

PROPAGACIÓN CONVENCIONAL Y BIOTECNOLÓGICA DEL HUACANO (*Morella pavonis* C.DC. Parra-O)

HUGO ESCOBAR ARAYA
DANIELA BEDOYA MUÑOZ



UNIVERSIDAD DE TARAPACÁ
Universidad del Estado



Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de Tarapacá.





Este libro fue elaborado con información obtenida durante la ejecución del proyecto “Plan de Compensación por Intervención de *Myrica pavonis* (Pacama)”, ejecutado por la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de Tarapacá (UTA) y financiado a través del convenio de colaboración entre esta casa de estudios superiores y la Dirección de Obras Hidráulicas (DOH), Región de Arica y Parinacota, Ministerio de Obras Públicas, Gobierno de Chile (Decreto Exento N° 00.537/2022).

Autores: Dr. Hugo Escobar Araya, Daniela Bedoya Muñoz.

Editores:

Dr. Pablo Marcos Espinoza Concha, Departamento de Español, Facultad de Educación y Humanidades, Universidad de Tarapacá.

Dr. Wilson Huanca-Mamani, Laboratorio de Biología Molecular de Plantas, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de Tarapacá.

Registro propiedad intelectual N°2025-A-11597

ISBN n° 978-956-6028-49-9

Equipo de terreno: Catherine Yañez Bourguett.

Diseño y diagramación: Sofía Hurtado Longa.

Citar como: Escobar, H; Bedoya, D. (2025). Propagación convencional y biotecnológica del Huacano (*Morella pavonis* C.DC. Parra-O). Ediciones Universidad de Tarapacá, Arica, Chile.

Todas las fotografías empleadas en esta publicación son propiedad de sus autores. La reproducción, distribución o uso de dichas imágenes requiere la autorización expresa de los titulares.

Se permite la utilización parcial de los contenidos para propósitos educativos y no comerciales mencionando la fuente de origen y los editores.

PROPAGACIÓN CONVENCIONAL Y BIOTECNOLÓGICA DEL HUACANO (*Morella pavonis* C.DC. Parra-O)



UNIVERSIDAD DE TARAPACÁ
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
ARICA - CHILE

Río Lluta, sector Chapisca, valle de Lluta.








Índice de contenidos


INTRODUCCIÓN 12

1.- DESCRIPCIÓN BOTÁNICA 15

2.- PROPAGACIÓN POR SEMILLAS 19

- 
- 2.1.- Morfología floral 21
 - 2.2.- Fenología del Huacano 26
 - 2.3.- Manejo de semillas 32
 - 2.4.- Preparación de almácigos 40

3.- PROPAGACIÓN VEGETATIVA POR ACODO AÉREO 47

- 
- 3.1.- Ventajas de la propagación por acodo aéreo 49
 - 3.2.- Selección de árboles 50
 - 3.3.- Materiales y métodos 52
 - 3.4.- Preparación del acodo aéreo 54

4.- PROPAGACIÓN *IN VITRO* 60

- 4.1.- Etapa de establecimiento de los explantes 62



Índice de contenidos

4.2.- Etapa de proliferación
de brotes 68

4.3.- Etapa de enraizamiento 71

4.4.- Trasplante a condiciones
de maceta 74

5.- MANEJO DE VIVERO 78

5.1.- Trasplante de plántulas 71

5.2.- Sustrato 74

6.- FORESTACIÓN 84

6.1.- Características de sitios o
puntos de plantación 87

6.2.- Climatización y preparación
de sitios de plantación 92

6.3.- Plantación y cuidados
posteriores 94

CONCLUSIONES 96

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 98



Índice de figuras

Figura 1: Tronco de Huacano con de fisuras transversales o lenticelas.....	16
Figura 2: Árboles de 5 a 6 m de altura, sector de Chapisca, valle de Lluta.	17
Figura 3: A) Amento masculino. B) Amento femenino.	21
Figura 4: Inflorescencia masculina de <i>Morella pavonis</i> . A) Estambres. B) Bráctea. C) Flor masculina. D) Anteras abiertas.	22
Figura 5: Ramilla con inflorescencias masculinas.....	23
Figura 6: Inflorescencia femenina de <i>Morella pavonis</i> . A) Flor femenina. B) Bráctea. C) Estigma. D) Estilo corto. E) Ovario. F) Corte longitudinal flor femenina. G) Óvulo.....	24
Figura 7: Ramilla con inflorescencias femeninas.	25
Figura 8: Diferenciación de flores masculinas, 19 de junio de 2023.....	26
Figura 9: Inflorescencias masculinas en estado de plena flor, 2 de agosto de 2023.....	27
Figura 10: Periodo de cuajado y desarrollo del fruto, 4 de septiembre de 2023.	28
Figura 11: Desarrollo del fruto, 13 de octubre de 2023.....	29
Figura 12: Periodo de inicio de maduración del fruto, 5 de enero de 2023.	30
Figura 13: Fruto en periodo óptimo de cosecha,19 de enero de 2023.	30
Figura 14: Embrión, semilla y fruto de Huacano. A) Embrión. B) Corte longitudinal de semilla. C) Fruto sin cera sometido a calor para observar vesículas rojizas. D) Fruto completamente cubierto por papilas cerosas. E) Fruto maduro.....	31
Figura 15: Separación de frutos de <i>Morella pavonis</i>	32
Figura 16: Frutos inmaduros.....	33
Figura 17: Frutos maduros.	33
Figura 18: Secado y limpieza de material.....	34
Figura 19: Separación de la pulpa de la semilla.....	35
Figura 20: Materiales para el despulpado.	35
Figura 21: Almacenamiento de semillas.	36
Figura 22: A) Semilla con embrión vivo. B) Embrión normal. C) Endocarpio sin embrión. D) Semilla con embrión muerto.	38
Figura 23: Ramilla con frutos maduros.	39

Índice de figuras

Figura 24: Desinfección de almacigueras con solución de hipoclorito de sodio y agua (1:1).	41
Figura 25: Preparación de almaciguera.....	42
Figura 26: Siembra en almaciguera.	42
Figura 27: Almaciguera cubierta con plástico negro para mantener la humedad.....	43
Figura 28: Bomba de agua de 1 litro, para mantener la humectación de las almacigueras mediante aspersión.	44
Figura 29: Ambiente con malla antiáfido para almacigueras de Huacano.	45
Figura 30: Árbol femenino de Huacano, sector Chapisca, valle de Lluta.	50
Figura 31: Acodos aéreos en ramas en posición vertical.....	51
Figura 32: Instalación de la bolsa que contendrá el sustrato.	54
Figura 33: Extracción del anillo de corteza.	55
Figura 34: Amarrar la bolsa por la parte superior para finalizar el acodo.....	56
Figura 35: Riego del acodo.	57
Figura 36: Desarrollo de raíces después de 3 meses de la preparación.	58
Figura 37: Acodos aéreos separados de su árbol madre.	58
Figura 38: Desarrollo de raíces en un acodo de <i>Morella Pavonis</i> sin aplicación de auxina, después de 3 meses de preparado.	59
Figura 39: Brotes de <i>Morella pavonis</i> recolectados en terreno para explantes.....	63
Figura 40: Brotes de <i>Morella pavonis</i> sumergidos en solución antioxidante. Material preparado para la etapa de establecimiento de explantes.....	64
Figura 41: Explante de <i>Morella pavonis</i> con problemas de oscurecimiento o <i>browning</i>	65
Figura 42: Soluciones matrices para la preparación de medio de cultivo Murashige & Skoog (1962).	66
Figura 43: Sala de incubación para material cultivado <i>in vitro</i>	67
Figura 44: Siembra de explantes de <i>Morella pavonis</i> para etapa de proliferación <i>in vitro</i>	68
Figura 45: Brotación o brotación de explantes de <i>Morella pavonis</i> en etapa de proliferación después de 30 días de la siembra en concentraciones de BA $2,5 \times 10^{-6} M$	69

Índice de figuras

Figura 46: Brote para etapa de enraizamiento, resultados de etapa de proliferación.....	70
Figura 47: Ensayo de enraizamiento <i>in vitro</i> de brotes de <i>Morella pavonis</i> con carbón activado. Gradillas en sala de incubación.....	71
Figura 48: Plantas en etapa de enraizamiento cultivadas en medio MS con carbón activado.....	72
Figura 49: Morfología de plantas de <i>Morella pavonis</i> enraizadas <i>in vitro</i> . A) Planta sembrada con carbón activado. B) Planta con raíces anormales del tratamiento control, sin carbón activado.	73
Figura 50: Preparación de contenedores para trasplante de material <i>in vitro</i> a <i>ex vitro</i> , con turba esterilizada en autoclave a 120°C durante 20 minutos.....	74
Figura 51: Limpieza y desinfección de plántulas <i>in vitro</i> para trasplante a maceta. A) Remoción de agar de las raíces con agua destilada. B) Desinfección de plántulas con solución fungicida.....	75
Figura 52: Preparación de plántula para condiciones de maceta. A) Plántula desarrollada en cultivo con carbón activado. B) Plántula sin agar preparada para el trasplante.....	76
Figura 53: Trasplante a maceta.	76
Figura 54: Etapa de aclimatación en plántulas <i>ex vitro</i> . A) Plántulas en macetas cubiertas por bolsas plásticas perforadas, 7 días después del trasplante. B) Planta de <i>Morella pavonis</i> completamente aclimatada, 50 días después de su trasplante.....	77
Figura 55: Plantas de <i>Morella pavonis</i> preparadas para trasplante, 50 días después de la siembra.	80
Figura 56: Plantas de <i>Morella pavonis</i> trasplantadas a sustrato compuesto por arena 50%, turba 25% y compost 25%.....	81
Figura 57: Componentes para la preparación del sustrato de trasplante para plántulas de <i>Morella pavonis</i>	83
Figura 58: Árboles de <i>Morella pavonis</i> de 1 año de edad listas para ser plantadas en un terreno definitivo.	86
Figura 59: Flora silvestre del ambiente que habita <i>Morella pavonis</i> en el valle de Lluta, sector Chapisca.....	89
Figura 60: Árboles de <i>Morella pavonis</i> mantenidas en condiciones de vivero con riego tecnificado y semisombra.....	92

Índice de tablas

Tabla 1: Análisis de la calidad de semillas de Huacano por fecha de cosecha, relacionadas al porcentaje de semillas con embrión vivo, embrión muerto, huecas sin embrión y peso de 1.000 simientes.....37

Tabla 2: Porcentaje de embriones vivos por fecha de cosecha.....37

Tabla 3: Emergencia de semillas de *Morella pavonis* recolectadas en diferentes fechas (prueba de almácigo convencional).45

Tabla 4: Flora silvestre del ambiente que habita *Morella pavonis* en el valle de Lluta, sector Chapisca.88

Tabla 5: Análisis químico de suelo en cada sector muestreado.....90

Tabla 6: Análisis químico de agua en cada sector muestreado.....91

Introducción

Morella pavonis, árbol conocido comúnmente como Huacano o Guacano en la Región de Arica y Parinacota o, también, Pacama en la Región de Tarapacá, es una especie nativa del norte de Chile y del centrosur de Perú. De tipo perenne, aromático; vive en ambientes áridos, en suelos y aguas salino bóricos, donde su raíz disponga de humedad permanente.

En Chile, su distribución se limita a quebradas y valles de las regiones XV y I, desde los valles de Azapa y Lluta, comuna de Arica; valles de Codpa y Camarones, comuna de Camarones; hasta Mamiña y la quebrada de Guatacondo, comuna de Pozo Almonte; crece desde los 1.000 hasta 2.650 metros sobre el nivel del mar (msnm) (Muñoz y Serra, 2006).

En Arica, su población se centra, principalmente, en el valle de Lluta, coexiste con cultivos de maíz, alfalfa y cebolla en terrenos dedicados a la agricultura. También se encuentran individuos solitarios en áreas extensas y grupos, bosquetes o bosquecillos desde el kilómetro 10 hasta la base del embalse Chironta, kilómetro 70 del valle de Lluta.

