INVENTARIADA EN LAS UNIDADES CON DISTRIBUCIÓN DE PUYA RAIMONDII EN EL NORTE DEL DEPARTAMENTO DE MOQUEGUA, SUR DE PERÚ

| CLASE / FAMILIA | NOMBRE CIENTÍFICO | MAGNOLIOPHYTA MESANGIOSPERMA (MONOCOTS) |
|---------------------|---|---|
| GNETOPIIDA | | Alstroemeriaceae <i>Alstroemeria pygmaea</i> Herb. Alstroemeriaceae <i>Bomarea dulcis</i> (Hook.) Beauverd Alstroemeriaceae <i>Bomarea involucrosa</i> (Herb.) Baker Amaryllidaceae <i>Mastigostyla</i> sp. Amaryllidaceae <i>Stenomesson</i> sp. Bromeliaceae <i>Puya ferruginea</i> (Ruiz & Pav.) L.B. Sm. Bromeliaceae <i>Puya raimondii</i> Harms Bromeliaceae <i>Tillandsia capillaris</i> Ruiz & Pav. Cyperaceae <i>Cyperus seslerioides</i> Kunth Cyperaceae <i>Eleocharis alibracteata</i> Nees & Meyen ex Kunth Iridaceae <i>Olsynium junceum</i> (E. Meyer ex Presl) Iridaceae <i>Sisyrinchium rigidifolium</i> Baker Iridaceae <i>Sisyrinchium trinerve</i> Baker Juncaceae <i>Juncus ebracteatus</i> E. Mey. Juncaceae <i>Luzula racemosa</i> Desv. Orchidaceae <i>Aa nervosa</i> (Kraenzl.) Schltr. |
| PTERIDOPHYTA | Aspleniaceae <i>Asplenium peruvianum</i> Desv. Aspleniaceae <i>Asplenium triphyllum</i> C. Presl Cystopteridaceae <i>Cystopteris fragilis</i> (L.) Bernh. Dryopteridaceae <i>Polystichum orbiculatum</i> (Desv.) J. Remý & Fée Pteridaceae <i>Argyroschisma nivea</i> (Poir.) Windham Pteridaceae <i>Cheilanthes arequipensis</i> (Maxon) R.M.Tryon & A.F.Tryon Pteridaceae <i>Cheilanthes pilosa</i> Goldm. Pteridaceae <i>Cheilanthes pruinata</i> Kaulf. Pteridaceae <i>Jamesonia alstonii</i> A.F.Tryon Pteridaceae <i>Pellaea ternifolia</i> (Cav.) Link Woodsiaceae <i>Woodsia montevidensis</i> (Spreng.) Hieron. | |

| | |
|---------|---|
| Poaceae | <i>Bromus catharticus</i> Vahl. |
| Poaceae | <i>Calamagrostis rigescens</i> (J. Presl) Scribn. |
| Poaceae | <i>Calamagrostis trichophylla</i> Pilg. |
| Poaceae | <i>Calamagrostis vicinarum</i> (Wedd.) Pilg. |
| Poaceae | <i>Eragrostis nigricans</i> (Kunth) Steud. |
| Poaceae | <i>Festuca dolichophylla</i> J. Presl |
| Poaceae | <i>Festuca orthophylla</i> Pilg. |
| Poaceae | <i>Muhlenbergia peruviana</i> (P. Beauv.) Steud. |
| Poaceae | <i>Nassella inconspicua</i> (J. Presl) Barkworth |
| Poaceae | <i>Nassella neesiana</i> (Trin & Pupr.) Barkworth |
| Poaceae | <i>Poa gymnantha</i> Pilg. |
| Poaceae | <i>Polypogon interruptus</i> Kunth. |
| Poaceae | <i>Stipa ichu</i> (Ruiz & Pav.) Kunth |
| Poaceae | <i>Stipa obtusa</i> (Nees & Meyen) Hitchc. |
| Poaceae | <i>Trinichloa stipoides</i> (Kunth) Hitch. |

MAGNOLIOPSIDA (DICOTS)

| | |
|---------------|---|
| Amaranthaceae | <i>Chenopodium ambrosioides</i> L. |
| Amaranthaceae | <i>Gomphrena meyeniana</i> Walp. |
| Apiaceae | <i>Azorella compacta</i> Phil. |
| Apiaceae | <i>Azorella diapensioides</i> A. Gray |
| Apiaceae | <i>Bowlesia lobata</i> Ruiz & Pav. |
| Apocynaceae | <i>Philibertia lysimachioides</i> (Wedd.) T. Mey |
| Apocynaceae | <i>Philibertia solanoides</i> Kunth |
| Apocynaceae | <i>Sarcostemma andinum</i> (Ball) R.W. Holm |
| Asteraceae | <i>Achyrocline alata</i> (Kunth) DC. |
| Asteraceae | <i>Achyrocline ramosissima</i> Britton ex Rusby |
| Asteraceae | <i>Ageratina azangaricensis</i> (Schultz-Bip) King H. Robinson |
| Asteraceae | <i>Ageratina sternbergiana</i> (DC.) R.M. King & H. Rob. |
| Asteraceae | <i>Aristeguietia ballii</i> (Oliv.) R.M. King & H. Rob. |
| Asteraceae | <i>Baccharis genistelloides</i> (Lam.) Pers. |
| Asteraceae | <i>Baccharis latifolia</i> (Ruiz & Pav.) Pers. |
| Asteraceae | <i>Baccharis tricuneata</i> (L. f.) Pers. |
| Asteraceae | <i>Belloa kunthiana</i> (DC.) Anderb. & S.E. Freire |
| Asteraceae | <i>Belloa longifolia</i> (Cuatrec. & Arist.) Sagást. & Dillon |
| Asteraceae | <i>Belloa piptolepis</i> (Wedd.) Cabrera |
| Asteraceae | <i>Belloa schultzei</i> (Wedd.) Cabrera |
| Asteraceae | <i>Bidens andicola</i> Kunth |
| Asteraceae | <i>Chaetanthera peruviana</i> A. Gray |
| Asteraceae | <i>Chersodoma jodopappa</i> (Sch. Bip.) Cabrera |
| Asteraceae | <i>Conyza deserticola</i> Phil. |
| Asteraceae | <i>Cotula mexicana</i> (DC.) Cabrera |
| Asteraceae | <i>Erigeron rosulatus</i> Wedd. |
| Asteraceae | <i>Facelis plumosa</i> (Wedd.) Sch. Bip. |
| Asteraceae | <i>Galinsoga quadriradiata</i> Ruiz & Pav. |
| Asteraceae | <i>Gamochaeta americana</i> (Mill.) Wedd. |
| Asteraceae | <i>Gamochaeta purpurea</i> (L.) Cabrera |
| Asteraceae | <i>Gnaphalium dombeyanum</i> DC. |
| Asteraceae | <i>Gnaphalium lacteum</i> Meyen & Walp. |
| Asteraceae | <i>Hieracium streptochaetum</i> Zahn |
| Asteraceae | <i>Hypochaeris chillensis</i> (Kunth) Britton |
| Asteraceae | <i>Hypochaeris meyeniana</i> (Walp.) Benth. & Hook. f. ex Griseb. |
| Asteraceae | <i>Hypochaeris mucida</i> Domke var. <i>integrifolia</i> |
| Asteraceae | <i>Laennecia artemisioides</i> (Meyen & Walp) G.L. Nesom |
| Asteraceae | <i>Lophopappus berberidifolius</i> Cuatrec. |
| Asteraceae | <i>Loricaria graveolens</i> (Sch. Bip.) Wedd. |
| Asteraceae | <i>Misbrookea strigosissima</i> (A. Gray) V.A. Funk |
| Asteraceae | <i>Mutisia lanigera</i> Wedd. |
| Asteraceae | <i>Mutisia orbignyana</i> Wedd. |
| Asteraceae | <i>Ophryosporus heptanthus</i> (Sch. Bip. ex Wedd.) R.M. King & H. Rob. |
| Asteraceae | <i>Parastrephia lepidophylla</i> (Wedd.) Cabrera |
| Asteraceae | <i>Perezia ciliosa</i> (Phil.) Reiche |
| Asteraceae | <i>Perezia multiflora</i> (Bonpl.) Less. |
| Asteraceae | <i>Perezia pungens</i> (Bonp.) Less. |
| Asteraceae | <i>Senecio candollei</i> Wedd. |
| Asteraceae | <i>Senecio crassilodix</i> Cuatrec. |
| Asteraceae | <i>Senecio evacoides</i> Sch. Bip. |
| Asteraceae | <i>Senecio humillimus</i> Sch. Bip. |
| Asteraceae | <i>Senecio klattii</i> Greenm. |
| Asteraceae | <i>Senecio nutans</i> Sch. Bip. |
| Asteraceae | <i>Senecio wedgicalis</i> DC. |
| Asteraceae | <i>Senecio rudbeckifolius</i> Meyen & Walp. |

| | |
|-----------------|---|
| Asteraceae | <i>Senecio yunguensis</i> Cuatrec. |
| Asteraceae | <i>Senecio</i> sp. |
| Asteraceae | <i>Stevia macbridei</i> B.L. Rob. |
| Asteraceae | <i>Stevia mandonii</i> Sch. Bip. |
| Asteraceae | <i>Tagetes multiflora</i> Kunth |
| Asteraceae | <i>Vasquezia oppositifolia</i> (Lag.) S.F. Blake |
| Asteraceae | <i>Viguiera procumbens</i> (Pers.) S.F. Blake |
| Asteraceae | <i>Werneria apiculata</i> Sch. Bip. |
| Boraginaceae | <i>Phacelia secunda</i> J.F. Gmel. |
| Boraginaceae | <i>Plagiobothrys humilis</i> (Ruiz & Pav.) I.M. Johnston |
| Brassicaceae | <i>Brayopsis calycina</i> (Desv.) Gilg & Muschl. |
| Brassicaceae | <i>Descourainia depressa</i> (Phil.) Prantl |
| Brassicaceae | <i>Mancoa hispida</i> Wedd. |
| Brassicaceae | <i>Weberbaueria peruviana</i> (DC.) Al-Shehbaz |
| Brassicaceae | <i>Weberbaueria spathulifolia</i> (A. Gray) O.E. Schulz |
| Cactaceae | <i>Cumulopuntia boliviana</i> subsp. <i>ignescens</i> D.R. Hunt |
| Cactaceae | <i>Lobivia maximiliana</i> (Heyder ex A. Dietr.) Backeb. |
| Cactaceae | <i>Neowerdermannia peruviana</i> F. Ritter |
| Calceolariaceae | <i>Calceolaria inamoena</i> Kraenzl. |
| Calceolariaceae | <i>Calceolaria lobata</i> Cav. |
| Campanulaceae | <i>Hypsela reniformis</i> (Kunth) C. Presl |
| Campanulaceae | <i>Lobelia oligophylla</i> (Wedd.) Lammers |
| Campanulaceae | <i>Wahlenbergia peruviana</i> A. Gray |
| Caprifoliaceae | <i>Valeriana decussata</i> Ruiz & Pav. |
| Caprifoliaceae | <i>Valeriana interrupta</i> Ruiz & Pav. |
| Caprifoliaceae | <i>Valeriana nivalis</i> Wedd. |
| Caryophyllaceae | <i>Arenaria digna</i> Schldt. |
| Caryophyllaceae | <i>Cardionema ramosissimum</i> (Weinm.) A. Nelson & J.F. Macbr. |
| Caryophyllaceae | <i>Cerastium behmianum</i> Muschl. |
| Caryophyllaceae | <i>Cerastium peruvianum</i> Muschl. |
| Caryophyllaceae | <i>Cerastium</i> sp. |
| Caryophyllaceae | <i>Paronychia andina</i> A. Gray |
| Caryophyllaceae | <i>Paronychia muschlerii</i> Chaudhri |
| Caryophyllaceae | <i>Paronychia setigera</i> (Gillies) F. Herm. |
| Caryophyllaceae | <i>Paronychia ubinensis</i> Montesinos |
| Caryophyllaceae | <i>Pycnophyllum molle</i> Remy |
| Caryophyllaceae | <i>Spergularia andina</i> Rohrb. |
| Caryophyllaceae | <i>Spergularia fasciculata</i> Phil. |
| Caryophyllaceae | <i>Stellaria weddellii</i> Pedersen |
| Crassulaceae | <i>Crassula connata</i> (Ruiz & Pav.) A. Berger & al. |
| Escalloniaceae | <i>Escallonia myrtilloides</i> L. f. |
| Euphorbiaceae | <i>Euphorbia huanchahana</i> (Klotzsch & Garcke) Boiss. |
| Fabaceae | <i>Adesmia spinosissima</i> Meyen ex Vogel |
| Fabaceae | <i>Lupinus aneanus</i> Ulbr. |
| Fabaceae | <i>Lupinus cf. chilensis</i> C.P.Sm. |
| Fabaceae | <i>Lupinus cuzcensis</i> C.P.Sm. |
| Fabaceae | <i>Lupinus paruroensis</i> C.P.Sm. |
| Fabaceae | <i>Lupinus</i> sp. |
| Fabaceae | <i>Trifolium amabile</i> Kunth |
| Gentianaceae | <i>Gentiana sedifolia</i> Kunth |
| Geraniaceae | <i>Geranium core-core</i> Steud. |
| Geraniaceae | <i>Geranium sessiliflorum</i> Cav. |
| Grossulariaceae | <i>Ribes brachybotrys</i> (Wedd.) Jancz. |
| Lamiaceae | <i>Lepechinia meyerii</i> (Walp.) Epling |
| Lamiaceae | <i>Salvia oppositiflora</i> Ruiz & Pav. |
| Lamiaceae | <i>Satureja boliviana</i> (Benth.) Briq. |
| Loasaceae | <i>Caiophora rosulata</i> (Wedd.) Urb. & Gilg |
| Malvaceae | <i>Nototriche pedicularifolia</i> A.W. Hill |
| Malvaceae | <i>Nototriche turritella</i> A.W. Hill |
| Malvaceae | <i>Tarasa nototrichoides</i> (Hochr.) Krapov. |
| Montiaceae | <i>Calandrinia acaulis</i> Kunth |
| Onagraceae | <i>Epilobium denticulatum</i> Ruiz & Pav. |
| Onagraceae | <i>Epilobium fragile</i> Sam. |
| Onagraceae | <i>Oenothera multicaulis</i> Ruiz & Pav. |
| Orobanchaceae | <i>Bartsia crenoloba</i> Wedd. |
| Orobanchaceae | <i>Bartsia peruviana</i> Walp. |
| Orobanchaceae | <i>Castilleja laciniata</i> Hook. & Arn. |
| Oxalidaceae | <i>Oxalis calachaccensis</i> R. Knuth |
| Oxalidaceae | <i>Oxalis megalorrhiza</i> Jacq. |
| Oxalidaceae | <i>Oxalis nubigena</i> Walp. |
| Oxalidaceae | <i>Oxalis orealepis</i> Wedd. |
| Piperaceae | <i>Peperomia scuterialifolia</i> Sodiro |
| Plantaginaceae | <i>Bougueria nubicala</i> Decne. |

| | |
|----------------|---|
| Plantaginaceae | <i>Plantago australis</i> subsp. <i>pflanzii</i> (Pilg.) Rahn |
| Plantaginaceae | <i>Plantago sericea</i> subsp. <i>sericea</i> |
| Plantaginaceae | <i>Plantago sericea</i> subsp. <i>polyclada</i> (Pilg.) Rahn |
| Plantaginaceae | <i>Plantago sericea</i> var. <i>lanuginosa</i> Griseb. |
| Plantaginaceae | <i>Plantago tubulosa</i> Decne. |
| Polemoniaceae | <i>Gilia laciniata</i> Ruiz & Pav. |
| Polemoniaceae | <i>Microsteris gracilis</i> (Hook.) Greene |
| Rosaceae | <i>Aphanes andicola</i> Rothm. |
| Rosaceae | <i>Tetraglochin cristatum</i> (Britton) Rothm. |
| Rubiaceae | <i>Galium aparine</i> L. |

| | |
|-------------|---|
| Rubiaceae | <i>Galium corymbosum</i> Ruiz & Pav. |
| Santalaceae | <i>Quinchamalium procumbens</i> Ruiz & Pav. |
| Solanaceae | <i>Nicotiana rustica</i> L. |
| Solanaceae | <i>Salpichroa glandulosa</i> (Hook.) Miers |
| Solanaceae | <i>Solanum bukasovii</i> Juz. |
| Solanaceae | <i>Solanum chamaesarachidium</i> Bitter |
| Solanaceae | <i>Solanum fragile</i> Wedd. |
| Solanaceae | <i>Solanum nitidum</i> Ruiz & Pav. |
| Urticaceae | <i>Urtica echinata</i> Benth. |
| Violaceae | <i>Viola micranthella</i> Wedd. |

CONSERVACIÓN

La conservación de los rodales de *Puya raimondii* se ve afectada por tres principales factores: a) quema accidental de pajonales, b) actividad volcánica proveniente del volcán Ubina, c) actividad minera. Gracias a los esfuerzos realizados por el autor, desde el año 2011 la práctica accidental de quema ha disminuido relativamente. El volcán Ubina ha disminuido su actividad en años recientes, aun así, representa un peligro inminente a las poblaciones aledañas en caso de erupción. La actividad minera en zonas aledañas va lamentablemente, en aumento, es muy importante establecer propuestas de conservación a largo plazo e incentivar la publicación de información biológica sobre la región.

AGRADECIMIENTOS

A. Cleef (UvA) y K. Sýkora (WUR) por su apoyo durante los años 2009-2016. E. Banegas, C. Tejada, M. Prime, M. Banda, A.C. Pinto, L.P. Mondragón, D. Figueroa, W. Bonne, S. von Mering, K. Chicalla y F. Calisaya por su apoyo las salidas de campo. Autoridades y población de las localidades visitadas durante el trabajo de campo en la parte andina de Moquegua. DGFFS-SERFOR por los permisos de colecta otorgados. Se recibió financiamiento de Grupo Roberts Resersur.

REFERENCIAS

Brako, L. & Zarucchi, J. 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monog. Syst. Missouri Bot. Gard. 45: 1-1286.

Braun-Blanquet, J. 1979. Plant sociology, the study of plant communities. – Transl. by G. D. Fueller and H. S. Conard. Mc. Graw-Hill, New York. 438 pp.

Galán de Mera, A., Linares Perea, E., Campos de la Cruz, J. & Vicente Orellana, J. 2009. Nuevas observaciones sobre la vegetación del sur del Perú. Del desierto pacífico al altiplano. – Acta Bot. Malacitana 34: 1-35.

Gutte, P. 1985. Beitrag zur Kenntnis zentralperuanischer Pflanzengesellschaften IV. Die grasreiche Vegetation der alpine Stufe. – Wiss. Z. Karl-Marx-Univ. Leipzig, Math. Naturwiss. Reihe 34(4): 357-401.

IPNI. 2014. The International Plant Names Index. Published on the Internet; <http://www.ipni.org> [accessed during 2013 and 2014].

Knapp, R. 1984. Considerations on quantitative parameters and qualitative attributes in vegetation and phytosociological relevés. In: Sampling methods and taxon analysis in vegetation science. 77-100 pp.

Montesinos-Tubée, D.B. 2011. Diversidad florística de la cuenca alta del río Tambo-Ichuña (Moquegua, Peru). Rev. per. biol. 18(1): 119-132.

Montesinos-Tubée, D.B. 2014. Inventario y estado de conservación de *Puya raimondii* (Bromeliaceae) en el departamento de Moquegua, Peru. – Chloris chilensis 17(1): 1-9.

Montesinos-Tubée, D.B. 2015. Flora Moquegua. Guía Práctica para la identificación de plantas silvestres. Anglo American, Moquegua, Perú. 252 pp.

Montesinos-Tubée, D.B., Cleef, A.M. & Sýkora, K.V. 2015. The Puna vegetation of Moquegua, South Peru: Chasmophytes, grasslands and *Puya raimondii* stands. *Phytocoenologia* 45(4): 365-397.

Mueller-Dombois, D & Ellenberg, H. 1974. Aims and methods of vegetation ecology. John Wiley & Sons. 45-66 pp.

The Plant List. 2010. Version 1. Published on the Internet; <http://www.theplantlist.org/> [accessed during 2013 and 2014].

Trópicos. 2014. Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. Published on the Internet; <http://www.tropicos.org> [accessed during 2013 and 2014].

Weber, H.E., Moravec, J. & Theurillat, J.P. 2000. International Code of Phytosociological Nomenclature. 3rd edition. – J. Veg. Sci. 11: 739-768.

La atractiva variación floral de *Malesherbia* Ruiz & Pav. (Passifloraceae) en Chile

Kester Bull-Hereñu

Museo Nacional de Historia Natural, Área Botánica.

Parque Quinta Normal S/N, Santiago, Chile.

Fundación Flores.

Ministro Carvajal 30, Providencia, 7500801 Santiago, Chile.

kester@laboratorioflores.cl

Louis Ronse de Craene

Royal Botanic Garden Edinburgh,

20a Inverleith Row, EH35LR Edinburgh, UK.

kester@laboratorioflores.cl

Ironsedecraene@rbge.org.uk

INTRODUCCIÓN

Las especies del género *Malesherbia* son pequeños arbustos y hierbas de llamativas flores de colores violáceos rojizos, blanquecinos y amarillos, que crecen en Chile desde el extremo norte del país hasta la región del Maule. Si se tiene la suerte de encontrarse con algún representante de *Malesherbia* en el campo, automáticamente embarga una experiencia de deleite por los vistosos colores, generosas dimensiones y variadas formas que se aprecian en sus flores desplegadas. En este trabajo queremos presentar la variabilidad floral existente en el género y el valor patrimonial de este taxón en relación al paisaje y la diversidad taxonómica nacional.

EL GÉNERO MALESHERBIA

El género *Malesherbia* fue descrito originalmente por Hipólito Ruiz López y Juan Antonio Pavón y Jiménez en su obra de 1794 *Florae Peruviana et Chilensis Prodrromus* como parte de los resultados de su viaje de exploración botánica a Sudamérica. Con este acto ellos decidieron

honrar la memoria del mecenas francés amante de la botánica Gillaume-Chrétien de Lamoignon de Malesherbes quien fuese decapitado el mismo año como consecuencias del estallido social de la época en Francia. Dadas a las particulares características de *Malesherbia*, por mucho tiempo este género fue tratado como una familia independiente (Malesherbiaceae). Sin embargo, hoy en día y de acuerdo a los esfuerzos de reconstrucción filogenética molecular, el género se encuentra considerado dentro de la misma familia que la flor de la pasión (género *Passiflora*, familia Passifloraceae, APG-IV 2016).

La descripción del género fue hecha en base a la especie actualmente conocida como *Malesherbia tubulosa* (Cav.) J. St.-Hil. que habita en el Perú, país donde en la actualidad se reconocen unos 15 taxa incluyendo dos híbridos (Beltrán *et al.*, 2018). No obstante, el género presenta su mayor diversidad en Chile, tanto por el número mayor de especies que allí se encuentran (16), así como por el hecho de que en dicho territorio están representadas las cinco secciones que albergan el rango de la diversidad morfológica apreciable en el género (Gengler, 2003, Fig. 1 A-E). Es probable que justamente esta amplia variabilidad morfológica sea la responsable de que en Chile las distintas especies de *Malesherbia* se conozcan comúnmente por nombres muy variados y disímiles y sin necesaria sospecha acerca del grado de parentesco entre ellas, como por ejemplo *estrella de la cordillera*, *hierba miel*, *ají de zorra*, *piojillo*, entre otros.



Figura 1: Aspecto general de la flor y del hábito vegetativo en el género *Malesherbia* Ruiz y Pav., en sus cinco secciones. A: Sección *Malesherbia*, *M. auristipulata*. B: Sección *Xeromontana*, *M. deserticola*. C: Sección *Cyanipetala*, *M. paniculata*. D: Sección *Parvistella*, *M. humilis* var. *humilis*. E: Sección *Albitomenta*, *M. fasciculata* var. *fasciculata*. F: Hábito subarbutivo de *M. tenuifolia* en el lecho de una quebrada. G: Hábito subarbutivo de *M. linearifolia* al costado de un río entre rocas. H: Hábito herbáceo perenne de *M. lactea* en planicies de altura.

VARIACIÓN MORFOLÓGICA

Malesherbia habita de modo natural en Chile en la amplia zona andina y costera del norte del país. Estamos hablando de un territorio de más de 2.000 km de extensión y de un rango altitudinal de hasta unos 4.000 m. A las representantes de *Malesherbia* les acomoda en general crecer en laderas asoleadas y sobre sustratos inestables. No son necesariamente fáciles de encontrar en terreno, ya que suelen crecer en áreas y sitios puntuales y aun así no necesariamente en un alto número poblacional.

Es fascinante apreciar cómo las distintas especies de *Malesherbia* presentan aspectos tan disímiles entre ellas respecto a la constitución de su flor e inflorescencia (Fig. 1A-E). Se pueden registrar al menos tres “tipos” de flores de *Malesherbia*. En primer lugar, tenemos la forma tubular (Fig. 1A) que se corresponde con el de la especie tipo del género y que caracteriza a la Sección homónima “*Malesherbia*” dentro del género *Malesherbia*. En esta circunscripción se encuentran 15 especies de las 27 aceptadas dentro del género, entre ellas incluyendo a todos los taxa peruanos y cuatro de los chilenos con distribución en el extremo norte en el país, y entre los que dominan tonos rosados y rojizos en la flor (Fig. 1A).

Por otra parte encontramos el aspecto estrellado y acampanulado en el resto de las especies (Fig. 1B-D) en que los colores varían desde tonos blanquecinos y amarillentos hasta celestes, azulados y lilas. Por último, y dentro de este último grupo tenemos además el caso de la especie *Malesherbia fasciculata* en la que sus flores permanecen diminutas en tamaño y se aglomeran en inflorescencias densas y globulares (Fig. 1E), otorgándole a la planta un aspecto bastante diferente al resto de los otros representantes del género.

Las especies de *Malesherbia* son en su mayoría subarborescentes o hierbas perennes (Fig. 1F-H) y suelen florecer profusamente y durante un largo período en el año. Solo existe una especie de hábito anual: *M. humilis* (Fig. 1D), la que posee el mayor rango de distribución en Chile desde la Región de Arica y Parinacota hasta la región del Maule, continuando incluso hacia la patagonia argentina (Gengler-Nowak, 2003, Hernández *et al.*, 2014).

A juzgar por lo diverso de las formas florales y distintos hábitos de crecimiento, parece poco intuitivo que todas ellas posean una tan íntima relación entre sí como la de pertenecer a un mismo género.

