



UNL • FACULTAD DE
CIENCIAS AGRARIAS

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

**Técnicas empleadas en la propagación vegetativa de
algarrobo blanco (*Prosopis alba* Grisebach)**

Alumna: Ing. Agr. María de los Ángeles Torrez

Directora: Dra. Jonicélia Cristina Araújo Viera de Souza

Codirector: Dr. Adrián Gabriel Bender

Esperanza, Santa Fe

Año 2022

INDICE

Índice	II
Abreviaturas	III
Glosario	IV
Resumen	VI
Abstract	VII
1. Introducción	1
2. Objetivo	5
3. Desarrollo y discusión	5
3.1. Propagación vegetativa de <i>Prosopis alba</i>	5
3.2. Propagación vegetativa a través de la técnica de estacas	6
3.3. Propagación vegetativa a través de la técnica de injertos	8
3.4. Propagación vegetativa a través de la técnica de acodos aéreos	11
3.5. Propagación vegetativa a través de la técnica de micropropagación	14
3.6. Propagación vegetativa a través de la técnica de miniestacas	17
4. Conclusiones	24
5. Referencias bibliográficas	25

ABREVIATURAS

ANA: ácido naftalenacético

BAP: Citoquininas 6-benzilaminopurina.

Com. Pers.: comunicación personal

CONICET: Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas

FCA: Facultad de Ciencias Agrarias

ha⁻¹: por hectárea

IBA: ácido indolbutírico

INTA: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria

KIN: Citoquininas Kinetina

MAGyP: Ministerio de Agricultura Ganadería y Pesca de la Nación

mg/L⁻¹: miligramo por litro

MS: Medio de crecimiento para el cultivo de plantas *in vitro* desarrollado por Murashige y Skoog (1962).

OTBN: Ordenamiento Territorial del Bosque Nativo.

SAyDS: Secretaría de Ambiente y Desarrollo Sostenible.

sp.: especie

spp.: especies

UNL: Universidad Nacional del Litoral

GLOSARIO

Acodo: es un método de propagación vegetativa por el cual se induce la formación de raíces adventicias en una rama de un clon cuando aún permanece unida a la planta madre.

Injerto: es una técnica de propagación vegetativa, que implica la inserción de un vástago de una planta individual, llamado púa, en un patrón de otro individuo (pie), para formar una sola planta. A nivel genotípico, cada una de las partes mantiene su individualidad.

Jardín clonal: es un área de gran importancia para los viveros con gran producción de plantines, tiene la finalidad de la producción de brotes, para la obtención de estacas, para propagación vegetativa por miniestacas.

Macropropagación: Técnica de propagación vegetativa en cultivo *ex vitro* (*in vivo*), comprende las técnicas de propagación por estacas, miniestacas, microestacas, acodos, injertos y clonaje nucelar.

Microinjerto: técnica de micropropagación, consiste en injertar, en condiciones asépticas, un meristema apical o ápice caulinar, sobre un porta injerto, establecido *in vitro*.

Micropropagación: Técnica de propagación vegetativa en cultivo *in vitro* (en laboratorio), cultivo de tejidos.

Minicepa: Planta madre cortada a la base del tallo (descepa) para promover el rejuvenecimiento del material vegetal a ser propagado (brotes rejuvenecidos) a través de la técnica de miniestacas.

Minijardín clonal: es un área de multiplicación vegetativa formada por un conjunto de minicepas, con el objetivo de formar miniestacas, para el proceso de producción de plantines por la técnica de miniestacas o microestacas.

Técnica de estacas: técnica de propagación vegetativa en la cual se toman brotes de una planta, para luego ser estaqueados a campo o en macetas. Los tallos pueden ser de porciones lignificadas. Se utiliza comercialmente para las especies de *Salix spp.* y *Populus spp.*

Técnica de microestacas: es una técnica de propagación vegetativa en la cual son utilizados propágulos (microestacas) rejuvenecidos en laboratorio de micropropagación, para ser posteriormente enraizados en condiciones asépticas, en medios de cultivo *in vitro*, para la obtención de plantines. Una vez listos estos son decepados para conformar las plantas madres

del microjardín clonal, luego de la producción de brotes, nuevos plantines son producidos *ex vitro* a través de metodología similar a la de miniestacas, integrando las técnicas de micropropagación y miniestacas.

Técnica de miniestacas: La técnica consiste en el uso de brotes rejuvenecidos y revigorizados, colectados en plantines, que a su vez también son propagados vegetativamente, y conducidos en minijardín clonal y cuyo material vegetativo es cultivado *ex vitro*. Son porciones de tallo no lignificados que se cortan de un máximo de 7 cm de largo, con dos pares de yemas en la base y dos hojas reducidas al 50% en el extremo apical. Las miniestacas se refieren a los propágulos producidos por esta técnica.

RESUMEN

El algarrobo blanco (*Prosopis alba* Griseb.) es una especie definida como multipropósito, por sus productos madereros y no madereros, y muy utilizada como parte del componente arbóreo en sistemas agroforestales y silvopastoriles. La silvicultura clonal proporciona mayor producción y mejor calidad de los recursos forestales y en un menor lapso de tiempo. Para obtener una metodología de clonación comercialmente viable de *Prosopis* sp. varios estudios de propagación vegetativa fueron realizados. Entre las técnicas evaluadas se encuentran la de injertos, acodos, estacas, miniestacas y micropropagación. La técnica de miniestacas presenta ventajas relacionadas a la reducción del área de producción, disminución del período de enraizamiento y aclimatación, además de la reducción del uso de reguladores hormonales para inducción del enraizamiento, siendo una alternativa viable para la producción de plantines clonales a larga escala, principalmente en las situaciones en que presenta resultados tan eficientes como el cultivo *in vitro*, o en situaciones en que la micropropagación fuera inviable técnica, económica y/u operacionalmente. La técnica de miniestacas, también se puede asociar con la de micropropagación (técnica de microestacas) para aumentar el grado de juvenilidad de los materiales a propagarse. *P. alba* es la especie de mayor importancia económica y de gran dificultad en el enraizamiento dentro del género y por eso el trabajo tiene como principal objetivo presentar una revisión bibliográfica sobre su propagación vegetativa. La tendencia mundial entre los productores de plantines forestales es la valorización de la tecnología como forma de racionalizar la producción, disminuir costos operacionales y aumentar la escala, lo que destaca la importancia de este trabajo.

ABSTRACT

Mesquite (*Prosopis alba* Griseb.) is a species defined as multipurpose, due to its wood, fuelwood, and non-wood forest products, and widely used as part of the arboreal component in agroforestry and silvopastoral system. Clonal silviculture provides higher production and better quality of forest resources and in a shorter period of time. To obtain a commercially viable cloning methodology for *Prosopis* sp. several vegetative propagation studies were carried out. Among the techniques evaluated are grafting, layering, cuttings, mini-cuttings, and micropropagation. The mini-cuttings technique has advantages related to the reduction of the production area, reduction of the rooting and acclimatization period, in addition to the reduction of the use of hormonal regulators for induction of rooting, being a viable alternative for the production of large-scale clonal seedlings, mainly in situations in which it presents results as efficient as *in vitro* culture, or in situations in which micropropagation was technically, economically and / or operationally unfeasible. The mini-cuttings technique can also be associated with the micropropagation technique (micro-staking technique) to increase the degree of youthfulness of the materials to be propagated. *P. alba* is the species of greatest economic importance and of greatest difficulty in rooting within the genus and for this reason the main objective of the work is to present a bibliographic review on the vegetative propagation of this species. The world trend among forest seedling producers is the valuation of technology as a way to rationalize production, reduce operational costs and increase scale, which highlights the importance of this work.

1. INTRODUCCIÓN

Los bosques nativos y las plantaciones forestales son fundamentales para el bienestar de la humanidad ya que brindan servicios ecosistémicos tales como la regulación del ciclo hidrológico y los procesos biogeoquímicos, sirven de hábitats para la conservación de la biodiversidad, suministran bienes esenciales tales como madera, alimentos, forraje, medicinas y proporcionan oportunidades para la recreación y el bienestar espiritual (MAGyP, 2015a). Además de estos beneficios debe mencionarse la importancia económica y social de los bosques cultivados ya que las plantaciones forestales desarrolladas en un marco de planificación del uso del territorio e implementadas bajo prácticas sostenibles pueden tener impactos sociales positivos, favoreciendo la participación de los distintos sectores de la sociedad, logrando mantener la integridad de los ecosistemas y contribuyendo al crecimiento económico y al empleo del país (MAGyP, 2015a).

En Argentina, el total de pérdidas de bosque nativo, por categorías del OTBN es de 139.463 hectáreas (SAYDS, 2019). Para mitigar el deterioro del recurso se presenta como alternativa el aumento en la producción de bosques cultivados para asegurar la oferta de madera de calidad para sus diferentes destinos (leña, madera, pasta celulosa, aserrado, etc.), así como de productos no madereros, reduciendo de esta manera la presión sobre el bosque nativo (Salto & Lupi, 2019).

Para evitar la degradación del recurso forestal es fundamental asegurar la conservación y el uso sostenible de los recursos genéticos disponibles de las principales especies de cultivo que aseguren una oferta variada de productos y servicios (FAO, 2018; FAO, 2019). La selección de árboles de especies nativas y su utilización en forestación proporciona una excelente opción para la recuperación de áreas degradadas y la producción de madera, disminuyendo la presión sobre los bosques naturales, creando fuentes de ingreso y nuevas oportunidades de inversión (Aguirre & Fassbender, 2013). Los usos y las potencialidades de las forestaciones nativas han sido cada vez más estudiados en los programas de mejoramiento, buscando utilizar especies bien adaptadas al ambiente y producir líneas de alta calidad para la formación de plantaciones comerciales, así como para reponer los recursos perdidos (Da Silva *et al.*, 2019).

Analizando el contexto forestal mundial y observando las potencialidades que tiene Argentina para la foresto-industria, resulta primordial incentivar la producción forestal bajo prácticas sostenibles, las cuales pueden tener impactos sociales y ambientales positivos, favoreciendo la participación de los distintos sectores de la sociedad, cuidando la integridad de los ecosistemas y contribuyendo al crecimiento económico y al empleo del país (MAGyP, 2015a).

En Argentina el algarrobo blanco es la especie forestal de mayor importancia económica dentro del género *Prosopis* (Giménez *et al.*, 1998). Se distribuye en las provincias de Buenos Aires, Córdoba, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, Salta, Santiago del Estero, Santa Fe, San Luis y Tucumán, en las Provincias Fitogeográficas Chaqueña, del Espinal, del Monte y de las Yungas (Pastrana Iñes, 2020).

Prosopis alba pertenece a la familia de las Fabáceas, subfamilia Mimosoideas. Es un árbol corpulento, que posee una altura de hasta 18 metros, su copa es globosa, redondeada, con un diámetro de hasta 10 metros. Su corteza es delgada, color pardo-grisácea con fisuras oblicuas. Posee hojas caducas, bipinnadas con 1 a 3 yugas. Sus flores son pequeñas, de color amarillo-verdosas, muy perfumadas y están dispuestas en racimos péndulos cilíndricos. Florece de septiembre a noviembre. Sus frutos son una legumbre chata, curvada o recta, de color amarillento, carnosa y dulce (Verzino *et al.*, 2016). Posee una madera pesada a moderadamente pesada, y de alta densidad (Tortorelli, 2009). Una de las características botánicas dentro de la anatomía del tallo, de gran importancia en la especie, es la presencia de un anillo de esclerénquima en las capas más internas del córtex, la cual está fuertemente correlacionada con la producción de raíces cuando se intenta hacer propagación vegetativa (Araujo, 2015).

