



Manual técnico para la  
conservación y propagación de  
**especies de algarrobo**

(*Prosopis* spp.)



PERÚ

Ministerio  
de Desarrollo Agrario  
y Riego



Instituto Nacional de Innovación Agraria

**EL PERÚ PRIMERO**

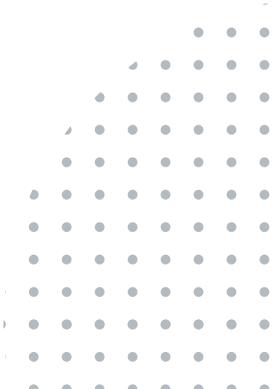




**MINISTERIO DE DESARROLLO AGRARIO Y RIEGO  
INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA  
DIRECCIÓN DE RECURSOS GENÉTICOS Y BIOTECNOLOGÍA**

---

Manual técnico para la conservación y propagación  
de especies de algarrobo (*Prosopis* spp.)



# Manual técnico para la conservación y propagación de especies de algarrobo (*Prosopis* spp.)

Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego

**Federico Bernardo Tenorio Calderón**

Viceministro de Desarrollo de Agricultura Familiar e Infraestructura Agraria y Riego

**José Alberto Muro Ventura**

Viceministra de Políticas y Supervisión del Desarrollo Agrario

**María Isabel Remy Simatovic**

Jefe del INIA

**Jorge Luis Maicelo Quintana, Ph.D.**

© Instituto Nacional de Innovación Agraria - INIA

Manual técnico para la conservación y propagación de especies de algarrobo (*Prosopis* spp.)

## Elaboración de contenido:

Fredesvinda Carrillo Castillo

Judith García-Cochagne

Rosa María Cabrera Pintado

Jhair Vásquez Oroya

Lady Laura Tuisima Coral

Hector Alonso Escobar García

Oniel Jeremías Aguirre Gil

Cristina Quintana Palacios

Carlos A. Amasifuen Guerra

## Colaboradores:

Ana L. Rucabado Miranda

Antonia M. Cancho Bautista

Elsa V. Alvarado La Hoz

Jean Carlo Rivera Curi

Luz Guzmán Quispe

## Editado por:

Instituto Nacional de Innovación Agraria - INIA

Equipo Técnico de Edición y Publicaciones

Av. La Molina 1981, Lima- Perú

(51 1) 240-2100 / 240-2350

www.inia.gob.pe

## Editor general:

Eliana Alviárez Gutierrez, D.Sc.

## Revisión de contenido:

Paúl Lama Isminio, D.Sc.

Yuriko Sumiyo Murillo Domen, M.Sc.

## Diseño y diagramación:

Abner Fernando Mio Torrejón

Luis Carlos Arévalo Mercado

## Publicado:

Diciembre, 2020

## Primera edición:

Diciembre, 2020

## Tiraje:

1 000 ejemplares

## Impreso en:

Instituto Nacional de Innovación Agraria - INIA

**RUC:** 20131365994

**Teléfono:** (51 1) 240-2100 / 240-2350

**Dirección:** Av. La Molina 1981, Lima- Perú

**Web:** www.inia.gob.pe

## ISBN:

978-9972-44-067-0

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú N° 2020-09204

Prohibida la reproducción de este libro por cualquier medio, total o parcialmente, sin permiso expreso.

# Tabla de contenido

|  |           |
|--|-----------|
| <b>Presentación</b>  | <b>7</b>  |
| <b>1. Introducción</b>   | <b>9</b>  |
| <b>2. Características botánicas y agroecológicas del algarrobo</b>               | <b>11</b> |
| 2.1 Clasificación taxonómica   | 11        |
| 2.2 Descripción de la planta   | 12        |
| 2.3 Agroecología   | 14        |
| 2.4 Valor Nutricional y Usos   | 14        |
| <b>3. Colecta de germoplasma de algarrobo</b>                                    | <b>17</b> |
| 3.1 Planificación de la recolección y datos pasaporte                            | 17        |
| 3.2 Técnicas de recolección de frutos (vainas)                                   | 19        |
| <b>4. Procesamiento de frutos de algarrobo para la obtención de las semillas</b> | <b>25</b> |
| 4.1 Registro del material vegetal  | 25        |
| 4.2 Caracterización morfológica de frutos: vainas (descriptor de frutos)         | 25        |
| 4.3 Caracterización morfológica de semillas (descriptor de semillas)             | 28        |
| 4.3.1 Apertura de frutos   | 28        |
| 4.3.2 Selección de las semillas  | 30        |
| 4.3.3 Descripción de las semillas  | 30        |

# Tabla de contenido

|  |           |
|--|-----------|
| <b>5. Procesamiento de semillas de algarrobo para su conservación en cámara fría</b> | <b>34</b> |
| 5.1 Limpieza y selección de semillas   | 34        |
| 5.2 Pesaje de las semillas   | 34        |
| 5.3 Determinación de contenido de humedad de las semillas                            | 35        |
| 5.4 Secado de las semillas   | 36        |
| 5.5 Germinación de las semillas  | 37        |
| 5.6 Almacenamiento y conservación de las semillas                                    | 38        |
| <b>6. Plagas y enfermedades de algarrobo</b>   | <b>41</b> |
| 6.1 Plagas   | 41        |
| 6.1.1 Insectos   | 41        |
| 6.1.2 Ácaros asociados al algarrobo  | 64        |
| 6.2 Enfermedades   | 66        |
| 6.2.1 Enfermedades producidas por hongos   | 67        |
| 6.2.2 Enfermedades producidas por bacterias  | 69        |
| <b>7. Técnicas de propagación de algarrobo</b>                                       | <b>71</b> |
| 7.1 Propagación sexual o por semillas  | 71        |
| 7.1.1 Tratamiento pre-germinativo  | 71        |
| 7.1.2 Preparación del vivero   | 72        |
| 7.1.3 Sustrato   | 72        |
| 7.1.4 Tipos de siembra   | 73        |
| 7.2 Propagación <i>in vitro</i>  | 73        |



# **Tabla de contenido**

---

|   |           |
|---|-----------|
| <b>8. Características y criterios de selección de árboles elite</b> | <b>82</b> |
| <b>9. Glosario</b>  | <b>86</b> |
| <b>10. Referencias</b>  | <b>89</b> |
| <b>Anexo</b>  | <b>99</b> |





## Presentación

El algarrobo incluye varias especies de árboles y arbustos del género *Prosopis* (Fabaceae), que se encuentran en estado silvestre y en algunas plantaciones, principalmente en los bosques secos de la costa sur, centro, y norte del Perú. Se utiliza para distintos fines, desde la fabricación de carbón a partir de la corteza, hasta el uso alimenticio de sus frutos. El algarrobo presenta una visible reducción de sus poblaciones, principalmente en la costa norte del país. Las causas de esta disminución poblacional han sido atribuidas a múltiples factores que estarían actuando de forma concomitante, tales como la tala indiscriminada, la influencia del cambio climático, e incluso plagas como el insecto *Enallodiplosis discordis*. Esta problemática afecta a las familias cuyo sustento económico depende directamente de esta planta. También es un problema que repercute en el ambiente, puesto que el algarrobo proporciona diferentes servicios ecosistémicos, como la mitigación de los procesos de desertificación, reducción de la erosión de suelos, fijación de nitrógeno en los suelos, entre otros.

El Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego (MIDAGRI) a través del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA) tiene la misión de conservar los recursos genéticos de uso agrario, y fomentar su puesta en valor y producción. Por lo tanto, se vienen desarrollando investigaciones enfocadas en mitigar la disminución poblacional de algarrobo y de esta forma, contribuir en la recuperación de los ecosistemas de bosques secos del Perú.

El presente documento se ha elaborado en base a los resultados obtenidos de diversos trabajos de conservación y propagación de algarrobo, asimismo incorpora aspectos teóricos y experiencias de otros estudios relacionados. En tal sentido, el "**Manual técnico para la conservación y propagación de especies de algarrobo (*Prosopis* spp.)**", proporciona información relevante sobre métodos y procedimientos para el manejo agronómico y conservación de este importante recurso.

**Jorge Luis Maicelo Quintana, Ph.D.**  
Jefe del INIA





# 1. Introducción

En el Perú, las poblaciones de algarrobo se concentran en la costa norte en los departamentos de Lambayeque, Piura y Tumbes, en el ecosistema que corresponde al bosque seco tropical, abarcando una superficie de aproximadamente 1.8 millones de hectáreas (OSINFOR, 2018). También se pueden encontrar poblaciones en la costa sur y en la región Andina, por ejemplo, en las cercanías de Huamanga y Ayacucho, y Calca en Cusco. Algunas poblaciones también han sido observadas en los alrededores de la localidad de Bagua en Amazonas, hacia el norte del país.

El estudio taxonómico sobre el género *Prosopis* realizado por Ferreyra (1987), hace mención de la especie *Prosopis pallida* como nativa de la costa norte del país, la misma que presentaría cuatro variedades: *pallida*, *annularis*, *armata* y *decumbens*. Para esta misma zona, otros autores han considerado la ocurrencia de una sola especie, sin embargo, la ambigüedad en cuanto a la identificación taxonómica ha llevado a reportar indistintamente especies como *P. juliflora* o *P. chilensis* (Cardich, 1997). Estudios más recientes refieren la mayor abundancia de *P. pallida* en los ecosistemas de la costa norte del país (Burghardt et al., 2010; Beltrán, 2013), a pesar de ello, también se considera la presencia de otras especies, tales como *P. limensis* en la costa norte, y *P. chilensis* en los desiertos de la costa sur. De igual forma, las especies de *Prosopis* que se localizan en los ecosistemas andinos aún necesitan ser revisados.

Las poblaciones de algarrobo muestran una evidente reducción, producto de diferentes factores principalmente antrópicos, relacionados al cambio de uso de suelo de los bosques secos. Esta situación ha llevado a reconocer la vulnerabilidad de estos ecosistemas y de las especies que lo componen, lo cual se ha materializado en el establecimiento de categorías de amenaza para alguna de ellas. En ese sentido, el Decreto Supremo N° 043-2006-AG, que aprueba la categorización de especies amenazadas de flora silvestre, incluye a las especies *P. chilensis* y *P. juliflora* en la categoría En Peligro, y a *P. pallida* como Vulnerable.

La conservación de las poblaciones de algarrobo resulta fundamental por los servicios ecosistémicos que proporciona, así como por los beneficios de uso que se le atribuyen y que aún repercute en la economía local de los lugares en donde se utiliza esta planta. En este sentido, es necesario implementar acciones que contribuyan a mitigar la reducción poblacional que sufren sus poblaciones y asegurar su uso sostenible.

En este contexto, el presente manual que proporciona información relevante sobre la propagación y conservación de las especies de algarrobo, se ha elaborado en base a literatura científica referida a las especies identificadas como *P. pallida*, *P. chilensis*, *P. alba*, *P. laevigata*, *P. flexuosa*, *P. kuntzei*, *P. limensis*, *P. nigra*, *P. glandulosa*, *P. juliflora*, *P. tamarugo* y *P. spicigera*. Asimismo, se ha tomado en cuenta información generada en los trabajos de conservación, micropropagación e identificación de plagas, que se han venido realizando en el INIA. En este manual se describen las características botánicas y agroecológicas del algarrobo, se proporciona información relevante respecto a las plagas asociadas a esta planta, y se describen las técnicas de selección, propagación y conservación de las semillas, que permite asegurar el mantenimiento de material vegetal representativo de su variabilidad genética, para su conservación.





## 2. Características botánicas y agroecológicas del algarrobo

El algarrobo, cuyo nombre deriva del árabe “al carub”, que significa el árbol por excelencia, es una planta que pertenece al género *Prosopis*, subfamilia Mimosoideae, de la familia Fabaceae. Comprende 44 especies de zonas áridas y semiáridas, en donde cumplen una función ecológica fundamental, captando nitrógeno del aire para fijarlo en el suelo, e incorporando materia orgánica a partir de sus hojas, así como, en el control de las dunas. Su distribución abarca el sur este de Asia, África Tropical y América, desde el sur oeste de Estados Unidos hasta la Patagonia Argentina y Chile (Burkart, 1976). El género tiene dos centros de diversidad, el principal en Argentina (27 especies) y otro en Texas (EE.UU.) y México.

### 2.1 Clasificación taxonómica

|             |   |                    |
|-------------|---|--------------------|
| Reino       | : | Plantae            |
| División    | : | Magnoliophyta      |
| Clase       | : | Magnoliopsida      |
| Orden       | : | Fabales            |
| Familia     | : | Fabaceae           |
| Sub Familia | : | Mimosoideae        |
| Género      | : | <i>Prosopis</i> L. |

Para el presente manual se ha tomado en consideración información de las siguientes especies:

*Prosopis alba* Griseb.

*Prosopis chilensis* (Molina) Stuntz

*Prosopis cineraria* (L.) Druce

*Prosopis flexuosa* DC.

*Prosopis glandulosa* Torr.

*Prosopis juliflora* (Sw.) DC.

*Prosopis kuntzei* Harms ex Kuntze

*Prosopis laevigata* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) M.C. Johnst.

*Prosopis limensis* Benth.

*Prosopis nigra* (Griseb.) Hieron.

*Prosopis pallida* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Kunth

*Prosopis spicigera* L.

*Prosopis tamarugo* Phil.



En el caso de la especie *P. pallida*, presenta cuatro variedades reconocidas por Ferreyra (1987): *pallida*, *annularis*, *armata* y *decumbens*.

### Otros nombres comunes

Además de algarrobo, las especies del género *Prosopis* también se conocen con algunos de los siguientes nombres comunes: arropa, huarango (departamento de Ica), huaranca, huarancu, thacco, tacco, algarrobo americano (Puerto Rico), kiawe y bayahonda (Hawaii), mesquite, mezquite, american carobe (nombres usados en inglés).

## 2.2 Descripción de la planta

Para efectos del presente manual, proporcionamos un alcance de las características morfológicas de la especie *P. pallida* y sus variedades propuestas, puesto que en el país es la especie de algarrobo más abundante y de mayor rango de distribución. La descripción morfológica de las otras especies de algarrobo citadas en este manual, pueden ser revisadas en artículos, catálogos y guías taxonómicas especializadas.

El “algarrobo” *P. pallida* presenta árboles o arbustos, generalmente xerófilos y espinosos, con alturas de 3 a 20 metros. Su copa sobrepasa los 15 m de diámetro, con ramas de forma caprichosa y follaje siempre verde. La corteza externa es de color pardo-gris-negrucza, fisurada, leñosa y a veces con espinas; y la parte interna es de color blanco y rojo, con olor a barniz y textura fibrosa. Las hojas son perennes y compuestas, generalmente bipinnadas, el pecíolo es corto y los folíolos elípticos, de borde entero y nervadura central. Las flores crecen en largas espigas axilares, son pequeñas, de color amarillo pálido, pentámeras, actinomorfas y hermafroditas. El fruto es una vaina carnosa e indehiscente, de pulpa dulce, que mide de 10 a 30 cm de largo, 1 a 1.5 cm de ancho, y 5 a 9 mm de espesor. Cada fruto posee de 20 a 30 semillas de color gris o pardo, de forma ovoide y aplanada. Posee dos tipos de raíz, una es pivotante de hasta 60 m de profundidad, que le permite obtener agua a gran distancia; y la otra es de tipo lateral que se extiende hasta 60 m de longitud, a una profundidad de 15 a 25 cm.

*Prosopis pallida* es un árbol de escasa reproducción natural, que crece tanto en suelos profundos como en degradados. Sin embargo, prefiere tierras húmedas y fértiles debido a que sus semillas suelen ser fácilmente atacadas por termitas y a que la propagación la realizan principalmente animales mamíferos. Su prolongado ciclo de crecimiento, así como la falta de manejo silvicultural, el ritmo actual de la tala y la poca existencia de árboles en los bosques naturales explica su escasez y rápido deterioro.

En la Tabla 1 se describen las características morfológicas de las variedades de *P. pallida* identificadas en el Perú.



Tabla 1.

Características morfológicas de las variedades de *Prosopis pallida* presentes en el Perú

| Características                                   | Variedades de <i>Prosopis pallida</i>           |  |  |  |
|---|---|--|--|--|
|   | <i>P. pallida</i> var. <i>pallida</i>           | <i>P. pallida</i> var. <i>armata</i>   | <i>P. pallida</i> var. <i>decumbens</i>          | <i>P. pallida</i> var. <i>annularis</i>                                      |
| <b>Tronco</b>                                     |   |  |  |  |
| Hábito  | Árbol erguido                                   | Árbol erguido  | Árbol decumbente                                 | Árbol erguido  |
| Altura (m)  | 3 – 10  | 3 – 8  | 3 – 5  | 3 – 5  |
| Diámetro tronco (cm)                              | 30 – 65   | 20 – 60  | 30 – 50  | 25 – 50  |
| Presencia espinas                                 | Inerme  | Espinas geminadas, divaricadas, 5 – 30 mm largo  | Espinas geminadas, divaricadas, 15 – 28 mm largo | Espinas geminadas, divaricadas, 5 – 12 mm largo                              |
| <b>Hojas</b>                                      |   |  |  |  |
| Longitud de hojas (cm)                            | 6 – 12  | 4 – 14   | 5 – 8  | 4 – 8  |
| N° hojas por nudo                                 | 2 – 3   | 2 – 4  | 2 – 5  | 2 – 5  |
| Longitud de pecíolo (mm)                          | 11 – 30   | 8 – 35   | 10 – 15  | 8 – 10   |
| Glándula interpeciolar                            | 1, pequeña, cupuliforme, sésil, con poro apical | Ausente  | 1, cupuliforme, pequeña, sésil, con poro apical  | 1, cupuliforme, sésil, con poro apical                                       |
| Longitud de pinnas (cm)                           | 3 – 6   | 3 – 6  | 4 – 8  | 3 – 5  |
| Pares de foliolos                                 | 12 – 15   | 10 – 15  | 11 – 12  | 12 – 13  |
| Forma y caracteres de foliolos                    | Elípticos, reticulados, nervados                | Elípticos, ápice obtuso, mucronados, cinéreo villosos, nervios prominentes en el envés | Elípticos, mucronados, glabros                   | Elípticos, ápice obtuso, mucronados, venas laterales prominentes en el envés |
| Tamaño de foliolos (mm largo x mm ancho)          | 7 – 12 x 3 – 4                                  | 6 – 12.5 x 2 – 4   | 7 – 10 x 2 – 3                                   | 6 – 8 x 2 – 3  |
| <b>Inflorescencia</b>                             |   |  |  |  |
| Tipo de Inflorescencia                            | Racimo  | Racimo   | Racimo   | Racimo   |
| Longitud de inflorescencia (cm)                   | 6 – 17  | 5 – 14   | 9 – 12   | 6 – 10   |
| Color de flores                                   | Amarillas                                       | Amarillas  | Amarillas  | Amarillas  |
| Longitud de pedicelo (mm)                         | 5 – 30  | 8 – 20   | 8 – 14   | 10 – 15  |
| <b>Frutos</b>                                     |   |  |  |  |
| Tamaño de fruto (cm largo x mm ancho x mm grosor) | 16 – 25 x 8 – 15 x 4 – 9                        | 14 – 20  | 15.5 – 30 x 10 – 17 x 4 – 7                      | 22 – 26 x 15 – 18 x 4 – 5  |
| Forma de fruto                                    | Recto o ligeramente falcado, semicomprimido     | Comprimido   | Comprimidos, falcados, raras veces rectos        | Conspicuamente anillados o falcados, comprimidos o semicomprimidos           |
| Longitud (mm), forma e indumento de acumen        | 6 – 21, curvo, glabro                           | 8 – 25, curvo, glabro  | 8 – 20, ligeramente curvo, glabro                | Ausente  |

Adaptado de Ferreyra (1987)

## 2.3 Agroecología

Las especies del género *Prosopis*, se encuentran ampliamente distribuidas en diversas condiciones de precipitación, altitud y temperatura. Se distribuyen desde las regiones costeras con aproximadamente 100 mm de precipitación anual, hasta regiones montañosas (alrededor de 1 500 m s. n. m.) donde la precipitación anual promedio alcanza los 1 500 mm. Sin embargo, las especies de este género, son menos frecuentes en las regiones con más de 1 000 mm de precipitación anual, y la mayoría de ellas se encuentran en zonas con precipitación anual promedio de 300 a 600 mm. Soportan altas temperaturas llegando a tolerar hasta 45 °C, pero temperaturas inferiores a 5 °C pueden originar la muerte del árbol, por la paralización de la circulación de la savia. Los árboles del género *Prosopis*, son de suma importancia en el Ecosistema Bosque Tropical Seco y en nuestro entorno, puesto que además de la capacidad de producir oxígeno, condicionan microclimas, regulan la humedad del ambiente, brindan sombra, regulan la erosión de los suelos y sirven de protección contra los vientos.

En el Perú, la especie *P. pallida* es la más representativa de los bosques secos, y a continuación se muestran algunos detalles agroecológicos, que pueden servir de referencia. En efecto, *P. pallida* tiene como hábitat natural territorios áridos y semiáridos. Posee un espectro ecológico muy amplio y está adaptado a una alta diversidad de suelos y hábitats, se encuentra tanto en dunas de arena como en suelos pesados arcillosos, pedregosos, también en suelos salinos o alcalinos, pero con preferencia de suelos tipo franco-arenosos y arcilloso-arenosos con pH neutro. En estas condiciones de suelo con contenido de sales y estrés hídrico, esta especie de algarrobo mantiene la capacidad de fijar nitrógeno.

En la costa sur de Perú, las especies de algarrobo se desarrollan en bajas altitudes, logrando distribirse incluso en las pampas y quebradas costeras. En la costa norte del país, su ocurrencia alcanza altitudes medias de aproximadamente 1 500 msnm. Frecuentemente estas plantas ocupan zonas donde existe una marcada escasez de agua y nutrientes, que limitan el desarrollo de otras plantas. En estas condiciones, son las únicas plantas arbóreas sobrevivientes en esos hábitats. Son dominantes en cauces y quebradas secas o estacionalmente secas, donde las precipitaciones anuales son menores a 200 mm, logrando tolerar períodos de sequía. Debido a estas condiciones, se recomienda sembrar el algarrobo entre los meses de octubre y noviembre, aprovechando las lluvias de verano, y las más de 8 horas diarias de luz solar, necesarios para la formación de flores y frutos (Dostert et al., 2012).

## 2.4 Valor Nutricional y Usos

Los frutos del algarrobo presentan un importante contenido de compuestos fenólicos y actividad antioxidante lo cual le atribuye propiedades biocéticas (Suárez-Rebaza et al., 2019). Poseen alto contenido de proteínas e hidratos de carbono, con porcentajes de azúcar en los frutos que están entre 20 y 25 %. Los frutos o vainas pueden ser utilizados para elaborar diversos productos para la industria del sector alimenticio y farmacéutico. Su valor proteico es significativo, es un alimento abundante en fibra soluble, ideal para la digestión y un buen funcionamiento de los intestinos. Tiene grasas en pequeñas



cantidades, además contiene ácidos grasos como el linoleico y oleico. También posee una cantidad elevada de minerales, destacándose el calcio, hierro (en aquellas de vaina blanca equiparable al contenido de hierro del hígado), fósforo, magnesio, zinc, silicio y potasio. Su contenido en sodio es muy bajo. Es rico en vitaminas A, B<sub>1</sub> (tiamina), B<sub>2</sub> (riboflavina), B<sub>3</sub> (niacina) y D. No posee gluten, siendo un ingrediente excepcional para las personas celíacas.

Las vainas secas, tostadas y molidas sin semilla, permiten obtener una harina utilizada en la industria agroalimentaria. Esta harina se usa en la elaboración de galletas y productos de panificación, también para hacer bebidas alcohólicas mediante procesos de fermentación, así como en la industria cosmética, farmacéutica, entre otros.

Las semillas presentan un elevado contenido de mucílago, que se utiliza como excipiente para emulsiones y suspensiones, y en el tratamiento de la inflamación de las mucosas digestivas. También contiene altas cantidades de taninos, el cual es un poderoso antioxidante. Asimismo, son ricas en galactomanano, un azúcar compuesto de manosa y galactosa, a partir del cual se obtiene la goma de algarrobo.

Un producto ampliamente consumido es la algarrobina, un derivado viscoso de los frutos maduros de algarrobo, el cual contiene compuestos polifenólicos (flavonoides) que le confieren propiedades antioxidantes, antiinflamatorias y otras propiedades nutraceuticas. Pruebas realizadas a este producto demuestran que no generan citotoxicidad en células humanas evaluadas (Quispe et al., 2014). La algarrobina se usa como edulcorante o como ingrediente de cocteles, tónico medicinal, así como para el tratamiento de la anemia debido a su contenido de vitamina B<sub>5</sub> (Depenthala & Meitzner, 2018). La algarrobina también se consume como producto antiasmático, antidiarreico, diurético, astringente, como colirio, y para el alivio del estreñimiento, y bronquitis (Charcape et al., 2010).

El algarrobo es una planta multipropósito. A los usos antes mencionados podemos agregar que *P. pallida* es idónea para realizar programas de reforestación en las zonas de bosques secos. Se emplea para la construcción de viviendas, fabricación de muebles, construcción de cercos para el ganado, y en la fabricación de carbón. Las vainas son muy nutritivas y sabrosas, las consume todo tipo de ganado, cabras, ovejas, caballos y otros animales domésticos (Depenthala & Meitzner, 2018). En la costa norte del Perú es común observar que las hojas y las ramas se utilizan como forraje para cabras y ovinos. También tiene la ventaja de producir frutos en la época de mayor sequía y cuando la disponibilidad de forraje natural está en su punto crítico.







### 3. Colecta de germoplasma de algarrobo

La colecta de muestras de los recursos fitogenéticos tiene por finalidad captar la máxima cantidad de variación genética de la población evaluada, teniendo en cuenta que las semillas sean funcionales y no estén infestadas por insectos ni enfermedades. El parámetro básico para medir la variación de una determinada población es su riqueza alélica, es decir, el número de alelos distintos en un solo locus; este dato se conoce evaluando un gran número de loci de marcadores después de tomar la muestra (Brown & Marshall, 1995). Para la colecta de germoplasma, es importante tener en cuenta que las especies silvestres difieren en diferentes aspectos de las especies domesticadas. Por ejemplo, son diferentes en cuanto a la distribución, abundancia local, migración entre poblaciones, diversidad de los hábitats, duración del ciclo de vida, reproducción vegetativa, fecundidad, determinación de floración y maduración de la semilla, entre otros parámetros.

#### 3.1 Planificación de la recolección y datos pasaporte

##### Planificación de la recolección

La recolección de germoplasma implica una planificación previa, la cual involucra identificar la(s) especie(s) objetivo, y obtener información sobre la(s) especie(s) o variedad(es) a coleccionar, los lugares de recolección, clima y condiciones ambientales actuales, fenología de la(s) especie(s), localización geográfica, selección de especie(s), grado de erosión, factores de amenaza, y la ruta a seguir.

Se debe cumplir con los requisitos legales vigentes de permisos y autorización respectiva. Para el caso de especies silvestres, como es el caso de las especies de algarrobo, se requiere de la autorización que otorga el Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR). Para el caso de plantas cultivadas, se requiere la autorización del proveedor del recurso biológico, pero cuando se realiza una investigación con el recurso genético, se requiere permiso de acceso que lo otorga el Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA).

Se recomienda que el grupo de colecta esté conformado por integrantes con experiencia y preparación para la identificación de las especies, descripción del hábitat, y conocimientos de la fisiología vegetal. Este grupo debería estar conformado por un botánico taxónomo, además de personal que conozca de fisiología de semillas, preparación de muestras de herbario, entre otras técnicas de recolección y manejo de semillas (Di Sacco et al., 2018).

Es necesario identificar los riesgos que se puedan presentar y tener un plan de contingencia, trabajar en grupos de dos a cuatro personas, y contar con vehículo para tener autonomía en el desplazamiento. Esta última recomendación es particularmente bastante útil en los bosques secos del norte del Perú, donde los algarrobos se encuentran muy dispersos en el paisaje.

Se recomienda coordinar con personal especializado en el manejo de Banco de Germoplasma, para que acompañe y apoye la planificación específica de la colecta, según el lugar de estudio, toda vez que el material genético recolectado debe ser representativo, libre de patógenos y de buena calidad, para ser multiplicado y conservado *ex situ*. En el





caso del INIA, la Dirección de Recursos Genéticos y Biotecnología (DRGB), a través de la Subdirección de Recursos Genéticos (SDRG), tiene especialistas que se ocupan del manejo del Banco de Semillas.

### Materiales, insumos y equipos

Para la recolección de frutos y/o semillas de algarrobo se requieren diversos materiales y equipos cuyo uso se detalla en la Tabla 2.

Tabla 2.

