



**UNL • FACULTAD DE
CIENCIAS AGRARIAS**

Trabajo Final para optar por el grado académico:
Especialista en Cultivos Intensivos

**EVALUACION DE LA VIABILIDAD DE PROPAGACION VEGETATIVA DE
AGUARIBAY (*Schinus molle L.*) A TRAVES DE LA TECNICA DE MINIESTACAS**

Alumna: Salzmänn Melina

Directora: Araujo Jonicélia

Co-Directora: Buyatti Marcela

Esperanza, Santa Fe

2025

INDICE

1. INTRODUCCION.....	5
1.1. Caracterización botánica.....	5
1.2. Distribución geográfica.....	6
1.3. Requerimientos de cultivo.....	6
1.4. Importancia y posibles usos.....	7
1.5. Propagación.....	9
1.5.1. Propagación sexual.....	9
1.5.2. Propagación asexual, vegetativa o clonal.....	11
1.5.2.1 Propagación asexual, vegetativa o clonal.....	13
1.6. Factores que afectan el enraizamiento.....	13
2. OBJETIVOS.....	16
2.1. General.....	16
2.2. Específicos.....	16
3. METODOLOGIA.....	17
3.1. Lugar de trabajo.....	17
3.2. Elección de plantas madres.....	17
3.3. Generación del jardín clonal.....	17
3.4. Ensayos de enraizamiento de miniestacas de aguaribay.....	18
3.5. Diseño experimental y análisis estadístico.....	19
3.5.1 Planificación del diseño experimental.....	20
3.6. Seguimiento de plantas.....	21
4. ANEXO.....	23
5. BIBLIOGRAFIA.....	25

INDICE DE FIGURAS

Figura 1.- Plantaciones de Aguaribay en márgenes de autopistas en San Luis.....	8
Figura 2.- Principios biológicos de la propagación.....	9
Figura 3.- Clasificación de las técnicas de propagación vegetativa de especies leñosas.....	11
Figura 4.- Bandejas de multiplicación.....	19
Figura 5.- Mini invernadero con cobertura.....	19
Figura 6.- Etapas desde recolección de semillas para la formación del minijardín Clonal hasta rusificación de plantines clonales para forestaciones en arbolado público.....	20
Figura 7.- Cronograma de tareas desde recolección de semillas de aguaribay hasta plantación en vivero a campo.....	20
Figura 8.- Flujograma de tratamientos evaluados.....	21

RESUMEN

El aguaribay (*Schinus molle L.*) es una importante planta leñosa de gran rusticidad por su rápido crecimiento y adaptación a diversas limitantes de cultivo, siendo muy utilizada para el arbolado de plazas y parques, en diseños de paisajismo como ornamental, como forestal, en la integración de barreras rompevientos, sistemas silvopastoriles y utilización de su madera. Actualmente, está siendo evaluado su posible uso en el arbolado de alineación, en cintas verdes mayores a 3m. En condiciones de cultivo es multiplicada por semillas, dada la facilidad de germinación que presenta. Cuando la demanda es alta, hay necesidad de intensificar el proceso de producción optando por las técnicas de propagación vegetativa, reduciendo el ciclo de producción y mejorando, significativamente, la productividad por unidad de superficie. Este trabajo tiene como objetivo evaluar la propagación vegetativa a través de la técnica de miniestacas y el efecto de reguladores de crecimiento y cama caliente en el enraizamiento, para la producción de plantines de calidad, en escala comercial y en el menor tiempo de reproducción posible, generando protocolos de reproducción que sirvan a productores rurales, viveros, municipios y comunas que quieran realizar forestaciones con aguaribay.

1. INTRODUCCION

Las forestaciones son importantes herramientas de mitigación de cambio climático por su característica de sumidero de dióxido de carbono, además contribuyen en la regulación del ciclo hidrológico, en la protección de los suelos y mantenimiento de la biodiversidad, entre otros sin números beneficios ambientales. Las mismas pueden ser realizadas en áreas marginales de baja renta y baja productividad y/o inaptas para la agricultura (suelos salinos, mal drenados, con sequías, heladas, etc.) y en ambientes rurales, urbanos y/o periurbanos (AFOA, 2012; Araujo Vieira de Souza, 2015).

El aguaribay (*Schinus molle* L.) es planta leñosa, considerada como árbol sagrado de los incas, quienes lo llamaban "mulli" castellanizado en "molle", naturalizada en el norte de la Argentina, de gran rusticidad por su rápido crecimiento y adaptación a diversas limitantes de cultivo, siendo muy utilizada para el arbolado de plazas y parques, en diseños de paisajismo como ornamental, como forestal, en la integración de barreras rompevientos, sistemas silvopastoriles y utilización de su madera. Actualmente, está siendo evaluado su posible uso en el arbolado de alineación, en cintas verdes mayores a 3m.

Se reproduce fácilmente por semilla por no presentar inconvenientes en la germinación, se da en 20 a 30 días sin tratamientos germinativos o en 7 días con la ayuda de ellos (Conabio, 2018). Se sugiere la siembra directamente en tubetes para garantizar los parámetros de calidad.

Cuando la demanda es alta, hay necesidad de intensificar el proceso de producción optando por las técnicas de propagación vegetativa, reduciendo el ciclo de producción y mejorando, significativamente, la productividad por unidad de superficie (Araujo Vieira de Souza, 2015).

Un plantín de calidad está mejor preparado para las adversidades del ambiente urbano, aumenta el porcentaje de sobrevivencia post-plantación y, además, reduce las necesidades de operaciones de manejo y mantenimiento posteriores.

Por lo expuesto anteriormente resulta de importancia la producción de plantines de calidad, en escala comercial y en el menor tiempo de reproducción posible, para productores rurales, viveros, municipios y comunas que quieran realizar forestaciones con aguaribay.

1.1. Caracterización botánica

Perteneciente a la familia *Anacardiaceae*. árbol dioico, perenne, longevo, de aproximadamente 10-12 m de altura (hasta 15m) con un diámetro a la altura del pecho (DAP) de 15 a 35 cm, pudiendo alcanzar excepcionalmente, 25 m de altura y 100 cm de DAP en edad adulta. Fuste corto, grueso y nudoso, corteza rugosa, fisurada de color marrón oscuro, que se desprende en placas y exuda resinas muy aromáticas. Ramas flexibles, colgantes, de aspecto "llorón". Copa redondeada y abierta, con hojas compuestas, paripinnadas, de 25-30 cm de longitud y de 14 a 30 folíolos. Presenta hojas simples en los primeros meses, caracterizando dimorfismo foliar (Carvalho, 1994; Serra, 1997; Sánchez de Lorenzo, 2014).

Según estudios biométricos realizados por Martínez Crovetto (1963), menciona que el número de pares de folíolos de *Schinus molle* varía entre 1 a 8 pares (tomados de las primeras 28 hojas de la parte basal de la rama) y el número de folíolos oscila entre 2 y 17.

Inflorescencias muy ramificadas, largas (10 a 15cm) colgantes, florece en primavera con flores pequeñas y numerosas de colores que pueden variar del blanco amarillento, blanco verdoso o levemente amarillo verdoso. La primera floración ocurre después de los 10 años y luego florece anualmente, hay registros de que en Brasil el proceso reproductivo tiene inicio a los dos años de edad (Barkley, 1957; Copeland, 1959; Encarnación, 1983; Carvalho, 1994; Serra, 1997; FAO, 1998; Sánchez de Lorenzo, 2014; Gonçalves, 2020). Fructifica en verano, con frutos drupáceos semi carnosos, globoso, en racimos colgantes, de color rojo, que permanecen en el árbol bastante tiempo (hasta marzo). Contiene una a dos semillas, de 3 a 4 mm de diámetro, por fruto, con una dispersión zoócora, ornitocórica, y hidrocórica (Carvalho, 1994; Serra, 1997; Conabio, 2018).

El sistema radical es pivotante (Molle, 1990).

Se multiplica a través de brotes, estacas, injertos y semillas (Sánchez de Lorenzo, 2014).

1.2. Distribución Geográfica

Es originario de América del Sur, de los valles interandinos del centro del Perú. Ocurre naturalmente en el norte y nordeste de Argentina (Misiones, este de Corrientes y nordeste de Entre Ríos), en Bolivia, en Chile, Bolivia, Paraguay, Uruguay, Brasil, Colombia, Ecuador (Martínez-Crovetto, 1963; Celulosa Argentina, 1973; Carvalho, 1994; Rzedowski y Rzedowski, 1999).