El algarrobo blanco es considerado especie multipropósito por su capacidad de proveer madera maciza de calidad, madera para combustible (leña y carbón), frutos para el consumo humano y forraje para el ganado, floración de interés apícola, entre otros beneficios (Giménez *et al.*, 1998; MAGyP, 2015b; Brockerhoff *et al.*, 2017).

Además, en función de sus características de crecimiento, esta especie tiene potencial para ser usada en la restauración de áreas degradadas y puede catalizar el desarrollo de nuevos sistemas de producción en los ecosistemas áridos argentinos (Taleisnik & Lauestein,

2011) y en especial como parte del componente arbóreo de sistemas agroforestales y silvopastoriles (MAGyP, 2015b).

La necesidad de reemplazar la producción de madera de aserrío proveniente del bosque nativo (cada vez más escasa y costosa, tanto desde el punto de vista ambiental como económico) (Lauestein *et al.*, 2015), la instalación de poblaciones comerciales que irán suprimiendo las demandas madereras de éstas especies nativas, sin necesidad de explotar los remanentes forestales (Da Silva *et al.*, 2019), la posibilidad de aplicación de estas especies en sistemas silvopastoriles y de recuperación ecosistémica, el potencial de sus frutos para la producción de alimento y forraje en áreas marginales para la agricultura, su potencial productivo de taninos y madera de alta calidad y durabilidad continúan hoy traccionando el proceso de domesticación (Lauestein *et al.*, 2015).

Uno de los principales problemas del cultivo de especies nativas es la calidad genética de las semillas utilizadas para la producción de plantines destinados a plantaciones forestales. El uso de semillas para la producción de plantines para implantación de bosques cultivados presenta características indeseables para la producción comercial, menores tasas de crecimiento, productividad, menor calidad y una gran heterogeneidad del rodal, generado por la alta variabilidad genética, especialmente dentro del género *Prosopis*, donde existe gran variabilidad intraespecífica e hibridación entre especies. Sin embargo, la producción comercial de plantines para la plantación de bosques cultivados de algarrobo blanco es realizada comúnmente a través de semillas, porque no hay suficiente desarrollo en la producción clonal de esta especie (Araujo, 2015; 2016).

Las plantaciones forestales comerciales en nuestro país tienen una alta productividad, igualando o superando la de muchos países tradicionalmente forestales y puede ser aumentada con mejoramiento genético y con la utilización de la silvicultura clonal (MAGyP, 2015a), la cual permite reducir los turnos de corte (tala rasa) y producir mayor volumen de madera, mejor calidad y/o aptitud industrial en la misma unidad de superficie (MAGyP, 2015a; Araujo *et al.*, 2014).

La silvicultura clonal es el conjunto de técnicas silviculturales adoptadas en un programa de implantación y manejo de plantaciones forestales originadas a partir de plantines producidos a través de propagación vegetativa. La misma abarca el proceso total de formación de una forestación clonal: la selección del árbol superior, la propagación

vegetativa, la evaluación de árboles seleccionados en test clonales, la producción de plantines, el establecimiento, la conducción y su cosecha (Xavier *et al.*, 2013; Schuler & Mccarthy, 2015; Stuep *et al.*, 2017). El desarrollo de plantaciones forestales con alta uniformidad, adaptación a los cambios ambientales e incrementos en la productividad son algunos de sus beneficios (Xavier & Silva, 2010; Stuep *et al.*, 2017).

Actualmente hay un constante aumento en el interés por la silvicultura clonal, por las ventajas del proceso en cuanto a la posibilidad de resistencia a enfermedades, heterogeneidad, productividad y rentabilidad de las plantaciones forestales (Xavier *et al.*, 2013). Son notables los avances tecnológicos en los procesos de selección, de clonación de árboles y en las prácticas silviculturales adoptadas en la implantación y conducción de las plantaciones forestales (Xavier *et al.*, 2013). Afortunadamente en las últimas décadas hubo en Argentina un creciente interés por el uso de clones en grandes empresas forestales, en proyectos de investigación y por los productores rurales.

La producción de plantas clonales de calidad ha sido uno de los desafíos de la forestación con especies nativas (Kratz *et al.*, 2015; Stuep *et al.*, 2017). Es por ello que a nivel mundial y en Argentina se vienen estudiando métodos de propagación vegetativa de especies nativas de difícil enraizamiento como en el caso de *P. alba* (algarrobo blanco) (Días *et al.*, 2012; Araujo *et al.*, 2014; Araujo, 2016; Araujo *et al.*, 2021).

Numerosos trabajos se han realizado para evaluar diferentes técnicas de propagación vegetativa de *P. alba* (De Souza & Nascimento, 1984; Jordan *et al.*, 1985ab; Klass *et al.*, 1985, 1987; De Souza & Felker, 1986; Tabone *et al.*, 1986; Green *et al.*, 1990; Wojtusik *et al.*, 1993; Arce & Medina, 1997; Castillo de Meier & Bovo, 2000; Felker *et al.*, 2005; Felker *et al.*, 2008; Oberschelp & Marcó, 2010; Araujo *et al.*, 2014; Chaar & Tarnowski, 2018; Araujo *et al.*, 2021; Tarnowski, 2021).

Debido a la importancia económica, social y ambiental de esta especie nativa, es necesario disponer de información relacionada a su propagación vegetativa para el desarrollo de su cultivo, que posibilite junto a programas de mejoramiento genético el aumento del rendimiento y de la calidad, además de la reducción del tiempo para la producción de sus productos tanto madereros como no madereros.

2. OBJETIVO

Efectuar una revisión bibliográfica sobre las diferentes técnicas utilizadas en la propagación vegetativa de *P. alba*.

3. DESARROLLO Y DISCUSIÓN

3.1. Propagación vegetativa de *P. alba*

Las técnicas de propagación vegetativa constituyen, actualmente uno de los principales procesos de producción de plantines forestales y son la base de la silvicultura, sobre todo por su efectividad en captar las ganancias genéticas obtenidas de los programas de mejoramiento y por acortar los tiempos de producción (Alfenas *et al.*, 2009; Xavier *et al.*, 2013).

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*. La macropropagación comprende las técnicas de injertos, estacas, miniestacas, acodos y clonaje nucelar. La técnica de microestacas integra una parte *in vitro* y otra *ex vitro* (Araujo, 2015). En esta revisión se hará especial énfasis en las técnicas que mejores resultados han aportado a la reproducción vegetativa de esta especie.

A partir de ensayos de progenie de *P. alba* y de otros ensayos y relevamientos se han seleccionado materiales genéticos multipropósito con mayores tasas de crecimiento, alta productividad de vainas y vainas altamente palatables, materiales resistentes a plagas y/o enfermedades (Felker *et al.*, 2001; Verga *et al.*, 2005; Ewens & Felker, 2010; Salto & Lupi, 2019), tolerantes a altos índices de salinidad (Ewens *et al.*, 2012) y tolerantes a sequía (Lauestein & Fraschina, 2019). Obtener tecnologías de propagación de algarrobo blanco para el establecimiento de plantaciones comerciales (bosques cultivados) con clones seleccionados sería de gran interés, además de obtener técnicas útiles para contribuir en el desarrollo de los programas de mejoramiento de la especie.

3.2. Propagación vegetativa a través de la técnica de estacas

La técnica de estacas consiste en promover el enraizamiento de partes de la planta, pudiendo ser tallos, raíces, hojas y hasta fascículos. Es una técnica utilizada para el establecimiento de plantaciones clonales, jardines clonales y huertos semilleros clonales de varias especies como en el caso de *Eucalyptus* sp., la misma fue muy difundida entre las empresas de forestaciones comerciales, sin embargo, su utilización no es viable técnica y económicamente para todas las especies forestales (Gomes, 1987; Xavier & Comério, 1996; Assis 1996; Wendling, 2003; Xavier *et al.*, 2013). Lauestein *et al.* (2015) mencionaron que la propagación por estacas constituiría una técnica fundamental a desarrollar para *Prosopis alba*, dado que puede permitir la producción de plantines clonales, instalación de huertos clonales, etc.

Algunos antecedentes indican que algarrobo blanco posee capacidad rizogénica con porcentajes de enraizamiento entre 44% y 83% (Klass *et al.*, 1985, 1987; De Souza & Felker, 1986; Oberschelp & Marcó, 2010). Utilizando la técnica de enraizamiento Salto *et al.* (2012) encontraron que el porcentaje de enraizamiento de las estacas traídas del campo presentó valores de 12,5% al 100% según diferentes genotipos. Lauestein *et al.* (2015), observaron resultados satisfactorios con una metodología igual de rescate de germoplasma en *P. alba*, a partir de recepado de árboles jóvenes. A pesar de ello, obtener estacas provenientes de guías de plantas madres obtenidas del minijardín clonal no ha resultado tan fructífero, obteniéndose un porcentaje de enraizamiento que no superó el 20% (Lauestein *et al.*, 2015). Todos estos antecedentes demuestran la variabilidad de los resultados obtenidos en la utilización de las técnicas de estacas y entre ellos se destaca que varios trabajos presentan un bajo porcentaje de enraizamiento.

Otros trabajos relatan que la especie presenta tasas de enraizamiento muy variables en la propagación vegetativa a través de estacas (Ewens & Felker, 2003; Felker *et al.*, 2005; Felker, 2009; Araujo, *et al.*, 2014; Araujo, 2015; Araujo *et al.*, 2021). Oberschelp & Marcó (2010) observaron en *P. alba* 45% de enraizamiento en estacas herbáceas con AIB 5 mg L⁻¹ y 25% de enraizamiento en estacas semileñosas con AIB, 2,5 mg L⁻¹ obtenidas de plantas recepadas de 6 años de edad, lo que demuestra mayores porcentajes de enraizamiento en estacas herbáceas de menor lignificación.

Ewens & Felker (2003) consideran que la técnica de estacas no es viable para la propagación vegetativa de *P. alba* a escala comercial. Lauestein *et al.* (2015) afirman que uno de los

principales factores que afectan el desarrollo de esta técnica es la calidad del material vegetal empleado para confeccionar las estacas, especialmente en el rescate de material a campo, lo que exige grandes cuidados en el momento del acondicionamiento y transporte de los brotes.

De acuerdo con Salto *et al.* (2012) y Araujo (2015) hay una marcada influencia del genotipo en la capacidad de enraizamiento de algarrobo blanco. El material genético está entre los principales factores internos que influyen en el enraizamiento (Wendling *et al.*, 2000). El potencial de enraizamiento varía también conforme la época del año, según los resultados de Araujo *et al.* (2016) que evaluó el efecto de la época del año en el enraizamiento de estacas y miniestacas de *P. alba*, presentando mayores tasas en primavera que en otoño. Arce & Balboa (1991) también demostraron esta misma variación en el enraizamiento de *P. chilensis* logrando un mejor potencial de enraizamiento cuando las estacas fueron obtenidas en primavera-verano. El estado general y nutricional también tienen influencia en la emisión de raíces (Araujo, 2007; Xavier *et al.*, 2013). En plantas madres de *P. alba*, De Souza & Felker (1986) comprobaron que la fertilización influyó positivamente en el enraizamiento de estacas de esta especie.

