



BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE PUEBLA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS Y PECUARIAS

**AUXINAS EN EL ENRAIZAMIENTO DE MINIESTACAS LEÑOSAS Y
SEMILEÑOSAS EN HIGO**

TESIS PROFESIONAL

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

LICENCIADO EN INGENIERÍA AGROHIDRÁULICA

PRESENTA

JESUS HERRERA VAZQUEZ

DIRECTOR DE TESIS

DR. LUIS ANTONIO DOMÍNGUEZ PERALES

San Juan Acateno, Teziutlán, Puebla, México. Julio de 2023



BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE PUEBLA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS Y PECUARIAS

**AUXINAS EN EL ENRAIZAMIENTO DE MINIESTACAS LEÑOSA Y
SEMILEÑOSAS EN HIGO**

TESIS PROFESIONAL

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

LICENCIADO EN INGENIERÍA AGROHIDRÁULICA

PRESENTA

JESUS HERRERA VÁZQUEZ

DIRECTOR DE TESIS

DR. LUIS ANTONIO DOMÍNGUEZ PERALES

ASESORES

DR. SIGFRIDO DAVID MORALES FERNÁNDEZ

DR. J. REFUGIO TOBAR REYES

M.C. FABIEL VÁZQUEZ CRUZ

San Juan Acateno, Teziutlán, Puebla, México. Julio de 2023

La presente tesis titulada: Auxinas en el enraizamiento de miniestacas leñosa y semileñosas en higo y realizada por Jesús Herrera Vázquez ha sido revisada y aprobada por el siguiente consejo particular, para obtener el título de:

LICENCIADO EN INGENIERÍA AGROHIDRÁULICA

Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias

Consejo Particular integrado por:

Firma

Director: Dr. Luis Antonio Domínguez Perales



Asesor: Dr. Sigfrido David Morales Fernández



Asesor: Dr. J. Refugio Tobar Reyes



Asesor: M.C. Fabiel Vázquez Cruz



San Juan Acateno, Teziutlán, Puebla, México. Julio de 2023

El presente trabajo forma parte del Cuerpo Académico denominado: **BUAP-CA-355-Agrobiotecnología y Recursos Naturales** y de la Línea de Investigación: **Biotecnología, Conservación y Protección vegetal**. Dicho trabajo fue financiado con recursos propios.

DEDICATORIA

Dedico esta tesis primeramente a Dios por haberme permitido llegar hasta aquí, por darme fuerza y salud para llevar a cabo mis metas y objetivos. A mis papás, Irineo y Graciela, por haberme apoyado en cada momento, por darme motivación y por enseñarme buenos valores. A mis hermanos mayores María Guadalupe y Brayan por ser el ejemplo a seguir, de quienes he aprendido tantas cosas. A mis hermanas menores Marbella, Marisol y María Elena, gracias por su apoyo y regalarme tantos momentos memorables. A todos mis familiares que me dieron ánimos y algún consejo. También agradezco mucho a la familia Serrano Hernández, quienes con sus consejos, amistad, paciencia y apoyo me animaron a seguir con mis objetivos y especialmente a Ana Yessica por brindarme una gran amistad única. A mis amigos y conocidos que me brindaron apoyo durante la carrera.

AGRADECIMIENTOS

A la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla.

A la Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias, por la estancia en sus instalaciones para el desarrollo de mis estudios.

A mi director de tesis al Doctor Luis Antonio Domínguez Perales, por sus conocimientos, experiencias, su paciencia y apoyo, durante todo el desarrollo de esta investigación.

A mis asesores al Doctor Sigfrido David Morales Fernández, al Doctor J. Refugio Tobar Reyes y al Maestro en Ciencias Fabiel Vázquez Cruz, por la aportación de sus conocimientos y tiempo dedicado para la culminación de este trabajo.

ÍNDICE GENERAL

Contenido	Página
ÍNDICE DE CUADROS	iv
ÍNDICE DE FIGURAS	v
RESUMEN	vi
ABSTRAC	vii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	2
2.1 Objetivo general.....	2
2.2 Objetivos específicos	2
III. HIPÓTESIS	3
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	4
4.1 Origen	4
4.2 Clasificación taxonómica.....	4
4.3 Descripción botánica.....	4
4.3.1 Fruto	4
4.3.2 Flor	5
4.3.3 Hoja	5
4.3.4 Tallo y ramas	5
4.3.5 Raíz.....	5
4.4 Composición nutricional del higo.....	5
4.5 Usos del higo.....	5
4.6 Producción mundial	6
4.7 Producción nacional.....	6
4.4 Propagación.....	6

4.4.1 Propagación sexual.....	6
4.4.2 Propagación asexual.....	6
4.5 Propagación del cultivo de higo.....	8
4.5.1 Propagación sexual del higo.....	8
4.5.2 Propagación asexual del higo.....	8
4.6 Hormonas para el enraizamiento	9
4.6.1 Auxinas.....	10
4.6.2 Citoquininas	10
4.6.3 Giberelinas	10
4.7 Fisiología de las raíces adventicias	10
4.7.1 Raíces adventicias inducidas por herida.....	11
4.8 Condiciones para el enraizamiento	11
4.9 Sustratos para enraizamiento	11
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	12
5.1 Localización del sitio experimental	12
5.2 Material vegetal	12
5.3 Desinfección de las miniestacas.....	13
5.4 Desarrollo del experimento con miniestacas de higo	13
5.4.1 Inducción del enraizamiento	13
5.4.2 Preparación del sustrato para el enraizamiento	13
5.5 Diseño experimental	13
5.6 Diseño de los tratamientos	13
5.7 Variables a evaluar.....	15
5.8 Análisis estadístico.....	15
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	16

6.1 Efecto del tipo y concentración de auxinas sobre el enraizamiento de miniestacas leñosas y semileñosas de higo.....	16
VII. CONCLUSIÓN	30
VIII. LITERATURA CITADA.....	31

ÍNDICE DE CUADROS

Contenido	Página
Cuadro 1. Descripción de los tratamientos para las mini estacas.....	14
Cuadro 2. Cuadrados medios y niveles de significancia para las variables de origen del material (estaca o vitroplanta), tipos de estacas (leñosa o semileñosa), tipo de auxina (AIB o AIA) y concentración de auxinas (0, 400 y 600 ppm).	17
Cuadro 3. Comparación de medias para diferentes variables procedentes de estacas (plantas o vitroplantas) de higo.....	18
Cuadro 4. Comparación de medias para las variables respuesta para el tipo de estaca (leñosa o semileñosa) de higo.....	19
Cuadro 5. Comparación de medias para las variables respuesta para el tipo de auxina (AIA o AIB) de higo.....	21
Cuadro 6. Comparación de medias para las variables respuesta para el tipo de concentración de auxina (0, 400 y 600 ppm) de higo.....	22
Cuadro 7. Comparación múltiple de medias para las variables respuesta, días a brotación, días a enraizamiento, número de raíces, longitud de brote y longitud de raíz.	24
Cuadro 8. Cuadrados medios y niveles de significancia para las variables origen del material (estaca o vitroplanta), tipos de estacas (leñosa o herbácea), tipo de auxina (AIB o AIA) y concentración de auxinas (0, 400 y 600 ppm).....	25
Cuadro 9. Comparación de medias para las variables respuesta para la procedencia de las estacas (plantas o vitroplantas) de higo.....	26
Cuadro 10. Comparación de medias para las variables respuesta para el tipo de estaca (leñosa o semileñosa) de higo.....	27
Cuadro 11. Comparación de medias para las variables respuesta para el tipo de auxina (AIA o AIB) de higo.....	28
Cuadro 12. Comparación de medias para las variables respuesta para el tipo de concentración de auxina (0, 400 y 600 ppm) de higo.....	29

ÍNDICE DE FIGURAS

Contenido	Página
Figura 1. Ubicación del experimento en Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias de la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla (BUAP).	12

RESUMEN

México tiene el potencial para convertirse en importante productor de higo. Los principales sistemas de propagación de la higuera son a través de estacas, acodos e in vitro. La inducción de raíces depende de los factores genéticos, del estado fisiológico de la planta y la aplicación de reguladores de crecimiento, principalmente auxinas, pero su elongación está sujeta a los factores ambientales. El objetivo de esta investigación fue evaluar el efecto de diferentes concentraciones de auxinas en la propagación asexual de higo, en el cual se evaluó la procedencia de las miniestacas, el tipo de estaca, el tipo de axina (AIA, AIB) y tres concentraciones (0, 400 y 600 ppm). Las miniestacas fueron establecidas en charolas transparentes tipo bisagra con sustrato de perlita. En un experimento completamente al azar factorial 2x2x2x3 evaluando días a brotación y enraizamiento, número de raíces, longitud de raíz y brote, peso fresco y seco de raíz y brote. Las miniestacas consistieron en segmentos de tallo de 5 cm con una o dos yemas. Para su siembra las miniestacas se desinfectaron previamente, luego se procedió a la inducción de enraizamiento y por último se introdujeron aproximadamente 2 cm de la base en el sustrato. Los resultados muestran que se pueden utilizar miniestacas leñosas o semileñosas, ya que tuvieron efectos iguales para las variables evaluadas. En cuanto al tipo de auxina el AIB obtuvo una mayor longitud tanto de raíces como de brotes (14.08 y 18.95 mm, respectivamente) y al aplicar una concentración de 400 ppm se favorece el número (8.4 raíces) y la longitud de raíz (15.41 mm), consiguiendo así un mejor desarrollo.

Palabras clave: *Ficus carica* L., reguladores de crecimiento, propagación asexual.

ABSTRACT

Mexico has the potential to become a major fig producer. The main propagation systems of the fig tree are through cuttings, layering and *in vitro* propagation. Root induction depends of genetic factors, the physiological state of the plant and the application of growth regulators, mainly auxins, but its elongation is subject to environmental factors. The objective of this research was to evaluate the effect of different concentrations of auxins in the asexual propagation of fig, in which the origin of the mini cuttings, the type of cutting, the type of auxin (IAA, IAB) and three concentrations were evaluated (0, 400 y 600 ppm). The mini cuttings were set on transparent hinged trays with perlite substrate. In a completely random experiment with factorial arrangement 2 x 2 x 2 x 3, and days to sprouting and rotting, number of roots, root and shoot length, dry weight of root and shoot were evaluated. The mini cuttings consisted of 5 cm stem segments with one or two buds. For its establishment were previously disinfected, the proceeded to the induction of rooting and finally approximately 2 cm of the base was introduced into the substrate. The results show that mini woody or semi-woody cuttings can be used, as they had equal effects for the variables evaluated. As for the type of auxin, the AIB obtained a greater length of both roots and shoots (14.08 y 18.95 mm, respectively) and by applying a concentration of 400 ppm, the number (8.4 roots) and length of root (15.41 mm), thus achieving a better development.

Key words: *Ficus carica* L., growth regulators, asexual propagation.

