



MANUAL TÉCNICO DE PRODUCCIÓN DE INJERTOS DE CEDRO ROJO *(Cedrela odorata L.)*

*José Vidal Cob Uicab,
Olga Santiago Trinidad y
Roberto Reynoso Santos*



MEDIO AMBIENTE
SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES



CONAFOR
COMISIÓN NACIONAL FORESTAL

AGRICULTURA
SECRETARÍA DE AGRICULTURA Y DESARROLLO RURAL

INIFAP

INSTITUTO NACIONAL DE
INVESTIGACIONES FORESTALES,
AGRICOLAS Y PECUARIAS

**MANUAL TÉCNICO DE PRODUCCIÓN DE
INJERTOS DE CEDRO ROJO**
(Cedrela odorata L.)

Autores:

Dr. José Vidal Cob Uicab

Dra. Olga Santiago Trinidad

M.C. Roberto Reynoso Santos

Investigadores del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias.**Manual técnico de producción de injertos de cedro rojo (*Cedrela odorata* L.)**

Este manual es parte de los productos generados en el proyecto: “Establecimiento de cuatro huertos semilleros asexuales regionales con el establecimiento y evaluación temprana de 12 ensayos de progenies (tres ensayos por cada huerto) de *Cedrela odorata* L.”, apoyado por el Fondo Sectorial para la Investigación, el Desarrollo y la Innovación Tecnológica Forestal.

Esta obra está bajo una Licencia de *Creative Commons* Reconocimiento No Comercial 4.0 Internacional, que permite a terceros consultarla de manera gratuita y hacerle algunas adaptaciones de forma, siempre y cuando se dé el crédito apropiado a los autores y se comparta sin fines comerciales.

Revisión CONAFOR

Gerencia de Desarrollo y Transferencia de Tecnología

Subgerencia de Recursos Genéticos Forestales

Zapopan, Jalisco, México

Año 2022

ISBN: 978-607-8383-37-5

CONTENIDO

Introducción	4
Métodos de injertado	6
Factores determinantes del éxito del injerto	7
Metodología de la producción de injertos	8
Producción de la planta patrón	8
Recolección de yemas	9
Traslado y manejo de las varetas	10
Características de la planta patrón	11
Materiales utilizados en la injertación	11
Época de injertado	14
Protocolo de injertación	15
Crecimiento de la yema injertada	17
Manejo de los injertos en vivero	19
Costos de producción	21
Conclusiones y recomendaciones	22
Bibliografía	23
Glosario	28

INTRODUCCIÓN

El injerto está constituido, básicamente, por dos partes: la yema que corresponde a un brote vegetativo escindido de un árbol fenotípicamente superior y la planta patrón. La yema y el patrón al fusionarse, desarrollarán la parte aérea de una nueva planta. La función de la planta patrón es proporcionar el sistema radical que proveerá de anclaje, agua y nutrientes al crecimiento de la yema (Fujisawa y Ueda, 2012; Ranjith e Ilango, 2017; Kita *et al.*, 2018).

El injerto, como técnica de propagación, tiene sus orígenes en la agricultura y, es utilizado ampliamente en la fruticultura; sin embargo, su aplicación en árboles forestales, es reciente (Hartmann *et al.*, 2011; Bonga, 2016). Su implementación ha permitido clonar íntegramente características genotípicas de árboles adultos que presentan baja o nula capacidad de ser multiplicados a través de otras técnicas de propagación vegetativa (Wang, 2011). Por lo tanto, es exitosa y garante en la producción de árboles que exhiben caracteres genéticamente superiores donantes de la yema vegetativa (Kita *et al.*, 2018).

En los programas de mejoramiento genético el injerto se utiliza en la propagación clonal, con la finalidad de establecer huertos semilleros asexuales con especies genéticamente mejoradas de interés económico (Stewart *et al.*, 2016). Específicamente, permite multiplicar el genotipo de árboles adultos con características deseables, tales como: velocidad de crecimiento, rectitud del fuste, vigor, resistencia a plagas y enfermedades, entre otras (Zobel y Talbert, 1988; Vargas *et al.*, 2004; CONAFOR, 2017; Flores *et al.*, 2017; Ranjith e Ilango, 2017).

En México, los avances en torno a la propagación vegetativa de especies forestales mediante el método del injerto son escasos e incipientes. Por lo tanto, se recomienda continuar con la investigación sobre estos aspectos, con la finalidad de generar protocolos de injertado de especies de interés económico, ecológico y social (caso de *Cedrela odorata* L.).

Cedrela odorata L. (cedro rojo) es un árbol tropical caducifolio de la familia Meliaceae, de importancia maderable, la cual es ampliamente preferida en los mercados por su agradable aroma y fácil manejo (ITTO, 2019.). Su madera es considerada como fina y preciosa para la fabricación de muebles de lujo, artículos torneados, chapa y ebanistería (Morales-Ortíz y Herrera-Tuz, 2009). Actualmente, después de la caoba, es la especie maderable más importante en la industria forestal (Pennigton y Sarukhán, 2005; SEMARNAT, 2010, 2011, 2012 y 2013).

MÉTODOS DE INJERTADO

El éxito de la propagación vegetativa mediante el método del injerto requiere del dominio de la técnica y de la correcta unión de la yema con el patrón. Al respecto, se recomienda realizar injertos utilizando individuos de especies forestales emparentados. Por lo tanto, el injerto puede ser intraespecífico (yema y patrón de la misma especie) o interespecífico (yema y patrón de diferentes especies) (Opoku *et al.*, 2019).

