

Inga jinicuil Schtdl.
Árbol multiuso

C O L E C C I Ó N
JOSÉ N. ROVIROSA
Biodiversidad, desarrollo sustentable y trópico húmedo

José Manuel Piña Gutiérrez
Rector

Rosa Martha Padrón López
Directora de la División Académica de Ciencias Biológicas

***Inga jinicuil* Schtdl.**
Árbol multiuso

Georgina Vargas Simón

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (México)
División Académica de Ciencias Biológicas

Reinaldo Pire

Universidad Centrocidental Lisandro Alvarado (Venezuela)
Decanato de Agronomía. Posgrado de Horticultura



**UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO**

Primera edición,

D.R. © Universidad Juárez Autónoma de Tabasco
Av. Universidad s/n. Zona de la Cultura
Colonia Magisterial, C.P. 86040
Villahermosa, Centro, Tabasco.

El contenido de la presente obra es responsabilidad exclusiva de los autores. Queda prohibida su reproducción total sin contar previamente con la autorización expresa y por escrito del titular, en términos de la Ley Federal de Derechos de Autor. Se autoriza su reproducción parcial siempre y cuando se cite la fuente.

ISBN: 978-607-606-393-4

Diseño de portada:	Misael Sámano Vargas
Maquetación:	María Fernanda Solano López
Apoyo editorial:	Francisco Morales Hoil Calíope Bastar Dorantes

Hecho en Villahermosa, Tabasco, México

ÍNDICE

Pág.

1. INTRODUCCIÓN	1
2. ORIGEN, DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA Y ECOLÓGICA	3
3. IMPORTANCIA ECONÓMICA	5
4. BOTÁNICA	9
4.1. Clasificación	10
4.2. Nombres comunes	10
4.3. Descripción de la planta	10
4.4. Arquitectura y anatomía de la madera	12
4.5. Arquitectura y anatomía foliar	12
4.6. Inflorescencia	15
4.7. Frutos	15
4.8. Semillas	16
4.8.1. Relación entre las semillas y los frutos	16

4.8.2. Comportamiento de las semillas en almacenamiento	20
5. CRECIMIENTO Y DESARROLLO	21
5.1. Germinación	22
5.2. Descripción de las plántulas	22
5.3. Crecimiento de la planta	22
6. ASPECTOS AGRONÓMICOS	25
6.1. Propagación	26
6.2. Establecimiento	28
6.3. Fijación de nitrógeno	29
6.4. Fertilización y nutrición mineral	31
6.5. Requerimientos de luz y temperatura	33
6.6. Aspectos fitosanitarios	34
6.7. Utilización como árbol de sombra en cafetales	34
7. AMBIENTE Y CONSERVACIÓN	37
8. CONSIDERACIONES FINALES	41
9. FIGURAS	43
1. Árbol de Inga	
2. Hoja pinnada, paripinnada madura	
3. Rama con estípulas y lenticelas	
4. Axila foliar	

5. Arquitectura del folíolo
6. Detalle de la arquitectura foliar
7. Superficie adaxial foliar
8. Superficie abaxial foliar
9. Detalle del estoma
10. Sección transversal con detalle del estoma
11. Sección transversal, mesófilo
12. Sección transversal, detalle mesófilo
13. Sección transversal, nervadura central
14. Inflorescencias
15. Fruto
16. Fruto y semillas
17. Detalle de semillas
18. Semillas germinadas
19. Poliembrionía
20. Plántulas de 8 y 90 días de edad
21. Planta de 24 semanas
22. Planta joven
23. Plantación en callejón
24. Raíces con nódulos
25. Agroecosistema cafetalero con Inga

10. LITERATURA CITADA	69
11. GLOSARIO	83
12. CRÉDITOS FOTOGRÁFICOS	87

PRESENTACIÓN

Este libro presenta una revisión comprensiva de un árbol multiuso, *Inga jinicuil*, y representa una referencia básica para el conocimiento de la planta; es adecuado para estudiantes, agrónomos, forestales técnicos y ecólogos. Dividido en 11 partes, esta contribución nos familiariza desde la morfología más completa hasta los servicios de ecosistema que esta especie nos brinda. El libro se encuentra ilustrado con excelentes imágenes en color, especialmente las anatómicas y de morfología foliar.

Inga jinicuil ha sido usado desde tiempos remotos, por sus frutos, hojas y leño; aunado a que gracias a la asociación con bacterias sus raíces absorben el nitrógeno en el suelo incrementándolo considerablemente. El libro hace una reseña académica de fácil lectura en la que se exponen datos de los experimentos llevados a cabo en germinación y propagación de la especie.

Con las preocupaciones actuales del cambio climático y la reducción de gases en la atmósfera, los autores proponen a *Inga jinicuil* como una buena especie de valor ambiental así como adecuada para recuperar áreas degradadas por la erosión y mal manejo de la tierra.

Para mí es un placer recomendar este libro que es un compendio de investigación y recopilación de información realizada por varios años por ambos autores, quienes tienen la experiencia práctica y académica con sus trabajos en México y Venezuela.

Lourdes Rico Arce
Systematics Groups; Leguminosae Team
Herbarium, Library, Art & Archives
Royal Botanic Gardens Kew, Richmond
Surrey, TW9 3AB, UK

AGRADECIMIENTOS

Revisores

Por sus acertadas sugerencias

Dra. Lourdes Rico Arce. Kew Royal Botanic Garden

M.Sc. María Elena Sanabria Chópite. Universidad Centroccidental Lisandro Alvarado

Dr. Emiliano Pérez Portilla. Centro Regional de Oriente. Universidad Autónoma Chapingo

Dr. Pablo Martínez Zurimendi. El Colegio de la Frontera Sur

Periodista Víctor Manuel Sámano Labastida. Diario Presente

Ex estudiantes de la División Académica de Ciencias Biológicas

Biol. Karina de la O de la O

Biol. Alma D. de la Cruz Ascencio

Ecol. Wiliam R. Alegría González

M.C. Víctor M. Cisneros Solano del Centro Regional del Sureste.
Universidad Autónoma Chapingo por la información y registro fotográfico proporcionado

1. INTRODUCCIÓN

Entre las especies tropicales, resalta una interesante por su utilidad: *Inga jinicuil* Schltdl., una planta de la familia Leguminosae, de semillas comestibles, que ha sido muy utilizada como sombra en agroecosistemas de cacao (*Theobroma cacao* L.) y café (*Coffea arabica* L.) en México y Centroamérica desde la época precolombina (Hernández & León, 1992; Salgado et al., 2007; Ramírez-Meneses et al., 2013). Actualmente se le encuentra, además, en potreros, cercos vivos y huertos familiares (Bost, 2009; Ascencio-Rojas, 2013). Como árbol ornamental se usa también en jardines, parques y avenidas y es muy recomendado para repoblar cuencas hidrográficas (Mendoza, 1980). Algunas de las comunidades indígenas de la Amazonía, además de consumir la fruta como alimento, utilizan las semillas y hojas con fines medicinales como antidiarreico y antirreumático (Villachica, 1996).

Como representante de la familia Leguminosae, *I. jinicuil* participa activamente en la captación del nitrógeno atmosférico que posteriormente es incorporado al suelo, ocasionando un enriquecimiento natural del mismo. De igual forma, es una planta que absorbe importantes cantidades de carbono en sus tejidos a partir del dióxido de carbono del aire por lo que puede ser considerada una especie de gran valor ambiental que minimiza los perjudiciales efectos del calentamiento global. Debido a su rapidez de crecimiento, se considera como una planta de gran utilidad para los países en desarrollo de la región tropical ya que el árbol puede proporcionar alimento, forraje y abono verde rico en nitrógeno, madera para carpintería y combustible, a la vez que ayuda a controlar la erosión del suelo (Brewbaker et al., 1982). Por estas características, es una especie con potencial para reforestación productiva en zonas de selva degradada (Vázquez-Yanez et al., 1999).



2. ORIGEN, DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA Y ECOLOGÍA

Inga jinicuil es un árbol originario de América tropical y se adapta bien a las condiciones de clima subtropical. Se distribuye desde México hasta el Pacífico en Ecuador y Perú, así como en la zona tropical de Brasil (Pennington, 1997). En México, se encuentra en los estados de Chiapas, Guerrero, Michoacán, Jalisco, Morelos, suroeste y norte de los estados de Tlaxcala e Hidalgo, sureste del estado de México, Oaxaca, Puebla, Veracruz y Tabasco (Periódico Oficial del Gobierno del Estado de Hidalgo, 2004; Pennington & Sarukhán, 2005; Manzanero et al., 2009; Moctezuma, 2013; Rubí et al., 2013; Gutiérrez et al., 2015). La planta crece en altitudes de 0 a 1,500 msnm, en regiones con temperatura promedio de 18 °C y precipitación anual cercana a 1,500 mm, con suelos ácidos. También crece en condiciones de suelos desprovistos de vegetación que han sido incorporados a la agricultura (Bukasov, 1981; Villachica, 1996). Los árboles de esta especie se encuentran con frecuencia en los bosques de galería, caracterizados por suelos limosos en los estados mexicanos de Veracruz, Chiapas y Tabasco (Maldonado et al., 2004). Asimismo, en el bosque tropical caducifolio, vegetación secundaria del bosque tropical perennifolio, selva mediana subperennifolia y en bosque mesófilo de montaña (Vázquez-Yanez et al., 1999; García, 2014). En Nicaragua, es parte del bosque decíduo de baja altitud, cuya vegetación se caracteriza por la asociación con árboles latifoliados como *Guazuma ulmifolia*, *Cordia dentata* y *Plumeria rubra* (Meyrat, 2006). En Ecuador se encuentra solamente en los bosques húmedos siempre verdes de la provincia de Esmeraldas (Aulestia, 2011). En Costa Rica, Zamora & Pennington (2001) mencionan que se puede encontrar en áreas abiertas, orillas de caminos, ríos, vegetación secundaria y primaria, particularmente en climas de húmedos a muy húmedos.





3. IMPORTANCIA ECONÓMICA

El uso principal de esta especie ha sido como árbol de sombra en agroecosistemas, en fincas ganaderas, huertos familiares y como cerco vivo tanto en México como en Centroamérica (Hernández & León 1992; Avendaño & Acosta, 2000; Zamora & Pennington, 2001; Salgado et al., 2007; Bost, 2009; Manzanero et al., 2009; Rubí et al., 2013; Gutiérrez et al., 2015). Su madera se ha caracterizado por ser de gran valor como leña, se menciona que hace brasa y produce calor sin producir mucho humo, de tal forma que es usada para el consumo doméstico, en panadería, y en la alfarería (Martínez et al., 2007; Escobar-Ocampo et al., 2009). En los países donde se distribuye esta especie se utiliza también en carpintería (Pennington & Sarukhán, 2005; Vázquez, 2007). La madera de *Inga* se utiliza en la construcción de viviendas rurales en México, Colombia, Venezuela y Puerto Rico, en virtud de su rápido crecimiento y capacidad de resistir a la poda reiterada. En El Salvador se le considera una especie melífera (Sandker, 2004). En Guatemala, las hojas son utilizadas para envolver tamales, dándoles una coloración púrpura (Bressani, 2010). Como alimento, la cubierta blanca, algodonosa, jugosa y dulce que cubre a la semilla (sarcotesta) se consume en fresco desde la época prehispánica (Villachica, 1996; Blanco, 1999) y los frutos aún se comercializan en los mercados de varios países. Asimismo, las semillas inmaduras se cuecen y se consumen con sal y limón. Cabe resaltar que éstas poseen contenidos importantes de proteínas, minerales como hierro y calcio, además de vitaminas (Cuadro 1).

Cuadro 1. Valor nutritivo de la semilla y sarcotesta de *Inga jinicuil* por cada 100 g de alimento crudo.

Nutrimentos	Semilla (Muñoz et al., 1999)	Sarcotesta (Alegoría y Rivera, 2011)
Grasas totales (g)	0.90	0.10
Carbohidratos (g)	27.0	15.5
Fibras (g)	0.90	-----
Proteínas (g)	11.90	1.0
Ca (mg)	46.00	21.0
Hierro (mg)	1.90	0.9



Retinol (mcg)	20.00	-----
Ácido ascórbico (mg)	28.00	9.0
Tiamina (mg)	0.08	0.04
Niacina (mg)	0.80	0.40
Riboflavina (mg)	0.09	0.06
Fósforo (mg)	-----	20.0

Las leguminosas se caracterizan por tener altos inhibidores de la tripsina (IT), una enzima producida por el páncreas que es esencial para la digestión.

Al respecto, Bressani (2010) encontró que *I. jinicuil* contiene entre 48 y 52 mg/g de IT, pero los valores son menores en semillas germinadas (29 ± 0.4 mg/g) y casi cero después de la cocción. Además, encontró que contienen 10.3 % de proteína en la sarcotesta y 17.0 % en la semilla, lo que lo sitúa como un fruto de importante valor nutricional.

En cuanto a la posibilidad de utilizar la especie como antibacteriana, Rugerio et al. (2011) realizaron un estudio con el extracto crudo hexánico y clorofórmico de la semilla a las que se les determinó su concentración mínima inhibidora (CMI) para diferentes bacterias y encontraron actividad positiva contra las cepas de referencia de *Staphylococcus aureus* 25923 y *Listeria monocytogenes* 244. La separación cromatográfica de los extractos del fruto y de la semilla condujo al aislamiento de compuestos fenólicos, los cuales se han encontrado en las hojas de otras especies del mismo género.



4. BOTÁNICA

4.1. Clasificación

Reino: Plantae

Clase: Equisetopsida

Subclase: Magnoliidae

Super orden: Rosanae

Orden: Fabales

Familia: Fabaceae (Leguminosae)

Subfamilia: Mimosoideae

Sección: Leptinga

Género: *Inga*

Especie: *jinicuil* Schltdl.

Sinónimo: *Inga paterno* Harms

Número cromosómico: $2n = 26$ (Pennington, 1997)

Tomado de: Missouri Botanical Garden, Trópicos®, The Royal Botanic Gardens, Kew

4.2. Nombres comunes

La planta recibe diferentes denominaciones según el país o región: guabo caite y paterno (Costa Rica); guabillo (Ecuador); guabillo, guabo negro y caite (Nicaragua); guava extranjera y paterno (Guatemala, El Salvador y Honduras); y cushín (Guatemala). En México los nombres de acuerdo a la región son: jinicuil, cuajinicuil, cojinicuil, paterno y vaina (Veracruz y Michoacán); chalahuite (Puebla y Veracruz); cuijinicuil, cuinicuil, jinicuil y quinicuil (Tabasco); Bitzé y ta' chki, yag-tul, cuajinicuilillo, guajinicuil (Oaxaca); talax, paterno y cuilmacheton (Chiapas) (Martínez, 1979; Pennington & Revelo, 1997; Zamora & Pennington, 2001; Sandker, 2004; Magaña, 2006; Manzanero et al., 2009; Aulestia, 2011).

4.3. Descripción de la planta

I. jinicuil es un árbol de hasta 15-20 m de altura y 30 cm de diámetro normal del tallo, con ramas ascendentes y una copa pequeña e irregular en árboles que crecen en la selva, pero es densa y amplia en los árboles cultivados, en los que el tronco se ramifica desde cerca de la base. Cuenta con raíces tubulares, fuste cilíndrico, su corteza externa es lisa, pálido grisácea con numerosas lenticelas en líneas horizontales y algunos anillos horizontales



(Figura 1), corteza interna pálida, amarillenta y granular (Pennington & Sarukhán, 2005).

Hojas dispuestas en espiral, compuestas, paripinnadas de 6 a 20 cm de largo (Figura 2) subtendidas por grandes estípulas verde pálido de 7 a 20 mm de longitud, estrechamente elípticas u obovadas, ramas con lenticelas (Figuras 2 y 3), el raquis no alado, con 3–5 pares de folíolos obovados a lanceolados, se pueden encontrar árboles con cuatro pares de folíolos o con cuatro y cinco pares de folíolos en el mismo árbol (Figura 2). Los folíolos basales de 6-10 x 3-4 cm, los distales de 7-18 x 3-7 cm, margen entero, ápice delgadamente atenuado, base aguda o estrechamente atenuada a redondeada, a veces asimétrica, verde oscuro, brillantes en el haz y verde pálido en el envés, glabros. Presenta nectarios foliares aplanados a ligeramente cupulares entre el par de folíolos (Figura 4) (Zamora & Pennington 2001; Pennington & Sarukhán, 2005). Los folíolos de acuerdo a su área foliar se clasifican en mesófilos, salvo los basales, más pequeños, clasificados como notófilos (Cuadro 2).

Cuadro 2. Promedios del tamaño de folíolos y su clasificación de acuerdo al área foliar de *Inga jinicuil*.

Folíolos	Largo (mm)	Ancho (mm)	Área foliar* (mm²)	Clasificación
Basales	111.2	44.6	3363.327	Notófilas
Intermedios 1	159.3	57.7	6165.357	Mesófilas
Intermedios 2	189.7	64.7	8238.12	Mesófilas
Intermedios 3	211.1	68.2	9657.351	Mesófilas
Distales	217.4	71.7	10603.296	Mesófilas

*Formula: $LxAx2/3$ (Hickey et al., 1999). Datos no publicados del primer autor.

4.4. Arquitectura y anatomía de la madera

El tallo de una planta de 10 a 30 años de edad puede tener, en promedio, un volumen de tronco y ramas de 3.09 m^3 , con una gravedad específica de la madera de $0.51 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-3}$ (Hernández et al., 2012).