MORFOLOGÍA FLORAL

A pesar de lo expuesto anteriormente, la flor de *Malesherbia* responde a un patrón único de organización que, aunque bastante único dentro de las Angiospermas, sí es común a todos los integrantes del género (Engler, 1894). La flor está compuesta por un tubo floral o hipanto en cuyo borde superior se adosan cinco lóbulos calicinos (sépalos) y cinco pétalos en alternancia entre sí (Fig. 2A). Hacia el interior y rodeando la garganta del tubo se encuentra una estructura circunferencial de variable extensión denominada corona (Fig. 2B), la que normalmente se aprecia como una cinta dentada de altura variable. Los verticilos fértiles se encuentran unidos a la base del tubo floral a través de una especie de pedestal denominado androginóforo (Fig. 2C) que sostiene a cinco estambres rodeando un ovario unilocular que está coronado por tres estilos bastante extendidos (Fig. 2D). La suma de estas características comunes a todos los integrantes del género, en parte también lo son de otros integrantes de la familia como las *Passiflora*.

¿Qué es entonces lo que determina la variabilidad en la apariencia floral entre las especies de *Malesherbia*? La respuesta es: la diferencia en las proporciones de los componentes. Básicamente, las flores de apariencia tubular poseen un hipanto estirado, cáliz y corola de poco desarrollo y pobre apertura, así como una corona profusa (Fig. 2E). Por el otro lado, aquéllas de apariencia campanular y estrellada presentan un mayor crecimiento y apertura de los lóbulos del perianto. En suma, los segmentos más desarrollados de la flor son aquéllos que llaman la atención del observador y le distrae de tomar en cuenta el resto: así, en las flores de apariencia tubular casi no se nota el disminuido perianto (Fig. 2D, E), mientras que en las flores de perianto profuso no se aprecia el tubo floral que de igual modo se encuentra allí, aunque de forma más bien cónica y escondido por los abiertos limbos (Fig. 2A, B).

A su vez, el particular caso de *M. fasciculata* responde a la retención en tamaño de sus yemas florales y a la no elongación de los internodios de su inflorescencia, lo que le confiere este particular aspecto de inflorescencias densas y globosas (Fig. 1E), aunque en rigor la morfología floral sea la misma que la que en el resto de las especies (Fig. 2F).

Esta lista de características hace a la flor de *Malesherbia* una bastante especial, ya que normalmente flores tubulares suponen un tubo exclusivamente coralino (es decir que no porten a los sépalos) y que además mantengan a los estambres adosados a él. Esto puede apreciarse en taxa



Figura 2: Morfología floral en *Malesherbia*. **A:** Flor de *M. linearifolia* vista de lado mostrando el tubo floral o hipanto en la base y los lóbulos calicinos y pétalos que se desprenden de su extremo superior. **B:** Flor de *M. linearifolia* mostrando lóbulos del perianto abierto y en su interior una corona manifiesta rodeando las estructuras reproductivas. **C:** Flor de *M. lirana* var. *bracteata* cuyo tubo floral ha sido abierto en su base para poner de manifiesto el androginóforo que sostiene al ovario y androceo. Nótese los nectarios de color amarillo húmedos por su secreción. **D:** Flor de *M. tenuifolia* cuyo hipanto ha sido abierto longitudinalmente y que pone de manifiesto el androginóforo que sostiene al ovario y androceo. Nótese los cinco estambres que terminan en las anteras amarillas y los tres estilos que terminan en los estigmas lilas. **E:** Flor de *M. auristipulata* que se le han retirado algunos pétalos y sépalos para poner de manifiesto la gran extensión de la corona. Nótese la menor extensión de los lóbulos del perianto que la corona misma. **F:** Detalle de una flor de *M. fasciculata* var. *fasciculata* exhibiendo similar morfología que el resto de las especies.

pertenecientes a las Lamiales como las llamativas flores tubulares de *Argilia*, *Mitraria*, *Desfontainia*, etc. Por otro lado, otras familias que sí poseen flores con hipantos con lóbulos calicinos como por ejemplo *Fuchsia* y *Oenothera* en las Onagraceae, o *Myrceugenia* en Myrtaceae, suelen incluir también a los estambres en la garganta del tubo. Si esto fuese poco, la presencia de la corona y la existencia del androginóforo se suman a la lista de características poco usuales dentro de las angiospermas.

DESARROLLO FLORAL

La génesis floral ocurre crípticamente al interior de los botones o yemas en la planta y su visualización es normalmente solo posible a través de la microscopía electrónica, la que arroja imágenes en blanco y negro. El nacimiento de los órganos florales en *Malesherbia* ocurre a una

dimensión bajo el tercio de milímetro en el que se revelan interesantes imágenes orgánicas de inusitada simetría y atractivo aspecto. Así, es posible apreciar temporalmente el surgimiento del meristema floral (Fig. 3A), los lóbulos del cáliz como primer órgano que aparece (Fig. 3B), los pétalos como minúsculas emergencias (Fig. 3C), las anteras en el centro de la superficie (Fig. 3D), así como la corona (Fig. 3E) alrededor de los estambres y la diversidad de tricomas (Fig. 3F).

DISTRIBUCIÓN, ESPECIACIÓN Y TAXONOMÍA

De las 16 especies que crecen en Chile, doce son endémicas al país, estando *M. auristipulata* y *M. tenuifolia* compartidas con el Perú y *M. humilis* y *M. lirana* con Argentina.

Algunas de las especies endémicas crecen en áreas aisladas y territorialmente bastante restringidas. Entre éstas contamos a *M. tocopillana* (Fig. 4A) que sólo se encuentra en las inmediaciones de Tocopilla en la región de Antofagasta y que por disponibilidades hídricas sujetas a variaciones climáticas ha sido colectada en contadas ocasiones (García y Luebert, 2005). Entre éstas destaca también *M. corallina* (Fig. 4B) que fue descrita recién en el año 2003 (Muñoz y Pinto, 2003) y avistada hasta ahora solo en las cercanías de Sibaya de la región de Tarapacá. También se puede mencionar a *M. densiflora* (Fig. 4C), restringida a la quebrada de Paipote en la región de Atacama (Ricardi, 1967).

Estos microendemismos contrastan con la amplia distribución de otras especies como el arriba mencionado rango distribución de *M. humilis* (Fig. 1D), al cual se suman el de *M. lirana* (Fig. 5A-C), habitante a lo largo de unos mil kilómetros de la cordillera de los Andes desde la región de Atacama hasta la región Metropolitana, o como *M. fasciculata* (Fig. 1E, 2F) y *M. lactea* (Fig. 1H) que se extienden a lo largo de cerca de 600 km, la primera en los valles centrales entre la región de Coquimbo y del Libertador Bernardo O'Higgins, y la segunda en las planicies de



Figura 3: Desarrollo floral en *Malesherbia*. A: Jóvenes meristemas florales alrededor del meristema inflorescencial en *M. tocopillana*. B: Desarrollo de los lóbulos del cáliz como primer órgano en formarse en *M. densiflora*. C: Génesis de cinco pétalos vistos como minúsculas emergencias alternando a los más grandes y centrales primordios de estambres en *M. paniculata*. D: corona rodeando a los jóvenes estambres en *M. auristipulata*. E: diversidad de tricomas en el exterior del hipanto en formación en *M. deserticola*.



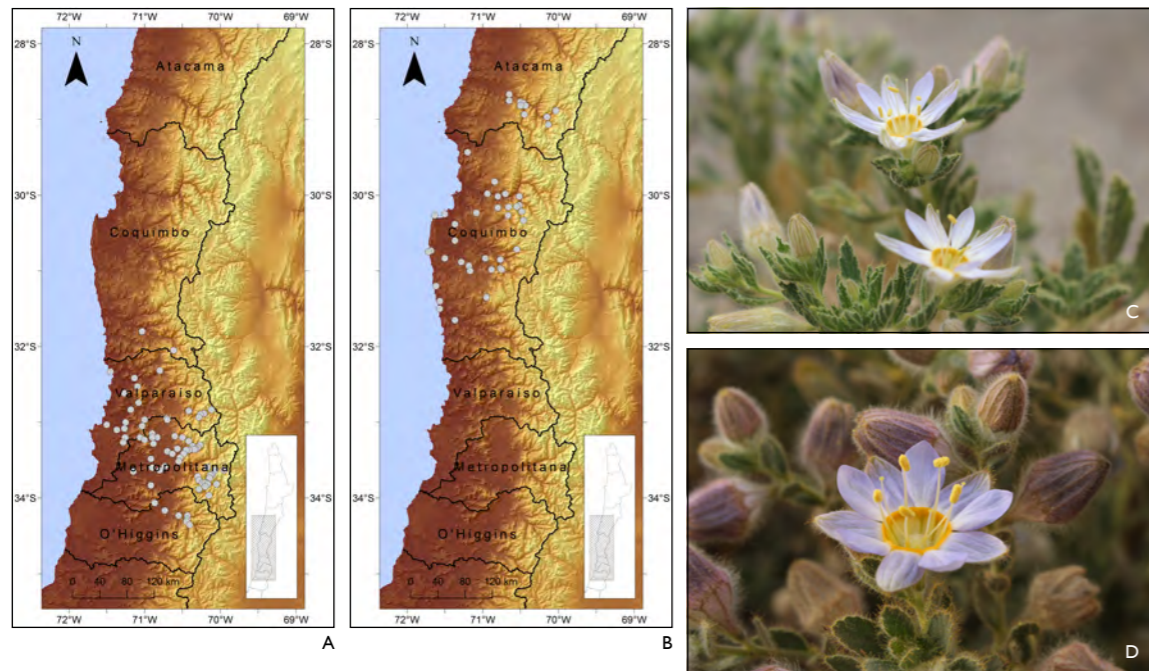
Figura 4: Especies de *Malesherbia* de distribución restringida. A: *M. tocopillana* en quebradas de las cercanías de Tocopilla con influencia marítima. B: *M. corallina* en las cercanías de Sibaya. C: *M. densiflora* en la quebrada de Paipote.

altura asociadas a la cordillera de Domeyko desde la región de Antofagasta hasta Atacama.

En general, las especies de amplia distribución se subdividen a su vez en variedades que probablemente se han



Figura 5: Variedades en especies de *Malesherbia* de amplia distribución. A: *M. lirana* var. *bracteata*. B: *M. lirana* var. *lirana*. C: *M. lirana* var. *subglabrifolia*. D: *M. humilis* var. *propinqua*.



ido diferenciando concomitantemente a la extensión en los rangos de distribución y colonización de nuevos hábitats. La diferenciación alcanzada hasta el momento entre estas poblaciones ha sido en realidad demasiado menor como para que a ojos de los taxónomos entiendan dichos grupos como especies distintas, sino que más bien prefieren mantenerlas como variedades dentro de las especies. Este es el caso por ejemplo de las tres variedades que crecen en Chile de *M. lirana*: *M. lirana* var *bracteata* (Fig. 5A) principalmente en la región de Atacama, *M. lirana* var *lirana* (Fig. 5B) entre la región de Coquimbo y Metropolitana, y *M. lirana* var *subglabrifolia* (Fig. 5C), que aunque de amplia

Figura 6: Especiación y variabilidad interespecífica. **A:** Mapa con sitios de colecta de *M. linearifolia* y de **B:** *M. paniculata*. **C:** *M. rugosa* var *rugosa* en su sitio tipo cercano al embalse Lautaro en la región de Atacama. **D:** *M. obtusa* var *obtusa* cercano a su sitio tipo a orillas del río Copiapó. **E:** *M. rugosa* var *rugosa* en el sector de La Puerta en la quebrada de Paipote. Nótese la gran diferencia respecto del sitio tipo. **F:** *M. rugosa* var *pseudopulverulenta* en localidad tipo 20 km al sur de Tierra Amarilla. **G:** *M. obtusa* var *johnstonii* en localidad tipo en Quebrada de Agua Dulce. **H:** *M. rugosa* var *rugosa* en localidad cercana a Puquios. Nótese la variabilidad entre representantes de *M. rugosa* var *rugosa* entre C, E y H.



Figura 7: Variabilidad intraespecífica temporal en *Malesherbia*. **A:** *M. rugosa* var *pseudopulverulenta* mostrando ramas con hojas y brácteas reducidas. **B:** *M. humilis* var *parviflora* mostrando un hábito marcadamente ramificado.

distribución en la vertiente argentina de Los Andes, solo se encuentra en escasa presencia en Chile en el valle del alto Maipo. Otro ejemplo es la especie anual *M. humilis* que en su extensión presenta cinco variedades, dentro de las cuales destaca *M. humilis* var *propinqua* (Fig. 5D) con sus conspicuas flores y que está restringida a los valles del Elqui y Limarí en la región de Coquimbo.

Un escenario de diferenciación geográfica con contrastes más acentuados entre taxa divergentes que sí sean considerados como especies distintas, podría reflejar el proceso de especiación ya consumado. Probablemente éste sea el caso entre *M. linearifolia* (Fig. 1G, 2A, B, 6A), habitante de los cerros y valles de la región del Libertador Bernardo O'Higgins por el sur hasta el sur de la región de Coquimbo, y su especie hermana *M. paniculata* (Fig. 1C, 6B) que se extiende desde esta zona hasta el norte de la región de Coquimbo. No sería de extrañar que en la zona limítrofe de ambas distribuciones existiesen ejemplares con características intermedias o con combinaciones de características inusuales. Ambos aspectos podrían estar explicados como el resultado de la hibridación entre ambos taxa en la zona adyacente. Esto trae como consecuencia que ejemplares colectados en estas zonas de transición no sean siempre fáciles de asignar en una u otra categoría. Es más, es probable que ejemplares de estas características colectados en una misma localidad sean determinados por algunos taxónomos como una especie y por otros como la alternativa. Un fenómeno artefactual de estas características en las bases de datos lleva a la larga a concluir que un mismo sitio o región es habitado por dos especies, cuando lo más probable es que se trate de solo una de ellas, o incluso de un taxón híbrido.

Tal vez el caso de mayor confusión o dificultad taxonómica de esta naturaleza se produzca en la región de Atacama entre Los valles del río Salado y del río Copiapó en que, en una extensión latitudinal de unos 200 km habitan las especies *M. rugosa* (Fig. 6C) y *M. obtusa* (Fig. 6D) a moderada altura (600-2000 msnm). Ambas especies fueron descritas originalmente en el sector sur de dicho territorio en los parajes del río Copiapó y no muy distantes entre sí: la primera por Claudio Gay en las cercanías del actual tranque Lautaro, y la segunda, unos 40 años más tarde y 40 km río abajo por Rodolfo Philippi en la localidad de Pabellón. A esto se suma que hacia finales del siglo XIX en la Flora de Chile de Carlos Reiche (1898) se mencionaban al menos ocho especies distintas que habitaban la zona arriba descrita, reflejando probablemente reiterados procesos de especiación ocurridos en los diversos valles de esta región. Sin embargo, en el exhaustivo trabajo que hiciera Ricardi (1967) para la monografía del género, se sinonimiza la mayoría de ellas reduciendo el número de especies aceptadas para la zona solo las dos arriba mencionadas. No cabe duda que la diversidad morfológica de la zona (Fig. 6C-H), sumada a la posible hibridación entre los tipos y la natural mezcla de caracteres han hecho bastante difícil procurar una determinación certera y consecuente a los ejemplares colectados en esta zona.

Otra interesante fuente de variación en las plantas de *Malesherbia* es el cambio en el aspecto que puede sufrir la planta en su estructura vegetativa a lo largo de la temporada. Como los individuos aparentemente se encuentran en activo crecimiento y floración durante largo tiempo, no es poco común observar que ramas brotadas tardíamente presenten hojas y brácteas cada vez más pequeñas (Fig. 7A).

Esto puede incluso tener dramáticos efectos en la especie anual *M. humilis* que puede pasar de tener un aspecto de pequeña y sutil hierba (Fig. 1D) a principios de temporada a convertirse en un cojín con múltiples ramas y diminutas hojas y flores, ya sea por las condiciones benignas de crecimiento y/o por encontrarse en un período tardío de la fenología (Fig. 7B). Esto mismo llevó incluso a considerar durante mucho tiempo que ejemplares con estas características pertenecerían a la especie bajo el nombre de *M. multiflora*, asunto que Gengler-Nowak (2002) esclareció reconociendo dichos ejemplares como pertenecientes a las ya descritas variedades de *M. humilis*.

ACERCAR LAS MALESHERBIA A LA CIUDAD

Malesherbia no registra ningún uso medicinal ni alimenticio, incluso más bien hay reportes que indican que algunas de sus especies podrían ser tóxicas para el ganado. Las flores producen un dulce néctar en la base del tubo floral y son visitadas por diversos insectos, aunque no existen estudios detallados al respecto. Las especies de *Malesherbia* destacan por su atractivo estético, profusa y extensa floración y capacidad de rebrote. Todas estas características las convierten sin duda en un gran candidato para su cultivo en la ciudad y parques.

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo ha sido desarrollado como parte del proyecto de investigación de Iniciación Fondecyt-Conicyt 11150847. Mis mayores agradecimientos a los acompañantes de las salidas a terreno Alan Bull, Diego Penneckamp, Camila Gómez, Stefany Navarrete, Jimena Arriagada, Jaime Martínez, Catalina Rivera, Markus Jerominek, Maria Will, Isidora Sepúlveda, Augusto Cornejo, Ludovica Santilli y Vanezza Morales.

LITERATURA CITADA

- APG IV - Angiosperm Phylogeny Group. 2016. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. *Botanical Journal of the Linnean Society* 181: 1-20.
- Beltrán H., Roque J. & Cáceres C. 2018. Sinopsis del género *Malesherbia* (Passifloraceae) en el Perú. *Revista peruana de biología* 25: 229-240.
- Engler A. 1894. *Die Natürlichen Pflanzenfamilien*. III Teil, 6. Abteilung a, pp 65-68.
- García N., Luebert F. 2005. Hallazgo de *Malesherbia tocopillana* Ricardi (Malesherbiaceae) en su localidad tipo. *Chloris chilensis* Año 8 N°2.
- Gay C. 1846. *Historia física y política de Chile*. Tomo segundo p. 423. Museo de Historia Natural de Santiago.
- Hernández J., Estades C. & Faúndez L. 2018. *Biodiversidad terrestre de la región de Arica y Parinacota*. Ministerio del Medio Ambiente, Chile.
- Gengler-Nowak K. 2002. Phenetic Analyses of Morphological Traits in the *Malesherbia humilis* Complex. *Taxon* 51: 281-293.
- Gengler-Nowak K. 2003. Molecular Phylogeny and Taxonomy of Malesherbiaceae. *Systematic Botany* 28: 333-344.
- Muñoz-Schick M. & Pinto R. 2003. Nueva especie de *Malesherbia* para la flora de Chile: *Malesherbia corallina* M. Muñoz et R. Pinto (Malesherbiaceae). *Boletín del Museo Nacional de Historia Natural* 52: 45-49.
- Philippi R. 1893. Plantas nuevas chilenas. *Anales de la Universidad de Chile* 84: 978.
- Reiche C. 1898. Estudios críticos sobre la flora de Chile. Tomo II, p314 ff. Imprenta Cervantes, Santiago.
- Ricardi M. 1967. Revisión taxonómica de las Malesherbiaceae. *Gayana Botánica* 16: 3-139.
- Ruiz H., Pavón J. 1794. *Florae peruvianae, et chilensis. Prodrromus* p. 45.

Morfología y anatomía floral comparada de *Loasa placei* Lindl. y *Loasa triloba* Dombey ex Juss.: un enfoque goetheano de la naturaleza

João Felipe Ginefra Toni
Friederich Schiller Universidad de Jena, Alemania
Instituto de Investigaciones del Goetheum, Suiza

Gabriela Matamala-Gajardo
Pontificia Universidad Católica de Chile

Betsabé Abarca-Rojas.
Centro Productor de Semillas y Árboles Forestales (CESAF),
Facultad de Ciencias Forestales
y de la Conservación de la Naturaleza,
Universidad de Chile.

INTRODUCCIÓN

Este proyecto de investigación se centró en la morfología floral comparada y la anatomía de dos especies endémicas de Loasaceae en Chile: *Loasa placei* Lindl. y *Loasa triloba* Dombey ex Juss. La morfología floral de Loasaceae es particularmente compleja y ha sido objeto de varios estudios en el pasado (Brown and Kaul, 1981; Hufford, 1990, 2003; Leins and Winhard, 1973; Payer, 1857; Urban and Gilg, 1900; Weigend et al. 2004). Loasaceae, un grupo mayoritariamente neotropical de aproximadamente 350 especies distribuidas en 21 géneros, es una de las familias más grandes dentro del orden Cornales (asterídeas basales) y tiene su centro de diversidad en los Andes de América del Sur, desde Colombia hasta Chile. En la familia se dan variaciones muy llamativas en su morfología floral como por ejemplo transiciones de la tetramería a la pentamería, de la apotetalia a la simpetalía, de la haplostemonía a la polistemonía. Asociado a ellas existe además una variedad de polinizadores incluyendo

abejas de probóscide larga y corta, colibríes e incluso pequeños roedores (Henning et al., 2018). Uno de los grupos morfológicamente más intrigantes y diversos de la flora chilena es el género *Loasa*, que comprende alrededor de 36 especies, 19 de las cuales son endémicas de Chile (Moreira-Muñoz & Trenqualye, 2011; Trenqualye, 2016). Los participantes del Curso Intensivo de Morfología Floral de la red FLO-RE-S en la Reserva Nacional Río Clarillo (ver Bull-Hereñu et al., este volumen pp. 70-74) pusieron en práctica por medio de actividades de dibujo en campo, fotografía y preparaciones microscópicas el enfoque de la morfología. Además, desarrollaron habilidades cognitivas como la imaginación sensorial exacta y la valoración estética, para acceder de la manera más vívida posible, a algunos de los procesos morfológicos altamente complejos y sorprendentes mostrados por las flores de *Loasa* en la Reserva Natural Río Clarillo. En particular, acá se presentan y discuten los procesos de heterofilia, del desarrollo del perianto y androceo, de la antesis y de la presentación de polen vinculados a la sinorganización de los órganos florales, así como la morfo-anatomía de los tricomas durante el desarrollo tardío de los pétalos.

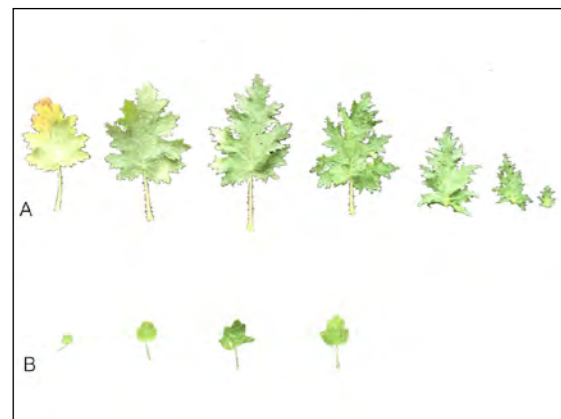


Figura 1A: Secuencia de hojas de *Loasa placei* y 1B: *Loasa triloba* desde los nodos inferiores hasta los superiores.

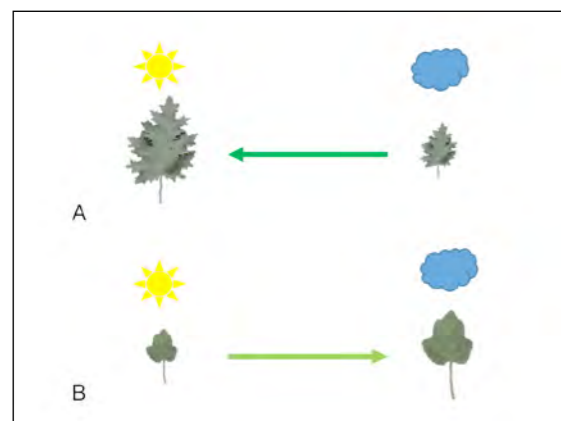


Figura 2: Contexto de crecimiento (luz y sombra) y superficie foliar en hojas de A: *L. placei* y B: *L. triloba*.

LA FORMA DINÁMICA DEVER EN LA MORFOLOGÍA DE GOETHE: CONTEMPLANDO LA HETEROFILIA EN *LOASA PLACEI* Y *LOASA TRILOBA*

Una de las principales contribuciones del enfoque goethiano a la ciencia puede describirse de la siguiente manera: Goethe no buscaba establecer un sistema filosófico, lo que le interesaba es lo que la experiencia nos puede proporcionar primariamente. Un modo particular de experiencia que estaba muy interesado en explorar era la experiencia de la forma, especialmente de los organismos vivos. El estudio de Goethe de la *formación* y *transformación* de la forma orgánica, o la morfología, es la forma goethiana original de hacer biología y puede entenderse, en el sentido anterior, como *una estética de la forma* (Ginefra Toni 2018). Es el cultivo de una manera particular de abordar los fenómenos vivos que está de acuerdo con la naturaleza del objeto de

estudio (por ejemplo, una *Loasa*) y, al mismo tiempo, abre nuevos modos de percepción y pensamiento en nosotros. En el caso de los organismos vivos como las plantas, Goethe estaba particularmente interesado en dos modos básicos de percibir y pensar este tipo de fenómenos. (Holdrege 2013).

1. Contemplando transformaciones

Durante el curso, un primer acercamiento a las plantas de *Loasa* fue comparar su heterofilia. Sus hojas fueron organizadas en secuencia horizontal después de recoger aquéllas disponibles a lo largo del eje principal de *Loasa placei* y *Loasa triloba* desde los nodos inferior hasta los superiores donde se desarrollan las flores de las plantas (Fig. 1). Es interesante notar que, en dicha secuencia, el mismo órgano, llamado hoja, se muestra a sí mismo en una variedad de formas en un solo movimiento unificado, que Goethe llamó *metamorfosis* (Goethe 1997). El acto de dar movimiento a esta secuencia de transformaciones, lo llamó *imaginación sensorial exacta*.

2. Contemplando contextos

Ambas especies de *Loasa* cohabitan en entornos donde hay algunas diferencias en luminosidad. *L. placei* prefiere áreas soleadas como los claros en sectores forestales o sectores cercanos a las carreteras. En áreas de semi-sombra o con menos formación de suelo, los individuos de esta especie reducen el tamaño de sus hojas generando menos superficie foliar. *L. triloba*, por otro lado, prefiere los sectores de mayor penumbra, en donde se desarrolla mejor y con mayor superficie en sus hojas que en los sectores de semi sombra (Fig. 2). Es importante tener en cuenta que no solo la hoja individual, sino toda la planta cambia su hábito de acuerdo con el nuevo contexto de crecimiento.