Es cultivada o naturalizada en regiones subtropicales, tropicales y semiáridas del mundo: sur Europa (zona del Mediterráneo), Israel, Palestina, Líbano, Egipto, Libia, Argelia, Irak, África oriental, Sudáfrica, Australia, Islas del Pacífico, América del Norte (California y Nevada), Caribe, China y otras regiones (Carvalho, 1994; Alnicolsa, 2000; Land, 2008).

1.3. Requerimientos de cultivo

Especie heliófila (Molle, 1990; Serra, 1997).

Precipitaciones entre 250-600 mm/anales para su óptimo desarrollo, pero tolera la sequía. En el norte de Chile puede crecer en ambientes extremadamente áridos, con presencia de acuíferos subterráneos (Alnicolsa, 2000).

Temperaturas medias mínimas cercanas a 12,8°C, entre 8°C y 16,4°C. Las temperaturas medias máximas son de alrededor a los 26,1°C, siendo muy tolerante a las altas temperaturas, pudiendo resistir largos períodos sobre los 34°C (Alnicolsa, 2000). En el sur de Brasil, tolera las bajas temperaturas, a pesar de que heladas fuertes perjudican el desarrollo y crecimiento de la planta (Carvalho, 1994).

Posee escasas exigencias en cuanto a la calidad de suelo ya que crece tanto en suelos pesados arcillosos a livianos arenosos profundos. Habita en suelos neutros a alcalinos, muy resistente a la

salinidad. Prospera a orillas de caminos y en zonas perturbadas con vegetación secundaria. Topográficamente se encuentra en altitudes que varían entre los 10 y 3.500 msnm (Alnicolsa, 2000; Sánchez de Lorenzo, 2014).

Es de rápido crecimiento cuando es joven, alcanzando 3 m de altura en un año, pero su porte varía según la región donde es encontrada y la calidad del suelo (Sánchez de Lorenzo, 2014).

Al momento de la plantación, en el medio urbano, se debe considerar el tamaño de la cazuela o cinta verde existente y la interferencia que puede llegar a tener con vehículos, luminarias, edificios y la infraestructura gris y azul, ya que necesita de amplios espacios debido a su porte, para brindar en el bosque urbano (infraestructura verde) la mayor cantidad de servicios ecosistémicos y bienestar humano.

Es recomendable una descompactación del suelo en el área de plantación lo que contribuye a un mayor intercambio gaseoso e hídrico generando un mayor desarrollo radical, mayor volumen de copa y un mejor arranque inicial de la plantación. También se recomienda el riego luego de la plantación y de forma constante en los primeros días post plantación para disminuir el porcentaje de mortalidad y necesidad de reposición (Gonçalves, 2020).

No presenta buen desrame natural, por lo que demanda poda de conducción los primeros años, si será empleado en área de circulación bajo sus copas (Carvalho, 1994).

1.4. Importancia y posibles usos

Su rápido crecimiento y su adaptación a diversas limitantes de cultivo y condiciones edafoclimáticas (de suelos de neutros a alcalinos, suelos pobres nutricionalmente, salinos, pedregosos, tolerancia a las heladas, sequías, etc.) y además de no presentar susceptibilidad a plagas o enfermedades marcan la plasticidad a diferentes sitios y la rusticidad de la especie (Carrere, 2009).

Es muy utilizado en diseños de paisajismo y en el arbolado de plazas y parques, pero no así en el arbolado de alineación, donde está siendo evaluada su implementación, dado que la misma requiere mayor mantenimiento por podas de conducción (Carvalho, 1994; IBF, 2019).

La Ciudad de Córdoba incorpora el Aguaribay a su Plan Forestal Urbano en alineación, en cintas verdes mayores a dos metros, allí la municipalidad emite un listado de especies nativas y autoriza su implantación, dependiendo de cuál sea el barrio (PFUCC, 2022).

La Provincia de San Luis, por su parte, tiene en marcha el Plan Forestal 2020 “Más árboles, más vida”, programa que da continuidad a la fuerte política provincial en lo que refiere a la conservación del entorno natural, a la mejora del balance hídrico en cuencas, a la restauración del bosque nativo y al embellecimiento del territorio, conectando los pueblos de la provincia con las forestaciones. Este plan, lleva plantados más de 290.000 árboles en márgenes y espacios verdes de las rutas y autopistas provinciales hasta 2019 y prevé una plantación de 30.000 árboles más, para el año 2020, utilizando especies nativas y exóticas como aguaribay, visco, aromito, algarrobo, pino de Aleppo, caldén, mora, plátano, álamo, eucalipto y fresno (ANSL, 2020).

Los árboles provienen de producciones a través de semillas de recolección propia en viveros de las diferentes localidades, germinadas en tubetes (ANSL, 2016).

Las forestaciones se hacen en líneas de una sola especie y en cuños multiespecies, prevaleciendo en todas, la especie aguaribay, por su característica de nativa y de gran adaptación a las condiciones ambientales del terreno (figura 1) (ANSL, 2020).



Figura 1: Plantaciones de Aguaribay en márgenes de autopistas en San Luis.
Fuente: Prensa Ministerio de Obras Públicas e Infraestructura de San Luis (ANSL, 2019).

Se utiliza como cortina rompevientos, insecticida natural de los cultivos por su olor perfumado, debido a la presencia de abundantes aceites esenciales y volátiles, en sistemas silvopastorales como abrigo, sombra y repelente (mosca de los cuernos) para los animales, como alimento para insectos, aves y mamíferos y para realización de compost (Carrere, 2009).

Es de gran importancia económica por el aprovechamiento de su madera en bioenergía, leña, carbón, postes y sus frutos para bebidas, mermeladas y condimentos; la extracción de taninos y resinas; su producción melífera y su utilización en farmacología (Sánchez de Lorenzo, 2014).

Por su uso intensivo se ubica dentro de la lista de especies de la flora brasilera amenazadas de extinción, por ello las técnicas de propagación y germinación resultan una importante herramienta para la preservación, manejo y restauración de la especie (Scalon et al., 2012).

Según estudios publicados en Brasil, es una especie poco cultivada, pero que posee un gran potencial para la explotación económica y ecológica, ya que puede ocupar diversos tipos de ambiente, favoreciendo las probabilidades de cultivo y es una alternativa para la diversificación agrícola del país (Scalon et al., 2012).

1.5 Propagación

En plantas superiores, la propagación puede ser conseguida por las vías sexual y asexual. La primera se caracteriza por tener la semilla como elemento de propagación, hay recombinación genética entre plantas y a través de la propagación obtengo una familia (hay variación genotípica entre las plantas descendientes). La segunda tiene los propágulos vegetativos como medio de multiplicación, no involucra recombinación genética, la reproducción es fiel del genotipo de la planta por la totipotencialidad de la célula vegetal, a través de la propagación obtengo un clon (no hay variación genotípica, por lo que se mantiene inalterada en las plantas resultantes) (figura 2) (Xavier et al., 2013).

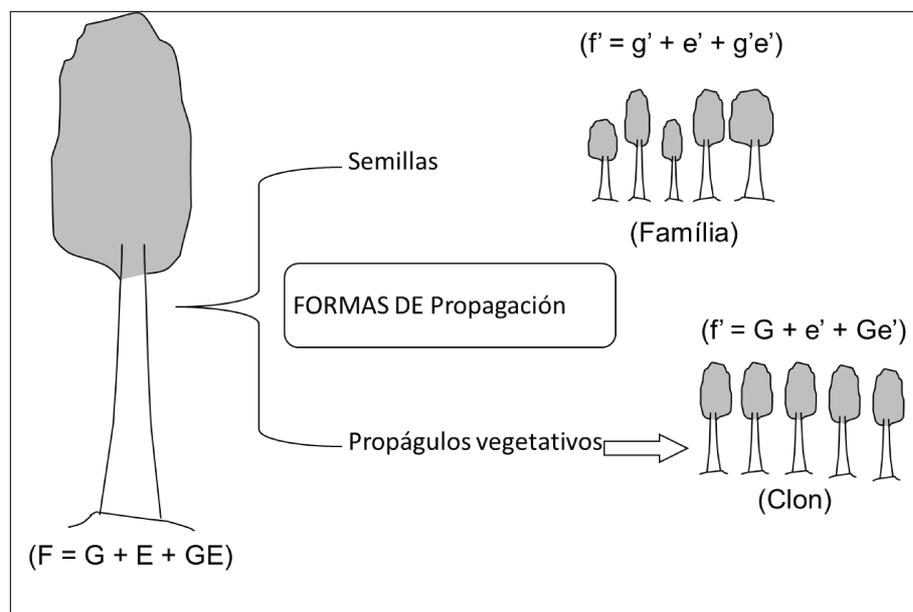


Figura 2. Principios biológicos de la propagación.
Fuente: Xavier et al. (2013).