De acuerdo a un estudio de 24 especies de *Inga* (Pennington, 1997) se determinó que la anatomía de madera de *I. jinicuil* es muy uniforme, todas las especies tienen poros difusos con vasos solitarios o agrupados, con parénquima paratraqueal, su abundancia es variable, fibras septadas, rayos homocelulares (similar forma y tamaño), uniseriados (una célula en anchura) y muy cortos. Evans et al. (2006) complementan la información para *I. jinicuil* y afirman que el crecimiento de los anillos es ausente o indistinto, el diámetro tangencial de los vasos es de $227 \mu\text{m}$, con 10 vasos mm^{-2} . La posibilidad de que contenga múltiples radios es frecuente (30-60%) y de que los vasos se agrupen es ocasional, cuando se presenta dicha característica el número de vasos/conjunto es de 3(6); el diámetro de las punteaduras intervasales medidas horizontalmente es de $6-9 \mu\text{m}$, el grosor de la pared de las fibras es de mediana a gruesa, el parénquima axial es aliforme y es común que presente confluencia. Los rayos tienen una altura de células radiales de 14, el ancho del tejido está compuesto por 2-3(4) células y el número de rayos mm^{-2} es de 10; se han encontrado cristales tanto en la cámara de fibras como en la de parénquima axial, además de goma en las células radiales y células axiales del parénquima.

El diámetro tangencial alto del vaso ($> 100 \mu\text{m}$) que presenta esta especie favorece el manejo de grandes cantidades de agua por unidad de tiempo por vaso, en comparación con algunas Mimosoideae resistentes al estrés hídrico y que es menor de $100 \mu\text{m}$ (Montaño-Arias et al., 2013). Cabe también destacar que ocasionalmente se presentan vasos agrupados en *Inga* spp., lo cual representa una ventaja, ya que permite una mayor seguridad en la conducción de agua, disminuyendo el riesgo por embolia (Montaño-Arias et al., 2013). Todas las características anatómicas descritas para la madera de *I. jinicuil* indican el origen tropical de esta especie (León & Espinoza, 2001).

4.5. Arquitectura y anatomía foliar

Con el objeto de estudiar la arquitectura y anatomía foliar, las hojas adultas se colectaron en Nacajuca, Tabasco, México ($18^\circ 09' \text{ N}$ y $93^\circ 01' \text{ W}$). Para la



arquitectura, las hojas se prepararon de acuerdo a la técnica de Sandoval (2005) modificada por Mar (2012), la tinción se obtuvo con safranina “O”. Para el estudio anatómico, las porciones medias de los folíolos se fijaron en FAA (alcohol 96°, 50 mL; ácido acético glacial, 5 mL; formaldehído 40%, 10 mL; agua destilada, 35 mL), se deshidrataron y se incluyeron en parafina. Luego se realizaron cortes transversales de 10 µm de grosor en micrótopo rotatorio. Las secciones fueron teñidas con safranina-verde fijo y con rojo de aceite 7B, de acuerdo a las técnicas tradicionales propuestas en Sandoval (2005). Se obtuvieron microfotografías a través de un microscopio Carl Zeiss con cámara AxioStar MRc5. Las variables relacionadas con los tejidos del mesófilo, de los estomas, y la frecuencia e índice estomáticos se registraron con un microscopio estándar Carl Zeiss con regla micrométrica. Asimismo, para definir las características de los estomas, se recurrió a la técnica de impresión con cianocrilato en los folíolos medios (Espinosa-Osornio et al., 2002).

Arquitectura: la venación de la hoja es pinnada, del tipo camptódroma y subtipo broquidódroma (Figura 5). Las secundarias de 6-9 pares, con un ángulo de divergencia de 45-65°, venas hasta de quinto orden, las terciarias reticuladas, las de cuarto al quinto orden perpendiculares a la primaria, datos concordantes con Pennington (1997). La areolación es ramificada y tiende a ser rectangular, la venación marginal final es curva (Figura 6) (clasificación de acuerdo a Hickey et al., 1979).

Anatomía foliar: La superficie adaxial se distingue por tener células epidérmicas irregulares con paredes anticlinales sinuosas medianamente engrosadas, propias de células expuestas a altas intensidades de luz (Vilela, 1993) (Figura 7). Esta misma superficie está cubierta por una cutícula delgada, seguramente cerosa, ya que su brillo es una característica notable, tal como fue señalado por Arambarri et al. (2008) en *I. verna*.

En un corte de la superficie abaxial, las células epidérmicas se observan con paredes tangenciales sinuosas (Figura 8), más pequeñas que en la superficie adaxial.

Los folíolos de *Inga jinicuil* son hipoestomáticos, sus estomas son de tipo parácitico- rubiáceos (Figura 9). En sección transversal, estas estructuras se observan ligeramente debajo del nivel de las demás células epidérmicas (Figura 10). La frecuencia e índice estomático, así como el tamaño de los estomas se pueden observar en el Cuadro 3.

La epidermis abaxial es más pequeña, mide 5.9 μm en promedio, sus células en vista transversal son casi circulares en su generalidad y rectangulares próximas a los estomas (Figura 10). La epidermis adaxial presentó un grosor de 14.2 μm en promedio, en sección transversal sus células se observan de forma elipsoidal (Figura 10). En cuanto al tamaño (largo) de los estomas, éstos se consideran medianos (15-38 μm) (Metcalf & Chalk, 1979), valor similar lo tiene *Inga* spp. (24 μm), los datos al respecto, así como la frecuencia e índice estomático se muestran en el Cuadro 3.

La frecuencia estomática en *I. jinicuil* es menor a la registrada en *Inga* spp., cuyo valor fue de 413 estomas mm^{-2} (Bongers & Popma, 1990) y en otras Mimosoideae como *I. umbrática* (395.7 \pm 72 estomas mm^{-2}) y *Prosopis nigra*, los cuales fluctúan entre 248-556.8 estomas mm^{-2} , en la superficie adaxial y de 124.8-289.6 en la superficie abaxial (Vilela, 1993; Camargo & Marengo, 2011). En cuanto al índice estomático, los valores encontrados en esta especie son relativamente mayores a otras especies: *Inga* spp. (10 %), *Acacia* spp. (Mimosoideae), muestran 8.3-28.7 % y para algunas *Mimosa*: *M. pudica*, *M. invisá* y *M. pigra* (22.95-40.91 %) (Bongers & Popma, 1990; Edeoga et al., 2008; Tripathi & Mondal, 2012).

Cuadro 3. Características anatómicas foliares de *Inga jinicuil* (promedio \pm desviación estándar).

Estomas			
Largo (μm)	Ancho (μm)	Frecuencia estomática (mm^2)	Índice estomático (%)
20.7 \pm 0.1	13.1 \pm 0.0	143.2 \pm 5.8	36.8 \pm 6.6
Mesófilo			
Epidermis adaxial (μm)	Tejido en empalizada + Tejido esponjoso (μm)	Epidermis abaxial (μm)	
20.9 \pm 2.46	189.6 \pm 31.0	18.8 \pm 1.6	

Datos no publicados del primer autor



Con lo que respecta al mesófilo, se describe como dorsiventral, consta de una capa de epidermis en ambas superficies (adaxial y abaxial) datos similares se registraron en *Inga* spp. para la epidermis adaxial (22 μm) y abaxial (8 μm) y tejido en empalizada + esponjoso (174 μm) (Bongers & Popma, 1990). Cuenta con una a dos filas de células alargadas de tejido en empalizada y entre 6 y 7 capas de células de tejido esponjoso libremente arregladas, la proporción de tejido en empalizada y esponjoso es menor al 50 %, este último contiene idioblastos con taninos y una gran cantidad de espacios aéreos, peculiar en especies sometidas a condiciones de alta humedad en el suelo (Figura 11).

En la Figura 12, se puede apreciar el haz vascular, rodeado de células de esclerénquima; el xilema orientado hacia la superficie adaxial y el floema hacia la abaxial, así como los detalles de los tejidos en empalizada y esponjoso del mesófilo.

En una sección transversal de la vena media, el sistema vascular es cilíndrico, en forma de arco cerrado con dos haces anficribales, el sistema vascular es continuo y se encuentra rodeado de fibras y colénquima (Figura 13), hacia la epidermis abaxial se encuentran varias capas de parénquima, asimismo se observan idioblastos taníferos asociados al floema. Esta vena principal bien formada que contiene una gran cantidad de elementos de vaso podría permitir un rápido movimiento de agua como lo asegura Bieras & Sajo (2009). La fortaleza de la vena media está proporcionada por el esclerénquima que le rodea.

4.6. Inflorescencia

I. jinicuil posee una inflorescencia, generalmente axilar en umbelas con flores pediceladas, verduscas, dulcemente fragantes, 2-3 agrupadas en cada axila, pedúnculos de 2 a 10 cm de largo, glabros, actinonomorfas, cáliz verde de 1.5-2.0 mm, corola de 4-6 mm. Estambres numerosos monadelfos de color blanco (Figura 14), ovario súpero, unilocular, multiovular alargado, glabro con un estilo delgado que iguala a los estambres. En el sureste de México y Costa Rica, la planta florece de febrero a abril (Sousa, 1993; Cordero & Boshier, 2003).

4.7. Frutos

Los frutos son legumbres (vainas) de color verde, rectos o curvos, fibrosos,

glabros con varias semillas (Figura 15), las cuales están cubiertas de una pulpa de aspecto algodonoso (sarcotesta) de sabor dulce (Figura 16). Tanto la base como el ápice son redondeados, con rebordes gruesos. Los frutos llegan a medir entre 25.1-29.5 cm de largo, tienen un ancho de 5.6 cm y un grosor en la parte media del fruto de 3.5-3.7 cm en promedio (Cuadro 4). En este apartado se muestran los valores morfométricos obtenidos a partir de los frutos y de las semillas, colectados en Nacajuca, Tabasco, México.

4.8. Semillas

Las semillas son exalbuminosas, constan de un par de cotiledones de reserva de color verde, además de su eje embrionario, el cual tiene un eje recto y es casi simétrico bilateralmente (Figura 17). La germinación ocurre dentro del fruto aún inmaduro.

4.8.1. Relación entre las semillas y los frutos

En los Cuadros 4 y 5, se presentan diferentes características de los frutos, semillas y sarcotesta (Vargas-Simón et al., 2005; Bressani, 2010). La mayor variabilidad morfométrica se encontró en el peso de la vaina, en pequeña proporción en el largo de la vaina y en el número de semillas/vaina. Asimismo, hubo pequeñas variaciones en el número de semillas.



Cuadro 4. Promedios generales y desviación estándar de las variables obtenidas del fruto, semilla y sarcotesta de *Inga jinicuil* a partir de 150 frutos colectados en Tabasco, México.

Fruto	
Peso (g)	293.48 ± 70.8
Largo (cm)	25.52 ± 4.0
Ancho (cm)	5.62 ± 0.0
Grosor (cm)	3.76 ± 0.0
Semilla	
No. de semillas/vaina	10.96 ± 2.8
Peso unitario (g)	7.06 ± 0.7
Largo (cm)	4.07 ± 0.0
Ancho (cm)	1.91 ± 0.1
Peso de la sarcotesta (g)	4.28 ± 0.2

Fuente: Vargas-Simón et al. (2005)



Cuadro 5. Fraccionamiento físico de los frutos de *Inga jinicuil* provenientes de diferentes localidades de Guatemala.

Fruto	Barberena, Santa Rosa	Santa Lucia Cotz, Escuintla	Cobán Alta Verapaz
Peso (g)	248.2 ± 48.6	231.0 ± 56.5	173.3 ± 36.6
Largo (cm)	27.58 ± 4.59	24.04 ± 3.6	22.9 ± 4.7
Ancho (cm)	6.43 ± 0.4	8.61 ± 0.4	6.62 ± 0.5
Grosor (cm)	2.64 ± 0.3	1.10 ± 0.1	1.19 ± 0.2
Semilla			
Número de semillas/ vaina	14.3 ± 2.9	10.3 ± 1.8	9.6 ± 2.9
Peso unitario (g)	3.76	7.08	5.87

Fuente: Bressani, 2010

Al comparar los Cuadros 4 y 5, se observa una variabilidad en las características de los frutos y de las semillas, lo cual depende completamente de las condiciones ambientales en los que se desarrollaron los árboles y la variabilidad genética de la especie en el sur de México y Guatemala.

Para revisar la influencia del largo del fruto con sus diferentes partes internas se realizó una correlación que se muestra en el Cuadro 6.



Cuadro 6. Matriz de coeficientes de correlación de Pearson para características de la vaina y sus componentes en *Inga jinicuil*. LV: longitud de vaina, AV: ancho de vaina, GV: grosor de vaina, PS: peso semilla, PSa: peso sarcotesta, LS: longitud de semilla, AS: ancho de semilla, NS: número semillas.

	LV	AV	GV	PS	PSa	LS	AS
AV	-0.0716						
GV	0.1357	-0.9530**					
PS	0.8809**	-0.0665	0.1910				
PSa	0.7394**	0.3805	-0.3213	0.5355*			
LS	-0.8398**	0.5086*	-0.5473*	-0.3565	-0.5198*		
AS	-0.7734**	0.5480*	0.5605*	-0.2201	-0.4299	0.9683**	
NS	0.9771**	-0.0553	0.1167	0.4148	0.7692	-0.8259**	-0.7613**

*Significativo $P \leq 0.05$, **Altamente significativo $P \leq 0.01$

Fuente: Vargas-Simón et al. (2005)

Existe una relación altamente significativa y positiva entre la longitud del fruto, el número y el peso de semillas, así como con el peso de la sarcotesta (Cuadro 6) y una correlación altamente significativa y negativa entre la longitud del fruto y la longitud y ancho de la semilla. A medida que la vaina es más larga, produce más semillas, pero de menor tamaño, aunque su peso no fue afectado.

Por la forma en que se acomodan las semillas en el fruto, el ancho de éste facilita el alargamiento y ensanchamiento de las mismas, observándose una correlación significativa entre ambas variables (Cuadro 6). Aniszewski et al. (2001), en su evaluación con *Lupinus* confirma esta relación indirectamente proporcional entre longitud de vaina y número de semillas. Zhang (1998) determinó que las características de la semilla están relacionadas con las reservas disponibles de alimento proveniente del fruto, y a su vez, las semillas de vainas más largas tendrán una mayor cantidad de reservas para producir plantas vigorosas (Aniszewski et al., 2001). Los valores cuantificados en las semillas (número, longitud y ancho) fueron prácticamente uniformes, lo cual permitió inferir en que existe un posible patrón de conformación morfológica, como sucede en algunas especies de leguminosas (Mehlman, 1993); sin embargo, parámetros como peso de fruto, de la semilla y de la sarcotesta que tienen una mayor variación, sugiere que resultaría relevante ampliar la colecta en otras zonas de la región para concluir que *I. jinicuil* es



una especie polimórfica.

4.8.2. Comportamiento de las semillas en almacenamiento.

La clasificación de las semillas de *I. jinicuil* en función del comportamiento al almacenamiento ha llevado a una discusión entre autores como se señala a continuación:

Farnsworth (2000) y Ochse et al. (1986) afirman que el género *Inga* es una especie vivípara, caracterizada por mantener la semilla con una humedad por encima del 80%, por lo que el agua es un elemento crítico para el metabolismo y desarrollo del embrión, el cual sigue creciendo dentro de la semilla cuando ésta se encuentra aún en el fruto conectado a la planta madre. Se ha observado que dichas semillas presentan un contenido bajo de ácido abscísico, regulador responsable de la latencia.

Sin embargo, Duke (1969) no considera a las especies de *Inga* como vivíparas verdaderas ya que hay varios registros de semillas germinadas antes de la abscisión de los frutos, y afirma que en estos casos la razón de este hecho se debe a condiciones ambientales y no a una característica inherente a la especie.

De la misma forma, Villachica (1996) y Pennington & Sarukhán (1998), las consideran como semillas recalcitrantes debido a que en condiciones naturales su viabilidad es muy corta, atribuyéndole ésta característica a que la sarcotesta que las rodea se fermenta rápidamente al ser expuesta al aire. O en su defecto, cuando dicha estructura se le remueve, el embrión tiende a deshidratarse y ello conlleva a la pérdida de viabilidad. Se ha observado que en estas condiciones pueden durar por una o dos semanas en el interior del fruto cerrado. También cuando tienen menos del 40% de humedad.

De acuerdo a Farrant et al. (1988), en semillas altamente recalcitrantes la germinación empieza inmediatamente después de la madurez fisiológica y continúa rápidamente. Tales semillas son generalmente esparcidas en bosques tropicales o tierra húmeda, ambiente donde hay suficiente agua disponible para continuar la germinación durante todo el año. Aunado a esto, también consideran que tales semillas parecen resistir un pequeño grado de desecación como es el caso de *I. jinicuil*.



5.1. Germinación

Las semillas de *I. jinicuil*, son recalcitrantes y por lo general germinan dentro del fruto (Figura 18), por lo que una vez que se colocan en el medio de propagación emiten su radícula rápidamente. Para el caso de las semillas que se recolectan sin germinar, Chan-Quijano et al. (2012) encontraron que la germinación ocurrió en un máximo de dos días al colocarlas en camas de germinación. La germinación en esta especie es criptocotilar hipógea con cotiledones de almacenamiento, y en algunas ocasiones pueden presentar poliembrionía, es decir, la formación de dos o más embriones que originan diferentes plántulas (Figura 19). A los cuatro días después de la siembra emergen los paracotiledones foliáceos de color rojizo y su desarrollo completo ocurre a los diez días, posteriormente se forman los protófilos que se producen continuamente al menos hasta las 30 semanas.

5.2. Descripción de las plántulas

Las plántulas pueden desarrollarse muy rápidamente presentan una ramificación dicotómica (Figura 20). A los seis días alcanzan una altura de 7 cm (a la bifurcación de los paracotiledones y primer par de protófilos). Los paracotiledones y los protófilos en ocasiones son de color rojizo recién desarrollados y se tornan verdes conforme transcurre su desarrollo; los paracotiledones son opuestos, bifoliolados, estrechamente elípticos y fuertemente nervados de apariencia “arrugada”, totalmente expuestos miden 8.03 ± 2.1 cm de largo. Los protófilos bifoliolados son lanceolados de 11.75 ± 0.3 cm de largo (32 días); cada uno se compone de uno a dos pares de folíolos (Figura 19).