LA MORFOLOGÍA DINÁMICA Y COMPLEJA DE LAS FLORES DE *LOASA*: DESDE LOS MERISTEMAS HASTA LA PRESENTACIÓN DEL POLEN

La primavera es la época ideal del año para estudiar el florecimiento de *Loasa* en la Reserva Nacional de Río Clarillo. Especialmente durante el mes de octubre, ambas especies

exhiben simultáneamente todas las etapas de desarrollo floral en el terreno, desde el brote floral hasta la formación de los frutos. Al caminar por las laderas expuestas al sur de la reserva, inmediatamente cautiva la atención las llamativas y coloridas flores colgantes de *Loasa placei* con sus radiantes pétalos naranja-amarillentos doblados hacia atrás, asemejando un colibrí batiendo sus alas (Fig. 3). Por otro lado, solo el observador atento puede notar las flores más pequeñas y menos llamativas de *Loasa triloba*, igualmente colgantes y también con una corola refleja, pero de color blanco y en las áreas de bosque sombrío de las laderas de exposición norte (Fig. 4).

Una mirada más cercana a ambas flores muestra que todas ellas están cubiertas por tricomas urticantes en el lado adaxial de los órganos florales. El contacto de tales tricomas con nuestra piel provoca una sensación muy desagradable y dolorosa que explica su nombre popular en Chile: «la ortiga». Sin embargo, cuando uno da vuelta cuidadosamente a las flores al revés (¡preferiblemente con un palo o guantes en lugar de con las manos desnudas!), para que ahora su cara vuelva al cielo, se llega a una experiencia mucho más intrigante (y más agradable): En el centro de la flor, hay cinco escamas llamativas multicolores que se alternan con los pétalos. Las escamas forman un pentagrama interno que contrasta fuertemente en términos de forma y colores con el pentagrama externo formado por la corola y los fascículos de los estambres abrazados por los pétalos (Fig. 5). Esta es una sugerencia para el nombre en inglés de la familia: «*blazing stars*» o la familia de las estrellas en llamas». Curiosamente, la comparación de las flores de *L. placei* y *L. triloba* también muestra una fuerte polaridad en términos de la disposición del color en los pétalos y las escamas. El primero tiene pétalos amarillos y escamas blancas con finas rayas rojas y amarillas, mientras que el segundo muestra el patrón opuesto, con pétalos blancos y escamas amarillas con rayas rojas y blancas.

Pero, ¿qué son en realidad este complejo grupo de llamativas escamas? Esta fue una de las primeras preguntas de investigación planteada por los estudiantes durante el proyecto. Para abordar la identidad de estos órganos, en primer lugar es necesario preguntarse acerca de sus orígenes ontogenéticos, es decir, ¿cómo se desarrollan? Al estudiar los meristemas florales y el desarrollo inicial de *Loasa*, uno descubre el origen estaminal de las escamas. En realidad, son estaminodios, es decir, estambres estériles que, en este caso, secretan néctar en el interior de su base y que, sin duda, también tienen una función de señalar. Los estambres y los estaminodios se consideran estructuras homólogas porque provienen de la misma zona meristemática durante la iniciación centrífuga del androceo. Las

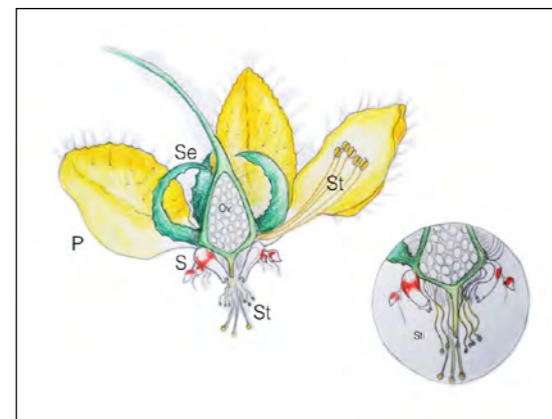


Figura 3: *Loasa placei*, corola refleja con pétalos amarillo anaranjados. Vista lateral y sección longitudinal; S-escamas nectaríferas; Se-sépalos; St-estambres; Sti-estigma; P-pétalos; Ov-ovario y óvulos.



Figura 4: *Loasa triloba*, corola refleja con pétalos de color blanco. Vista lateral.

flores de *Loasa* son políandras, con estambres fértiles en los fascículos antepétalos. Los estaminodios se encuentran en complejos estaminodiales antesépalos, que consisten típicamente en escamas nectaríferas tripartitas (que comprenden tres estaminodios fusionados), que encierran el néctar entre las escamas y otros dos estaminodios libres en

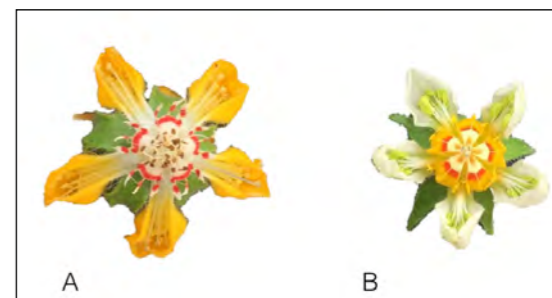


Figura 5: Al centro de la flor, las escamas que se alternan con los pétalos forman un llamativo pentagrama interno.

forma de punzón. El estudio de la ontogenia de los tres estaminodios que forman la escama nectarífera revela que estos pertenecen a una zona de formación en los sectores antepetales, diferentes de los de los libres en forma de punzón. Con el inicio de este último, se inicia el desarrollo de un grupo de estambres antepetales en que los miembros están dispuestos en zig-zag en dos filas dobles (Fig. 6). Además, estos complejos estaminodiales son importantes caracteres taxonómicos que permiten la identificación en el nivel infragenérico. Es importante notar que en ambas especies estudiadas de *Loasa*, el néctar también es producido por un disco nectarífero en el receptáculo floral.

Los estudiantes aprendieron entonces cómo dibujar el diagrama floral y escribir una fórmula floral para ambas especies de *Loasa*, mediante los que se resumió la organización floral descrita anteriormente en términos ontogénicos. Además de esto, investigaron la ontogenia tardía de ambas especies tomando fotografías y dibujando las diferentes etapas macroscópicas de las flores, desde el brote floral hasta la presentación del polen y de la polinización hasta la formación de frutos (Fig. 7). En ambas especies, los botones florales están rodeados por el cáliz y es en realidad la corola con su estivación valvar y su color verdoso la que protege los órganos internos del capullo floral. En esta fase, todo el capullo floral está en posición vertical, situación opuesta a la de flor madura (que se dobla hacia abajo). Solo después de cierto tiempo, los capullos florales comienzan a inclinarse hacia abajo como flores colgantes y adquirieron un color verde amarillento. En cambio, en *L. triloba*, el capullo floral desde el comienzo del desarrollo ya está inclinado hacia abajo. Es impresionante el rápido crecimiento del capullo floral en *L. placei* durante la pre-antesis, en el que se intensifica el cambio de color y un

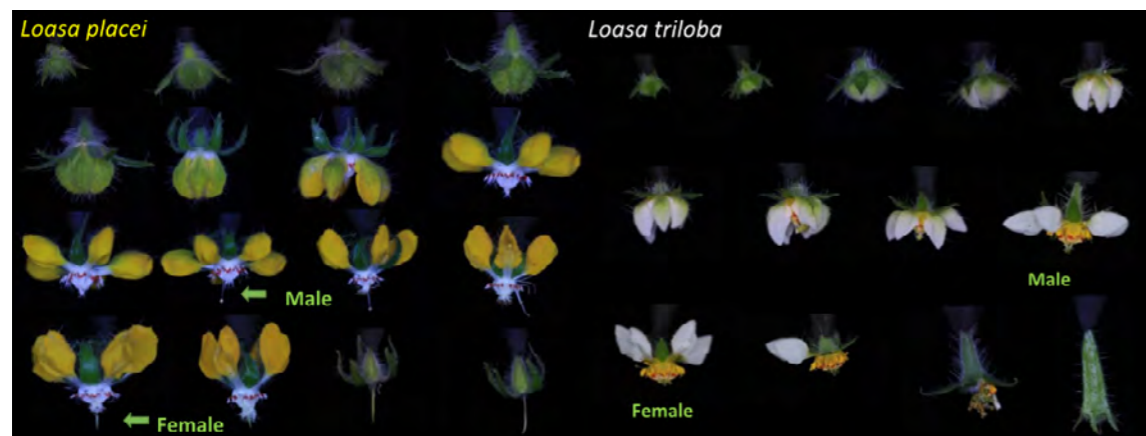


Figura 7: Ontogenia tardía; desde el brote floral hasta la formación de frutos.

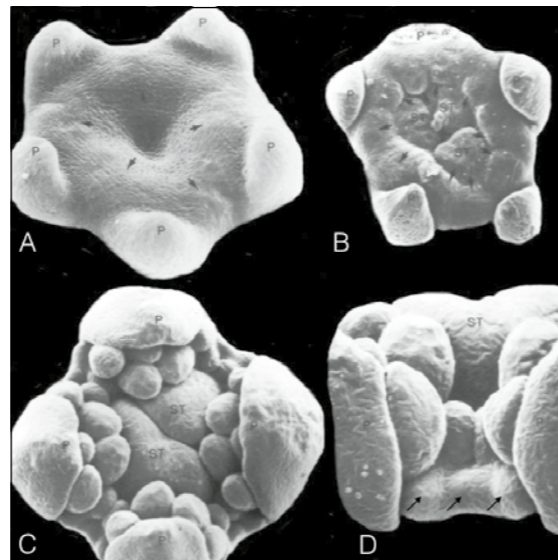


Figura 6: Imagen de microscopía electrónica de barrido en que se aprecian los complejos estaminodiales que forman las escamas nectaríferas.

amarillo resplandeciente de la corola anuncia la antesis. En este punto, los pétalos comienzan a doblarse hacia arriba y las escamas nectaríferas se hacen visibles con sus franjas de color blanco y rojo. Después de la antesis, se hace evidente la separación en el tiempo y en el espacio de una fase masculina y otra femenina (dicogamia), en que la fase estaminada es la primera (protandria) (Fig. 8).

Loasa tiene una compleja presentación de polen debido al proceso de sinorganización entre diferentes órganos y partes de la flor. Los estambres maduros se mueven individual y secuencialmente hacia el centro floral, al parecer, después de un estímulo mecánico a lo largo de la fase masculina mientras haya estambres



Figura 8: *L. placei*, de la pre-antesis a la protandria, aspecto durante las diferentes fases de crecimiento.

nuevos disponibles. El estímulo mecánico no es recibido por el estambre en sí, sino por las escamas nectaríferas. Los visitantes de las flores empujan estas escamas hacia arriba con su boca para acceder al néctar y este estímulo se transmite a los fascículos del estambre, conectando la cosecha de néctar con la presentación del polen.

Las flores protándricas de *L. placei* y *L. triloba* son visitadas por diferentes insectos, principalmente abejas del grupo Colletidae. *Caupolicana gayi* actúa como uno de los polinizadores, recogiendo las flores para la extracción de néctar almacenado entre las escamas y golpeando con su parte abdominal las anteras. Luego, al visitar otra flor, depositan el polen al tocar con su abdomen el estigma que ahora es visible y receptivo por fuera de la flor redundando en la polinización (Fig. 9). Los frutos de ambas especies son cápsulas rectas que se abren únicamente en válvulas apicales. Aunque la flor de *L. triloba* es más pequeña que la de *L. placei*, la cápsula de la primera se alarga mucho más en su desarrollo en comparación con la de la última (Fig. 7).

También se compararon las etapas de formación de los tricomas en los pétalos de las flores. La presencia de tricomas se encontró solo en el exterior de los pétalos. Se



Figura 9: Las flores protándricas de *L. placei* y *L. triloba* son visitadas por diferentes insectos, principalmente por *Caupolicana gayi* (foto) y otras abejas del grupo Colletidae.

observaron tres tipos de tricomas: estructura simple, los que funcionan como anzuelos y aquéllos glandulares. Ambas especies presentan los tres tipos de tricomas, con diferencias de tamaño, siendo en *L. triloba* más pequeños que en *L. placei* y en la concentración de sustancias ergásticas hacia la senescencia de sus tejidos (Fig. 10).

LAS FLORES TAMBIÉN PUEDEN APRENDER: PENSANDO COMO UNA LOASA

El género *Loasa* (Loasaceae) pertenece al grado de las asterídeas basales. A diferencia de los miembros simpetales de las euasterídeas, las loasas todavía tienen pétalos separados (apoptalia), tal como las rosídeas. No obstante, éstas ya muestran algunos caracteres derivados, como un hipanto en forma de copa y un anillo primordial en las primeras etapas de desarrollo, y un óvulo unitérmico que los vincula

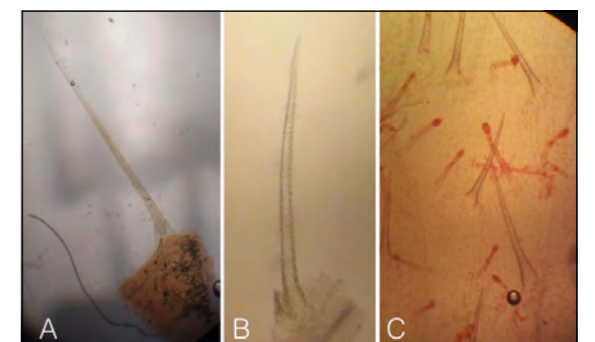


Figura 10: Con diferencias de tamaño y concentración de sustancias, ambas especies presentan tres tipos de tricomas.

a las euasterídeas. Por lo tanto, parecen tener formas florales de transición entre rosídeas y asterídeas.

Otro tipo de tendencia evolutiva en la flor de *Loasa*, opuesta a la de las euasterídeas se encuentra en el verticilo de estambres. En muchas euasterídeas como las Lamiales, hay una fuerte tendencia evolutiva de la oligomerización de estambres (reducción de número). *Loasa*, en cambio, tomó el camino opuesto, más hacia el androceo rosídeo, a modo de aumento o polimerización de estambres. Sin embargo, este no fue un tipo de aumento aleatorio, sino más bien sinorganizado, por medio de una diferenciación dentro del androceo en dos grupos de órganos: en primer lugar, un grupo que consta de cinco primordios de estambres iniciales que se convierten en estaminodios antesepalos (con y sin fusión postgenital) y, en segundo lugar, otro grupo de estambres fértiles antepetalos dispuestos en fascículos y abrazados por los pétalos más tarde en la ontogenia. De este modo se formaron flores altamente complejas de alta variabilidad en su androceo, comparable a las Malvaceae (Ronse de Craene 2010).

Los procesos subyacentes a la diversificación de estos órganos se pueden encontrar en algunos estudios sobre los orígenes del desarrollo de estambres y estaminodios en Loasaceae (Leins y Winhard 1973; Hufford 1990; 2003). Henning *et al.* (2018) estudiaron el notable proceso de polinización tigmónastica encontrado en muchos miembros de la tribu Loaseae, donde el movimiento del estambre que se activa cuando el polinizador interactúa con los estaminodios que contienen néctar (el néctar se secreta en el receptáculo), constituye un estímulo que cada vez gatilla a uno o a unos pocos estambres, moverse hacia el centro de la flor.

Según estas características, las Loaseae fueron segregadas informalmente en dos "calidades": "Loaseae inferior", con varios géneros pequeños caracterizados por flores relativamente simples y verticales sin estambres tigmónasticos (*Chichicaste*, *Huidobria*, *Presliophytum*); y "Loaseae superior", que comprende géneros con flores más complejas y generalmente colgantes con estambres tigmónasticos (*Aosa*, *Blumenbachia*, *Caiophora*, *Loasa*, *Nasa*, *Scyphanthus*). Las Loaseae superiores se dividen en tres conjuntos claramente monofiléticos: *Aosa*, *Nasa* y un complejo llamado informalmente Loasas de los Andes del Sur que comprende *Blumenbachia*, *Caiophora*, „*Loasa*“ y *Scyphanthus* (Weigend *et al.*, 2004). Mittelbach *et al.* (2019) sugieren que al menos en *Nasa poissoniana*, la flor puede responder a los insectos que visitan regularmente (en términos de separación de visitas) al permitir que los estambres se muevan hacia el centro de la flor independientemente de cualquier estímulo en anticipación de la visita del polinizador. En nuestras observaciones se pudo constatar

que *L. placei* también respondía a estímulos mecánicos en las escamas durante la manipulación de las flores para disección y después de algunos minutos otros estambres se movían hacia el centro de la flor independientemente del estímulo, lo que sugiere que quizás sea también una especie de aprendizaje del organismo. Obviamente esto podría ser investigado y testeado experimentalmente en estudios futuros.

Al paso que la gran mayoría de las *Loasa* andinas del sur parecen haber experimentado su diversificación primaria en las regiones sur y mediterránea de Chile y Argentina, con un modo de polinización por abejas, *Caiophora* sufrió una posterior expansión hacia el norte en dirección a las elevaciones altas de los Andes tropicales, con un modo de polinización por colibríes que ha evolucionado independientemente de la melitofilia en los clados altoandinos de *Nasa* y de la misma *Caiophora* (Weigend *et al.*, 2004). En estos dos géneros es interesante notar que las flores cambiaron su color hacia tonos rojos o rojo-anaranjados y que la corola ya no se refleja hacia atrás como en *Loasa* sino que forma una especie de tubo floral, características típicas de la síndrome floral de una polinización por colibríes.

Por lo tanto, las llamativas flores de Loasaceae muestran una gran plasticidad en la formación de órganos y una gran variedad de colores y comportamientos, siendo en realidad testimonios vivientes de millones de años de interacciones planta-polinizador, un proceso que ciertamente contribuye a la transformación coevolutiva de flores y animales. Como hemos visto anteriormente, un caso muy interesante de tal variabilidad y coevolución de rasgos es el acoplamiento estructural entre los estaminodios de *Loasa* y la morfología de la boca de las abejas, o el síndrome floral de las *Caiophora* altoandinas polinizadas por colibríes.

A través de este ejemplo, se puede mostrar que los dos modos de contemplación (transformación y contexto) practicados por Goethe pueden llevarnos a comprender la naturaleza dinámica de los organismos y su plasticidad inherente.

En consecuencia, el morfólogo también debe desarrollar conceptos flexibles o dinámicos para atender las transformaciones y el contexto de un organismo, de la misma manera que el organismo se presenta de manera flexible al morfólogo. Su tarea principal es, por lo tanto, retratar, interna y externamente, la forma de transformación y contexto, en lugar de apresurarse a explicarlo exclusivamente en términos de mecanismo genético (concepto estructural estático) y estrategia de supervivencia (concepto funcional estático). Al hacerlo, permanece dentro del ámbito de la forma y trata de adaptar su lente a lo que la naturaleza le muestra, y no al revés, tratando de adaptar la naturaleza a su propia lente.

Goethe nos está enseñando que para completar la tarea de la morfología, esta última también debe considerarse una indagación contemplativa, es decir, la participación en la naturaleza; en lugar de basarse exclusivamente en los valores modernos de control y manipulación de la naturaleza, como suele ser el caso en los enfoques experimentales en biología.

Por lo tanto, la morfología de Goethe no solo extiende nuestra forma moderna de hacer ciencia, sino que también transforma, en un nivel muy fundamental, la forma en que enseñamos la ciencia en la escuela, en los programas de pregrado y la forma en que los niños y jóvenes científicos se involucran con la naturaleza y la ciencia. Es la disciplina de aprender a tomar en serio las formas de vida y de desarrollar responsabilidad hacia ellos.

GLOSARIO

adaxial = descripción de la posición de un órgano lateral o de la superficie de un órgano, como un pétalo, en relación al eje principal que lleva el órgano, o sea, la superficie que esta en dirección hacia al eje.

apopetalía = hace referencia a las flores que tienen sus pétalos no fusionados entre sí. Un término opuesto a simpetalía.

dicogamia = la separación en el tiempo de la dehiscencia de las anteras y la receptividad del estigma en la única flor. Ver protandría.

haplostemonía = androceu con un número de estambres igual al número de pétalos.

heterofilia = producción de diferentes formas de hojas a lo largo del eje caulinar principal durante el ciclo de vida de una determinada planta.

melitofilia = polinización por abejas

óvulo unitégmico = óvulo con uno solo integumento.

polinización tigmónastica = o polinización por tigmónastía, o sea por una respuesta de los órganos florales a un toque o estímulo mecánico.

polistemonía = androceu con un gran número de estambres y mayor que el número de pétalos.

protandría = una especie de dicogamia en la que la antera libera polen antes de que el estigma sea receptivo. Opuesto a protoginía, en que el estigma es primeramente receptivo antes de la antera liberar polen.

simpetalía = hace referencia a las flores que tienen sus pétalos fusionados entre sí y que en general forman un tubo floral. Opuesto a apopetalía.

sustancias ergásticas = productos metabólicos del protoplasto, como los granos de almidón, cristales, glóbulos grasos, líquidos, etc., que se encuentran en varias partes de la célula, incluida la pared celular, y que funcionan como almacenamiento, desechos, protección, etc.

LITERATURA CITADA

- Brown, D.K. & R.B. Kaul. 1981. Floral structure and mechanism in Loasaceae. - Amer. J. Bot. 68(3): 361-372.
- Ginefra Toni, J.F. 2018. On the origins and renaissance of Goethe's morphology. *Elemente der Naturwissenschaft* 108: 5-21.
- Goethe, J.W. 1997. Teoría de la naturaleza. Edición y traducción de Diego Sánchez Meca. Tecnos, Madrid.
- Henning, T. et al. 2018. A case of behavioural diversification in male floral function – the evolution of thigmonastic pollen presentation. *Sci. Reports* 8:14018.
- Holdrege, C. 2013. Thinking like a plant. A living science for life. Great Barrington.
- Hufford, L. 1990. Androecial development and the problem of monophyly of Loasaceae. *Canadian J. Bot.* 68: 402-419.
- Hufford, L. 2003. Homology and developmental transformation: Models for the origins of the staminodes of Loasaceae subfamily Loasoideae. *Internat. J. Plant Sci.* 164(5 Suppl): 409-439.
- Leins P.; W. Winhard. 1973. Entwicklungsgeschichtliche Studien an Loasaceen-Blüten. *Österr. Bot. Zeit.*; 121/122 145-165.
- Mittelbach, M.; S. Kolbaia, M. Weigend, & T. Henning. 2019. Flowers anticipate revisits of pollinators by learning from previously experienced visitation intervals. *Plant Signaling & Behavior*.
- Muñoz-Schick, M. & A. De Trenquayle. 2011. Nueva especie de *Loasa* (Loasaceae) de Chile. *Gayana Bot.* 68(2): 341-344.
- Payer, J-B. 1857. *Traité d'organogénie comparée de la fleur*. Paris.
- Ronse de Craene, L.P. 2010. *Floral diagrams. An aid to understanding flower morphology and evolution*. Cambridge.
- Trenquayle, A. 2016. Una clave para determinar las especies chilenas de *Loasa* (Loasaceae). *Chloris Chilensis*, Año 19. N° 1.
- Urban L.; E. Gilg. 1900. *Monographia Loasacearum*. *Nova Acta Acad Caes Leop-Carol Germ Nat Curr* 76:1370.
- Weigend, M. et al. 2004. A preliminary phylogeny of Loasaceae subfam. Loasoideae (Angiospermae: Cornales) based on trnL (UAA) sequence data, with consequences for systematics and historical biogeography. *Organisms Divers Evol.* 4: 73-90.

Queule (*Gomortega keule*) y su propagación *in vitro*

Diego Muñoz Concha
Ingeniero Agrónomo, MSc, PhD
Escuela de Agronomía - Universidad Católica del Maule
F: +56 75 2203583
dmunoz@ucm.cl

ANTECEDENTES DE LA ESPECIE

Queule es un árbol endémico de Chile que crece en forma natural en una zona geográfica muy restringida, sólo en la cordillera de la Costa, cerca del mar, entre Chanco por el norte y Cañete por el sur. En la actualidad esta zona está cubierta principalmente por plantaciones forestales de pino y eucalipto que han reemplazado al bosque nativo. Las poblaciones de queule se distribuyen en pequeños sectores de no más de una hectárea, con algunos cientos de ejemplares como máximo en cada lugar (Figura 1). No es común encontrar ejemplares de gran desarrollo (Figura 2). En la actualidad los árboles corresponden en su mayor parte a rebrotes de individuos antiguos que fueron dañados por incendios o tala. La usual disposición de los rebrotes en círculo, con restos de madera quemada o en descomposición al centro, es una muestra de su pasado reciente (Figura 3).

Esta especie es la única en la familia Gomortegaceae, lo que constituye una situación muy especial dentro de la flora de un país (Hechenleitner *et al.*, 2005). En Chile hay solamente dos especies con esta particular característica, la de pertenecer a una familia monotípica. Eso quiere decir que la especie es depositaria de información genética propia e irrepetible, desarrollada y adaptada a su hábitat a través de millones de años de evolución, moldeada por su historia natural y actualmente también moldeada por la influencia humana.



Figura 1: Los árboles de queule se encuentran en bosques costeros de las regiones del Maule, Ñuble y Bío-Bío.



Figura 2: Árbol adulto de queule, sobreviviente en una plantación de eucalipto en la cordillera de la Costa.



Figura 3: La mayoría de los árboles de queule que se observan hoy día corresponden a rebrotes alrededor de los restos de antiguos troncos.



Figura 4: El fruto de queule maduro en otoño y corresponde a una drupa infera.

Este árbol crece en suelos graníticos y habita en un clima templado de temperaturas moderadas gracias a la influencia marítima. Usualmente se entremezcla con las especies del bosque caducifolio costero como roble maulino, lingue, peumo y coigüe. Sus pequeñas flores otoñales son visitadas por insectos, especialmente sírfidos (Lander *et al.*, 2009). Las hojas son grandes y siempreverdes, pudiendo ser fácilmente confundibles con las del lingue, canelo o incluso laurel, aunque su olor es particular. El fruto amarillo y de gran tamaño (como un níspero) permite verificar inmediatamente que se trata de queule (Figura 4).

IMPORTANCIA DE LA ESPECIE

La primera razón que debemos considerar al valorar esta especie es su estado de conservación. Ha sido clasificada

como una especie en peligro de extinción y está considerada entre las de mayor prioridad para su cuidado en Chile. Sus poblaciones pequeñas y fragmentadas ponen de manifiesto su preocupante situación, que se agrava con el hecho de que en la actualidad prácticamente no hay regeneración natural por semilla (Figura 5). Así y todo, gracias a que tiene la capacidad de rebrotar abundantemente desde la base del tronco, ha podido sobrevivir y mantenerse en lugares alterados. Adicionalmente, este árbol ha sido declarado Monumento Natural, por lo que el país reconoce en la especie un sujeto de protección por sus atributos científicos y de conservación biológica (Ministerio de Agricultura 1995).

La utilidad que una planta presta al ser humano es frecuentemente la forma más fácil de apreciarla. Los usos históricos dados al queule comprenden en primer lugar el fruto (Figura 6), luego la madera, y por último varios usos menos conocidos pero de importancia cultural, que incluyen la tinción de lana y la utilización de hojas como saborizante en el mate (Muñoz-Concha y Garrido-Werner 2011).