En el valle de Lluta, la población de *Morella pavonis* fue estudiada por Bahamondes *et al.* (2021) entre 1980-2018 y destacaron una disminución de 62% de su superficie en esos años. Además, desde 2008, el Huacano se encuentra entre las especies amenazadas, en la categoría de Vulnerable (Benoit, 1989; MMA, 2025).

Teniendo en cuenta la situación del Huacano y que no existen registros de técnicas de propagación para recuperar las poblaciones anteriores de la especie y, a su vez, la actividad en la zona alta del valle de Lluta, vinculada a la construcción del embalse Chironta, la Dirección de Obras Hidráulicas (DOH) solicitó a la Universidad de Tarapacá estudios al respecto. En 2022, se oficializó un convenio de colaboración para ejecutar el Plan de Compensación por Intervención de *Myrica pavonis* (Pacama), de acuerdo a los lineamientos entregados en el Estudio de Impacto Ambiental (EIA) del proyecto “Embalse Chironta” y cumplir con la Resolución de Calificación Ambiental (RCA) N°036/2014. Por lo anterior, este proyecto tiene como objetivo principal la propagación, “viverización” y forestación con Huacano a través de un estudio sistemático de sus características fenológicas, botánicas, condiciones edafoclimáticas y manejo de vivero.

Mediante la ejecución del convenio UTA-DOH y la publicación de este trabajo se cumple con la RCA N°036/2014 del proyecto embalse Chironta. La información recopilada en este documento describe los procedimientos, las acciones y las técnicas a seguir para la propagación del Huacano, su “viverización” y posterior plantación en terreno.





1.- Descripción botánica

Morella pavonis es un árbol de la familia Myricaceae; de copa globosa; de 5 a 6 metros (m) de altura; tronco sinuoso, café grisáceo a veces rojizo de hasta 80 centímetros (cm) de diámetro; corteza rugosa y lenticelas o fisuras transversales que facilitan su reconocimiento en terreno (**Figuras 1 y 2**).



Figura 1: Tronco de Huacano con de fisuras transversales o lenticelas.

Posee hojas aromáticas, linear lanceoladas o, en algunos individuos, espatuladas, de margen entero o aserrado (Muñoz y Serra, 2006).



Figura 2: Árboles de 5 a 6 m de altura, sector Chapisca, valle de Lluta.



2.- Propagación por semillas

La propagación por semillas es el método natural y convencional de las plantas para entregar descendencia. En la flor, órgano reproductor de las plantas, es donde ocurre la polinización; es decir, el cruce del material genético de los gametos sexuales. El contacto del polen con el estigma de la flor provoca el desarrollo del tubo polínico, que crece por el interior del estilo hasta el ovario para permitir la fecundación del óvulo, resultando en la formación de una semilla (Osuna *et al.*, 2016; Catán *et al.*, 2023).

El Huacano se caracteriza por ser un árbol dioico, posee flores masculinas y femeninas en diferentes individuos (Catán *et al.*, 2023). Su polinización es anemófila (por viento) por lo que, como suele ocurrir en especies con esta condición, el árbol masculino produce una gran cantidad de polen y, con ello, aumenta la probabilidad de su reproducción.

La floración del Huacano es asincrónica, la maduración de las flores no ocurre al mismo tiempo dentro de una ramilla; muestra una progresión desde la base hacia el ápice. Las flores femeninas presentan un periodo regular y marcado de inducción, diferenciación y antesis. En cambio las masculinas se pueden observar todo el año, aunque en menor intensidad, luego de su periodo normal de floración que ocurre entre mayo y septiembre.

Por lo anterior, antes de detallar el manejo de la semilla se debe considerar aspectos morfo fisiológicos del árbol para la cosecha y la recolección de los frutos, esto influye directamente en la calidad de la simiente a utilizar para la preparación de plantas.

2.1.- Morfología floral

La morfología floral es el estudio de las estructuras de las flores, incluye forma, tamaño, número y disposición de sus partes (Nabors, 2006).

El Huacano posee inflorescencias, que corresponden a flores reunidas en amentos unisexuales (**Figura 3**), sin cáliz ni corola, cubiertas parcialmente por cuatro brácteas pubescentes.

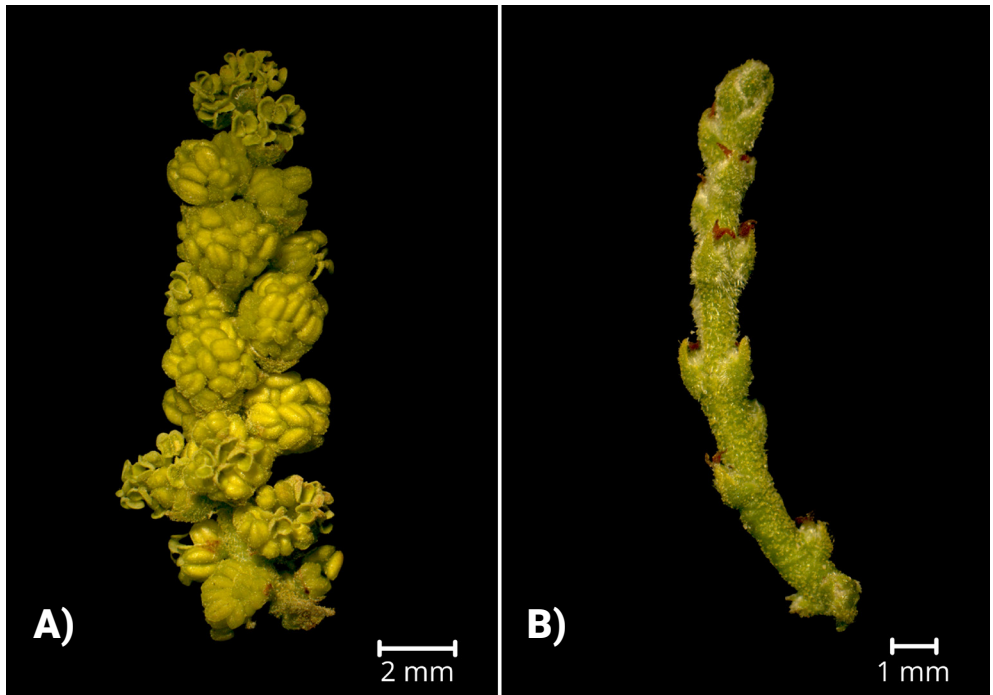


Figura 3: A) Amento masculino. B) Amento femenino.

● Descripción inflorescencia masculina

Amentos axilares, de 20,1 milímetros (mm) (13,4 a 30,6 mm) de longitud, 15 flores en cada uno (12 a 22 flores por amento), 26,3 estambres (15,1 a 41,7) en cada flor, opuestas en el axis central de la espiga; anteras basifijas, bitecas de dehiscencia longitudinal (Figuras 4 y 5).

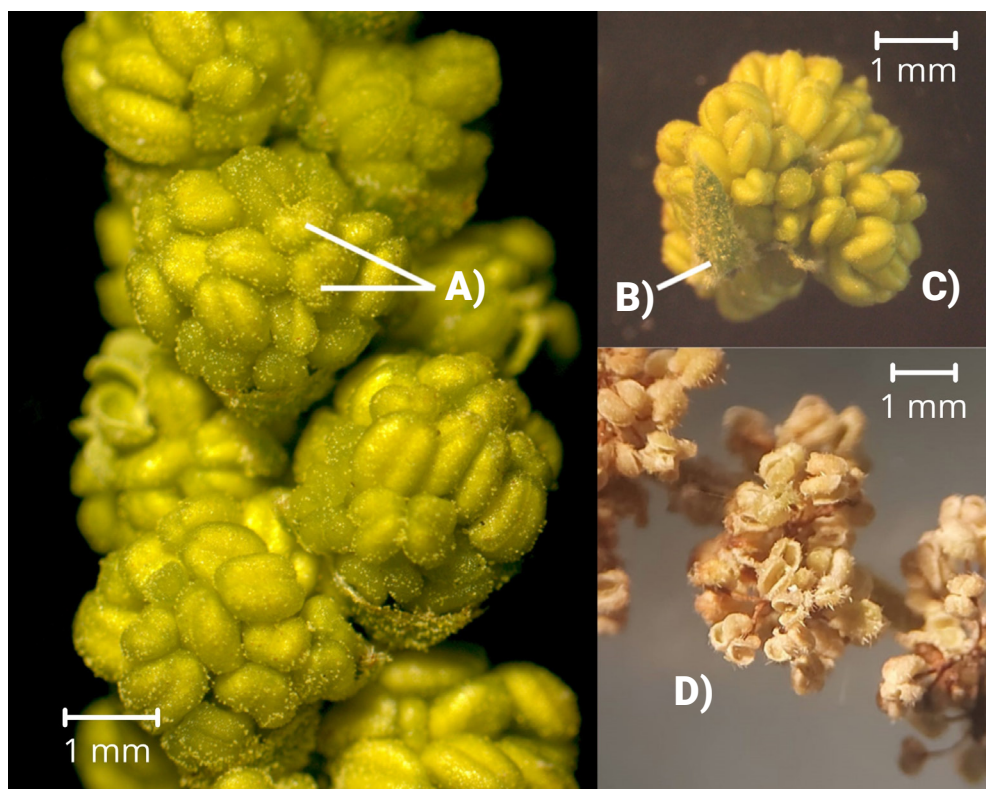


Figura 4: Inflorescencia masculina de *Morella pavonis*. A) Estambres. B) Bráctea. C) Flor masculina. D) Anteras abiertas.



Figura 5: Ramilla con inflorescencias masculinas.

● Descripción inflorescencia femenina

Amentos axilares, 14,5 amentos/ramilla, 10,7 flores/amentado; flores con 2 a 3 estigmas, rojos, exsertos; ovario unilocular, cubierto parcialmente por cuatro brácteas pubescentes; óvulo de placentación basal, anátropo; su fruto es una drupa (**Figuras 6 y 7**).

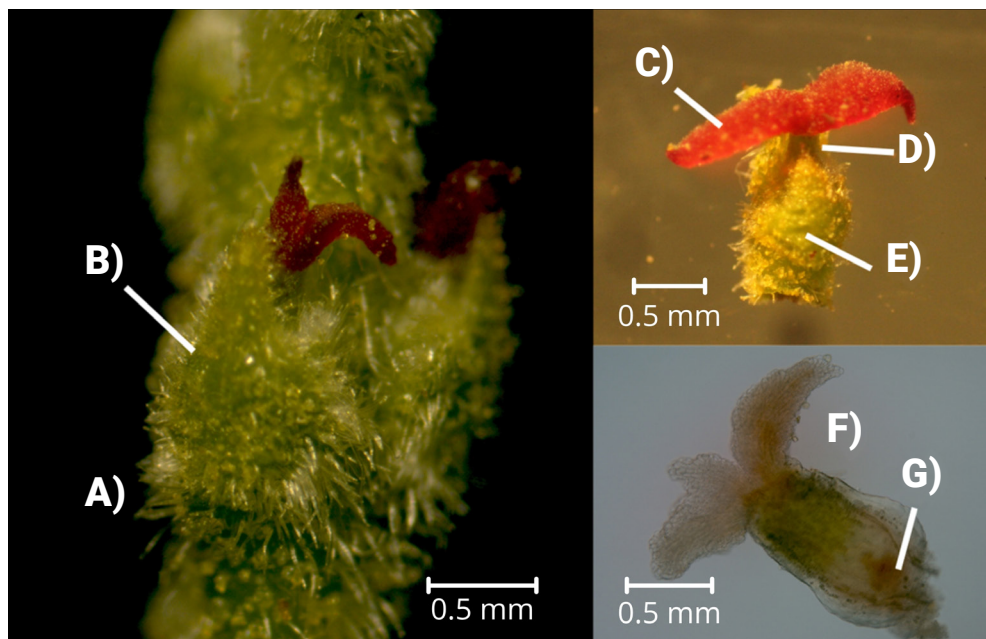


Figura 6: Inflorescencia femenina de *Morella pavonis*. A) Flor femenina. B) Bráctea. C) Estigma. D) Estilo corto. E) Ovario. F) Corte longitudinal flor femenina. G) Óvulo.