Por otro lado, la técnica de injertado debe ser la adecuada, con la finalidad de evitar entradas de aire y agua. Además, es importante que exista un contacto directo entre las regiones cambiales, un adecuado amarre y un buen manejo de los injertos, factores que permitirán aumentar los porcentajes de prendimiento y el éxito del injerto (Wang, 2011; Darikova *et al.*, 2013).

Durante el proceso de crecimiento del tejido del cambium entre floema y xilema, se reconocen tres etapas importantes: formación de callos, diferenciación cambial y continuidad cambial; en la primera, la capa externa cambial de ambas estructuras produce células parenquimáticas y se lleva a cabo la formación del callo; en la segunda, algunas células del callo se diferencian en células cambiales y producen nuevo tejido vascular, y en la tercera, se presenta continuidad cambial debido a que existe xilema interior y floema hacia el exterior permitiendo una fuerte conexión entre yema-patrón, lo que evidencia el éxito del injerto (Hartmann *et al.*, 2011).

El método de injertado está basado en la habilidad del patrón y la yema para desarrollar nuevas células a lo largo de las superficies del corte (Muñoz *et al.*, 2013). El injertado es una práctica que ha generado variantes en sus técnicas básicas, por lo que han sido descritos diversos tipos y modificaciones; sin embargo,

de los tipos de injertos conocidos solo dos han sido adaptados a especies forestales: el de enchapado lateral y fisura terminal (Wang, 2011; Muñoz *et al.*, 2013; Opoku *et al.*, 2019; Pérez-Luna *et al.*, 2020).

FACTORES DETERMINANTES DEL ÉXITO DEL INJERTO

El éxito del injerto está relacionado con factores endógenos asociados con la incompatibilidad entre la yema y planta patrón (Darikova *et al.*, 2013; Goldschmidt, 2014). Los bajos porcentajes en el prendimiento se debe a una conexión vascular discontinua y a la degradación del floema en el punto de conexión, que genera una insuficiente unión, poco desarrollo y mortandad del injerto, incluso, una vez establecido en campo (Castro-Garibay *et al.*, 2017).

El origen geográfico, edad de la planta madre y periodo de almacenamiento de las yemas hasta su injertado son factores que, de igual forma, determinan el éxito y vigor de los injertos (Viveros-Viveros y Vargas-Hernández, 2007; Frey *et al.*, 2011; Zhang *et al.*, 2011; Muñoz *et al.*, 2013; González, 2017), así como las condiciones climáticas postinjerto (Koepke y Dhingra, 2013; Reig *et al.*, 2018; Świerczyński *et al.*, 2018).

No obstante, la calidad de la planta patrón tiene efectos significativos sobre el crecimiento de los injertos (Goldschmidt, 2014). Por lo tanto, durante el proceso de injertado de especies leñosas se recomienda seleccionar las yemas y plantas patrón de la mejor calidad posible (Darikova *et al.*, 2013; Wang, 2011).

La época es otro factor que ha sido señalado como determinante en el éxito del injerto. Al respecto, Muñoz *et al.* (2013), Goldschmidt (2014), Gaspar *et al.* (2017) y Perez-Luna *et al.* (2020) concuerdan que el mejor momento para

injertar especies leñosas es en la época invernal, que coincide con la fase de quiescencia inicial de las yemas. Finalmente, un factor adicional y clave a considerar es la experiencia del injertador, ya que los porcentajes de prendimiento pueden variar de acuerdo con los años (Hibbert-Frey *et al.*, 2011).

METODOLOGÍA DE LA PRODUCCIÓN DE INJERTOS

La técnica utilizada en el injertado de cedro rojo es el denominado “enchapado lateral” o “injerto de yema”. A continuación, se describen las actividades relacionadas con la producción de injertos de cedro rojo (*Cedrela odorata* L.).

1

Producción de la planta patrón

La producción de la planta patrón inicia con la siembra de las semillas en contenedores de bolsas plásticas de polietileno de color negro con dimensiones de 34 x 34 cm, equivalente a un volumen de 3 litros. El ciclo de producción en vivero contempla seis meses desde la siembra de las semillas unos meses antes de septiembre de cada año para habilitar las plantas como patrones a partir de octubre a marzo del año siguiente, que coincide con la época de la recolección de las yemas.

Como sustrato se recomienda una mezcla de composta de cachaza de caña de azúcar (40%), aserrín descompuesto (40%) y tierra negra de monte cribada (20%). Durante las etapas de crecimiento y específicamente en el “estadio temprano” (hasta 3 meses desde la siembra), aplicar tratamientos de fertilización granular de la fórmula 18-46-00 a razón de 5 gr/planta, con la finalidad de inducir raíces y desarrollo de la parte aérea de las plantas.

En la etapa de crecimiento “óptimo y tardío” (hasta seis meses desde la siembra), se recomienda eliminar la malla sombra del vivero y aplicar tratamientos de fertilización cada quince días a base de la fórmula sólida 00-40-40 a razón de 1.5 gr/L de agua, con la finalidad de inducir crecimiento en diámetro y endurecimiento de los tejidos de las plantas.

Por otro lado, durante el proceso de producción y acondicionamiento de las plantas patrón se sugiere implementar un programa de protección fitosanitaria, consistente en aplicaciones preventivas de fungicidas e insecticidas. Específicamente en el caso de cedro rojo, aplicar Captán ultra en combinación con Vanucrón 600 a razón de 30 gr y 60 ml/20 L de agua, respectivamente.

