

EL CULTIVO DE COCONA



Autora Compiladora

Ing. BALCAZAR TERRONES LUZ ELITA

Coautores

Ing. CARLOS CARBAJAL TORIBIO

Dr. MIGUEL EDUARDO ANTEPARRA PAREDES

Ing. OSCAR CABEZAS HUALLYAS

Editorial CONCYTEC - Lima 2011



PERÚ

Ministerio
de Educación

Consejo Nacional de Ciencia,
Tecnología e Innovación
Tecnológica





Balcazar Terrones Luz Elita

lbalcazart31@hotmail.com

Móvil: 962647672

Primera edición: Editorial CONCYTEC - Julio 2011

ISBN: 978-9972-50-125-8

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú N° 2011- 03125

Copyright © 2011: Balcazar Terrones Luz Elita – CONCYTEC, en la presente edición

Tiraje: 1,000 ejemplares

Subvención CONCYTEC N°312 -2011-CONCYTEC-OAJ

Consejo Nacional de Ciencia, Tecnología e Innovación Tecnológica - CONCYTEC

Presidente: Dr. Augusto Mellado Méndez

Av. Del Aire 485, San Borja, Lima – Perú

Telefax: (51) 01-2251150

www.concytec.gob.pe

Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP)

Presidente: Dr. Luis Campos Baca

Impreso en Editorial Colecciones Jovic S.A.C.

Jr. Callao 311 Stand 27 - Cercado de Lima.

Derechos reservados. Prohibida la reproducción de esta publicación por cualquier sistema conocido sin la autorización escrita del escritor, del editor en la presente edición.



A Dios, por estar presente en todo momento, guía y fortaleza de mis acciones.

A mis hijos Daniel, Kevin y Alexander, que son mi vida.



A mis padres:
Francisco Q.P.D. y Bremilda, por su infinito amor.



Mis hermanas Ena, Ysabel,
Francisca, Elsa y Herminia.

Con Agradecimiento y cariño.

A mi prima Berònica María, Q.P.D.
Por su gran apoyo y fortaleza.



CONTENIDO

AGRADECIMIENTO	vi
PROLOGO	vii
CAPITULO I: GENERALIDADES DEL CULTIVO DE COCONA	1
CAPITULO II: FACTORES DE PRODUCCIÓN	13
CAPITULO III: MEJORAMIENTO GENÉTICO EN EL CULTIVO DE COCONA	43
CAPITULO IV: INSECTOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE COCONA	55
CAPITULO V: PRINCIPALES ENFERMEDADES QUE AFECTAN A COCONA	69
CAPITULO VI: OTROS ASPECTOS DEL CULTIVO	89
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	105



AGRADECIMIENTO

Mi especial agradecimiento al instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana por promover, la investigación en este cultivo y brindarme la oportunidad de participar como investigador.

Agradecer a la Universidad Nacional Agraria de la Selva. Alma mater que me acogió y me brinda la oportunidad de ejercer la docencia Universitaria e investigación.

Al consejo Nacional de Ciencia e Innovación Tecnológica CONCYTEC, por el apoyo económico en la publicación y editorial .

A los coautores del presente libro. Ing. Carlos Carbajal Toribio, en el capítulo III, al Dr. Miguel Eduardo Anteparra Paredes, en el capítulo IV e Ing. Oscar Cabezas Hualliyas, en el capítulo V. Docentes de la Universidad Agraria de la Selva(UNAS).

Al doctor Tito Arnaldo Hernández Terrones, Docente e investigador de la escuela de Posgrado de la Universidad Nacional Del Santa; por su valioso aporte como revisor del presente trabajo.

Al doctor Rolando Ríos Ruiz, director de la Escuela de Posgrado, profesor Principal de la Facultad de Agronomía, de la Universidad Nacional Agraria de la Selva por su importante apoyo en la revisión del presente trabajo.

A todas las personas que estuvieron involucrados en la elaboración de este ejemplar.

Luz Elita Balcazar Terrones - Editorial CONCYTEC
Tingo María - Perú - 2011



PRÓLOGO

La cocona (*Solanum sessiliflorum Dunal*), es una fruta exótica con potencial productivo, considerada dentro de los principales productos Amazónicos como el aguaje, anona, caimito, camu camu, castaña, huasaí, huito, macambo, papaya, pijuayo, piña, plátano, toronja, tumbo, ungurahui. Debido a la importancia de este cultivo se destaca la presencia del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), con jurisdicción en el ámbito geográfico de la cuenca Amazónica del Perú, que abarca una extensión aproximada de 760 000 Km² (60% del territorio nacional). Cuenta con centros especializados de investigación en Iquitos, Jenaro Herrera, Pucallpa, Puerto Maldonado, Tarapoto, Tingo María y Yurimaguas.

El Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), con sede en Tingo María en alianza estratégica con la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS), a través del Programa de Investigaciones de la Biodiversidad Amazónica, viene ejecutando trabajo de investigación en cocona generando un paquete tecnológico para el manejo de este cultivo, un banco de germoplasma de conservación ex situ y variedades mejoradas así como algunos productos de valor agregado.

La obra consta de seis capítulos, en cada uno de estos se narran aspectos derivados de las investigaciones y experiencias de campo adquiridas en años de estudio en este cultivo, enriquecido con fotografías inéditas, con rasgos característicos que permiten enfocar en cada capítulo alternativas y opciones de producción, control de enfermedades, mejoramiento genético y la biodiversidad que presenta, aspectos poco conocidos como son la presencia de entomopatógenos existentes y el gran potencial en el valor agregado que se puede generar para fines de exportación así como aspectos de comercialización y calidad de la fruta.

La importancia que tiene este documento, es difundir los conocimientos adquiridos durante varios años y la posibilidad de presentar



a un cultivo potencial que merezca mayor atención en el futuro y lograr un camino que permita avanzar permitiéndole un espacio exportador.

El libro está organizado de tal manera que permita al lector ubicar el capítulo de su interés que le permita visualizar el contenido y la profundidad de este, con lenguaje claro y adaptable a todo lector. Los capítulos mencionados en esta obra están relacionados especialmente desde aspectos generales hasta lo referido a factores de producción, fitopatológicos y entomológicos y de mejoramiento genético que permitirán un enfoque complementario para un mejor rendimiento de esta fruta asimismo se puede tener una idea de la inversión y renta que se puede obtener, con esta fruta, incluyendo el valor agregado.

El autor quiere aportar a la comunidad interesada en este cultivo, aspectos poco difundidos y descubiertos con la experiencia de campo e investigaciones que se ha realizado en el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana.

CAPÍTULO I

GENERALIDADES DEL CULTIVO DE COCONA

CONTENIDO:

- 1.1 Centro de Origen
- 1.2 Características botánicas de la planta
- 1.3 Morfología de la planta



Fotos: Ing. Luz Elita Balcazar Terrones

1. Generalidades del cultivo de cocona

1.1. Centro de origen

La planta de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal), es una especie nativa de ceja de selva y selva alta de América tropical, se distribuye naturalmente entre los 200 y 1500 m s n m de altitud en Brasil, Colombia, Perú, Ecuador y Venezuela.

En la selva Peruana se cultivan en los departamentos de Loreto, San Martín, Ucayali, Huánuco, Junín, Pasco, Ayacucho, Madre de Dios, Puno, Amazonas y la Libertad, como se muestra en la figura 1.

1.2. Clasificación botánica de la planta

Pertenece a la familia de Solanacea, contiene entre 2000 a 3000 especies con formas arbóreas, arbustivas, epífitas, y trepadoras algunas de ellas, invasoras de otros cultivos, venenosas, medicinales, ornamentales y cultivos alimenticios por ejemplo, el tomate, pimentón, berenjena y la papa. El género *Solanum*, presenta aproximadamente 1400, especies existentes en casi todo el mundo, la mayor parte de ellas se encuentra en América Tropical. *Solanum sessiliflorum* es un componente de la sección *Lasiocarpa*, de modo que esta filogenéticamente relacionada con la naranjilla (*Solanum quitoense* Lam).

Clasificación científica

Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Orden:	Solanales
Familia:	Solanacea
Subfamilia:	Solanoideae
Tribu:	Solanaceae
Género:	<i>Solanum</i>
Especie:	<i>S. sessiliflorum</i>
Nombre común:	"cocona", "topiro" (Español), "cubui" (Portugués), "Peach tomato" (Inglés).



Cocona en Sudamérica

Modificado a partir de:
http://www.viaternal.com/br/mappolitamicas_archivos/America_politico_gde.jpg



Cocona en Perú



Modificado a partir de:
<http://1.bp.blogspot.com/-5tllsJlSwts/TX0ssiGjuzI/AAAAAAAAAEY/Z9l4o7nNyvQ/s1600/01.jpg>

Legenda:

- Países de Sudamérica donde se ha encontrado cocona
- Departamentos del Perú donde se ha encontrado cocona

Figura 1. Distribución natural de cocona en Sudamérica y Perú.

1.3. Morfología de la planta

La planta presenta Tallos semileñosos, cilíndricos y pubescentes con una raíz principal que se desarrolla a profundidades mayores de un metro, con hojas ovaladas y lobuladas sin excepción de flores con inflorescencia cimosa de pedúnculo corto. Los frutos son bayas de diferentes tamaños y formas de cinco a nueve frutos por inflorescencia (figura 2).

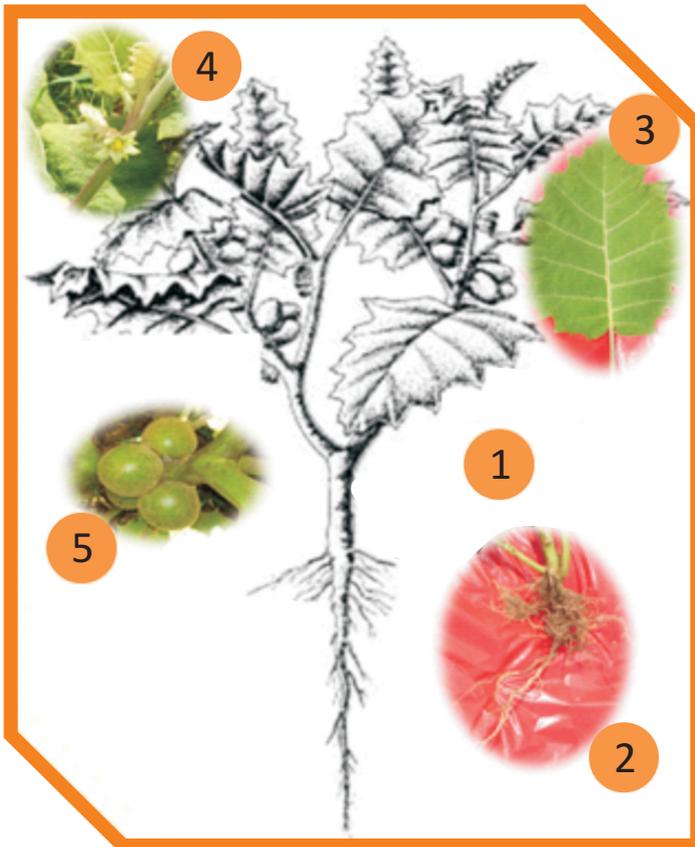


Figura 2. Estructura externa de la planta de cocona. Tallos semileñosos (1), Raíz principal (2), Hojas lobuladas (3), flores con inflorescencia cimosa (4) y frutos o bayas de diferente tamaño (5).

1.3.1. De la planta

Es una planta arbustiva andromonoica, de rápido crecimiento, llegando a medir hasta dos metros de altura, según el ecotipo.

Se ramifican desde el nivel del suelo o desde 10 cm a 15 cm. Los descriptores estudiados, para el caso de vigor de planta; puede presentarse como débil, intermedio o fuerte (figura 3); para el caso de crecimiento de ramas puede ser, horizontal, erecta o colgante (figura 4); la distribución de ramas axilar, irregular o verticilada (figura 5) y el patrón de ramificación extensivo o intensivo (figura 6). Los tallos pueden ser delgados o gruesos, semileñosos, cilíndricos y muy pubescentes, con presencia o ausencia de antocianina y espinas. Estos caracteres se determinan según el ecotipo.

Para todos los ecotipos la densidad de pubescencia es media y la mayoría tienen ausencia de espinas en el tallo. Existen ecotipos con ramas abundantes, medias y escasas. El número de ramas primarias varían entre cinco a seis y el número de ramas secundarias de tres a siete.



Figura 3. Descriptor de vigor de planta de cocona.



1 Erecta

2 Horizontal

3 Colgante

Figura 4. Descriptor de la posición de ramas laterales de la planta.



1 Axilar

2 Irregular

3 Verticilada

Figura 5. Descriptor de la distribución de ramas de la planta.



1 Extensivo

2 Extensivo

Figura 6. Descriptor del patrón de ramificación de la planta.

El Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), ha evaluado caracteres cualitativos de planta de algunos ecotipos, mediante un trabajo de investigación sobre caracterización agromorfológica. Los resultados se presentan en la tabla 1.

Tabla 1. Características cualitativas de planta de seis ecotipos de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal), (n=36).

ECOTIPO	VP	PR	DR	CR	PETH	CT	PAT
SH-4	Fuerte	Extensivo	Irregular	Horizontal	Ausente	Verde claro	Presente
AMG-2	Fuerte	Intensivo	Axilar	Horizontal	Ausente	Verde	Presente
PK-3	Fuerte	Extensivo	Axilar	Horizontal	Ausente	Verde	Ausente
RIJ-101	Fuerte	Extensivo	Axilar	Horizontal	Ausente	Verde	Ausente
SM	Fuerte	Intensivo	Irregular	Horizontal	Ausente	Verde claro	Presente
NE	Fuerte	Extensivo	Axilar	Horizontal	Ausente	Verde claro	Ausente

Leyenda:

VP: Vigor de planta

PR: Patrón de ramificación.

CR: Crecimiento de ramas.

PETH: Presencia de espinas en tallos y hojas.

CT: Color de tallo.

PAT: Presencia de antocianina en el tallo.

DR: Distribución de ramas.

Fuente: La Torre Moscoso, M. 2009.

1.3.2. Características de la hoja

Las hojas son ovaladas, oval lanceoladas o redondeadas, grandes de 43 cm a 53 cm de largo y de 37 cm a 48 cm de ancho, pubescentes, de color verde oscuro en el haz y verde claro en el envés con nervaduras color verde y morado en otros. Presentan hojas simples, alternas y con estipulas; con densidad de pubescencia en el haz y en el envés todos presentan de media a abundante pubescencia, los bordes son lobulados y sinuados con 19 lóbulos a 29 lóbulos; triangulares e irregulares; el ápice agudo y la base de la lámina es desigual, con un lado más alto que el otro y los pedúnculos son de 10 cm a 15 cm de largo.

1.3.3. Características de las flores

Las flores son completas y perfectas, presentan una inflorescencia cimosa (figura 7), de pedúnculo corto con cinco a nueve flores con una posición submaxilar, pétalo verde claro y un color de sépalo verde oscuro, característica de todos los ecotipos. La polinización es alógama en un gran porcentaje por acción del viento, insectos y agua.



Figura 7. Flor de cocona (1) e inflorescencia cimosa (2).

Presentan longitudes de 21 mm a 24 mm, siendo su diámetro de 26 mm a 39 mm, la longitud del pedúnculo oscila entre seis milímetros y ocho milímetros y su diámetro entre dos milímetros y tres milímetros. Los pétalos presentan una longitud de 16,2 mm y de un ancho entre siete milímetros a 11,5 mm; en cuanto a longitud de sépalo, se presentan entre 14,3 mm y 18 mm y un ancho de siete milímetros y 10 mm; el cáliz se presenta profundamente partido, con segmentos cortos, ovados, agudos y con cinco sépalos duros de forma triangular, color verde, y con abundante pilosidad en la parte externa, corola de forma estrellada, con un tubo bien corto y con segmentos ovados - oblongos, además de cinco pétalos de color claro o ligeramente amarillo. A continuación, presentamos las partes de la flor



Figura 8. Partes de la flor. Sépalo (1), pétalo (2), estambre (3), estilo (4), ovario (5) y pedúnculo(6)

1.3.4. Descripción de Los frutos

Los frutos son bayas de forma variable desde esferoide, amarañado, cilíndrico, ovalada, oblata, redondeada, hasta cilíndrica cónica (figura 9). El tamaño y peso varía de acuerdo al ecotipo.

Los frutos maduros son de color amarillo pálido, anaranjado marrón o púrpura cuando se encuentra sobre maduro; la pulpa es acuosa, con una firmeza intermedia y blanda de color amarillo a amarillo blancuzco, de agradable aroma, ligeramente ácida. El epicarpio es una capa delgada lisa, suave y cubierta según variedad por pubescencia fina purulenta, que presenta coloraciones diferentes a la madurez, con maduración uniforme y algunas veces pobre. Las cavidades de las semillas presentan una forma irregular en algunos ecotipos mientras que en otros en forma regular y redonda. Los frutos presentan longitudes de entre 52 mm y 84 mm y su diámetro con 49 mm y 78 mm, el número de lóbulos de cuatro a cinco, el grosor de pulpa oscila entre 4 mm y 12 mm el peso de pulpa en los frutos presenta rangos entre 33 g y 185 g.

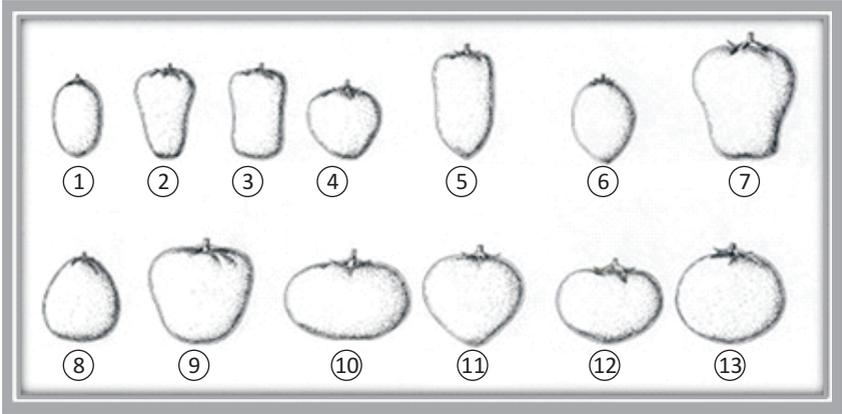


Figura 9. Descriptor deforma de frutos de cocona. Aciruelado(1), Cónico(2), Oblongo (3), Ovalado (4), Cilindro-cónico (5), Elipsoide (6), Amarañonado (7), Globular (8), Esferoide alto (9), Oblato (10), Acorazonado (11), Atomatado (12), Redondeado (13).

Con la finalidad de conservar la biodiversidad de este cultivo, se han realizado diversas colectas en el país, principalmente en base a la diferencia de forma de los frutos (tabla 2), registrando caracteres cualitativos y cuantitativos de los frutos que se colectaron.

Tabla 2 . Características cuantitativas y cualitativas de frutos de algunos ecotipos de cocona colectados en Bagua y Tocache.

Ecotipo	Longitud (cm)	Diámetro (cm)	Grosor de pulpa (cm)	Peso de fruto (gr)	Color de pulpa	Forma de fruto	Color de fruto maduro
TOCH-2	9,0	7,3	0,1	300	Amarillo fuerte	Cilíndrico alargado	Púrpura
N4	6,3	6,4	0,7	154, 5	Amarillo claro	Atomatado	Amarillo
CSA101	6,1	7,6	0,81	205, 9	Amarillo claro	Atomatado	Amarillo
TR	7,1	8,4	1,2	236,6	Amarillo claro	Amarañonado	Amarillo

Las colectas que se han realizado a nivel nacional, en la Amazonía Peruana, muestra la biodiversidad de frutos (figura 10), que se podrían conservar a futuro en el banco de germoplasma ex situ y ser utilizadas para fines de mejoramiento genético.

1.3.5. La semilla

Las semillas son numerosas, de tamaño pequeño, de forma redonda, globular, reniforme, oblata, de 1,9 mm a 2,8 mm de largo y un diámetro de 2,4 mm a tres milímetros, se encuentra envuelta en un mucílago transparente, de sabor ácido y aroma agradable; agrupadas de la misma forma que el tomate desarrollándose desde 1,4 a 2,5 semillas por fruto y con un peso de 100 semillas entre 0,10 g y 0,16 g.