Figura 7: Ramilla con inflorescencias femeninas.

2.2.- Fenología del huacano

El Huacano presenta un crecimiento vegetativo constante durante todo el año, tanto en árboles femeninos como masculinos.

En plantas masculinas, el proceso de la floración se inicia desde mayo, cuando comienzan a hincharse las yemas florales; en las femeninas, en junio.



Figura 8: Diferenciación de flores masculinas, 19 de junio de 2023.

Desde este momento se inicia la formación de los órganos florales, proceso denominado “diferenciación floral” (**Figura 8**). En las plantas masculinas, el periodo principal de ella (diferenciación floral) va desde mayo a agosto; al final de este lapso las flores comienzan la antesis o apertura floral, liberando el polen que se trasladará, mediante el viento, hacia las flores femeninas (**Figura 9**).



Figura 9: Inflorescencias masculinas en estado de plena flor, 2 de agosto de 2023.

En las plantas femeninas, la diferenciación floral es más tardía, se induce desde junio y se desarrolla hasta agosto, coincide con los árboles masculinos en el estado de plena flor o antesis.

Los estados de diferenciación floral y plena flor pueden continuar durante septiembre, el cruzamiento se mantiene entre plantas masculinas y femeninas.

Desde agosto se observa el cuajado y crecimiento de los frutos, que corresponden a una pequeña drupa con pulpa verrugosa (**Figura 10**).



Figura 10: Periodo de cuajado y desarrollo del fruto, 4 de septiembre de 2023.

Durante septiembre los frutos todavía presentan una coloración verde claro para cambiar a verde amarillento (**Figura 11**).



Figura 11: Desarrollo del fruto, 13 de octubre de 2023.

Los frutos inician su maduración desde octubre, cuando cambian a violeta oscuro (**Figura 12**), típico de sus vesículas externas, que al deshidratarse adquieren una coloración grisácea, propio de su madurez óptima, en la primera quincena de enero (**Figura 13**).



Figura 12: Periodo de inicio de maduración del fruto, 5 de enero de 2023.



Figura 13: Fruto en periodo óptimo de cosecha, 19 de enero de 2023.

Para obtener una semilla de buena calidad, la recolección de los frutos de Huacano se debe realizar entre la primera semana de enero y la segunda de febrero. El fruto tiene que estar cubierto de una capa externa de cera gris sobre sus vesículas negras rojizas; el tamaño puede variar entre los 3 a 5 mm (**Figura 14**).

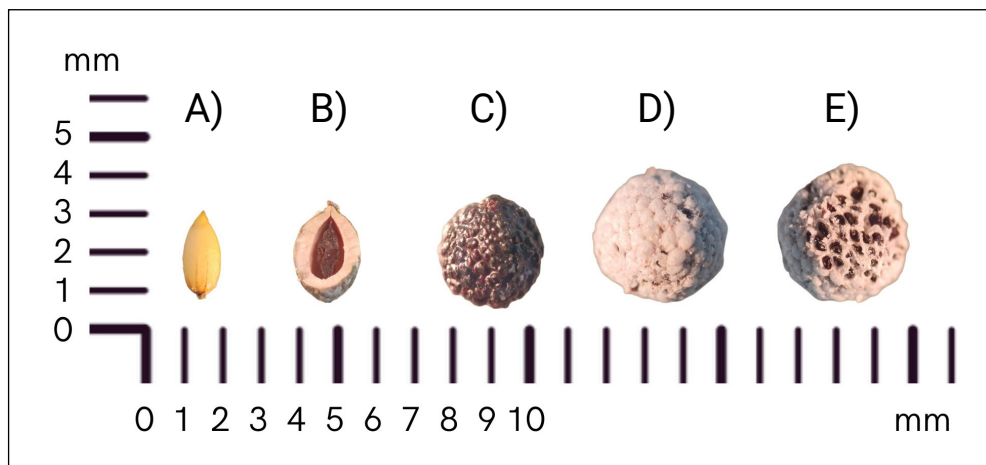


Figura 14: Embrión, semilla y fruto de Huacano. A) Embrión. B) Corte longitudinal de semilla. C) Fruto sin cera sometido a calor para observar vesículas rojizas. D) Fruto completamente cubierto por papilas cerosas. E) Fruto maduro.

Es importante considerar que los árboles de *Morella pavonis* ubicados en los valles de Azapa y Lluta no comparten el mismo periodo de cosecha que los que crecen en la Región de Tarapacá. El Instituto de Investigaciones Agropecuarias (INIA) señala, en su estudio de calidad de semilla del “Programa Banco de Germoplasma de *Myrica pavonis* (Pacama)”, que noviembre es el momento correcto para la recolección de los frutos para Camiña, Mamiña y la Cuesta de Duplijsa, Región de Tarapacá (INIA, 2024).

2.3.-Manejo de semilla

La semilla de buena calidad debe recolectarse de las ramas, no del suelo, para evitar simientes sin poder germinativo de temporadas pasadas o dañadas (**Figura 15**).

Las semillas se obtienen de frutos maduros seleccionados manualmente, desechando los que presentan tonalidad verde (**Figuras 16 y 17**).



Figura 15: Separación de frutos de *Morella pavonis*.



Figura 16: Frutos inmaduros.



Figura 17: Frutos maduros.

Después de la cosecha, las ramas y frutos sin tratar se extienden en una superficie limpia y seca. Cuando el material sigue fresco, no se debe almacenar en bolsas o envases que provoquen aumento de temperatura y de humedad, estas condiciones favorecen la aparición de microorganismos y la descomposición de la semilla (**Figura 18**).



Figura 18: Secado y limpieza de material.

Los frutos se secan a temperatura ambiente durante una semana, posteriormente, se extrae la pulpa con la ayuda de un colador y una esponja abrasiva (**Figuras 19 y 20**).



Figura 19: Separación de la pulpa de la semilla.



Figura 20: Materiales para el despulpado.

La semilla se introduce en un recipiente limpio, con tapa, y se almacena en un lugar fresco y sombrío. El producto se etiqueta con fecha y sector de recolección (**Figura 21**).



Figura 21: Almacenamiento de semillas.

Las semillas procesadas y mantenidas con estos cuidados pueden tener una duración de hasta 12 meses desde su cosecha; pasado este tiempo el poder germinativo reduce. El análisis de calidad de semilla realizado por INIA (2024) señala una vida útil de 18 meses a 5-15% de humedad relativa (HR) y -18°C.

Entre 2022 y 2025 se recolectó semillas de *Morella pavonis* para determinar la mejor época de cosecha. La calidad se puede evaluar en función de la cantidad de simientes con embriones maduros y su peso sin pulpa (**Tabla 1**).

Tabla 1: Análisis de la calidad de semillas de Huacano por fecha de cosecha, relacionadas al porcentaje de semillas con embrión vivo, embrión muerto, huecas sin embrión y peso de 1.000 simientes.

Características de la semilla de <i>Morella pavonis</i>				
Fecha de cosecha de los frutos	Semillas con embrión maduro (%)	Semillas con embrión muerto (%)	Semilla sin embrión (%)	Peso de 1.000 semillas (sin pulpa) (g)
11-nov-22	18	36	46	7,94
15-dic-22	62	18	10	10,14
07-ene-23	68	12	20	13,1
23-ene-23	81	14	5	12,94
05-ene-24	88	10	2	9,84
02-feb-24	87	9	4	10,38
09-ene-25	85	11	4	10,84

Asimismo, en la **Tabla 2** se observa el porcentaje de embriones vivos obtenidos como resultado de la prueba con tetrazolio.

Tabla 2: Porcentaje de embriones vivos por fecha de cosecha.

Fecha de cosecha de los frutos	Embriones viables (%) (prueba de tetrazolio)
02-feb-24	73,53
09-ene-25	85,71

La prueba de tetrazolio se efectuó con embriones separados de la semilla, luego de retirar el endocarpio duro.

Algunas semillas pueden presentar mecanismos que regulan la germinación, reconocidos como barreras físicas y químicas, entre ellas, embriones inmaduros, testa dura o impermeable y presencia de inhibidores químicos (Hartmann y Kester, 1984). En el caso del Huacano, tienen una cubierta dura que corresponde al endocarpio del fruto. Al interior de dicha estructura las simientes normales contienen un embrión; sin embargo, también se manifiestan otras sin este órgano o bien muertos durante el desarrollo (**Figura 22**).



Figura 22: A) Semilla con embrión vivo. B) Embrión normal. C) Endocarpio sin embrión. D) Semilla con embrión muerto.



Figura 23: Ramilla con frutos maduros.

En el Huacano las semillas son de tipo quiescentes, pueden germinar en cualquier momento después de madurar, si cuentan con condiciones apropiadas de viabilidad del embrión; además, de humedad y de temperatura ambiental óptima. No obstante, como la maduración del fruto es asincrónica, no todas las semillas germinan al mismo tiempo, ni la totalidad presentan embriones vivos (**Figura 23**).

Según INIA (2024), las semillas de *Morella pavonis* no tienen dormancia (estado de reposo o letargo que impide la germinación y que está regulado por factores fisiológicos intrínsecos de la semilla) o tienen una dormancia fisiológica leve; son tolerantes a la desecación, no hubo pérdida o reducción de su viabilidad cuando fueron secadas a 5-15% HR, con una germinación similar en condiciones de 16-95% HR. Los ensayos realizados por INIA (2024) con simientes colectadas en Chironta y Molinos, valle de Lluta, presentan porcentajes de germinación del 91,8 y 70%, respectivamente, en tratamiento de 140 y 220 días para cada muestra.

2.4.-Preparación de almácigos

Las almacigueras para la siembra de semillas de Huacano deben ser nuevas y estar limpias. Antes de rellenar los alveolos con algún sustrato, se recomienda desinfectar con hipoclorito de sodio al 5% (cloro comercial), preparado con agua en proporción 1:1. Pulverizar las bandejas con una bomba manual (**Figura 24**).



Figura 24: Desinfección de almacigueras con solución de hipoclorito de sodio y agua (1:1).

Se utiliza turba o fibra de coco como cama de siembra, por su alta porosidad y capacidad de retención de agua. En este tipo de sustrato la germinación se favorece por la participación del oxígeno en la degradación de las sustancias de reserva (Catán *et al.*, 2023).

Para la preparación de los almácigos, se hidrata el sustrato y, luego, se cubre hasta rellenar los alveolos, asegurando que no queden grandes espacios vacíos. Tampoco se debe compactar en exceso, esto afecta negativamente la formación de la raíz (**Figura 25**).



Figura 25: Preparación de almaciguera.



Figura 26: Siembra en almaciguera.

Colocar una semilla por alveolo y tapar con una delgada capa de sustrato que las cubra completamente. Finalmente, regar con agua pulverizada, hay que evitar el escurrimiento y el movimiento de la semilla (**Figura 26**).



Figura 27: Almaciguera cubierta con plástico negro para mantener la humedad.

Para asegurar una germinación exitosa, los almácigos deben ubicarse en un área sombreada y cubrirse con plástico para mantener la humedad interna, los primeros 15 días son cruciales para la imbibición de la semilla (**Figura 27**). Según Catán *et al.* (2023), durante este periodo se produce la rehidratación de los tejidos, un aumento en la respiración celular y la actividad metabólica, lo que facilita la absorción de nutrientes y, en consecuencia, el crecimiento del embrión. Es importante considerar que la semilla de *Morella pavonis* tiene un endocarpio duro que requiere, aproximadamente, 10 días para absorber suficiente agua y dar inicio al proceso (Uvidia, 2024).

Los almácigos se riegan, día por medio, por aspersión hasta la emergencia de las plántulas, entre el día 15 y 30 después de la siembra (**Figura 28**).