*Lista de materiales y equipos para la colecta de frutos y/o semillas de algarrobo con fines de conservación.*

| EQUIPOS/MATERIALES   | PRINCIPALES USOS  | OBSERVACIONES  |
|--|---|--|
| Altímetro, Brújula, GPS, Mapas de la Zona  | Localización geográfica de la zona de colecta   | Es muy importante tener las coordenadas de latitud y longitud, altura sobre el nivel del mar |
| Cámara fotográfica con trípode, baterías suficientes y cargadores  | Registro de información del aspecto general de la planta, flores, frutos y del entorno o ecosistema | Para identificación de la especie  |
| Tijeras de podar, tijeras extensoras, pinzas, navajas, escaleras, guantes de cuero, varas telescópicas. Sogas, mallas Rachell. Mangas de plástico, cuerdas, lona, bolsas de tela, bolsas de papel, bolsas plásticas (grandes y medianas), frascos con tapa, baldes | Recolección de muestras botánicas y/o semillas  | Cada muestra debe estar correctamente identificada con su número respectivo                  |
| Lista de especies, guías de flora, manuales de identificación, lupas de mano (10x, 20x), binoculares, bisturí, pinzas  | Identificación de plantas y evaluación de semillas  | Con binoculares se observará las ramas con flores y/o frutos                                 |
| Ficha de recolección, tableros, cuadernos de campo, Tablet, laptop, cargadores, etiquetas, lápices de grafito, plumón permanente   | Recolección de datos e información de las muestras colectadas                                       | Muy importante contar con la información de la muestra, incluye conocimientos tradicionales  |
| Prensa, correas, papel periódico, cartón, etiquetas, tijeras, plumones indelebles, bolsas de plástico grandes, alcohol   | Preparación de ejemplares para herbario   | Las muestras deben estar debidamente montadas en la prensa e identificadas                   |
| Sobres de cartón, cajas, sacos de tela, cintas adhesivas, cordón, bandejas, silicagel, cuerdas para amarrar  | Transporte y manejo post cosecha  | Transportar adecuadamente las muestras, para evitar su deterioro                             |
| Ropa y calzado adecuado, según el terreno y clima (gorros, ponchos, camisas)   | Para protección contra el sol y/o la lluvia   |  |



Continuación de la Tabla 2.

| EQUIPOS/MATERIALES   | PRINCIPALES USOS   | OBSERVACIONES |
|--|--|---------------|
| Botiquín completo, repelente contra insectos, bloqueador solar, lentes de sol, teléfono móvil, cargador, radio, recipientes con agua | Primeros auxilios y seguridad personal   |               |
| Linterna, batería, cuerdas para remolcar, cadenas, palas, picos, tanque adicional de combustible                                     | En caso se requiera, principalmente en áreas remotas de difícil acceso vehicular |               |

### Datos de pasaporte

El material vegetal recolectado, exige una documentación de los datos e información, para su identificación. Esta información se conoce como datos de pasaporte, el cual incluye la codificación que luego será utilizada para ingresarlo en una base de datos. La SDRG cuenta con una Ficha de Recolección de Germoplasma (Anexo 1), establecida mediante la Directiva 01-05 “Normas que definen el uso estandarizado de formatos para la documentación de los datos de pasaporte en el Banco de Germoplasma *ex situ* de la SUDIRGEB-INIA”, aprobada mediante la Resolución Jefatural N° 00140-2005-INIEA, para el recojo de datos. Esta información acompaña a cada muestra colectada y es requisito para su depósito y registro en el banco de germoplasma del INIA.

La ficha en mención requiere el registro de información de 44 variables que incluyen: datos de pasaporte, categoría de la muestra, partes utilizadas de la planta, usos de la planta, tipos de muestra, número de plantas encontradas, prácticas de cultivo, épocas de producción, observaciones del suelo, fisiografía, relieve topográfico, otros cultivos en el área o en rotación, pestes/patógenos, nombre y dirección del agricultor, identificación taxonómica, institución, fecha, y observaciones.

### 3.2 Técnicas de recolección de frutos (vainas)

Para la recolección del germoplasma, es preciso tener en cuenta que la muestra a recolectar debe ser genéticamente representativa de la población, a fin de que todos los alelos o gran parte de ellos formen parte de tal muestra. Asimismo, las técnicas de recolección dependen del tipo de material a coleccionar (frutos, semillas, polen, propágulos vegetativos, o plantas enteras). En este sentido, también se han establecido protocolos, procedimientos y equipos necesarios para la recolección y transporte del material de varias especies, principalmente cultivadas, las cuales se pueden adaptar a especies silvestres.

#### Muestreo de individuos

La recolección de frutos de algarrobo se puede realizar mediante los siguientes tipos de muestreo sugeridos por BOLFOR et al. (2000) para especies forestales:



**Muestreo al azar o aleatorio simple.** Cada elemento de la población tiene la misma probabilidad de ser seleccionado para integrar la muestra. Permite obtener alrededor del 56 % de alelos raros. En la Figura 1 se ilustra este tipo de muestreo.

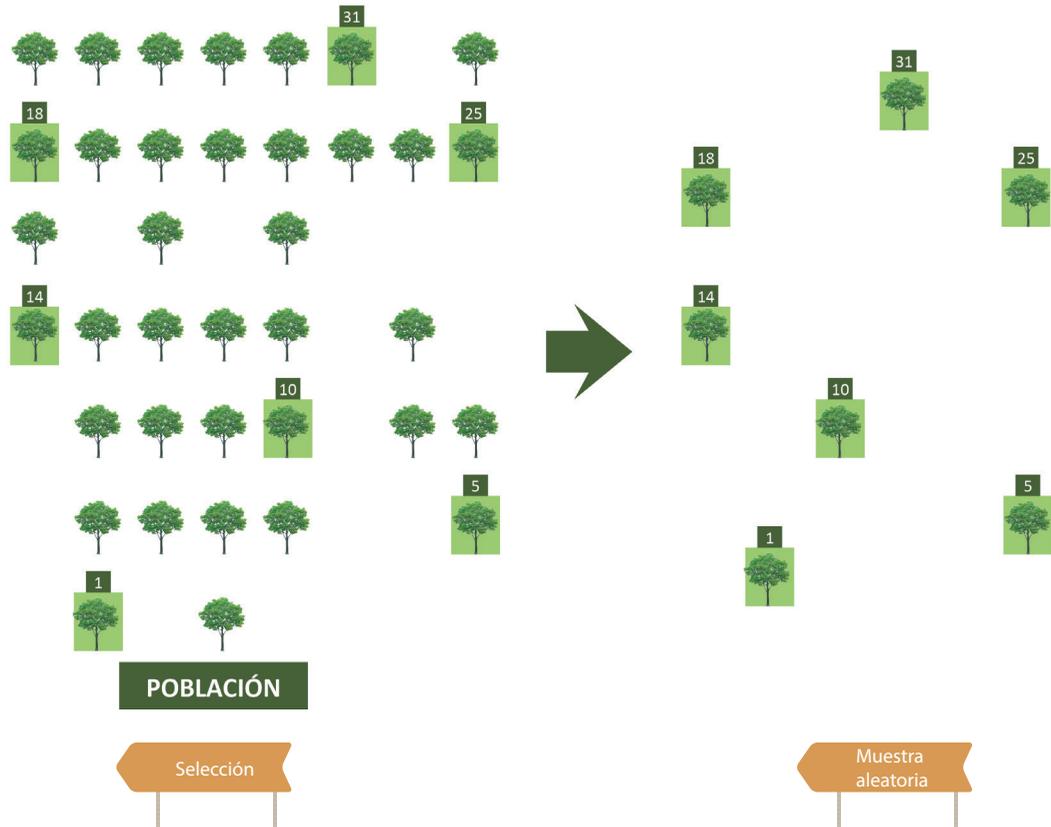


Figura 1. Muestreo al azar o aleatorio simple.

**Muestreo por transecto.** Un transecto es un rectángulo situado en un lugar para medir ciertos parámetros de un determinado tipo de vegetación. Para evaluar árboles con diámetro a la altura del pecho (dap) mayor o igual a 10 cm, se recomienda utilizar transectos de 10 x 100 m o 20 x 100 m. En los transectos, generalmente se miden parámetros como altura de la planta, abundancia, DAP y frecuencia. Con este método se estaría colectando un 44 % de alelos raros. Este tipo de muestreo se ilustra en la Figura 2.

**Muestreo por punto.** Consiste en tomar una pequeña porción del material y de cada punto de la superficie marcada (Figura 3). Este método no es muy recomendado porque solo se estaría colectando un 35 % de alelos raros y la diversidad genética es significativamente inferior.

**Muestreo por cuadrante.** Proporciona muestreos más homogéneos, y se puede obtener el 58 % de alelos raros. El método consiste en colocar un cuadrado sobre la vegetación, para determinar la densidad, cobertura y frecuencia de las plantas. El tamaño del cuadrante, depende de la forma de vida y de la densidad de los individuos. Para árboles con dap mayor o igual a 10 cm, los cuadrantes pueden ser de 25 m<sup>2</sup> (5 x 5) o 100 m<sup>2</sup> (10 x 10). Para muestrear plántulas, el tamaño del cuadrante puede ser de 1 m<sup>2</sup> (1 x 1 m). Este tipo de muestreo se ilustra en la Figura 4.



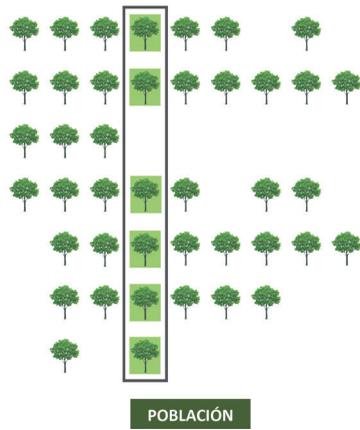


Figura 2. Muestreo por transecto.

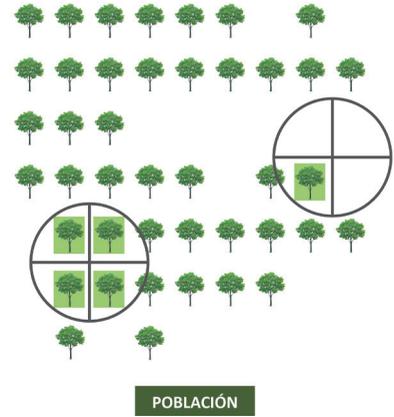


Figura 3. Muestreo por puntos.

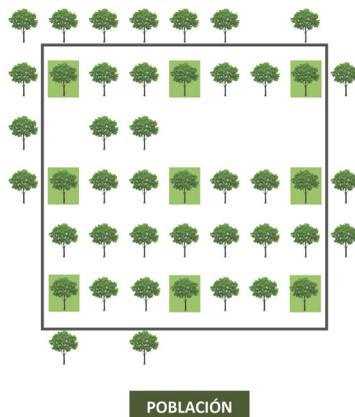


Figura 4. Muestreo por cuadrante.

En el caso de que la población provenga de propagación vegetativa, se debe tener en cuenta la distancia entre individuos. Se aconseja separar entre 50 a 100 árboles, para evitar una sobre representación de plantas genéticamente muy relacionadas.

Los frutos deben ser empacados y debidamente etiquetados, adjuntando su respectiva ficha de recolección de germoplasma. Se recomienda tomar fotografías de los caracteres de los individuos y del hábitat donde se encuentra la especie colectada, e indicar el número de fotografía en la ficha.

### Método de recolección de frutos de algarrobo

La recolección de semillas debe realizarse en la fase de mayor dispersión natural y los frutos a recolectar deben estar ubicados en las ramas más bajas y más altas, según punto cardinal de orientación (este, oeste, norte, sur). El momento apropiado para la colecta es cuando el pericarpio del fruto cambia de color, es decir, cuando el fruto está maduro.

En el caso de plantas de la familia Fabaceae o leguminosas, como las especies de algarrobo, los frutos maduros pueden ser reconocidos por presentar una apariencia más



seca, que se acompaña de un desprendimiento de las semillas maduras, que se pone en evidencia al agitar los frutos y escuchar el sonido de las semillas. La madurez del fruto influye en la longevidad de las semillas que serán depositadas en el banco; si las semillas son inmaduras, o de mala calidad, no germinarán. Para obtener una muestra de alta diversidad, se recomienda:

- En poblaciones con individuos dispersos, se deben recolectar semillas a partir de 30 a 50 individuos en forma aleatoria dentro de la población.
- Recolectar una cantidad igual de semillas por individuo.
- Es mejor recolectar menos semillas de un número mayor de plantas que una gran cantidad de semillas de pocas plantas.
- Cuando la población tiene menos de 20 individuos, es necesario recolectar semillas de cada individuo y guardar las semillas en bolsas separadas; con la finalidad de que, al regenerar la muestra, la variación genética de la población se mantenga.
- Cuando en una población se observen diferencias importantes entre individuos, se debe recolectar en bolsas separadas.

Para recolectar los frutos de algarrobo, se pueden usar recipientes como baldes de plástico, bolsas de tela o de papel. Las técnicas de recolección más usadas son:

**Recolección a mano.** El método es usado cuando los frutos están al alcance del recolector, es decir cuando el árbol presenta ramas bajas.

**Recolección mediante corte de frutos.** Consiste en cortar racimos o grupos de frutos con tijeras telescópicas o extensoras, teniendo en cuenta que cada racimo recolectado debe ser de frutos maduros y tener semillas de buena calidad física. La desventaja de este método es que la zona cortada del árbol posteriormente puede ser afectada por hongos o insectos.

**Recolección mediante sacudida manual.** Consiste en desprender las vainas sacudiendo (suavemente) las ramas con las manos o con ayuda de una vara larga que tenga un gancho en el extremo. Para recoger los frutos, se puede colocar una lona o plástico ancho bajo los árboles o un balde en caso sea un arbusto.

### **Tamaño de la muestra por recolectar**

La cantidad de semilla que debe recoger cada recolector está en función de la diversidad genética, así como del manejo del banco de germoplasma. Si el banco no desea realizar regeneración inicial, y como punto de partida decide emplear las semillas recolectadas, se necesita una cantidad considerable para cada accesión. Es importante vigilar cuidadosamente el material recolectado, controlar su estado fitopatológico, y realizar una caracterización y evaluación preliminar.

El número de semillas a recolectar varía según el uso y finalidad propuestos, pudiendo ser menos de 300 hasta 20 000 semillas (Di Sacco et al., 2018) (Tabla 3).

Tabla 3.  
Número de semillas a recolectar según el uso y finalidad propuestos.

| No. de semillas | Uso potencial  |
|-----------------|--|
| <300            | Colectas excepcionales de especies extremadamente raras o amenazadas   |
| 500             | Para germinación, propagación, identificación y para muestreo  |
| 1 000           | Cantidad mínima para conservación y para llegar a establecer una población potencial representativa de la población original |
| 2 000           | Para además desarrollar protocolos de germinación  |
| 5 000           | Para monitoreo de viabilidad de la muestra conservada a largo plazo  |
| 10 000          | Para además tener un duplicado de la accesión en un segundo banco de semillas  |
| 20 000          | Para además distribuir muestras para fines de investigación o para multiplicación y posterior reintroducción del material    |

Fuente: Di Sacco et al., (2018).





## 4. Procesamiento de frutos de algarrobo para la obtención de las semillas

Después de recibidas las muestras de germoplasma, el empaque debe ser abierto con mucho cuidado, siguiendo los siguientes pasos:

- Observar que las bolsas se encuentren plenamente identificadas, y sin ningún tipo de rotura o deterioro, que pueda alterar la cantidad y calidad de las muestras.
- En caso de rotura o deterioro, la bolsa deberá ser reemplazada, colocando los datos asociados a la muestra, para evitar confusión.
- Ordenar las muestras, verificar y validar la información consignada de datos pasaporte.
- Disponer de un ambiente adecuado para iniciar el procesamiento y registro de material vegetal colectado.

### 4.1 Registro del material vegetal

La información de datos de pasaporte consignada en la Ficha de Recolección de Germoplasma de cada una de las muestras colectadas, debe ser ingresada a una base de datos para su sistematización, manejo y gestión. En el caso del INIA, estos datos son ingresados en el Sistema de Información de los Recursos Genéticos (SIRGE).

### 4.2 Caracterización morfológica de frutos: vainas (descriptor de frutos)

Para describir la forma del fruto de algarrobo, una buena opción es utilizar el descriptor de frijol (IBPGR, 1982), puesto que sus frutos presentan mucha similitud morfológica con las vainas de algarrobo.

La caracterización morfológica se inicia con la determinación de la forma de las vainas.

#### Forma de la Vaina.

1. Recta (Figura 5A).
2. Ligeramente curvada o semicurvada (Figura 5B).
3. Curvada (Figura 5C).
4. Recurvada (Figura 5D).





Figura 5. Variedad de formas en vainas de Algarrobo. Vaina de algarrobo de forma recta (A). Vaina de algarrobo de forma semicurvada (B). Vaina de algarrobo de forma curva (C). Vainas de algarrobo de forma recurvada (D).  
Fotos: Ana Rucabado.

Otras características que deben ser evaluadas:

- Daño en las vainas
- Presencia de larvas o insectos
- Presencia de manchas y agujeros, número de agujeros (contados con ayuda de un estereoscopio)
- Color de la vaina
- Longitud de la vaina (mm)
- Ancho de la vaina (mm)
- Espesor de la vaina (mm)
- Número de semillas por vaina

La toma de medidas se realiza utilizando un vernier digital de 160 mm. En las Figuras 6, 7, 8 y 9 se muestran las evaluaciones realizadas.





Figura 6. Evaluación de color y forma de vaina de algarrobo.  
Foto: Fredesvinda Carrillo.

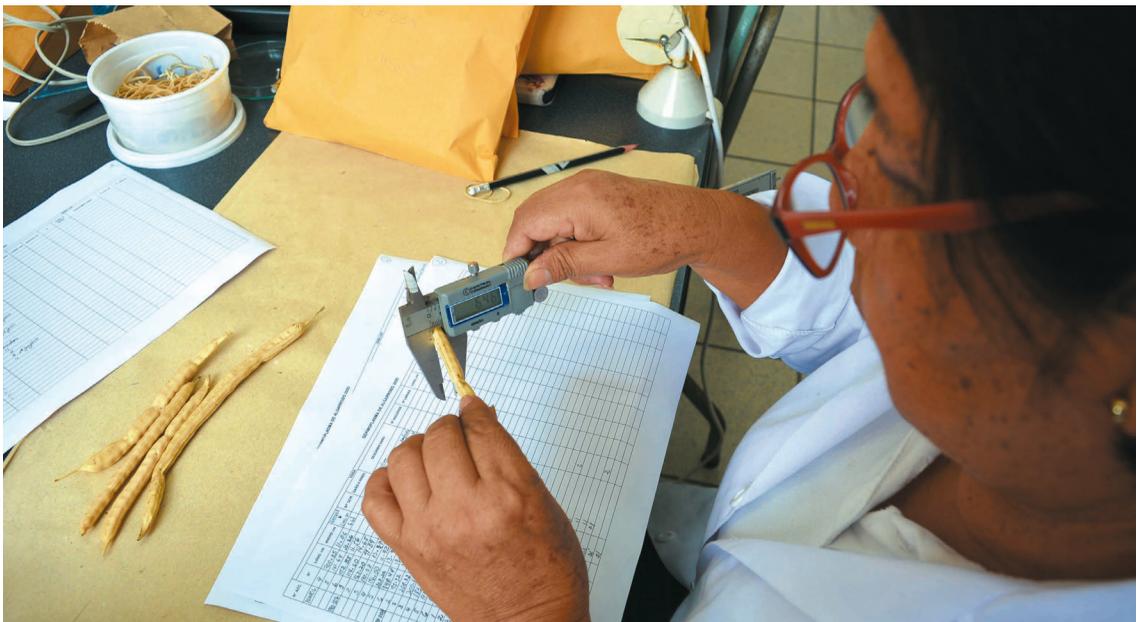


Figura 7. Medición del ancho de la vaina de algarrobo.  
Foto: Fredesvinda Carrillo.



Figura 8. Características de las vainas de algarrobo que deben ser evaluadas. Vainas con daños superficiales (A y B) Observación de la vaina de algarrobo al estereoscopio (C).  
Fotos 8A y 8B: Ana Rucabado.  
Foto 8C: Judith García-Cochagne.

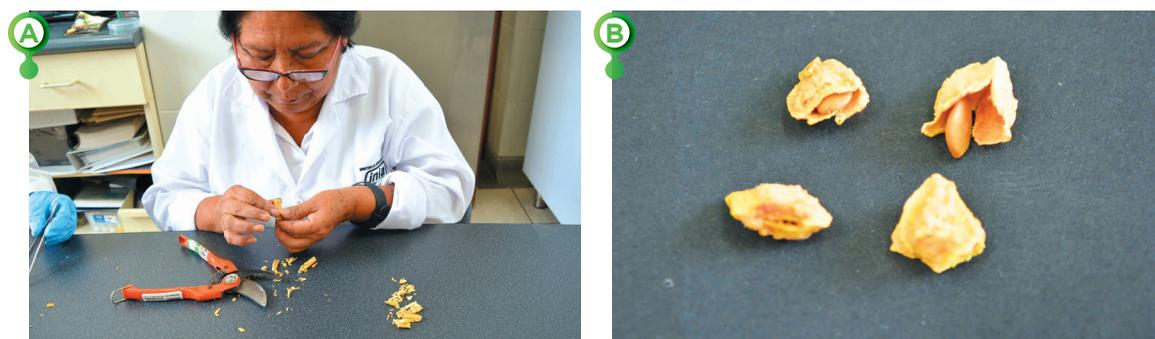


Figura 9. Procedimiento para la apertura de frutos de algarrobo. Corte de la vaina con tijera de podar (A). Vista de las semillas en el interior de la vaina (B).  
Fotos: Fredesvinda Carrillo.

## 4.3 Caracterización morfológica de semillas (descriptor de semillas)

### 4.3.1 Apertura de frutos

La extracción de las semillas del interior de la vaina requiere del uso de una herramienta de presión y corte (ej. tijera de podar). La vaina se debe cortar en su totalidad de manera longitudinal a partir de uno de los bordes (Figuras 10 y 11). Con la ayuda de una pinza, se deben extraer las semillas una por una.



Figura 10. Extracción de las semillas con una pinza.  
Foto: Ana Rucabado.



Figura 11. Selección de semillas.  
Foto: Fredesvinda Carrillo.



### 4.3.2 Selección de las semillas

Se deben extraer y separar 10 semillas por muestra, en 10 repeticiones. Estas semillas se colocan en una placa Petri debidamente identificada con el número de la muestra. Se cuentan las semillas vacías y dañadas, para luego registrar la información en el formato establecido (Figura 12).



Figura 12. Conteo de semillas.  
Foto: Fredesvinda Carrillo.

### 4.3.3 Descripción de las semillas

Para la caracterización de las semillas de algarrobo, una buena opción también es el uso de los descriptores de frijol (IBPGR, 1982):

#### Forma de la semilla

Las formas de la semilla son clasificadas de la siguiente manera:

Redondo (Figura 13A)

Ovalado (Figura 13B)

Cuboide (Figura 13C)

Truncada fastigiata (Figura 13D)

Oval redondo (Figura 13E)



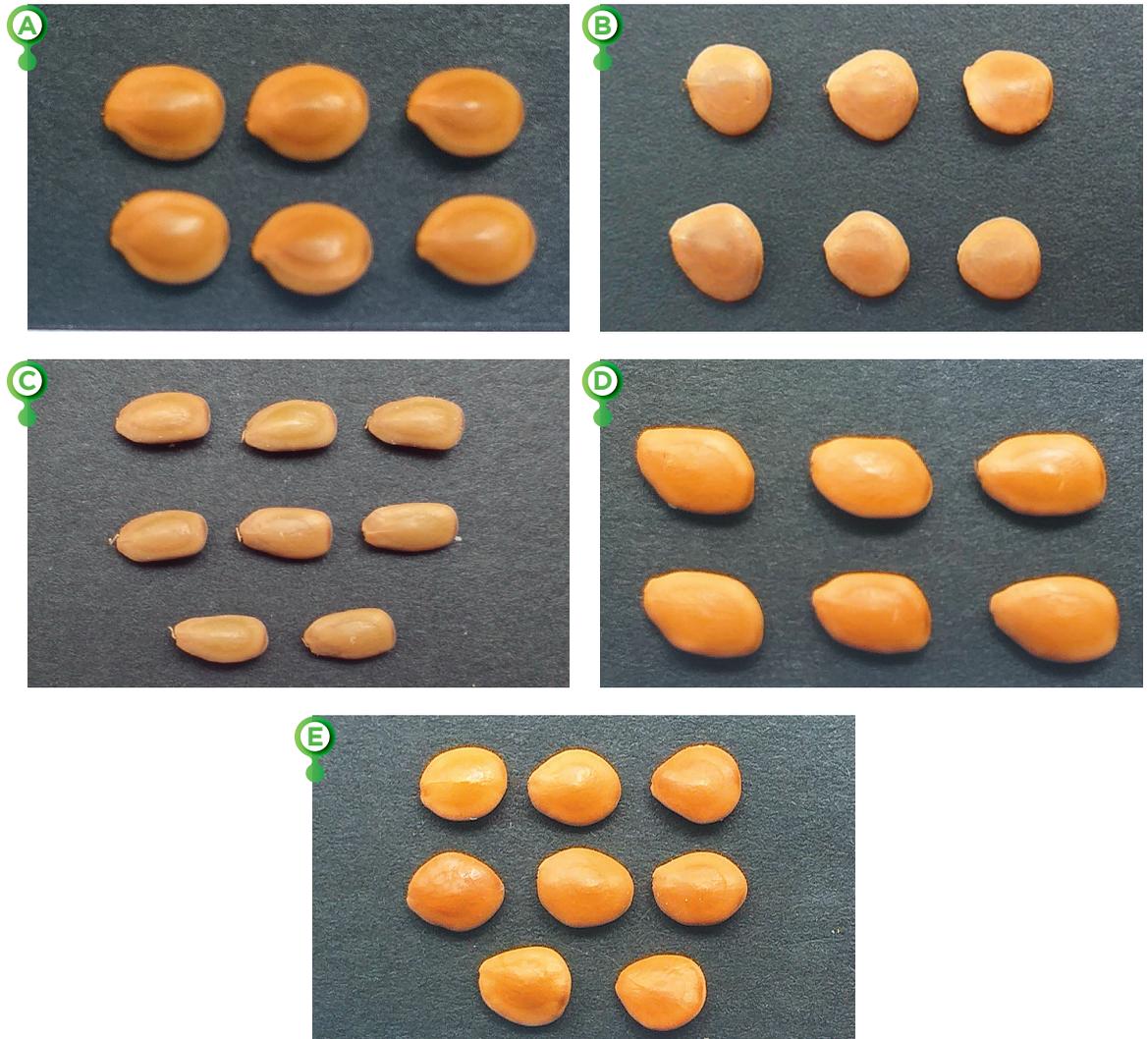


Figura 13. Formas de semillas: Redonda (A), Ovalada (B), Cuboide (C), Truncada fastigiata (D), Oval redonda (E).  
Fotos: Ana Rucabado.

### Textura de la Semilla

Liso

Rugoso

También son determinadas otras características como:

Brillo, color, longitud, ancho y diámetro de las semillas de algarrobo.

Las mediciones de longitud, ancho y espesor o diámetro de las semillas son más precisas si se utiliza un vernier digital (ej. de 160 mm) (Figura 14).

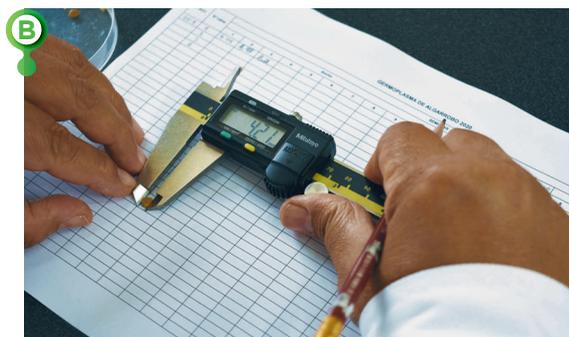
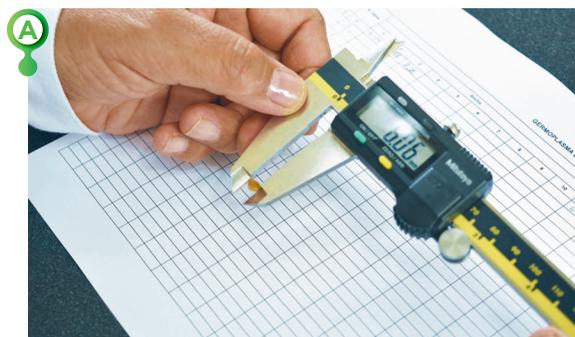
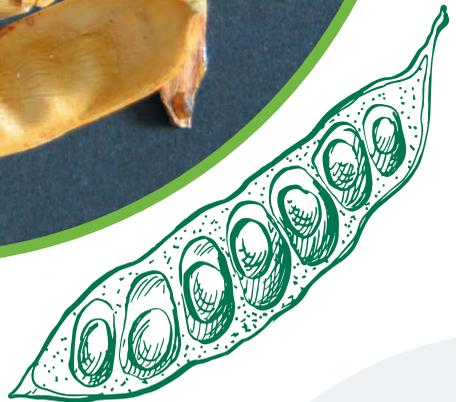


Figura 14. Medición realizadas a las semillas de algarrobo. Medición de longitud de la semilla (A). Medición del ancho de la semilla (B).

Fotos: Fredesvinda Carrillo.







## 5. Procesamiento de semillas de algarrobo para su conservación en cámara fría

Las muestras deben ser procesadas para que al ser conservadas se garantice su calidad, es decir, su vigor y viabilidad durante largos períodos de tiempo, desde la cosecha hasta su próxima siembra. El procedimiento depende del tipo de semilla de la planta, en el caso del algarrobo las semillas son de tipo ortodoxas, lo que quiere decir que son semillas que toleran la desecación, perdiendo de 3 al 5 % del contenido de humedad; en estas condiciones su longevidad se duplica y pueden ser almacenadas bajo 0 °C. Como paso previo, las semillas extraídas de cada muestra se disponen en placas Petri codificadas.