La localización del propágulo y el grado de lignificación de los propágulos vegetativos también influyen en el enraizamiento de *P. alba* (Araujo, 2015; Araujo *et al.*, 2014; Araujo *et al.*, 2021).

Un elevado nivel de reservas con alta relación carbono/nitrógeno favorecen el enraizamiento (Xavier *et al.*, 2013; Araujo, 2015). Araujo *et al.* (2017) observaron que propágulos colectados de una misma matriz y sometidas a los mismos tratamientos responden diferenciadamente al enraizamiento debido a variaciones en el contenido de reservas. El contenido de carbohidratos puede variar entre genotipos (especie, variedad o clon), cuyo potencial se modifica con la época del año (Wendling *et al.*, 2000).

La concentración endógena de hormonas vegetales en el propágulo vegetativo es otro factor interno que afecta el enraizamiento de estacas (Araujo, 2015), las mismas desempeñan un papel fundamental en el enraizamiento adventicio (Hartmann *et al.*, 2002). Las auxinas, giberelinas y citocininas son los principales reguladores del crecimiento (Araujo *et al.*, 2014; Araujo, 2015; Araujo *et al.*, 2021); las auxinas estimulan el enraizamiento adventicio, y a su vez, su relación con la citocininas, una alta formación de raíces se correlaciona con una alta relación auxinas/citocininas (Araujo *et al.*, 2014). El etileno es otro compuesto que puede

promover el enraizamiento adventicio en la propagación (Xavier *et al.*, 2013). Entre las hormonas que pueden inhibir el enraizamiento de estacas se encuentran las giberelinas y el ácido abscísico, dependiendo de su concentración (Alfenas *et al.*, 2004; Floriano, 2004; Araujo, 2015).

Además de los factores internos, existen factores ambientales que afectan el enraizamiento de las estacas, encontrándose entre ellos la humedad, la luminosidad, la temperatura, el fotoperiodo, el medio de cultivo (sustrato), las condiciones de asepsia, las concentraciones de CO₂ en el ambiente y la época del año (Alfenas *et al.*, 2004; Floriano, 2004; Araujo *et al.*, 2014; Araujo, 2015).

Como se mencionó en trabajos anteriores, la época del año influye en la capacidad de enraizamiento de las estacas, las estaciones del año probablemente influyen por el nivel endógeno de auxinas, carbohidratos y proteínas de las estacas (Duarte *et al.*, 1992; Ferriani *et al.*, 2006; Araujo, 2015; Araujo *et al.*, 2021). Las estacas cosechadas en un período vegetativo de crecimiento activo (primavera-verano) poseen menor contenido de carbohidratos y una consistencia más herbácea, con una concentración mayor de auxinas, facilitando el proceso de enraizamiento (Nicoloso *et al.*, 1999; Araujo, 2015).

El estudio de los factores tanto internos como ambientales que afectan el enraizamiento, y de sus interrelaciones, es de suma importancia para abordar los procesos rizogénicos de las especies forestales, entre ellas *P. alba*, como se menciona en los trabajos anteriores.

3.3. Propagación vegetativa a través de la técnica de injertos

La técnica de injertos es uno de los métodos de propagación vegetativa más utilizados para preservar genotipos y aumentar la producción de germoplasma e implica la inserción de un vástago de una planta individual en un patrón de otro individuo para formar una sola planta (Pérez Luna *et al.*, 2020).

Es utilizada en *P. alba* debido a las dificultades para la obtención de materiales adultos rejuvenecidos y por las dificultades técnicas y operacionales que presenta la propagación vegetativa de esta especie a través de estacas (Felker *et al.*, 2001; Ewens & Felker, 2003; Felker & Guevara, 2003; Ewens & Felker, 2010; Ewens *et al.*, 2012; Chaar & Tarnowski, 2018; Salto & Lupi, 2019).

En el año 1993, la técnica de injertos para *P. alba* se presentó como promisorio (Wojtusik & Felker, 1993), siendo evaluada años más tarde por Ewens & Felker (2003); estos autores compararon tres técnicas para sellar la unión del injerto en cuña y dos tratamientos para sellar el extremo distal del vástago. Las técnicas de unión del injerto/sellado del extremo distal se observaron en dos condiciones ambientales diferentes, una debajo de un túnel de plástico y otra fuera con niebla intermitente, además de estar todos los tratamientos bajo tela media sombra 65%. El máximo porcentaje de injerto (70%) se obtuvo dentro del túnel con el sellado de parafilm y masilla negra, para la unión del injerto y el sellado del extremo distal respectivamente.

Hasta la actualidad las únicas plantaciones clonales de algarrobo blanco fueron realizadas de manera experimental por los investigadores Mauricio Ewens (Estación Experimental de Fernández – UCSE) y Peter Felker (University of California - UCLA) a través de la técnica de injerto en su mayoría y en una pequeña proporción a través de estacas (Ewens & Felker, 2003; Felker & Guevara, 2003; Ewens *et al.*, 2012; Araujo, 2015; Chaar & Tarnowski, 2018).

Se realizaron ensayos cuyo objetivo es adaptar y mejorar técnicas de injerto, que permitan propagar material vegetal adulto de características conocidas y que sean de interés para alguno de sus múltiples usos en el marco del proyecto “Estudios para la valorización de especies nativas de *Prosopis sp.*, con aptitud forestal, reintroducidas en sistemas de producción de oasis y secano”, del EEA INTA “La Consulta” Mendoza (Tarnowski Com. Pers., 2020).

Chaar & Tarnowski (2018) injertaron entre sí y sobre sí mismos tres especies diferentes del género *Prosopis*: *P. alba*, *P. chilensis* y *P. flexuosa*. A partir de plantas obtenidas de semilla y a la edad de 9 meses se le realizó el injerto por hendidura simple en agosto de 2017. Se injertaron todos los tratamientos, contando con dos repeticiones por cada uno a excepción de *P. chilensis x P. chilensis* y *P. chilensis x P. alba*, de los que se obtuvo un solo ejemplar, dando un total de 16 plantas injertadas. Solamente el tratamiento de pie de *P. alba* con púa de *P. flexuosa* resultó ser efectivo para las dos repeticiones (Fig.1). En los demás tratamientos no se observó la brotación de la púa, pero si se pudo observar en el pie. Algunos factores que pudieron haber afectado la efectividad del injerto fueron, la época del año, la metodología de la técnica de injerto empleada y la compatibilidad de los tejidos.

Los mismos autores realizaron un nuevo ensayo en marzo de 2018, pero con plantas obtenidas por semillas, de un año y 3 meses de *P. chilensis*, *P. flexuosa* y *P. alba*. Abarcando todas las combinaciones posibles entre estas especies tanto como pie o como púa, se utilizó el método de injertado por yema dormida en forma de “T”, contando con dos repeticiones por cada combinación. En los casos en los que se usó *P. flexuosa* como pie se utilizó el injerto por “chip” (Fig. 2), ya que en esta especie la corteza no podía ser desprendida fácilmente.



Figura 1. Plantines injertados en ensayos con *Prosopis sp.* (Chaar & Tarnoswski, 2018).



Figura 2. Injerto de yema dormida en “T” en *Prosopis sp.* (Chaar & Tarnoswski, 2018).

Otra de las características del injerto consiste en que permite el rejuvenecimiento, lo cual puede lograrse por injertos seriados, es decir, los propágulos maduros son injertados en partes juveniles de un portainjerto y, a partir de su brotación, son colectados nuevos propágulos, los cuales son nuevamente injertados en un nuevo portainjerto juvenil, y así sucesivamente, hasta obtener los resultados deseados, sin embargo, este es un método de rejuvenecimiento que demanda mucho tiempo (Eldridge *et al.*, 1994).

Una ventaja de la propagación vía injertos es su capacidad de conservar en gran medida la madurez ontogénica del material propagado, de gran utilidad cuando se pretende alcanzar la floración en corto tiempo, ya sea para huertos clonales y en huertos de cruzamientos controlados. A pesar de ello, el injerto en el área forestal presenta algunas desventajas, como lo son la posibilidad de transmisión de virosis, menor longevidad de las plantas, bajos índices de unión e incompatibilidad en algunas especies forestales (Kim *et al.*, 1993; Xavier *et al.*, 2013).

3.4. Propagación vegetativa a través de la técnica de acodos aéreos

Hartmann & Kester (1987), mencionan al acodo como un método de propagación por el cual se induce la formación de raíces adventicias en una rama cuando aún permanece unida a la planta madre (Fig. 3). Es un método que se usa para algunas especies de difícil enraizamiento por la técnica de estacas, tiene la ventaja de evitar el stress hídrico y la rama que se elige para esta técnica dispone de nutrimentos durante todo el período de enraizamiento (Hartmann & Kester, 1987; Tarnowski, 2021).

La propagación de *P. alba* con el método de acodo aéreo es mencionada en diferentes trabajos (Vega *et al.*, 1999; Tewari *et al.*, 2000; Tarnowski, 2021). Evaluando la técnica de acodos enraizados en diferentes épocas del año y su influencia (Vega *et al.*, 1999), el genotipo (Vega *et al.*, 2002a) y el efecto de diferentes auxinas (Vega *et al.*, 2002b, Vega & Castillo de Meier, 2004). En otras especies del género como en *P. glandulosa* (Ramírez, 2001), *P. laevigata* (Ramírez-Malagón *et al.*, 2014), *P. africana* (Abdou *et al.*, 2015) y *P. chilensis* (Hagen & Palzkill, 1989; Tarnowski Com. Pers. 2020; Tarnowski, 2021), también se han observado resultados satisfactorios (Fig. 4).



Figura 3. Árboles de *Prosopis chilensis* de 3 años de edad con acodos aéreos (Tarnowski, 2021).



Figura 4. Acodos aéreos enraizados de *P. chilensis* (Tarnowski, 2021).

En un estudio donde se comparó el efecto de la época del año sobre el enraizamiento de los acodos, se observaron los mejores resultados en primavera, comparados con los realizados en época otoñal; en este ensayo se obtuvo un 66% de acodos enraizados, los que separados de la planta madre y trasplantados a tierra continuaron su crecimiento. Además de la producción de raíces y la sobrevivencia en el trasplante a tierra, la época influyó en el número de raíces por acodo (Vega *et al.*, 1999)

Vega *et al.* (2002a), obtuvieron acodos enraizados que fueron separados de la planta madre para que crecieran sobre sus propias raíces a los 130 días de haberse aplicado los tratamientos, entre los cuales se destacó la aplicación de ácido fenil acético (1 gr L^{-1}). Diversos trabajos confirman la posibilidad de obtener individuos a partir de acodos aéreos en ramas laterales de plantas madre en *P. alba* y en otras especies del género *Prosopis* (Vega *et al.*, 1999; Kasera & Shukla, 2002; Vega *et al.*, 2002a) (Fig. 5).