Una de las principales implicancias de la forma de propagación de las plantas está en el hecho de que las plantaciones vía propagación asexual constituyen poblaciones con mayor uniformidad en ambientes homogéneos, en relación a las provenientes de semillas, por lo que resulta una ventaja a campo en la silvicultura intensiva, pero una desventaja por ser más vulnerables a variaciones adversas del ambiente (Xavier et al., 2013).

Es fundamental identificar el destino final del plantín, ya que de ello dependerá la técnica de propagación más eficiente para obtener calidad y productividad.

1.5.1. Propagación sexual

Actualmente la propagación de aguaribay se realiza por semilla por no presentar inconvenientes en la germinación, la misma es epígea, se da en 20 a 30 días sin tratamientos germinativos o en 7 días con la ayuda de ellos (Conabio, 2018). Un kilo de semillas presenta 15.000 - 60.000 unidades, con alrededor de 80% de capacidad germinativa, a diferencia de *Shinus fasciculata*

que presenta un porcentaje de germinación de 20-40% (presenta gran cantidad de frutos vanos) (Alzugaray y Carnevale, 2009).

La recolección de los frutos se realiza del árbol cuando han adquirido una tonalidad rosada. La extracción de las semillas se realiza por maceración de los frutos. Luego, las mismas deben ser secadas con sombreado, en ambiente ventilado, para uniformar el porcentaje de humedad. A pesar de no presentar dormancia, para acelerar y homogeneizar la germinación, se recomienda escarificar mecánicamente las semillas por frotación con arena, lija o esmeril con el objeto de eliminar la cubierta externa. Estudios realizados en Brasil por Pacheco et al. (2006), indican que semillas escarificadas con lija presentan un 93% de germinación y un aumento en la velocidad de crecimiento. Además, se recomienda el posterior remojo en agua de las semillas ya escarificadas, entre 12 a 48 horas a temperatura ambiente antes de la siembra (Marchetti, 1984; Carvalho 1994; Alzugaray y Carnevale, 2009; Varela et al., 2011; Morales Chumacero, 2018).

La siembra se realiza en almácigos, tubetes o directamente a campo. En almácigos se siembran con arena o turba húmeda. En experimentos realizados en Brasil el uso de sustrato comercial (Plantmax) arrojó resultados de más del 80% de germinación, sin la realización de tratamientos germinativos (Scalon et al., 2012). Carrión (2010), recomienda la propagación en el sustrato turba: tierra negra: tierra agrícola en proporción 1:1:1 respectivamente. Se recomienda realizar el repique a la medida que van germinando con la mayor brevedad posible, dado que su sistema radical es extremadamente sensible al trasplante. Cuando las plántulas han alcanzado una altura de 10-15 cm se trasplantan a envases o macetas individuales, con mezcla de suelo, arena y materia orgánica. El sistema radicular es abundante y profundo pudiendo ser repicadas entre las 4 a 6 semanas (FAO, 1998).

La siembra directa a campo también es posible, pero solamente es indicada en casos específicos de enriquecimiento de bosques nativos de productores con escasos recursos económicos. En Perú se han obtenido alrededor de 70-80% de germinación con siembra directa en el terreno definitivo con 4-5 semillas por punto, recomendando la eliminación de las semillas vanas (FAO, 1998).

La siembra realizada directamente en tubetes de polipropileno de tamaño mediano para especies nativas (igual o superior a 120 cm³) o en bolsas de polietileno con los mismos volúmenes, siendo más indicado bolsas más altas y con menor diámetro, asemejándose al formato de los tubetes, garantiza buenos parámetros de calidad de las plantas.

Si las semillas deben conservarse, el periodo de almacenamiento de las semillas no debe ser superior a un año, debido a la pérdida considerable del poder germinativo (Maixner y Ferreira, 1978).

Según Marchetti (1984) semillas almacenadas sin condiciones controladas (de humedad, temperatura, luminosidad) presentaron una reducción de 12% de poder germinativo 60 días posteriores a la cosecha, por lo que se aconseja que sean almacenadas en lugares fríos y secos. Estudios en Brasil, muestran que las condiciones más favorables para la germinación ocurren en cámara fría, conservando el poder germinativo y el vigor de las semillas por 180 días (Antunes de Souza, 2007). También pueden ser crioconservadas en nitrógeno líquido a -196°C (Gonzaga, 2003).

En estudios realizados en Brasil se observó que las plantas se desenvuelven mejor a pleno sol, con un incremento en altura, diámetro, área foliar y materia seca (Scalon et al., 2012).

En general el desarrollo de las plantas es poco uniforme, probablemente debido a la gran heterogeneidad de la calidad de la semilla. En estudios realizados en Perú, se ha establecido una relación entre el tamaño de los frutos y/o semillas lo que influye directamente con el crecimiento y vigor de las plántulas (FAO, 1998).

Su crecimiento inicial en altura es muy rápido. En el primero año de vida en fase de vivero, crece normalmente entre 50 cm a 1,20 m de altura. Entre tres a cuatro años de edad, pueden medir entre 2 a 2,5 m de altura y presentar un DAP de 10 cm (Serra, 1997). Se recomienda la poda de formación con el objeto de formar un fuste limpio, eliminando las ramas bajas por lo menos a una altura de 1,5 m (Sánchez de Lorenzo, 2014).

Los plantines alcanzan porte adecuado para la plantación aproximadamente a los seis meses posteriores a la siembra (Carvalho, 1994; Carneiro, 1995).

1.5.2. Propagación asexual, vegetativa o clonal

La propagación vegetativa se clasifica en macropropagación y micropropagación, siendo la macropropagación realizada en cultivo ex vitro (in vivo) y la micropropagación en cultivo in vitro como se puede observar en la figura 3 (Araujo Vieira de Souza, 2015).

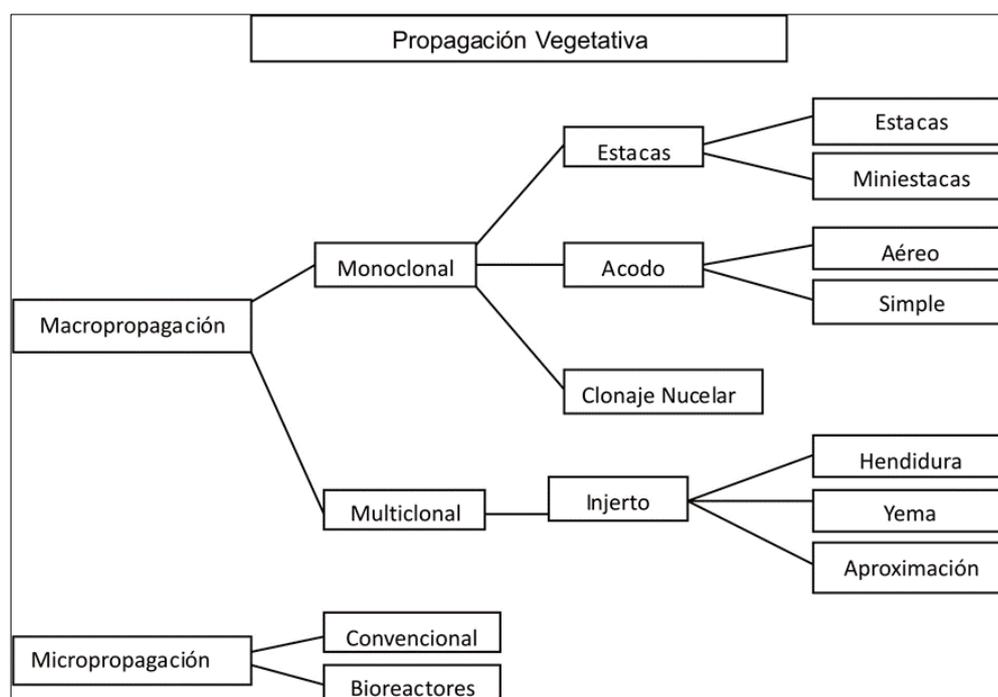


Figura 3. Clasificación de las técnicas de propagación vegetativa de especies leñosas. Fuente: Araujo Viera de Souza, (2015).

En las especies forestales, se destacan las técnicas de estacas, miniestacas, micropropagación y, en casos especiales, las de injertos (inviabilidad del enraizamiento y producción de plantas elites) (Xavier et al., 2013).

Es el principal método de propagación de importantes cultivos florícolas y de arbustos ornamentales, entre ellos crisantemo, clavel, geranio, poinsettia, azalea, photinia, jazmines, etc. Esto se debe a que es un método sencillo, que permite multiplicar y obtener en un tiempo relativamente corto, plantas homogéneas y de buena calidad comercial (Sisaro y Hagiwara, 2006).