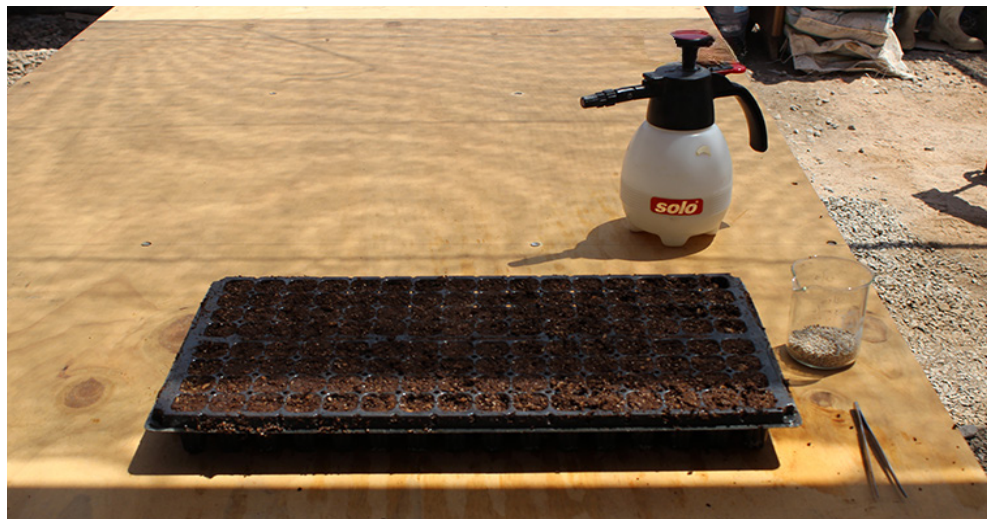


Figura 28: Bomba de agua de 1 litro, para mantener la humectación de las almacigueras mediante aspersión.

La emergencia de las plántulas puede prolongarse más allá de los 30 días. En pruebas de almácigo convencional, se observa un comportamiento similar para las semillas recolectadas entre 2022 y 2024, la aparición de los cotiledones inicia entre los días 13 y 16 tras la siembra; sin embargo, el máximo diario de plantas jóvenes emergentes se registra a partir de los 25 y 30. Luego de este periodo, el conteo de plántulas disminuye diariamente. Es importante aclarar que el porcentaje de emergencia no es sinónimo de germinación y corresponde a la aparición de los cotiledones en el almácigo, el cual no representa el total de semillas germinadas (**Tabla 3**).

Tabla 3: Emergencia de semillas de *Morella pavonis* recolectadas en diferentes fechas (prueba de almácigo convencional).

Fecha de cosecha de los frutos	Fecha de siembra	Emergencia (%)
07-ene-23	06-feb-23	57,19
23-ene-23	14-feb-23	75,00
19-ene-24	09-ago-24	53,13
02-feb-24	09-ago-24	64,84
09-ene-25	15-may-25	55,30

Cuando ocurre la emergencia de las plántulas los almácigos deben cambiarse a un sector con mayor radiación solar, para evitar la etiolación (proceso natural que ocurre en las plantas por ausencia prolongada de luz en una zona específica o en la planta completa) de ellas. Posteriormente, las almacigueras protegidas con malla antiáfido se mantendrán en un vivero cubierto con malla que proporcione un 50% de sombra (**Figura 29**).

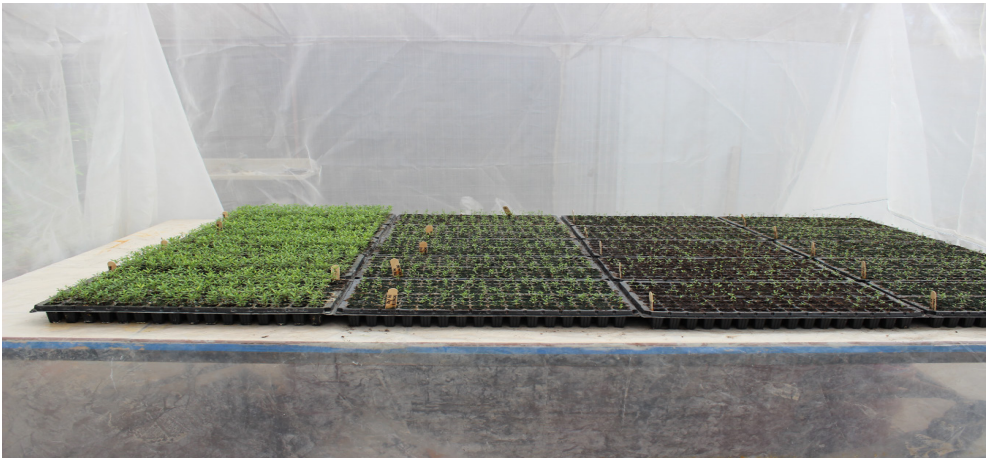
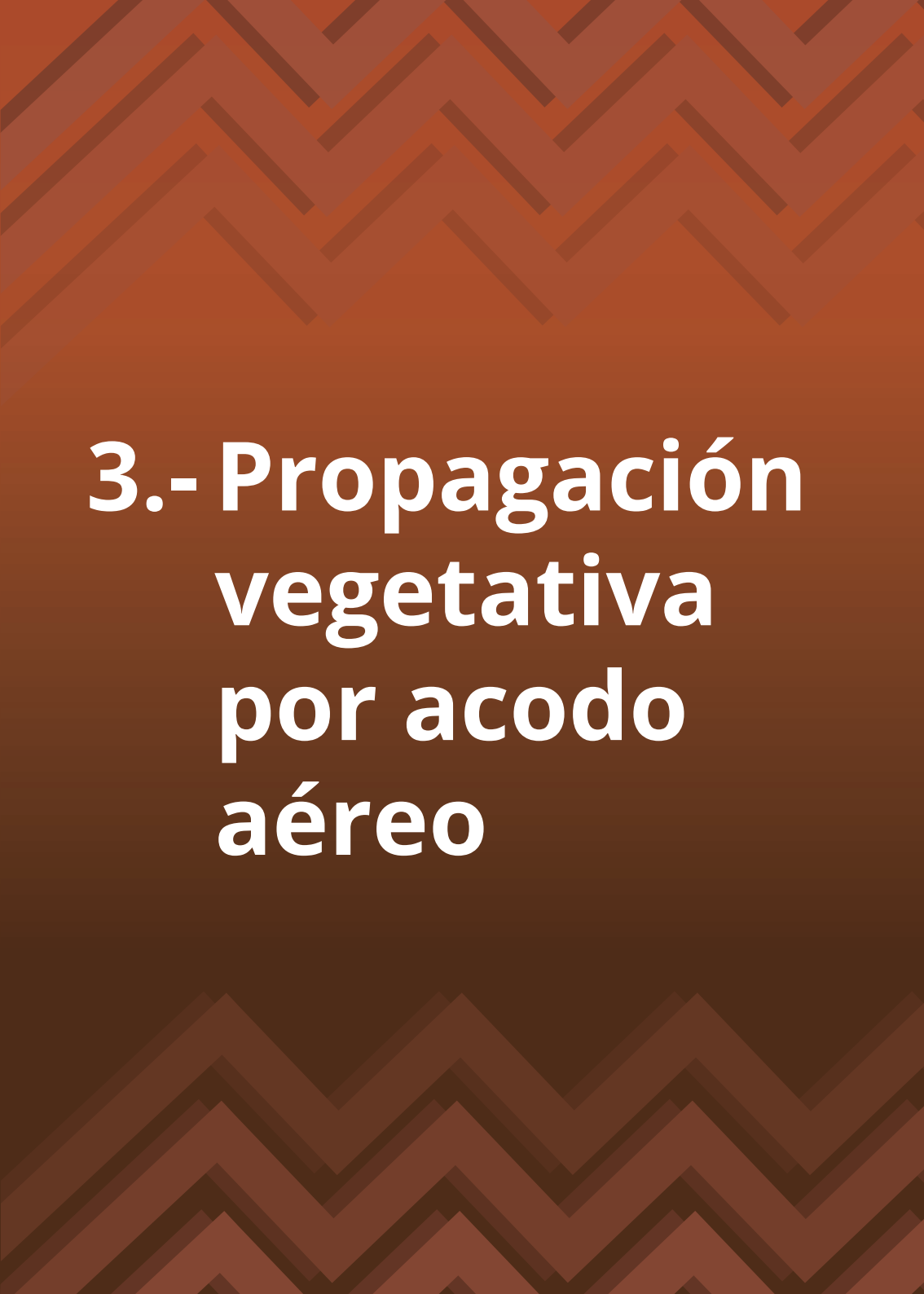


Figura 29: Ambiente con malla antiáfido para almacigueras de Huacano.





3.- Propagación vegetativa por acodo aéreo

La reproducción asexual o vegetativa es un tipo de propagación que utiliza tejidos o partes de una planta para producir un nuevo individuo genéticamente idéntico (clon). Esto es posible debido a que cada célula vegetal tiene la totipotencialidad de regenerar un organismo completo (Catán *et al.*, 2023).

Asimismo, el acodo aéreo es una técnica de propagación vegetativa que permite inducir raíces adventicias en una rama sin separarla del árbol madre, con o sin aplicación de un regulador de crecimiento. De esta forma se obtiene una planta completa en un menor tiempo con relación a otros sistemas de multiplicación.

Morella pavonis es un árbol frondoso que presenta una brotación permanente. Su análisis fenológico en el sector de Chapisca muestra un constante desarrollo vegetativo durante todos los meses del año; incluso, en la época de floración y de fructificación. En marzo, abril y mayo se aprecia, en mayor medida, la ramificación lateral de los ejemplares. Experimentos de acodos aéreos, realizados desde diciembre a mayo, muestran resultados de enraizamiento exitosos.

En el caso del Huacano, es posible la estimulación de raíces sin necesidad de un regulador del crecimiento, como el ácido indol butírico (AIB). Pruebas con diferentes concentraciones de este estimulador químico permite concluir que 3.000 partes por millón (ppm) de AIB provoca un efecto positivo respecto de la estimulación de un mayor número de raíces primarias y mayor peso fresco y seco de las mismas. Esto es, relacionado con concentraciones menores del producto. Es importante considerar que las raíces estimuladas sin regulador pueden alcanzar longitudes similares a aquellas tratadas con AIB 3.000 ppm, aunque en menor cantidad.

3.1.- Ventajas de la propagación por acodo aéreo.

- Obtención de plantas maduras fisiológicamente en un tiempo breve. Considerando que se utilizan partes vegetales con tejidos en etapa adulta, el periodo juvenil es menor, por lo tanto, la producción de semillas es más temprana, con el consiguiente beneficio para la naturaleza.
- Reproducción de clones de un árbol con características deseables. En el caso del Huacano, especie dioica, la preparación de acodos aéreos permite la multiplicación de nuevos ejemplares, asegurando la obtención de plantas femeninas o masculinas según el sexo del individuo madre, lo que no ocurre con la propagación sexual.
- Preparación sencilla y de bajo costo, sin necesidad de utilizar equipo especializado.

3.2.- Selección de árboles

Buscar un árbol adulto, de follaje abundante, con gran cantidad de ramas laterales (**Figura 30**).



Figura 30: Árbol femenino de Huacano, sector Chapisca, valle de Lluta.

Las ramas deben poseer un diámetro mínimo de 1,5 cm, de consistencia semileñosa y una inclinación máxima de 45° o, de preferencia, que crezcan de forma vertical.

La importancia de mantener la rama y su brote apical en posición vertical radica en aprovechar el movimiento de las auxinas internas (fitohormona) en el tejido conductor de la planta que participarán en el enraizamiento (**Figura 31**).

Las auxinas son hormonas vegetales que tienen varias funciones fisiológicas en la planta y presentan un movimiento basipetal (Sitte *et al.*, 2004), es decir, se desplazan en el tejido, desde el ápice hacia la base del tallo, estimulando el enraizamiento en esta zona. En los métodos de propagación, la auxina se aplica de forma exógena para la inducción de raíces adventicias en el tallo de una planta.



Figura 31: Acodos aéreos en ramas en posición vertical.

Cuando se utiliza una rama inclinada más de 45° para la preparación de un acodo aéreo, las raíces crecen en el mismo sentido del vástago (desarrollo anormal) e impide la viabilidad de este método o técnica de propagación.

3.3.- Materiales y métodos

Herramientas y materiales para la elaboración de un acodo:

- Navaja de injertar.
- Tijera de poda.
- Etanol 95°.
- Bolsas de 17 cm de ancho y 25 cm de largo, como mínimo.
- Turba.
- Pita, rafia o similar.
- Solución hidro alcohólica hormonal (auxina).
- Pincel.
- Jeringa de 20 ml.