I. INTRODUCCIÓN

El género *ficus* corresponde a la familia de las moráceas el cual dispone de más de 1000 especies y todas son similares por la forma cerrada de la inflorescencia. Dentro de las especies de *ficus* se encuentran árboles, arbustos y trepadoras (Nikovski, 1994). El higo es un fruto rico apreciado en muchas partes del mundo, por su alto valor nutritivo, ya sea como fruta fresca o deshidratada, además, de tener cualidades como acción laxante y una alta alcalinidad, posee beneficios para el ser humano, así como también tiene propiedades curativas (Wallace, 1999). Así como diversos frutos, ciertas variedades de higo necesitan de la polinización, por el contrario, otras desarrollan frutos en ausencia de fecundación sexual. (Nikovski, 1994). El higo se puede propagar por acodo aéreo, injerto, estaca e in vitro. También es posible la propagación por semilla, pero tiene un bajo índice de germinación y solo es de interés para los fitomejoradores (Krezdorn y Adriance, 1984). El método de propagación vegetativa más utilizado para la producción masiva de plantas es la técnica por estaca, ya que permite trasladar el potencial genético de la planta madre y producir homogeneidad genética en las plantas obtenidas (Zalesny *et al.*, 2003). Asimismo, este método es barato, rápido y sencillo de realizar (Tarragó *et al.*, 2005). El desarrollo de técnicas de propagación vegetativa de baja complejidad y fácil aplicación, permite incrementar el material de propagación para realizar plantaciones (Amri, 2010). La inducción de raíces depende de los factores genéticos y del estado fisiológico de la planta, pero su elongación está sujeto a los factores ambientales como son la cantidad de luz solar, el pH tanto del agua como del suelo o sustrato y la temperatura ambiente (Castrillón *et al.*, 2008). Para tener éxito en el enraizamiento de estacas depende principalmente de la especie, la edad de la planta madre, la parte de la rama donde se extraigan las estacas, es decir, leñosas, semileñosas o herbáceas, el tipo de sustrato que se utilizara y la aplicación de reguladores de crecimiento, principalmente auxinas (Klopotek *et al.*, 2012). Para aumentar la formación de raíces adventicias en las estacas, pueden ser sometidas a diferentes concentraciones de AIB (ácido indo butírico), lo cual tiene que ver con el efecto estimulador de la diferenciación en las raíces inducidas por las auxinas (Azcon-Bieto y Talon, 1993). Así, al utilizar la técnica de miniestacas, con el uso de reguladores de crecimiento, ha mostrado ser un método eficaz para la propagación vegetativa de numerosas especies, porque incrementa el número de raíces de calidad y uniformiza el enraizamiento (Hartmann y Kester, 1998).

II. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Evaluar el efecto de diferentes concentraciones de auxinas en la propagación asexual de miniestacas leñosas y semileñosas de higo (*Ficus carica* L.)

2.2 Objetivos específicos

Establecer el tipo de auxina y la dosis adecuada para la inducción de raíces en miniestacas de higo.

Evaluar el potencial de enraizamiento, así como el vigor radicular y vegetativo de miniestacas leñosas y semileñosas de higo.

III. HIPÓTESIS

El método de propagación vegetativa por la técnica de miniestacas tanto leñosas como semileñosas en la planta de higo (*Ficus carica* L.) mejorará la calidad del material vegetal y favorecerá la producción masiva de plántulas.

La aplicación de auxinas, incrementará los índices de enraizamiento, el número y calidad de las raíces producidas por cada miniestaca, reduciendo así, el tiempo de formación de estas mismas y mejorará la funcionalidad del sistema radical.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Origen

Según Condit (1969) el higo (*Ficus carica L.*) es un árbol frutal que fue domesticado desde tiempo remotos en Asia occidental, el cual, se fue extendiendo poco a poco por todo el Mediterráneo y fueron considerados como unos frutos deliciosos en la época de la Grecia clásica.

4.2 Clasificación taxonómica

Cronquist (1981), manifiesta la siguiente clasificación taxonómica:

- Reino: Plantae
- Subreino: Tracheobionta
- División: Magnoliophyta
- Clase: Magnoliopsida
- Orden: Rosales
- Familia: Moráceas
- Subfamilia: Ficeae
- Género: *Ficus*
- Subgénero: Ficus
- Especie: *F. carica*.
- Nombre científico: *Ficus carica*.

4.3 Descripción botánica

4.3.1 Fruto

Es una infrutescencia que se encuentra englobada en un sicono, donde en su interior están las flores. Los higos se desarrollan en las yemas axilares, en la que dependiendo cual sea la fecha de madurez se consideran como brevas o higos (Agueda, 2011). Aunque el color de la epidermis varía dependiendo de la variedad (Juárez, 2015).

4.3.2 Flor

Es una inflorescencia que está situada en el interior del sicono. La flor femenina es de color rosado o blanquecino que están hasta el fondo del sicono, la flor masculina se encuentra en la entrada del sicono, sin embargo, no existen en todas las higueras. En esta especie, se distinguen dos tipos de flores femeninas, que son las flores con estilos y estigmas largos (higos comunes) y flores con estilos y estigmas cortos (cabrahígos) (Melgarejo, 2000).

4.3.3 Hoja

Las hojas son grandes, con una dimensión entre 10 y 20 cm de longitud y de ancho, de color verde intenso en el haz y pálidas en el envés, son ásperas, palmeras y caducas, con lóbulos más o menos pronunciados (Flores, 1990).

4.3.4 Tallo y ramas

El tallo es de madera suave con un diámetro de hasta 18 cm, de color grisáceo, con células laticíferas que producen un látex lechoso, con numerosas ramas gruesas que van de 12 a 30 y son poco densas, de corteza lisa, extendidas o ascendentes. Además de que se ramifican a poca altura del suelo (Conabio, 2014).

4.3.5 Raíz

Es caracterizada por explorar en horizontalidad hasta 15 m y en profundidad hasta 6 m en suelos permeables, sin embargo, la mayoría de las raíces se encuentra entre 20 y 45 cm de profundidad. Su sistema radical tiene consistencia frágil, es abundante y fibroso (Tomalá y Ulloa, 2015).

4.4 Composición nutricional del higo

Los higos aportan un alto valor energético ya que proporciona vitaminas, carbohidratos, hierro, potasio y fibra además que contiene un compuesto que es anticancerígeno y favorece el proceso digestivo (Barboza, 2008). Los frutos de higos de color negro púrpura y rojo oscuro contienen una mayor cantidad de antioxidante y mayores compuestos fenólicos que aquellos de color verdoso o amarillo claro, por lo que es una buena opción consumirlos (Ersoy *et al.*, 2017).

4.5 Usos del higo

Anteriormente el consumo de este fruto era solo fresco o deshidratado, sin embargo, cada vez se han creado nuevos productos con mayor valor agregado como son, mermeladas,

cristalizados, jaleas, infusiones, jugos, entre otros. Además, las hojas se utilizan en la industria farmacéutica debido al alto contenido de compuestos para el tratamiento de enfermedades en la piel (Carvalho da, 2012). El látex se utiliza como ablandador de carnes (Aksoy, 1998).

4.6 Producción mundial

Los principales países productores a nivel mundial en 2019 fueron, Turquía con 291,732 toneladas, seguido de Egipto con 187,135 toneladas, Argelia con 121,120 toneladas y Marruecos con 119,607 toneladas, el cual entre todos ellos aportan el 65% de la producción total mundial. En cuanto México ocupa uno de los últimos lugares en la producción de higo, aportando alrededor de 9,644 toneladas. Sin embargo, se observa una disminución anual de la producción en algunos países orientales, debido a factores climatológicos, como lo son las sequías, erosión del suelo y estrés hídrico (FAOSTAT, 2021).

4.7 Producción nacional

En México la superficie que ocupa el cultivo de higo es de 1,838 hectáreas (ha), obteniendo así una producción que supero las nueve mil toneladas para 2019. Los estados con la mayor producción de higo son Morelos con 3,351.48 toneladas (ton), Veracruz con 1,980 toneladas, Michoacán con 1,274.85 toneladas y Puebla con 1,199.19 toneladas. Michoacán fue el estado más sobresaliente con un rendimiento de 9 a 11 t ha⁻¹, ya que implementaron sistemas de producción más intensivo y tecnificado. Sin embargo, Baja California Sur registra el rendimiento nacional más bajo 3 t ha⁻¹, debido a factores climáticos, por variedades cultivadas de bajo rendimiento y envejecimiento de las plantas (SIAP, 2019).

4.4 Propagación

4.4.1 Propagación sexual

La propagación sexual, es el método más importante, ya que se producen plantas más adaptables, vigorosas y sanas (Añazco, 2000). La reproducción sexual proporciona diversidad genética y favorece a los individuos para su adaptación al cambio climático (Smith y Smith, 2001). La propagación por semillas es la forma más común de producir plantas porque permite producir grandes cantidades de plántulas para su plantación (Añazco, 2000).

4.4.2 Propagación asexual

El objetivo de la propagación asexual, es producir nuevas plantas a partir de una parte o sección vegetativas de las plantas, esto es posible ya que cada célula de la planta contiene la

información genética necesaria para generar una planta completa (totipotencia) (Hartmann y Kester, 1974).

a. Propagación por injerto

El injerto consta en unir partes de plantas, de tal modo que se junten para formar una sola planta. La parte que sustituirá la copa de la planta se llama aguja, púa o vareta y la parte baja (constituida por un tallo y raíz) se llama porta injerto, pie o patrón (Hartmann y Kester, 1990).

b. Propagación por acodo

El acodo consiste en inducir la formación de raíces adventicias a un tallo de una planta madre, realizando una incisión de 2 cm de ancho al tallo, para después envolverlo con un sustrato húmedo y bandas de polietileno, una vez enraizado el acodo, se corta por debajo de las raíces, para obtener una planta nueva (Hartman y Kester, 1987).

c. Propagación por estaca

La estaca es cualquier parte de la planta donadora, obtenida de tallos, hojas o raíces, para después ponerlas en condiciones ambientales favorables que induzcan la formación y desarrollo de las mismas, obteniendo así, nuevas plantas independientes (Espinosa, 1996).

Las estacas caulinares se clasifican según sea la parte de la planta que proceda, es decir por la naturaleza de la madera, que son leñosas, semileñosas o herbáceas (Vozmediano, 1982). Las estacas más utilizadas en la propagación de frutales, son las leñosas, con una longitud de 30 a 40 cm (Espinosa, 1996).

d. Propagación por miniestaca

La propagación por miniestaca surgió a partir de las limitaciones de la propagación in vitro, con relación al aspecto operacional, técnico y económico. Consiste en la utilización de brotes de plantas propagadas por el método de la estaca convencional, así como de plántulas producidas por semillas, como fuente de propágulos vegetativos para propagación clonal masal (Xavier, 2009).

La técnica de miniestaca es muy utilizada por la mayoría de los viveros forestales para la producción de plantas clonales (Rodrigues *et al.*, 2011). La propagación con miniestacas ha

demostrado varias ventajas en comparación con el estaqueo convencional, puesto que es un sistema de propagación más eficiente, proporciona un mayor porcentaje de enraizamiento, tarda menos tiempo en surgir las raíces y mejora la calidad del sistema radicular (Xavier *et al.*, 2003). El uso de este método ha incrementado las ganancias en el proceso de propagación de muchas especies porque se obtienen muchas plantas hijas en poco espacio y tiempo (Hartmann *et al.*, 2010).

4.5 Propagación del cultivo de higo

4.5.1 Propagación sexual del higo

El higo se puede reproducir por semilla, pero este método no es recomendable para destinar las plantas a la producción, porque tardan por lo menos 10 años en fructificar, por el cual, este método de reproducción sexual es más utilizado para el mejoramiento genético de esta especie y así obtener nuevas variedades (Tomalá y Ulloa, 2015).