### 5.1 Limpieza y selección de semillas

La limpieza de semillas, se realiza con la finalidad de eliminar impurezas, restos de cosecha, semillas vanas, semillas deterioradas y/o infestadas (Figura 15A). Esto permite obtener una muestra de buena calidad y cantidad. Para ello se emplea zarandas o cribas, cuyo tamaño de abertura está en función con el tamaño de las semillas, luego se seleccionan las semillas de manera manual (Figura 15B).

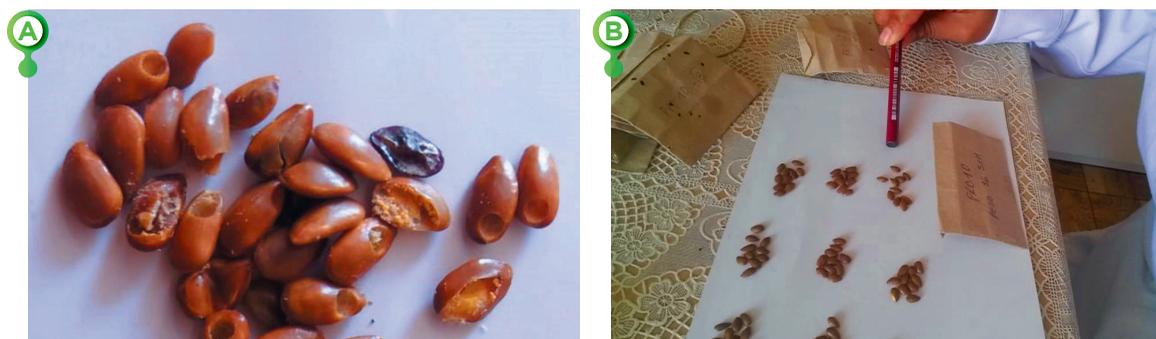


Figura 15. Semillas de algarrobo con daños (A). Selección de semillas de algarrobo en óptimas condiciones (B).  
Fotos: Ana Rucabado.

### 5.2 Pesaje de las semillas

Se cuentan y pesan 100 semillas, de tres a cinco repeticiones por cada accesión, a fin de establecer la cantidad de semillas que hay en cada accesión. El pesaje se realiza en una balanza digital (Figura 16).



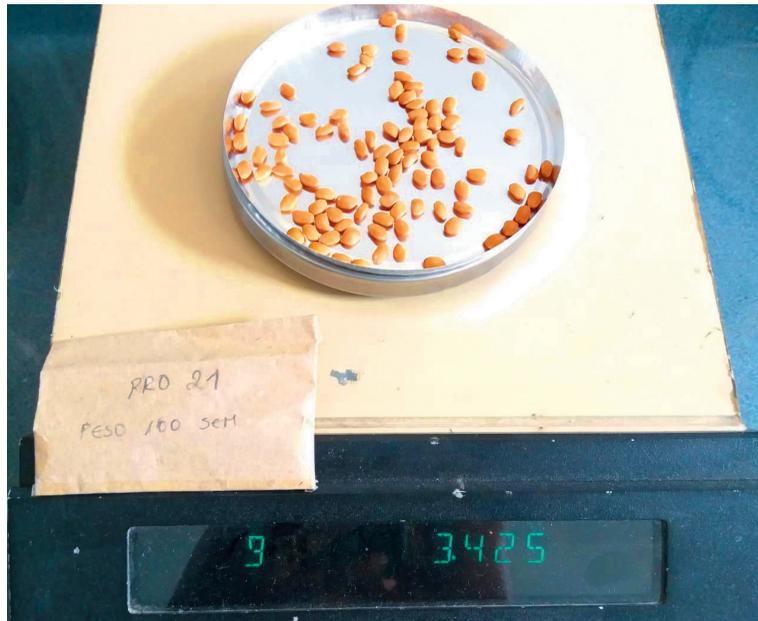


Figura 16. Pesaje de 100 semillas de algarrobo.  
Foto: Ana Rucabado.

### 5.3 Determinación de contenido de humedad de las semillas

El contenido de humedad y la temperatura de almacenamiento, son los factores más importantes en la conservación de las semillas. Cuando las semillas ingresan al banco, se debe determinar el contenido de humedad que tienen. Previamente las semillas deben ser molidas empleando un molino (Figura 17A), y teniendo en cuenta que las partículas que resultan no superen los 4.0 mm. Para este propósito, se emplean como descarte de 36 a 40 semillas. Luego, en una balanza digital de tres decimales, se pesa la muestra molida de 0.500 a 0.503 g (3 repeticiones, Figura 17B). Esta muestra se coloca en una estufa previamente calentada de 101 a 105 °C (Figura 17C) durante 17 horas. Terminado este proceso, se procede a cubrir el recipiente que contiene la semilla molida (Figura 17D), el mismo que se coloca en un desecador con silicagel para que enfríe durante un período de 30 a 45 minutos (Figura 17E). Estas actividades deben desarrollarse bajo condiciones de Temperatura y Humedad Relativa controladas, entre 22 y 23 °C, y 63 a 66 % HR, respectivamente.

Luego, se vuelven a pesar los recipientes (Figura 17F), y por diferencia de peso se obtiene el porcentaje de humedad, empleando la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Humedad} = \frac{\text{Peso de recipiente} + \text{muestra fresca} - \text{peso recipiente} + \text{muestra seca}}{\text{Peso fresco}} \times 100$$



Figura 17. Determinación del contenido de humedad. Molido de semillas (A), pesaje de muestras húmedas (B), determinación de humedad por el método de la estufa a temperaturas de 101 a 105 °C (C) recipientes con semillas molidas salidas de la estufa (D). Muestras de algarrobo en desecador (E), peso seco de muestras de algarrobo (F). Fotos: Fredesvinda Carrillo.

#### 5.4 Secado de las semillas

Las semillas de algarrobo presentan un contenido de humedad alto (25 %), por lo que se tiene que realizar el secado respectivo. Las semillas se colocan en bolsas de papel en el cuarto de secado, donde las condiciones de humedad relativa se mantienen entre 22 – 26 % y la temperatura de 20 a 22 °C (Figura 18A). Cuando el contenido de humedad alcanza 9 %, la bolsa de papel con las semillas se dispone en campanas desecadoras que contienen silicagel en la proporción 1:1 (Figura 18B), hasta obtener de 5 a 6 % de contenido de humedad.



Figura 18. Secado de las semillas de algarrobo, en cuarto de secado (A) y secado final de las semillas de algarrobo en cuarto de secado (B).

Fotos: Fredesvinda Carrllo.

## 5.5 Germinación de las semillas

Las semillas de plantas del género *Prosopis* presentan una marcada latencia física. El tegumento es impermeable, siendo necesario utilizar tratamientos pre-germinativos, como escarificación con lija o arena, agua caliente, ácido giberélico, ácido sulfúrico, nitrato de potasio, vidrio molido, entre otros. Estos tratamientos, debilitan la cubierta seminal, permitiendo acelerar la germinación.

En otros estudios, para la germinación de semillas de *P. pallida*, se han empleado cinco tratamientos pre germinativos: 1) escarificación mecánica, 2) ácido giberélico 1 000 ppm, 3) ácido giberélico 2 000 ppm, 4) nitrato de potasio 1 000 ppm, y 5) nitrato de potasio 2 000 ppm. En todos los tratamientos, las semillas se remojaron previamente en agua destilada por 30 minutos. La siembra se realizó en placas Petri, empleando algodón humedecido en agua destilada (laboratorio), y en vivero utilizando arena de río a temperatura ambiente. Los mejores resultados se obtuvieron con la escarificación mecánica al obtener 97 % de germinación en laboratorio y 96 % en vivero. Con ácido giberélico a 1 000 ppm se reporta 87 % de germinación en laboratorio y 86 % en vivero; y con 2 000 ppm un 86 % de germinación en laboratorio y 85 % en vivero. Con el procedimiento descrito la germinación inicia al tercer día (Quispe, 2016).

Existen diversos estudios de la influencia del origen geográfico de las semillas sobre la germinación y el crecimiento de especies forestales; e inclusive muchos de ellos indican diferencias a nivel de vigor. Algunos ensayos pre-germinativos se han realizado para evaluar esta influencia en *Prosopis alba* de 3 rodales distintos, empleando tres tratamientos pre-germinativos: 1) lijado + inhibición de agua a temperatura ambiente por 24 horas, 2) inmersión en agua a 70 °C hasta temperatura ambiente + inhibición de agua a 4 °C por 24 horas, y 3) testigo sin tratamiento. Los resultados obtenidos corroboraron que con el tratamiento 1, se logró una germinación de 40 % en el primer día, lo cual pone en evidencia la existencia de latencia física (Fontana et al., 2014).

En el INIA se realizan las pruebas de germinación de semillas de algarrobo *P. pallida*, empleando dos tratamientos: 1) escarificación manual de la testa y cotiledón de las semillas con lija de fierro, y 2) remojo de las semillas en agua a 100 °C por 5 minutos y con enfriamiento a 4 °C por 24 horas.



Las semillas son desinfectadas con hipoclorito de sodio al 3 % durante 5 minutos y enjuagadas con agua destilada por tres veces consecutivas. La siembra de las semillas se realiza en placas Petri y como sustrato se utiliza papel filtro, humedecido con agua destilada, luego se colocan dentro de la germinadora con temperatura de 26 a 30 °C, 12 horas luz y 12 horas oscuridad, durante 7 días. Con este procedimiento las semillas lijadas tienen un mayor porcentaje de germinación, entre 99 y 100 %; mientras que las semillas remojadas en agua a 100 °C alcanzan porcentajes de germinación entre 86 a 93 %.

## 5.6 Almacenamiento y conservación de las semillas

El almacenamiento y conservación de los frutos y/o semillas puede realizarse mediante diferentes procedimientos. La conservación del germoplasma puede durar meses o incluso años. Por ejemplo, una forma especial de almacenamiento de frutos consiste en colocar una capa de arena fina en el suelo, sobre ella, una capa de frutos de 20 a 25 cm de espesor, una segunda capa de arena y seguida de otra capa de frutos, finalmente otra capa de arena. Para emplear este método, los frutos y la arena deben estar bien secos.

Los frutos también se pueden almacenar en “cuartos-bodega”, donde los frutos se disponen en cuartos aislados o en hileras a manera de calles. El cuarto-bodega tiene una puerta de entrada por donde se introduce el fruto y después se cierra herméticamente. En la parte superior, limitando con el techo, hay una ventana por donde se completa el llenado de la bodega y enseguida se cierra herméticamente, cubriendo las aberturas con barro mezclado con estiércol y mantillo de los mismos algarrobos. Antes de cerrar se coloca insecticida para evitar el ataque de insectos. Estos frutos se utilizan para alimentar ganado.

Las semillas del algarrobo *P. pallida* presentan una alta viabilidad, por lo que pueden conservarse alrededor de 20 años o más. La temperatura óptima de almacenamiento para las semillas de algarrobo es de 0 a 4 °C, y se recomienda un tratamiento con fungicidas e insecticidas, o un biocida natural, por ejemplo, aceite de neem.

Las semillas se pueden almacenar y conservar bajo diferentes procedimientos. Se conocen algunas experiencias de bancos de semillas de algarrobo, entre los que destacan dos centros de investigación argentinos. En el Laboratorio de Recursos Nativos y Ecología FCA-UNC se conservan semillas puras, en bolsas de papel madera, identificadas por fichas y conservadas *ex situ* a menos de 17 °C, y en huertos mediante un Programa de domesticación de especies y transferencia de tecnología, *in situ*. Estas semillas son sometidas anualmente a test de viabilidad y se mantienen en un 99 %, por más 17 años. Asimismo, en el Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Áridas (IADIZA), las semillas se conservan en frascos de vidrio con silicagel y en heladeras.

En el Banco de Semillas del INIA, las semillas secas se guardan en sobres de poliéster laminado, herméticamente sellados (Figura 19A), con sus respectivos datos: número de accesión, peso en gramos, porcentaje de germinación, porcentaje de humedad, fecha de almacenamiento y procedencia. Estas semillas se disponen en una cámara fría con temperatura controlada de 2 a 4 °C (Figura 19B).





Figura 19. Almacenamiento y conservación de semillas. Semillas de algarrobo en sobres de poliéster laminado (A). Almacenamiento de germoplasma en cámara fría (2 - 4 °C) (B).  
Fotos: Fredesvinda Carrillo.





## 6. Plagas y enfermedades de algarrobo

Los bosques secos de la costa del Perú se encuentran sujetos a varias alteraciones, por ejemplo, sequías, especies invasoras, insectos y brotes de enfermedades que están fuertemente influenciadas por el clima. Asimismo, se espera que el cambio climático aumente la susceptibilidad de los bosques secos frente a las alteraciones, y también a la frecuencia, la intensidad, la duración y a las épocas de estas alteraciones.

Los cambios en el clima en la costa del Perú también podrían potencializar las afectaciones que generan los insectos y patógenos forestales nativos, además de facilitar el establecimiento y propagación de especies de plagas introducidas. Estos cambios en la dinámica de las afectaciones, sumadas al impacto directo del cambio climático en los árboles y los ecosistemas forestales, pueden tener efectos devastadores y aumentar la vulnerabilidad de los bosques secos frente a otras alteraciones.

Las plagas, tanto nativas como introducidas, representan una de las mayores amenazas para los bosques secos del Perú. El análisis de riesgos, la previsión de brotes futuros, así como el diseño y aplicación de estrategias de protección efectivas, dependen de la disponibilidad de datos exhaustivos a diversos niveles. El desarrollo de medidas fitosanitarias para minimizar el movimiento transfronterizo de las plagas se debe basar en el conocimiento de la distribución geográfica y la biología de cada plaga, de ahí la necesidad de datos regionales, nacionales y mundiales (FAO, 2010).

La vigilancia fitosanitaria continua del Ecosistema Bosque Tropical Seco que comprende las regiones de Tumbes, Piura, Lambayeque y La Libertad en la costa norte del Perú, es un proceso costoso debido a la complejidad que conlleva el hecho de ser un país en desarrollo y de economía en transición. La información sobre las alteraciones fitosanitarias que afectan a los bosques secos es importante para una mejor planificación y toma de decisiones sobre la conservación de estos ecosistemas, y enriquece la toma de conciencia sobre los graves problemas provocados por plagas y enfermedades.

### 6.1 Plagas

#### 6.1.1 Insectos

Se define como plaga a cualquier especie, raza o biotipo vegetal o animal o agente patógeno dañino para las plantas o productos vegetales (FAO, 1990). Los insectos plaga ocasionan daños a las plantas por la forma como se alimentan y por las estructuras de sus piezas bucales, los cuales pueden ser masticadores o picadores-chupadores. Los insectos plaga del tipo masticador, presentan mandíbulas que trituran los tejidos vegetales, en este grupo se encuentran las larvas y adultos de coleópteros y larvas de lepidópteros; también se incluyen a las larvas de dípteros, que solo presentan ganchos mandibulares. Los insectos plaga del tipo picador-chupador de savia, presentan un aparato bucal o proboscis, que se introduce fácilmente en el tejido vegetal para succionar la savia de la planta, es decir, los fluidos y minerales, en este grupo se encuentran los hemípteros, como cigarritas, cochinillas, chinches y pulgones (Cisneros, 1995).



Las especies de algarrobo son infestadas por insectos (Mazzuferi, 2000), los cuales pueden afectar a diferentes partes de la planta, la madera del tallo (verde, fresca o seca), follaje, frutos, semillas (Ward et al., 1977; Núñez-Zacarías, 1994; Galera, 2000; Juárez et al., 2016), así como a las flores o inflorescencia (Ward et al., 1977; Núñez-Sacarías, 1993; Juárez et al., 2016) y raíces (Núñez-Sacarías, 1994; Juárez et al., 2016).

Existen varias investigaciones sobre insectos plaga presentes en árboles del género *Prosopis* (Ward et al., 1977; Fiorentino & Diodato, 1991; Fiorentino et al., 1995; Mazzuferi, 2000; Acosta et al., 2012). Sin embargo, en el Perú, la información sobre los insectos plaga en algarrobo y el daño que ocasionan aún es escasa. En un estudio realizado entre los años 1991 a 1993, se reportaron 174 insectos y 12 arácnidos presentes en algarrobos (*Prosopis* sp.) de los bosques de Piura e Ica; de ellos se registraron 55 insectos plaga, correspondientes a los órdenes Coleoptera (20 insectos), Lepidoptera (20 insectos), Homoptera (nueve especies), Diptera (cuatro especies) y Tysanoptera (dos especies), los cuales agrupan especies que se alimentan de tronco, rama, raíces, follaje, flores, frutos y semillas. Los insectos que no fueron identificados taxonómicamente, se registraron con su clave de colección "CICIU" (Núñez-Sacarías, 1993).

En un bosque seco de Motupe, región Lambayeque, se determinó que el insecto conocido como el psílido del algarrobo *Heteropsylla texana*, es el causante de ocasionar entre 21 % a 50 % de los daños foliares de las copas de los árboles (Mormontoy, 2015). En las regiones de La Libertad, Lambayeque y Piura, se identificó que el insecto de la especie *Enallodiplosis discordis* (Diptera: Cecidomyiidae), es la plaga más importante que afecta los bosques de algarrobo (*P. limensis* y *P. piurensis*). Sus larvas causan daños del 30 % al 80 % en las copas de los árboles causando defoliación. También existen otros insectos plaga de las familias Tortricidae que causan daño al follaje y fruta, Noctuidae que afectan al follaje y ramas, y Geometridae que dañan el follaje y las inflorescencias (Llontop et al., 2014). En el bosque seco Cañoncillo, en La Libertad, también se ha registrado *E. discordis*, cuyas larvas infestan los foliolos del algarrobo *P. pallida* (Chipana, 2019). En los algarrobales de Olmos de Lambayeque, se identificaron que los insectos que infestan a los frutos son *Plodia interpunctella* (Lepidoptera: Pyralidae) y *Laspeyresia* sp. (Lepidoptera: Tortricidae); y los que infestan las semillas son *Scutobruchus ceratioborus* (Coleoptera: Bruchidae), *Cathartus quadricollis* (Coleoptera: Silvanidae), y *Lasioderma serricorne* (Coleoptera: Anobiidae) (Huertas, 1988).

En una investigación realizada en los bosques de algarrobo *P. pallida* en Piura, se han registrado 129 especies de insectos, 57 que corresponden a insectos plaga, pertenecientes a los órdenes Coleoptera (21 especies), Lepidoptera (16 especies), Hemiptera (nueve especies), Orthoptera (seis especies), Diptera (cuatro especies) y Thysanoptera (una especie). Estos insectos infestan hojas, tronco, ramas, raíces, inflorescencia, frutos y semillas. De acuerdo con sus hábitos alimenticios, 57 especies son fitófagos y, dentro de éstos, 11 especies son succionadores de savia (Juárez et al., 2016).



En base a la literatura científica revisada, se elaboraron dos tablas con información sobre los insectos plaga presentes en las especies de *Prosopis* registradas en el Perú, así como, algunas especies plaga no reportadas en el país. En el caso de los insectos que no fueron identificados hasta nivel de especie, se mantiene el código o término utilizado por los autores (Núñez-Zacarías, 1993; Juárez et al., 2016).

### **Insectos plaga en tronco, ramas, hojas, raíces e inflorescencias**

En la Tabla 4, se muestran los insectos plaga registrados en el Perú y otros países, que atacan a especies del género *Prosopis*. Las plagas causan daño en diferentes partes del árbol de algarrobo (tronco, ramas, hojas, raíces e inflorescencias y flores) e incluyen 99 especies distribuidos en 6 órdenes y 36 familias. De acuerdo con su régimen alimenticio pueden ser a) xilófagos, se alimentan de madera; b) filófagos, se alimentan de hojas, c) rizófagos, se alimentan de raíces y d) antófagos, se alimentan de las flores o inflorescencia. A los insectos picadores chupadores se les ha considerado como fluidófagos.

Los órdenes con mayor número de especies son Lepidoptera (38 especies), Coleoptera (28 especies) y Hemiptera (20 especies), mientras que los órdenes con menor número de especies son Orthoptera (seis especies), Diptera (cinco especies) y Thysanoptera (dos especies). Los insectos plaga están distribuidos entre los que infestan el follaje (62 especies), hojas e inflorescencia (dos especies), tronco y ramas (16 especies), raíces (cinco especies) y las que dañan solamente inflorescencias (seis especies).

Los insectos plaga registrados en el Perú que atacan al tronco, ramas, hojas, raíces e inflorescencias de algarrobo corresponden a 90 especies pertenecientes a 35 familias distribuidas en seis órdenes (Tabla 4).



Tabla 4.

*Insectos plaga que dañan tronco, ramas, hojas, raíces e inflorescencias de las especies de algarrobo.*

| Orden          | Familia                  | Agente causal                    | Órgano afectado          | Fase del insecto      | Régimen alimenticio |
|----------------|--------------------------|----------------------------------|--------------------------|-----------------------|---------------------|
| Diptera        | Agromyzidae              | <i>Agromyza</i> sp.              | Hoja                     | Larva                 | Filófago            |
|                |                          | <i>Liriomyza</i> sp.             | Hoja                     | Larva                 | Filófago            |
|                | Cecidomyiidae            | <i>Enallodiplosis discordis</i>  | Hoja                     | Larva                 | Filófago            |
|                | Lonchaeidae              | Morfoespecie 1                   | Hoja                     | Larva                 | Filófago            |
|                | Ulidiidae                | <i>Euxesta</i> sp.               | Hoja                     | Larva                 | Filófago            |
| Coleoptera     | Anobiidae                | <i>Tricorynus</i> sp.            | Tronco                   | Larva                 | Xilófago            |
|                |                          | <i>Ptinus</i> sp.                | Tronco                   | Larva                 | Xilófago            |
|                | Buprestidae              | <i>Agrilaxia</i> sp.             | Tronco                   | Larva                 | Xilófago            |
|                |                          | <i>Chrysobothris</i> sp.         | Tronco                   | Larva                 | Xilófago            |
|                | Cerambycidae             | <i>Achryson lineolatum</i>       | Tronco                   | Larva-adulto          | Xilófago            |
|                |                          | <i>Achryson philippii</i>        | Tronco                   | Larva-adulto          | Xilófago            |
|                |                          | CICIU-I-12-92                    | Tronco                   | Larva-adulto          | Xilófago            |
|                |                          | <i>Criodion angustatum</i> *     | Tronco                   | Larva                 | Xilófago            |
|                |                          | <i>Eburia pilosa</i>             | Tronco                   | Larva-adulto          | Xilófago            |
|                |                          | <i>Heterachthes</i> sp.          | Tronco                   | Larva-adulto          | Xilófago            |
|                |                          | <i>Megacyllene spinifera</i> *   | Tronco                   | Larva                 | Xilófago            |
|                |                          | <i>Oncideres germari</i> *       | Rama                     | Larva                 | Xilófago            |
|                |                          | <i>Torneutes pallidipennis</i> * | Tronco y rama            | Larva                 | Xilófago            |
|                |                          | Curculionidae                    | <i>Microtychius</i> sp.* | Hoja e inflorescencia | Larva               |
|                | <i>Pandeleiteius</i> sp. |                                  | Hoja                     | Larva-adulto          | Filófago            |
|                | Chrysomelidae            | <i>Amphicerus cornutus</i>       | Tronco                   | Larva                 | Xilófago            |
|                |                          | <i>Cryptocephalus</i> sp.        | Hoja                     | Larva-adulto          | Filófago            |
|                |                          | <i>Diabrotica viridula</i>       | Hoja                     | Larva-adulto          | Filófago            |
|                |                          | <i>Diabrotica speciosa</i>       | Hoja                     | Larva-adulto          | Filófago            |
|                |                          | <i>Diabrotica neolineatum</i>    | Hoja                     | Larva-adulto          | Filófago            |
| CICIU-I-113-92 |                          | Hoja                             | Larva-adulto             | Filófago              |                     |

Continuación de la Tabla 4.

| Orden                      | Familia                                   | Agente causal                | Órgano afectado              | Fase del insecto | Régimen alimenticio |            |
|----------------------------|---|------------------------------|------------------------------|------------------|---------------------|------------|
| Coleoptera                 | Chrysomelidae                             | CICIU-I-115-93               | Hoja                         | Larva-adulto     | Filófago            |            |
|                            |   | <i>Micrapate humeralis</i>   | Tronco y rama                | Larva            | Xilófago            |            |
|                            |   | <i>Sinoxylon unidentatum</i> | Tronco                       | Larva            | Xilófago            |            |
|                            | Scarabaeidae                              | <i>Cyclocephala</i> sp.      | Raíz                         | Larva            | Rizófago            |            |
|                            |   | <i>Paranomala undulata</i>   | Raíz                         | Larva            | Rizófago            |            |
|                            |   | <i>Ligyris</i> sp.           | Raíz                         | Larva            | Rizófago            |            |
|                            |   | CICIU-I-118-93               | Raíz                         | Larva            | Rizófago            |            |
|                            |   | <i>Tomarus maimon</i>        | Raíz                         | Larva            | Rizófago            |            |
|                            |   | Morfoespecie 1               | Hoja                         | Adulto           | Fluidófago          |            |
| Hemiptera                  | Aleyrodidae                               | <i>Aphis</i> sp. 1           | Hoja                         | Ninfa-Adulto     | Fluidófago          |            |
|                            | Aphididae                                 | <i>Aphis</i> sp. 2           | Hoja                         | Ninfa-Adulto     | Fluidófago          |            |
|                            |   | <i>Aphis craccivora</i>      | Hoja                         | Ninfa-Adulto     | Fluidófago          |            |
|                            | Lecanodiaspididae (antes Asterolecanidae) | <i>Lecanodiaspis</i> sp.     | Hoja                         | Ninfa-Adulto     | Fluidófago          |            |
|                            | Coccidae                                  | Morfoespecie 1               | Hoja                         | Adulto           | Fluidófago          |            |
|                            |   | <i>Parasaissetia nigra</i>   | Hoja                         | Ninfa-Adulto     | Fluidófago          |            |
|                            | Cicadellidae                              | <i>Dechacona</i> sp.         | Hoja                         | Adulto           | Fluidófago          |            |
|                            |   | <i>Aspidiotus</i> sp.        | Hoja                         | Adulto           | Fluidófago          |            |
|                            |   | Diaspididae                  | <i>Hemiberlesia lataniae</i> | Hoja             | Adulto              | Fluidófago |
|                            |   |                              | <i>Hemiberlesia rapax</i>    | Hoja             | Adulto              | Fluidófago |
|                            |   |                              | <i>Hemiberlesia</i> sp.      | Hoja             | Adulto              | Fluidófago |
|                            |   |                              | <i>Ischnaspis</i> sp.        | Hoja             | Adulto              | Fluidófago |
|                            |   |                              | <i>Pseudoschnaspis</i> sp.   | Hoja             | Adulto              | Fluidófago |
|                            | Membracidae                               | Morfoespecie 1               | Hoja                         | Adulto           | Fluidófago          |            |
|                            | Psyllidae                                 | <i>Heteropsylla</i> sp.      | Hoja                         | Adulto           | Fluidófago          |            |
| <i>Heteropsylla texana</i> |   | Hoja                         | Adulto                       | Fluidófago       |                     |            |
| Pentatomidae               | <i>Nezara</i> sp.                         | Hoja                         | Ninfa-Adulto                 | Fluidófago       |                     |            |
| Pyrrhocoridae              | <i>Dysdercus</i> sp.                      | Hoja                         | Adulto                       | Fluidófago       |                     |            |
| Tingidae                   | CICIU-I-124-93                            | Hoja                         | Ninfa-Adulto                 | Fluidófago       |                     |            |
| Lepidoptera                | Arctiidae                                 | CICIU-I-132-90               | Hoja                         | Larva            | Filófago            |            |
|                            | Cosmopterigidae                           | <i>Ithome</i> sp.            | Inflorescencia               | Larva            | Antófago            |            |
|                            |   | <i>Ithome</i> sp.*           | Hoja                         | Larva            | Filófago            |            |
|                            |   | CICIU - I -132-92            | Hoja                         | Larva            | Filófago            |            |

Continuación de la Tabla 4.

| Orden       | Familia                    | Agente causal                     | Órgano afectado | Fase del insecto | Régimen alimenticio |
|-------------|----------------------------|-----------------------------------|-----------------|------------------|---------------------|
| Lepidoptera | Erebidae (antes Noctuidae) | <i>Melipotis trujillensis</i>     | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | <i>Melipotis walkeri</i>          | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | <i>Melipotis</i> sp.              | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | <i>Melipotis</i> sp. 1            | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | <i>Melipotis</i> sp. 2            | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | <i>Melipotis ochrodes</i> *       | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | <i>Hypercompe</i> sp.             | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             | Crambidae                  | <i>Cnaphalocrocis</i> sp.         | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | <i>Hymenia perspectalis</i>       | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | <i>Omiodes</i> sp.                | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | <i>Spoladea recurvalis</i>        | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             | Gelechiidae                | Morfoespecie 1                    | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | CICIU-I-18-92                     | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | CICIU-I-40-92                     | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | CICIU-I-55-92                     | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | CICIU-I-56-92                     | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | CICIU-I-62-92                     | Inflorescencia  | Larva            | Antófago            |
|             |                            | CICIU-I-63-92                     | Inflorescencia  | Larva            | Antófago            |
|             |                            | CICIU-I-64-92                     | Inflorescencia  | Larva            | Antófago            |
|             |                            | CICIU-I-83-92                     | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | CICIU-I-84-92                     | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | CICIU-I-85-92                     | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | CICIU-I-86-92                     | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | <i>Polihymno luteostrigella</i> * | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             | Geometridae                | <i>Synchlora</i> sp.              | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | <i>Cyclophora</i> sp.             | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | <i>Nephodia marginata</i> *       | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             | Glyphipterygidae           | CICIU-I-134-90                    | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             | Gracillariidae             | CICIU-I-2-93                      | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             |                            | Morfoespecie 2                    | Hoja            | Larva            | Filófago            |
|             | Lycaenidae                 | <i>Hemiargus ramon</i>            | Inflorescencia  | Adulto           | Antófago            |
|             |                            | <i>Leptotes trigemmatius</i>      | Inflorescencia  | Larva            | Antófago            |
|             | Noctuidae                  | <i>Magusa</i> sp.                 | Hoja            | Adulto           | Filófago            |
| Orthoptera  | Acrididae                  | <i>Lactista</i> sp.               | Hoja            | Adulto           | Filófago            |
|             |                            | <i>Orphulina</i> sp.              | Hoja            | Adulto           | Filófago            |
|             |                            | <i>Schistocerca</i> sp.           | Hoja            | Adulto           | Filófago            |
|             | Tettigoniidae              | <i>Conocephalus</i> sp.           | Hoja            | Adulto           | Filófago            |
|             | Proscopiidae               | Morfoespecie 1                    | Hoja            | Adulto           | Filófago            |
|             |                            | Morfoespecie 2                    | Hoja            | Adulto           | Filófago            |

## Continuación de la Tabla 4.

| Orden        | Familia   | Agente causal            | Órgano afectado       | Fase del insecto | Régimen alimenticio |
|--------------|-----------|--------------------------|-----------------------|------------------|---------------------|
| Thysanoptera | Thripidae | <i>Frankliniella</i> sp. | Hoja e inflorescencia | Larva-adulto     | Fluidófago          |
|              |           | <i>Haeliothrips</i> sp.  | Hoja                  | Larva-adulto     | Fluidófago          |

Nota: \*Especies no reportadas en Perú.

