Sterling Cuellar, Armando, Rodríguez León, Carlos Hernando (Editores)

Estrategias de manejo para las principales enfermedades y plagas del cultivo del caucho con énfasis en la amazonia colombiana. Armando Sterling Cuellar, Carlos Hernando Rodríguez León (Eds.). Bogotá, Colombia: Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI, 2018
1. CAUCHO 2. *Hevea brasiliensis* 3. CONTROL DE ENFERMEDADES 4. CONTROL DE PLAGAS 5. AMAZONIA COLOMBIANA

ISBN: 978-958-5427-08-2

© Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible

Primera edición: agosto de 2018

Revisión técnica: Ibonne Aydee García Romero PhD
Juan Sierra Hayer, PhD

Fotografías: Armando Sterling Cuéllar, Eidy Martinez Viuche, Yeny Virguez Díaz, Jesica Fonseca Restrepo, Lyda Constanza Galindo, Luis Carlos Loaiza, Julieth Zapata Ortíz

Coordinación de la producción editorial: Diana Patricia Mora Rodríguez

Diseño de cubierta y concepto editorial: Paola Aponte

Reservados todos los Derechos

Disponible en:
Instituto SINCHI, Calle 20 No. 5-44 Tel.: 4442084 www.sinchi.org.co

Impreso en Colombia
Printed in Colombia

ESTRATEGIAS DE MANEJO PARA LAS PRINCIPALES **ENFERMEDADES Y PLAGAS DEL CULTIVO DEL CAUCHO** CON ÉNFASIS EN LA AMAZONIA COLOMBIANA

Instituto amazónico de investigaciones científicas
SINCHI



LUZ MARINA MANTILLA CÁRDENAS
Directora General

MARCO EHRLICH
Subdirector Científico y Tecnológico

CARLOS ALBERTO MENDOZA VÉLEZ
Subdirector Administrativo y Financiero

MARÍA SOLEDAD HERNÁNDEZ GÓMEZ
Coordinadora Programa Sostenibilidad e Intervención

CARLOS HERNANDO RODRÍGUEZ LEÓN
Coordinador Sede Florencia



GERARDO ANTONIO CASTRILLÓN ARTUNDUAGA
Rector

ALBERTO FAJARDO OLIVEROS
Vicerrector de Investigaciones y Posgrados

ALCIDES VILLAMIZAR OCHOA
Vicerrector Académico

MARLON PELÁEZ RODRÍGUEZ
Decano Facultad de Ciencias Básicas



Asociación de Reforestadores y Cultivadores de Caucho del Caquetá

JOSÉ RICARDO GUTIÉRREZ ROJAS
Representante legal

Junta Directiva

JOSÉ RICARDO GUTIÉRREZ ROJAS
Presidente

GREYCIOMARA CASANOVA MARÍN
Vicepresidente

CARLOS ARTURO ROJAS BARRERA
Secretario

JESÚS ARCENIO ROJAS RIVERA
HÉCTOR EDUARDO
DIAZ GALLEGO
Miembros principales

ESTRATEGIAS DE MANEJO PARA LAS PRINCIPALES ENFERMEDADES Y PLAGAS DEL CULTIVO DEL CAUCHO CON ÉNFASIS EN LA AMAZONIA COLOMBIANA

EQUIPO TÉCNICO
Armando Sterling Cuéllar, Ph.D
Coordinador del proyecto

Co-investigadores
Carlos Hernando Rodríguez León
Yeny Rocío Virgüez Díaz
Eidy Janeth Martínez Viuche
Lyda Constanza Galindo
Jesica Andrea Fonseca Restrepo
Ginna Patricia Velasco Anacona
Diego Jose Ortiz Murcia
Edgar Martínez Moyano
Tatiana Karolina Andrade Ramírez
Julieth Andrea Zapata Ortíz
Luz Dary Rivera Tovar
Ismael Dussán Huaca
Pablo Pineda González
Luis Carlos Loaiza Molina
Norma Constanza Bonilla Ríos
Diego Ferney Caicedo Rodríguez
Bernardo Betancurt Parra
Maolenmarx Tatiana Garzón

ESTRATEGIAS DE MANEJO PARA LAS PRINCIPALES **ENFERMEDADES Y PLAGAS DEL CULTIVO DEL CAUCHO** CON ÉNFASIS EN LA AMAZONIA COLOMBIANA

EDITORES
Armando Sterling Cuéllar, Ph.D
Carlos Hernando Rodríguez

Instituto amazónico de investigaciones científicas
SINCHI

INTRODUCCIÓN

El caucho [*Hevea brasiliensis* (Willd. Ex Adr. de Juss.) Muell.-Arg.] es una especie de origen suramericano productora de látex destinado principalmente a la industria llantera (Compagnon, 1998). Dada la importancia del caucho natural y su creciente demanda en el mercado internacional, en Colombia se han venido adelantando planes masivos para la expansión del cultivo la mayoría de ellos apoyados en el establecimiento de nuevas hectáreas en pequeños y medianos cultivadores cuya estrategia busca en general, compensar en primer lugar la demanda interna. Según CCC (2017) en el último censo cauchero realizado en 2015 se reportaron 53.223 ha en Colombia de las cuales cerca de 5.600 ha proveniente del departamento del Caquetá, Amazonia colombiana.

Según Gasparotto *et al.* (2012), con el aumento de las áreas sembradas en caucho se favorecerá el incremento de las enfermedades y plagas, las cuales constituyen los principales limitantes fitosanitarios para el establecimiento de nuevas plantaciones de caucho. La región amazónica colombiana por ejemplo, cuenta con las condiciones ambientales propicias para que proliferen plagas y se desarrollen enfermedades limitantes para el cultivo, especialmente en departamentos con amplia tradición cauchera como el Caquetá (Garzón, 2000; Sterling y Rodríguez, 2011, 2012, 2014).

Como respuesta a la necesidad de dar soluciones y ante la presión ambiental que representan estos problemas fitosanitarios en la región para el cultivo de caucho, se han adelantado diversos estudios en procura de identificar nuevos materiales con tolerancia a estos limitantes, especialmente en relación con el mal suramericano de las hojas SALB (por sus siglas en inglés *South American Leaf Blight*), producido por el hongo *Pseudocercospora ulei* (Henn), conocido tradicionalmente como *Microcyclus ulei* (P. Henn.) v. Arx (Gasparotto *et al*., 2012). En este sentido, el Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI, la Universidad de la Amazonia y la Asociación de Reforestadores y Cultivadores de Caucho del Caquetá —en adelante Asoheca—, han contribuido a nivel regional especialmente en el departamento del Caquetá, con información preliminar sobre la ampliación de la base genética de caucho con nuevos materiales promisorios a través de la evaluación preliminar de genotipos regionales élite (Sterling y Rodríguez, 2011, 2017) y de clones promisorios introducidos a la región (Sterling y Rodríguez, 2012, 2017), como una de las principales estrategias para el manejo fitosanitario del cultivo del caucho en la Amazonia colombiana.

En este documento se presentan las bases técnicas para la identificación, el diagnóstico, la evaluación y el manejo con énfasis en el uso del mejoramiento genético de las principales plagas y enfermedades del cultivo del caucho en la Amazonia colombiana: estudio de caso departamento del Caquetá y con potencial para la Amazonia colombiana. Esta cartilla técnica está dirigida principalmente a productores y técnicos de caucho, estudiantes y profesionales del sector, como una herramienta didáctica que busca fortalecer los conocimientos y las habilidades técnicas en torno al manejo integrado de los problemas fitosanitarios, resaltando mediante resultados de investigación el uso del mejoramiento genético (uso de nuevos clones materiales genéticos), como una de las principales alternativas

para contribuir a futuro con el fortalecimiento de la productividad y la competitividad del sector cauchero en el Caquetá.

Esta publicación se deriva del proyecto de investigación denominado: "Ampliación de la base genética de caucho, Caquetá, Amazonia". Este proyecto hace parte integral del Convenio No. 59 -2013 suscrito entre la Gobernación del Caquetá y el Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI, co-ejecutado con la Universidad de la Amazonia y la Asociación de Reforestadores y Cultivadores de Caucho del Caquetá y financiado con recursos del Fondo de Ciencia, Tecnología e Innovación - FCTeI del Sistema General de Regalías – SGR.

La presente cartilla se dividió en cuatro capítulos que explican en detalle las etapas del proceso técnico inherente a la identificación, la evaluación y el manejo de las principales plagas y enfermedades del cultivo del caucho.

El capítulo 1 presenta las bases técnicas para la identificación, diagnóstico, evaluación y lesiones ocasionadas por las principales enfermedades foliares y del tronco de origen fúngico (hongos), que permitirá a los productores de la región y comunidad en general determinar las respectivas medidas preventivas y de control más pertinentes en cada caso.

En el capítulo 2 se exponen las bases técnicas inherentes a la identificación de los principales insectos y ácaros plaga con mayor relevancia del cultivo de caucho, resaltando las principales características morfológicas, ciclos de vida y daños que ocasionan en las plantaciones.

El capítulo 3 presenta las bases técnicas relacionadas con las principales estrategias de manejo (mecánico, cultural, etológico, biológico, químico y mejoramiento genético) en plagas (insectos y ácaros) y enfermedades producidas por hongos en plantaciones de caucho, como una alternativa a las prácticas tradicionales derivadas de la revolución verde que se basaban en la utilización masiva de fertilizantes, pesticidas y herbicidas.

El capítulo 4 registra los principales avances en el uso del mejoramiento genético (nuevos materiales genéticos en campos clonales de evaluación), como una de las principales estrategias para el manejo fitosanitario de las enfermedades y plagas que afectan el cultivo del caucho en condiciones de la Amazonia colombiana: estudio de caso el departamento del Caquetá.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a todo el personal directivo y administrativo del Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI adscrito al Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, por su apoyo y acompañamiento permanentemente en la presente investigación, en especial a la doctora Luz Marina Mantilla Cárdenas, Directora General, al doctor Carlos Alberto Mendoza Vélez, Subdirector Administrativo y Financiero y al doctor Marco Ehrlich, Subdirector Científico y Tecnológico.

A la Gobernación del Caquetá, a todo el personal directivo, técnico y administrativo, en especial al doctor Álvaro Pacheco Álvarez Gobernador del Caquetá, a la doctora Lorena Rodríguez Plazas Secretaria de Agricultura Departamental, Fabio Jaramillo, Darío y Maximiliano Cruz, funcionarios de la Secretaría de Agricultura Departamental por su valioso apoyo y colaboración al desarrollo del convenio 59-2013 Suscrito entre la Gobernación del Caquetá y el Instituto SINCHI.

A la Confederación Cauchera Colombiana CCC, en especial al doctor Juan Carlos Silva director de la CCC, a la doctora Narda Sabogal Barbosa y a la ingeniera Gisella Saldaña, por su valiosa colaboración y desarrollo a la interventoría del convenio 59-2013.

Al doctor José Ricardo Gutiérrez Rojas, Representante Legal de la Asociación de Asoheca y a todo el personal directivo, técnico y administrativo por su apoyo y contribución al proyecto.

Al doctor Gerardo Antonio Castrillón rector de la Universidad de la Amazonia, al doctor Alberto Fajardo Vicerrector de Investigaciones y Posgrados, al doctor Alcides Villamizar Vicerrector Académico, a Marlon Peláez Rodríguez Decano de la Facultad de Ciencias Básicas y a todo el personal directivo, administrativo y personal técnico por su apoyo y contribución al proyecto.

Hacemos extensivos nuestros agradecimientos a los técnicos de caucho del proyecto por su apoyo en la compilación de información técnica de campo, especialmente a Yenifer Patricia Tavera Urazán, Álvaro García Siscué, Judith Andrea Montoya Salinas, Edna Rocío Rodríguez Reinoso, Rafael Baquero Triana, Fabio Baquero Vargas, Luis Erney Muñoz y Aldemar Perdomo.

Finalmente expresamos nuestra gratitud al Fondo de Ciencia, Tecnología e Innovación - FCTeI del Sistema General de Regalías – SGR por la financiación de la presente investigación, al Departamento Administrativo de Ciencia, Tecnología e Innovación Colciencias y al Departamento Nacional de Planeación DNP.

CONTENIDO

Capítulo 1: Principales enfermedades presentes en el cultivo del caucho *(Hevea brasiliensis)*. 13
INTRODUCCIÓN 14
PRINCIPALES ENFERMEDADES FOLIARES 14
Mal suramericano de las hojas (SALB) (*Pseudocercospora ulei*) 14
Antracnosis (*Colletotrichum gloesporioides*) 18
Costra negra (*Phyllachora huberi*) 20
Mancha aerolada (*Thanatephorus cucumeris*) 21
Mancha de Corinespora (*Corynespora cassiicola*) 23
Mancha de perdigón (*Drechslera heveae*) 24
Requema, mancha negra, caída anormal de las hojas o muerte descendente (*Phytophthora* spp.) 25
ENFERMEDADES FOLIARES DE MENOR IMPORTANCIA 27
Mancha concéntrica por pericona (*Periconia manihoticola*) 27
Mal de hilachas o koleroga (*Pellicullaria koleroga*) 27
PRINCIPALES ENFERMEDADES FUSTALES 27
Raya negra, chancro del tronco (*Phytophthora* spp.) 27
Mal del machete o moho ceniciento del panel (*Ceratocystis fimbriata*) 29
Mal rosado o rubéola (*Corticium salminicolor*) 30
Pudrición del tallo o chancro de injerto (*Lasiodiplodia theobromae*) 31
ENFERMEDADES FUSTALES DE MENOR IMPORTANCIA 31
CONSIDERACIONES FINALES 32
BIBLIOGRAFÍA 33
Capítulo 2: Principales plagas en el cultivo del caucho *(Hevea brasiliensis)* 37
INTRODUCCIÓN 38
PRINCIPALES INSECTOS Y ÁCAROS PLAGA EN EL CULTIVO DEL CAUCHO 39
Gusano cachón *Erinnyis ello* (Lepidoptera: Sphingidae) 39
Chinche de encaje *Lepthopharsa heveae* (Hemiptera: Tingidae). 41
Hormiga arriera Atta (*Atta cephalotes, Atta columbica, Atta laevigata* y *Atta sexdens*) (Hymenoptera: Formicidae) 44
Gusano Peludo *Premolis semirufa* (Lepidoptera: Arctiidae) 47
Ácaro plano *Tenuipalpus heveae* (Acari, Tenuipalpidae) 48
Calacarus heveae (Acari, Eriophyidae) 49
BIBLIOGRAFÍA 54
Capítulo 3: Principales estrategias de manejo de plagas y enfermedades en el cultivo de caucho natural *(Hevea brasiliensis)* 61
INTRODUCCIÓN 62
ESTRATEGIAS DE MANEJO DE LAS PRINCIPALES ENFERMEDADES BIÓTICAS FOLIARES PRESENTES EN EL CULTIVO DE CAUCHO 62
Mal suramericano de las hojas (SALB) (*Pseudocercospora ulei*) 62
Costra negra (*Phyllachora huberi*) 64
Antracnosis *(Colletotrichum gloesporioides*) 66
Mancha de Corinespora (*Corynespora cassiicola*) 67
Mancha de perdigón (*Drechslera heveae*) 68
Mancha aerolada (*Thanatephorus cucumeris*) 69
Quemazón o Muerte Descendente (*Phytophthora* spp.*)* 69

PRINCIPALES ENFERMEDADES DEL TRONCO PRESENTES EN EL CULTIVO DE CAUCHO 69
Chancro estriado y chancro del tallo (*Phytophthora sp*.) 69
Mal del machete o moho ceniciento del panel (*Ceratocystis fimbriata*) 70
Mal rosado o rubéola (*Corticium salminicolor*) 72
Pudrición del tallo, muerte descendente o chancro de injerto (*Lasiodiplodia theobromae*) 72
ENFERMEDADES DEL TRONCO DE MENOR IMPORTANCIA EN EL CULTIVO DE CAUCHO 73
Pudrición roja (*Ganoderma philippii*), Pudrición parda (*Phelinus noxius*), Pudrición blanca (*Rigidoporus lignosus*) 73
Llaga estrellada (*Rosellinia pepo*) 73
ESTRATEGIAS DE MANEJO DE LAS PRINCIPALES PLAGAS PRESENTES EN EL CULTIVO DE CAUCHO 73
Gusano cachón (*Erinnyis ello*) Lepidoptera: Sphingidae 74
Gusano peludo (*Premolis semirufa*) Lepidoptera: Arctiidae 76
Chinche de encaje (*Leptopharsa heveae*) Hemiptera: Tingidae 76
Hormiga arriera (*Atta spp.)* Hymenoptera: Formicidae 77
Ácaros, *Calacarus heveae* (Ácaro del caucho) Acari: Eriophyidae y *Tenuipalpus heveae* (Ácaro rojo) Acari: Tenuipalpidae 79
Termitas o comején (*Heterotermes sp*.), Isoptera: Rhinotermitidae y (*Nasutitermes sp*.), Isoptera: Termitidae 79
CONSIDERACIONES FINALES 80
BIBLIOGRAFÍA 81
Capítulo 4: El mejoramiento genético como estrategia de control de enfermedades y plagas en el caucho natural *(Hevea brasiliensis)*. **99**
INTRODUCCIÓN 100
PROGRAMAS DE MEJORAMIENTO GENÉTICO DE CAUCHO A NIVEL MUNDIAL 101
PROGRAMAS DE MEJORAMIENTO GENÉTICO DE CAUCHO EN LATINOAMÉRICA 102
PROGRAMAS DE MEJORAMIENTO GENÉTICO DE CAUCHO A NIVEL NACIONAL 103
PROGRAMAS DE MEJORAMIENTO GENÉTICO DE CAUCHO A NIVEL REGIONAL 104
PRINCIPALES AVANCES EN MEJORAMIENTO GENÉTICO, ESTUDIO DE CASO: DEPARTAMENTO DEL CAQUETÁ, AMAZONIA COLOMBIANA. 105
Descripción del área de estudio 106
Material vegetal y diseño experimental 107
Esquema del procedimiento experimental 114
TOLERANCIA DE LOS MATERIALES GENÉTICOS A LAS PRINCIPALES PLAGAS Y ENFERMEDADES DEL CAUCHO 115
Principales enfermedades evaluadas en 10 clones de caucho (9 introducidos y el testigo IAN 873) 115
Principales enfermedades evaluadas en 9 genotipos élite y el testigo IAN 873 116
Principales enfermedades evaluadas en 99 progenies élite y el testigo IAN 873 119
Principales plagas evaluadas en 10 clones (9 introducidos y el testigo IAN 873) 119
Principales Plagas evaluadas en 9 genotipos élite y el testigo IAN 873 119
Principales Plagas evaluadas en 99 Progenies élite y el testigo IAN 873 120
REACCIÓN AL MAL SURAMERICANO DE LAS HOJAS EN LABORATORIO 121
Manejo microbiológico del hongo *P. ulei* 121
Pruebas de patogenicidad 121
Reacción a *P. ulei* 122
CONSIDERACIONES FINALES 123
BIBLIOGRAFÍA 124

CAPÍTULO 1

Principales enfermedades presentes en el cultivo del caucho *(Hevea brasiliensis)*



Armando Sterling Cuéllar[1], Lyda Constanza Galindo Rodríguez[2-3], Edgar Martínez Moyano[2], Norma Constanza Bonilla Ríos[4], Carlos Hernando Rodríguez León[1], Diego José Ortiz Murcia[2]

[1] Investigador Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI Sede Florencia
[2] Co-investigador del proyecto - Convenio No. 59-2013
[3] Docente Investigadora Programa de Biología - Facultad de Ciencias Básicas - Universidad de la Amazonia
[4] Docente Investigadora Programa de Química - Facultad de Ciencias Básicas - Universidad de la Amazonia

INTRODUCCIÓN

El cultivo de caucho natural (*Hevea brasiliensis*), en la región amazónica es afectado principalmente por enfermedades foliares y fustales de origen fúngico, debido especialmente a las condiciones ambientales que caracterizan la región, entre ellas: temperatura media entre los 25 y 33°C y humedad relativa por encima del 85%, con precipitaciones que oscilan entre 700 y los 1000 msnm, condiciones similares a las que requieren los hongos para desarrollarse (García *et al.*, 2006; Sterling y Rodríguez, 2011).

Las enfermedades ocasionadas por hongos son las principales limitantes fitosanitarias del cultivo de caucho en América (Gasparotto *et al.*, 1997), pueden afectar los foliolos y el tronco del árbol en viveros, jardines clonales y plantaciones jóvenes. En relación con las patologías foliares presentes en plantaciones de caucho, Gasparotto *et al*. (1997), Garzón (2000) y Alarcón *et al*. (2012) registran al mal suramericano de la hoja por sus siglas en inglés SALB (South American Leaf Blight) (*Pseudocercospora ulei*), la mancha aerolada (*Rizhocthonia solani*), la costra negra (*Phyllacora huberi* y *Rosenscheldiella* sp.), antracnosis (*Colletotrium gloesporioides* y *Colletotrichum acutatum*); Sierra y Furtado (2010), la mancha de corinespora (*Corynespora cassicola*), requema, muerte descendente, quemazón, hielo o caída anormal de las hojas (*Phytophthora* spp.), mancha de perdigón (*Drechslera heveae*). Respecto a patologías del tronco, Garzón (2000) y Alarcón *et al.* (2012) destacan: mal del machete o moho ceniciento del panel (*Ceratocystis fimbriata*), mal rosado o rubeola (*Corticium salminicolor*), pudrición del tallo, muerte descendente o chancro de injerto (*Lasiodiplodia theobromae)*, chancro estriado y chancro del tronco (*Phytophthora* spp).

Teniendo en cuenta que las enfermedades que afectan el cultivo del caucho se presentan principalmente en hojas y en el panel de sangría, y que éstas representan las mayores limitaciones fitosanitarias en la producción de látex, en el presente capítulo se describen las principales enfermedades foliares y fustales de origen fúngico, que permitirá a los productores de la región y comunidad en general identificar en campo las principales patologías y determinar, por tanto, las medidas preventivas y de control más apropiadas en cada caso.

PRINCIPALES ENFERMEDADES FOLIARES

Mal suramericano de las hojas (SALB) (*Pseudocercospora ulei* (Henn.)) Hora Junior & Mizubuti, 2014

Es una enfermedad extremadamente dañina que limita la producción de caucho en Centro y Sudamérica. El hongo *Pseudocercospora ulei* (Hora Júnior *et al.*, 2014), es un patógeno amenazador y destructivo, debido a su rápida diseminación y a los daños que causa, su control es difícil de lograr. El mayor daño causado por este hongo es la caída prematura de las hojas; de tal manera, que en viveros y jardines clonales, una incidencia alta de la enfermedad disminuye el porcentaje de plantas en condiciones de ser injertadas y el número de yemas que pueden ser aprovechadas para la injertación (Leal, 1999).