Desinfección del material

La navaja y la tijera de poda deben desinfectarse con etanol 95° con ayuda de un algodón, para evitar la contaminación del corte en la rama.

Preparación de solución hormonal

Para preparar la solución hidro alcohólica se utiliza agua destilada y alcohol 95° a una proporción 1:1. A modo de ejemplo, para preparar 50 ml de mezcla, agregar 25 ml de alcohol y 25 ml de agua destilada.

Para la solución hormonal, utilizar un regulador del crecimiento del grupo de las auxinas, como ácido Indol butírico (AIB) en concentraciones de 1.000 a 3.000 ppm (1 a 3 gr/L). Este reactivo 'en polvo' se disuelve agregando, en primer lugar, el volumen seleccionado de etanol, para diluir el AIB, luego se afora con agua destilada, lentamente, hasta completar el volumen deseado.

Las soluciones se almacenan refrigeradas y se pueden mantener hasta por un mes, entre 4 y 7°C.

3.4.- Preparación del acodo aéreo

1) Una vez seleccionada la rama, introducir una manga plástica en ella, cerrarla en su parte inferior y amarrarla al tallo. En condiciones óptimas, la bolsa debe ser blanca en el exterior, para reflejar la radiación solar, y negra en su interior, para generar oscuridad que favorezca la acción de la hormona aplicada (**Figura 32**).



Figura 32: Instalación de la bolsa que contendrá el sustrato.

2) Realizar dos cortes alrededor del tallo, para extraer un anillo de corteza de ± 1 cm de ancho para exponer el cambium, que corresponde a un grupo de células meristemáticas ubicadas, inmediatamente, al interior de la corteza (**Figura 33**).



Figura 33: Extracción del anillo de corteza.

3) Aplicar la solución hormonal con ayuda de un pincel, mojar bien el tejido de la herida. Este paso es opcional ya que en el Huacano se puede estimular las raíces adventicias sin necesidad de un regulador del crecimiento.

4) Agregar turba húmeda, compactarla en la herida y cuidar que la manga quede con un volumen adecuado de sustrato; luego, amarrar la parte superior (**Figura 34**).



Figura 34: Amarrar la bolsa por la parte superior para finalizar el acodo.

5) Regar el acodo con una jeringa cada tres días. Es importante controlar la humedad del sustrato semanalmente, puede variar en función de las condiciones ambientales (**Figura 35**). Para evitar la deshidratación del sustrato en los momentos con mayor radiación solar, se recomienda preparar los acodos en sectores sombreados.



Figura 35: Riego del acodo.

6) Esperar 2 o 3 meses hasta detectar la presencia de raíces; se pueden ver al abrir la parte superior de la bolsa o, a través del tacto, al palpar la estructura (**Figura 36**).



Figura 36: Desarrollo de raíces después de 3 meses de la preparación.



Figura 37: Acodos aéreos separados de su árbol madre.

7) Pasado este tiempo, los acodos se separan del árbol madre desde la base (**Figura 37**), luego se mantienen en un balde con agua para evitar la deshidratación mientras esperan ser instalados en un contenedor (**Figura 38**) de 25 cm de diámetro y 50 cm de largo, como mínimo.



Figura 38: Desarrollo de raíces en un acodo de *Morella pavonis* sin aplicación de auxina, después de 3 meses de preparado.

8) Después del trasplante a bolsa, las plantas se ubican en un vivero para iniciar las prácticas de “viverización”, entre ellas, ‘entutorado’, riego, desinfección y poda, por dos meses.



4.- Propagación *in vitro*

La micropropagación de plantas es un término utilizado como sinónimo de cultivo de tejidos *in vitro*. Se refiere a la siembra de una porción de tejido vegetal mínima o un grupo de células cultivadas en condición de laboratorio, en un medio nutritivo que posee un balance bioquímico óptimo para el crecimiento y/o diferenciación de tejidos vegetales para formar una planta completa (Pierik, 1990).

En el caso de *Morella pavonis*, los estudios están orientados a la búsqueda de las condiciones nutritivas óptimas para el desarrollo de plantas completas. En este sentido, y considerando que no existe información preliminar para esta especie, se inició un trabajo tendiente a definir cada una de las etapas de la micropropagación.

4.1.- Etapa de establecimiento de los explantes

Primeramente, se debe considerar el método de recolección y de preservación del material como factor primordial para el éxito de la siembra *in vitro*.

La recogida en terreno del material vegetal se realiza con la obtención de segmentos apicales (brotes) de ± 10 cm; luego, sumergirlos en una solución antioxidante que se depositará en una nevera con hielo para proteger los brotes de la radiación solar y de las temperaturas elevadas. El objetivo: evitar la deshidratación y la oxidación del material en su transporte (**Figura 39**).



Figura 39: Brotes de *Morella pavonis* recolectados en terreno para explantes.

Se seccionan trozos de tallo de 6 cm, aproximadamente, y se le eliminan las hojas. Los segmentos que constituirán los explantes se mantendrán sumergidos en una solución antioxidante de 300 mg/L de ácido ascórbico y 100 mg/L de ácido cítrico por 24 horas (Figura 40).

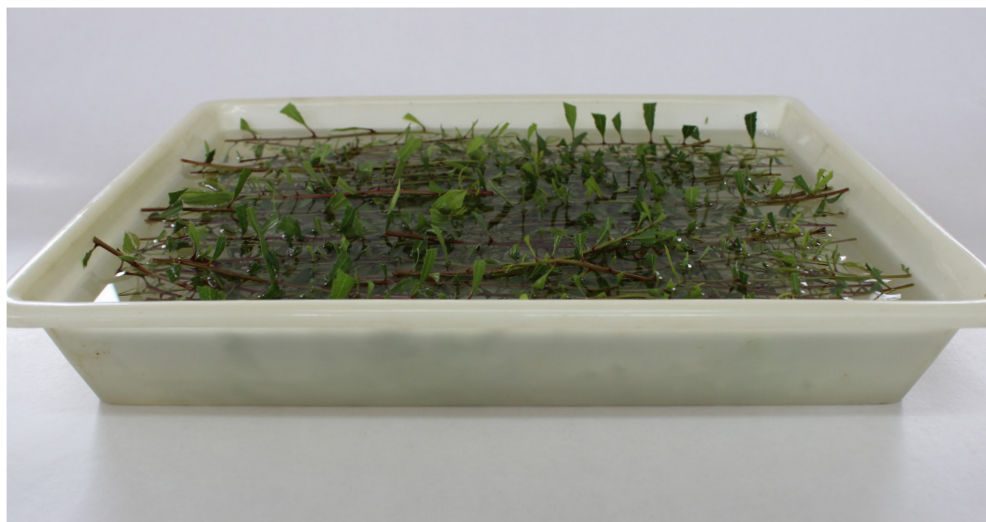


Figura 40: Brotes de *Morella pavonis* sumergidos en solución antioxidante. Material preparado para la etapa de establecimiento de explantes.

El principal problema en la propagación *in vitro* de *Morella pavonis* es la oxidación de los explantes sembrados en el medio nutritivo. Conocido como 'oscurecimiento' o *browning*, generó una alta mortalidad en la etapa de establecimiento (**Figura 41**).

El *browning* es el resultado de un proceso enzimático que ocurre en los tejidos vivos de las plantas al reaccionar a daños mecánicos durante la extracción o la manipulación del explante. También ante la exposición a la luz, temperaturas elevadas y condiciones ambientales adversas. En esta actividad metabólica participan enzimas como polifenol oxidasa (PPO), que reaccionan con los compuestos fenólicos presentes de forma natural en los tejidos vegetales (Pequeño *et al.*, 2015).

La PPO cataliza la oxidación de estos fenoles en quinonas y forman compuestos oscuros que se depositan en los tejidos. Lo que afecta, negativamente, el desarrollo de brotes, formación de callo y los procesos de la micropropagación, en general (Pequeño *et al.*, 2015).



Figura 41: Explante de *Morella pavanis* con problemas de oscurecimiento o *browning*.

Para la siembra de los explantes se utilizó el medio de Murashige y Skoog (MS) (1962), modificado en la concentración de sus sales minerales, al 50% y solidificado con agar 0.6% (p/v). A este medio se le adicionó sacarosa 5%, myoinositol $100 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$, tiamina-HCl $0.5 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$, piridoxina $0.5 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$, ácido fólico $0.5 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ y biotina $0.05 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$. El pH se ajustó a 5.6 con HCL 0,1N y NaOH 0,1 N (**Figura 42**).



Figura 42: Soluciones matrices para la preparación de medio de cultivo Murashige & Skoog (1962).

De las pruebas preliminares para seleccionar una citocinina y su concentración, se concluyó: entre BA y 2iP, la mejor fue BA a un rango de $2,5 \cdot 10^{-6} \text{M}$ y $5 \cdot 10^{-6} \text{M}$. Los explantes fueron cultivados en condición de fotoperiodo de 16 horas de luz y 8 de oscuridad, a temperatura de $\pm 27^\circ \text{C}$ y a una radiación lumínica de $29 \mu \text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ (**Figura 43**). En estas condiciones se puede lograr una brotación o brotadura de los explantes que puede variar según la cantidad de la hormona, entre 48,2% y 55,2% a los 31 días, con un número de 1,20 a 1,38 brotes/explantes y una longitud de 7,83 a 8,92 mm, respectivamente. Otra respuesta morfogénica observada en esta etapa fue la calogénesis, se presentó entre un 41,09% a 47,75% de los explantes, respecto de la concentración de BA.



Figura 43: Sala de incubación para material cultivado *in vitro*.

4.2.- Etapa de proliferación de brotes

Los brotes obtenidos en la etapa de establecimiento, con 31 días de crecimiento, son disectados para extraer los nudos formados y, luego, sembrarlos en nuevos medios de cultivo para continuar la producción de brotes (**Figura 44**).



Figura 44: Siembra de explantes de *Morella pavonis* para etapa de proliferación *in vitro*.

Los mejores resultados se obtuvieron en un medio MS 50% con BA a $2,5 \times 10^{-6} \text{M}$. Aunque sin diferencias significativas entre los demás tratamientos, $5 \times 10^{-6} \text{M}$ de BA y un control sin BA. En este lapso es posible una brotación o brotadura similar en los tres tratamientos con un 61,86% sin BA, 68,50% con BA $5 \times 10^{-6} \text{M}$ y 77,33% con BA $2,5 \times 10^{-6} \text{M}$. Además, un rango de 2,88 a 4,83 brotes/explante y una longitud de brote de entre 3,84 a 10,26 mm a los 30 días de cultivo (**Figura 45 y 46**).

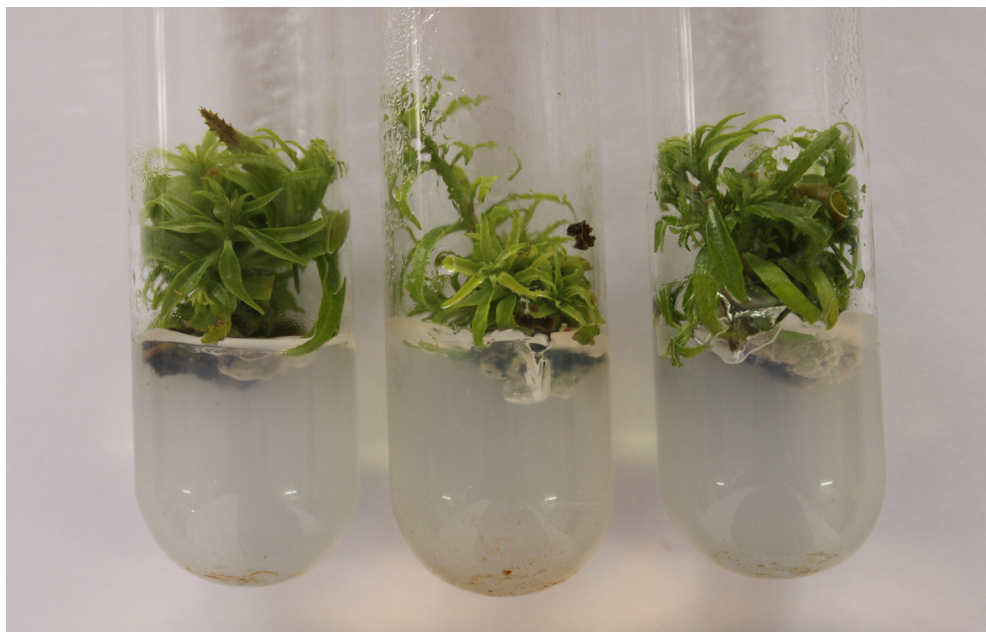


Figura 45: Brotación o brotadura de explantes de *Morella pavonis* en etapa de proliferación después de 30 días de la siembra en concentraciones de BA $2,5 \times 10^{-6} \text{M}$.