4.5.2 Propagación asexual del higo

a. Propagación por injerto

Esta técnica se utiliza para convertir las higueras silvestres en productivas y para mejorar las plantaciones establecidas de higuera. El injerto más usado es el de corona y escudete, aunque hoy en día, en el cultivo de higo, esta práctica ya casi no se utiliza, porque la planta tiene un rápido crecimiento, por lo que se opta volver a plantar las parcelas con variedades propagadas por el método de estaca (Campoverde, 2017).

b. Propagación por acodo

Otra manera de propagar la higuera es por la técnica del acodo aéreo. Para realizar este método se debe cortar un anillo de 1 a 2 cm de ancho de la corteza de una rama gruesa o delgada. Después se cubre el corte con algún sustrato húmedo y luego se envuelve con una bolsa de plástico. Las plantas obtenidas por este método, son clones (Morocho, 2015). Sin embargo, el acodo simple en la higuera ha demostrado ser un método muy viable porque la planta tiene la capacidad de producir raíces cuando las ramas colgantes están en contacto con la superficie del suelo, enraizando con facilidad, no obstante, este método es poco usado por las labores culturales del cultivo (Tomalá y Ulloa, 2015). Este método es seguro, pero debilita a la planta,

provocando una baja productividad al siguiente año. Además, de obtener pocas plantas por rama y en casos extremos puede matar a la planta madre (Muños *et al.*, 2015).

c. Propagación por estaca

Para recolectar el material vegetal se debe elegir una planta que no tenga plagas y enfermedades, con buenas características (López, 2011). Una vez elegido el árbol, las estacas se obtienen de las ramas leñosas laterales porque tienen mejor potencial de enraizamiento, además de ser más vigorosas y productivas en comparación con las se extraen de chupones. Se deben recolectar las estacas en los meses de menor actividad, es decir, cuando está en reposo la planta. La longitud que se recomienda en las estacas es de 20 a 30 centímetros, ya que si son de mayor tamaño se deshidratarían por una mayor exposición al aire y si son más pequeñas tal vez no tendrían yemas suficientes para la brotación (Tomalá y Ulloa, 2015).

d. Propagación por miniestaca

Para este método se recomienda recolectar ramas leñosas de por lo menos un año de edad. Cuando la planta está en reposo, antes de la brotación. El cual, se procede a cortar las miniestacas de aproximadamente 5 centímetros con uno o dos nudos y después sumergirlas completamente en una solución de fungicida para su desinfección (Baltazar, 2022). Una vez desinfectadas, solo la base se sumerge en una solución de auxinas, ya sea AIB o AIA, con una concentración de 600 ppm, por último, se colocan en contenedores individuales tipo bisagra transparentes con tapa, utilizando como sustrato una mezcla de peat moss y agrolita a capacidad de campo, con el objetivo de mantener la humedad y evitar que se deshidraten las miniestacas (Baltazar, 2022).

Esta técnica de propagación, es factible para la producción intensiva de nuevas plantas porque reduce la cantidad de sustrato y aumenta la cantidad de material vegetal, pero un exceso de humedad provoca una mayor presencia de hongos (Baltazar, 2022).

4.6 Hormonas para el enraizamiento

Las fitohormonas son moléculas orgánicas que se sintetizan en una región de la planta y que, en bajas concentraciones, pueden inhibir, activar o acelerar un proceso (Yuste, 2007). Dependiendo de su estructura y función fisiológica, las hormonas se clasifican en varios grupos que son las auxinas, citoquininas, ácido abscísico, giberelinas, etileno, jasmonatos, entre otros (Melgarejo, 2010). Los efectos que producen los fitoreguladores son el aumento de floración,

maduración del fruto, estimulación de raíces, es decir, se relacionan con el crecimiento y desarrollo de la planta, sin embargo, no todos los reguladores tienen el mismo efecto en los mismos procesos fisiológicos (Yuste, 2007).

4.6.1 Auxinas

La principal auxina en una planta es el ácido indol acético (AIA), que es sintetizada por el triptófano en los meristemas y órganos en desarrollo (Tivendale *et al.*, 2014). Las auxinas participan en diversos procesos del desarrollo de las plantas, por ejemplo, la elongación de tallos, estimular la formación de raíces, dominancia apical, estimulan el desarrollo de frutos, entre otros (Simon y Petrasek, 2011). Sin embargo, las auxinas sintéticas, inducen respuestas fisiológicas similares a las de las auxinas naturales. Es por ello que las auxinas AIA, AIB y NAA, al tener propiedades de organogénesis, se utilizan para estimular la iniciación y diferenciación de raíces para la propagación vegetativa de diversas especies. Pero, dependiendo de las concentraciones de auxina, la respuesta a la aplicación podría ser opuesta (López, 2016).

4.6.2 Citoquininas

Las citoquininas inducen la división celular, regulan resistencia a patógenos y retrasan la senescencia. Las citoquininas se utilizan principalmente en cultivos *in vitro*, para controlar la regeneración y el crecimiento en la micropropagación de plantas, porque tienen la capacidad de estimular el crecimiento y la formación de nuevas raíces y brotes en este método de propagación (López, 2016).

4.6.3 Giberelinas

Las giberelinas también desempeñan muchas funciones en los procesos de desarrollo de las plantas, como, el alargamiento del tallo, la interrupción de la latencia, el alargamiento y la división celular y la transición de la fase vegetativa a la floración. Son ampliamente utilizadas en tratamientos para el manejo postcosecha de diversas frutas y verduras (López, 2016).

4.7 Fisiología de las raíces adventicias

Las raíces adventicias se forman a partir de cualquier tejido no radicular de una planta, que se producen durante el desarrollo normal y en condiciones de estrés, como heridas, privación de nutrientes e inundaciones. Existen diferentes tipos de raíces adventicias, por ejemplo, raíces del tallo utilizadas como soporte, raíces inducidas por estrés, raíces de unión, raíces nodales, y raíces formadas en respuesta a químicos del suelo o heridas. Son de suma importancia

económicamente para la propagación vegetativa y producción de alimentos (Steffens y Rasmussen, 2016).

4.7.1 Raíces adventicias inducidas por herida

Las raíces adventicias inducidas por corte juegan un papel importante en la propagación de muchas especies, tanto forestales, frutales y hortícolas (Steffens y Rasmussen, 2016). Al hacer el corte, la auxina se acumula en la base de la estaca, actuando aguas arriba del óxido nítrico para promover la iniciación de raíces adventicias. La auxina, junto con el óxido nítrico y el peróxido de hidrógeno aumentan los azúcares solubles, que se utilizan para el desarrollo de las raíces. Los niveles de inhibidores de iniciación de raíces se desploman rápidamente con la eliminación del sistema de raíz principal. En etapas siguientes, la auxina inhibe el alargamiento de los primordios mientras que el etileno promueve la emergencia de raíces adventicias. A medida que se establece el nuevo sistema radicular, se comienza a recuperar la producción de estrigolactonas y citoquinina (Steffens y Rasmussen, 2016).

4.8 Condiciones para el enraizamiento

El lugar donde se colocan las estacas para el enraizamiento nunca debe ser directamente a la luz del sol, solo debe estar iluminado. La temperatura ideal no debe ser mayor a los 25°C, porque cuando las temperaturas suben, las estacas incrementan la pérdida de agua. El suelo debe ser ligero, permeable y que se caliente fácilmente; la textura más adecuada son los suelos arenosos y los sustratos artificiales más aptos son: turba, perlita, vermiculita, tierra volcánica y la arena pura (Paz *et al.*, 2020).

4.9 Sustratos para enraizamiento

Los sustratos se utilizan para dar soporte a la planta y mantener la humedad en las raíces del cultivo. Si se utilizan los sustratos como medios de enraizamiento estos deben de estar limpios, húmedos y con buena porosidad para así tener éxito en la propagación (Vozmediano, 1982). En la producción de plantas se recomienda combinar diferentes sustratos orgánicos (peat moss, aserrín, virutas, fibra de coco, cascarilla de arroz, etc.) e inorgánicos (arena, vermiculita, perlita, piedra pómez, tezontle, entre otros) para mejorar la retención de agua (Iskander, 2002).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Localización del sitio experimental

La presente investigación se realizó en un invernadero tipo baticenital en la Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias, de la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla (BUAP), ubicada en la Junta Auxiliar de San Juan Acateno, Teziutlán, Puebla, con las coordenadas de 19° 52' 27.57" N y 97° 21' 34.95" O, el clima es templado con lluvias en verano, con temperatura media anual de 15 °C y precipitación media anual de 1,609 mm, a una altura de 1,675 msnm, entre los meses de agosto a diciembre del 2022 (Figura 1) (INEGI, 2020).



Figura 1. Ubicación del experimento en Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias de la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla (BUAP).

5.2 Material vegetal

El material vegetal que se utilizó fueron plantas de higo de la variedad Brown Turkey, propagadas anteriormente por cultivo in vitro y estaca. De las cuales se recolectaron ramas de diferentes edades. Las primeras fueron ramas leñosas (lignificadas) de aproximadamente 5 cm de longitud con 1 o 2 nudos, mientras que las segundas fueron ramas semileñosas (parcialmente lignificadas), de las cuales se obtuvieron miniestacas de aproximadamente 5 cm de longitud con 1 o 2 nudos. Se adquirieron de la parte media de las ramas, para proceder a su desinfección.

5.3 Desinfección de las miniestacas

Para la desinfección del material se realizó la inmersión en una solución con fungicida: 2 g·L⁻¹ de carboxamida, así como un bactericida 2 g·L⁻¹ de sulfato de estreptomicina durante 2 horas.

5.4 Desarrollo del experimento con miniestacas de higo

5.4.1 Inducción del enraizamiento

Para inducir el enraizamiento de las miniestacas se emplearon dos tipos de auxinas, ácido indol acético (AIA) y ácido indol butírico (AIB), con tres concentraciones (0, 400 y 600 ppm). Donde la base de las miniestacas se sumergió durante 48 h en estas soluciones.

5.4.2 Preparación del sustrato para el enraizamiento

Se utilizaron charolas de plástico transparente tipo bisagra con las siguientes medidas, 11.6 cm de altura x 24.2 cm de largo x 16 cm de ancho, perforando las 4 esquinas de su base con un diámetro de 0.5 cm. En seguida se llenaron con sustrato de perlita con un aproximado de 10 gramos cada una, con la finalidad de tener un buen drenaje, retención de humedad y que esté libre de patógenos.

Una vez concluida la inducción de enraizamiento de las miniestacas, se humedeció el sustrato a capacidad de campo, para después colocar las miniestacas en posición vertical, introduciendo aproximadamente 2 cm de la base en el sustrato. Los contenedores se mantuvieron en condiciones de invernadero durante todo el experimento.

5.5 Diseño experimental

El diseño experimental que se utilizó, fue completamente al azar en arreglo factorial con cuatro repeticiones. Los factores a evaluar: tipo de propagación, tipo de estaca, tipo de auxina y concentración de la auxina. La unidad experimental consistió en una charola de plástico transparente individual con tapa y 5 miniestacas.

5.6 Diseño de los tratamientos

Los tratamientos consistieron en someter a las miniestacas en diferentes concentraciones de auxinas (AIA, AIB) en (0, 400 y 600) ppm, para observar su efecto sobre el enraizamiento y desarrollo de las miniestacas. Se tomaron en cuenta los siguientes tratamientos (Cuadro 1).