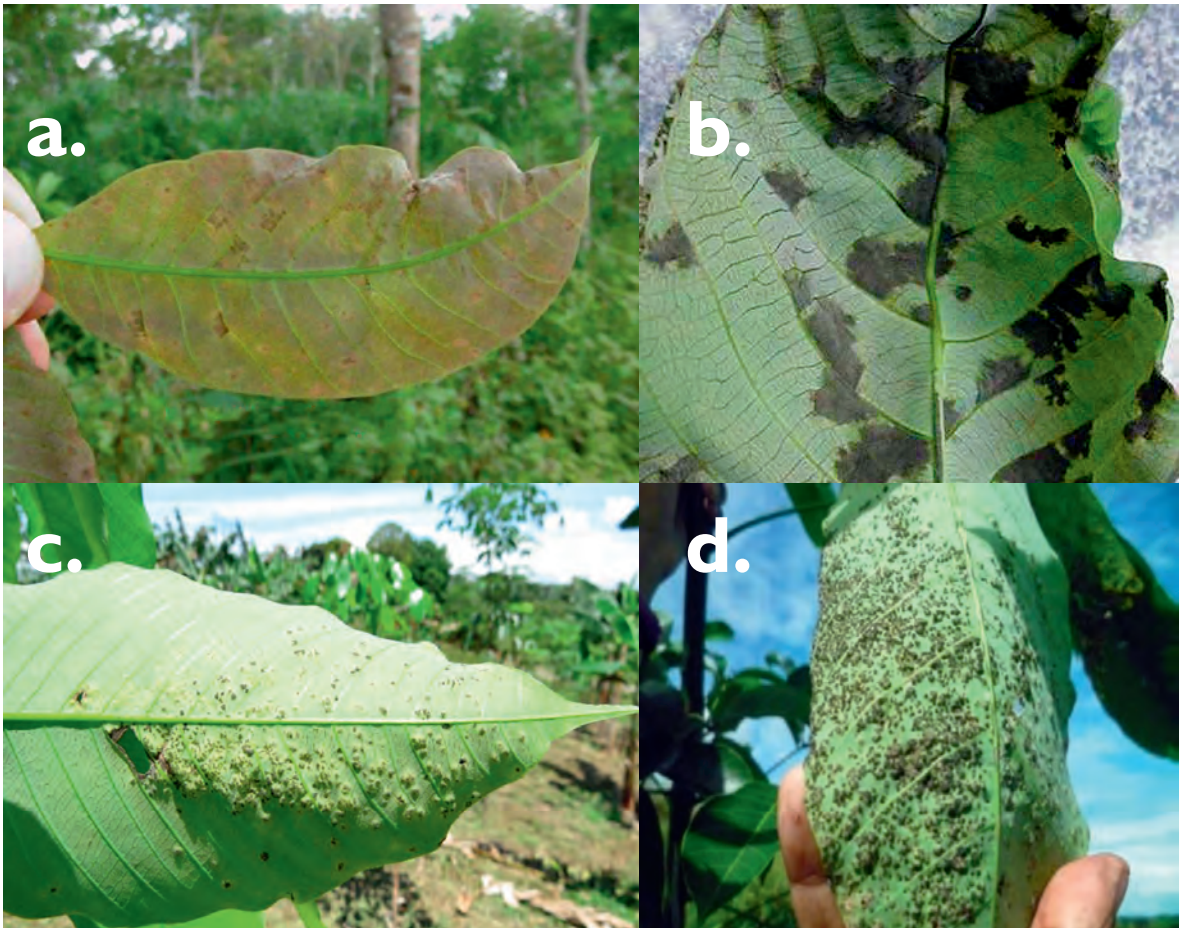
Síntomas y signos

La expresión de los síntomas de esta enfermedad varía de acuerdo con el estado de maduración de los tejidos foliares y la susceptibilidad del clon que es cultivado. Cuando el microorganismo se localiza en los folíolos de las hojas con una edad de 10 a 12 días, ocasiona una lesión circular de apariencia afelpada, que se ubica con más frecuencia en la superficie inferior de la lámina foliar y con

el tiempo va tomando una coloración verde oliva a negra, la cual es producida por la esporulación del microorganismo durante su fase conidial. Las lesiones tienen un contorno irregular y alcanzan hasta 2 cm de diámetro, producen arrugamiento, deformación, rompimiento de los tejidos afectados y luego defoliación; si éstas son sucesivas, se puede llegar a presentar la muerte descendente de las plantas afectadas (Gasparotto *et al.,* 1997).

Cuando la planta se encuentra en estado de la enfermedad las lesiones por el patógeno se observan a menudo en pecíolos, ramas y frutos jóvenes. Sobre los foliolos que son infectados en estados posteriores a los 12 días hasta el inicio de su desarrollo, las lesiones son de tamaño más pequeño, con escasa esporulación y no se produce la caída de las hojas. Los foliolos maduros presentan cierta resistencia a la infección por el microorganismo; además, se producen pocos síntomas y cuando las estructuras del hongo maduran aparecen sobre la superficie de la hoja los estromas, que le dan a la lesión una estructura áspera o rugosa (Garzón, 2000) (Figura 1.1).

Figura 1.1 Estados de desarrollo del mal suramericano de la hoja. **a.** Lesión conidial (*Fusicladium heveae*). **b.** Esporulación abundante de conidias cubriendo toda la cara inferior de la lesión (*Fusicladium heveae*). **c.** Lesión picnidial (*Aposphaeria ulei*). **d.** Lesión estromática (*Pseudocercospora ulei*).



Fuente: Elaboración propia.

Etiología

El hongo *Pseudocercospora ulei* (Henn) conocido tradicionalmente como *Microcyclus ulei* (P. Henn.) v. Arx (Hora Júnior *et al*., 2014), es un hongo biotrófico especializado que ataca únicamente plantas del género *Hevea* y dentro de éste, las especies *Hevea brasiliensis*, *H. guinensis H. benthamiana, H. spruceana, H. camargaona, H. camporum* y sus híbridos. Este hongo dentro de su ciclo de vida presenta tres tipos de esporas que son conidios, picnidioforos y ascosporas. La fase conidial del hongo corresponde a *Fusicladium macrosporun* Kuyper o *Fusicladium heveae* y es la responsable de la enfermedad en el árbol de caucho. Los conidios se forman de manera individual, generalmente septados y a veces sin éste, usualmente son curvados o sigmoides, lisos y hialinos que después adquieren una coloración grisácea o verde olivo, con un tamaño aproximado de 15,65 x 6,11 μm (Gasparotto *et al.,* 1984; Junqueira *et al.,* 1989; Schubert *et al.,* 2003).

Las lesiones causadas por el crecimiento del hongo aparecen en las hojas, tallos, pecíolos, flores, inflorescencias y frutos jóvenes. Las manchas en las hojas se sitúan sobre la cara inferior y se encuentran esparcidas en toda la superficie foliar, son de color café grisáceo y variable en forma y tamaño con un diámetro que oscila entre 8 y 10 mm y alta esporulación en clones de caucho natural susceptibles. En clones resistentes se presentan entre 1,5 y 2,0 mm con ausencia o esporulación parcial (Junqueira *et al.,* 1989; Araujo *et al.,* 2001).

La forma telomórfica del hongo que es la denominada *P. ulei*, en hojas adultas forma estructuras llamadas estromas. Los estromas son de color marrón, globosos, generalmente abaxiales, carbonosos, superficiales amontonados y a veces formando anillos alrededor de las perforaciones de las hojas, con un tamaño entre 200 y 400 mm (Chee y Holliday, 1986; Schubert *et al.,* 2003). Las ascas son claviformes con un tamaño de 56-80 x 12-16 mm, con ocho esporas, las ascosporas son alargadas septadas con un tamaño de 18-22 x 5-8 mm (Cannon *et al.,* 1995). El hongo produce cantidades grandes de conidios los cuales son diseminados a través del agua lluvia o el viento, siendo este último el responsable de la dispersión del inóculo dentro de las mismas plantaciones así como entre plantaciones localizadas a grandes distancias. La fase picnidial conocida como *Aposphaeria ulei* no tiene importancia en la diseminación del patógeno (Gasparotto *et al.,* 1984).

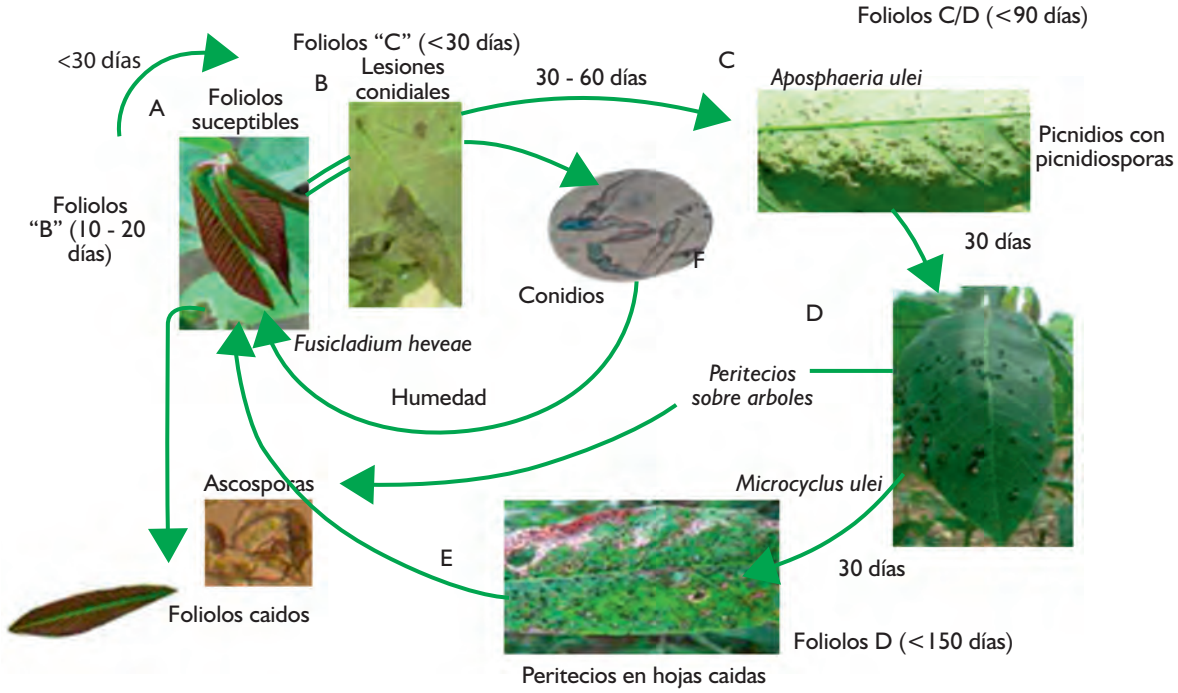
Ciclo de vida y epidemiología

Dado que las plantas de caucho pasan por un período de latencia durante el cual se presenta la caída de sus hojas, es probable que las infecciones nuevas o primarias se produzcan a partir de los ascocarpos durante esta etapa del desarrollo de las plantas (Torres, 1999). Las infecciones se producen cuando la espora en presencia de agua o rocío produce un tubo germinativo que al entrar en contacto con los tejidos epidermales forma un apresorio que le permite adherirse a la superficie foliar y luego penetrar en forma directa para colonizar rápidamente los tejidos internos de la hoja.

Bajo condiciones ambientales favorables, el período de incubación o aparición de los primeros síntomas ocurre antes de los 5 a 6 días de haber penetrado el microorganismo, y a partir de ese momento las lesiones aparecen con una esporulación abundante de conidias, especialmente sobre la cara superior del foliolo. Las conidias y ascosporas son diseminadas por el viento o la lluvia para infectar folíolos nuevos e iniciar ciclos primarios y secundarios de la enfermedad. La fase epidemiológica o explosiva de la enfermedad se produce cuando el hongo cumple varios ciclos continuos produciendo nuevas defoliaciones y mayor cantidad de inóculo (Garzón, 2000).

Según Torres (1999) y Gasparotto *et al.* (2012) el ciclo de la enfermedad está alrededor de los 4 a 5 meses. La sobrevivencia del microorganismo ocurre aparentemente cuando se produce la defoliación por la enfermedad o por su característica de ser un árbol caducifolio. Es posible que sobre las hojas caídas el microorganismo sobreviva, dado que el hongo en ausencia de los nutrimentos requeridos pasa rápidamente a cumplir su estado sexual, que le permite tolerar condiciones adversas para su desarrollo (Figura 1.2).

Figura 1.2 Ciclo de vida de *Pseudocercospora ulei*.



Fuente: Adaptado por Sterling (2015) de Gasparotto *et al*. (2012).

Distribución geográfica y hospederos

El SALB afecta específicamente al género Hevea, se encuentra ampliamente distribuida en todas las zonas productoras de América Central y del Sur. La enfermedad aparece cuando la humedad relativa es superior a 95% por lo menos 10 horas continuas durante 12 noches en un mes. La temperatura que más favorece su incidencia es de 24°C, con un rango de 21 a 28°C, y se limita su desarrollo cuando es menor de 21°C y mayor de 30°C (Gasparotto *et al.,* 1991).

Se ha investigado que el ciclo de la enfermedad se interrumpe cuando el clima presenta ciertas características que afectan la viabilidad de las esporas, por tanto, su capacidad de esporulación; dentro de las más conocidas se tienen: humedad relativa inferior a 70%, temperatura media mensual de 20°C evapotranspiración real superior a los 900 mm y precipitación anual entre 0 y 200 mm. Sin embargo, se considera que para el desarrollo de la enfermedad es de gran importancia el tiempo que permanece la hoja mojada, de manera que también se ha encontrado que en las zonas con vientos suaves las hojas se secan más rápidamente y la infección disminuye (Torres, 1999).

Esta enfermedad ha sido reportada en plantaciones comerciales y campos clonales en el departamento del Caquetá (Sterling y Rodríguez, 2011, 2012 y 2017).

Antracnosis *(Colletotrichum gloesporioides* (Penz.) Sacc. y *Colletotrichum acutatum* Simmonds)

En viveros y jardines clonales ha causado defoliación y muerte de las ramas y tallos, por otra parte el patógeno afecta grandes variedades de otras plantas que constituyen fuentes de inoculo permanentes en los cultivos de caucho (Gasparotto *et al*., 1997). Limita la producción al ocasionar la muerte descendente en los tejidos jóvenes afectados (Garzón, 2000).

Síntomas y signos

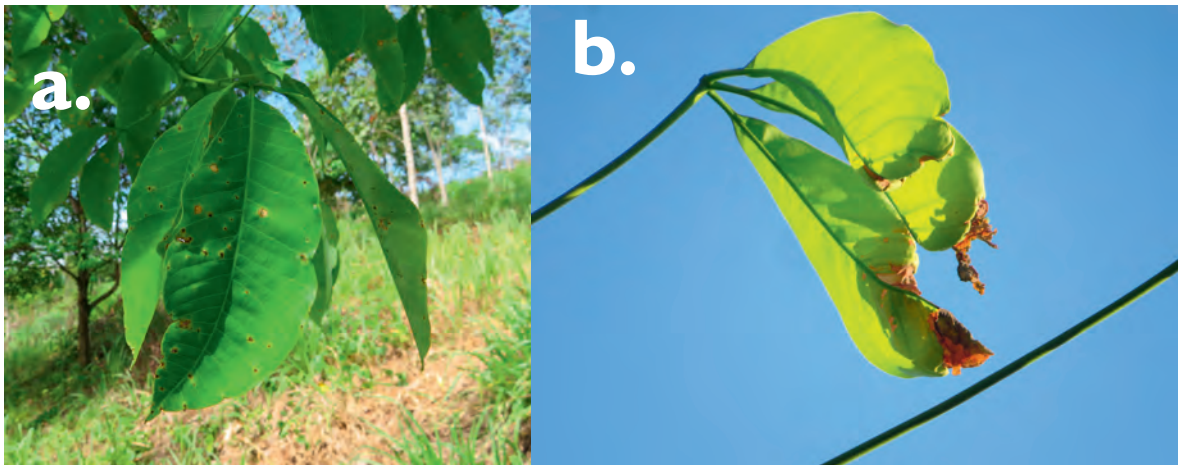
Según Gasparotto *et al.* (1997), los síntomas iniciales de la enfermedad se manifiestan en las hojas nuevas, brotaciones y frutos. En las hojas las lesiones son bien caracterizadas; diminutas de 1 a 3 mm de diámetro, generalmente numerosas y dispersas en el limbo. Una característica de la enfermedad es que los puntos necrosados tienen un ligero relieve. Cuando la lesión aumenta de tamaño se presenta una porción central oscura, rodeada por un halo clorótico. Las lesiones que se sobreponen llegan a necrosar y deformar el foliolo, que se desprende y cae en forma rápida (Garzón, 2000). Los tejidos afectados se arrugan, se secan y tienden a caerse. Las manchas sobre las hojas que sobreviven son circulares de un centímetro de diámetro y tienen un angosto margen café circundado por un halo amarrillo (Alvarado y Nájera, 1997).

Cuando la infección se presenta en hojas maduras, los bordes y ápices se necrosan, la lámina foliar se arruga y los peciolos se alargan más de lo normal. En los tejidos superficiales del peciolo y las ramas se presentan lesiones deprimidas de color oscuro y aspecto necrótico. Sobre los foliolos de las plantas que pasan por el periodo de defoliación, la enfermedad produce lesiones pequeñas de color marrón que se unen hasta alcanzar porciones de los tejidos deformados de gran tamaño. Sin embargo, cuando se presenta el ataque severo, causa defoliación, muerte de las yemas apicales y secamiento de ramas que son afectadas posteriormente por otros microorganismos que las cubren y contribuyen a su necrosis. Los ataques sucesivos de patógeno en las hojas y ramas de los clones susceptibles llegan a causar la enfermedad conocida como muerte descendente o "*die-back*" (Garzón, 2000) (Figura 1.3).

Etiología

El agente causal de la enfermedad es el hongo *Colletotrichum gloesporioides* y *Colletotrichum acutatum* (Penz). Sacc. (Proforest, 2005), cuya fase sexual o teleomorfa se encuentra en el ascomiceto *Glomerella cingulata* (Stonem.) Spading e Schrenk. El microorganismo produce dos tipos de estructuras reproductivas: peritecios o acérvalos (Gasparotto *et al.,* 2012); los peritecios son agrupados, globosos y casi periformes, de marrón oscuro con ostiolo ligeramente papilado, circular. Los ascos son clavados y cilíndricos, unitunicados y presentan ocho ascosporas por asca; los acérvulos son oscuros, de forma y tamaño variado, los conidióforos color marrón claro, ápice arredondeado y la base truncada, hialina, unicelular e uninucleada (Gasparotto *et al.,* 1997).

Figura 1.3 Antracnosis (*Colletotrichum gloesporioides*). **a.** Lesiones deprimidas de color marrón con halo amarillo y aspecto necrótico**. b.** Bordes y ápices necrosados.



Fuente: Elaboración propia.

Ciclo de vida y epidemiología

Según Gasparotto *et al*. (2012), el desarrollo de la enfermedad es favorecido por condiciones del medio ambiente cuando por espacio de 13 días se presenta humedad relativa mayor o igual al 90%. La humedad excesiva es propiciada por la lluvia que prolonga el tiempo de saturación de la humedad atmosférica, y forma una capa de agua sobre la superficie foliar. Esta lámina de agua favorece la germinación de las esporas, el inicio del proceso de infección, la colonización de los tejidos y la diseminación del inoculo. Tanto los ciclos primarios como secundarios de la enfermedad son producidos por las conidias procedentes de los acérvulos y las ascosporas de peritecios que se forman en hojas y tejidos muertos; estas estructuras de reproducción son liberadas y diseminadas por las salpicaduras del agua lluvia o por insectos; sin embargo, la diseminación de las ascosporas se hace principalmente por el viento.

Aunque en la gran mayoría de los casos las infecciones son provocadas por las conidias, las ascosporas también pueden llegar a iniciar el desarrollo de la enfermedad sobre los tejidos y plantas (Rincón, 1996; Gasparotto *et al*., 2012).

Distribución geográfica y hospederos

Este patógeno se presenta, además, en diferentes especies de plantas cultivadas en las regiones tropicales. La enfermedad es ocasionada por *C. gloesporioides*, y ha sido reportada en Colombia, Brasil, Sri Lanka Jayasinghe (1997), India, Saha (2002) y algunas otras regiones productoras de caucho en el mundo. *C. gloesporioides* tiene sus primeras manifestaciones en hojas jóvenes, su característica principal como agente causal de la antracnosis es la aparición de pequeñas manchas de color rojizo de apariencia hendida con halo amarillo en el haz y un ligero relieve o engrosamiento en el envés (Leal, 1999).

En hojas, ramas y peciolos, los síntomas se manifiestan en las brotaciones nuevas, en plantas de varias edades, causando pequeñas lesiones redondeadas de coloración marrón-rojiza que pueden unirse.

En los peciolos y ramos, provocan lesiones oscuras, necróticas y deprimidas. Sobre ataques severos, ocurre defoliación, muerte de la yema apical y seca descendente de las ramas. En todos los órganos afectados hay una gran cantidad de esporas, formando una masa de coloración naranja bastante característica (Furtado y Trindade, 2005).

Esta enfermedad ha sido reportada en plantaciones comerciales y campos clonales en el departamento del Caquetá (Sterling y Rodriguez, 2011, 2012 y 2017).

Costra negra *(Phyllachora huberi P.* Henn, 1900)

Phyllachora huberi se presenta en foliolos jóvenes, pero los síntomas solo se observan en hojas con más de 30 días (Gasparotto *et al*., 1997, 2012). Aunque esta enfermedad es considerada de poca importancia sus lesiones pueden afectar a más del 50% de la superficie foliar (Garzón, 2000).

Síntomas y signos

Según Gasparotto *et al*. (2012) la enfermedad se caracteriza por la formación de costras redondeadas de color negro lo que le da apariencia de carbón que termina en resecamiento, rompimiento y abscisión de los foliolos. La caída de las hojas maduras, amarillas y con síntomas de costra negra era atribuida más a la senescencia natural que a la acción del patógeno (Figura 1.4).

Figura 1.4 Costra negra (*Phyllachora huberi*). Porción estromática negra en el centro rodeada de áreas verde-amarillentas.



Fuente: Elaboración propia.

La costra negra era considerada una enfermedad de poca importancia, sin embargo, al provocar la caída de hojas maduras, esta enfermedad viene en aumento convirtiéndose en un problema difícil de controlar. En casos severos se presentan invasiones secundarias de otros hongos y se desarrollan áreas necróticas en ambas caras reduciendo notoriamente el área fotosintética (Junqueira y Bezerra, 1990).

Etiología

La enfermedad es producida por el hongo *Phyllachora huberi*, sin. *Catacuma huberi*, el microorganismo pertenece a la clase de los ascomicetos, con peritecios en forma de botella o subgloboso; presenta un ostiolo inmerso en los tejidos miceliales, que salen a través de la epidermis del hospedero y permite la liberación de ascas bitunicadas, cilíndricas e elipsoides, que contienen las ascosporas globosas; se aísla sobre medio de cultivo artificial, a partir de las estructuras reproductivas que se presentan en las hojas cuando son mantenidas en cámara húmeda (Gasparotto *et al.,* 2012). También reporta el hongo *Rosenscheldiella heveae* Junq. y Bez, el cual forma parte del complejo "mancha de asfalto".

Ciclo de vida y epidemiología

El microorganismo sobrevive en forma de estromas y peritecios sobre las hojas que caen al suelo durante su periodo de defoliación; de esta manera, las ascosporas que se producen se convierten en la principal fuente de inóculo para que el microorganismo inicie nuevos ciclos de la enfermedad sobre las hojas que se van formando (Gasparotto *et al*., 1990).

La caída de las hojas maduras, amarillas y con síntomas de costra negra, durante los meses después o durante la refoliación era atribuida más a la senescencia natural que a la acción del patógeno (Gasparotto *et al*., 1997). Actualmente es considera una de las enfermedades más importantes porque reduce la capacidad fotosintética de la planta.

Distribución geográfica y hospederos

Esta enfermedad se presenta en Brasil, Venezuela, Trinidad, Colombia, Bolivia, Perú y Surinam (Chee y Wastie, 1980). En Brasil, han sido observados en los estados de Acre, Amazonas, Pará, Rondonia y Mato Grosso. Además de esto, el patógeno *P. huberi* fue encontrado solamente en caucho. Esta enfermedad es muy común en árboles adultos en las regiones mencionadas, llamando la atención por la abundante frecuencia típica de la sintomatología de las manchas foliares. La enfermedad y el patógeno tienen desarrollo anual directamente asociado a la fenología del caucho en las regiones mencionadas, afectando constantemente el follaje maduro o viejo. Mientras tanto, en algunas situaciones, también se ha percibido deshoje debido a la enfermedad (Garzón, 2000).

