

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA**

**LA MOLINA**

**FACULTAD DE AGRONOMÍA**



**“ASISTENCIA TÉCNICA A PRODUCTORES DE CHIRIMOYA  
(*Annona cherimola* Miller) PARA PRODUCCIÓN DE PATRONES  
BAJO CONDICIONES DE COSTA CENTRAL - HUAURA”**

**Trabajo de Suficiencia Profesional para optar el Título de:**

**INGENIERO AGRÓNOMO**

**BRIAN GIUSEPHE NAVARRO SANDOVAL**

**LIMA – PERÚ**

**2021**

---

**La UNALM es titular de los derechos patrimoniales de la presente investigación  
(Art. 24 – Reglamento de Propiedad Intelectual)**

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA**

**FACULTAD DE AGRONOMÍA**

**"ASISTENCIA TÉCNICA A PRODUCTORES DE  
CHIRIMOYA (*Annona cherimola* Miller) PARA PRODUCCIÓN DE  
PATRONESBAJO CONDICIONES DE COSTA CENTRAL – HUAURA"**

Brian Giusephe, Navarro Sandoval

Trabajo de Suficiencia Profesional para optar el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO

Sustentado y aprobado ante el siguiente jurado:

.....  
Dr. Erick Espinoza Núñez  
**PRESIDENTE**

.....  
Ing. Mg. Sc. Gilberto Rodríguez Soto  
**ASESOR**

.....  
Mg. Sc. Sarita Maruja Moreno Llacza  
**MIEMBRO**

.....  
Mg. Sc. Juan Carlos Jaulis Cancho  
**MIEMBRO**

**LIMA – PERÚ**

**2021**

## **DEDICATORIA**

A mis padres Martha Sandoval Medina y Richard Navarro Villanueva, por los valores inculcados, por su cariño, apoyo constante y por la confianza brindada, les dedico todos los logros profesionales y personales conseguidos y por conseguir, con mucho cariño y gratitud.

A mi hijo, Hariel Navarro Acosta, quien me brinda la motivación para seguir adelante y ser la alegría de mi vida, por entender que estoy construyendo un futuro para él.

A Elizabeth Acosta Martínez, por brindarme su apoyo durante el tiempo que estuve realizando mis estudios, gracias por inculcar en Hariel los valores necesarios para afrontar la vida.

## **AGRADECIMIENTO**

A la Universidad Nacional Agraria La Molina y a sus docentes, que contribuyeron en mi formación profesional.

A la asociación de productores de chirimoya de Kalidad óptima – PROACHIRKO, por seguir confiando en el trabajo realizado por mi persona.

Al CITE agroindustrial U.T. Huaura, por el apoyo y confianza brindada durante estos años.

Al profesor Gilberto Rodríguez Soto, por la ayuda brindada para la elaboración del presente trabajo.

# ÍNDICE GENERAL

## PRESENTACIÓN

<b>I. INTRODUCCIÓN</b> .....	<b>1</b>
<b>II. OBJETIVOS</b> .....	<b>2</b>
<b>III. REVISIÓN DE LITERATURA</b> .....	<b>3</b>
3.1. Origen y distribución.....	3
3.1.1. Origen. ....	3
3.1.2. Zonas de producción.....	3
3.2. Características taxonómicas y botánicas de la planta.....	3
3.2.1. Taxonomía. ....	3
3.2.2. Descripción botánica. ....	4
3.3. Biología floral de la chirimoya. ....	4
3.4. Características de la germinación y latencia de la semilla. ....	5
3.5. Mecanismo de escarificación de la semilla de chirimoya.....	6
3.6. Almacenamiento de la semilla de chirimoya. ....	7
<b>VI. DESARROLLO DE LA EXPERIENCIA PROFESIONAL</b> .....	<b>8</b>
4.1. Ubicación de la comunidad de Huanangui – Asociación PROACHIRKO. ....	8
4.2. Selección de plantas nativas de chirimoya .....	9
4.2.1. Árboles nativos candidatos seleccionados dentro de la asociación PROACHIRKO .....	9
4.2.2. Descriptores identificados como clave para la documentación de los árboles candidatos .....	17
4.3. Selección de plantas nativas de chirimoya por tolerancia a los principales patógenos presentes en la comunidad de Huanangui (caso de <i>P. cinnamomi</i> ) .....	19
4.3.1. Obtención de muestras de raíces, aislamiento e identificación de <i>P. cinnamomi</i> ..	22
4.3.2. Selección de plantas nativas de chirimoya con mayor tolerancia al ataque del patógeno <i>P. cinnamomi</i> .....	23
4.4. Cosecha de frutos a partir de las 5 plantas nativas de chirimoya con mayor tolerancia .....	27
4.5. Desinfección y almacenaje de semillas. ....	29
4.5.1. Desinfección de semillas.....	29
4.5.2 Almacenaje de semillas .....	30

4.6. Construcción y adecuación de vivero en la comunidad de Huananguí .....	30
4.6.1. Replanteo, trazado, nivelado y alineado de estructura base.....	31
4.6.2. Instalación del sistema de filtrado, apertura de zanja, enterrado de tubo con mechas .....	32
4.7. Escarificación de semillas.....	33
4.7.1. Escarificación mecánica de semillas de chirimoya .....	33
4.7.2. Procedimiento de escarificación mecánica en semillas de chirimoya. ....	34
4.8. Preparación de sustrato y embolsado .....	36
4.8.1. Preparación de sustrato .....	36
4.8.2. Embolsado y colocación de estacas.....	36
4.9. Siembra de semillas y evaluación de plántones obtenidos. ....	37
4.9.1. Siembra de semillas .....	37
4.9.2. Evaluación de plántones obtenidos .....	39
<b>V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....</b>	<b>45</b>
<b>VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>47</b>
<b>VII. ANEXOS.....</b>	<b>51</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación geográfica de la comunidad de Huanangui. ....	9
Figura 2. Capacitación a los miembros de la comunidad de Huanangui.....	17
Figura 3. Identificación de descriptores de chirimoya en campo. ....	19
Figura 4. Identificación morfológica del pseudohongo <i>Phytophthora</i> . ....	21
Figura 5. Toma de muestras de raíces.....	23
Figura 6. Procesamiento de raíces muestreadas.....	23
Figura 7. Aislamiento de <i>Phytophthora cinnamomi</i> en medio de cultivo PDA y V8.....	23
Figura 8. Placas Petri con segmentos de raíz de chirimoya y suspensión de zoosporas de <i>P. cinnamomi</i> . ....	26
Figura 9. Durante el enfrentamiento, suspensión de zoosporas vs segmentos de raíz de chirimoya.....	27
Figura 10. Cosecha de frutos. ....	28
Figura 11. Árbol de chirimoya cosechado.....	28
Figura 12. Comunero dirigiendo cosecha.....	28
Figura 13. Fungicida. ....	29
Figura 14. Semillas de chirimoya almacenada. ....	30
Figura 15. Instalación de estructura. ....	31
Figura 16. Cimentación de estructura. ....	32
Figura 18. Enterrado de tubo con mechas ....	33
Figura 19. Instalación de mangueras.....	33
Figura 20. Escarificación mecánica de semilla.....	34
Figura 21. Longitud de semilla de chirimoya. ....	35
Figura 22. Longitud de semilla de chirimoya con escarificación mecánica. ....	35
Figura 23. Semillas de chirimoya antes de la escarificación mecánica. ....	35
Figura 24. Colocación de estacas en bolsas preparadas. ....	37
Figura 25. Semillas de chirimoya germinadas.....	38
Figura 26. Evolución de semillas germinadas. ....	38
Figura 27. Presidente de la comunidad. ....	39
Figura 28. Plantón de chirimoya con altura de 35 cm.....	43
Figura 29. Comunero participando en la evaluación de plantones. ....	43
Figura 30. Evaluación de raíces en vivero.....	44
Figura 31. Comparación raíces semilla no seleccionada (comercial) vs. Semilla seleccionada.....	44

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Plantas nativas de chirimoya seleccionadas inicialmente.....	10
Tabla 2: Número de muestras de raíz de chirimoya procesadas con presencia del pseudohongo <i>Phytophthora</i> .....	21
Tabla 3: Medias de conductividad eléctrica por cada aislamiento de <i>P. cinnamomi</i> a las 48 horas de inoculación .....	24
Tabla 4. Conductividad eléctrica ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ ) de las suspensiones incubadas con trozos de raíz de chirimoya y zoosporas de <i>P. cinnamomi</i> en diferentes momentos después de la inoculación .....	25
Tabla 5. Plantas nativas de chirimoya con mayor tolerancia.....	26
Tabla 6: Alturas y calibres de plantas de chirimoya .....	40
Tabla 7: Alturas y calibres promedios de plantas de chirimoya.....	42



## ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Plano hidráulico del vivero – comunidad de Huananguí. ....	51
Anexo 2. Plano estructural del vivero – comunidad de Huananguí.....	52
Anexo 3. Informe de secuenciación tipo sanger – empresa BTS. ....	53

## PRESENTACIÓN

El presente trabajo resume las actividades realizadas como parte de las asistencias técnicas a los productores de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) para la producción de patrones en la comunidad de Huanangui, distrito de Leoncio Prado, Lima provincias. Se articulan secuencialmente todas las etapas desde la instalación del vivero hasta el manejo agronómico de los patrones. Es importante señalar que las asistencias se realizaron como parte del proyecto PNIA 012-2016-IA “Selección y caracterización de variedades nativas de chirimoya y su uso como patrones de injerto en el departamento de Lima”, del cual formé parte del equipo técnico como representante del CITE agroindustrial U.T. Huaura – ITP - PRODUCE.

Durante las asistencias técnicas brindadas a la asociación PROACHIRKO - comunidad de Huanangui, se logró seleccionar plantas nativas con características agronómicas deseables que abastecieran de semilla para la producción de patrones en chirimoya. Adicionalmente, se construyó el vivero para la producción y mantenimiento de los mencionados plantones. Se reportó al patógeno *Phytophthora cinnamomi* como principal problema sanitario de la comunidad de Huanangui, realizándose la identificación morfológica y molecular del mismo.

Se logró elevar a 85% la tasa de germinación para semillas de chirimoya, aplicando procedimiento tales como: remojo y desinfección de las semillas, escarificación mecánica y el uso de semillas provenientes de plantas nativas de chirimoya seleccionada.

Se detalla el proceso de construcción de vivero, instalación del sistema de riego, desinfección y tratamiento de semillas, preparación del sustrato. Adicionalmente se señala los tratamientos probados con la finalidad de elevar el porcentaje de germinación de semillas de chirimoya.

## I. INTRODUCCIÓN

La chirimoya, *Annona cherimola* Mill., es un frutal perenne de la familia *Annonaceae*; el género *Annona* cuenta con aproximadamente 100 especies de árboles y arbustos cuya mayoría tienen su origen de la cordillera de los Andes, concretamente en lo que en la actualidad serían países como Perú y Ecuador. Dentro de las especies más comerciales están la chirimoya (*A. cherimola* Mill.), el anón (*A. reticulata* L.), el riñón (*A. squamosa* L.) y la guanábana (*A. muricata* L.) (Gonzales, 2013).

La multiplicación por medio sexual es el método más antiguo que hay en el cultivo de anón, siendo el más utilizado por los agricultores que se dedican a la explotación de este cultivo (Guerrero, 2005). La siembra por semilla debe hacerse en forma vertical, a 2 cm de profundidad y a una distancia de 1.5 cm.

La germinación se inicia a partir de los 30 días (Cruz, 2002). El inconveniente de este método es la baja germinación y la alta variabilidad genética (Morton, 1987; Cruz, 2002). Las semillas pierden rápidamente su viabilidad (aproximadamente en 6 meses), razón por la cual deben ser sembradas tan pronto como sea posible (Nakasone y Paull, 1998). Investigaciones realizadas por George y Nissen (1987), señalan que la mayoría de las semillas tropicales de las *Annonaceae* tienen un período relativamente largo de viabilidad, requiriendo de 1 a 3 meses para germinar, pero poseen una pobre e impredecible germinación, la cual es altamente variable (en un rango del 30 al 80 por ciento) en semillas recién cosechadas.