5.3. Crecimiento de la planta

Vargas-Simón et al. (2009) estudiaron el crecimiento del tallo y raíz de *I. jinicuil* durante 30 semanas luego del trasplante (Cuadro 7). Se observó que de mantenerse el ritmo de crecimiento del tallo, los valores serían similares a los obtenidos por Davidson et al. (1998) en *I. vera*, especie que alcanzó 70 cm de longitud en el período de un año. La longitud del tallo es una variable utilizada en viveros para definir el momento en que las plantas están aptas para trasplantarse en el sitio de reforestación (PNUMA, 2002). Al respecto, se detectó que a partir de la semana 24, la raíz comenzó un crecimiento en espiral alrededor de las paredes de la bolsa (Figura 20), condición que ha sido observada por otros autores en diferentes especies (Landis, 2000). Esto



sugiere que el período previo a la semana 24 sería el momento apropiado para el trasplante definitivo al campo cuando se utilizan bolsas de 26 x 11 cm (largo x ancho).

Cuadro 7. Crecimiento del tallo y raíz de *Inga jinicuil* a las 30 semanas después del trasplante.

Longitud del tallo (cm)	Longitud de la raíz principal (cm)	Número de raíces secundarias	Número de folíolos
40,2	24,4	29,5	27,4

Adaptado de Vargas-Simón et al. (2009)

El patrón de crecimiento de las raíces secundarias fue concordante con el crecimiento de la raíz principal como una respuesta obvia a la mayor cantidad de reservas para sustentarlo (Veierskov, 1988). También, los patrones de asignación de reservas varían dependiendo de la edad de la planta (Cervantes et al., 1998).

En la semana 30, las hojas se desarrollaron con un par de folíolos, sin presentarse la formación de los tres o cuatro pares de folíolos característicos de la hoja adulta (Pennington y Sarukhán, 2005). La permanencia de hojas juveniles en las primeras etapas de desarrollo también se ha observado en otras leguminosas (Veasey et al., 1999), lo que sugirió que *I. jinicuil* podría sobrevivir con éxito en programas de reforestación por la producción de follaje y utilizarse como árbol de sombra (Martínez et al., 2007).

La tasa de crecimiento relativa de la planta ($0.016 \text{ g}\cdot\text{g}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$) fue inferior a la señalada para otras especies Mimosoideae por Huante et al. (1998), lo cual ubica a *I. jinicuil* como una planta de sucesión intermedia, tal como lo definen Souza y Válio (2003).

La planta, al igual que la mayoría de las especies forestales presenta una tasa de crecimiento que depende de las condiciones climáticas a las cuales se encuentre expuesta así como el tipo de suelo donde se desarrolla. Por ejemplo, obviando las diferencias inter-específicas, en un estudio sobre



crecimiento vegetativo de este género se encontró que bajo condiciones de raíz confinada, como es el caso de cultivo en bolsas de vivero (Figura 21), *I. jinicuil* tuvo un crecimiento medio de 40.2 cm durante un período de 30 semanas (Vargas-Simón *et al.*, 2009). Comparando, en condiciones de campo abierto, el crecimiento de *Inga edulis* fue mucho mayor, ya que su altura se incrementó en 185 cm en un período aproximado de 21 semanas (Muñoz, 2012).

Asimismo, se observó en un huerto familiar (Dos Montes, Villahermosa, Tabasco) unas plantas de un año de edad que contaban con 1.20 m de alto, mostrando siete pares de metáfilos, cada uno con 4 pares de folíolos lanceolados (Figura 22).

En una investigación donde se comparó su utilidad como árbol de sombra frente a otras leguminosas arbóreas en plantaciones de café, se halló que el diámetro del tallo de *I. edulis* en su etapa juvenil, logró incrementarse de 0.62 hasta 3.90 cm en el período de cinco meses, superando al guarango (*Parkia balslevii*) y al guayacán (*Piptadenia pteroclada*) los cuales presentaron menor grosor del tallo (Muñoz, 2012).





6. ASPECTOS AGRONÓMICOS

Aunque en algunas oportunidades *Inga jinicuil* es utilizado en potreros y huertos familiares, así como árbol de sombra en variadas explotaciones agrícolas, es fundamentalmente una planta silvestre que no ha sido estudiada en condiciones de monocultivo. Debido a esta limitada utilización como cultivo hortícola, es escasa la información disponible en las bases de datos agrícolas sobre las mejores prácticas culturales y de manejo de esta especie. Particularmente, podrían señalarse ciertas generalidades sobre aspectos agronómicos y ecológicos basados en la información existente de *Inga jinicuil* y otras especies del género *Inga*, así como en experiencias propias de los autores.

6.1. Propagación

La planta se propaga generalmente por semilla. En vivero, éstas deben sembrarse no más de 2 cm por debajo de la superficie del suelo y proporcionar sombraje parcial. La germinación es rápida y las plántulas se mantienen normalmente durante dos meses en el vivero. Dado que más del 90 % de ellas germinan dentro del fruto, lo recomendable es el uso de las semillas con una radícula de dos o más centímetros lo cual permite obtener plántulas mejor desarrolladas en menor tiempo y con mayor número de folíolos, lo que le confiere una mayor capacidad fotosintética (Vargas-Simón *et al.*, 2009). Esto implica que se pueden realizar trasplantes a raíz desnuda totalmente exitosos en el vivero (Fernandes *et al.*, 1991, Vargas-Simón *et al.*, 2009).

Las semillas de *I. jinicuil* se siembran en vivero, en bolsas de polietileno de 10 x 15 cm, 30 x 30 cm o 11 x 26 cm dependiendo del tiempo de duración antes del trasplante. Lo recomendable es trasplantarlas a los cuatro meses (Vázquez-Yanes, 1999) y a más tardar a los seis para evitar deformaciones en la raíz por efecto del poco espacio de la bolsa de vivero (Vargas-Simón *et al.*, 2009). Las plántulas se deben regar regularmente y el sombraje del vivero debe ser retirado un mes antes del trasplante. Las vainas de *Inga* son pesadas y voluminosas para el transporte, lo cual, combinado con la corta viabilidad de las semillas implica que aquellas normalmente deban ser recogidas cerca del lugar de plantación (Lawrence, 1993).

Según la experiencia de los productores del estado de Veracruz, México, las semillas deben descubrirse de su pulpa blanquecina (sarcotesta) y sembrarse inmediatamente para evitar la desecación. Un color verde es indicativo de



un estado sano y esta semilla usualmente se siembra en camellones con suelo friable y suelto. Luego de un mes pueden llevarse a bolsas de vivero donde la plántula puede permanecer unos pocos meses dependiendo de la fecha en que se vaya a trasplantar al terreno definitivo. Esto puede realizarse en la época en que disminuye el período lluvioso, pero cuando aún existe suficiente humedad en el suelo para que la planta logre prosperar ⁽¹⁾. La siembra directa aún no ha demostrado ser un método confiable.

Se tiene poca información sobre propagación vegetativa en *Inga jinicuil*; sin embargo, existe la experiencia de injertos exitosos utilizando las modalidades de enchapado inglés y enchapado lateral (Sánchez et al., 2014). Se recomienda que los patrones, de dos años de edad y aproximadamente de 1.5 m de alto y de 1.5 a 2.0 cm de diámetro, sean establecidos en bolsas de vivero (22 x 35 cm) en un sustrato compuesto de suelo mineral y una parte de lombricomposta. Las varetas utilizadas, de alrededor de 20 cm de largo con tres o cuatro yemas, deben provenir de la última estación de crecimiento, maduras y con yemas hinchadas, próximas a brotar ⁽²⁾.

Otra especie de *Inga* (*I. feuillei*) ha sido propagada por estacas de tallo semiduras y por medio de acodo aéreo, siendo esta última la forma más exitosa (100 % de enraizamiento) en ramas de 1-2.5 cm de diámetro y con aplicación o no de auxinas (Brennan & Budge, 1998).

⁽¹⁾ Sr. Serafín Morales-Aguilar. Vivero comercial en Tlaviçtepan, Veracruz, México. Comunicación personal.

⁽²⁾ Dr. Nicolás Gutiérrez-Rangel, Colegio de Postgraduados, Campus Puebla, Puebla, México. Comunicación personal.

6.2. Establecimiento

Para su establecimiento se mantiene una pequeña área libre alrededor de los árboles durante los primeros seis meses. En sistemas de asociación en cafetales, se recomienda establecer la sombra durante nueve meses a un año antes para crear un ambiente propicio para las plantas de cafeto. Cordero & Boshier (2003) recomiendan que las plantas se establezcan con espaciamientos de 8 x 8 m, pero destacan que si se requiere una mayor sombra cuando se utilizan en callejones asociados con otros cultivos (Martínez *et al.*, 2006), se pueden plantar con distanciamientos de 4-6 m entre hileras y 0.5 a 2.0 m entre árboles de una misma hilera (Figura 23).

La planta se adapta muy bien a la poda y cuanto más temprano se realice ésta, mejor es la forma del árbol. Se sugiere que dicha práctica de formación se inicie a partir del segundo año, eliminando las ramas axilares bajas o cortando la parte superior del tallo principal (aproximadamente un tercio o un cuarto de la altura total) para promover la formación de una “sombrilla.

Después de podadas las ramas crecen de nuevo, siempre que los cortes no sean por debajo de 0.75 m. La respuesta a este procedimiento es mejor si la altura de la poda es variada, dejando algunas ramas sin cortar (Salazar *et al.*, 1991). El material resultante se suele depositar en el suelo como cubierta vegetal para favorecer la fertilidad del mismo y preservar la humedad en las zonas más secas (Cordero & Boshier, 2003). A partir del sexto año se hace una regulación de sombra cada dos años, eliminando ramas y reduciendo las copas. Esto evita un exceso de sombra que puede afectar a los cultivos asociados y puede promover enfermedades (Pennington, 1997; Pennington & Fernandes, 1998). La poda beneficia el crecimiento en altura y produce un mejoramiento de la forma del árbol y de la madera, que aparece sin nudos. Aunque los árboles no se cultivan específicamente con este propósito, las ramas de *Inga jinicuil* son una fuente popular de leña, con un alto contenido calórico y poco humo (Escobar-Ocampo, 2009).

Albrecht y Kandji (2003) señalan que *Inga jinicuil* es un árbol que puede ser usado exitosamente para proporcionar sombra al cultivo de café, pero requiere ciertas condiciones de suelo para su establecimiento, las cuales determinan la capacidad del árbol para un rápido crecimiento. Sin embargo, la planta crece bien en suelos ácidos de pH 4.0, de baja fertilidad y con alta saturación con aluminio (Bukasov, 1981). Su alta tolerancia a la



acidez del suelo le permite superar en este aspecto a muchos otros árboles leguminosos (Smythe, 1993; Salazar y Palm, 1991). Asimismo, tiene un elevado requerimiento de agua en los primeros dos meses de crecimiento, lo cual es una condición común en las especies arbóreas. Pasado este período crítico, el aporte de riego puede ser menor y las plantas aseguran la supervivencia hasta el momento del trasplante. Galera (1996) detectó una alta dependencia de los árboles leguminosos a la humedad del suelo al encontrar que, en condiciones de campo y elevada precipitación, la supervivencia puede llegar al 95 % después de siete años. La estrecha vinculación del género *Inga* con las zonas lluviosas y riberas de los ríos indica el alto requerimiento hídrico de la planta; incluso, en un estudio que consideró 14 especies de este género (Soto et al., 2013), se encontró que el 50 % de los especímenes evaluados estaban asociados a suelos constantemente inundados, condiciones en las que otras especies de leguminosas no se adaptarían (Pennington, 1997). Por otra parte, y como consecuencia de lo anterior, la planta necesitará suficiente riego cuando es cultivada en áreas abiertas en suelo natural.

6.3. Fijación de nitrógeno

Todas las especies de *Inga* producen nódulos radicales que contienen bacterias fijadoras de nitrógeno (Figura 24), por lo que los cultivos asociados se benefician de este mecanismo de enriquecimiento natural del suelo. En *I. jinicuil* los nódulos comienzan a ser visibles una vez que se inicia la formación de las raíces secundarias, mientras que en *I. oerstediana*, Grossman et al. (2006) observaron que la nodulación es lenta y sólo alcanza valores moderados luego de cinco meses de edad de la planta.

El nitrógeno potencialmente fijado para un ambiente con restricciones ecológicas, como el semiárido, es variable, aunque se conoce que el N fijado anualmente por árboles de la familia de las leguminosas es de 30 a 50 kg por hectárea (Felker, 1984; Dommergues, 1995). Por su parte, Jhonson y Mayaux (1990) han estimado la fijación de este elemento a una tasa entre 45 y 150 kg·ha⁻¹ al 50 % de la cobertura de copa. Como además el nitrógeno del mantillo u hojarasca generada por los árboles se mineraliza, la cantidad de N disponible en el suelo se incrementa con el tiempo. Estas cantidades de nitrógeno pueden cubrir las necesidades de muchos cultivos o pasturas existentes en el área. Los suelos del trópico húmedo mundial se caracterizan por presentar deficiencias de nutrimentos, y en tal sentido, *I. jinicuil* es una especie capaz de ayudar a suplir dichas carencias nutricionales.

En un estudio de más de tres años, Roskoski y van Kessel (1985) encontraron que el árbol de *I. jinicuil* alcanzó a fijar al año aproximadamente 35 kg de nitrógeno por hectárea. Similares resultados fueron reportados por Khanna (1997) y Sarvade et al. (2014) con 35-40 kg N⁻¹·ha⁻¹·año⁻¹. En un estudio previo, Nair (1990) estimó que la capacidad anual de fijación de nitrógeno por esta especie variaba entre 35 y 50 kg·ha⁻¹.

Los resultados anteriores representan un significativo aporte de nitrógeno para plantas de café en el agrosistema donde se utiliza esta especie como árbol de sombra (Roskoski, 1981).

En el estudio de Roskoski y van Kessel (1985) se encontró que la actividad de fijación de nitrógeno ocurrió a todo lo largo del año, pero fue mayor durante el verano y otoño, cuando la precipitación y la temperatura alcanzaron su máximo y se había producido la mayor parte de las fases de crecimiento y reproducción de los árboles. *I. jinicuil* presentó dos floraciones al año y la actividad nodular alcanzó su punto máximo una vez durante cada ciclo reproductivo, con actividad máxima después de la floración en el primer ciclo reproductivo y antes de la floración en el segundo. Los nódulos de las plantas de semillero fijaron 35 % más nitrógeno que los de las plantas de 30 años de edad, aunque hubo similitud en el patrón diario de actividad. En general, se halló que la variabilidad en la actividad de fijación de nitrógeno fue alta entre años y entre meses, pero relativamente pequeña entre horas del día. Las fluctuaciones mensuales de la actividad nodular fueron notorias y parecen estar relacionadas con los efectos integrados del clima en la fenología del árbol.

El tiempo de la actividad máxima y mínima, tanto estacional como diaria, difirió significativamente de lo que ha sido reportado en otras especies fijadoras de nitrógeno. Por otra parte, se presentó un marcado incremento en la tasa de fijación de nitrógeno a partir del segundo año de evaluación, pasando de 2.36 a 4.50 μmol de N·g⁻¹ de nódulos·h⁻¹, lo cual fue atribuido por los autores al hecho de que a partir de ese año se suspendió la aplicación de fertilización nitrogenada y/o a la fuerte defoliación y caída de frutos que ocurrió por motivos de un severo ataque de insectos. En ambos casos, existe evidencia con *I. jinicuil* y otras especies leguminosas que este tipo de estrés produce un aumento de la tasa de fijación de nitrógeno (van Kessel y Roskoski, 1981; Young, 1982; van Kessel y Roskoski, 1983).



En el mismo estudio se encontró que la tasa de fijación de nitrógeno y la actividad nodular de *I. juinicuil* fue muy constante durante la mayor parte del día. Sin embargo, existió un notorio pico de actividad a las 19:00 horas, lo que diferencia a esta especie de otras leguminosas arbóreas en las cuales la mayor actividad se produce en horas del mediodía y que se atribuye a la máxima intensidad lumínica (Langkamp *et al.*, 1979; Ogboghodo, 2001). Aparentemente, en *I. juinicuil*, la tasa de fijación de nitrógeno está más relacionada con la periodicidad de crecimiento de los árboles que con los patrones de luminosidad, lo que comparativamente la haría similar a algunas especies leguminosas del género *Desmodium* en las que el número y peso de nódulos por gramo de planta seca se mantuvo constante aun cuando los niveles de luz natural fueron disminuidos hasta un 20 % de su máximo valor (Houx *et al.*, 2009).

6.4. Fertilización y nutrición mineral

Los nutrientes del suelo son esenciales para la producción de suficiente biomasa vegetal y representan un componente vital en cualquier sistema de agricultura sostenible. La no reposición de los nutrientes extraídos ocasiona el agotamiento de la capa fértil de los suelos, mientras que su excesiva aplicación o su manejo ineficiente pueden provocar problemas ambientales si son lixiviados fuera del alcance de las raíces.

Según el análisis foliar realizado por Muñoz (2012) para la especie *Inga edulis* (Cuadro 8), existe una importante acumulación de nitrógeno en las hojas de la planta (3.03 %). Como ya se mencionó, las especies leguminosas fijan nitrógeno y son capaces de transferir parte del mismo.

Entre el resto de los macronutrientes se considera que el fósforo es muy importante para el establecimiento del cultivo y uno de los nutrientes más limitantes para los ecosistemas tropicales. En tal sentido, Dias *et al.* (1995) encontraron que durante el establecimiento, las especies arbóreas fueron muy exigentes en fósforo. Sin embargo, Baraloto *et al.* (2006), en un experimento de comparación de diferentes especies leguminosas arbóreas tropicales, encontraron poco efecto del nutriente sobre el crecimiento de las plántulas. Esto sugeriría que, en las etapas muy jóvenes, la plántula podría aún disponer de las reservas nutritivas de la semilla, pero no así durante el establecimiento en campo.