2

Recolección de yemas

La recolección de las yemas se recomienda realizarla en los meses de marzo, abril y mayo de árboles adultos fenotípicamente superiores (**Figura 1 A, B y C**). Las ventajas de recolectar las yemas de cedro rojo en los meses señalados, radica en que coincide con el comienzo de la actividad vegetativa de la especie y a los bajos porcentajes de pudrición por hongos al haber escasa humedad en el ambiente por ser plena época de sequía. Asimismo, se aconseja recolectar yemas correspondientes al último año de crecimiento, con las siguientes características: sanas, semilignificadas y preferentemente las ubicadas en la parte superior de la copa del árbol debido a que este tipo de material favorece el éxito del injerto. Con la ayuda de un gancho podador y tijeras de podar, escindir entre 10 y 12 varetas de entre 60 y 80 cm de longitud con diámetros de entre 1.5 hasta 2.0 cm, juveniles, libres de plagas y enfermedades y con yemas vegetativas de coloración verde intenso (**Figura 1 D y E**).

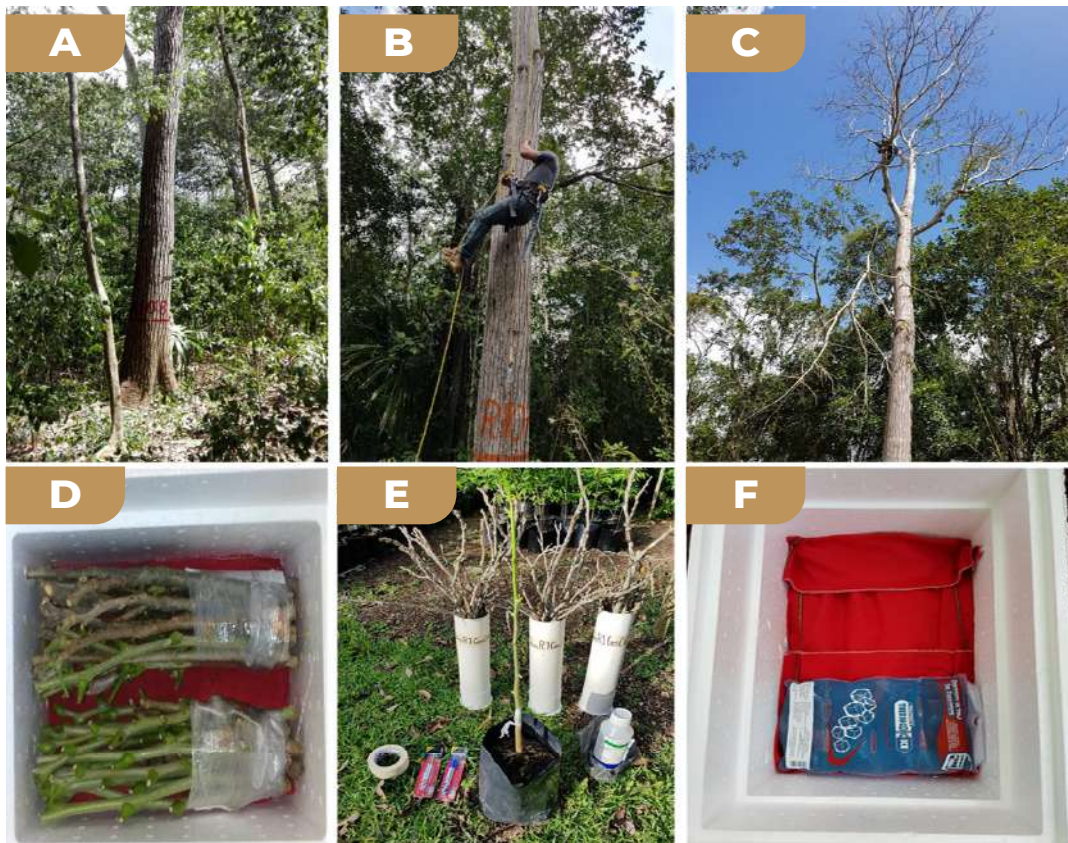


Figura 1. Recolección del material vegetal de árboles selectos de cedro rojo. **A.-** Árbol selecto fenotípicamente superior donante de las yemas vegetativas; **B.-** Escalamiento del árbol sin el uso de espuelas para no dañar la corteza; **C.-** Recolección de las varetas con yemas vegetativas dentro de la copa del árbol; **D, E y F.-** Empaquetado y traslado de las varetas.

3

Traslado y manejo de las varetas

Las varetas deben de estar apiladas en paquetes y envueltas con papel estraza sujetas con cinta canela, se etiquetarán de acuerdo con el código único de identificación del árbol selecto. Posteriormente, se colocarán los

paquetes de hidrogel como sustituto de hielo y esponjas humedecidas con una solución fungicida (Captán ultra 1,5 g/L de agua), con la finalidad de evitar la deshidratación del tejido vegetal durante el traslado hasta el sitio de injertación (**Figura 1 F**).

4

Características de la planta patrón

Como planta patrón se recomienda utilizar individuos con un diámetro entre 1.8 hasta 2.2 cm, para que la yema a injertar se ensamble adecuadamente en las dimensiones del corte del tallo. Adicionalmente, las plantas con abundante follaje previo al inicio del proceso de la injertación. Lo anterior, permitirá un flujo continuo de la savia en los tejidos de conducción del tallo para propiciar que la corteza sea fácilmente desprendible al momento del corte. Es importante utilizar como patrón plantas sanas, vigorosas, con abundante follaje y diámetro proporcional al de las varetas **(Figura 2 A, B y C)**.