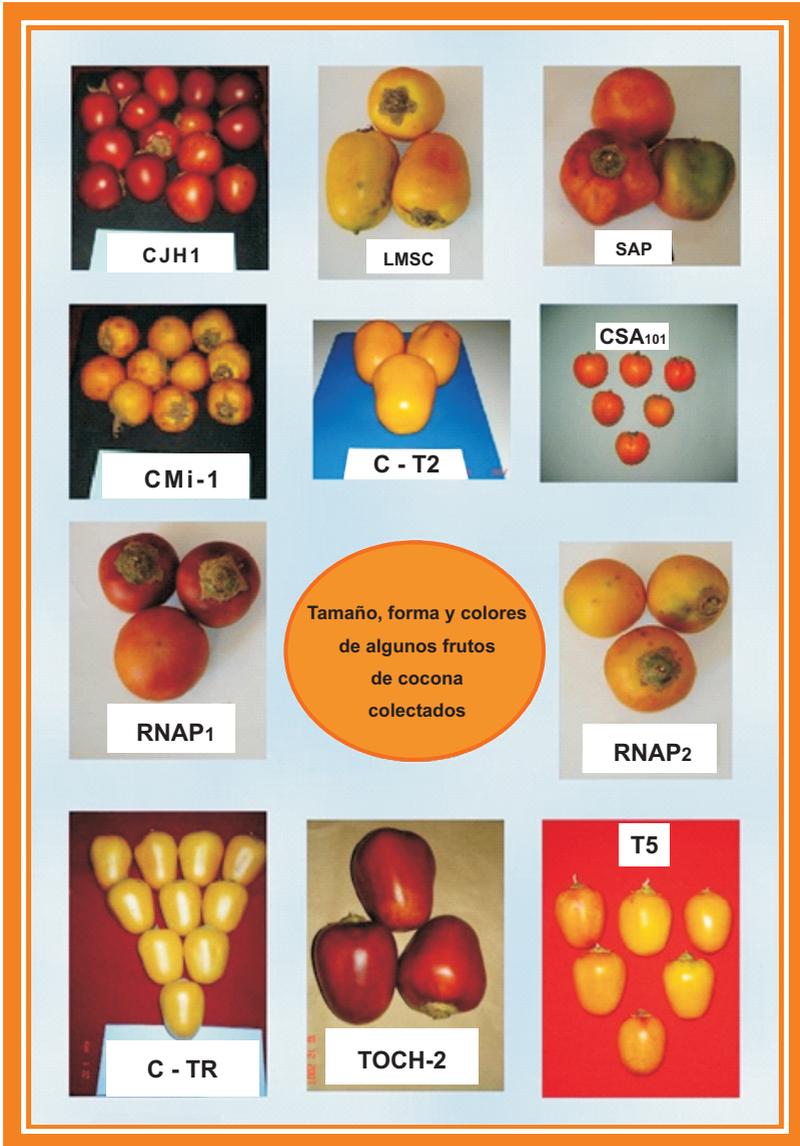


Figura 10. Formas y colores de frutos de algunos ecotipos de cocona colectados.

CAPÍTULO II

FACTORES DE PRODUCCIÓN

CONTENIDO:

- 2.1 Influencia de los factores Climáticos
- 2.2 Condiciones edáficas
- 2.3 Propagación
- 2.4 Almácigo y manejo de cultivo
- 2.5 Manejo poscosecha
- 2.6 Criterios de calidad
- 2.7 Rendimiento
- 2.8 Comercialización
- 2.9 Fenología
- 2.10 Calendario agrícola



Fotos: Ing. Luz Elita Balcazar Terrones

2.2 Factores de producción

2.1. Influencia de los factores Climáticos

2.1.1. Clima

Crece en zonas con temperaturas entre 18 °C y 30 °C, sin presencia de heladas y con precipitación pluvial distribuida entre 1500 mm y 4500 mm y humedad relativa de 70 % a 90 % por año. Se beneficia con una sombra ligera (durante los primeros estados de desarrollo). Se encuentra en zonas con altitudes desde el nivel del mar hasta los 1500 m s n m. En zonas tropicales, se desarrolla muy bien en cualquier época del año teniendo en cuenta un suelo bien drenado en época de lluvia. De preferencia se debe trasplantar a inicio de la época seca para evitar problemas de acumulación de agua.

En Tingo María, se ha tenido buenos resultados sembrando a inicios de época seca, por dos razones; la primera porque las bajas precipitaciones evitan la incidencia de la enfermedad tizón de la cocona y otras enfermedades; la segunda debido que la producción se presenta justamente para la época de verano en Lima lo cual se ha constatado que los precios aumentan por el mayor consumo de esta fruta.

2.1.2. Temperatura y crecimiento

El crecimiento de la planta de cocona es sensible a la temperatura, un cambio de pocos grados da a lugar a un cambio significativo en la tasa de crecimiento, las temperaturas medianamente altas acortan el ciclo y adelantan la maduración.¹

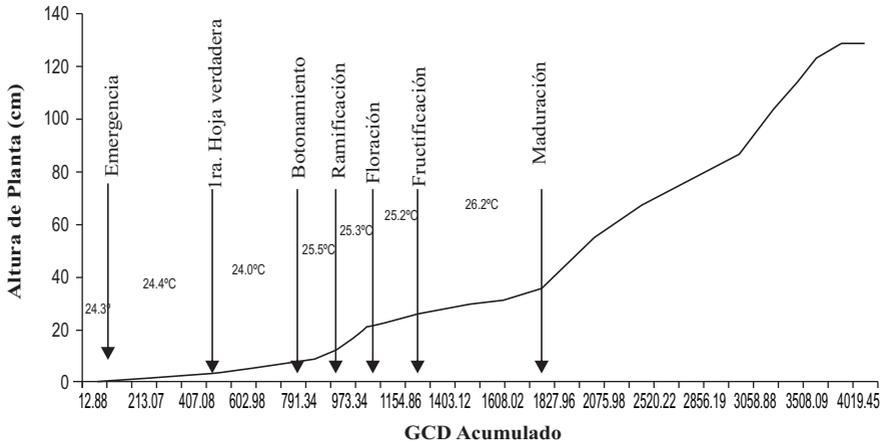
Las plantas utilizan los sustratos acumulados durante su desarrollo incentivando los meristemos axilares, como consecuencia de estímulos externos como temperatura, fotoperiodo o internos como las fitohormonas, sufriendo modificaciones que lo conducen irreversiblemente a ser una yema de flor.

En general, el crecimiento de las distintas especies está adaptado a la temperatura de su entorno natural. Las plantas que están cerca de temperaturas mínimas y máximas con frecuencia están bajo estrés. Cuando las plantas se exponen a días calurosos, tienden a deflexionar las hojas, además de notarse una floración precoz y en algunos casos estrés siendo perjudicadas especialmente si en algún momento existe escasez de agua.

Las diferentes fases fenológicas de cocona en sus siete estados, bien diferenciados de emergencia, primera hoja verdadera, botonamiento, ramificación, floración, fructificación y maduración presenta requerimientos en grados calor día, para cada fase en los distintos ecotipos, así mismo existen rangos climáticos similares para cada fase fenológica.

El Instituto de investigaciones de la Amazonía Peruana, a través de un trabajo de investigación fenológica, realizado en este cultivo para dos ecotipos T4 y N4, hallaron variaciones en los diferentes estados fenológicos, manifestándose que las variables climáticas (tabla 3), han suplido las necesidades fisiológicas, determinándose que los requerimientos de grados calor día (GCD), mostraron valores desde 63,9 grados calor día (GCD), de la emergencia hasta la maduración con 1871,7 grados calor día (GCD) para el ecotipo T4 y de 63,9 grados calor de (GCD), de la emergencia hasta 1957 grados calor día (GCD) a la maduración para el ecotipo N4 (tabla 4); con rangos climáticos similares para cada estado entre 15,7 °C y 34,4 °C de temperaturas mínimas y máximas, precipitaciones totales de 0,1 mm y 96,6 mm acumulados cada siete días, 71% a 94% de humedad relativa y variaciones entre 10,5 a dos horas y décimas acumuladas cada siete días.²

Se ha encontrado, diferencia de grados calor día, en cada fase, durante el crecimiento de cocona N4, expresado en altura de planta en campo definitivo (figura 11).



Fuente: González, A. W. 2002

Figura 11. Temperaturas promedio de ocurrencia de estados fenológicos de cocona ecotipo N4.

En general, el crecimiento de las distintas especies está adaptado a la temperatura de su entorno natural. Las plantas que están cerca de las temperaturas crítica inferior y crítica superior, con frecuencia están bajo estrés.

Esta diferencia de grados calor día que se ha encontrado en cada fase durante el crecimiento expresado en altura de planta y el incremento del número de hojas en el campo definitivo hace que se incremente la actividad fotosintética de la biomasa foliar, y la necesidad de incremento de azúcares o sólidos solubles de los frutos a fin de llegar a una satisfactoria madurez fisiológica y comercial.²

Tabla 3. Temperatura media y fotoperiodo en cada fase fenológica de dos ecotipos de cocona.

Fase observada	T4			N4		
	Días promedio de la siembra	Fotoperiodo (horas)	Temperatura (°C)	Días promedio de la siembra	Fotoperiodo (horas)	Temperatura (°C)
Emergencia	6	11,75	24,3	6	11,75	24,3
Primera hoja verdadera	52	11,63	24,4	45	11,58	24,5
Botonamiento	92	11,78	24,0	92	11,78	23,9
Ramificación	106	12,33	25,5	114	12,33	25,4
Floración	122	12,33	25,3	133	12,33	25,2
Fructificación	145	12,33	25,2	150	12,23	25,4
Maduración	187	12,48	26,2	195	12,48	26,1

Fuente: González. A. W. 2002).

Tabla 4. Requerimientos en grados calor día y heliofania de dos ecotipos de cocona.

Fase observada	T4			N4		
	Días promedio de la siembra	GCD Acumulado *PC 15 OC	Heliofania acumulada	Días promedio de la siembra	GCD Acumulado *PC= 15 OC	Heliofania acumulada (horas y décimas)
Emergencia	6	63,89	37,6	6	63,89	37,6
Primera hoja verdadera	52	482,00	292,2	45	422,4	257,9
Botonamiento	92	831,73	533,9	92	831,73	533,9
Ramificación	106	976,98	641,8	114	1060,67	681,9
Floración	122	1145,74	727,4	133	1260,31	794,2
Fructificación	145	1386,72	868,4	150	1439,87	911,5
Maduración	187	1871,71	1129,7	195	1957,09	1163,3

*PC= punto crítico .

2.1.3. Estrés hídrico en el cultivo

La escasez de agua limita el crecimiento y la productividad de cocona principalmente en zonas tropicales donde se cultiva sin riego, sólo con agua de lluvia, ello hace que en algún momento se presenten períodos de estiaje. Estos periodos secos inesperados, puede ocasionar un retraso en su crecimiento y reducción en el rendimiento. Para recuperar a las plantas trasplantadas la lluvia o el riego constante son necesarios.

Se ha determinado que plantas en plena producción, cuando han sido afectadas por un período de estiaje, la consistencia de los frutos formados se hacen corchosos malogrando su calidad, las hojas se marchitan y los frutos pequeños se caen, si las plantas logran recuperarse por riego, producen pero con rendimiento bajo.

2.2. Condiciones edáficas

Se cultiva en distintos tipos de suelo, prospera bien en suelos de textura franco arcillosa o franco rico en material orgánica y con buen drenaje, se adapta mejor en suelos de pH 5,5 a pH 7,5 ; la planta es agotante por lo que se recomienda una rotación de cultivo. Los ecotipos de frutos pequeños prosperan en suelos pesados, las variedades más grandes e intermedias son más exigentes en suelos. En la zona del Alto Huallaga se desarrolla muy bien en cualquier época del año teniendo en cuenta un suelo bien drenado de hasta por lo menos 60 cm de profundidad, libre sin acumulación de agua; para evitar que las plantas se amarillen por efecto de la pudrición de raíz, cuando recién se han trasplantado o ser afectado por enfermedades fungosas (figura 12). Para remediar estas condiciones se recomienda drenar el suelo (figura13).



Figura 12. Planta anegada después del trasplante.



Figura 13. Drenaje después del trasplante en suelo muy húmedo.

En Tingo María se desarrolla bien cuando se ha sembrado en suelos aluviales (figura 14), drenados y de preferencia que no haya existido ningún cultivo susceptible al ataque de nemátodos y contaminado con otras enfermedades. De la misma manera, se siembran en suelos pesados arcillosos donde los canales porosos son lo suficientemente pequeños que el agua no drena libremente; el agua es retenida más estrechamente. Algunos suelos arcillosos con alto contenido de materia orgánica tiene alta capacidad de campo, que viene hacer la capacidad de retención de agua después de haber sido saturado; el exceso de agua puede ser escurrida por drenaje para evitar acumulación de agua en el terreno sembrado.

También se ha visto áreas sembradas por agricultores en zonas con una topografía con pendiente ligera a medianamente alta obteniéndose rendimientos satisfactorios.



Figura 14. Siembra de cocona en camellones, evita el acumulación de agua en zonas húmedas.

Si los suelos destinados al cultivo son de desmonte de selva, no es indispensable el abonamiento y si el cultivo se siembra por segunda vez es importante abonar el suelo, mucho mejor con un análisis de suelo previo al trasplante, para determinar los requerimientos necesarios de nutrientes. La planta es agotante por lo que no se recomienda sembrar en el mismo terreno por segunda vez en forma continua de preferencia realizar una rotación de cultivo o sembrar en otra área con purma secundaria.

2.3. Propagación

La propagación se realiza por semilla botánica obtenida de frutos de madurez completa. La semilla se obtiene de plantas vigorosas, de buena producción, libre de enfermedades y plagas. Después de cosechar se seleccionan frutos sanos que presenten forma y tamaño uniforme, posteriormente se cortan en mitad los frutos maduros y se retiran las semillas sobre un recipiente limpio, se lava con abundante agua por varias veces hasta eliminar el mucílago y restos de pulpa. Para el enjuague final utilizar un colador de malla fina para evitar pérdidas de semillas. Una vez limpia la semilla, secar en la sombra sobre papel periódico o tela de color blanco (figura 15).



Figura 15. Procesamiento de semilla de calidad. Selección de frutos sanos (1), corte de frutos maduros y retiro de semilla (2), lavado de semillas (3), secado de semilla (4)

El almacenamiento de la semilla seca se recomienda en sobres de papel y bolsas de plástico por un periodo no mayor de dos años, a 4°C de temperatura y 45 % de humedad.

2.4. Almacigo y manejo del cultivo

Para asegurar una buena producción de cocona e instalar una buena plantación, se recomienda seguir la secuencia que se indica a continuación.

2.4.1. Preparación de Sustrato

El sustrato que se emplea deber ser un suelo suelto de color oscuro con buen contenido de materia orgánica o de lo contrario prepararlo mezclando con aserrín descompuesto, estiércol, Humus, etc. Es importante

realizar la desinfección del sustrato con fungicida o fungicida-nematicida entre ellos, productos a base de Benfuracarb, Flutolanil más Captan, Metalaxil - M, u otros para cultivo de solanáceas; mezclar el suelo luego cubrir por 15 días a 20 días, puede desinfectarse con formol al 4%, es decir cuatro mililitros de formol por litro de agua (se deja desinfectar una vez aplicado cinco días antes de sembrar).

Una vez desinfectado el sustrato se procede al llenado por bolsa de polietileno; finalmente se puede desinfectar la semilla con un fungicida entre ellos un producto a base de Tiofanato Metilo a una dosis de 0,5 g a 1,0 g por 100 g de semilla. Sembrar cinco semillas por bolsa a una profundidad de 0,5 cm se recomienda mantener húmeda las bolsas mediante riego para acelerar la germinación que acontece entre ocho a 18 días de la siembra El desahíje se realiza luego de 20 días a 30 días de la germinación dejando una o dos plántulas por bolsa. Cuando las plantas han alcanzado los 10 cm a 15 cm y tiene tres hojas bien formadas se puede trasplantar a campo definitivo.

2.4.2. Tinglado para vivero

Se debe elegir un lugar de topografía plana y cerca de una fuente permanentemente de agua.

Para la construcción del tinglado se puede utilizar material vegetal de la zona como bambú, palo redondo, etc.; como sombra: hojas de yarina, palma, plátano u otros que permitan manejarlo. Hemos trabajado con un modelo almácigo con techo de plástico (figura 16), recomendable para controlar el exceso de lluvia, en zonas de altas precipitaciones.

Las dimensiones del vivero pueden ser: 1,60 m a 1,80 m de alto por un metro a 1,20 m de ancho, el largo es variable de acuerdo a la disposición del terreno y la cantidad de plántulas que se desean obtener.



Figura 16. Modelo de tinglado para almácigo de cocona, evita el exceso de humedad producida por la precipitación.

2.4.3. Trasplante a campo definitivo

De preferencia, se debe sembrar cocona en terrenos descansados, por lo menos tres años después de una campaña. Este tiempo de rotación se recomienda para evitar la presencia de enfermedades, insectos, virus y nemátodos muy comunes en este cultivo.

Es preferible sembrar en suelos después de “rozar” una “purma” o bosque secundario con edad mínima de cinco años, terrenos muy recientes o poco “descansados” producirán muy poco si no fertilizamos. Los terrenos ondulados o con ligera pendiente son los más apropiados para un agricultor de escasos recursos económicos. Los terrenos dedicados al cultivo de frutales o plantas de corto período vegetativo deben diseñarse y planificarse con la finalidad de capitalizarlos después de cada campaña; por ejemplo, diseñar y construir canales de drenaje, camellones o “camas levantadas”, incorporación de abonos verdes, especialmente soya u otras leguminosas como frijoles, caupi, implementar asimismo su rotación con fines de obtener granos de maíz, hortalizas, plátanos, papaya, etc. La cocona puede ingresar en este plan de rotación de cultivos.

2.4.4. Elección y Preparación de Terreno

Elegir un terreno plano o ligeramente ondulado, con fácil drenaje para evitar acumulación de agua en época lluviosa. Si el terreno es de topografía plana (figura 17), se puede realizar una labranza con maquinaria agrícola; procediendo con una pasada de arado de disco profundo, seguido de rastra en cruce dejando el suelo bien mullido. Este favorecerá el enraizamiento y prendimiento de las plantas.



Figura 17. Terreno preparado para transplante.

La preparación convencionalmente con arado, incorporación con la rastra de dos kilos por metro cuadrado de estiércol descompuesto de vacuno ó un kilo de gallinaza por metro cuadrado, ayudará al abonamiento del suelo y al control de nemátodos.

2.4.5. Demarcación de Terreno y poseo

En el demarcado se debe utilizar el método del triángulo de tres, cuatro y cinco, para lograr una buena alineación (figura 18). Para el demarcado se puede utilizar varas de bambú o ramas colocando en cada golpe según el distanciamiento de siembra (figura 19). Para la zona se determinó el más adecuado de dos metros entre hilera por 1, 5 m entre planta. Para el poseo se debe hacer hoyos de 30 cm de profundidad, para poder agregar tierra superficial u orgánica al fondo del hoyo al momento del trasplante.



Figura 18. Delineado del terreno utilizando el método del triángulo.



Figura 19. Demarcado del terreno.

2.4.6. Establecimiento del cultivo

Se selecciona el material de trasplante para eliminar plantas débiles, deformes y afectadas por plagas y enfermedades. Esta labor se debe ejecutar en la mañana ó por la tarde durante días frescos; si no hay precipitación es necesario regar para asegurar el prendimiento de las plantas.

Una vez seleccionadas las mejores plantas, deben ser trasladadas al terreno definitivo. Las plantas de cocona almacenadas en bolsas de plástico, no sufren después del trasplante, la mayoría prenden normalmente. Es obligatorio sacar la bolsa de plástico y sembrar solo con el cepellón o “champa”. Si el trasplante es a raíz desnuda debe hacerse con parte de la tierra del germinador, de preferencia en días muy nublados, con llovizna o con probabilidades de lluvia. De no llover, cada planta debe recibir un litro de agua. En zonas muy secas el riego periódico será una obligación a considerar.

Es necesario que al trasplantar las hojas queden separadas del suelo, si se trasplantan y las hojas rozan el suelo esta planta morirá ya que al rozar las hojas, estas se pudren, enferman y secan. Las hojas no deben estar volteadas por el envés ya que se exponen al sol directo y morirán. El proceso de trasplante requiere cumplir con varios pasos (figura 20).



Figura 20. Proceso de trasplante del cultivo. Poseo (1), ubicación de las plantas en cada golpe (2), retiro de bolsa de la planta (3), colocado de la planta (4) apisonado (5) y trasplante concluido (6).

2.4.7. Control de malezas y aporque.

Las malezas no deben pasar de 20 cm de altura; ya que estas compiten con el cultivo en la absorción de nutrientes y por la luz solar principalmente entre los dos a cuatro meses del trasplante. Esta labor se realiza en forma manual utilizando azadones (terrenos planos) o machetes en terrenos con pendiente, para no remover la capa superficial del suelo y causar erosión. Dejar las malezas dispersas entre las plantas para su descomposición y protección del suelo. Para evitar la erosión del suelo o moto guadaña para ambos casos.