Los macronutrientes Mg, Ca y K han sido sugeridos como muy importantes para el crecimiento de plántulas en algunos suelos (Burslem *et al.* 1995, Palmiotto *et al.* 2004). Sin embargo, la información presentada en el Cuadro 8 muestra que la extracción de potasio (0.64 % en el follaje) es relativamente baja si se compara con los valores de referencia de otros árboles (Jones, 2001). Asimismo, en condiciones de campo en una zona lluviosa de Costa Rica, la planta mostró baja exigencia de calcio y magnesio, lo cual se corresponde con los bajos valores foliares de 1.68 y 0.22 % mostrados en el Cuadro 8, respectivamente, para estos elementos. Todo lo anterior sugiere que el nitrógeno es el principal nutriente almacenado en las hojas de la planta. En experimentos realizados en Brasil donde se utilizó *Inga* para reforestar áreas degradadas, se encontró que el crecimiento de las plantas aumentó considerablemente cuando recibieron fertilizante químico y orgánico en suelos de alta acidez y baja fertilidad (Jaquetti *et al.*, 2014). En un estudio realizado con diferentes árboles y arbustos que habitan las tierras bajas y lluviosas del estado de Veracruz, México, Bongers y Popma (1990) encontraron valores medios de 24.74 , 0.97 y 7.22 mg g⁻¹ para N, P y K foliar en especies del género *Inga*. Los altos niveles de N le permitieron a *Inga* spp. ocupar el quinto lugar entre las 68 especies leñosas incluidas en el estudio. Asimismo, ocupó el cuarto lugar en cuanto al contenido de N por superficie de suelo (2.28 g m⁻²) y el primer lugar en la relación nitrógeno/ fósforo (25.49).

Cuadro 8. Composición química del tejido foliar de árboles de *Inga edulis*

Macronutriente					
N	P	K	Ca	Mg	S
%					
3,03	0,14	0,64	1,68	0,22	0,14

Micronutriente				
B	Zn	Cu	Fe	Mn
mg.kg ⁻¹				
19,1	17,8	19,4	163,8	108,4

Fuente: Muñoz, 2012



6.5. Requerimientos de luz y temperatura

En condiciones de vivero, con 40 % de luz natural, el tallo de *I. jinicuil* alcanzó una longitud de 30 cm en un período de siete meses (Vargas-Simón *et al.*, 2009). Sin embargo, en una investigación posterior (datos no publicados), bajo luz artificial de sólo 5 μ m, este órgano alcanzó los 30 cm en un período de solamente tres meses, lo que indica que la baja luminosidad favoreció el crecimiento de la planta en esta primera etapa de vida. En ambos estudios las plántulas crecieron en sustratos similares y sin fertilización.

Por otra parte, plantas adultas del género *Inga* han mostrado la máxima tasa de crecimiento bajo condiciones de plena exposición solar, aunque existió interacción con la aplicación de nutrientes, especialmente el fósforo (Myster, 2006). En otro estudio con dos especies de *Inga* (*I. oestadiana* e *I. alba*), los árboles ratificaron su alta sensibilidad a la luz, y de nuevo la respuesta estuvo condicionada por la fertilidad del suelo (Palow y Oberbauer, 2009). En ambos trabajos se apoya la idea de que los factores edáficos juegan un papel importante en el crecimiento de estas plantas en los bosques húmedos tropicales (Russo *et al.* 2005).

Myster (2006) también demostró que a altos niveles de luz las plantas responden más a las adiciones de fósforo que de nitrógeno, que a bajos niveles de luz casi no existe respuesta a la fertilización, y que al reducir la luminosidad en un 80 % o más se incrementa notoriamente la mortalidad de las plantas. Aunque a menudo las plántulas plantas de semillero se establecen bajo sombra, las plantas adultas necesitan suficiente cantidad de luz para crecer y florecer (Palow y Oberbauer, 2009). Del total de flores producidas, menos del 10 % se transforma en frutos, tal como ocurre en otras especies del género (Koptur, 1984).

Por otra parte, las temperaturas altas disminuyen la disponibilidad de agua y la actividad microbiana, lo que afecta la dinámica de los nutrientes en el suelo. Cuando los árboles tienen más de diez años, el mayor sombreo posibilita un descenso en la temperatura del suelo y un mejor aprovechamiento de los nutrientes (van Kessel y Roskoski, 1983).

6.6. Aspectos fitosanitarios

En vivero, el exceso de agua en las leguminosas arbóreas trae aparejado un elevado porcentaje de infección de hongos de las plántulas. Por esta razón, se aconseja no utilizar riego por aspersion, u otra forma que humedezca el follaje (Galera, 1996). En Ecuador, en condiciones de campo, el género *Inga* spp. es particularmente susceptible a la infestación con muérdago, una planta semi-parásita del género *Viscum* (García, 1993).

Aunado a lo anterior, *I. jinicuil* ha sido señalada como hospedera de la mosca de las frutas (*Anastrepha distincta*). Sin embargo, Aluja *et al.* (2000) reportaron un nivel de infestación de 3.4 larvas por fruto, lo que representan bajos niveles poblacionales.

La presencia de malezas puede reducir sensiblemente el crecimiento de los árboles. Al respecto, Kanmegne *et al.* (2003) hallaron una reducción de 3.09 a 1.80 m en la altura y de 29.4 a 11.7 mm en el diámetro del tallo de plantas de *Inga edulis* luego permanecer 60 semanas con presencia de malezas en la cercanía de los árboles; sin embargo, luego de 120 semanas las diferencias se redujeron sensiblemente debido a que el mayor sombraje producido por el árbol controló buena parte de la maleza. De igual forma, Romero-Alvarado *et al.* (2002) observaron una notoria reducción de la maleza bajo la sombra de *Inga* sp. atribuida, en parte, a la presencia de hojarasca en la superficie del suelo.

6.7. Utilización como árbol de sombra en cafetales

El árbol presenta una condición ideal como especie de sombra en cultivos como cacao y café (Figura 25), sistema que se utilizaba desde la época prehispánica, particularmente con el cacahoaquahuitl (árbol de cacao); esta misma práctica fue adoptada posteriormente por los diferentes productores de café (Moreno-Calles *et al.* 2013). Los árboles de sombra no compiten por luz ni por nutrientes por su abundante producción de biomasa, ya que sus hojas caen durante todo el año y aportan abundante materia orgánica al suelo.

A partir de un muestreo basado en casi un centenar de predios cafetaleros en el estado de Oaxaca, México, Hernández *et al.* (2012) encontraron que en el 90 % de los sitios, los árboles de sombra utilizados correspondían a *I.*



jinicuil. La densidad promedio fue de 164 árboles por hectárea.

El *cuijinicuil*, por su crecimiento rápido, copa amplia (relativamente abierta) y su capacidad de fijación de nitrógeno tiene alto potencial como árbol de sombra, ya que estos agroecosistemas son más estables y sostenibles cuando se asocian con leguminosas, pues se favorece el reciclaje de nutrientes, se reducen las necesidades de fertilizantes y otros productos químicos, a la vez que se regula la intensidad de luz que llega al cultivo asociado y la temperatura promedio del aire, manteniéndola más alta durante la noche y más baja durante el día (Vaast y Snoeck, 1999). El impacto de *I. jinicuil* como árbol de sombra sobre el microclima en cafetales ha sido medido por Barradas y Fanjul (1986) quienes detectaron una modificación de la temperatura en diferentes plantaciones en México donde se alcanzó una reducción de la temperatura máxima de 5.4 °C y un incremento de la temperatura mínima de 1.5 °C.

Un sistema más complejo utilizado en cafetales en Honduras está representado por la asociación de *Inga* spp. con plantas de plátano o yuca. En este caso, el plátano o la yuca proveen sombra temporal durante los dos primeros años, a la vez que producen ingresos al productor para pagar parte de los gastos de establecimiento del árbol. Posteriormente, la especie de *Inga* se constituye en la sombra permanente.

Los rendimientos del café u otros cultivos han sido superiores cuando se usaron plantas de *Inga* como árboles de sombra en comparación con especies de otro género (Szott y Meléndez, 1991; Fernandes *et al.*, 1991; Smythe, 1993; Siles *et al.*, 2010). Contrariamente, Romero-Alvarado *et al.* (2002) señalan que no encontraron mejoras en la calidad del café cuando las plantas se cultivaron en asociación con árboles de *Inga* spp.

Van Oijen *et al.* (2010) realizaron una revisión extensa sobre el uso de árboles de sombra en cafetales de América Central entre los que, además de *I. jinicuil*, menciona diferentes especies como *I. densiflora*, *I. latibracteata*, *I. edulis*, e *I. vera*. Asimismo, Peeters *et al.* (2003) y Castillo-Capitán *et al.* (2014) reportaron extensas zonas de agrosistemas cafetaleros en el sureste mexicano que emplean las especies de *Inga* (incluyendo *I. juinicuil*) como plantas de sombra, las cuales permiten al productor aprovechar los recursos forestales de estos árboles.



7. AMBIENTE Y CONSERVACIÓN

Un factor que incrementa el deterioro ambiental es la acumulación en la atmósfera de gases de efecto invernadero tal como el dióxido de carbono. Las plantas, en general, logran capturar este gas a través de la fotosíntesis para sintetizar carbohidratos y a cambio devuelven oxígeno a la atmósfera; una parte de estos carbohidratos son oxidados durante la respiración para generar la energía requerida por los procesos metabólicos de la planta y la otra parte se usa para producir diversos compuestos orgánicos. Bajo estas consideraciones, *I. jinicuil* asociado al café bajo sombra representa una alternativa viable de captura de carbono.

Hernández *et al.* (2012) estudiaron la captura de carbono por *I. jinicuil* y encontraron que los árboles de 10 a 30 años de edad produjeron 157.6 Mg·ha⁻¹ de biomasa leñosa lo que correspondió a 64.3 Mg·ha⁻¹ de carbono, sin incluir el resto del componente leñoso. Por tal razón, la planta puede ser considerada una especie que aporta importante valor ambiental como consecuencia del carbono capturado.

En otra especie de *Inga* (*I. densiflora*) el almacenamiento de carbono fue de 25.2 Mg·ha⁻¹ en la parte aérea de árboles de 7 años de edad (Hergoualc'h *et al.*, 2012), mientras que *Inga* spp. en cafetales ha mostrado una captura media de carbono de 24.3 Mg·ha⁻¹ en la parte aérea de los árboles de 20 años de edad (Kursten y Burschel, 1993).

En un estudio de Cernusak *et al.* (2011), otra especie de *Inga* (*I. punctata*) alcanzó una tasa de fotosíntesis mayor de 16 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ con lo cual superó a varias especies leguminosas arbóreas como *Ormosia macrocalix* (14 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$); otras especies como *Albizia adenocephala*, *Dalbergia retusa* y *Schizolobium parahyba* alcanzaron valores menores a 11 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$.

El mayor potencial de captura aumentó con la edad de la planta y los mayores valores se alcanzaron en árboles a partir de 10 años y hasta los 30 años.

La planta tiene alta capacidad de fijar nitrógeno, adaptabilidad a una amplia variedad de suelos, incluyendo los mal drenados, producción de cubierta vegetal de lenta descomposición y atracción de hormigas que la defienden contra herbívoros. Todo ello permite que la planta mejore las condiciones del suelo al aportar nutrientes y materia orgánica de las hojas y ramas, y por el estímulo que producen sobre la actividad microbiana del suelo (Abril



et al., 1990).

En recuperación de tierras degradadas, es una especie ideal por su aporte de hojarasca y manejo bajo podas. La hojarasca presenta contenidos moderados de nitrógeno, y altos de lignina y polifenoles, por lo cual presenta una descomposición lenta y no ofrece ciclos rápidos como abono verde, pero puede proporcionar una acumulación a largo plazo de nitrógeno orgánico y control efectivo de malezas (Palm y Sánchez, 1990; Salazar y Palm, 1991; Salazar et al., 1993). Se considera que, a largo plazo, las especies de *Inga* spp. pueden mantener o mejorar la fertilidad de los suelos ácidos.

En sistemas agroforestales de Venezuela con árboles de sombra, entre los cuales existían varias especies fijadoras de nitrógeno (algunas del género *Inga*), la contribución de hojarasca de los árboles alcanzaba un 50 % del total de los requerimientos de este nutrimento por parte de los cultivos existentes en dichos suelos (Montagnini, 1992). La hojarasca que produce ayuda a retener los nutrientes y controla las malas hierbas, algo particularmente importante para los agricultores de las zonas tropicales húmedas.

Alegre y Fernandes (1991) determinaron que dicha cubierta vegetal protege la superficie del suelo y ayuda a evitar la erosión. En general, estas plantas aportan carbono y nitrógeno al suelo, proporcionando una mayor velocidad en los procesos de recuperación de áreas degradadas. En tal sentido, el uso de las especies de *Inga* en la recuperación de áreas degradadas se muestra promisorio en función de la rusticidad, de la gran producción de biomasa y de su capacidad de adaptación. Por ejemplo, Muñoz (2012) evaluó la especie *I. edulis* y encontró que ésta produjo el mayor aporte de materia orgánica al suelo en comparación con otras especies de leguminosas arbóreas llegando a contribuir con casi 760 kg de hojas secas por hectárea en un período de tres meses.

Las leguminosas arbóreas utilizadas como plantas de sombra, además de favorecer el mantenimiento de la fertilidad del suelo reducen la pérdida de nitrógeno y disminuyen la intensidad de lixiviación de nutrientes (García, 1993). De esta manera, *I. juinicuil* puede ayudar a restituir, mantener e incrementar la fertilidad del suelo, lo cual es una prioridad fundamental en la agricultura, particularmente en muchas partes de los países en vías de desarrollo, donde los suelos son pobres por naturaleza y la demanda de alimentos y de materias primas aumenta rápidamente. Puede considerarse

una especie promisorio para ser utilizada en reforestaciones con fines madereros, para mejoramiento del suelo y realización de intercultivos para obtención de frutos para alimento humano y animal. La especie puede conservarse en sistemas agrosilvopastoriles, dentro de potreros o como integrante de los cercos vivos.

Las especies de *Inga* mantienen una asociación micorrízica que promueven el reciclaje del fósforo, que en condiciones naturales es de difícil disponibilidad para la mayoría de las especies que crecen sobre suelos ácidos (Pennington y Revelo, 1997). En tal sentido, Fernandes *et al.* (1991) demostraron que la biomasa de la planta se correlacionó positivamente con la intensidad de infección por las micorrizas. Por otra parte, Ochoa-Gaona *et al.* (2011) encontraron a *I. jinicuil* entre las especies arbóreas que crecían en zonas impactadas por derrames de petróleo. Los autores reportaron hasta 10 individuos adultos del árbol por hectárea en suelos con contenidos de hidrocarburos totales de $44 \text{ mg}\cdot\text{g}^{-1}$, lo que representó un nivel intermedio de contaminación dado que el máximo encontrado en las zonas estudiadas fue de $60 \text{ mg}\cdot\text{g}^{-1}$. Este resultado permite recomendar a esta especie para la reforestación en áreas con suelos contaminados por hidrocarburos.





8. CONSIDERACIONES FINALES

En este documento se destaca la importancia económica y sobre todo ecológica de *Inga jinicuil*, aunque faltan investigaciones sobre su manejo; se da un esbozo y se resalta su utilidad para áreas degradadas, recordando que lo ideal es realizar reforestaciones bajo un sistema ecológico con especies arbóreas nativas que permita la recuperación tanto de suelo como de vegetación asociada y a largo plazo del ecosistema. Ello aunado a que es una especie arbórea con gran capacidad para la captación de bióxido de carbono y de nitrógeno atmosférico, características esenciales en el nuevo escenario del cambio climático que se está viviendo, en donde debemos enfocar nuestras estrategias a mitigar esta nueva condición.

Finalmente, el trabajo aporta aspectos de la especie que pueden contribuir al conocimiento general y técnico de una leguminosa para su uso por técnicos, ecólogos y profesionistas del área.





9. FIGURAS



Figura 1. Árbol de *Inga jinicuil*, se muestra el tronco y el follaje.





Figura 2. Hoja pinnada, paripinnada madura de *Inga jinicuil*, mostrando cinco pares de folíolos.