En cultivos florales, que se desarrollan asexualmente, el 55% de los cultivos, se propagan comercialmente mediante estacas (esquejes). Se destinan viveros exclusivos para producir plantas madres, con los cuidados y exigencias necesarias para maximizar la producción sin reducir la calidad (Dole y Gibson, 2006).

Cuando la demanda es alta, hay necesidad de intensificar el proceso de producción optando por las técnicas de propagación vegetativa, reduciendo el ciclo de producción y mejorando, significativamente, la productividad por unidad de superficie (Araujo Vieira de Souza, 2015).

Santos et al. (2000) y Araujo Vieira de Souza et al. (2014) destacan la técnica de miniestacas como alternativa promisoría para la producción de plantines clonales de especies nativas y, además, Araujo Vieira de Souza (2015), la sugiere para especies forestales. Sobre este tema específico, varios autores resaltan que la edad de la planta es fundamental al momento del enraizamiento de las miniestacas. Xavier et al. (2013) resalta que, en especies leñosas, las estacas de plantas jóvenes enraízan fácilmente a diferencia de las provenientes de plantas más viejas que presentan mayor dificultad para hacerlo. Higashi et al. (2000) sugieren que la edad del material a ser propagado tiene un gran efecto sobre la capacidad de propagación de las plantas y que por ello las técnicas para mantener o inducir la juvenilidad, son claves dentro de cualquier proceso de propagación vegetativa (Goulart et al., 2008). Abedini (2005) considera que la edad de la planta o más concretamente su grado de madurez es un factor limitante del proceso de enraizamiento. Es así que conocer el gradiente de juvenilidad en las plantas leñosas es de gran importancia en el proceso de propagación clonal. La mayor juvenilidad de la región basal de las plantas se debe al hecho que los meristemas más próximos de la base fueron formados en una fase con mayor grado de juvenilidad, dada la proximidad con la fase de germinación (edad ontogénica), que las de las regiones terminales, que poseen mayor grado de maduración (Xavier et al., 2013).

Xavier et al. (2013), menciona que en investigaciones realizadas en *Eucalyptus grandis*, el potencial de enraizamiento de propágulos colectados a diferentes alturas del árbol, evidencia la existencia de un gradiente de maduración que aumenta a medida que se aproxima al ápice.

1.5.2.1 Macropropagación a través de la técnica de estacas y miniestacas

El método consiste en forzar el enraizamiento de una rama, brote, hoja o raíz, en un medio adecuado para que se forme una nueva planta completa, con todas las características de la planta madre. En este método la formación de raíces adventicias es un prerequisite para el éxito de la propagación.

La técnica consiste en la utilización de brotes de plantas propagadas a través de estacas. Su ejecución se realiza a través de la ruptura de la dominancia apical por la poda de plantas madres (técnica de rejuvenecimiento), las cuales emiten nuevos brotes que son utilizados para el enraizamiento y la formación de los futuros plantines clonales (Alfenas et al., 2004). Comprende las estacas convencionales y las miniestacas. En la técnica de estacas convencionales los propágulos vegetativos presentan mayor diámetro, longitud y grado de lignificación que en la de miniestacas. Ésta última es considerada una variación de la técnica de estacas (Xavier et al., 2013).

En la técnica de estacas el conjunto de las plantas madres donantes de brotes, posterior a la ruptura de la dominancia apical, están a campo conformando un jardín clonal. En la técnica de miniestacas las plantas madres conforman un minijardín clonal y están bajo condiciones controladas de luz, humedad, fertilización, sanidad, etc. y son manejadas con técnicas de rejuvenecimiento (poda en la base de la planta para formación de brotes rejuvenecidos) y comúnmente bajo invernadero.

La técnica de miniestacas posibilita el suficiente rejuvenecimiento de los materiales vegetales, logrando un aumento considerable de las tasas de crecimiento y de enraizamiento en relación a otras técnicas de propagación vegetativa (y en algunos casos reduciendo o hasta eliminando la necesidad de la aplicación de auxinas promotoras de enraizamiento).

Las técnicas de propagación a través de estacas (convencionales y miniestacas) pasan por cuatro fases:

1. Producción de los propágulos, estacas y brotes rejuvenecidos en el caso de la de miniestacas.
2. Preparación de estacas-miniestacas y medio de crecimiento.
3. Enraizamiento, principal limitante de la viabilidad de aplicación de la técnica.
4. Aclimatación de los plantines.

1.6. Factores que afectan el enraizamiento

1- Previos a la cosecha de estacas:

- Genotipo de la planta.

La facilidad y velocidad de producir raíces adventicias varía entre cultivares o variedades dentro de una misma especie.

- Estado sanitario, nutricional, hídrico y fisiológico de la planta madre.

La nutrición es importante para mejorar la calidad y el rendimiento del esqueje y, además, en la regeneración de las raíces. La formación de raíces adventicias se ve afectada por la relación C/N de las plantas. En estudios realizados de fertilidad sobre el enraizamiento de esquejes de herbáceas, en la

Universidad de Cornell, demostraron la importancia de una nutrición adecuada para las plantas madres (Dole y Gibson, 2006).

- Tipo de estaca.

Dependiendo de la época del año en que se recolecte y la especie que se trate, varían los tipos de estacas posibles de realizar y la eficiencia de enraizamiento (Sisaro y Hagiwara, 2006).

2- Posteriores a la cosecha de estacas:

- Instalaciones.

El ambiente de enraizamiento debe proveer: elevada humedad relativa, temperatura adecuada, especialmente en la zona basal (15 a 25° como T° ideal) y alta luminosidad (Sisaro y Hagiwara, 2006).

- Sustrato.

Debe proveer agua, nutrientes, porosidad para el intercambio gaseoso y soporte mecánico de anclaje.

- Tamaño del contenedor.

Debe permitir un volumen mínimo para el desarrollo equilibrado de la planta, que impida las deformaciones radicales y un mantenimiento adecuado de humedad y aireación (Sisaro y Hagiwara, 2006).

- Reguladores de enraizamiento.

La capacidad natural del enraizamiento de algunas plantas se correlaciona con un aumento de factores endógenos promotores y con una disminución progresiva del contenido de inhibidores hacia la primavera (Sivori et al., 1986; Nicoloso et al., 1999; Azcón Bieto y Talón, 2000; Almeida et al., 2007; Bortolini et al., 2008; Goulart et al., 2008).

Para la iniciación de raíces adventicias es favorable la acción hormonal de compuestos presentes naturalmente en las plantas y que en muy bajas concentraciones regulan procesos vegetales e inducen efectos fisiológicos definidos. De estos, las auxinas son las hormonas que tienen mayor efecto sobre la formación de raíces en estaquillas (Sivori et al., 1986; Hartmann y Kester, 1987; Salisbury y Ross, 1994).

Según Norberto et al. (2001) es necesario un balance entre las sustancias promotoras e inhibitoras del proceso de rizogénesis para que éste se produzca. Una manera de promover este balance es con la aplicación externa de reguladores de crecimiento. Los reguladores de crecimiento son aquellos compuestos de síntesis que modifican procesos fisiológicos de las plantas, regulando el crecimiento imitando la acción de las hormonas; son capaces de estimular o acelerar la formación de raíces (Sivori et al., 1986; Hartmann y Kester, 1987; Cuisance, 1988).

La aplicación de reguladores de crecimiento del tipo auxinas es una práctica viable y decisiva para la formación de raíces, debido a que promueve la iniciación de raíces, permite adelantar la iniciación radical, incrementar el número y la calidad de raíces, aumenta la uniformidad y reduce el tiempo para el proceso de enraizamiento (Vargas et al., 1999; Ramírez Villalobos et al., 2004; Oliva et al., 2005).

Para promover el enraizamiento, en forma comercial las auxinas sintéticas más utilizadas son el ácido indolbutírico (IBA) y el ácido naftalen acético (ANA) en forma de polvo fino mezclado con talco inerte o en forma de solución diluida (Cuisance, 1988; Vargas et al., 1999; Azcón Bieto y Talón, 2000; Bortoloni et al., 2008).

El IBA posee poca movilidad, por lo que permite ser utilizado en una amplia gama de concentraciones sin que produzca fitotoxicidad (Weaver, 1976; Hartmann y Kester, 1987).

El ANA es una auxina más móvil, por lo que su uso requiere ciertas precauciones (Sivori et al., 1986).