Figura 46: Brote para etapa de enraizamiento, resultados de etapa de proliferación.

4.3.- Etapa de enraizamiento

Los brotes obtenidos de las etapas anteriores son separados y, luego, cultivados en un medio MS 50% con un regulador del crecimiento estimulante del enraizamiento. En este caso, se utilizó ácido indol butírico (AIB) a $10^{-5}M$ con carbón activo, que mejora positivamente el desarrollo de las raíces debido a sus efectos antioxidante y retenedor de sustancias tóxicas (**Figura 47**). Los demás componentes del medio de cultivo son los mismos de las etapas anteriores.

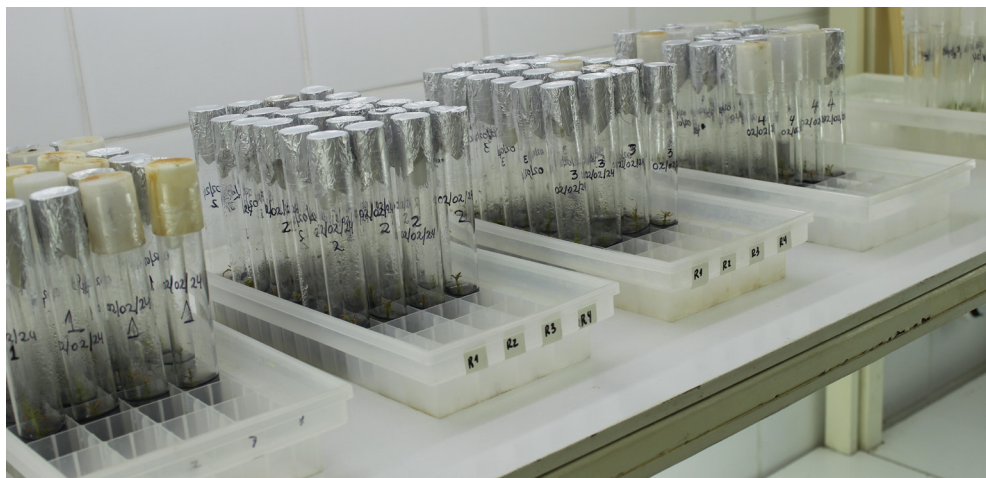


Figura 47: Ensayo de enraizamiento *in vitro* de brotes de *Morella pavanis* con carbón activo. Gradillas en sala de incubación.

El carbón activo o activado se utilizó a concentraciones de 0,1% a 5%, se obtuvo resultados que varían entre 31,54% y 49,87% de explantes con raíces (**Figura 48**).



Figura 48: Plantas en etapa de enraizamiento cultivadas en medio MS con carbón activado.

En esta etapa es importante analizar la morfología de las raíces resultantes. De los ensayos, los tratamientos sin carbón activado (control) generaron raíces adventicias anormales de tipo fasciculada, cortas de 4,43 mm, gruesas y de forma cónica (**Figura 49B**). Mientras que los explantes enraizados con carbón activado presentaron raíces normales (**Figura 49A**), elongadas de 31,5 mm, finas y con crecimiento lateral de raíces secundarias.

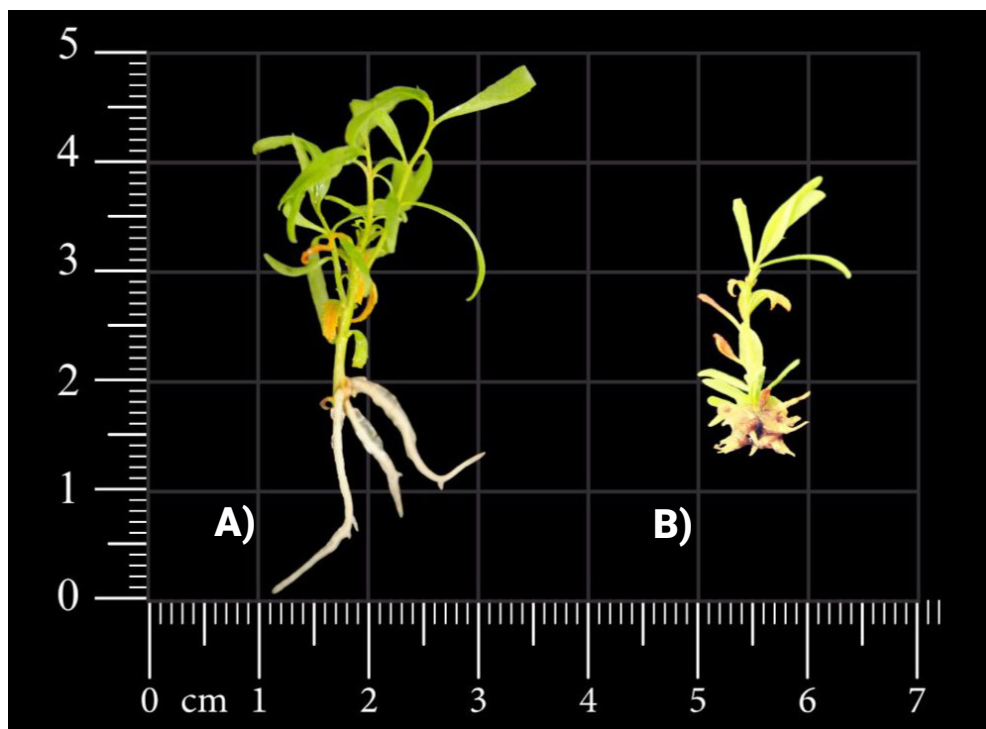


Figura 49: Morfología de plantas de *Morella pavonis* enraizadas *in vitro*. A) Planta sembrada con carbón activado. B) Planta con raíces anormales del tratamiento control, sin carbón activado.

4.4.- Trasplante a condiciones de maceta

Luego de la formación de las raíces, las plántulas deben ser trasplantadas a una condición de maceta, disponer de un sustrato aséptico, de tipo orgánico o perlita, donde se puedan mantener las condiciones de humedad apropiadas (**Figura 50**).



Figura 50: Preparación de contenedores para trasplante de material *in vitro* a *ex vitro*, con turba esterilizada en autoclave a 120°C durante 20 minutos.

Previo al trasplante, las raíces deben ser lavadas para remover el agar adherido, así se evita la proliferación de microorganismos. Posteriormente, la plántula completa se sumerge en una solución fungicida (**Figura 51**).

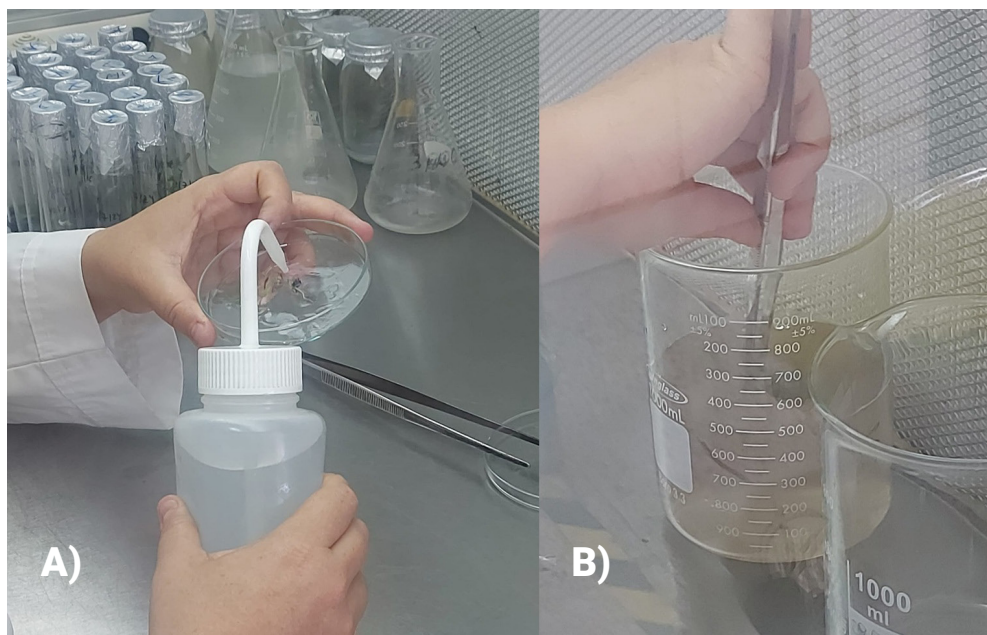


Figura 51: Limpieza y desinfección de plántulas *in vitro* para trasplante a maceta. A) Remoción de agar de las raíces con agua destilada. B) Desinfección de plántulas con solución fungicida.

Las plántulas limpias y desinfectadas (**Figura 52**) se transfieren al contenedor con ayuda de pinzas quirúrgicas, para evitar daños en las raíces (**Figura 53**). El sustrato debe regarse durante las primeras 2 semanas después del trasplante con una solución idéntica a la utilizada para la elaboración del medio de cultivo donde fue estimulada la raíz. En este caso, se preparó una solución de Murashige & Skoog (1962) al 50% de concentración respecto de sus sales nutritivas; además, se añadió un fungicida preventivo para evitar la proliferación de hongos en el sustrato.

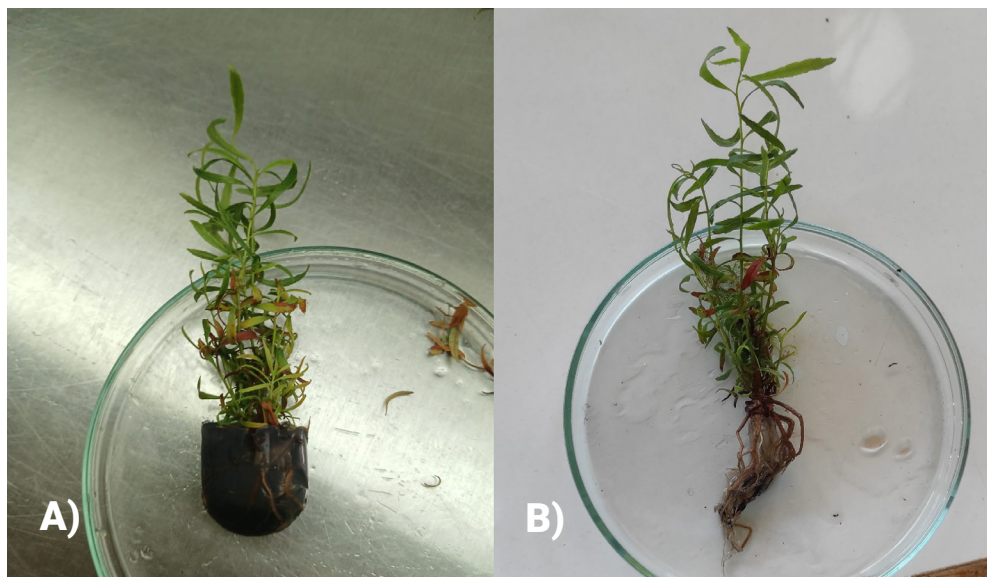


Figura 52: Preparación de plántula para condiciones de maceta. A) Plántula desarrollada en cultivo con carbón activado. B) Plántula sin agar preparada para el trasplante.



Figura 53: Trasplante a maceta.