El presente trabajo pretende demostrar el manejo agronómico, infraestructura, materiales e insumos para llevar a cabo la producción de plántulas de chirimoya a partir de semilla sexual para su uso como portainjertos.

## **II. OBJETIVOS**

Presentar el trabajo realizado para la selección de plantas nativas de chirimoya proveedoras de semillas para su uso como patrones en chirimoya.

Mostrar la experiencia adquirida a partir de la producción de plantones de chirimoya (*A. cherimola Mill.*) para su uso como patrones en la comunidad de Huanangui.

Mostrar los resultados obtenidos a partir de diferentes tratamientos orientados a mejorar el porcentaje de germinación de semillas de chirimoya.

### **III. REVISIÓN DE LITERATURA**

#### **3.1. Origen y distribución.**

##### **3.1.1. Origen.**

En la familia *Annonaceae* existen alrededor de 2500 especies agrupadas dentro de 130 a 140 géneros (Walter, 1971 y Mabberley, 1990). El nombre de chirimoya viene del idioma quechua chiri (frío, fría) y muya (semilla), siendo un cultivo muy cotizado por los indígenas antes del descubrimiento del continente americano, nativo de los andes ecuatorianos y peruanos. Tiene un buen desarrollo en las zonas subtropicales y occidentales de la cordillera de los Andes, donde se encuentra de 1500 a 2000 msnm (Gonzales, 2013).

##### **3.1.2. Zonas de producción.**

En el Perú, 19 regiones producen la chirimoya, teniendo el primer puesto Lima con una producción de 11 797 toneladas, Cajamarca con 3 730 toneladas y Piura con 1 775 toneladas; estas 3 regiones aportaron en el 2013 con el 73.36 por ciento de la producción de chirimoya en el Perú (MINAGRI, 2014).

#### **3.2. Características taxonómicas y botánicas de la planta.**

##### **3.2.1. Taxonomía.**

Según el sitio web Jardín Botánico de Misuri (MOBOT, 2018), la clasificación taxonómica de la chirimoya es la siguiente:

Reino: *Plantae*

División: *Magnoliophyta*

Clase: *Magnoliopsida*

Orden: *Magnoliales*

Familia: *Annonaceae*

Subfamilia: *Annonoideae*

Género: *Annona*

Especie: *Annona cherimola* Mill.

### **3.2.2. Descripción botánica.**

Es una planta semicaducifolia que tiene aproximadamente una altura de 5-8 m, el sistema radicular es superficial y bien ramificado (Trigoso, 2015). Presenta de 3 a 6 raíces pivotantes, su tallo es redondo con corteza lisa, con los entrenudos largos. Puede formar una copa redonda por sus ramas, que son de rápido crecimiento y alternadas, lo cual facilita la poda. Sus yemas dan origen a brotes mixtos o puede salir un brote vegetativo o solo una inflorescencia (Castro, 2007). Las flores de las Anonáceas se caracterizan por ser dicógamas y protogineas, esto quiere decir que tienen flores perfectas pero sus órganos sexuales no maduran a la misma vez, y la protoginea es porque cuando una flor está abierta los estigmas están receptivas en las primeras horas de la mañana, mientras que el polen es soltado por los estambres en la tarde (Castro, 2007). Tiene hojas elíptico-lanceoladas, alternadas, lisas en los bordes, con un color verde oscuro; en el haz son glaucas y el envés es pubescente. El fruto se consume fresco porque la pulpa es dulce y es una fuente de proteína, fósforo, y azúcares; también se puede consumir como jugos, vinos, helados y bebidas (Martínez, 2012).

### **3.3. Biología floral de la chirimoya.**

Las flores de chirimoya son hermafroditas, muy aromáticas y colgantes, con su pedúnculo más corto que el de otras flores. El cáliz es dialisépalo, formado por tres sépalos pequeños de 5 mm. La corola está formada por 6 pétalos unidos en la base; el androceo consta de numerosos estambres libres que van de 150 a 200 en cada flor; cada estambre tiene dos tecas largas, dando lugar a que los carpelos formen un cono en el ápice del receptáculo (Escobar, 1996). Las flores aparecen a los tres a cuatro años, la antesis comienza con la separación de los pétalos adultos, al abrirse por el ápice; esto ocurre en las primeras horas donde el estigma está listo para recibir el polen, pero los estambres no han producido el polen (Vilatuña, 1998). Para obtener una buena polinización se tiene que recurrir a la polinización artificial o dirigida; esto se realiza con un pincel o un atomizador, pues las flores de la chirimoya son protogineas (Apolonio et al., 2015). Se recoleta el polen cuando esta fértil y se incorpora cuando la flor recién se abre; con esta técnica se puede obtener mayor cuajado del fruto

(Escobar, 1996). Al parecer son pocos los insectos que pueden polinizar las flores de chirimoya; en mayor número son los escarabajos, cuya presencia aumenta, a mayor temperatura del suelo (20-30°C) y disminuye con precipitaciones por encima de 5 mm por día. Las flores polinizadas manualmente produjeron cuatro veces más frutos que aquellas polinizadas por los escarabajos (Caballero, 2007).

### **3.4. Características de la germinación y latencia de la semilla.**

La germinación es la emergencia y desarrollo del embrión, teniendo todas sus estructuras que indican que la semilla estaba hábil para producir una nueva planta en condiciones adecuadas. En la germinación ocurre un proceso fisiológico muy complejo. Existiendo las condiciones adecuadas para la semilla, ocurre el desarrollo del embrión, que rápidamente rompe la testa, pudiéndose observar la presencia de la radícula; cuando se identifica la radícula podemos decir que la semilla ha germinado (Filgueiras et al., 2010).

En la germinación se pueden determinar tres fases: la fase I, es cuando sucede la penetración del agua hacia la semilla; la fase II es la de estabilización y la fase III es cuando termina el proceso de germinación. En estas fases el metabolismo celular se incrementa y el embrión reanuda su crecimiento activo, forzando el rompimiento de la cubierta seminal para permitir que emerja la radícula (Martínez et al., 2012).

Uno de los factores muy importantes para la germinación de la semilla es la temperatura, porque puede afectar la absorción del agua y las reacciones bioquímicas involucradas en el metabolismo para que ocurra la germinación. La semilla necesita una temperatura mínima, óptima y máxima; las temperaturas mínimas reducen la velocidad de germinación y alteran la uniformidad de emergencia (Gonzales, 2013).

Se conoce que hay diferentes tipos de latencia; estas pueden ser exógenas, endógenas y dobles. La exógena es provocada por la cubierta externa de la semilla (testa o pericarpio), que recubre al embrión y no permite la germinación. La latencia endógena es cuando existen problemas con el embrión que no está desarrollado totalmente, y la doble, cuando se combinan las dos clases de latencia (Lobo et al., 2007). Para conocer si una semilla es viable o no, se efectúa una prueba de germinación o una con tetrazolio. Ambas pruebas nos dan a conocer que tan viables se encuentran las semillas. La germinación con papel toalla permite determinar el porcentaje de germinación de la semilla (Gimenez et al., 2014).

En diversos géneros y especies de la familia *Annonaceae* se ha reportado la presencia de latencia morfológica y morfofisiológica (Baskin y Baskin, 2001). La primera ocurre en semillas con embriones rudimentarios y laminares, en las cuales la mayor parte de la simiente está ocupada por el endosperma y el embrión corresponde aproximadamente al uno por ciento del volumen de la unidad de propagación sexual (Nikolaeva, 1969); estos presentan diferenciación, sin estar latentes y simplemente necesitan tiempo para crecer y germinar (Finch-Savage y Leubner-Metzger, 2006). En la segunda, adicionalmente al embrión rudimentario, un mecanismo fisiológico inhibe la germinación de la semilla (Baskin y Baskin, 2001; Baskin y Baskin, 2004), por lo cual hay que emplear protocolos de estratificación, que en algunos casos pueden remplazarse con la aplicación de ácido giberélico (AG<sub>3</sub>).

Las especies de la familia *Annonaceae*, tienen poca latencia por ser un cultivo perenne y porque su medio de disseminación generalmente es por los animales. Por ello, la semilla ha diseñado diferentes mecanismos de latencia morfológica y fisiológica. Al respecto, Lobo et al. (2007) señalaron que durante 24 horas de incubación en agua de las simientes de chirimoya y guanábana, estas embebieron, lo que se tradujo en un aumento de peso en alrededor del 20 por ciento. Esto indicó la ausencia de impermeabilidad en la testa de las semillas de las dos especies y consecuentemente de latencia exógena o física. Así mismo, Baskin y Baskin (2001 y 2004) y Finch-Savage y Leubner-Metzger (2006) también señalaron que la impermeabilidad es causada por capas de células de empalizada en la semilla, que controlan el movimiento del agua.

### **3.5. Mecanismo de escarificación de la semilla de chirimoya.**

Cuando se habla sobre almacenamiento de semillas hay que considerar que existen tres tipos de semillas: ortodoxas (toleran la desecación), recalcitrante (no toleran la desecación) o intermedia (que toleran sólo una pequeña desecación). En la semilla se encuentra gran parte del material energético para el embrión en sus primeras etapas de vida. Se debe tener cuidado al momento de la extracción y secado de la semilla, que debe mantenerse en un ambiente adecuado con la finalidad de poderlas preservar por un buen tiempo sin que su poder germinativo se pierda (Doria, 2010).

La mayoría de especies, en especial las perennes, tienen problemas con la germinación de su semilla; por eso es que se tienen que tomar medidas para poder ayudarlas a romper la



latencia. Una de ellas es la escarificación, que puede ser de tres tipos: la mecánica, la física y la química (Orozco et al., 2010).

- Mecánica: Usar alguna herramienta para penetrar la testa o la corteza que está recubriendo el embrión para facilitar su desarrollo (Rojas et al., 2005).
- Física: Suministrar la cantidad necesaria de agua para que esta penetre, llegue al embrión y este pueda romper la latencia (Rojas et al., 2005).
- Química: Utilizar alguna sustancia química hormonal como las giberelinas ( $AG_3$ ), para poder romper la latencia (Orozco et al., 2010).

### **3.6. Almacenamiento de la semilla de chirimoya.**

Cuando la semilla se quiere almacenar, debe tenerse en cuenta que esta sea uniforme, sana y libre de daños físicos. Se tiene que almacenar con un tratamiento de fungicidas e insecticidas y guardarla en un recipiente cerrado a una temperatura de 10 °C, o se puede almacenar a temperatura ambiente, colocando los envases en un lugar fresco, ventilado y que no sufra variaciones bruscas de temperatura (Irigoyen, 2004).

La latencia de las semillas, en conjunción con el hecho de que estas sean ortodoxas, tiene gran importancia en la ecología de la regeneración poblacional, atributos que se presentan en las semillas de chirimoya y guanábana. Estas fueron categorizadas como ortodoxas por parte de Ferreira y Pinto (2005) y Hong et al. (1996).

## **VI. DESARROLLO DE LA EXPERIENCIA PROFESIONAL**

La producción de plantones de chirimoya para su uso como patrones de chirimoya es un trabajo que cuenta con muy pocos registros y antecedentes en nuestro país. El trabajo realizado enfoca la producción de plantones desde la selección de semillas a partir de árboles nativos de chirimoya, los cuales presentaban características agronómicas deseables para su uso como patrón tales como tolerancia al ataque de patógenos como *P. cinnamomi*, principal problema sanitario reportado en chirimoya por la comunidad de Huanangui, hasta la construcción de un vivero con infraestructura adecuada para la producción y aclimatación de los mismos. Es importante resaltar que durante este proceso fue necesario realizar diferentes estudios y ensayos para la selección de las plantas nativas proveedoras de semillas, aumentar el porcentaje de germinación de las semillas de chirimoya entre otros puntos que señalaremos en el presente trabajo.