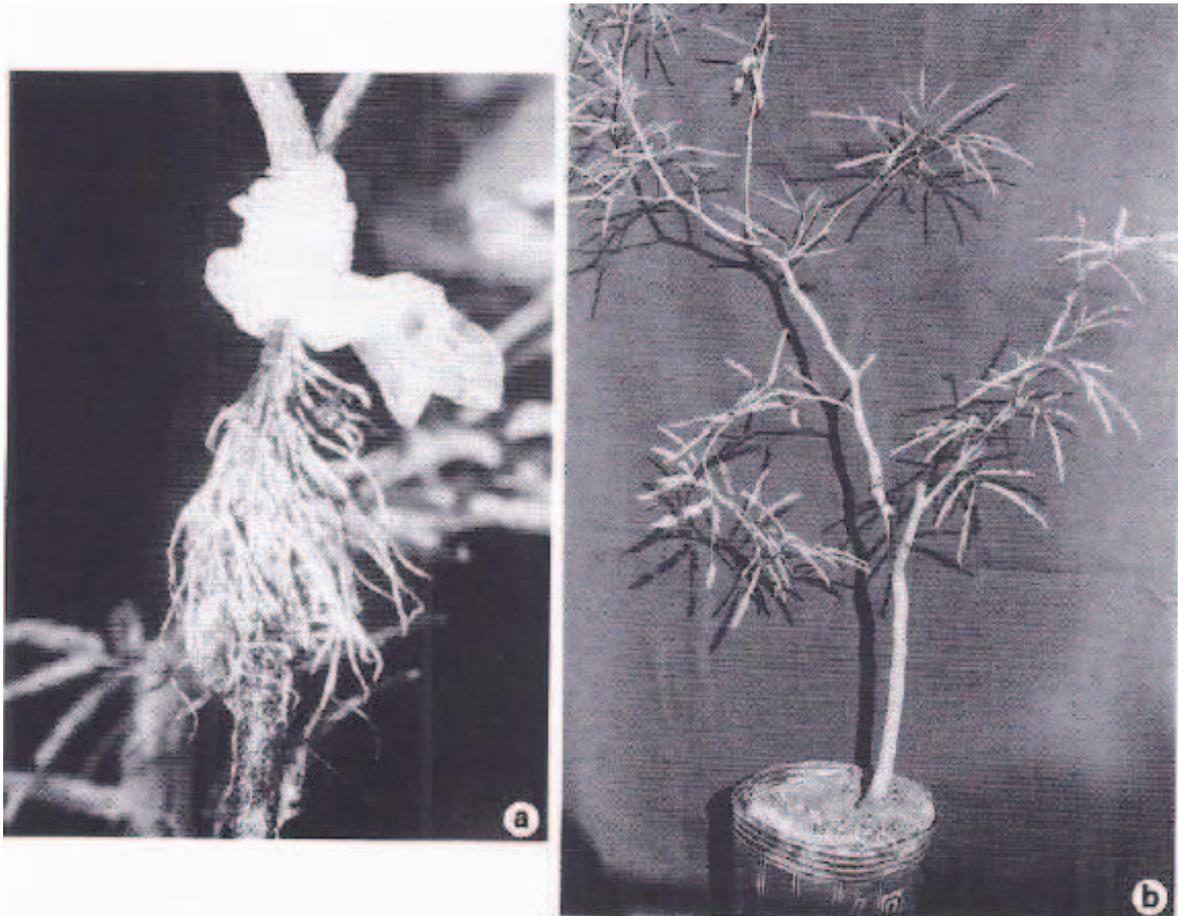


Figura 5. a: Obtención de raíces de acodo aéreo de *P. alba* luego de 40 días. b: Planta de *P. alba* proveniente de acodo aéreo enraizado luego de 36 meses (Vega *et al.*, 1999).

La técnica de acodo aéreo posibilita la conservación o propagación de árboles con características forestales superiores, además de ser utilizada como método de rejuvenecimiento (Vega *et al.*, 1999). En el caso de árboles juveniles con características de interés, el acodo podría utilizarse como método inicial de propagación y rejuvenecimiento (Tarnowski, 2021) y, en árboles adultos (incluso mayores a 30 años), se podría podar una

rama gruesa y realizar acodos en los brotes del año siguiente (Vega *et al.*, 1999; Tarnowski, 2021).

Entre las desventajas del método de acodos se pueden mencionar la existencia de mayor demanda de mano de obra, su costo (comparado con otras técnicas tradicionales) y el mayor tiempo requerido para enraizar. Por esto último, las técnicas de micropropagación pueden reemplazar muchos procedimientos de acodos, debido a la rápida multiplicación (Hartmann & Kester, 1987; Pérez, 2017).

3.5. Propagación vegetativa a través de la técnica de micropropagación

La técnica de propagación vegetativa a través de la micropropagación se lleva a cabo mediante el cultivo de tejidos en condiciones *in vitro* de laboratorio, se utiliza un pequeño grupo de células, llamado explante, extraído de plantas en el inicio de su desarrollo, o de tejidos meristemáticos de plantas adultas, y el crecimiento de los órganos o tejidos se realiza en un cultivo aséptico en el cual el ambiente, los niveles de nutrientes y las hormonas para el desarrollo de los explantes son altamente controlados (Hartmann *et al.*, 2002).

La micropropagación posibilita la obtención de gran número de individuos a partir de pocas matrices, en corto tiempo y en reducida área de laboratorio (Wendling, 2003; Xavier *et al.*, 2013). Esta técnica presenta un mayor rejuvenecimiento, mejor enraizamiento, calidad del sistema radicular y mayor velocidad de emisión de las raíces en relación a la técnica de estacas (Xavier & Comério, 1996). El rejuvenecimiento es un aspecto muy importante en el éxito del cultivo *in vitro* de especies leñosas, ya que el carácter juvenil del órgano o tejido juega un papel importante en la respuesta del explante (Vega *et al.*, 1999; Caro *et al.*, 2002). También, asegura un mayor control de la sanidad del material propagado y principalmente de la conservación de germoplasma, además de facilitar el intercambio internacional de material vegetal (Scocchi, 2005).

La técnica puede ser realizada por medio de cultivos de tejidos clásicos en tubos de ensayos o frascos en medios semisólidos o sólidos o también a través de biorreactores que son equipos para cultivo de tejidos en medio de cultivo líquido de inmersión continua o temporaria (Araujo, 2015).

Una de las herramientas de la silvicultura clonal es la micropropagación. La técnica es utilizada para la producción comercial de plantines forestales clonales (en casos específicos

de difícil enraizamiento y alto valor comercial) y para el rejuvenecimiento/revigorizamiento de clones y posterior producción de líneas micropropagadas, tendiendo a cubrir la demanda de material rejuvenecido/revigorizado para diferentes finalidades, entre ellas la formación de huertos semilleros y auxiliando los programas de mejoramiento, posibilitando la antelación de los resultados y formación de jardines clonales (microjardín clonal para la técnica de microestacas) (Wendling, 2003; Xavier *et al.*, 2013).

Las técnicas de cultivo de tejidos vegetales como la micropropagación son consideradas alternativas para propagación vegetativa de especies forestales nativas (Caro *et al.*, 2002; Watt, 2012).

Se ha encontrado reportes de la evaluación de propagación vegetativa por cultivo de tejidos de *Prosopis sp.* en los años 80 (Minocha, 1980; Goyal & Arya, 1984; Jordan & Balboa, 1985; Balboa *et al.*, 1987; Koehler *et al.*, 1988). Los primeros trabajos sobre propagación *in vitro* de *P. alba* revisados fueron realizados utilizando plantas jóvenes (Jordan *et al.*, 1985ab; Tabone *et al.*, 1986; Castillo de Meier & Bovo, 2000).

Green *et al.* (1990) obtuvieron plantas completas de *P. alba* usando explantes juveniles (árboles de entre 2 y 4 años de edad en invernadero) que incluyeron tejidos meristemáticos nodales, secciones apicales y yemas laterales a través de micropropagación. En el mismo trabajo, los autores evaluaron los efectos de medios con fuentes nitrogenadas en la recalcitrancia natural del Clon B2 V50 de *P. alba* (Tabla 1). Estos autores concluyen que las especies de *Prosopis* presentan marcadas diferencias en el comportamiento en cultivo *in vitro*, y que *P. alba* tiene un potencial intermedio de recalcitrancia.

Tabla 1. Influencia de las fuentes de nitrógeno amídico en el desarrollo de brotes en yemas axilares del clon B2V50 de *P. alba* en cultivo. Concentraciones de hormonas en los medios de 5 ppm 1AA y 15 ppm BAP. Evaluación realizada después de 6 semanas con 1 transferencia y 9 semanas con 2 transferencias. Adaptado de Green *et al.*, (1990).

Fuente de Nitrógeno	N° medio de brotes / explantes ^a		Media máxima de brotes / longitud ^b (mm)		N ^c	
	6° semana	9° semana	6° semana	9° semana	6° semana	9° semana
Aspargina	2.3a	2.5a	19.0a	22.0ab	19/19	15/15
Ácido aspártico	1.4b	0.9b	10.0b	14.0bc	10/10	5/9
Glutamina	1.8ab	1.8a	24.0a	28.0a	19/19	19/19
Ácido Glutámico	1.7b	0.8b	11.0b	10.0c	18/18	8/17

^a Número de brotes calculado utilizando el número total de explantes.

^b Longitud del brote más largo calculado utilizando solo los explantes con crecimiento de brotes.

^c Número de explantes que producen brotes / número total de explantes no contaminados

Las medias que no comparten letras en común son diferentes (P <0.05) según la prueba HDS de Tukey.

Castillo de Meier & Bovo (2000) observaron en el estudio de la micropropagación de *P. alba* el enraizamiento en brotes de plántulas obtenidas de semillas germinadas *in vitro* y de plantas silvestres de 5 y 20 años de edad, en medio de cultivo MS suplementado con AIB 0,5 mg L⁻¹ o ANA 0,1 mg L⁻¹.

Hubo varios intentos de demostrar la aplicabilidad de la tecnología de cultivo de tejidos para *Prosopis sp.* Esto ha sido tema de revisiones y discusiones (Jordan & Balboa, 1985; Nandwani & Ramawat, 1991) y han sido centrados en explantes tomados de plantas jóvenes. Esta tecnología no ha sido de relevancia en la clonación de adultos, testeados y plantas selectas de *Prosopis sp.*, y requieren nuevos enfoques en el cultivo de tejidos (Shekhawat *et al.*, 1993).

Hay que tener en cuenta que esta metodología requiere la utilización de equipos específicos, personal entrenado en técnicas de cultivo de tejidos y recursos disponibles, lo que en ciertos casos pueden limitar la aplicación de la misma (Scocchi, 2005).

A pesar de los trabajos realizados en la micropropagación de *P. alba* (Fig. 6) hasta la fecha no hay producción comercial de plantines clonales de *P. alba* cultivadas *in vitro*.

La técnica se muestra promisoriosa y su desarrollo representaría grandes avances en el mejoramiento y propagación de *P. alba* y esto resalta la importancia de la continuidad de estos estudios.