Cuadro 1. Descripción de los tratamientos para las miniestacas.

Tratamiento	Tipo de propagación	Tipo de estaca	Tipo de auxina	Concentración
1				0 ppm
2			AIB	400 ppm
3	In vitro			600 ppm
4				0 ppm
5			AIA	400 ppm
6		leñosa		600 ppm
7				0 ppm
8			AIB	400 ppm
9	Estaca			600 ppm
10				0 ppm
11			AIA	400 ppm
12				600 ppm
13				0 ppm
14			AIB	400 ppm
15	In vitro			600 ppm
16				0 ppm
17			AIA	400 ppm
18		semileñosa		600 ppm
19				0 ppm
20			AIB	400 ppm
21	Estaca			600 ppm
22				0 ppm
23			AIA	400 ppm
24				600 ppm

AIA = Ácido-indol acético; AIB = Ácido-indol butírico; ppm = Partes por millón.

5.7 Variables a evaluar

Las variables que se evaluaron en el siguiente estudio fueron:

- **Días a enraizamiento:** Una vez establecido el experimento, a los 8 días se inició una revisión diaria a las miniestacas para registrar la fecha de aparición de las primeras raíces.
- **Número de raíces:** Una vez establecido el experimento, a los 8 días se inició una revisión diaria a las miniestacas para contar la presencia de las primeras raíces por miniestaca.
- **Días a brotación:** Una vez establecido el experimento, a los 8 días se revisión diariamente las miniestacas para registrar la fecha de brotación de yemas.
- **Longitud de raíces:** Se midió la longitud de las 5 raíces más grandes, desde el cuello hasta el ápice de la raíz, de cada miniestaca a los 30 y 45 días, con un vernier digital de la marca incize, los datos se registraron en milímetros (mm).
- **Longitud de brote:** A los 30 y 45 días se midió la longitud de los brotes, desde la parte basal hasta el ápice con un vernier digital de la marca incize.
- **Peso fresco de brote, tallo y raíz:** Se seleccionaron 5 miniestaca por tratamiento para realizar una separación de cada parte (brote, tallo y raíz), para después pesarlas con la ayuda de una balanza analítica.
- **Peso seco de brote, tallo y raíz:** una vez determinado peso fresco, las muestras se metieron en bolsas de papel y se llevaron a una estufa de secado con una temperatura de 60 °C por 72 horas de acuerdo con el método para calcular el porcentaje de materia fresca y seca de las partes de una planta de MAFF/ADAS (1986). Una vez deshidratadas las muestras se pesaron con una balanza analítica.

5.8 Análisis estadístico.

Con los datos obtenidos de las variables evaluadas, se realizó un análisis de varianza (ANDEVA) y una comparación múltiple de medias de Tukey ($P \leq 0.05$) mediante el paquete estadístico SAS (Statistical Analysis System) versión 9.0.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Efecto del tipo y concentración de auxinas sobre el enraizamiento de miniestacas leñosas y semileñosas de higo

En el cuadro 2 se observa el análisis de varianza de los tratamientos con dos tipos de auxinas (AIB y AIA) y diferentes concentraciones (0, 400 y 600 ppm) sobre el enraizamiento de dos tipos de estacas semileñosas y leñosas provenientes de plantas y vitroplantas productivas de higo. Se puede observar que para la variable días a enraizamiento los factores A y D y su interacción A*D tuvieron un efecto altamente significativo, mientras que el factor B el efecto fue significativo. Por otro lado, el factor C y las interacciones A*B, A*C, B*C, B*D, C*D, A*B*C, A*B*D, B*C*D, A*B*C*D no tuvieron efecto. Para la variable días a brotación, de igual manera el factor C y D y las interacciones C*D, A*B*D presentaron un efecto altamente significativo, mientras tanto el factor A y B, y su interacción A*B el efecto fue significativo, sin embargo, en las interacciones A*C, A*D, B*C, B*D, A*B*C, B*C*D, A*B*C*D no hubo diferencias significativas.

Por otro lado, para la variable número de raíces, el factor D y las interacciones A*B, A*C, A*D, B*C, B*D, C*D, A*B*D, B*C*D, A*B*C*D tuvieron un efecto altamente significativo, pero el factor A, B y C y su interacción A*B*C no hubo diferencias significativas. Además, para la variable longitud de brote (30 días), el factor A, B, C y D y las interacciones B*C, C*D, A*B*C, A*B*D tuvo un efecto altamente significativo, a diferencia de las interacciones A*B, A*C, A*D, B*D, B*C*D, A*B*C*D no hubo efecto. Para la variable longitud de raíz (30 días) el factor A, B y D y las interacciones A*B, A*B*C*D tuvieron un efecto altamente significativo, en cambio el factor C y las interacciones B*D, C*D el efecto fue significativo, mientras tanto en las interacciones A*C, A*D, B*C, A*B*C, A*B*D, B*C*D no hubo efecto. Para la variable longitud de brote (45 días), de igual forma el factor A, B, C y D y las interacciones C*D, A*B*C, A*B*D presento un efecto altamente significativo, en cambio la interacción A*B*C*D el efecto fue significativo. Por otra parte, las interacciones A*B, A*C, A*D, B*C, B*D, B*C*D no hubo diferencias significativas. Por último, para la variable longitud de raíz (45 días), el factor A, C y D y la interacción A*B tuvieron un efecto altamente significativo, mientras tanto las interacciones B*D, C*D el efecto fue significativo, pero para el factor B, en las interacciones A*C, A*D, B*C, A*B*C, A*B*D, B*C*D no hubo diferencias significativas.

Cuadro 2. Cuadrados medios y niveles de significancia para las variables de origen del material (estaca o vitroplanta), tipos de estacas (leñosa o semileñosa), tipo de auxina (AIB o AIA) y concentración de auxinas (0, 400 y 600 ppm).

F.V	GL	D.E	D.B.	N.R.	L.B. (30 d)	L.R. (30 d)	L.B. (45 d)	L.R. (45 d)
A	1	206.5 **	87.97 *	1.65 NS	255.18 **	1195.05 **	170.53 **	843.18 **
B	1	9.88 *	126.82 *	2.6 NS	996.15 **	232.19 **	1316.16 **	64.41 NS
C	1	2.28 NS	455.44 **	7.82 NS	662.10 **	52.81 *	724.61 **	237.57 **
D	2	265.07 **	446.43 **	535.69 **	306.46 **	315.99 **	154.29 **	463.43 **
A*B	1	6 NS	109.78 *	251.55 **	1.75 NS	169.22 **	28.94 NS	249.86 **
A*C	1	0.1 NS	0.0026 NS	258.07 **	16.16 NS	1.87 NS	21.51 NS	0.44 NS
A*D	2	123.93 **	20.89 NS	112.39 **	18.62 NS	30.34 NS	48.49 NS	10.87 NS
B*C	1	6.2 NS	4.74 NS	235 **	111.18 **	11.62 NS	36.80 NS	0.081 NS
B*D	2	0.57 NS	13.17 NS	70.11 **	38.04 NS	64.25 *	24.84 NS	58.95 *
C*D	2	3.95 NS	118.74 **	120.15 **	429.60 **	47.01 *	510.99 **	59.63 *
A*B*C	1	0 NS	41.42 NS	10.27 NS	105.14 **	7.71 NS	190.83 **	0.00038 NS
A*B*D	2	6.076 NS	109.2 **	73.56 **	109.16 **	33.83 NS	193.39 **	49.31 NS
B*C*D	2	1.79 NS	13.58 NS	59.62 **	27.83 NS	18.00 NS	13.45 NS	29.17 NS
A*B*C*D	4	1.86 NS	27.79 NS	77.59 **	31.58 NS	47.83 **	58.31*	62.11 *
ERROR	72	2	19.94	7.39	13.96	11.93	16.95	18.13

F.V.= Fuentes de variación; G.L.=Grados de libertad; A= in vitro o estaca; B= leñosa o semileñosa; C= AIB o AIA; D= 0,400, 600 ppm; A*B, A*C, A*D, B*C, B*D, C*D, A*B*C, A*B*D, B*C*D, A*B*C*D= Interacción entre factores; D.B = días a brotación; D.E. =días a enraizamiento; N.R.= número de raíces; L.B.= longitud de brote; L.R.= longitud de raíz; d = días. ** Altamente significativo con $\alpha \leq 0.01$, *Significativo con $\alpha \leq 0.05$ y NS= no significativo.

En el Cuadro 3 se muestra la comparación de medias de la procedencia de las miniestacas, siendo las de origen de estacas las que obtuvieron una mejor respuesta para la variable días a brotación (17 días), en comparación, con las de origen de vitroplantas donde la brotación fue a los 19 días. Por otra parte, para la variable días a enraizamiento, las de origen de estacas enraizaron a los 18 días, mientras que las de origen de vitroplantas tardaron 21 días.

Para la variable longitud de raíz a los 30 días, se observó que al utilizar las de origen de vitroplantas la longitud de raíz fue de 9.81 mm en comparación cuando se utilizaron las de origen de estacas donde la raíz alcanzo una longitud de 16.87 mm. Misma tendencia que se presentó a los 45 días donde las de origen de estaca, la raíz alcanzo una longitud de 21.91 mm,

mientras que las de origen de vitroplantas solo alcanzo una longitud de 15.99 mm. Para la variable longitud de brote, las de origen de estacas tuvieron un mayor crecimiento a los 30 y 45 días (17.96 y 21.89 mm) en comparación con las de origen de vitroplantas donde los brotes tuvieron una longitud de 14.69 y 19.22 mm, en el mismo periodo de crecimiento. Por otro lado, para la variable número de raíces, se tuvo un comportamiento similar entre los tratamientos, es decir no se encontraron diferencias significativas. El desarrollo vegetativo de cultivos obtenidos mediante micro propagación (cultivo in vitro), diferentes autores mencionan que las plantas pueden sufrir un desarrollo anormal tanto morfológico como fisiológico, lo que podría limitar su desarrollo en condiciones ex vitro (Hronkova *et al.*, 2003; Núñez-Ramos *et al.*, 2020). Por otro lado, Badr *et al.* (2015) mencionan que las plantas provenientes del cultivo de tejidos pueden llegar a presentar mayor disrupción en el metabolismo celular, así como cambios fisiológicos y anatómicos que las llevaría a una pobre adaptación en condiciones no controladas del cultivo, o un pobre desarrollo.

Cuadro 3. Comparación de medias para diferentes variables procedentes de estacas (plantas o vitroplantas) de higo.

Origen	D.B.	D.E.	N.R.	L.R.	L.B.	L.R.	L.B.	
				(30 d)	(30 d)	(45 d)	(45 d)	
				días	mm			
1 Estaca	17.71 a	18.88 b	6.78 a	16.87 a	17.96 a	21.91 a	21.89 a	
2 Vitroplantas	19.62 b	21.82 a	6.52 a	9.81 b	14.69 b	15.99 b	19.22 b	
DMSH	1.81	0.57	1.10	1.40	1.52	1.73	1.67	

DMSH = Diferencia mínima significativa honesta; D.B. = días a brotación; D.E. = Días a enraizamiento; N.R. = Número de raíces; L.B. = Longitud de brote; L.R. = Longitud de raíz; d = Días; mm = Milímetros. Medidas en columnas con la misma letra son iguales de acuerdo a la prueba Tukey a una $P \leq 0.05$.