Según Langé (2014), en estudios realizados en *Buxus sempervirens*, el uso de IBA utilizado en las diferentes concentraciones no tuvo efectos significativos en el enraizamiento de dicha especie en ninguna de las épocas en que fue probado; si encontró resultados significativos con el uso de ANA en la concentración de 3500 mg.L⁻¹, siendo la más adecuada para obtener mayores porcentajes de estaquillas enraizadas, mayor número de raíces por estaquilla y mayor longitud total de las mismas, permitiendo adelantar la obtención de estaquillas enraizadas en menor tiempo en el vivero.

En el trabajo de Souza et al. (2009) se observó que miniestacas obtenidas de una misma matriz y sometidas a los mismos tratamientos en distintas épocas del año responden de manera diferente en relación a la tasa de enraizamiento. Probablemente, cuando mayor es el nivel de reservas y relación carbono/nitrógeno mayor será la tasa de enraizamiento observado en las miniestacas.

- Sistema de cama caliente.

Consiste en calefaccionar el piso o la mesada con un sistema de tuberías con agua caliente o sistema de resistencias para garantizar una temperatura mínima en el sustrato donde van plantadas las estacas, se utiliza sobre todo cuando se requiere enraizar estacas durante el invierno.

- Sistema de mini túnel.

Utilizado principalmente sobre el mini jardín clonal, esta es una técnica que brinda mejoras en el proceso de producción y enraizamiento (Assis, 2011; Batista et al., 2015). En estudios realizados por Somavilla (2020), donde se evalúa el uso de minitúnel para el enraizamiento de esquejes de tres clones de Eucalipto, demuestra que esta técnica incrementa la calidad de las plántulas, con un mejor desarrollo del sistema radical y mayor área foliar. En el trabajo de Sánchez et al. (2020) se evaluó el efecto de diferentes dosis de Ácido indolbutírico (IBA) y de la temperatura del sustrato sobre el enraizado de estacas juveniles en cinco especies de Cupresáceas, mostrando efectos significativos de los dos factores evaluados, sobre la formación de callo y de raíces en las estacas de todas las especies.

- Aclimatación de estacas.

Se trata de trasladar en forma gradual las estacas enraizadas (sin sacarlas del sustrato) del ambiente de enraizamiento a ambientes con mayores exigencias (mayor demanda de transpiración), con luminosidad y temperatura semejante, pero que estén al resguardo de las corrientes de aire que producen el desecamiento. Se requiere prestar mucha atención durante los primeros días debido a la mayor demanda de riego (Sisaro y Hagiwara, 2006).

2. OBJETIVOS

2.1. General

- Evaluar la viabilidad de la producción de plantines de *Schinus molle* destinados al arbolado de espacios públicos a través de la técnica de miniestacas, en el menor tiempo y a gran escala.

2.2. Específicos

- Evaluar la capacidad de enraizamiento a través de miniestacas para su propagación vegetativa.
- Determinar el efecto y la relación costo beneficio de la utilización de reguladores de crecimiento (auxinas) IBA y ANA en el enraizamiento y producción de plantines.
- Analizar el efecto del uso de cama caliente, en el proceso de emisión de raíces de las miniestacas.

3. METODOLOGIA

3.1. Lugar de trabajo

El ensayo se realizará en el Vivero Municipal de la Ciudad de Santa Fe, ubicado en el Jardín Botánico Municipal Ing. Lorenzo Parodi, situado en Av. J. Gorriti 3900 de la Ciudad de Santa Fe. El Jardín Botánico tiene una extensión de 14 ha, de las cuales se destina una superficie aproximada de 4ha para la producción intensiva constituida por los sectores de invernaderos, rusificación y vivero a campo. Se encarga de la producción de especies arbóreas nativas y exóticas, producción de plantines flores, de huerta y aromáticas, todas con destino a los espacios públicos y calles de la ciudad. Para la preparación y seguimiento del ensayo se contará con la colaboración de empleados municipales de la Dirección de Paisajismo Urbano y Producción Vegetal (Departamento de Producción y Botánica).

3.2. Elección de plantas madres

Para evaluar la capacidad de producción de miniestacas a partir de minicepas se propone la formación de un minijardín clonal con plantas madres seleccionadas del arbolado público de la Ciudad de Santa Fe, con las características deseables para la producción de plantas para estos espacios como ser: menor porte, fuste vigoroso, recto, cilíndrico, ramificación uniformemente distribuida en relación al fuste, copa más chica, con buen follaje, buena sanidad (libre de plagas y enfermedades) y abundante cantidad de semillas (Hartmann y Kester, 1987).

Las semillas se recolectarán de cuatro ejemplares de la Ciudad de Santa Fe. Para la producción de plantas, serán mezcladas y acondicionadas, para ser sembradas en macetas de nylon negro de 260 cm³ (10 cm de diámetro y 26 cm de longitud).

3.3. Generación y manejo del minijardín clonal

Para el ensayo se utilizarán 120 plantas madres que serán generadas y mantenidas en el vivero de la municipalidad de Santa Fe, bajo sombreado de 50%. Para la formación del minijardín clonal se utilizará la metodología descrita por Araujo Vieira de Souza (2015), con modificaciones para su manejo.

Para promover la formación de brotes rejuvenecidos para el miniestaqueado, cuando las plantas tengan una altura promedio de 50 cm se realizará el corte basal, quedando una minicepa, de la cual, se van a originar las nuevas brotaciones. Se realizará fertilización en las plantas madres el día anterior y el día posterior al corte, con 5 ml por maceta de solución nutritiva Hoagland (Hoagland y Arnon, 1950).

El riego de las plantas madres será realizado diariamente en forma manual y anteriormente a las fertilizaciones. Al momento del corte se realizará la desinfección de la tijera en solución de 42 ml de lavandina (6%) / 500 ml de agua destilada.

El corte se realizará en primavera (septiembre) a 6 cm desde la base del plantín y posteriormente se le realizará aplicación de fungicida con pincel 2,5 cm³ (Carbendazim 50% Chemcarb) / L agua destilada.

Los tratamientos posteriores al corte serán fertilización una vez por semana y aplicación de solución fungicida cada 15 días hasta el inicio del verano (diciembre). Además, se tomaron mediciones de altura de planta y brotes.

Cuando el 80% de los nuevos brotes presenten una altura promedio mayor a 15cm se realizará la cosecha de las miniestacas para la inducción del enraizamiento.

De las plantas madres del minijardín clonal se registrará previo a la colecta de las miniestacas el porcentaje de supervivencia, diámetro, altura, número de brotes, diámetro y altura de los brotes.

3.4. Ensayos de enraizamiento de miniestacas de aguaribay

Los brotes serán cortados en formato de miniestacas y serán inducidos al enraizamiento en bandejas multiceldas.

Se utilizarán hormonas de enraizamiento IBA y ANA, ambas en dosis baja (1000 mg. L⁻¹) y dosis alta (3000 mg. L⁻¹), según lo propuesto por Langé (2014), más los testigos sin hormonas, para evaluar la respuesta en la velocidad de crecimiento de raíces.

El IBA será solubilizados en hidróxido de potasio (KOH 1 mol L⁻¹) aplicados por vía líquida en la base de cada miniestacas, durante 15 segundos a las concentraciones que serán evaluadas (baja y alta).

Además, se evaluará el efecto de la temperatura del sustrato en cama caliente y a temperatura ambiente.

Se utilizarán bandejas multiceldas de telgopor de 37.5 cm de largo por 27.5cm de ancho por 11.5cm de alto, de 35 celdas con un volumen de 100 cm³, figura 4. Se utilizará sustrato comercial (Dynamics).

Las bandejas se ubicarán en estructuras de madera tipo mini invernadero de 1.5m de largo por 1m de ancho, como se observa en la figura 5, con modificaciones, en forma de cajón elevado con malla geotextil en la base del mismo, con la cobertura de plástico y riego por aspersión, sostenido en caños de aguada de media pulgada que atraviesan el cajón de un extremo al otro, para mantener la humedad del sustrato, una de ellas irá con los elementos para la cama caliente y otra solo a temperatura ambiente.



Figura 4: bandejas de multiplicación



Figura 5: mini invernadero con cobertura

La cámara de enraizamiento con cama caliente, tendrá en la base por encima del geotextil, piedra y arena, luego el sistema de resistencias eléctricas con un regulador y arena nuevamente para cubrir las mismas.

Se colocarán 15 clones por tratamiento (30 estacas totales por bandeja, desestimando el uso de 5 celdas) más una bandeja como testigo y se harán dos repeticiones por tratamiento. Se utilizarán 5 bandejas para cama caliente y 5 bandejas para temperatura ambiente.