### **4.1. Ubicación de la comunidad de Huanangui – Asociación PROACHIRKO.**

La comunidad de Huanangui, con la finalidad de obtener mayor presencia en el mercado formó la asociación de "Productores Asociados de Chirimoya de Kalidad Optima - PROACHIRKO" la cual está dedicada netamente al cultivo de chirimoyo. En la actualidad cuenta con 200 hectáreas en producción y 200 hectáreas adicionales a partir de 2022. Se está ejecutando la técnica de polinización artificial, realizando podas de formación y podas en verde. La producción es acopiada en el Mercado Mayorista número 2 en La Victoria - Lima y de ahí distribuido a los supermercados de la capital: Metro, Wong, etc. 90% de la producción es para el mercado interno y 10% para la exportación. La asociación cuenta con un manejo tecnificado que le permitió alcanzar producciones muy altas a nivel nacional (16 tn/ha). Su demanda de material biológico para siembra (plantones) es muy exigente.

La comunidad de Huanangui se encuentra ubicada en el distrito de Leoncio Prado, Provincia de Huaura, Región Lima Provincias, ubicada a 18 km de Sayán, a una altitud entre los 1500 y 1700 m.s.n.m. Es una comunidad campesina de parceleros, reconocida como tal desde 1935, su población en el año 2015 es de 230 habitantes.

Leoncio Prado limita al norte con los distritos de Paccho y Checras; al sur con Ihuarí y 27 de noviembre (provincias de Huaral); al este con Santa Leonor y al oeste con Sayán (Provincia de Huaura) e Ihuarí (provincia de Huaral).



**Figura 1. Ubicación geográfica de la comunidad de Huanangui.**

## **4.2. Selección de plantas nativas de chirimoya**

### **4.2.1. Árboles nativos candidatos seleccionados dentro de la asociación PROACHIRKO**

La elección de los árboles candidatos deben cumplir un requisito indispensable, ser árboles nativos de chirimoya de la comunidad de Huanangui. Se seleccionó un primer universo de 150 plantas nativas en base a características agronómicas deseadas, posteriormente se redujo este universo a 10 plantas a partir del uso de una matriz de descriptores. Estas 10 plantas fueron inoculadas con *P. cinnamomi* bajo condiciones de laboratorio con la finalidad de seleccionar las 5 más tolerantes al ataque del patógeno.

El trabajo de selección inicial fue realizado de manera conjunta con la comunidad, la cual fue previamente capacitada, tomando en cuenta su experiencia en el manejo del cultivo. Se consideró que el descriptor edad de planta es muy importante para la elección, por ello se seleccionaron plantas entre 30 y 100 años de edad. Esto se explica debido a que observaron en campo plantas en este rango de edad que, a pesar de la presencia de patógenos como *P. cinnamomi* entre otros, no presentan sintomatologías lo cual puede inferir cierto grado de tolerancia al ataque del patógeno.

**Tabla 1: Plantas nativas de chirimoya seleccionadas inicialmente**

---

<b>N° de Planta</b>	<b>Código de planta</b>	<b>Propietario</b>
1	RA 001	Hernán Rojas Mattos
2	RA 002	Hernán Rojas Mattos
3	RA 003	Jorge Mattos Sandon
4	RA 004	Jorge Mattos Sandon
5	RA 005	Jorge Mattos Sandon
6	RA 006	Jorge Mattos Sandon
7	RA 007	Jorge Mattos Sandon
8	RA 008	Jorge Mattos Sandon
9	RA 009	Jorge Mattos Sandon
10	RA 010	Jorge Mattos Sandon
11	RA 011	Jorge Mattos Sandon
12	RA 012	Jorge Mattos Sandon
13	RA 013	Carmen Mendoza de Álvarez
14	RA 014	Carmen Mendoza de Álvarez
15	RA 015	Carmen Mendoza de Álvarez
16	RA 016	Carmen Mendoza de Álvarez
17	RA 017	Miguel Gomero Medrano
18	RA 018	Miguel Gomero Medrano
19	RA 019	Miguel Gomero Medrano
20	RA 020	Miguel Gomero Medrano
21	RA 021	Miguel Gomero Medrano

---

---

<b>N° de Planta</b>	<b>Código de planta</b>	<b>Propietario</b>
22	RA 022	Miguel Gomero Medrano
23	RA 023	Miguel Gomero Medrano
24	RA 024	Miguel Gomero Medrano
25	RA 025	Miguel Gomero Medrano
26	RA 026	Miguel Gomero Medrano
27	RA 027	Miguel Gomero Medrano
28	RA 028	Miguel Gomero Medrano
29	RA 029	Miguel Gomero Medrano
30	RA 030	Miguel Gomero Medrano
31	RA 031	Miguel Gomero Medrano
32	RA 032	Miguel Gomero Medrano
33	RA 033	Miguel Gomero Medrano
34	RA 034	Miguel Gomero Medrano
35	RA 035	Miguel Gomero Medrano
36	RA 036	Miguel Gomero Medrano
37	RA 037	Miguel Gomero Medrano
38	RA 038	Miguel Gomero Medrano
39	RA 039	Miguel Gomero Medrano
40	RA 040	Miguel Gomero Medrano
41	RA 041	Miguel Gomero Medrano
42	RA 042	Miguel Gomero Medrano
43	RA 043	Miguel Gomero Medrano

---

---

<b>N° de Planta</b>	<b>Código de planta</b>	<b>Propietario</b>
44	RA 044	Miguel Gomero Medrano
45	RA 045	Miguel Gomero Medrano
46	RA 046	Miguel Gomero Medrano
47	RA 047	Miguel Gomero Medrano
48	RA 048	Miguel Gomero Medrano
49	RA 049	Miguel Gomero Medrano
50	RA 050	Miguel Gomero Medrano
51	RA 051	Miguel Gomero Medrano
52	RA 052	Miguel Gomero Medrano
53	RA 053	Miguel Gomero Medrano
54	RA 054	Miguel Gomero Medrano
55	RA 055	Miguel Gomero Medrano
56	RA 056	Miguel Gomero Medrano
57	RA 057	Miguel Gomero Medrano
58	RA 058	Miguel Gomero Medrano
59	RA 059	Miguel Gomero Medrano
60	RA 060	Miguel Gomero Medrano
61	RA 061	Miguel Gomero Medrano
62	RA 062	Miguel Gomero Medrano
63	RA 063	Miguel Gomero Medrano
64	RA 064	Miguel Gomero Medrano
65	RA 065	Miguel Gomero Medrano

---

---

<b>N° de Planta</b>	<b>Código de planta</b>	<b>Propietario</b>
66	RA 066	Miguel Gomero Medrano
67	RA 067	Miguel Gomero Medrano
68	RA 068	Miguel Gomero Medrano
69	RA 069	Miguel Gomero Medrano
70	RA 070	Miguel Gomero Medrano
71	RA 071	Miguel Gomero Medrano
72	RA 072	Miguel Gomero Medrano
73	RA 073	Miguel Gomero Medrano
74	RA 074	Miguel Gomero Medrano
75	RA 075	Miguel Gomero Medrano
76	RA 076	Miguel Gomero Medrano
77	RA 077	Miguel Gomero Medrano
78	RA 078	Miguel Gomero Medrano
79	RA 079	Miguel Gomero Medrano
80	RA 080	Miguel Gomero Medrano
81	RA 081	Julia Pacheco
82	RA 082	Julia Pacheco
83	RA 083	Clara Romero
84	RA 084	Clara Romero
85	RA 085	Clara Romero
86	RA 086	Clara Romero
87	RA 087	Clara Romero

---

---

<b>N° de Planta</b>	<b>Código de planta</b>	<b>Propietario</b>
88	RA 088	Clara Romero
89	RA 089	Julia Pacheco
90	RA 090	Julia Pacheco
91	RA 091	Julia Pacheco
92	RA 092	Julia Pacheco
93	RA 093	Julia Pacheco
94	RA 094	Julia Pacheco
95	RA 095	Julia Pacheco
96	RA 096	Julia Pacheco
97	RA 097	Julia Pacheco
98	RA 098	Julia Pacheco
99	RA 099	Julia Pacheco
100	RA 100	Julia Pacheco
101	RA 101	Julia Pacheco
102	RA 102	Julia Pacheco
103	RA 103	Julia Pacheco
104	RA 104	Julia Pacheco
105	RA 105	Julia Pacheco
106	RA 106	Julia Pacheco
107	RA 107	Julia Pacheco
108	RA 108	Julia Pacheco
109	RA 109	Julia Pacheco

---



---

<b>N° de Planta</b>	<b>Código de planta</b>	<b>Propietario</b>
110	RA 110	Julia Pacheco
111	RA 111	Fausto Torres Carrasco
112	RA 112	Fausto Torres Carrasco
113	RA 113	Fausto Torres Carrasco
114	RA 114	Fausto Torres Carrasco
115	RA 115	Fausto Torres Carrasco
116	RA 116	Fausto Torres Carrasco
117	RA 117	Fausto Torres Carrasco
118	RA 118	Fausto Torres Carrasco
119	RA 119	Fausto Torres Carrasco
120	RA 120	Fausto Torres Carrasco
121	RA 121	Fausto Torres Carrasco
122	RA 122	Fausto Torres Carrasco
123	RA 123	Fausto Torres Carrasco
124	RA 124	Fausto Torres Carrasco
125	RA 125	Fausto Torres Carrasco
126	RA 126	Fausto Torres Carrasco
127	RA 127	Fausto Torres Carrasco
128	RA 128	Fausto Torres Carrasco
129	RA 129	Fausto Torres Carrasco
130	RA 130	Fausto Torres Carrasco
131	RA 131	Fausto Torres Carrasco

---

---

<b>N° de Planta</b>	<b>Código de planta</b>	<b>Propietario</b>
132	RA 132	Fausto Torres Carrasco
133	RA 133	Fausto Torres Carrasco
134	RA 134	Fausto Torres Carrasco
135	RA 135	Fausto Torres Carrasco
136	RA 136	Fausto Torres Carrasco
137	RA 137	Fausto Torres Carrasco
138	RA 138	Fausto Torres Carrasco
139	RA 139	Miguel Gomero Carrasco
140	RA 140	Miguel Gomero Carrasco
141	RA 141	Miguel Gomero Carrasco
142	RA 142	Miguel Gomero Carrasco
143	RA 143	Miguel Gomero Carrasco
144	RA 144	Miguel Gomero Carrasco
145	RA 145	Miguel Gomero Carrasco
146	RA 146	Miguel Gomero Carrasco
147	RA 147	Miguel Gomero Carrasco
148	RA 148	Miguel Gomero Carrasco
149	RA 149	Miguel Gomero Carrasco
150	RA 150	Miguel Gomero Carrasco

---



**Figura 2. Capacitación a los miembros de la comunidad de Huanangui.**

#### **4.2.2. Descriptores identificados como clave para la documentación de los árboles candidatos**

Se elaboró la matriz en mención y el posterior llenado de data del mismo. Los descriptores seleccionados fueron tomados en base a la experiencia del productor con apoyo del equipo técnico del proyecto. Mediante el uso de esta matriz se redujo el universo inicial de 150 a 10 plantas nativas de chirimoya seleccionadas. Los descriptores tomados en cuenta para la elaboración de la matriz son los siguientes:

- Descriptores de pasaporte.

Proporciona información básica que se utiliza para el manejo general (información del germoplasma y de identificación).

- Descriptores de manejo.

Proporciona las bases para el manejo de las accesiones en el banco de germoplasma y es de ayuda para la multiplicación y regeneración.

- Descriptores de medio ambiente.

Describe los parámetros del sitio y del medio ambiente, estos son importantes cuando se realizan pruebas de caracterización y evaluación, se incluyen también los descriptores de recolección del germoplasma.

- Descriptores de caracterización.

Generalmente son caracteres de alta heredabilidad, pueden ser percibidos fácilmente a simple vista y se expresan igual en todos los ambientes.

- Descriptores de evaluación.