En el Cuadro 4 se muestra la comparación de medias del tipo de estaca, donde se obtuvo que las leñosas, tuvieron una mayor respuesta para las variables días a brotación (17 días), en comparación con las semileñosas donde la brotación fue a los 20 días. Para la variable días a

enraizamiento las leñosas enraizaron a los 20.03 días, mientras que las semileñosas a los 20.67 días. Para la variable longitud de raíz a los 30 días, las leñosas obtuvieron una longitud de raíz de 14.89 mm en comparación con las semileñosas que obtuvieron una longitud de raíz de 11.78 mm. Para la variable longitud de brote, las leñosas tuvieron un mayor crecimiento a los 30 y 45 días (19.77 y 24.26 mm), en comparación con las semileñosas donde los brotes solo crecieron con una longitud de 13.10 y 16.85 mm en el mismo ciclo de crecimiento. Sin embargo, en las variables número de raíces y longitud de raíz a los 45 días no se encontraron diferencias significativas. Estos resultados son similares a los obtenidos por Syufihuddin *et al.* (2021) donde reportan que al utilizar estacas de madera dura y semidura en dos cultivares de higo, son las leñosas las que tuvieron una mayor longitud de raíz (10.37 cm), así como un mayor desarrollo de brotes (5.86 cm) en comparación cuando se utiliza madera semidura (6.07 y 1.95 cm, respectivamente). Lo que puede ser atribuido a una mayor concentración de nutrientes y carbohidratos en las estacas de madera dura (leñosas), dando como resultado un mejor crecimiento de las raíces (Wahaby *et al.*, 2001 y Khapare *et al.*, 2012). Hartmann *et al.* (2011) menciona que la supervivencia de las estacas depende de la acumulación de carbohidratos en las estacas, así como la concentración de auxinas.

Cuadro 4. Comparación de medias para las variables respuesta para el tipo de estaca (leñosa o semileñosa) de higo.

Tipo de estaca	D.B.	D.E.	N.R.	L.R.	L.B.	L.R.	L.B.	
				(30 d)	(30 d)	(45 d)	(45 d)	
				días	mm			
1 Leñosa	17.52 b	20.03 b	6.81 a	14.89 a	19.55 a	19.77 a	24.26 a	
2 Semileñosa	19.81 a	20.67 a	6.48 a	11.78 b	13.10 b	18.13 a	16.85 b	
DMSH	1.81	0.57	1.10	1.40	1.52	1.73	1.67	

DMSH = Diferencia mínima significativa honesta; D.B. = días a brotación; D.E. = Días a enraizamiento; N.R. = Número de raíces; L.B. = Longitud de brote; L.R. = Longitud de raíz; d = Días; mm = Milímetros. Medidas en columnas con la misma letra son iguales de acuerdo a la prueba Tukey a una $P \leq 0.05$.

En el Cuadro 5 se muestra la comparación de medias del tipo de auxina, donde el ácido indol butírico (AIB) obtuvo mejores resultados en la variable días a brotación (16 días), en comparación con el ácido indol acético (AIA) donde la brotación fue a los 20 días. Por otro lado, para la variable longitud de raíz a los 30 días cuando se usó AIA la longitud de raíz fue de 12.60 mm en comparación cuando se utilizó AIB donde la raíz alcanzó una longitud de 14.08 mm.

Misma tendencia que se presentó a los 45 días donde con AIB la raíz alcanzó una longitud de 20.53 mm, mientras que para AIA solo alcanzó una longitud de 17.38 mm. Para la variable longitud de brote el uso de AIB favoreció el crecimiento a los 30 y 45 días (18.95 y 23.30 mm, respectivamente) en comparación con el AIA donde los brotes tuvieron una longitud de 12.60 y 17.81 mm para el mismo periodo de crecimiento.

Para la variable días a enraizamiento y número de raíces fueron estadísticamente iguales. Estos resultados son parecidos a los obtenidos por Baltazar (2022), donde reporta que al utilizar AIA y AIB en miniestacas de higo, no hubo diferencias significativas, en cuanto al número de raíces, (4.22 y 5.13), esto se debe a que las dos auxinas son estructuralmente similares entre sí, obteniendo una respuesta idéntica (Salisbury y Ross, 2000).

Sin embargo, en cuanto a la longitud de raíz, estos resultados concuerdan con los reportados por Obando (2010), donde evaluó tres tipos de auxinas para el enraizamiento de esquejes de clavel, el cual obtuvo que el ácido indol butírico tuvo los mejores resultados (3.95 cm). Esto puede ser aquel ácido Indol butírico es activo y se almacena, liberándose gradualmente manteniendo niveles adecuados de concentración del mismo, especialmente en las etapas finales de la formación de la raíz por lo que influye notablemente en la longitud de la raíz (Salisbury y Ross, 2000).

Cuadro 5. Comparación de medias para las variables respuesta para el tipo de auxina (AIA o AIB) de higo.

Tipo de auxina	D.B.	D.E.	N.R.	L.R.	L.B.	L.R.	L.B.	
				(30 d)	(30 d)	(45 d)	(45 d)	
				días	mm			
1 AIA	20.84 a	20.50 a	6.93 a	12.60 b	13.70 b	17.38 b	17.81 b	
2 AIB	16.49 b	20.20 a	6.36 a	14.08 a	18.95 a	20.53 a	23.30 a	
DMSH	1.81	0.57	1.10	1.40	1.52	1.73	1.67	

DMSH = Diferencia mínima significativa honesta; AIA= Acido indol acético; AIB= Acido indol butírico; D.B. = Días a brotación; D.E. = Días a enraizamiento; N.R. = Número de raíces; L.B. = Longitud de brote; L.R. = Longitud de raíz; d = Días; mm = Milímetros. Medidas en columnas con la misma letra son iguales de acuerdo a la prueba Tukey a una $P \leq 0.05$.

En el Cuadro 6 se muestra la comparación de medias de la concentración de auxinas, donde se obtuvo que la mejor concentración fue de 600 ppm, en las variable días a enraizamiento (18.58 días), en comparación con el testigo (0 ppm) donde el enraizamiento fue hasta los 23.67 días. Para la variable número de raíces, al aplicar 600 ppm se incrementó el número de estas mismas, obteniendo 9.56 raíces en comparación con el testigo (0 ppm) que solo tuvo 1.97 raíces.

Para la variable longitud de raíz, al aplicar 400 ppm favoreció el crecimiento a los 30 y 45 días (15.41 y 21.83 mm) en comparación con el testigo (0 ppm) donde las raíces solo alcanzaron una longitud de 9.72 y 14.64 mm. Pero para las variable días a brotación, al no utilizar concentración de auxinas (0 ppm) brotaron más rápido (14.38 días) en comparación con las concentraciones de 400 ppm (20.41 días) y 600 ppm (21.21 días).

Además, para la variable longitud de brote a los 30 y 45 días, el testigo (0 ppm) obtuvo una mayor longitud de brote (19.51 y 23.02 mm), al compararlo con la concentración de 400 y 600 ppm (13.33 y 18.80 mm). El aumento en la concentración de auxina disminuye el crecimiento de la raíz, como lo mencionan Mateus *et al.* (2013) donde al aumentar la concentración de AIB de 0 a 1000 ppm se tuvo una reducción en la longitud de la raíz de estacas de higo, efecto que también reporta Paula *et al.* (2009), donde observo una reducción en la longitud de raíces en

concentraciones de 500 y 1000 ppm, resultados que concuerdan a los reportados en esta investigación. Esta respuesta a la concentración de auxinas cambia de acuerdo a la especie y variedad, tal como lo demuestran (Dardon-Zunun *et al.*, 2015), donde al aplicar concentraciones entre 10 a 1000 ppm de AIB en estacas de *Jatropha curcas* L. estas presentaron entre 11 a 13 raíces, que estadísticamente estos tratamientos fueron iguales. De igual manera estos autores encontraron que una concentración de 500 ppm de ácido naftalenacético (ANA), tiene un efecto positivo en el tamaño de brotes generados. Además, el exceso de la auxina, causa un efecto desfavorable en la brotación de la yema, haciendo que las reservas de las estacas se consuman (Juárez, 2019).

Cuadro 6. Comparación de medias para las variables respuesta para el tipo de concentración de auxina (0, 400 y 600 ppm) de higo.

Concentración auxina ppm	D.B.	D.E.	N.R.	L.R.		L.B.	
				(30 d)	(30 d)	(45 d)	(45 d)
	días			mm			
1 0	14.38 b	23.67 a	1.97 b	9.72 b	19.51 a	14.64 b	23.02 a
2 400	20.41 a	18.80 b	8.41 a	15.41 a	16.13 b	21.83 a	19.84 b
3 600	21.21 a	18.58 b	9.56 a	14.88 a	13.33 c	20.40 a	18.80 b
DMSH	2.67	0.84	1.62	2.06	2.23	2.54	2.46

DMSH = Diferencia mínima significativa honesta; D.B. = Días a brotación; D.E. = Días a enraizamiento; N.R. = Número de raíces; L.B. = Longitud de brote; L.R. = Longitud de raíz; ppm = Partes por millón; d = Días; mm = Milímetros. Medidas en columnas con la misma letra son iguales de acuerdo a la prueba Tukey a una $P \leq 0.05$.

En el cuadro 7 se muestran los valores promedio de las variables evaluadas, para mini estacas semileñosas y leñosas de higo, inducidas para su enraizamiento con tres concentraciones (0, 400, y 600 ppm) de dos auxinas (AIB y AIA). Las diferencias estadísticas se pueden observar a nivel de origen donde las miniestacas leñosas sometidas a 400 ppm de AIB y AIA (tratamientos 2 y 5, respectivamente) obtenidas a partir de plantas in vitro tuvieron de manera general una emisión de raíces en menor tiempo (17.2 días), por otro lado, las miniestacas semileñosas

provenientes sin inducción sin auxinas de plantas tradiciones tardaron hasta 28 días en emitir raíces. Por otro lado, se observó que al utilizar auxinas en la inducción (tratamiento 7, 10 y 13) la brotación de las estacas fue más rápida (13 días) en comparación con los tratamientos donde se utilizó 600 ppm de las auxinas donde la brotación se retrasó (24.8 días). Un efecto similar se observó en cuanto al número de raíces de las miniestacas, ya que cuando no se utilizaron auxinas (2 - 2.8 raíces) en comparación con los tratamientos donde se utilizaron auxinas llegando a tener entre 21.6 a 24.7 raíces. En cuanto a la longitud de raíces se vio favorecido con la aplicación de auxinas.

De forma general el tratamiento 5 (miniestacas leñosas inducidas con 400 ppm de AIA) fue el que presento los mejores valores para las variables evaluadas, fue el que presento un menor tiempo tanto para la formación de raíces, así como su votación de igual manera presento los valores más altos en longitud de brotes y de raíces (33.38 y 31.87 mm, respectivamente) sin embargo, fue uno de los tratamientos con menor número de raíces. Estos resultados coinciden con lo reportado por Montoya (2015) donde las estacas leñosas de *Aristotelia chilensis* (Mol) Stuntz tuvieron un mayor porcentaje de enraizamiento (89.2 %) así como un mayor número de raíces (40.1) y de mayor longitud (4.16 cm). De igual manera mencionan que estas variables se ven favorecidas al utilizar con 1500 ppm de AIB.