5

Materiales utilizados en la injertación

Durante el injertado, se recomienda utilizar materiales acordes con la técnica de injertación. A continuación se describen algunas de sus características y funciones **(Figura 2 D)**.

Tijeras de podar

Con cuerpo de acero forjado, mangos con forro y seguro de bloqueo. Se recomienda mantenerlas bien afiladas, para que al realizar los cortes el tejido celular no colapse.

Navajas de injertar

Con hoja de acero inoxidable, biselada en una cara. Se recomienda mantenerlo bien afilada, para obtener un corte de precisión del tejido vegetal.

Pintura de aceite

Pintura a base de aceite resistente a la intemperie. Este producto se utiliza como sellador de heridas, para prevenir pudrición por hongos.

Brocha de cerda con mango de plástico

Para la aplicación de la pintura de aceite sobre alguna herida durante el proceso de injertado y posteriormente sobre la herida al realizar el corte de la planta patrón durante el prendimiento del injerto.

Plástico calibre 200 (micras de grosor)

Se utiliza como vendaje para sujetar la placa con la yema injertada a la planta patrón.

Cubetas de plástico

Se recomiendan para la preparación de la solución fúngica, con la finalidad de desinfectar las varetas y plantas patrón.

Hieleras de plástico y unigel

Se utilizan para el transporte de las varetas al sitio de injertación.

Piedra de afilar de un grano muy fino

Se recomienda su uso en seco.

Franelas de algodón o tejido suave

Para mantener la humedad dentro de la hielera durante el traslado del material vegetal, y limpieza de cubetas y otros materiales.

Captán ultra

Fungicida de acción preventiva y curativa. Se recomienda para la desinfección de las varetas y prevención de enfermedades fungosas a razón de 1.5 gr/L de agua.

Alcohol de 96°

Se utiliza como antiséptico para la destrucción de gérmenes. Se requiere para la limpieza del material (navajas y tijeras) antes y después de cada injerto elaborado.

Marcador indeleble y bolígrafos

Se utiliza para marcar códigos en los contenedores de la planta patrón y llenado de bitácoras.

Bitácora

Libreta de campo para el registro de las fechas de injertación, genotipos y manejo de injertos.



Figura 2. Características de las plantas patrón y materiales utilizados en la injertación. **A, B y C.-** Plantas patrón, nótese los sistemas de propagación, tipos de contenedor, control de la identidad y características morfológicas de las plantas; **D.-** Materiales utilizados; **E y F.-** Desinfección de las varetas.

6

Época de injertado

El efecto de la época de injertado está fuertemente influenciado por las diferencias en el estado fenológico y fisiológico de la yema (Yin *et al.*, 2012). En especies latifoliadas la época de injertado, en general, se sugiere a finales del invierno (Ortiz y Gutiérrez, 2005). No obstante, en el caso particular de *Cedrela odorata* L., se recomienda un periodo amplio desde septiembre hasta mayo, con el objetivo de coincidir con algunas de las fechas que propicie una mejor respuesta de injertado atribuible al aumento de la actividad de las divisiones mitóticas de los meristemas y coincidiendo con el inicio de la fase activa del tejido vegetal (Viveros-Viveros y Vargas-Hernández, 2007).

Desde el punto de vista fisiológico, las yemas más adecuadas son las del último año de crecimiento (Ortiz y Gutiérrez, 2005) relacionado con los tejidos cercanos a los extremos apicales de las ramas, los cuales cronológicamente son de menor edad, y fisiológicamente, son los más maduros (Bonga, 1982; Cob-Uicab *et al.*, 2020). La injertación de material adulto sobre plantas juveniles, promueve un aumento en el vigor vegetativo de la yema e induce la producción de frutos a temprana edad (Hartmann *et al.*, 1990).

Con la finalidad de corroborar y sustentar la época óptima dentro del periodo propicio de injertado de *Cedrela odorata* L., se estableció un ensayo que permitió evaluar el porcentaje de prendimiento del injerto en relación con los meses de recolección de las yemas (**Cuadro 1**).

Cuadro 1. Porcentaje de prendimiento de injertos de *Cedrela odorata* L. a los 4, 6 y 8 semanas posterior a su injertación.

Meses del año	Número de injertos	Porcentaje de prendimiento (%)		
		4 semanas	6 semanas	8 semanas
Febrero	100	22	24	24
Marzo	100	28	32	34
Abril	100	68	76	80
Mayo	100	78	82	90
Junio	100	70	72	72

Los resultados del ensayo (**Cuadro 1**), refuerzan las aseveraciones expuestas anteriormente, los cuales en su conjunto sustentan la recomendación de realizar los injertos de *Cedrela odorata* L. en los meses de septiembre a mayo.

7 Protocolo de injertación

- **Desinfección de las varetas.**

Las varetas deberán ser sometidas a un proceso de asepsia mediante la aplicación de un fungicida (Captán ultra a razón de 1.5 gr/L de agua), que ayudará a disminuir la carga de contaminantes exógenos (**Figura 2 E y F**).

- **Preparación de la planta patrón.** A la altura de 25 cm del tallo de la planta patrón, se realizarán dos cortes verticales con dimensiones entre 6 y 8 cm de longitud.

Posteriormente, se realizará un corte horizontal de entre 0.6 y 0.8 cm de ancho. Como regla general, las dimensiones de los cortes deberán ser proporcionales al tamaño de la yema a injertar. Asimismo, se recomienda seleccionar varetas con diámetros similares a los tallos de la planta patrón, y procurar una coincidencia entre el cambium vascular de ambas estructuras. De ser viable, cubrir en su totalidad la superficie de contacto del cambium vascular de la planta patrón con el de la yema a injertar (**Figura 3 A, B y C**).