Para que el cultivo aproveche eficientemente los nutrientes del suelo, es necesario el control oportuno de las malezas, más aún si éstas pertenecen la familia de las Gramíneas o Ciperáceas. A continuación en la tabla 5, presentamos malezas encontradas dentro del cultivo de cocona.

Tabla 5. Principales malezas que se presentan en el cultivo de Cocona.

Nombre Común	Nombre Científico
"Colcha"	<i>Digitaria sanguinalis</i>
"Remolina"	<i>Paspalum virgatum.</i>
"Matapasto"	<i>Pseudelephantopus spicatus</i>
"Comelina"	<i>Comelina sp.</i>
"Sachamalva"	<i>Malachra capitata L.</i>
"Coquito"	<i>Cyperus sp.</i>
"Arrocillo"	<i>Echinochloa colonum L.</i>
"Sinchichana"	<i>Sida rhombifolia L.</i>

El aporque se debe hacer aprovechando la labor de deshierbo o al momento de la fertilización con la finalidad de aumentar el espacio para el desarrollo de las raíces; evitar el vuelco de las plantas y el resquebrajamiento de las ramas basales por el peso de los frutos. Consiste en arrimar la tierra al pie de las plantas, se puede realizar a los cuatro meses del trasplante; no debe ser muy profundo para evitar que se dañe el sistema radicular de la planta. Si existe demasiado fructificación en algunas plantas para casos de frutos de tamaño grande, se debe colocar un tutor para mantener el peso

de la rama y evitar que se rompa y disminuya la producción.

2.4.8. Poda

La poda es necesaria para formar al arbusto así como eliminar hojas y ramas afectadas por enfermedades. Existen varios tipos de poda (figura 21), como se describe a continuación:

- **Poda de formación**

Sirve para eliminar brotes basales y a una altura de 30 cm, Para formar la planta con tres a cuatro ramas principales bien determinadas de buen diámetro resistentes al peso de los frutos, buscando la proporción entre el área foliar y el número de flores y frutos, con buena incidencia de luz y evitar formar un microclima húmedo que favorecería el ataque de enfermedades fúngicas.

- **Poda de mantenimiento**

Consiste en eliminar chupones, ramas improductivas, hojas viejas que se entrecruzan y dificultan las labores culturales como control de maleza.

- **Poda Sanitaria**

Consiste en extraer hojas picadas por insectos, hojas enfermas; para evitar diseminación principalmente de la enfermedad causada por el hongo *Alternaria solani*.



Figura 21. Poda de mantenimiento; eliminación de hojas basales (1), Poda de formación; eliminación de brotes improductivos (2) y poda sanitaria; eliminación de yemas enfermas (3).

Existen en algunos casos malas prácticas en la poda como la eliminación excesiva de hojas, que hacen que los frutos queden expuestos a la radiación presentando posteriormente quemaduras en forma de manchas marrones que son descartados en la comercialización (figura 22).

2.4.9. Fertilización

Este cultivo responde de forma excelente a cualquier fuente de abono orgánico. El estiércol de vacuno, porcino y, especialmente el de gallina, son muy útiles. Pero se recomienda efectuar un análisis de suelo, por lo menos con dos meses de anticipación y aplicar la cantidad requerida de fertilizantes en base a los resultados obtenidos en el análisis de suelo.



Figura 22. Demostración de mala práctica de podas. Plantas con todas sus hojas (1), planta en fructificación con hojas eliminadas por una poda (2), Exposición de frutos a la radiación solar por la falta de hojas (3) y frutos con síntomas abióticos de quemaduras por radiación (4).

La fertilización debe ser localizada a 20 cm del tallo en plantas tiernas (figura 23) y 50 cm del tallo en plantas adultas a una profundidad de 5 cm a 10 cm. La formulación, recomendada para la zona es: 150 k de Nitrógeno, 120 k de Super Fosfato triple y 100 k de Cloruro de Potasio; por planta 98 g de Urea, 78 g de Super Fosfato Triple y 50 g de Cloruro de Potasio, fraccionada en dos partes. La primera aplicación se debe realizar a los 15 días del trasplante un tercio de la dosis: 33 g de Urea, 26 g de Súper Fosfato Triple y 19 g de Cloruro de Potasio por planta, la segunda fertilización se realiza a inicio de la floración de 2 meses a 3 meses del trasplante las dos tercios partes de la dosis: 65 g de Urea, 52 g de Súper Fosfato Triple y 33 g de Cloruro de Potasio por planta.

Si la producción es buena y todavía existe producción de flores que indican otra cosecha se puede realizar una tercera fertilización.



Figura 23. Modo de fertilización después del trasplante.

2.4.10. Cosecha

Con la finalidad de realizar una buena cosecha, es necesario contar con la ayuda de indicadores de madurez, los que permitirán determinar mejor el momento en que se debe iniciar la recolección de frutos. Un índice de madurez, para ser de valor y cumplir con su objetivo, debe experimentar cambios notorios al aproximarse la madurez, para así determinar el comienzo del periodo de cosecha y asegurar la obtención de fruta con óptima calidad en cuanto a sabor y comportamiento en almacenaje.

Se conocen dos tipos de madurez:

- **Madurez fisiológica o de consumo**

Es aquella en la que la fruta presenta sus mejores condiciones de consumo.

- **Madurez comercial o de cosecha**

Es el estado de desarrollo del fruto que asegura la continuación del proceso de madurez, una vez salido del árbol, para obtener las óptimas condiciones de palatabilidad en la época de consumo. En frutos de cocona la maduración coincide con los cambios en la coloración, tanto de la pulpa como de la corteza, la cual desarrolla tonalidades distintas.

A continuación se propone un modelo utilizando la tabla de colores de pantone para diferenciar las tonalidades de maduración de los frutos. Para este modelo, se tomó como referencia la evaluación de 200 frutos de cocona del ecotipo CT2 distribuidos en cuatro tratamientos; mostrando como resultado las diferentes tonalidades indicadas en la figura 24.

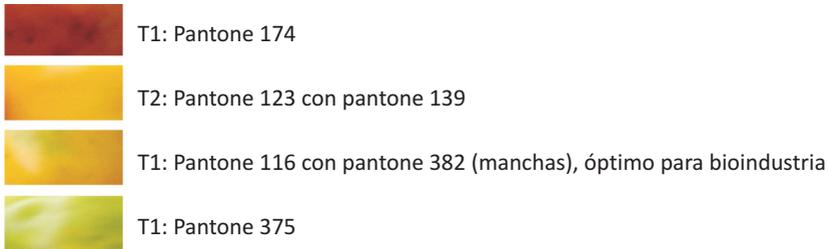


Figura 24. Propuesta de tabla de colores por tratamientos evaluados en frutos de cocona ecotipo CT2.

La pérdida de color verde es consecuencia de la degradación de la clorofila y al desenmascaramiento de pigmentos como carotenos y xantofila. Internamente la pulpa sufre cambios de coloración que se manifiestan en una pigmentación amarilla alrededor del primordio seminal. Por su parte, la semilla durante este proceso se recubre de una testa dura y los arilos se hacen más jugosos. La firmeza, el color y los sólidos solubles totales constituyen índices de cosecha apropiados para la cocona; por el contrario, las dimensiones físicas como peso fresco y diámetro no son válidas como

parámetros de recolección, ya que se pueden ver muy afectados por las condiciones externas.

La cosecha, consiste en arrancar los frutos maduros o pintones, se realiza en forma manual o utilizando una tijera de podar, manteniendo el cáliz que rodea el fruto. Cuando los frutos alcancen madurez fisiológica o cuando están completamente maduros; esto sucede entre los cinco a siete meses después del trasplante, según la variedad. A partir de allí, se recomienda cosechar cada 15 días.

Los frutos deben colocarse en cajones para evitar que se golpeen al momento del traslado hacia el mercado. Se han realizado pruebas donde se determinó que el color del fruto a la cosecha deben ser los frutos de los tratamientos T2 y T3, (figura 25), Los cuales duraron hasta 19 días en almacenamiento al ambiente después de la cosecha.



Figura 25. Tratamientos realizados para pruebas pos cosecha.

2.5. Manejo poscosecha

Las prácticas que se realizan durante la pos cosecha garantizan la buena calidad de fruta para la comercialización, Los frutos cosechados utilizando jvas de plástico para el traslado se evitan golpes en los frutos y facilitan la selección de estos (figura 26). Uno de los principales problemas después de la cosecha en los frutos es la incidencia de la enfermedad tizón de la cocona (figura 27), por ello es necesario desinfectar los frutos para mantenerse sanos durante el transporte y almacenamiento. Existen criterios de operaciones en el manejo pos cosecha (figura 28).



Figura 26. Frutos de cocona cosechados (1) y selección de los mismos (2).



Figura 27. Frutos afectados por Tizón de la cocona (*Alternaria solani*). Después de la cosecha (1) y a la fecundación (2).

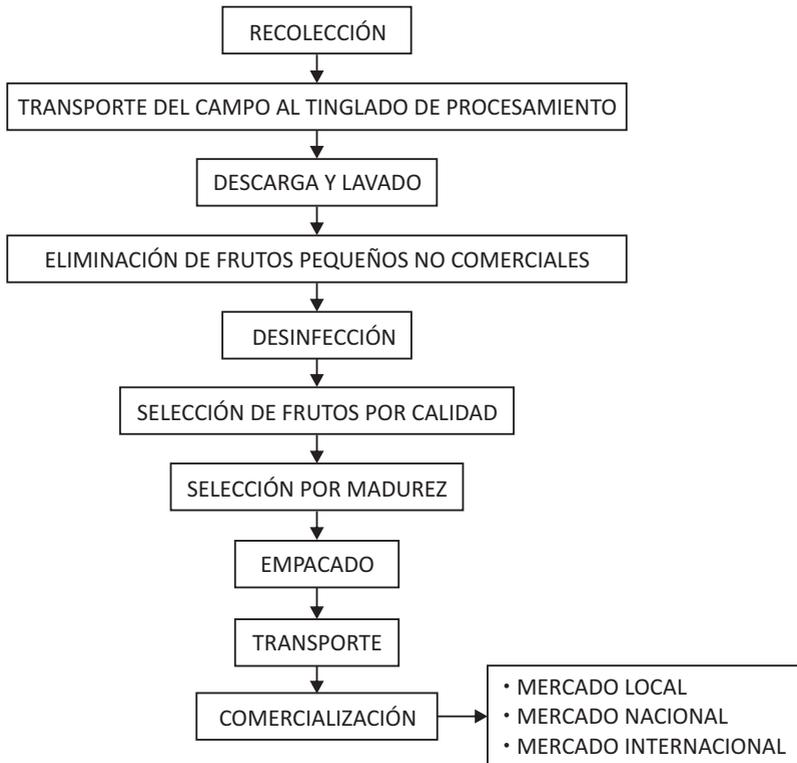
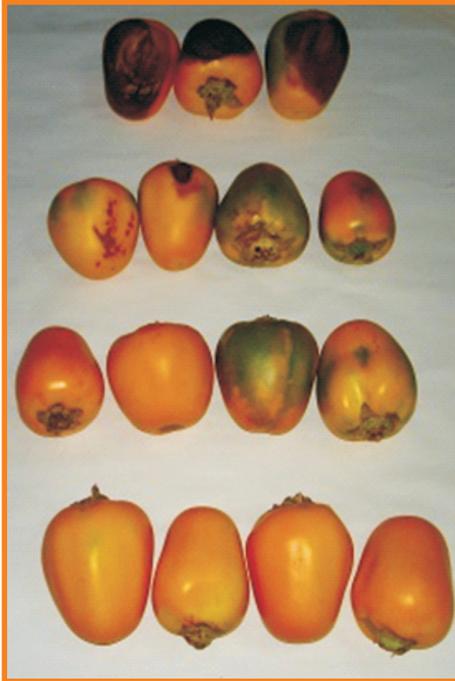


Figura 28. Criterio de operaciones en el manejo pos cosecha.

2.6. Criterios de calidad

La calidad de los frutos depende del estado sanitario y presentación. Los frutos deben estar sanos, de consistencia firme, exenta de descomposición o deterioro, libre de materias extrañas visibles, de magulladuras, de daños ocasionados por insectos y microorganismos, por insolación y sin presencia humedad externa y de olores y sabores extraños y de cualquier otro factor impropio para el consumo humano. Se propone una clasificación de los frutos por calidad (figura 29).



Frutos de descarte
Enfermos

Frutos de tercera
Frutos pequeños, sanos, con
manchas y desuniformes.

Frutos de segunda
Sanos, desuniformes en
tamaño, forma y color.

Frutos de primera
Sano, de color y tamaño
uniforme.

Figura 29. Propuesta de clasificación de frutos.

2.7. Rendimiento

El rendimiento de cocona varía dependiendo del ecotipo, condiciones edafoclimáticas, fertilización utilizada, altitud, densidad de siembra, agua suministrada, semilla y manejo que se realice. Existen resultados de trabajos de investigación (tabla 06), efectuados en este cultivo comparando rendimientos entre ecotipos en una misma localidad y en otros casos en diferentes localidades de la zona del Alto Huallaga a un distanciamiento de dos metros entre filas y 1,5 m entre planta, con una densidad de 3333 plantas por hectárea.

Tabla 6. Rendimiento obtenido de algunos trabajos de investigación realizados en el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) y la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS).

Localidad	Ecotipo	Rendimiento (TM/ha)	Referencia
Saposoa	CPU	21,2	Abanto Fonseca, Javier. Tesis, Universidad Nacional Agraria de la Selva(UNAS). Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP).
	SA3	20,03	
	CTR	18,68	
	SAT	13,27	
Tulumayo (Huánuco)*	T4A	20,54	Cárdenas Ortega, Abel. Tesis, Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS). Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP).
	N4	16,21	
Tulumayo (Huánuco)*	N3	24,11	Huayanay Castro, Hellen. Tesis, Universidad Nacional Agraria de la Selva(UNAS). Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP).
	AR1	21,03	
	R2	19,06	
	T4	18,23	
	T7	18,16	
	T2	16,98	
	T5	14,17	
Tulumayo-Huánuco**	N4	37,44	Gómez Aliaga, Roberto. Tesis, Universidad Nacional Agraria de la Selva(UNAS). Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP)
	N3	36,61	
	T6	35,1	
	T4	34,16	
	N1	31,4	
	R2	30,26	
	J1	29,84	
N7	18,68		

Legenda: CPU=Cocona Pucallpa SA3=Cocona Satipo
 CTR=Cocona Trujillo SAT=Cocona Satipo
 N=Cocona Naranjillo T=Cocona Tingo María
 R2=Cocona Rioja J=Cocona Jacintillo.

* Pérdida de frutos por enfermedad (*Alternaria solani*), no reportada.
 Fertilización 140-120-160 (N, P₂O₅ y K₂O)

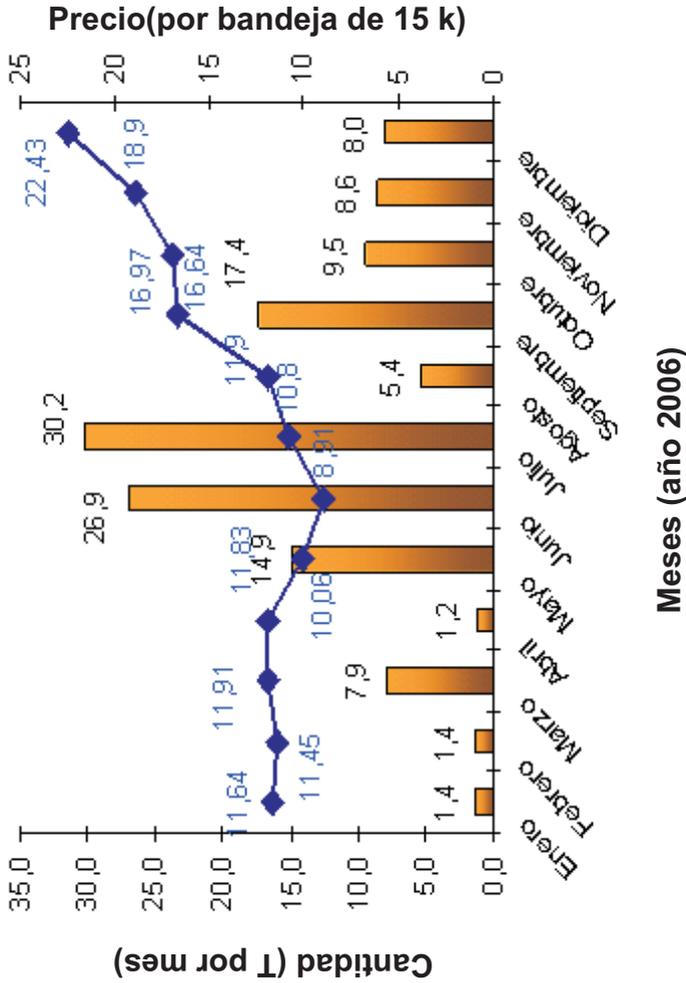
** Nueve cosechas. Frutos sanos, fertilización 150 -120-100 (N, P₂O₅ y K₂O)

2.8. Comercialización

Este cultivo por ser una fruta nativa, para la población es necesario informar al consumidor sobre sus cualidades de sabor, aroma y sus aplicaciones en valor agregado como conserva en almíbar, pulpa conservada en propóleos, preparado de jugos, mermelada, ají, entre otros.

Además conocer las alternativas de consumo, factores de calidad, composición nutricional y maduración. Puede ser comercializada a granel o en bandejas, con esta presentación se le da mayor valor agregado al producto y se logra un mejor precio de venta. Con información diaria de precios de la comisión transitoria de administración del mercado mayorista de futas, el año 2006, se determinó la fluctuación de precios promedios y la cantidad de fruta que llega al mercado mayorista (figura 30) notándose una variación del precio entre 8,31 nuevos soles y 22,43 nuevos soles, dependiendo del mes y la cantidad de cocona que ingresa a este mercado.

Existen posibilidades de exportar ya que la fruta es requerida en países de Europa y América en los últimos años, como lo indica la Superintendencia Nacional de Administración Tributaria (SUNAT), donde muestra la evolución de las exportaciones del producto cocona según sus principales mercados desde el año 2006 hasta el año 2010(tabla 07).



Fuente: Comisión Transitoria de Administración del Mercado Mayorista de frutas.

Figura 30. Distribución anual del precio de cocona en el mercado de frutas de Lima.

Tabla 7. Exportaciones del producto cocona según sus principales mercados.

País	2006	2007	2008	2009	2010
Canada	0,00	2150,10	0,00	2,70	3847,10
Bélgica	5,35	273,27	0,00	24,72	215,57
Francia	872,60	3370,18	1977,40	2017,30	68,20
Chile	363,89	0,00	0,00	40,80	20,13
España	0,00	0,00	4699,44	1945,01	0,00
Reino Unido	0,00	12,56	0,00	0,00	0,00
Países Bajos	2120,96	4077,50	764,60	0,00	0,00
Estados Unidos	57,50	1440,00	6,00	0,00	0,00
Ecuador	0,00	44,16	0,00	0,00	0,00
Alemania	0,00	0,00	3724,54	1648,65	0,00
Suiza	0,00	2087,25	0,00	0,00	0,00
Bolivia	238,24	0,00	0,00	0,00	0,00
Aguas Internacionales	11,92	0,00	0,00	0,00	0,00
Total	3670,46	13455,02	11171,98	5679,18	4151,00

Fuente: SUNAT
Elaboración: PROMPERU.

2.9. Fenología

Las fases fenológicas de cocona se determinó como sigue:

2.9.1. Emergencia

Se manifiesta cuando la raíz principal crece hacia abajo y el cotiledón se elonga ocurriendo la primera semana con semilla fresca, demorando entre 15 días a 18 días cuando la semilla es conservada.

2.9.2. Primera hoja verdadera

La aparición de la primera hoja verdadera que representa la típica hoja de cocona lobulada, se realiza después de las cotiledonales en un promedio de 52 días a 65 días según el ecotipo, simultáneamente se inicia el

crecimiento de las raíces, las hojas cotidionales se caen y emiten yemas foliares de los puntos de inserción de las hojas caídas, esta fase se observa al inicio de la formación de tejidos de sostén, propios de las plantas semileñosas.

2.9.3. Ramificación

Esta fase se caracteriza porque el tallo principal se bifurca y empiezan a emitirse las ramas laterales, que a la vez emiten ramas secundarias, ocurriendo entre un promedio de 144 días. Esto debido a que la planta se dispone para la floración y posterior fructificación.

2.9.4. Floración

Se caracteriza por el apareamiento de los botones florales y posterior apertura de las flores, las mismas que se encuentran insertadas en las ramas secundarias y tallos de la planta, ocurriendo entre los 117 días hasta los 155 días, esto debido a la temperatura de la zona que acelera la apertura de las flores.