Los lepidópteros presentan 33 insectos plagas, de ellas 27 son especies defoliadoras, cuyas larvas ocasionan el daño y son llamadas comúnmente como gusanos pegadores de hojas, comedores de hojas, y pegadores de folíolos (Tabla 4). Estas especies están identificadas como CICIU-I-132-90; CICIU – I – 132-92, *Melipotis trujillensis*, *Melipotis walkeri*, *Melipotis* sp., *Melipotis* sp. 1, *Melipotis* sp. 2, *Hypercompe* sp., *Cnaphalocrocis* sp., *Hymenia perspectalis*, *Omiodes* sp., *Spoladea recurvalis*, Morfoespecie 1, CICIU-I-18-92, CICIU-I-40-92, CICIU-I-55-92, CICIU-I-56-92, CICIU-I-83-92, CICIU-I-84-92, CICIU-I-85-92, CICIU-I-86-92, *Synchlora* sp., *Cyclophora* sp., CICIU-I-134-90, CICIU-I-2-93, Morfoespecie y *Magusa* sp. Las especies de insectos plaga que afectan solo las inflorescencias son seis: *Ithome* sp., CICIU-I-62-92, CICIU-I-63-92, CICIU-I-64-92, *Hemiargus ramon* y *Leptotes trigemmatum*.

La especie *Leptotes trigemmatum* conocida como la mariposa violeta de las flores fue reportada por Núñez-Sacarías (1993) como insecto asociado a *Prosopis* sp., pero no indica si causa daño. Sin embargo, ha sido incluida en el listado, porque infesta a las inflorescencias de *P. tamarugo*, llegando a afectar también a frutos y semillas (Ward et al., 1977). Las larvas de *L. trigemmatum* perforan el botón floral y cuando las flores están abiertas, destruyen la base del pistilo (ovario) ocasionando la destrucción de las flores (Habit et al., 1981).

El orden Coleoptera está representado por seis familias, Anobiidae, Buprestidae, Cerambycidae, Curculionidae, Chrysomelidae y Scarabaeidae, con 24 especies plaga. Las especies xilófagas son conocidas como “barrenadores” o “taladros”, y en el presente documento están representados por 11 especies que afectan el tronco, *Tricorynus* sp., *Ptinus* sp., *Agrilaxia* sp., *Chrysobothris* sp., *Achryson lineolatum*, *Achryson philippii*, CICIU-I-12-92, *Eburia pilosa*, *Heterachthes* sp., *Amphicerus cornatus* y *Sinoxylon unidentatum*; y la única especie que afecta ramas y troncos es *Micrapate humeralis*. Las especies *Pandeleiteius* sp., *Cryptocephalus* sp., *Diabrotica viridula*, *Diabrotica speciosa*, *Diabrotica neolineatum*, CICIU-I-113-92 y CICIU-I-115-93 infestan solo hojas. Las raíces del algarrobo son infestadas por las larvas de cinco insectos plaga: *Cyclocephala* sp., *Paranomala undulata*, *Ligyris* sp., CICIU-I-118-93 y *Tomarus maimon*.

Los hemípteros son fluidófagos e infestan a las hojas y están representados por 20 especies de 11 familias. Los insectos plaga pertenecen a Morfoespecie 1 (Aleyrodidae), *Aphis* sp. 1, *Aphis* sp. 2 y *Aphis craccivora*; *Lecanodiaspis* sp.,

Morfoespecie 1 (Coccidae), *Parasaissetia nigra*, *Dechacona* sp., *Aspidiotus* sp., *Hemiberlesia lataniae*, *Hemiberlesia rapax*, *Hemiberlesia* sp., *Ischnaspis* sp., *Pseudoschnaspis* sp., Morfoespecie 1 (Membracidae); *Heteropsylla* sp. y *Heteropsylla texana*, *Nezara* sp., *Dysdercus* sp. y CICIU-I-124-93.

La especie *Heteropsylla texana* conocida como el psílido del algarrobo, fue colectado en algarrobos de *P. chilensis*, ubicados en los valles de Mala y del Rímac y en la localidad de Huarmey, en el año 1958 (Tuthill, 1959). En Tongorrape-Motupe-Lambayeque, se registró que las ninfas y los adultos en su mayoría se localizan en los brotes tiernos de los árboles de algarrobo y la defoliación producida en la copa de los árboles fluctúa de 21 % a 50 %, es decir, los brotes y folíolos infestados presentan clorosis, manchas, agallas y finalmente, se produce la defoliación (Mormontoy, 2015). Estos psíidos son insectos muy diminutos, el adulto mide entre 1.6 a 1.8 mm de longitud incluidas las alas (Tuthill, 1959). Las agallas que se forman son hiperplasias, es decir, es el crecimiento anormal del tejido vegetal causado por el ataque del insecto (García & Ore, 2017).

Los insectos adultos del orden Orthoptera se caracterizan por ser especies defoliadoras o comedores de hojas, con seis especies: *Lactista* sp., *Orphulina* sp., *Schistocerca* sp., *Conocephalus* sp. y las Morfoespecies 1 y 2 (Proscopiidae).

Los dípteros reportados pertenecen a las familias Agromyzidae, Cecidomyiidae, Lonchaeidae y Ulidiidae, con cinco especies plaga, *Agromyza* sp., *Liriomyza* sp., *Enallodiplosis discordis*, *Euxesta* sp. y la Morfoespecie 1 (Lonchaeidae). En el caso de *Enallodiplosis discordis*, las larvas inicialmente se localizan en los brotes tiernos y luego abarcan toda la hoja, se alimentan raspando los folíolos hasta secarlos (Chipana, 2019).

Entre los Thysanoptera, la única familia registrada es Thripidae, con dos especies conocidas vulgarmente como “trips”: *Frankliniella* sp., cuyas larvas y adultos se alimentan de hojas y flores, y *Haeliothrips* sp., cuyas larvas se alimentan solo de hoja. Los “trips” son insectos pequeños y no se pueden observar a simple vista (Diodato, 2016).

### **Insectos plaga en frutos y semillas**

Los frutos son infestados por diferentes especies plaga desde su formación hasta llegar a su madurez (Diodato, 2016). Esta situación crea puntos de ingreso de patógenos, como hongos (Figura 20). Los daños que se observan en los frutos del algarrobo son producidos por la alimentación de los insectos plaga, los daños se presentan en diferentes formas y tamaños, como puntos causados por los insectos picadores-chupadores que se observan como manchas de color marrón, agujeros u orificios causados por el ingreso de las larvas o agujeros por donde emergen los insectos adultos de lepidópteros y coleópteros.

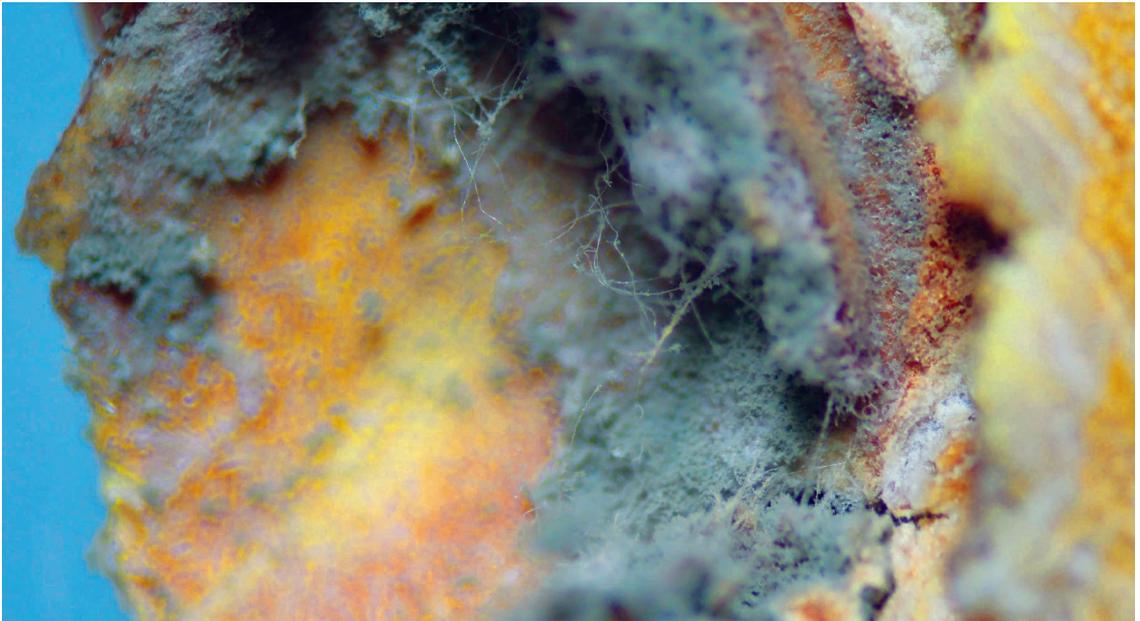


Figura 20. Presencia de hongos en fruto de algarrobo que fue infestada por insectos.  
Foto: Judith García-Cochagne.

A partir de muestras de frutos colectados en los bosques secos de Lambayeque, se describen los daños que ocasionan las plagas insectiles en las vainas y semillas de algarrobo. En el caso de los frutos, los daños son producidos por la alimentación de los insectos plaga, observándose daños de diferentes formas y tamaños. Se observan puntos causados por los insectos picadores-chupadores (ninfas y adultos de hemípteros) que se muestran como manchas de color marrón. También se aprecian agujeros u orificios causados por el ingreso de las larvas o agujeros por donde emergen los insectos adultos lepidópteros y coleópteros, los cuales pueden medir entre 0.14 a 4.60 mm de diámetro. En otros casos estos agujeros adoptan una forma casi rectangular, los cuales son galerías que incluso puede abarcar casi todo el fruto, estos daños pueden medir entre 0.111 a 10.891 cm de longitud y de 0.024 a 1.080 cm de ancho (Figuras 21A, 21B y 21C).

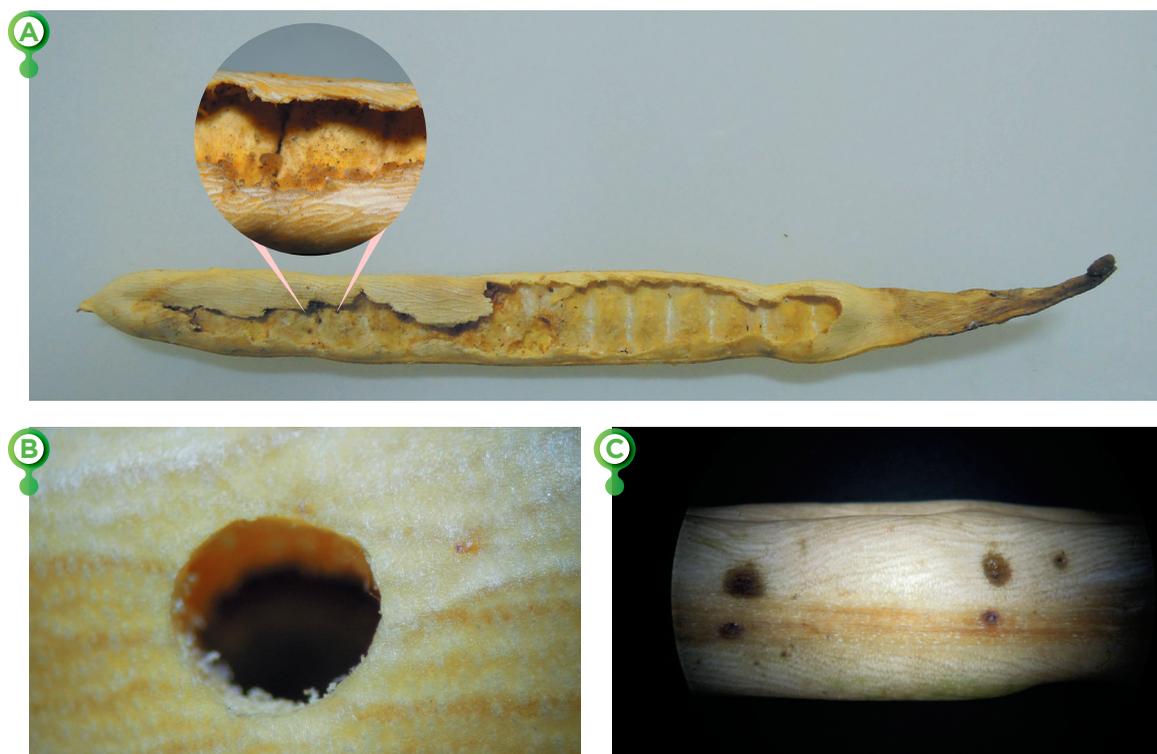


Figura 21. Daños en frutos de algarrobo: galería ocasionados por insectos plaga (A). Orificio de emergencia del insecto adulto (B). Puntos ocasionados por picaduras de insectos (C).  
Fotos: Judith García-Cochagne.

El daño puede ser desde fuera del fruto, como es el caso de las ninfas y adultos hemípteros o puede ser en el interior del fruto e incluir a las semillas, como lo hacen las larvas de lepidópteros y coleópteros (Dan, 1983), y en algunos casos los dípteros de la familia Lonchidae (Nuñez-Sacarias, 1994); en cuyo interior las larvas cumplen su desarrollo y al final emerge el insecto adulto.

En el caso de los lepidópteros, las hembras depositan los huevos en el epicarpio del fruto, del cual emerge la larva, luego ingresa al fruto, lugar donde se alimenta, desarrolla, empupa (Figuras 22A y 22B) y, a partir del cual finalmente, emerge el insecto adulto (Figuras 22C y 22D).

El daño que ocasionan los insectos plaga en las semillas es la destrucción total de las mismas (Figura 23). Se ha observado que, en las semillas de algarrobo infestadas, solamente se encuentra una larva por semilla. En el caso de los coleópteros que infestan a las semillas, la postura se realiza fuera del fruto, la larva ingresa al mismo y atraviesa el epicarpio, mesocarpio y endocarpio, llega a la semilla y se alimenta hasta la formación de la pupa (Figura 24A) y posterior emergencia del adulto (SAyDS, 2019; Figura 24B).



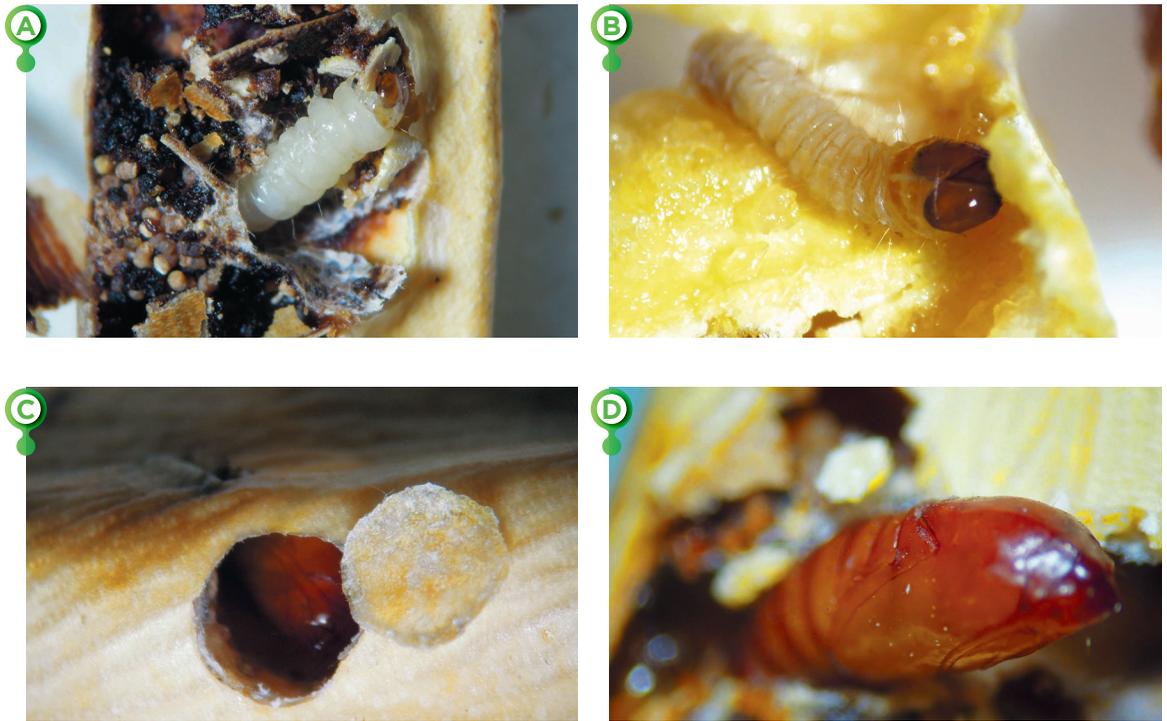


Figura 22. Lepidópteros en frutos de algarrobo: larvas (A y B) y pupas en el interior del fruto (C y D).  
Fotos: Judith García-Cochagne.

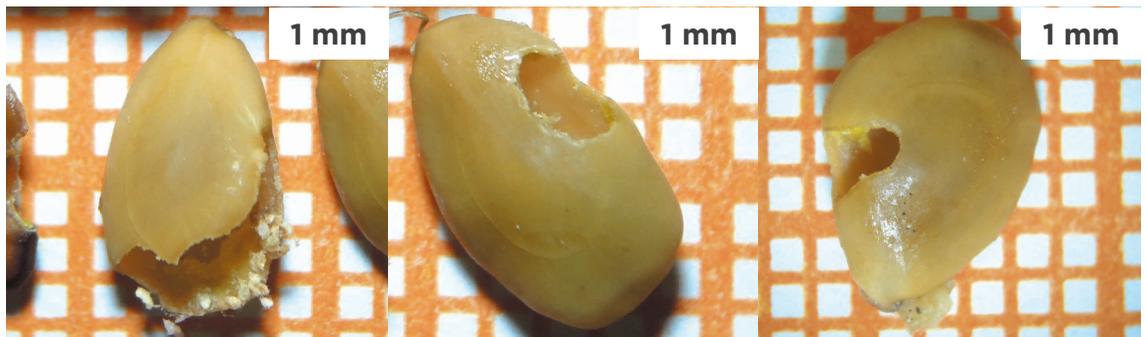


Figura 23. Daño en semillas ocasionados por coleópteros.  
Fotos: Judith García-Cochagne.

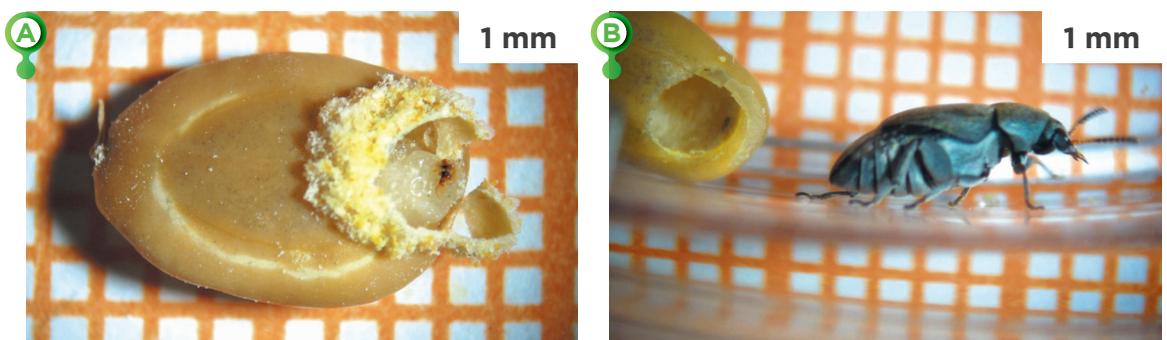


Figura 24. Coleóptero: larva en el interior de la semilla (A) y emergencia del adulto (B).  
Fotos: Judith García-Cochagne.

En la Tabla 5 se describen a los insectos plaga en frutos (carpófagos) y semillas (seminófagos) del algarrobo, los cuales son infestados por 42 especies distribuidas en 4 órdenes y 15 familias. Los órdenes con mayor número de especies son Coleoptera (27 especies) y Lepidoptera (12 especies), mientras que los órdenes con menor número de especies son Hemiptera (dos especies) y Diptera (una especie). Los insectos que solamente infestan frutos del algarrobo corresponden a 10 especies, los que infestan frutos y semillas son siete, y los insectos que solamente infestan semillas son 25 especies. La familia Chrysomelidae (Coleoptera) es la que presenta mayor variabilidad y cantidad de especies, con un total de 20 especies, 19 de las cuales son seminófagas y una sola carpófaga. En el Perú los insectos plaga registrados que infestan frutos y semillas están comprendidos en los órdenes: Coleoptera con 15 especies, Lepidoptera con cuatro especies, Diptera y Hemiptera con una especie cada una.

Tabla 5.  
Insectos plaga en frutos y semillas de las especies de algarrobo.

| Orden      | Familia      | Agente causal                           | Órgano afectado                                   | Fase del insecto | Régimen alimenticio    |            |
|------------|--------------|---|---|------------------|------------------------|------------|
|            | Anthribidae  | CICIU-I-O-90                            | Semilla   | Larva            | Seminófago             |            |
|            | Anobiidae    | <i>Lasioderma serricorne</i>            | Fruto   | Larva            | Carpófago              |            |
|            | Apionidae    | <i>Apion subornatum</i> *               | Semilla   | Larva            | Seminófago             |            |
|            |              | <i>Apion ventricosum</i> *              | Semilla   | Larva            | Seminófago             |            |
|            | Cerambycidae | <i>Lophopoeum bruchis</i> *             | Fruto y semilla                                   | Larva            | Carpófago y seminófago |            |
| Coleoptera |              | <i>Acanthoscelides</i> sp.              | Semilla   | Larva-adulto     | Seminófago             |            |
|            |              | <i>Acanthoscelides ferrugineipennis</i> | Semilla   | Larva-adulto     | Seminófago             |            |
|            |              | <i>Acanthoscelides vagenotallus</i>     | Semilla   | Larva-adulto     | Seminófago             |            |
|            |              | <i>Algarobius prosopis</i> *            | Semilla   | Larva            | Seminófago             |            |
|            |              | <i>Algarobius bottimeri</i> *           | Semilla   | Larva            | Seminófago             |            |
|            |              | <i>Algarobius martorelli</i> *          | Semilla   | Larva            | Seminófago             |            |
|            |              | Chrysomelidae                           | <i>Algarobius prosopis</i> *                      | Semilla          | larva                  | Seminófago |
|            |              |   | <i>Amblycerus piurae</i>                          | Semilla          | Larva-adulto           | Seminófago |
|            |              |   | <i>Caryedon serratus</i> *                        | Semilla          | Larva                  | Seminófago |
|            |              |   | <i>Callosobruchus maculatus</i>                   | Fruto            | Larva-adulto           | Carpófago  |
|            |              |   | <i>Mimosestes amicus</i> *                        | Semilla          | Larva                  | Seminófago |
|            |              |   | <i>Mimosestes nubigens</i> (= <i>M. sallaei</i> ) | Semilla          | Larva                  | Seminófago |
|            |              |   | <i>Mimosestes protractus</i> *                    | Semilla          | Larva                  | Seminófago |

Continuación de la Tabla 5.

| Orden                        | Familia       | Agente causal                                     | Órgano afectado | Fase del insecto       | Régimen alimenticio    |
|------------------------------|---------------|---|-----------------|------------------------|------------------------|
| Coleoptera                   | Chrysomelidae | <i>Mimosestes</i> sp.                             | Semilla         | Larva                  | Seminófago             |
|                              |               | <i>Neltumius arizonensis</i> *                    | Semilla         | Larva                  | Seminófago             |
|                              |               | <i>Pectinibruchus</i> sp.*                        | Semilla         | Larva                  | Seminófago             |
|                              |               | <i>Rhipibruchus picturatus</i>                    | Semilla         | Larva                  | Seminófago             |
|                              |               | <i>Scutobruchus ceratioborus</i>                  | Semilla         | Larva                  | Seminófago             |
|                              |               | <i>Scutobruchus gastoi</i>                        | Semilla         | Larva                  | Seminófago             |
|                              |               | <i>Scutobruchus</i> sp.                           | Semilla         | Larva                  | Seminófago             |
|                              | Scarabaeidae  | <i>Gymnetis</i> sp.                               | Fruto           | Adulto                 | Carpófago              |
|                              | Silvanidae    | <i>Cathartus quadricollis</i>                     | Semilla         | Larva                  | Seminófago             |
| Diptera                      | Lonchaeidae   | CICIU-I-21-92                                     | Fruto           | Larva                  | Carpófago              |
| Hemiptera                    | Coreidae      | <i>Mozena obtusa</i> *                            | Fruto           | Ninfa-adulto           | Fluidófago             |
|                              | Pentatomidae  | <i>Chlorochroa ligata</i>                         | Semilla         | Ninfa                  | Fluidófago             |
| Lepidoptera                  | Cochyleidae   | <i>Didigua argentinella</i> *                     | Fruto y semilla | Larva                  | Carpófago y seminófago |
|                              | Elachistidae  | <i>Chaetocampa</i> spp.*                          | Fruto y semilla | Larva                  | Carpófago y seminófago |
|                              | Lycaenidae    | <i>Strymon leda</i> *                             | Fruto y semilla | Larva                  | Carpófago y seminófago |
|                              |               | <i>Leptotes trigemmatius</i> **                   | Fruto y semilla | Larva                  | Carpófago y seminófago |
|                              | Pyralidae     | <i>Amyelois</i> spp.* (= <i>Paramyelois</i> spp*) | Fruto y semilla | Larva                  | Carpófago y seminófago |
|                              |               | <i>Plodia interpunctella</i>                      | Fruto           | Larva                  | Carpófago              |
|                              |               | <i>Plodia</i> sp.                                 | Fruto           | Larva                  | Carpófago              |
|                              | Tortricidae   | <i>Cryptophlebia carpophagoides</i> *             | Fruto           | Larva                  | Carpófago              |
|                              |               | <i>Cryptophlebia</i> sp.                          | Semilla         | Larva                  | Seminófago             |
|                              |               | <i>Cydia</i> (= <i>Laspeyresia</i> ) sp.          | Fruto           | Larva                  | Carpófago              |
| <i>Ofatulena</i> spp.*       |               | Fruto y semilla                                   | Larva           | Carpófago y seminófago |                        |
| <i>Phalonia leguminana</i> * |               | Fruto   | Larva           | Carpófago              |                        |

Nota: \* Especies no reportadas en Perú.

\*\* Especie reportada en el Perú, pero no como consumidora de frutos y semillas.