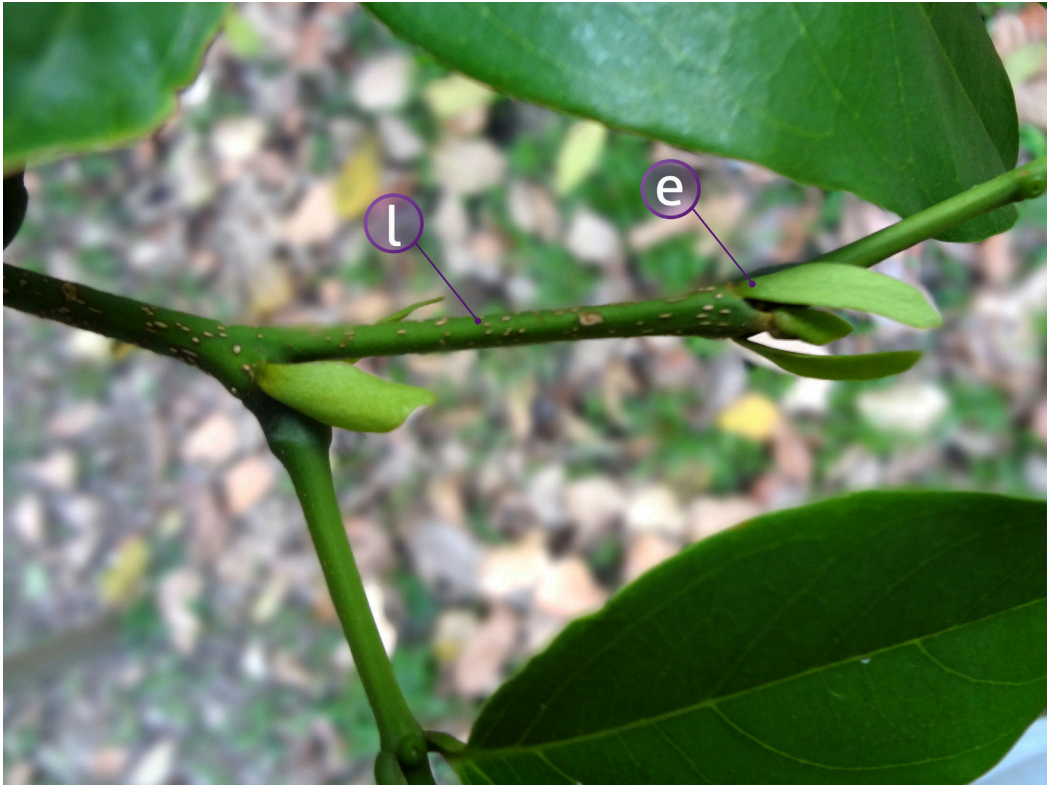


Figura 3. Rama de *Inga jinicuil*, se muestra una estípula (e) y lenticelas (l).



Figura 4. Axila foliar de *Inga jinicuil*, mostrando nectario extrafloral entre el par terminal de foliolos (N).

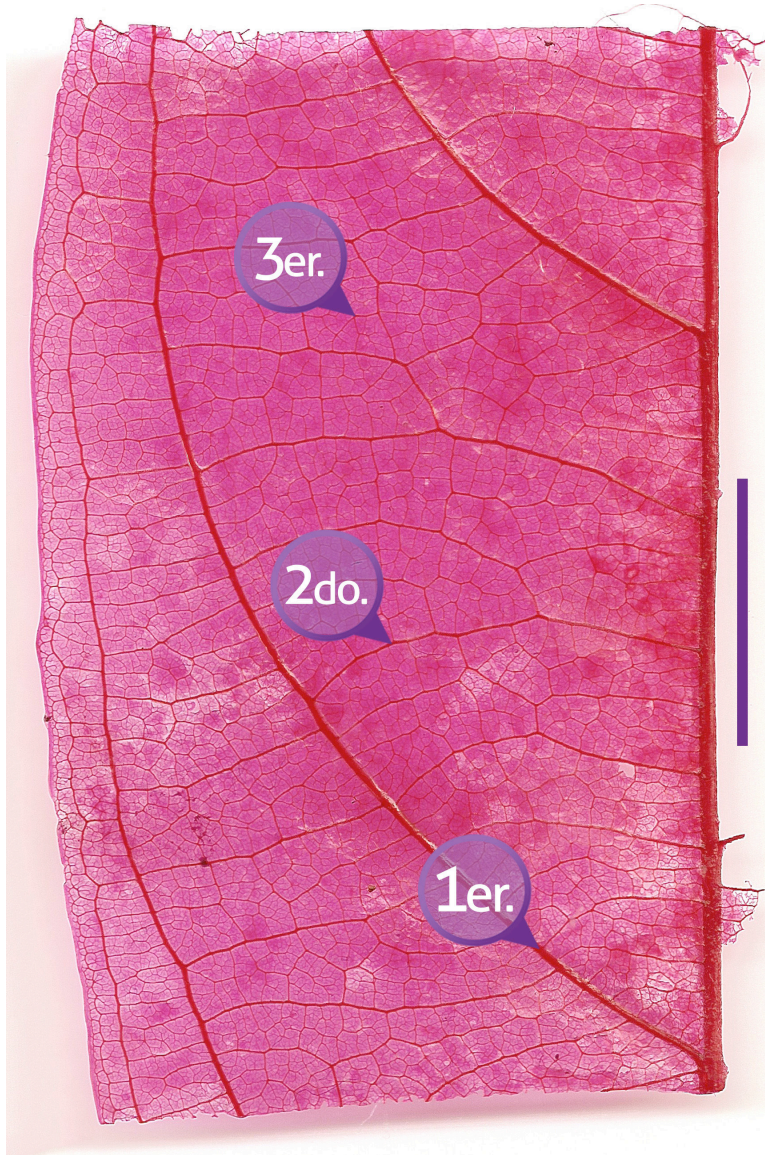


Figura 5. Arquitectura del folíolo medio de *Inga jinicuil*, se muestra la venación de 1o. hasta el 3er. orden. La línea corresponde a 1 cm. Datos no publicados del primer autor.





Figura 6. Detalle de la arquitectura del folíolo medio de *Inga jinicuil*, se muestra la venación de 4° y 5° orden. La línea corresponde a 1 cm. Datos no publicados del primer autor.

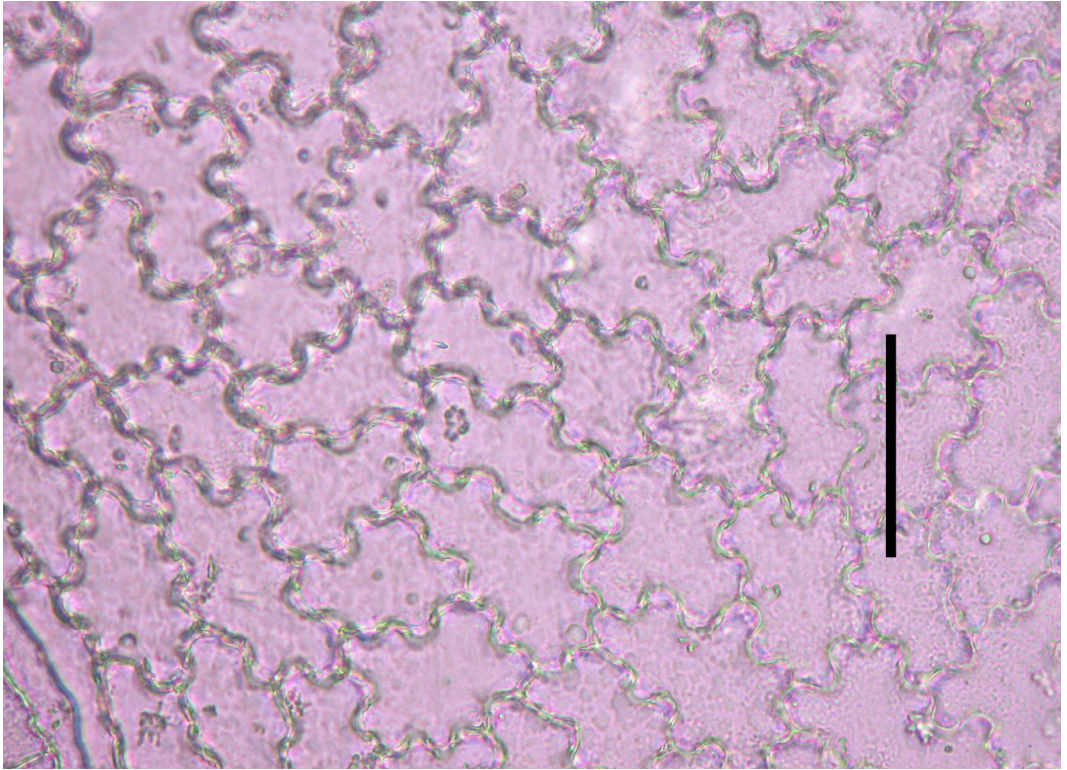


Figura 7. Superficie adaxial de la lámina del folíolo medio de *Inga jinicuil*, mostrando células epidérmicas. Corte paradermal en fresco. Datos no publicados del primer autor. La línea corresponde a 50 μ .



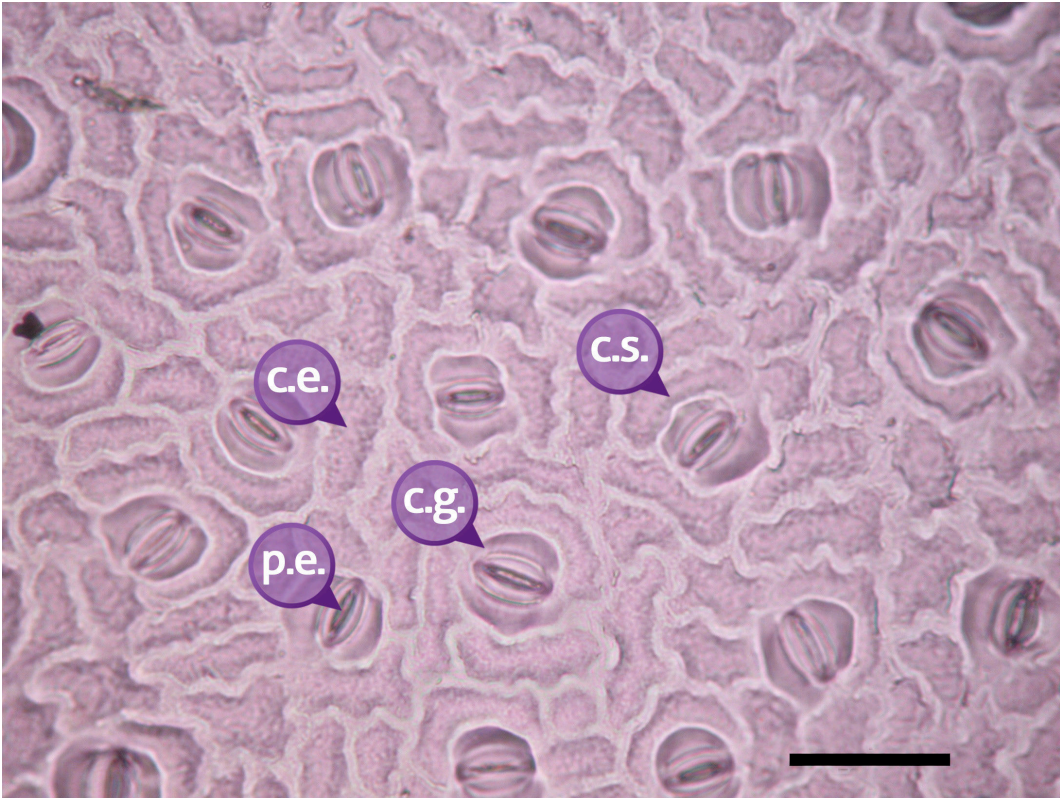


Figura 8. Superficie adaxial de la lámina del folíolo medio de *Inga jinicuil*, mostrando células epidérmicas. Corte paradormal en fresco. Datos no publicados del primer autor. La línea corresponde a 50 μ .

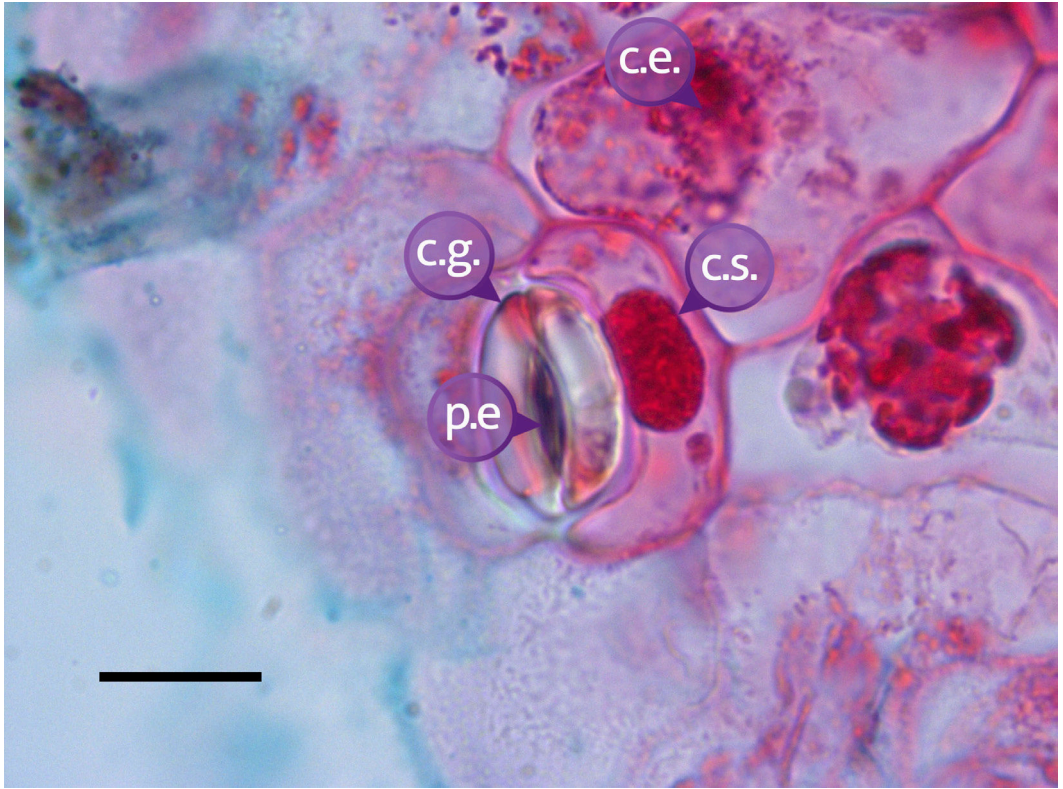


Figura 9. Detalle del estoma de un folíolo intermedio de *Inga jinicuil*: célula epidérmica normal (c.e.), célula de guarda (c.g.), célula subsidiaria (c.s.) y el poro estomático (p.e.). Datos no publicados del primer autor.

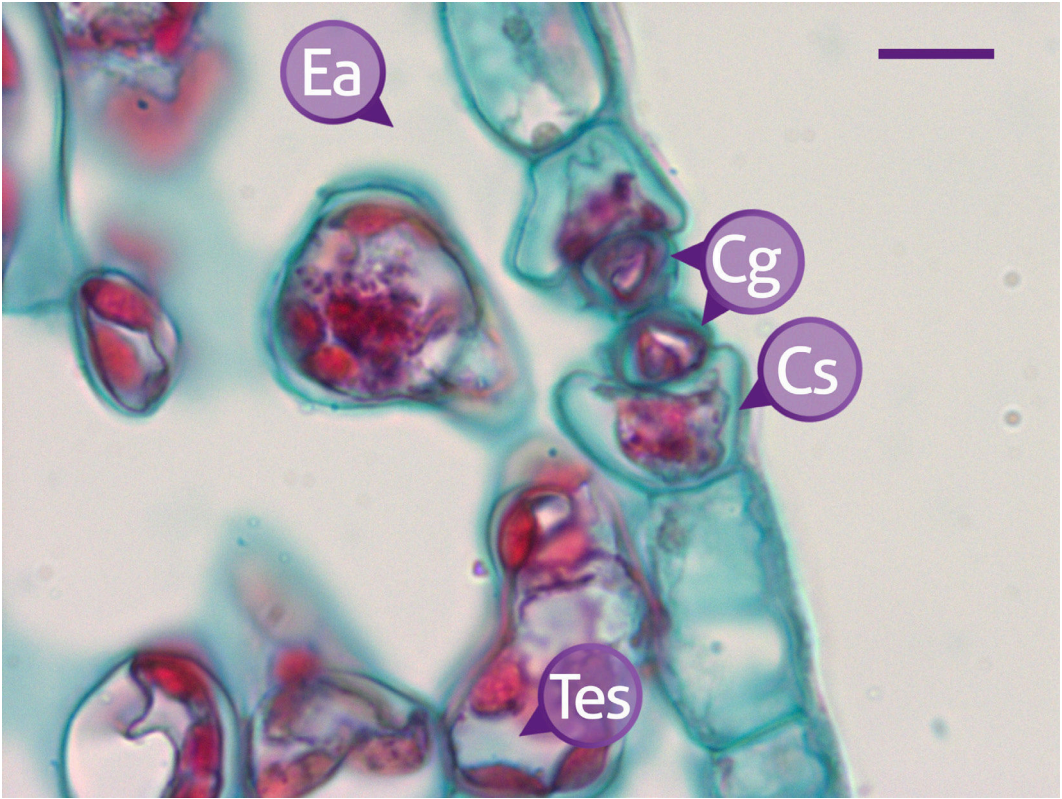


Figura 10. Sección transversal de un folíolo medio de *Inga jinicuil*. Célula de guarda (c.g.), célula subsidiaria (c.s.), espacio aéreo (e.a.), tejido esponjoso (tes). La línea corresponde a 20 μm . Datos no publicados del primer autor.