Se observará el porcentaje de sobrevivencia de miniestacas (con raíces vs sin raíces), de las que desarrollaron raíces, se tomarán mediciones de altura, diámetro, número de hojas, peso materia área y radical verde y seca (posterior a 78 horas en estufa de circulación forzada), número y longitud total de raíces, a los 90 días después de la inducción de enraizamiento de las miniestacas. También se hará una evaluación visual y descriptiva de las mismas.

3.5. Diseño experimental y análisis estadístico

Se utilizará el test de Lilliefors y el de Cochran para determinar la normalidad y homogeneidad de variancias, respectivamente.

Posteriormente, los resultados obtenidos se someterán a análisis de la variancia (ANAVA). Para cada variable, se realizará un ajuste de los datos a un modelo lineal mixto (usando el módulo Modelos lineales generales y mixtos de R, desde el software Infostat). Asimismo, se evaluarán las interacciones entre los factores: hormona (ANA; IBA), dosis (alta; baja) y temperatura de sustrato (ambiente; cama caliente). Se realizará comparación de las medias por el test LSD con un valor de $p < 0,05$.

Los datos de supervivencia y enraizamiento serán transformados por arco seno $\sqrt{X/100}$, los datos número de hojas, de foliolos y de raíces serán transformados por $\sqrt{(X+1)}$ y los datos masa fresca y longitud de raíces serán transformados por $\log_{10}(X+1)$ de acuerdo a Zimmermann (2004). Las diferencias serán sometidas a ajustes de regresión y en el caso de ajustes cuadráticos se determinará el punto de inflexión de las curvas por derivación, posibilitando encontrar el punto óptimo de la dosis de IBA y ANA. Se correlacionarán los datos de las plantas madres del minijardín clonal con los datos de las miniestacas de ellas originadas, posterior al enraizamiento para determinar los factores de la planta madre y del brote utilizado, que podrán influir en el enraizamiento a través del coeficiente de correlación

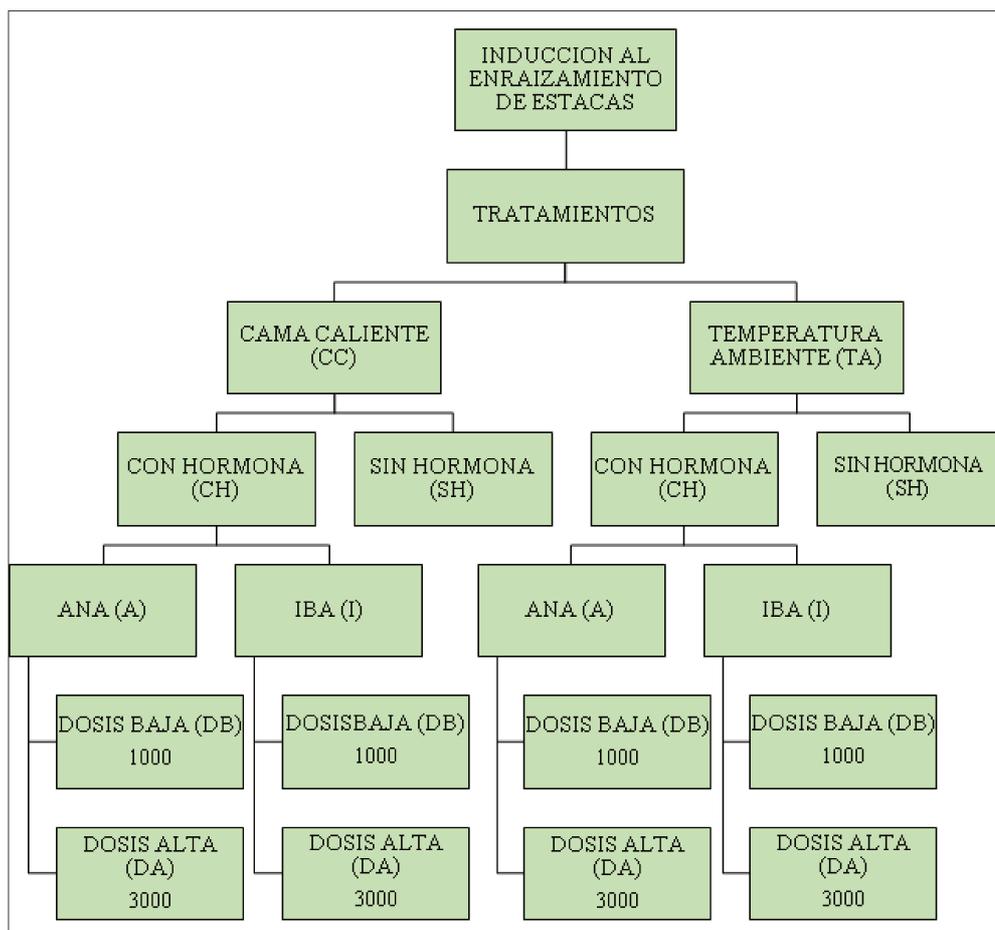


Figura 8. Flujograma de tratamientos evaluados

3.6 Seguimiento de plantas

Posterior al enraizamiento, las plantas serán envasadas en macetas de 260 cm³ en una mezcla de 50% tierra negra y 50% abono orgánico (compost realizado en el vivero con hojarasca, corteza y madera chipeada, materia vegetal del desmalezado del césped y estiércol de caballo) y llevadas a una segunda etapa de rusificación afuera del invernadero en tablones a pleno sol por un periodo de ocho meses.

Luego del periodo de rustificación las plantas serán llevadas al vivero a campo en el periodo otoñal para que tomen un porte con las características deseables para ser llevadas al arbolado urbano, esto es un diámetro (DAP) y altura mínima de 3 cm y 1.8m, respectivamente, como estándar de plantín deseado. Como prácticas culturales se le realizará poda de formación y riego quincenal, además mediciones de altura y diámetro de tronco de forma quincenal. Los ejemplares serán utilizados en el Plan de Forestación que lleva adelante la Municipalidad de Santa Fe.

Paralelamente para evaluar la eficiencia de la técnica de miniestacas, con la propagación a través de semillas, se realizará trasplante a campo de plantines de aguaribay de 50cm, generados en las mismas condiciones que las plantas madres, para evaluar a través de la medición de altura y diámetro de tronco de manera quincenal, el tiempo insumido hasta lograr las características deseables de altura y diámetro para su utilización en el arbolado urbano, según lo menciona Serra (1997), aproximadamente 2 años.

Al momento del trasplante a campo se hará evaluación visual y descriptiva del sistema radical y el área foliar obtenidos por ambos métodos de propagación para evaluar cual logró un mejor desarrollo.

Se realizarán planillas contabilizando los costos insumidos (insumos y mano de obra) para obtener las estacas enraizadas contra el plantín obtenido por semilla y se comparará además con el tiempo insumido para lograr el plantín de calidad para ser llevado al arbolado urbano y así definir relación costo beneficio para lograr plantines de calidad en el menor tiempo y en gran escala.

4. ANEXO

Consideraciones generales

- Se hicieron ensayos previos en el vivero Municipal de la Ciudad de Santa Fe para evaluar la metodología descrita anteriormente, utilizando vasos herméticamente cerrados, con un minijardín clonal de 300 clones, se logró un 55% de sobrevivencia de las miniestacas, con 100% de enraizamiento y con la aplicación de solución nutritiva a las plantas madres, sin la aplicación de hormonas promotoras de crecimiento, con una óptima velocidad de crecimiento dado la juvenilidad del material utilizado, lo que demuestra la viabilidad de la técnica para la obtención de plantines de *Schinus molle* a través de propagación vegetativa.

- Por los resultados obtenidos en el ensayo previo, se propone cambiar la utilización de vasos herméticamente cerrados a bandejas de multiplicación en mini invernaderos, con el uso de hormonas, para corroborar la dosis óptima y la cama caliente para acelerar el proceso y así obtener mejores resultados.

- Se realizó evaluación descriptiva del enraizamiento de cada miniestaca, observando que el 100% emitieron raíces nuevas, delgadas y de color blanco en un periodo de 30 días.

- Se resalta la importancia que requiere el control de las condiciones ambientales, el seguimiento diario de plantines propagados vegetativamente y la necesidad de implementar automatización mínima para llevarse a cabo esta propagación en el ámbito público y privado.

- Esta técnica, resultaría de gran importancia para forestar corredores viales por la mayor rapidez de crecimiento y mayor porcentaje de sobrevivencia de las plantas, no así para arbolado de alineación dentro de las ciudades, donde se puede realizar a través de propagación por semilla, técnica que resulta de mayor acceso en viveros municipales, excepto que se desee propagar un retoño histórico o una característica de interés como tipo de copa más alto o menor probabilidad al vuelco.