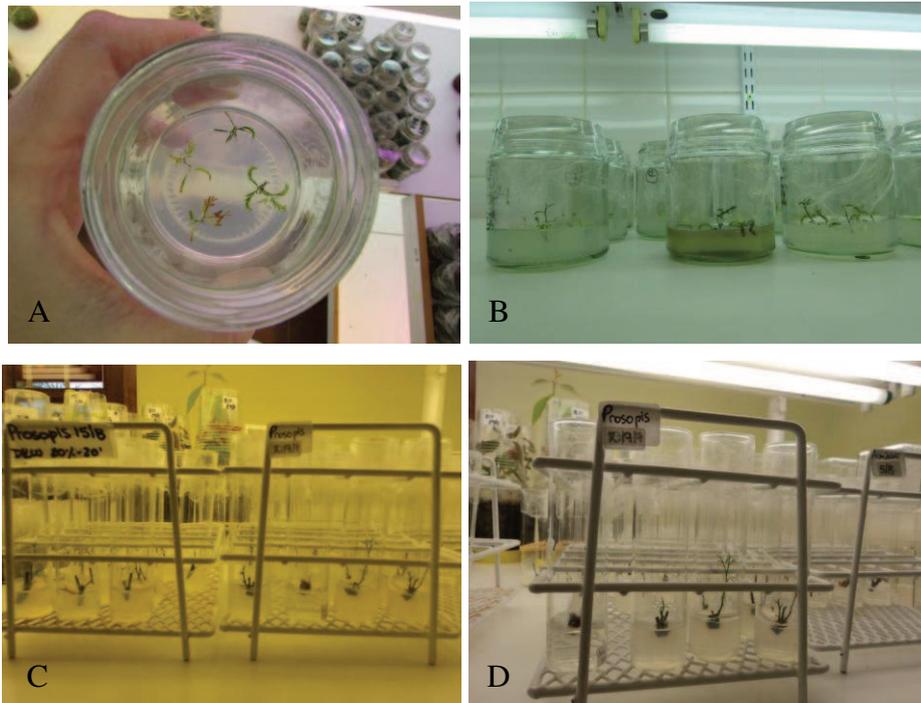


Figura 6. A-B: Ensayos de micropropagación de *P. alba* en el Laboratorio de Propagación de la EEA INTA (Concordia, 2016). C-D: Trabajos preliminares de micropropagación *P. alba* en la Escuela de Educación Agropecuaria N° 13 Jardinería "Ing. Agrónomo José Alberto Ruchesi" (Resistencia, 2014).

3.6. Propagación vegetativa a través de la técnica de miniestacas

La técnica de miniestacas presenta ventajas técnicas, estructurales, operacionales y económicas, generadas principalmente por el aumento de los índices de enraizamiento, la reducción del tiempo para producción de plantines, optimización del área y manejo de la producción de plantines (Titon *et al.*, 2002; Xavier *et al.*, 2003a, Araujo, 2015), lo cual está relacionado con el uso de propágulos con mayor grado de juvenilidad (Titon *et al.*, 2002). Esta técnica presenta la ventaja, en relación al estaqueado, de la reducción del área necesaria para la formación del minijardín clonal, reducción de los costos de transporte y colecta de las brotaciones; mayor eficiencia y menores costos de las actividades de manejo en el minijardín

clonal, proporciona mayor calidad, velocidad y porcentaje de enraizamiento (Xavier *et al.*, 2003b). Con respecto al cultivo *in vitro* o en situaciones en que la micropropagación es técnica o económicamente inviable, la técnica de miniestaca se presenta como una alternativa altamente viable (Tonello, 2004).

La técnica de miniestaca es uno de los métodos de propagación vegetativa más accesible y ampliamente utilizada para las plantaciones de especies de alto valor comercial y puede ser viable también para propagar especies nativas (Días *et al.*, 2012; Da Silva *et al.*, 2019). Por otra parte, es una de las técnicas de recuperación de la juvenilidad (rejuvenecimiento) utilizada con éxito en la propagación de clones seleccionados (Xavier *et al.*, 2013). La misma consiste en el uso de brotes rejuvenecidos y revigorizados, colectados en plantines, que a su vez también son propagados vegetativamente, y conducidos en minijardín clonal (Teixeira, 2001) y cuyo material vegetativo es cultivado *ex vitro*.

Salto *et al.* (2012), utilizó la técnica de miniestacas para el rescate de materiales selectos de *P. alba*. A fines de invierno (agosto), se receparon 50 genotipos seleccionados, a una altura de 20 – 25 cm con motosierra. Las cepas fueron selladas con cicatrizante para podas, se realizó control manual de las malezas y se protegieron con tela friselina para cuidar los brotes de los animales. La cosecha de los brotes se realizó a los 41, 61 y 110 días posteriores al recepado, respectivamente. Los brotes colectados tuvieron una longitud de entre 15 a 70 cm y un diámetro de 2 a 6 mm. En invernáculo se acondicionaron miniestacas de 5 a 8 cm, con un par de hojas reducidas al 50%, tratando su base con IBA 0,45 g/kg en polvo, las mismas se instalaron en tubetes troncocónicos de 100 cc con sustrato compuesto por corteza de pino compostada y vermiculita. Los genotipos presentaron porcentajes de enraizamiento de las miniestacas de entre el 12, 5 % y el 100%.

Dicha metodología resultó satisfactoria para ser utilizada en el rescate de germoplasma de *P. alba* a partir del recepado de árboles jóvenes. Pudiendo obtener de los individuos selectos, un número de brotes variables que fueron acondicionados como plantas madres. No obstante, la obtención de miniestacas enraizadas provenientes del minijardín clonal no presentaron resultados fructíferos, con porcentajes de enraizamiento que no superaron el 20 % (Salto *et al.*, 2012). Es necesario continuar investigando en este sentido, buscando un ajuste adecuado de técnicas de fertilización y manejo de las plantas madres, que mejoren la tasa de enraizamiento y de multiplicación como una alternativa de uso masivo (Salto *et al.*, 2012; Lauestein *et al.*, 2015).

Araujo *et al.* (2014) demostraron que es alta la viabilidad de la propagación vegetativa a través de la técnica de miniestacas de familias superiores de *P. alba* utilizando brotaciones rejuvenecidas de plantas madres obtenidas en sistemas de minijardín clonal.

Araujo *et al.* (2014), demuestra que la juvenilidad del material obtenido influyó en el enraizamiento. El objetivo del trabajo fue evaluar la técnica de miniestacas y el ácido indolbutírico (IBA) en diferentes concentraciones para el enraizamiento de clones de *P. alba*. De los clones obtenidos de semilla del jardín y del minijardín clonal se obtuvieron brotes juveniles y rejuvenecidos para realizar el estaqueado, el cual fue mantenido bajo condiciones controladas por un período de tiempo. Los brotes obtenidos del minijardín clonal fueron etiolados previamente, para promover el enraizamiento. La supervivencia de las estacas y miniestacas fue del 100%. El enraizamiento alcanzó entre un 98% a un 100% en las diferentes concentraciones de IBA usada (Fig. 7). En dicha publicación se recomienda la técnica de miniestacas para la clonación comercial de familias superiores de la especie. Además del uso de brotes juveniles y rejuvenecidos, la etiolación es uno de los factores que está relacionado directamente con la lignificación y las modificaciones fisiológicas del material vegetativo.

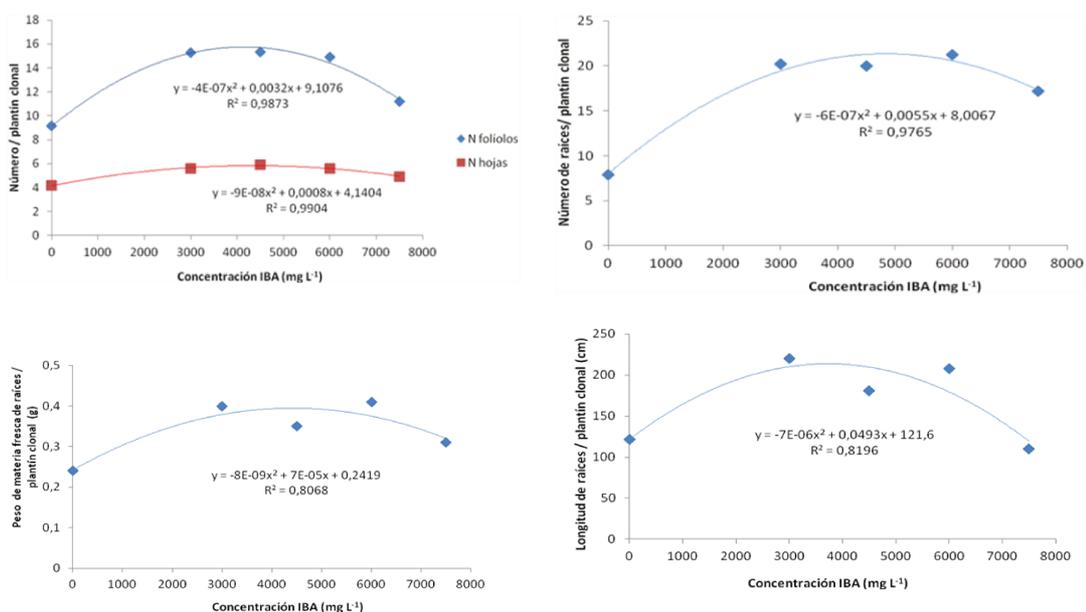


Figura 7. Efecto de la concentración de IBA sobre número de raíces por plantín clonal de *P. alba*, a los 40 días posteriores a la inducción del enraizamiento, producidos a través de miniestacas (Araujo *et al.*, 2014).

Araujo *et al.* (2021) evaluaron el efecto del grado de lignificación por medio de ensayos de enraizamiento y estudios anatómicos de los propágulos, a partir de los cuales observaron que el grado de lignificación afecta directamente al enraizamiento de estacas y miniestacas, siendo los propágulos con mayor grado de juvenilidad y etiolación los que presentaron menor grado de lignificación y mayores porcentajes de enraizamiento. En el trabajo se resalta las diferencias en las tasas de enraizamiento a través de las técnicas de estacas y miniestacas (7,6% y 99,6%, respectivamente). Los autores concluyen que la técnica de miniestacas asociada a la etiolación son promisorias para la propagación vegetativa de *P. alba* y posiblemente de otras especies nativas de difícil enraizamiento.

Se puede observar en las figuras 8 y 9 dos secuencias metodológicas de las técnicas de miniestacas de *P. alba* realizados en Argentina. La aplicación de la técnica propuesta por Araujo *et al.* (2014) se muestra promisoriosa para clonación de familias superiores de algarrobos, sin embargo, aún no fue probada a nivel comercial en mayores escalas. Para dar continuidad a estos estudios se recomienda evaluar la viabilidad operacional y económica en viveros, así como también las técnicas de rescate de juvenilidad de materiales más maduros y su influencia en el enraizamiento. Por otra parte, la utilización de la técnica de microestacas, que integran las de micropropagación y de miniestacas serían una alternativa para la propagación de materiales que necesitan mayor grado de rejuvenecimiento (Araujo, 2022).

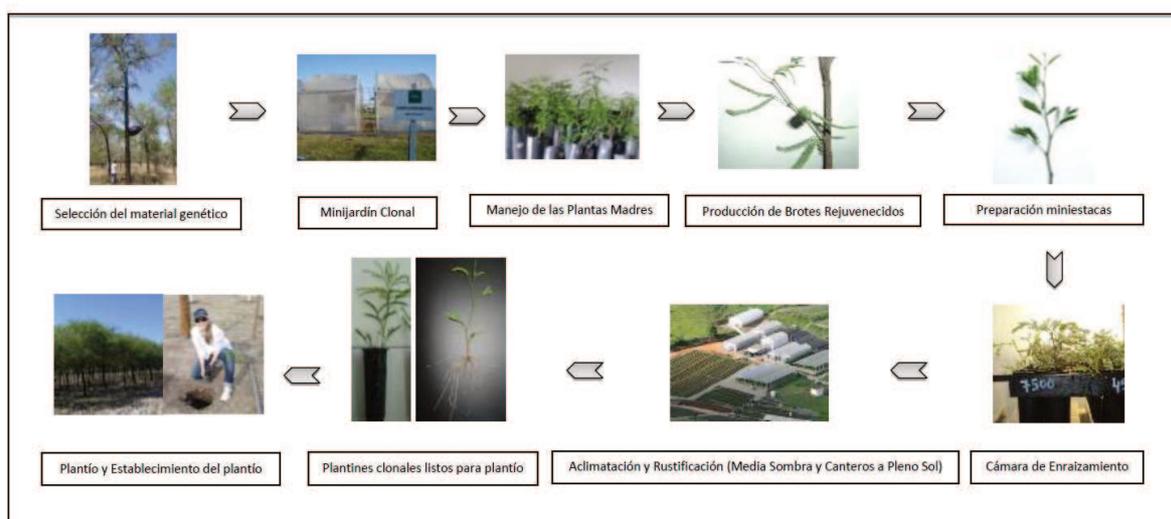


Figura 8. Esquema del ciclo completo de formación de miniestacas (Araujo, 2015).