Figura 5: Cada año es posible observar germinación de queule en la hojarasca del bosque, pero las plantas no sobreviven en el tiempo.



Figura 6: La pulpa comestible del fruto de queule rodea al pericarpio (cuesco), que es extremadamente duro.



Figura 7: El fruto de queule puede utilizarse en fresco o para la preparación de mermeladas y conservas.

El fruto comestible puede ser utilizado fresco o procesado (Figura 7), existiendo menciones muy antiguas de su uso. Actualmente es muy poco conocido en el país y no es posible encontrarlo en el mercado, pero en el futuro podría convertirse en una alternativa comercial para la producción de fruta, y de productos derivados de ella. Para lograr esto es fundamental producir frutos en árboles cultivados. El sabor del fruto es aromático y no se asemeja a las frutas más comunes. Tiende a ser dulce cuando maduro y astringente cuando no ha madurado bien, especialmente su cáscara. En la naturaleza quedan pocos árboles, y puesto que están en situación de gran fragilidad para su supervivencia, la posibilidad de utilizar el fruto de queule pasa necesariamente por el desarrollo del cultivo.



Figura 8: En Chile central existían animales de gran tamaño como los gonfoterios, que probablemente consumían los frutos y dispersaban la semilla de queule. Dibujo: Fermán Muñoz.

La madera, de excelentes cualidades, fue utilizada en el pasado para muebles y construcción. Hoy ya no se explota gracias a la mayor conciencia que existe y a la protección legal que el Estado le ha otorgado. Varios autores mencionan también el potencial ornamental del árbol, que podría aprovecharse especialmente en comunas costeras de Chile centro-sur (Muñoz-Concha y Davey 2011a).

Este árbol posee ciertas características que lo hacen parecer adaptado a un ecosistema distinto al que observamos hoy. Su fruto, de pulpa comestible, es bastante grande y tiene un cuenco extremadamente duro que protege la semilla. A pesar de esto, no existen animales nativos en su zona natural de distribución que, alimentándose del fruto, puedan dispersar la semilla. Por otro lado, se sabe que en Chile central existían varios animales (Figura 8) de gran tamaño (megafauna) que se extinguieron al término del último periodo glacial, hace unos 10-12 mil años (Muñoz-Concha *et al.*, 2017). La observación en plantas de adaptaciones a animales llevó a los científicos a proponer que en el continente americano sobreviven numerosas especies de plantas que evolucionaron en ecosistemas habitados por megafauna hoy extinta (Janzen y Martin, 1982; Guimarães *et al.*, 2008).

Queule es un árbol de carácter patrimonial para nuestro país. Está ligado a nuestra prehistoria y su megafauna, a la población humana que lo utilizaba en su zona de distribución, representa un acervo genético único en su exclusiva familia botánica, y es también una oportunidad para desarrollar un cultivo frutal y nuevos productos alimenticios para el futuro.

PROPAGACIÓN POR MÉTODOS TRADICIONALES

La propagación de queule con técnicas tradicionales incluye la germinación de semillas y la multiplicación por estacas. La semilla de queule se encuentra protegida dentro de un endocarpio lignificado que ha sido indicado como el responsable de la dormancia. No obstante, la semilla puede verse dañada si es extraída rompiendo mecánicamente el endocarpio (Jara 2006), por lo cual se ha utilizado una escarificación mecánica que genere una grieta. Esto mejoraría la germinación, que sobrepasa el 40% (Morales y Calquín 2004) e incluso llega al 80% (Contreras 2017) en la primavera del año siguiente a la recolección de los frutos. Las plantas así obtenidas crecen lentamente y deben ser protegidas del sol directo con una malla Raschel 80%. También es esencial evitar el exceso de agua, que favorecería el ataque a la raíz del hongo *Phytophthora* (Leyton y Morales 2017). Es probable que las condiciones ambientales (patrones de luz, temperatura y humedad) y de suelo, incluyendo la participación de micorrizas, sean limitantes para su adaptación en la depresión intermedia del país.

La propagación por estacas está aún poco estudiada pero no ha sido promisorio. Peña (1995) realizó un minucioso estudio probando distintas concentraciones de auxina para inducir el enraizamiento con material vegetal obtenido en cada mes del año. Pero debido a la calidad de las raíces y el bajo nivel de enraizamiento obtenido (3%), no fue posible desarrollar un método exitoso. Existen otras iniciativas que señalan hasta un 10% de enraizamiento con problemas de plagiotropismo (Hechenleitner *et al.*, 2005).

LA TÉCNICA DE PROPAGACIÓN *IN VITRO*

Las técnicas de cultivo *in vitro* de tejidos vegetales incluyen un amplio abanico de procedimientos de gran utilidad en la investigación científica y también con aplicaciones concretas en la producción de plantas. Entre las técnicas *in vitro*, o procesos que incluyen el uso de estas técnicas, están la proliferación de tejidos vegetales (brotes, raíces, callo, o células en suspensión), la obtención de tejidos libres de patógenos, la embriogénesis somática, la criopreservación, el rescate de embriones, la manipulación de ploidía y la transformación genética (Loberant y Altman 2010). La



Figura 9: En la micropropagación se cultivan y multiplican brotes en condiciones estériles (en ausencia de microorganismos).

micropropagación de plantas en particular consiste en la producción de grandes cantidades de brotes cultivados *in vitro* que luego enraizarán y formarán plantas que deberán adaptarse a condiciones de campo para ser utilizadas en la agricultura o con otros fines. La propagación *in vitro* necesita cumplir ciertas etapas para llegar al objetivo de contar con plantas adaptadas. La primera es la introducción de material vegetal desde el campo a la condición *in vitro*. Luego es necesario contar con protocolos y condiciones de cultivo *in vitro* que permitan la proliferación de brotes (Figura 9) y su posterior enraizamiento. Finalmente es necesario aclimatar las plantas para que se adapten desde una condición *in vitro* al ambiente de campo o fuera del laboratorio.

El cultivo *in vitro* descansa en una propiedad fundamental de las células vegetales vivas: la totipotencialidad. Esto quiere decir que las células vegetales tienen individualmente la capacidad de regenerar (producir) una planta completa gracias a la información genética que contiene cada una. Las plantas así producidas serán copias genéticas exactas de la planta desde donde se obtuvo el material inicial, a menos que ocurran mutaciones o variaciones epigenéticas. Un tejido (callo) u órgano (brote) cultivado *in vitro* está en una condición aséptica o estéril, es decir libre de microorganismos. Requiere además un medio de cultivo que contenga una solución de agua con nutrientes, azúcar, hormonas y aditivos como agar (que actúa como gelificante). El contenedor o frasco, normalmente de vidrio, se mantiene en un recinto con temperatura y luz controladas.

Las ventajas de la micropropagación incluyen la posibilidad de producir una enorme cantidad de plantas genéticamente iguales en un tiempo relativamente breve y en un espacio físico reducido, en comparación con técnicas tradicionales. La producción de plantas libres de patógenos y el fácil transporte de material vegetal son aspectos positivos adicionales. Entre las desventajas están la posibilidad de que ocurra variación somaclonal por mutaciones o cambios epigenéticos, la contaminación de los cultivos con microorganismos, y la pérdida de plantas en la etapa de aclimatación. Se trata también de una tecnología que requiere infraestructura y equipos caros, y conocimiento especializado. Las condiciones de cultivo, y especialmente el tipo y concentración de nutrientes y hormonas, son gravitantes en el resultado a obtener y pueden ser diferentes para cada especie e incluso variedad. No todas las plantas responden de la misma manera al cultivo *in vitro*: algunas proliferan muy bien pero otras presentan grandes dificultades o incluso no pueden propagarse por este medio.



Figura 10: El enraizamiento es un paso necesario para obtener una planta *in vitro* que luego podrá ser aclimatada.

MICROPROPAGACIÓN DE QUEULE

Las primeras incursiones en el cultivo de tejidos de queule se realizaron en los años 80 y lograron la introducción de material vegetal *in vitro*, la proliferación de brotes y la observación de algunas raíces. Esas experiencias sirvieron de base para nuevas investigaciones que profundizaron en otros aspectos del cultivo de tejidos en la especie.

Más recientemente se han probado distintos tejidos como fuente de material para iniciar el cultivo *in vitro*, evaluando tipos y concentraciones de hormonas y medios de cultivo para la proliferación de brotes. Producto de estos trabajos, se logró obtener una proliferación de brotes estable en el tiempo en medio WP con 0,1 mg/L de la hormona auxina ácido naftalén acético y 1 mg/L de la citoquinina bencilaminopurina, aspecto fundamental para continuar con las etapas siguientes de la micropropagación. Al cultivar brotes en un medio desprovisto de hormonas pero con carbón activado, se observó que desarrollaban un mayor tamaño y eran capaces de enraizar, formando una plántula que luego fue posible aclimatar (Figura 10). El contar con este método permite entonces materializar la producción de plantas de queule mediante micropropagación (Muñoz-Concha y Davey 2011b). Esto abre una vía concreta para obtener muchas plantas de queule sin recurrir a semillas. Sin embargo, como se discutió, se trata de una técnica cara

que hasta el momento no se ha utilizado en mayor escala ni comercialmente.

La investigación de técnicas *in vitro* aplicadas al queule ha permitido además observar la embriogénesis somática (Muñoz-Concha *et al.*, 2012). Este fenómeno consiste en el desarrollo de un embrión a partir de una célula somática en tejidos cultivados *in vitro*, mientras que en condiciones naturales un embrión normalmente se forma sólo dentro de la semilla. La embriogénesis somática ha despertado gran interés porque en teoría (y en la práctica para ciertas especies de árboles) permite la producción de enormes cantidades de plantas de buenas características para plantaciones comerciales.

Otro procedimiento investigado en queule es el cultivo de células en medio líquido. En este caso el cultivo se realiza sin la utilización de agar en el medio, manteniendo una agitación constante para que las células reciban oxígeno. El cultivo de células de queule en una suspensión líquida permitió ensayar la criopreservación. Esta técnica persigue conservar tejidos en nitrógeno líquido a -196 °C, manteniéndolos inalterados por tiempo indefinido. Una de las dificultades de la criopreservación radica en lograr el descongelamiento del tejido sin dañarlo para que retome su crecimiento. En queule se observó la recuperación exitosa en la proliferación luego de criopreservar tejido embriogénico cultivado en medio líquido (Muñoz-Concha y Davey 2010).

Se ha observado que la proliferación *in vitro* de brotes en distintos genotipos de queule es muy desigual, con

genotipos que proliferan satisfactoria y consistentemente por varios años, mientras que otros no logran establecerse en un cultivo *in vitro*. Para enfrentar esta situación se han ensayado diferentes concentraciones hormonales y también variaciones en las concentraciones de nutrientes del medio de cultivo (Fariás y Mancilla 2017; Olmedo y Soriano 2018). Estas experiencias confirman la diferente respuesta que muestran los distintos genotipos de queule. Consecuentemente, se han encontrado mejores condiciones de cultivo para algunos genotipos (Muñoz-Concha 2018). A causa de esto, para la propagación de un determinado genotipo seleccionado por ejemplo por su interés para la producción de frutos, será necesario ensayar y encontrar la combinación de nutrientes propicia para su cultivo satisfactorio (Figura 11).

CONSERVACIÓN DE LA ESPECIE Y CULTIVO DE TEJIDOS

Actualmente, la producción de plantas de queule es escasa. Algunas empresas forestales, Conaf, y un par de viveros de plantas nativas producen plantas de este árbol a partir de semillas. Sin embargo, la cantidad de semilla disponible es limitada debido a que cada fruto sólo contiene una o dos semillas, y además porque los árboles productivos no son abundantes. Por otro lado, el hecho de que la especie esté en peligro de extinción y sea monumento natural, puede plantear restricciones a la extracción de semillas del bosque. A pesar de esto, la falta de regeneración natural, posiblemente por la acción de herbívoros como liebres y ganado, constituiría un argumento a favor de la recolección de semillas para producir plantas. Los problemas discutidos, junto a la lenta germinación y la problemática sobrevivencia de plantas de la especie, hacen que la producción de plantas de queule por micropropagación pueda llegar a ser muy relevante.

La disponibilidad de protocolos efectivos para la micropropagación de queule constituye entonces una importante herramienta para apoyar la conservación de la especie. Las plantas producidas por esta vía pueden ser usadas para la conservación *ex situ* (fuera del ecosistema natural) en jardines botánicos, en parques y arbolado público, y también para la plantación en ambientes naturales (*in situ*), aunque con ciertas limitaciones. Es adecuado recordar que la conservación *ex situ* es vista como una estrategia complementaria a la conservación *in situ*.



Figura 11: La composición del medio de cultivo tiene una gran influencia en el desarrollo *in vitro* de brotes de queule.

Una de las formas tradicionales de conservación *ex situ* es el cultivo de un árbol en campo. En el caso de queule, hay algunas instituciones que mantienen plantas vivas en sus colecciones. En el Jardín Botánico de la Universidad Austral (Valdivia) hay ejemplares con varios años de crecimiento, mientras que dos plantas fueron donadas al Jardín Botánico Nacional (Viña del Mar) y actualmente se encuentran sanas y con cerca de un metro de altura. En el Jardín Botánico de Edimburgo (Reino Unido) se mantiene un ejemplar de unos 3 metros de altura y en buenas condiciones. En el Real Jardín Botánico de Kew (Reino Unido) se recibieron algunas plantas, pero la última murió en 2012. Las técnicas *in vitro*, que incluyen la criopreservación y el cultivo con crecimiento lento, abren la puerta para utilizar vías alternativas al cultivo de plantas en campo para la conservación *ex situ*. En cuanto a material de queule conservado *in vitro*, sólo se tiene información de genotipos mantenidos como brotes en cultivo en la Escuela de Agronomía de la Universidad Católica del Maule.

Si bien las técnicas *in vitro* son de gran utilidad para la producción masiva de plantas, tienen limitaciones en

la diversidad genética posible de mantener con fines de conservación. Aun así, la conservación *ex situ* apoyada en la micropropagación es una estrategia complementaria para avanzar en la conservación biológica de plantas, e incluso puede llegar a ser fundamental para la recuperación de una especie en peligro crítico (Baker *et al.*, 2014).

PERSPECTIVAS FUTURAS DE DESARROLLO

Hoy probablemente existe en el país un cierto interés del público general por conseguir plantas de queule, pero no hay una oferta estable de plantas. Falta entonces que se materialice la producción de plantas de la especie en algún vivero que pueda ofrecer material disponible para las personas interesadas.

En la micropropagación de queule es un desafío pendiente el encontrar protocolos de proliferación de brotes que sean efectivos para genotipos seleccionados que no responden bien a los medios de cultivo *in vitro* actualmente disponibles. Para esto será necesario encontrar combinaciones adecuadas de nutrientes y hormonas. Una alternativa a este proceso es ensayar técnicas de injertación que permitan propagar genotipos de interés usando como patrones genotipos que responden bien a la micropropagación.

En relación al cultivo agronómico u ornamental del árbol, es necesario conocer mejor las condiciones para lograr el crecimiento sostenido de plantas por varios años, con el fin de dar lugar a un árbol que produzca frutos. Esto posiblemente pasa por lograr condiciones de suelo y humedad que eviten el ataque de hongos, junto con un mejor conocimiento de las condiciones lumínicas que la planta requiere. Las mejores probabilidades de éxito para el cultivo estarán dentro de la zona de distribución natural de la especie.

La valoración social de la especie queule es un área que también tiene desafíos y donde es fundamental que las personas sepan de la existencia de este árbol. Aunque ya existe cierta valoración de la especie en círculos especializados, es necesario ampliar el alcance del conocimiento científico a un público más general, para que una mayor cantidad de personas conozca y valore la conservación de queule.

Para la conservación de queule es primordial constatar que las poblaciones y ejemplares existentes están prácticamente en su totalidad en la naturaleza. Debido a esto, es racional y lógico que los esfuerzos principales de conservación sean dirigidos a la protección de esos árboles.

No obstante, y producto del valor que la sociedad vaya asignando a la especie, el cultivo con fines ornamentales, educativos, y comerciales será de gran relevancia para queule, y para el cultivo es fundamental la producción de plantas mediante micropropagación.

CONCLUSIONES

La propagación de queule por medios tradicionales es difícil pero efectiva, siendo la multiplicación por semilla la vía corrientemente utilizada. En forma complementaria se han realizado, a través de un largo periodo, varias investigaciones científicas que generaron el conocimiento necesario para su micropropagación. La producción de plantas de esta especie, todavía muy escasa, puede verse fuertemente favorecida mediante la propagación *in vitro* utilizando las técnicas hoy disponibles.

El cultivo *in vitro* de tejidos puede ayudar a la conservación de queule mediante variadas técnicas. Sin embargo, la micropropagación es una herramienta ya disponible que ayudará al desarrollo del cultivo de esta especie con el fin de poder aprovechar su fruto o sus atributos ornamentales de manera sustentable.

Este árbol es una especie que debe ser considerada como pieza fundamental en el patrimonio biológico de Chile. No sólo está ligado a nuestro pasado como un sobreviviente a la extinción de los animales que dispersaban su semilla, y al pasado reciente de pueblos originarios, sino que se abre al futuro como oportunidad para brindarnos alternativas de alimentos. Estos ingredientes son los ideales para realizar actividades de educación ambiental y para echar a andar iniciativas de conservación exitosa con el apoyo de la ciudadanía.

BIBLIOGRAFÍA

Baker K, Lambdon P, Jones E, Pellicer J, Stroud S, Renshaw O, Niissalo M, Corcoran M, Clubbe C, Sarasan V. 2014. Rescue, ecology and conservation of a rediscovered island endemic fern (*Anogramma ascensionis*): *ex situ* methodologies and a road map for species reintroduction and habitat restoration. *Botanical Journal of the Linnean Society* 174:461-477.

Contreras J. 2017. Viabilidad y germinación de semillas de *Gomortega keule* (Mol.) Baillon luego de almacenamiento. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Universidad Católica del Maule, Chile. 62p.

Fariás E, Mancilla C. 2017. Modificación de la concentración de nutrientes en el medio para el cultivo *in vitro* de *Gomortega keule*. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Universidad Católica del Maule, Chile. 20p.

Guimarães PR, Galetti M, Jordano P. 2008. Seed dispersal anachronisms: rethinking the fruits extinct megafauna ate. *PLoS One* 3:e1745.

Hechenleitner P, Gardner MF, Thomas PI, Echeverría C, Escobar B, Brownless P, Martínez C. 2005. Plantas amenazadas del centro-sur de Chile. Distribución, conservación y propagación. Valdivia, Universidad Austral de Chile and Royal Botanic Garden of Edinburgh. 188p.

Janzen DH, Martin PS. 1982. Neotropical anachronisms: the fruits the Gomphotheres ate. *Science* 215:19-27.

Jara H. 2006. Ensayo de germinación en queule *Gomortega keule* (Mol.) Baillon (Magnoliopsida, Gomortegaceae). Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Universidad Católica del Maule, Chile. 62p.

Lander TA, Harris SA, Boshier DH. 2009. Flower and fruit production and insect pollination of the endangered Chilean tree, *Gomortega keule* in native forest, exotic pine plantation and agricultural environments. *Revista Chilena de Historia Natural* 82:403-412.

Loberant B, Altman A. 2010. Micropropagation of plants. En: *Encyclopedia of Industrial Biotechnology: Bioprocess, Bioseparation, and Cell Technology* (Flickinger MC, ed). John Wiley and Sons. Pp 1-17.

Ministerio de Agricultura. 1995. Declara monumento natural las especies forestales Queule, Pitaio, Belloto del Sur, Belloto del Norte y Ruil. Decreto Supremo N° 13 de 1995, Chile.

Morales E, Calquín R. 2004. Experiencia en germinación en Queule (*Gomortega keule* (Mol.) Baillon. *Mundo Forestal* 4:22-25.

Muñoz-Concha D, Davey MR. 2010. Criopreservación de *Gomortega keule*, árbol en peligro de extinción. Libro de resúmenes, X Congreso Latinoamericano de Botánica. La Serena, Chile.

Muñoz-Concha D, Davey MR. 2011a. *Gomortega keule*, the neglected and endangered Chilean fruit tree. *European Journal of Forest Research* 130:677-693.

Muñoz-Concha D, Davey MR. 2011b. Micropropagation of the endangered Chilean tree, *Gomortega keule*. *In Vitro Cellular and Developmental Biology - Plant* 47:170-175.

Muñoz-Concha D, Garrido-Werner A. 2011. Ethnobotany of *Gomortega keule*, an endemic and endangered Chilean tree. *New Zealand Journal of Botany* 49:509-513.

Muñoz-Concha D, Mayes S, Ribas G, Davey MR. 2012. Somatic embryogenesis from zygotic embryos and shoot-tips of the Chilean tree *Gomortega keule*. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 109:123-130.

Muñoz-Concha D, Davey MR, Ribas R, Mayes S. 2017. Microsatellite analysis of populations of the endangered tree *Gomortega keule* suggests pre-Columbian differentiation. *New Zealand Journal of Botany* 55:318-333.

Muñoz-Concha D. 2018. Somatic Embryogenesis in *Gomortega keule*. En: *Step Wise Protocols for Somatic Embryogenesis of Important Woody Plants* (Jain SM, Gupta P, eds). Volume II. *Forestry Sciences* 85. Second Edition. Springer International Publishing AG. Cham, Switzerland. Pp. 129-138.

Olmedo CL, Soriano DN. 2018. Modificación del contenido de N y Ca en el medio para el cultivo *in vitro* de *Gomortega keule* (Mol.) Baillon. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Universidad Católica del Maule, Chile. 23p.

Peña K. 1995. Enraizamiento de queule (*Gomortega keule* (Mol.) Baillon) y su relación con el contenido y tipo de fenoles. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Universidad de Chile, Chile. 141p.

Germinación de semillas y crecimiento inicial de plántulas de *Caesalpinia spinosa*: especie de valor ecológico y económico

Ángel Cabello¹, Macarena Gallegos, Claudia Espinoza, Daniela Suazo²
¹Jardín Botánico Chagual; ²Jaime Illanes y Asociados Consultores SA
 ancale@gmail.com, magces@gmail.com, dsuazoh@gmail.com

INTRODUCCIÓN

Caesalpinia spinosa (Mol.) O. Kuntze (Tara) pertenece a la familia Fabaceae (Leguminosae), subfamilia Caesalpinioideae, Tribu Caesalpinieae (Ulibarri, 1997; 2008). *Caesalpinia* es un género pantropical, de aproximadamente 100-150 especies en América, África y Asia, de las cuales 40 habitan en Sudamérica, en selvas, bosques y semidesiertos (Ulibarri, 1996; 1997; 2008).

Arbusto o árbol que alcanza entre 3 a 5 (y hasta 8) metros de altura, generalmente espinoso (Ulibarri, 1996). En muchos casos las ramas se inician desde la base dando la impresión de varios tallos. La copa es irregular, aparasolada y poco densa, con ramas ascendentes. Su fuste es corto, cilíndrico y a veces tortuoso, provisto de una corteza gris espinosa, con ramillas densamente pobladas (Gutiérrez *et al.*, 2013). Hojas perennes, bipinadas, grandes y coriáceas. Inflorescencia en racimo denso; flores hermafroditas, amarillo-rojizas (Donoso, 1974; Rodríguez *et al.*, 1983; Arancio *et al.*, 2001). Legumbre indehiscente, comprimida, coriácea, castaño rojiza, pubérula, de 6 a 10 cm de largo y 1,5 a 2,5 cm de ancho; contiene 5 a 8 semillas (Rodríguez *et al.*, 1983; Ulibarri, 1996), orbiculares a aovadas, lisas, duras, de color pardo negruzco cuando están maduras, de 8 a 10 mm de largo y 5 a 8 mm de ancho (Rodríguez *et al.*, 1983; Gutiérrez *et al.*, 2013).

Según Ulibarri (1996) y Cabello (2010), habita en Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú, Chile y Bolivia, entre los 1.900 - 2.500 msnm. Introducida en Antillas, EE.UU., Brasil y Argentina. De acuerdo con Rodríguez, *et al.* (2018), en Chile habita en las regiones de Arica y Parinacota, Tarapacá, Coquimbo y Valparaíso, con un rango altitudinal que va desde el nivel del mar hasta los 3.000 m de altitud.

Se considera En Peligro en las Regiones de Arica y Parinacota, Coquimbo y Valparaíso, ya que existen escasas poblaciones naturales (Arancio *et al.*, 2001). Las mayores concentraciones de ejemplares de *C. spinosa* se encuentran en las Provincias de Elqui y Limarí, Región de Coquimbo (Rodríguez *et al.*, 1983). En esta última región ha sido registrada en sitios considerados relevantes para la conservación de la biodiversidad: P.N. Bosque Fray Jorge, R.N. Las Chinchillas, Juan Soldado, Santa Inés, Culimo, Estero Derecho (Squeo *et al.*, 2001).

Habita en climas áridos a semiáridos (Rodríguez *et al.*, 1983). Resiste la sequía, plagas y enfermedades, y es bastante plástica. Requiere zonas libres de heladas. Es poco exigente en la calidad del suelo, aceptando suelos pedregosos, degradados y hasta lateríticos, aunque en esas condiciones presenta una baja producción (Gutiérrez *et al.*, 2013).

Antiguamente, en Chile, se utilizó como planta productora de taninos, por el alto contenido en sus frutos, lo que llevó a una rápida disminución de la población, debido a su explotación (Rodríguez *et al.*, 1983; Arancio *et al.*, 2001).

C. spinosa, ha sido utilizada, en Perú, desde la época prehispánica en la medicina folclórica o popular y, en años recientes, como materia prima en el mercado mundial de hidrocoloides alimenticios. De la vaina se obtiene ácido tánico, usado en las industrias: peletera, farmacéutica, química, de pinturas, entre otras. Del endosperma de las semillas se obtiene una goma de uso alimenticio, constituyéndose en alternativa a las gomas tradicionales en las industrias: de alimentos, pinturas, barnices, entre otras. Esta goma ha sido aprobada por la Comunidad Europea, para ser usada como espesante y estabilizador de alimentos para consumo humano (De la Cruz, 2004).

Las vainas contienen taninos hidrolizables (galotaninos) en un rango de 40% a 60%; la hidrólisis de ellos conduce a la separación del ácido gálico. Del endosperma de las semillas se obtiene la goma o hidrocoloide galactomanánico cuyos componentes corresponden a galactosa y manosa (Cabello, 2010).

Además, las semillas se usan como forraje, ya que contienen un elevado contenido de proteínas con alta concentración de metionina¹ y triptófano² de buena calidad, grasas y aceites, que también podrían servir para el consumo humano (De la Cruz, 2004).