La costra negra es considerada una enfermedad de poca importancia (Chee y Wastie, 1980). La caída de las hojas maduras, amarillas y con síntomas de costra negra, durante los meses después o durante la refoliación era atribuida más a la senescencia natural que a la acción del patógeno. Con la expansión del caucho a grandes áreas en diferentes condiciones ecológicas, la diseminación del patógeno aumenta de una manera tal que la enfermedad se ha vuelto muy frecuente (Gasparatto *et al*., 1984).

Esta enfermedad ha sido reportada en plantaciones comerciales y campos clonales en el departamento del Caquetá (Sterling y Rodriguez, 2011, 2012 y 2017).

Mancha aerolada (*Thanatephorus cucumeris* A.B Frank) Donk, 1956

T. cucumeris se presenta en hojas jóvenes en las cuales induce a la formación de manchas que crecen hasta destruirlas por completo (Gasparotto *et al.,* 1990). Inicialmente las lesiones son aceitosas y a medida que la hoja madura se muestran lesiones necróticas, en forma de areolas con alternativas de zonas verdes (Sterling y Rodríguez, 2011).

Síntomas y signos

Las hojas en sus primeros síntomas, presentan exudación de látex, que se coagula y oxida, mostrando puntos negros de aspecto aceitoso sobre la superficie de la hoja. Tres o cuatro días después presenta una tonalidad marrón, necrosándose el tejido, circundándose por un amplio halo clorótico-amarillento. Una semana más tarde las lesiones aparecen muy bien definidas. Las hojas con las 2/3 partes afectadas comienzan a caer (Rincón, 1996; Gasparotto *et al*., 1997) (Figura 1.5).

Según Gasparotto *et al*. (2012), esta enfermedad está caracterizada por las lesiones que pueden llegar a medir más de 5 cm de diámetro. El hongo no solamente ataca hojas jóvenes en viveros y jardines clonales sino hojas adultas de árboles en plantación con varios años de edad. En temporadas secas o en verano la incidencia de la enfermedad disminuye notoriamente. Las hojas afectadas, caídas al suelo constituyen fuente de inoculo cuando el hongo encuentra condiciones propicias para nuevas infecciones (Rincón, 1996; Gasparotto *et al*., 1997).

Etiología

El microorganismo que produce esta enfermedad está clasificado como *T. cucumeris* (Frank) Donk (Proforest, 2005), anteriormente conocido como *Pellicularia filamentosa* (Pat) Rogers y su estado anamófico se denomina *Rhizoctonia solani* (Leal, 1999). Pertenece a los basidiomicetos. Su micelio está compuesto por células largas con ramificaciones en ángulo recto; sobre medio de cultivo artificial presenta colonias miceliales de color claro, y a medida que madura se torna de color amarillo o café. En estado teleomorfo los basidios tienen forma de barril con cuatro esterigmas que sostienen basidiosporas hialinas (Gasparotto *et al*., 1997).

Figura 1.5 Mancha aerolada (*Thanatephorus cucumeris*). **a.** Haz del foliolo. **b.** Envés del foliolo. **c.** Halo clorótico-amarillento.



Fuente: Elaboración propia.

Ciclo de vida y epidemiología

La fuente de inóculo para la infección de foliolos jóvenes, con 10-15 días de edad, son los basiodiosporas, diseminados por vientos e insectos, producidos en otros hospederos o en medios saprófitos; pueden ser también fragmentos de hifas del patógeno diseminadas por insectos, producidos en las fuentes mencionadas. En presencia de agua en los foliolos y temperatura óptima 21-25°C., las estructuras infectivas de *T. cucumeris*, a partir de tubos germinativo de los basiodiosporas o de fragmentos de hifas, penetran directamente en el tejido hospedero, a través de la cutícula de foliolos nuevos y de heridas o de aberturas naturales de foliolos más viejos, aún no totalmente maduros. Cuatro o cinco días después, son notados los primeros síntomas de la enfermedad y con una o dos semanas, basidiosporos pueden ser producidos en las superficies debajo de los foliolos. Al llegar a otros foliolos nuevos y en presencia de los tubos germinativos, se establecen infecciones secundarias en otras plantas hospederas (Garzón, 2000).

Distribución geográfica y hospederos

Chee y Wastie (1980) la citan, en Colombia, Guatemala y Guyana francesa. Fuera de América fue encontrada en la India (Ramakrishnan, 1957) y en Costa de Marfil. En Brasil, causa perjuicios considerables en los estados de Acre, Amazonas, Mato Groso, Pará y Rondonia. Aparte de estos estados, se han reportado afectado cultivos de caucho en Felixlandia, Mina Gerais Brasil.

Esta enfermedad ha sido reportada en plantaciones comerciales y campos clonales en el departamento del Caquetá (Sterling y Rodriguez, 2011, 2012 y 2017).

Mancha de Corinespora (*Corynespora cassiicola* Berk. & M.A Curtis) C.T. Wei, 1950

Causada por el hongo *Corynespora cassiicola* (Berk. And Court), este ha sido reportado como agente patógeno de las plantaciones de caucho en países como India, Nigeria, Malasia y con amplia distribución de países de la Amazonia (Gasparotto *et al.,* 1997; Jacob, 2006; Ogbebor *et al*., 2010; Gasparotto *et al*., 2012).

Síntomas y signos

La mancha de Corinespora, causada por *C. cassicola* (Berk. And Court) afecta foliolos jóvenes y causa el deshojamiento de las plantas (Gasparotto *et al*., 1990). En inicio del desarrollo, es marrón oscura, irregularmente circulares, con 1 a 8 mm de diámetro. Cuando son observadas en la parte superior del foliolo miden individualmente 2 a 8 mm de diámetro, son irregularmente circulares, y en la parte central color marrón claro limitados por un halo marrón-rojizo o marrón-oscuro (Jacob, 2006; Gasparotto *et al*., 2012), o también la hoja afectada muestra un centro blanco que deja pasar la luz con halo alrededor de color café en las márgenes, al cual le sigue un halo de color amarillo (Jacob, 2006) (Figura 1.6).

Las manchas mayores de las venas, muchas veces en la parte central se rompen. El número de lesiones es variable, cuando se sobreponen las manchas, causan deformación y clorosis del limbo posterior (Jacob, 2006; Gasparotto *et al*., 2012). En las venas del envés de la hoja, también presenta necrosis de color café o negra llamada lesión secundaria a la cual se superponen necrosis transversales y da la apariencia característica de espina de pescado (Jacob, 2006).

Figura 1.6 Mancha de corinespora (*Corynespora cassiicola*). Mancha irregularmente circular y en la parte central, color marrón claro limitados por un halo marrón rojizo o marrón oscuro.



Fuente: Elaboración propia.

Etiología
La mancha de Corinespora, causada por *C. cassicola* (Berk. And Court) afecta foliolos jóvenes y causa el deshojamiento de las plantas (Gasparotto *et al*., 1990).

Ciclo de vida del patógeno y epidemiología
Presenta manchas foliares de 2 - 5 mm de diámetro, redondeadas y regulares de color marrón, que se pueden desprender quedando el agujero semejando un tiro con perdigones. Las ramas con hojas afectadas presentan distorsiones y con un ligero encrespamiento. En foliolos jóvenes, las infecciones pueden determinar su caída prematura. Lesiones oscuras alargadas pueden ser vistas sobre las nervaduras, pecíolos y ramas jóvenes (Jacob, 2006).

Distribución geográfica y hospederos
Este hongo ha sido reportado como agente patógeno de las plantaciones de caucho en países como India, Nigeria, Malasia y con amplia distribución en países de la Amazonia (Gasparotto *et al*., 1997). Es uno de los principales parásitos de plantas jóvenes. Las hojas muestran síntomas en forma de manchas amarillas pasando a marrón u oscuras irregularmente redondeadas.

Esta enfermedad se ha observado en pocas ocasiones en plantaciones comerciales, especialmente en árboles francos en la zona sur del departamento del Caquetá (Sterling y Rodriguez, 2011). En campos clonales no se ha reportado aún (Sterling y Rodriguez, 2012, 2017).

Mancha de perdigón (*Drechslera heveae* (Petch))

La mancha ojo de pájaro o perdigón es causada por el hongo *D. heveae*. Los conidios son marrones alargados con ocho a once septas. La diseminación se puede presentar por el viento, y los ataques son favorecidos por el ambiente con elevada humedad y por suelos de baja fertilidad (Pereira *et al*., 1989).

Síntomas y signos
La enfermedad se manifiesta en las hojas como manchas redondas e irregulares de 2 a 5 mm de diámetro y de color marrón; con el avance de la enfermedad la zona central necrosada se desprende, presentan perforaciones o agujeros similares a un perdigón (Figura 1.7). En las plantas cultivadas en suelos pobres y con baja fertilización, se produce defoliación; sin embargo, en la mayoría de los casos las ramas que presentan hojas afectadas se observan más pequeñas que las que están sanas. Los signos de la enfermedad, tales como conidióforos y conidias se encuentran en la superficie inferior de las hojas (Gasparotto *et al.,* 2012).

Etiología
La mancha ojo de pájaro o perdigón es causada por el hongo *D. heveae*. Los conidios son marrones alargados con ocho a once septas. La diseminación se puede presentar por el viento, y los ataques son favorecidos por el ambiente con elevada humedad y por suelos de baja fertilidad (Pereira *et al*., 1989).

Figura 1.7 Mancha de perdigón (*Drechslera heveae*). **a y b.** Perforaciones en la hoja ocasionadas por *D. heveae*.



Fuente: Elaboración propia.

Ciclo de vida y epidemiología

Las presenta manchas foliares de 2 - 5 mm de diámetro, redondeadas y regulares de color marrón, que se pueden desprender quedando el agujero semejando un tiro con perdigones. Las ramas con hojas afectadas presentan distorsiones y con un ligero encrespamiento. En foliolos jóvenes, las infecciones pueden determinar su caída prematura. Lesiones oscuras alargadas pueden ser vistas sobre las nervaduras, pecíolos y ramas jóvenes (Pereira *et al*., 1989).

Distribución geográfica y hospederos

Ojo de pájaro (perdigón en el limbo foliar), como también se conoce a la enfermedad producida por *D. heveae* ocasiona crecimiento retardado en los árboles, caída de hojas secundarias y en algunos casos muerte regresiva de los árboles tanto en vivero como en campo, así como la reducción de la producción de látex de árboles adultos (Gasparotto *et al*., 1990). Normalmente es una enfermedad que no produce grandes daños, aunque a veces puede causar la defoliación en viveros en suelos pobres y mal abonados (Garzón, 2000).

Esta enfermedad ha sido reportada en plantaciones comerciales y campos clonales en el departamento del Caquetá (Sterling y Rodríguez, 2011, 2012 y 2017).

Requema, mancha negra, caída anormal de las hojas o muerte descendente (*Phytophthora* spp.)

El oomiceto *Phytophthora* spp. ataca la parte aérea de las plantas y causa quema de las yemas, foliolos nuevos y peciolos que terminan con la caída prematura de las hojas en proceso de maduración (Gasparotto *et al*., 2012).

Síntomas y signos

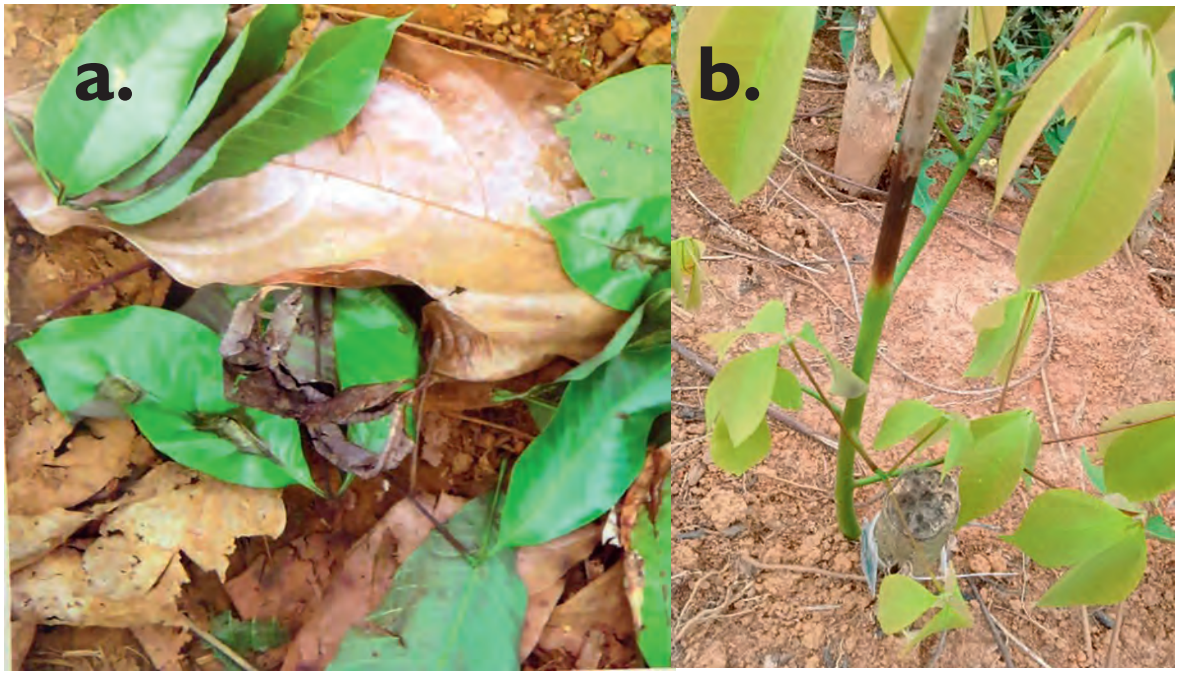
Según Gasparotto *et al*. (2012), los síntomas se manifiestan en lesiones acuosas en los foliolos de los estados fenológicos A, B y C. Luego de la infección los foliolos pierden turgencia, se marchitan y se secan. De modo general las infecciones ocurren en el último y penúltimo entrenudo. Cuando ocurren en el último entrenudo en foliolos jóvenes, surgen lesiones con exudación de látex y toda

esa porción de la rama y foliolos se marchitan y mueren. Cuando la infección ocurre en el penúltimo entrenudo, portando hojas maduras, surgen lesiones con exudación de látex que rodean la rama, provocando la marchitez y muerte terminal de las ramas juntamente con sus hojas, las cuales permanecen retenidas en la planta por mucho tiempo. Estas lesiones pueden progresar rama abajo, afectando parte de la circunferencia de las porciones más bajas de la rama o peciolos (Figura 1.8).

Etiología

El agente causante de la enfermedad se ubica en varias especies del género *Phytophthora*, microorganismos que producen esporangios caducos o persistentes, papilados, ovoides, elipsoidales o casi esféricos que puede liberar zoosporas o germinar en forma directa. El microorganismo se aísla con alguna dificultad sobre medio de cultivo PDA y otros medios de cultivo que contienen sustancias específicas, a partir de los tejidos enfermos, cuando son mantenidos antes de ser cultivados, en cámara húmeda (Pedro, 2000).

Figura 1.8. Síntomas característicos producidos por *Phytophthora* spp. **a.** Caída anormal de las hojas. Fuente: Gasparotto *et al.* (2012) y **b.** Pedúnculo afectado con muerte descendente.



Fuente: Fuente: Gasparotto *et al.* (2012).

Ciclo de vida y epidemiología

Según Pedro (2000), los frutos enfermos constituyen la principal fuente de inóculo primario, persistiendo en los árboles de año en año. Sobre los diferentes tejidos enfermos el oomiceto produce gran cantidad de esporangios que germinan directamente para liberar las zoosporas que son diseminadas por el agua. En el suelo y también en las partes infectadas de las plantas produce esporas de resistencia, clamidosporas y oosporas que son diseminadas por el viento y los insectos. El desarrollo de la enfermedad es favorecido por ambientes húmedos propiciados tanto por climas que presenten fluctuaciones de temperatura y precipitación, como por alta incidencia de malezas, copas cerradas de los árboles y altas densidades de siembra.

Distribución geográfica y hospederos

Phytophthora spp. afecta muchos hospederos y ocurre en la mayoría de la regiones heveícolas como India, Sri Lanka, Malasia, China, Tailandia, Indonesia (Wastie, 1975). En el Brasil fue registrada en los estados de Bahía, Pará, Espíritu Santo, Sao Paulo, entre otros (Gasparotto *et al*., 2012).

Los síntomas asociados a las hojas no han sido aún reportado en Caquetá. Sin embargo, los síntomas relacionados con muerte descendente han sido observados en plantaciones comerciales y en campos clonales (Sterling y Rodríguez, 2012, 2014 y 2017).

ENFERMEDADES FOLIARES DE MENOR IMPORTANCIA

Mancha concéntrica por Periconia (*Periconia manihoticola* Sin.)

Esta enfermedad no se ha reportado en Colombia pero existe en varios de los países productores de caucho como México, los de América Central y en Brasil, donde se considera de poca importancia. Puede presentarse en plantaciones adultas; sin embargo, en viveros y jardines clonales llega a producir la defoliación de las plántulas (Leal, 1999).

Síntomas y signos

Sobre los folíolos jóvenes infectados el hongo produce numerosas lesiones dispersas, pero en los maduros llegan a tener un diámetro superior a los 10 mm; estas manchas presentan formas redondas e irregulares con bordes de color oscuro y tejido interno claro, luego se vuelven blancas con apariencia de papel. En plantas que presentan una incidencia alta de la enfermedad, se produce una defoliación prematura que no permite el desarrollo vigoroso de los tejidos foliares. Las fructificaciones del patógeno se observan con mayor frecuencia sobre la superficie abaxial de los folíolos afectados (Garzón, 2000).

Etiología

El microorganismo que produce la enfermedad es el hongo *P. manihoticola,* que pertenece a la clase Deuteromicota; puede ser aislado con facilidad sobre el medio de cultivo PDA a una temperatura de 25 °C forma colonias miceliales de color blanquecino, que se oscurecen con el tiempo; produce conidióforos con una cabezuela que sostiene conidias con forma de barril (Leal, 1999).

Mal de hilachas o koleroga (*Pellicullaria koleroga* Cooke.)

La enfermedad es causada por el hongo *Pellicullaria koleroga* Cooke. Se caracteriza por la presencia de un micelio blanco que se desarrolla sobre las hojas y ramas causando su secamiento; las hojas secas se desprenden de las ramas y cuelgan, adheridas por filamentos miceliales (Garzón, 2000).

PRINCIPALES ENFERMEDADES FUSTALES

Raya negra, chancro del tronco (*Phytophthora* spp.)

Esta enfermedad se produce en todas las regiones del mundo donde se cultiva el caucho. En las regiones en las que las condiciones climáticas son favorables a su propagación, el patógeno ocasiona

daños graves. El patógeno invade los tejidos del cambium, causando hendiduras en el panel de la corteza. Dependiendo de la extensión de la lesión, no hay regeneración de la corteza, el leño queda expuesto y la corteza toda deformada, haciendo que el tronco quede inadecuado para la sangría (Gasparotto *et al.,* 2012).

En la región Sudeste de Bahía (Brasil) se recomienda interrumpir las sangrías durante el período lluvioso, principalmente para los clones FX 3844, FX 3846, FX 3864, FX 2809, debido a la alta incidencia de raya negra (Gasparotto *et al.,* 2012). Según Benchimol (1983), la enfermedad se ha diseminado en la región Norte, al punto de que en la región de Açailândia-Maranhão, los clones IAN 2909, IAN 2903 e IAN 3044 perdieron completamente la capacidad productiva, por la inutilización de los paneles de sangría.

Síntomas y signos

La raya negra ocurre en los paneles de sangría de plantas en producción. Inicialmente, surgen zonas cloróticas, que adquieren coloración marrón clara, con el consiguiente descenso de la corteza en regeneración. La lesión va de la superficie externa de la corteza en regeneración hasta las células del cambium. Con el progreso de la enfermedad se forman estrías longitudinales, estrechas y paralelas en los tejidos lesionados, que se visualizan apoyándose en el raspado de los tejidos superficiales de la corteza. En condiciones propicias a la enfermedad, el látex que escurre del panel, forma franjas, inicialmente claras y ennegrecidas después de la oxidación (Pereira *et al*., 1989).

Se caracteriza por la decoloración de la corteza en diversos puntos del tronco, diferentes al panel. En estadios más avanzados se nota, externamente, áreas irregulares entumecidas o surcadas, con truncamiento de la corteza, de donde parte la exudación de látex, que después de la oxidación adquiere coloración oscura. Las investigaciones sobre la profundidad de las lesiones en las áreas del tronco afectadas, muestran que la enfermedad, en general, va de la corteza externa hasta la región del cambium, y en algunos casos, hasta el cilindro central del leño (Santos y Pereira, 1989) (Figura 1.9).

Figura 1.9 Raya negra (*Phytophthora* spp.). Manchas negras a lo largo del tronco, ocasionadas por el hongo *Phytophthora* spp.



Fuente: Elaboración propia.

Etiología y epidemiología

Los patógenos de estas enfermedades son los mismos causantes de la requema. La diseminación puede ser a través de las lluvias, los vientos y las cuchillas utilizadas en la zona de plantas enfermas. Se cree que el agua de lluvia, tanto para el cáncer estriado como para el cáncer del tronco, alcanza la copa, y desciende por el tronco, transportando inóculo del patógeno. Este inóculo llega a las partes bajas del tronco, en las secciones de las ramas, en la corteza y en los surcos de la sangría, donde, bajo condiciones favorables, comienza el proceso infectivo (Gasparotto *et al.,* 2012).

Las condiciones propicias para la aparición de la raya negra son las mismas observadas para requema: alta humedad relativa, temperatura media y lluvias durante varios días consecutivos. Los siguientes aspectos han sido considerados predisponentes a la ocurrencia de esta enfermedad (Santos y Pereira 1989): **a)** Efecto de torsión: plantas sometidas al efecto de vientos constantes e intensos, generalmente, presentan grietas longitudinales o grietas, que funcionan como puertas de entrada para el patógeno; **b)** tipo del corte en la sangría: el tipo de corte utilizado actualmente en las sangrías de los árboles de caucho, en espiral, o sea, surco de corte transversal en relación al tronco, funciona como interceptor del agua de lluvia, que transporta el inóculo del patógeno; **c)** desorden fisiológico: Algunos clones, como FX 2909, FX 567 y FX 2784 son susceptibles a cambios bruscos del clima. Estos clones presentan hendiduras generalizada en el tronco, generalmente poco después de la caída de la temperatura, y d) susceptibilidad clonal: algunos clones que han sido observados como altamente susceptibles en el Sudeste de Bahía (Brasil): FX 3844, FX 846, FX 3864, FX 3899, FX 4163, FX 3908 y FX 2874. Por otro lado, el clon FX 2261 se ha comportado como menos susceptible.
Esta enfermedad ha sido observada en plantaciones comerciales en el departamento del Caquetá.

Mal del machete o moho ceniciento del panel (*Ceratocystis fimbriata* Ellis & Halst, 1890)

El agente causante es *Ceratocystis fimbriata*. Esta enfermedad se encuentra en todas las regiones productoras de caucho y afecta otras especies cultivadas en la zona como cítricos, cacao y café (Rodríguez, 1983).