Figura 9. Secuencia de formación de miniestacas a partir del minijardín clonal en la EEA INTA Concordia. A) colecta de brotes de plantas madres en macetas en el minijardín clonal. B) Brote de *P. alba*. C) Realización de las miniestacas apicales y basales. D) miniestaca basal. E) miniestaqueado en módulo de enraizamiento. F) miniestacas mostrando raíces adventicias en la base de los tubetes. G) miniestaca basal enraizada. H) miniestaca apical enraizada (Concordia, 2016).

En la tabla 2 se resumen las principales características de las técnicas de propagación vegetativa en especies forestales de interés comercial. Por otra parte, se debe tener presente que la utilización de técnicas de propagación vegetativa permite obtener a campo ganancias de tiempo (acortando los turnos de cosecha), de productividad (mayor producción de madera por ha), de calidad (rectitud del fuste y madera libre de nudos) y de uniformidad de los rodales comerciales (Araujo, 2015).

Tabla 2. Principales características de las técnicas de propagación vegetativa en especies forestales.

Técnica de Propagación	Características Particulares	Parte de la Planta Utilizada	Especies Evaluadas	Resultados obtenidos	Autores - Año
Estacas	Utilizada para huertos semilleros clonales, plantaciones clonales y jardines clonales. Resultados muy variables. Sólo usado en algunas especies.	Tallos	<i>Prosopis sp.</i>	Resultados muy variables.	De Souza & Felker, 1986; Ewens & Felker, 2003; Felker <i>et al.</i> , 2005; Felker, 2009; Araujo, <i>et al.</i> , 2014; Araujo, 2015; Araujo <i>et al.</i> , 2021 Oberschelp & Marcó, 2010. Salto <i>et al.</i> , 2012. Lauestein <i>et al.</i> , 2015.
Injerto	Utilizada en Huertos semilleros clonales y huertos de cruzamientos controlados. Conservación de la madurez ontogénica.	Tallos	<i>P. alba.</i> <i>P. chilensis.</i> <i>P. flexuosa.</i>	Resultados muy variables.	Wojtusik & Felker, 1993. Ewens & Felker, 2003. Chaar & Tarnowsky, 2016.

Continuación tabla 2. Principales características de las técnicas de propagación vegetativa en especies forestales.

Acodo aéreo	Utilizado para conservación o propagación de árboles con características forestales superiores y como método de rejuvenecimiento.	Ramas	<i>P. alba.</i> <i>P. glandulosa.</i> <i>P. laevigata.</i> <i>P. africana.</i> <i>P. chilensis</i>	Resultados satisfactorios.	Vega <i>et al.</i> , 1999. Vega <i>et al.</i> , 2002a. Vega <i>et al.</i> , 2002b. Vega & Castillo de Meier, 2004. Ramírez, 2001. Ramírez-Malagón <i>et al.</i> , 2014. Abdou <i>et al.</i> , 2015. Hagen & Palzkill, 1989; Tarnowski Com. Pers. 2020; Tarnowski, 2021.
Micro Propagación	Obtención de gran número de individuos a partir de pocas matrices, en corto tiempo y en reducida área de laboratorio. Se utiliza para la formación de microjardines clonales.	Tejidos meristemáticos	<i>P. alba</i>	Obtención de plantas completas. Enraizamiento de brotes. 70% de elongación de ápices caulinares	Green <i>et al.</i> , 1990. Castillo de Meier & Bovo, 2000
Miniestacas	Métodos de propagación vegetativa más accesible y ampliamente utilizado para las plantaciones de especies de alto valor comercial y puede ser viable también para propagar especies nativas. Menor tiempo y espacio para formar minijardín clonal.	Brotos de tallos rejuvenecidos y revigorizados	<i>P. alba</i>	Enraizamiento entre el 20% y 100%.	Salto <i>et al.</i> , 2012. Araujo <i>et al.</i> , 2014. Araujo <i>et al.</i> , 2021.

4. CONCLUSIONES

Es de suma importancia proteger nuestros bosques nativos de la sobreexplotación y la tala masiva, ya sea por el avance de la frontera agrícola-ganadera o el uso del recurso maderero de forma irracional, entre otros. Por otra parte, resulta fundamental generar concientización para conocer más las especies forestales, entre ellas algarrobo blanco, sus usos (madereros y no madereros), sus beneficios y los métodos de producción más usados tanto foresto agrícolas como silvopastoriles, lo cual resultará útil para poder incorporar dichas especies a los nuevos sistemas productivos por parte de las generaciones actuales y futuras.

Desde el punto de vista productivo resulta muy promisorio la propagación vegetativa a escala comercial de esta especie, para la cual hay que tener en cuenta aspectos técnicos, económicos y operativos viables, con el objetivo de lograr bosques cultivados de elevada productividad y calidad de madera y/o frutos, con características silvícolas de interés, resistentes a plagas y/o enfermedades y adaptados a las diversas condiciones edafo-climáticas.

En la actualidad son diversas las técnicas que han sido estudiadas para la propagación de las especies nativas. En el caso del género *Prosopis* aún falta poner a punto estas técnicas y generar protocolos de producción a gran escala para cubrir la demanda actual. En la búsqueda realizada no se encontró antecedentes de producción de plantines de manera comercial de *Prosopis sp.* a través de las técnicas de producción vegetativa descritas en este trabajo. No obstante, en función de los resultados que se han obtenido a través de las técnicas de injertos y acodo, se observa un potencial uso para rescate de juvenilidad y para los programas de mejoramiento de *P. alba*. De la misma manera, se observó que el desarrollo de la técnica de micropropagación, sería muy valiosa para la propagación y el mejoramiento.

En virtud de los resultados de enraizamiento y prendimiento observados con la técnica de miniestacas se puede concluir que es una de las más promisorias para la producción de clones de *P. alba* a escala comercial. Es necesario destacar la relevancia de la continuidad de trabajos de investigación en todas las técnicas de propagación vegetativa para favorecer el desarrollo del cultivo de esta importante especie forestal.

5. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABDOU, L.; KARIM, S.; HABOU, R. & MAHAMANE, A. 2015. Vegetative Propagation Trial of *Prosopis Africana* (Guill. et Perr.) Taub. by Air Layering under Sudano-Sahelian Climate in the South-Central Niger. *Journal of Botany*, 1-6.
- AGUIRRE, C. & FASSBENDER, D. 2013. Selección de árboles plus de siete especies forestales nativas de importancia ecológica y económica en la selva central del Perú. Deutsche Gesellschaft für Internationale Zusammenarbeit (GIZ), Proyecto de Conservación de Bosques Comunitarios (CBC). Lima. 62 p.
- ALFENAS, A.C.; ZAUZA, E.A.V.; MAFIA, R.G. & ASSIS, T.F. 2004. Clonagem e doenças do eucalipto. UFV, Viçosa, Brasil, 442 p.
- ALFENAS, A.C.; ZAUZA, E.A.V.; MAFIA GONÇALVES, R. & DE ASSIS, T.F. 2009. Clonagem y Doenças do Eucalipto. Segunda Edição. Minas Gerais, Brasil. 500 p.
- ARAUJO, J.C.V.S. 2007. Propagação vegetativa de cedro australiano (*Toona ciliata* m. Roem) por miniestaquia. Tesis de Maestría. Universidade Estadual do Norte Fluminense. 41p. [on line] Disponible en: <http://www.dominiopublico.gov.br/download/texto/cp038169.pdf>. Acceso: 31 julio 2021.
- ARAUJO, J.C.V.S. 2015. Estudio de la Rizogénesis en la propagación vegetativa monoclonal de *Prosopis alba* Grisenbach (Algarrobo blanco). Disertación (Tesis de Doctorado en Ciencias Biológicas), Universidad Nacional Del Litoral, Santa Fe, Argentina, 179p.
- ARAUJO, J.C.V.S.; 2016. Estudio de la rizogénesis en la propagación vegetativa monoclonal de *Prosopis alba* Grisebach (algarrobo blanco). *Revista FABICIB*, 20. p. 148-150. UNL. Santa Fe, Argentina.
- ARAUJO, J.C.V.S. 2022. Propagación vegetativa de algarrobos. En: *Cultivo de Algarrobos*. Editor: LAUESTEIN, D.L. Ediciones INTA, Córdoba (en edición).
- ARAUJO, J.C.V.S.; BENDER, A. G.; TIVANO, J. C.; BARROSO, D. G.; MROGINSKI, L. A.; VEGETTI, A. C. & FELKER, P. 2014. Rooting of *Prosopis alba* mini-cuttings. *New Forests*, Springer Netherlands, v.45: p.745-752. DOI: 10.1007/s11056-014-9429-5.

- ARAUJO, J.C.V.S.; BENDER, A.G.; TIVANO, J.C.; TEMPORELLI, D.E.; BARROSO, D.G.; GARIGLIO, N.F.; MROGINSKI, L.A. & VEGETTI, A.C. 2016. Influence of season on minicutting rooting of *Prosopis alba*. Book of Abstracts. IUFRO (Internacional Union of Forest Research Organizations): Proceedings. In: 4th IUFRO Unit 2.09.02 Conference on development and application of vegetative propagation technologies in plantation forestry to cope with a changing climate and environment. p. 102. Editora: IUFRO, Viena, Austria. (2017) / La Plata/Buenos Aires.
- ARAUJO, J.C.V.S.; BENDER, A.; GARIGLIO, N & TIVANO, JC. 2017. Utilización de la técnica de miniestacas para la propagación clonal de especies forestales de interés ambiental, económico y social. III Congreso de Extensión Universitaria de AUGM. Actas p. 23. Santa Fe, Argentina.
- ARAUJO, J.C.V.S.; BENDER, A.; REUTEMANN, A.; PERRETA, M.; CÓRDOBA, M.; TIVANO, J., BARROSO, D.; GARIGLIO, N.; MROGINSKI, L. & VEGETTI, A. 2021. Influencia del grado de lignificación de los propágulos de jardín y minijardín clonal en el enraizamiento de estacas y miniestacas de *Prosopis alba* Griseb. FAVE Sección Ciencias Agrarias. 20(1): 287-304.
- ARCE, J.P. & BALBOA, O. 1991. Seasonality on rooting of *Prosopis chilensis* cuttings and *in vitro* micropropagation. Forest Ecol Manag 40: 163 – 173.
- ARCE, J.P. & MEDINA, M.C. 1997. Micropropagation of *Prosopis* species (mesquites). In: Bajaj, Y.P.S. (ed). Biotechnology in Agriculture and Forestry 39: 367 – 380.
- ASSIS, T. F. 1996. Melhoramento genético do eucalipto. Informe Agropecuario, 18 (185): 32-51.
- BALBOA, O; CORTES, I. & ARCE, J.P. 1987. Propagación vegetativa de *Prosopis*: Investigaciones, problemas y perspectivas. Interciencia 12 (1): 27-31
- BROCKERHOFF, E.G.; L. BARBARO; B. CASTAGNEYROL; D.I. FORRESTER; B. GARDINER; J.R. GONZÁLEZ-OLABARRIA; P. O'B. LYVER; N. MEURISSE; A. OXBROUGH; H. TAKI; I.D. THOMPSON; F. VAN DER PLAS & H. JACTEL. 2017. Forest biodiversity, ecosystem functioning and the provision of ecosystem services. Biodiversity Conservation 26: 3005-3035.