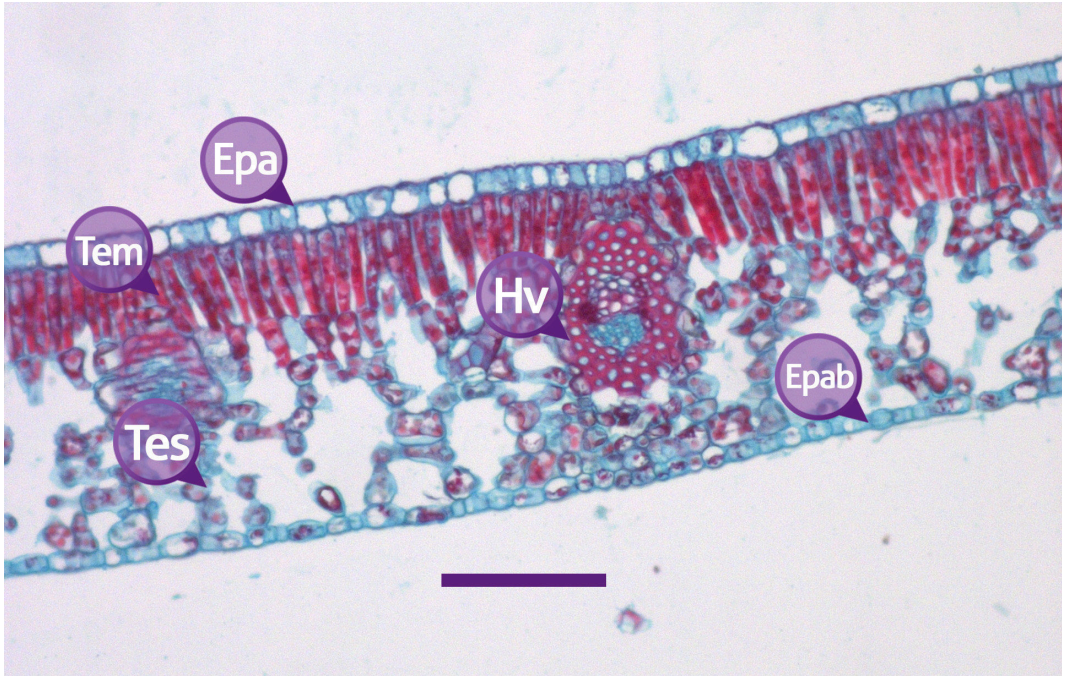


Figura 11. Sección transversal de la lámina foliar de un folíolo intermedio, mostrando el mesófilo, la epidermis adaxial (epa), abaxial (epab), tejido en empalizada (tem), esponjoso (tes) y un haz vascular (hv). La línea corresponde a 150 μm . Datos no publicados del primer autor.



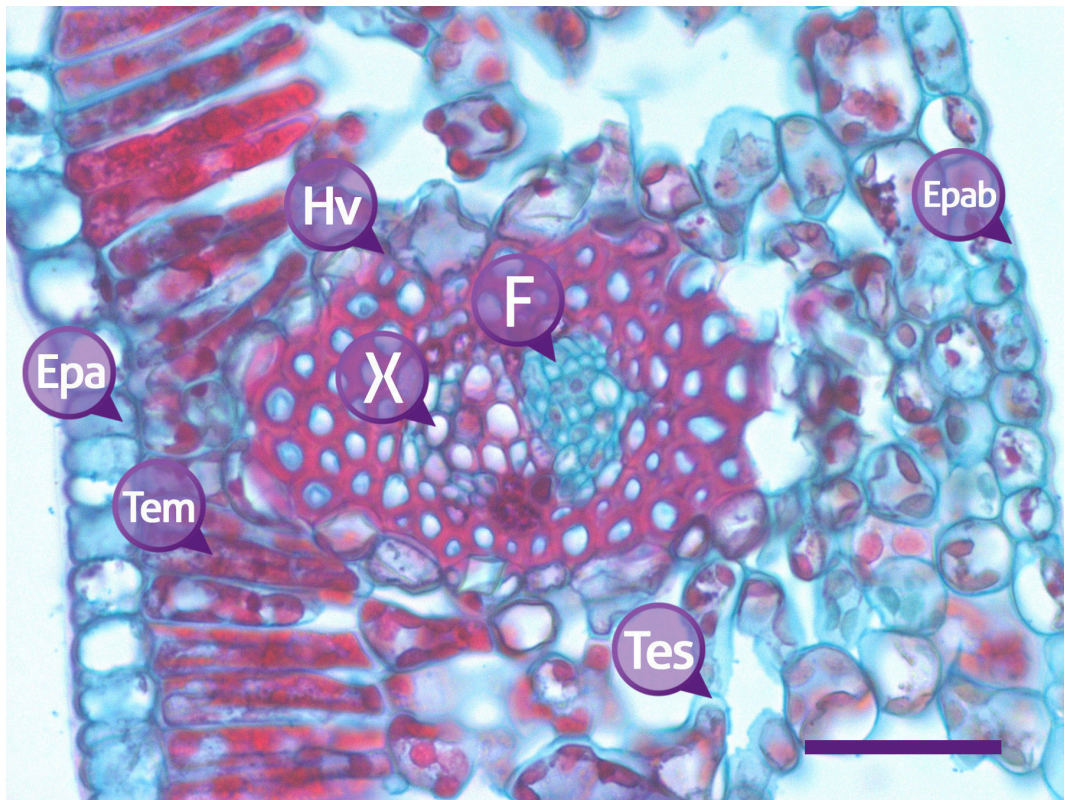


Figura 12. Sección transversal del folíolo intermedio de *Inga jinicuil*, mostrando detalles de la epidermis adaxial (epa), abaxial (epab), tejedido en empalizada (tem), tejedido esponjoso (tes) y el haz vascular (hv). La línea corresponde a 45 μ m. Datos no publicados del primer autor.

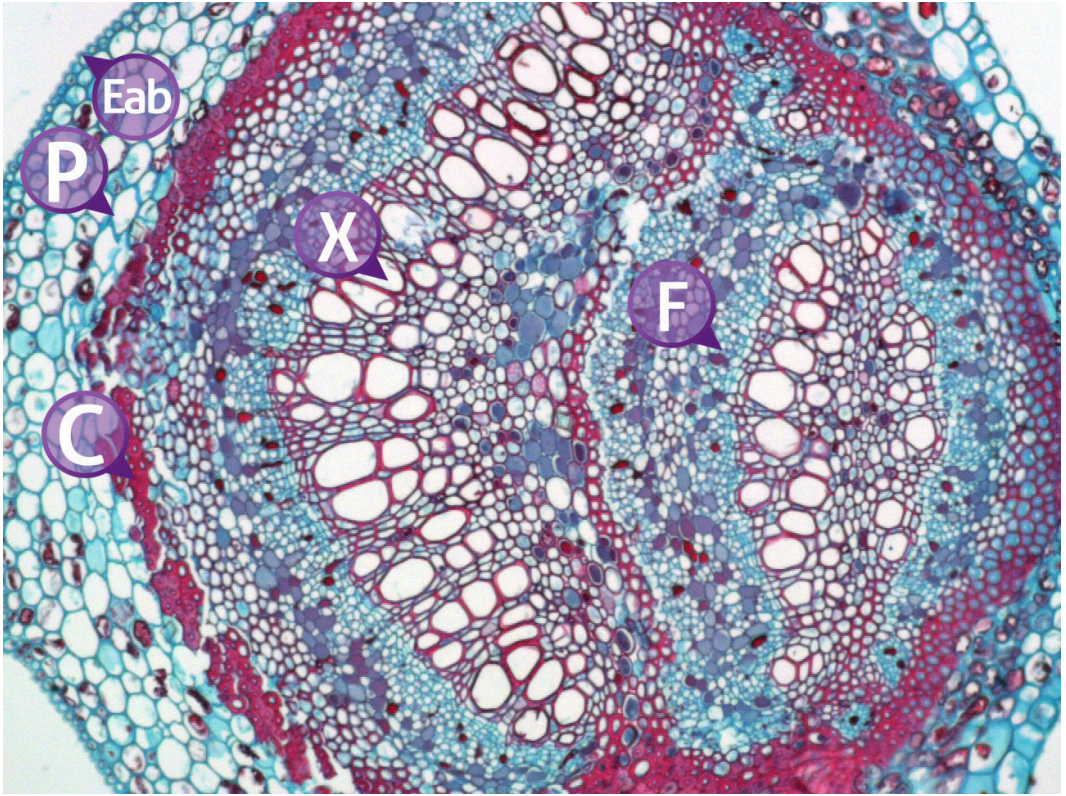


Figura 13. Sección transversal de la nervadura central de la hoja de *Inga jinicuil*. Colénquima (C), epidermis abaxial (Eab), epidermis adaxial (Ea), esclerénquima (Es), floema (F), parénquima (P), Xilema (X). La línea corresponde a 150 μm . Datos no publicados del primer autor.





Figura 14. (a); Rama de *Inga jinicuil* con inflorescencias en umbelas (b); pedicelo y umbela mostrando las flores con estambres numerosos.



Figura 15 . Fruto de *Inga jinicuil*. La línea corresponde a 13 cm.





Figura 16. Fruto de *Inga jinicuil*, mostrando semillas cubiertas con la sarcotesta. La línea corresponde a 22.5 cm.

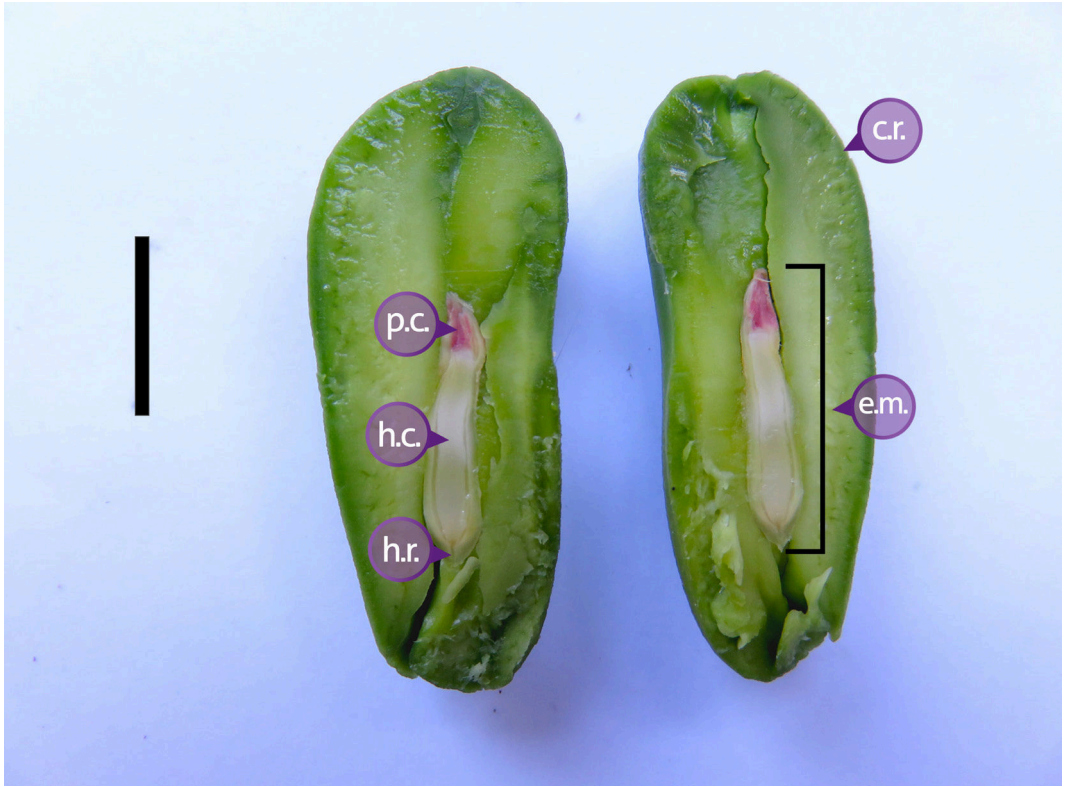


Figura 17. Corte mediano de una semilla de *Inga jinicuil*, mostrando los paracotiledones en formación (pc), hipocótilo (hc), radícula (r), cotiledón de reserva (cr) y el eje embrionario (em). La línea corresponde a 1 cm.



Figura 18. Semillas de *Inga jinicuil*, mostrando cotiledones de reserva (cr), radícula (r) y paracotiledones (pc). La línea corresponde a 2 cm.



Figura 19. Plántulas originadas de una sola semilla (poliembrionía).



Figura 20. Plántulas de *Inga jinicuil* de 8 días después de la siembra (izquierda) y de 90 días después de la siembra (derecha), se muestran paracotiledones (pc) y protófilos (pf). Datos no publicados del primer autor.

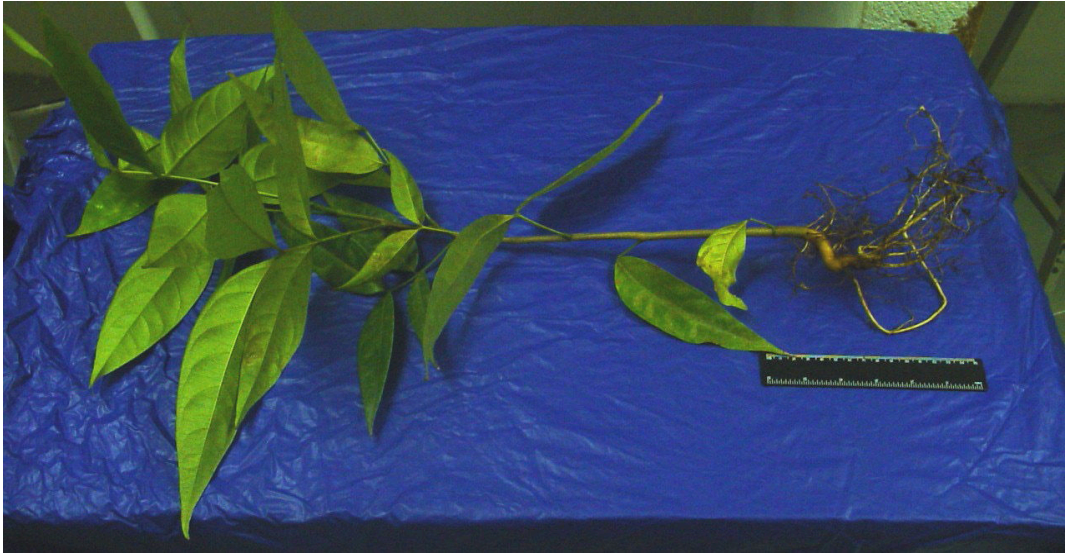


Figura 21. Planta de *Inga jinicuil* a la 24ava. semana, mostrando la raíz deformada.





Figura 22. Planta joven de *Inga jinicuil* mostrando metáfílos, a la derecha detalle del metáfílo.

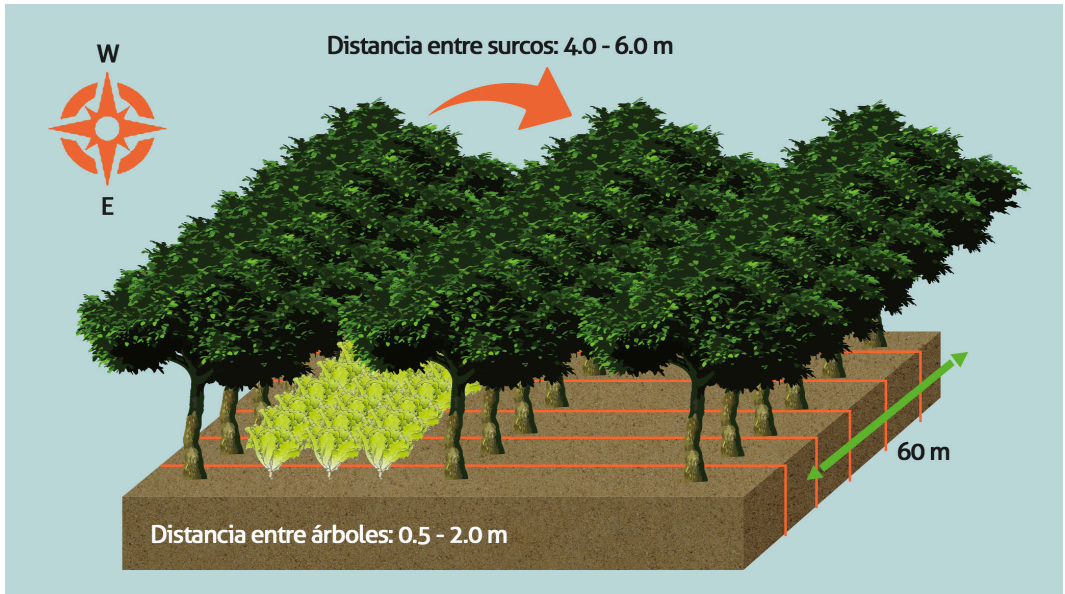


Figura 23. Esquema de una plantación en callejón, tomado de Martínez *et al.* (2006) con medidas propuestas por Cordero y Boshier (2003).



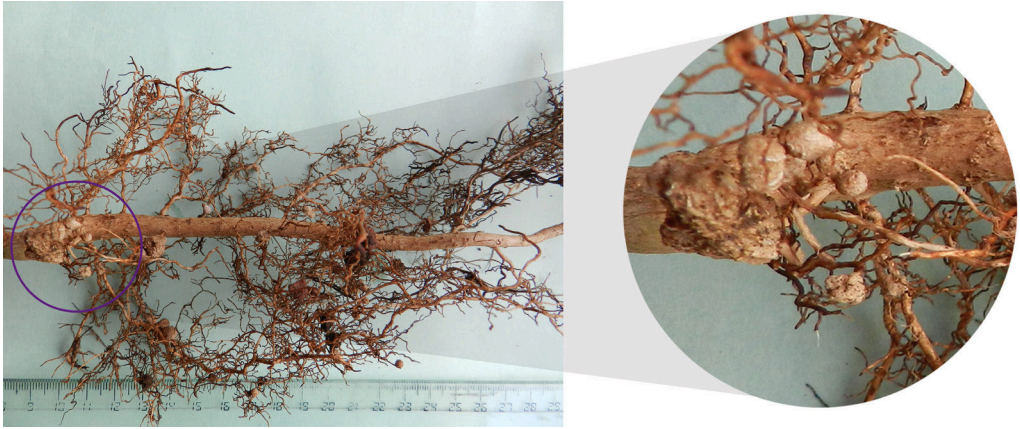


Figura 24. Raíces de *I. jinicuil* de año y medio de edad mostrando abundantes nódulos. A la derecha, el detalle.



Figura 25. Agroecosistema cafetalero con *Inga jinicuil* de sombra. Localidad Tepecingo, Huatusco, Veracruz.