2.9.5. Fructificación

En esta fase aparecen los primeros frutos provistos de aristas y de abundante velloso, los mismos que aparecieron entre un promedio de 127 días a 157 días, según el ecotipo, notándose diferencias durante su desarrollo del fruto.

2.9.6. Maduración

Esta fase se define por el apareamiento de manchas amarillas o tonalidades anaranjadas, dependiendo de la variedad notándose entre los 219 días y los 238 días según la variedad.

2.10. Calendario agrícola

Una buena planificación para la siembra de cocona y el cumplimiento de algunas actividades agrícolas garantizarán buenos resultados en el rendimiento, por ello se propone un calendario agrícola (tabla 08).

Tabla 8. Calendario agrícola del cultivo de cocona

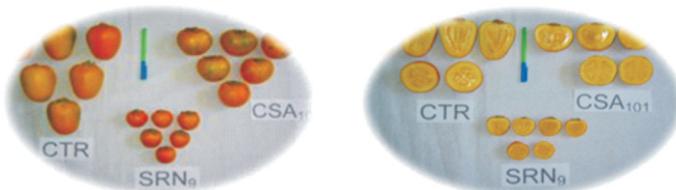
CICLO FENOLOGICO.	VIVERO-TRANSPLANTE		RAMIFICACIÓN-FLOREACIÓN-			MADURACIÓN-COSECHA						
MESES	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
Preparación de suelo para almárgo												
Riego o control del exceso de lluvia(tinglado)												
Control de maleza												
Control de plagas y enfermedades												
Desajilje												
Preparación de suelo												
Eliminación de hojizas y trasplante												
Primer abonamiento y aporque												
Aplicación de abono foliar												
Poda de formación												
Poda sanitaria												
Segundo abonamiento y aporque												
Tercer abonamiento												
Poda de mantenimiento												
Cosecha												

CAPÍTULO III

MEJORAMIENTO GENÉTICO EN EL CULTIVO DE COCONA

CONTENIDO:

- 3.1 Mejoramiento del cultivo
- 3.2 Variabilidad
- 3.3 Banco de germoplasma de cocona
- 3.4 Objetivos del mejoramiento
- 3.5 Ventajas y deventajas del cultivo
- 3.6 Sistemas de mejoramiento.
- 3.7 Esquemas de un sistema de mejoramiento



Fotos: Ing. Carlos Carbajal Toribio

3. Mejoramiento genético del cultivo de cocona

3.1. Mejoramiento del cultivo

La cocona es una especie que cuenta con una alta variabilidad en características morfológicas como son: forma, tamaño, color de fruto, espesor de pulpa, sabor y aroma, esto nos permite el establecimiento de plantaciones comerciales con uniformidad de producción y tipo de frutos.

Esta variedad genética permite contar con el material muy variable para establecer programas de mejoramiento genético y el logro de idiotipos de acuerdo a los requerimientos agronómicos y para atender las necesidades de la agroindustria. A partir de año 1994, se inició en la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS) a través de un Programa iniciado con el Proyecto Especial Alto Huallaga (PEAH) y consolidado con el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), a fin de adoptar este material genético existente en el país y en especial en la Amazonía; estudiar y aislar el material selecto para un trabajo más dedicado para su utilización por el agricultor de la región.

Se cuenta ecotipos la mayoría de ellos caracterizados y accesados al banco de germoplasma organizado en la zona de Alto Huallaga, éste material es sometido a pruebas de progenies en cuatro ó cinco generaciones a fin de evaluar su segregación y con el aislamiento requerido para evitar el efecto de cruzamiento no controlado.

3.2. Variabilidad

Como fuente de variabilidad en cocona, se tiene el hecho de que a pesar de tener flores completas y perfectas, existe un alto porcentaje de cruzamiento lo que permite el mantenimiento de una homogeneidad en el plantel. Esta variabilidad es alta a nivel de forma y tamaño de fruto, como se nota en la figura 31. Para este carácter la herencia citoplasmática es incipiente por el hecho de encontrar tipo diferentes de frutos en una misma planta y aún en una misma inflorescencia



Figura 31. Algunas colectas de cocona realizadas en Tarapoto(1), Moyobamba-Rioja(2), Bagua(3),Chanchamayo(4) en Perú.

3.3. Banco de germoplasma de cocona

El Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), cuenta con un banco de genes, producto de las colectas efectuadas en todo el país, la mayoría de estos ecotipos ya están caracterizados y evaluados su progenie. Este material además de ser fuente de variabilidad provee de genotipos en los trabajos de mejoramiento genético para la producción de variedades mejoradas en la región y el país.

Se maneja un banco de germoplasma para conservar y regenerar las accesiones que se muestran en la tabla 09, las que han sido accesadas a este banco, después de colectas realizadas por los departamentos del Perú donde se ha encontrado esta fruta.

Tabla 9. Algunas colectas de cocona del banco de germoplasma en conservación ex situ Universidad Nacional Agraria de la Selva UNAS) – Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP).

Nº Ingreso	Accesión	Lugar(origen)	Año de colecta
1	L-6	Leoncio Prado	1996
2	N 7	Naranjillo	1995
3	L0	Leoncio prado	1996
4	L-4	Leoncio Prado	1996
5	L-5	Leoncio Prado	1996
6	N-6	Naranjillo	1996
7	T-2	Tingo María	1997
8	AR-1	Rioja	1997
9	T-4	Tingo María	1997
10	T4-A	Tingo María	1997
11	R-4	Rioja	1997
12	T6-A	Tingo María	1997
13	T6-B	Tingo María	1997
4	T-6	Tingo María	1997
15	T-3	Tingo María	1997
16	R-5	Rioja	1997
17	N-1	Naranjillo	1997
18	T-5	Tingo María	1997
19	N-5	Naranjillo	1997
20	T-7	Tingo María	1997
21	R-2	Rioja	1998
22	N-3	Naranjillo	1999
23	N-4	Naranjillo	1999
24	N-2	Naranjillo	1999
25	J-1	Jacintillo	1999
26	IQ	Iquitos	2000
27	SRN-1	Río Negro	2000
			...Van

...Viene

28	SRN-2	Río Negro	2000
29	SRN-3	Río Negro	1998
30	SRN-4	Río Negro	1998
31	SRN-5	Río Negro	1998
32	SRN-6	Río Negro	1998
33	SRN-7	Río Negro	1998
34	SRN-8	Río Negro	1998
35	SRN-9	Río Negro	1998
36	SRN-10	Río Negro	1998
37	SA-1	Satipo	2000
38	SA2	Satipo	2000
39	SA-3	Satipo	2000
40	TR	Cascas(La libertad)	2001
41	CQ 1	Quillabamba	2001
42	CQ2	Quillabamba	2001
43	CQ	Quillabamba	2001
44	SQi	-	2001
45	CCAR	-	2002
46	CSi	Satipo	2002
47	CSA- 101	San Martín	2002
48	CNA102	-	2002
49	CNA101	-	2002
50	CYA102	-	2002
51	CYA101	-	2002
52	CSH	-	2002
53	TES	-	2002
54	MED	-	2002
55	CPU	Pucallpa	2004
56	NM-1	Nuevo Mundo	2004
57	NM-2	Nuevo Mundo	2004
58	NM-3	nuevo mundo	2004
59	Pv	Previsto	2004

...Van

...Viene

60	SH-1	Shambillo	2004
61	SH-2	Shambillo	2004
62	SH-3	Shambillo	2004
63	SH-4	Shambillo	2004
64	SH-5	Shambillo	2004
65	NE	Nueva Esperanza	2004
66	CD	Cedrillo	2004
67	CD-1	Cedrillo	2006
68	SR-1	Santa Rosa	2004
69	CPK-4	Pichanaki	2005
70	CPK-2	Pichanaki	2005
71	CPK-1	Pichanaki	2005
72	CR	Costa Rica	2005
73	MOY-102	Moyobamba	2005
74	MOY-101	Moyobamba	2005
75	BMA-102	Moyobamba	2005
76	NC-101	San Martín	2005
77	BP-4	San Martín	2005
78	BP-1	San Martín	2005
79	BP-5	San Martín	2005
80	BP-2	San Martín	2005
81	BP-3	San Martín	2005
82	AM6-1	San Martín	2005
83	AM-1	San Martín	2005
84	NP-2	San Martín	2005
85	LM-1	San Martín	2005
86	CB-1	San Martín	2005
87	PP-1	San Martín	2005
88	SG-1	San Martín	2005
89	R-13	Rioja	-
90	R-11	Rioja	-

...Van

...Viene

91	TM-1	Tingo María	-
92	PZ-1	Pozuzo	-
93	TM-3	Tingo María	-
94	TM-2	Tingo María	-
95	M-1	Marona	-
96	TM-6	Tingo María	-
97	TM-7	Tingo María	-
98	N-9	Naranjillo	-
99	PZ-2	Naranjillo	-
100	TM-4	Naranjillo	-
101	N-8	Naranjillo	-

Un germoplasma se puede adquirir por múltiples razones: para proteger, estudiar, mejorar, distribuir y completar una colección existente. Las muestras adquiridas deben ser sanas, representativas de la diversidad objetivo y estar bien documentadas para que ingresen sin problemas al sistema de conservación del país que las van a recibir y se puedan utilizar.

3.4. Objetivos del mejoramiento

Para ejecutar una colecta es preciso planificar, para poder recopilar información sobre especies en sitios de origen, con una estrategia de muestreo correcta y el registro de datos de pasaporte, recolección y caracteres relevantes para finalmente etiquetar el material. Se puede indicar objetivos generales y específicos escogidos para la variedad mejorada cocona Trujillo CTR, (figura 32).

3.4.1. Objetivos genéricos:

- a. Alto rendimiento.
- b. Calidad de fruto.
- c. Resistencia a enfermedades.
- d. Calidad de fruto para bioindustria.

3.4.2. Objetivos específicos:

- a. Selección en plantación de monocultivos.
- b. Plantas de buen vigor.
- c. Plantas con ramificación intensiva.
- d. Abundante inflorescencia.
- e. Forma de fruto esferoide alto, globular y amarañonado.
- f. Buen grosor textura de pulpa (9 mm).
- g. Color de fruto amarillo llano, anaranjado intenso.
- h. Peso de fruto no menor de 120 g.
- i. Ausencia de espinas.
- j. Resistente a *Alternaria solani*.
- k. No menos de 40 frutos por planta.



Figura 32. Planta de cocona mejorada variedad CTR.

3.5. Ventajas y desventajas para cultivar cocona

Se mencionaran las ventajas siguientes:

3.5.1. Ventajas:

- a. Gran adaptación en la zona del Alto Huallaga.
- b. Alto rendimiento 25 T/ha a 35 T/ha por campaña en variedades mejoradas.
- c. Gran rusticidad.
- d. Resistencia al transporte.
- e. Uso en bioindustria (extracto, néctares, conservas, ají, mermelada, salsa).
- f. Mercado asegurado.
- g. Alto contenido de vitamina C, Fósforo, Hierro, Niacina y Ácido ascórbico.
- h. Uso medicinal reduce los niveles excesivos de colesterol y triglicéridos y glucosa en la sangre.

3.5.2. Desventajas:

1. Gran heterogeneidad en las variedades.
2. No se usa semilla mejorada o seleccionada.
3. Gran fluctuación en su rendimiento.
4. Poco conocimiento de la técnica de su cultivo.
5. Ataque de *Alternaria solani*.

3.6. Sistemas de mejoramiento

En un programa de mejoramiento genético en cocona se debe establecer al inicio los objetivos del programa, si es a largo plazo, o a corto plazo a fin de resolver problemas de carácter agronómico a de bioindustria;

para ello, es necesario conocer los recursos económicos de infraestructura y el personal técnico capacitado.

Se debe iniciar con la ubicación de la población original de alta variabilidad o a través de introducción de variedades o finalmente con el uso de las accesiones de los Bancos de Germoplasma existentes.

El sistema de mejoramiento depende del objetivo del programa; si se desea lograr ecotipos o variedades de alto rendimiento, o si se opta por calidad de fruto o sanidad.

Los sistemas ortodoxos de mejoramiento son:

3.6.1. Introducción de variedades mejoradas

Este método se usa para lugares donde no existe el cultivo y se trata de introducir una cantidad de variedades los más distanciados genéticamente.

Se instala en dos o tres localidades en un diseño de bloques completamente al azar (DBCA), con cuatro repeticiones. Se efectúa evaluaciones fenotípicas en la fenología del cultivo, luego, obtenido los resultados se puede optar por uno o dos tratamientos (variedades o ecotipos) que sobresalieron en la prueba.

El paso siguiente es la homogenización de la población en dos o tres generaciones antes de liberarlo al agricultor

3.6.2. Selección masal

En un sistema simple que los agricultores progresistas lo usan a fin de mejorar su producción en campañas siguientes.

Se trata de identificar y marcar plantas de buen crecimiento, sanas y alto rendimiento a fin de ser usadas en la obtención de semillas para la siguiente campaña.

Con este método se puede lograr alguna ventaja en las primeras generaciones pero rápidamente se reduce el diferencial y la ganancia de selección al reducirse la variancia genética de la población.

3.6.3. Selección genealógica

Denominada también selección individual, se diferencia de la anterior por mantener la identidad genética desde la primera selección, la misma que se efectúa por un carácter específico, esto se continúa en forma independiente y aislada conformando “familias” en las cuales se efectúa la selección a fin de fijar el carácter con una estabilidad adecuada. Luego de cuatro o cinco generaciones ya se puede efectuar cruzamientos fraternales a fin de incorporar más de un carácter favorable en los ideotipos previstos.

Es un método trabajoso y en el cual se debe emplear personal capacitado pero la ganancia previa de mejoramiento es más efectiva.

3.6.4. Hibridación

Este método se usa principalmente para incorporar genes de resistencia a plagas o enfermedades.

Se inicia con la obtención de plantas endocriadas y luego se efectúa el cruzamiento entre la variedad mejorada susceptible y la accesión resistente, la F1 se retrocruza con la variedad mejorada para recuperar los genes de calidad.

3.6.5. Uso de biotecnología

Como apoyo a los sistemas de mejoramiento en la propagación in vitro a fin de efectuar la multiplicación vía asexual de plantas sobresalientes sin modificar el genotipo.

3.7. Esquema de un sistema de mejoramiento

Se ha elaborado un esquema de un programa de mejoramiento genético para cocona (figura 33).

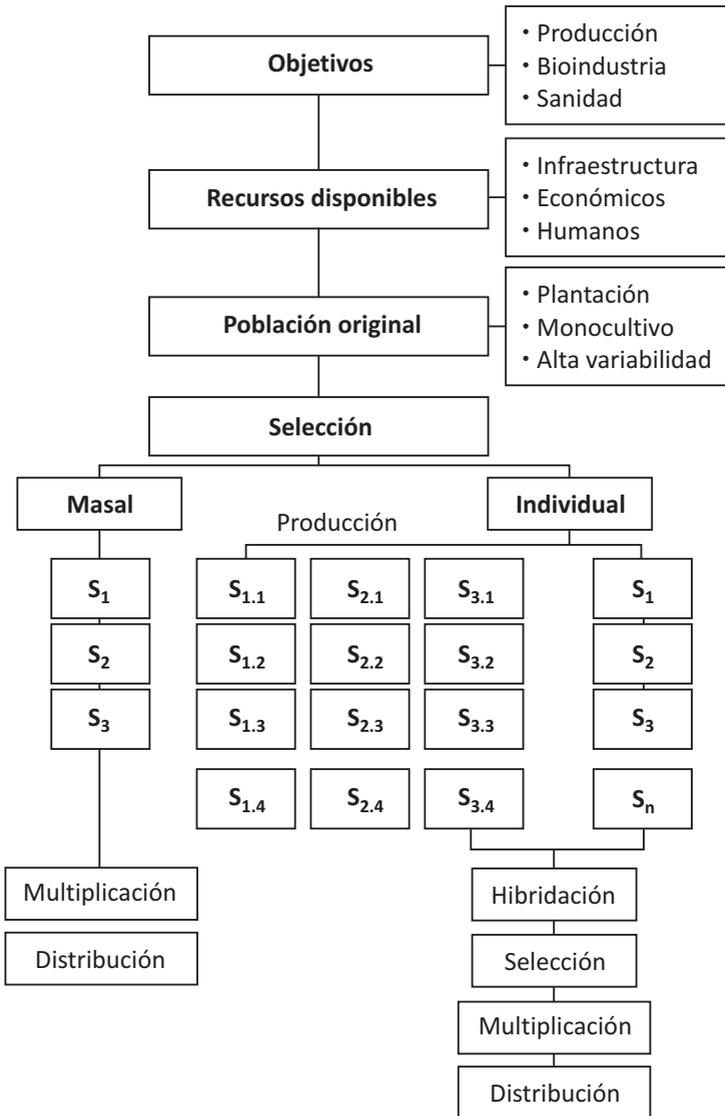


Figura 33. Esquema de mejoramiento en el cultivo de cocona.

CAPÍTULO IV

INSECTOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE COCONA

CONTENIDO:

- 4.1 Fitófagos hallados en cocona
- 4.2 Controladores biológicos
- 4.3 Insectos polinizadores



Fotos: Dr. Miguel Anteparra Paredes

4. Insectos asociados al cultivo de cocona

Existen diversos artrópodos, asociados con la parte aérea de cocona, encontrados en un trabajo de investigación con la finalidad de poder establecer estrategias de manejo dentro del cultivo de cocona.

Se han encontrado insectos fitófagos como el áfido *Aphis gossypii* Glover, el membrácido *Cyphonia clavata* Fab., los chinches *Edessa rufomarginata* De Geer, *E. aulacosterna* Stal., *Oebalus sp.*, *Proxys punctulatus* (Pal. de Beauv.), *Leptoglossus zonatus* Dallas y *Euryophthalmus humilis* (Drury). Los crisomélidos *Diabrotica speciosa* (Germar), *Colaspis aff. aerea* Lefevre, *Diabrotica gestroi* Baly, *Cerotoma* (cercana a) *tingomariana* Bechyné y *Megascelis sp.* El cerambicido *Alcidion deletum* Bates. Los lepidópteros *Mechanitis polymnia proceriformis* Brick, *Heliothis sp.* posiblemente *H. virescens* y *Manduca sexta* L. Las hormigas *Atta cephalotes* (L.) y *Solenopsis saevissima* Fr. Smith. Controladores biológicos como *Zelus spp.*, *Condylostylus sp.*, *Cycloneda sanguinea* L., *Polistes annularis* (Linnaeus) y *Polybia sp.* Insectos saprófitos como *Calliphora sp.* Ppolinizadores como *Trigona sp.*

La mayor parte de las especies de insectos asociados con cocona son conocidas en otras solanáceas cultivadas, como los hallados en la región de Manaus, Brasil: *Planococcus pacificus* Cox, *Ferrisia virgata* Cockerel y *Pseudococcus maritimus* Eichhorn (Homoptera, Pseudococcidae); *Aphis gossypii* Glover (Homoptera, Aphididae); *Corythaica cyathicollis* Costa (Homoptera, Tingidae); *Arvelius porrectipinus* Breddin, *Edessa rufomarginata* De Geer y *Banasa irata* F. (Hemiptera, Pentatomidae); también *Phyrdenus muriceus* Germar y *Cryptorhynchinae gen. sp. indet.* (Coleoptera, Curculionidae); *Alcidion deletum* Bates (Coleoptera, Cerambycidae); *Colaspis aff. aerea* Lefevre (Coleoptera, Chrysomelidae) y *Manduca sexta* L. (Lepidoptera, Sphingidae).^{4,5} Reportan para el Alto Huallaga a *Planococcus pacificus* Cox (Hemiptera, Pseudococcidae) sobre los frutos maduros, el cáliz, los pedúnculos de la flor y en las extremidades de las ramas; *Aphis gossypii* Glover. (Homoptera, Aphidae) en las hojas; *Atta cephalotes* (L.) (Hymenoptera, Formicidae) como defoliador; a *Solenopsis saevissima* Fr. Smith (Hymenoptera, Formicidae) causando picaduras a los

cosechadores; *Phyrdenus muriceus* Germar (Coleoptera, Curculionidae) que producen necrosis y causan deformaciones en los frutos jóvenes y paralizan el crecimiento; *Corythaica cyathicolla* Costa (Hemiptera, Tingidae) que producen manchas amarillas; *Edessa rufomarginata* DeGeer (Hemiptera, Pentatomidae) que aparentemente no afecta a la producción de frutos. Citan a *Mechanitis polymnia* Brick (Lepidoptera, Ithomyidae) como comedor de hoja de cocona en Tingo María.^{6,7}

4.1. Fitófagos hallados en cocona

Entre los insectos fitófagos tenemos en la parte aérea al pulgón *Aphis gossypii* Glover (Homóptera, Aphididae) (figura 34), que se alimenta de las hojas. Las ninfas y los adultos chupan la savia y en altas poblaciones favorecen el crecimiento de hongos saprofitos que se desarrollan en su excremento azucarado y pegajoso, coincidiendo con Arnal.