La modificación estacional puede afectar el nivel hormonal de las estacas lo que puede limitar su enraizamiento Muñoz *et al.* (2011), los resultados de esta investigación no concuerdan con lo encontrado por Domínguez (2015), ya que las estacas leñosas de *Pourouma cecropiifolia* M. no tuvieron respuesta en su enraizamiento a concentraciones entre 1000 a 4000 ppm de AIB. El uso de estacas leñosas presenta ventajas en diferentes especies vegetales como lo mencionan Abanto-Rodríguez *et al.* (2015), ya que al utilizar estacas leñosas de *Theobroma grandiflora* en combinación con 6000 y 9000 ppm de AIB, estas presentaron entre 30 y 43.3 % de enraizamiento, además que durante el proceso de maduración de las estacas herbáceas estas son capaces de producir inhibidores del enraizamiento. De igual manera, estos autores reportan que el uso de auxinas favorece el número de raíces por estacas, así como su longitud, lo que corresponde a lo encontrado en esta investigación.

Cuadro 7. Comparación múltiple de medias para las variables respuesta, días a brotación, días a enraizamiento, número de raíces, longitud de brote y longitud de raíz.

Trat.	D.E.	D.B	N.R.	L.B. (30 d)	L.R. (30 d)	L.B. (45 d)	L.R. (45 d)
1	19.80 b	13.8 c	1.80 c	22.44 abcd	15.83 abcdef	25.52 abcdef	20.01 bcde
2	17.20 b	17 bc	24.70 a	12.77 defg	23.23 a	16.22 defgh	26.31 abc
3	17.55 b	21.25 bc	10.65 b	14.90 cdefg	18.57 abcd	20.48 cdefgh	21.91 abcde
4	19.80 b	13.80 c	1.80 c	22.44 abcd	15.83 abcdef	25.52 abcdef	20.01 bcde
5	17.20 b	13.00 c	5.75 bc	30.63 a	23.82 a	33.38 a	31.87 a
6	18.35 b	14.60 c	6.70 bc	23.08 abc	21.21 ab	28.14 abc	26.00 abcd
7	20.10 b	13.00 c	2.00 c	21.58 abcde	12.80 bcdef	25.99 abcde	16.28 bcdef
8	19.25 b	20.50 abc	5.95 bc	11.05 fgh	17.06 abcde	14.56 fghi	21.70 abcde
9	20.15 b	24.80 a	7.15 bc	11.69 efgh	10.10 defg	14.91 fgh	15.46 cdef
10	20.10 b	13.00 c	2.00 c	21.58 abcde	12.80 bcdef	25.99 abcde	16.28 bcdef
11	19.35 b	17.60 bc	5.65 bc	14.31 cdefg	10.81 defg	17.48 cdefgh	19.58 bcde
12	17.80 b	20.00 bc	7.25 bc	8.99 gh	20.34 abc	13.46 hi	27.62 ab
13	26.80 a	13.00 c	2.00 c	21.56 abcde	3.49 g	26.48 abcd	8.02 f
14	18.80 b	24.00 ab	5.35 bc	11.52 fgh	12.27 bcdefg	15.64 defgh	14.77 def
15	19.45 b	23.75 abc	7.50 bc	11.87 efgh	13.60 bcdef	21.01 bcdefgh	18.37 bcdef
16	26.80 a	13.00 c	2.00 c	21.56 abcde	3.49 g	28.14 abc	8.02 f
17	20.35 b	16.00 c	5.85 bc	27.50 ab	11.39 cdefg	31.88 ab	22.63 abcde
18	18.30 b	20.00 abc	5.70 bc	14.29 cdefg	14.69 abcdef	19.34 cdefgh	19.38 bcdef
19	28.00 a	17.25 bc	2.10 c	12.47 defg	6.77 fg	13.95 hi	14.25 ef
20	19.60 b	24.87 abc	7.05 bc	1.93 h	8.75 efg	3.62 i	14.74 def
21	19.40 b	21.00 abc	7.00 bc	10.60 fgh	8.68 fg	15.30 efgh	16.77 bcdef
22	28.00 a	17.25 bc	2.10 c	12.47 defg	6.77 fg	14.20 ghi	14.25 ef
23	18.70 b	19.60 bc	8.00 bc	19.33 bcdef	14.68 abcdef	24.98 abcdefg	23.01 abcde
24	17.65 b	16.60 bc	21.60 a	11.24 fgh	11.84 cdefg	17.76 cdefgh	17.69 bcdef
MED	20.35	17.86	6.57	16.33	13.28	20.58	18.96
DMS	3.78	11.94	7.27	9.99	9.23	11.012	11.387
C.V	6.94	23.92	40.89	22.88	25.89	20.03253	22.46281

Trat. = Tratamientos; DMS = Diferencia mínima significativa; C.V = Coeficiente de variación; MED = media D.B. = Días a brotación; D.E. = Días a enraizamiento; N.R. = Número de raíces; L.B. = Longitud de brote; L.R. = Longitud de raíz; d = Días. Medidas con la misma letra son iguales de acuerdo a la prueba Tukey a una $P \leq 0.05$.

En el cuadro 8 se observa el análisis de varianza de los tratamientos con dos tipos de auxinas (AIB y AIA) y diferentes concentraciones (0, 400 y 600 ppm) sobre el enraizamiento de dos tipos de estacas semileñosas y leñosas provenientes de plantas y vitroplantas productivas de

higo. Se puede observar que para la variable peso fresco de raíz, el factor D y las interacciones A*C, A*D, B*C, C*D, A*B*D, B*C*D, A*B*C*D tuvieron un efecto altamente significativo, mientras que el factor B y su interacción B*D el efecto fue significativo, por otro lado, el factor A y C y las interacciones A*B, A*B*C no tuvieron efecto. De igual manera, para la variable peso fresco de brote el factor A, B y D y las interacciones A*B, A*C, A*D, B*C, B*D, C*D, A*B*C, B*C*D, A*B*C*D tuvieron un efecto altamente significativo, pero para el factor C, y la interacción A*B*D no hubo diferencias significativas. A demás, para la variable peso seco de raíz, en el factor D y la interacción C*D presentaron un efecto altamente significativo y el factor A, B y C y las interacciones A*B, A*C, A*D, B*C, A*B*C, A*B*D, B*C*D, A*B*C*D no tuvieron efecto. Por último, para la variable peso seco de brote, el factor D y su interacción A*D tuvieron un efecto significativo, pero para el factor A, B y C y las interacciones A*B, A*C, B*C, B*D, C*D, A*B*C, A*B*D, B*C*D, A*B*C*D no hubo diferencias significativas.

Cuadro 8. Cuadrados medios y niveles de significancia para las variables origen del material (estaca o vitroplanta), tipos de estacas (leñosa o herbácea), tipo de auxina (AIB o AIA) y concentración de auxinas (0, 400 y 600 ppm).

F.V	GL	P.R.F.	P.B.F	P.R.S	P.B.S
A	1	0.0139 NS	2.041 **	0.0008 NS	0.0015 NS
B	1	0.194 *	0.798 **	0.0041 NS	0.0254 NS
C	1	0.00002 NS	0.0001 NS	0.0039 NS	0.0133 NS
D	2	0.796 **	1.066 **	0.0154 **	0.0676 *
A*B	1	0.003 NS	1.021 **	0.0034 NS	0.0297 NS
A*C	1	0.353 **	0.233 **	0.0003 NS	0.0003 NS
A*D	2	0.475 **	0.145 **	0.0008 NS	0.0934 *
B*C	1	0.649 **	0.792 **	0.0032 NS	0.0021 NS
B*D	2	0.121 *	0.729 **	0.0027 NS	0.0457 NS
C*D	2	0.553 **	0.278 **	0.0109 **	0.0039 NS
A*B*C	1	0.011 NS	0.564 **	0.0039 NS	0.00005 NS
A*B*D	2	0.234 **	0.0334 NS	0.0032 NS	0.0116 NS
B*C*D	2	0.182 **	0.207 **	0.0031 NS	0.0014 NS
A*B*C*D	4	0.181 **	0.112 **	0.0022 NS	0.0080 NS
ERROR	96	0.03681885	0.01971042	0.00163301	0.02083093

F.V. = Fuentes de variación; G.L. = Grados de libertad; A = in vitro o estaca; B = leñosa o semileñosa; C = AIB o AIA; D = 0,400, 600 partes por millón; A*B, A*C, A*D, B*C, B*D,

C*D, A*B*C, A*B*D, B*C*D, A*B*C*D = Interacción entre factores; P.R.F. = Peso fresco de raíz; P.B.F. = Peso fresco de brote; P.R.S. = Peso seco de raíz; P.B.S. = Peso seco de brote.
 ** Altamente significativo con $\alpha \leq 0.01$, *Significativo con $\alpha \leq 0.05$ y NS= no significativo.

En el Cuadro 9 se muestra la comparación de medias de la procedencia de las miniestacas, siendo las procedentes de vitroplantas las que obtuvieron un mayor peso en la variable peso fresco de brote (0.655 g), en comparación con las de origen de estacas donde tuvieron un peso de 0.395 g. No obstante, en las variables peso fresco de raíz, peso seco de raíz y peso seco de brote, las de origen de estacas y vitroplantas, no se encontraron diferencias significativas. La cantidad de reservas y azúcares totales del tallo están estrechamente relacionadas con la acumulación de biomasa (materia) en las diferentes partes de un explánate (hoja o raíz) (Nava *et al.*, 2014 y Juárez, 2019).

Cuadro 9. Comparación de medias para las variables respuesta para la procedencia de las estacas (plantas o vitroplantas) de higo.

Origen	P.R.F.	P.B.F.	P.R.S.	P.B.S.
	(g)			
1 Estacas	0.261 a	0.395 b	0.0229 a	0.109 a
2 Vitroplantas	0.282 a	0.655 a	0.0281 a	0.102 a
DMSH	0.0695	0.0509	0.0146	0.0523

DMSH= Diferencia significativa mínima honesta; P.R.F. = Peso fresco de raíz; P.B.F. = Peso fresco de brote; P.R.S. = Peso seco de raíz; P.B.S. = Peso seco de brote; g = Gramos. Medidas en columnas con la misma letra son iguales de acuerdo a la prueba Tukey a una $P \leq 0.05$.

En el Cuadro 10 se muestra la comparación de medias del tipo de estaca, donde se obtuvo que las leñosas, tuvieron un mayor peso en la variable peso fresco de raíz (0.312 g), en comparación con las semileñosas donde tuvo un peso de 0.231 g. Mientras que para la variable peso fresco de brote las semileñosas obtuvieron un mayor peso (0.607 g), en comparación con las leñosas que tuvieron un peso de 0.443 g.

Sin embargo, en las variables peso seco de raíz y peso seco de brote no se encontraron diferencias significativas. Estos resultados son similares a los obtenidos por Khapare *et al.* (2012) donde observaron que al utilizar estacas de madera dura estas presentaban una mayor peso seco de raíz (2.69 g) en comparación con las de madera semidura (1.57 g), resultados que son confirmados por Syufihuddin *et al.* (2021), ellos encontraron que las estacas de madera dura presentan un mayor peso fresco y seco de raíz (0.64 y 0.06 g) en comparación con estacas de madera semidura que presentaron valores para las mismas variables de 0.35 y 0.02 g, respectivamente.