10. LITERATURA CITADA

- Albrecht, A. & Kandji S.T. (2003). Carbon sequestration in tropical agroforestry systems. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 99(1), 15-27.
- Abril, A., Acosta, M., Oliva, O. & Bachmeier, O. (1990). Dinámica estacional de la microflora en un Haplustol típico de la región semiárida bajo diferentes manejos agrícolas. *Revista Ciencia del Suelo*, 8(1), 3-40.
- Alegre, J.C. & Fernandes E.C.M. (1991). Runoff and erosion losses under forest low-input and alley-cropping on slopes. En *TropSoils Technical Report 1988-89*. North Carolina State University, Raleigh, NC. pp. 227-28.
- Alegría, S.C.V. & Rivera, J.R.E. (2011). *Estudio gastronómico y nutricional de frutas y hortalizas salvadoreñas*. (Tesis de licenciatura), Facultad de Agricultura e Investigación Agrícola, Universidad Dr. José Matías Delgado. San Salvador
- Aluja, M., Piñero, J., López, C. M., Ruiz, A., Zúñiga, E., Piedra, E. Díaz-Fleischer, F. & Sivinski, J. (2000). New host plant and distribution records in Mexico for *Anastrepha* spp., *Toxotrypana curvicauda* Gerstaecker, *Rhagoletis zoqui* Bush, *Rhagoletis* sp. and *Hexachaeta* sp. (Diptera: Tephritidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 102(4), 802-815.
- Aniszewski, T., Hannele, M.K. & Juhani, A.L.. (2001). Seed number, seed size and seed diversity in Washington Lupin (*Lupinus polyphyllus* Lindl). *Annals of Botany*, 87, 77-82.
- Arambarri, A.M., Freire, S.E., Colares, M.N., Bayón, N.D., Novoa, M.C., Monti, C. & Stenglein, S.A. (2008). Leaf anatomy of medicinal shrubs and trees from Misiones forest of the Paranaense Province (Argentina). Part 2. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 41 (3-4), 31-60.
- Ascencio-Rojas, L., Valles-de la Mora, B., Ibrahim, M., & Castillo-Gallegos, E. (2013). Use and management of tree fodder resources on farms in central Veracruz, Mexico. *Avances en Investigación Agropecuaria*, 17(1), 95-118.
- Aulestia, O.C.F. (2011). *Crecimiento inicial de especies nativas en líneas de enriquecimiento de bosque secundario en la Estación Biológica Bilsa, Provincia de Esmeraldas*. (Tesis Ingeniería Forestal). Facultad de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias y Ambientales. Universidad Técnica del Norte. Ibarra, Ecuador.
- Avendaño, R.S. & Acosta, R.I.. (2000). Plantas utilizadas como cercas vivas en el estado de Veracruz, *Madera y Bosques* 6(1), 55-71.



- Baraloto, C., Bonal, D. & Goldberg, D.E. (2006). Differential seedling growth response to soil resource availability among nine neotropical tree species. *Journal of Tropical Ecology*, 22, 487-497.
- Barradas, V.L. & Fanjul, L. (1986). Microclimatic characterization of shaded and open-grown coffee (*Coffea arabica* L.) plantations in Mexico. *Agricultural and Forest Meteorology*, 38, 101-112.
- Bieras, A.C. & Sajo, M.D.G. (2009). Leaf structure of the Cerrado (Brazilian savanna) woody plants. *Trees*, 23, 451-471
- Blanco, M. (1999). Introducción y comercialización de los cultivos precolombinos en la sociedad occidental. *Agronomía Mesoamericana*, 10(2), 137-144.
- Bongers, F. & Popma, J. 1990. Leaf characteristics of the tropical rain forest flora of Los Tuxtlas, México. *Botanical Gazette*, 151(3), 354-365.
- Bost, B.J. (2009). *Edible plants of the Chinantla, Oaxaca, México with an emphasis on the participatory domestication prospects of Persea schiedeana*. (Thesis Master of Science), University of Florida.
- Brennan, E. & Budge, K.W. (1998). Vegetative propagation of *Inga feuillei* from shoot cuttings and air layering. *New Forests*, 15, 37-51.
- Bressani, R. (2010). *Valoración química nutricional de la harina de semilla de diferentes especies de Inga (Inga jinicuil, I. laurina, I. vera), estudios preliminares para su incorporación en la dieta de la población rural*. Proyecto FODECYT No. 043-2006. Universidad del Valle de Guatemala, Fondo Nacional de Ciencia y Tecnología.
- Brewbaker, J.L., van der Belt, R. & MacDicken, K. (1982). Nitrogen fixing tree resources: potentials and limitations. En, Graham, P. y Harris, S. (eds.). *Biological Nitrogen Fixation Technology for Tropical Agriculture*. Centro Internacional de Agricultura Tropical, CIAT. Cali, Colombia.
- Bukasov, S.M. (1981). *Las plantas cultivadas de México, Guatemala y Colombia*. Editorial La Salle. México, D.F. pp. 50-52.
- Burslem, D.F., Grubb, P.J. & Turner, I.M. (1995). Responses to nutrient addition among shade-tolerant tree seedlings of lowland tropical rain forest in Singapore. *Journal of Ecology*, 83, 113-122.
- Camargo, B.M.A. & Marengo, A.R. (2011). Density, size and distribution of stomata in 35 rainforest tree species in Central Amazonia. *Acta Amazonica*, 41(2), 205 - 212.
- Castillo-Capitán, G., Ávila-Bello, C., López-Mata, L. & de León-González,

- F. (2014). Structure and tree diversity in traditional Popoluca coffee agroecosystems in the Los Tuxtlas biosphere reserve, México. *Interciencia*, 39(9), 608-619.
- Cernusak, L.A., Winter, K., Martínez, C., Correa, E., Aranda, J., Garcia, M., Jaramillo, C., Turner, B.L. (2011). Responses of legume versus nonlegume tropical tree seedlings to elevated CO₂ concentration. *Plant Physiology*, 157, 372-385.
- Cervantes, V., Arriaga, V, Meave, J. & Carabias, J. (1998). Growth analysis of nine multipurpose woody legumes native from southern Mexico. *Forest Ecology and Management*, 110, 329-341.
- Chan-Quijano, J., Hernández, I.P., Aguirre, M.G. & Méndez, J.S. (2012). Germinación y sobrevivencia de especies arbóreas que crecen en suelos contaminados por hidrocarburos. *Teoría y Praxis*, (12), 102-119.
- Cordero, J. & Boshier, D.H. (Eds). (2003). *Árboles de Centroamérica*. Oxford Forestry Institute, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Turrialba, Costa Rica.
- Davidson, R., Gragnon, D., Mauffett, Y. & Hernández, H. (1998). Early survival, growth and foliar nutrients in native Ecuadorian trees planted on degraded volcanic soil. *Forest Ecology and Management*, 105(1), 1-19.
- Dias, L.E., Franco, A., Campello, E., de Faria, S. & Silva, E. (1995). Leguminosas forestales: aspectos relacionados con su nutrición y uso en la recuperación de suelos degradados. *Bosque*, 16, 121-127.
- Dommergues, R. (1995). Nitrogen fixation by trees in relation to soil nitrogen economy. *Fertilizer Research*, 42:215–230.
- Duke, J.A. (1969). On tropical seedlings. I. Seedlings, systems and systematics. *Annals of the Missouri Botanical Gardens*, 56(2), 125-161.
- Edeoga, H.O., Omosun, G., Osuagwu, G.G.E. & Emezue, O.O. 2008. Micromorphology of the leaf cuticle in Mimosa species (Leguminosae, Mimosoideae). *Asian Journal of Plant Sciences*, 7(4), 424-426.
- Escobar-Ocampo, M. C., Niños-Cruz, J.A., Ramírez-Marcial, N., & Yépez-Pacheco, C. (2009). Diagnóstico participativo del uso, demanda y abastecimiento de leña en una comunidad zoque del centro de Chiapas, México. *Ra Ximhai*, 5(2), 201-223.
- Espinosa-Osornio, G., Vargas-Simón, G. & Engleman, M. (2002). Contribución al estudio de la anatomía foliar del icaco (*Chrysobalanus icaco* L.).



Bioagro, 14(1), 29-36.

- Evans, A.J., Gasson, E.P. & Lewis, P.G. (2006). *Wood anatomy of the Mimosoideae (Leguminosae)*. IAWA Journal, Supplement 5. The Netherlands. -Evans
- Farnsworth, E. (2000). The ecology and physiology of viviparous and recalcitrant seeds. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 31(107), 5-35.
- Farrant, J. M., Pammenter, N.W., Berjak, P. (1988). Recalcitrant a current asseement. *Seed Science & Technology*, 16, 155-166.
- Felker, P. (1984). Legume trees in semi-arid and arid areas. *Pesquisa Agropecuaria. Brasileira*, 19, 47-59.
- Fernandes, E.C.M., Davey, C.B., & Sanchez, J.A. (1991). Alleycropping on an Ultisol in the Peruvian Amazon: mulch, fertilizer and hedgerow root-pruning effects. En *TropSoils Technical Report 1988-89*. North Carolina State University, Raleigh, NC. pp. 223-26.
- Galera, F.M. (1996). *Bioecología de Especies del Género Prosopis con Perspectiva de Uso en la Alimentación de Rumiantes, Potencial y Limitaciones*. Simposio XIX Aniversario. Universidad Experimental Rómulo Gallegos. San Juan de los Morros, Venezuela.
- García, H. (1993). *Influencia de la fertilización química y orgánica sobre el desarrollo y rendimiento del café creciendo en distintos tipos de sombramiento*. (Tesis de Licenciatura). Universidad Técnica de Babahoyo. Facultad de Ciencias Agrícolas. Babahoyo, Ecuador.
- García M.L.E. (2014). *Estructura y diversidad arbórea en sistemas agroforestales de café en la Sierra de Atoyac, Veracruz*. (Tesis de Maestría) Colegio de Postgraduados, Montecillo, Estado de México.
- Grossman, J.M., Sheaffer, C., Wyse, D., Bucciarelli, B., Vance, C. & Graham, P.H. (2006). An assessment of nodulation and nitrogen fixation in inoculated *Inga oerstediana*, a nitrogen-fixing tree shading organically grown coffee in Chiapas, Mexico. *Soil Biology & Biochemistry*, 38(4), 769-784.
- Gutiérrez, C.J.G., White, O.L., Juan, P.J.I. & Chávez, M.M.C. (2015). Agro ecosistemas de huertos familiares en el subtrópico del altiplano mexicano, una visión sistémica. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 18(3), 237-250.
- Hergoualc'h, K., Blanchard, E., Skibae, U., Hénault, C. & Harmanda, J.M.



- (2012). Changes in carbon stock and greenhouse gas balance in a coffee (*Coffea arabica*) monoculture versus an agroforestry system with *Inga densiflora*, in Costa Rica. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 148, 102-110.
- Hernández, B.J.E. & León, J. (1992). *Cultivos marginados. Otra perspectiva de 1492*. FAO y Jardín Botánico de Córdoba, Roma. Recuperado de <http://www.rlc.fao.org/es/agricultura/produ/cdrom/contenido/libro09/home9.htm>.
- Hernández, V.E., Campos, A.G.V., Enríquez del V., J.R., Rodríguez-Ortiz, G. & Velasco, V.A.V. (2012). Captura de carbono por *Inga jinicuil* Schltdl. en un sistema agroforestal de café bajo sombra. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 3(9), 11-21.
- Hickey, L.J., Ash, A., Ellis, B., Wilf, P., Johnson, K. & Wing, S. (1999). *Manual of leaf Architecture. Morphological description and categorization of dicotyledonous and net-veined monocotyledonous angiosperms by Leaf Architecture Working Group*. Washington D.C. Smithsonian Institution Press.
- Houx, J.H., McGraw, R.L., Fritschi, F.B., Navarrete, N.E. (2009). Effects of shade on growth and nodulation of three native legumes with potential for use in agroforestry. *Native Plants*, 10(3), 233-238.
- Huante, P., Rincón, E., Chapin, S. (1998). Effect of changing light availability on nutrient foraging in tropical deciduous tree-seedlings. *Oikos* 82: 449-458.
- Jaquetti, R.K., de Carvalho, J.F., Silva, J.B., Ferreira, M.J., Moreira, U. & de Lacerda, C.F. (2014). Green fertilization enhances the photosynthetic performance and the growth of leguminous trees for restoration plantation in Central Amazon. *American Journal of Plant Science*, 5, 2497-2508.
- Jhonson, H. M. & Mayaux, J. (1990). *Prosopis glandulosa* and the N balance of rangeland: expert and occurrence of nodulation. *Ecologia*, 84,176185.
- Jones, J.B. (2001). *Laboratory Guide for Conducting Soil Tests and Plant Analysis*. CRC Press. Boca Raton, Florida.
- Kanmegne, J., Bayomock, L.A., Degrande, A., Asaah, E. & Duguma, B. (2003). *Establishment of Inga edulis and Calliandra calothyrsus in improved fallow systems in southern Cameroon*. *Agroforestry Systems*, 58, 119-124.
- Khanna, P.K. (1997). Nutrient cycling under mixed-species tree systems in



- southeast Asia. *Agroforestry Systems*, 38, 99-120.
- Koptur, S. (1984). Outcrossing and pollinator limitation of fruit set: breeding systems of neotropical *Inga* trees (Fabaceae: Mimosoideae). *Evolution*, 38(5), 1130-1143.
- Kursten, E. & Burschel, P. (1993). CO₂ mitigation by agroforestry. *Water, Air and Soil Pollution*, 70(1-4), 533-544.
- Landis, T. D. (2000). *Manual de viveros para la producción de especies forestales en contenedor*. Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, Comisión Nacional Forestal, Vol. 2. México.
- Langkamp, P. G., Swiden, L.B. & Dalling, M.J. (1979). Nitrogen fixation (acetylene reduction) by *Acacia pellita* on areas restored after mining at Groote Eylandt, Northern Territory. *Australian Journal of Botany*, 27, 353-364.
- Lawrence, A. (1993). *Inga edulis: a tree for acid soils in the humid tropics*, Forest, Farm, and Community Tree Network (FACT Net). Recuperado de <http://www.winrock.org/forestry/factnet.htm>.
- León, H.W. & Espinoza de P. N. (2001). *Anatomía de la madera*. Universidad de Los Andes, Consejo de Publicaciones, Consejo de Desarrollo Científico y Humanístico. Mérida.
- Magaña, A M..A. (2006). *Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas de Tabasco*. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, Villahermosa.
- Maldonado, M.F., Vargas, S.G., Molina, M. R.F. & Sol, S.A. (2004). *Frutales tropicales de Tabasco*. Instituto de Investigación para el Trópico Húmedo-Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
- Manzanero, M.G.I., Flores, M.A. & Hunn, S.E. (2009). Los huertos familiares zapotecos de San Miguel Talea de Castro, sierra norte de Oaxaca, México. *Etnobiología*, 7, 9-19.
- Mar, J.R. (2012). Estudio sobre la morfoanatomía foliar del caimito (*Chrysophyllum cainito* L.) Sapotaceae. (Tesis Licenciatura). División Académica de Ciencias Biológicas, UJAT. Villahermosa, Tabasco.
- Martínez, M. (1979). *Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas*. Fondo de Cultura Económica, México.
- Martínez, G.A., Aristizábal, Q.D., García, F.R. 2006. *Evaluación de un sistema agroforestal en callejones con productores de economía campesina del Piedemonte Araucano y Casanareno*. Boletín de investigación No. 06.

Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica). Villavicencio.

- Martínez, M.A., Evangelista, V., Basurto, F., Mendoza, M. & Cruz, R.A. (2007). Flora útil de los cafetales en la Sierra Norte de Puebla, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 78(001), 15-40.
- Mehlman, D. W. (1993). Seed size packaging variation in *Batista lanceolata* (Fabaceae). *American Journal of Botany* 80(7), 735-742.
- Mendoza, M. (1980). *Las leguminosas alimenticias, su distribución, su capacidad de adaptación y biología de los rendimientos*. Editorial La Save, México.
- Metcalf, C.R. & Chalk, L. (1979). *Anatomy of Dicotyledons*. Second Edition, Vol. I. Clarendon Press. Oxford.
- Meyrat, A. (2006). Descripción de ecosistemas y formaciones vegetales de Nicaragua, MARENA, The Nature Conservancy, Managua.
- Missouri Botanical Garden. (2012). Tropicos® <http://www.tropicos.org/>.
- Moctezuma, P.M. (2013). Cambios y continuidades en el manejo de huertos familiares del suroeste de Tlaxcala, México. *Perspectivas Latinoamericanas*, 10, 83-101.
- Montaño-Arias, S.A., Camargo-Ricalde, S.L. & Pérez-Olvera de la P. C. (2013). Ecoanatomía de los elementos de vaso de la madera de cinco especies del género *Mimosa* (Leguminosae-Mimosoideae). *Botanical Sciences*, 91 (1), 1-10.
- Montagnini, F. (1992). *Sistemas agroforestales*. Organización para Estudios Tropicales. CATIE. San José CR.
- Moreno-Calles, A. I., Toledo, V.M. & Casas, A. (2013). Los sistemas agroforestales tradicionales de México: una aproximación biocultural. *Botanical Sciences*, 91(4), 375-398.
- Muñoz de C., M., Chávez, A.V., Roldán, J.A.A., Ledesma, J.A.S., Mendoza, E.M., Pérez-Gil, F.R., Hernández, S.L.C. & Chaparro, A.G. (1999). *Tablas de valor nutritivo de los alimentos de mayor consumo en Latinoamérica*. Instituto Nacional de la Nutrición "Salvador Zubirán", PAX, Instituto Nacional de Cancerología.
- Muñoz, M.V. (2012). Estudio del comportamiento vegetativo y rendimiento de café robusta (*Coffea canephora*), asociado con tres leguminosas forestales guaba de bejuco (*Inga edulis*), guarango (*Parkia balslevii*), dormilón espinudo (*Piptadenia pteroclada*), establecido en el campo Lago Agrio de Petroproducción.



(Tesis de Maestría). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Riobamba, Ecuador.