Los coleópteros de la familia Chrysomelidae, subfamilia Bruchinae son comúnmente conocidos como “gorgojos” (Quiróz-Sodi et al., 2016). Estos insectos son los más abundantes en las semillas del género *Prosopis* (Sirka et al., 2017) y abarca a los géneros: *Acanthoscelides*, *Callosobruchus*, *Pectinobruchus*,

*Rhipibruchus* y *Scutibruchus*. Los géneros *Algarobius*, *Mimosestes* y *Neltumius* solo infestan semillas del género *Prosopis* (Sirka et al., 2017). Otros géneros de gorgojos presentes en semillas del algarrobo son *Algarobius*, *Amblycerus* y *Caryedon*. Los gorgojos que infestan las semillas del algarrobo en el Perú son 10: *Acanthoscelides* sp., *Acanthoscelides ferrugineipennis*, *Acanthoscelides vagenotallus*, *Amblycerus piurae*, *Mimosestes* sp., *Mimosestes nubigens*, *Rhipibruchus picturatus*, *Scutibruchus ceratioborus*, *Scutibruchus gastoi* y *Scutibruchus* sp. En la mayoría de estas especies, las larvas son las que ocasionan el daño, porque se desarrollan dentro de las semillas hasta la emergencia del adulto. La única especie que infesta los frutos, tanto en estado larva como adulto es *Callosobruchus maculatus*. Algunos estudios (Florentino et al., 1995) señalan que el mayor daño que se producen en las plantaciones de *Prosopis* en el neotrópico, se debe a los coleópteros barrenadores de las familias Cerambycidae y Bostrichidae (actualmente familia Chrysomelidae – Bruchinae; Li et al., 2014). Resultados similares se observaron en los algarrobos presentes en el predio que corresponde al campus de la Universidad de Piura, en la costa norte del Perú, donde alrededor del 80 % de los daños fueron ocasionados por las larvas y adultos de estas dos familias (Juárez et al., 2016).

En el caso de frutos y semillas del algarrobo *P. pallida*, los Bruchinae ocasionan aproximadamente el 85 % de daño y un 13 % de daños es producido por microlepidópteros (Juárez et al., 2016).

Los lepidópteros plaga del algarrobo en Perú pertenecen a las familias Pyralidae y Tortricidae, cuyas larvas son las que ocasionan el daño. Las especies carpófagas son, *Plodia interpunctella*, *Plodia* sp. y *Cydia* sp. (*Laspeyresia* sp.), y la única especie seminófaga representada por *Cryptophlebia* sp. Las larvas de *P. interpunctella* se alimentan del mesocarpio del fruto (Juárez et al., 2016) y de las semillas (Diodato et al., 2016). La especie *Leptotes trigemmatius*, en nuestro país está reportada como la polilla de las flores (Núñez-Sacarías, 1993), y en otros países está registrada como plaga que además infesta frutos y semillas (Ward et al., 1977).

En relación a los hemípteros dos especies afectan a frutos o semillas del algarrobo. *Chlorochroa ligata* (Hemiptera: Pentatomidae) es la única especie reportada en el Perú que se alimenta de las semillas. La infestación se produce cuando los frutos están inmaduros, debido a que no pueden succionar las vainas maduras porque son duras.

La mosca del fruto, es el único díptero reportado en el Perú, identificado con su código CICIU-I-21-92 (Diptera: Lonchaeidae) y cuyas larvas se alimentan del mesocarpio del fruto. La presencia de este insecto ocurre en frutos previamente dañados por otros insectos (Nuñez-Sacarías, 1994).

#### **Ficha descriptiva de díptero plaga**

En el interior de frutos de algarrobo procedentes de la región Lambayeque se encontraron larvas de dípteros alimentándose del mesocarpio del fruto y su presencia es porque el fruto anteriormente fue atacado por otro insecto

(Nuñez-Sacarias, 1994). Las larvas completaron su ciclo biológico y dieron origen a moscas pequeñas.

### “Mosca del algarrobo” (Diptera: Lonchidae)

#### Hospedero: *Prosopis pallida*

Las larvas son acéfalas y ápodas, de color blanco amarillento, miden aproximadamente entre 4 y 5 mm de longitud, de forma cilíndrica, en el extremo anterior se pueden apreciar las piezas o ganchos bucales de color negro (Figuras 25A, 25B y 25C). Estas larvas son encontradas en el fruto de algarrobo, alimentándose del mesocarpio.

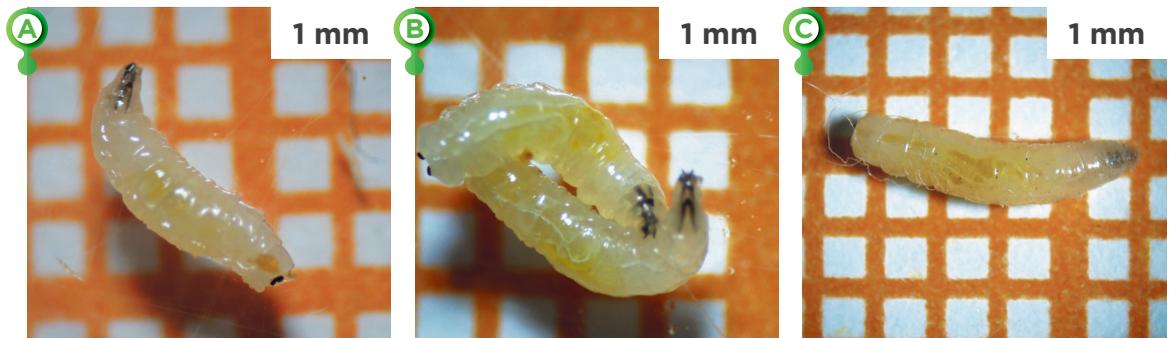


Figura 25. La presencia de las piezas bucales se aprecia hacia el extremo más delgado (A, B y C).  
Fotos: Judith García-Cochagne.

La pupa es de forma cilíndrica, mide entre 3.40 a 3.65 mm de longitud y entre 1.33 a 1.40 mm de ancho, varía de color marrón claro a marrón oscuro cuando está próxima la emergencia del insecto adulto (Figura 26). En los extremos se notan los espiráculos anteriores y posteriores.



Figura 26. Pupas de la mosca de algarrobo.  
Foto: Judith García-Cochagne.



Los adultos son mosquitas pequeñas, de color negro, con ligero brillo en el tórax (Figura 27A y 27B), que miden aproximadamente 5.0 mm de longitud. Las antenas son muy cortas, las alas son transparentes y se puede apreciar las venas alares, y las patas son de color negro.

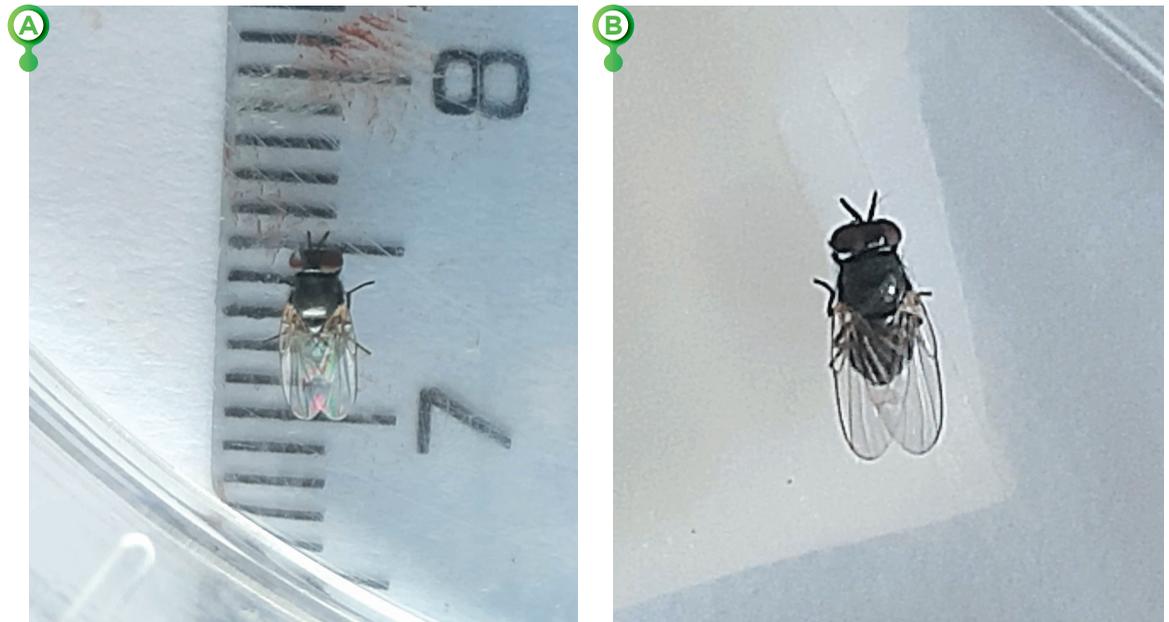


Figura 27. Insectos adultos de diptero (A y B).  
Fotos: Judith García-Cochagne.

### Fichas descriptivas de coleópteros plaga

#### “Gorgojo de semillas” *Acanthoscelides* sp. 1 (Coleoptera: Chrysomelidae)

##### Hospedero: *P. pallida*

Las larvas producen daños al perforar y barrenar las semillas del algarrobo ocasionando su destrucción y disminuyendo su capacidad germinativa (Figura 28A). Las larvas son de color blanco cremoso o amarillento, curvadas, presentan la región cefálica de color oscuro y no presentan patas (Figura 28B). Estas larvas perforan la semilla y permanecen en el interior alimentándose hasta completar la fase larval y luego empupan dentro. La pupa es de tipo exarata o libre, de color blanco a blanco amarillento, mide aproximadamente 5 mm de longitud (Figura 28C). Al desarrollarse, presenta ojos negros, antenas, las alas pegadas al cuerpo y los segmentos abdominales (Figura 28D).



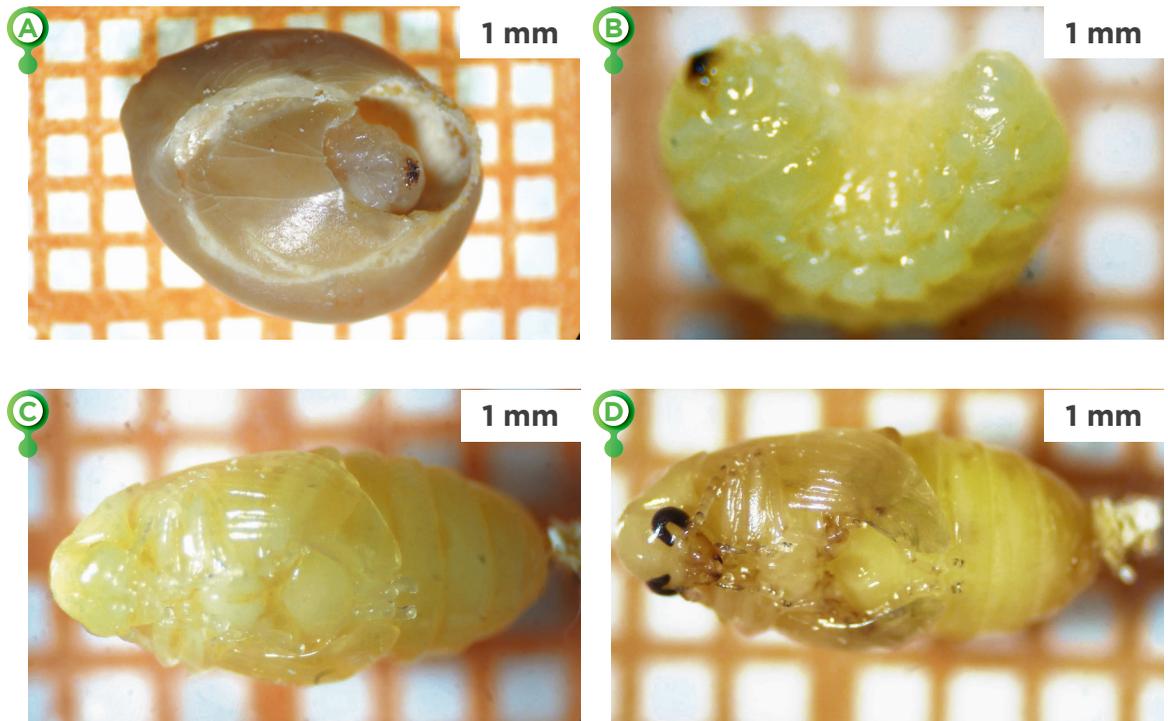


Figura 28. Larva en el interior de la semilla (A). Larva fuera de la semilla (B y C). Pupa exarata en diferentes etapas de desarrollo D.

Fotos: Judith García-Cochagne.

El insecto adulto se desarrolla dentro de las semillas y sale al exterior a través de un agujero circular que puede medir entre 1.72 a 1.96 mm de diámetro (Figuras 29A y 29B). De acuerdo con las observaciones realizadas, solamente emerge un adulto por semilla de algarrobo. Los adultos miden aproximadamente entre 5 y 6 mm de longitud, el cuerpo es de forma ovoidal grueso, con la parte posterior ancha y cubierto de finos pelos que le da un color grisáceo. La cabeza es pequeña y dirigida hacia abajo, los ojos prominentes y salientes, las antenas presentan 11 artejos, los cuatro basales son de color amarillento y los restantes de color negruzco y las patas son de color marrón oscuro. El pronoto es más estrecho en la parte anterior, los élitros son cortos y no cubren el extremo posterior del abdomen. El pronoto, los élitros y el abdomen en la zona dorsal son de color grisáceo cubierto de pubescencia densa de color amarillento (Figuras 29C y 29D).

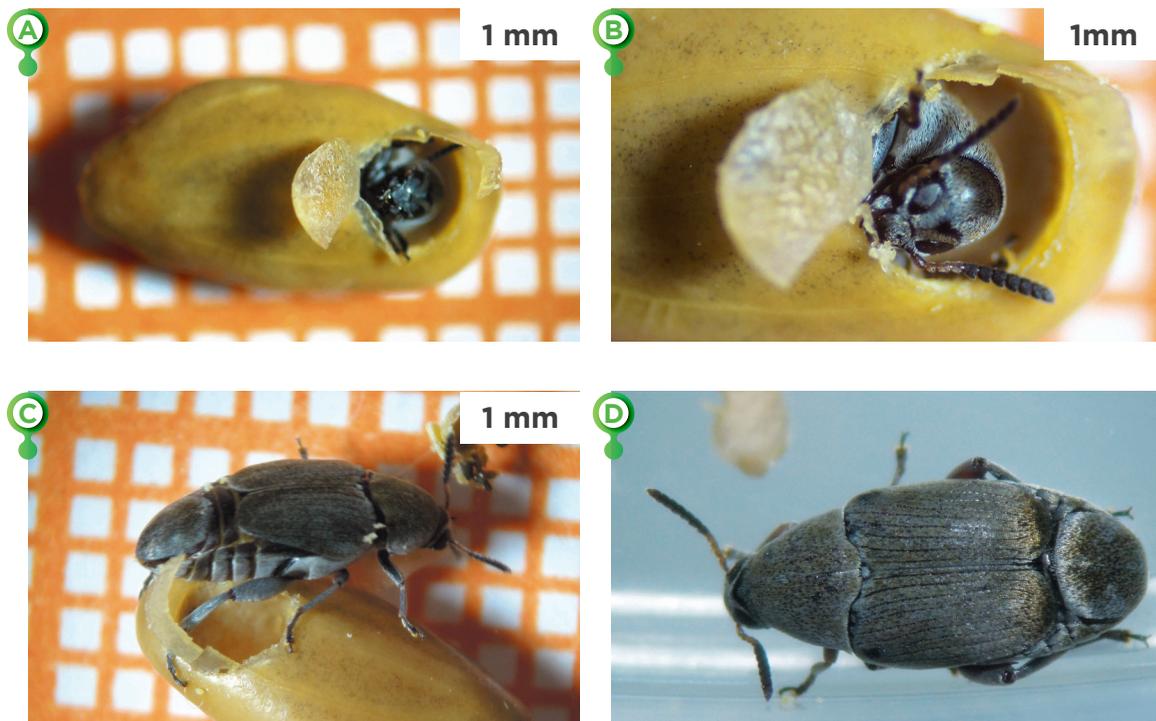


Figura 29. Insecto adulto: Antes de emerger (A y B). Después de emerger (C y D).  
Fotos: Judith García-Cochagne.

### “Gorgojo de semillas” *Acanthoscelides* sp. 2 (Coleoptera: Chrysomelidae)

#### Hospedero: *P. pallida*

Las larvas ocasionan daños al perforar y barrenar las semillas del algarrobo ocasionando su destrucción y su capacidad germinativa.

Los insectos adultos se desarrollan dentro de las semillas, miden aproximadamente 4 mm de longitud, el cuerpo es de forma ovoidal grueso, con la parte posterior ancha (Figura 30). La cabeza es pequeña y dirigida hacia abajo, los ojos prominentes y salientes de color negro; las antenas presentan 11 artejos, los cuatro basales son de color amarillento y los restantes son de color marrón claro al igual que las patas. El pronoto es más estrecho en la parte anterior, los élitros son cortos y no cubren el extremo posterior del abdomen.



Figura 30. Insecto adulto de *Acanthoscelides*.  
Foto: Judith García-Cochagne.

La larva permanece en el interior de la semilla alimentándose y una vez cumplido su tiempo de desarrollo empupa y da origen al insecto adulto, el cual emerge a través de un agujero (Figura 31A y 31B).



Figura 31. Insecto adulto: Emergiendo de la semilla (A) y fuera de la semilla (B).  
Fotos: Judith García-Cochagne.

### “Gorgojo de semillas” *Acanthoscelides* sp. 3 (Coleoptera: Chrysomelidae)

**Hospedero:** *P. pallida*

Las larvas ocasionan daños a las semillas, ya que se alimentan de ellas, perforándolas y barrenándolas, lo cual produce la destrucción de las semillas.

Las larvas son ápodas y de forma curvada, de color blanco a blanco amarillento y el cuerpo está dividido en segmentos (Figura 32).

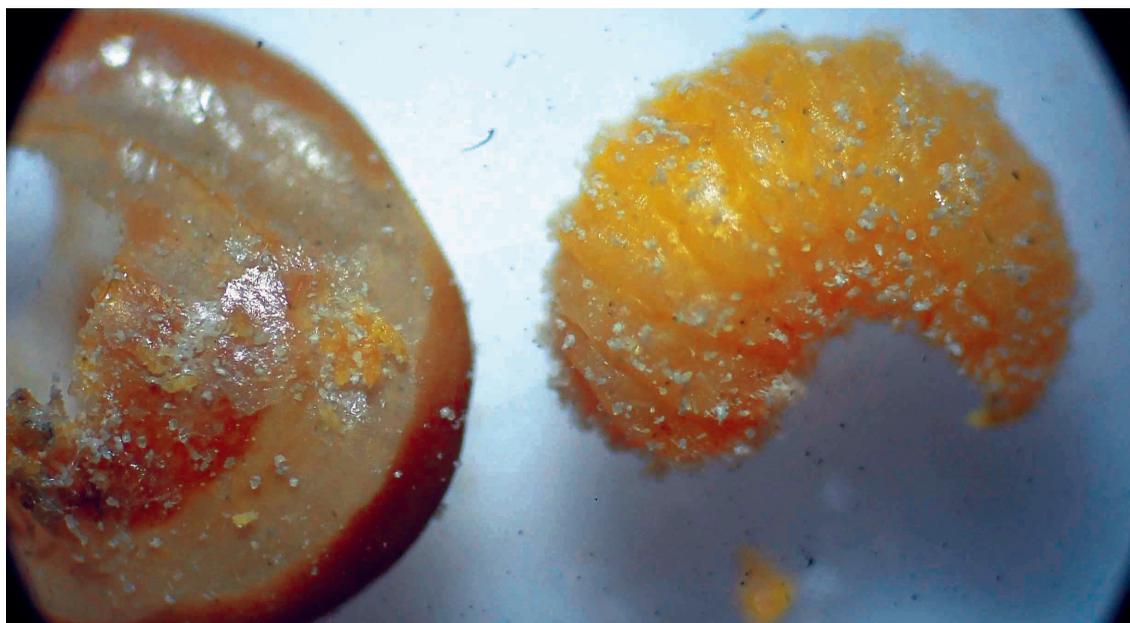


Figura 32. Larva de *Acanthoscelides*.  
Foto: Judith García-Cochagne.

La pupa es de tipo exarata o libre, mide aproximadamente 5 mm de longitud, es de color blanco amarillento y conforme se va desarrollando el insecto va cambiando de color, pasando por crema y finalizando en marrón oscuro, lo cual indica la finalización de la etapa de pupa. Durante el periodo de pupa y el desarrollo del adulto se observa la diferenciación de las diferentes partes del cuerpo del insecto, como los ojos, antenas, abdomen y patas, entre otros (Figura 33A, 33B y 33C).



Figura 33. Vista ventral de inicios de la etapa de pupa (A), fase inicial de adulto (B) y adulto completamente esclerotizado (C).

Fotos: Judith García-Cochagne.

El insecto adulto mide aproximadamente 5 mm de longitud, el cuerpo es de forma ovoidal grueso, con la parte posterior ancha. La cabeza es pequeña y dirigida hacia abajo, los ojos prominentes y salientes de color negro. Las antenas son de color marrón oscuro al igual que las patas. Los élitros son cortos y no cubren el extremo posterior del abdomen. El abdomen en la zona dorsal presenta una coloración marrón oscura al igual que la zona ventral (Figura 34).



Figura 34. Insecto adulto en vista dorsal (A), lateral (B) y ventral (C).  
Fotos: Judith García-Cochagne.

### “Gorgojo de cuello cuadrado del algarrobo” *Cathartus* sp. (Coleoptera: Silvanidae)

Hospedero: *P. pallida*

Las larvas son las que ocasionan el mayor daño en las semillas al alimentarse de ellas. El insecto adulto mide aproximadamente 3 mm de longitud, el cuerpo es aplanado de color marrón claro a excepción de la cabeza y el tórax que son más oscuros (presenta un ligero brillo) y los ojos son grandes de color negro. El protórax es de forma casi cuadrada con vértices agudos. Las antenas son clavas y están formadas por 10 artejos; el abdomen es oblongo y de color marrón claro al igual que las patas (Figura 35A, 35B y 35C).



Figura 35. Adulto de gorgojo de cuello cuadrado en vista frontal (A), ventral (B) y lateral (C).  
Fotos: Judith García-Cochagne.

### Fichas descriptivas de lepidópteros plaga

#### “Polilla del algarrobo” 1 (Lepidoptera: Tortricidae)

Hospedero: *P. pallida*

Las larvas ocasionan daños al perforar y barrenar los frutos o vainas para alimentarse.

La hembra coloca los huevos en forma aislada sobre el epicarpio de la vaina. Los huevos son de forma ovoidal y ligeramente convexa, miden entre 0.48 a



0.56 mm de longitud y de 0.17 a 0.25 mm de ancho, inicialmente de color claro tornándose de color amarillento a medida que se va formando el embrión.

La larva recién eclosionada o larva neonata, inicia su actividad alimentándose e introduciéndose en la vaina. La larva es de color blanco cremoso con el centro verdoso y la cabeza o cápsula cefálica es de color marrón oscuro y negro, conforme va desarrollándose forma galerías en el interior de las vainas. Las larvas son de forma cilíndrica y el cuerpo presenta setas en el último estadio, presentan tres pares de patas torácicas, cuatro pares de patas abdominales y un par de patas traseras (Figura 36A y 36B).



Figura 36. Larva de polilla de algarrobo alimentándose en el interior de la vaina (A) y tamaño de la larva (B).  
Fotos: Judith García-Cochagne.

Las larvas empupan dentro de las vainas y para ello forman un capullo o cocón de hilos de seda. Las pupas son de tipo obtecta o enfundada, miden entre 6.98 y 7.48 mm de longitud y de 2.06 a 2.40 mm de ancho, son de color marrón a marrón oscuro (Figura 37A, 37B y 37C).



Figura 37. Pupas de polilla de algarrobo: (A y B) en el interior de la vaina, se observa la envoltura de seda y (C), fuera de la vaina.  
Fotos: Judith García-Cochagne.

El insecto adulto es una micropolilla que mide aproximadamente entre 7.0 a 8.0 mm de longitud, las alas son de color grisáceo con líneas onduladas transversales de color casi amarillento y zonas de color negro, en el extremo distal de las alas presenta flecos en los bordes. En la parte dorsal del tórax presenta coloración grisácea azulada y otra de color casi cobrizo de forma semicircular y la zona ventral es color grisáceo plateado.



La cabeza está cubierta de escamas, los ojos compuestos son grandes, redondeados y de color celeste, las antenas son filiformes y cortas. El primer par de patas protorácicas no presentan epífisis en las tibias, el segundo par de patas mesotorácicas presentan un par de epífisis en las tibias y el tercer par de patas metatorácicas con dos pares de espinas (Figura 38A, 38B y 38C).



Figura 38. Insecto adulto de polilla de algarrobo: vista dorsal (A), vista ventral (B) y vista lateral (C).  
Fotos: Judith García-Cochagne.

### “Polilla del algarrobo” 2 (Lepidoptera: Tortricidae)

Hospedero: *P. pallida*

Las larvas provocan daño al alimentarse de los frutos del algarrobo (específicamente del mesocarpio).

Las larvas son de color rojizo, el cuerpo presenta setas, la cápsula cefálica es de color marrón claro (Figura 39A y 39B). En el último estadio, las larvas pueden llegar a medir 10 mm de longitud, empupan dentro de las vainas y forman un capullo o cocón de hilos de seda.

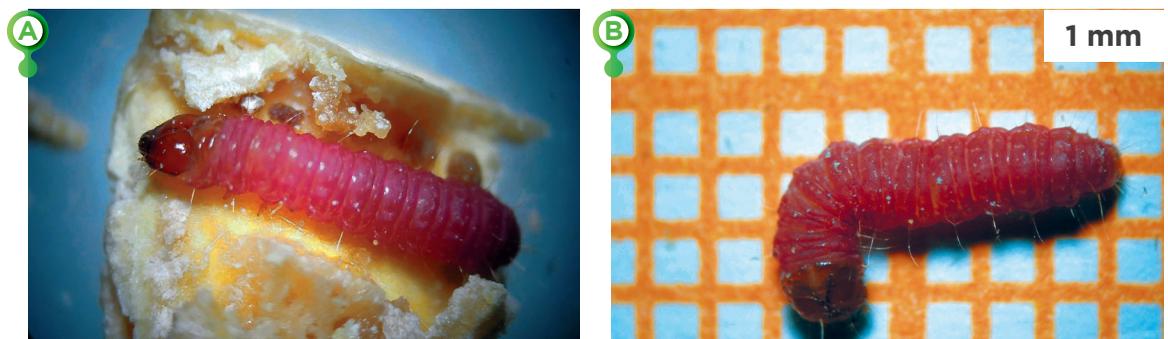


Figura 39. Larva: en el interior de la vaina (A) y sobre papel milimetrado (B).  
Fotos: Judith García-Cochagne.

Las pupas miden aproximadamente 11.0 mm de longitud, (Figura 40A), son de color marrón y cuando se acerca la emergencia del insecto adulto, cambia a marrón oscuro (Figura 40B).



Figura 40. Polilla de algarrobo, pupa envuelta en su capullo (A) y un día antes de emerger (B).  
Fotos: Judith García-Cochagne.

El insecto adulto es una micropolilla pequeña que mide aproximadamente 10.0 mm de longitud, las alas son de color marrón claro grisáceo, presenta ojos grandes, antenas filiformes y las patas son de color marrón claro (Figura 41).



Figura 41. Insecto adulto de micropolilla.  
Foto: Judith García-Cochagne.

### 6.1.2 Ácaros asociados al algarrobo

Estudios sobre la diversidad de ácaros fitófagos y depredadores de *P. pallida* realizados en la Estación Experimental Agraria El Chira, en Piura, ha permitido



determinar que hasta el 95 % de los ácaros encontrados en algarrobo corresponden a estados inmaduros (huevos + larvas + ninfas), y solo el 5 % adultos. Los resultados muestran la presencia de ácaros de las familias Tetranychidae y Phytoseiidae.

La hembra adulta (Acari: Tetranychidae) realiza la puesta de los huevos en grupos (Figura 42A); y los suele colocar en las hojas, cerca del nervio central del envés del foliolulo, los huevos tienen forma ovalada y son de color cremoso e incoloros, los inmaduros también nacen incoloros (Figuras 42B y 42C) y al llegar a adultos pueden permanecer incoloros o cambiar de tonalidad de acuerdo al contenido de las hojas de las que se alimentan (Figuras 42D, 42E y 42F).