Figura 34. *Aphis gossypii*.

Se ha registrado a una especie de Acrididad (figura 35), Orthoptera afectando a las hojas cocona en forma de focos.



Figura 35. Acrididad.

Se ha encontrado a *Cyphonia clavata* Fab (figura 36), (Homoptera, Membracidae) por primera vez en cocona. Se registraron en la capirona *Calycophyllum spruceanum* Benth y describe al adulto como un insecto saltador de cinco milímetros de largo, alas incluidas.⁸

Se caracteriza por tener expansiones protorácicas en forma de cuernos y bolas de color negro a marrón oscuro, abdomen amarillo, la cabeza amarilla y negra, pata amarillas a marrón claro, alas transparentes.



Figura 36. *Cyphonia clavata* Fab.

Las larvas están cubiertas de cera blanca. Es una especie poco abundante pero polífaga, que se encuentra sin embargo en todas las plantas. Es de amplia distribución geográfica: Brasil, Ecuador, Guatemala, Guyana francesa, Perú, Surinam, Paraguay y Venezuela.^{9,8,10}

Ha sido hallada *Edessa rufomarginata* (figura37), De Geer (*Homoptera*, Pentatomidae) y se reporta en Pucallpa y Colombia insecto de 17 mm a 20 mm de largo, de color verde oscuro con connexivum rojo en los adultos. Se encuentra normalmente sobre la cocona, pero aparentemente sin fuertes consecuencias en la producción de frutos.¹²



Figura 37. *Edessa rufomarginata*.

Se ha registrado a *Edessa aulacosterna* Stål (figura 38)(Homoptera, Pentatomidae) por primera vez en cocona en esta área geográfica. En Pucallpa, afectando a camu camu (*Myrciaria dubia* H.B.K. Mc Vaugh).¹³



Figura 38. *Edessa aulacosterna* Stål.

Se ha registrado a *Oebalus sp* (figura 39). (Homoptera: Pentatomidae) por primera vez en cocona, es un fitófago de gramíneas y leguminosas que causa daños a los cultivos de maíz en varias zonas productoras del mundo. No hemos percibido daño alguno de estos insectos en cocona.



Figura 39. *Oebalus sp.*

Proxys punctulatus (Pal. de Beauv.)(figura 40). (Hemiptera, Pentatomidae), es un insecto hallado en algodón.¹⁴ Es común en arroz, afectando a las espigas.¹⁵ También lo hemos hallado en cocona por primera vez, aparentemente sin importancia económica.



Figura 40. *Proxys punctulatus* (Pal. de Beauv.).

Se ha detectado la presencia de *Leptoglossus zonatus* Dallas (figura 41). (Hemiptera, Coreidae), que a diferencia nuestra, informa que es hallado comúnmente en el maíz (*Zea mays* L.) en Brasil; en el nogal pecanero *Carya illinoensis* (Wangenh.) en México, afectando a las flores y frutos.^{16,17}



Figura 41. *Leptoglossus zonatus* Dallas.

También se reporta por primera vez en cocona *Euryophthalmus humilis* (Drury) (figura 42). (Hemiptera, Pyrrhocoridae) aparentemente no tiene importancia económica, también se halló en algodón, en los departamentos de San Martín y Ucayali.¹⁸



Figura 42. *Euryophthalmus humilis*.

Se han encontrado adultos de Chrysomelidae, Coleoptera como comedores de hoja de cocona en Tingo María. *Diabrotica speciosa* (Germar)(figura 43), Se halló en Colombia en leguminosas y cucurbitáceas. En Brasil también ha sido reportado como la principal plaga del frejol (*Phaseolus vulgaris* L.)



Figura 43. *Diabrotica speciosa* (Germar).

En Argentina, esta especie es la de mayor interés para la agricultura, debido a su hábito fitófago y a que su área de dispersión coincide con la de cultivos de alto valor económico: gramíneas, solanáceas y cucurbitáceas. Los adultos se alimentan de las partes aéreas de las plantas: Flores, hojas y frutos, mientras que las larvas perforan raíces y tubérculos. A estos daños hay que añadir su capacidad de transmitir enfermedades bacterianas y virósicas por medio de sus piezas bucales.¹⁹ En nuestro país la registran sobre el algodón, en los departamentos de San Martín y Ucayali.¹⁸

El adulto de *Colaspis* aff. *aerea* Lefevre(figura 44), es de color verde bronceado con patas de color café amarillento, y mide alrededor de 6 mm de largo. Es una especie poco abundante, los adultos viven aislados o agrupados de a dos o tres en la faz adaxial de las hojas.

Ellos roen el limbo sin causar grandes daños. También pueden ser encontrados sobre muchas Solanáceas que viven espontáneamente en Manaus, Brasil.^{3,12}



Figura 44. *Colaspis* aff. *aerea* Lefevre.

Especies de *Diabrotica gestroi* Baly (figura 45), han sido registradas afectando al frijol en el Perú.



Figura 45. *Diabrotica gestroi* Baly.

Hemos colectado a *Cerostoma* (cercana a) (figura 46), *tingomariana* Bechyné, en Colombia ha sido registrada sobre el frejol, al que afecta desde el estado de plantita hasta la madurez fisiológica del cultivo. El daño en el follaje se caracteriza por la presencia de perforaciones ovaladas o circulares en las hojas, también afecta a las vainas.



Figura 46. *Cerostoma* (cercana a) *tingomariana* Bechyné.

También se ha hallado a *Megascelis* sp.(figura 47), en Argentina. Mencionan a especies de este género afectando a *Desmodium* sp. y plantas de ceibo (*Erythrina crista-galli* L.), además a *Swartzia cubensis* (Britton & P. Wilson) Standl., *Medicago* sp., *Glycine* sp., *Vigna* sp., *Dolichos* sp. y *Phaseolus* sp.



Figura 47. *Megascelis* sp.

Hemos recuperado adultos de *Alcidion deletum* (figura 48), Bates (*Coleoptera, Cerambycidae*) de pupas recogidas de ramas de plantas viejas de cocona (*Solanum sessiflorum* Dunal), Se hallaron individuos en galerías dentro de las ramas.¹²



Figura 48. *Alcidion deletum* Bates.

Refieren que se le ha encontrado sobre cocona en Brasil y también en Surinam su ataque puede ser considerado moderado.³ También fue hallada una especie de *Alcidion* en Ecuador afectando a la naranjilla (*Solanum quitoense* Humb. & Bonpl.¹²

Se ha encontrado a un Curculionidae de color negro cenizo, alimentándose de la nervadura central del envés de las hojas. En Brasil, ha hallado a dos especies, la primera *Phyrdenus muriceus* y la otra de un género no identificado, perteneciente a *Cryptorhynchinae*, que se desarrollan sobre la cocona.³ *P. muriceus* es enteramente de color ceniza amarillenta, mientras que en la especie no identificada, la cabeza, el tórax y las patas son negras, los élitros de color ceniza amarillento, con una franja transversal negra en el tercio apical, no alcanzando a su borde interno. Los adultos, poco visibles durante el día, se fijan al tronco de la planta, en la base de los frutos o dentro de los brotes axilares. Sus mordidas causan necrosis, y cuando atacan los frutos jóvenes causan deformaciones. Las larvas se desarrollan en la extremidad de las ramas y cavan galerías de seis a siete centímetros de largo.

Se han hallado larvas de *Mechanitis polymnia proceriformis* Brick (figura 49), (Lepidoptera, Ithomyidae) como comedor de hoja de cocona en Tingo María, sin que su daño sea importante, cuyo ciclo de vida en el laboratorio tiene una duración promedio de 28 días. El adulto en laboratorio puede vivir de cinco a seis días, las alas y las antenas son de color anaranjado.



Figura 49. *Mechanitis polymnia proceriformis* Brick.

La parte apical del ala anterior es de color oscuro con manchas amarillas y en la parte basal presenta manchas negras, el ala posterior también es de color anaranjado con dos bandas de manchas negras.⁷

Por otro lado hemos observado por primera vez en cocona, a una especie *Heliothis* posiblemente *H. virescens* (figura 50), (Lepidoptera, Noctuidae) como barrenador de brotes y botones, se alimentan de brotes, botones florales y bellotas del algodónero (*Gossypium spp.*) y tabaco (*Nicotiana tabacum L.*), además es registrado en solanáceas: Las larvas recién eclosionadas barrenan los brotes terminales; a medida que van creciendo pasan a dañar los botones florales y bellotas, perforándolas con penetración total o parcial de la larva, alimentándose en su interior hasta su destrucción total.¹¹



Figura 50. *H. virescens*.

En plantaciones estudiadas, se han encontrado algunas larvas de *Manduca sexta L.* (Lepidoptera, Sphingidae), la oruga de color verde es poco visible, y puede ser notada principalmente mediante los daños provocados en las hojas.^{3,12} *M. sexta* afecta a solanáceas, especialmente tomate, papa y tabaco, es más importancia en tabaco por ser defoliador, que puede causar severos daños para ya que consumen hojas enteras, empezando desde el borde hacia el centro de la hoja, pueden consumir tallos, inflorescencias y frutos en desarrollo. La destrucción manual de las orugas es fácil y por lo tanto aconsejable en pequeñas áreas.¹¹

Se ha observado a las especies *Atta cephalotes* (L.) (Hymenoptera, Formicidae) y a *Solenopsis saevissima* Fr. Smith (Hymenoptera, Formicidae) causando molestias en la cosecha.⁵

4.2. Controladores biológicos

Hemos hallado frecuentemente a *Condylostylus* sp.(figura 51), (Diptera, Dolichopodidae), se cita a cinco especies de este género para el Perú.²⁰ También se citan a dos especies de *Condylostylus* como predadores de áfidos en el cultivo del algodón en Brasil y Paraguay.¹⁰ Para el Perú registra a *Condylostylus* sp. Como predador de adultos de mosca blanca y mosca minadora.



Figura 51. *Condylostylus* sp.

También hemos visto a *Zelus* sp.(figura 52), (Hemiptera, Reduviidae), con mucha frecuencia, es un valioso predador de pulgones y larvas de Lepidoptera²¹

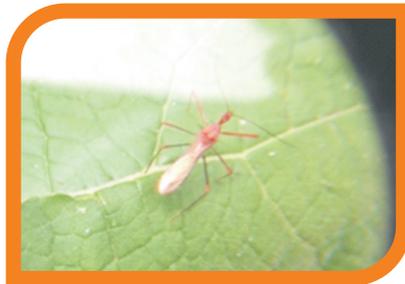


Figura 52. *Zelus* sp.

Cycloneda sanguinea L. (figura 53), (Coleoptera, Coccinellidae) es un predador de pulgones, moscas blancas, cóccidos y ácaros.^{22, 23} Nosotros hemos visto a *C. sanguinea* con mucha frecuencia sobre las plantas de cocona.



Figura 53. *Cycloneda sanguinea* L.

Hemos observado a la avispa huayranga *Polistes annularis* (figura 54), (Linnaeus) y a *Polybia* sp. (Hymenoptera, Vespidae), importantes predadores hallados en cocona, se alimentan principalmente de larvas de lepidópteros.²⁴



Figura 54. *Polistes annularis*.

4.3. Insectos polinizadores

Se ha observado a una especie del género *Trigona* asociado con las flores de cocona, y se registran a *Trigona pallens* (Fabricius), *Melipona nebulosa* (Camargo), *M. seminigra merrillae* (Cockerell), *M. compressipes manaosensis* (Schwarz), *Eulaema (Apeulaema) cingulata* (Fabricius) y a otras especies de abejas colectando polen de *Solanum stramonifolium* Jacq.^{25, 26} También a especies de abejas carpinteras del género Xylocopidae (Hymenoptera, Apidae), en Brasil, Camillo (1978, 1980) encontró que dentro del género *Xylocopa*, *X. suspecta* Moure e Camargo era un polinizador más eficiente de maracuyá que *X. frontalis* (Olivier).

CAPÍTULO V

PRINCIPALES ENFERMEDADES QUE AFECTAN A COCONA

CONTENIDO:

- 5.1 Tizón o alternariosis de la cocona
- 5.2 Pudrición radicular y tallo
- 5.3 Antracnosis de la cocona
- 5.4 Cancro en frutos
- 5.5 Nemátodo del nódulo de las raíces
- 5.6 Virosis
- 5.7 Programa de aplicación de fungicidas



Fotos: Ing. Oscar Cabeza Hualliyas

5. Principales enfermedades que afectan a cocona

En las últimas décadas, con el aumento progresivo del área sembrada, también ha aumentado la incidencia de enfermedades causadas por agentes bióticos y abióticos. En la Figura 55, se muestra los agentes causales de enfermedades reportados hasta el año 2010; siendo, *Alternaria solani* el principal factor limitante del desarrollo vegetativo y producción de frutos de este cultivo.

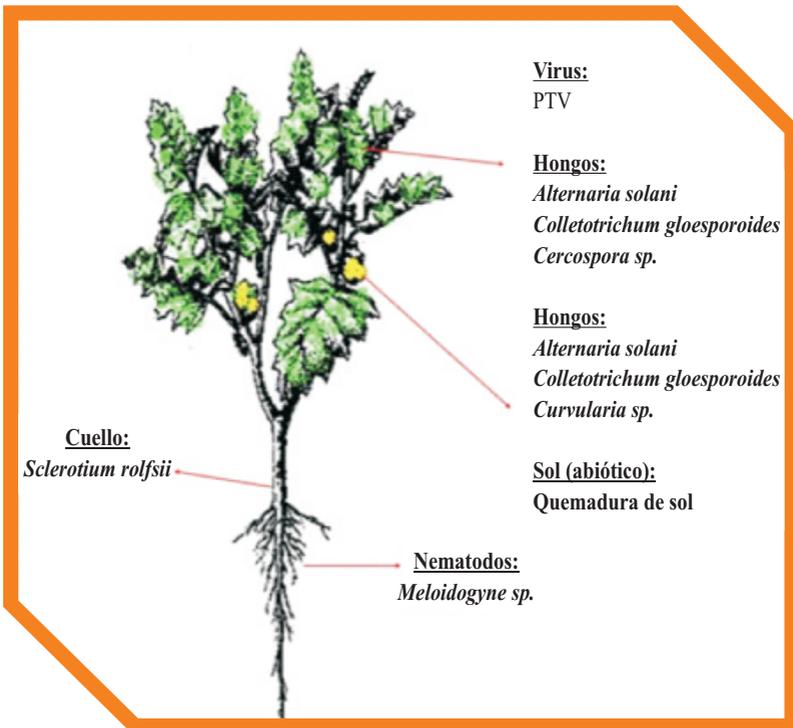


Figura 55. Enfermedades de origen biótico y abiótico reportado en el cultivo de la cocona.

5.1. Tizón o alternariosis de la cocona

Es una de las enfermedades de mayor importancia económica por afectar a diferentes órganos de la planta. Las plántulas y plantas jóvenes son relativamente resistentes pero la susceptibilidad se incrementa después del inicio de la floración, siendo las plantas maduras y sus hojas más desarrolladas las que muestran una mayor susceptibilidad.

5.1.1. Agente causal

Es causado por el hongo *Alternaria solani* Sorauer que tiene un amplio rango de hospedantes, siendo las especies de la familia las de las solanáceas sus principales hospedantes. En la Figura 56, se observa la forma de una conidia completamente desarrollada. La posición taxonómica es:

División: Deuteromycota
Clase: Hyphomycetes
Orden: Moniliales
Familia: Dematiaceae
Genero : *Alternaria solani* Soraue

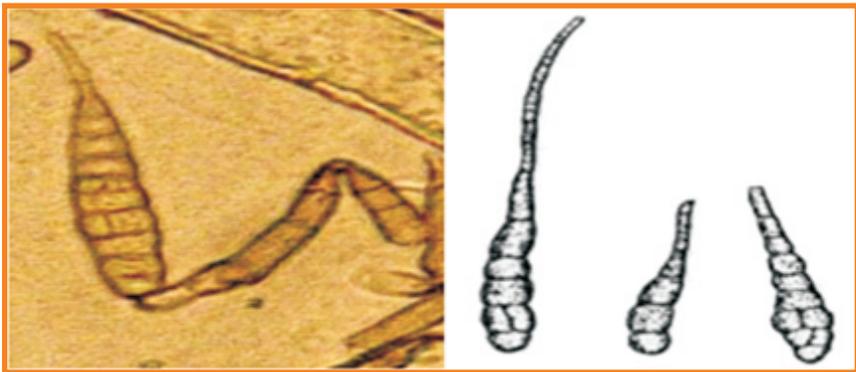


Figura 56. Forma de las conidias de *Alternaria solani* agente causal del tizón de la cocona.

5.1.2. Síntomas

Esta enfermedad infecta diferentes órganos (tallos, hojas, flores y frutos) de la planta excepto las raíces. En almácigos puede causar síntomas semejantes a la “chupadera”.

5.1.3. Hojas

La enfermedad se inicia a partir de las hojas maduras cercanas al suelo, causando manchas necróticas de forma circulares o angulares con anillos concéntricos marcados de color marrón oscuro rodeados de un halo clorótico (Figura 57 A y 57 B). Las manchas pueden coalescer (unirse) y causar su prematura senescencia (caída). En hojas en proceso de desarrollo causa la reducción del área foliar; sin embargo, por lo general no infecta las hojas tiernas de los brotes.

5.1.4. Tallos y ramas

Los síntomas iniciales se presentan como puntos necróticos de color marrón oscuro que a medida que crecen se unen unos con otros formando canchros de tamaño variable. Posteriormente, estos canchros constituyen los sitios de ruptura de las ramas por acción del viento, por su propio peso o por el peso de los frutos (Figura 57 C).



Figura 57. Síntomas causados por *Alternaria solani* en hojas (A), Hojas y ramas (B), colapso de una rama por efecto de los canchros ©.

5.1.5. Frutos

Las manchas son similares a las hojas en color y forma (marrón oscuro y con anillos concéntricos), ligeramente deprimidas. Generalmente se presentan en los lados laterales del fruto, situación que contrasta con los causados por este mismo hongo en frutos de tomate que inicia su infección a la altura de la inserción del pedúnculo (figura 58).



Figura 58. Diferentes tipos de síntomas causadas por *A. solani* en frutos de cocona.

5.1.6. Rango de hospedantes

Principalmente Solanáceas entre las que destacan el tomate, papa y berenjena.

5.1.7. Condiciones favorables

A. solani es altamente favorecido en rangos de temperaturas entre 20°C y 28°C y una humedad relativa superior a 90%. La epidemia se ve severamente incrementada por la alternancia de periodos húmedos y secos. El Alto Huallaga posee condiciones muy favorables para el desarrollo epidémico de esta enfermedad.

5.1.8. Ciclo de la Enfermedad

El hongo sobrevive de una campaña a otra en los restos de cosecha y fundamentalmente en las malezas de la familia de las solanáceas (cocona, tomate, ají, papa, etc.). Además, puede infestar semillas si éstas son extraídas de frutos enfermos.

La enfermedad se inicia (ciclo primario) cuando conidias almacenadas y producidas en los restos de cosechas, en las lesiones formadas en las malezas circundantes o plantas de cocona existentes en campos cercanos son transportados y depositados por el viento o salpique de las gotas de lluvia hacia las hojas más cercanas al suelo. Un factor que favorece el proceso de deposición de las conidias es que produce abundante follaje. Las lesiones producidas en las primeras plantas de cocona dentro del campo de cultivo constituyen las nuevas fuentes de inóculo para el desarrollo de ciclo secundario de la enfermedad que se encargará de distribuir la enfermedad hacia el resto de la plantación si no se toman las medidas de control en forma oportuna.

Para la germinación de las conidias de *Alternaria solani* depositados sobre los diferentes órganos (hojas, ramas, tallos y frutos) de la planta se exige que en todas ellas exista una película de agua y una humedad relativa superior al 90 %. el tubo germinativo de la conidia se fija a la superficie de la hoja a través del apresorio ; la hifa originada del apresorio penetra en forma directa por acción enzimático o por presión mecánica; además las heridas causadas por insectos y las aberturas naturales como los estomas y lenticelas también son sitios de infección . Las hifas que crecen y se desarrollan en los espacios intercelulares van liberando enzimas y toxinas que necrosarlos tejidos colonizados. Los primeros síntomas se manifiestan con puntos cloróticos que corresponden a los sitios de infección ; estos puntos se transforman en pequeñas manchas que posteriormente exhibirá un centro necrótico rodeado de un halo clorótico que indica que un hongo está creciendo colonizando nuevas células; estas manchas pueden coalescer(unirse) causando la muerte de grandes áreas del tejido infectado. A medida que se forman manchas necróticas, se van formando sobre ellas los conidióforos que formarán las conidias que nuevamente serán diseminadas tanto por el viento como por la lluvia y darán origen a nuevos ciclos de la enfermedad (figura 59).