En medicina tradicional es utilizada para aliviar malestares de la garganta y sinusitis; infecciones vaginales y micóticas; lavado de ojos inflamados; heridas crónicas, dolor de estómago; diarreas; cólera; reumatismo; resfriado; y como depurativo del colesterol. Industrialmente se integra como parte de medicamentos gastroenterológicos, antiinflamatorios, antisépticos, antidiarreicos, cicatrizantes, por sus efectos astringentes, antimicóticos, antibacterianos, antiescorbúticos, analgésicos y antidisentéricos (De la Cruz, 2004).

Su madera se emplea en la confección de mangos para herramientas de labranza de buena calidad y postes para cercos, así como leña y carbón debido a sus bondades caloríficas (De la Cruz, 2004).

El Perú es el país que tiene mayor área de bosques de tara, con el 80% de la producción mundial, seguido muy de lejos por Bolivia, Colombia, Chile, Ecuador y Venezuela (MINAGRI, 2009; Cabello, 2010). Sin embargo, la producción proviene principalmente de formaciones naturales, y no de agroecosistemas (López y Gil, 2017).

Los productos obtenidos de los frutos (polvo o harina) y semillas (goma) de *C. spinosa* son considerados como los más rentables entre los exportados provenientes de la agroforestería peruana, debido a que tienen una gran acogida y alcanzan altos precios a nivel mundial. Sin embargo, aunque Perú es el primer productor del mundo, sólo exporta 5 mil TM anuales, y la demanda mundial es del orden de 100.000 TM. Entre los principales países demandantes se encuentran: EE.UU., Alemania, Suiza, España e Italia. El polvo obtenido de las vainas puede superar los EE.UU. \$ 820 TM⁻¹ en puerto peruano y se triplica en Europa, mientras que la goma obtenida de sus semillas tiene un precio al embarcar de EE.UU. \$ 6.600 TM⁻¹ y en el puerto de destino puede superar los EE.UU. \$ 10.000 TM⁻¹. Ante lo ya expuesto, el Ministerio de Agricultura y Riego del Perú creó el Consejo Nacional de la Tara (CONATARA), con el objetivo de impulsar su cultivo y conquistar nuevos mercados internacionales (MINAGRI, 2009). Las exportaciones de polvo y goma de *C. spinosa* por parte del Perú han aumentado, llegando el año 2016 a 21.420 TM de polvo y 2.450 TM de gomas, siendo los principales países compradores: China, Brasil, Italia, Argentina y México de polvo; y Alemania, Japón, Francia, Argentina, EE.UU., Brasil y México de gomas (MINAGRI, 2017).

En Perú se cosechan 24.038 TM anuales de vainas, de las cuales el 100% se destina a la transformación y exportación en varios subproductos. En Bolivia se comercializan alrededor de 200 TM anuales de vainas, destinando el 4% a la industria de la curtiembre local y el resto es transformado a harina con procesos artesanales y exportado a Perú. En Ecuador se comercializan 84 TM anuales, de las cuales el 75% es transformado a polvo de tara y exportado a España, y el 25% es demandado por curtiembres artesanales y talabarterías locales (Mancero, 2008).

Dependiendo de la localidad, altitud, temperatura, precipitación y suelo, la productividad entre árboles puede variar entre 20 a 40 kg de vainas por año, en dos cosechas. Las plantas silvestres producen hasta 10 kg/planta, aunque con riego y fertilización puede incrementarse. En terrenos con riego, la producción de frutos se inicia a los 4 años, alcanzando la mayor producción entre los 15 y 65 años, tornándose improductiva a los 85 años. En terrenos de secano, y posiblemente en bosques naturales, el promedio

¹ **Metionina:** Es uno de los aminoácidos esenciales y no puede ser sintetizado por el propio organismo. La metionina, por su contenido de azufre, juega un papel importante en la síntesis de muchas proteínas, e interviene en la disolución de la grasa y limita la acumulación de ella en el hígado. <https://www.aminoacido.eu/aminoacidos/metionina.html>

² **Triptófano:** Es otro de los aminoácidos esenciales y no puede ser sintetizado por el propio organismo. Es esencial para promover la liberación del neurotransmisor serotonina, involucrado en la regulación del sueño y el placer. La falta de triptófano puede contribuir negativamente a cuadros de ansiedad, insomnio y estrés. <https://es.m.wikipedia.org/wiki/Tript%C3%B3fano>

de vida es de 65 años, iniciando la producción a los 6 años, alcanzando la mayor producción a entre los 20 y 50 años (De la Cruz, 2004).

En Perú, *C. spinosa* se planta, frecuentemente, asociada a cultivos como maíz, papa, habas, alfalfa, sorgo o pastos, por ser una especie fijadora de nitrógeno que, además, no ejerce mucha competencia con ellos, por su raíz pivotante y profunda, y por su copa, que no es muy densa y deja pasar la luz. Además, por su sistema radicular profundo y denso, es plantada para el control de cárcavas y en barreras vivas (De la Cruz, 2004).

Ogata *et al.* (2008) aislaron cepas de *Pseudomonas*, *Rhizobium*, *Bradyrhizobium*, *Azotobacter*, y actinomicetos obtenidas de la rizósfera de ejemplares de *C. spinosa*, y las inocularon en sus semillas, así como también en las de *Medicago sativa* (alfalfa) y en un par de especies de *Phaseolus* (porotos), incrementando el porcentaje de germinación de ellas. Una de las cepas del género *Rhizobium* y otra de *Azotobacter*, aumentaron significativamente el porcentaje de germinación de las semillas de *C. spinosa* (68,3 *Rhizobium*; 71,7% *Azotobacter*), en relación a las semillas testigo (43,3%), observando, además, que influyeron positivamente en el crecimiento radicular. Las mismas cepas también elevaron significativamente el porcentaje de germinación de las semillas de *M. sativa*. Concluyeron que la cepa de *Rhizobium* podría ser utilizada para un sistema de cultivo asociado de *C. spinosa* con cualquiera de las leguminosas evaluadas en el ensayo.

Posteriormente, Sangay-Tucto *et al.* (2017), mostraron que *C. spinosa* se asoció principalmente con hongos micorrícicos arbusculares de la familia Glomeraceae, especialmente con *Rhizophagus* spp. La micorrización con esporas de *R. irregularis* mejoró significativamente su crecimiento en invernadero, así como la absorción de fósforo y nitrógeno.

C. spinosa normalmente se propaga por semillas (FAO, 1998), sin embargo, la latencia física que presentan, debido a una testa dura e impermeable al agua, dificulta la germinación.

En Ecuador (Loján, 1992) y en Perú (La Rosa *et al.*, 2013), para obtener una elevada y rápida germinación, tratan las semillas con agua casi hirviendo o hirviendo, y luego la remojan en agua fría por 24 h. Sin embargo, Mancero (2008) informa que para semillas recién colectadas basta con remojarlas en agua fría durante 24 a 48 h, y las semillas de más de 1 año de colectadas deben remojar en agua caliente por 2 min y luego en agua fría por 24 a 48 h. Para semillas almacenadas más de 2 años, recomienda tratarlas con H_2SO_4 por 5 a 15 min. Lindo-Angulo *et al.*

(2017) colectaron semillas de *C. spinosa* en la ciudad de Pisco, Ica, Perú, y obtuvieron 86,7% de germinación al remojarlas durante 24 a 48 h en agua caliente a 53°C, y 93,3% al remojarlas a 85°C por el mismo periodo de tiempo. Rossini *et al.* (2006) colectaron semillas de *C. spinosa* en el Jardín Americano de Sevilla, las trataron con H_2SO_4 concentrado durante 15 min y las cultivaron, durante 64 días, a 23°C con luz continua, en el invernadero de los Servicios Generales de la Universidad de Sevilla; la germinación se inició el día 5, alcanzando 66% de capacidad germinativa.

En Chile también se han realizado algunos ensayos de germinación con semillas de *C. spinosa*: Semillas colectadas en Ovalle, Región de Coquimbo, germinaron 48,3% en 20 días, sobre papel filtro y temperaturas alternadas de 20 y 30°C, al ser tratadas con H_2SO_4 concentrado, grado técnico, durante 60 min, y 8% las semillas testigo (Donoso y Cabello, 1978); semillas colectadas (febrero-marzo) en el Valle de Copiapó, Región de Atacama, germinaron un 56% al remojarlas en agua a 80°C y enfriarlas durante 24 h (Motoki *et al.*, 1998); resultados de 14 lotes de semillas analizadas, de ejemplares nativos de distintas procedencias, presentaron capacidades germinativas entre 76 y 99%, al ser tratadas en H_2SO_4 durante 10-30 min y cultivadas por 22 a 55 días sobre papel filtro a 20 o 25°C (Acuña, 2001); INIA confirmó la existencia de latencia física en sus semillas. Todos los tratamientos con H_2SO_4 que aplicaron (5; 10; 15 y 20 min) alcanzaron capacidades germinativas superiores a 90%, pero inferiores a 100%, sin presentar diferencias significativas entre sí, pero sí lo hicieron con el tratamiento en agua caliente (alrededor de 25% de germinación), con la escarificación mecánica y el testigo (ambos con capacidades germinativas alrededor de 7%). Los tratamientos con H_2SO_4 alcanzaron su máxima germinación a los 4 días de instalado el ensayo (Gutiérrez *et al.*, 2013); semillas tratadas con H_2SO_4 (95-97%), grado analítico, por 30 min y luego remojuadas durante 12 h en agua y cultivadas, sobre papel filtro, en una cámara a 20°C, con ciclos de luz/oscuridad de 9 h/15 h, alcanzaron una germinación de 48,5% al cabo de 22 días (Plaza y Castillo, 2018).

Dada la importancia que *C. spinosa* debiera tener en nuestro país, en la zona de su distribución natural, tanto desde el punto de vista económico como ecológico, el JBCh estimó necesario comprobar el efecto de algunos tratamientos sobre el porcentaje y velocidad de germinación de sus semillas y evaluar el crecimiento inicial de las plántulas en el vivero, con el objetivo de proporcionar los antecedentes básicos para propagar esta especie e incentivar su cultivo.

MATERIAL Y MÉTODOS

Material

Se utilizaron semillas de ejemplares plantados en el Campus Antumapu de la Universidad de Chile, que fueron originados por semillas procedentes de árboles creciendo cercanos al edificio de la Administración del PN Fray Jorge, Región de Coquimbo, y se almacenaron a 5°C.

Características Físicas de las Semillas

El tamaño de la muestra empleada en los análisis de laboratorio se determinó de acuerdo a lo prescrito por la AOSA (Association of Official Seed Analysts). El contenido de humedad (CH), la pureza y el número de semillas por kilogramo (NSK) se determinaron siguiendo las prescripciones de la ISTA (1996). Cada determinación se realizó por duplicado, salvo el NSK que se hizo con 4 muestras de 100 semillas. Las muestras de todas las determinaciones fueron tomadas al azar.

Ensayos de Germinación en el Laboratorio y en el Vivero

En el laboratorio se aplicaron tres tratamientos pregerminativos: remojo en H_2SO_4 concentrado, grado técnico, durante 30 y 45 min, y en agua a 100°C durante 2 min. Cada tratamiento, al igual que el testigo, incluyó 3 repeticiones de 25 semillas, dispuestas en placas Petri sobre papel filtro (humedecido con una solución agua destilada y Pomarsol), sometidas a una temperatura de 25°C, en una cámara de cultivo durante 30 días.

En el vivero se sembraron en speedling, con sustrato franco arenoso, 3 repeticiones de 25 semillas, tratadas durante 45 min, con H_2SO_4 concentrado, grado técnico. La germinación se controló durante 30 días.

Los ensayos se revisaron diariamente. En el laboratorio se consideraron germinadas todas aquellas semillas que emitieron una radícula de al menos 2 mm de longitud, y en el vivero aquellas semillas cuyos cotiledones emergieron sobre la superficie del sustrato. A las semillas germinadas se les determinó la Capacidad Germinativa (CG), el Valor Máximo de Czabator (VM) (Czabator, 1962), la Energía Germinativa (EG) y el Periodo de Energía (PE). Las dos primeras variables fueron sometidas a un análisis de va-

rianza, previa transformación de Bliss, y luego a un Test de Tuckey. A las semillas que no germinaron se les realizó un ensayo de corte.

En el vivero, además, se determinó la sobrevivencia y se midió la altura de las plántulas una vez transcurridos 60 días desde la siembra.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La muestra empleada en el ensayo de semillas debe ser representativa del lote de semillas colectado y, de acuerdo a AOSA el peso mínimo de la muestra empleada para realizar dicho ensayo debe estar relacionado con el número de semillas por gramo de cada especie (Bonner, 1974) y, en este caso el valor determinado fue de 300 g.

El elevado porcentaje de pureza, 99,3% (Cuadro 1), era de esperar dado el tamaño de la semilla, (8 a 10 mm de largo y 5 a 8 mm de ancho (Rodríguez *et al.*, 1983; Gutiérrez *et al.*, 2013)), lo que permite eliminar fácilmente las impurezas (Foto 1). El NSK determinado (5.890 semillas) está dentro de los rangos informados en la bibliografía consultada, sin embargo, el CH determinado (26,8%), originado por dos repeticiones cuya variación estaba dentro de los rangos permitidos por las reglas del ensayo de semillas, dista mucho del informado por Gutiérrez *et al.* (2013).

El ensayo de germinación realizado en el laboratorio confirma que las semillas de *C. spinosa* presentan latencia exógena física. La capacidad germinativa mostró diferencias estadísticamente significativas entre las semillas tratadas y las semillas testigo, pero no hubo diferencias entre los tratamientos con H_2SO_4 (30 y 45 min) y con el de agua caliente (100°C). Con respecto al valor máximo, todos los tratamientos pregerminativos fueron significativamente

CUADRO 1. RESULTADOS DEL ANÁLISIS DE SEMILLAS DEL PRESENTE ESTUDIO Y OTROS RESULTADOS OBTENIDOS DE LA BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA.

| Referencia | Pureza % | NSK* | CH%** |
|--------------------------------|----------|---------------|--------|
| Donoso y Cabello, 1978 | - | 4.400 - 5.300 | - |
| FAO, 1998 | - | 6.000 (aprox) | - |
| Motoki <i>et al.</i> , 1998 | - | 4.516 | - |
| Acuña, 2001 | - | 4.627 - 6.885 | 5 - 11 |
| Gutiérrez <i>et al.</i> , 2013 | - | 4.500 - 6.000 | - |
| Presente Estudio | 99,3 | 5.890 | 26,8 |

*Número de semillas/kg; **Contenido de Humedad

Foto 1: Frutos y semillas de *Caesalpinia spinosa*.

superiores al testigo; igualmente, ambos tratamientos con H_2SO_4 fueron estadísticamente superiores al de agua caliente. Por lo tanto, los tratamientos óptimos corresponden H_2SO_4 30 y 45 min (Cuadro 2).

CUADRO 2: RESULTADOS DEL ENSAYO DE GERMINACIÓN EN EL LABORATORIO

| Tratamiento | CG % | VM | EG % | PE días |
|--------------------|--------|--------|------|---------|
| Testigo | 40 b | 1,97 c | 34,7 | 17,7 |
| H_2SO_4 30 min | 89,3 a | 7,30 a | 78,7 | 11,0 |
| H_2SO_4 45 min | 97,3 a | 8,78 a | 96,0 | 11,0 |
| H_2O 100°C 2 min | 93,3 a | 5,26 b | 84,0 | 16,0 |

CG: Capacidad germinativa; VM: Valor Máximo; EG: Energía germinativa; PE: Periodo de energía

Los resultados obtenidos en el laboratorio, particularmente los correspondientes a los tratamientos con H_2SO_4 , coinciden con los recopilados por Acuña (2001) de 14 lotes de semillas, y con los determinados por INIA (Gutiérrez *et al.*, 2013).

En cuanto a la comparación de los resultados obtenidos en el ensayo realizado en el vivero con semillas tratadas con H_2SO_4 45 min, respecto al del laboratorio para semillas sometidas al mismo tratamiento pregerminativo, no hubo diferencias estadísticamente significativas para las capacidades germinativas, pero si para los valores máximos (Cuadro 3). Las semillas en el laboratorio germinaron a una velocidad significativamente mayor que las sembradas en el vivero. La menor velocidad de germinación de las semillas en vivero se debe, en primer lugar, a que en este caso se considera semilla germinada a aquella que eleva sus cotiledones sobre la superficie del sustrato (germinación

epigea, Foto 2), a diferencia que en el laboratorio basta que la semilla emita una radícula de 2 mm de longitud para considerarla germinada. Además, otro factor a considerar es la temperatura, que en el vivero tiene una variación continua, con una diferencia de hasta 20°C entre la máxima y la mínima; en el laboratorio la temperatura de cultivo es constante (25°C). En general, las semillas con temperaturas más bajas logran porcentajes de germinación semejantes a las que obtienen con temperaturas más altas, pero la velocidad de germinación (Valor Máximo) es menor.

CUADRO 3: RESULTADOS DE LOS ENSAYOS DE GERMINACIÓN EN EL LABORATORIO Y EN EL VIVERO CON SEMILLAS TRATADAS CON H_2SO_4 CONCENTRADO DURANTE 45 MIN.

| Lugar de Ensayo | CG (%) | V.M. (% día) | EG (%) | PE (días) |
|-----------------|--------|--------------|--------|-----------|
| Laboratorio | 97,3 a | 8,77 a | 96,0 | 11 |
| Vivero | 72,0 a | 1,53 b | 65,3 | 40,5 |

CG: Capacidad germinativa; VM: Valor Máximo; EG: Energía germinativa; PE: Periodo de energía

Una vez transcurrido 60 días de haber sido sembradas las semillas en el vivero, considerando que la máxima velocidad de germinación ocurrió a los 40,5 días (Cuadro 3), por lo tanto, en alrededor de 20 días, la altura promedio de las plántulas fue de 2,9 cm, con una altura máxima de 5,5 cm y una mínima de 0,1 cm. El porcentaje de sobrevivencia fue de un 66,7%. En un ensayo realizado por Mendoza (2015), en el Municipio Autónomo de Inquisivi, Bolivia, las plantas alcanzaron una altura entre 5,5 y 7,5 en 95 días de cultivo.

Según Gutiérrez *et al.* (2013), en Chile, el proceso de viverización de las plantas *C. spinosa* se completa en una temporada y, al momento de su despacho a terreno, las

Foto 2: Plántulas de *C. spinosa* germinando en el vivero, las de los extremos aun no desprenden la testa (germinación epigea).Fotos 3 y 4: Ejemplares de *C. spinosa* plantados como ornamentales en Avenida Sargento Aldea, Vicuña, Valle de Elqui, Región de Coquimbo.

plantas alcanzan una altura cercana a los 25 cm. De acuerdo con Mancero (2008), en su artículo sobre *C. spinosa* en Perú, Bolivia y Ecuador, las plantas permanecen en el vivero entre cuatro y seis meses y, al alcanzar entre 30 y 40 cm de altura, son transportadas al lugar de plantación; sin embargo, dependiendo de la temperatura y la precipitación, desde la siembra en almácigo a la plantación se requieren entre siete y once meses.

C. spinosa no presenta mayores problemas para su cultivo, sin embargo, en Chile no es plantada a pesar de ser una especie de gran importancia económica y ecológica, e incluso ornamental (Foto 3 y 4).

Hasta el año 2008, en la Región de Coquimbo se habían plantado 58.986 ha de *Atriplex* spp (Ávila & Muñoz, 2009) y, desde el año 2009 hasta el 2016, se plantaron 908 ha de *A. nummularia*, totalizando 59.894 ha de especies del género *Atriplex*. En la misma Región, entre 1998 y el 2016 se plantaron 32 ha con *C. spinosa*. En ese mismo periodo se plantaron 16,3 ha de *A. nummularia* y 0,14 ha de *C. spinosa* en la Región de Copiapó; 96,3 ha de *A. nummularia* y 7,3 ha de *C. spinosa* en la Región de Antofagasta; 4,9 ha de *A. nummularia* en la Región de Tarapacá; 2,9 ha de *A. nummularia* en la Región de Arica y Parinacota; y 2,5 ha de *C. spinosa* en la Región de Valparaíso (CONAF, 2017).

Considerando los beneficios económicos y ecológicos que se podrían obtener de la explotación de esta especie dentro de su zona de distribución se podrían establecer ensayos plantando *C. spinosa* al interior de las plantaciones del género *Atriplex* o asociada a cultivos agrícolas o como árbol ornamental en calles, plazas y parques.

Para finalizar, se debería considerar que existe una demanda internacional insatisfecha tanto del polvo como de la goma obtenida de las vainas y semillas de *C. spinosa* (Mancero, 2008), ya que Perú el año 2016 exportó 21.420

TM de polvo y 2.450 TM de gomas (MINAGRI, 2017) y la demanda mundial es del orden de 100.000 TM (MINAGRI, 2009). Esta gran diferencia entre demanda y oferta, abre una posibilidad a Chile de participar en este mercado, al realizar plantaciones de *C. spinosa* y explotarla racionalmente.

BIBLIOGRAFÍA

- Acuña, M. 2001. Formulación de un protocolo de trabajo para el análisis de semillas de especies leñosas nativas. Memoria Ing. Forestal. Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Forestales. 87 p.
- Arancio, G.; M. Muñoz & F.A. Squeo. 2001. Descripción de algunas especies con problemas de conservación en la IV Región de Coquimbo, Chile. En: Squeo, F.A.; G. Arancio & J.R. Gutiérrez (Eds.). Libro rojo de la flora nativa y de los sitios prioritarios para su conservación: Región de Coquimbo. Ediciones Universidad de La Serena, La Serena, Chile. Capítulo 6: 63-103. Disponible en: <http://www.biouls.cl/Irojo/Manuscrito/Capitulo%2006%20Descripcion%20Especies.PDF> (Consulta Octubre 2018).
- Ávila, A. & J.C. Muñoz. 2009. Superficie de plantaciones forestales Regiones Coquimbo a Aysén; e inventario plantaciones PYMP Regiones Bío Bío y Araucanía. Actualización a diciembre de 2008. Instituto Forestal, Chile. Informe Técnico. 38 p. Disponible en: <http://biblioteca.infor.cl/DataFiles/25574.pdf> (Consulta Noviembre 2018).
- Bonner, F.T. 1974. Seed testing. En: Schopmeyer C.S. (Tech. Coord.) Seeds of woody plants in the United States. Agriculture Handbook N° 450. Forest Service, U.S. Department of Agriculture. Washington, D.C. pp. 136-152.

- Cabello, I. 2010. Monografía: Tara *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze. Desarrollo de monografías para cinco cultivos peruanos del Proyecto Perubiodiverso. 48 p. Disponible en: http://repositorio.promperu.gob.pe/repositorio/bitstream/handle/123456789/1373/Monografia_tara_2010_keyword_principal.pdf?sequence=1&isAllowed=y (Consulta Septiembre 2018).
- CONAF. 2017. Plantaciones Forestales: Superficie Regional Forestada y Reforestada. Corporación Nacional Forestal. Chile. Disponible en: http://www.conaf.cl/wp-content/files_mf/1504796790PlantacionesForestales1998al2016porcomuna.xlsx (Consulta Noviembre 2018).
- Czabator, F.J. 1962. Germination value: an index combining speed and completeness of pine seed germination. *Forest Science*, 8(4): 386-396.
- De la Cruz, P. 2004. Aprovechamiento integral y racional de la tara *Caesalpinia spinosa* - *Caesalpinia tinctoria*. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. *Revista del Instituto de Investigación FIGMMG*. 7(14): 64-73. Disponible en: <http://revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe/index.php/iigeo/article/view/733/584> (Consulta Octubre 2018).
- Donoso, C. 1974. Dendrología, árboles y arbustos chilenos. Santiago. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Forestales. Manual N° 2. 142 p.
- Donoso, C. & A. Cabello. 1978. Antecedentes fenológicos de la germinación de especies leñosas chilenas. Santiago, Chile. *Revista Ciencias Forestales* 1(2): 31-41.
- FAO. 1998. *Caesalpinia spinosa*. Especies arbóreas y arbustivas para las zonas áridas y semiáridas de América Latina. Red Latinoamericana de Cooperación Técnica en Sistemas Agroforestales. Disponible en: http://www.fao.org/tempref/GI/Reserved/FTP_FaoRlc/old/redes/sisag/arboles/per-caes.htm (Consulta Octubre 2018).
- Gutiérrez, B.; S. Gacitúa; S. Perret; A. Sandoval & M. Curimil. 2013. Propagación de especies forestales nativas de las zonas áridas y semiáridas de Chile. INFOR – Ministerio de Agricultura – CORFO – INIA. Manual INFOR 47. 142 p. Disponible en: <http://biblioteca.infor.cl/DataFiles/30897.pdf> (Consulta Septiembre 2018).
- ISTA [International Seed Testing Association]. 1996. International Rules for Seed Testing, 1996. *Seed Science and Technology*, 21 (Suppl.): 1-288.
- La Rosa, R.; N. Canto; A. Castillo & M. Espinoza. 2013. Reintroducción de tres especies de plantas en el cerro "El Agustino", Lima-Perú. *The Biologist* (Lima), 11(2): 185-192. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/325276363_Reintroduccion_de_tres_especies_de_plantas_en_el_cerro_EL_Agustino (Consulta Noviembre 2018).
- Lindo-Angulo, T.; M.I. La Torre-Acuy & D.A. Luján-Roca. 2017. Efecto de la temperatura y el ácido giberélico en la germinación de semillas de *Caesalpinia spinosa* (Tara). *Universidad Nacional Federico Villarreal. The Biologist* (Lima), 15(1): 59-64. Disponible en: <http://revistas.unfv.edu.pe/index.php/rtb/article/download/143/135> (Consulta Noviembre 2018).
- Lojan, L. 1992. El verdor de Los Andes. Árboles y arbustos nativos para el desarrollo forestal altoandino. Quito. Proyecto Desarrollo Forestal Participativo en los Andes (DFPA). 217 p.
- López, S. & A. Gil. 2017. Efecto del acondicionamiento osmótico en la germinación de semillas de *Caesalpinia spinosa* (Feuille ex Molina) Kuntze (Fabaceae) "taya". *Arnaldoa*, 24(1): 333-342. Disponible en: <http://www.scielo.org.pe/pdf/arnal/v24n1/a15v24n1.pdf> (Consulta Diciembre 2018).
- Mancero, L. 2008. La Tara (*Caesalpinia spinosa*) en Perú, Bolivia y Ecuador: Análisis de la cadena productiva en la Región. Programa Regional ECOBONA – INTERCOOPERATION. Quito. Serie Investigación y Sistematización 02. 103 p. Disponible en: https://docplayer.es/storage/67/57314085/1549653399/xWW9_xpXrTK7jld9KRRyYA/57314085.pdf (Consulta Agosto 2018).
- Mendoza, R. 2015. Evaluación germinativa de la semilla de tara (*Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze) bajo el efecto de dos tratamientos pre germinativos y tres diferentes niveles de sustratos en la comunidad de Inquisivi. Memoria Ing. Agrónomo. Facultad de Agronomía. Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, Bolivia. 70 p. (Consulta Diciembre 2018). <https://docplayer.es/88076194-Universidad-mayor-de-san-andres-facultad-de-agronomia-carrera-de-ingenieria-agronomica-tesis-de-grado.html> (Consulta Diciembre 2018).
- MINAGRI. 2009. Ministerio de Agricultura fomenta producción de tara a gran escala para exportación. Ministerio de Agricultura y Riego. Perú. Disponible en: <http://minagri.gob.pe/portal/notas-de-prensa/2015/2900-peru-produce-el-80-de-la-tara-a-nivel-mundial>. (Consulta Noviembre 2018).
- MINAGRI. 2017. ABC de la producción y comercio de Tara en el Perú. Ministerio de Agricultura y Riego, Dirección de Estudios Económicos e Información Agraria. Lima, Perú. Perfil Técnico N° 1, 6 p. Disponible en: <http://www.minagri.gob.pe/portal/analisis-economico/analisis-2017?download=10796:la-produccion-y-comercio-de-tara-en-el-peru> (Consulta Noviembre 2018).
- Motoki, T.; E. Williams; J. Schenk; M. Alvarado & M. Greau. 1998. Monografías de especies para la forestación en la zona semiárida de Chile. Ministerio de Agricultura -