Estos descriptores dependen del medio ambiente y necesita métodos experimentales para ser evaluados, estos descriptores incluyen caracteres de productividad, rendimiento, agronomía, susceptibilidad al estrés, estos son muy importantes en la mejora de los cultivos. Dentro de estas categorías de descriptores se ha tomado los descriptores más significativos, de ahí que se ha tomado en cuenta los siguientes:

- Descriptores de recolección.

Nombre del recolector.

Código.

Fecha.

País.

Departamento/provincia/estado.

Distrito/municipio.

Nombre del propietario.

Edad del árbol.

Descriptores de manejo.

Poda.

Polinización manual.

- Descriptores de medio ambiente.

País.

Latitud.

Longitud.

Elevación.

Topografía.

Forma de terreno nivel (características fisiográficas).

- Descriptores de caracterización.

Edad.

Diámetro de la copa.

Altura del árbol.

Color del tronco.

Ramificación del tronco.

Tendencia al serpeo (número de sierpes).

Color de la rama joven.

Pubescencia de la rama joven



**Figura 3. Identificación de descriptores de chirimoya en campo.**

#### **4.3. Selección de plantas nativas de chirimoya por tolerancia a los principales patógenos presentes en la comunidad de Huanangui (caso de *P. cinnamomi*)**

El cultivo de chirimoya se encuentra en un bajo nivel tecnológico, particularmente por el norte de Lima que representa 40% de la productividad nacional. Se identificó el uso patrones foráneos y no adaptados a la zona como la primera causa de su baja productividad y alta mortandad a temprana edad. Estos patrones no presentan tolerancia al ataque de patógenos presente en la comunidad. Se detectó a *Phytophthora cinnamomi* como principal patógeno causante de mortandad en el cultivo de chirimoya para la comunidad de Huanangui.

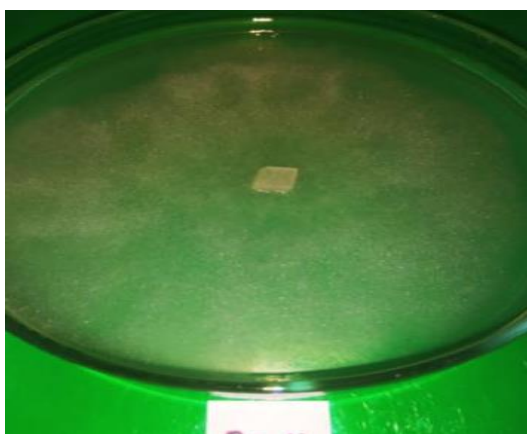
El pseudo hongo *Phytophthora cinnamomi* es un patógeno que causa enfermedades en un amplio rango de plantas cultivadas y en estado silvestre; se ha encontrado en todas las áreas donde se cultiva frutales (Zentmyer, 1994). En el Perú se reporta como problema en el cultivo de palto, ocasionando pudrición de raíces, los cuales al perder la capacidad de absorber agua y nutrientes la planta muestra gran debilitamiento y en algunos casos defoliación, frutos pequeños con madurez adelantada, quemadas por la radiación solar.

En la localidad de Huanangui en el cultivo de chirimoya, se reporta problemas similares a la pudrición radicular en palto, esto es, amarillamiento de hojas basales, marchitez, defoliación, madurez prematura de frutas con quemaduras por el sol. En muchas zonas de la localidad mencionada durante las visitas se pudo observar que tienen el suelo de textura pesada, lo cual favorece a retener la humedad del riego. En muchos casos se observa arboles de chirimoya con más de 50 años de edad (comunicación personal de propietarios), las cuales a pesar de estar cercano al canal de riego donde pasa en forma permanente agua no muestran síntomas de enfermedad descritas, lo cual puede ser sospecha que existen plantas que soportan el efecto de presencia del patógeno (observación personal).

Se realizó la recolección de raíces a partir de plantas enfermas. En laboratorio se aisló los patógenos presentes, encontrándose que el patógeno presente en todas las muestras fue *Phytophthora* (identificación morfológica), posteriormente se envió las muestras aisladas a un laboratorio externo para ser analizadas utilizando marcadores moleculares (Anexo 3). Luego se seleccionó las cepas más agresivas las cuales fueron multiplicadas en laboratorio e inoculadas en raíces de las 10 plantas nativas de chirimoyo seleccionada a partir de la matriz de descriptores, finalmente. Se seleccionaron las 5 plantas nativas de chirimoya que presentaron mayor tolerancia en la prueba de enfrentamiento.

**Tabla 2: Número de muestras de raíz de chirimoya procesadas con presencia del pseudohongo *Phytophthora***

<b>N° de muestra</b>	<b>N° de aislamiento</b>	<b>Género</b>	<b>Lugar</b>
1	Pc-01	<i>Phytophthora sp.</i>	Huananguí
2	Pc-02	<i>Phytophthora sp.</i>	Huananguí
3	Pc-03	<i>Phytophthora sp.</i>	Huananguí
4	Pc-04	<i>Phytophthora sp.</i>	Huananguí
5	Pc-05	<i>Phytophthora sp.</i>	Huananguí
6	Pc-06	<i>Phytophthora sp.</i>	Huananguí
7	Pc-07	<i>Phytophthora sp.</i>	Huananguí
8	Pc-08	<i>Phytophthora sp.</i>	Huananguí
9	Pc-09	<i>Phytophthora sp.</i>	Huananguí
10	Pc-10	<i>Phytophthora sp.</i>	Huananguí
11	Pc-11	<i>Phytophthora sp.</i>	Huananguí
12	Pc-12	<i>Phytophthora sp.</i>	Huananguí



**Figura 4. Identificación morfológica del pseudohongo *Phytophthora*.**

#### **4.3.1. Obtención de muestras de raíces, aislamiento e identificación de *P. cinnamomi***

Se recogieron un total de 12 muestras de raíces desde las plantas con diferente grado de intensidad de la enfermedad, de la zona de la proyección de la copa del árbol, recogiendo entre 50-100 gramos de raíces, obteniendo las raíces secundarias en los cuatro puntos cardinales de cada árbol. Las muestras se envolvieron inmediatamente en papel periódico, se guardaron en bolsas de plástico codificados y llevados al laboratorio para su procesamiento y aislamiento del patógeno.

En laboratorio las raicillas seleccionadas se lavaron primero con agua potable retirando tierra y otros restos, y seguidamente con agua destilada esterilizada. Después se secó con papel toalla esterilizada, se procedió a cortar trozos de 0.5-1.0 cm de longitud, escogiendo las secciones con avance del síntoma de necrosis y áreas sanas. Los trozos fueron sumergidos para desinfectar en una solución clorinada a 200 ppm de hipoclorito de sodio durante 2 minutos, pasado este tiempo se colocó las secciones de raíces en agua destilada esterilizada para enjuagar los restos de hipoclorito. Finalmente se retiró los trozos hacia papel toalla esterilizada para su secado.

Los trozos de raíces desinfectadas se colocaron con la ayuda de una pinza flameada con mechero en platos de Petri conteniendo medio de cultivo PDA + PARPH (Mitchell et al., 1986; Erwin y Ribeiro, 1996). Luego se incubó a una temperatura de  $25\pm 1$  °C, durante cinco a siete días en oscuridad, tiempo después se observó el crecimiento característico de la colonia de *Phytophthora* en las muestras (identificación morfológica).

Se aislaron un total de 7 cepas del género *Phytophthora*, posteriormente estas muestras fueron enviadas al laboratorio BTS consultores para la realización del servicio secuenciación tipo Sanger a partir de marcadores moleculares. Concluyendo que las 7 muestras enviadas corresponden al patógeno *Phytophthora cinnamomi* (Anexo 3).





**Figura 5. Toma de muestras de raíces.**



**Figura 6. Procesamiento de raíces muestreadas.**



**Figura 7. Aislamiento de *Phytophthora cinnamomi* en medio de cultivo PDA y V8.**

### 4.3.2. Selección de plantas nativas de chirimoya con mayor tolerancia al ataque del patógeno *P. cinnamomi*

Existen distintos métodos para la selección de clones resistentes; la técnica de la conductividad eléctrica (CE) está basada en el principio de los cambios de la permeabilidad en la membrana celular, es decir, la liberación de electrolitos desde la raíz en estudio hacia el medio de incubación (agua) donde se encuentran elementos infectantes como las zoosporas, cuya penetración e infección provoca cambios en la permeabilidad de las células dañadas de un tejido por causa de una infección, en consecuencia fuga de electrolitos (Wheeler, 1976).

Existe una correlación entre un tejido susceptible y la liberación de electrolitos, atribuido al efecto estimulativo de la germinación o desarrollo del patógeno. Se sabe que en tejidos susceptibles la conductividad eléctrica en el medio de incubación aumenta inmediatamente después de inocular al hongo en raíces y hojas. Las unidades infectivas para este trabajo fueron las zoosporas del patógeno *P. cinnamomi*.

Se enfrentó 3 de los 7 aislamientos de *P. cinnamomi* considerados los más virulentos (Tabla 3), con 150 gramos de raíces de cada una de las 10 plantas de chirimoya nativa seleccionado a partir de la matriz de descriptores.

**Tabla 3: Medias de conductividad eléctrica por cada aislamiento de *P. cinnamomi* a las 48 horas de inoculación**

Aislamiento	Medias de conductividad eléctrica ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ )
Pc-1	135.82
Pc-7	135.63
Pc-3	134.95
Pc-6	133.76
Pc-2	133.69
Pc-5	133.09
Pc-4	132.80

Los aislamientos más virulentos e inoculados fueron codificados como Pc-1, Pc-7 y Pc-3, mientras que las 10 plantas de chirimoya nativa obtenidas a partir de la matriz de descriptores fueron identificadas como RA-25, RA-28, RA-106, RA-41, RA-105, RA-37, RA-40, RA-46, RA-73, RA-67.

Los resultados obtenidos señalaron que las plantas con mayor tolerancia al ataque de las cepas más agresivas del patógeno *P. cinnamomi* fueron las RA-025, RA-028, RA-106, RA-41 y RA-105 (Tabla 4).

**Tabla 4. Conductividad eléctrica ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ ) de las suspensiones incubadas con trozos de raíz de chirimoya y zoosporas de *P. cinnamomi* en diferentes momentos después de la inoculación**

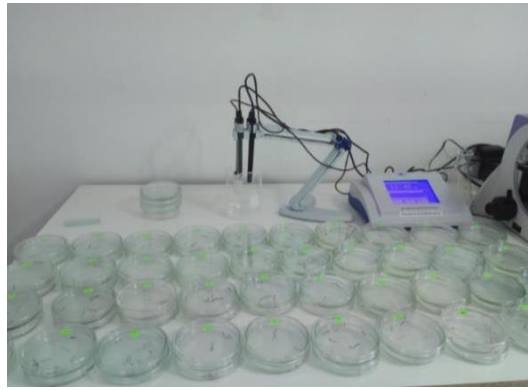
Código de planta	Tiempo de evaluación después de la inoculación (horas)			
	24	48	72	92
Testigo	54.25	56.82	62.48	68.14
RA-25	70.93	84.36	121.84	133.74
RA-28	69.64	87.85	124.8	137.79
RA-106	70.82	95.31	130.1	146.74
RA-41	71.14	92.82	132.95	152.35
RA-105	70.56	96.12	135.59	154.81
RA-37	75.41	105.37	153.64	167.17
RA-40	72.35	103.72	152.4	167.35
RA-46	79.48	111.68	155.96	169.04
RA-73	81.32	109.24	154.95	169.47
RA-67	79.46	111.57	155.49	170.33

**Tabla 5. Plantas nativas de chirimoya con mayor tolerancia**

<b>Código de planta</b>	<b>Propietario</b>	<b>Estado</b>
RA 025	Miguel Gomero Medrano	
RA 028	Miguel Gomero Medrano	
RA 105	Julia Pacheco	
RA 106	Julia Pacheco	Plantas con mayor tolerancia al
RA 041	Miguel Gomero Medrano	ataque de <i>P. cinnamomi</i>
RA 046	Miguel Gomero Medrano	
RA 037	Miguel Gomero Medrano	
RA 040	Miguel Gomero Medrano	Plantas con menor tolerancia al
RA 046	Miguel Gomero Medrano	ataque de <i>P. cinnamomi</i> .
RA 067	Miguel Gomero Medrano	
RA 073	Miguel Gomero Medrano	



**Figura 8. Placas Petri con segmentos de raíz de chirimoya y suspensión de zoosporas de *P. cinnamomi*.**



**Figura 9. Durante el enfrentamiento, suspensión de zoosporas vs segmentos de raíz de chirimoya.**

#### **4.4. Cosecha de frutos a partir de las 5 plantas nativas de chirimoya con mayor tolerancia**

En coordinación con la comunidad de Huananguí, se realizó la colecta de las frutas de chirimoya de las plantas rotuladas con los códigos P-025, P-028, P-106, P-41 y P-105. Las chirimoyas cosechadas fueron almacenadas con la finalidad que las semillas logren su madurez fisiológica.