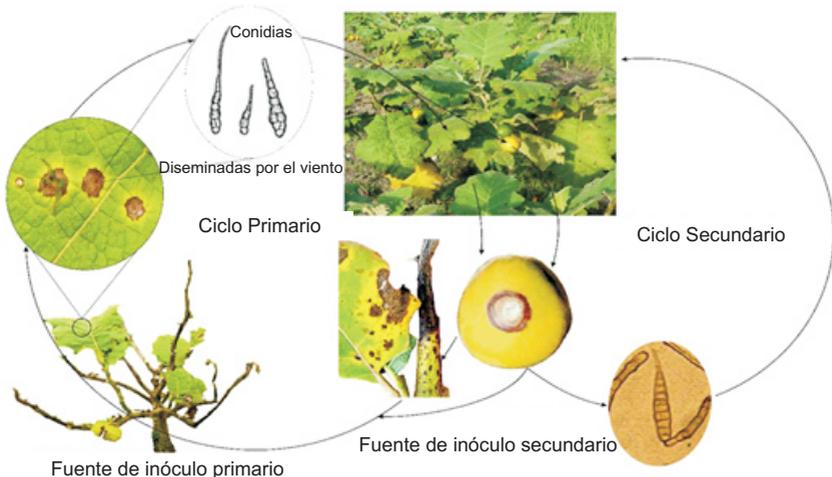


Figura 59. Ciclo del tizón de la cocona causado *Alternaria solani*.

5.1.9. Control

Como medidas de prevención se recomienda lo siguiente:

- a. No realizar siembras continuas o escalonadas de plantaciones de cocona en una misma área, porque los cultivos antiguos serán una fuente de inóculo permanente que serán fácilmente trasladados por acción del viento.
- b. Instalar el cultivo con barreras (se recomienda el plátano) con la finalidad de que ellas actúen como barreras rompe viento evitando la dispersión de las conidias dentro del campo de cultivo.
- c. Realizar rotaciones de cultivo con gramíneas o leguminosas.
- d. Emplear semillas obtenidas de frutos y plantas sanas.

- e. Realizar inspecciones periódicas con la finalidad de detectar los focos de infección y realizar las podas de hojas infectadas. Las hojas removidas deben ser enterradas o ser tratadas con sustancias antiesporulantes como urea al 15% o sal domestica al 20%.

Por ser esta enfermedad la más importante, es necesario establecer un programa de aplicación de fungicidas.

5.1.10. Programa de aplicación de Fungicidas.

Tradicionalmente, en el cultivo de tomate para el control de esta enfermedad se realizan hasta 12 aplicaciones por campaña. En un sistema de producción de monocultivo de cocona, se hace necesario considerar al menos entre seis a ocho aplicaciones por campaña. Entre los fungicidas recomendados se citan:

Fungicidas de acción por contacto: Iprodione (0,2% de producto comercial), Clorotalonil (0,25% producto comercial), Mancozeb (0,25 % de producto comercial), Captan (0,25 % de producto comercial).

Fungicidas de acción sistémica: Difenconazole, Procloraz, Cyproconazole, Propamocarb-HCl todos ellos a una dosis de 0,07% a 0,1% de producto comercial y Strobilurinas (Trifloxystrobin, Azoxystrobin) a una dosis de 0,005% a 0,012% de producto comercial).

Los fungicidas de contacto y sistémicos se deben aplicar en forma alternada según el nivel de incidencia y sólo después de haber realizado las prácticas culturales adecuada y oportunamente (poda, fertilización y control de malezas). En la Figura 66 se presenta los momentos sugeridos para la aplicación de fungicidas. La mayoría de los fungicidas citados también tienen efecto sobre los otros grupos de hongos; por tanto la elección de los fungicidas a aplicar deberá estar en función a la principal enfermedad que se presente en ese determinado momento.

5.2. Pudrición radicular y tallo

Esta enfermedad se caracteriza por ejercer su daño principalmente a la altura de cuello de planta. Su presencia en la plantación es de forma aislada y distribuida des uniformemente en toda la plantación.

5.2.1. Agente causal

Es el hongo *Sclerotium rolfsii*, a diferencia de otros, este hongos no produce conidias o esporas, en consecuencia es una enfermedad que no se propaga fácilmente por el viento ó lluvia.



Figura 60. Micelio y esclerotes (maduros de color marrón e inmaduros de color blanco) de *Sclerotium rolfsii* formados sobre el tallo de cocona .

5.2.2. Síntomas

Esta enfermedad causa dos tipos de síntomas, la primera se presenta a nivel de cuello de planta causando la pudrición externa de raíces y tallo; la segunda se presenta en la parte aérea (generalmente en las hojas) causando diferentes grados de clorosis y marchites, este último síntoma se hace muy visible en las horas de mayor brillo solar (mayor temperatura).

Por el crecimiento vigoroso de la planta y frondosidad de sus hojas es difícil visualizar los daños iniciales (pudrición a nivel de cuello) por lo que la manifestación visible de la enfermedad (amarillamiento y marchites) se produce cuando más del 50% del sistema radicular superficial y cuello de planta han sido necrosados por la acción tóxica del hongo. En consecuencia, el primer síntoma visible de la enfermedad es el amarillamiento y marchitez de las hojas que corresponden a las ramas del lado afectado en el tallo y raíces; si la pudrición comprende todo el tallo la marchitez es generalizado.

Una de las maneras sencillas de diagnosticar la presencia de esta enfermedad es a través de la observación del crecimiento del micelio blanquecino en el cuello de planta y suelo circundante; además, debe observarse pequeñas estructuras de apariencia circulares de color blanco y marrón oscuro que corresponden a los esclerotes, que sirven a este hongo como estructura de conservación y propagación (Figura 60).



Figura 61. Síntomas de Pudrición de tallo, raíces y marchitez causado por *Sclerotium rolfsii* en una planta de cocona.

5.2.3. Ciclo de la enfermedad.

La enfermedad se inicia cuando uno o varios esclerotes que se encuentra en la superficie del suelo entra en contacto con las raíces o el tallo de la planta; según se ha descrito por varios autores los esclerotes germinan por la estimulación de ciertos alcoholes producidos en los exudados radiculares de la planta y el oxígeno disponible cerca de la superficie del suelo. La germinación de un esclerote, significa el crecimiento abundante del micelio en todas la direcciones, al entrar en contacto con los tejidos de la planta los penetran causando pequeños canchales que al unirse forman manchas necróticas; sobre el cual se formarán los puntos de crecimiento micelial. A medida que crece el micelio se observa la producción abundante de esclerotes que inicialmente al estado inmaduro son de color blanco y posteriormente al madurar se tornan de color marrón oscuro (Figura 61). Los esclerotes constituyen las estructuras propagativas y conservativas; pudiendo sobrevivir por más de dos años en el suelo y en ausencia de su hospedante; mientras que el micelio sólo sobrevive en el tallo o raíces por uno ó dos meses.

Esta enfermedad no es muy agresiva porque las estructuras propagativas (micelio y esclerotes) no son fácilmente diseminadas por el viento y la lluvia; por tanto, la transmisión de planta a planta es mínima dentro de la misma campaña. Sin embargo, es importante destruir los esclerotes porque ellas constituirán la fuente de inóculo primario para la campaña siguiente. Los esclerotes sobreviven mejor sobre la superficie que cuando son enterrados. El hongo puede colonizar restos de cosecha o materia orgánica con lo que se incrementa el potencial de inóculo.

5.2.4. Control

1. Considerando que los esclerotes son las estructuras conservativas de *S. rolfsii* y que se preservan en el suelo, necesitando entre otros factores para germinar el oxígeno superficial; se recomienda realizar araduras profundas a fin enterrarlas y limitar la disponibilidad del oxígeno para su germinación.

2. En plantas infectadas en estados iniciales el control es relativamente sencillo, se recomienda realizar un aporque (acumular tierra alrededor del tallo), al restarle el suministro de oxígeno a las estructuras (micelio y esclerotes) del patógeno entran en un estado de latencia. Como consecuencia de esta práctica, el tejido sano circundante a la zona afectada forma un callo del cual se generan raíces adventicias y pueden en muchos casos la planta recuperarse totalmente.
3. Plantaciones con altos niveles de incidencia se recomienda realizar rotaciones con cultivos como las gramíneas al menos una campaña, previo una aradura profunda.
4. El uso de fungicidas no es del todo necesario por ser una enfermedad de lenta diseminación; sin embargo, puede aplicarse fungicidas orientados a cuello de planta al sistema drench (apertura máxima de la boquilla). Los fungicidas sugeridos son: Captan, Mancozeb, Propineb a una dosis de 0,25% de producto comercial o productos de acción sistémica como Benomil (0,08% de producto comercial), Carbendazina o Prochloraz a una dosis de 0,06% de producto comercial.
5. Como método alternativo al uso de fungicidas se recomienda la aplicación de hongos antagonistas como *Trichoderma* que parasitan los esclerotes y micelios de *Sclerotium*. El hongo *Trichoderma* se vende comercialmente por varias empresas en el Perú; también son ofertados por Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA) y el laboratorio de Fitopatología de la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS). Se recomienda una dosis de dos a tres kilos por 200 litros de agua. La aplicación también debe realizarse al sistema drench orientado al cuello de la planta.

5.3. Antracnosis de la cocona

Es una enfermedad sin importancia económica en plantaciones conducidas con un nivel de fertilización balanceada. Bajo ciertas condiciones cobra relativa importancia al causar daños en frutos.

5.3.1. Agente causal.

Causado por el hongo *Colletotricum gloesporoides* Penz.

5.3.2. Rango de hospedantes

Infecta a un amplio rango de hospedantes, entre los que destacan plátano, papaya, café, tomate, cítricos y otros.

5.3.3. Síntomas

Los síntomas característicos de esta enfermedad se presentan en los frutos, cuando estos inician el proceso de maduración. En el lado expuesto hacia los rayos solares; se observan canchros hundidos de color marrón oscuro (Figura 62). A medida, que la lesión se desarrolla, sobre ellos se desarrollan abundantes “puntos” de color naranja-rosado que corresponden a los acérvulos donde se producen un número considerable de conidias, que constituyen las unidades propagativas, que son diseminados principalmente por la lluvia y el viento. En las hojas y tallos, su incidencia es poco importante.



Figura 62. Síntomas de antracnosis en frutos de cocona causado por *Colletotrichum gloeosporoides*.

5.3.4. Ciclo de la enfermedad

Los conidios que se producen sobre la superficie de los frutos, son diseminados principalmente por la lluvia dentro de la misma planta y por el viento hacia otras plantas vecinas. Existe mayor formación de estas estructuras, cuando hay presencia de lluvias continuas; en consecuencia, las condiciones de las zonas donde se cultiva cocona son las óptimas para esta enfermedad.

5.3.5. Control

Siendo la etapa de fructificación el periodo de mayor susceptibilidad al ataque de esta enfermedad, se recomienda la remoción semanal de frutos enfermos. Los frutos removidos deben ser enterrados o amontonados en ciertos sectores y sobre ellos aplicar una sustancia antiesporulante como urea al 15% o sal doméstica al 20%; esto se realiza con la finalidad de erradicar totalmente las estructuras de este y otros hongos.

La aplicación de fungicidas de acción de contacto, si bien reducen la incidencia, no son por sí mismos eficientes en el control de esta enfermedad; así mismo, los fungicidas sistémicos no han mostrado ser más eficientes de los de contacto. Siendo, el “tizón de la cocona”, causado por *alternaria*, la principal enfermedad, los fungicidas recomendados para esta también tienen efecto sobre este hongo, por lo que se sugiere aplicar cualquiera de los fungicidas citados.

5.4. Cancro en frutos

Esta enfermedad se presenta ocasionalmente e infecta sólo frutos en el estado verde y maduro.

5.4.1. Agente Causal

Causado por el hongo del género *Curvularia sp.*

5.4.2. Síntomas

Los cáncros producidos en los frutos son muy semejantes a los causados por *Colletotrichum gloeosporoides* y *Alternaria solani*. Se puede diferenciar esta enfermedad porque sobre los cáncros se observa abundante esporulación pulverulenta de color oscuro que corresponde a los conidios y conidióforos de este hongo (figura 63).



Figura 63. Cancros en frutos de cocona causados por *Curvularia sp.*

5.5. Nemátodo del nódulo de las raíces

Es una enfermedad que afecta a las raíces de la planta, se reporta en campo en forma focalizada, cuando el cultivo ha sido instalado sobre un terreno donde anteriormente se halla sembrado un cultivo susceptible al ataque de nemátodos.

5.5.1. Agente Causal

Está asociado al género *Meloidogyne*, no se ha determinado aún qué especies están relacionados a este cultivo; sin embargo, por la alta prevalencia de las especies *M. exigua* y *M. incognita* en la zona sean éstas las que están directamente correlacionadas con este cultivo.

5.5.2. Rango de hospedantes

El género *Meloidogyne* tiene un amplio rango de hospedantes dentro de muchas familias de plantas incluyendo plantas cultivadas y malezas.

Los hospederos principales son: papa (*Solanum tuberosum*), tomate (*Lycopersicon esculentum*), alfalfa (*Medicago sativa*) y zanahoria (*Daucus carota*). Sin embargo, muchas otras especies son hospederos secundarios o asociados como *Avena sativa*, *Beta vulgaris*, *Hordeum vulgare*, *Phaseolus vulgaris*, *Pisum sativum*, *Zea mays* entre otros.

5.5.3. Síntomas

Los síntomas en la parte aérea incluyen varios grados de enanismo, pérdida de vigor y clorosis; las plantas infectadas tienden a la marchitez cuando se presenta estrés de humedad (días con abundante brillo solar), sin embargo, estos síntomas pueden ser el resultado de otros problemas como la pudrición de raíces e inclusive puede ocurrir infestaciones sin causar síntomas aéreos aparentes.

Los síntomas característicos de esta enfermedad se presentan en las raíces abultamientos característicos llamados agallas o nódulos que tienen tamaños y formas diferentes. En plantas altamente infestadas, las masas de huevos parecen como diminutos abultamientos redondeados en las raíces.

5.5.4. Ciclo de vida y biología

El ciclo de vida completo de *Meloidogyne* (desde huevo a adulto) toma cerca de tres a cuatro semanas bajo condiciones favorables. Los huevos eclosionan en el suelo o en la superficie de las raíces. Antes de alcanzar la adultez los nemátodos pasan por cuatro estadios juveniles y cuatro mudas. Dentro del huevo se da el primer estadio juvenil y la primera muda, emergiendo al suelo como juvenil dos (J2). Los J2 (estado infectivo) penetran las puntas de las raíces a través de células epidermales no suberizadas y se mueven dentro de la región cortical. Luego de la entrada, los J2 estimulan la formación de células gigantes que conforman las agallas de la raíz. Los J2 hembras se hinchan, dejan de alimentarse y pasan por tres mudas rápidas hasta llegar a adultos. Los adultos machos son delgados y vermiformes; dejan la raíz y son encontrados en estado libre en la rizosfera o cerca de los cuerpos sobresalientes de las hembras. Las hembras adultas tienen la forma característica de una pera de color blanco perlado y se encuentran dentro del

tejido cortical en forma sedentaria toda su vida (Figura 64). Los huevos son dejados por las hembras en un saco gelatinoso cerca de la superficie de las raíces. El ciclo de vida de estos nemátodos concluye normalmente a los 25 días a una temperatura de 27°C.

Meloidogyne tiene muy poco potencial de movimiento natural, solamente el segundo estado juvenil puede moverse en el suelo y unos pocos centímetros. El método más probable de introducción de este nemátodo dentro del campo de cultivo es a través del movimiento de material contaminado o infectado.

5.5.5. Control

El control de este tipo de nemátodos dependía grandemente de la fumigación del suelo con nematicidas tales como Bromuro de Metilo, Metam Sodio, Ethotrop o 1, 3-Dicloropropeno; sin embargo, en la actualidad la mayoría de estos productos han sido retirados del mercado por su alta toxicidad y deterioro al medio ambiente.

En la actualidad el control químico se realiza mediante la aplicación de nemastáticos del Carbofurano o Benfuracarb, estos productos tienen ciertos niveles de control; en el caso del cultivo de cocona no es una práctica común su uso, no se ha cuantificado las pérdidas causadas por este tipo de nematodo en producción de frutos de este cultivo. Para suelos altamente infestados se recomienda la rotación de cultivos con especies de la familia de las gramíneas por espacio de no menos de un año. Hasta el momento no se conoce de material resistente disponible contra este nematodo.

La aplicación de estiércol (en especial la gallinaza) a una dosis mayor de un kilogramo por planta favorece un buen el desarrollo y limita el desarrollo de este nemátodo.

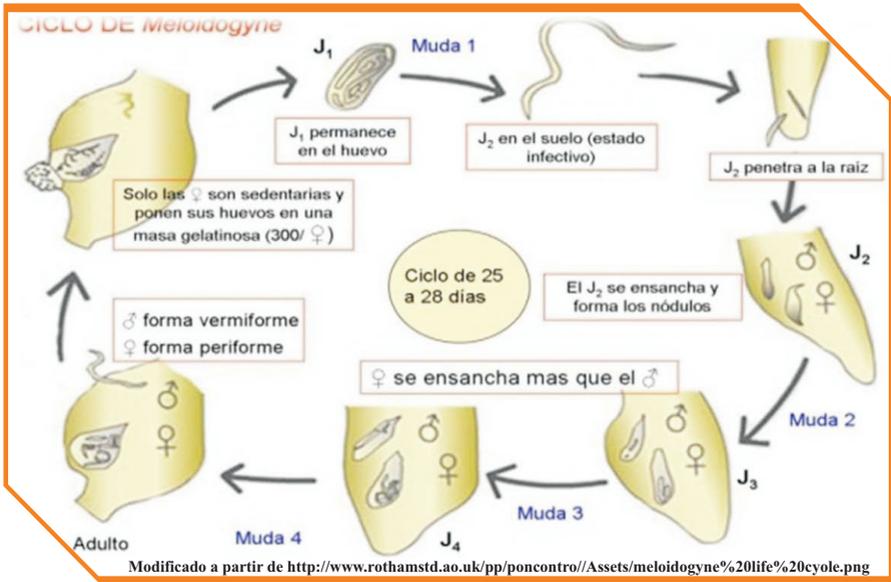


Figura 64. Ciclo del nemátodo *Meloidogyne sp.*, causante de la nodulación de las raíces de cocona.

5.6. Virosis

La virosis es una enfermedad que actualmente ataca al cultivo de cocona, también como los nemátodos en forma focalizada en una plantación.

5.6.1. Agente causal

Melgarejo (2002), realizó los primeros trabajos de identificación de las especies de virus involucrados en este cultivo. Llegó a determinar que el Virus Peruano del Tomate (PTV) es el causante de este síntoma.

5.6.2. Síntomas

Presenta síntomas de mosaico fuerte y débil, y encarrujamiento en las hojas. Clorosis o amarillamiento de hojas superiores (figura 65). Hojas severamente infectadas, las hojas se deforman como pasado de zapatos.

Las plantas infectadas detienen su crecimiento y reducen considerablemente su rendimiento.



Figura 65. Síntomas de virosis en la hoja de cocona.

5.6.3. Control

- a. Uso de semilla certificada.
- b. Eliminar plantas infectadas.
- c. Reducción de la población de áfidos vectores empleando trampas amarillas.

5.7. Programa de aplicación de fungicidas

A continuación, se presenta un esquema de control de enfermedades de cocona durante su ciclo vegetativo (figura 66).