- Corporación Nacional Forestal - Proyecto Cuencas CONAF – JICA. 52 p. Disponible en: <http://bibliotecadigital.ciren.cl/bitstream/handle/123456789/10684/CONAF-0058.pdf?sequence=1&isAllowed=y> (Consulta Octubre 2018).
- Ogata, K.; C. Arellano & D. Zúñiga. 2008. Efecto de diferentes bacterias aisladas de rizósfera de *Caesalpinia spinosa* en la germinación de diferentes especies vegetales cultivados. *Universidad Nacional Agraria La Molina, Perú. Zonas Áridas*, 12(1): 137-151. Disponible en: <http://www.lamolina.edu.pe/zonasaridas/za12/pdf/art%2008ZA12.pdf> (Consulta Agosto 2018).
- Plaza, A. & M. Castillo. 2018. Germination rates of four Chilean forest trees seeds: *Quillaja saponaria*, *Prosopis chilensis*, *Vachellia caven*, and *Caesalpinia spinosa*. *F1000 Research* 2018, 7:1446. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6259492/pdf/f1000research-7-17571.pdf> (Consulta Diciembre 2018).
- Rodríguez, R.; C. Marticorena; D. Alarcón; C. Baeza; L. Cavieres; V. L. Finot; N. Fuentes; A. Kiessling; M. Mihoc; A. Pauchard; E. Ruiz; P. Sánchez & A. Marticorena. 2018. Catálogo plantas vasculares de Chile. *Gayana Bot.*, 75(1): 1-430.
- Rodríguez, R.; O. Matthei. & M. Quezada. 1983. Flora arbórea de Chile. Concepción, Chile. Editorial de la Universidad de Concepción. 408 p.
- Rossini, S.; B. Valdés; M. C. Andrés; F. Márquez & M. Bueso. 2006. Germinación de las semillas en algunas especies americanas de Fabaceae y Bignoniaceae cultivadas en Sevilla (SO España). *Lagascalía*, 26: 119-129. Disponible en: <https://idus.us.es/xmlui/bitstream/handle/11441/23532/art8.pdf?sequence=1&isAllowed=y> Consulta Agosto 2018).
- Sangay-Tucto, S.; H. Sanguin; E. Tournier; J. Thioulouse; Y. Prin & R. Duponnois. 2017. Impacto de la simbiosis micorrízica arbuscular en el crecimiento temprano del cultivo de tara (*Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze). *Revista Forestal del Perú*, 32(2): 89-96. Disponible en: <https://agritrop.cirad.fr/587704/1/Sangay-Tucto%20et%20al%202017.pdf> (Consulta Noviembre 2018).
- Squeo, F.A.; G. Arancio & L.A. Cavieres. 2001. Sitios Prioritarios para la Conservación de la Flora Nativa con Riesgos de Extinción en la IV Región de Coquimbo, Chile. En: Squeo, F.A.; G. Arancio & J.R. Gutiérrez (Eds.). Libro rojo de la flora nativa y de los sitios prioritarios para su conservación: Región de Coquimbo. Ediciones Universidad de La Serena, La Serena, Chile. Capítulo 11: 171-193. Disponible en: <http://bdrmap.mma.gob.cl/recursos/SINIA/Biblio%20SP-64/Sitios%20prioritarios.PDF> (Consulta Agosto 2018).
- Ulibarri, E.A. 1996. Sinopsis de *Caesalpinia* y *Hoffmannseggia* (Leguminosae-Caesalpinioideae) de Sudamérica. *Darwiniana*, 34: 299-348. Disponible en: <http://www.ojs.darwin.edu.ar/index.php/darwiniana/article/view/423/410> (Consulta Septiembre 2018).
- Ulibarri, E.A. 1997. 128. Fabaceae Lindley. Tribu 1. *Caesalpinieae*. En: Hunzker, A.T. (ed). *Flora fanerogámica argentina*, 32: 3-26. Disponible en: <http://www.floraargentina.edu.ar/publicaciones/32-FABACEAE,parte1.pdf> (Consulta Noviembre 2018).
- Ulibarri, E.A. 2008. Los géneros de *Caesalpinioideae* (Leguminosae) presentes en Sudamérica. *Darwiniana*, 46(1): 69-163. Disponible en: http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0011-67932008000100007 (Consulta Septiembre 2018).

Análisis de frutos, semillas y germinación de *Colliguaja odorifera* Molina

Ángel Cabello¹, Macarena Gallegos
 Jardín Botánico Chagual
 ancale@gmail.com, magces@gmail.com

INTRODUCCIÓN

Colliguaja odorifera Molina “colliguay”, “colihuai”, “lechón” (Euphorbiaceae), arbusto semi-decíduo, tolerante a la sombra (Badano *et al.*, 2005) endémico de Chile, de 1-1,5 m de alto, muy ramoso, glabro. Hojas opuestas, oblongas o elípticas, coriáceas, aserradas, dientes agudos provistos de glándulas oscuras. Inflorescencia en amentos cilíndricos; flores masculinas en la zona superior, ocupando casi todo el amento; flores femeninas en la base del amento, solitarias o en escaso número, 2-3 unidades, ovario trilobular. Fruto en cápsula tricoca, amarillenta, lisa, glabra, de 2 cm de diámetro. Semillas una en cada lóculo, amarillentas con manchas oscuras, de unos 5 mm de diámetro. Florece desde mayo a diciembre (Navas, 2001). Florece entre mayo y agosto (Donoso y Cabello, 1978; Cabello, 1990).

Los amentos, en estado de yemas, son atacados por *Exurus colliguayae* (Eulophidae, Hymenoptera) lo que inhibe, de forma importante, la producción de flores femeninas. Las yemas vegetativas son atacadas por *Torymus laetus* (Torymidae, Hymenoptera), y a causa de ello se inhibe el desarrollo de la rama, afectando la producción futura de nuevas ramas y frutos (Martínez *et al.*, 1992).

Los frutos, lignificados, dehiscentes, inician una rápida maduración, y dispersión de las semillas, en los meses

de diciembre y enero. La apertura es violenta y sonora, y lanzan las semillas a varios metros de distancia (Cabello, 1990). Si la colecta no se realiza en el momento preciso, las semillas viables se pierden en el terreno, y los frutos colectados tardíamente contienen un elevado porcentaje de semillas vanas (de color claro, sin manchas oscuras) o sus lóculos cerrados no contienen semillas.

Giliberto *et al.* (1980) estudiaron, en el fundo Santa Laura (33°04' S, 71°00' O) a 1.100 msnm, a fines del mes de enero de 1974 y 1977, la apertura de los frutos de ejemplares de *C. odorifera*, de 1,5 ± 0,2 m de altura y 1,0 ± 0,1 m de diámetro de copa, separados al menos 20 m entre sí, en un terreno con pendiente menor a 5%. La dispersión de las semillas alcanzó un área de 50 m²; un 2% de las semillas fueron proyectadas a 16 m de distancia desde el centro de la planta madre, el 40% alcanzó entre 7 y 12 m, y otro 40% cayó bajo la copa. Por otra parte, el 50% de los carpelos fueron proyectados a más de 3 m de distancia y el 40% cayó bajo la copa. Durante los días de observación el máximo de apertura de frutos ocurrió entre las 13 y las 15 h, que correspondió a las temperaturas máximas. Los investigadores citados concluyen que *C. odorifera* es un claro ejemplo de autocoria¹, y que la dehiscencia de sus frutos parece estar relacionada con la variación de temperatura a lo largo del día. Además, deducen que este tipo de dispersión “balístico” puede ser un mecanismo adaptativo de la especie para evitar posibles problemas de alelopatía o competencia intraespecífica.

Se distribuye entre las regiones de Antofagasta hasta la del Bio Bio, desde el nivel del mar hasta 1300 m de altitud (Rodríguez *et al.*, 2018). Muy abundante en las provincias centrales de Chile, en sitios pedregosos.

En la Región de Coquimbo habita en las Provincias de Elqui (comunas La Higuera, Vicuña, La Serena, Coquimbo, Paihuano, y Andacollo; de Limarí (comunas de Río Hurtado, Ovalle, Monte Patria, Punitaqui, y Combarbalá; y de Choapa (comunas de Canela, Illapel, Salamanca y Los Vilos (Marticorena *et al.*, 2001). En la Región Metropolitana se le encuentra de preferencia en el cerro San Cristóbal, cerro Manquehue, El Arrayán, cerros de Renca, quebrada de Peñalolén, quebrada Macul, quebrada de Ramón, cajón del Maipo, Colina, quebrada de la Plata en Rinconada de Lo Cerda-Maipú, y cuesta Pelvín-Peñaflor (Navas, 2001); en la Reserva Nacional Río Clarillo, comuna de Pirque, es una especie dominante en las laderas de exposición ecuatorial (Niemeyer *et al.*, 2002); en la Quebrada de La Plata, Tapia (2005) identificó 11 agrupaciones vegetales, una de ellas corresponde a *Retanilla trinervia-Colliguaja odorifera*, que se distribuye ampliamente sobre laderas de exposición norte y este, y en menor medida sobre laderas de exposición sur y oeste, entre los 550 y los 1100 msnm; en Altos de Chicauma (García, 2010), es una especie dominante en el matorral xérico, desarrollándose exclusivamente en laderas de exposición ecuatorial entre 600 y 1.500 m de altitud. En la Región de Valparaíso, en la cordillera El Melón y en el cerro Tabaco, constituye una especie frecuente que habita en las laderas entre 600 y 1.675 m de altitud (Flores-Toro y Amigo, 2013); en la Serranía El Asiento, ubicada en el cordón montañoso transversal, sector poniente del río Putaendo, Provincia de San Felipe, Galarce y Trivelli (2013) determinaron 13 comunidades donde *C. odorifera* es especie dominante en 4 de ellas (*Quillaja saponaria* – *Lithraea caustica* – *Colliguaja odorifera* – *Porlieria chilensis*; *Quillaja saponaria* – *Lithraea caustica* – *Colliguaja odorifera*; *Quillaja saponaria* – *Lithraea caustica* – *Colliguaja odorifera* – *Kageneckia oblonga*; y *Kageneckia oblonga* – *Lithraea caustica* – *Colliguaja odorifera*) y especie acompañante en 7 de las comunidades restantes, creciendo entre 650 y 1.740 m de altitud, en exposiciones sur, sureste y noreste, habitando desde sectores planos, con lomajes suaves, faldeos y piedemontes, hasta laderas de mucha pendiente y de difícil acceso, en suelos de alta pedregosidad con afloramientos rocosos, aunque en el límite de altitud crece en suelos livianos y de texturas delgadas. En la Región del Libertador Bernardo O'Higgins, Dassori (2008) utilizó técnicas de estadística multivariada para explicar la actual distribución del género *Colliguaja* en

dicha Región, a partir de variables ambientales. Basado en estas técnicas, creó un mapa de hábitat conveniente para el género *Colliguaja*. Particularmente sobre *C. odorifera*, representante de altitudes bajas para el género, se puede inferir que en la cordillera de la Costa existen condiciones de nicho favorables para la especie, en especial en zonas costeras, decreciendo esta condición hacia el interior hasta que es retomada en la precordillera andina, donde se encuentran las demás especies del género.

En un área colindante a la Reserva Nacional Robería del Cobre de Loncha, Comuna de Alhué, Región Metropolitana, Orrego (2014), estudió la biomasa aérea de tres especies arbustivas (15 ejemplares de cada clase de tamaño observada): *Colliguaja odorifera*, *Retanilla trinervia* y *Berberis actinacantha*. Para *C. odorifera*, en los que contabilizó entre 3 y 16 anillos, determinó un rango de altura de 1,45 - 3,70 m, y de 2,14 - 7,54 m de diámetro de copa y un número de vástagos de 3 - 246; un crecimiento en diámetro anual promedio de 1,79 mm, con un rango entre 0,87 - 4,29 mm y un crecimiento en largo del vástago promedio de 18,88 mm/año, con un rango de 1,69 - 68,00 mm/año; y un promedio de biomasa aérea de 13,78 kg/individuo.

Su madera puede reemplazar al sándalo y su leña despiden olor a rosas. Estudios fitoquímicos realizados en 1933 por Ibáñez indican que la semilla y no el látex sería la poseedora de una toxialbúmina con la cual los indígenas preparaban un veneno para sus flechas (Navas, 2001). El jugo acre, blanco y lechoso de la planta sirve para insensibilizar los dientes cariados y para los dolores de muelas (Muñoz *et al.*, 1981), la decocción de la planta se usa como excelente desinfectante en las afecciones vaginales (de Mosbach, 1992). Bittner *et al.* (2001) realizaron estudios químicos de la flora nativa entre ellos representantes de la familia Euphorbiaceae y, mediante dos “screening” comprobaron que los tallos y hojas de *C. odorifera* presentan actividad antimicrobiana (sobre *Sarcina lutea*, *Staphylococcus aureus*, y *Escherichia coli*) y actividad anticáncer (sobre leucemia linfocítica del ratón).

Con la promulgación de la Ley N° 20.283, Recuperación del Bosque Nativo y Fomento Forestal, se establece que “la corta o explotación de bosque nativo, obliga a reforestar o regenerar una superficie de terreno igual, a lo menos, a la cortada o explotada, en las condiciones contempladas en el plan de manejo aprobado por la Corporación Nacional Forestal” (CONAF, 2009). Sin embargo, para muchas especies nativas, particularmente las arbustivas, geófitas, suculentas y herbáceas, no existen antecedentes escritos sobre la propagación de ellas, etapa

¹ Autocoras: se dice de las plantas que aseguran la diseminación de sus diásporas por sus propios medios, a veces ayudadas por las variaciones de algún factor externo, como el estado higrométrico del aire (Font Quer, 2001).

previa a cualquier plantación ya sea de compensación o de restauración.

Dada la alta presencia de *C. odorifera* en distintas formaciones de la zona central, se estimó de interés determinar algunos antecedentes necesarios para propagar esta especie, tales como la cantidad de semillas a recolectar y el efecto de la temperatura de cultivo sobre la germinación.

MATERIAL Y MÉTODOS

Material

A fines del mes de diciembre, se colectaron frutos maduros (Foto 1) de 15 ejemplares silvestres de *C. odorifera*, en el Parque Metropolitano (Región Metropolitana), en la ladera del cerro sobre el Vivero Leliantú (Foto 2), y se analizaron en el laboratorio del Jardín Botánico Chagual.



Foto 1: Frutos maduros de Colliguay.



Foto 2: Colecta de frutos de un ejemplar de Colliguay, en la ladera del cerro dentro del Jardín Botánico Chagual.

Análisis de Frutos

Se tomaron 4 muestras de 100 frutos cerrados, se pesaron por separado en una balanza electrónica con una precisión de 4 decimales, y se determinó el peso total de los frutos, el peso de las semillas y el peso del pericarpio de cada muestra. Con los datos obtenidos, se calculó el número de frutos por kilogramo (NFK) y los gramos de semillas por kilogramo de frutos. Además, en cada una de las 4 muestras, se determinó el porcentaje de frutos cuadrícosos, tricocos y bicocos, y el porcentaje de frutos con 4, 3, 2, 1 o sin semillas.

Análisis de Semillas

Con 4 muestras de 100 semillas puras, tomadas al azar, pesadas en una balanza de precisión (4 decimales), se determinó el número de semillas por kilogramo (NSK). Con una segunda muestra, con 2 repeticiones de 10 semillas, se determinó el contenido de humedad (CH). Cada repetición se pesó en la balanza de precisión (peso húmedo: PH), luego se secaron durante 17 h en una estufa de aire forzado a 105 °C (ISTA; 1996), y se volvieron a pesar (peso seco: PS). El contenido de humedad de cada muestra se determinó según la fórmula: $CH \% = ((PH-PS) / PH) * 100$.

Efecto del Remojo en Agua sobre el Contenido de Humedad de las Semillas

Para determinar si las semillas de *C. odorifera* absorben rápidamente agua y elevan su contenido de humedad inicial, se sometieron 2 muestras de 10 semillas, a remojo en agua a temperatura ambiente por periodos de 0, 0,5, 1, 2, 4, 8 y 24 h, respectivamente. El contenido de humedad al término de cada período de remojo se determinó tal como ya fue descrito anteriormente.

Efecto de la Temperatura de Cultivo sobre la Germinación

El objetivo de este ensayo fue determinar el efecto de las temperaturas de cultivo sobre la germinación de semillas en semillas hundidas luego de ser remojadas en agua destilada durante 12 h (Foto 3), sin aplicarles tratamientos pregerminativos. En forma simultánea, en diferentes cámaras de cultivo, en oscuridad, se sometieron las semillas a temperaturas de 10, 15 y 25 °C. En cada temperatura se dispusieron tres placas Petri con 25 semillas cada una,

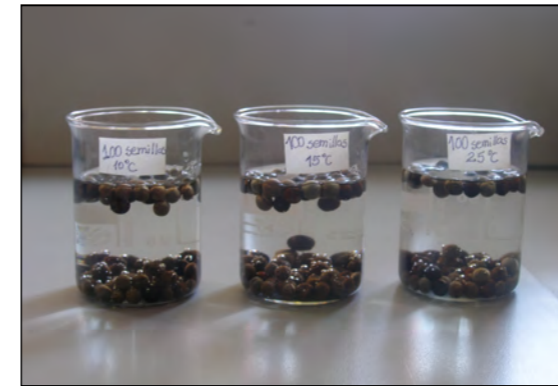


Foto 3: Semillas en remojo por 12 h; se eliminaron las que flotaban.

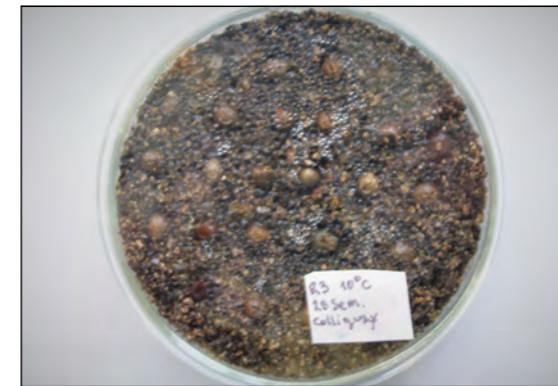


Foto 4: Semillas dispuestas en placas Petri con sustrato arena.

empleando arena como sustrato (Foto 4). El ensayo se inició una semana después de la recolección de las semillas. La germinación se controló diariamente durante 35 días y se determinó la capacidad germinativa (CG), el Valor Máximo de Czabator (VM) (Czabator, 1962) y, a través de este último, la energía germinativa (EG) y el periodo de energía (PE). Las dos primeras variables fueron sometidas a un análisis de varianza, previa transformación de Bliss, y luego a una prueba de Tuckey.

RESULTADOS

Análisis de Frutos

Del análisis realizado a las 4 muestras de 100 frutos se concluyó lo siguiente:

- Número de frutos promedio por kilogramo: 653,7
- Peso promedio de un fruto: 1,5309 g, de los cuales

1,2525 g (81,81%) correspondió al peso del pericarpio, y 0,2784 g (18,19%) al peso de las semillas.

- Número promedio de semillas por fruto: 2,56
- Peso promedio de semillas contenidas en 1 kg de frutos: 178,48 g
- Número de semillas promedio por cada kilogramo de frutos: 1.639,57

Los valores obtenidos se encuentran dentro de los rangos, o cercanos, a los determinados por el JBCB en otros lotes analizados, el NFK varió entre 926 a 1.192 (6 muestras analizadas), y el N° sem/fruto entre 1,33 a 2,92 (4



Foto 5: Fruto cuadrícoso (izq), tricoco (centro, arriba) y bicoco (abajo).

muestras), o por los recopilados por Cabello (1990), NFK promedio 1.610 (11 muestras), y gramos de semillas/kg promedio 109,97 (10 muestras). Se debe considerar que el NFK varía de acuerdo con el contenido de humedad de los frutos de cada lote, entre otras causas.

De acuerdo con el número de lóculos por frutos (Foto 5), el 2,25% correspondieron a cuadrícosos, 97,25% a tricocos y 0,50% a bicocos (Cuadro 1). Los cuadrícosos aportaron 7,5 semillas, los tricocos 247 y los bicocos 1 semilla. Al analizar los frutos sin considerar el número de lóculos, el N° sem/fruto promedio fue: 4 semillas 1,5%; 3 semillas 63,5%; 2 semillas 26,25%; 1 semilla 6,5% y 0 semilla 2,25%. Sólo el 2,31% de los frutos tricocos no contenían semillas, y el 100% de los bicocos contenían 1 semilla.

CUADRO 1. PORCENTAJES DE CADA TIPO DE FRUTO Y DEL NÚMERO DE SEMILLAS CONTENIDAS EN CADA TIPO

| Frutos | % | % del N° semillas promedio contenidas en los frutos (%) | | | | |
|------------|-------|---|-------|-------|--------|------|
| | | 4 | 3 | 2 | 1 | 0 |
| Cuadrícoso | 2,25 | 41,67 | 45,83 | 12,50 | 0,00 | 0,00 |
| Tricoco | 97,25 | 0,52 | 64,26 | 26,24 | 6,68 | 2,31 |
| Bicoco | 0,50 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 100,00 | 0,00 |

Análisis de Semillas

El NSK determinado fue 8.740 y el 90,33% de las semillas eran viables. También los valores obtenidos para estas determinaciones se encuentran dentro de los rangos, o cercanos, a los determinados por el JBCH en otros lotes analizados, el NSK varió entre 8.530 a 21.377, la V varió entre 61,6 a 80% y, en la recopilación de análisis realizada por Cabello, el NSK promedio fue 22.351 (12 muestras) y en la realizada por Acuña (2001), el NSK varió entre 7.609 a 23.952 (17 muestras analizadas) con un promedio de 12.949 semillas/kg, y la V varió entre 50 a 82% (3 muestras) con un promedio de 70,33%.

Efecto del Remojo en Agua sobre el Contenido de Humedad de las Semillas

El contenido de humedad es un factor muy importante en el control de la germinación. Bajo 40 a 60% de agua en la semilla (en base al peso fresco) la germinación no ocurre (Hartmann y Kester, 1983). El proceso de germinación se inicia con la imbibición de agua por la semilla, con lo cual aumenta el peso fresco de ella. Inicialmente, la absorción de agua es muy rápida en los primeros 10 a 30 minutos, luego se inicia un periodo donde la absorción de agua no aumenta o lo hace lentamente y, posteriormente, el peso fresco comienza a aumentar a medida que la imbibición de agua origina la emergencia de la radícula (Hartmann *et al.*, 1997). La primera fase ocurre tanto en semillas vivas como en semillas muertas (Bonner, 2008). La tasa de absorción depende de la permeabilidad de la cubierta de la semilla, entre otros factores. Algunas semillas absorben el agua requerida para la germinación en un periodo de tiempo muy corto: las semillas de *Pinus sylvestris*, por ejemplo, absorben el agua requerida, 35 a 37%, en 48 h. Pero otras especies arbóreas necesitan un periodo mucho más largo; las semillas de *Taxus* sp requieren 18 días en alcanzar el contenido de humedad necesario para la germinación (Krugman *et al.*, 1974).

En nuestro ensayo, el CH de las semillas testigo fue 6,1% y al remojarlas en agua el CH se elevó paulatinamente hasta alcanzar 35,04% al término de 24 h (Cuadro 2). En análisis realizados en el JBCH a otros lotes, los contenidos de humedad de semillas testigo determinados variaron entre 6,24 a 8,59% (6 muestras), y en los informados por Acuña (2001), entre 7 a 11% con un promedio de 9,0% (9 muestras).

CUADRO 2. CONTENIDO DE HUMEDAD DE SEMILLAS TESTIGO Y DE SEMILLAS REMOJADAS EN AGUA.

| Contenido de Humedad % | Horas de remojo | | | | | | | |
|------------------------|-----------------|------|------|------|------|-------|-------|-------|
| | 0 | 0,5 | 1 | 2 | 4 | 8 | 12 | 24 |
| | 6,10 | 6,96 | 6,51 | 7,12 | 9,10 | 20,38 | 33,04 | 35,04 |

En el lote de semillas ensayado, no se produjo un rápido aumento del Ch en los primeros 10 a 30 minutos como afirman Hartmann *et al.* (1997); el aumento rápido de CH ocurrió con posterioridad a las 4 horas de remojo prolongándose hasta las 12 h, posteriormente hasta las 24 horas de remojo, el Ch aumentó lentamente (Cuadro 2). Es necesario determinar por separado los Ch de la testa y endosperma para determinar cuál de ellos retrasa el ingreso del agua en la semilla.

Efecto de la Temperatura de Cultivo sobre la Germinación

La germinación a 10°C se inició luego de 23 días de la instalación del ensayo, el cual se prolongó para observar el comportamiento a baja temperatura de las semillas, y al día 110 habían alcanzado un 57,3% de germinación, y las semillas continuaban germinando; a 15°C la germinación se inició a los 4 días, y a 25°C a los 8 días (Foto 6). Tanto las semillas sometidas a 15 como a 25°C dejaron de germinar a los 32 días.



Foto 6: Secuencia de semillas germinando.