Al transferir plántulas a maceta es importante replicar las condiciones ambientales que, inicialmente, tuvieron en el tubo de ensayo. Estas propiedades se caracterizan por un ambiente esterilizado y humedad relativa cercana al 100%. Para lograr esto, los contenedores deben cubrirse con bolsas plásticas transparentes y selladas con un elástico o cinta, para evitar la pérdida de humedad ambiental. Posteriormente, se realizan 3 a 5 agujeros en ellas (bolsas), cada 3 días, durante 20 jornadas, aproximadamente **(Figura 54)**. La finalidad: permitir la adaptación progresiva de las plántulas a las variaciones de humedad ambiental, que favorece el desarrollo de las ceras epicuticulares que protegen a las plantas de la pérdida excesiva de agua.

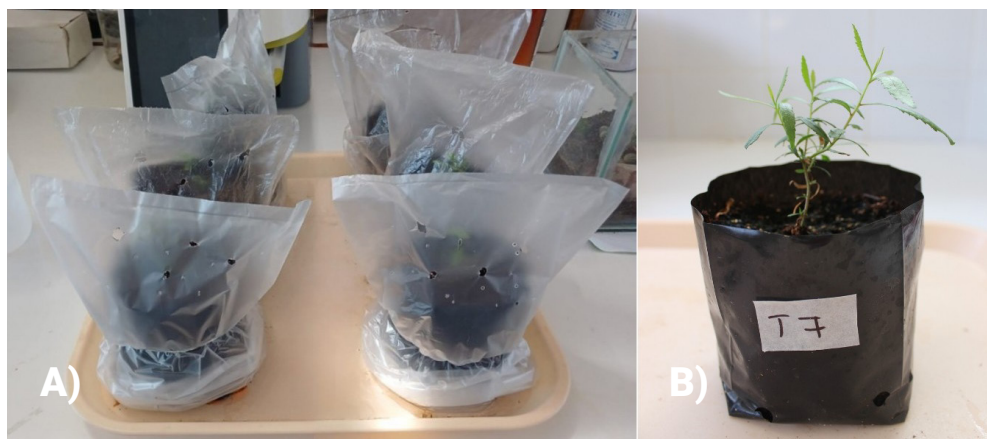


Figura 54: Etapa de aclimatación en plántulas *ex vitro*. A) Plántulas en macetas cubiertas por bolsas plásticas perforadas, 7 días después del trasplante. B) Planta de *Morella pavonis* completamente aclimatada, 50 días después de su trasplante.

Cuando las plantas superan los 10 cm de altura y tienen de 3 a 4 brotes, pasan a vivero para ser manejadas de igual forma que las propagadas por semilla.





5.- Manejo de vivero

5.1.- Trasplante de plántulas

Las plántulas de Huacano propagadas por semillas demoran entre 40 a 50 días en lograr un crecimiento suficiente para el trasplante al contenedor. Pasado este tiempo suelen tener entre 8 a 10 cm de alto y desde 8 a 15 hojas verdaderas. Para decidir el momento óptimo del cambio desde la almaciguera, se extraen algunas de ellas para observar el aumento radicular. La condición adecuada se alcanza cuando estas (las raíces) son visibles y colonizan el cono de turba (Figura 55).



Figura 55: Plantas de *Morella pavonis* preparadas para trasplante, 50 días después de la siembra.

Para el trasplante, utilizar bolsas negras -para árboles frutales- de 45x10x10 cm; se debe considerar que las plantas se mantendrán en este contenedor durante 12 a 16 meses, hasta ser trasladadas a suelo definitivo (**Figura 56**).



Figura 56: Plantas de *Morella pavonis* trasplantadas a sustrato compuesto por arena 50%, turba 25% y compost 25%.

5.2.- Sustrato

Antes de seleccionar el sustrato para trasplante de las plántulas, se realizó una prospección y una caracterización de textura del suelo del ambiente natural donde habita *Morella pavonis*. Los resultados: en Chapisca y Molinos prevalece una estructura areno francosa, con un mínimo de 80% de arena, alto drenaje y aireación.

Posteriormente, se realizaron ensayos de 'viverización' con distintas proporciones de arena, turba y compost, para analizar la supervivencia y el crecimiento vegetativo de las plantas en 2 meses. Los resultados: las que crecen en arena como sustrato único presentan una mayor supervivencia (90%), con escasas diferencias, en relación a turba (80%). Asimismo, la sobrevivencia de las plantas después de 3, 4 y 5 meses es el factor decisivo para escoger el tipo adecuado. Se concluye que para el desarrollo de plantas de Huacano el sustrato debe tener, mínimo, un 50% de arena, para simular las condiciones naturales de su hábitat, lo que mejora el drenaje del suelo. Además, materia orgánica (tierra de hoja, turba, compost y/o estiércol) para mantener una alta fertilidad y humedad.

De esta forma, se permite una lenta absorción de nutrientes y, a su vez, se mejora la actividad de microorganismos que participan en la degradación del material vegetal.

Por lo anterior, el sustrato debe contener una mezcla de arena 50%, turba 25% y compost 25%, que generó un mayor crecimiento en altura en plantas de Huacano (**Figura 57**).



Figura 57: : Componentes para la preparación del sustrato de trasplante para plántulas de *Morella pavonis*.

Después de trasplantadas, las plantas de Huacano continuarán su crecimiento en un vivero donde se mantendrán hasta los 16 meses de edad, luego poblarán o forestarán el terreno definitivo.



6.- Forestación

Para su traslado al terreno definitivo, las plantas o árboles jóvenes deben tener de 12 a 16 meses de edad, mínimo de 1 metro de altura y con follaje y raíces abundantes (**Figura 58**).



Figura 58: Árboles de *Morella pavonis* de 1 año de edad listas para ser plantadas en un terreno definitivo.

Considerando que la forestación con árboles de *Morella pavonis* se realiza en dos ambientes principales: 1) hábitat natural y 2) hábitat rural domiciliario, el manejo agronómico de las plantas será diferente.

- **Caso N°1.** Hábitat natural: los árboles de Huacano deben ser ubicados en suelos con humedad permanente, rodeados de vegetación natural que permita su adaptación al nuevo ambiente, protegidos del viento y de la radiación solar. Además, monitoreados con frecuencia para analizar su desarrollo y los posibles riesgos, principalmente, la deshidratación. Por último, evitar forestar en meses de mayor temperatura ambiental.
- **Caso N°2.** Hábitat rural: corresponde a domicilios, predios o parcelas privadas. Las plantas de Huacano deberán mantener un manejo agronómico adecuado con respecto a poda, riego, desinfecciones, fertilización y riesgos por deshidratación. Estos árboles pueden ser plantados en cualquier época del año.

6.1.- Características de sitios o puntos de plantación.

Para escoger los sitios de forestación es importante caracterizar el hábitat natural de la especie con relación a suelo, agua y clima. Además, se tiene que considerar la vegetación natural del ambiente donde habita *Morella pavonis* (**Figura 59**), su presencia representa un ambiente saludable (**Tabla 4**).

Tabla 4: Flora silvestre del ambiente que habita *Morella pavonis* en el valle de Lluta, sector Chapisca.

Nº	Especies	Familia	Nombre común
1	<i>Schinus molle</i>	Anacardiaceae	Pimiento, Molle
2	<i>Baccharis alnifolia</i>	Asteraceae	Chilca
3	<i>Baccharis scandens</i>	Asteraceae	Chilca
4	<i>Bidens pilosa</i>	Asteraceae	Cacho de cabra
5	<i>Pluchea chingoyo</i>	Asteraceae	Chilca
6	<i>Tessaria absinthioides</i>	Asteraceae	Brea
7	<i>Heliotropium curassvicum</i>	Boraginaceae	Jaboncillo
8	<i>Schoenoplectus americanus</i>	Cyperaceae	Junquillo
9	<i>Equisetum giganteum</i>	Equicetaceae	Cola de caballo
10	<i>Morella pavonis</i>	Myricaceae	Huacano
11	<i>Arundo donax</i>	Poaceae	Caña
12	<i>Cenchrus pauciflorus</i>	Poaceae	Cadillo
13	<i>Cortaderia atacamensis</i>	Poaceae	Cola de zorro
14	<i>Cynodon dactylon</i>	Poaceae	Gramma dulce
15	<i>Diplachne uninervia</i>	Poaceae	Triguillo
16	<i>Distichlis spicata</i>	Poaceae	Gramma salada
17	<i>Polypogon interruptus</i>	Poaceae	Cola de ratón
18	<i>Sorghum halepense</i>	Poaceae	Cebadilla
19	<i>Lycopersicum chilensis</i>	Solanaceae	Tomatillo
20	<i>Typha angustifolia</i>	Typhaceae	Totora



Figura 59: Flora silvestre del ambiente que habita *Morella pavonis* en el valle de Lluta, sector Chapisca.

Para identificar el ambiente edáfico e hídrico del Huacano se tomaron muestras de suelo y de agua -entre diciembre de 2022 a mayo de 2023- en el hábitat natural representativo de la especie.

Se puede concluir: *Morella pavonis* crece en suelos con alto porcentaje de arena, pH entre 5,59 a 7,88, y conductividad eléctrica (CE) de 0,69 a 4,58 $\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$. Asimismo, el río Lluta mostró una CE de entre 1,33 a 2,12 $\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$, condición no extrema para agua salina, destacó cloruros, ligeramente altos, y bajos niveles de sodio (Tablas 5 y 6).

Tabla 5: Análisis químico de suelo en cada sector muestreado.

Muestra de Suelo		Molinos	Chapisca	Guanta
Parámetros	medida	2023	2022 - 2023	2023
pH	-	7,88	5,59 - 7,69	6,38 - 6,63
CE	dS*m ⁻¹	4,15	0,91 - 4,58	0,69 - 2,11
Materia orgánica	%	ND	0,05 - 1,1	ND
Calcio (Ca ²⁺)	mg*L ⁻¹	276,67	105,67 - 266,67	57 - 224
Magnesio (Mg ²⁺)	mg*L ⁻¹	33,95	16,21 - 64,58	9,73 - 19,46
Potasio (K ⁺)	mg*L ⁻¹	433,52	14,78 - 387,50	33,83 - 81,73
Sodio (Na ⁺)	mg*L ⁻¹	316,52	27,15 - 528	35,86 - 161,64
Cloruros (Cl ⁻)	mg*L ⁻¹	403,52	183,42 - 513,57	117,15 - 445,17
Sulfato (SO ₄ ²⁻)	mg*L ⁻¹	1394,94	85,7 - 1321,01	135,87 - 353,76
Nitrato (NO ₃ ⁻)	mg*L ⁻¹	ND	3,65 - 24,33	ND
Bicarbonato (HCO ₃ ⁻)	mg*L ⁻¹	61,00	24,40 - 223,67	36,6 - 73,2
Carbonato (CO ₃ ²⁻)	mg*L ⁻¹	ND	ND	ND
Fosfato (H ₂ PO ₄ ⁻)	mg*L ⁻¹	7,28	3,37 - 17,53	1,32 - 14,18
Boro (B)	mg*L ⁻¹	11,08	2,36 - 9,63	3,17 - 17,98
Arcilla	%	11,75	9,75 - 11,75	7,75 - 10,1
Limo	%	6,60	7,95 - 8,75	10,25 - 10,6
Arena	%	81,65	79,30- 82,3	79,65 - 81,65
Clase textural	-	Areno francoso	Franco Arenoso	Areno francoso
Porosidad	%	44,44	42,97 - 46,18	38,49 - 50,38
Densidad aparente	g/cm ³	1,35	1,34 - 1,42	1,28 - 1,47
Densidad real	g/cm ³	2,43	2,49	2,39 - 2,58

Tabla 6: Análisis químico de agua en cada sector muestreado.