De igual manera estos autores mencionan que las estacas de madera dura tienen un mayor peso fresco de brotes (4.80 g) en comparación con las de madera semidura (2.24 g) resultados que no concuerdan con nuestros resultados ya que las estacas semileñosas tuvieron un mayor peso fresco de brote (0.60 g), lo cual puede deberse al número de yemas potenciales para la brotación.

Cuadro 10. Comparación de medias para las variables respuesta para el tipo de estaca (leñosa o semileñosa) de higo.

Tipo de estaca	P.R.F.	P.B.F.	P.R.S.	P.B.S.
	(g)			
1 Leñosa	0.312 a	0.443 b	0.031 a	0.120 a
2 Semileñosa	0.231 b	0.607 a	0.019 a	0.091 a
DMSH	0.0695	0.0509	0.0146	0.0523

DMSH= Diferencia mínima significativa honesta; P.R.F. = Peso fresco de raíz; P.B.F. = Peso fresco de brote; P.R.S. = Peso seco de raíz; P.B.S. = Peso seco de brote; g = Gramos. Medidas en columnas con la misma letra son iguales de acuerdo a la prueba Tukey a una $P \leq 0.05$.

En el Cuadro 11 se muestra la comparación de medias del tipo de auxina, donde el ácido indol acético (AIA) y el ácido indol butírico (AIB), obtuvieron resultados similares para las variables peso fresco de raíz, peso fresco de brote, peso seco de raíz y peso seco de brote, siendo estadísticamente iguales. Estos resultados no concuerdan con Obando (2010), donde evaluó tres tipos de auxinas para el enraizamiento de esquejes de clavel, el cual obtuvo que el ácido indol

butírico tuvo los mejores resultados en cuanto a peso fresco de raíz (4.87 g) en comparación con el ácido indol acético (3.41 g), esto podría deberse a que el ácido indol butírico es fuertemente activo, por ser una auxina sintética y el ácido indol acético es una auxina natural por lo que pasa a ser activo, lo que hace que la acción fisiológica de este tipo de auxinas está determinado por su influencia en la pared celular (Fichet, 2018), de igual manera Castillo *et al.* (2005) mencionan al AIB como una auxina promotora de biomasa fresca y seca.

Cuadro 11. Comparación de medias para las variables respuesta para el tipo de auxina (AIA o AIB) de higo.

Tipo de auxina		P.R.F.	P.B.F.	P.R.S.	P.B.S.
		(g)			
1	AIA	0.271 a	0.524 a	0.031 a	0.116 a
2	AIB	0.272 a	0.526 a	0.019 a	0.095a
	DMSH	0.0695	0.0509	0.0146	0.0523

DMSH = Diferencia mínima significativa honesta; AIA = Acido indol acético; AIB = Acido indol butírico; P.R.F. = Peso fresco de raíz; P.B.F. = Peso fresco de brote; P.R.S. = Peso seco de raíz; P.B.S. = Peso seco de brote; g = Gramos. Medidas en columnas con la misma letra son iguales de acuerdo a la prueba Tukey a una $P \leq 0.05$.

En el Cuadro 12 se muestra la comparación de medias de la concentración de auxinas, donde se obtuvo que la mejor concentración fue de 400 ppm, en la variable peso fresco de raíz (0.374 g), en comparación con el testigo (0 ppm) donde tuvo un peso de 0.110 g. Misma tendencia se presentó en peso seco de raíz, donde 400 ppm tuvo un peso de 0.044 g, mientras que el testigo (0 ppm) solo tuvo un peso de 0.005 g.

Pero para las variable peso fresco y seco de brote, el testigo obtuvo mayor peso (0.651 y 0.139 g) al compararlo con la concentración de 600 ppm (0.341 y 0.060 g). Esto se debe a que el testigo (0 ppm) al no aplicarle ninguna concentración de auxina, inicio el proceso de enraizamiento con las auxinas que por naturaleza posee como es el caso del ácido indol acético (AIA) misma que se encuentra en poca concentración por lo que presenta muy poca raíz y por ende bajo peso de raíz (Obando, 2010).

Los tejidos vegetales contienen diferentes niveles de auxinas endógenas que son sintetizadas por las hojas jóvenes y el ápice del tallo (Ludwin-Müller *et al.*, 2005), por lo que brotes de especies como el *Agave potatorum* forman raíces adventicias sin la adición de reguladores de crecimiento auxínicos. Mientras que la aplicación exógena de una auxina es complemento importante para aquellos brotes que pudieran tener niveles bajos de auxina endógena.

Cuadro 12. Comparación de medias para las variables respuesta para el tipo de concentración de auxina (0, 400 y 600 ppm) de higo.

Concentración auxina		P.R.F.	P.B.F.	P.R.S.	P.B.S.
ppm		(g)			
1	0	0.110 b	0.651 a	0.005 b	0.139 a
2	400	0.374 a	0.583 a	0.044 a	0.118 ab
3	600	0.330 a	0.341b	0.026 ab	0.060 b
	DMSH	0.1021	0.0747	0.0215	0.0768

DMSH = Diferencia mínima significativa honesta; P.R.F. = Peso fresco de raíz; P.B.F. = Peso fresco de brote; P.R.S. = Peso seco de raíz; P.B.S. = Peso seco de brote; g = Gramos; ppm = Partes por millón. Medidas en columnas con la misma letra son iguales de acuerdo a la prueba Tukey a una $P \leq 0.05$.

VII. CONCLUSIÓN

La técnica de miniestacas es eficiente en la propagación vegetativa del higo (*Ficus Carica L.*) ya que presentó buenos resultados en la formación de raíces y supervivencia.

El uso de miniestacas leñosas o semileñosas puede aumentar la obtención de material vegetal en la propagación masiva de plantas, ya que su respuesta en las variables días a enraizamiento, número de raíces y longitud de raíz es similar.

El uso de auxinas como el AIA y AIB en las miniestacas de higo favoreció el tiempo de enraizamiento, así como el aumento de número de raíces. Sin embargo, el AIB, destaco en las variables, días a brotación, longitud de raíz y brote.

Las altas concentración de auxinas (600 ppm) en las miniestacas de higo tuvieron un efecto negativo en el desarrollo de las raíces. Por lo que una concentración de 400 ppm consiguió un mejor desarrollo de las mismas.

VIII. LITERATURA CITADA

- Abanto-Rodríguez C., Cardoso-Chagas P., Alves-Chagas E., Rengifo-Pérez C. P., Pérez-Flores W. M., Rosello-Tamani E., Villacorta-Tuesta L. y Jaymes-Vásquez A. 2015. Efecto del ácido indolbutírico y tipo de estacas en el enraizamiento de copoazú en cámaras de subirrigación. *Ciencias Amazónica* 5(2): 104-109.
- Agueda G. 2011. Higueras de canarias caracterización morfológica de Variedades. Instituto Canario de Investigaciones Agrarias 3(1): 21-26.
- Aksoy U. 1998. Why figs an old taste and a new perspective. *Acta Horticulturae*. 480(1): 25-35.
- Amri E. 2010. Viable Options and Factors in Consideration for Low Cost Vegetative Propagation of Tropical Trees. *International Journal of Botany* 6(2): 187-193.
- Añazco M. 2000. Producción de plantas. 1ª edición. Rispergraf. Quito, Ecuador. 119 p.
- Azcon-Bieto J. y Talon M. 1993. Fisiología y bioquímica vegetal. 2ª edición. McGRAW-HILL-Interamericana de España, S. L. Madrid. España. 639 p.
- Badr A., P. Angers and Y. Desjardins. 2015. Comprehensive analysis of in vitro to ex vitro transition of tissue cultured potato plantlets grown with or without sucrose using metabolic profiling technique. *Plant Cell Tissue and Organ Culture* 122 (2): 491– 508.
- Baltazar M. E. S. 2022. Propagación de higo (*Ficus carica* L.) con estacas y miniestacas. Tesis de licenciatura. Benemérita Universidad Autónoma de Puebla. Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias, San Juan Acateno, Teziutlán, Puebla. 46 p.
- Barboza F. S. 2008. El higo y sus posibilidades de mercado. *Tecnología En Marcha* 21(3): 14–22.
- Campoverde J. 2017. Efectos de dos hormonas enraizantes sobre estacas de cacao (*Theobroma cacao* L.) de la variedad ccn 51 en la zona de Matilde Esther, en la provincia del Guayas. Tesis de licenciatura. Universidad Técnica de Ambato. Cumandá, Ecuador. 51 p.

- Carvalho da R. T. 2012. Estudio termoanalítico de furanocumarinas de *Brosimum gaudichaudii* Trécul. Tese de mestrado. Universidade Federal de Goiás. 69 p.
- Castillo M., Him F., Hernández B. 2005. Efecto de la auxina AIB en la propagación de azahar de la india (*Morraya paniculata* L.) por acodo aéreo. *Bioagro* 17(2):123-126.
- Castrillón J. C., E. Carvajal., G. Ligarreto, y S. Magnitskiy. 2008. El efecto de auxinas sobre el enraizamiento de las estacas de agraz (*Vaccinium meridionale Swartz*) en diferentes sustratos. *Agronomía Colombiana* 26(1): 16-22.
- Conabio (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad) 2014. *Ficus Carica* L. En línea: http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info_especies/arboles/doctos/50-morac5m.pdf. consultado: 30/05/2023.
- Condit I. J. 1969. *Ficus: The Exotic Species*. 1ª edition. University of California and Division of Agricultural Sciences. Berkeley, California. 363 p.
- Cronquist A. 1981. *An integrated system of classification of flowering plants*. 1ª edition. Columbia Univ. Press. Nueva York, USA. 1262 p.
- Dardon-Zunun J. D., Aguirre-Medina J. F., Iracheta-Donjuan L., Solís-Guzmán B. F. and Mina-Briones F. O. 2015. Evaluación de diferentes concentraciones de auxinas en el enraizamiento de estacas de *Jatropha curcas* L. *Agroproductividad* 8 (2): 26-31.
- Domínguez Y. D. 2015. Efecto del ácido indolbutírico en el enraizamiento de estacas semileñosas de *Pourouma cecropiifolia* M. (uvilla) utilizando propagadores de nebulización en Yarinacocha, Peru. Tesis de licenciatura. Universidad Nacional Intercultural de La Amazonio. Yarinacocha, Perú. 83 p.
- Ersoy N., S. Gozlekci V. Gok. and S. Yilmaz. 2017. Fig (*Ficus carica* L.) 73 fruit: some physical and chemical properties. *Acta Horticulture* 11(73): 329–334.
- Espinosa P. 1996. *Técnicas de propagación vegetativa*. 1ª edición. Instituto Agropecuario Nacional. Argentina. 286 p.