Las CG variaron entre 8,0 y 82,7% y los VM entre 0,26 y 4,3. La temperatura óptima, que difirió significativamente de las dos restantes, fue 15°C (CG 82,67; VM 4,3; EG 57,33% y PE 13,67 días). A su vez los valores

obtenidos a 10°C fueron significativamente superiores a los de 25°C (Cuadro 3). Dentro del rango de CG obtenido en este ensayo se encuentran los determinados por Donoso y Cabello (1978) y Cabello (1990) CG 50% (1 muestra) y los rangos informados por Acuña (2001), en que la CG varió entre 50 y 82%, con una CG promedio de 74,6% (5 muestras), resultados que se obtuvieron empleando papel filtro o arena como sustrato, sometiendo a las semillas a temperatura ambiente o a 20°C, con una duración de 30 a 110 días, sin aplicar tratamientos pregerminativos, o estratificándolas durante 15 o 30 días + remojo en una solución al 10% de GA₃ durante 4 h.

CUADRO 3. EFECTO DE LA TEMPERATURA DE CULTIVO SOBRE LA GERMINACIÓN

| Temperatura °C | C. G.* % | V. M. | E. G. % | P. E. días |
|----------------|----------|--------|---------|------------|
| 10 | 25,33 b | 0,77 b | 22,67 | 30,33 |
| 15 | 82,67 a | 4,30 a | 57,33 | 13,67 |
| 25 | 8,00 c | 0,26 c | 6,67 | 25,33 |

*CG: Capacidad Germinativa; VM: Valor Máximo; EG: Energía Germinativa; PE: Periodo de Energía

**Medias con letras distintas implica diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($p > 0,05$)

El inicio de la germinación al cuarto día de comenzado el ensayo, al ser cultivadas las semillas a 15°C, indica que el lento aumento de la absorción de agua durante las primeras 4 h, no fue un obstáculo para que ocurriera una alta y rápida germinación, la que alcanzó a 57,33% en menos de 15 días (Cuadro 3). Esto no ocurrió a 10 y 25°C.

La temperatura óptima de cultivo determinada, 15°C, indica que la siembra en vivero debiera realizarse entre fines de invierno y comienzos de primavera.

BIBLIOGRAFÍA

- Acuña, M. 2001. Formulación de un protocolo de trabajo para el análisis de semillas de especies leñosas nativas. Memoria Ing. Forestal. Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Forestales. 87 p.
- Badano, E.I.; L.A. Cavieres & M.A. Molina-Montenegro & C.L. Quiroz. 2005. Slope aspect influences plant association patterns in the Mediterranean matorral of central Chile. *Journal of arid environments*, 62(1): 93-108.

Bittner, M.; J. Alarcón; P. Aqueveque; J. Becerra; V. Hernández; M. Hoeneisen & M. Silva. 2001. Estudio químico de especies de la familia Euphorbiaceae en Chile. *Boletín de la Sociedad Chilena de Química*, 46(4): 419-431. <https://dx.doi.org/10.4067/S0366-16442001000400006> (accedido en Junio, 2018).

Bonner F.T. 2008. *Seed Biology*. En: Bonner, F.T. & R.P. Karrfalt (Eds.). *The woody plant seed manual*. U.S. Department of Agriculture, Forest Service. Washington, DC. Agric. Handbook N° 727. pp. 3-37. https://www.fs.fed.us/rm/pubs_series/wo/wo_ah727.pdf (accedido en Julio, 2018).

Cabello, A. 1990. Propagación de especies pertenecientes a los bosques esclerófilos y espinosos de la Zona Central de Chile. En: *Apuntes Docentes N° 3. Opciones silviculturales de los bosques esclerófilos y espinosos de la Zona Central de Chile*. Santiago, Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Forestales. pp. 56-74.

CONAF. 2009. *Ley sobre Recuperación del Bosque Nativo y Fomento Forestal y Reglamentos*. Ministerio de Agricultura – Corporación Nacional Forestal. 91 p.

Czabator, F.J. 1962. Germination value: an index combining speed and completeness of pine seed germination. *Forest Science*, 8(4): 386-396.

Dassori, C.P. 2008. Diseño de un mapa de Hábitat Conveniente para el género *Colliguaja* (Molina, 1758) en la región del Libertador Bernardo O'Higgins, mediante el programa BioMapper 3.2. Valdivia. Universidad Austral, Facultad de Ciencias Forestales. Memoria Ing. Forestal. 60 p. y anexos. <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2008/fifd231d/doc/fifd231d.pdf> (accedido en Julio, 2018).

de Mosbach, W. 1992. *Botánica Indígena de Chile*. Santiago, Chile. Museo Chileno de Arte Precolombino- Fundación Andes. Editorial Andrés Bello. 140 p.

Donoso, C. & A. Cabello. 1978. Antecedentes fenológicos y de germinación de las especies leñosas chilenas. *Ciencias Forestales*, 1(2): 31-41

Flores-Toro, L. & J. Amigo. 2013. Flora autóctona de la cordillera El Melón y del cerro Tabaco, sitios prioritarios para la conservación de la biodiversidad, Región de Valparaíso, Chile. *Chloris Chilensis*, Año 16. N°1. URL://www.chlorischile.cl (accedido en Julio, 2018).

Font Quer. P. 2001. *Diccionario de botánica*. Ediciones Península S.A. (2° Edición). Barcelona. 1244 p.

Galarce, G. & M.A. Trivelli. 2013. Reseña sobre flora y vegetación de la Serranía El Asiento, San Felipe región de Valparaíso. Servicio Agrícola y Ganadero. San Felipe. Región de Valparaíso. 118 p. https://www.sag.gob.cl/sites/default/files/flora_san_felipe_2013.pdf (accedido en Julio, 2018).

García, N. 2010. Caracterización de la flora vascular de Altos de Chicauma, Chile (33° S). *Gayana Bot.* 67(1): 65-112.

Gilberto, J.; J.R. Gutiérrez & E.R. Hajek. 1980. Temperature effect on autochory in *Colliguaya odorifera* (Euphorbiaceae). *International Journal of Biometeorology.* 24(3): 199-202. https://ecolyma.cl/documentos/Temp_autochory_Collig_1980.pdf (accedido en Enero, 2018).

Hartmann, H.T. & D.E. Kester. 1983. Plant propagation. Principles and practices. New Jersey. USA. Prentice-Hall. 727 p.

Hartmann, H.T.; D.E. Kester; F.T. Davies & R.L. Geneve. 1997. Plant propagation: principles and practices. London; Upper Saddle River, N.J. Prentice-Hall International. 770 p.

ISTA [International Seed Testing Association]. 1996. International Rules for Seed Testing, 1996. *Seed Science and Technology*, 21(Suppl.): 1-288.

Krugman, S.L.; S. William; I. Steine & D.M. Schmitt. 1974. Seed biology. En: Schopmeyer, C.S. (Technical Coordinator) Seeds of woody plants in the United States. US Department of Agriculture. Agriculture Handbook N° 450. pp. 5-40.

Marticorena, C.; F.A. Squeo; G. Arancio & M. Muñoz. 2001. Catálogo de la flora vascular de la IV Región de Coquimbo. Capítulo 7. En: Squeo, F.A.; G. Arancio & J.R. Gutiérrez (Eds.). Libro rojo de la flora nativa y de los sitios prioritarios para su conservación: Región de Coquimbo. Ediciones Universidad de La Serena, La Serena, Chile. pp. 105-142.

Martínez, E.; G. Montenegro & M. Elgueta. 1992. Distribución y abundancia de dos formadores de agallas en el arbusto euforbiáceo *Colliguaya odorifera*. *Revista Chilena de Historia Natural*, 65:75-82.

Muñoz, M.; E. Barrera & I. Meza. 1981. El uso medicinal y alimenticio de plantas nativas y naturalizadas en Chile. Santiago, Chile. Museo Nacional de Historia Natural. Publicación Ocasional N° 33. 91 p.

Navas, L.E. 2001. Flora de la cuenca de Santiago de Chile Tomo II Dicotyledoneae-Archichlamydeae. http://mazingersib.uchile.cl/repositorio/lb/ciencias_quimicas_y_farmacuticas/navasl02/03/euphorbiaceae.html (accedido en Enero, 2018).

Niemeyer, H.; R. Bustamante; J. Simonetti; S. Teillier; E. Fuentes-Contreras & J. Mella. 2002. Historia natural de la Reserva Nacional Río Clarillo: un espacio para aprender ecología. Impresos Socias, Santiago, Chile. 315 p.

Orrego, J. 2014. Acumulación de biomasa aérea en *Colliguaya odorifera* Mol., *Retanilla trinervia* (Gillies et Hook.) Hook. et Arn. y *Berberis actinacantha* Mart. en la Reserva Nacional Roblería del Cobre de Loncha. Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Forestales y de la Conservación de la Naturaleza. Escuela de Ciencias Forestales. Departamento

de Gestión Forestal y su Medio Ambiente. Memoria Ing. Forestal. 30 p y apéndices. <http://repositorio.uchile.cl/bitstream/handle/2250/151616/Acumulacion-de-biomasa-aerea-en-Colliguaya-odorifera-Mol-Retanilla-trinervia-%28Gillies-et-Hook%29-Hook-et-Arn-y-Berberis-actinacantha-Mart-en-la-Reserva-Nacional-Robleria-del-Cobre-de-Loncha.pdf?sequence=1&isAllowed=y> (accedido en Junio, 2018).

Rodríguez, R.; C. Marticorena; D. Alarcón; C. Baeza; L. Cavieres; V.L. Finot; N.; Fuentes; A. Kiessling; M. Mihoc; A. Pauchard; E. Ruiz; P. Sánchez & A. Marticorena. 2018. Catálogo de las plantas vasculares de Chile. *Gayana Bot.* 75(1): 1-430.

Tapia, D. 2005. Comunidades vegetales de la quebrada de La Plata, Región Metropolitana (Chile). *Chloris Chilensis* Año 8 N° 2. URL: <http://www.chlorischile.cl> (accedido en Julio, 2018).

Recomendados por revista *Chagual*

LIBROS



PLANTAS Y ÁRBOLES DE LOS BOSQUES DE CHILE
Martin Gardner, Paulina Hechenleitner & Josefina Hepp
2018



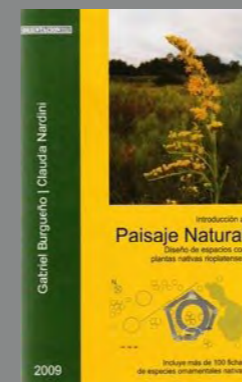
EL REINO IGNORADO.
Una sorprendente visión del maravilloso mundo de las plantas
David Jara
2018



VERDOLATRÍA.
La naturaleza nos enseña a ser humanos
Santiago Beruete
2018



ELEMENTOS DE DISEÑO Y PLANIFICACIÓN CON PLANTAS NATIVAS. Introducción al Paisaje Natural. Parte I
Gabriel Burguenio & Claudia Nardini
2018



INTRODUCCIÓN AL PAISAJE NATURAL
Gabriel Burguenio & Claudia Nardini
2009



FLORA DEL LITORAL DE LA REGIÓN DE VALPARAÍSO
Sebastián Teillier, Rodrigo Villaseñor, Alicia Marticorena, Patricio Novoa, Hermann M. Niemeyer
2018



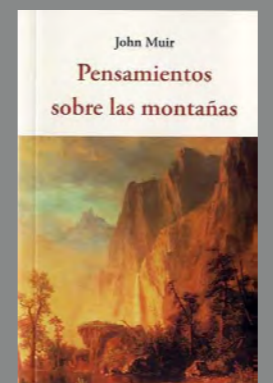
LA MEDITACIÓN Y EL ARTE DE LA JARDINERÍA
Ark Redwood
2016



EL INCREÍBLE VIAJE DE LAS PLANTAS
Stefano Mancuso
2018



ESCRITOS SOBRE NATURALEZA
John Muir
2018



PENSAMIENTOS SOBRE LAS MONTAÑAS
John Muir
2018



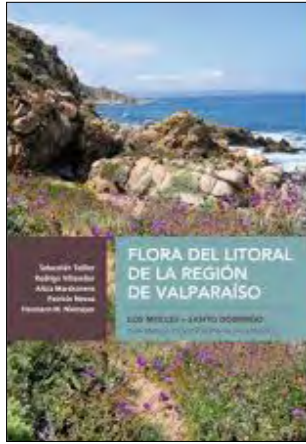
HERBARIO
Adrienne Barman
2018



CULTIVO DE PLANTAS NATIVAS. Propagación y viverismo de especies de Argentina central
Cecilia Eynard, Ana Calviño & Lorena Ashworth
2017

Comentario de libros

María Teresa Serra

**FLORA DEL LITORAL DE LA REGIÓN DE VALPARAÍSO**

Sebastián Teillier, Rodrigo Villaseñor, Alicia Marticorena,
Patricio Novoa y Hermann M. Niemeyer

Los autores, grupo de académicos e investigadores de la flora y la vegetación de Chile con importante experiencia en prospecciones en terreno, investigación y con numerosas publicaciones botánicas tanto científicas como de divulgación reunidos en una alianza amistosa de profesionales de diversas instituciones tanto universitarias como de la Corporación Nacional Forestal a través de la presente publicación.

La presente obra no se trata de una obra aislada ya que enriquece la serie de publicaciones realizadas por varios de los autores citados, iniciada en 2005 con "Flora de la Reserva Nacional Río Clarillo" (Teillier, Riedemann, Aldunate y Niemeyer) con la revisión de 600 taxa y en 2011 "Flora Andina de Santiago" (Teillier, Marticorena y Niemeyer) con revisión de 600 especies distribuidas en las cuencas de los ríos Maipo y Mapocho publicadas por la Universidad de Chile.

El sello de dichas obras y objetivos son servir de **Guía para la identificación de las especies de la zona central flora andina de RN, andina de Santiago o el litoral de Valparaíso**, inicialmente didáctica y educativa destinados a estudiantes universitarios y a todos los amantes de la botánica, posteriormente se amplía en forma explícita a los que sientan pasión por sus plantas y sus flores, a los profesionales relacionados a la administración y manejo de los recursos vegetales naturales y a los estudiantes de materias relacionadas con los recursos naturales y el paisaje y en la lectura del libro presente se destaca la necesidad de la sociedad de publicaciones con información accesibles que permita reconocer y nombrar lo que se está observando vinculando los esfuerzos a la conservación de la naturaleza o patrimonio natural.

"Solo se aprecia y conserva lo que se conoce y se nombra"
"nadie puede amar una cosa por completo ignorada"

Esta flora se refiere al conocimiento de las plantas vasculares silvestres nativas, endémicas o alóctonas (exóticas o introducidas) asilvestradas que se encuentran en el litoral de la Región de Valparaíso, situado desde Los Molles a Santo Domingo en una franja que se extiende a 10 km al interior comprendiendo un gran número de ecosistemas y riqueza florística.

La diversidad de la flora litoral determinada asciende a 940 especies vegetales es nombrada en forma correcta y actualizada.

La obra publicada se encuentra dividida en 5 secciones, siendo cada una de ellas un aporte a quien tenga interés en el conocimiento de las plantas de la región, su distribución y las formaciones vegetacionales en que se encuentra en diversos aspectos de la botánica:

Sección 1: Estado de la flora del litoral de la Región de Valparaíso

Descripción del territorio: Se refiere a la delimitación del área geográfica indicando las localidades donde se encuentran las mejores condiciones de estudio y observación. Incluye fotos de localidades emblemáticas.

Origen geográfico de la flora: Flora total según Catálogo de la flora de Valparaíso: 1862 taxa totales, (50,8% de endemismos) y alrededor 384 taxa exóticos o asilvestrados. (70,4% taxa nativos y 20,6% taxa exóticos) (Novoa, 2013).

Flora total del litoral de la región de Valparaíso: 940 taxa totales, alrededor de 300 sps son exóticas asilvestradas. (68% taxa nativos y endémicos 32% taxa exóticos)

Construcción del conocimiento de la flora del litoral: Erudita visión histórica de las expediciones naturalistas que contribuyeron al conocimiento de la flora litoral y el concepto de puerta de entrada de numerosas especies alóctonas desde épocas tempranas.

La vegetación actual del litoral de la Región de Valparaíso: Clasificada según la fisonomía estructural **bosques, matorrales y praderas**. Las formaciones son ilustradas con el listado de especies principales, estado sucesional o grado de intervención antrópica así como los sitios o localidades donde se presentan.

Bosques de quebradas y laderas de exposición polar; contiene numerosos endemismos y bosques higrófilos relictuales, alta diversidad de Myrtaceae, y antiguos elementos laurifolios.

Variados matorrales esclerófilos costeros primarios ocupan de preferencia las terrazas litorales y laderas de exposición ecuatorial, matorrales rupícolas costeros, matorrales de dunas costeras, matorrales xerófilos. Se distinguen matorrales esclerófilos secundarios de terrenos húmedos y no húmedos producto de la tala reiterada y la quema de bosque esclerófilo, la ganadería, terrenos de baja productividad, la presencia de conejos en condiciones de máxima degradación con presencia de especies colonizadoras nativas y exóticas tanto leñosas como herbáceas y las praderas húmedas: incluyendo praderas higrófilas y de marismas con alta salinidad.

Muchas de estas unidades descritas no son cartografiables pero conforman biotopos que albergan importantes y singulares grupos de plantas.

Resulta de interés la incorporación de unidades vegetacionales con alta presencia de especies alóctonas con características de especies invasoras.

Sección 2: Cómo se nombran las plantas

Tratamientos taxonómicos y estabilidad nomenclatural de las especies y otras categorías: La inestabilidad traducida en cambios de nombres genéricos, adscripción a nuevas familias etc responde en parte a la aplicación de nuevos sistemas y técnicas de clasificación en estado de progreso (APG I,II,III) y a las revisiones periódicas de grupos de interés por parte de diversos botánicos a nivel mundial.

El nivel de uso de un nombre por los pares es un buen indicador del nivel de aceptación de una propuesta trae muy buen ejemplo del recorrido histórico de *Tristagma*, *Brodiaea* "lágrimas de la virgen"

Como utilizar las claves para identificar las plantas: Se incluyen ejemplos ilustrados para el uso de claves de identificación, destacando el valor de la morfología floral y vegetativa como "elementos de diagnóstico" para la identificación de los taxa en forma pedagógica para el que quiera aprender e identificar "de veras".

Glosarios e ilustraciones son bienvenidos para describir muchos de estos elementos morfológicos caracterizados por nombres poco amigables al inicio.

Sección 3: Claves de identificación para identificar las especies del área en estudio en forma jerarquizada

Familias o grupos de familias según División (Pteridophytas, Pinophytas), según fisonomía o forma de vida: árboles, arbustos, hierbas anuales, perennes, acuáticas, suculentas, trepadoras, etc., géneros hasta el nivel de especies.

La utilización de las Claves de identificación es la forma más segura de llegar al nombre de la planta.

Esta sección contiene una clave dicotómica interminable con la información de cada especie, con datos relevantes: nombre científico, nombre común, número de página de la foto, breve descripción o referencias de otras obras indicando los sinónimos más utilizados, tipo de vegetación que integra, forma de vida, origen geográfico.

Sección 4: Imágenes para la identificación

Muy buen aporte fotos nuevas, grandes y descriptivas 2 por página, organizadas según forma de vida y color de flores. Contiene caracteres de hábito, flores y/o frutos.

Sección 5: Índices útiles de nombres comunes, nombres científicos, e índice de familias

Al final del libro, como es costumbre: Tienen en sus manos esta valiosa herramienta que hemos presentado, junto con el sincero agradecimiento a quienes han participado en este esfuerzo, incluyendo a los 5 autores y colaboradores varios mencionados en el texto: en tareas de edición, diseño, ilustraciones, fotografías, etc.

Mención especial a la dedicatoria que definen sus autores: A Don Federico Johow por la gran obra de la Flora de Zapallar; a la profesora Luisa Eugenia Navas por el esfuerzo y tenacidad de publicar los tres tomos de la Flora de la Cuenca de Santiago fuente de aprendizaje e inspiración de varias generaciones de aprendices botánicos y el merecido recuerdo en la memoria de nuestro amigo y colega Gustavo Mieres Urquieta que habría disfrutado esta obra.

Comentario de libros

M. Victoria Legassa Classen

EL JARDINERO AMIGABLE CON EL CLIMA. UNA GUÍA DE CINCO PASOS PARA MITIGAR EL CALENTAMIENTO GLOBAL POSIBILITANDO EL ALMACENAMIENTO DE CARBONO EN EL SUELO DE NUESTROS ESPACIOS VERDES Y JARDINES

The Climate-Friendly Gardener A Guide to Combating Global Warming from the GroundUp publicada por la *Union of Concerned Scientists* (2010), brinda conocimientos para comprender la vinculación entre el suelo, las plantas y el calentamiento global y para animarnos a construir jardines más sustentables y que aporten de alguna manera a la crisis climática. El calentamiento global resulta de una acumulación en la atmósfera, de dióxido de carbono (CO₂) y otros gases de efecto invernadero (GEI) generados por las actividades humanas, incluyendo la quema de combustibles fósiles, que atrapan el calor e impiden que la radiación se refleje de vuelta al espacio.

No obstante, ya que el carbono circula constantemente entre el aire, las plantas, el suelo y de regreso al aire, los jardines urbanos pueden jugar un importante papel en la captura y almacenamiento de CO₂. De hecho, cada parche de suelo, y las plantas que crecen en él, absorben y emiten varios tipos y cantidades de gases que atrapan el calor -dependiendo de cómo se manejen los suelos, las prácticas agrícolas, silvícolas y hortícolas.

La clave para bloquear el carbono es el suelo. La Unión de Científicos Preocupados define 5 pasos o prácticas para asegurar el almacenamiento de carbono en el suelo.

Paso 1. Minimiza las entradas de emisión de carbono a tu jardín. Minimizar el uso de herramientas que funcionan con gasolina y productos que requieren energía de combustibles fósiles en su fabricación y puesta en el mercado. Incluso los fertilizantes orgánicos a base de nitrógeno (compost, estiércol animal) pueden crear gases adicionales que atrapan el calor de efecto invernadero, especialmente si el momento y la cantidad de fertilizante no son precisos. Este exceso genera óxido nitroso, un GEI 320 veces más potente que el CO₂. Lo mismo ocurre con los pesticidas. En contrapartida, la Guía recomienda utilizar herramientas mecánicas o eléctricas, usar fertilizantes como estiércol compostado, variar la selección y localización de especies anuales, y realizar análisis de suelo para determinar las necesidades reales previo a la aplicación de enmiendas. Asimismo, evitar cultivos utilizando el musgo de turbera *Sphagnum*, cuya extracción destruye ecosistemas vitales por su capacidad para almacenar carbono.

Al quemarse, cada litro de gasolina emite alrededor de 2,4 kg de CO₂ que quedan en la atmósfera. En una hora, la cortadora de césped emite tanta contaminación como un auto al recorrer 322 Km; es decir, contamina el triple que un auto.

Paso 2. Evita dejar el suelo desnudo. El suelo desnudo es vulnerable a la erosión, la invasión por malezas y a la pérdida de carbono. Para desarrollar un suelo saludable, productivo y con capacidad de retener carbono, se recomienda la utilización de cultivos de cobertura. Esta cobertura suprime las malezas, evita la erosión, aumenta las propiedades de retención de agua y aporta nutrientes, reduciendo la necesidad de aplicación de fertilizantes. Por otra parte, al mantener el nitrógeno en sus tejidos, también impiden que los microbios del suelo lo conviertan en óxido nitroso.

Paso 3. Planta árboles y arbustos. Todas las plantas absorben CO₂ a través de sus hojas, almacenando el carbono en sus tejidos. Pero los árboles y los arbustos, debido a que son grandes, leñosos y de larga vida, pueden almacenar mayores cantidades de carbono que otras plantas, durante períodos de tiempo más prolongados. Los árboles bien colocados pueden proteger los edificios del sol del verano o amortiguarlos de los vientos fríos del invierno, lo que reduce la necesidad de aire acondicionado y calefacción. Y a través de la evapotranspiración (el movimiento de agua desde el suelo, a través de las hojas de las plantas y hacia el aire), los árboles urbanos y suburbanos pueden disminuir la temperatura de todo el vecindario durante el verano, lo que reduce aún más la necesidad de aire acondicionado.

Al incorporar **árboles frutales y arbustos de bayas** en vez de solo plantas ornamentales, aumenta el rango de especies alimentarias que se pueden cultivar en su jardín.

Paso 4. Recicla los desechos de tu jardín. Las podas de jardín y los restos orgánicos de la cocina constituyen una porción significativa de los desechos domiciliarios. Al descomponerse en los vertederos, estos restos liberan **metano**, un GEI que es 23 veces más potente que el CO₂. Los jardineros pueden ayudar a reducir los aportes al calentamiento global asociados con la eliminación de desechos mediante su compostaje, proceso que además de reducir las emisiones de metano de los rellenos sanitarios, mejorará la calidad del suelo del jardín así como su capacidad para retener agua y capturar carbono.

Un proceso de compostaje eficiente proporciona a los microorganismos la proporción correcta de materiales que contienen carbono y nitrógeno; una relación que oscila entre 25: 1 y 30: 1 es óptima. Los materiales ricos en carbono tienden a ser secos y de color café (hojas, paja, astillas de madera), mientras que los materiales ricos en nitrógeno suelen ser húmedos y verdes (recortes de hierba fresca, residuos de alimentos). El compost debe moverse regularmente para oxigenarlo y minimizar la producción de metano. El compost estará listo para usarlo cuando se vea oscuro, se pueda desmenuzar (grano fino) y huelga a tierra.

Paso 5. Piensa en lo que requiere tu césped. Si bien almacenan carbono, los céspedes tienen el inconveniente de que para mantenerse verdes requieren grandes cantidades de agua y fertilizantes. Por esta razón, se recomienda elegir mezclas de pastos con vocación de praderas, con menores requerimientos hídricos y de fertilización; regar en horas menos calurosas para minimizar la pérdida de humedad por evaporación; cortarlo regularmente a no menos de 7 cm para tener raíces sanas y menos sedientas.

Por sí solas estas prácticas no solucionarán el calentamiento global, pero al igual que otras, como el uso de bolsas de compras y otros productos reutilizables, cultivar un jardín o césped ecológico constituye una pieza indispensable del rompecabezas. Así se va conformando una cultura de uso racional de los recursos, y de prácticas amigables con las otras especies con las que co-habitamos en el territorio. De hecho, se puede agregar un siguiente paso o práctica que es buscar aquellas especies nativas que atraen polinizadores de flores y dispersores de frutos, de forma de proveerles de hábitat y alimento a especies que de otra manera verán dramáticamente reducidos sus ecosistemas de origen. Si se toma en cuenta la superficie destinada a jardines residenciales en el Área Metropolitana de Santiago, es posible concluir que un alto porcentaje de sus habitantes le asigna valor a disponer de espacios verdes en su vivienda y que en alguna medida, se involucra en su destino y cuidados.