- Evaluar la factibilidad del uso de hormonas de enraizamiento y/o cama de enraizamiento para justificar su relación costo-beneficio.

- Evaluar si con el agregado de auxinas y en la dosis óptima, se observa respuesta positiva en la velocidad de crecimiento de raíces nuevas y en el número de hojas o si la influencia en los procesos fisiológicos solo depende de las proporciones de hormonas naturales que tienen las plantas, según lo menciona Xavier et al., (2013).

- Evaluar si se justifica el uso de cama caliente o solo se justifica en lugares con bajas temperaturas, en épocas del año más frías y/o en especies exigentes en temperatura para enraizar, como los algarrobos, donde la cama aumenta considerablemente el enraizamiento.

- Aplicar evaluación estadística, para evaluar la velocidad de enraizamiento y aceleración del proceso de obtención de miniestacas, con aplicación de solución nutritiva en plantas madres, más el uso de hormonas de crecimiento y cama caliente en la preparación de las miniestacas.

- Serían necesarios más estudios para ajustar mejor la técnica y así aumentar el porcentaje de sobrevivencia de miniestacas.

- Evaluar el tiempo insumido, del plantín obtenido por semilla y del obtenido por propagación vegetativa a través de la técnica de miniestacas, desde su plantación a campo hasta lograr las características deseadas de plantín estándar para el Arbolado Urbano.

- Generar protocolos de producción de la especie, con el tratamiento más adecuado para la producción de miniestacas de *Schinus molle*, ya que la información bibliográfica encontrada es escasa, que sea útil a los viveristas de la región y para que su uso aumente considerablemente la producción en cantidad y calidad, al menor costo y tiempo posible.

5. BIBLIOGRAFIA

ABEDINI, W. (2005). Propagación vegetativa de *Parkinsonia aculeata* L. por estaquillado. Revista de Ciencias Forestales Quebracho, 12, 23-33.

ASSIS, T. F. (2011). *Hybrids and mini-cutting: a powerful combination that has revolutionized the Eucalyptus clonal forestry*. BMC Proceedings. (v. 5, pp. 7-18).

ASOCIACIÓN FORESTAL ARGENTINA (AFOA). (2012). Bosque de Cultivo.

<https://afoa.org.ar/>

AGENCIA DE NOTICIAS SAN LUIS (ANSL). (2016). Ya son más de 5.000 los ejemplares nativos que se producen en la ex Colonia Hogar.

<http://agenciasanluis.com/notas/2016/10/17/ya-son-mas-de-5-000-los-ejemplares-nativos-que-se-producen-en-la-ex-colonia-hogar/>

AGENCIA DE NOTICIAS SAN LUIS (ANSL). (2019). El Plan de Parquización no detiene su marcha.

<http://agenciasanluis.com/notas/2019/09/26/el-plan-de-parquizacion-no-detiene-su-marcha/>

AGENCIA DE NOTICIAS SAN LUIS (ANSL). (2020). El Gobierno pone en marcha el Plan Forestal “Más árboles, más vida”.

<http://agenciasanluis.com/notas/2020/08/02/el-gobierno-pone-en-marcha-el-plan-forestal-mas-arboles-mas-vida/>

ALFENAS, A. C., ZAUZA, E. A. V., MAFIA, R. G. & ASSIS, T. F. (2004). *Clonagem e doenças do eucalipto*. UFV, Viçosa, Brasil.

ALMEIDA, F., XAVIER, A., MOREIRA DIAS, J. & NOGUEIRA PAIVA, H. (2007). Eficiência das auxinas (AIB e ANA) no enraizamento de miniestaquia de clones de *Eucalyptus cloeziana* F. Muell. Rev. Árv., (3: 455-463).

ALNICOLSA Productos Agroindustriales. (2000). Ficha técnica de molle (*Schinus molle* L.).

<http://taninos.tripod.com/mollees.htm>

ALZUGARAY, C. & CARNEVALE, N. (2009). *Libro de semillas de especies leñosas autóctonas Chaco húmedo: Cuña boscosa santafesina*. Ediciones Acosta Hnos. S.H.

ANTUNES DE SOUZA, S., BORGES, G., BRANDAO, D., MATOS, A., VELOSO, M & NUNES, Y. (2007). Conservação de sementes de *Myracodruon urundeuva* Freire allemao (Anacardiaceae) em diferentes condições de armazenamento. Rev. Brasileira de Biociências. (1140-1142).

ARAUJO VIEIRA DE SOUZA, J. C. (2015). Estudio de la rizogénesis en la propagación vegetativa monoclonal de *Prosopis alba Grisebach* (algarrobo blanco). [Tesis doctoral, Universidad Nacional del Litoral]. Biblioteca virtual UNL <https://bibliotecavirtual.unl.edu.ar:8443/handle/11185/731>

ARAUJO VIEIRA DE SOUZA, J. C., BENDER A., TIVANO, J., BARROSO, D., MROGISNKI, L., VEGETTI, A. & FELKER, P. (2014). Propagación vegetativa de *Prosopis alba* a través de la técnica de miniestacas. Facultad de Ciencias Agrarias (UNL) – CONICET.

AZCON BIETO, J. & TALÓN, M. (2000). *Fundamentos de fisiología vegetal*. Editorial Mcgraw – Hill, España.

BARKLEY, F. A. (1957). A study of *Schinus L. Lilloa*. (n.28. pp. 5-110).

BATISTA, A. F., SANTOS, G. A., SILVA, L. D., QUEVEDO, F. F. & ASSIS, T. F. (2015). The use of mini-tunnels and the effects of seasonality in the clonal propagation of Eucalyptus in a subtropical environment. (v. 1, pp. 1-8). Australian Forestry.

BORTOLINI, M., LIMA, D., ALCANTARA, G., FANTI, G., BIASI, L., QUOIRIN, M., KOEHLER, H. & ZUFFELLATO-RIBAS, K.C. (2008). Enraizamento de estacas de *Ficus benjamina* L. Scientia Agraria, Curitiba, (4: 539-543).

CARNEIRO, J. G. de A. (1995). *Produção e Controle de Qualidade de Mudas Florestais* (1ra Ed.). Curitiba: UFPR/FUPEF; Campos: UENF.

CARRERE, R. (2009). Anacahuita (*Schinus molle*): la indígena más popular. Fascículo N° 15. Grupo Guayubira.

CARRIÓN, A. (2010). Propagación botánica de *Schinus molle* L. en diferentes tipos de sustrato. [Tesis].

<http://repositorio.uncp.edu.pe/bitstream/handle/UNCP/2578/Carrion%20Olivera.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.

CARVALHO, P.E.R. (1994). Espécies florestais brasileiras: recomendações silviculturais, potencialidades e uso da madeira. Colombo: EMBRAPA-CNPQ / Brasília: EMBRAPA-SPI. Ficha N°86. pp. 460-463.

https://www.cnpf.embrapa.br/pesquisa/efb/temp/index_especies.htm

CELULOSA ARGENTINA. (1973). *Libro del árbol*. (3ra. Ed.). Buenos Aires.

CONABIO. (2018). 70 fichas de especies leñosas.

http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info_especies/arboles/doctos/3-anaca4m.pdf.

COPELAND, H.F. (1959) The reproductive structures of *Schinus molle* (Anacardiaceae). Madrono: a West American Journal of Botany, Berkeley, (n.15. pp. 14-24).

CUISANCE, P. (1988). *La multiplicación de las plantas y el vivero*. Editorial Mundi Prensa.

DI RIENZO, J.A.; CASANOVES, F.; BALZARINI, M.G.; GONZALEZ, L.; TABLADA, M. & ROBLEDO, C.W. (2010) InfoStat. Release 2010. FCA - Universidad Nacional de Córdoba, Argentina.

DOLE, J. M. & GIBSON, J. L. (2006). *Cutting propagation. A guide to propagating and producing floriculture crops*. Ed. Ball Publishing. Batavia, Illinois.

ENCARNACION, F. Nomenclatura de las especies forestales comunes en el Perú. (1983). (PNUD / FAO / PER / 81 / 002. Documento de Trabajo, 7, pp 14).

FAO. (1998). Especies Arbóreas y Arbustivas para las Zonas Áridas y Semiáridas de América Latina.

http://www.fao.org/tempref/GI/Reserved/FTP_FaoRlc/old/redes/sisag/arboles/chi-schi.htm.

GONÇALVES, R. (2020). Aroeira-mole (*Schinus molle*). Projeto Jardinando.

<https://projetojardinando.com.br/aroeira-mole/>.