- FAOSTAT (Organización de las Naciones Unidas para la alimentación y la agricultura). 2022. Producción mundial del cultivo de higo. En línea: <https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL>. Consultado: 29/05/23.
- Fichet T. 2018. Regulación del crecimiento y desarrollo radical mediante fitoreguladores. Memorias del 4to Simposio en Fisiología Vegetal. León-Reyes A. Universidad San Francisco de Quito, Colegio de Ciencias e Ingenierías El Politécnico, Quito, Ecuador. pp. 21-22.
- Flores D. A. 1990. La higuera. Frutal mediterráneo para climas cálidos. 1ª edición. Mundi Prensa. Madrid, España. 190 p.
- Hartman H. T. y D. Kester E. 1998. Propagación de plantas: Principios y prácticas. Ambrosio D. A. M. (Trad). 6 reimpresión. Continental S.A. de C. V. D.F, México 733 p.
- Hartmann H. T., D. Kester E, F. Davies T. y R. Geneve L. 2011. Propagación de plantas: Principios y prácticas por Hartmann y Kesters. 8ª edición. Pearson Education Limited. Estados Unidos de América 927 p.
- Hartmann H. T., D. Kester E. 1987. Propagación de Plantas: Principios y Prácticas. 1ª edición. Editorial Continental S.A. México. 814 p.
- Hartmann H. T., D. Kester E., F. Davies T. y R. Geneve L. 2010. Plant propagation: principles and practices. 8ª edición. Prentice-Hall. Nueva Jersey. 915 p.
- Hartmann H. y D. Kester. 1974. Propagación de plantas: principios y prácticas. Ambrosio D. A. M. (Trad). Continental. S.A. de C. V. México. pp: 319-360.
- Hartmann T. y E. Kester. 1990. Propagación de plantas: Principios y prácticas. 4ª edición. Continental S.A. SECSA. D.F, México. 760 p.
- Hronkova M., H. Zahradnickova, M. Simkova, P. Simek and A. Heydova. 2003. The role of abscisic acid in acclimation of plants cultivated in vitro to ex vitro conditions. *Biologia Plantarum* 46: 535–541.
- INEGI (Instituto Nacional de Información Estadística y Geográfica). 2020. Marco Geoestadístico y Censo de Población y Vivienda.

<http://www.inegi.org.mx/app/biblioteca/ficha.html?upc=702825197711>. Consultado: 20/06/2023

- Iskander R. 2002. Manejo de sustratos para la producción de plantas ornamentales en maceta. Department of Horticultural Sciences. En línea: <http://www.uaaan.mx/academic/Horticultura/Memhort02/Ponencia06.pdf>. Consultado: 30/05/23.
- Juárez M. L. 2015. Producción intensiva de higo (*Ficus carica* L.) bajo macro túnel en La Comarca Lagunera, Durango. Tesis de licenciatura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Edo. Méx. México. 90 p.
- Juárez M. L. 2019. Aplicación de tecnologías emergentes e innovadoras en la propagación vegetativa de cuatro variedades de higo (*Ficus carica* L.). Tesis de Maestría. Instituto de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas. Montecillo, Texcoco, México. 85 p.
- Khapare L.S., M. Dahale H., y R. Bhusari B. 2012. Estudios de propagación en higo como afectado por regulador de crecimiento vegetal. Revista asiática de horticultura 7(1): 118–120.
- Klopotek Y., E. George, U. Druege, and H. P. Klaering. 2012. Carbon assimilation of petunia cuttings in a non-disturbed rooting environment: Response to environmental key factors and adventitious root formation. *Scientia Horticulturae* 145: 118-126.
- Krezdorn y Adriance. 1984. La higuera, recomendaciones para el cultivo y procesamiento de esta fruta. *Agricultura de las Américas* 8(2): 26-33.
- López L. 2011. Root-Hor. Grupo andina. Perú. pp: 2-3.
- López L. F. 2016. Reguladores de crecimiento vegetal. En enfoques de gestión postcosecha para mantener la calidad de productos frescos. 1.^a edición. Springer International Publishing Suiza. Suiza. pp: 126–131.
- Ludwig-Müller J., Vertocnik A. and C. Town D. 2005. Analysis of indole-3-butyric acid-induced adventitious root formation on *Arabidopsis* stem segments. *Journal of Experimental Botany* 56: 2095-2105.

- MAFF/ADAS. 1986. The analysis of agricultural materials. HMSO, Londres. 427 p.
- Mateus C. S., R. Nei B, M. A. Silva V. y R. Motta M. 2013. Efectos de la auxina y la nebulización sobre el enraizamiento de herbáceas y esquejes de madera dura de la higuera. *Ciencia Agronómica* 44(2): 334-338.
- Melgarejo L. M. 2010. Experimentos en Fisiología y Bioquímica Vegetal. 1ª edición. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. 249 p.
- Melgarejo M. P. 2000. Tratado de fruticultura para zonas áridas y semiáridas. Higueras de Canarias Caracterización morfológica de variedades. Vol. I. El medio ecológico, la higuera, el alcaparro y el nopal. AMV Ediciones y Mundi Prensa. Madrid. 382 p.
- Montoya V. G. A. 2015. Propagación de estacas tallo leñoso y semileñoso de *Aristotelia chilensis* (Mol) Stuntz mediante el uso de ácido indolbutírico. Tesis de licenciatura. Universidad de Concepción de Chile. Concepción, Chile. 90 p.
- Morocho G. 2015. Propagación vegetativa de café robusta (*Coffea canephora*) utilizando polvos enraizantes, ácido indolbutírico (AIB), y ácido naftalenacético (ANA) en diferentes concentraciones en ventanas. Tesis de licenciatura. Universidad Técnica estatal de Quevedo, Los Ríos, Ecuador. 76 p.
- Muños V. A., R. Macías H., G. Rivera M., C. Gonzales G. y C. Villa M. 2015. Desarrollo Fenológico de Higuera (*Ficus carica* L.) Cultivada en Altas Densidades de Población. *In: Memoria de la XXVII Semana Internacional de Agronomía*. Orona C. I., M. A. Gallegos R., A. Amador M., J. Puentes G., M. Fortis H. Y F. J. Ruiz o. Facultad de agricultura y zootecnia. Venecia, Durango, México. pp: 309-315.
- Muñoz F., H. Orozco G., G. García M., J. Coria A., V. Salgado G. y R. Santiago M. 2011. Época de colecta y tratamientos para el enraizamiento de estacas de cirimo *Tilia mexicana* Schlecht (Tilaceae). *Revista Mexicana de Ciencias Forestales* 2(3): 13-24.
- Nava G. A., A. Wagner, E. Mezalira, D. Cassol A., A. Alegretti L. 2014. Rooting of hardwood cuttings of roxo de valinhos fig (*Ficus carica* L.) with different propagation strategies. *Revista Ceres* volumen 61(6): 989-996.
- Nikovski I. 1994. Common problems in propagation in vitro of fig. *Agrimatters* 9 (2): 32-35.

- Núñez-Ramos J, E. Quiala, L. Posada, S. Mestanza, L. Sarmiento, D. Daniels, C. Arroyo, B. Naranjo, K. Vizueté, C. Noceda, R. Gomez-Kosky. 2020. Morphological and physiological responses of tara (*Caesalpinia spinosa* (Mol.) O. Kuntz) microshoots to ventilation and sucrose treatments. *In Vitro Cellular and Developmental Biology*. 57: 1 -14.
- Obando T. F. C. 2010. Evaluación de tres tipos de auxinas; ácido indol acético, ácido naftalenacético y ácido indol butírico para el enraizamiento de esquejes en dos variedades de clavel (*Dianthus caryophyllus* L.). Tesis de licenciatura. Universidad Técnica de Cotopaxi. Unidad Académica de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales. Latacunga, Ecuador. 78 p.
- Paula L. A. L., S. Correa, A. Boliani C. y P. Santos C. 2009. Effect of indolbutiric acid and times of cutting on rooting of herbaceous cuttings of fig (*Ficus carica* L.) *Acta Scientiarum-Agronomy* 31(1): 87-92.
- Paz U. J. L., H. Delgado H., y M. A. Navarro G. 2020. Guía técnica para la propagación clonal del cacao. 1ª edición. Instituto Nacional de Innovación Agraria. Lima, Perú. 23 p.
- Rodrigues B. S., Xavier A., L. Silva O., L. Melo y A. M. Rosado. 2011. Enraizamiento de miniestacas de clones híbridos de *Eucalyptus globulus*. *Revista Árvore Viçosa* 35 (3): 425-434.
- Salisbury F. y Ross C. 2000. Fisiología de la planta: Desarrollo de las plantas y Fisiología ambiental. 7ª edición. Paraninfo S. A. Madrid. pp: 571-580.
- SIAP (Sistema de Información Agrícola y Pesca). 2022. Producción nacional del cultivo de higo. En línea: <https://nube.siap.gob.mx/cierreagricola/>. Consultado: 30/05/23.
- Simon S. y Petrusek J. 2011. Por qué las plantas necesitan más de un tipo de auxina. *Ciencia de las plantas* 180 (3): 454–460.
- Smith R. y Smith T. 2001. Ecología. 4ª edición. Pearson Educación, S.A. Madrid. 642 p.
- Steffens B. y A. Rasmussen. 2016. La fisiología de las raíces adventicias. *Fisiología vegetal* 170: 603–617.

- Syufihuddin S. M., R. Shahari, C. N. Aini A., N. Shuhada T., M. Radzali M. y M. Syahmi S. 2021. Desarrollo temprano de higo (*Ficus carica* L.) Enraizar y retoñar usando diferentes medios de propagación y tipos de esquejes. *Investigación de ciencias biológicas tropicales* 32(1): 83–90.
- Tarragó J., P. Sansberro, R. Filip, P. López, A. González, C. Luna, and L. Mroginski. 2005. Effect of leaf retention and flavonoids on rooting of *Ilex paraguariensis* cuttings. *Scientia Horticulturae* 103(4): 479-488.
- Tivendale N. D., J. Ross J. y J. Cohen D. 2014. Los paradigmas cambiantes de la biosíntesis de auxinas. *Tendencias en ciencia vegetal* 19 (1): 44–51.
- Tomalá G. y Ulloa D. 2015. Estudio de factibilidad para la creación de un centro de producción y comercialización de un producto hecho a base de Higo (*Ficus carica* L.) en la ciudad de Guayaquil. Tesis de maestría. Universidad de Guayaquil. Guayaquil, Ecuador. 151 p.
- Vozmediano J. 1982. Fruticultura fisiológica: ecológica del árbol frutal y tecnología aplicada. Servicio de Publicaciones Agrarias. Madrid. pp: 25.
- Wahaby F., G. Nabi, N. Ali, and M. Shah. 2001. Rooting response of semi-hardwood cuttings of guava (*Psidium guajava* L.) to various concentrations of different auxins. *Journal of Biological Sciences* 1(4): 184–187.
- Wallace A. A. 1999. Historia y propiedades del higo *Ficus carica*. *Fruta Viva* 32(4): 123 – 130.
- Xavier A. 2009. Silvicultura clonal: principios e técnicas. 2ª edición. Viçosa, MG: UFV. Portugal. 272 p.
- Xavier A., Santos G. y Oliveira M. 2003. Enraizamento de miniestaca caulinar e foliar na propagação vegetativa de cedro-rosa (*Cedrela fissilis* Vell.). *Revista Árvore*, Viçosa 27(3): 351-356.
- Yuste P. M. P. 2007. Biblioteca de la agricultura. 1ª edición. Gráficas Marmol, S.L. Barcelona, España. 762 p.

Zalesny R. S., R. Hall B., E. Bauer O., and D. Riemenschneider E. 2003. Shoot position affects root initiation and growth of dormant unrooted cuttings of *Populus*. *Silvae Genet* 52: 273-279.