Síntomas y signos

Los primeros síntomas observados, en el panel de sangrado, son puntos marrones claros, recubiertos por un micelio claro próximo al área de corte (Figura 1.10). Pasados 3 o 4 días, los puntos marrones se convierten en lesiones grandes, con micelio cenizo oscuro acompañado de tejidos descompuestos o podridos. En condiciones de baja temperatura y humedad elevada, se desarrolla sobre el tejido lesionado un moho ceniciento, correspondiente a las fructificaciones del microorganismo (Gasparotto *et al.,* 2012).

La enfermedad, además de promover la destrucción de la corteza, abre heridas e impide la regeneración de la corteza, dejando el panel en condiciones no aptas para el rayado. La transmisión de la enfermedad ocurre principalmente a través de la cuchilla de rayado cuando se pasa de un árbol enfermo a uno sano o por la lluvia y el viento (Alarcón *et al*., 2012).

Figura 1.10 a y b. Mal del machete o moho ceniciento del panel (*Ceratocystis fimbriata*).



Fuente: Elaboración propia.

El hongo se desarrolla fácilmente en las heridas producidas cuando se hace la sangría. Si la enfermedad no se trata en forma oportuna, puede causar la pudrición de grandes porciones de corteza. La excesiva presencia de malezas y la alta humedad relativa alrededor del tronco favorecen esta enfermedad (Figura 10 a y b).
Esta enfermedad ha sido observada en plantaciones comerciales en el departamento del Caquetá.

Mal rosado o rubéola (*Corticium salminicolor* Berk. & Broome, 1875)

Causado por el hongo *Corticium salminicolor.* También se presenta en cítricos, cacao, café y plantas de regiones húmedas. En algunos países tiene alta incidencia en periodos de pre-sangría y sangría y puede ocasionar la pérdida del 10% en la producción. También puede afectar la tasa de crecimiento circular del tallo (Rodríguez, 1983).

Síntomas y signos

Según Alarcón *et al*. (2012), la enfermedad se presenta sobre las hojas y ramas, pero con mayor frecuencia en la corteza de los troncos o en las ramificaciones primarias y secundarias de las axilas. Primero, aparecen exudaciones de látex en las axilas de las ramas o en los puntos de inserción de estas con el tronco. Luego, sobre las ramas afectadas se observan abanicos miceliales que las cubren parcial o totalmente. En un estado posterior, en varios de los sitios cubiertos por el micelio, aparecen masas de estructuras del hongo, de color rosado claro y, posteriormente, el área afectada se cubre de un micelio denso de color rosado o salmón. Durante esta fase se presenta exudación de látex alrededor de la región afectada, formando rayas negras sobre ramas o tallos que están enfermos.

La infección se inicia a partir de los basidiosporas o fragmentos miceliales del hongo que están presentes en la corteza enferma y son diseminados por el viento o las lluvias. Cuando se presenta alta humedad en el medio ambiente, se favorecen estos procesos. La temperatura elevada o la mayor intensidad de luz pueden mantener el hongo en un estado de latencia y para reanudar su desarrollo cuando hayan condiciones de alta humedad relativa (Galvis, 2002) (Figura 1.11 a y b).

Figura 1.11 Mal Rosado o Rubeola (*Corticium salminicolor*). **a y b**. Corteza afectada por *C. salminicolor.*



Fuente: Elaboración propia.

Esta enfermedad ha sido observada en plantaciones comerciales en el departamento del Caquetá.

Pudrición del tallo o chancro de injerto (*Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griffon & Maubl, 1909)

Esta enfermedad se presenta en plantaciones debilitadas por deficiencias nutricionales y/o microorganismos de acción parasitaria. En algunas regiones, la presencia de la enfermedad está asociada con períodos secos que favorecen los daños mecánicos o agrietamientos en las zonas de injerto o de podas, permitiendo la entrada del microorganismo que induce la enfermedad. El agente causal es el hongo *Lasiodiplodia theobromae* (Rangel *et al*., 2005).

Síntomas y signos

Causa muerte en las puntas de las ramas, pudre las estacas, al igual que mueren los injertos y chancros en tallos. Cuando ocurre muerte descendente, los síntomas se manifiestan por un amarillamiento de las ramas más jóvenes; luego, un secamiento progresivo hacia la base de la copa y pudrición de la corteza. Ataca el tronco y causa la muerte parcial de la copa en forma rápida. Cuando ocurre pudrición del tallo, se manifiesta inicialmente en la región del injerto; se necrosa en forma de V invertida, progresa en sentido ascendente y la corteza presenta una pudrición de color oscuro (Alarcón *et al*., 2012).

Esta enfermedad ha sido observada en jardines clonales, viveros y en plantaciones comerciales en el departamento del Caquetá.

ENFERMEDADES FUSTALES DE MENOR IMPORTANCIA

Las enfermedades que más afectan al panel de sangría del caucho son el chancro estriado, causada por *Phytophthora* spp., y el moho ceniciento causado por *C. fimbriatra* otros hongos asociados al panel de sangría incluyen *Fusarium* sp., *Diplodia* sp., *L. theobromae*, *Colletrotrichum* sp. y *Cephalosporium* sp., caracterizados como potenciales parásitos que invaden nuevas de chancro-estriado y morfo-ceniciento (Santos y Pereira, 1989).

Stradiotto *et al.* (1988) en investigaciones realizadas en el clon de caucho RRIM 600, en los municipios de Novo Horizonte, Macaubal y Cosmorama, Estado de Sao Paulo, observaron plantas que presentaban áreas necróticas en panel de sangría. Los autores reportaron crecimiento grande y leve del área afectada. En cambio las hojas fueron también afectadas, ocurriendo perdida de la producción de látex en la región. A partir de los fragmentos afectados, por el aislamiento del hongo *Fusarium moniliforme* Sheld, cuya patogenicidad fue confirmada.

Actualmente, este hongo viene siendo relacionado con la seca biótica del panel de sangría de caucho, diferenciando la seca fisiológica, pues en este caso la seca inicia por troncos a partir de la pata de elefante (injerto) y se extiende hasta el panel de sangría, local donde el patógeno fácilmente se obtiene por aislamiento a partir de fragmentos de este, en el medio de cultivo agar papa dextrosa PDA.

CONSIDERACIONES FINALES

A nivel patológico el árbol de caucho es susceptible a sufrir enfermedades ocasionadas por microorganismos fúngicos y oomicetos, al igual que sufrir alteraciones que ocasionan daños severos en el tronco y ramas inferiores. Existen enfermedades reportadas con mayor frecuencia en las diferentes plantaciones que pueden llegar a tener impactos económicos negativos que afectan desde el pequeño hasta el más grande productor de caucho. Sin embargo, el desarrollo de las patologías depende en gran medida de la zona de cultivo y otros factores como: temperatura, humedad y precipitación.

Entre las enfermedades foliares de mayor relevancia para el departamento del Caquetá se encuentran: *P. ulei* (mal suramericano de la hoja), *C. gloesporoides* (antracnosis), *P. huberi* (costra negra), *T. cucumeris* (mancha aerolada), *C. cassicola* (mancha de corinespora) y *D. heveae* (mancha de perdigón). De las enfermedades fustales de mayor importancia para la zona se reporta: *C. fimbriata* (mal del machete) y *C. salminicolor* (mal rosado).

El manejo fitosanitario del cultivo de caucho natural *Hevea brasiliensis* es un tema de mucha importancia e interés para los heveivultores a nivel regional y nacional, razón por la cual se deben unificar conceptos sobre las diferentes enfermedades foliares y fustales que se presentan en las diferentes zonas; con el fin de reconocer claramente cada una y adoptar prácticas de manejo o control de la enfermedad sin afectar el sistema.

BIBLIOGRAFÍA

ALARCÓN J.J., AREVALO, P.E., DÍAZ, A.L., GALINDO, J.R., ROSERO, A.A. 2012. Manejo Integrado de plagas enfermedades en el cultivo del caucho (*Hevea brasiliensis*). Medidas para la temporada invernal. Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural-MADR, Instituto Colombiano Agropecuario-ICA, PROCAUCHO, Produmedios. Bogotá 32p.

ARAÚJO, A. E., KALIL FILHO, A., NÓBREGA, M. B., SOUSA, N. R., SANTOS, J. W. R. 2001. Reaction of ten clones of rubber (*Hevea benthamiana*) to three *Microcyclus ulei* isolates. *Acta Amazónica,* 31, 349-356.

ALVARADO, J., Y NÁJERA, C. 1997. *Las enfermedades del cultivo de hule (Hevea brasiliensis Mull) en Guatemala.* Guatemala: Gremial de Huleros de Guatemala.

BENCHIMOL R.L. 1983. Levantamento da incidência de *Phytophthora palmivora* em clones de seringueira na região Pré-amazônica de Açailandia, MA. Fitopatologia Brasileira, Brasília, v.8, n.3, p.579.

CANNON, P. F., CARMARÁN, C. C., ROMERO, A. I. 1995. Studies on biotrophic fungi from Argentina: *Microcyclus porlieriae*, with a key to South American species of *Microcyclus*. Mycol. Res. 99 (3): 353-356.

CHEE K.H. & WASTIE R.L. 1976. South American leaf blight of *Hevea brasiliensis*: spore dispersal of *Microcyclus ulei* Annals of Applied Biology, 84(2): 147-152.

CHEE K.H. & WASTIE R.L. 1980. The status and future prospects of rubber disease in tropical America. Review of Plant Pathology. 59(12):544-548.

FURTADO E.L. & TRINDADE D.R. 2005. Doenças da Seringueira, In: Kimati, H,; Amorim, L,; Rezende, J,A,M,; Bergamim Filho, A,; Camargo, L,E,A, (Org,), Manual de Fitopatologia, 4ed, São Paulo: Editora Agronômica Ceres Ltda, v, 2, p, 559-567.

GALVIS C. 2002. El mal rosado del cafeto. Federación nacional de cafeteros de Colombia. Avances técnicos 299 CENICAFÉ. 8.

GARCÍA I.A., ARISTIZABAL F.A., MONTOYA C. 2006. Revisión sobre el hongo *Microcyclus ulei*, agente causal del mal suramericano de la hoja del caucho. *Rev. Colombiana Biotecnología*. (2). 50-59.

GARZÓN C. 2000. Principales plagas y enfermedades en el cultivo del caucho *Hevea brasiliensis* con énfasis en la Amazonía Colombia. P.p.: 01-63.

GASPAROTTO L., LIEBEREI R., TRINDADE D. 1984. In vitro conidia germination of *Microcyclus ulei* and its sensitivity to fungicides. Fitopatologia Brasileira. 9: 505-511.

GASPAROTTO L., FERREIRA F.A., LIMA M.I.P.M., PEREIRA J.C.R., SANTOS A.F. DOS. 1990. Enfermidades da Seringueira no Brasil. Manaos: EMBRAPA-CPAAC. 169p. Circular Técnica No.3.

GASPAROTTO, L., ZAMBOLIN, L., JUNQUEIRA, N. T. V., MAFIA, L. A., Y RIBEIRO, F. X. 1991. Epidemiology of South American leaf blight of rubber tree. Manaus, region. AM. Fitopatologia Brasileira.16 (1): 19-21.

GASPAROTTO L.F, DOS SANTOS A., PEREIRA J.C.R., FERREIRA F.A. 1997. Doenças da seringueira no Brasil. EMBRAPA. Manaus. 168 pp.

GASPAROTTO, L., FERREIRA, F.A., DOS SANTO, A. F., REZENDE, P. J. C., FURTADO, E. L. 2012. Doenças das folhas. Capítulo 3: 39-176. En: Gasparotto, L., Pereira, R. J. C. (Eds.). Doenças da seringueira no Brasil. EMBRAPA Amazônia Occidental. Brasília, DF. 255.

HORA JÚNIOR BTD, DE MACEDO DM, BARRETO RW, EVANS HC, MATTOS CRR, MAFFIA LA, MIZUBUTI ESG. 2014. Erasing the Past: A New Identity for the Damoclean Pathogen Causing South American Leaf Blight of Rubber. PLoS ONE 9(8): e104750. doi:10.1371/journal.pone.0104750

JACOB C.K. 2006. Symptoms of Corynespora leaf disease on rubber (*Hevea brasiliensis*). Corynespora Leaf Disease of *Hevea brasiliensis*, Strategies for Management (Eds. Jacob, C. K.), pp. 17–25.

JAYASINGHE C.K., FERNANDO, T.H.P.S. 1997. Priyanka UMS. *Colletotrichum acutatum* is the main cause of *Colletotrichum* leaf disease of rubber in Sri Lanka. *Mycopathologia* 137: 53–56.

JUNQUEIRA N.T.V., GASPAROTTO L., LIEBEREI R., NORMANDO M., LIMA M. 1989. Especialição fisiológica de *Microcyclus ulei* em diferentes especies de seringueira: Identifição de grupos de patotipos *Fitopatologia Brasileira*. 14 (2): 147.

JUNQUEIRA N.T.V. & BEZERRA E.J.L. 1990. Uma doença foliar em seringueira causada por *Rosenscheldiella heveae* n. sp. Fitopatologia Brasileira. 15 (1): 24-28

LANGFORD M.H. 1954. South American Leaf Blight of *Hevea* rubber tree. USDA Techical Bulletin no. 882. Washington, US. 31 p.

LEAL F. 1999. Impactos actuales y potenciales de las Enfermedades de los cultivos perennes de la amazonia y posibilidades de control para el desarrollo sostenible de la región. Tratado de cooperación Amazónica. Secretaría *pro tempore*. Caracas, Venezuela.

MATTOS C.R.R & GARCÍA D. LE GUEN V. 2005. Seleção de Cultivares de Seringueira com Alta Produção e Resistentes ao Mal-Das-Folhas. CEPLAC. Comunica o tecnico No 28 1-9.

MATTOS C. R., GARCÍA D., PINARD F., LE GUEN V. 2003. Variabilidade de isolados de *Microcyclus ulei* no Sudeste de Bahia. Fitopatologia Brasileira 28 (5): 502- 507.

OGBEBOR O.N. 2010. The status of three common leaf disease of Para rubber in Nigeria. Journal of Animal & Plant Sciences. 6: 567-570.

PEDRO J. 2000. Pudrición radicular o muerte descendente (Phytophthora sp.) en plantaciones de aguacate (*Persea americana*). Red Frut. Hoja divulgativa No. 4. Santo Domingo, República Dominicana. 5 p.

PEREIRA J.C.R., SANTOS A.F., ALBUQUERQUE P.E.P. 1989. Doença incitada por *Phytophthora spp*. em seringueira (Hevea spp) no Brasil. Ilhéus, Comissão Executiva do Plano da Lavoura Cacaueira. 12p.

PEREIRA A. & SANTOS E. 1985. Desenvolvimento de novos clones de seringueira. En: Memorias I Congresso Brasileiro de Heveicultura. Borracha Natural. INCAPER/ CEDAGRO. Guarapari-Es.32p

PIZZETA M., PORCENA A. S., SILVA L.L., FURTADO E.L. 2008. Elaboração de escala diagramática de antracnose (*Colletotrichum gloesporioides* (Penz.) Sacc.) para avaliação de clones de seringueira (*Hevea brasiliensis* (Wild ex A. Juss.) Mull Arg.) In: Congreso nacional deiniciação científica. Botucatu.

PROFOREST S.A. 2005. Informe final, proyecto familias guardabosques caucho. Programa Colombia forestal. U.S. Agency for International Development Colombia.

RANGEL R., HOLMQUIST O., BRACAMONTE L., PIETRANTONIO P., CADENAS A., DIAZ J. 2005. *Lasiodiplodia theobromae*, Agente causal del chancro del tronco en plantaciones de caucho en Amazonas, Venezuela. Rev. For. Venez. Vol. 58: 27-40.

RINCÓN SEPÚLVEDA O. 1996. Manual para el cultivo del caucho. Corporación para la diversificación del ingreso cafetero. (CORDICAFE), Ed. Produmedios, Bogotá. 194 p.

RODRÍGUEZ R. 1983. Patogenicidad de *Corticium salmonicolor* en cítricos y en el cafeto. Agronomía Costarricense. 7 (1/2): 35-41. San José, Costa Rica.

SAHA T. 2002. Identification of *Colletotrichum acutatum* from rubber using random amplified polymorphic DNAs and ribosomal DNA polymorphisms. *Mycol. Res.* 106: 215-221.

SANTOS A.F. & PEREIRA, J.C.R. 1989. Doenças bioticas no tronco da seringueira. In: FERREIRA, F.A. Patologia Florestal – principais doenças florestais no Brasil. Viçosa, Sociedade de Investigações Florestais. p. 347-351.

SCHUBERT, K., RITSCHEL, A., BRAUN, U. 2003. A monograph of *Fusicladium* s. lat. (Hyphomycetes). Schlechtendalia 9: 1–132.

STERLING A.C. & RODRÍGUEZ H.L.C. 2011. Nuevos clones de caucho natural para la Amazonia colombiana: énfasis en la resistencia al mal suramericano de las hojas *(Microcyclus ulei)*. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI, Ministerio de Ambiente Vivienda y Desarrollo Territorial. Bogotá D.C. 196p.

STERLING, C.A., RODRÍGUEZ, C.H. 2012. Ampliación de la base genética de caucho natural con proyección para la Amazonia colombiana: fase de evaluación en periodo improductivo a gran escala. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI, Ministerio de Ambiente Vivienda y Desarrollo Territorial. Bogotá D.C. 147.

STERLING, C. A., & MELGAREJO, L. M. 2014. Variación temporal a *Microcyclus ulei* en los clones de caucho FX 3864 y FX 4098 en condiciones controladas. *Revista Colombiana de Biotecnología, 16*(2), 158-168.

STERLING, C. A., SALAS, T. Y., VIRGÜEZ, D.Y., VARGAS, L.M., OBANDO, G.J. 2014. Capítulo 3. Evaluación fitosanitaria con énfasis en la reacción a Microcyclus ulei de tres clones de caucho (Hevea brasiliensis) en sistema agroforestal con copoazú (Theobroma grandiflorum) y plátano hartón (Musa AAB). En: Sterling, C. A., Rodríguez. L. C. (Ed,), Agroforestería en el Caquetá: Clones promisorios de caucho en asocio con copoazú y plátano hartón con potencial para la Amazonia (pp. 107-191). Bogotá, Colombia: Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI.

STERLING, A. 2015. Efectos del *Microcyclus ulei* sobre la respuesta fisiológica y espectral del caucho (*Hevea brasiliensis*) sometido a diferentes condiciones de infección. Tesis de Doctorado en Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá-Colombia.

STERLING, A & ROGRIGUEZ, C. 2017. Bases técnicas para la selección, propagación y establecimiento de materiales regionales elite de caucho en Caquetá. Bogotá. Instituto amazónico de investigaciones científicas SINCHI. 91p.

STRADIOTTO A.P., FURTADO E.L., MENTEM J.O.M., CARDOSO R.M.G. 1988. *Fusarium moniliforme*, patógeno da seringueira na regiao de Sao José do Rio Preto, SP. Fitopalogia Brasileira, Brasilia, DF, 13 (2): 144.

TORRES A.C.H. 1984. Historia de las plantaciones de caucho *Hevea* en Colombia. En: Sepúlveda, O.R (Ed). El Caucho *Hevea* en Colombia. Boletín técnico No. 18. Instituto Colombiano de Reforma Agraria INCORA. Florencia, Caquetá (Colombia). 80 p.

WASTIE, R.L. 1975. Diseases of rubber and their control. PANS Pest Articles & News Summaries, 21(3), 268-288. doi: 10.1080/0967087750941408.

CAPÍTULO 2

Principales plagas en el cultivo del caucho natural *(Hevea brasiliensis)*



Armando Sterling Cuéllar[1], Yeny Rocío Virgüez Díaz[2], Luz Dary Rivera Tovar[2], Luis Carlos Loaiza Molina[2].

[1] Investigadores Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI Sede Florencia
[2] Co-investigador del proyecto - Convenio No. 059-2013

INTRODUCCIÓN

La especie *Hevea brasiliensis* (Willd. ex Adr. de Juss.) Muell.Arg. Es la principal fuente de caucho natural del mundo. A su vez, este producto es considerado como la materia prima estratégica para el progreso de la humanidad (Silva *et al*., 2007, 2010). Sin embargo, esta especie es susceptible al ataque de algunos insectos que se convierten en problemas fitosanitarios (Altieri, 1994), interfiriendo con la fisiología de la planta y la producción del látex (Santos y Silva, 2013).

Se hace necesario alcanzar un conocimiento profundo sobre las prácticas de manejo de la especie productora ante el surgimiento y la aparición de plagas y problemas fitosanitarios, que deben ser conocidas para llevar a cabo programas de prevención y manejo (León *et al*., 2010; Silva *et al*., 2012). En la región amazónica, dado a que las condiciones ambientales propician el desarrollo y sobrevivencia de poblaciones asociadas al cultivo de caucho, existen diferentes organismos que dado su comportamiento y necesidades biológicas ocasionan daños en los tejidos de las plantas, dentro de estas problemáticas se destacan las plagas, especialmente los insectos y ácaros dado a que su impacto es tal que pueden ocasionar afectaciones arriba del 50% y pérdidas económicas importantes para el sector cauchero (Garzón 2000).

Según CTS 2010 y Sterling *et al*. (2014, 2016), dentro de las plagas más importantes que se han reportado se encuentran el gusano cachón *Erinnyis ello* Linnaeus, 1758 (Lepidóptera: Sphingidae); el chinche de encaje *Leptopharsa heveae* Drake y Poor, 1935 (Hemíptera: Tingidae); el gusano peludo *Premolis semirufa*, 1856 (Lepidóptera: Arctiidae); la hormiga arriera *Atta* spp. (Hymenóptera: Formicidae) y los ácaros *Calacarus heveae* Feres, 1992 (Acari: Eriophyidae) y *Tenuipalpus heveae* Baker, 1945 (Acari: Tenuipalpidae), las cuales son las que demandan mayor atención en las plantaciones.
Existen otras especies que se caracterizan por ejercer una menor presión sobre las plantaciones de caucho, pero adquieren cada vez mayor importancia por el aumento del área plantada (Castellanos *et al*., 2009). Este es el caso del comején blanco o termitas (Isóptera: Termitidae); minadores *Tapuruia felisbertoi* Lane, 1973 (Coleóptera: Cerambycidae); mosca blanca *Aleurodicus* (Homóptera: Aleyrodidae); escamas o cochinillas (*Selenaespidus articulatus*) y el chinche harinoso (Homóptera: Pseudococcidae), dado a que el mecanismo de ataque de estas especies en las plantas consiste en que las ninfas y los adultos al alimentarse de la savia producen debilitamiento, amarillamiento, deformación e inclusive defoliación (Núñez 2008 y Cruz *et al.,* 2016).

En respuesta a la necesidad de dar soluciones ante la presión que representan estos problemas fitosanitarios en la región para el cultivo de caucho, se han adelantado diversos estudios en procura de identificar nuevos materiales con tolerancia a estos limitantes (Sterling y Rodríguez, 2012). De acuerdo con lo anterior, en el presente capítulo se presentan los principales insectos y ácaros plaga con mayor relevancia del cultivo de caucho y se exponen las principales características morfológicas, ciclos de vida y daños que ocasionan estos artrópodos en las plantaciones de caucho.