Luego de 7 días de realizada la colecta de frutas, se procedió al despepado manual de los mismos. Una vez obtenida las semillas limpias se colocó en baldes separados de acuerdo con el código del árbol, dejándose reposar por 10 minutos, para posteriormente, eliminar las semillas que floten, por ser no viables. Este método es ampliamente usado y se basa en que las semillas menos densas, es decir con embriones y reservas con menor peso en relación con el tamaño de la semilla, flotarán. Estas semillas no se consideran viables puesto que al tener pocas reservas no logrará alimentar inicialmente al embrión el cual probablemente, también sea pequeño y presente dificultades durante la germinación.

Si bien no constituye un tratamiento pre-germinativo, la separación de semillas vanas es aconsejable como un primer paso. Esta acción es muy importante, particularmente en el caso de la chirimoya, ya que la proporción de semillas vanas puede ser muy altas (hasta un 40% según lo reportado por la asociación PROACHIRKO). La semilla vana o vacía corresponde a la porción que queda flotando en superficie. Un ensayo de germinación con esta porción de semilla sobrenadante confirmó que el método es efectivo para la separación ya que solo se encontró 1 semilla viable en 700 de las posibles vanas (Robinson Wilfrido, 2019). De esta

manera, sólo se someten a tratamiento pre germinativo aquellas que se hundieron que son potencialmente viables, reduciéndose así los volúmenes a tratar.

El porcentaje de semillas descartadas utilizando la metodología descrita fue en promedio 20% del total de semillas obtenidas a partir de frutos de las plantas de chirimoya seleccionadas. Es importante señalar ello puesto que, tratar y mantener semillas que no logrará producir un plantón deseado implica un gasto de insumos, materiales y mano de obra innecesario.



**Figura 10. Cosecha de frutos.**



**Figura 11. Árbol de chirimoya cosechado.**



**Figura 12. Comunero dirigiendo cosecha.**

## 4.5. Desinfección y almacenaje de semillas.

### 4.5.1. Desinfección de semillas

Se trató la totalidad de semillas (5.5 kg) proveniente de las 5 plantas nativas de chirimoya seleccionada con una solución de Benomilo en concentración 1 g/litro por un lapso de 15 minutos. La finalidad es eliminar cualquier hongo presente que pueda afectar el almacenamiento de la semilla.

El fungicida Benomilo es sistémico y erradicante, efectivo contra un amplio rango de hongos que afectan diversos cultivos en el campo. Cuando se aplica al follaje, penetra en el tejido trasladándose a toda la planta; se puede aplicar en plantas jóvenes hasta la cosecha, incluso en tratamiento de desinfección de semillas

- Composición: Benomyl
- Concentración: 500 g/kg
- Formulación: Polvo mojable
- Grupo Químico: Benzimidazoles
- Clase de Uso: Fungicida



**Figura 13. Fungicida.**

#### **4.5.2 Almacenaje de semillas**

Una vez desinfectadas, las semillas pasaron a almacenarse para su posterior siembra, para ello, se tuvo en cuenta lo siguiente:

Las semillas almacenadas se encontraban totalmente secas, después de la desinfección se dejaron secar a temperatura ambiente por un día, con la finalidad de evitar generar humedad y proliferación de hongos durante el almacenamiento de las mismas.

El almacenamiento se realizó en envases herméticos, y se mantuvieron a temperatura ambiente (25 °C y 45% HR).

El tiempo de almacenaje fue de 2 meses. Para el tiempo de almacenaje se tomó en cuenta las experiencias previas de los productores, quienes indican que las semillas que no pasan por un tiempo de guarda tienden a “pasmarse” y no germinar.

Durante el tiempo de almacenamiento, no se reportó la proliferación de patógenos en los contenedores de semillas.



**Figura 14. Semillas de chirimoya almacenada.**

#### **4.6. Construcción y adecuación de vivero en la comunidad de Huanangui**

Se realizó la construcción del mencionado vivero en un área destinada por la comunidad de Huanangui para tal fin. Cuenta con las siguientes características:

- Casa malla con un área de 300 m<sup>2</sup>, tipo “techo a dos aguas”.
- Casa malla para el mantenimiento de plántones de frutales en general.



- Capacidad para 5000 a 6000 plantones.
- Estructura de fierro galvanizado y malla antiáfida 50 MESH.
- Sistema de riego por goteo.
- Caudal mínimo 0.52 litros/segundo, gotero autocompensantes.

Cada gotero cuenta con una conexión tipo cruceta de 3 mm, a partir de la cual se abastece de agua a 4 plantas mediante el uso de microtúbulos de 3 mm y estacas.

Riego de un solo turno el cual abarcará los 2 sectores de manera simultánea. Cada turno de riego tiene una duración de 50 minutos, abasteciendo de 1560 litros de agua a los 5600 plantones de chirimoya presentes en el vivero. La frecuencia de riego empleada es de 1 turno de riego cada 2 días.

#### **4.6.1. Replanteo, trazado, nivelado y alineado de estructura base**

Debido a las condiciones del terreno en la zona (terreno con elevada pendiente), el trabajo en mención contó con el apoyo de la comunidad en su totalidad. Se procedió a realizar el cavado para la cimentación de la estructura del vivero. Posteriormente se realizó el alineado y nivelado de anclajes con fierro galvanizado.

Se preparó la mezcla de concreto ciclópeo para cimentar los anclajes y tubos de fierro galvanizado

Finalmente se realizó la instalación de cables, tensores entre columnas y anclajes, cortado y colocación de malla antiáfida.



**Figura 15. Instalación de estructura.**



**Figura 16. Cimentación de estructura.**



**Figura 17. Estructura terminada**

#### **4.6.2. Instalación del sistema de filtrado, apertura de zanja, enterrado de tubo con mechas**

Para la instalación del sistema de riego por goteo se hizo zanja de 40 cm de profundidad y 10 metros de longitud por cada línea de porta regantes. Posteriormente se procedió con el pegado de tubos e instalación de los conectores iniciales y bigotes (mechas). Se puso una capa de arena fina debajo de los tubos y con el mismo material se realizó el enterrado. Así también se conectaron válvulas ramales por línea de manguera, la cual permitirá controlar a línea de riego. Es importante señalar que las líneas independientes permiten el manejo de plantones injertados y sin injertar de manera independiente.



**Figura 18. Enterrado de tubo con mechas**



**Figura 19. Instalación de mangueras.**

#### **4.7. Escarificación de semillas**

##### **4.7.1. Escarificación mecánica de semillas de chirimoya**

Las semillas de algunas plantas poseen cubiertas impermeables que no permiten el paso de agua hasta el embrión, y, por tanto, la germinación no puede iniciarse.

La mayor parte de los árboles frutales tienen semillas de este tipo, las cuales si no se escarifican pueden tardar mucho tiempo en germinar, o incluso no hacerlo nunca.

Existen diferentes opciones a la hora de escarificar semillas. Para el caso de las semillas de chirimoya, realizamos la escarificación mecánica, es decir, a partir de un daño mecánico originamos una apertura que permita el ingreso del agua y la consecuente activación de la semilla de chirimoya.

Teniendo en cuenta que la escarificación mecánica en semillas de chirimoya ha sido empleada por la comunidad con buenos resultados. Se escarificó mecánicamente la totalidad de semillas para evaluar el comportamiento que presentarían a nivel de invernadero, ya en el proceso de siembra.



**Figura 20. Escarificación mecánica de semilla.**

#### **4.7.2. Procedimiento de escarificación mecánica en semillas de chirimoya.**

Para realizar la escarificación mecánica en las semillas de chirimoya se procedió a realizar un corte transversal en la zona micropilar de la semilla el cual tiene un rango de longitud entre 1 a 2 mm dependiendo del tamaño de semilla.

El corte fue realizado con una tijera de podar previamente desinfectada con alcohol al 96° y posterior quemado, con la finalidad de evitar la introducción de cualquier patógeno a través del corte realizado.

Las semillas provenientes de plantas nativas de chirimoya de la comunidad de Huananguí tiene un rango de longitud de 15 a 20 mm, por ello, la pérdida de longitud de semillas producto de la escarificación mecánica se encuentra en el rango del 5 al 10%.

Culminada esta labor, se procede al remojo de semillas durante un día (tratamiento pre siembra), luego de ello, se realiza la siembra de las semillas según lo indicado en el punto 4.9.1. siembra de semillas.



**Figura 21. Longitud de semilla de chirimoya.**



**Figura 22. Longitud de semilla de chirimoya con escarificación mecánica.**



**Figura 23. Semillas de chirimoya antes de la escarificación mecánica.**

## **4.8. Preparación de sustrato y embolsado**

Para la preparación del sustrato, se utilizó los siguientes insumos:

### **4.8.1. Preparación de sustrato**

- Sustrato MALLKI para plantones

Empresa Avícola San Fernando, Perú Este sustrato para plantones es un compuesto de materia orgánica ideal para la instalación de plantones en bandejas germinadoras. Brinda condiciones de oxigenación y drenaje, óptimas para el desarrollo de las raíces del cultivo.

- Arena fina lavada

Las arenas calcáreas limitan su uso para muchas plantas. Por ello, debe estar lavada. Sin residuos, vegetales, limos y restos de arcilla. Sirve como componente de aireación y drenaje.

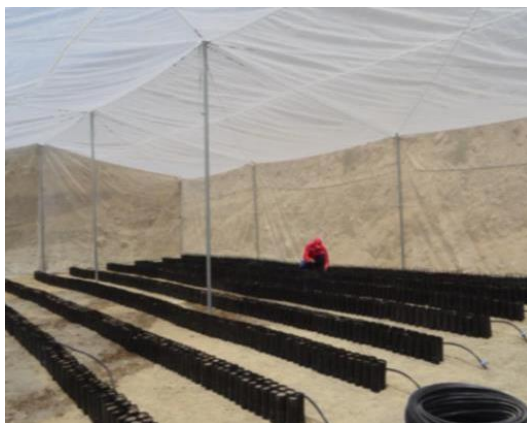
- Ferticompost Extra Premium - Empresa Fitotech, Perú.

Compost de residuos avícolas (aves, gallinaza, huevos) enriquecido con sulfato de calcio, pasta de fruta, pasto vegetal y microbiota.

Se realizó una mezcla en igual proporciones de los tres sustratos mencionados para luego proceder al embolsado.

### **4.8.2. Embolsado y colocación de estacas**

Una vez que se obtuvo el sustrato a utilizar, se procedió a realizar el embolsado. Para ello, se utilizó bolsa para vivero 5" x 10" calibre 2.5 con perforaciones en la base llenándolo con el sustrato dejando una luz de 2 cm al tope. Es importante señalar que el tamaño de bolsa está determinado por el uso del plantón. Para el presente trabajo los plantones de chirimoya pasarán a campo definitivo con una altura promedio de 30 cm, una vez instalados serán injertados con la pluma comercial. Una vez terminado la labor de embolsado, se colocaron 280 bolsas por cada línea de riego. El vivero cuenta con un total de 20 líneas de riego, haciendo un total de 5600 bolsas preparadas. Finalmente, se colocó las estacas para proceder a realizar un primer riego que permita realizar la siembra el día siguiente con mayor facilidad.