- CARO, L.A.; POLCI, P.A.; LINDSTRÖM, L.I.; ECHENIQUE, C.V. & HERNÁNDEZ, L.F. 2002. Micropropagation of *Prosopis chilensis* (Mol.) Stuntz from young and mature plants. *Biocell* 26: 25 – 33.
- CASTILLO DE MEIER, G.C. & BOVO, O.A. 2000. Plant regeneration from single nodal-stem explants of legume tree *Prosopis alba* (Griseb). *Biocell* 24: 89 – 95.
- CHAAR, J. & TARNOWSKI, C. 2018. Avances en la propagación de *Prosopis* spp. por injerto y estacas. Región Cuyo Forestal. Disponible en la World Wide Web en: <http://regioncuyoforestal.blogspot.com/2018/03/avances-en-propagacion-de-prosopis-spp.html>. Acceso 10 enero de 2020
- DA SILVA, K.B.; SILVEIRA REINIGER, L.R.; DOS SANTOS RABAIOLLI, S.M.; STEFANEL, C.M. & DA FONSECA ZIEGLER, A.M. 2019. Productivity of minicepas and rooting of minicuttings of *Luehea divaricata* Mart. & Zucc. in the different seasons of the year. *Scientia Forestalis*. Piracicaba. 47:122/294-302.
- DE SOUZA, S.M. & NASCIMENTO, C.E. 1984. Propagação vegetativa de algaroba por estaquia. *EMBRAPA/ CPATSA Petrolina* 27:3.
- DE SOUZA, S.M. & FELKER, P. 1986. The influence of stock plant fertilization on tissue concentrations of N, P and carbohydrates and the rooting of *Prosopis alba* cuttings. *Forest Ecol Manag* 16: 181 – 190.
- DIAS, P.C.; OLIVEIRA, L.S.; XAVIER, A. & WENDLING, I. 2012. Estaquia e miniestaquia de espécies florestais lenhosas do Brasil. *Pesquisa Florestal Brasileira*, Colombo. 32:72/453-462.
- DUARTE, O.; FACHINELLO, J. & DOS SANTOS FILHO, B. 1992. Multiplicação da Goiabeira serrana através de estacas semilenhosas. *Pesq Agropec Bras* 27: 513 – 516.
- ELDRIDGE, K.; DAVIDSON, J.; HARDWIID, C. & WYK, G. 1994. *Eucalypt domestication and breeding*. Oxford: Clarendonn Press. New York, p. 228-246.
- EWENS, M. & FELKER, P. 2003. The potential of mini-grafting for large scale commercial production of *Prosopis alba* clones. *J Arid Environ* 55: 379 – 387.

- EWENS, M. & FELKER, P. 2010. A Comparison of pod production and insect ratings of 12 elite *Prosopis alba* clones in a 5-year semi-arid Argentine field trial. *Forest Ecol Manag* 260: 378 – 383.
- EWENS, M.; GEZAN, S. & FELKER, P. 2012. Five Year Field Evaluation of *Prosopis alba* Clones on pH 9–10 Soils in Argentina Selected for Growth in the Greenhouse at Seawater Salinities (45 dS m⁻¹). *Forests* 3: 95 – 113.)
- FAO. 2018. El estado de los bosques del mundo. Las vías forestales hacia el desarrollo sostenible. Publicación El Estado del Mundo. Roma. 132 p.
- FAO. 2019. Global forest products. Facts and figures. 1-3 p. Disponible en la World Wide Web en: <http://www.fao.org/3/ca7415en/ca7415en.pdf> . Acceso 15 febrero 2021.
- FELKER, P. 2009. Unusual physiological properties of the arid adapted tree legume *Prosopis* and their applications in developing countries. En: *Perspectives in Biophysical Plant Ecophysiology: A Tribute Park S. Nobel*. Ed.: De la Barrera, E., Universidad Nacional Autónoma de México, México, 221 – 255.
- FELKER, P. & GUEVARA, J.C. 2003. Potential of commercial hardwood forestry plantations in arid lands — an economic analysis of *Prosopis* lumber production in Argentina and the United States. *Forest Ecol Manag* 186: 271 – 286.
- FELKER, P.; LÓPEZ, C.; SOULIER, C.; OCHOA, J.; ABDALA, R. & EWENS, M. 2001. Genetic evaluation of *Prosopis alba* (Algarrobo) in Argentina for cloning elite trees. *Agroforest Syst* 53: 65 – 76.
- FELKER, P.; MEDINA, D.; SOULIER, C.; VELICCE, G.; VELARDE, M. & GONZALEZ, C. 2005. A Survey of environmental and biological factors (*Azospirillum* spp., *Agrobacterium rhizogenes*, *Pseudomonas aurantiaca*) for their influence in rooting cuttings of *Prosopis alba* clones. *J Arid Environ* 61: 227 – 247.
- FELKER, P.; EWENS, M.; VELARDE, M. & MEDINA, D. 2008. Initial evaluation of *Prosopis alba* Griseb clones selected for growth at seawater salinities. *Arid Land Res Manag* 22: 334 – 345.

- FERRIANI, A.; BORTOLINI, M.; ZUFFELLATO-RIBAS, K.C. & KOEHLER, H. 2006. Propagação vegetativa de estaquia de Azaléia arbórea (*Rhododendron Thomsonii* HOOK. f.). Semina: Cienc Agr 1: 35 – 42.
- FLORIANO, E.P. 2004. Produção de mudas florestais por via assexuada (Caderno Didático, n.3). ANORGS, Santa Rosa, Brasil, 37 p.
- GIMÉNEZ, A.; RÍOS, N.; MOGLIA, G. & LÓPEZ, C. 1998. Leño y corteza de *Prosopis alba* Griseb., Algarrobo Blanco, en relación con algunas magnitudes dendrométricas. Bosque 19: 53 – 62.
- GOMES, A.L. 1987. Propagação clonal: princípios e particularidades. Univesidade de Trás-os-montes y Alto Douro, Vila Real, Portugal 69 p.
- GOYAL, Y. & ARYA, H.C. 1984. Tissue culture of desert trees: 1. Clonal multiplication of *Prosopis cineraria* by bud culture. J Plant Physiol 115:183-189.
- GREEN, B.; TABONE, T. & FELKER, P. 1990. A comparison of amide and ureide nitrogen sources in tissue culture of tree legume *Prosopis alba* clone B2V50. Plant Cell Tiss Org 21: 83 – 86.
- HAGEN, R. & PALZKILL D. 1989. Air-layering as a Method of Asexual Propagation of Mesquite. Turfgrass and Ornamentals Research Summary, 83-84.
- HARTMANN, H.T. & KESTER, D.E. 1987. Propagación de plantas. Principios y prácticas. Compañía Editorial Continental, S.A. de C.V., México, pp: 760.
- HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E.; DAVIES JUNIOR, F.T. & GENEVE, R.L. 2002. Plant propagation: principles and practices. Prentice Hall, New Jersey, Estados Unidos de Norteamérica, 880 p.
- JORDAN, M.; MONTENEGRO, G.; BALBOA, O. & CORTES, I. 1985a. Propagación de plantas económicamente importantes en zonas áridas de Chile. Medio Ambiente 7: 53 – 62.
- JORDAN, M.; PEDRAZA, J. & GOREAUX, A. 1985b. In vitro propagation studies of three *Prosopis* species (*P. alba*, *P. chilensis* and *P. tamarugo*) through shoot-tip culture. Gartenbauwissenschaft 50: 265 – 267.

- JORDAN, M. & BALBOA, O. 1985 In vitro regeneration of *Prosopis tamarugo* Phil and *Prosopis chilensis* (Mol) Stunz from nodal sections. *Gartenbauwissenschaft*. 50 (3): 138- 141.
- KASERA, P. & SHUKLA, J. 2002. Propagation of *Prosopis cineraria* (Khejri) by air layering technique. *Journal of Tropical Forest Science*. Forest Research Institute Malaysia.
- KIM, Y.M.; KWON, H.M. & MIN, Y.Y. 1993. Graftingpropagation for promoting juvenility in *Quercus* species. *Research Report of the Forest Genetics Research Institute*, n. 29, p. 113- 120.
- KLASS, S.; BINGHAM, R.L.; FINKNER-TEMPLEMAN, L. & FELKER, P. 1985. Optimizing the environment for rooting cuttings of highly productive clones of *Prosopis alba* (mesquite). *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 60: 275 – 284.
- KLASS, S.; WRIGHT, J. & FELKER, P. 1987. Influence of auxins, thiamine, and fungal drenches on the rooting of *Prosopis alba* clone B2V50 cuttings. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 60: 97 – 100.
- KOEHLER, M.J.; BATCHELOR, C.A.; YAO, D. & HARRIS, P.J.C. 1988. In Vitro Propagation of Leguminous Tree of the Genus *Prosopis*. Report of work, Dept of Bio Sci, Coventry Polytechnic.
- KRATZ, D.; WENDLING, I.; PIRES, P. P. & STUEP, C. A. 2015. Enraizamento de miniestacas de erva mate em substratos a base de casca de arroz e fibra de coco. *Revista Floresta*. 45: 3/609-616.
- LAUESTEIN, D.L.; VEGA, CA.; LUNA, C.; SAGADIN, M.; MELCHIORRE, M.; POZZI, E.; SALTO, C.; OBERSCHELP, J.; TORALES, S.; POMPONIO, F.; KEES, S.; CHÁVEZ DÍAZ, L.; GOMEZ, C. & VERGA, A. 2015. Domesticación y mejoramiento de especies forestales. Subprograma *Prosopis*. MAGyP, 113 - 135.
- LAUESTEIN, L.D. & FRASCHINA, L. 2019. Tolerancia a la sequía en algarrobo blanco. 39-41 pp. En: SALTO, C.S. & LUPI, A.M. (eds.). *Avances en el conocimiento y tecnologías productivas de especies nativas de Argentina*. Investigación, desarrollo e innovación. Ed. INTA. Buenos Aires, Argentina.