PRINCIPALES INSECTOS Y ÁCAROS PLAGA EN EL CULTIVO DEL CAUCHO

Gusano cachón *Erinnyis ello* Linnaeus, 1758 (Lepidóptera: Sphingidae)

Características morfológicas

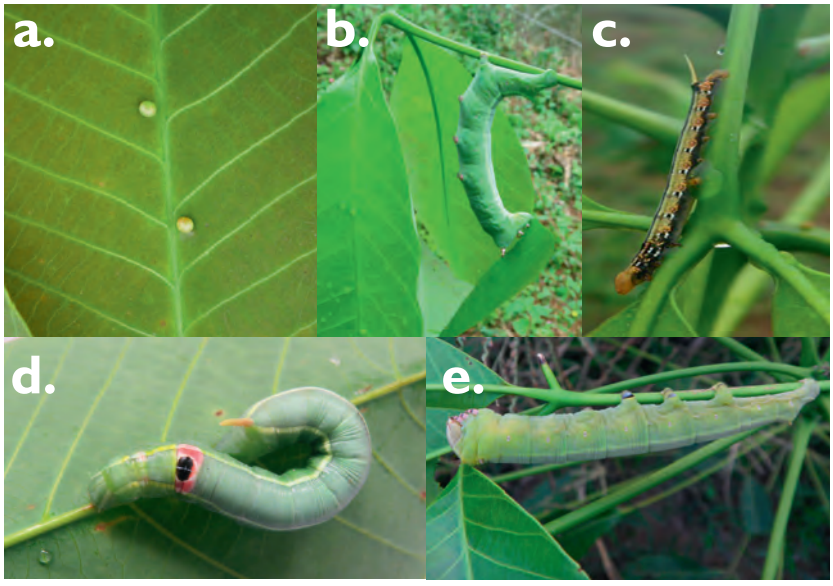
En Colombia es considerada la principal plaga del cultivo del caucho dada su alta capacidad de consumo que en presencia de poblaciones altas, causan defoliaciones totales con una considerable reducción en la producción de látex y logrando así el retraso de la planta (Rodas *et al*., 2007; León *et al*., 2010; Restrepo *et al*., 2012; Barrera *et al*., 2014).

En su estado larval se caracterizan por presentar tres pares de patas torácicas, cuatro pares de pseudopatas abdominales y un par anal. Recién emergidas del huevo tienen cerca de 5 mm de longitud, cabeza prominente y una estructura que se asemeja a un cuerno de 2 mm de largo, delgado y recto en el último segmento abdominal por el cual se les da el nombre común de "gusano cachón" (León *et al*., 2010). Está estructura permite determinar en campo el instar o estado de desarrollo de las larvas (5 instar) las cuales completamente desarrolladas alcanzan un tamaño entre 8 a 9 cm de longitud (Figura 2.1).

Durante el proceso de desarrollo se observan otros cambios como el tamaño de la cabeza (capsula cefálica), la definición de los segmentos del cuerpo y variabilidad de coloración (Bellotti *et al*., 1989). Las larvas se presentan de diferentes colores entre estos negro y rojo, verde y amarillo, marrones o gris oscuro. Esta variabilidad de colores parece depender de factores como la aglomeración de larvas en la planta, la calidad del alimento consumido y las condiciones climáticas (Garzón, 2000).

El adulto es una mariposa de hábitos nocturnos con una coloración grisácea; generalmente presenta unas 5 ó 6 bandas negras en el abdomen. Las alas anteriores son de color gris, mientras que las posteriores pueden presentar una coloración ferruginosa. Por lo general, los machos son más pequeños que las hembras, de color más oscuro y presentan una banda negra longitudinal en las alas anteriores (CIAT, 1989).

Figura 2.1. Características morfológicas del Gusano cachón (*Erinnys ello*). **A.** Huevos semiesféricos de superficie lisa y brillante. **B-E.** Variabilidad de colores en las larvas.



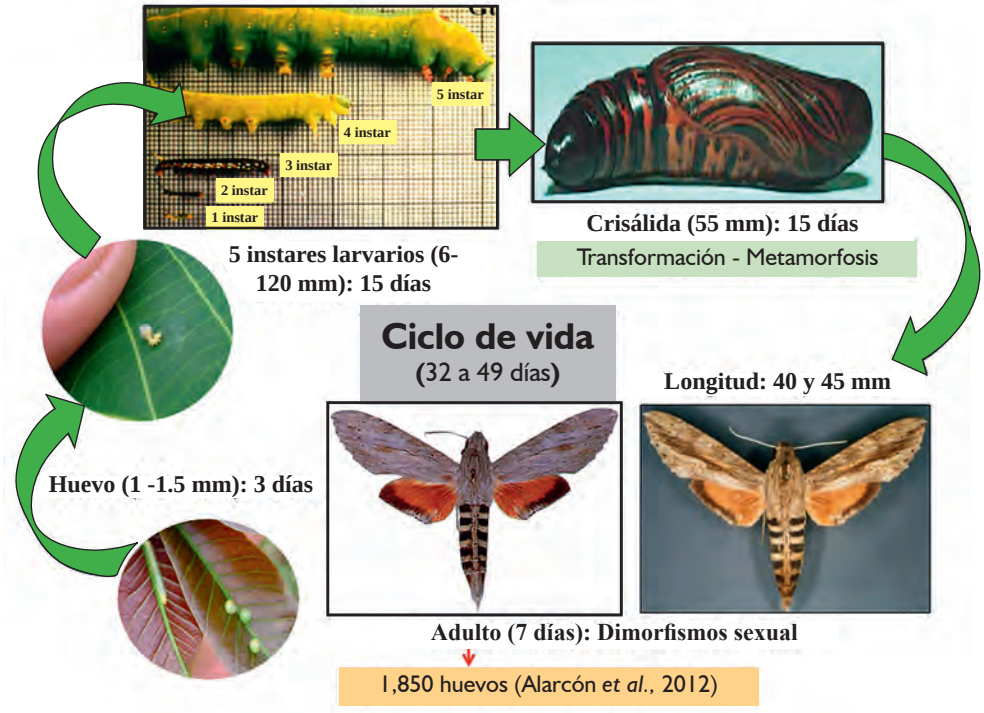
Fuente: Elaboración propia.

En estado adulto una hembra puede colocar 1,850 huevos (Alarcón *et al*., 2012; Bellotti *et al*., 1989). Sus huevos son depositados durante la noche, predominantemente sobre el dorso de las hojas; son semiesféricos de superficie lisa y brillante, excepto en la parte superior que es ligeramente rugosa y achatada, tienen color verde aceituna cuando están recién depositados, pero a medida que progresa la incubación este se torna amarillo marrón. Su ciclo de vida es holometábolo. Es decir, comprende desde huevo hasta el estado adulto, la duración en esta etapa depende de las condiciones ambientales (Bellotti *et al*., 1989).

Ciclo de vida

Su ciclo de vida presenta una duración de 32 a 49 días (Bellotti *et al*., 1989). Sus huevos son depositados durante la noche, miden de 1 a 1.5 mm y presentan un color verde aceituna tornándose a amarillo-marrón. En su primer instar mide 0.5 cm de largo, pero pueden llegar a alcanzar en su quinto instar una longitud de 120 mm (Figura 2.2).

Figura 2.2. Ciclo de vida del gusano cachón (*Erinnys ello*).



Fuente: Alarcón et al.,2012

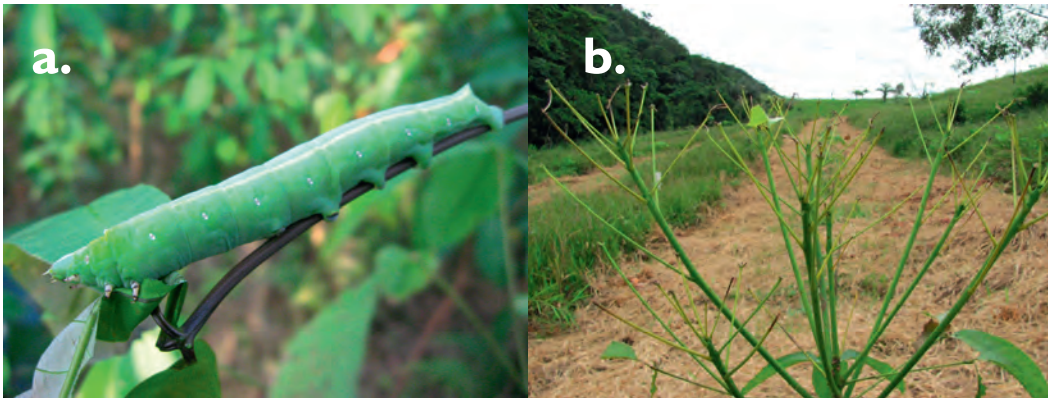
Una vez es culminado su estado larval el cual dura 15 días aproximadamente, están listas para pasar a otra etapa, este es un estado de latencia o diapausa donde la oruga se encierra dentro de una capsula protectora conocida como pupa o crisálida en la cual tardan 15 días y miden entre 50 y 55 mm. Dentro de la crisálida, la oruga permanece inmóvil y sin alimentarse, mientras ocurre una transformación más conocida como metamorfosis que la convierte en una mariposa adulta. En esta etapa final de su ciclo de vida el adulto dura 7 días, este mide entre 40 y 45 mm y presenta dimorfismo sexual, es decir variaciones en la fisonomía externa, como forma, coloración y tamaño entre machos y hembras (Alarcón *et al*., 2012) (Figura 2.2).

Daños

Los daños causados por este insecto pueden llegar al 100% de defoliación, especialmente durante los meses de enero y hasta finales de marzo (precisamente después del ciclo natural de dofoliación-refoliación del caucho) (Garzón, 2000). El gusano cachón inicialmente se alimenta de foliolos jóvenes, hojas, tallos tiernos y brotes de las plantas, en los casos más severos de infestación pasan a foliolos de mayor edad, dejando solo la nervadura central, o en algunos casos únicamente el pecíolo (Garzón, 2000; GTP, 2012). En consecuencia, el ataque sucede especialmente en época seca, cuando los enemigos naturales de la plaga se encuentran en menor cantidad, o cuando en las cercanías hay presencia de cultivos de yuca (Martínez, 2007). La voracidad de la larva es tal, que llega a consumir hasta 1000 cm^2 de superficie foliar, 75% de los cuales son devorados en el último estadio (Bellotti *et al*., 2000) (Figura 2.3).

El gusano cachón puede afectar el 64% del área cultivada y ocasionar reducciones en la producción de látex hasta del 70% (Garzón, 2000). La plaga puede causar gran impacto negativo en cultivos de caucho en Colombia, puesto que este cultivo se encuentra dentro de la apuesta exportadora del país y dado a que las áreas de siembra se han incrementado significativamente durante los últimos 10 años (Barrera *et al*., 2014). Sin embargo, con el uso de clones tolerantes la incidencia de la plaga puede ser inferior al 20% (Sterling *et al*., 2011, 2012).

Figura 2.3. Ataque del gusano cachón (*Erinnys ello*) en plantaciones de caucho. **A.** Larva consumiendo hasta 1000 cm^2 de superficie foliar. **B.** Plantación defoliada por causa del Gusano cachón.



Fuente: Elaboración propia.

Chinche de encaje *Lepthopharsa heveae* Drake y Poor, 1935 (Hemíptera: Tingidae).

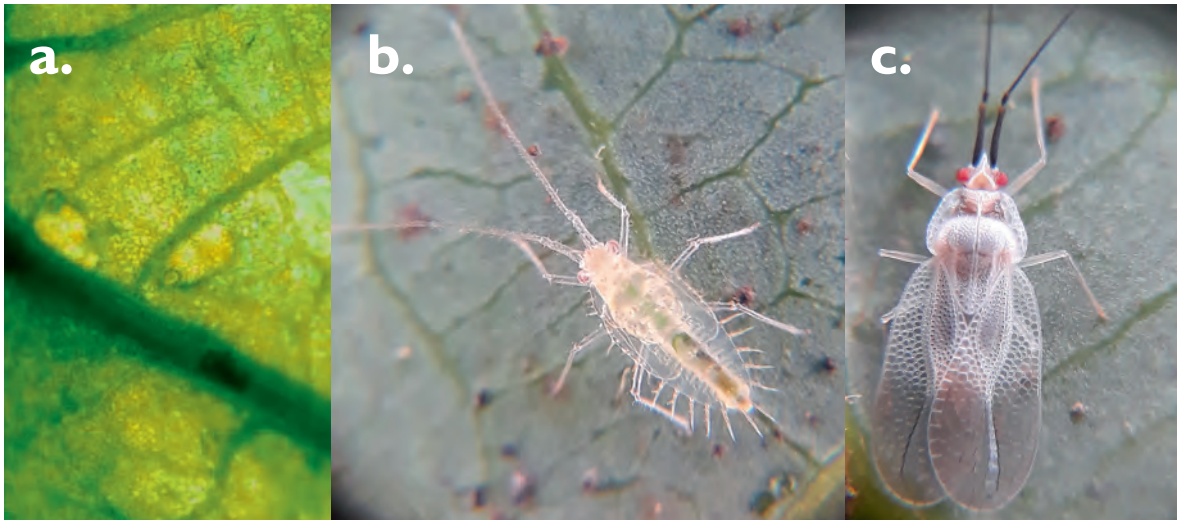
Características morfológicas

Leptopharsa heveae es una especie monófaga del genero *Hevea* spp., esta plaga es originaria de la región amazónica, donde vive endémicamente en cauchales nativos y es considerado como una de las plagas más agresivas a este cultivo (Moreira, 1986; Junqueira *et al*., 1999; Garzón, 2000). Las ninfas y adultos se distribuyen de manera uniforme en los diferentes estratos de la planta y en el envés de las hojas (Cividanes *et al*., 2004; Gon Çalves *et al.,* 2010). Diferentes estudios indican una interacción entre los factores: tipo clon y el tiempo de muestreo, los cuales influyen en el número de insectos

de chinche de encaje (Rodrigo *et al.*, 2012); de igual forma, características como el color de la hoja, la presencia de tricomas, la temperatura y la nutrición se han citado como factores que determinan la preferencia de estos insectos por sus plantas hospederas (Oriani y Vendramim 2010; Castillo-López *et al.,* 2010; Ugine 2012).

Según Tanzini y Lara (1998), la duración del ciclo de vida desde el huevo pasando por cinco estadios ninfales (coloración amarillo-verdosa), hasta el adulto (individuo alado blanquecino), es afectada por la temperatura. En la etapa de huevo, este insecto plaga no se puede observar debido a que estos son endofíticos, es decir, son puestos al interior de las hojas y son difíciles de encontrar. Contrario a esto se observan todos los estadios ninfales, los cuales se caracterizan por una coloración amarilla- verde o translucida, se observan las proyecciones de la cutícula que asemejan a pelos ubicados en los segmentos del abdomen, y el crecimiento de las alas a medida que pasan los cinco estados ninfales. Se presentan en toda la hoja, con preferencia en la zona media, con pocos y lentos desplazamientos ya que una vez elegido el sitio de alimentación permanecen en él. Según Drake y Poor (1935), el adulto se caracteriza por ser un individuo alado de color blanquecino, presenta espinas estaceas, piernas largas y pronoto reticulado, este mide entre 1.35 a 1.50 mm de longitud (Figura 2.4).

Figura 2.4. Características morfológicas del chinche de encaje *(Leptopharsa heveae)*. **A.** Huevo endofítico. **B.** Ninfa de coloración amarilla- verde o translucida. **C.** Adulto de color blanquecino.



Fuente: Elaboración propia.

Ciclo de vida

El chinche de encaje es una especie que se caracteriza por desarrollar su ciclo de vida, principalmente en el envés de la hoja de las plantas de caucho (Garzón, 2000). La postura del insecto es endofítica con una fecundidad media de 90 huevos por hembra y postura diaria de 28 huevos. El tiempo de la postura del huevo a la eclosión de la ninfa lleva de 6 a 10 días. El periodo ninfal dura en promedio 15 días, siendo de 3 días para cada uno de los cinco estados ninfales. La longevidad del adulto tarda alrededor de 38 días, para un promedio de 70 días que es lo que dura su ciclo de vida (Figura 2.5).

Figura 2.5. Ciclo de vida del chinche de encaje (*Leptopharsa heveae*).



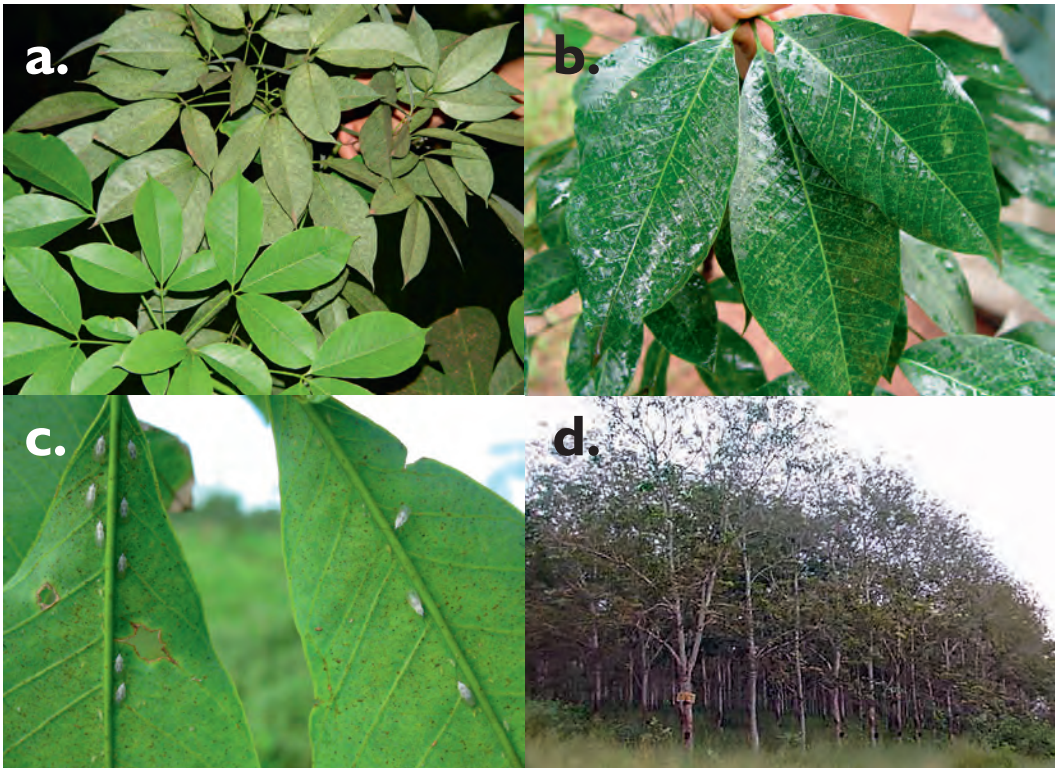
Fuente: (Fonseca, 2001).

Daños

Este insecto – plaga en estadios de adulto y ninfa chupan la savia de las hojas, disminuyen la actividad fotosintética del árbol y consecuentemente reducen su vida útil (Vendramim, 1992). El principal síntoma se caracteriza por la presencia de puntos claros en la cara axial (superior), de las hojas causando clorosis, promoviendo el desfoliamiento fuera de temporada y llevando a la aparición de los primeros brotes que favorecen las mismas áreas de ataque del hongo Microcyclus ulei (Fonseca, 2001).

En plantaciones, los daños causados por esta especie inician cuando las hembras colocan sus huevos al interior de las hojas (Cividanes *et al.*, 2004), el daño posterior del área foliar sucede cuando se alimentan causando defoliaciones tempranas y debilitamiento de la planta, lo que dificulta el desprendimiento de la corteza, la reducción en 27,7% del crecimiento en altura y 43,5% en el diámetro afectando el proceso de injertación y el rayado (Cividanes *et al.*, 2004; Garzón, 1998). Los daños causados por el ataque de este insecto se estiman entre 27% y 43% (Garzón, 2000). La producción puede ser reducida en un 30% debido a la pérdida fotosintética y debilitamiento de los árboles infestados (Tanzini y Lara, 1998) (Figura 2.6).

Figura 2.6. Ataque de la chinche de encaje (*Leptopharsa heveae*), en plantaciones de caucho. **A.** Puntos claros en la cara axial (superior) de las hojas causando clorosis. **B.** Hojas de caucho con síntomas de ataque de Chinche de encaje. **C.** Población de chinche de encaje en cauchales de Caquetá. **D.** Plantaciones con defoliaciones tempranas a causa de Chinche de encaje.



Fuente: Elaboración propia.

Hormiga arriera Atta *(Atta cephalotes, Atta columbica, Atta laevigata y Atta sexdens)* (Hymenoptera: Formicidae)

Características morfológicas

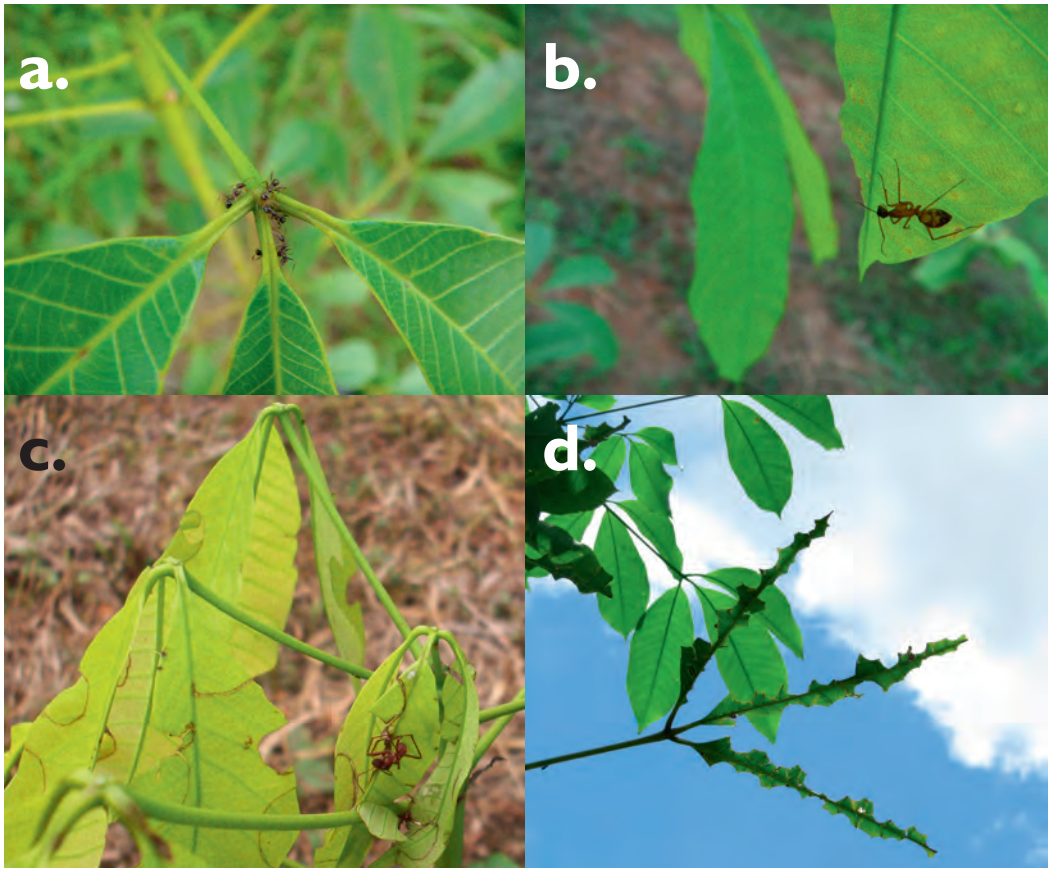
En Colombia, las diferentes especies de "hormiga arriera" se están diseminando en las zonas de clima medio y cálido del país, y se constituyen en una de las principales plagas de varios cultivos, dentro de los que se encuentra el caucho (Garzón, 2000).

El género Atta se caracteriza por tener hormigas grandes, generalmente son de color café o rojizo, poseen un aparato bucal masticador desarrollado, tres pares de espinas, abdomen unido al tórax por dos nódulos con pelos largos, su tamaño varía entre 5 y 12 mm según la especie (Figura 2.7). Sus hormigueros son considerados muy profundos y extensos en área y dentro de ellos existe una abundante población de hormigas (se ha reportado hasta 12 millones de hormigas en un hormiguero maduro), por lo que son consideradas dentro del grupo de insectos sociales con mayor grado de desarrollo y organización (Hölldober y Wilson 1990; Vergara, 2005).