Muestra de Agua		Km 10 Lluta	Guanta	Molinos	Chapisca
Parámetros	medida	12-09-2023	03-05-2023	04-04-2023	2022-2023
pH	-	6,91	7,39	6,86	6,38 - 7,03
CE	dS*m ⁻¹	1,33	1,90	1,62	1,55 - 2,12
Calcio (Ca ²⁺)	mg*L ⁻¹	54,63	209,20	129,00	128 - 288
Magnesio (Mg ²⁺)	mg*L ⁻¹	34,79	20,43	19,63	19,46 - 29,46
Potasio (K ⁺)	mg*L ⁻¹	48,00	35,36	123,80	69,9 - 110
Sodio (Na ⁺)	mg*L ⁻¹	107,89	136,57	115,00	59,5 - 107
Cloruros (Cl ⁻)	mg*L ⁻¹	282,20	398,31	308,14	286,13 - 328,02
Sulfato (SO ₄ ²⁻)	mg*L ⁻¹	170,00	316,31	328,45	310,24 - 539,67
Nitrato (NO ₃ ⁻)	mg*L ⁻¹	12,53	6,08	5,27	4,87 - 19,39
Bicarbonato (HCO ₃ ⁻)	mg*L ⁻¹	36,60	48,80	36,60	16,1 - 48,8
Carbonato (CO ₃ ²⁻)	mg*L ⁻¹	ND	ND	ND	ND
Fosfato (H ₂ PO ₄ ⁻)	mg*L ⁻¹	26,41	26,85	3,00	6,91 - 13,43
Boro (B)	mg*L ⁻¹	16,09	13,38	6,87	6,98 - 11,34
Cobre (Cu ²⁺)	mg*L ⁻¹	ND	ND	ND	0,02
Hierro (Fe ²⁺)	mg*L ⁻¹	0,05	0,17	0,04	0,02 - 0,34
Manganeso (Mn ²⁺)	mg*L ⁻¹	0,24	0,01	0,04	0,06 - 0,08
Zinc (Zn ²⁺)	mg*L ⁻¹	0,08	0,10	0,07	0,05

6.2.- Climatización de plantas y preparación de sitios de plantación

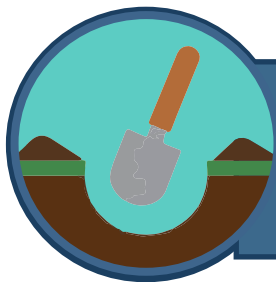
Independientemente de los sitios de plantación, los árboles deben someterse a un periodo de climatización de, al menos, una semana en el área de traslado, serán integrados a un ambiente diferente al del vivero (**Figura 60**). Este nuevo entorno puede variar en temperatura, humedad, radiación, altitud y calidad de agua de riego. En este lapso las plantas se regarán con otra agua de mayor salinidad (para el caso del río Lluta); también, un traspaso gradual de un área de semisombra a luz solar directa.



Figura 60: Árboles de *Morella pavonis* mantenidas en condiciones de vivero con riego tecnificado y semisombra.

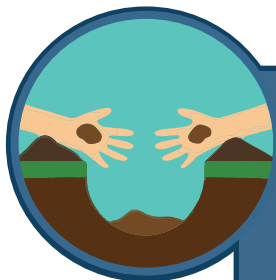
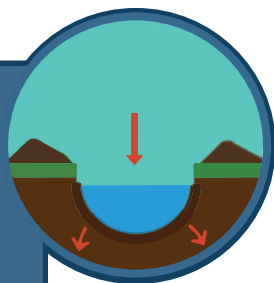
Los lugares de plantación deben prepararse de la siguiente forma:

Procedimiento



Cavar un “hoyo de plantación” de, aproximadamente, 20 cm de profundidad y 45 de diámetro; dejar tierra a un lado y reservarla para rellenar espacios vacíos.

Aplicar agua hasta llenar la cavidad; esperar hasta que infiltre por completo, repetir 3 veces. Agrandar el espacio, hasta 60 cm de profundidad. En sitios urbanizados y/o erosionados, se recomienda realizar un lavado de sales durante 1 o 2 semanas para disminuir la conductividad eléctrica del suelo.



Pasado este tiempo, aplicar un “abonado de fondo”, se agrega compost o estiércol (1 pala). Incorporar compost a la tierra reservada en proporción de 5:1 (por cada 5 palas de tierra sumar 1 de compost).

6.3.- Plantación y cuidados posteriores

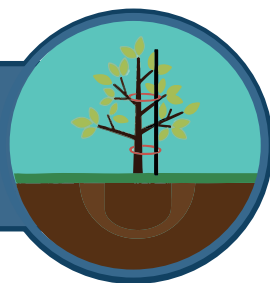
Después de la etapa de climatización, los árboles se deben ubicar con los siguientes cuidados:

Tomar el árbol desde la parte baja del tallo y depositarlo en el hoyo de plantación. La parte superior del sustrato debe quedar a ras de la superficie del suelo. Rellenar el hoyo con tierra preparada.



Presionar fuertemente la tierra alrededor del árbol; luego, forme una pequeña poza con apariencia de anillo, para que facilite la acumulación e infiltración de agua de riego.

Colocar una guía o tutor para que el árbol no se incline. Regar 2 o 3 veces por semana, el Huacano necesita de humedad permanente.



El riego dependerá de la humedad que mantenga el terreno. En un ambiente natural, la flora asociada minimizará la pérdida de ella, pero si el árbol está aislado y sin contacto con el río, canal o afluente, se debe regar permanentemente hasta que se pueda autoabastecer de agua. En las dos primeras semanas, para mantener la humedad, se recomienda instalar una sombra y una cubierta vegetal en la poza de riego.

En un análisis preliminar, realizado por el grupo de investigación entre 2023 y 2024, se plantó para restaurar el área silvestre del sector Chapisca, valle de Lluta. Después de cinco meses, se obtuvo un 84,61% de supervivencia; estas plantas fueron monitoreadas regularmente desde su establecimiento, con un mínimo de riego.

Por otra parte, desde julio de 2024 a enero de 2025, con apoyo de la comunidad del valle de Lluta, se realizó una campaña de reforestación del Huacano. Los agricultores apadrinaron árboles preparados por la Facultad de Ciencias Agronómicas de la UTA y plantados en sitios de privados o particulares. Los 38 puntos de establecimiento van desde la desembocadura del río Lluta hasta Sora y Challallapo, sector alto del valle, con un promedio de 5 árboles por persona. Estas plantas son cuidadas por los vecinos -según instrucciones de manejo recibidas- y la tasa de supervivencia fue similar a la anterior, alcanzó el 81,67% luego de 5 a 7 meses.

Conclusiones

Este libro es el resultado de un proyecto ejecutado entre la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de Tarapacá y la Dirección de Obras Hidráulicas, Región de Arica y Parinacota, Ministerio de Obras Públicas, Gobierno de Chile. Entre sus objetivos se analizaron diversas metodologías de propagación de plantas, manejo de vivero y forestación con la especie *Morella pavonis* (Huacano) que permitan recuperar áreas degradadas donde habitó este árbol.

Los antecedentes recopilados revisten valor, ya que no existen sistemas o procedimientos para la propagación, la recuperación y la conservación de esta especie en estado vulnerable.

Hasta el momento, afirmamos que las técnicas de multiplicación efectivas disponibles para el Huacano son: propagación por semillas, por acodos aéreos y micropropagación. Asimismo, proporcionamos información relevante respecto a: descripción morfológica de las flores, épocas fenológicas, selección y manejo de semillas; tiempo de viabilidad, calidad y emergencia de semillas; y, por último, fechas de cosecha óptimas.

En el ámbito de la micropropagación in vitro, establecimos protocolos para el manejo de los explantes -y otros- y, también, presentamos los medios de cultivo adecuados en las diferentes etapas del proceso.

Con respecto a “viverización”, analizamos tipos de sustratos, riego, fertilización, tiempos necesarios para trasplante y mantención de las plantas en vivero.

Referido a forestación, investigamos el periodo de aclimatación, la preparación de suelo, el trasplante a terreno y el manejo pre y post plantación.

Destacamos, además, la participación y el apoyo entregados por las comunidades agrícolas del valle de Lluta, especialmente, de los sectores altos: Boca Negra, Molinos, Tocontasi, Chapisca, Chaquiere y Sora. Gracias a esta colaboración efectiva se logró una cohesión social que se reflejó en la protección y en el cuidado del Huacano. También en la importancia de promover la protección del medio ambiente, sentido profundo con responsabilidad compartida.

Resaltamos los trabajos conjuntos entre la Facultad de Ciencias Agronómicas de UTA y la Corporación Nacional Forestal (CONAF) en la forestación de áreas estratégicas con Huacano y otras especies propias de la Región de Arica y Parinacota.

Menciones especiales para la comunidad educativa de la Escuela Molinos, Lluta, dependiente del Servicio Local de Educación Pública (SLEP) Chinchorro, en la persona de su profesor encargado, señor Iván Patricio Arancibia Muñoz; la directiva de la Junta de Vigilancia del río Lluta; los presidentes de las Juntas Vecinales de Chapisca y Molinos; y la constructora HURUE, quienes apoyaron y permitieron la promoción de ***“La campaña de reforestación del Huacano”*** en el valle de Lluta.

A modo de síntesis, sostenemos que si bien el proyecto consideró objetivos específicos tendientes a la propagación de plantas y la forestación con Huacano -los cuales se cumplieron exitosamente-, es menester continuar con el monitoreo de la supervivencia y el estado general de los árboles establecidos en terreno.

Referencias Bibliográficas

- Bahamondes, D; Moraga, P; Belmonte, E. (2021). Servicios ecosistémicos de regulación que aporta el guacano (*Morella pavonis*) en Chapisca, valle de Lluta, región de Arica y Parinacota, Chile. *Idesia*, 39 (1), 119-125.
- Benoit, I. (1989). Libro Rojo de la Flora Terrestre de Chile (Primera Parte). CONAF. Santiago de Chile.
- Catán, A; Targa, G; Fraño, A; Degano, C. (2023). Botánica morfológica. Editorial EDUNSE. Argentina.
- Instituto de Investigaciones Agropecuarias. (2024). Informe Final: “Programa Banco de Germoplasma de *Myrica pavonis* (Pacama)”. Dirección de Obras Hidráulicas, Ministerio de Obras Públicas. Chile.
- Ministerio del Medio Ambiente. (2025). Listado de Especies Clasificadas desde el 1º al 19º Proceso de Clasificación Reglamento para la Clasificación de Especies Silvestres (RCE) (actualizado a junio de 2025). Chile. [URL: <https://clasificacionespecies.mma.gob.cl>]
- Murashige, T; Skoog, F. (1962). A Revised Medium for Rapid Growth and Bioassays with Tobacco Tissue Cultures. *Physiologia Plantarum*, 15, 485-497. [URL: <http://dx.doi.org/10.1111/j.1399-3054.1962.tb08052.x>]
- Muñoz, M; Serra, M. (2006). Ficha de especie clasificada: Documento de Trabajo, Estado de Conservación de las Plantas de Chile. MNHN-CONAMA, Chile. [URL: https://clasificacionespecies.mma.gob.cl/wp-content/uploads/2019/10/Myrica_pavonis_FINAL.pdf]
- Nabors, M. (2006). Introducción a la botánica. Pearson Educación, S. A. Madrid.

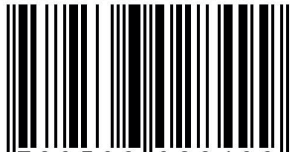
- Osuna, H; Osuna, A; Fierro, A. (2016). Manual de propagación de plantas superiores. Universidad Autónoma Metropolitana. México.
- Pierik, R. (1990). Cultivo in vitro de las plantas superiores. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.
- Pequeño, I; Martínez, G; Aguirre, V; Iracheta, L; Mojica, V; Rodríguez, G; Ojeda, M. (2015). Efecto del NaClO sobre la actividad de la polifenol oxidasa en explantes de hoja y peciolo de dos genotipos de *Jatropha curcas* L. Bioagro, 27(3), 167-172.
- Uvidia, A. (2024). Caracterización de dormancia, morfología y presencia de hongos endófitos en semillas de *Morella pavonis* (C.DC.) Parra-Os. [Tesis de Maestría, Pontificia Universidad Católica del Chile]. [URL: <https://repositorio.uc.cl/handle/11534/84334>].

Plantación de Huacanos, sector Las Gaviotas, valle de Lluta.





ISBN: 978-956-6028-49-9



9 789566 028499