● Injertación de la yema.

Se recomienda utilizar una navaja filosa, limpia y esterilizada, con el objetivo de prevenir enfermedades por algún patógeno en el tejido vegetal. El proceso implica que la persona sujete con una mano la varetta y con la otra la navaja, y realice dos cortes verticales de longitud similar a la de una ventana en el tallo de la planta patrón.

Inmediatamente, se extrae la placa conteniendo la yema de interés, sujetándose con los dedos pulgar e índice, con la finalidad de retirar el tejido leñoso de la placa. Finalmente, se inserta la placa en la ventana generada en el tallo de la planta patrón y se aplica el vendaje en forma de espiral (**Figura 3 D, E, F, G, H e I**).

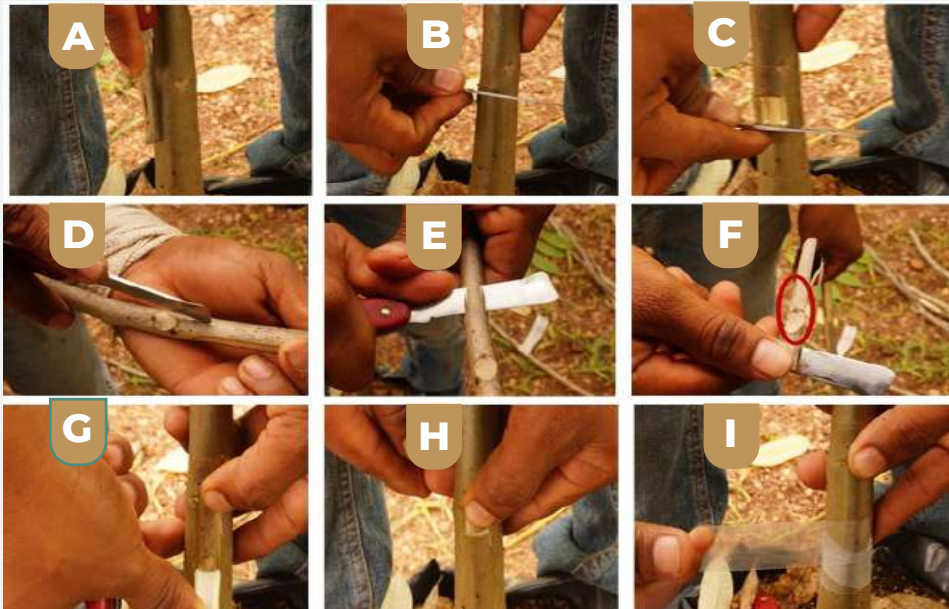


Figura 3. Panorama ilustrativo del proceso de injertación de cedro rojo. **A, B y C.**- Preparación de la planta patrón; **D, E y F.**- Desprendimiento de la placa con la yema de interés; **G y H.**- Injertación; **I.**- Vendaje del injerto.

8

Crecimiento de la yema injertada

● Destape del injerto.

Entre 18 y 20 días posteriores al injertado, se retira el vendaje, se verifica la cicatrización, así como la unión de los tejidos. Asimismo, se realiza la poda de la planta patrón a una altura entre 15 y 20 cm por encima de la placa injertada, para esto inducir cambios morfológicos, promover la elongación celular y los brotes vegetativos. En la herida por la poda, se recomienda aplicar pintura de aceite, y así evitar filtraciones de agua, contaminación y pudrición por hongos **(Figura 4 A, B y C).**

● **Control de la identidad de los injertos.** Se realiza sobre la superficie de los contenedores de acuerdo con el código único de identificación del árbol progenitor. No obstante, se recomienda colocar una etiqueta con tinta de marcador permanente sobre un plástico de color para su fácil identificación que indique, el código, la fecha de realización e injertador, como una estrategia efectiva de monitoreo y respaldo del periodo de tiempo óptimo para el destape de los injertos y poda de la planta patrón **(Figura 2 A, B y C).**

Entre 25 y 30 días posterior al injertado, se apreciarán cambios morfológicos de las células meristemáticas que originan diferenciación celular y brotes vegetativos. Paralelamente, se observarán cambios en la coloración de la yema de un verde intenso a café y una completa cicatrización del injerto. Lo anterior, es un indicador del inicio del crecimiento y desarrollo (elongación celular) del brote vegetativo que se mantendrá completamente adherido al cambium de la planta patrón **(Figura 4 D, E, F, G y H).**



Figura 4. Manejo de los injertos y crecimiento de la yema injertada. **A, B y C.-** Poda de la planta patrón y aplicación de pintura de aceite; **D.-** Destape del injerto y cambios morfológicos de las células meristemáticas a brote vegetativo; **E y F.-** Crecimiento y desarrollo del brote vegetativo; **G.-** Control de la identidad de los injertos; **F.-** Panorama del prendimiento de los injertos correspondiente a un **98%**.

Durante esta etapa se recomienda implementar un programa de manejo consistente en la aplicación de riegos, fertilización, control de malezas, poda de los brotes de la planta patrón complementándose con medidas de control fitosanitario y un proceso de endurecimiento de los injertos. En especial, los riegos y la fertilización constituyen un aspecto fundamental por lo que se recomienda cuidar estos dos aspectos. Como regla general, en esta etapa se debe mantener suficiente agua en el sustrato de los contenedores para evitar problemas de estrés hídrico y desecamiento de las raíces, se recomienda regar frecuentemente en poca cantidad, cada segundo día; Sin embargo, durante días lluviosos, se sugiere la suspensión total del riego.