Las colonias de la hormiga arriera están formadas por una reina fértil y fecunda la cual, con un tamaño varias veces mayor que el de sus obreras, es la encargada de la reproducción y puede vivir de 8 a 25 años colocando huevos. La vida de un hormiguero está determinada por la longevidad de la reina. El cuidado de la reina y mantenimiento de la colonia es llevado a cabo por un grupo de obreras estériles y polimórficas que incluyen jardineras, nodrizas, cortadoras, cargadoras, colectoras y soldados (Höldober y Wilson, 1990).

El apareamiento de estos insectos plaga ocurre en la época de lluvia. Entre 7 a 8 machos copulan una hembra, la cual acumula el esperma en su gran abdómen, una vez realizado este ritual los machos mueren y las hembras copuladas sobreviven, caen se cortan las alas y se entierran entre 20 y 30 cm en el suelo, iniciando un nuevo hormiguero, entonces se convierten en reinas. La nueva reina lleva en su cavidad bucal un poco del hongo del hormiguero madre, el cual degluten en su nuevo nido y de esta manera se propaga eficazmente. Mientras el hongo crece, la reina va colocando varias clases de huevos; unos que son para la alimentación de la pequeña colonia mientras sale al exterior y otros huevos que dan origen a obreras, quienes van construyendo el hormiguero hasta que la colonia emerge al exterior para corta pedazos de plantas (GTP, 2012) (Figura 2.7 A-B).

Figura 2.7. Ataque de la Hormiga arriera (*Atta cephalotes, Atta columbica, Atta laevigata y Atta sexdens*). **A-B.** Hormiga arriera cortando peciolo y foliolos jóvenes. **C-D.** Daños ocasionados en plantas de caucho.

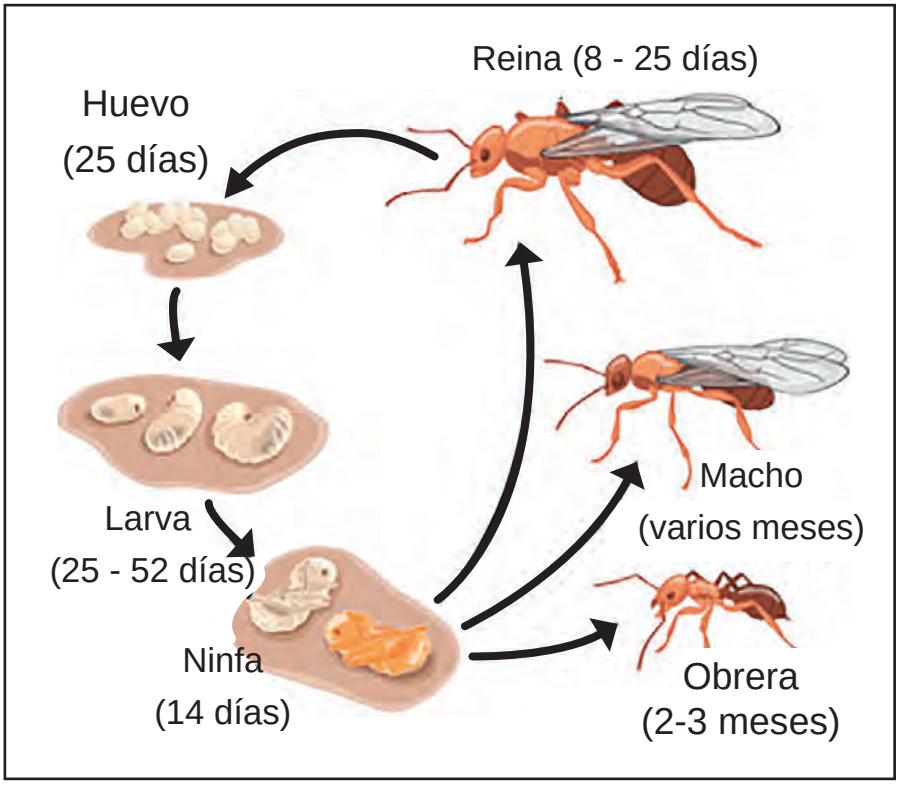


Fuente: Elaboración propia.

Ciclo de vida

La hormiga arriera presenta metamorfosis completa, su ciclo de vida en estado inmaduro dura entre 64 a 91 días. Este ciclo empieza desde el huevo donde tardan 25 días, posteriormente pasan a su estado larval en el cual tardan entre 25 a 52 días hasta llegar al estado de ninfa donde transcurren 14 días. Posteriormente dan lugar al estado maduro (adulto) en el cual se encuentran hormigas con tamaño definido y donde duran varios meses (Figura 2.8).

Figura 2.8. Ciclo de vida de la hormiga arriera (*Atta cephalotes, Atta columbica, Atta laevigata y Atta sexdens*).



Fuente: Adaptado de Nikele, 2013.

Las obreras presentan una longevidad de 2 a 3 meses, mientras que la longevidad media de las reinas de *Atta* es de 8, pudiendo alcanzar los 25 años (Nickele, 2013). En total se puede decir que la duración de las etapas por las que atraviesa la hormiga arriera puede mostrar variaciones de acuerdo con el tipo de hongo con que se alimentaron las larvas y los adultos así como las condiciones climáticas (Hölldober y Wilson, citados por Nickele, 2013).

Daños

La hormiga arriera se percibe como una de las principales especies de plagas en el cultivo del caucho, debido a los daños que puede ocasionar (Garzón, 2000). Su acción devastadora remueve aproximadamente el 25% de la producción de las hojas, en especial en plántulas jóvenes, llevando a una alta defoliación en las plantas lo cual lleva a una severa disminución en la actividad fotosintética (García *et al*., 2013) (Figura 2.7 C-D).

Esta plaga hace cortes semicirculares en las hojas y en ataques severos también cortan las yemas (Proforest, 2005). La hormiga (obrera) transporta los trozos de foliolos hacia las cámaras de almacenamiento de los hormigueros, donde se convierten en el sustrato para la reproducción del hongo *Rhozites gongylophoral*, que es su fuente de alimentación (Alarcón *et al*., 2012; Garzón, 2000).
En viveros y en plantaciones de caucho recién establecidas se presentan en forma ocasional sobre las hojas jóvenes de los cogollos. En diferentes investigaciones los autores aseguran que con el uso de clones tolerantes la incidencia de la plaga puede ser inferior al 10% (Sterling *et al*., 2009; Sterling *et al*., 2011, 2012).

Gusano Peludo *Premolis semirufa* Walker, 1856 (Lepidóptera: Arctiidae)

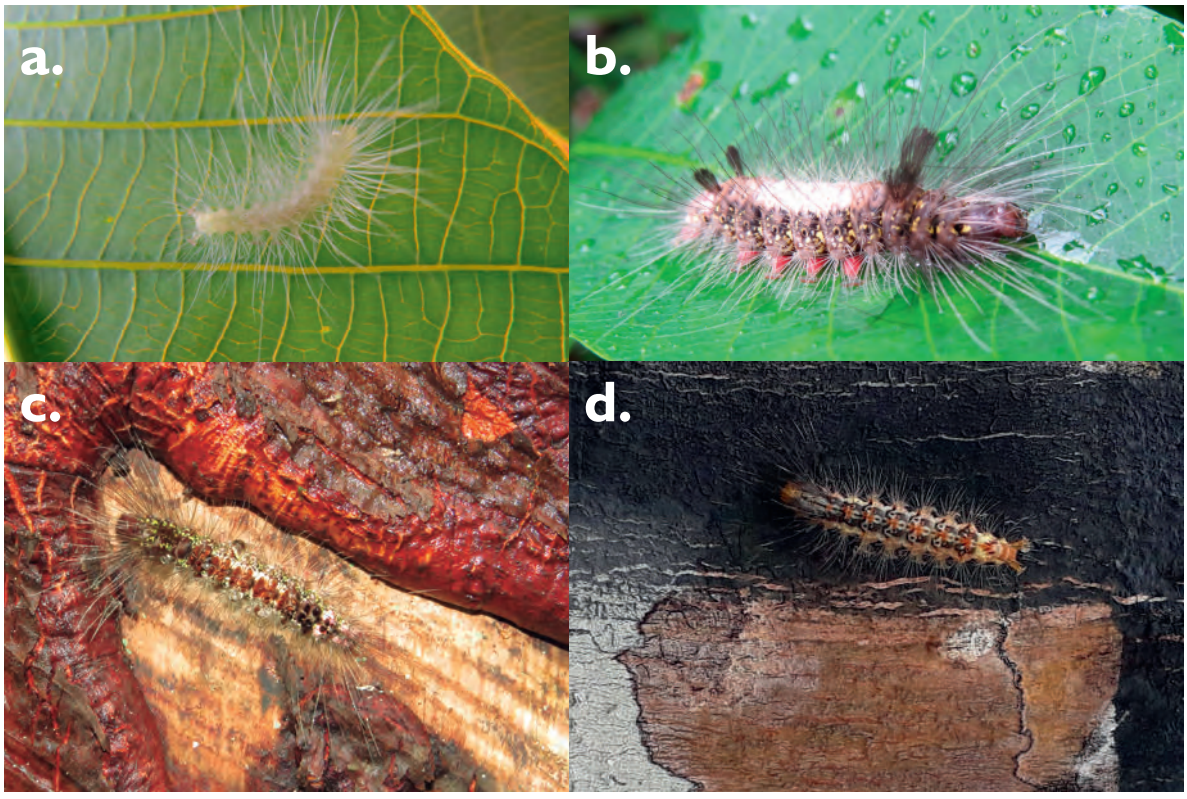
Características morfológicas, ciclo de vida y daños

La polilla *Premolis semirufa*, por lo general llamado gusano peludo en su etapa larval, habita plantaciones de caucho en la región amazónica, donde es considerada una de las principales plagas ocasionando graves daños, especialmente en plantaciones en crecimiento (Sterling *et al*., 2014). Así mismo, es considerado un insecto de importancia clínica, puesto que el contacto accidental con las cerdas de la oruga las cuales segregan líquidos irritantes, generalmente causan una sensación de picazón intensa, seguida de síntomas como inflamación aguda, dolor y enrojecimiento ocasionando la enfermedad del cauchero conocida como "periartritis falangeana" (Villas *et al*., 2015).

El ciclo de vida del gusano peludo se divide en cuatro etapas (huevo, larva, crisálida y adulto). Al igual que el gusano cachón y todas las mariposas poseen metamorfosis completa. Según Sterling *et al*. (2012) la larva alcanza 4 cm de longitud, se caracteriza por presentar una cobertura de pelos cortos urticantes de color café- anaranjado, presentan además cuatro áreas de pelos más largos que sobresalen y se desprenden fácilmente. Sus capullos se caracterizan por estar cubiertos de pelos (Figura 2.9 A-B).

En cada etapa de su ciclo de vida tienen un objetivo diferente, por ejemplo, en etapa larval es cuando ocasionan el mayor daño en las plantaciones de caucho puesto que necesitan comer mucho para poder continuar con su desarrollo. Generalmente se sitúan en el envés de las hojas y se alimenta haciendo cortes de forma angular en las nervaduras de las hojas adultas (Sterling *et al*., 2011, 2012). En plantaciones adultas también es muy común encontrarlas en la región del tronco (panel o tazas) donde se almacena el caucho (Sterling *et al*., 2012) (Figura 2.9 C-D). Esta plaga puede afectar el 45% del área cultivada y ocasiona reducciones según la edad del cultivo, el número de ataques y las condiciones agroecológicas (Sterling y Rodríguez, 2014).

Figura 2.9. Característicasticas del gusano peludo (*Premolis semirufa*). **A-B.** Variabilidad de colores en las larvas. **C-D.** Larvas adultas en la región del tronco del caucho.



Fuente: Elaboración propia.

Ácaro plano *Tenuipalpus heveae* Baker, 1945 (Acari, Tenuipalpidae)

Características morfológicas y ciclo de vida

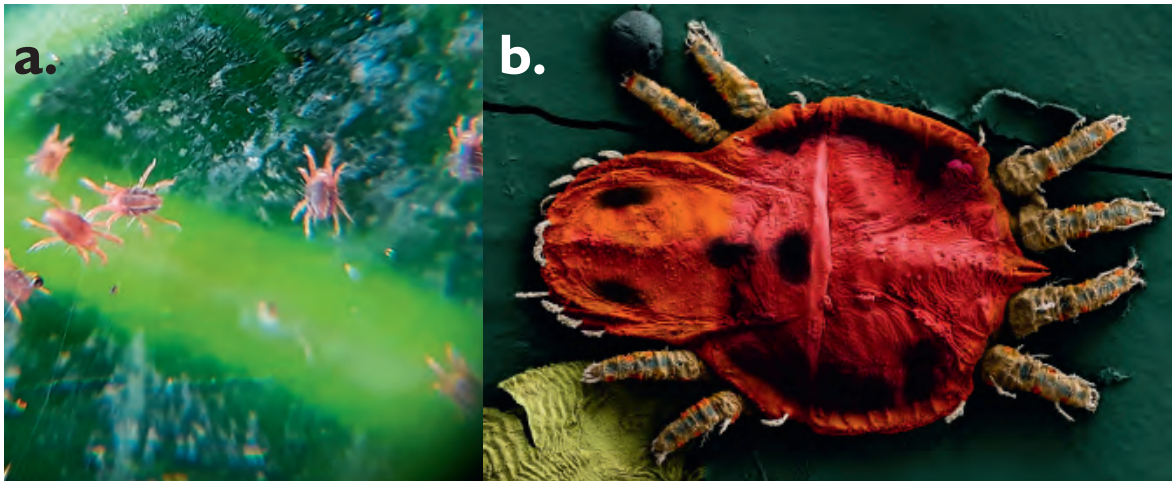
Los ácaros planos se caracterizan por presentar una coloración anaranjada cuando joven (incluso huevos) y rojiza en la fase adulta (Gonçalves *et al*., 2013). Estos presentan un tamaño muy pequeño (Figura 2.10). La forma del cuerpo suele ser oval redondeada y achatado dorsiventralmente, el número de patas en los estados de adulto y ninfa es generalmente de cuatro pares y tres en estado larval, respiran por tráqueas que se abren al exterior por medio de estigmas (Sierra, 2015).

Esta especie en su ciclo de vida posee las fases de huevo, larva, protoninfa, deutoninfa, ninfa y adulto. Según un estudio realizado por Feres *et al*. (2010) en condiciones de laboratorio obtuvieron que el período desde la ovoposición hasta la eclosión de las larvas tardo entre 9 a 10 días. La duración del periodo de huevo a adulto fue de 30 días y la duración de vida del adulto promedio sería aproximadamente de 28 días.

Según Vis *et al*. (2006) la presencia de ácaros está relacionada con el clima de la región, aumentando o disminuyendo su población de acuerdo al porcentaje de humedad relativa y la disminución en la precipitación. Algunos estudios revelaron que los niveles más altos de la población de la plaga se producen al final de la temporada de lluvias (Vis *et al*., 2006), también, afirman que es posible que

la anticipación en la época de lluvia puede favorecer el desarrollo de la población de ácaros, debido mayormente por las condiciones climáticas favorables y por el estado fisiológico de las plantas (Silva *et al*., 2011).

Figura 2.10. Imagen de microscopía electrónica de barrido a baja temperatura (LT-SEM) de *Tenuipalpus heveae* (hembra). **A.** Ácaros rojos en foliolos de caucho. **B.**Vista dorsal. (Tomado de Castro *et al.*, (2017)).



Fuente: Tomado de Castro *et al.*, (2017).

Daños

Actualmente los ácaros se han convertido en la segunda plaga de importancia en las plantaciones de caucho en el departamento del Vichada, causando deformaciones en hojas y en estados avanzados daño a causa de la defoliación (Sierra, 2015).

Su presencia en clones de caucho se produce en la parte inferior de las hojas y se sitúan a lo largo de las nervaduras, donde se observa gran cantidad de ácaros, huevos y exuvias, produciéndose un oscurecimiento del tejido vegetal en correspondencia a los lugares de alimentación (Vieira *et al.*, 2009). Las hojas atacadas se vuelven amarillentas y posteriormente caen (Vieira y Gomes, 2003). Las plantas atacadas pueden perder por encima del 75% de las hojas en uno o dos meses antes de la senescencia normal (Gonçalves, 2010). La disminución de la capacidad fotosintética debido a la infestación por ácaros, puede tener como resultado la reducción de la producción de látex (Vieira *et al*., 2010).

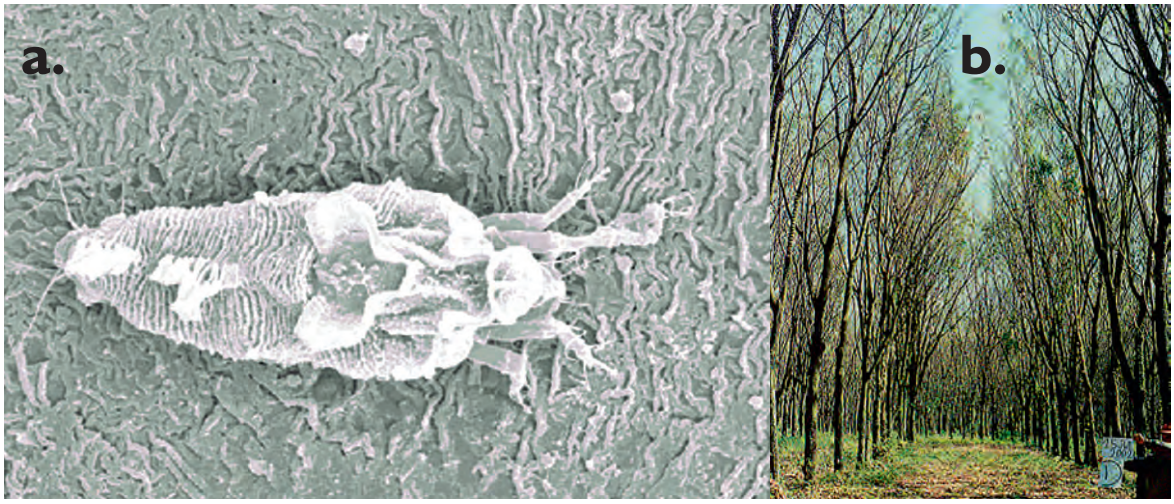
Calacarus heveae Feres, 1992 (Acari, Eriophyidae)

Características morfológicas y ciclo de vida

Calacarus heveae ha sido registrado en Brasil como el ácaro más abundante en los cauchales. Es un ácaro de coloración marrón – grisáceo (Figura 2.11A). Presenta dos pares de patas y su ciclo de vida está compuesto por las fases de huevo, larva, ninfa y adulto (Gonçalves *et al.*, 2013). El huevo posee una coloración blanca pasando a traslucido con el paso del tiempo, redondeados (aproximadamente 75 μm de diámetro) y aplanados, la larva presenta una longitud de 90-110 μm y las ninfas miden

entre 140-160 μm. Los adultos miden entre 190-230 μm y presentan deposición de cera sobre el dorso de las hojas. La duración total de huevo hasta la muerte de los individuos adultos es de aproximadamente 16 días en los machos, mientras que en el caso de las hembras es de 17,8 días (Ferla y Moraes, 2003).

Figura 2.11. A. Imagen de microscopía electrónica de barrido de *Calacarus heveae*. **B.** Defoliamiento causado por *C. heveae* en RIM 600 (Tomado de Ferla y Moraes, 2003).



Fuente: Tomado de Ferla y Moraes, 2003.

Según Ferlas y Moraes (2003), esta plaga inicialmente se mueve muy rápidamente por todos los extractos de la planta, pero, al iniciar la alimentación disminuye el desplazamiento, permaneciendo por largo tiempo en una determinada área. Por lo general, su época de ocurrencia es favorecida en época de lluvia, época en que se encuentran los mayores niveles de humedad del aire (Vieira *et al*., 2010).

Daños

Esta plaga se desarrolla por lo general en la cara adaxial de los foliolos, pero en altas poblaciones se pueden encontrar también en la cara abaxial causando cómo resultado de su ataque la pérdida del brillo, amarillamiento, foliolos blanquecinos debido a la acumulación de exúvias que son depositadas a lo largo del ciclo biológico y finalmente una severa defoliación en varios clones de caucho (Vieira y Gomes 1999; Feres, 2000).

Según Vieira y Gomes (1999), quienes acompañaron la dinámica poblacional de *C. heveae*, han reportado que el ataque de esta especie puede provocar niveles de defoliamiento por encima del 75% (Figura 2.11B). De igual manera, algunos productores estiman que este ácaro ocasiona pérdidas de hasta un 30% en la producción de látex (Feres, 2000).

OTRAS PLAGAS DE MENOR IMPORTANCIA EN EL CULTIVO DEL CAUCHO

Comején o termitas *Heterotermes tenius, Nasutitermes* sp (Isóptera: Rhinotermitidae, Termitidae)

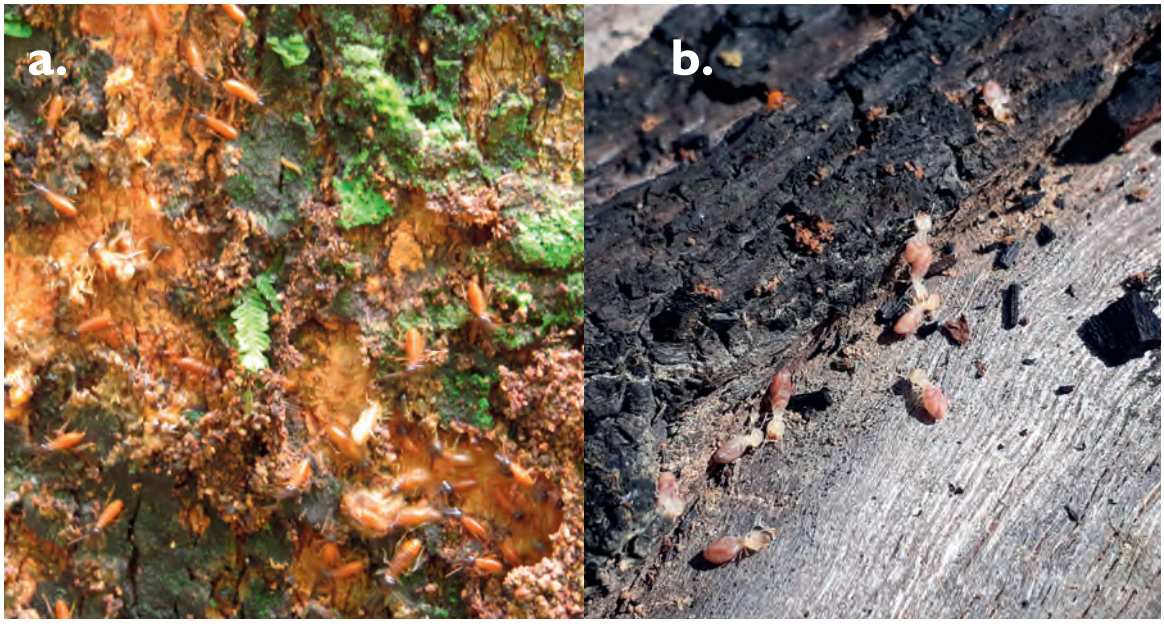
Características generales

Las termitas viven en colonias compuestas por varias clases sociales conocidas como castas, las cuales tienen marcada la división del trabajo (Madrigal, 2003). Todas las colonias de termitas están conformadas por tres tipos de castas entre estos soldados, obreras y agentes reproductivos (Pearse, 1997).