En el año 2011 la superficie total de jardines residenciales capitalinos alcanzaba 16.710 Ha, encontrándose que:

- El tamaño promedio es de 154 m² -rango entre 8m² y 9.499 m²;
- Los de menor tamaño son más importantes en número y en diversidad de localización;
- El 75% está cubierto de vegetación como árboles, arbustos y césped;
- En conjunto representan el 19% de la superficie del Área Metropolitana de Santiago;
- Es 3,7 veces mayor que la de áreas verdes públicas (Reyes-Paecke S. & L. Meza, 2011).

Si todos los hogares del Área Metropolitana de Santiago que poseen jardines adoptaran las prácticas de jardinería que recomienda esta guía, quienes lo lleven a cabo, además de disfrutar el placer de estar en contacto directo con la tierra y las plantas al trabajar en su jardín, podrían tener la satisfacción de estar colaborando activamente en el apremiante desafío socio cultural que implica la mitigación del calentamiento global.

Agradecimientos: se agradece a la *Union of Concerned Scientists* por su autorización para divulgar los contenidos de la publicación *The Climate-Friendly Gardener a Guide to Combating Global Warming from the Ground*. Disponible en: <https://www.jstor.org/stable/resrep00057>.

Bibliografía

Reyes-Paecke S. & L. Meza. 2011. Jardines residenciales en Santiago de Chile: Extensión, distribución y cobertura vegetal. *Revista Chilena de Historia Natural* 84: 581-592.

Union of Concerned Scientist. 2010. *The Climate-Friendly Gardener a Guide to Combating Global Warming from the Ground*.

Curso Internacional

CURSO INTENSIVO DE MORFOLOGÍA FLORAL DE LA RED FLO-RE-S EN LA RESERVA NACIONAL RÍO CLARILLO

5 al 12 de octubre de 2018

Kester Bull-Hereñu^{1,2}, Louis Ronse de Craene³, Regine Classen-Bockhoff⁴, Akitoshi Iwamoto⁵, Juliana Hanna Leite El Ottra⁶, Patrícia dos Santos⁷, João F Ginefra Toni^{8,9}, Pakkapol Thaowetsuwan³, Javiera Chinga¹, Paulette I Naulin¹⁰

¹ Fundación Flores, Santiago, Chile

² Museo Nacional de Historia Natural, Santiago, Chile

³ Royal Botanic Garden Edinburgh, UK

⁴ Johannes Gutenberg-Universität, Maguncia, Alemania

⁵ Universidad de Kanagawa, Japón

⁶ Universidade Federal do ABC, Brasil

⁷ Universidad de Lisboa, Portugal

⁸ Goetheanum, Dornach, Suiza

⁹ Universidad de Jena, Alemania

¹⁰ Universidad de Chile, Santiago, Chile

Entre el 5 y 12 de octubre del 2018 se llevó a cabo la primera versión del Curso Intensivo de Morfología Floral de la red FLO-RE-S (Bull-Hereñu et al., 2016) en las dependencias de la Reserva Nacional Río Clarillo (CONAF). La ONG Laboratorio Flores (www.laboratorioflores.cl) tuvo a cargo la planificación y ejecución de este evento cuyos preparativos comenzaron en marzo del 2018 con las gestiones organizacionales y logísticas en Chile, así como la de la convocatoria de los docentes del exterior. La nómina del curso incluyó a dieciséis estudiantes graduados y de pregrado de diversas carreras incluyendo a cuatro alumnos extranjeros provenientes de Perú y Colombia.

El objetivo de este curso fue entregar una introducción general a la morfología floral y también ejercitar el desarrollo de preguntas de investigación y procedimientos observacionales en terreno. Las disciplinas botánicas clásicas que consideran el estudio del organismo vegetal y en particular, aquellas que se preocupan de reconocer y analizar la forma, han ido mermando su presencia tanto en el currículo escolar como en la educación superior (Iwamoto y Bull-Hereñu 2018). Es en parte por esta razón que se ha venido produciendo un vacío de conocimientos tanto del contenido disciplinar respectivo, así como de las posibilidades y estrategias de investigación que se encuentran en este campo de la biología.

La propuesta del curso fue generar las condiciones que sumergieran a los estudiantes y docentes en un ambiente propicio para la contemplación del material vegetal en el campo. Dentro de este precepto, se diseñó un programa intensivo de seis días de duración al interior de una reserva natural. Los estudiantes asistieron a clases teóricas, caminatas de observación, sesiones de observación en laboratorio y ejecución de un proyecto de investigación acotado con supervisión de un especialista. Dada la variedad de nacionalidades de los participantes (8), el curso se dio alternando inglés y español.

Docentes y contenidos

Se conformó un equipo de nueve docentes especialistas en morfología, anatomía y desarrollo floral (Tabla 1).

TABLA 1.
NÓMINA DE PROFESORES PARTICIPANTES DEL PRIMER CURSO INTENSIVO DE MORFOLOGÍA FLORAL DE LA RED FLO-RE-S

| Nombre docente | Institución | País | Especialidad |
|---------------------------------|---|-------------|--|
| Louis Ronse de Craene (LRDC) | Royal Botanic Garden Edinburgh | Reino Unido | Diagramas florales y evolución de las familias de angiospermas |
| Regine Classen-Bockhoff (RCB) | Johannes Gutenberg-Universität | Alemania | Biología floral de la polinización y reproducción |
| Akitoshi Iwamoto (AI) | Tokyo Gakugei University | Japón | Caracteres florales en monocotiledóneas |
| Juliana H. Leite El Ottra (JLO) | Universidade Federal do ABC | Brasil | Biología floral y caracteres florales en Sapindales |
| Patrícia dos Santos (PS) | Universidad de Lisboa | Portugal | Caracteres florales en Montiaceae y Crassulaceae |
| João F Ginefra Toni (JT) | Friedrich Schiller Universität Jena | Alemania | Dibujo botánico en el campo y caracteres florales en Rosaceae |
| Pakkapol Thaowetsuwan (PT) | Royal Botanic Garden Edinburgh | Reino Unido | Caracteres florales y estructuras complejas en Euphorbiaceae y Proteales |
| Javiera Chinga (JC) | Fundación Flores y Pontificia Universidad Católica de Chile | Chile | Integración fenotípica de caracteres florales en <i>Schizanthus</i> |
| Paulette Naulin (PN) | Universidad de Chile | Chile | Morfoanatomía floral |

Siete de ellos vinieron desde el extranjero como parte de la red internacional FLO-RE-S (Bull-Hereñu et al., 2016, www.flores-network.com).

Los primeros tres días se trataron temas generales relativos a la morfología y anatomía floral, así como a la biología de la polinización y reproducción, aplicada directamente a la flora de la reserva. Los temas y duraciones respectivas contemplaron:

1. Morfología floral y taxonomía (4 módulos)
2. Biología de la polinización y la reproducción (4 módulos)
3. Anatomía floral (2 módulos)

En la segunda mitad del curso se presentaron y discutieron tópicos más específicos referentes a la biología floral de especies en general y que representaban los temas de expertise del equipo de docentes en el curso. Se incluyeron los siguientes temas:

1. Bauplan floral en monocotiledóneas
2. Estructura floral en Sapindales del Neotrópico
3. Morfología de inflorescencias
4. Diversidad morfológica floral en *Croton* (Euphorbiaceae)
5. Adaptaciones florales
6. Integración floral y diversificación morfológica en *Schizanthus*

Además, se incluyó diariamente y después de almuerzo una sección de contemplación y dibujo botánico en campo a cargo de Joao F. Toni (Figura 1, ver además este volumen pp. 35-41).



Figura 1: Sesiones de contemplación y dibujo botánico en el campo después de almuerzo a cargo de Joao F. Ginefra Toni (de polera blanca).

Proyectos de Investigación

Una de las particularidades del curso fue que todos los estudiantes debieron ejercitar la puesta en marcha de un pequeño proyecto de investigación que los confrontara con una pregunta científica relacionada a la flora presente en la reserva. Los estudiantes se organizaron en 8 parejas y fueron guiados en sus respectivos proyectos por uno de los tutores, pudiendo abordar exitosamente distintos tópicos relacionados a la morfología floral de distintos taxa que crecen en la reserva (Tabla 2, Figura 2). Uno de estos proyectos de investigación está reportado en este volumen (Ginefra Toni et al., 2019, pp. 35-41).

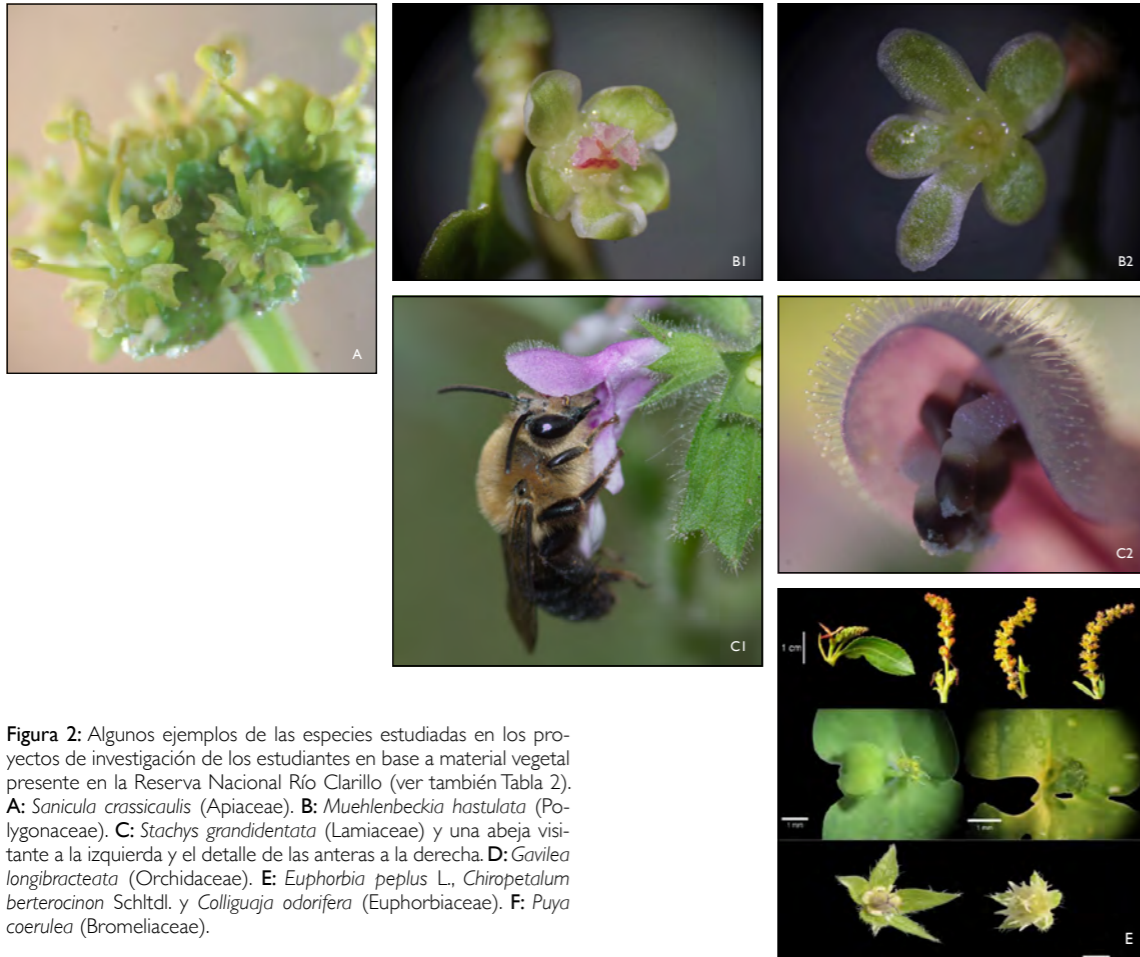


Figura 2: Algunos ejemplos de las especies estudiadas en los proyectos de investigación de los estudiantes en base a material vegetal presente en la Reserva Nacional Río Clarillo (ver también Tabla 2). **A:** *Sanicula crassicaulis* (Apiaceae). **B:** *Muehlenbeckia hastulata* (Polygonaceae). **C:** *Stachys grandidentata* (Lamiaceae) y una abeja visitante a la izquierda y el detalle de las anteras a la derecha. **D:** *Gavilea longibracteata* (Orchidaceae). **E:** *Euphorbia peplus* L., *Chiropetalum berterocinon* Schtdl. y *Colliguaja odorifera* (Euphorbiaceae). **F:** *Puya coerulea* (Bromeliaceae).



Transcurso

Los profesores llegaron a la reserva el 3 de octubre para hacer los preparativos previos. Por su parte, los estudiantes se juntaron el viernes 5 en las dependencias del Museo Nacional de Historia Natural para viajar a la reserva. Una vez en Río Clarillo, se dio el puntapié inicial al curso con una ceremonia de bienvenida que condujo Paulette Naulin y que contó con dos charlas acerca de la flora nativa, a cargo de Gloria Rojas (Museo Nacional de Historia Natural) y de Andrés Moreira (Pontificia Universidad Católica de Valparaíso).

Las clases de tópicos generales transcurrieron en aula y terreno entre el sábado 6 y lunes 8 de octubre, mientras que entre el martes 9 y el jueves 11 los estudiantes se dedicaron intensivamente al desarrollo de los proyectos de investigación que se les asignaron (Figura 3).



Figura 3: Estudiantes del curso trabajando en sus proyectos de investigación. **A:** Akitoshi Iwamoto (izquierda) y su grupo. **B:** Alumnos junto a Regine Classen-Bockhoff (sentada). **C:** Estudiantes trabajando en proyecto guiado por Patricia Dos Santos. **D:** Estudiantes trabajando en proyecto guiado por Juliana H. Leite El Ottra (de negro).

El curso se clausuró con un seminario abierto realizado en la sala Enrique Sazié en la Casa Central de la Universidad de Chile el día viernes 12 en que los estudiantes expusieron sus resultados de investigaciones (Tabla 2).

TABLA 2.

TÍTULOS DE TRABAJOS DE INVESTIGACIÓN REALIZADOS POR LOS ESTUDIANTES Y PRESENTADOS EN EL SEMINARIO DE CIERRE.

| Expositores | Título investigación |
|---------------------------------------|---|
| María José Romero y Ana María Vargas | La arquitectura y el sistema de reproducción en <i>Sanicula crassicaulis</i> (Apiaceae) |
| Gabriela Matamala y Betsabé Abarca | Morfología y anatomía floral comparativa de <i>Loasa placei</i> y <i>Loasa triloba</i> |
| Pamela Torres y Cheo Tam | ¿Por qué hay tantas especies dioicas pequeñas y verdes aquí? |
| Rosa Villanueva y Akira Wong | Biología floral y polinización comparativa de dos especies de Lamiaceae simpátricas |
| Constanza Millán y Pía Osses | ¿Cuán plásticas son las flores cuando se exponen a diferentes condiciones ecológicas? |
| Adriana Sandoval y Franchesca Aguilar | Morfología comparativa en tres géneros de Euphorbiaceae encontrados en la Reserva Nacional Río Clarillo |
| Nicolás Sanzur y Víctor Fernández | Variación floral en las monocotiledóneas en el bauplan trimeroso-pentacíclico |
| Sara Terreros y Samuel Valdebenito | Anatomía floral de <i>Puya coerulea</i> . ¿Cuál es el rol de los tricomas en los pétalos? |

Los organizadores del curso y los autores de este trabajo quedaron muy conformes con la experiencia lograda en esta primera versión del Curso Intensivo de Morfología Floral. El grupo conformado por estudiantes y tutores sumado al entorno natural redundó en un grato ambiente académico y humano. (Figura 4). Esperamos poder repetir la experiencia a futuro.



Figura 4: Docentes y alumnos participantes del curso.

Agradecimientos

Agradecemos a la Corporación Nacional Forestal (CONAF) por permitir realizar el curso en sus dependencias, así como al personal de la Reserva Nacional Río Clarillo por su colaboración desde las preparaciones del curso en adelante. A Andrés Moreira y Gloria Rojas por presentar sus charlas en la ceremonia de bienvenida y a Fernanda Pérez, Josefina Hurtado, Patricio Spencer y Renato Otárola por el apoyo logístico brindado antes y durante el curso. Fernando Elorza y María Teresa Serra brindaron apoyo invaluable en las gestiones previas al curso. También agradecemos al Museo Nacional de Historia Natural por su patrocinio y por facilitar sus dependencias para el arribo de los estudiantes, así como a la Universidad de Chile por facilitar la sala Enrique Sazí para la realización del seminario de cierre.

Referencias

- Bull-Hereñu K., Claßen-Bockhoff R., Ronse De Craene L. 2016. The FLO-RE-S network for contemporary studies in flower structure and biology. *Flora* 221: 1-3.
- Iwamoto A., Bull-Hereñu K. 2018 Floral development: re-evaluation of its importance. *Journal of Plant Research* 131: 365-366.

Congreso Latinoamericano

XII CONGRESO LATINOAMERICANO DE BOTÁNICA

Quito, Ecuador

21 al 28 de octubre de 2018

Andrés Moreira

Entre los días 21 y 28 de octubre de 2018 se llevó a cabo el XII Congreso Latinoamericano de Botánica, en Quito, Ecuador. En él participaron alrededor de 800 botánicas y botánicos de todo el continente. La reunión de la Sociedad de Botánica se desarrolló al alero del Congreso.

El Congreso incluyó 10 Conferencias Magistrales de destacados botánicos de la región. Se desarrollaron 36 Simposios de los más variados temas de la botánica. **Se programaron 7 cursos**, de Ilustración botánica; Diversidad y evolución de lianas y plantas trepadoras en el neotrópico; Systematics of Angiosperms; Determinación de la calidad de productos elaborados con plantas medicinales desecadas, mediante análisis de caracteres morfo-anatómicos; Fundamentos de Programación en R; Nomenclatura Botánica – International Association for Plant Taxonomy IAPT; Identificación de Briófitos (hepáticas y musgos).

Se desarrollaron 5 talleres: Áreas Importantes para Plantas: una herramienta para la conservación y el manejo de paisajes; Briófitos como bioindicadores de la contaminación ambiental; Etnobotánica de Agaveae en los andes ecuatorianos; Aplicación y uso de los recursos genéticos nativos del neo y subneotrópico; Gobiernos locales de Ecuador apoyan la gestión de Áreas Protegidas y otras medidas de conservación.

Hubo 7 mesas redondas: La personalidad de las plantas; Conexiones históricas entre formaciones campestres de América Latina: biodiversidad y evolución; Estructuras secretoras; Oxalis L. como modelo para abordar preguntas evolutivas; Avances en el Estudio de las Asteráceas Latinoamericanas: Una Visión Integradora.

Presentaciones orales y posters: Alrededor de 85 presentaciones orales de parte de la delegación chilena, la mayor parte de estas en co-autoría con algún miembro de la Sociedad de Botánica.

Algunos de los trabajos de la delegación chilena fueron los siguientes:

- A. Vidal *et al.*: Evaluación de procesos de domesticación de *Zea mays* de 2000 años de antigüedad en el desierto de Atacama, región de Tarapacá, Chile.
- B. Vergara *et al.*: La nucleación de individuos favorece la diversidad genética de la especie relictiva *Pouteria splendens* (a.d.c.) Kuntze (Sapotaceae) en Chile central.
- R. Vargas: Colono de dos cordilleras: filogeografía de refugios de montaña e historia postglacial del líquen endémico *Xanthopeltis rupicola* (Teloschistaceae, Ascomycota).

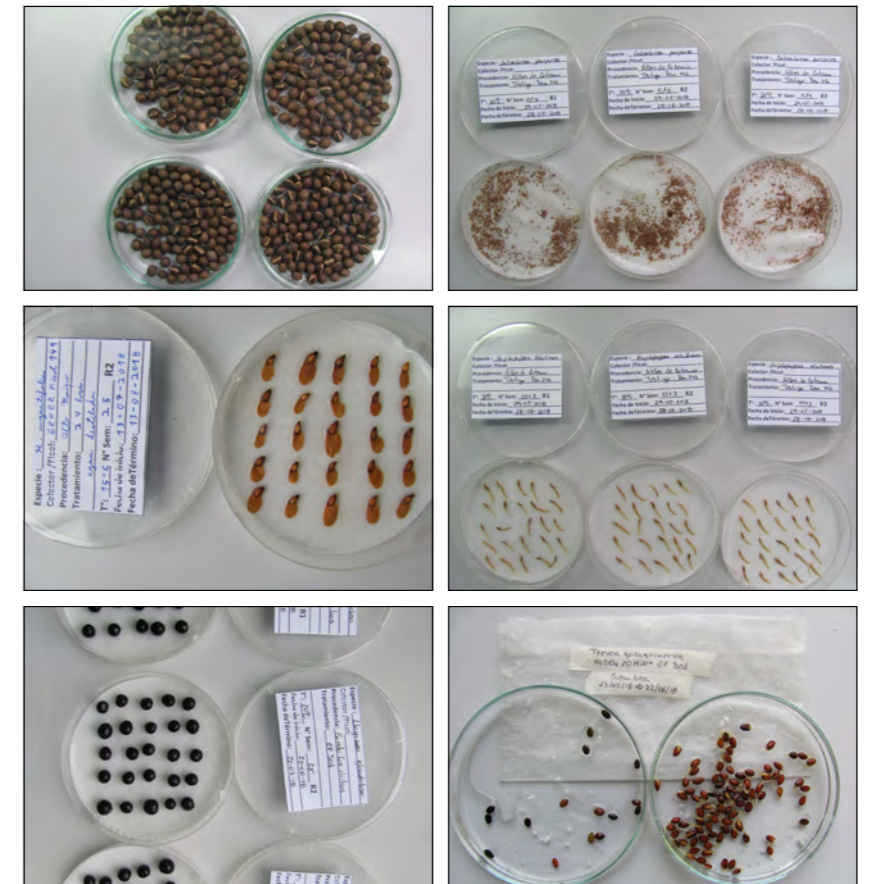


- C.Valdivia et al.: El robo de néctar por la hormiga *Camponotus distinguendus* (Formicidae) no afecta la producción de semillas del árbol polinizado por colibríes *Embothrium coccineum* (Proteaceae).
- Urrutia-Estrada y Pauchard: Plantas acuáticas invasoras presentes en el cono-sur de América.
- A. Urbina et al.: Caracterización morfoanatómica de semilla y primeros estados fenológicos de *Lepidium latifolium* L. Una maleza con propiedades medicinales.
- O. Toro-Núñez y A. Lira-Noriega: Ejemplo de cómo la incongruencia filogenética y el método de distribución de especies podrían impactar en patrones de endemismo filogenético del desierto de Atacama (Chile).
- Toledo, B. et al.: Efecto de la competencia en el desarrollo de hojas en plántulas de *Cryptocarya alba* (Mol.) Looser y *Quillaja saponaria* (Mol.).
- J. Tapia et al.: Determinación de metales pesados en la especie *Colobanthus quitensis* (kunt) Bartl y su suelo de origen, en un gradiente geográfico desde el continente hasta la Antártica.
- Sandoval et al.: Avances en la conservación ex situ de *Pouteria splendens*, especie endémica y en peligro de la zona centro norte de Chile.
- Salgado-Luarte et al.: ¿Existe coordinación entre las tasas de crecimiento aéreo y radicular en arbustos del desierto de Atacama?
- Sáez et al.: Rescate y restauración ecológica de la vegetación endémica del archipiélago Juan Fernández: un estudio para enfrentar la degradación de bosques amenazados por especies exóticas invasoras.
- Rosas, MR. y Guerrero, PC.: Gradientes de riqueza de *Haplopappus* (Asteraceae), un género de arbustos de la diagonal árida del cono Sur de Sudamérica.
- M. Romero-Mieres: Mario Recuperación natural de un bosque siempreverde afectado por tala rasa y quema hace 15 años en el sur de Chile.
- Rojas Villegas, G & Seelenfreund, A.: Evolución de la flora urbana de Isla de Pascua (Rapa Nui).
- Rojas, C. et al.: Reconstrucción filogenética del género *Argyria* (Bignoniaceae) y su relación con los procesos de aridización en el cono sur.
- Rodríguez-Ríos, R.: Pteridophyta de Chile, historia y estado actual.
- Robles, V. et al.: Cambios altitudinales en rasgos de semillas de la cordillera de los andes de Chile central- un acercamiento multiespecífico que incorpora efectos filogenéticos.
- Plaza A. et al.: Análisis de interacciones intra e interespecíficas entre semillas de cuatro especies de bosque mediterráneo chileno.
- Pincheira-Ulbrich et al.: Estudio del potencial efecto de la competencia por árboles en el ensamble ecológico de helechos película (Pteridophyta: Hymenophyllaceae).
- Pereira, I. et al.: Diversidad líquénica asociada a bosques del Río Achibueno. Región del Maule, Chile.
- Peñailillo Brito, P.: Los posgrados en botánica y ciencias relacionadas en Chile: una visión actual.

Noticias vinculadas al Jardín Botánico Chagual

Ensayos de germinación

Montaje de ensayos de germinación de semillas de *Avellanita bustillosii*, *Calceolaria purpurea*, *Kageneckia angustifolia*, *Haplopappus velutinus*, *Lagunoa glandulosa* y *Trevoa quinquenervia*.





Colectas de semillas

Colectas de semillas de *Solanum crispum*, *Porlieria chilensis*, *Peumus boldus*, *Llagunoa glandulosa* y *Aristolochia chilensis*, realizadas en el cerro El Carbón y en sectores aledaños a Pudahuel. Semillas clasificadas por colección, comunidades o jardines temáticos se mantienen refrigeradas en frascos de vidrio a una temperatura constante de 5°C.



Actividades de mantención en el vivero y el invernadero

Las actividades regulares como plantación de cactáceas en platabandas de crecimiento, repique de especies como *Porlieria chilensis* y *Stachys albicualis* y levantamiento de especies para actualización de inventario se realizan por el personal del vivero con apoyo de voluntarios y alumnos universitarios en práctica.



Siembras en almaciguera

Almacigos con siembras de *Porlieria chilensis*, *Flourensia thurifera*, *Colliguaja odorifera*.



Alumnos en práctica

Alumnos del Programa de habilidades especiales de la Universidad Andrés Bello y su profesora guía, también apoyan las actividades regulares para la mantención de plantas del vivero y el invernadero.



Actividades asociadas a días conmemorativos

Durante la celebración del Día del Patrimonio, el Día de la Tierra, y el Evento OH! Santiago, el JB Chagual abrió sus puertas y realizó visitas guiadas gratuitas para dar a conocer el estado de avance del proyecto.



Visitas guiadas a adultos

Durante el año 2018 se realizaron visitas guiadas a diferentes instituciones como: CESFAM La Florida, equipo de voluntarios de Fundación Mi Parque, Universidad Alberto Hurtado; CECADES Universidad de Santiago (USACH), Universidad Andrés Bello, Municipalidad de Vitacura.



Visitas guiadas establecimientos educacionales

Estudiantes de primer ciclo de establecimientos educacionales como Instituto Hebreo, Instituto Alonso de Ercilla.