La necesidad de fertilizantes de las plantas varía dependiendo de las etapas de crecimiento. Durante el periodo de “estadio temprano” (hasta 4 semanas desde la injertación), se recomienda aplicar

una vez por semana soluciones de fertilizantes directas al sustrato en baja concentración.

En la etapa de “crecimiento óptimo” (hasta 4 meses desde la injertación), se recomienda aplicar tratamientos de fertilización foliar y al suelo una vez cada quince días a base de la fórmula 20-30-10 (Nutricel®) y 25-10-10 a razón de 1.5 gr de cada uno por litro de solución, con la finalidad de reforzar la nutrición de la planta patrón e injerto propiciando el desarrollo de nuevas raíces. Durante el crecimiento tardío (hasta seis meses desde la injertación), se recomienda continuar con la aplicación de fertilizante cada quince días a base de la fórmula sólida 00-40-40 a razón de 1.5 gr/L de agua, con la finalidad de disminuir el desarrollo vegetativo y favorecer el crecimiento en diámetro y endurecimiento de los tejidos. De forma paralela, se recomienda retirar paulatinamente la malla sombra, con el objetivo de aclimatar los injertos a la intensidad de la luz solar y promover la lignificación del tejido vegetal.

Se sugiere realizar el control de las malezas de forma manual, tanto en el interior de los contenedores como en el área del vivero. Por otro lado, se recomienda eliminar los brotes de la planta patrón (chupones) y aplicar pintura de aceite sobre las heridas. Otro aspecto fundamental, es el movimiento continuo y la separación de los injertos que permitirá espacios para la libre circulación del viento y con ello minimizar los efectos de la competencia.

La aplicación de productos químicos para la prevención de enfermedades por hongos y ataque del barrenador de la yema apical (*Hypsipyla grandella* Zeller), constituye un aspecto fundamental. Al respecto, se recomienda aplicar un producto químico Vanucron 600 a razón de 3 ml/L de agua en combinación con Captan ultra a razón de 1.5 gr/L de agua.

En promedio el ciclo de producción de injertos de cedro rojo, es de 14 meses contemplando desde la producción de la planta patrón, injertado y endurecimiento de los injertos. Por regla general, se recomienda que los injertos prendidos de cada temporada sean establecidos en campo a más tardar durante el mes de octubre de cada año.

10

Costos de producción

En el **cuadro 2** se presentan los costos de producción de injertos de cedro rojo en el proyecto de investigación (año 2021).

Concepto	Unidad de medida	Cantidad	Costo unitario (\$)	Costo (\$)
Recolección de material vegetal de 80 árboles selectos	Jornal	40	275	11,000
Injertación	Injerto	1,600	15	24,000
Actividades de mantenimiento:				
Deshierbes	Jornal	15	275	4,125
Riegos	Jornal	30	275	8,250
Adquisición de insumos (diversos):				
Fungicida (Captán ultra)	Kilogramo	1	200	200
Fertilizante foliar (Nutricel®)	Kilogramo	1	125	125
Fertilizante (18-46-00)	Bulto de 50 kg	1	850	850
Fertilizante (25-10-10)	Bulto de 25 kg	1	950	950
Fertilizante (00-40-40)	Bulto de 25 kg	1	950	950
Bolsas de polietileno de color negro	Paquete 25 kg	1	2,250	2,250
Sustratos	M ³	15	8,500	8,500
Aplicación de productos químicos	Jornal	25	275	6,875
Llenado de bolsas con sustrato	Jornal	12	275	3,300
Viáticos coordinador del proyecto	Viático	1,700	20	34,000
Combustible	Litro	200	22	4,400
Costo de la producción de planta patrón	Planta	1,600	10	16,000
Costo totales de producción (\$)		125,775.00 / 1,600 Injertos		

Cuadro 2. Estimación de costos de producción de injertos de cedro rojo (*Cedrela odorata* L.).

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

- Las varetas y yemas vegetativas, deberán someterse a un riguroso proceso de asepsia, para reducir los contaminantes exógenos.
- Con relación a la injertación de cedro rojo, se recomienda utilizar navajas con hoja de acero inoxidable, biseladas en una cara y bien afilada, con el objetivo de obtener un corte de precisión y sin colapsar el tejido vegetal.
- Los resultados del ensayo sustentan que la época óptima de injertación de cedro rojo, es en los meses de septiembre a mayo.
- Durante los meses lluviosos no es recomendable injertar , ya que a pesar de lograr altos porcentajes de prendimiento, se tendrán altos índices de pudrición y por lo tanto la pérdida total del injerto.
- En vivero, se recomienda aplicar un manejo intensivo, con la finalidad de generar las condiciones óptimas para el crecimiento y desarrollo de los injertos.
- Durante todo el proceso de injertado, se recomienda implementar un programa de protección fitosanitaria consistente en aplicaciones preventivas de fungicidas e insecticidas a base de Captán ultra en combinación con Vanucrón 600 a razón de 30 gr y 60 ml/20 L de agua, respectivamente.



BIBLIOGRAFÍA

Bonga, J. M. 1982. Vegetative propagation in relation to juvenility, maturity and rejuvenation. In: Tissue Culture in Forestry. Bonga, J., and D. Durzan. (Eds). Boston, London. Nijhoff M. and W. Junk Publisher. pp. 387-412.

Bonga, J. M. 2016. Conifer clonal propagation in tree improvement programs. In Park, Y., Bonga, J., & Moon, H., Vegetative propagation of forest trees. Seoul, Korea: National Institute of Forest Science. pp. 3-31.