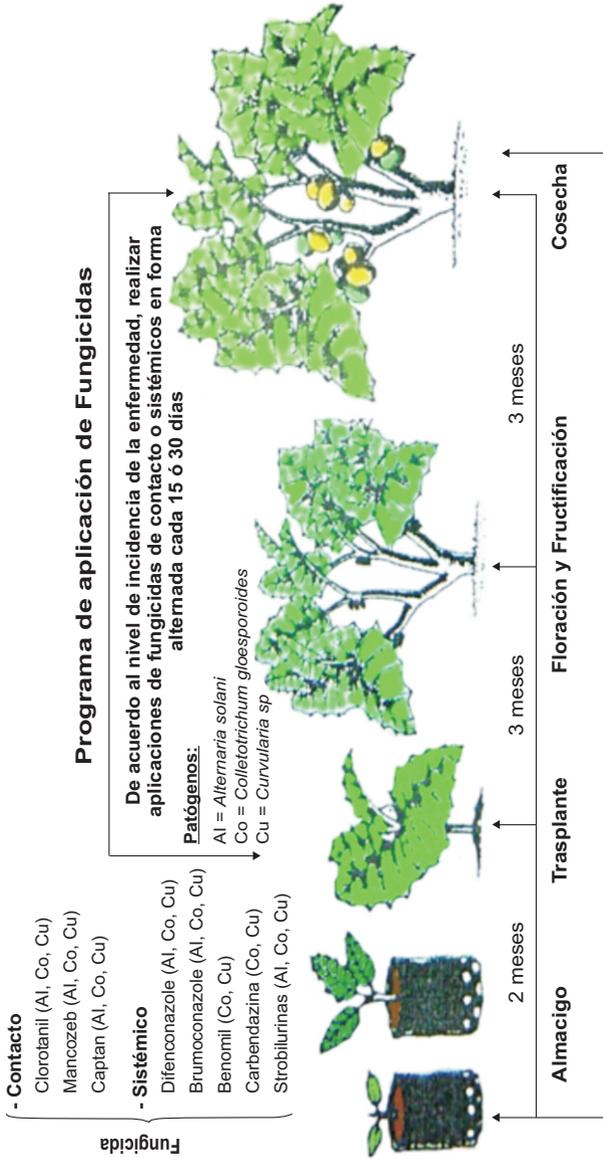


Figura 66. Momentos sugeridos para la aplicación de fungicidas según la fenología de cocona.

CAPÍTULO VI

OTROS ASPECTOS DEL CULTIVO

CONTENIDO:

- 6.1 Valor nutritivo
- 6.2 Potencial agroindustrial
- 6.3 Usos



Fotos: Ing. Luz Elita Balcazar Terrones

6. Otros aspectos del cultivo

6.1. Valor nutritivo

Tiene un valor nutritivo aprovechable en la alimentación humana. La cocona es rica en hierro y vitamina B5 (Niacina); el volumen de jugo es de hasta 36 cm³ por fruto y con un contenido de cuatro a seis grados Brix (°Brix).

A continuación se presenta el análisis completo de la composición química de la pulpa (tabla 10).

Tabla 10. Valor nutricional en 100 g de pulpa fresca de cocona.

Componentes	100 g Pulpa
Agua	87, 05 g
Proteína	00, 90 g
Fibra	00, 60 g
Grasa	00, 70 g
Carbohidratos	10, 20 g
Ceniza	00, 70 g
Calcio	16, 00 mg
Fósforo	30, 0 0mg
Hierro	1, 5 0mg
Caroteno	00, 18 mg
Tiamina	00, 06 mg
Riboflavina	00, 10 mg
Niacina	1, 25 mg
Ácido ascórbico reducido	4, 50 mg

La pulpa y el mucílago de las semillas del fruto maduro, son comestibles; se utilizan en la preparación de jugos, refrescos, helados, caramelos, jarabes, ensaladas y en encurtidos. En la industria se utiliza en la preparación de néctares, mermeladas y jaleas.

En medicina tradicional, se utiliza como antidiabético, antiofídico, escabificada, en hipertensión y en tratamiento de quemaduras. El consumo de cocona en forma de extracto o directo rebaja los niveles excesivos de colesterol y triglicéridos en la sangre hasta estabilizarlos, reduce parcialmente la glucosa en la sangre, mejora el estado de ánimo en personas con estado de estrés, tiene efecto relajante y ayuda a bajar de peso.

6.2. Potencial agroindustrial

Una de las alternativas de desarrollo en el sector agrícola para la amazonia peruana es a través de la agroindustria. La cocona destaca como un frutal prolijo respecto a su uso en la transformación industrial ya sea como néctar, mermelada, licores, jaleas, jugos, alcoholes o aguardiente por maceración, otras variantes sola o combinada con otros frutales tradicionales exóticos.

La ventaja de este frutal es que produce, en un tiempo corto y su cosecha durante el año permite el escalonamiento de la siembra para contar con materia prima en forma permanente.

El alto contenido de vitamina A y C permite establecer un balance nutricional en la dieta especialmente en la población de menor edad y a un costo relativamente bajo.

Se han evaluado ecotipos que destacaron por sus características agronómicas y permitieron aislar aquellos que cuentan con mejores características físico - químico proximal, biométricas y organolépticas para su uso en la agroindustria, se han seleccionado ecotipos como T2, AR1 y N7, como de mejores valores de caracteres físico químicas: vitamina C, y azúcares totales. Con respecto al contenido de fibra, mostraron mejores resultados los ecotipos AR-1, T2 y R2; el análisis sensorial los ecotipos que obtuvieron mejor aceptación fueron T2, N3 y AR1; Con respecto al aroma y sabor los ecotipos N3, N7 y T2. 27.

6.2.1. Procesos para la obtención de conserva de cocona en almíbar

Se describe a continuación, el proceso para obtener conserva de cocona en almíbar y se presenta el flujograma, para este caso en la figura 67.

- Recepción de la materia prima.

La recepción se trabaja en forma manual teniendo cuidado de no deteriorar el fruto.

- Almacenamiento.

En algunos casos si no se utiliza de inmediato el fruto, este se almacena en una cámara de refrigeración a 5°C por un tiempo máximo de cuatro a cinco días.

- Pesado.

El pesado se realiza con la finalidad de obtener la cantidad de materia prima que se procesa y así determinar su rendimiento.

- Selección.

En esta operación se selecciona frutas que cumplen con las características adecuadas de color, tamaño y aquellas que no presentaron picaduras ni golpes.

- Lavado y separación del pedúnculo.

Esta operación se realiza por Inmersión en agua tratada y frotando manualmente los frutos para eliminar la tierra y otros materiales extraños adheridos a la materia prima. Así mismo, se separó el pedúnculo con ayuda de un cuchillo de acero inoxidable.

- Pelado.

Se realiza un pelado químico por inmersión de la fruta en una solución de hidróxido de sodio a ebullición y con una concentración del 3,5 % de NaOH. Seguidamente se lava la fruta por inmersión en agua fría.

- Cortado y Despepitado.

El corte se ejecuta por la mitad en forma manual con ayuda de un cuchillo de acero inoxidable. Una vez partido se sacan las pepas con la mano o con la ayuda de una cuchara.

- Llenado.

Se realiza en forma manual en envases de hojalata A - 2, con barniz blanco, tipo teflonado, donde se llena de cinco a seis mitades de fruta que equivalen aproximadamente a un 45% del peso total de una conserva. Se adiciona también el líquido de gobierno o almíbar en una cantidad aproximada del 45% del peso total, procurando dejar un espacio de cabeza de 6% a 10% para el vacío.

- Evacuado o Exhausting.

Se realiza en las cubas u ollas de cocimiento, en la cual se calienta agua y se coloca las latas; el agua debe llegar a una altura aproximada de un 80% de la lata. Esta operación tiene una duración de 15 minutos. Tiene la finalidad de eliminar el aire para la formación de vacío.

- Sellado.

Esta operación se realiza inmediatamente después del exhausting, para el cual se utilizará una selladora de latas semiautomática.

- Tratamiento térmico.

Se realiza por inmersión de las latas selladas, en autoclave a una temperatura de 110°C por ocho minutos a 13 minutos dependiendo de la textura de la pulpa.

- Enfriado.

El enfriado se realiza con un chorro de agua fría a presión por un tiempo de 15 minutos hasta llegar a una temperatura de 40°C, luego se colocaran las etiquetas.

- Almacenamiento.

Las latas deben ser almacenadas de inmediato a temperatura ambiente y de refrigeración por 90 días, para su evaluación de la vida útil cada cinco días.

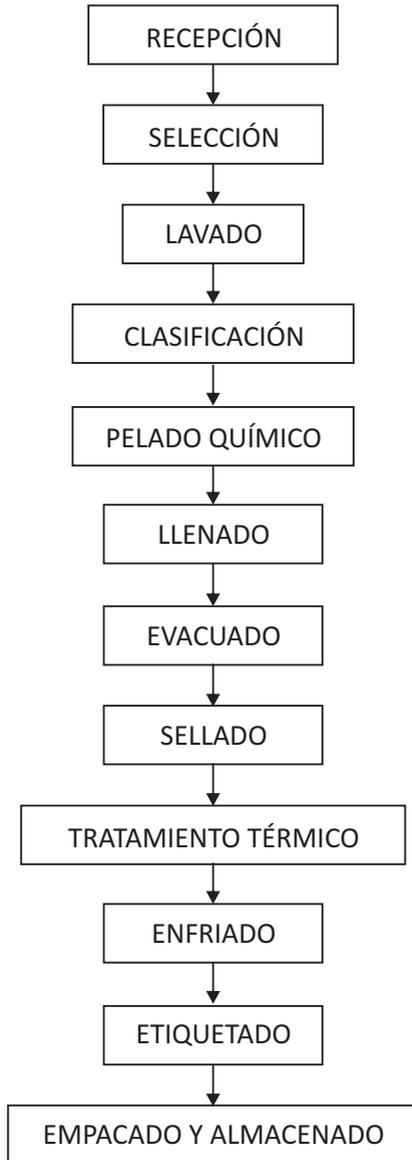


Figura 67. Diagrama de flujo del procesamiento de conserva de cocona.

6.2.2. Proceso de la elaboración de néctar de cocona.

Se describe cada uno de los procesos que se debe ejecutar para obtener néctar de cocona; además, se presenta el flujograma de este proceso en la figura 68.

Descripción del proceso.

- Cosecha.

Consiste en extraer de la planta frutos con madurez completa y sanos.

- Transporte.

De preferencia realizar esta operación en cajones de madera para evitar el aplastamiento de las frutas.

- Selección.

Descartar frutos muy pequeños, deformes y con lesiones o picaduras de insectos.

- Clasificación.

Se puede clasificar por ecotipos, tamaño de frutos, forma o estado de madurez.

- Pesado.

Se efectúa el pesado con la finalidad de saber el rendimiento mediante un balance de materia.

- Lavado.

Se realiza con la finalidad de eliminar pubescencia y partículas extrañas como tierra y otros.

- Desmondado.

Se trata de extraer el pedúnculo desde la base (inserción con el fruto).

- Pelado.

Existen 2 formas:

Pelado químico, se realiza con una solución de Hidróxido de sodio al 2%, esta concentración puede variar de acuerdo al tamaño, índice de madurez y grosor de pulpa.

Pelado manual, de preferencia se utiliza cuchillo de acero inoxidable.

- Blanqueado.

Se somete los frutos a una pre-cocción en un recipiente de agua caliente a una temperatura de 90 °C por cinco minutos.

- Pulpeado.

Esta operación lo realiza una peladora que utiliza una malla de 5 mm. Para refinar la pulpa se realiza el segundo pulpeado utilizando una malla de 1 mm.

- Estandarizado.

Se diluye la pulpa en agua a una proporción 1:2, dependiendo del sabor, color y presentación del producto; a un pH de 3,5 bajando su acidez a 0,3 % ó 0,4 % y 13 °Brix .

- Pausterizado.

Es el tratamiento térmico que se le da al néctar a una Temperatura de 100°C por cinco minutos.

- Llenado.

El llenado se realiza en botellas esterilizadas y en Caliente para evitar la contaminación.

- Sellado.

Para el sellado de los envases se utilizan tapas o chapas debidamente esterilizadas.

- Enfriado.

Las botellas se someten a un tratamiento con agua fría.

- Etiquetado.

Se procede el etiquetado teniendo en cuenta el contenido del producto como: azúcares, acidez, preservantes, etc., y la fecha de vencimiento.

- Almacenado.

Se recomienda almacenar el producto a una temperatura ambiente.

6.2.3.Descripción del proceso de conservación de pulpa de cocona.

Se presenta en la figura 69, flujograma obtenido en un trabajo de investigación para obtener pulpa de cocona en conservación con propóleos.

- Acopio y Pesado.

Se utiliza las frutas de los ecotipos seleccionados las cuales se recolectan. Una vez acopiada las frutas se procede al pesado en una balanza de plataforma.

- Selección y Clasificación.

Se seleccionara frutos, que se encuentren en buenas condiciones para el proceso, teniendo en cuenta el grado de madurez, color y estado sanitario.

- Lavado.

Se realiza por inmersión y tratamiento en agua potable a temperatura ambiente y se eliminan, el pedúnculo y la pelusa adherida a la cáscara.

- Pre cocción.

Se realiza en marmitas a temperatura de ebullición por un tiempo de 12 minutos a 15 minutos para que la cocona sufra un ablandamiento que facilite el pulpeado.

- Escurrido.

Se efectúa con la finalidad de eliminar el agua en exceso que se incorpora a la fruta en la operación de pre cocción.

- Pulpeado.

Se puede efectuar en canastillas de acero inoxidable, para eliminar el exceso de agua que se incorpora a la fruta en la operación de pre cocción.

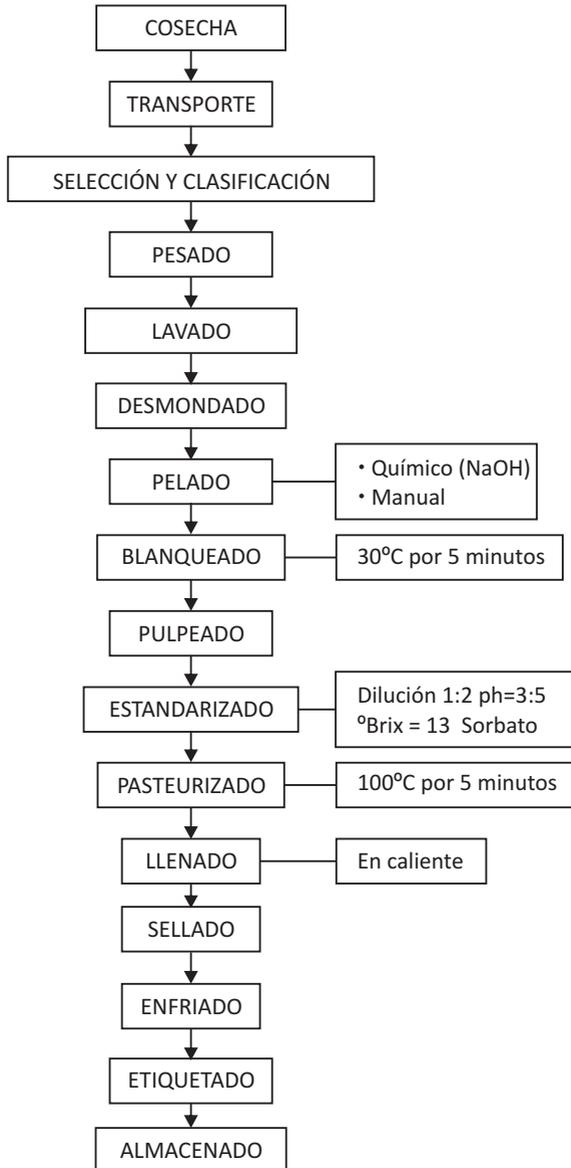


Figura 68. Flujograma de procesamiento para elaborar néctar de cocona.

- Mezclado.

En esta operación, se adiciona el 20 % de sacarosa a la mezcla 50% de la pulpa mezclándola completamente hasta su homogenización.

- Pasteurizado.

Se realiza en marmitas a una temperatura de 95°C cada cinco minutos.

- Tratamiento de propóleos.

Se recomienda un tratamiento con 280 ppm de sólidos solubles del extracto etanólico de propóleos.

- Envasado.

Se puede realizar en bolsas laminadas y en bolsas de polietileno, con un peso de 250 g.

- Sellado.

Se realiza después del envasado asegurando evitar espacios de aire en el envase. Puede ser con selladora eléctrica semiautomática.

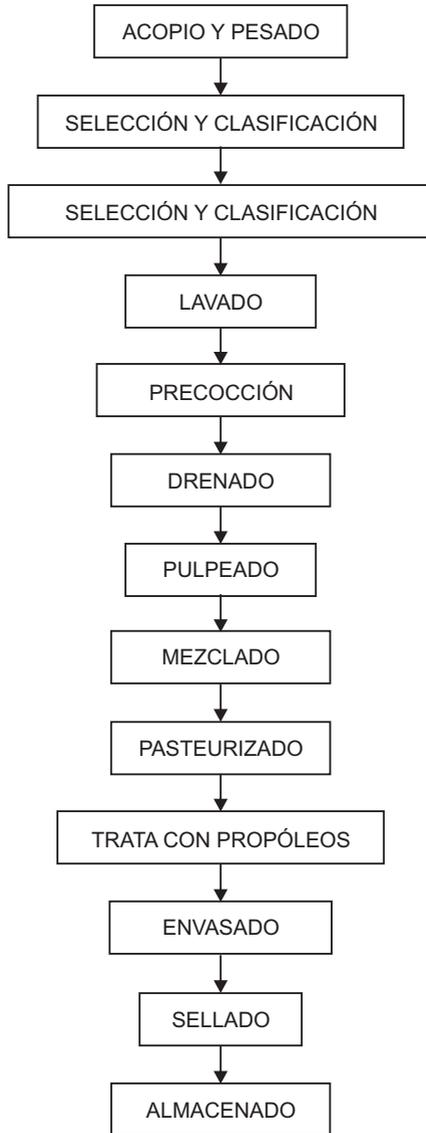


Figura 69. Flujo grama experimental para la conservación de la pulpa de cocona conservada con propóleos.

6.2.4. Costos de producción

La inversión que se hace en el cultivo es recompensada con el rendimiento obtenido por hectárea, siempre que la parcela sea bien manejada técnicamente para lograr una productividad que beneficie al productor. A continuación presentamos el costo de producción de cocona en la tabla 11

Tabla 11. Costo de producción del cultivo de cocona por hectárea.

Actividad	Unidad De Medida	Cantidad	Costo Unitario	Costo
MANO DE OBRA				3532
Preparación de Terreno				792
Rozo, picacheo, Shunteo	Jornal	16	20	320
Uso de Tractor	Horas	8	40	320
Demarcación del terreno	Jornal	2	20	40
Poseo	Jornal	8	14	112
Vivero				260
Preparación de Sustrato	Jornal	2	20	40
Llenado de bolsas	Jornal	7	20	140
Siembra	Jornal	1	20	20
Deshije	Jornal	1	20	20
Control Fitosanitario	Jornal	2	20	40
Transplante				160
Distribución de plántulas	Jornal	2	20	40
Transplante	Jornal	6	20	120
Deshierbo(03)	Jornal	30	20	600
				...Van

...Viene.

Abonamiento(03)	Jornal	18	20	360
Poda				
Fitosanitaria	Jornal	20	20	400
Control				
Fitosanitario	Jornal	8	20	160
Cosecha				800
Acarreo	Jornal	10	20	200
Insumos				2927,5
Semillas	Kilogramo	0,1	800	80
Fertilizantes				1255
Urea	Sacos	4	70	280
Super Fosfato				
Triple	Sacos	4	130	520
Cloruro de				
potasio	Sacos	3	135	405
Bayfolan	Litros	2	25	50
Pesticidas				1496
Dithane	Kilogramo	1	58	58
Bravo	Litros	2	600	1200
Septin	Litros	1	65	65
Agral	Litros	3	24	72
Nemathor	Litros	1	65	65
Laser	Litros	0,5	56	36
Otros				96,5
Cajones	Unidad	20	1,5	30
Bolsas	Millar	3,5	19	66.5
Total				6459,5

6.3. Usos

Esta fruta se puede comercializar en varias presentaciones según por el tamaño y calidad de la fruta; puede ser de fruto grande para el mercado de Lima o pequeño, muy requerida en la selva. Además como valor agregado en ensaladas, jugos, salsas, mermeladas, néctares (figura 70).