- Myster, R.W. (2006). Light and nutrient effects on growth and allocation of *Inga vera* (Leguminosae), a successional tree of Puerto Rico. *Canadian Journal for Forest Research*, 36, 1121-1128.
- Nair, P.K. 1990. *The prospects for agroforestry in the tropics*. World Bank Technical Paper. The World Bank. Washington D.C.
- Ochoa-Gaona, S., Pérez, I.H., Frías, J.A.H., Jarquín, A.S. & Méndez, A.V. (2011). *Estudio prospectivo de especies arbóreas promisorias para la fitorremediación de suelos contaminados por hidrocarburos*. Gobierno del estado de Tabasco, Secretaría de Recursos Naturales y Protección Ambiental, El Colegio de la Frontera Sur, Petróleos Mexicanos, Villahermosa.
- Ochse, J.J., Soule, Jr.M.J., & Wehlburg, C. (1986). *Cultivo y mejoramiento de plantas tropicales y subtropicales*. Vol I y II. Edición Limusa, México. 237 p.
- Ogboghodo, I. A. (2001). Effect of light intensity and rhizobial inoculum on the performance of two tropical legumes. *Indian Journal of Agricultural Sciences*, 71(7), 455-459.
- Palm, C.A. & Sánchez, P.A. (1990). Decomposition and nutrient release patterns of the leaves of three tropical legumes. *Biotropica*, 22(4), 330-38.
- Palmiotto, P.A., Davies, S.J., Vogt, K.A., Ashton, M.S., Vogt, D.J. & Ashton, P.S. (2004). Soil-related habitat specialization in dipterocarp rain forest tree species in Borneo. *Journal of Ecology*, 92, 609-623.
- Palow, D.T. & Oberbauer, S.F. (2009). Soil type affects seedling shade response at low light for two *Inga* species from Costa Rica. *Plant Soil*, 319, 25-35.
- Peeters, L.Y., Soto-Pinto, L., Perales, H., Montoya, G. & Ishiki, M.. (2003). Coffee production, timber and firewood in traditional and *Inga*-shaded plantations in Southern Mexico. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 95, 481-493.
- Pennington, T.D. (1997). *The genus Inga Botany*. Royal Botanic Gardens Kew, U.K.
- Pennington, T.D. & Fernandes, E.C.M. (eds.). (1998). *The genus Inga utilization*. Royal Botanic Gardens, Kew. UK.
- Pennington, T.D. & Revelo, N. (1997). *El género Inga en el Ecuador, morfología,*

distribución y usos. The Royal Botanic Gardens, Kew.

- Pennington T.D & Sarukhán, J. (2005). *Guía para la identificación de árboles tropicales de México*. UNAM, Fondo de Cultura Económica, México.
- Periódico Oficial del Gobierno del Estado de Hidalgo. 2004. Decreto A.N.P. “Cerro El Aguacatillo”. 13 de diciembre de 2004, 17 p.
- PNUMA. 2002. *Manual Técnico de Plantaciones Forestales*. Programa de Naciones Unidas para el Medio Ambiente. Cajamarca, Perú. 117 p.
- Ramírez-Meneses, A., García-López, E., Obrador-Olán, J.J., Ruiz-Rosado, O. & Camacho-Chiu, W. (2013). Diversidad florística en plantaciones agroforestales de cacao en Cárdenas, Tabasco, México. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, 29(3), 215-230.
- Romero-Alvarado, Y., Soto-Pinto, L., García-Barrios, L., Barrera-Gaytán, J.F. (2002). Coffee yields and soil nutrients under the shades of *Inga* sp. vs. multiple species in Chiapas, Mexico. *Agroforestry Systems*, 54, 215-224.
- Roskoski, J. P. (1981). Nodulation and N, fixation by *Inga jinicuil*, a woody legume in coffee plantations. I. Measurement of nodule biomass and field CZHZ reduction rates. *Plant Soil*, 59, 201-206.
- Roskoski, J. P. & van Kessel, C. (1985). Annual, seasonal and diel variation in nitrogen fixing activity by *Inga jinicuil*, a tropical leguminous tree. *Oikos*, 44, 306-312.
- Rubí, A.M., Martínez-De la Cruz, I., González, A.H., Pérez, D.J.L., Castillo, J.G.C. & Guadarrama, N.M.. 2013. Catálogo de especies frutales presentes en el sureste del Estado de México, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 5(8), 1509-1517.
- Rugerio, M.O., Hernández, M.H.H., Suárez, R.A., Vargas, D.M.E. & Arrieta, D.B. (2011). Estudio químico y antimicrobiano de *Inga jinicuil* del estado de Tlaxcala. *Revista Latinoamericana de Química*, 38 (Suplemento Especial).
- Russo, S.E., Davies, S.J., King, D.A. & Tan, S. (2005). Soil-related performance variation and distributions of tree species in a Bornean rain forest. *Journal of Ecology* 93, 879–889.
- Salazar, A.A. & Palm, C.A. (1991). Alley-cropping on Ultisols. In *TropSoils Technical Report 1988-89*. North Carolina State University, Raleigh, NC. pp. 221-22.
- Salazar, A.A., Palm, C.A. & Szott, L.T. (1991). Alley-cropping on alluvial soils. In: *TropSoils Technical Report 1988-89*. Raleigh, NC (USA): North Carolina



State University.

- Salazar, A., Szott, I.T. & Palm, C.A. (1993). Crop-tree interactions in alley cropping systems on alluvial soils of the Upper Amazon Basin. *Agroforestry Systems*, 22, 67-82.
- Salgado, M.M.G., Ibarra, N.G., Macías, S.J.E., López, B.O. (2007). Diversidad arbórea de cacaotales del Soconusco, Chiapas, México. *Interciencia*, 32(011), 763-768.
- Sánchez, C.R., Gutiérrez, R.N., Martínez, B.M.B., González, M.R. & Pedraza, S.M.E. (2014). *Propagación de jinicuil (Inga jinicuil Schlttdl. Cham. Ex G. Don) mediante injerto*. XXV Congreso Nacional y V Internacional de Fitogenética. Sociedad Mexicana de Fitogenética. Facultad de Agronomía y Veterinaria Universidad Autónoma de San Luis Potosí, Centro Cultural Universitario Bicentenario. Septiembre 29 a Octubre 3, 2014.
- Sandker, A.A.H.M. (2004). *Reforestation with melliferous trees in El Salvador, Central America*. Tropical Beekeeping: Research and Development for Pollination and Conservation Conference 22-25 February 2004 San José, Costa Rica.
- Sandoval, Z.E. (2005). *Técnicas aplicadas al estudio de la anatomía vegetal*. Cuadernos 38. Instituto de Biología, UNAM. México, D.F. 278 p.
- Sarvade, S., Singh, R., Prasad, H. & Prasad, D. (2014). Agroforestry practices for improving soil nutrient status. *Popular Kheti*, 2(1), 60-64.
- Siles, P., Harmand, J.M., Vaast, P. (2010). Effects of *Inga densiflora* on the microclimate of coffee (*Coffea arabica* L.) and overall biomass under optimal growing conditions in Costa Rica. *Agroforestry Systems*, 78, 269–286.
- Smythe, S. (1993). *The role of trees in tropical agroforestry*. Thesis. Cambridge (UK): Cambridge University, Department of Plant Sciences.
- Soto, J., Pacheco, D., Zambrano, O. & Ortega, J. (2013). Distribución geográfica del género *Inga* Miller. (Leguminosae: Mimosoideae) en el estado Zulia, Venezuela. *Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ)*, 30, 1-18.
- Sousa, S.M. (1993). El género *Inga* (Leguminosae:Mimosoideae) del sur de México y Centroamérica, estudio previo para la flora mesoamericana. *Annals of the Missouri Botanical Garden*, 80(1), 223-269.
- Souza, R.P. & Válio, I.F.M. (2003). Seedling growth of fifteen Brazilian tropical

tree species differing in successional status. *Revista Brasileira de Botanica*, 26(1), 35-47.

Szott, L.T. & Meléndez, G. (1991). Crop yields, soil nitrogen mineralization, and soil chemical properties following 4.5 years of managed leguminous fallows. In: *TropSoils Technical Report 1988-89*. North Carolina State University, Raleigh, NC. pp. 234-36.

The Kew Botanical Garden. (2012). Electronic Plant Information, <http://www.kew.org/science-research-data/index.htm>

Tripathi, S. & Mondal, A.K. (2012). Comparative (quantitative and qualitative) studies of stomata of selected six medicinally viable species of *Cassia* L. *International Journal of Live Sciences Biotechnology and Pharma Research*, 1(3), 104-113.

Vaast, P. & Snoeck, D. (1999). Hacia un manejo sostenible de la materia orgánica y de la fertilidad biológica de los suelos cafetaleros. In: B. Bertrand y B. Rapidel (eds.). *Desafío de la Caficultura en Centroamérica*. IICA. San José, Costa Rica. pp. 1-68.

Van Kessel, C. & Roskoski, J. P. (1981). Nodulation and N₂ fixation by *Inga jinicuil*, a woody legume in coffee plantations. II. Effect of soil nutrients on nodulation and N₂ fixation. *Plant Soil*, 59, 207-215.

Van Kessel, C. & Roskoski, J.P. (1983). Fertilizer and soil shading effects on nodulation and nitrogen fixation (acetylene reduction) of *Inga jinicuil*, a woody legume in coffee plantations. *Plant Soil*, 72, 95105.

Van Oijen, M., Dauzat, J., Harmand, J.M., Lawson, G. & Vaast, P. (2010). Coffee agroforestry systems in Central America: I. A review of quantitative information on physiological and ecological processes. *Agroforestry Systems* 80, 341-359.

Vargas-Simón, G., de la O de la O, K. & Pire, R. (2005). Correlación entre las características morfológicas del fruto y las semillas del cuijinicuil (*Inga jinicuil* Schltl. y Cham. ex. G. Don). *Proceedings Interamerican Society Tropical Horticultural*, 51, 43-44.

Vargas-Simón, G., Pire, R. & de la O de la O, K. (2009). Efecto de la longitud radicular al momento del transplante sobre el crecimiento vegetativo de cuijinicuil (*Inga jinicuil* Schtdl, & Cham. ex. G. Don) en invernadero. *Agrociencia*, 43(6), 603-608.

Vázquez, T.M. (2007). *Los árboles cultivados de Veracruz*. Universidad Veracruzana, Xalapa.



- Vázquez-Yanez, C., Batis, B.I.M., Alcocer, M.I.S., Gual, M.D. & Sánchez-Dirzo, C. (1999). *Árboles y arbustos potencialmente valiosos para la restauración ecológica y la reforestación*. Reporte Técnico del Proyecto J084.CONABIO. Instituto de Ecología. UNAM. pp. 83-84
- Veasey, E. A., Organo, N.M., Sodero, M.P., Bandel, G. (1999). Early growth and seedling morphology on species of *Sesbania Scop.* (Leguminosae, Robinieae). *Scientia Agricola*, 56(2), 329-335.
- Veierskov, V. (1988). Relations between carbohydrates and adventitious root formation In: Davis, T.D., B.E. Haissig and N. Sankhla. 1988. *Adventitious root formation in cuttings*. Dioscorides Press, Portland.
- Vilela, A.E. (1993). Anatomía foliar de *Prosopis* (Leguminosae-Mimosoideae): estrategias adaptativas a diferentes ambientes en *Prosopis nigra*. *Darwiniana*, 32(1-4), 99-107.
- Villachica, H. (1996). *Frutales y hortalizas provenientes de la amazonia*. Tratado de Cooperación Amazónica. Lima, pp. 125-127.
- Young, J.P.W. (1982). The time course of nitrogen fixation, apical growth and fruit development in peas. *Annals of Botany*, 49, 135-139.
- Zamora, N. & Pennington, T. D. (2001). *Guabas y cuajiniquiles de Costa Rica* (*Inga spp.*). Instituto Nacional de Biodiversidad. Royal Botanic Gardens Kew, U.K.
- Zhang, J. (1998). Variation and allometry of seed weight in *Aeschynomene americana*. *Annals of Botany*, 82, 843-847.

11. GLOSARIO

Ácido abscísico. Fitohormona que producen las plantas, está involucrada en los procesos de dormición en semillas, entre otros.

Árbol latifoliado. Es cualquier árbol que no pertenece al grupo de las gimnospermas (pinos), se caracterizan por tener hojas anchas y aplanadas.

Areolación. Zona que se encuentra entre las nervaduras (venas) de las hojas.

Bifoliolados. Que tiene dos folíolos (hojas pequeñas propias de las leguminosas que en conjunto forman una hoja).

Bosque caducifolio. Es un ecosistema caracterizado porque la mayoría de sus árboles pierden hojas en alguna época del año.

Bosque deciduo. Es un ecosistema que se encuentra en suelos de drenaje deficiente, se pueden encontrar árboles y palmas asociados.

Bosque mesófilo. Es un ecosistema de zonas templadas o frías, altas donde se encuentran particularmente encinos y helechos.

Broquidódromo. Se denominan así a los nervios foliares secundarios que antes de alcanzar el borde de la hoja se arquean y se enlazan entre sí.

Camptódromo. Se aplica a los nervios foliares secundarios que se originan de la nervadura principal iniciando un arco que no llega al borde de la hoja.

Corte paradermal. Es un corte paralelo a la epidermis, se utiliza para observar los estomas.

Glabros. Órgano que carece de pelo: un tallo, una hoja o un fruto.

Especie melífera. Es la planta que es preferida por las abejas para tomar su néctar y posteriormente elaborar la miel.

Estoma. Se compone de un par de células denominadas de guarda y un poro, las primeras se abren y cierran dependiendo de las condiciones ambientales para permitir el intercambio gaseoso que ocurre por el poro estomático (gases como: bióxido de carbono, oxígeno y vapor de agua), puede contener células anexas llamadas subsidiarias.



Extracto crudo hexánico. Proceso químico por el cual se utiliza el hexano para separar sustancias.

Fibras septadas: Son células muertas, duras, fibrosas que se encuentran generalmente unidas a los haces vasculares (xilema y floema) de la planta y se caracterizan por ser tener septos (divisiones).

Floema. Conjunto de tubos conductores de las sustancias elaboradas de la planta, se caracterizan por tener un elemento criboso, una placa cribosa y una célula acompañante, se encuentra en toda la planta.

Flores actinomorfas. Flores que tienen dos planos de simetría, es decir partidos por la mitad son iguales uno y el otro.

Flores pediceladas. Son las flores que contienen un tallo largo denominado pedicelo.

Haces anficribales. Son los elementos de vaso de xilema rodeados por el floema.

Hipoestomáticas. Hojas que contienen estomas solamente en el envés.

Hoja paripinnada: Hoja compuesta de varios folíolos que termina en pares, lo contrario de imparipinnada que termina en un folíolo.

Idioblastos. Son células que se encuentran en cualquier órgano de la planta, diferente de las demás, a veces contienen taninos.

Metáflos. Son hojas juveniles, de término intermedio entre las recién formadas y las hojas maduras.

Parácítico-rubiáceos. Son los tipos de estomas que contienen dos células de guarda y dos células subsidiarias paralelas a las primeras, son propias de las especies de la Familia Rubiaceae.

Paracotiledones. Son cotiledones foliáceos primarios como hojas originados del embrión, muy peculiar en leguminosas, tienen la función de reforzar la fotosíntesis.

Parénquima paratraqueal. Células de pared primaria que rodean al xilema.

Pared anticlinal. Es la parte de la célula perpendicular a la superficie de la misma.

Poliembrionía. Formación de más de dos embriones en una misma semilla, lo que origina dos o más plántulas.

Protófilos. Hojas juveniles originadas primeramente en una plántula, generalmente son diferentes a las hojas maduras.

Raquis. Eje principal de una hoja o de una inflorescencia.

Sarcotesta. Cubierta seminal extra que se encuentra en algunas semillas, se origina de la epidermis.

Suelos limosos. Son suelos que contienen en su mayoría partículas de tamaño mediano llamadas limos, se encuentran generalmente en las vegas de los ríos.

Superficie adaxial. En anatomía vegetal, se le denomina al haz de las hojas, la que da cara al sol.

Superficie abaxial. En anatomía vegetal, se le denomina al envés de las hojas, la que se encuentra en la parte inferior.

Unilocular. El ovario de las flores puede estar dividido en lóculos o no, en este caso se denomina al ovario de un solo lóculo (de una sola cavidad).

Xilema. Conjunto de vasos conductores de agua, se le encuentra en toda la planta, está compuesto de elementos de vaso.

Fuente: Font Quer, P. 1979. Diccionario de Botánica. Ed. Labor



12. CRÉDITOS FOTOGRAFICOS

Alma Delia De la Cruz Ascencio, Figuras 2,3 y 4.

Otilio Méndez Marín y Georgina Vargas Simón, Figuras 7-13 .

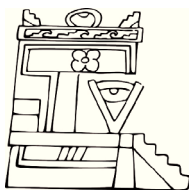
Víctor Manuel Cisneros Solano, Figuras 24 y 25.

William R. Alegría González, Figuras 14 y 22.

Misael Sámano Vargas, Figura 17 y portada.

Georgina Vargas Simón, Figuras restantes.





**Difusión y Divulgación
Científica y Tecnológica**

José Manuel Piña Gutiérrez
Rector

Arturo Díaz Saldaña
Secretario de Investigación, Posgrado y Vinculación

Andrés González García
Director de Difusión y Divulgación Científica y Tecnológica

Francisco Morales Hoil
Jefe del Departamento Editorial de Publicaciones No Periódicas

Este libro se terminó de imprimir en el mes de junio de 2017, con un tiraje de 1000 ejemplares, en los talleres de Ideo Gráficos. El cuidado estuvo a cargo de los autores y del Departamento Editorial de Publicaciones No Periódicas de la Dirección de Difusión y Divulgación Científica y Tecnológica de la UJAT.