Castro-Garibay, S. L., Villegas-Monter, A., and J. López-Upton. 2017. Anatomy of rootstocks and scions in four pine species. Forest. Res, 6: 1-6.

Cob-Uicab, J. V., G. j., Herrera-Cool, X., García-Cuevas and B. Rodríguez-Santiago. 2020. Morphogenic competence of vegetative buds and its effect in select adult trees cloning. Modern Agricultural Science and Technology 6(1-6):28-32.

Comisión Nacional Forestal (CONAFOR). 2017. *Pinus pseudostrobus* Lindl. var. *pseudostrobus*. SIRE Paquetes Tecnológicos. CONAFOR-CONABIO. México. 7p. Disponible en: <http://www.conafor.gob.mx:8080/documentos/docs/13/981Pinus%20pseudostrobus.pdf>.

Darikova, Y. A., Vaganov, E. A., Kuznetsova, G. V., and A.M. Grachev. 2013. Changes in the anatomical structure of tree rings of the rootstock and scion in the heterografts of Siberian pine. Trees, 27(6): 1621-1631.

Flores, L. C., López U. J., y M.S. Valencia. 2017. Manual técnico para el establecimiento de ensayos de procedencias y progenies. 154 p. Disponible en: <http://www.conafor.gob.mx:8080/documentos/docs/19/0Manual%20Te%CC%81cnico%20para%20el%20Establecimiento%20de%20Ensayos.pdf>.

Frey, H. H., Frampton, J., Blazich, F. A., Hundley, D., and L.E. Hinesley. 2011. Grafting Fraser fir (*Abies fraseri*): effect of scion origin (crown position and branch order). *HortScience*, 46(1): 91-94.

Fujisawa, Y., and M. Ueda. 2012. Introduction of forest tree breeding: Technique of producing clonal planting stock: grafting. *Forest Genetics Breed*, 1: 23-27.

Gaspar, R. G. B., Wendling, I., Stuepp, C. A., and A.C. Angelo. 2017. Rootstock age and growth habit influence top grafting in *Araucaria angustifolia*. *Cerne*, 23(4): 465-471.

Goldschmidt, E. E. 2014. Plant grafting: new mechanisms, evolutionary implications. *Frontiers in plant science*, 5: 1-9. doi: 10.3389/fpls.2014.00727

González, J. B. 2017. Clonación de árboles maduros de *Pinus leiophylla* Schiede ex Schltdl. Et cham. de un huerto semillero sexual. Tesis de maestría. Colegio de Posgraduados, Montecillo, Texcoco, Edo. de México. 80 p.

Hartmann, H. y D., Kester. 1990. Propagación de plantas: principios y prácticas. México, D. F., México. Campania Editorial Continental. 760 p.

Hartmann, H., Kester, D., E., Davies, F.T., and R.L. Geneve. 2011. Hartmann and Kester's Plant Propagation: Principles and Practices, 8th Ed. Pearson Education, Inc. Hoboken, NJ, USA. 928 p.

Hibbert-Frey, H., Frampton, J., Blazich, F. A., Hundley, D., and L.E. Hinesley. 2011. Grafting Fraser Fir (*Abies fraseri*): effect of scion origin (crown position and branch order). *HortScience*, 46(1): 91-94.

International Tropical Timber Organization. 2019. Tropical timber market report. Japón. 24 p. Available online at: <http://search.ebscohost.com/login.aspx?direct=true&db=c8h&AN=2009675429&site=ehost-live>

Kita, K., Kon, H., Ishizuka, W., Agathokleous, E., and M. Kuromaru. 2018. Survival rate and shoot growth of grafted Dahurian larch (*Larix gmelinii* var. *japonica*): a comparison between Japanese larch (*L. kaempferi*) and F1 hybrid larch (*L. gmelinii* var. *japonica* × *L. kaempferi*) rootstocks. *Silvae Genetica*, 67(1): 111- 116.

Koepke, T., and A. Dhingra. 2013. Rootstock scion somatogenetic interactions in perennial composite plants. *Plant Cell Rep* 32, 1321–1337.

Morales-Ortíz, E. y Herrera-Tuz, L. 2009. Cedro (*Cedrela odorata* L.) Protocolo para su colecta, beneficio y almacenaje. Mérida, Yucatán. Comisión Nacional forestal.

Muñoz, F. H. J., Prieto, R. J. Á., Flores, G. A., Pineda, O. T., y G.E. Morales. 2013. Técnicas de injertado “enchapado lateral” y “fisura terminal” en *Pinus pseudostrobus* Lindl. 56 p.

Opoku, E. M., Opuni-Frimpong, E., and D. Dompok. 2019. Developing sustainable regeneration techniques for four African mahogany species: grafting methods for success and growth. *New Forests*, 50(4): 539-554.

Ortiz, O. y B. Gutiérrez. 2005. Macropropagación vegetativa de raulí: injertación y enraizamiento de estacas. In: Gutiérrez B., O. Ortiz y M. P. Molina (eds). Clonación de Raulí. Estado Actual y Perspectivas. INFOR CEFOR UACH. Pp: 19-40.

Pennington, T. D. y J. Sarukhán. 2005. Árboles tropicales de México: manual para la identificación de las principales especies. 3a. ed. Fondo de Cultura Económica, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F., México. 523 pp.

Pérez-Luna, A., Wehenkel, C., Prieto-Ruiz, J. Á., López-Upton, J., and J.C. Hernández-Díaz. 2020. Survival of side grafts with scions from pure species *Pinus engelmannii* Carr. and the *P. engelmannii* × *P. arizonica* Engelm. var. *arizonica* hybrid. *PeerJ*, 8, e8468.