**Figura 24. Colocación de estacas en bolsas preparadas.**

#### **4.9. Siembra de semillas y evaluación de plántones obtenidos.**

Estas labores son determinantes para el éxito de la producción de plántones de chirimoya.

##### **4.9.1. Siembra de semillas**

- Tratamiento pre siembra.

Teniendo las semillas de chirimoya ya escarificadas mecánicamente, un día antes de la siembra se procedió a remojarlas, con la finalidad que la semilla se active, hinche y permita el inicio de la germinación.

- Posición de semilla

La posición de la semilla debe ser vertical con la radícula hacia abajo, y sembrada a una profundidad de 2 cm, esto permitirá que al momento de la emergencia de la radícula pueda desarrollarse sin mayor dificultad.

- Semillas por bolsa

Las experiencias previas realizadas por los agricultores de la comunidad de Huanangui indican que la tasa de germinación para la semilla de chirimoya es de aproximadamente 60%. Para efectos del trabajo realizado se sembró 2 semillas por bolsa, con la finalidad de asegurar la producción de plántones. Es importante señalar que las semillas trabajadas proceden de árboles nativos seleccionados y han recibido un tratamiento diferente al realizado por la comunidad, por ello se obtuvo un porcentaje de germinación mayor al esperado.

Tomando en cuenta que se prepararon un total de 5600 bolsas y cada una de ella se sembró 2 semillas, se utilizaron un total de 11200 semillas de chirimoya.

- Porcentaje de germinación

A los 15 días después de la siembra, se realizó la primera evaluación. La germinación obtenida a partir del tratamiento y procedencia de semilla de chirimoya fue de 85%, contándose un total de 9650 semillas germinadas. El porcentaje obtenido es muy superior al reportado por la comunidad.



**Figura 25. Semillas de chirimoya germinadas.**



**Figura 26. Evolución de semillas germinadas.**





**Figura 27. Presidente de la comunidad.**

#### **4.9.2. Evaluación de plantones obtenidos**

Los parámetros tomados en cuenta para la evaluación de plantones son los siguientes:

- Altura y calibre de plantones

Como se indicó, los plantones de chirimoya pasarán a campo definitivo con una altura promedio de 30 cm. Para el trabajo realizado, se evaluó un total de 50 plantas de chirimoya. Se realizó un total de 3 evaluaciones cada 20 días tomando altura y calibre de la planta, la data obtenida está registrada en la Tabla 6.

**Tabla 6: Alturas y calibres de plantas de chirimoya**

<b>Medidas de altura y calibre en plántones de chirimoya</b>						
<b>N° de planta</b>	<b>Primera evaluación (20 días post siembra)</b>		<b>Segunda evaluación (40 días post siembra)</b>		<b>Tercera evaluación (60 días post siembra)</b>	
	<b>Altura</b>	<b>Calibre</b>	<b>Altura</b>	<b>Calibre</b>	<b>Altura</b>	<b>Calibre</b>
	<b>(cm)</b>	<b>(mm)</b>	<b>(cm)</b>	<b>(mm)</b>	<b>(cm)</b>	<b>(mm)</b>
1	11.00	3.20	25.00	4.40	35.40	5.01
2	13.50	3.18	24.00	4.08	20.20	4.53
3	10.00	3.50	15.00	3.93	25.39	4.15
4	8.50	2.60	13.00	2.99	17.00	3.18
5	10.00	3.21	16.00	3.73	26.39	3.98
6	12.00	3.60	15.50	3.90	25.89	4.05
7	9.00	3.16	15.00	3.68	20.00	3.93
8	8.00	2.70	11.00	2.96	21.39	3.09
9	10.00	3.40	16.50	3.96	32.00	4.24
10	13.00	5.20	15.00	5.37	26.00	5.46
11	11.00	3.20	7.00	2.90	11.30	2.75
12	11.00	3.17	15.50	3.56	31.00	3.75
13	11.00	3.43	21.00	4.29	30.00	4.72
14	12.00	2.90	10.00	2.73	34.00	2.64
15	9.50	2.66	14.00	3.05	26.00	3.24
16	10.00	3.10	15.00	3.53	25.39	3.75
17	11.00	2.90	12.50	3.03	21.20	3.09
18	10.00	3.24	16.00	3.76	27.40	4.01

<b>Medidas de altura y calibre en plántones de chirimoya</b>						
<b>N° de planta</b>	<b>Primera evaluación</b>		<b>Segunda evaluación</b>		<b>Tercera evaluación</b>	
	<b>(20 días post siembra)</b>		<b>(40 días post siembra)</b>		<b>(60 días post siembra)</b>	
	<b>Altura</b>	<b>Calibre</b>	<b>Altura</b>	<b>Calibre</b>	<b>Altura</b>	<b>Calibre</b>
	<b>(cm)</b>	<b>(mm)</b>	<b>(cm)</b>	<b>(mm)</b>	<b>(cm)</b>	<b>(mm)</b>
19	11.50	2.40	21.00	3.22	31.60	3.63
20	10.00	2.80	12.00	2.97	20.10	3.06
21	8.00	2.50	10.00	2.67	22.00	2.76
22	7.50	2.20	7.00	2.50	11.00	2.65
23	13.00	3.80	21.00	4.49	36.70	4.83
24	12.00	4.20	15.00	4.46	25.80	4.59
25	10.00	3.40	15.50	3.87	25.89	4.11
26	9.00	3.60	12.50	3.90	18.50	4.05
27	10.50	3.50	15.00	3.89	24.30	4.08
28	12.00	3.60	16.00	3.94	28.50	4.12
29	10.00	2.30	14.50	2.69	24.00	2.88
30	11.50	3.20	17.00	3.67	25.40	3.91
31	10.00	3.30	15.00	3.73	26.40	3.95
32	10.00	2.60	14.50	2.99	24.89	3.18
33	9.50	3.20	16.00	3.76	30.50	4.04
34	9.50	3.30	14.00	3.69	23.00	3.88
35	7.50	2.40	7.00	2.36	27.90	2.34
36	9.50	3.20	12.00	3.42	24.10	3.52
37	8.50	3.00	11.00	3.22	23.00	3.32

---

**Medidas de altura y calibre en plántones de chirimoya**

<b>N° de planta</b>	<b>Primera evaluación</b>		<b>Segunda evaluación</b>		<b>Tercera evaluación</b>	
	<b>(20 días post siembra)</b>		<b>(40 días post siembra)</b>		<b>(60 días post siembra)</b>	
	<b>Altura</b>	<b>Calibre</b>	<b>Altura</b>	<b>Calibre</b>	<b>Altura</b>	<b>Calibre</b>
	<b>(cm)</b>	<b>(mm)</b>	<b>(cm)</b>	<b>(mm)</b>	<b>(cm)</b>	<b>(mm)</b>
38	8.50	2.30	12.00	2.60	21.00	2.75
39	11.50	3.10	14.00	3.32	28.40	3.42
40	9.50	3.40	15.00	3.87	27.50	4.11
41	10.00	3.30	7.00	3.10	11.20	3.00
42	12.00	4.00	16.00	4.34	31.50	4.52
43	11.00	3.90	14.00	4.16	19.50	4.29
44	10.00	3.20	13.00	3.46	26.50	3.59
45	12.00	3.80	18.00	4.32	28.39	4.57
46	9.50	3.20	14.00	3.59	26.50	3.78
47	8.00	2.50	11.00	2.76	21.20	2.89
48	12.00	3.30	24.00	4.33	36.00	4.85
49	14.50	3.40	23.00	4.13	25.00	4.50
50	12.00	3.10	11.00	3.10	25.00	3.10

---

**Tabla 7: Alturas y calibres promedios de plantas de chirimoya**

<b>Promedio de altura y calibre en plántones de chirimoya</b>					
<b>Primera evaluación (20 días post siembra)</b>		<b>Segunda evaluación (40 días post siembra)</b>		<b>Tercera evaluación (60 días post siembra)</b>	
<b>Altura (cm)</b>	<b>Calibre (mm)</b>	<b>Altura (cm)</b>	<b>Calibre (mm)</b>	<b>Altura (cm)</b>	<b>Calibre (mm)</b>
10.41	3.19	14.70	3.57	25.14	3.76



**Figura 28. Plantón de chirimoya con altura de 35 cm.**



**Figura 29. Comunero participando en la evaluación de plántones.**

- **Crecimiento radicular**

La evaluación de raíces en plántones de chirimoya es un método destructivo. Para ello se procedió a evaluar 10 plantas de chirimoya con la finalidad de observar la cantidad de raicillas y pelos absorbentes presentes. Según lo reportado por los comuneros, el volumen radicular es mucho mayor que cualquier plánton de chirimoya comercial observado.



**Figura 30. Evaluación de raíces en vivero.**



**Figura 31. Comparación raíces semilla no seleccionada (comercial) vs. Semilla seleccionada.**

## **V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES**

La producción de plántones de chirimoya para su uso como patrones a partir de semillas proveniente de plantas nativas de chirimoya es viable bajo las condiciones climáticas de la comunidad de Huananguí.

La selección y registro de plantas nativas de chirimoya con características agronómicas deseadas es el paso más importante para la producción de plántones a partir de semillas de chirimoya. De trabajar con semillas provenientes de plantas no nativas probablemente no se adapten a las condiciones de la zona.

El trabajo de selección y registro debe ser realizado de manera conjunta con los productores, puesto que ellos son los que manejan el historial de cada planta nativa.

El aislamiento e identificación del principal patógeno causante del problema sanitario en el cultivo de chirimoya es importante puesto que, a partir de ello, se seleccionarán ejemplares tolerantes a ello.

Las pruebas de enfrentamiento entre planta y patógeno son vitales para la selección de ejemplares tolerantes al ataque del mismo.

Es recomendado el uso de fungicidas para el almacenamiento de semillas de chirimoya, evitando la proliferación de hongos que pudieran afectar la calidad de las mismas.

La escarificación física y el remojo de semillas de acuerdo con lo indicado en el presente trabajo son actividades que, en definitiva, ayudaron a elevar el porcentaje de germinación en semillas de chirimoya. Por ello, se recomienda su uso de manera frecuente.

Las plantas producidas a partir de semillas de chirimoya nativa presentan mayor volumen radical que las que provienen de otras semillas de chirimoya.

Las evaluaciones (altura, calibre y radicular) cobran relevancia en la producción de plántones.

El uso de sustratos con alto contenido de materia orgánica beneficia el desarrollo de plántones de chirimoya.

La información existente referente a la producción y manejo de plántones de chirimoya es muy escasa. Por ello, se recomienda incentivar el estudio de este cultivo, el cual está tomando importancia por sus propiedades curativas y nutricionales.



## VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Apolonio, I., Castañeda, A., Franco, O., Morales, E., Gonzales, A. 2015. Influencia de la fuente de polen y su efectividad en la calidad de frutos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill). *Agronomía Costarricense* vol. 39(1) Pág.61-69.
- Baskin, J., y Baskin, C. 2001. *Seeds. Ecology, Biogeography, and Evolution of Dormancy and Germination*. Academic Press, San Diego, California. 666 p.
- Baskin, J., y Baskin, C. 2004. A classification system for seed dormancy. *Seed Sci. Res.* 14: 1-16.
- Caballero, J. 2007. Evaluación del crecimiento, desarrollo y patrón de maduración de cinco genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill) con potencial comercial. Colegio de postgraduados. Instituto de enseñanza e investigación en ciencias agrícolas. Tesis Maestro en ciencias. 82 p.
- Castro, J.J. 2007. Cultivo de la anona (*Annona cherimola* Mill). Ministerio de agricultura y ganadería. Agencia de servicio agropecuarios de Aserri. San José – Costa Rica. 54 p
- Cruz, E. 2002. Cultivo de Anona. Boletín Técnico No. 7. Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal, CENTA, El Salvador. 20 p.
- Doria, J. 2010. Generalidades sobre la semilla: su producción, conservación y almacenamiento. Reserva científica del departamento de Fitotecnia. Cultivos tropicales. Vol. 31. (1): 74-85.
- Erwin, DC; Ribeiro, OK. 1996. *Phytophthora diseases worldwide*. St. Paul, Minnesota, US, The Am. Phytopath. Soc. 561 p.
- Escobar, O. 1996. Polinización artificial en chirimoya (*Annona cherimola* Mill). Escuela Agrícola Panamericana. Departamento de Horticultura. El Zamorano – Honduras. Tesis. Ing. Agrónomo. 34 p.
- Ferreira, F.R. y Pinto A.C. de Q. 2005. Chapter: 8: Genetic Resources En: Williams, J.T., R.W. Smith, A. Hughes, N. Haq y C.R. Clements. (eds.). *Annona species*. International

Centre for Underutilized Crops, University of Southampton. 284 p.