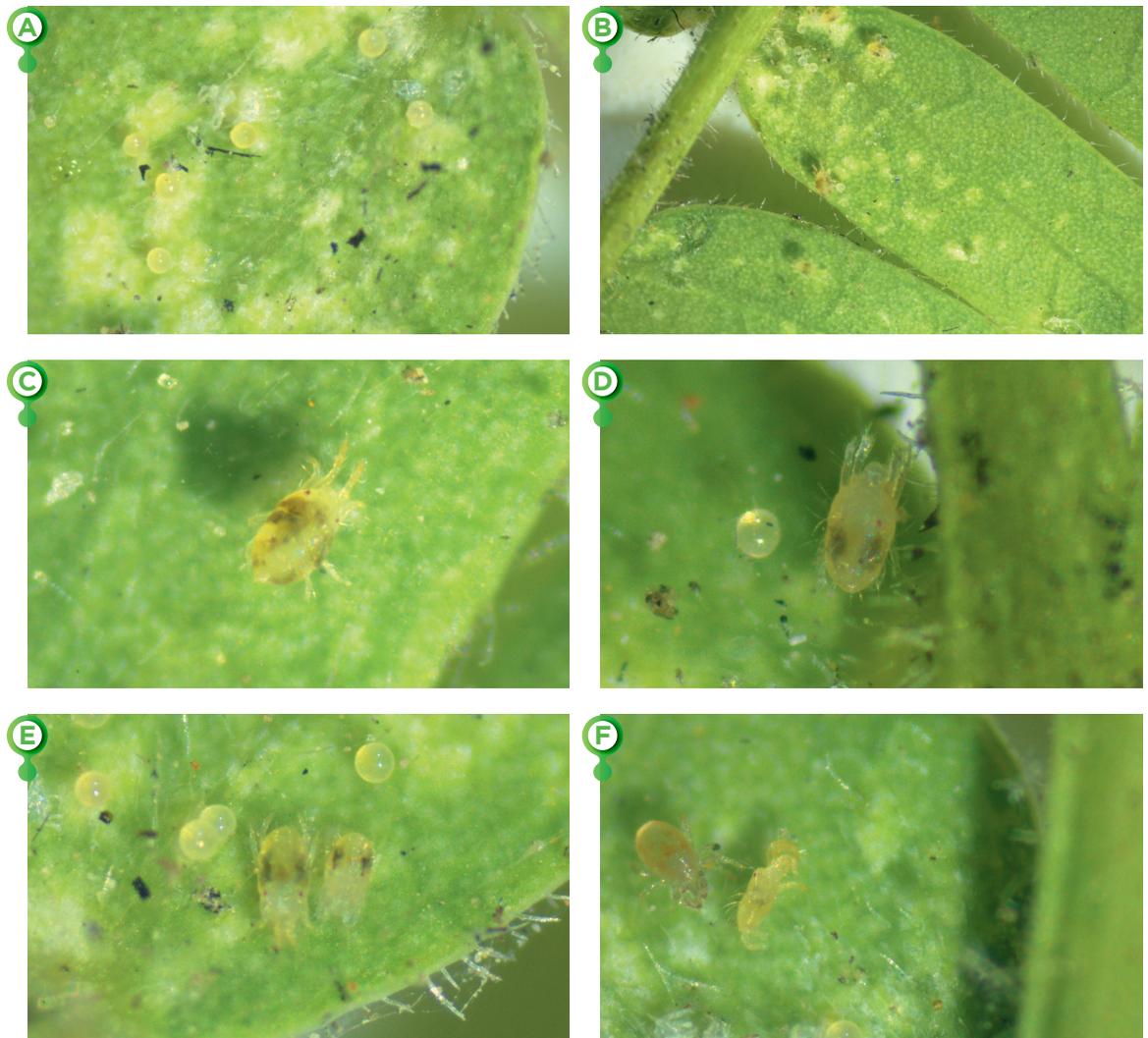


Figura 42. Aspecto externo de especie de la familia Tetranychidae, sobre *P. pallida*: huevos ovalados de color cremoso e incoloro y agrupados en el envés del foliolulo (A), disposición de los huevos a lo largo del nervio central del foliolo (B), hembra adulta diseñando su red de seda (C), hembra adulta y huevo (D), colonia de la especie de la familia Tetranychidae (E) y Fitoseido depredando a una hembra adulta fitófaga (F).  
Fotos: Hector Escobar.

En total, se tienen registradas 10 especies de ácaros fitófagos de la Familias Tetranychidae asociados a especies de *Prosopis* en América, África y Asia (Tabla 6).

Tabla 6.

*Especies de ácaros fitófagos (Acari: Tetranychidae) asociados a especies de algarrobo.*

| N° | Especies (ACARI: TETRANYCHIDAE)   | Especie <i>Prosopis</i> spp. hospedera                 | Distribución       |
|----|---|--|--------------------|
| 1  | <i>Eotetranychus fremonti</i> Tuttle & Baker, 1964                      | <i>Prosopis juliflora</i>                              | USA, México, India |
| 2  | <i>Eotetranychus prosopis</i> Tuttle & Baker, 1964                      | <i>Prosopis juliflora</i>                              | USA, México        |
| 3  | <i>Neopetrobia (Langella) mexicana</i> Tuttle, Baker & Abbatiello, 1974 | <i>Prosopis pubescens</i><br><i>Prosopis juliflora</i> | México             |
| 4  | <i>Paraplonobia (Anaplonobia) algarrobicola</i> Gonzalez, 1977          | <i>Prosopis chilensis</i>                              | Chile              |
| 5  | <i>Paraplonobia (Anaplonobia) arabica</i> Mirza & Alatawi, 2016         | <i>Prosopis juliflora</i>                              | Arabia Saudí       |
| 6  | <i>Paraplonobia (Anaplonobia) juliflorae</i> (Tuttle & Baker, 1968)     | <i>Prosopis juliflora</i>                              | USA                |
| 7  | <i>Paraplonobia (Anaplonobia) prosopis</i> (Tuttle & Baker, 1964)       | <i>Prosopis juliflora</i>                              | USA, México, Kenia |
| 8  | <i>Porcupinychus abutiloni</i> Anwarullah, 1966                         | <i>Prosopis cineraria</i>                              | Pakistan, India    |
| 9  | <i>Pseudobryobia drummondi</i> (Ewing, 1926)                            | <i>Prosopis juliflora</i>                              | USA, México        |
| 10 | <i>Schizotetranychus prosopis</i> Tuttle, Baker & Abbatiello, 1976      | <i>Prosopis juliflora</i>                              | México             |

## 6.2 Enfermedades

Las especies de algarrobo se encuentran expuestas a enfermedades causadas por la acción de fitopatógenos, los cuales ocasionan alteraciones fisiológicas y morfológicas que afectan el normal funcionamiento de la planta. Son pocos los estudios que se han realizado en materia de sanidad forestal, presentándose una gran cantidad de árboles enfermos en las zonas desérticas, así como en las calles, parques y en el mismo bosque seco del norte del Perú. Asimismo, existe una carencia en el conocimiento y reporte de enfermedades que pueden ser limitantes en especies forestales de importancia para el ser humano. Debido a la falta de conocimiento de las enfermedades del algarrobo, se



dificulta la toma de decisiones acertadas para su manejo y conservación. Por tal motivo, a continuación, se presentan algunos alcances sobre las enfermedades y plagas que afectan las especies de algarrobo.

### 6.2.1 Enfermedades producidas por hongos

#### Oidio

Es una enfermedad que se caracteriza por la aparición de manchas foliares de aspecto harinoso o algodonoso de color blanco o grisáceo, que se han observado en plantaciones de algarrobo blanco (*P. alba*). Los hongos han sido identificados como especies de los géneros *Phoma* y *Alternaria*, y su ocurrencia se relaciona a períodos de tiempo con condiciones meteorológicas que se caracterizan por presentar días frescos, nublados y con lloviznas. Se ha determinado que los fungicidas Azoxistrobina, Difenconazole y Carbendazim disminuyen notablemente la incidencia de esta enfermedad (Parra et al., 2019).

#### *Alternaria*

Se ha reportado *Alternaria tenuis* en semillas de *P. chilensis* (Novo et al., 1989), sin embargo, no se han encontrado síntomas ni signos de enfermedad en plántulas. Este comportamiento podría deberse a que los hongos transportados por la semilla de *P. chilensis*, son en su mayoría saprófitos y no producen enfermedades en las plántulas, sólo afectan la semilla reduciendo la calidad de ésta.

Se han reportado especies de *Alternaria* en las hojas de *P. glandulosa* y *P. juliflora*. Según Raghavendra et al. (2009), el extracto alcaloide de las hojas de *P. juliflora* tiene una actividad antifúngica altamente significativa contra el hongo *A. alternata*, incluso comparada con fungicidas sintéticos como blitox, captan, dithane M-45 y tiram. En tal sentido, es probable que la presencia del hongo *Alternaria* en las hojas de *Prosopis* no causa un gran daño fisiológico a la planta, debido a las propiedades antifúngicas mencionadas (Valdez, 2014).

#### *Rosellinia*

Se han registrado a *P. juliflora* como huésped del hongo *Rosellinia cassiae* Kale sp. nov, y a *P. spicigera* como huésped de *R. mimosae* Kale sp. nov (Kale, 1967). Estos patógenos de suelo causan una enfermedad comúnmente llamada “podredumbre blanca de la raíz”, que está ampliamente distribuida en climas templados y tropicales, afectando de manera creciente a varias especies hospederas diferentes.

Las especies de *Rosellinia* se diseminan principalmente mediante la propagación de materiales y pueden sobrevivir en el suelo durante muchos años. Las estrategias de control, que incluyen prácticas culturales, desinfección del suelo, tratamientos químicos, solarización del suelo y control biológico son costosas y no siempre son resolutivas. Por lo tanto, el control de la pudrición de la raíz blanca depende en gran medida de la evasión del patógeno mediante el



uso de material de propagación libre de enfermedad, y la siembra en suelos no infestados. En este contexto, las reglas específicas juegan un papel fundamental, promoviendo la comercialización de materiales de propagación libre de patógeno y la disponibilidad de nuevos métodos de detección molecular para evitar la propagación de patógenos a nuevas áreas.

### **Antracnosis**

La antracnosis es una enfermedad producida por hongos del género *Colletotrichum*. Afecta los órganos aéreos de la planta, como hojas, tallos o frutos, los cuales usualmente aparecen como manchas grandes o pequeñas de colores oscuros. También pueden llegar a presentar lesiones necróticas levemente hundidas que poseen un contorno ligeramente levantado (Agrios, 2005; Cannon et al., 2012).

En base a un estudio epidemiológico realizado en la Universidad del Magdalena, Colombia, se ha determinado que *Colletotrichum* spp. está asociado a *P. juliflora*.

La incidencia, tanto en meses lluviosos como en secos, presenta valores que superan el 90 %; mientras que, en severidad, los valores más altos se encuentran entre abril y mayo, con un máximo de 32.7 % (Restrepo y Rada, 2017).

Los síntomas iniciales corresponden a un pequeño amarillamiento redondeado en el centro del foliolulo, aunque puede presentarse en los bordes. Posteriormente, esta lesión se torna blanca, y acorde avanza la lesión, se vuelve de color marrón para terminar necrosándose, llegando a afectar todo el foliolulo e induciendo a la defoliación. Las lesiones presentan bordes ligeramente levantados cuando son vistas a través del estereoscopio. Además, en las lesiones blancas se pueden encontrar pequeños puntos negros, que corresponden a los acérvulos del hongo.

Los síntomas causados por *Colletotrichum* spp., pueden variar desde necrosis de los ápices y manchas foliares, hasta antracnosis que se inician con manchas ovaladas o circulares de color café-rojizo (también negro, o castaño), de tamaño variable, que pueden ser coalescentes para formar grandes manchas (Ramírez, 2008). Los síntomas foliares solo se presentan en tejidos maduros de manera natural; y en los tejidos jóvenes no se presentan lesiones. Sin embargo, a medida que la hoja madura, los síntomas aparecen. La sintomatología presenta ciertas variaciones entre los diferentes hospedantes; las lesiones se expanden, unen y destruyen grandes áreas en hojas, frecuentemente alrededor de los bordes; estas enfermedades foliares están asociadas a defoliaciones en diferentes hospedantes (Jeffries et al., 1990).

### *Hypoxylon*

Son hongos que crecen sobre numerosas especies caducifolias, que desarrollan un estroma (ectostroma + entostroma) convexo, aplanado, pulvinado o semigloboso, limitado o efuso, errumpente en la corteza o en madera

decorticada. El ectostroma presenta varias coloraciones o pueden ser negruzcas. El entostroma es bien desarrollado o reducido, no claramente delimitado, de textura carnosa, leñosa o carbonácea. Los peritecios están embebidos en una capa sencilla en la periferia del estroma, de forma globosa a semiglobosa, con ostiolos claramente visibles (Hsieh et al., 2005).

Hongos del género *Hypoxylon* causan el chancro carbonoso, cuyo síntoma característico es la aparición de ramas muertas con placas carbonosas que son visibles a través de grietas que se forman en la corteza que también aparecen en el tronco. Son hongos que infectan al huésped de forma asintomática y solo cuando el árbol se encuentra muy debilitado se presentan los síntomas, actuando como un patógeno secundario o de debilidad. Las medidas de control preventivo recomendadas son evitar heridas, desinfectar las herramientas y sellar las heridas de poda (Hsieh et al., 2005).

El género *Hypoxylon* causa la muerte descendente y resinosis de las ramas de *P. glandulosa*, y son particularmente más intensas en sitios con exceso de sombra y húmedos. Se ha reportado, además, que *H. diatrypeoides* induce la muerte regresiva y podredumbre del tronco negro en *P. laevigata*. Este hongo se manifiesta de color pardo claro que produce conidióforos y conidios hialinos, verdosos, elipsoides con un extremo truncado (Torre-Almaráz et al., 2009).

## 6.2.2 Enfermedades producidas por bacterias

### Chancro por *Pseudomonas*

En estudios realizados se identificó a la especie *Pseudomonas cichorii*, en muestras de *P. glandulosa* que presentaban síntomas de cánceres (Valdez, 2014). La infección se produce a través de heridas sufridas por la poda o por los fenómenos meteorológicos (Young, 2004). Una amplia gama de síntomas puede ser resultado de una infección, incluyendo la muerte y la decadencia. Otras consecuencias del patógeno incluyen la defoliación, la reducción de las extremidades y el tamaño total de la planta. Las infecciones pueden ser asintomáticas durante un máximo de ocho meses a partir de la exposición.

### *Burkholderia gladioli*

El género *Burkholderia* genera particular interés por su potencial agrobiotecnológico, esto dado por su capacidad para promover el crecimiento de las plantas y control biológico. Es un género de amplia distribución, encontrándose asociadas a plantas de cultivo o árboles de interés silvícola o forestal. Otros ambientes en donde especies de *Burkholderia* han sido encontradas son en el suelo, agua, así como formando nódulos en plantas leguminosas (Estrada, 2008). La bacteria *Burkholderia gladioli* produce agallas en *P. glandulosa*. La variable climática de lluvia y temperatura incide en su aumento (Valdez, 2014).





## 7. Técnicas de propagación de algarrobo

La propagación del algarrobo se realiza generalmente por semillas, ya sea a través de producción de plántones en vivero o por siembra directa en el terreno definitivo. También se propaga vegetativamente por medio de injertos o estacas, este último se realiza principalmente con fines de mejoramiento genético. La propagación *in vitro* es otra técnica utilizada, y en este documento se presenta un protocolo establecido por el Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA). Para la propagación se recomienda coleccionar vainas de rodales puros y de preferencia aislados, para evitar que la semilla pueda estar contaminada. En este manual, nos enfocamos en la propagación sexual y en la propagación *in vitro*.

### 7.1 Propagación sexual o por semillas

En esta parte presentamos la descripción de diversas estrategias y procedimientos para la obtención de plántones y su establecimiento en campo definitivo.

#### 7.1.1 Tratamiento pre-germinativo

La extracción de las semillas se realiza, remojando el fruto por 14 días, esto permite desintegrar el mesocarpio por acción de los hongos. También se puede efectuar una fermentación con estiércol por 14 días, posteriormente lavar para extraer las semillas. El tratamiento pre-germinativo, es conocido como escarificación, consiste en adelgazar el endocarpio de la semilla hasta que el endospermo sea visible. A continuación, se describen algunos métodos según la cantidad de plántones que se desee producir (Tewari et al., 2001; Juárez et al., 2001; Acosta et al., 2012; Rivera, 2017).

1. El método más simple consiste en lijar el extremo de la semilla hasta que se logre observar el cotiledón. Esto es recomendado sólo para pequeñas cantidades de semilla.
2. Otro método consiste en alimentar al ganado con los frutos, los cuales al pasar por el tracto digestivo del animal promueven la escarificación de las semillas, listas para la siembra.
3. También es posible escarificar la semilla, sumergiendo éstas en agua caliente, la cual no debe superar los 80 °C, por un periodo de 8 a 10 minutos.
4. Asimismo, se recomienda sumergir las semillas en ácido sulfúrico. El procedimiento consiste en colocar las semillas en un recipiente circular de hierro con base firme, de 60 a 70 cm de diámetro y 10 cm de fondo, aproximadamente. El ácido sulfúrico se agrega "gota a gota", revolviendo suave y continuamente las semillas con una espátula de madera, hasta que las semillas sean completamente cubiertas por el ácido.

Para 1 kg de semilla se necesita aproximadamente 0.5 litros de ácido sulfúrico. Dependiendo de la temperatura ambiente, el proceso de escarificación puede durar de 8 a 15 minutos. A mayor temperatura el proceso será más rápido.



Cuando se observen grietas en las capas de las semillas, se detiene la agitación, y las semillas son transferidas a un recipiente con abundante agua. En este recipiente, se lavan las semillas de dos a tres veces con agua. Luego, se deben secar las semillas, esparciéndolas en una toalla de algodón para el secado al aire durante algunas horas. El tratamiento de semillas con ácido sulfúrico requiere un cierto grado de habilidad y gran cuidado; el ácido sulfúrico concentrado es capaz de quemar la piel si no se toman las medidas necesarias durante el tratamiento. Se recomienda que este método lo desarrollen personas con experiencia, usando implementos de seguridad como mandil, lentes y guantes, para evitar accidentes.

### 7.1.2 Preparación del vivero

Se deben considerar los siguientes aspectos:

1. **Selección del área:** El vivero debería estar ubicado cerca del área donde se planea realizar la plantación y/o en un lugar con acceso para el transporte. El tamaño dependerá de la producción deseada, para una producción aproximada de 5 000 plántones se recomienda un área de 300 m<sup>2</sup>, mientras que para una producción mayor de hasta 50 000 plántones, el área recomendada es de 0.4 ha. El abastecimiento de agua debe ser continuo, esta debería presentar un pH entre 5.5 – 7.5, y menos de 400 ppm de sales disueltas. El suelo puede ser entre franco arenoso y arenoso con un buen drenaje, idealmente en zonas áridas. Se recomienda ubicar el vivero en un área con protección del viento, con barreras rompe vientos naturales.
2. **Diseño del vivero:** El número de camas del vivero dependerá del número de plántones que se desea producir. Se sugiere que las dimensiones de las camas alcancen los 10 m de largo, 1 m de ancho y 18-19 cm de profundidad (algunos centímetros más pequeños que el alto de la bolsa). La distancia entre cama puede ser de 1 a 1.5 metros. En cada cama se pueden colocar de 2 000 a 2 200 bolsas, llenas con el sustrato adecuado. Se sugiere el uso de bolsas de polietileno de 12.5 x 20 cm de profundidad, con perforaciones laterales a 5 cm de la base de la bolsa.

### 7.1.3 Sustrato

Existen diversos sustratos sugeridos, dependiendo del método de siembra (Díaz, 1995). La cantidad de sustrato depende del número de plántones a producir. Cada bolsa de polietileno puede ser llenada con 1 kg de sustrato seco. Se describen algunas propuestas exitosas en zonas áridas (Tewari et al., 2001):

1. Mezcla de 2/3 de tierra agrícola más 1/3 de estiércol o mantillo.
2. Mezcla de 40 % de arena, 30 % de tierra agrícola y 30 % de estiércol desinfectado.
3. Mezcla de 40 % de arena fina, 30 % de arena de río y 30 % de estiércol de corral.



En cualquiera de los casos, se recomienda tamizar cada componente por separado, en un tamiz de 2 a 3 mm de diámetro de malla. Luego se deben mezclar profundamente los componentes. Para proteger las semillas o plántulas del ataque de termitas se puede añadir 5 % de hojas de neem rallada a la mezcla.

#### 7.1.4 Tipos de siembra

Antes de realizar la siembra se debe asegurar que las bolsas se encuentren llenas correctamente, compactando el sustrato hacia la base y dejando 2 cm de altura aproximadamente. Se proponen los procedimientos de dos tipos de siembra (Díaz, 1995; Tewari et al., 2001; Dostert et al., 2012):

1. **Procedimiento 1:** Consiste en hacer germinar las semillas en camas de almácigo sin abono a una profundidad de 10 mm. Después de la siembra, inmediatamente se debe realizar un primer riego. Regar diariamente hasta que las plántulas alcancen alrededor de 3 cm de altura. La germinación se alcanza después de 10 a 12 días. Trasplantar a las bolsas de polietileno, donde se permanecerán de 3 a 4 meses, hasta alcanzar una altura que varía aproximadamente entre 50 y 85 cm. En este momento los plantines, se encontrarán listas para pasar a campo definitivo.
2. **Procedimiento 2:** Consiste en colocar de 2 a 3 semillas pre-germinadas a una profundidad de 5 a 10 mm en cada bolsa. Durante los primeros días se debe regar durante la mañana y tarde, con una regadera que siempre deberá estar dirigida hacia la base de los plantones. Una vez alcanzada la germinación, se deben eliminar las plántulas más débiles que hayan germinado en una misma bolsa. Posteriormente se recomienda la rustificación de los plantones antes de plantarlos. En algunos casos el tamaño óptimo sugerido del plantón para ser plantado en campo es de 25 a 30 cm de altura. Esto dependerá también del diámetro, el cual se sugiere sea de 4 a 6 mm.

Para las condiciones de la costa norte del Perú, la plantación se debe realizar durante los meses de octubre a noviembre, para aprovechar las primeras lluvias que puedan caer durante los meses siguientes.

## 7.2 Propagación *in vitro*

El cultivo de tejidos vegetales es un grupo de técnicas biotecnológicas empleadas para el crecimiento y la multiplicación rápida de tejidos y órganos vegetales, utilizando soluciones nutritivas que contienen sales minerales, vitaminas, reguladores del crecimiento vegetal, fuente de carbono, que son cultivados asépticamente.

A una concentración adecuada de reguladores del crecimiento vegetal, los explantes (protoplastos, células, meristemos, embriones, óvulos, brotes, hojas, tallos, raíces, etc.) cultivados *in vitro* pueden tener una división y desarrollo balanceado. Estos procesos pueden resultar en la formación de estructuras diversas y complejas, como cotiledones, yemas apicales, hipocótilos, anteras, discos foliares, raíces y tallos, y finalmente regenerar plantas completas (El Meskaoui, 2013). A esta capacidad que tienen las





plantas de regenerarse en individuos completos a partir de una célula u órgano vegetal se le denomina totipotencia (Gupta, 2006).

El cultivo de tejidos vegetales se ha desarrollado tanto, que muchas especies pueden regenerarse *in vitro* a través de uno de los siguientes métodos: cultivo de embriones, cultivo de anteras, callogénesis, embriogénesis somática o asexual y organogénesis. La elección del método de regeneración depende de la especie, la tasa de éxito del método para producir plantas a un costo accesible y las condiciones locales de producción (El Meskaoui, 2013).

La micropropagación es un conjunto de técnicas y métodos de cultivo de tejidos vegetales utilizados principalmente para la propagación vegetativa de plantas, en forma rápida, eficiente y a gran escala. Se usa con el fin de clonar plantas de propagación vegetativa, plantas que poseen semillas recalcitrantes o de propagación sexual, que son consideradas élite por algún criterio de interés, para clonarlas y obtenerlas libres de enfermedades, ya sea con fines comerciales o de conservación.

La micropropagación es considerada como la verdadera propagación clonal de un genotipo seleccionado utilizando técnicas de cultivo *in vitro*. Con mucha frecuencia, la micropropagación es asociada con la producción masiva a un precio competitivo (Deberg, 1991). Además, es usada para propagar nuevas variedades, como aquellas obtenidas por ingeniería genética, mutagénesis o mejoramiento genético. La multiplicación de plantas mediante la proliferación de brotes axilares es el método de micropropagación más confiable en términos de estabilidad genética del material obtenido (George, 1993).

La micropropagación no solo permite la producción de materiales uniformes a gran escala, sino también seleccionar características clave como la resistencia a factores bióticos (plagas y enfermedades) y factores abióticos (herbicidas, sales, sequia, metales pesados, temperaturas extremas). Entre sus ventajas evita que proliferen agentes patógenos, permite el estudio de procesos fisiológicos, garantiza la obtención de mayor cantidad de individuos en espacios reducidos, y proporciona facilidad de transporte del material vegetal.

Por otro lado, la propagación de árboles forestales mejorados, a partir de semillas, está limitada por sus ciclos de vida largos, por lo cual se considera la posibilidad de obtener, mediante esta técnica del cultivo de tejidos vegetales, árboles con un sello genético característico, genéticamente diferenciados llamados “élite”, y de esta forma propagar clonalmente árboles que representen el carácter deseado.

### **Micropropagación de *Prosopis* spp.**

El cultivo de tejidos de especies del género *Prosopis* podría ser una alternativa para la reforestación de zonas áridas; puesto que la técnica de micropropagación posibilita la propagación clonal masiva de individuos élite. Sin embargo, las especies de *Prosopis* han mostrado cierto grado de recalcitrancia al cultivo *in vitro* (Harris, 1992).

Las especies de *Prosopis*, además de tener lento crecimiento, muestran una amplia gama de caracteres debido a su naturaleza heterocigótica. Después de una cuidadosa selección de germoplasma, un programa de mejora para resistencia a plagas y enfermedades



podría iniciarse mediante métodos de reproducción convencionales, o en combinación con técnicas de cultivo de tejidos vegetales, células y protoplastos, con la finalidad de desarrollar clones de árboles élite (Bhansali, 2010).

Los reportes de regeneración de plantas completas a partir de yemas incluyen a *P. alba*, *P. chilensis*, *P. cineraria*, *P. glandulosa*, *P. juliflora* y *P. tamarugo*. Muchos de los factores que afectan la producción de plantas completas *in vitro* son aquellos que influyen en el enraizamiento de los esquejes convencionales. Las diferentes especies de *Prosopis* responden de manera diferente a las mismas condiciones de cultivo *in vitro*. Por ejemplo, usando yemas apicales, Walton et al. (1990) obtuvieron diferentes respuestas en material vegetal de *P. glandulosa* (100 %), *P. alba* (94 %), *P. juliflora* (74 %), *P. chilensis* (67 %), *P. cineraria* (9 %) y *P. tamarugo* (4 %). Otros investigadores obtuvieron diferentes respuestas para cada una de las especies mencionadas (Harris, 1992).

Al igual que con las estacas convencionales, la edad de la planta madre, de la cual se extraen los explantes, influye en el éxito de la regeneración. Investigadores como Arce y Balboa (1991) y Walton et al. (1990) han reportado que conforme aumenta la edad de la planta madre, fuente de explantes, disminuye el enraizamiento *in vivo*. Sin embargo, hay reportes de regeneración de especies de *Prosopis* a partir de plantas madre bastante adultas. Esto se ha puesto en evidencia en el INIA; puesto que se han logrado clonar plantas madre de *P. pallida* procedentes de individuos longevos registrados en el Santuario Bosque de Pomac, en Lambayeque, Perú.

Se ha demostrado, en experimentos de corta duración, la formación de brotes múltiples y todas las etapas de un protocolo completo de micropropagación para *Prosopis*. Sin embargo, no se han establecido programas porque las especies del género *Prosopis* han demostrado tener recalcitrancia al cultivo *in vitro* sostenido. Después de un período en cultivo, los explantes se tornan cloróticos, se defolian y las yemas se necrosan (Tabone et al., 1986; Yao et al., 1989; Harris, 1992).

### **Micropropagación del algarrobo de la especie *Prosopis pallida***

Las especies forestales leñosas como *P. pallida*, se caracterizan por tener un tejido lignificado que proporciona rigidez a las paredes celulares; son de crecimiento lento y ciclo vegetativo corto, por lo que se recomienda usar las yemas laterales o apicales para la propagación *in vitro* (Ramos, 2012).

En el INIA se ha realizado la micropropagación de algarrobo a partir de yemas apicales provenientes de plántulas germinadas *in vitro*. A continuación, se presenta el protocolo desarrollado:

#### **Fase 0: Acondicionamiento de la planta madre**

La planta madre, élite o stock es aquella a partir de la cual se extraen los explantes, que en este caso son las yemas. Es recomendable disponer de plantas madre en condiciones de invernadero o casas malla con el fin de mantenerlas adecuadamente sanas y vigorosas. Cuando es difícil mantener plantas forestales en esas condiciones, una alternativa es extraer una estaca de la planta élite del campo y clonarla, de esta forma se logra tener su réplica en condiciones de invernadero o casa malla.

Las yemas apicales para el establecimiento *in vitro* pueden ser extraídas de plantas madre o provenir de plántulas de la germinación de semillas de la planta élite. La edad de la planta madre influye en el éxito de la regeneración, es más fácil lograr el desarrollo *in vitro* a partir de explantes provenientes de plantas jóvenes que de plantas adultas, debido a que se requiere inducir el proceso de juvenalización.

También es importante el buen estado fitosanitario de la planta madre, por lo que se recomienda realizar aplicaciones quincenales de un fungicida sistémico para disminuir las posibilidades de contaminación en el establecimiento *in vitro*. Asimismo, una adecuada nutrición permite disponer de una planta vigorosa.

La estación del año influye mucho en la respuesta al establecimiento *in vitro*; aunque no se dispone de reportes para *P. pallida*. Harris (1992) menciona que las especies de *Prosopis* son similares a otros árboles con respuesta de enraizamiento estacional que parecen estar correlacionados con los ciclos estacionales de dormancia o crecimiento activo.

La aplicación de reguladores del crecimiento vegetal podría de alguna forma inducir un mejor establecimiento o disponer de mayor cantidad de brotes para su establecimiento *in vitro*; estos son temas que aún no han sido estudiados en esta especie.

### **Fase 1: Establecimiento o iniciación**

Esta etapa corresponde al inicio en condiciones *in vitro*, para lo cual los explantes son desinfectados en condiciones asépticas y sembrados en tubos conteniendo medios de cultivo adecuados para su desarrollo.

En el caso de *P. pallida* se requiere realizar un tratamiento pre-germinativo para asegurar un alto porcentaje de germinación, que consiste en remojar las semillas en agua caliente (80 °C) durante diez minutos antes de proceder a la desinfección superficial.