Ranjith, K., and J.V. Ilango. 2017. Impact of grafting methods, scion materials and number of scions on graft success, vigour and flowering of top worked plants in tea (*Camellia* spp.). *Scientia Horticulturae*, 220:139-146.

Reig, G., Zarrouk, O., Forcada, C. F., and M.A. Moreno. 2018. Anatomical graft compatibility study between apricot cultivars and different plum based rootstocks. *Scientia Horticulturae*, 237, 67-73.

Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). 2010. Anuario Estadístico de la Producción Forestal. 2010. México, D. F. Semarnat.

Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). 2011. Anuario Estadístico de la Producción Forestal. 2011. México, D. F. Semarnat.

Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). 2012. Anuario Estadístico de la Producción Forestal. 2012. México, D. F. Semarnat.

Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). 2013. Anuario Estadístico de la Producción Forestal. 2013. México, D. F. Semarnat.

Stewart, J. F., Will, R., Crane, B. S., and C.D. Nelson. 2016. Occurrence of shortleaf ×loblolly pine hybrids in shortleaf pine orchards: Implications for ecosystem restoration. *Forest Science*, 63(2): 225-231.

Świerczyński, S., Kolasiński, M., Urbaniak, M., Stachowiak, A., and N. Nowaczyk. 2018. Influence of rootstock and grafting date on the success and grafts growth of two cultivars of pines. *Horticulture*, 21(4): 06.

Vargas-Hernández, J. J., Bermejo-Velazquez, B y F.T. Ledig. 2004. Manejo de Recursos Genéticos Forestales, segunda edición. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México y Comisión Nacional Forestal, Zapopan, Jalisco. 188 p.

Viveros-Viveros, H., y J.J. Vargas-Hernández. 2007. Dormancia en yemas de especies forestales. Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente, 13 (2): 31-135.

Wang, Y. Q. 2011. Plant grafting and its application in biological research. Chinese Sci. Bull, 56: 3511–3517.

Yin, H., Yan, B., Sun, J., Jia, P., Zhang, Z., Yan, X., and H. Liu. 2012. Graft-union development: a delicate process that involves cell-cell communication between scion and stock for local auxin accumulation. Journal of experimental botany. 63 (11)4219-4232.

Zhang, L., Wang, X. N., Zhang, D. M., Wang, Y. X., Dong, Y. H., and X.G. Ren. 2011. Study on grafting of *Abies holophylla* Maxim. Journal of Henan Agricultural Sciences, 12, 037.

Zobel, B. J., y J.T. Talbert. 1988. Técnicas de mejoramiento genético de árboles forestales. México DF. Ed. Limusa, 545 p.

GLOSARIO

Árbol superior: seleccionado por sus características fenotípicas deseables para la producción de germoplasma.

Callo: células somáticas no diferenciadas, amorfas y con crecimiento indefinido.

Captán ultra: fungicida de acción preventiva y curativa en forma de polvo humectable que actúa por contacto.

Clon: conjunto de células idénticas genéticamente a la planta original.

Código único de identificación: número asignado a cada árbol desde la selección en campo, recolección del germoplasma, producción de injertos en vivero hasta el establecimiento del huerto.

Diversidad genética: número de diferentes alelos por loci y proporción de loci con más de un alelo en una especie o población.

Enchapado lateral: técnica de injertado utilizada en el cedro rojo.

Fenotipo: características visibles de un árbol producto de la interacción del genotipo con el medio ambiente en el cual crece.

Floema: tejido vascular encargado del transporte de nutrientes resultado de la fotosíntesis.

Genético: campo de la biología que estudia la herencia que se transmite de una generación a otra.

Genotipo: conjunto de genes que posee un individuo incluyendo los expresados y recesivos. Características intrínsecas de un árbol.

Hidrogel: gel como sustituto de hielo.

Huerto semillero asexual: plantación establecida con genotipos genéticamente superiores con material de origen asexual.

Injerto: unión en forma artificial de una porción de tejido vegetal (yema vegetativa) con otra que le servirá de sostén (planta patrón).

Mejoramiento genético: Procesos o metodologías empleadas para la selección y fijación de características deseadas en las plantas, tales como un crecimiento más rápido, la resistencia a la sequía, el aumento del tamaño de las semillas, entre otras para que puedan transmitirse hereditariamente de un modo estable a las nuevas plantas.

Origen geográfico: sitio dentro del rango de distribución natural de la especie de donde proviene el material de propagación.

Patrón: planta sobre la cual es injertada la yema vegetativa, cuya función es proporcionar el sistema radical que proveerá de anclaje, agua y nutrientes al injerto.

Semilla: Es la unidad de reproducción para la gran mayoría de las especies vegetales, la cual desempeña una función fundamental en la renovación, persistencia y dispersión de las poblaciones de plantas, regeneración de los bosques y sucesión ecológica.

Semillas forestales: de las especies de plantas que tienen uso forestal.

Vareta: Porción del tallo (con o sin hojas) capaz de originar una nueva planta.

Yema vegetativa: grupo de células con capacidad de división y elongación.

Xilema: tejido leñoso formado por distintos tipos de células en forma de tubos cuya función es transportar las materias primas absorbidas y sintetizadas desde la raíz hasta los órganos de la planta.

**Esta publicación se editó en
la Comisión Nacional Forestal
en mayo de 2022.**

**La edición digital está disponible en
gob.mx/Conafor**

Distribución gratuita.



www.gob.mx/conafor