Filgueiras, J., Ferreira, G., Sheila, Z., Braga, L., Sousa, M. 2010. Germination of Atemoya (*Annona cherimola* Mill. x *A. squamosa* L.) CV. Gefner seeds subjected to treatments with plant growth regulators. *International Journal of Science and Nature*. Vol. 1 (2): 120-126.

Finch-Savage, W., and Leubner-Metzger, G. 2006. Seed dormancy and the control of germination. *New Phytologist* 171(3): 501-523.

George, A., and Nissen, R. 1987. Effects of cincturing, defoliation and summer pruning on vegetative growth and flowering of custard apple (*Annona cherimola* x *Annona squamosa*) in subtropical Queensland. *Aust. J. Exp. Agr.* 27: 915 – 918.

Gimenez, J., Ferreira, G., and Cavariani, C. 2014. Tetrazolium test for assessment of seed viability of Atemoya (*Annona cherimola* Mill. x *A. squamosa* L.). *Journal of Seed Science* 36(3): 357-361.

Gonzales, M. 2013. Chirimoya (*Annona cherimola* Mill), frutal tropical y sub-tropical de valores promisorios. *Cultivos tropicales* 34 (3): 52-63.

Guerrero, E. 2005. Estudio sobre el manejo integrado del cultivo del anón (*Annona squamosa* L.) en el municipio de Apulo, Cundinamarca. Trabajo de grado. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. 54 p.

Hong, T.D., Linington, S. and Ellis, R.H. 1996. Seed storage behaviour: a compendium. Handbook for Genebanks No. 4. International Plant Genetic Resources Institute, Roma. 104 p.

Irigoyen, J. 2004. Guía técnica del cultivo de la anona. Programa nacional de frutales de el Salvador. IICA (Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura). MAG (Ministerio de Agricultura y ganadería). 36 p.

Lobo, M., Delgado, O., Cartagena, J.R., Fernández, E., y Medina, C.E. 2007.

Categorización de la germinación y latencia en semilla de chirimoya (*Annona cherimola* Mill) y guanábana (*Annona muricata* L.) como apoyo a programas de conservación de germoplasma. *Agronomía Colombiana*. 25(2): 231-244.

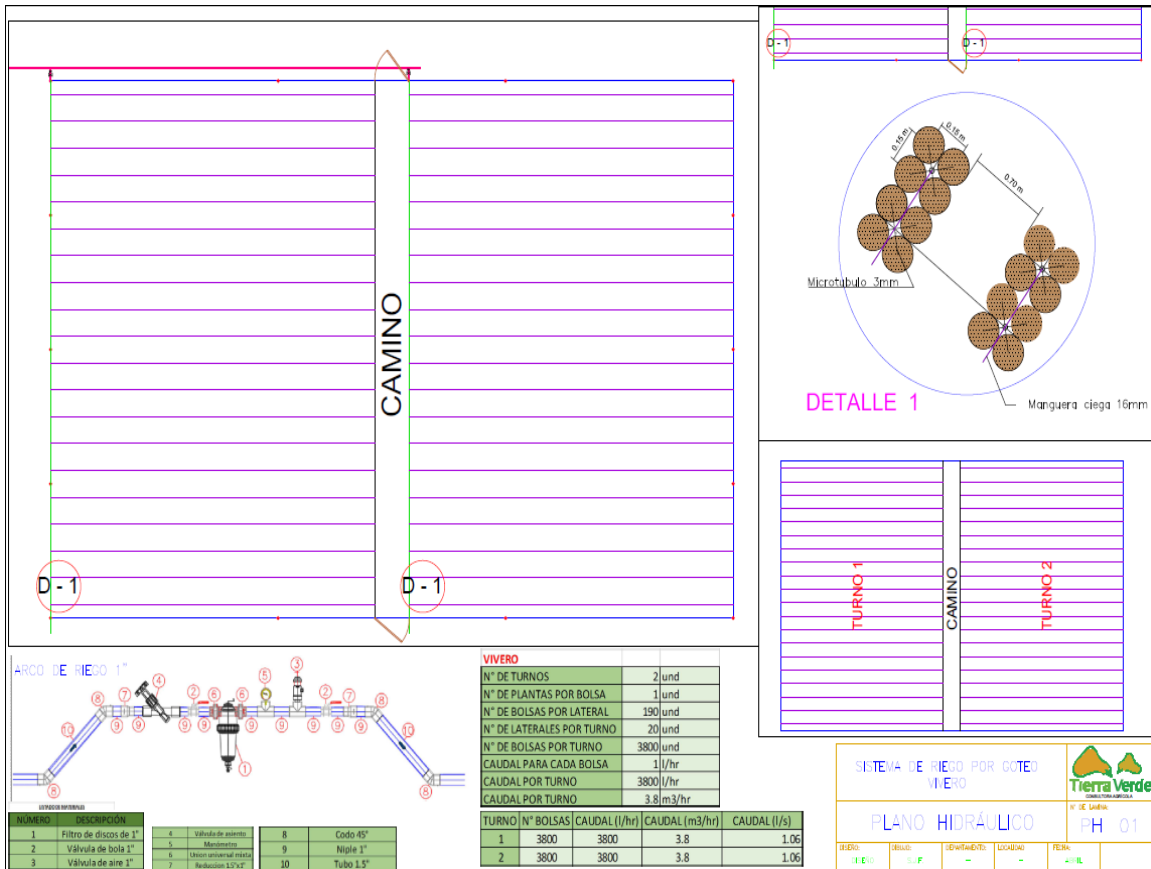
Mabberley, D. J. 1990. The plant-book. A portable dictionary of the higher plants. Cambridge University Press, Cambridge, U.K., 707 p.

- Martínez, F.E., Miranda, D., y Magnitskiy, S. 2012. Germinación de semilla de anón (*Annona squamosa* L). Revista Colombiana de ciencias hortícolas. 6(2): 129-139.
- MOBOT, 2018. Jardín botánico de Misuri. En línea. Disponible en: <http://www.mobot.org/MOBOT/Research/APweb/welcome.html>.
- Morton, J. 1987. Sugar apple (*Annona squamosa*). In: Morton, J. (Ed.). Fruits of warm climates. Creative Resources Systems Inc. Miami. Pages 69-72.
- Nakasone, H. y R. Paull. 1998. Tropical fruits. Crop production science in horticulture series. CAB International, Londres. pp. 45-75.
- Nikolaeva, M.G. 1969. Physiology of deep dormancy in seeds. Izdatel'svo "Nauka" Leningrad. National Science Foundation, Washington D.C.
- Orozco, A.F., Franco, N., y Taborda, L. 2010. Evaluación de tres métodos de escarificación en semilla de algarrobo (*Hymenaea courbaril* L). Rev. Invest. Universidad del Quindío–Colombia. 20: 36-41.
- Rojas, C., Vidal, E., Marroquin, L., y Segura, S. 2005. Evaluación de la calidad y tratamientos pregerminativos en semilla de dos selecciones de chirimoya (*Annona cherimola* Mill). Universidad Autónoma Chapingo. Departamento de fitotecnia. México. Disponible en: <http://www.cedaf.org.do/eventos/isth2005/memoria/Martes/PDF/08>. Pdf.
- Robinson, W. 2019. Anatomía y germinación de la semilla de chirimoya (*Annona cherimola* Miller). Universidad Nacional Agraria la Molina. Tesis Magister Scientiae en producción agrícola. 11 p.
- Trigoso, H. 2015. Propagación botánica de (*Annona muricata* L.) "Guanábana" bajo cuatro sustratos en Iquitos – Perú". Universidad Nacional de la Amazonía Peruana. Tesis Ing Agrónomo. 95 p.
- Vilatuña, C. 1998. Incremento del cuajado de frutos en chirimoya (*Annona cherimola* Mill) con polinización manual en la mañana y tarde. Escuela Agrícola Panamericana. Departamento de Horticultura. El Zamorano – Honduras. Tesis Ing. Agrónomo. 34 p.
- Walter, J. W. 1971. Contributions for the Gray Herbarium. Pollen, Morphology, phytogeography and Phylogeny of the Annonaceae. Edit. Reed C., Rollins and K. Roby. 202 p.

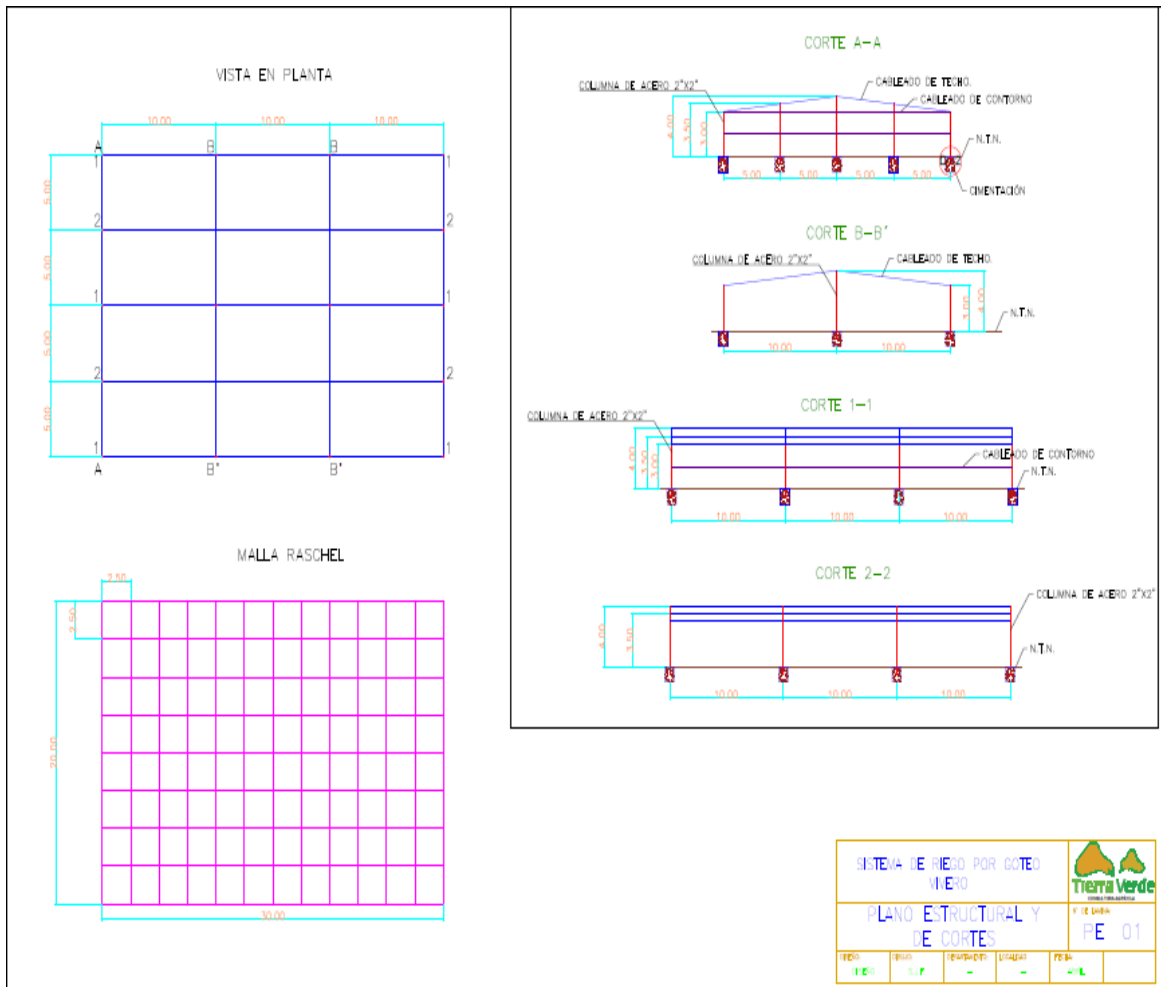
Wheeler B.H and P. Hanchey. 1968. Permeability phenomena in plant disease. *Annu. Rev. Phytopathol.* 6: 331-350.