Esta plaga invade la madera formando colonias, atacando la lignina e ingiriendo la celulosa la cual puede ser asimilada por una gran cantidad de protozoos que poseen en su interior (Campo y Mazo, 2008) (Figura 2.12). La diversidad y abundancia de las termitas son sensibles a la edad del cultivo, características de suelo y régimen climático (García *et al.,* 2013).

En el departamento del Caquetá los ataques de este insecto plaga en el cultivo del caucho a menudo son dados en los tocones a raíz desnuda (stump) y durante la fase de siembra y establecimiento definitivo, lo que históricamente se ha reflejado en pérdidas que han oscilado en el 30 y 40% (Asoheca, 2007). Sin embargo, Sepúlveda (1996), afirma que las termitas en el departamento del Guaviare (Colombia), y en algunas localidades del Brasil han causado daños hasta del 90% en las estacas injertadas de caucho.

Figura 2.12. A-B. Ataque de termitas en árboles de caucho natural *(Hevea brasiliensis*).



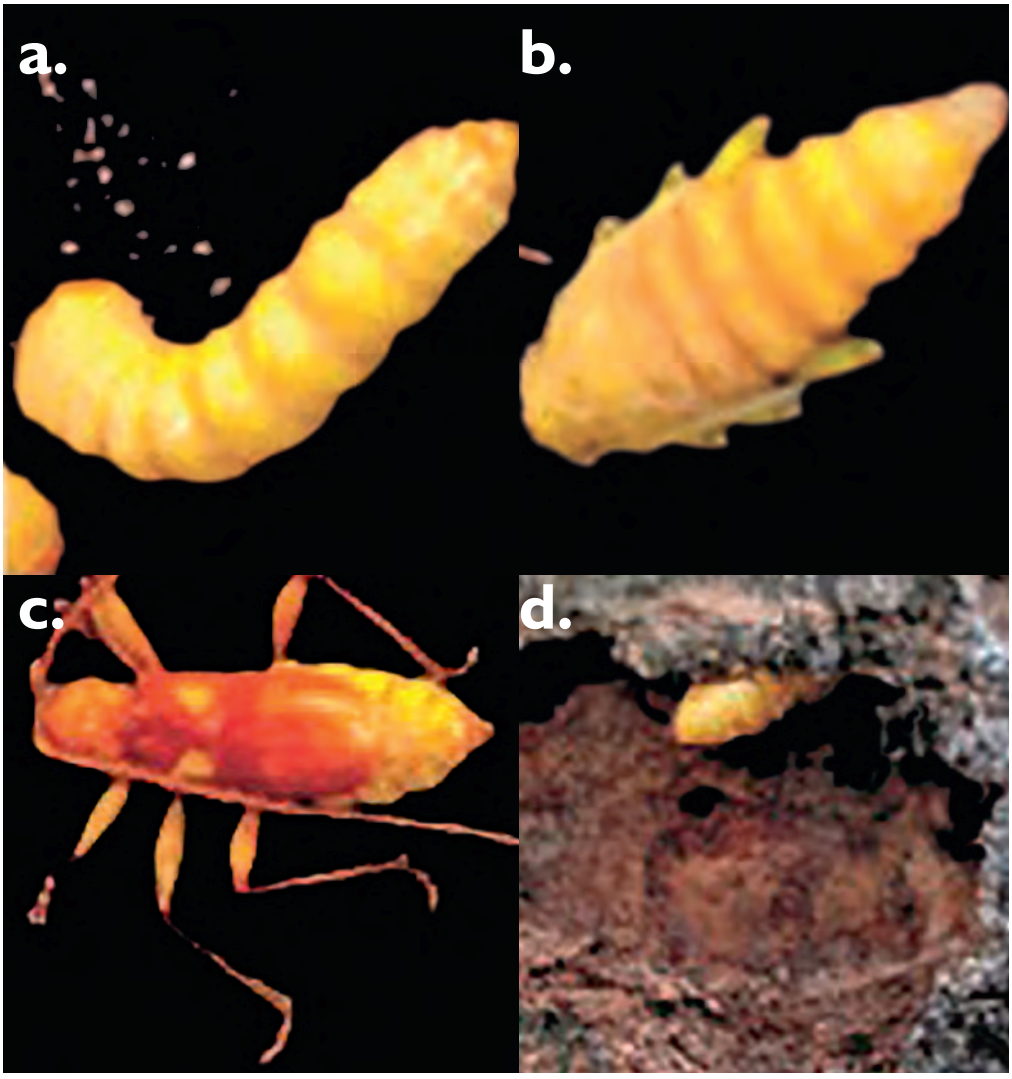
Fuente: Elaboración propia.

Topuruia felisbertoi Lane, 1973 (Coleoptera: Cerambycidae)

Características generales

La larva tiene un cuerpo de color amarillo, alargado, cilíndrico y ligeramente aplanado con una longitud de 25.5 mm; este desarrollo larvario ocurre bajo la corteza del árbol donde permanecen protegidas comiendo y cavando; la pupa posee una coloración amarillenta con una longitud de 18 a 21 mm, estas permanecen en cámaras pupales adheridas al tronco por el látex del árbol (Casari *et al.,* 2010). En la eclosión, los adultos emergen generalmente al inicio del período de lluvias por un agujero circular de la cámara pupal que permanece adherida al tronco (Gonçalves *et al.,* 2009) (Figura 2.13).

Figura 2.13. Características morfológicas de *Topuruia felisbertoi*. **A.** Larva de 25.5 mm. **B-C.** Pupa y adulto de color amarillento de 18 a 21 mm. **C.** Daños causados en el tronco de árboles de caucho. (Tomado de Vieira, 2011).



Fuente: Tomado de Vieira, 2011.

Los daños ocasionados por esta plaga empiezan desde el estado larval, estos inician en la corteza del árbol formando coalescencias e interfiriendo en la circulación normal de la savia. Al penetrar las larvas alcanzan los vasos laticíferos provocando pérdida de látex y destrucción de la corteza (Vieira, 2011). Esta condición requiere grandes gastos de energía por la planta y después de ataques severos o sucesivos, es imposible abrir paneles para la recolección de látex (Casari *et al.,* 2010).

Mosca blanca *Aleurodicus* sp (Homóptera: Aleyrodidae).

Características generales

Las moscas blancas *(Aleurodicus cocois y A. pulvinatus),* son pequeños insectos, con una longitud de 2 a 3 mm. Estos son conocidos como picadores o chupadores, se localizan en el envés de las hojas donde forman colonias y permanecen camuflados contra los enemigos naturales (Macavilca, 2016). El ciclo biológico incluye una etapa de huevo, posteriormente pasa por cuatro estadios ninfales en el cual el último estadio ninfal es conocido como pupa y dan origen al adulto. Cada hembra tiene la capacidad de ovipositar de 48 a 500 huevos según la especie, las condiciones ambientales y la planta hospedante. Una vez eclosionado el huevo, la ninfa se mueve por un tiempo corto para seleccionar un punto de alimentación, en donde se queda quieta, pierde sus patas y cumple su desarrollo hasta transformarse en adulto, ciclo que tarda aproximadamente de 34 a 55 días (Ortega, 2008).

El ataque del insecto en la planta, consiste en que las ninfas y los adultos al alimentarse de la savia producen debilitamiento, amarillamiento, deformación e inclusive defoliación severa (Raven, 1993; Núñez, 2008; Cruz *et al.,* 2016). El daño indirecto es producido principalmente por la acumulación de secreciones azucaradas, la cual propicia la aparición de hongos que interfiere y disminuye la fotosíntesis y otros procesos fisiológicos (López-Ávila, 2004; Núñez, 2008).

Chinche harinoso (Homóptera: Pseudococcidae)

Características generales

Muchas de las especies de chinche harinoso se hospedan debajo de la corteza, en envolturas de hojas y axilas, en brácteas, debajo de los cálices o en las raíces (Cox, 1987). Algunas especies secretan una capa de sustancias de aspecto harinoso que pueden ser observadas en mayor o menor proporción dependiendo de la especie (Williams y Granara 1992). Dentro de los daños reportados por esta plaga en el cultivo del caucho esta la transmisión de patógenos o toxinas a la planta la cual lleva a una reducción del vigor de la misma y posteriormente a la muerte (Gullan y Martin 2003).

BIBLIOGRAFÍA

ALARCÓN, J.; JIMÉNEZ, A.; GALINDO, J.; ÁLVAREZ, J. 2012. Manejo Integrado de plagas enfermedades en el cultivo del caucho (*Hevea brasiliensis*), Medidas para la temporada invernal. Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural-MADR, Instituto Colombiano Agropecuario-ICA, PROCAUCHO, 32p.

ALTIERI, M. A. 1994. Biodiversity and pest management in Agroecosystems. New York: Haworth Press. 252p.

ASOCIACIÓN DE REFORESTADORES Y CULTIVADORES DE CAUCHO DEL CAQUETÁ - ASOHECA. 2007. Plan Estratégico y de Negocios. Documento Técnico No 1. 30p.

BAKER, E. W. 1945. Mites of the genus *Tenuipalpus* (Acarina: Tenuipalpidae). Proceedings of the Entomological Society of Washington, (47): 33-38.

BARRERA, G.; GÓMEZ, J.; CUARTAS, P.; LEÓN, G.; VILLAMIZAR, L. 2014. Characterization of a Colombian isolate of *Erinnyis ello* granulovirus (L.) (Lepidoptera: Sphingidae). Revista Colombiana de Biotecnología, 16(2), 129-140.

BELLOTTI, A.; ARIAS B.; REYES J. 1989. Manejo integrado de Erinnyis ello (L) (gusano cachón de la yuca). Centro Internacional de Agricultura Tropical-CIAT. 62p.

BELLOTTI, A. C. 2000. Las principales plagas del cultivo de la yuca: un panorama global. pp. 189-217. En: Simposio Avances en el manejo de plagas. Memorias del XXVII congreso de Socolen. Medellín, Colombia, Julio de 2000. Sociedad Colombiana de Entomología (SOCOLEN), Bogotá, Colombia.

BONDAR, G. 1923. Aleyrodideos do Brazil. Official State Publisher, Bahia (Brasil Northeast (Bahia), (78): 183p.

CAMPO-JIMENEZ, A. A.; GOMEZ, MAZO. 2008. Patogenicidad in vitro de *Metarhizium anisopliae* en termitas plaga presentes en "stumps" de caucho *Hevea brasiliensis* en el municipio el Doncello, Caquetá. Universidad de la Amazonia, Facultad de Ciencias Básicas, Programa de Biología. Florencia, Caquetá.

CASARI, S. A.; STEFFANELLO, E. A.W. 2010. Immatures of tapuruia Felisbertoi Lane, 1973 (Cerambycidae, Cerambycinae, Hexoplonini). Papéis Avulsos de Zoologia (São Paulo), 50(27), 425-434.

CASTELLANOS, D. O.; FONSECA, R. S.; BARÓN, N. M. 2009. Agenda prospectiva de investigación y desarrollo tecnológico para la cadena productiva de caucho natural y su industria en Colombia. Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. Proyecto transición de la agricultura. Universidad Nacional de Colombia. Grupo de Investigación y desarrollo en Gestión, Productividad y Competitividad. Bogotá. Colombia.

CASTILLO-LÓPEZ, J. L.; CANO-SANTANA, Z.; OYAMA, K. 2010. Preferencias y supervivencia de *Lophoceramica pyrrha*, un noctuido gregario constructor de refugios, en dos plantas hospederas. Dugesiana 17(2): 229-236.

CENTRO INTERNACIONAL DE AGRICULTURA TROPICAL - CIAT. 1989. Manejo integrado de Erinnyis ello (L) (gusano cachón de la yuca); guía de estudio para ser usada como complemento de la Unidad Audiotutorial sobre el mismo tema. Contenido científico: Bellotti, A. C.; Arias, V. B.; Reyes, Q. J. A. Producción: Fernández, O. F.; Ceballos, L. F.; Medina, L. M. Cali, Colombia. 62p.

CIVIDANES, F.; FONSECA, F; MONTEIRO DOS SANTOS, T. 2004. Distribuição de *Leptopharsa heveae* em seringal no Estado de São Paulo Pesq. agropec. bras., Brasília, 39(10): 105-1056.

COMISSÃO TÉCNICA DA SERINGUEIRA - CTS. 2010. A cultura da seringueira para o estado de São Paulo. 2 ed. Coordenado por Elaine Cristine Piffer Gonçalves. Campinas, CATI. (Manual Técnico, 72). 163p.

COX, J. M. 1987. Pseudococcidae (Insecta: Hemiptera): fauna of New Zealand 11. Manaaki: Whenua Press. 232p.

CRUZ, C. G.; VARÓN, D. E.; QUIROGA, R. L.; ANDRADE, B. M.; SIERRA, B. P. 2016. Factores relacionados con la población de *Paraleyrodes* sp. pos. bondari (Hemíptera: Aleyrodidae) en aguacate. Revista Colombiana de Entomología, 42(2): 103-109.

DRAKE, C.; POOR, M. 1935. An undescribed rubber tingitid fron Brazil. Journal of the Washington Academy of Sciences, No. 6 (25): 283-284.

FERES, R. J. F. 2000. Levantamento e observações naturalísticas da acarofauna (Acari, Arachnida) de seringueiras cultivadas (*Hevea* spp. Euphorbiaceae) no Brasil. Revista Brasileira de Zoologia, (17): 157-173.

FERES, R. J. F.; DEL'ARCO, M.; DAUD, R. D. 2010. Biological cycle of *Tenuipalpus heveae* Baker (Acari, Tenuipalpidae) on leaflets of three rubber tree clones. Revista Brasileira de Entomología, 54(2): 298-303.

FERLA, N. J.; MORAES G. J. DE. 2003. Ciclo biológico de *Calacarus heveae* Feres, 1992 (Acari, Eriophyidae). Revista Brasileira de Entomología, 47(3): 399-402.

FONSECA, F. S. 2001. Exigências térmicas e distribuição vertical de *Leptopharsa heveae* Drake & Poor, 1935 (Heteroptera: Tingidae) em seringueira. Dissertação (Mestrado em Entomologia) Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal. 89p.

GARCÍA, R. I. A.; PERAZA, A. A. R.; PINZÓN, G. Y. A.; SANTACRUZ, S. O. E. 2013. Modelo Productivo para el cultivo del árbol de caucho natural en la Orinoquía. CENICAUCHO-CORPOICA. 83-100.

GARZÓN, F. 1998. Enfermedades y plagas en el cultivo del caucho (*Hevea Brasiliensis*). En: Actualización tecnológica en ajonjolí, caucho, hortalizas y frutales para la Orinoquia colombiana: memorias del curso, Villavicencio 30 Nov- 4 Dic 1998. P. imprenta: Villavicencio (Colombia). CORPOICA-PLANTE. 9-20.

GARZÓN, F. 2000. Principales enfermedades y plagas en el cultivo de caucho *Hevea brasilensis* (Wild. Ex. Adr. De Juss) Muel. Arg., con énfasis en la amazonia Colombiana. SINCHI-PLANTE. Produmedios. 63p.

GONÇALVES, E. C. P.; PEREIRA, J. M.; BENESI, J. F. C.; FURTADO, E. L. 2009. *Tapuruia felisbertoi lane* (coleoptera: cerambycidae) nova praga cultura da seringueira. UNESP-FCA. i simaprot. Botucatu.

GONÇALVES, P. E. C.; BRIOSCHI, A. P.; ORTOLANI, A. A.;BACCHIEGA, A.N.; MELLO, A. L.; LUCA, C. A.; PACHECO, F. C.M.; ARAUJO, H. C.; BELATO, J.; CANUTO, B. J. F.; NUNES, .A.; OLIVEIRA, F. N. L.; GONÇALVES, P. S.; FURTADO, L. E.; KRONKA, F. J.; VIEIRA, M. R. 2010. A cultura da seringueira para o estado de são Paulo. CATI. (72): 163p.

GONÇALVES, R. C.; DUARTE, A.; BAYMA, M. 2013. Manual de heveicultura para a região sudeste do Estado do Acre. Embrapa Acre-Documentos (INFOTECA-E).

GULLAN, P.; MARTIN, J. 2003. Sternorrhyncha (jumping plant lice, whiteflies, aphids, and scale insects). *En*: Encyclopedia of Insects. s.l.: Academic Press, p. 1079-1089.

GRUPO TECNICO PROCAUCHO. 2012. Manejo integrado de plagas enfermedades en el cultivo de caucho (*Hevea brasiliensis*) medidas para la temporada invernal. ICA. Bogotá, Colombia. 32p.

HÖLDOBER, B.; WILSON, E. O. 1990. The Ants. Cambridge, Massachusetts, Harvard University. 746p.

JUNQUEIRA, N. T. V.; PINHEIRO, E.; ALVES, R. T.; CELESTINO FILHO, P.; PEREIRA, A.V.; OLIVEIRA, M. A. S.; FIALHO, J. F.; GASPAROTTO, L. 1999. Controle biológico do percevejo-de-renda (*Leptopharsa heveae* Drake y Poor) em seringais de cultivo. Planaltina: Embrapa Cerrados. (Circular Técnica) (3): 30p.

LANE, F. 1973. Um novo gênero de Ibidionini (Coleoptera, Cerambycidae), Revista de Agricultura, Piracicaba 48 (4): 149-154.

LARA, F. M.; TANZINI, M. R. 1997. Nonpreference of the lace bug *Leptopharsa heveae* Drake e Poor (Heteroptera, Tingidae) for rubber tree clones. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil (26): 429-434.

LEÓN, G.; BELTRÁN, J.; CAMPOS, J. 2010. Enemigos naturales y manejo integrado del gusano cachón (*Erinnyis ello*) en el cultivo del caucho (*Hevea brasiliensis*), Corpoica, Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. 24p.

LINNAEUS, C. 1758. Systema Naturae per regna tria naturae, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis. *Editio decima, reformata. Laurentius Salvius: Holmiae*. (2): 824p.

LÓPEZ-ÁVILA, A. 2004. Biología y control biológico de las moscas blancas. Conferencia presentada en el Seminario Tecnológico sobre Mosca Blanca, Centro de Investigación Nataima, Corpoica, Espinal-Tolima.

MACAVILCA, A. C. 2016. Ciclo biológico, comportamiento y capacidad de predación de *Ceraeochrysa cincta* (Neuroptera: Chrysopidae) con *Aleurodicus juleikae* (Hemiptera: Aleyrodidae) en la Molina" (Tesis de pregrado - Ingeniero Agrónomo). Universidad Nacional Agraria la Molina, Lima - Perú.

MADRIGAL, A. 2003. Insectos forestales de Colombia, biología, hábitos, ecología y manejo, Medellín. Ed. Marin Vieco Ltda. 593p.

MARTÍNEZ, A. 2007. Consideraciones técnicas para el establecimiento y manejo del cultivo del caucho (*Hevea brasiliensis*) en la Orinoquía colombiana, Corpoica, Villavicencio. 40p.

MOREIRA, I. P. S. 1986. Biología da *Leptopharsa heveae* (Drake e Poor, 1935) e seus danos nas mudas de *Hevea brasiliensis* (Müell, 1932). Silvicultura (Brasil) 11:47.

NICKELE, M. A. 2013. Dinamica populacional e ecologia do forrageamento de Acromyrmex MAYR, 1865 (Hymenoptera:formicidae). Tesis Ing. Agr. Curitiba, Brasil. Facultad de Agronomía. 156p.

NUÑEZ, E. 2008. Plagas de paltos y cítricos en Perú. Plagas en Israel, Estados Unidos, Centroamérica y Perú. 2008: 324-364.

ORIANI, M. A. G.; VENDRAMIM, J. D. 2010. Influence of trichomes on attractiveness and ovipositional preference of Bemisia tabaci (Genn.) B biotype (Hemiptera, Aleyrodidae) on tomato genotypes. Neotropical Entomology (39): 1002-1007.

ORTEGA, A. L. 2008. Moscas blancas: temas selectos sobre su manejo. México. MP. 120p.

PEARCE, M. 1997. Termites. Biology and pest management. CAB international. New York.

PROFOREST, S. A. 2005. Informe final, proyecto familias guarda bosques caucho. Programa Colombia forestal. U.S. Agency for International Development Colombia.

RAVEN, K. 1993. Orden homoptera: Sternorrhyncha. UNALM. Perú. 52p.

RESTREPO, J.; SANCHEZ, R.; BELTRAN, J.; BELTRAN, T.; SOTO, C.; NIETO, F.; HERNANDEZ, H. 2012. Manejo integrado de plagas enfermedade en el cultivo del caucho. ICA. 6p.

RODAS, F.; RAMÓN, V. 2007. El control orgánico de plagas y enfermedades de los cultivos y la fertilización natural del suelo. Consultado el 12 de Agosto del 2017. http://181.65.172.167/siartumbes/public/docs/89.pdf.

SANTOS, R. S.; SILVA, J. M. 2013. Dinâmica populacional do parasitoide de ovos *Erythmelus tingitiphagus* (Hymenoptera: Mymaridae) em clone de seringueira, em Itiquira, MT. Revista Árvore, Marzo-Abril, (2): 237.

SEPÚLVEDA, O. 1996. Manual para el cultivo del caucho. Ed. Produmedios, Santa fe de Bogotá. 47-48.

SIERRA-BOHÓRQUEZ, V. M. 2015. Reconocimiento y evaluación de ácaros en el cultivo de caucho (*Hevea brasiliensis*) en la inspección El Viento, municipio de Cumaribo, departamento del Vichada. (Tesis de pregrado- Ingeniero Agrónomo). Universidad de los Llanos, Villavicencio, Colombia.

SILVA, J. Q.; SOUZA, M. I. T.; GONÇALVES, P. de S.; PINOTTI, R. N. 2007. Sistemas de explotação de seringueira utilizados em clones asiáticos Prang Besar no Oeste paulista. Pesquisa Agropecuária Brasileira. 42 (7): 949 955.

SILVA, J. Q.; GONÇALVES, P. de S; SCARPARE FILHO, J. A.; COSTA, R. B. 2010. Agronomical performance and profitability of exploitation systems in four rubber tree clones in São Paulo state. Bragantia. 69(4): 843 854.

SILVA, H. A. S.; VIEIRA, M. R.; VALÉRIO, F. W. V.; MONTEVERDE, C. M. S.; CORREA, F. J. 2011. Clones de seringueira com resistência a ácaros. Bragantia, Instituto Agronômico de Campinas. 70 (2): 383-388.

SILVA, J. Q.; SCALOPPI, J. E.; BIAGI, M. R; BATISTA de S, G.; GONÇALVES, P. de S.; SCARPARE FILHO, J. A. 2012. Producción y propiedades químicas del caucho en clones de *Hevea* según los estados fenológicos. Pesquisa Agropecuária Brasileira. 47 (8): 1066-1076.

STERLING, C. A.; RODRÍGUEZ, L. C. H.; QUINTERO, J.; CORREA, D. J. 2009. Evaluación fitosanitaria y resistencia en campo a *Microcyclus ulei* de *Hevea brasiliensis* en la Amazonia colombiana. Revista Colombia Amazónica (2): 79-90.

STERLING, C. A.; RODRÍGUEZ, L. C. H.; BETANCURT, P. B.; MAZORRA, V. A.; DUSSAN, H. I.; GALINDO, L. C.; HERNÁNDEZ, J. E.; PLAZA, C. D.; POLO, M. F. H.; GAMBOA, T. A.; GAVIRIA, D. C.; MARTÍNEZ, O. 2011. Evaluación del desempeño y comportamiento fitosanitario de genotipos élites de *Hevea brasiliensis* de origen franco en campo clonal a pequeña escala CCPE. pp. 85-138. En: Sterling, C. A.; Rodríguez, L.