Figura 70. Diversos usos de la fruta de cocona. Fruta mediana (1), pequeña(2), grande(3) , conserva de cocona mixta con papayo(4), pulpa en almíbar(5) y salsa (6) de cocona.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. **Coletto, J. M.** 1995. Crecimiento y desarrollo de las especies frutales. Segunda edición. Ediciones Mundi –prensa. Madrid, Barcelona, México. 167p.
2. **González, A. W.,** 2002. Evaluación Fenológica de dos ecotipos de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) En Tulumayo. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo Maria, Perú. 87 pp.
3. **Couturier, G.** 1988. Algunos insectos depredadores do Cubiu (*Solanum sessiliflorum* var. *sessiliflorum* Dunal, Solanaceae) na região de Manaus - Am. *Acta Amazónica*, 18 (3 - 4): 93 - 103.
4. **Gómez, A. R.** 1997. Comparativo de rendimiento de ocho cultivares de cocona (*Solanum topiro* H.B.K,) en Tulumayo. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo Maria, Perú. 83 pp.
5. **Carbajal, C. & L. Balcazar.** 2000. Cultivo de Cocona, Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana. Programa Biodiversidad. Tingo María, Perú. 54 pp.
6. **Anteparra, M., Ayvar, J. & Malpartida, F.** 2003. Nota sobre *Mechanitis polymnia proceriformis* Brick 1953 (Lepidoptera: Ithomyidae), plaga en cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) Resúmenes de la XLV Convención de Entomología, Ayacucho, Perú. p 59.
7. **Anteparra, M., Ayvar, J. & Malpartida, F.** 2005. Crianza en laboratorio de *Mechanitis polymnia proceriformis* Brick 1953 (Lepidoptera: Ithomyidae) asociado con cocona (*Solanumsessiflorun* Dunal). Resúmenes de la XLVII Convención Nacional de Entomología. Ica, Perú. p 29.
8. **Couturier, G. & J. González.** 1995. Insectos plaga de la “capirona”, *alycophyllum spruceanum* Benth (Rubiaceae), en sistema agroforestal. Rev. per. Ent. 37: 97-99.
9. **Osborn, H.** 1909. Notes on Guatemalan Hemiptera with descriptions of a few new species. *The Ohio Naturalist*. IX (5): 457 - 466.
10. **Aberlenc, H. P.** 2005. Les insectes du cotonnier au Paraguay et au Brésil. (En particulier les ennemis naturels). Programme Coton. Cirad CA. 26 pp.

11. **Morales V. P., Cermeli M, Godoy F. & Salas B. 2003.** Lista de insectos relacionados a las solanáceas ubicados en el Museo de Insectos de Interés Agrícola del CENIAP -INIA. *Entomotrópica* 18 (3):193 - 209.
12. **Silva Filho, D.F. 1998.** Cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) cultivo y utilización. Tratado de Cooperación Amazónica. Secretaría pro tempore, Caracas, Venezuela. 105 pp.
13. **Pérez, M., Arnal, E, Soto, E. & Aponte, A. 2006.** El clima y su relación con las principales plagas y enfermedades del tomate de árbol en el Jarillo, Estado Miranda, Venezuela. Revista Digital CENIAP Hoy N° 11. Disponible en Internet en : www.ceniap.gov.ve/ceniaphoy3/articulos/n11/pdf/perez_m.pdf
14. **Green, J.K., C.S. Scott, P.M. Roberts, & B.R. Leonard. 2006.** Identification and Management of Common Boll Feeding Bugs in Cotton. Clemson University, Louisiana State University, New Mexico State University, and Georgia University. Funding by Cotton Incorporated. 30 pp.
15. **Ferreira, E. , J. A. Freitas & N.R. de Almeida. 2001.** Percevejos das panículas do arroz: fauna heteroptera associada ao arroz. Embrapa Arroz e Feijão. Circular Técnica N° 43. 52 pp.
16. **Panizzi, A. 2004.** A possible territorial or recognition behavior of *Leptoglossus zonatus* (Dallas) (Heteroptera, Coreidae). *Revista Brasileira de Entomologia* 48(4): 577-579
17. **Tarango, S. H. 2007.** Chinchas asociadas al nogal pecanero. *Seminario del Nogal Pecanero*. NIFAP, p. 28 - 40.
18. **Díaz, W. & J. Zamora. 2003.** Insectos del algodónero de los departamentos de San Martín y Ucayali. 12 pp. Disponible en Internet: www.senasa.gob.pe/servicios/productor_agropecuario/agricultor/informacion_tecnica/art_plagas_algodon.pdf
19. **Defagó, M.T., N. Cabrera; S.M. Laguzzi & C.R. Novara. 2000.** Sistemática, Morfología y fisiología, aspectos morfológicos y poblacionales de *Diabrotica speciosa speciosa* (Germar) (Coleoptera: Chrysomelidae) en condiciones de laboratorio. *An. Soc. Entomol.* (2): 285-294.

20. **Alata, J.** 1973. Lista de insectos y otros animales dañinos a la agricultura en el Perú. Ministerio de Agricultura en el Perú. Ministerio de Agricultura. Dirección. General de Investigación Agropecuaria. La Molina. Manual N° 38. 170 pp.
21. **Villarreal, J.** 2002. Plagas y controladores biológicos del limón sutil en la Irrigación y Colonización San Lorenzo, Piura, Resúmenes de la XLIV Convención Nacional de Entomología. Disponible en Internet en: www.lamolina.edu.pe/convencionentomologia/entomologia_economica.htm
22. **Cardoso, J. T. & S. M. Noemberg.** 2003. Consumption of *Cinara* spp. (Hemiptera, Aphididae) by *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus, 1763) and *Hippodamia convergens* Guérin-Méneville, 1842 (Coleoptera, Coccinellidae) *Revista Brasileira de Entomologia* 47(4): 559 - 562
23. **Rebolledo, R.; R. Palma; C. Klein & A. Aguilera.** 2007. Coccinellini (Col. Coccinellidae) presentes en diferentes estratos vegetacionales En La IX Región de La Araucanía (Chile). *IDESIA* 25 (1): 63-71.
24. **Peláez, J. L.** 1988. La entomofauna en seis cultivos de hortalizas en la zona de Tingo María. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria de la Selva.
25. **Absy, M. L.; Camargo, J. M. F.; Kerr, W. E. & Miranda, I. P. A.** 1984. Espécies de plantas visitadas por Meliponinae (Hymenoptera; Apoidea), para coleta de pólen na região do médio Amazonas. *Revista Brasileira de Biologia* 44(2): 227-237.
26. **Coletto da Silva, C., V. Ferreira, M. L. Absy & W. E. Kerr.** 2004. Pollen morphology and study of the visitors (Hymenoptera, Apidae) of *Solanum stramonifolium* Jacq. (Solanaceae) in Central Amazon. *Acta bot. bras.* 18(3): 653-657.
27. **Huayanay, C.H.** Evaluación de la calidad de 08 ecotipos de cocona (*Solanum topiro* H .B.K.). Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo Maria, Perú. 1. 83 pp.
28. **Abanto, F. J.** 2005. Evaluación del Rendimiento de Cuatro Ecotipos de cocona (*solanum sessiliflorum* Dunal) en Saposoa – San Martín. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo Maria, Perú. 54 pp.

29. **Adriazola, J.** 1991. Frutales Nativos. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Facultad de Agronomía, convenio UNAS - PEAH. Tingo María, Perú. 43 pp.
30. **Agrios, G. N.** 2005. Plant Pathology, Fifth edition. Academic Press. California. EEUU. 952 p.
31. **Alexopoulos, C. J., Mims, C. W., Blackwell, M.** 1996. Introductory mycology, Fourth edition. J. Wiley & Sons Inc. EEUU. 869 p.
32. **Brack, A.** 2003. Perú: diez mil años de domesticación. Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo (PNUD) - Proyecto FANPE - GTZ. Editorial Bruño, Lima Perú. 160 pp.
33. **Blancard, D.** 2005. Enfermedades del tomate: Observar, identificar, luchar. Mundi-Prensa Libros. 212 p.
34. **Carbajal y Balcazar T., L.** 1995. Evaluación de características de plantas y frutos de dieciocho ecotipos de cocona (*Solanum sessiliflorum topiro HBK.*) en Tingo María Tropicultura. Vol-II. Ed. UNAS. Tingo María P.P. 18-26.
35. **Carbajal y Balcazar T., L.** 1996. Determinación de algunos parámetros para la evaluación fenotípica de características de planta de cocona (*Solanum sessiliflorum topiro HBK.*) en Tropicultura. Vol.VIII. Ed. UNAS. Tingo María P.P. 27-40
36. **Cabrera, C.** 2008. Conservación de pulpa de cocona (*Solanum sessiliflorum Dunal*). Ecotipos T-2 y AR!- Aplicando Métodos Combinados. Tesis ing. Agrónomo, Universidad nacional Agraria de la selva.
37. **Cárdenas, O. A.** 2003. Estudio de cuatro densidades de siembra en dos ecotipos de cocona (*Solanum sessiliflorum Dunal*) en Tulumayo. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María, Perú. 66 pp.
38. **Calzada, J.** 1980. Frutales nativos. Lib. el estudiante. Lima Perú .210p.
39. **Costa Lima, A.** 1950. Insectos do Brasil. Escola Nacional de Agronomia. 6º Tomo, Capítulo XXVIII. Lepidópteros. Escola Nacional de Agronomia. Série Didática N.º 8 420 pp.
40. **D'Arcy, W.G.** 1973. Flora of Panama. Familia, Solanaceae. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 60(3):573 - 580.

41. **Diniz, I. R. & H. C. Morais. 2002.** Local pattern of host plant utilization by lepidopteran larvae in the Cerrado vegetation. *Entomotropica*. Vol. 17(2): 115-119.
42. **Flores, S. 1997.** Cultivo de frutales Amazónicos - Manual para el extensionista. Secretaria Pro Tempore de Perú. 337 pp.
43. **Fruticultura. 2001.** Manual para educación agropecuaria. Editorial Trillas. México. p49.
44. **León, J. 1987.** Botánica de los cultivos tropicales p. 171 - IICA. San José, Costa Rica.
45. **Lightfield, J. 1996.** Importación of *Solanum melongena* fruits for consumption from El Salvador and Nicaragua into the Unites States. Central American *Solanum melongena*: Pest Risk Assessment, USDA - APHIS-PPQ. 17 pp.
46. **Medal, J. C. , R. Charudattan, J. J. Mullahey & R. A. Pitelli. 1996.** Exploratory Insect survey of tropical soda apple in Brazil and Paraguay. *Florida Entomologist* 79(1): 70 - 73.
47. **Medina, M. A., N. I. Sepúlveda & M. V. Murillo. 2008.** Regeneración in vitro de de plantas a partir de explantes foliares del lulo chocono, *Solanum sessiflorum* Dunal vía organogénesis. *Biodiversidad y Desarrollo* 27 (1):92 - 95.
48. **Melgarejo, G. 2002.** Aislamiento y caracterización de dos virus que infectan a cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal). Tesis para optar el título de magíster Scientiae. UNALM, Lima - Perú .82 p.
49. **Ñique, M. & Bravo, M. 1994.** VII Congreso Iberoamericano de Biodiversidad y Zoología de Vertebrados **En: Libro de Resúmenes del VII Congreso Iberoamericano de Biodiversidad y Zoología de Vertebrados. Piura - Perú.**
50. **Pahlen, A. von der. 1977.** Cubiu (*Solanum topiro* Humb & Bonpl.), uma frutifeira da Amazônia. *Acta Amazônica*, 7 (3): 301 - 307.
51. **Ronchiteles, B. & Hamada, N. 1991.** Estudios bioecológicos de insectos perjudiciales a agricultura como subsidio para o manejo de pragas na ammonia. En: Base científica para estrategias de preservazo e desenvolvimento da Ammonia: Fatos e perspectivas, INPA, Manaus, Brasil. p. 233 - 236.

52. **Salick, J.** 1989. Cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) an overview of productions and breeding potentials. In: International Symposium on new crops for food and industry. Southampton: University Southampton, p. 125-129.
53. **Silva Filho, D.F.** 1994. Variabilidad genética en 29 poblaciones de cocona (*Solanum topiro* Humbl. & Bonpl.), Solanaceae evaluada en la Zona da Mata del estado de Pernambuco. UFRPE: Recife, PE. Disertación de Post grado. 80 pp.
54. **Vallejo, C. & A. Franco.** 1999. Mejoramiento genético y producción de tomate en Colombia. Universidad Nacional de Colombia, Palmira. 216 pp.
55. **Vallejo, F. A., Cabrera; E. F. Restrepo & M. Lobo.** 2008. Resistencia al perforador del fruto del tomate derivada de especies silvestres de *Solanum* spp. *Rev. Fac. Nal. Agr. Medellín* 61(1):4316-4324.
56. **Vargas, N.W & Rengifo, RCM.** 1995, Estudio Técnico Económico para la instalación de una planta para la obtención de vino a partir de frutas tropicales (plátano - huito - cocona) Tesis, UNAP - Iquitos. 139 p.
57. **Villachica, H.** 1996. Frutales y hortalizas promisorias de la amazonia. Tratado de cooperación Amazónica. Secretaría Pro Tempore. 1 Ed. Lima, Perú. 368 pp.
58. **Salisbury, F. B. y Cleon w. R.** 2000. Fisiología de la planta 3 “desarrollo de las plantas y fisiología ambiental”. Editorial Paraninfo. Edición Copyright. 988 p.
59. **Jaramillo S. y Baena M.,** 2000. Conservación Ex Situ de Recursos Fitogenéticos. Instituto Internacional de Recursos Filogenéticos (IPGRI).210p.
60. **Villalobos F. J., Mateos L. y Orga F.** 2002. Fitotecnia, bases y tecnologías de la producción agrícola. Ediciones Mundi Prensa. Madrid – Barcelona. España.
61. **Http://www.otca.org.br/publicacao/STP-TCA-VEN-SN%20coconapdf**

ÍNDICE DE FIGURAS

- Figura 1.** Distribución natural de cocona en Sudamérica y Perú.
- Figura 2.** Estructura externa de la planta cocona. Tallos semilleros (1), Raíz principal (2), Hojas lobuladas (3), flores con inflorescencia cimosa (4) y frutos o bayas de diferentes tamaño (5).
- Figura 3.** Descriptor de vigor de planta de cocona.
- Figura 4.** Descriptor de la posición de ramas laterales de la planta.
- Figura 5.** Descriptor de la distribución de ramas de la planta.
- Figura 6.** Descriptor del patrón de ramificación de la planta.
- Figura 7.** Flor de cocona (1) e inflorescencia de la planta.
- Figura 8.** Partes de la flor. Sépalo (1), pétalo (2), estambre (3), estilo (4), ovario (5) y pedúnculo (6).
- Figura 9.** Descriptor de forma de frutos de cocona. Aciruelado(1), Cónico(2), Oblongo (3), Ovalado (4), Cilindro-cónico (5), Elipsoide (6), Amarañado (7), Globular (8), Esferoide alto (9), Oblato (10), Acorazonado (11), Atomatado (12), Redondeado (13).
- Figura 10.** Formas y colores de frutos de algunos ecotipos de cocona colectados.
- Figura 11.** Temperaturas promedio de ocurrencia de estados fenológicos de cocona ecotipo N4.
- Figura 12.** Planta anegada después del trasplante.
- Figura 13.** Drenaje después del trasplante en suelo húmedo.
- Figura 14.** Siembra de cocona en camellones, evita el acumulamiento de agua en zonas húmedas.
- Figura 15.** Procesamiento de semilla de calidad. Selección de frutos sanos (1), corte de frutos maduros y retiro de semilla (2), lavado de semillas (3), secado de semilla (4).

- Figura 16.** Modelo de tinglado para almácigo de cocona, evita el exceso de humedad producida por la precipitación.
- Figura 17.** Terreno preparado para trasplante.
- Figura 18.** Delineado del terreno utilizando el método del triángulo.
- Figura 19.** Demarcado del terreno.
- Figura 20.** Proceso de trasplante del cultivo. Poseo (1), ubicación de las plantas en cada golpe (2), retiro de bolsa de la planta (3), colocado de la planta (4), apisonado (5) y trasplante concluido (6).
- Figura 21.** Poda de mantenimiento; eliminación de hojas basales (1), Poda de formación; eliminación de brotes improductivos (2) y poda sanitaria; eliminación de yemas enfermas (3).
- Figura 22.** Demostración de mala práctica de podas. Plantas con todas sus hojas (1), planta de fructificación con hojas eliminadas por una poda (2), Exposición de frutos a la radiación solar por la falta de hojas (3) y frutos son síntomas abióticos de quemaduras por radiación (4).
- Figura 23.** Modo de fertilización después del trasplante.
- Figura 24.** Propuesta de tabla de colores por tratamientos evaluados en frutos de cocona ecotipo CT2.
- Figura 25.** Tratamientos realizados para pruebas por cosecha.
- Figura 26.** Frutos de cocona cosechados (1) y selección de los mismos (2).
- Figura 27.** Frutos afectados por Tizón de la cocona (*Alternaria solani*). Después de la cosecha (1) y a la fecundación (2).
- Figura 28.** Criterio de operaciones en el manejo pos cosecha.
- Figura 29.** Propuesta de clasificación de frutos.

- Figura 30.** Distribución anual del precio de cocona en el mercado de frutas de Lima.
- Figura 31.** Algunas colectas de cocona realizadas en Tarapoto (1), Moyobamba-Rioja (2), Bagua (3), Chanchamayo (4) el Perú.
- Figura 32.** Planta de cocona mejorada variedad CTR.
- Figura 33.** Esquema de mejoramiento en el cultivo de cocona.
- Figura 34.** *Aphis gossypii*.
- Figura 35.** *Acrididate*.
- Figura 36.** *Cyphonia clavata* Fab
- Figura 37.** *Edessa rufomarginata*.
- Figura 38.** *Edessa aulacosterna* Stal
- Figura 39.** *Oebalus* sp.
- Figura 40.** *Proxys punctulatus* (Pal. de Beauv.)
- Figura 41.** *Leptoglossus zonatus* Dallas.
- Figura 42.** *Euryophthalmus Humilis*.
- Figura 43.** *Diabrotica speciosa* (German).
- Figura 44.** *Colaspis* aff. *aerea* Lefevre.
- Figura 45.** *Diabrotica gestroi* Baly.
- Figura 46.** *Cerastoma* (cercana a) *tingomariana* Bechyné.
- Figura 47.** *Megascelis* sp.
- Figura 48.** *Alcidióon deletum* Bates.
- Figura 49.** *Mechanitis polymnia procerifor mis* Brick.
- Figura 50.** *H. virescens*.
- Figura 51.** *Condylostylus* sp.
- Figura 52.** *Zelus* sp.
- Figura 53.** *Cycloneda sanguinea* L.
- Figura 54.** *Polistes annularis*.
- Figura 55.** Enfermedades de origen biótico y abiótico reportado en el cultivo de la cocona.
- Figura 56.** Forma de las conidias de *Alternaria solani* agente causal del tizón de la cocona.

- Figura 57.** Síntomas causados por *Alternaria solani* en hojas (A), Hojas y ramas (B), colapso de una rama por defecto de los canchros (C).
- Figura 58.** Diferentes tipos de síntomas causadas por *A. solani* en frutos de cocona.
- Figura 59.** Ciclo del tizón de la cocona causado *Alternaria solani*.
- Figura 60.** Micelio y esclerotes (maduros de color marrón e inmaduros de color blanco) de *Sclerotium rolfsii* formados sobre el tallo de cocona.
- Figura 61.** Síntomas de Pudrición de tallo, raíces y marchitez causado por *S. rolfsii* en una planta de cocona.
- Figura 62.** Síntomas de antracnosis en frutos de cocona causado por *Colletotrichum gloeosporoides*.
- Figura 63.** Cancros en frutos de cocona causados por *Curvularia sp.*
- Figura 64.** Ciclo del nematodo *Meloidogyne sp.*, causante de la nodulación de las raíces de cocona.
- Figura 65.** Síntomas de virosis en la hoja de cocona.
- Figura 66.** Momentos sugeridos para la aplicación de fungicidas según la fenología de cocona.
- Figura 67.** Diagrama de flujo del procesamiento de conserva de cocona.
- Figura 68.** Flujograma de procesamiento para elaborar néctar de cocona.
- Figura 69.** Flujograma experimental para la conservación de la pulpa de cocona conservada con propóleos.
- Figura 70.** Diversos usos de la fruta de cocona. Fruta mediana (1), pequeña (2), grande (3), conserva de cocona mixta con papayo (4), pulpa en almíbar (5) y salsa (6) de cocona.

ÍNDICE DE TABLAS

- Tabla 1.** Características cualitativas de planta de seis ecotipos de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal), (n=36).
- Tabla 2.** Características cuantitativas y cualitativas de frutos de algunos ecotipo de cocona colectados en Bagua y Tocache.
- Tabla 3.** Temperatura media y fotoperíodo en cada fase fenológica determinada de dos ecotipos de cocona.
- Tabla 4.** Requerimientos en grados calor día y heliofania determinados en dos ecotipos de cocona.
- Tabla 5.** Principales malezas que se presentan en el cultivo de cocona.
- Tabla 6.** Rendimiento obtenido de algunos trabajos de investigación realizados en el IIAP-TM y la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS).
- Tabla 7.** Exportaciones del producto cocona según sus principales mercados en el 2010.
- Tabla 8.** Calendario agrícola del cultivo de cocona.
- Tabla 9.** Algunas colectas de cocona del banco de germoplasma en conservación ex situ Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS) - Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP).
- Tabla 10.** Valor nutricional en 100 g de pulpa fresca de cocona.
- Tabla 11.** Costo de producción del cultivo de cocona por hectárea.