## VII. ANEXOS

### Anexo 1. Plano hidráulico del vivero – Comunidad de Huananguí.



## Anexo 2. Plano estructural del vivero – Comunidad de Huananguí.



### Anexo 3. Informe de secuenciación tipo Sanger – empresa BTS.



<b>INFORME DE ENSAYOS N° 002-19</b>		<b>Fecha de ingreso: 11/02/2019</b>											
<b>CLIENTE</b> : Productores Asociados de Chirimoya de Kalidad Optima - Huanangui - Proachirko <b>TIPO DE MUESTRA</b> : cultivo de hongos <b>ANÁLISIS SOLICITADOS</b> : SERVICIO SECUENCIACION TIPO SANGER		<b>Descripción de la muestra</b> <table border="1"> <thead> <tr> <th>Muestra (ID)</th> <th>Análisis solicitado</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>PC-1</td> <td rowspan="7">Identificación de hongos por secuenciación SANGER</td> </tr> <tr> <td>PC-2</td> </tr> <tr> <td>PC-3</td> </tr> <tr> <td>PC-4</td> </tr> <tr> <td>PC-5</td> </tr> <tr> <td>PC-6</td> </tr> <tr> <td>PC-7</td> </tr> </tbody> </table>		Muestra (ID)	Análisis solicitado	PC-1	Identificación de hongos por secuenciación SANGER	PC-2	PC-3	PC-4	PC-5	PC-6	PC-7
Muestra (ID)	Análisis solicitado												
PC-1	Identificación de hongos por secuenciación SANGER												
PC-2													
PC-3													
PC-4													
PC-5													
PC-6													
PC-7													
<b>F. inicio:</b> 14/02/2019 <b>F. final:</b> 02/04/2019													

#### Descripción de las muestras:

Se recibieron 7 viales de 2 ml con cultivos frescos de hongos aislados rotulados como PC-1 al PC-7. Las muestras se mostraban en condiciones correctas, re-suspendidas en etanol.

#### Aislamiento de ADN:

El ADN de las muestras fue aislado usando el kit Presto Mini gDNA Yeast (Geneaid Biotech Ltd, Taiwan); de acuerdo a las indicaciones del fabricante. Brevemente, de cada tubo de muestra se tomaron alícuotas de 200 mg aproximadamente y se colocaron en tubos de 1.5 ml. Se agregaron 600 µl de GT Buffer, se re-suspendieron y agregaron 5 µl de RNase A (50 mg/ml), todo transferido a un beadbeating Tube. Las muestras re-suspendidas con los beadbeating tube se mezclaron e incubaron a 70°C por 10 minutos. Se agregó 100 µl de PR Buffer, se mezclaron e incubaron en hielo por 5 minutos, se centrifugaron 11,000 RCF por 3 minutos a temperatura ambiente; luego se transfirió 450 µl del sobrenadante a un tubo de 1.5 ml nuevo; sobre esto se agregó 450 µl de GB Buffer y 450 µl de etanol absoluto, la mezcla se homogenizó y colocó en una columna GD dentro de un de colección, se centrifugó a 16,000 RCF por 1 minuto a temperatura ambiente, se descartó el volumen precipitado y agregó 400 µl de W1 Buffer sobre la columna, se centrifugó a 16,000 RCF por 30 segundos a temperatura ambiente, se descartó el volumen precipitado y se agregó 600 µl de Wash Buffer, se centrifugó a 16,000 RCF por 30 segundos a temperatura ambiente, se descartó el volumen precipitado, se vuelve a colocar la columna GD en el mismo tubo de colección y se centrifugó a 16,000 RCF por 3 minutos a temperatura ambiente. La columna GD seca se pasó a un tubo de 1.5 ml nuevo y se agregó 100 µl Elution buffer pre calentado a

70°C, se incubó por 2 minutos a temperatura ambiente y finalmente se centrifugó a 16,000 RCF por 2 minutos a temperatura ambiente. El ADN purificado almacenó a -20°C hasta su posterior uso.

**Control de calidad del ADN:**

Para el control de calidad del ADN, las muestras se cuantificaron en gel de agarosa y espectrofotómetro UV-Vis (NanoDrop OneC, Thermo Scientific); ver figura 01 y tabla 01, respectivamente. Finalmente, se almacenaron a -20°C hasta su posterior análisis.

**TABLA 01. Cuantificación por espectrofotómetro UV-Vis**

Muestras	Concentración [ng/μl]	Dev. Est. (+/-)	A260/A280	Dev. Est. (+/-)	A260/A230	Dev. Est. (+/-)
PC-1	5.0967	0.1528	1.2257	0.0306	0.5130	0.0026
PC-2	19.2283	0.4957	1.4820	0.0229	0.7190	0.0271
PC-3	8.5600	0.4414	1.6090	0.0293	0.6333	0.0153
PC-4	6.3350	0.1506	1.5273	0.0326	1.3010	0.0515
PC-5	16.6420	0.4696	1.5453	0.0423	0.9830	0.0147
PC-6	16.3510	0.3118	1.7710	0.0187	1.4540	0.0507
PC-7	22.0607	0.2957	1.8507	0.0427	2.1613	0.0385

Valores normales de A260/280: ~1.8

Valores normales de A260/230: 2.0 – 2.2

Cuando la concentración de AND es menor a 10 ng/μl, los valores de A260/280 y A260/230 pueden ser imprecisos.

Interpretation of Nucleic Acid 260/280 Ratios

<https://tools.thermofisher.com/content/sfs/brochures/T123-NanoDrop-Lite-Interpretation-of-Nucleic-Acid-260-280-Ratios.pdf>

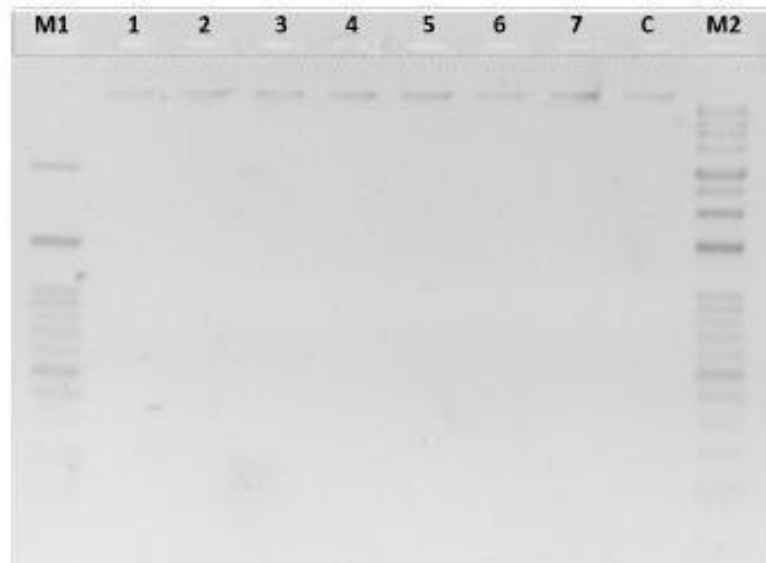
Assessment of Nucleic Acid Purity

<https://tools.thermofisher.com/content/sfs/brochures/TN52646-E-0215M-NucleicAcid.pdf>





**FIGURA 01. Cuantificación por gel de agarosa e integridad del ADN**



Se corrió 2  $\mu$ l de ADN de muestra (1-7) en cada carril y 6  $\mu$ l de ladder M1 y M2 (100 bp y 1kb, respectivamente), C = control de ADN; el gel fue pre-teñido con RedSafe (INTRON Biotechnology, Corea del Sur) y visualizado en un transiluminador de luz LED azul. La figura evidencia bandas altas y uniformes, no se evidencia contaminación de ARN o degradación de la muestra; el rango de cuantificación se ha establecido por comparación con los ladders entre (10-30  $\text{ng}/\mu\text{l}$ ).

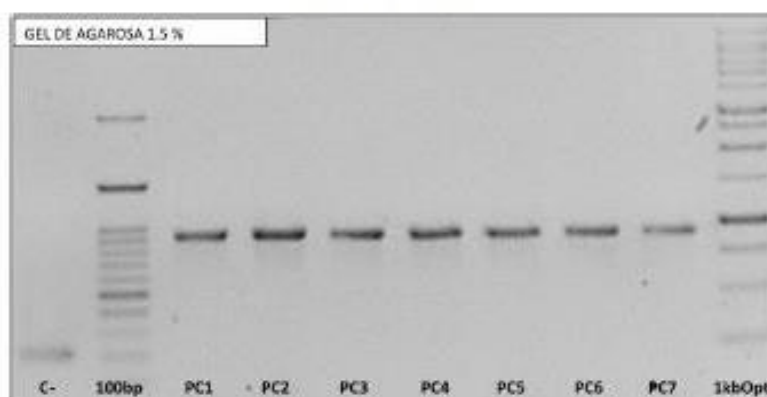
## PCR

Las PCR se realizaron de acuerdo a las referencias con modificaciones según nuestros protocolos internos. Todos los amplificados fueron visualizados en geles de agarosa de 1.5% preteñidos con RedSafe (INTRON Biotechnology, Corea del Sur). Los primers y reactivos utilizados para la PCR fueron de Bio Basic Inc. (Canadá). El detalle de los primers utilizados se ve en la Tabla 02. En las figuras 02-06 se observan la amplificación de cada PCR.

**TABLA 02. Secuencia de primers utilizados**

Locus	Nombre de primer	Secuencia 5'-3' primers forward	Referencia	Temperatura de hibridación de PCR
ITS	ITS1	TCCGTAGGTGAACCTGCGG	Olson, et al., 2011	55°C
	ITS4	TCCTCCGCTTATTGATATGC		
$\beta$ -Tub	BTubF1	GCCAAGTTCTGGGAGGTCATC	Olson, et al., 2011	60°C
	BTubR1	CCTGGTACGCTGGTACTCAG		
Cox2	FM75	CCTGGCAATTAGGATTTCAAGAT	Martin y Tooley., 2003	54°C
	FM78	ACAAATTTCACTACATTGTCC		
IGS1	LR12R	CTGAACGCCTCTAAGTCAGAA	Woodhall et al., 2007	60°C
	Seq5S	CAGATCAGACGGGATGCGGT		
EF-1D	EF1AF	TCACGATCGACATTGCCCTG	Olson, et al., 2011	60°C
	EF1AR	ACGGCTCGAGGATGACCATG		

**Figura 02. PCR ITS**





**CONCLUSIÓN:**

Las PCR ITS y  $\beta$ -Tub no pudieron secuenciarse, probablemente por problemas de unión de los primer al target, es necesario re-secuenciar y determinar por estos marcadores. Solo 1 muestra de baja calidad pudo dar como resultado *Phytophthora cinnamomi* voucher ABD:080 para el marcador  $\beta$ -Tub.

Los marcadores Cox2, IGS1 y EF-1D, pudieron determinar *Phytophthora cinnamomi* isolate 140II, *Phytophthora cinnamomi* strain 20080 y *Phytophthora cinnamomi* strain PH067; respectivamente.

Solo hay identificación ITS y no para los otros marcadores en la base de datos BOLD.

*Se concluye que las 7 muestras son *Phytophthora cinnamomi**