La desinfección superficial tiene los siguientes pasos:

1. Lavar las semillas con detergente común, enjuagar con agua potable hasta eliminar los restos de detergente
2. Enjuagar tres veces con agua destilada
3. Remojar en una solución del fungicida Benomyl (0.2 %) durante una hora
4. Sumergir las semillas en alcohol al 70 % durante un minuto, en condiciones de cámara de flujo laminar
5. Remojar en una solución de hipoclorito de sodio durante 15 minutos
6. Enjuagar 3 veces con agua destilada estéril

Luego sembrar en medio de cultivo de Murashige & Skoog (1962) - MS, contenido en tubos de ensayo. Incubar a 26 °C, con un fotoperiodo de 16 h luz y 3 000 lux de intensidad luminosa. A las dos semanas de la siembra, las plántulas provenientes de la germinación están listas para su subcultivo a medio de multiplicación (Figura 43).



Figura 43. Plántula de algarrobo para seccionar la yema apical.  
Foto: Jean Carlo Rivera.

### **Fase 2: Multiplicación**

Es importante utilizar las microestacas a los 8 o 10 días de la germinación, y no dejarlas más días en el medio de germinación porque se debilitan las plántulas, lo que resulta en menor desarrollo de brotes. Esto coincide con lo reportado por Buendía (2017), quien indicó que para el género *Prosopis*, es recomendable no dejar pasar mucho tiempo después de germinadas las semillas para obtener los explantes.

Es necesario extraer las yemas con sus respectivas hojas cotiledonales (Figura 44) y sembrar en medio de plantas leñosas –WPM (Lloy & MCown, 1980), libre de reguladores de crecimiento, y contenido en tubos de ensayo cubiertos con tapones de algodón y gasa estéril. Luego se incuban a 26 °C, con un fotoperiodo de 16 h luz y 3 000 lux de intensidad luminosa.

Se ha observado sensibilidad de microestacas de *P. pallida* a la alta humedad relativa contenida en frascos o tubos con tapas plásticas o cubiertos con papel aluminio. Por tal motivo, se recomienda optar por el uso de tapas de gasa y algodón, para asegurar la menor humedad relativa y, por consiguiente, una mayor aireación en el tubo que las contiene. Este procedimiento es de gran importancia para el desarrollo de los explantes, puesto que permite el intercambio gaseoso, el cual es un factor crucial para la translocación de nutrientes a través del xilema. Puesto que la mayoría de sistemas de cultivo de tejidos vegetales emplean frascos herméticamente cerrados para prevenir la evaporación, en algunos casos, estos sellos crean algunas condiciones físicas y químicas que dificultan el desarrollo de la planta (Rivera, 2017). Probablemente la condición que tiene *P. pallida* como planta de climas desérticos condiciona su desarrollo a alta humedad, la cual ocasiona necrosis de los ápices y muerte de la microestaca.



Los subcultivos a un medio fresco deben realizarse cada 4 semanas, puesto que mayor tiempo conduce a la muerte de las yemas y entrenudos (Figura 45). Esto ocasiona que la tasa de multiplicación obtenida sea de 2.4 brotes/4 semanas (Rivera, 2017). Minchala et al. (2014) reportaron 2.8 brotes/ 90 días, y Goyal & Arya (1984) han estimado de 3 a 5 plantas regeneradas por explante en 100 días; ambos son periodos bastante diferentes de comparar.

Es importante considerar que pocos investigadores proporcionan la tasa de propagación promedio, considerando las pérdidas debidas a necrosis, contaminación, deficiencias del procedimiento de transferencia *in vitro* a *in vivo*, etc. Esta información debería reportarse porque ayudaría en la optimización de protocolos de micropropagación.

Las respuestas a la micropropagación difieren entre especies de *Prosopis*, y en la mayoría de casos se reportan bajas tasas de propagación. Por ejemplo, en *P. cineraria* se ha evidenciado que los explantes de diferentes genotipos, y aquellos que provienen del mismo genotipo, difieren en su potencial regenerativo en el mismo medio. Asimismo, estos explantes muestran variación significativa en la expresión fenotípica, relacionadas a la regeneración tardía, el tamaño, la longitud y el vigor de los brotes regenerados y la expansión de la hoja (Nandwani citado por Ramawat 2010).

Los resultados obtenidos en diferentes evaluaciones difieren debido a que emplean genotipos diferentes, siendo difíciles de reproducir y comparar. Ante esta situación, es necesario indicar detalladamente las características de la planta madre utilizada en las investigaciones, puesto que algunas especies serían muy recalcitrantes a la regeneración. Se han realizado varios intentos para demostrar la aplicación de técnicas del cultivo de tejidos vegetales a las especies de *Prosopis*; habiendo estado centradas las investigaciones usando explantes provenientes de plantas jóvenes (Jordan, 1987; Nandwani citado por Ramawat 2010).



Figura 44. Plántula de algarrobo listas para subcultivo a medio de multiplicación.  
Foto: Rosa Cabrera.





Figura 45. Seccionamiento de plántulas en yema apical (A) y entrenudos (B).  
Fotos: Rosa Cabrera.

### Fase 3: Enraizamiento

Las plántulas, antes de ser retiradas del laboratorio para continuar a la siguiente fase, deben tener un adecuado sistema radicular que les servirá de soporte para mantenerse en el sustrato.

En esta etapa se busca lograr la formación de raíces en las plántulas obtenidas de la etapa anterior. Generalmente se usa auxinas para la inducción radicular, aunque algunas especies no requieren adición de éstas y, solo en un medio de cultivo basal forman su sistema radicular.

En el caso de *P. pallida*, es necesario que pequeñas microestacas de 2 a 2.5 cm de longitud sean subcultivadas a medio WPM adicionado de 0.5 mg/L ácido indol butírico (AIB). Luego deben ser incubadas durante 5 semanas a 26 °C, con fotoperiodo de 16 h luz, 70 % de humedad relativa, y 3 000 lux de intensidad luminosa.

Se puede observar la formación de nódulos en el sistema radicular, puesto que *P. pallida* es una leguminosa (Figura 46).



Figura 46. Plántula de *Prosopis* enraizada (A y B).  
Fotos: Rosa Cabrera.

### Fase 4: Aclimatación

Esta es una etapa crucial en la micropropagación de cualquier especie, puesto que si no se logra aclimatar entre 90 y 100 % de las plántulas regeneradas, esta técnica no sería rentable. En esta fase se busca lograr que las plántulas enraizadas logren aclimatarse a



condiciones *ex vitro*, es decir baja humedad relativa y alta luminosidad, y esto se realiza en condiciones de invernadero.

Teniendo en cuenta que las plántulas obtenidas tienen una delgada capa de cera cuticular y epicuticular, estomas, y son mayormente heterotróficas, es que se requiere un lento proceso de aclimatación. Durante este periodo es crucial disminuir paulatinamente la humedad relativa del microambiente en el que se están aclimatando.

Las plántulas a aclimatar son retiradas de los tubos que las contienen y se lavan con agua de caño para retirar los restos de agar adheridos a las raíces y cuello de la plántula, y así evitar el desarrollo de hongos saprófitos. Luego se procede a sembrar las plántulas en sustrato Premix #8 humedecido, el cual tiene en su composición musgo y vermiculita, y se colocan en un fitotrón con fotoperiodo de 16 horas luz y alta humedad relativa. Después de una semana de iniciado el proceso de aclimatación se va disminuyendo progresivamente la humedad relativa hasta lograr las condiciones ambientales naturales a los 30 días.

Se observará el crecimiento de las plántulas, así como la formación de nuevas hojas de apariencia cerosa. Transcurrido ese periodo, las plántulas aclimatadas de *P. pallida* están listas para su traslado a vivero (Figura 47).



Figura 47. Plántulas de algarrobo aclimatadas.  
Foto: Jean Carlo Rivera.







## 8. Características y criterios de selección de árboles élite

La selección de árboles con características deseables de especies multipropósito es más complicada en comparación con los árboles que solo se utilizan para fines únicos, como madera o pulpa. Para los árboles de madera, es ideal un solo tronco con una ramificación mínima. En contraste, considerando los múltiples usos de las especies de algarrobo, las características ideales de un árbol serían: de un solo fuste, copa aparasolada, vigoroso, sano, con ausencia de espinas, altamente productivo y con frutos grandes y considerablemente dulces. El primer reto es seleccionar árboles plus para usarlos como progenitores en las poblaciones de mejoramiento y de producción.

Existen pocos estudios basados en la selección de germoplasma superior para la obtención de individuos élite con variables de alta heredabilidad. En investigaciones realizadas en plantaciones jóvenes de *P. alba*, *P. glandulosa*, *P. velutina*, *P. nigra* y *P. articulata*, durante tres años en dos lugares de California, Oduol et al., (1986), evaluaron la proteína de la vaina y su concentración de azúcar determinándose que la heredabilidad fue mayor para el contenido de proteína de vaina en comparación con el contenido de azúcar de vaina, y el contenido de proteína de vaina fue más estable en ambos lugares que el contenido de azúcar de vaina. En otro estudio se analizaron la heredabilidad de la altura y producción de vainas a partir de progenie de la especie *P. alba* y la clonación de árboles élite para producir semillas y clones genéticamente mejorados (Felker et al., 2001). En el Perú, *P. pallida* y *P. juliflora* son las especies más abundantes y en una investigación realizada en Piura, se clonaron árboles élite con características de más de 20 cm de diámetro a la altura de pecho, forma erecta, 100 % de ramas con vainas con sabor muy dulce (Albán et al., 2002).

De acuerdo con los resultados obtenidos de las investigaciones realizadas, se ha creado un diagrama para un programa de obtención de árboles élite para el algarrobo (Figura 48). La primera etapa es fundamental, pues facilitará las etapas continuas.

La selección de los árboles élite implica los siguientes pasos sugeridos por Ipinza (1998):

1. Definir el método de selección, el carácter o rasgo que se considerará y los requisitos mínimos de los árboles candidatos.
2. Elegir las áreas y poblaciones donde se efectuará la selección. Es deseable que éstas sean de las mejores procedencias conocidas y que se encuentren plantadas en el área donde se realizará el programa de mejoramiento, para evitar reducciones en la ganancia genética por efecto de la interacción genotipo – ambiente.
3. Prospeccionar sistemáticamente las áreas elegidas y seleccionar los árboles candidatos. Por lo general, lo debe efectuar personal previamente capacitado. Preferiblemente, cuando se selecciona en plantaciones o en rodales naturales coetáneos, los árboles candidatos no deben ser árboles de borde.
4. Los árboles élite deben ubicarse en un área que presente alguna forma de acceso. Que el área no haya sido sometida a intenso aprovechamiento selectivo y se encuentre libre de plagas y enfermedades.



5. Los individuos deben demostrar la edad y la capacidad para la producción de semilla. No se debe elegir individuos muy jóvenes o longevos.

Para la selección de árboles élite de algarrobo, se recomienda el método de árboles de comparación. La aplicación de este método consiste en la comparación del árbol candidato con los árboles vecinos para las características que son objeto de mejoramiento. Frecuentemente, la comparación se efectúa con respecto de los cinco mejores árboles que existen dentro de una vecindad, la cual normalmente se define como un círculo de 10 a 20 metros de radio, con el árbol candidato como centro. Para la aplicación del método se ha creado un formulario de campo (Tabla 7), en el cual se deben registrar las medidas o puntajes asignados a los árboles de comparación y al árbol candidato. Posteriormente se efectúan los cálculos para obtener el diferencial de selección o el puntaje final del árbol candidato, el cual depende de la superioridad del candidato con respecto a los de comparación.

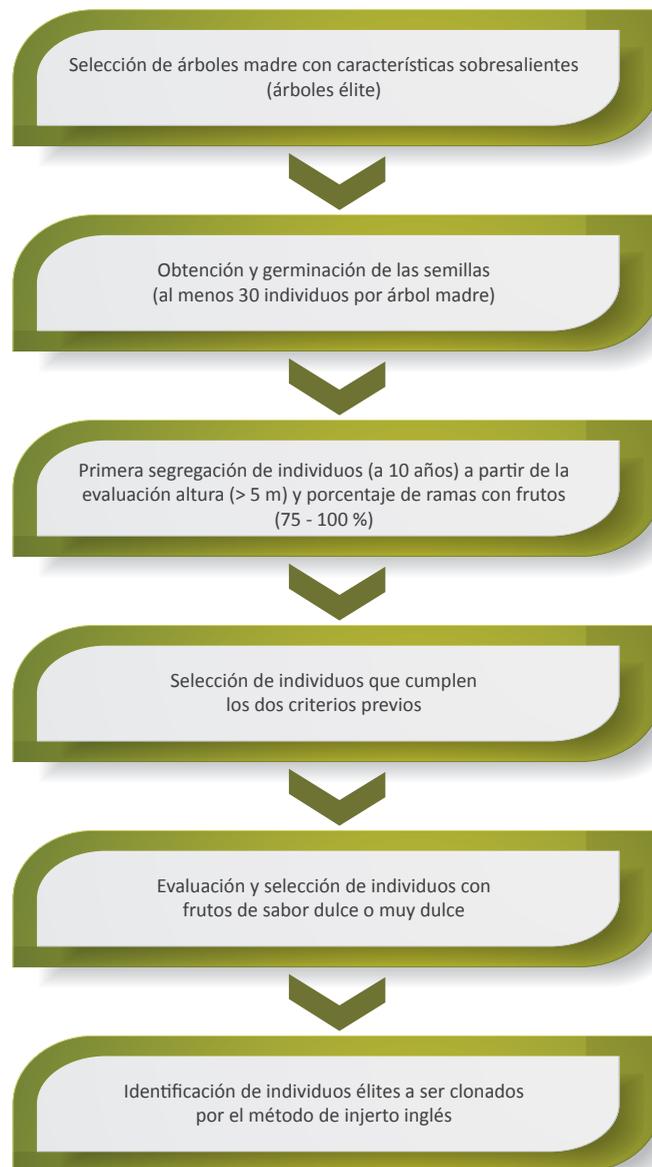


Figura 48. Propuesta de criterios de selección para el establecimiento de un programa de obtención de árboles élite de *Prosopis pallida*. Adaptado de Felker et al., (2001) y Albán et al., (2002).



Tabla 7.

*Matriz de valoración de candidatos a árbol plus de las especies de Prosopis.*

| Árbol     | Porcentaje de ramas con fruto <sup>A</sup> (0.3) | Palatabilidad <sup>B</sup> (0.2) | Forma de la copa <sup>C</sup> (0.2) | Estado Fitosanitario <sup>D</sup> (0.15) | Forma del fuste <sup>E</sup> (0.15) | Puntaje (1) |
|-----------|--|----------------------------------|-------------------------------------|--|-------------------------------------|-------------|
| Candidato |  |                                  |                                     |  |                                     |             |
| Vecino 1  |  |                                  |                                     |  |                                     |             |
| Vecino 2  |  |                                  |                                     |  |                                     |             |
| Vecino 3  |  |                                  |                                     |  |                                     |             |
| Vecino 4  |  |                                  |                                     |  |                                     |             |

A Porcentaje de ramas con fruto: 2. 100 %; 1. 75 %

B Palatabilidad: 2. Muy dulce; 1. Dulce

C Forma de la copa: 2. Aparasolada; 1. Regular

D Estado fitosanitario: 2. Sano; 1. Presencia de ataque biológico

E Forma del fuste: 2. Recto; 1. Torcido

Adaptado de Aguirre y Fassbender (2013).







## 9. Glosario

**Antena.** Primer par de apéndices, situado a cada lado de la cabeza de los insectos, generalmente formado por numerosos artejos; cumple función sensorial.

**Artejo.** Segmento que forma parte de un apéndice.

**Cápsula cefálica.** Exoesqueleto de la cabeza de un insecto.

**Capullo.** Cobertura protectora de la pupa, generalmente construida por la larva de último estadio antes del período prepupal, hecha de seda o material viscoso que puede aglutinar o cementar partículas del sustrato, tales como, arena, arcilla, aserrín, heces, etc. A veces usado como sinónimo de abrigo.

**Coleóptero.** Insectos con el primer par de alas modificado en élitros (alas esclerosadas), los que no pueden o no cubrir el abdomen.

**Eclosión.** Emergencia de las formas jóvenes a partir de huevos. También suele utilizarse para indicar la emergencia de adultos a partir de la pupa.

**Élitro.** Primer par de alas gruesas y resistentes que en reposo protegen al segundo par. Son propias de los coleópteros.

**Esbozo alar.** Ala incompletamente desarrollada, recogida en una vaina cuticular (pteroteca), que presentan los últimos estadios ninfales en los insectos heterometábolos.

**Escama.** Material que cubre las alas de los lepidópteros.

**Estadio.** Cada una de las etapas del estado ninfal o larval; cada estadio está delimitado por el período entre dos mudas; el número de estadios ninfales o larvales es fijo en la mayoría de las especies y variable en algunas.

**Espina.** Proceso externo multicelular de la pared del cuerpo, generalmente fijo, sin pequeño anillo cuticular o alveolo en la base.

**Espiráculo.** Orificio respiratorio externo del sistema traqueal de los insectos y ciertos arácnidos.

**Exarata.** Pupa con apéndices y alas no fusionados al cuerpo y abdomen con cierta movilidad.

**Filiforme.** Filamentoso, que parece un hilo.

**Larva.** Joven insecto que abandona el huevo en un estado relativamente avanzado de desarrollo morfológico, diferenciándose del adulto por no poseer alas ni genitalia funcional, vive en el mismo hábitat que el adulto y con igual régimen alimenticio, aunque de menor tamaño.

**Mesocarpio o mesocarpo.** Capa intermedia del pericarpo.

**Ninfa.** Joven insecto Individuo inmaduro en el desarrollo de algunos insectos, que no difiere esencialmente del adulto más que el desarrollo de la genitalia y de las estructuras alares.

**Obtecta.** Tipo de pupa en la que los apéndices y esbozos alares están firmemente pegados a cuerpo por una secreción producida en la última muda larvaria.





**Polilla.** Lepidóptero de hábitos nocturnos, generalmente de colores oscuros.

**Pericarpo o pericarpio.** En los frutos propiamente dichos, la cubierta de los mismos, que corresponde a la hoja carpelar más o menos profundamente modificada. Formado de tres capas, el epicarpio, el endocarpio y, entre ambos, el mesocarpio.

**Pronoto.** La parte dorsal del segmento torácico anterior o protórax.

**Protórax.** Segmento anterior del tórax o primer segmento del tórax, donde se inserta el primer par de patas.

**Pubescencia.** Pilosidad. Cubierto de pelos.

**Pupa.** Representa el estado intermedio entre la larva y el adulto; durante este estado el insecto no se alimenta y su movilidad es casi nula y en este periodo se llevan a cabo procesos de histólisis o histogénesis que reestructurarán un individuo completamente diferente. Por lo general se encuentran en el suelo, entre la vegetación, capullos o cerdas.

**Seta.** Cerdas o pelo fino, generalmente rígido

**Tibia.** Cuarto segmento de una pata, ubicada entre el fémur y el tarso.

**Vaina.** Fruto seco y dehiscente; legumbre.

**Venas.** Líneas de las alas.





## 10. Referencias

- Acosta, M.; Saavedra, S. y Bruno, C. (2012). Aplicación de la regresión logística en un estudio de emergencia de plántulas de algarrobo blanco (*Prosopis alba* Griseb.) en vivero, bajo diferentes concentraciones salinas. *Quebracho*, 20 (2): 78-84.
- Afonin, A., Greene S., Dzyubenko, N. and Frolov, A. (eds.). (2008). Plagas. *Acanthoscelide obtectus* Say. En Atlas interactivo de agricultura ecológica de Rusia y países vecinos. Plantas económicas y sus enfermedades, plagas y malezas. [http://www.agroatlas.ru/en/content/pests/Acanthoscelides\\_obtectus/](http://www.agroatlas.ru/en/content/pests/Acanthoscelides_obtectus/)
- Agrios, G. (2005). *Fitopatología*. México D.F.: Editorial Limusa S.A. 2 ed. 838 p.
- Aguirre, C. y Fassbender, D. (2013). Selección de árboles plus de siete especies forestales nativas de importancia ecológica y económica en la selva central del Perú. Documento de trabajo 18. Lima, Perú.
- Albán, L.; Matorel, M.; Romero, J.; Grados, N.; Cruz, G. y Felker, P. (2002). Cloning of elite, multipurpose trees of the *Prosopis juliflora/pallida* complex in Piura, Peru. *Agroforestry Systems*, 54(3):173-182.
- Alfaro, D. (1998). Estados inmaduros de insectos de las órdenes coleoptera, Diptera y Lepidoptera: manual de reconocimiento (No. 27). CATIE. <http://books.google.com.pe/books?id=OBZKox-vko0C&pg=PA20&dq=tipos+de+larvas&hl=es&sa=X&ei=3EM0VP2sEpPGsQTI6ICQBw&ved=0CCUQ6AEwAA#v=onepage&q=tipos%20de%20larvas&f=false>.
- Arce, P. y Balboa, O. (1991) Seasonality in rooting of *Prosopis chilensis* cuttings and *in vitro* micropropagation. *Forest Ecology and Management*, 40:163-173.
- Argedas, M. (2009). La corona de agallas (*Agrobacterium tumefaciens*). *Revista Forestal*, 6(16): 2 - 5.
- Bahillo De la Puebla, P. y Alonso R. I. (2009). Estudio faunístico de la familia Chysomelidae (Coleoptera, Phytophaga) en la Reserva de la Biosfera de Urdaibai. Informe. Eusko Jaurlaritzza Gobierno Vasco. Departamento de Ordenamiento del Territorio y Medio Ambiente. [http://www.osakidetza.euskadi.eus/contenidos/informe\\_estudio/coleopteros\\_fitofagos\\_urdaibai/es\\_doc/adjuntos/coleopteros\\_fitofagos\\_urdaibai.pdf](http://www.osakidetza.euskadi.eus/contenidos/informe_estudio/coleopteros_fitofagos_urdaibai/es_doc/adjuntos/coleopteros_fitofagos_urdaibai.pdf)
- Barrientos, J. (ed.). (2004). *Curso práctico de entomología*. Univ. Autónoma de Barcelona.
- Barriga-Tuñón, J. (2015). Bruchidae de Perú. En: *Coleóptera Neotropical*. [http://www.coleopteraneotropical.org/paginas/2\\_PAISES/Peru/Chrysomelidae/bruch\\_per.html](http://www.coleopteraneotropical.org/paginas/2_PAISES/Peru/Chrysomelidae/bruch_per.html)
- Beltrán, R. (2013). Citología de los meristemas radiculares de las semillas de *Prosopis pallida* (Humb & Bonpl. ex Willd.) “algarrobo pálido” mediante la impregnación argéntica. *REBIOL*, 2013, 33(1): 1-12.
- Bhansali, R. (2010). Biology and multiplication of *Prosopis* species grown in the desert. En: *Desert plants: biology and biotechnolgy*. Springer-Verlag Berlin Heidelberg.

- BOLFOR; Mostacedo, B. y Fredericksen, T.S. (2000). Manual de métodos básicos de muestreo y análisis en ecología vegetal. Editora El País, Santa Cruz, Bolivia. <http://www.bio-nica.info/biblioteca/mostacedo2000ecologiavegetal.pdf>.
- Brown, A. y Marshall, D. (1995). A basic sampling strategy: theory and practice. In: Collecting plant genetic diversity: technical guidelines. Guarino, L.; Rao, V.R. & Reid, R. (eds.). CAB International, Wallingford, Reino Unido.
- Buendía, L.; Orozco, J.; Cruz, F., Chávez, V. y Vernon, E. (2007). Clonal propagation of mesquite tree (*Prosopis laevigata* Humb. & Bonpl. Ex Willd. M.C. Johnston). I. Via cotyledonary nodes. *In Vitro Cellular & Developmental Biology – Plant*, 43: 260-266.
- Burkart, A. (1976). A monograph of the Genus *Prosopis* (Leguminosae SubFam. Mimosoideae. *Journal of the Arnold Arboretum*, 57. <https://www.biodiversitylibrary.org/page/11016233#page/257/mode/thumb>
- Burghardt, M.; Brizuela, M.; Mom, M.; Albán, L. y Palacios, R. (2010). Análisis numérico de las especies de *Prosopis* L. (Fabaceae) de las costas de Perú y Ecuador. *Revista peruana de biología*, 17(3): 317 - 323. Facultad de Ciencias Biológicas UNMSM. Versión Online ISSN 1727-9933. <https://revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe/index.php/rpb/article/view/6/6>
- Cannon, P.; Damm, U.; Johnston, P. Weir, B. (2012). *Colletotrichum* – current status and future directions. *Studies in Mycology*, 73: 181-213.
- Cardich, B. (1997). Una historia sobre los quilates y los algarrobos. *Revista del Programa de Estudios Generales de la Universidad de Lima*, 4-5: 103-111.
- Charcape, M.; Claudia, Z. y Mostacero, J. (2010). Plantas medicinales nativas de la región Piura. JDE & Service, Piura.
- Chipana, K. (2019). Ocurrencia estacional de un Cecidomyiidae en algarrobo (*Prosopis pallida*) H.B.K. en Pacasmayo – Perú [Tesis de Pregrado]. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima.
- Cisneros, F. (1995). Las relaciones entre las plagas y las plantas. En: *Control de plagas agrícolas*. [https://hortintl.cals.ncsu.edu/sites/default/files/Las\\_relaciones\\_entre\\_las\\_plagas\\_y\\_las\\_plantas.pdf](https://hortintl.cals.ncsu.edu/sites/default/files/Las_relaciones_entre_las_plagas_y_las_plantas.pdf)
- Cisneros, F.; Alcázar J.; Palacios, M. y Ortiz, O. (1995). Una estrategia para el desarrollo e implementación del Manejo integrado de plagas. CIP-Circular. Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú.21(3): 2-7
- Comisión Nacional contra la Biopiratería (2019). Algarrobo. Biopat Perú. Año 5. N° 2
- Conn, H. (1942). Validity of the genus *Alcaligenes*. *Journal of Bacteriology*, 44: 353 - 360.
- Costa, C., Ide, S., y Simonka, C.E. (2006). Insectos inmaduros: metamorphosis e identificación. Zaragoza: SEA/CYTED/RIBES. [http://seaentomologia.org/PDF/M3M5/207\\_218\\_Glosario.pdf](http://seaentomologia.org/PDF/M3M5/207_218_Glosario.pdf)

- Dan, C. (1983). Ecología, control e identificación de insectos del nuevo mundo que Infestan la semilla de *Prosopis* (Leguminosae). En Manual sobre insectos que infestan las semillas de *Prosopis*. Roma: FAO. <http://www.fao.org/3/Q4165S/Q4165S02.htm#ch2>
- Debergh, P.C. y Zimmerman, R.H. (1991). Micropropagation technology and application. Kluwer Academic Publishers. Netherlands.
- De La Torre-Almaráz, R.; Cota-Trujillo, F.M.; García-Rojas, J.L.; Campos, J.E.; San-Martín, F. (2009). Etiology of mesquite dieback (*Prosopis laevigata* L.) in the biosphere reserve of Zapotitlán valley. Edit, México.
- Depenthala, J. y Meitzner, L. (2018). Community use and knowledge of algarrobo (*Prosopis pallida*) and implications for Peruvian dry forest conservation. *Tropical Journal of Environmental Sciences*, 52(1): 49-70. DOI: <http://dx.doi.org/10.15359/rca.52-1.3>
- Díaz, A. (1995). Los algarrobos. CONCYTEC, Lima, Perú.
- Diodato, L. y Carabajal de Belluomini, M. (2016). Insectos que inciden en la producción de algarrobo blanco (*Prosopis alba*). Segundas Jornadas Forestales de Santiago del Estero, Argentina, 16 y 17 junio. <https://fcf.unse.edu.ar/eventos/2-jornadas-forestales/pdfs/Plagas%20de%20algarrobo%20blanco.pdf>
- Di Sacco, A.; Way, M.; León, P. y Suarez, C. (2018). Manual de recolección, procesamiento y almacenamiento de semillas de plantas silvestres. V1.2. Royal Botanical Garden Kew. [http://brahmsonline.kew.org/Content/Projects/msbp/resources/Training/Manual-de-SemillasV1.2\\_Esp.pdf](http://brahmsonline.kew.org/Content/Projects/msbp/resources/Training/Manual-de-SemillasV1.2_Esp.pdf)
- Dostert, N.; Roque, J.; Cano, A.; La Torre, M. y Weigend, M. (2012). Hoja botánica: algarrobo *Prosopis pallida* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Kunth. Proyecto Perú Diverso. Cooperación Alemana al Desarrollo. Perú. [http://www.botconsult.com/downloads/Hoja\\_Botanica\\_Algarrobo\\_2012.pdf](http://www.botconsult.com/downloads/Hoja_Botanica_Algarrobo_2012.pdf)
- Duta, S. y Ibaraki, Y. (2006). Plant tissue culture engineering. Springer, Dordrecht, USA.
- El Meskaoui, A. (2013). Plant cell tissue and organ culture biotechnology and its application in medicinal and aromatic plants. *Medicinal & Aromatic Plants*, 2: 3. doi:10.4172/2167-0412.1000e147
- Estrada, S.P. (2008). Aislamiento y diversidad de especies de Burkholderia de distintos ambientes de Tamaulipas. CBG-IPN.SIP 20080500. P:1
- FAO (1990). Glosario de Términos Fitosanitarios. Boletín fitosanitario, 38 (1) 5-23. <http://www.fao.org/3/w3587e/w3587e03.htm>
- FAO (2000). El género *Prosopis* "algarrobos" en América Latina y el Caribe: distribución, bioecología, usos y manejo. <http://www.fao.org/3/AD314S/AD314S08.htm>
- FAO (2010). Evaluación de los recursos forestales mundiales. 381p <http://www.fao.org/3/i1757s/i1757s.pdf>