GONZAGA, T.; R.M, M.; MATA, C.; SILVA, H & DUARTE, M. (2003). Crioconservação de sementes de Aroeira e Barauna. Rev. Brasileira de Produtos Agroindustriais. 145-154.

GOULART, P.; XAVIER, A. & CARDOSO, N. (2008). Efeito dos reguladores de crescimento AIB e ANA no enraizamento de miniestacas de clones de *Eucalyptus grandis* x *Eucalyptus urophylla*. Rev. Árv., Viçosa-MG, 6: 1051-1058.

HARTMANN, H. & KESTER, D. (1987). *Propagación de plantas: principios y prácticas*. Editorial Continental, México.

HIGASHI, E.N.; SILVEIRA, R.L.V.A. & GONÇALVES, A.N. (2000) Propagação Vegetativa de Eucalyptus: Princípios Básicos e a sua Evolução no Brasil. IPEF, Piracicaba, Circular Tec (192). pp 11.

HOAGLAND, D. R & ARNON, D.I. (1950). *The water-culture method for growing plants without soil*. Experimental Station: Calif Agri.

INSTITUTO BRASILEIRO DE FLORESTAS (IBF). (2019). Mudanças de Aroeira salsa.

<https://www.ibflorestas.org.br/aroeira-salsa>.

LAND, E. (2008). *Schinus molle* L Falso pimentero.

<https://aprenderly.com/doc/3202053/schinus-molle-l-falso-pimentero>.

LANGÉ, P. P. (2014). Efecto de auxinas en el enraizamiento de estaquillas de *Buxus sempervirens* L. en distintas épocas del año. [Tesis. Universidad Nacional del Litoral]. Biblioteca virtual UNL <https://bibliotecavirtual.unl.edu.ar>

MAIXNER, A.E. & FERREIRA, L.A.B. (1978). Contribuição ao estudo das essências florestais e frutíferas nativas no Estado do Rio Grande do Sul. Trigo e Soja, Porto Alegre, n.28. 2-31.

MARCHETTI, E.R. (1984). Época de coleta, semeadura, tratamento pré-germinativo e métodos de semeadura de espécies florestais cultivadas no Rio Grande do Sul. In: congresso florestal estadual, nova prata. anais. nova prata: prefeitura municipal de nova Prata. v.2. pp. 524-532.

MARTINEZ CROVETO, R. (1963). Estudio taxonómico - biométrico de *Schinus molle* y *Schinus areira* (anacardiaceae). (Vol. 1, No. 3. pp. 225-244).

<https://revistas.unne.edu.ar/index.php/bon/article/view/3942>.

MOLLE. (1990). Flora, Fauna y Áreas Silvestres, Santiago, v.4, n.12. pp. 41.

MORALES CHUMACERO, H. R. (2018). *Aceite Esencial de Molle o Pirul: Propiedades, composición, usos medicinales y como obtenerlo fácilmente*, Spanish Edition, Lima, Perú.

NICOLOSO, F.; LAZZARI, M. & FORTUNATO, R. (1999). Propagação vegetativa de *Platanus acerifolia* Ait.: efeito de tipos fisiológicos das estacas e épocas de coleta no enraizamento de estaquillas. Cienc. Rural, 29: 479 – 485.

NORBERTO, P. M.; CHALFUN, N. N. J.; PASQUAL, M.; VEIGA, R. D.; PEREIRA, G. E. & MOTA, J. H. (2001). Efeito da época de estaquia e do AIB no enraizamento de estacas de figueira (*Ficus carica* L.). Ciência e Agrotecnologia, Lavras, 3: 533-541.

OLIVA, C. (2005). Efecto de los ácidos naftalenacético e indolbutírico en el enraizamiento de estaquillas de *Myrciaria dubia* (HBK) Mc Vaugh, camu. Folia Amazonica, 2: 27 – 32.

PACHECO, M. V.; FERREIRA, R. L. C.; FELICIANO, A. L. P. & PINTO, K. M. S. (2006). Efeito de temperatura e substrato na germinação de sementes de *Myracrodruon urundeuva* Fr. All. (Anacardiaceae). Revista Árvore, Viçosa, (v.30, n.3. pp. 359-367).

PLAN FORESTAL URBANO DE LA CIUDAD DE CÓRDOBA (PFUCC).

<https://ambiente.cordoba.gob.ar/biodiversidad/>

RAMIREZ-VILLALOBOS, M.; URDANETA-FERNÁNDEZ, A. & VARGAS-SIMÓN, G. (2004). Tratamientos con ácido indolbutírico y lesionado sobre el enraizamiento de estaquillas de icaco (*Chrysobalanus icaco* L.). Agronomía Tropical, 54: 203 – 218.

RZEDOWSKI, J. & CALDERÓN DE RZEDOWSKI, G. (1999). *Anacardiaceae*. Flora del bajío y de regiones adyacentes. Fascículo 78. Ed. Nat. Herb. 23: 655-672. 1923. pp 52.

- SALISBURY, F. & ROSS, C.W. (1994). *Fisiología vegetal*. Editorial Iberoamericana, México.
- SANCHEZ DE LORENZO CÁCERES, JM. (2014). Flora ornamental española. Fichas en PDF. <http://www.arbolesornamentales.es/Schinus%20molle.pdf>.
- SANCHEZ, M.; JUSTO, J.; HERNÁNDEZ, J.; LÓPEZ PERALTA, M.C.; & JASSO MATA, J. (2020). Enraizado de estacas juveniles en cinco especies de coníferas ornamentales: efecto del ácido indolbutírico IBA y de la temperatura. *Revista Mexicana De Ciencias Forestales* 23 (84). México, ME:29-38.
- SANTOS, G.A.; XAVIER, A.; WENDLING, I. & OLIVEIRA, M.L. (2000) Uso da Miniestaquia na Propagação Clonal de Cedrela fissilis (Cedro Rosa). VI Congresso e Exposição Internacional sobre Florestas. Porto Seguro, Brasil. pp. 20.
- SCALON, S.; SCALON, H & MASETTO, T. (2012). Aspectos da germinação e desenvolvimento inicial de plântulas de aroeira. *Rev. Cerne, Lavras*. pp. 533-539.
- <http://produccion.sanluis.gov.ar/el-gobierno-provincial-continua-con-la-forestacion-en-la-cuenca-del-morro/>
- SERRA, M.T. (1997). *Schinus molle*. In: Oficina regional de la FAO para a América Latina y el Caribe (Santiago, Chile). Especies arbóreas y arbustivas para las zonas áridas y semiáridas de América Latina. Santiago. pp. 237-244.
- SILVA, F.A.S. & AZEVEDO, C.A.V. (2009) Principal Components Analysis in the Software Assistat-Statistical Attendance. World Congress On Computers In Agriculture, 7, Reno-NV-USA: American Society of Agricultural and Biological Engineers.
- SISARO, D. & HAGIWARA, J.C. (2006). *Propagación vegetativa por medio de estacas de tallo*. (1ra Ed.).
- SIVORI, E.M.; MONTALDI, E.R. & CASO, O.H. (1986). *Fisiología vegetal*. Editorial Hemisferio Sur, Buenos Aires.
- SOMAVILLA, L. M. (2020). Produtividade de minicepas e enraizamento de miniestacas de *Eucalyptus* spp. cultivadas em diferentes manejos de minijardim clonal. [Tesis. Universidad de Santa Maria, RS].
- SOUZA, J. C. A. V. DE; BARROSO, D. G.; CARNEIRO, J. G. A.; TEIXEIRA, S. L. & BALBINOT; E. (2009). Propagação vegetativa de cedro-australiano (*Toona ciliata M. Roemer*) por miniestaquia. *Rev. Árv.*, 33: 205-213.
- VARELA, S. & APARICIO, A. (2011). Aspectos básicos sobre semillas y frutos de especies forestales. Recomendaciones para su cosecha. INTA EEA Bariloche. pp. 10.
- https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_aspectosdelfruytosemilla.pdf.

VARGAS, G.; ARELLANO OSTOA, G. & SOTO HERNÁNDEZ, R. (1999). Enraizamiento de estaquillas de Icaco (*Chrysobalanus icaco* L.) sometidas a aplicaciones de auxinas. *Bioagro*, 11: 103 – 108.

WEAVER, R. (1976). Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. Editorial Trillas, México. pp. 622.

XAVIER, A.; WENDLING, I & LUIS DA SILVA, R. (2013). *Silvicultura clonal, Principios y técnicas*. Ed. UFV.

ZIMMERMANN, F.J.P. (2004). Estatística aplicada à pesquisa agrícola. Santo Antônio de Goiás, EMBRAPA Arroz e Feijão, pp.402.