- MAGYP. 2015a. Argentina: Plantaciones forestales y gestión sostenible. Publicación Ambiental. Buenos Aires. 15 p.
- MAGYP. 2015b. Avances en la Silvicultura del Algarrobo Blanco. Editorial MAGyP. Buenos Aires. 33 p.
- MINOCHA, S.C. 1980. Cell and tissue culture in the propagation of forest trees. In: Sala F, Parisi B, Celia R, Ciferri O (Eds) Plant Cell Cultures: Results and Perspectives Elsevier/North-Holland Biomedical Press. 295-300 pp. Amsterdam.
- MURASHIGE, T. & SKOOG, F. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue culture. *Physiologia Plantarum*, 15, 473-497. DOI:10.1111/j.1399-3054.1962.tb08052.x
- NANDWANI, D. & RAMAWAT, K. G. 1991. High frequency plantlets regeneration from seedling explants of *Prosopis tamarugo*. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*. 29: 173-178.
- NICOLOSO, F.; LAZZARI, M. & FORTUNATO, R. 1999. Propagação vegetativa de *Platanus acerifolia* Ait.: (I) efeito de tipos fisiológicos das estacas e épocas de coleta no enraizamento de estacas. *Cienc Rural* 29: 479 – 485.
- OBERSCHELP, G.P.J. & MARCÓ, M.A. 2010. Efecto del ácido 3-indolbutírico sobre el enraizamiento adventicio y la altura de plantines clonales de *Prosopis alba* Grisebach. *Revista de Ciencias Forestales Quebracho* 18: 112 – 119.
- PASTRANA IGNES, V. 2020. Los modelos de distribución geográfica y su uso en la colecta de germoplasma de especies nativas: una evaluación con *Prosopis alba*. Disponible en: <http://portalderevistas.unsa.edu.ar/ojs/index.php/Lhawet/article/view/1544>. Acceso 16 de febrero de 2022.
- PÉREZ, R.J. 2017. Propagación por acodo aéreo de *Terminalia amazonia* (J. F. Gmel.) Exell, usando tres concentraciones de auxinas. Tesis de grado Universidad Nacional de Cajamarca. Jaén. Perú. 102 p. Disponible en la World Wide Web: https://repositorio.unc.edu.pe/bitstream/handle/UNC/1719/T016_41965314_T.pdf?sequence=1&isAllowed=y. Acceso 26 Julio 2021.

- PÉREZ LUNA, A.; WEHENKEL, C.; PRIETO RUÍZ, J.A.; LÓPEZ UPTON, J.; SOLÍS GONZÁLEZ, S.; CHÁVEZ SIMENTAL, J.A. & HERNÁNDEZ DÍAZ, J.C. 2020. Grafting In conifers: a review. *Pakistan Journal of Botany* 52 (4).
- RAMÍREZ, V.C. 2001. Enraizamiento de ramas de mezquite (*Prosopis glandulosa* Torr.) a través de acodo aéreo. Tesis Ing. Agr. Esp. En Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Bermejillo, Durango. 62 p. Cita tomada de PÉREZ CONCHA, R.J. 2017.
- RAMÍREZ-MALAGÓN R.; DELGADO-BERNAL E.; BORODANENKO A.; PÉREZ-MORENO L.; BARRERA-GUERRA J.L.; GORDON NÚÑEZ-PALENIUS H.Y. & OCHOA-ALEJO N. 2014. Air Layering and Tiny-Air Layering Techniques for Mesquite *Prosopis laevigata* (H. B. ex Willd.) Johnst. M. C.] *Tree Propagation. Arid Land Research and Management*. 28:118–128.
- SALTO, C.S.; OBERSCHELP, G.P.J. & HARRAND, L. 2012. Recolección, acondicionamiento y transporte de material vegetal de *Prosopis alba* Griseb. para propagación vía estacas. Reunión Nacional del Algarrobo. Córdoba, Argentina. 15 y 16 de Nov de 2012. Disponible en la World Wide Web: https://www.researchgate.net/profile/Carla-Salto/publication/269101382_Recoleccion_acondicionamiento_y_transporte_de_material_vegetal_de_Prosopis_alba_Griseb_para_propagacion_via_estacas/links/548061d70cf2ccc7f8bc890e/Recoleccion-acondicionamiento-y-transporte-de-material-vegetal-de-Prosopis-alba-Griseb-para-propagacion-via-estacas.pdf. Acceso 29 Julio 2021.
- SALTO, C.S. & LUPI, A.M. 2019. Avances en el conocimiento y tecnologías productivas de especies nativas de Argentina. Investigación, desarrollo e innovación. Ed. INTA. Buenos Aires, Argentina. 78 p.
- SAYDS. 2019. Monitoreo de la superficie de bosque nativo de la República Argentina. Regiones forestales Bosque Andino Patagónico, Espinal, Monte, Parque Chaqueño, Selva Paranaense y Yungas. Disponible en la World Wide Web: <https://www.argentina.gob.ar/ambiente/bosques/umsef>. Acceso 25 de julio 2021.
- SCHULER, J. L. & MCCARTHY, W. 2015. Development of eastern cottonwood cuttings as modified by cutting length and surface area available for rooting. *New Forests*, Dordrecht, 46 (4):547-549.

- SCOCCHI, A.M. 2005. Conservación in vitro de Germoplasma de Paraíso (*Melia azedarach* L.). Disertación (Doctorado en Recursos Naturales), Corrientes, Universidad Nacional Del Nordeste. 134 p.
- SHEKHAWAT, N.; RATHORE, T.; SINGH, R., DEORA, N. & RAO, S. 1993. Factores que afectan la propagación clonal in vitro de *Prosopis cineraria*. *Regulación del Crecimiento Vegetal*. 12 (3), 273-280.
- STUEP, C.A.; WENDLING, I.; KOEHLER, H.S. & ZUFELLATO-RIBAS, K.C. 2017. Clonal forestry of *Piptocarpha angustifolia*: Survival and growth vigor in field conditions. *Cerne*. 23:1. Disponible en la World Wide Web en: <https://doi.org/10.1590/01047760201723012262>. Acceso 20 marzo 2020.
- TABONE, T.J.; FELKER, P.; BINGHAM, R.L.; REYES, I. & LOUGHREY, S. 1986. Techniques in the shoot multiplication of the leguminous tree *Prosopis alba* Clone B2V50. *Forest Ecol Manag* 16: 191 – 200.
- TALEISNIK, E. & LAUESTEIN, D.L. 2011. Leñosas perennes para ambientes afectados por salinidad. Una sinopsis de la contribución argentina a este tema. *Ecología austral* 21 (1): 003-014.
- TARNOWSKI, C. 2020. Ensayo de enraizamiento de estacas de algarrobo. Informe. (2003-2005). Comunicación Personal.
- TARNOWSKI, C. 2021. Evaluación de dos técnicas de acodamiento para la propagación vegetativa del algarrobo *Prosopis chilensis* (Mol) Stuntz. *FAVE Sección Ciencias Agrarias*, 20(1): 305-315.
- TEIXEIRA, D. 2001. Promoção de enraizamento e indução de resistência sistêmica à ferrugem (*Puccinia psidii*) e à mancha de *Cylindrocladium candelabrum* mediadas por rizobactérias em *Eucalyptus* sp. Disertación (Tesis Doctoral en Agronomía - Fitopatología), Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Brasil.
- TEWARI, J.C.; HARRIS, P.J.C.; HARSH, L.H.; CADORET, J. & PASIECZNIK, N.M. 2000. Managing *Prosopis juliflora* (Vilayatibabul): A Technical Manual. CAZRI, Jodhpur, India and HDRA, Coventry, UK.

- TITON, M.; XAVIER, A. & OTONI, W.C. 2002. Dinâmica do Enraizamento de Microestacas e Miniestacas de Clones de *Eucalyptus grandis*. Rev Arvore 26: 665 – 673.
- TONELLO, K. 2004. Melhoramento de Essências Florestais. Rev Madeira 83: 60 – 62.
- TORTORELLI, L.A. 2009. Maderas y bosques argentinos. Orientación Gráfica, Buenos Aires, 515 p.
- VEGA, M.V. & CASTILLO DE MEIER, G. 2004. Efecto de diferentes auxinas en la propagación agámica de individuos adultos del genero *Prosopis*. Revista de Ciencia y Tecnología. Serie Forestal. 1.1:7-13. Número 1. Julio 2004. 7-13 pp.
- VEGA, M.V.; CASTILLO DE MEIER, G.; PÉREZ, V. & BOVO, O.A. 1999. Obtención de plantas de *Prosopis alba* (Leguminosae) mediante acodos aéreos. Phytion 65: 83-86.
- VEGA, M.V.; CASTILLO DE MEIER, G. & BOVO, O.A. 2002a. Efecto del genotipo sobre la propagación del género *Prosopis* aplicando la técnica de macropropagación. Novenas Jornadas Técnicas Forestales. INTA-FCF-MEYRNRYT-Eldorado, Misiones, Argentina.
- VEGA, M.V.; CASTILLO DE MEIER, G.; RUSSO DE BORDO, Y.A. & BOVO, O.A. 2002b. Enraizamiento de acodos aéreos realizados en árboles adultos de *Prosopis alba* Griseb. Novenas Jornadas Técnicas Forestales. INTA-FCF-MEYRNRYT-Eldorado, Misiones, Argentina.
- VERGA, A.; CÓRDOBA, A.; MOTTURA, M.; LOPÉZ LAUENSTEIN, D.; MELCHIORE, M.; JOSEAU, J.; CARRANZA, C.; LEDESMA, M.; RECALDE, D.; TOMALINO, L.; MENDONZA, S. & VEGA, R. 2005. El proyecto algarrobo del INTA. Genética y Mejoramiento. Revista de Información sobre Investigación y Desarrollo Agropecuario Forestales IDIA XXI INTA (8): 201 – 206.
- VERZINO, G.E.; HERNÁNDEZ, R.A.; MEEHAN, A.R.; JOSEAU, M.J.; OSÉS, D.H.; FRASSONI, J.; SÁNCHEZ, S.; CLAUSEN, G.; SALGADO, C.E.; SOSA, E.E. & CISTERNAS, P.A. 2016. Flora del bosque nativo del centro de Argentina. Valor paisajístico, tintóreo y apícola. Editorial Brujas. Córdoba. 167 p.

- WATT, M.P. 2012. The status of temporary immersion system (TIS) technology for plant micropropagation. *African Journal of Biotechnology*, 11(76): 14025-14035.
- WENDLING, I. 2003. Propagação vegetativa. Embrapa Florestas. Colombo – PR, 6 p. Disponível en: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/50925/1/Wendling.pdf>
- WENDLING, I.; XAVIER, A.; GOMES, J.M.; PIRES, I.E. & ANDRADE, H.B. 2000 Propagação clonal de híbridos de *Eucalyptus* spp. por miniestaquia. *Rev Arvore* 24: 181 – 186.
- WOJTUSIK, T. & FELKER, P. 1993. Inter-species graft incompatibility in *Prosopis*. *Forest Ecol Manag* 59: 329 – 340.
- WOJTUSIK, T.; FELKER, P.; RUSSELL, E.J. & BENGE, M.D. 1993. Cloning of erect, thornless, non-browsed nitrogen-fixing trees of Haiti's principal fuelwood species (*Prosopis juliflora*). *Agrofor Syst* 21: 293– 300.
- XAVIER, A. & COMÉRIO, J. 1996. Microestaquia: uma maximização da micropropagação de *Eucalyptus*. *Revista Árvore*, 20 (1): 9-16.
- XAVIER, A.; SANTOS, G.A.; WENDLING, I. & OLIVEIRA, M.L. 2003a. Propagação Vegetativa de Cedro-Rosa por Miniestaquia. *Rev Arvore* 27: 139 – 143.
- XAVIER, A.; SANTOS, G. & OLIVEIRA, M. 2003b. Enraizamento de miniestaca caulinar e foliar na propagação vegetativa de cedro-rosa (*Cedrela fissilis* Vell.). *Rev Arvore* 27: 351 – 356.
- XAVIER, A. & SILVA, R. L. 2010. Evolução da silvicultura clonal de *Eucalyptus* no Brasil. *Agronomía Costarricense*. 34: 1/93-98.
- XAVIER, A.; WENDLING, I. & DA SILVA, R.L. 2013. Silvicultura clonal. Princípios e Técnicas. Segunda edição. Ed. UFV. Viçosa, Brasil. 277 p.