- Felker, P.; Lopez, C.; Soulier, C.; Ochoa, J.; Abdala, R. y Ewens, M. (2001). Genetic evaluation of *Prosopis alba* (algarrobo) in Argentina for cloning elite trees. *Agroforestry Systems*, 53(1): 65–76.
- Ferreira, R. (1987). Estudios sistemáticos de los algarrobos de la costa norte de Perú. Dirección de Investigación Forestal y Fauna. Ministerio de Agricultura, Lima, Perú.
- Fiorentino, D.C. y Diodato, L. (1991). Breve panorama de las plagas entomológicas forestales argentinas. *Sistemas Forestales*, 0(1): 181-190. [https://doi.org/10.1016/0022-474X\(94\)90189-9](https://doi.org/10.1016/0022-474X(94)90189-9)
- Florentino, D., Bellomo, V. y Diodato, O. (1995). Coleópteros cerambícidos xilófagos del Parque Chequeño Seco (Argentina). *Boletín de Sanidad Vegetal - Plagas*, 21: 617-626. [https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf\\_plagas%2FBSVP-21-04-617-626.pdf](https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf_plagas%2FBSVP-21-04-617-626.pdf)
- Flor-Caravia, E. (2013). Evaluación de medios de cultivo para la micropropagación de algarrobo tropical (*Prosopis pallida*) H.B.K. quito, pichincha. [Tesis de Pregrado]. Universidad Central del Ecuador, Facultad de Ingeniería Agrónoma. Quito, Ecuador.
- Font Quer, P. (2001). *Diccionario de botánica*. 2 ed. Barcelona: Ediciones Península S.A.
- Fontana, M.; Pérez, V. y Luna, C. (2014). Efecto de tratamientos pregerminativos sobre los parámetros de vigor en semillas de *Prosopis alba* de diferentes procedencias geográficas. [https://www.researchgate.net/publication/326197657\\_efecto\\_de\\_tratamientos\\_pregerminativos\\_sobre\\_los\\_parametros\\_de\\_vigor\\_en\\_semillas\\_de\\_prosopis\\_alba\\_de\\_diferentes\\_procedencias\\_geograficas.pdf](https://www.researchgate.net/publication/326197657_efecto_de_tratamientos_pregerminativos_sobre_los_parametros_de_vigor_en_semillas_de_prosopis_alba_de_diferentes_procedencias_geograficas.pdf)
- Galera, F. M. (2000). El género *Prosopis* “algarrobos” en América Latina y El Caribe. Distribución, bioecología, usos y manejo. *Prosopis pallida* (H. et Bonpl. ex Willd.) H.B.K. En las especies del género *Prosopis* (algarrobos) de América Latina con especial énfasis en aquellas de interés económico. <http://www.fao.org/3/ad314s/AD314S08.htm#ch1.24>
- García, J. y Oré, E. (2017). Guía Ilustrada de Plagas en Plantas Medicinales. Lima: Gráfica Andina Perú S. A. C.
- George, E. y Sherrington, P. (1993). *Plant propagation by tissue culture: Part 1: the technology*. London, Exegetics Limited.
- Gold, L.; León-Lobos, P. y Way, M. (2004). Manual de recolección de semillas de plantas silvestres para conservación a largo plazo y restauración ecológica. Instituto de Investigaciones Agropecuarias, Centro Regional de Investigación Intihuasi, La Serena, Chile. [http://www.inia.cl/recursosgeneticos/descargas/manual\\_de\\_semillas.pdf](http://www.inia.cl/recursosgeneticos/descargas/manual_de_semillas.pdf)
- Goyal Y. y Arya, H.C. (1984). Tissue culture of desert trees: I. Clonal multiplication of *Prosopis cineraria* by bud culture. *Journal of Plant Physiology*, 115: 183–189.
- Habit, M.A.; Contreras, D. y González, R.H. (1981). *Prosopis tamarugo*: Arbusto forrajero para zonas áridas. Roma: FAO. <http://www.fao.org/3/ad318s/AD318S00.htm#TOC>



- Harris, P. (1992). Vegetative propagation of *Prosopis*. In: Dutton, R. (eds.). *Prosopis* species: aspects of their value, research and development. Reino Unido, University of Durham.
- Harris, P.; Pasiiecznik, N.; Bradbury, M. y Vera-Cruz, M. (1996). Comparative physiology, field performance and propagation of *Prosopis*. Final report ODA Project R4733, Overseas Development Administration, London, UK.
- Harsh, L.; Tewari, J.; Sharma, N. y Felker, P. (1996). Performance of *Prosopis* species in arid regions of India. pp. 4.21-4.34. In: Felker, P. & Moss, J. (eds.) *Prosopis*: semiarid fuelwood and forage tree; building consensus for the disenfranchised. Center for Semi-Arid Forest Resources, Kingsville, Texas, USA.
- Huertas, P. (1988). Insectos consumidores de vainas de *Prosopis* en Olmos, departamento de Lambayeque-Perú. *Zonas Áridas*, 5: 53-56.
- Hsieh, H.; Ju, Y. y Rogers J. (2005). Molecular phylogeny of hypoxylon and closely related genera. *The Mycological Society of America*, 97: 844 - 865.
- IBPGR – International Board for Plant Genetic Resources (1982). *Phaseolus vulgaris* Descriptors. International Board for Plant Genetic Resources. Roma, Italy.
- IIAP – Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (2014). Manual de recolección de semillas de especies forestales nativa: experiencia en Molinopampa, Amazonas – Perú. <http://www.iiap.org.pe/upload/Publicacion/PUBL1418.pdf>
- INIA Formato DIA 41. (2008). Conservación bajo condiciones *ex situ* de germoplasma del género *Prosopis* del noroeste del Perú.
- INIEA Directiva 01-05 “Normas que definen el uso estandarizado de formatos para la documentación de los datos de pasaporte en el Banco de Germoplasma *ex situ* de la SUDIRGEB-INIA”. (2005). Lima-Perú: Unidad de Medios y Comunicación Técnica.
- Ipinza R. (1998). Métodos de selección de árboles plus. En: Ipinza, R.; Gutiérrez, B. & Emhart, V. (eds.). Curso mejora genética forestal operativa. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Forestales.
- Jaramillo, S. y Baena, M. (2000). Material de apoyo a la capacitación en conservación *ex situ* de recursos fitogenéticos. Instituto Internacional de Recursos Fitogenéticos. Recuperado de: [https://www.biodiversityinternational.org/fileadmin/\\_migrated/uploads/tx\\_news/1645\\_Material\\_de\\_apoyo\\_a\\_la\\_capacitaci%3%b3n\\_en\\_conservaci%3%b3n\\_ex\\_situ\\_de\\_recurso\\_fitogen%3%a9ticos.pdf](https://www.biodiversityinternational.org/fileadmin/_migrated/uploads/tx_news/1645_Material_de_apoyo_a_la_capacitaci%3%b3n_en_conservaci%3%b3n_ex_situ_de_recurso_fitogen%3%a9ticos.pdf).
- Jeffries, P.; Dood, J.; Jeger, M. y Plumbley, R. (1990). The biology and control of *Colletotrichum* species on tropical fruit crops. *Plant Pathology*, 39(3):343 - 366.
- Jordan, M. (1987). *In vitro* culture of *Prosopis* species. In: Bonga, J.M. & Durzan, D.J. (eds.) Cell and tissue culture in forestry: forestry sciences. Vol. 24-26. Springer, Dordrecht.
- Juárez, J; Alvaro, M; Valdez, R. (2001). Escarificación de semillas de mezquite (*Prosopis laevigata*) para aumentar la eficiencia en la germinación (en línea). 5ta Jornada de Investigación. Universidad Autónoma de Zacatecas. Zacatecas, México.





- Kale, S.B. (1967). The genus *Rosellinia* in India. Botany Department, S.C.S. College, Omerga. Dist.: Osmanabad, Maharashtra, India.
- Kew Botanic Garden. Seed information database. <https://data.kew.org/sid/SidServlet?Clade=&Order=&Family=&APG=off&Genus=Prosopis&Species=chilensis&StorBehav>
- Juárez, G.; Grados, N. y Cruz, G. (2016). Insectos asociados a *Prosopis pallida* (Humb.y Bonpl. ex.Wild.) en el campus de la Universidad de Piura, Perú. Zonas Áridas.
- Li, Y.; Wang, Z.; Guo, J.; Romero, J.; Ji, Y. y Zhang, R. (2014). Contribution to the knowledge of seed-beetles (Coleoptera, Chrysomelidae, Bruchinae) in Xinjiang, China. ZooKeys, 446: 13-28. DOI: <https://doi.org/10.3897/zookeys.466.7283>
- Llontop, J.A., Chávez, D. y Díaz, A. (2014). Plaga del algarrobo asociada al cambio climático en la costa norte de Perú. LVI Convención Nacional de Entomología: Resúmenes. Sociedad Entomológica del Perú. Universidad Nacional de Tumbes. <http://sepperu.com.pe/wp1/wp-content/uploads/2019/11/LIBRO-RESUMENES-LVI-CNE-TUMBES-2014.pdf>
- Llontop, J.A.; Chávez, D; Díaz, A. (2014). *Enallodiplosis discordis* (DIPTERA: CECIDOMYIIDAE) plaga del algarrobo asociada al cambio climático en la costa norte de Perú. LVI Convención Nacional de Entomología: Resúmenes. Sociedad Entomológica del Perú. Universidad Nacional de Tumbes (en línea). [http://www.sepperu.net/resumenes\\_2014.pdf](http://www.sepperu.net/resumenes_2014.pdf)
- Lloyd, G. y Mc Cown, B. (1980). Commercially-fasible micropropagation of mountain laurel, *Kalmia latifolia*, by use of shoot-tip culture. Combined Proceedings International Plant Propagators Society, 52: 882-883.
- Loconi, M. y Silva, E. (2014). Determinación de los parámetros de dilución y tiempo de fermentación para obtener una bebida alcohólica utilizando harina de algarroba (*Prosopis pallida*). [Tesis de Pregrado]. Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Facultad de Ingeniería Química e Industrias Alimentarias. Lambayeque, Perú.
- Lora, A. (2003). Métodos de recolección de especies amenazadas y conservación. En: Material vegetal de reproducción, manejo, conservación y tratamiento [http://www.juntadeandalucia.es/medioambiente/consolidado/publicacionesdigitales/80402\\_material\\_vegetal\\_de\\_reproduccion\\_\\_manejo\\_conservacion\\_y\\_tratamiento/80-402/4\\_metodos\\_de\\_recoleccion\\_de\\_especies\\_amenazadas.pdf](http://www.juntadeandalucia.es/medioambiente/consolidado/publicacionesdigitales/80402_material_vegetal_de_reproduccion__manejo_conservacion_y_tratamiento/80-402/4_metodos_de_recoleccion_de_especies_amenazadas.pdf)
- Lucero, G. (2011). Enfermedades de las Salicáceas. Disertación, Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Cuyo; Tercer Congreso Internacional de Salicáceas en Argentina. 4 pp. [http://64.76.123.202/new/00/forestacion/salicaceas/jornadas%20salicaceas%202011/Actas/Trabajos\\_completos\\_Formato%20pdf/Lucero\\_D.pdf](http://64.76.123.202/new/00/forestacion/salicaceas/jornadas%20salicaceas%202011/Actas/Trabajos_completos_Formato%20pdf/Lucero_D.pdf).
- Mazuferi, V. (2000). Plagas en *Prosopis*. *Multequina*, 9(2): 107-117.
- McGraw-Hill. (1991). Diccionario de ciencias. (1ª ed.) Madrid: McGraw-Hill, Inc.
- Minchala, J.; Poma, R.; Muñoz, L.; Yaguana, M.; Gonzáles, D.; Eras, V.; Rojas, D. y Delgado, G. (2014). Propagación *in vitro* de *Prosopis limensis* Benth. in Hook. (Fabaceae – Mimosoideae). *Quebracho*, 22(1,2): 88-99.





- Monteresino, E. y De Brewer, M. (2001). Ninfa. En *Diccionario Entomológico* (1ª ed.). <https://books.google.com.pe/books>
- Mormontoy, S.D. (2015). Infestación, daños y enemigos naturales del “Psílido del algarrobo” *Heteropsyllatexana crawford* (Hemiptera - Psyllidae) en el bosque seco de la comunidad de Tongorrape – Motupe - Lambayeque. [Tesis de Pregrado]. Universidad Nacional Agraria La Molina, Facultad de Ciencias Forestales, Lima.
- Murashige, T. y Skoog, F. (1962). A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco cultures. *Physiology Plantarum*, 15: 473-497.
- Novo, R.; Cavallo, A. y Cragolini, C. (1989). Determinación de los hongos patógenos Transportados por semillas de *Prosopis chilensis*. VII Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Salta. Argentina.
- Núñez-Sacarías, E. (1994). Insectos del algarrobo (*Prosopis* spp.) en el Perú: Costa norte (Piura) y costa central (Ica). *Revista Peruana de Entomología*, 36: 69-83.
- Oduol, P.; Felker, P.; McKinley, C. y Meier, C. (1986). Variation among selected *Prosopis* families for pod sugar and pod protein contents. *Forest Ecology and Management*, 16: 423-431.
- OSINFOR (2018). Aprovechamiento forestal maderable en bosques secos en el norte del Perú. [www.osinfor.gob.pe/wp-content/uploads/2018/12](http://www.osinfor.gob.pe/wp-content/uploads/2018/12)
- Parra, M., Ledesma, D., Ewens, M., Acosta, M., y Zurita, C. (2019). Eficacia de fungicidas sistémicos en el control de manchas foliares provocadas por *Alternaria* sp. y *Phoma* sp. en plantines de algarrobo blanco. *Revista de Ciencias Forestales*, 27, 1-2.
- Perú Ecológico (2009). Algarrobo (*Prosopis pallida*): generador de vida en el desierto [https://www.peruecologico.com.pe/flo\\_algarrobo\\_1.htm](https://www.peruecologico.com.pe/flo_algarrobo_1.htm)
- Quiróz, M.; Vergara, S. y Hernández, L. (2016). Nuevas especies hospederas de brúquidos (Coleoptera: *Chrysomelidae*) asociados a semillas de plantas nativas del Estado de Querétaro, México. *Entomología mexicana*, 3: 614–617. <http://www.socmexent.org/entomologia/revista/2016/EF/Em%20614-617.pdf>
- Quispe, J. (2014). Análisis de germinación de la semilla botánica de algarrobo (*Prosopis pallida* kunth) utilizando cinco tratamientos pre germinativos. [Tesis de Pregrado]. Universidad Nacional de Cajamarca, Facultad de Ciencias Agrarias. Cajamarca, Perú. <http://repositorio.unc.edu.pe/handle/UNC/394>
- Quispe, C.; Petroll, K.; Theoduloz, C. y Schmeda-Hirschmann, G. (2014). Antioxidant effect and characterization of South American *Prosopis* pods syrup. *Food Research International*, 56: 174–181. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2013.12.033>
- Raghavendra, M.; Satish, S. y Raveesha, K. (2009). Alkaloid extracts of *Prosopis juliflora* (Sw.) Dc. (Mimosaceae) against *Alternaria alternate*. *Journal of Biopesticides*, 2(1): 56-59.
- Ramawat, K. (2010). Desert plants: biology and biotechnology. Springer-Verlag Berlin Heidelberg. DOI 10.1007/978-3-642-02550-1



- Ramírez, A. (2008). Aspectos fitosanitarios en plantaciones forestales. FITOSANITARIOS%20EN%20PLANTACIONES%20FORESTALES%20(2).pdf>
- Ramos, J. (2012). Avances de la micropropagación *in vitro* de plantas leñosas. Especialización en biotecnología agraria. Bogotá, Colombia, Universidad Nacional Abierta y A Distancia.
- Rao, N.; Hanson, J.; Dulloo, M.; Ghosh, K.; Novell, D. y Larinde, M. (2007). Manual para el manejo de semillas en bancos de germoplasma. Manuales para Bancos de Germoplasma No. 8. [https://www.biodiversityinternational.org/fileadmin/\\_migrated/uploads/tx\\_news/Manual\\_para\\_el\\_manejo\\_de\\_semillas\\_en\\_bancos\\_de\\_germoplasma\\_1261\\_01.pdf](https://www.biodiversityinternational.org/fileadmin/_migrated/uploads/tx_news/Manual_para_el_manejo_de_semillas_en_bancos_de_germoplasma_1261_01.pdf)
- Restrepo, J. y Rada, D. (2017). Estudio epidemiológico de *Colletotrichum* spp. asociado a *P. juliflora* del campus de la Universidad del Magdalena. [Tesis de Doctorado] Universidad de Magdalena, Santa Marta, Colombia.
- Rivera, J. (2017). Micropropagación de *Prosopis pallida* (Humb & Bonpl. ex Willd.) Kunth a partir de yemas apicales. Tesis para optar el título de Ingeniero forestal, Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima Perú.
- Robinson, R. y Morrison, D. (2001). Lesion formation and host response to infection by *Armillaria ostoyae* in the roots of western larch and Douglas-fir. *Forest Pathology*.
- Sánchez, G. y Vergara, C. (1996). Manual de Prácticas de Entomología Agrícola. Lima: Universidad Nacional de Agraria La Molina, Lima, Perú. Departamento de Entomología.
- SAyDS - Secretaria de Ambiente y Desarrollo Sustentable (2019). La algarroba. Presidencia de la Nación, Argentina. [https://www.argentina.gob.ar/sites/default/files/ficha\\_algarroba\\_2019.pdf](https://www.argentina.gob.ar/sites/default/files/ficha_algarroba_2019.pdf)
- Sirka, C.; Monzón, L.; Oviedo, I. y Miguel, A. (2017). Fluctuación poblacional de brúquidos (*Rhipibruchus* sp.- Coleoptera) en formaciones boscosas nativas de algarrobo blanco (*Prosopis alba*) en el sureste de Formosa, Argentina. Quebracho. *Revista de Ciencias Forestales*, 25 (1-2). <https://www.redalyc.org/jatsRepo/481/48156296012/html/index.html>
- Suárez, L.; Ganoza, M. y Alva, P. (2019). Compuestos fenólicos y actividad antioxidante de extractos hidroalcohólicos y acuosos de frutos de *Prosopis pallida* "algarrobo". *Agroindustrial Science*.
- Tabone, T.; Felker, P.; Bingham, R.; Reyes, I. y Loughrey, S. (1986). Techniques in the shoot multiplication [tissue culture] of the leguminous tree *Prosopis alba* clone B2V50. *Forest Ecology and Management*, 16: 191–200.
- Tewari, J. y Harsh, L.N. (1998). Forestry research in arid tract of India. pp. 307-322 In: Fifty years of arid zone research in India (eds.) A.S. Faroda & Singh, M. CAZRI, Jodhpur, India.
- Tewari, J.; Harris, P.; Harsh, L. y Pasiiecznik N. (2001). *Managing Prosopis juliflora: a technical manual*. Vilayatil babul. India.



- Tuthill, L. (1959). Los Psyllidae del Perú Central (Insecta: Homoptera). Revista Peruana de Entomología Agrícola, 2(2): 1-27. <http://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/entomologia/v02/pdf/a01v02.pdf>
- Valdez, J. (2014). Identificación de patógenos en *Prosopis glandulosa* en la Región del Sureste del estado de Coahuila [Tesis de Pregrado], Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, México. <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/3905/63136%20%20VALDEZ%20MADRIGAL%2C%20JOSE%20%20TESIS.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Vargas, H. (2010). Larva de Último Instar y Pupa de *Melipotis cellaris* (Guenée) (Lepidoptera, Noctuidae). Neotropical Entomology, 39(5), 734-741.
- Vargas, H. (2007). Descripción de la larva de último instar y de la pupa de *Cydia largo* Heppner (Lepidoptera, Tortricidae). Revista Brasileira de Entomología, 51(3), 263-266. <https://doi.org/10.1590/S0085-56262007000300002>
- Walton, T.; Harris, P.J.C. y Batchelor, C.A. (1990). Comparative rooting response of shoot tips from six *Prosopis* species. Nitrogen Fixing Tree Research Reports, 8:154–155.
- Ward, C.; O'Brien, L.; Foster, D. y Huddleston, E. (1977). Annotated checklist of new world insects associated with *Prosopis* (mesquite). Technical Bulletin No. 1557. <https://books.google.com.pe/books?id=8U0lnCRoLyIC&pg=PA24&lpg=PA24&dq=Microtychius%C2%A0&source=bl&ots=IArKgnfdww&sig=ACfU3U0OYgTe8XwSqsdddAa2Vnp1kDXVWg&hl=es419&sa=X&ved=2ahUKEwjSmLvipePoAhVBgK0KHAmRDH0Q6AEwBnoECAsQLg#v=one-page&q=Microtychius%C2%A0&f=false>
- Wojtusik, T.; Felker, P.; Russell, E.J. Benge, M.D. (1993). Cloning of erect, thornless, non-browsed nitrogen fixing trees of Haiti's principal fuelwood species (*Prosopis juliflora*). Agroforestry Systems, 21(3): 293-300.
- Yao, D.; Batchelor, C.A.; Koehler, J.J. & Harris, P.J.C. (1989). *In vitro* regeneration of *Prosopis* species (*P. cineraria* and *P. juliflora*) from nodal explants. Chinese journal of botany, 1: 89–97.
- Young, J. (2004). Olive knot and its pathogens. Australian Plant Pathology, 33:33-39.
- Zeberio, J. & Calabrese G. (2015). Tratamientos pre germinativos en tres especies del genero *Prosopis*. En: Rehabilitación y restauración en la diagonal árida Argentina. [https://www.researchgate.net/publication/280092706\\_Tratamientos\\_pregerminativos\\_en\\_tres\\_especies\\_del\\_genero\\_Prosopis](https://www.researchgate.net/publication/280092706_Tratamientos_pregerminativos_en_tres_especies_del_genero_Prosopis)





# Anexo

Ficha de Recolección de Germoplasma.



PERÚ

Ministerio de Agricultura y Riego



Instituto Nacional de Innovación Agraria

**INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA**  
**DIRECCIÓN DE RECURSOS GENÉTICOS Y BIOTECNOLOGÍA-SUBDIRECCIÓN DE RECURSOS GENÉTICOS**  
**FICHA DE COLECTA DE GERMOPLASMA**

|  |  |                      |  |
|--|--|----------------------|--|
| 01. CODIGO NACIONAL  |  | 02. FECHA DE INGRESO |  |
| 03. EXPEDICION   |  |                      |  |
| 04. PAIS   |  | 05. FECHA DE COLECTA |  |
| 06. NOMBRE DE COLECTOR(ES)   |  |                      |  |
|  | 07. CODIGO DE COLECTA                        |                      |  |
| 08. NOMBRE(S) LOCALE(S)  |  |                      |  |
| 09. IDIOMA   |  | 10. GRUPO ETNICO     |  |
| 11. GENERO   |  | 12. ESPECIE          |  |
| 13. SUBESPECIE/VARIEDAD/TIPO   |  |                      |  |
| 14. PAIS   |  | 15. DEPARTAMENTO     |  |
| 16. PROVINCIA  |  | 17. DISTRITO         |  |
| 18. LOCALIDAD  |  |                      |  |
| 19. REFERENCIA   | A..... Km de.....en dirección .....(N/S/E/O) |                      |  |
| 20. LATITUD  |  | 21. LONGITUD         |  |
| 22. ALTITUD  |  |                      |  |
| 23. MAPA Y REFERENCIA DEL MISMO  |  |                      |  |
| <b>24. CATEGORIA DE LA MUESTRA</b>   |  |                      |  |
| ① SILVESTRE                      ② MALEZA                      ③ LINEA MEJORADA<br>④ RAZA NATIVA                      ⑤ CULTIVAR AVANZADO                      ⑥ Otro: ..... |  |                      |  |
| <b>25. FUENTE DE LA MUESTRA</b>  |  |                      |  |
| A) <b>HABITAT SILVESTRE:</b>   |  |                      |  |
| ① BOSQUE    ② ARBUSTOS    ③ PRADERA    ④ DESIERTO    ⑤ TUNDRA  |  |                      |  |
| B) <b>TIPO DE PREDIO:</b>  |  |                      |  |
| ① CAMPO    ② HUERTO    ③ JARDIN    ④ BARBECHO    ⑤ PASTURA    ⑥ ALMACEN  |  |                      |  |
| C) <b>MERCADO:</b>   |  |                      |  |
| ① CIUDAD    ② PUEBLO    ③ URBANO    ④ OTRO: .....  |  |                      |  |
| D) <b>UNIVERSIDAD / INSTITUTO DE INVESTIGACION:</b> .....  |  |                      |  |
| E) <b>OTRO:</b> .....  |  |                      |  |
| <b>26. PARTES UTILES DE LA PLANTA</b>  |  |                      |  |
| ① TALLO / TRONCO                      ② RAMA                      ③ HOJA                      ④ CORTEZA                      ⑤ RIZOMA  |  |                      |  |
| ⑥ FLOR / INFLORESCENCIA    ⑦ FRUTO                      ⑧ SEMILLA                      ⑨ RIZOMA                      ⑩ TUBERCULO   |  |                      |  |
| ⑪ <b>OTRAS (especificar):</b> .....  |  |                      |  |



|   |                              |   |                          |
|---|------------------------------|---|--------------------------|
| <b>27. USOS DE LA PLANTA</b>                        |                              |   |                          |
| ① ALIMENTICIO                                       | ② MEDICINAL                  | ③ TINTOREO                                | ④ BEBIDA                 |
| ⑤ FIBRA   | ⑥ CONSTRUCCION               | ⑦ ARTESANAL                               | ⑧ FORRAJE                |
| ⑨ BIOCIDA   | ⑩ CULTURAL                   | ⑪ ORNAMENTAL                              | ⑫ LEÑA                   |
| ⑬ OTRO (especificar): .....                         |                              |   |                          |
| <b>28. TIPO DE MUESTRA</b>                          |                              |   |                          |
| ① SEMILLA   | ② MATERIAL VEGETATIVO: ..... | ③ OTRO: .....                             |                          |
|   | (especificar)                | (especificar)                             |                          |
| <b>29. NUMERO DE PLANTAS ENCONTRADAS:</b>           |                              | <b>30. TIPO DE MUESTREO:</b>              |                          |
| 1. Por sitio  | <input type="text"/>         | 1. Al azar                                | <input type="checkbox"/> |
| 2. Tamaño / área del sitio (m2)                     | <input type="text"/>         | 2. Otro: .....                            |                          |
|   |                              | <b>31. NUMERO DE PLANTAS MUESTREADAS:</b> |                          |
|   |                              | <input type="text"/>                      |                          |
| <b>32. SE TOMARON FOTOGRAFIAS?</b>                  |                              |   |                          |
| ① SI  | ② NO                         | Número de fotografías tomadas:            | <input type="text"/>     |
| <b>33. PRACTICAS DE CULTIVO:</b>                    |                              |   |                          |
| ① Roza / Tumba / Quema                              | ② Irrigación                 | ③ Transplante                             | ④ Terrazas               |
| ⑤ Temporal / Secano                                 |                              |   |                          |
| <b>34. EPOCAS DE PRODUCCION (aproximado):</b>       |                              |   |                          |
| 1. Mes(es) de siembra: .....                        |                              |   |                          |
| 2. Mes(es) de cosecha: .....                        |                              |   |                          |
| <b>35. OBSERVACIONES DEL SUELO:</b>                 |                              |   |                          |
| 1. Textura: .....                                   |                              | 2. Pedregosidad: .....                    |                          |
| 3. Drenaje: .....                                   |                              | 4. Profundidad: .....                     |                          |
| 5. Color: .....                                     |                              | 6. pH: .....                              |                          |
| <b>36. FISIOGRAFIA</b>                              |                              |   |                          |
| 1. Aspecto: .....                                   |                              | 2. Pendiente: .....                       |                          |
| <b>37. RELIEVE TOPOGRAFICO</b>                      |                              |   |                          |
| ① PANTANO   | ⑤ MONTAÑOSO                  |   |                          |
| ② VEGA INUNDABLE                                    | ⑥ RELIEVE DISECTADO          |   |                          |
| ③ PLANO ALUVIAL                                     | ⑦ DISECCIONES PROFUNDAS      |   |                          |
| ④ ONDULADO  | ⑧ OTRO (especificar): .....  |   |                          |
| <b>38. OTROS CULTIVOS EN EL AREA O EN ROTACION:</b> |                              |   |                          |
|   |                              |   |                          |
| <b>39. PESTES / PATOGENOS:</b>                      |                              |   |                          |
|   |                              |   |                          |
| <b>40. NOMBRE y/o DIRECCION DEL AGRICULTOR:</b>     |                              |   |                          |
|   |                              |   |                          |
| <b>41. IDENTIFICACION TAXONOMICA POR</b>            |                              |   |                          |
| <b>42. INSTITUCION</b>                              |                              | <b>43. FECHA</b>                          |                          |
| <b>44. OBSERVACIONES</b>                            |                              |   |                          |
|   |                              |   |                          |





*Instituto Nacional de Innovación Agraria*







*Instituto Nacional de Innovación Agraria*

Av. La Molina 1981, La Molina  
(51 1) 240-2100 / 240-2350  
[www.inia.gob.pe](http://www.inia.gob.pe)