C. H. (Eds.). Nuevos clones de caucho natural para la Amazonia Colombiana: Énfasis en la resistencia al Mal Suramericano de las Hojas (*Microcyclus ulei*). Capítulo 4. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI. Digiprint Editores E.U. Bogotá. Colombia. 195p.

STERLING, C. A.; GÓMEZ, M. C. A.; CAMPO, J. A. 2011. Patogenicidad de *Metarhizium anisopliae* (Deuteromycota: Hyphomycetes) sobre *Heterotermes tenuis* (Isoptera: Rhinotermitidae) en *Hevea brasiliensis*. Revista Colombiana de Entomología, 37 (1): 36-42.

STERLING, C. A.; RODRÍGUEZ, L. C. H.; DUSSAN, H. I.; CORREA, D. J.; VARGAS, L. M. A.; CENTENO, C. A.; SÁNCHEZ, L. R.; RODRÍGUEZ, M. A. F.; PLAZA, C. D.; GAVIRIA, D. C.; SALAS, T. Y. M.; OSSA, M. E. O.; RUIZ, T. P. N.; CASTILLO, O. J. O. 2012. Evaluación fitosanitaria con énfasis en la resistencia a *Microcyclus ulei* de diez clones de caucho natural (*Hevea brasiliensis*) en campo clonal a gran escala CCGE. pp. 79-121. En: Sterling, C. A.; Rodríguez, L. C. H. (Eds.). Ampliación de la base genética de caucho natural con proyección para la Amazonia colombiana: fase de evaluación en periodo improductivo a gran escala. Capítulo 3. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI. Bogotá. Colombia. 147p.

STERLING, C. A.; RODRÍGUEZ, L. C. H. 2012. Ampliación de la base genética de caucho natural con proyección para la Amazonia colombiana: fase de evaluación en período improductivo a gran escala. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas – SINCHI. Bogotá. Colombia. 147p.

STERLING, C. A.; SALAS, T. Y. M.; VIRGÜEZ, D, Y.; VARGAS, L. M. A.; OBANDO, G. J. K .2014. Evaluación fitosanitaria con énfasis en la reacción a *Microcyclus ulei* de tres clones de caucho (*Hevea brasiliensis*) en sistema agroforestal con copoazú (*Theobroma grandiflorum*) y platano hartón (*Musa*

AAB). (Capítulo 3) pp.107-191. En: STERLING, C. A.; RODRÍGUEZ, L. C. H. (Eds.). Agroforestería en el Caquetá: clones promisorios de caucho en asocio con copoazú y plátano hartón con potencial para la Amazonia colombiana. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI. Bogotá. Colombia. 220p.

STERLING, C. A.; RODRÍGUEZ. L. C. H. 2014. Agroforestería en el Caquetá: clones promisorios de caucho en asocio con copoazú y plátano hartón con potencial para la Amazonia colombiana. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI. Bogotá. Colombia. 220p.

STERLING, A.; SALAS-TOBÓN, Y. M.; VIRGÜEZ-DÍAZ, Y. 2016. *Erinnyis ello* (Lepidoptera: Sphingidae) y *Leptopharsa heveae* (Hemíptera: Tingidae) en *Hevea brasiliensis* en sistema agroforestal. Revista Colombiana de Entomología, 42(2): 124-132.

TANZINI, M. R.; LARA, F. M. 1998. Biología do percevejo-derenda- da-seringueira *Leptopharsa heveae* Drake E Poor (Heteroptera: Tingidae). Ecossistema (Brasil) 23: 65-67.

UGINE, T. A. 2012. Developmental times and age-specific life tables for *Lygus lineolaris* (Heteroptera: Miridae), reared at multiple constant temperatures. Environmental Entomology (41): 1-10.

VENDRAMIM, J. D. 1992. Praga de viveiros e jardins clonais de seringueira e seu controle. 158 p. In: Medrado, M. J. S.; Bernardes, M. S.; Costa, J. D.; Martins, A. N. (Eds.). Formação de mudas e plantio de seringueira. Piracicaba: FEALQ.

VERGARA, C. J. 2005. Biología, manejo y control de la hormiga arriera. Colombia.

VIEIRA, M. R.; GOMES, E. C. 1999. Sintomas, desfolhamento e controle de *Calacarus heveae* Feres, 1992 (Acari: Eriophyidae) em seringueira (*Hevea brasiliensis* Müell. Arg.). Cultura Agronômica, (8): 53-71.

VIEIRA, M. R.; GOMES, E. C. 2003. Ácaros em seringueira: síntomas e controle. In: Gonçalves, P. S.; Benesi, J. F. C. (Eds.) 3° Ciclo de Palestras sobre Heveicultura Paulista, São Jose de Rio Preto. Anais, Secretaria da Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo/Associação Paulista dos Produtores e Beneficiadores de Borracha. 63-72.

VIEIRA, M. R.; SILVA, H. A.; CARDOSO, M. M.; FIGUEIRA, J. C. 2009. Progênies de seringueira com potencial para conferir resistência a ácaros (*Calacarus heveae* Feres e *Tenuipalpus heveae* Baker). Ciência Rural, 39 (7): 1953-1959.

VIEIRA, M. R.; GOMES, E. C.; SILVA, H. A. S. 2010. Redução na produção de látex.

VIERIA-ELIAZEL, R. 2011. Infestação em clones de seringueira a *tapuruia felisbertoi* Lane, 1973 (Coleoptera:Cerambycidae) no município de Sinop Estado de Mato Grosso. Universidade Anhanguera – UNIDERP.

VILLAS, B. I. M.; PIDDE-QUEIROZ, G.; MAGNOLI, F.C.; GONÇALVES-DE-A, R.M.; VAN DEN BERG C.W.; TAMBOURGI D. V. 2015. A serine protease isolated from the bristles of the Amazonic caterpillar, *Premolis semirufa*, is a potent complement system activator. (Versión 1). 10(3), PLOS ONE. https://doi.org/10.1371/journal.pone.011861.

VIS, R. M. J.; G. J. DE MORAES.; BELLINI M. R. 2006. Mites (Acari) of rubber trees (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg., Euphorbiaceae) in Piracicaba, State of São Paulo, Brazil. Neotropical Entomology (35): 112-120.

WILLIAMS, D. J.; GRANARA DE WILLINK, M. 1992. Mealybugs of Central and South America. Original no consultado: resumen en CAB International. 635 p.

CAPÍTULO 3

Principales estrategias de manejo de enfermedades y plagas en el cultivo de caucho *(Hevea brasiliensis)*



Armando Sterling Cuéllar[1], Tatiana Karolina Andrade Ramírez[2], Eidy Janeth Martínez Viuche[2], Carlos Hernando Rodríguez León[1], Pablo Emilio Pineda Gonzales[2], Ismael Dussán Huaca[2], Bernardo Betancurt Parra[1], Maolenmarx Tatiana Garzón[1].

[1] Investigadores Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI Sede Florencia
[2] Co-investigador del proyecto – Convenio No. 59-2013

INTRODUCCIÓN

El reconocimiento oportuno de los ataques de enfermedades y plagas en las diferentes fases del cultivo de caucho (*H. brasiliensis*), permite realizar un control oportuno, minimizando el uso de agroquímicos y evitando daños económicos a la plantación (SENA, 2006).

El monitoreo de plagas y enfermedades en las plantaciones de caucho natural se hace una tarea imprescindible, mediante el cual, implementando estrategias de control se puede identificar a tiempo los focos de las enfermedades y las poblaciones entomológicas dañinas, consiguiendo de esta manera tomar medidas de control a tiempo y efectivamente (Ordoñez, 2012) a fin de evitar que las plagas y enfermedades incidan en las plantaciones y mermen su producción a tal grado que esta actividad económica no sea rentable (Prado, 2014).

El manejo de plagas y enfermedades es el uso inteligente de todas las estrategias disponibles para mantener las poblaciones en niveles inferiores de las que causarían daño económico. Prado (2014), considera que de no seguir las prácticas recomendadas por los centros de investigación, así como la aplicación de los fungicidas recomendados y validados por los investigadores, las plantaciones pueden presentar bajos rendimientos en cuanto a producción e incluso pueden alcanzar la muerte prematura de los árboles.

En el presente capítulo se muestran las principales estrategias de manejo (mecánico, cultural, etológico, biológico, químico y mejoramiento genético), de enfermedades de origen fúngico y plagas en plantaciones de caucho natural (*Hevea brasiliensis*), como una alternativa al colapso de la revolución verde que se basaba en la utilización masiva de fertilizantes, pesticidas y herbicidas.

ESTRATEGIAS DE MANEJO DE LAS PRINCIPALES ENFERMEDADES BIÓTICAS FOLIARES PRESENTES EN EL CULTIVO DE CAUCHO

Las enfermedades se han convertido en el principal obstáculo para el desarrollo del cultivo de caucho en América. Las enfermedades de las hojas están ligadas a las condiciones climáticas de las zonas donde está establecido el cultivo del caucho; son regiones con altas precipitaciones que favorecen la presencia e incremento de los patógenos y obligan al uso de clones específicos para la zona (ICA, 2012), por tal motivo es conveniente realizar estrategias de manejo en las plantaciones de caucho. Las principales enfermedades que se detallan a continuación se presentan en viveros, jardines clonales y plantaciones jóvenes.

La evaluación en campo de las enfermedades de origen fúngico requiere la aplicación de escalas descriptivas las cuales permiten cuantificar el porcentaje de área foliar lesionada y de esta manera identificar el nivel de severidad de cada enfermedad (Anexos A, B, C, D, E y F).

Mal suramericano de las hojas (SALB) (*Pseudocercospora ulei* (Henn.) Hora Junior & Mizubuti, 2014.

Manejo cultural

Este tipo de manejo se puede realizar mediante el cultivar de plantas de caucho asociadas o intercaladas con especies forestales de copa densa, como uso periódico de la ejecución de prácticas como fertilizaciones y control de arvenses (Anexo G).

Manejo biológico

Otra alternativa que se ha buscado recientemente, es el control biológico mediante la aplicación del hongo *Dicyma pulvinata* que ha mostrado ser un antagonista eficiente del *P. ulei*, ya que coloniza las lesiones estromáticas causando la destrucción de las estructuras sexuales y en consecuencia la defoliación del árbol se disminuye (Mello *et al.,* 2006).

Zonas de escape

El control más efectivo y económico de *P. ulei* es el establecimiento de nuevas plantaciones de caucho en zonas de escape (Furtado *et al.,* 2015; Ortolani, 1986). Estas zonas corresponden a regiones que presentan condiciones climáticas desfavorables para el desarrollo del agente causal del Mal Suramericano de las Hojas (*P. ulei*), pero económicamente aptas para el crecimiento de las plantaciones de *H. brasiliensis* (Furtado *et al.,* 2015; Rivera *et al.*, 2009). En este sentido, las condiciones climáticas que definen una zona de escape son; época seca marcada de al menos 4 meses, temperatura media anual inferior a 20 °C y humedad relativa menor a 65% además, precipitación de 3000 a 5000 mm y 900 mm de evapotranspiración potencial (Anexo H) (Castañeda, 1997).

Gasparotto *et al*. (2012), sugiere la siembra de clones con resistencia a *P. ulei* con densidad de siembra menor que permita el flujo de aire y ayude a disminuir la humedad de las precipitaciones y del rocío, además recomienda un manejo adecuado como el control de arvenses y aplicaciones periódicas de abonos.

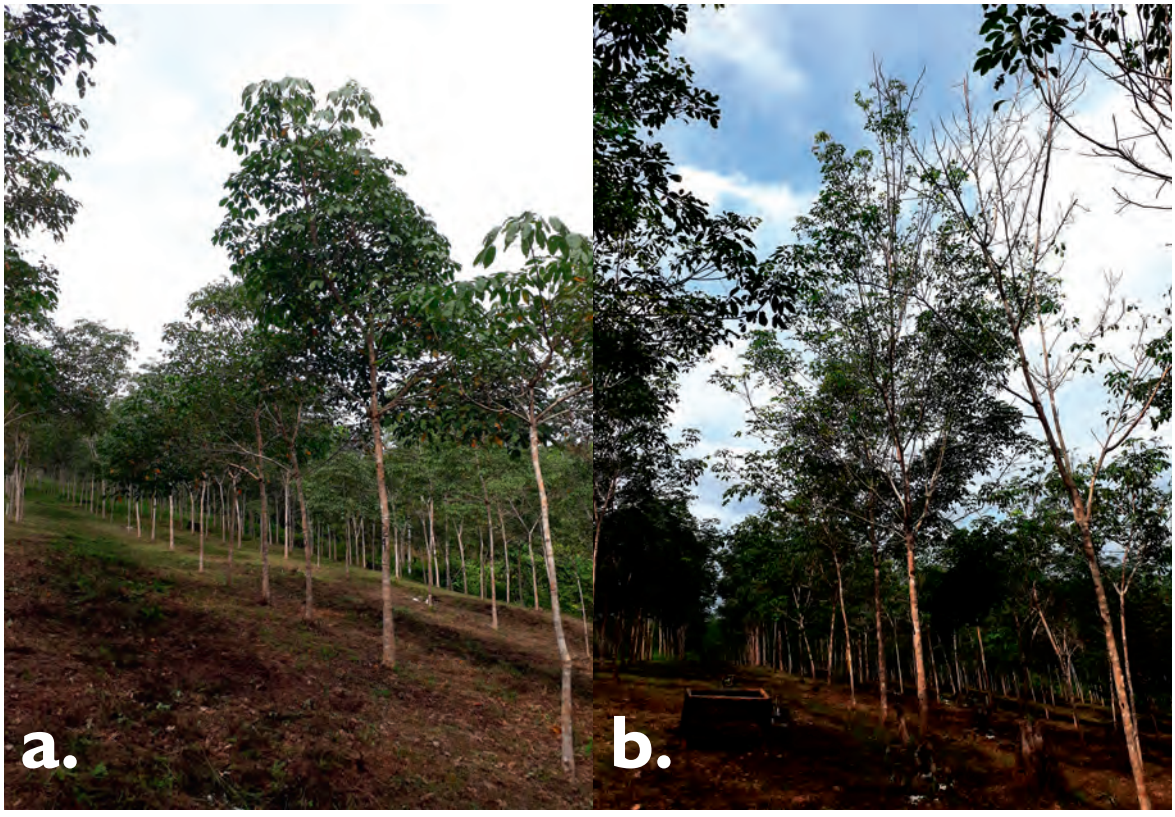
Manejo genético

Cevallos *et al.* (2009) indica que los clones seleccionados por CIRAD y Michelin en Brasil, se destacan CDC 312, FDR 4575, MDF 180, CDC 56 y FDR 5597 con mayor resistencia al *P. ulei*, mientras que el clon FDR 5788 se muestra tolerante al ataque del patógeno y los clones FX 4098 y FX 3864 presentan alta susceptibilidad a la infección del hongo.

Sterling *et al.* (2010), identificaron que los clones de caucho (*H. brasiliensis)*, con mejor tolerancia al mal suramericano de la hoja (*P. ulei)* bajo condiciones de la Amazonia colombiana fueron MDF 180 (Figura 3.1), FDR 5597, IAN 717 y FX 4098.

García *et al.* (2011), permitieron confirmar la susceptibilidad del hasta hace poco, resistente clon FX 3864 al SALB en Colombia. Se sugiere tomar en consideración la nueva condición de este clon y, en concordancia, reorientar los programas de fomento del cultivo advirtiendo a los agricultores sobre los riesgos potenciales de ocurrencia de la enfermedad en las nuevas áreas programadas.

Figura 3.1. **A.** Clon MDF 180 resistente, **B.** Clon IAN 873 susceptible al ataque por *P. ulei* en evaluaciones preliminares realizadas en tres campos clonales a gran escala establecidos en el departamento del Caquetá.



Fuente: Elaboración propia.

Jaimes *et al*. *(*2015), encontró resistencia completa al mal suramericano de las hojas para los clones CDC 312, FDR 4575, FDR 5597, FDR 5788 y MDF 180 y resistencia parcial para los clones FX 3864 y CDC 32. Los clones RRIM 901, PB 235 y PB 260 se mostraron como susceptibles. La resistencia parcial se caracteriza por un tipo de infección susceptible y una tasa reducida del desarrollo de la epidemia. Un mismo clon puede mostrar resistencia completa en un ambiente en particular, y resistencia parcial en otro, dependiendo de las diferentes razas fisiológicas de *P. ulei* (Zago *et al*. 2017; Mattos *et al*., 2003; Le Guen *et al*., 2003).

Costra negra (*Phyllachora huberi* P. Henn, 1900)

Control biológico

Se ha recomendado el uso de los hongos *Dicyma pulvinata* (Berk & Curt) Arx = *Hansfordia pulvinata* (Hugues) y *Cyllidrosporium concentricum* Grev, los cuales, han sido reportados como un gran potencial para el control de algunos patógenos foliares, mediante la colonización de estromas (Figura 3.2) de *Phyllachora huberi* P. Henn y *Rosenscheldiella hevea* Junq. & Bez., agentes causadores del complejo fungoso costra negra del caucho (Gasparotto *et al.,* 2012).

Figura 3.2. Lesiones de costra negra colonizadas por micelio del hongo *D. pulvinata* en condiciones de campo.



Estudios de investigación determinaron el efecto del parasitismo de *C. concentricum* en la reducción de esporulación de *P. huberi y R. heveae,* mostrando la capacidad de inhibir totalmente la esporulación de ambos patógenos, reduciendo de esa forma, la incidencia de la enfermedad en los pisos foliares posteriores (Gasparotto *et al.,* 2012).

Manejo químico

Se recomienda hacerlo únicamente en vivero para inhibir la esporulación, ya que en las plantaciones establecidas la aplicación periódica de fungicidas a las hojas jóvenes resulta costosa, además, para plantas adultas con alturas superiores a 15 m, el manejo químico ha sido impracticable por falta de equipos adecuados, también porque las condiciones climáticas y topográficas dificultan aplicaciones con equipos de tractor (Gasparotto y Junqueira, 1991).

El manejo químico más recomendado, hasta el presente, consiste en termonebulizaciones con el suplemento de Benomil (Anexo G e I), las aplicaciones se deben realizar cuatro veces por semana después de la refoliación (Fedecaucho, 2006). También se utiliza el Oxicloruro de cobre con aplicaciones semanales en dosis de 1 - 3 kg/ha (Anexo I) presentando resultados satisfactorios en plantas de cauchos jóvenes que no hayan alcanzado alturas considerables.

Antracnósis (*Colletotrichum gloesporioides* (Penz.) Penz. & Sacc)

Control mecánico

Cortar las ramas infectadas mediante podas, las arvenses deben ser eliminadas (Figura 3.3), además se debe procurar mantener un buen drenaje en la plantación (Sterling y Rodríguez, 2017).

Manejo químico

El manejo debe ser efectuado preventivamente en vivero y en jardín clonal, con fungicidas a base de cobre (Anexo I) (García *et al.*, 2013).

Manejo genético

Estudios realizados en Malasia han demostrado la alta susceptibilidad de clones como RRIM 600, RRIM 701, PB 86 y GT 1 y una mayor resistencia de clones como RRIM 501, PR 107, TJIR 1 y RRIM 6628 (García *et al.*, 2013).

Figura 3.3. Control mecánico de arvenses en campo clonal a gran escala (CCGE), municipio de El Paujil-Caquetá.



Mancha de corinespora *(Corynespora cassiicola* Berk. & M.A Curtis) C.T. Wei, 1950

Manejo químico

El manejo mediante productos de síntesis química es eficiente (Anexo I), su uso en combinación con fungicidas aumenta la eficacia (Jacob, 2006).

Mancha de perdigón *(Drechslera heveae* Petch.)

Manejo cultural

El manejo de esta enfermedad está directamente relacionado con un buen mantenimiento, control de arvenses, fertilización y podas de formación (Figura 3.4) además de la eliminación de las ramas enfermas (Sterling y Rodríguez, 2017).

Figura 3.4. Eliminación de la ramificación lateral (podas de formación) en CCGE, municipio de San Vicente del Caguán-Caquetá.



Manejo químico

Las fertilizaciones adecuadas del vivero son suficientes para el control de la enfermedad cuando el ataque no es muy intenso; la aplicación de caldo bordolés (Anexo I), ha dado muy buenos resultados (Sena *et al*., 2010).

Mancha aerolada (*Thanatephorus cucumeris* A.B Frank) Donk,1956

Manejo cultural

Retirar las ramas y partes infectadas de la planta (Figura 3.5), amontonarlas y finalmente quemarlas (Anexo G).

Figura 3.5. Corte y posterior eliminación de ramas afectadas por mancha aerolada.



Manejo químico

El manejo químico recomendado para esta enfermedad es la aspersión al inicio y durante la época lluviosa de Fenilamida y Oxicloruro de cobre en mezcla (Anexo I) (Junqueira *et al.,* 1987), también se recomiendan mezclas de cobre (producto compuesto de 52% de oxicloruro de cobre y 30% de cobre) y tiofanato metálico (1,6 g/l) + triadimefon (0,25 g/l) (Garzón, 2006).

Zonas de escape

Evitar el establecimiento de plantaciones en sitios donde el período de refoliación coincida con las épocas lluviosas, no se deben sembrar cultivos en sitios húmedos o de concentración de la humedad relativa es decir zonas altas como colinas encerradas por montañas (Anexo G) (Garzón, 2006).

Quemazón o Muerte descendente *(Phytophthora* spp.)

Manejo cultural

Se debe promover la retirada de ramas y gajos infectados de las partes bajas de las copas, amontonándolos en sitios determinados y posterior incineración (Anexo G) (Gasparotto *et al.,* 1997).

Manejo químico

a) Para el manejo de *Phytophthora* en viveros y jardines clonales se recomienda semanalmente aplicaciones con metalaxil - oxido cuproso y agregar un adherente al 1% (Anexo I).

b) Para aplicaciones en plantaciones adultas son: metalaxil- mancozeb, metalaxil - oxido cuproso; cymoxamil - maneb, oxicloruro de cobre u oxido cuproso (Anexo I), aplicados a intervalos de siete días (Gasparotto *et al.,* 1997, 2012).

Zonas de escape

Evitar realizar plantaciones en regiones con ambientes húmedos, especialmente en sitios de topografía cóncava o al final de la parte baja del terreno y en la parte inicial de la cuesta de las montañas; evitar la siembra de caucho en regiones en donde el periodo de refoliación de árboles coincida con la lluviosa (Gasparotto *et al.,* 1997).

PRINCIPALES ENFERMEDADES DEL TRONCO PRESENTES EN EL CULTIVO DE CAUCHO

Chancro estriado y Chancro del tallo *(Phytophthora* sp.)

Manejo cultural

Reducir la presencia de arvenses en la plantación con el fin de disminuir la humedad relativa, evitar los cortes profundos durante el rayado y llevar el panel de sangría próximo al suelo. Manejar correctamente y desinfectar las herramientas de trabajo. También es importante evitar las copas cerradas y las altas densidades de siembra (Rincón, 2012).

Figura 3.6. Remoción manual de áreas entumecidas para su posterior manejo químico a partir de pulverizaciones con metalaxyl+clorotalonil.



Manejo químico

Realizar pulverizaciones o pincelaciones sobre el panel de sangría (Figura 3.6) (Anexo I).

Mal del machete o Moho ceniciento del panel *(Ceratocystis fimbriata* Ellis & Halst, 1890)

Manejo cultural

La mejor manera de evitar la expansión de la enfermedad es mediante la prevención, por tanto, no deben utilizarse herramientas que hayan sido utilizadas en plantas enfermas, para lo cual debe desinfectarse utilizando formol diluido en agua al 10% o con hipoclorito de sodio (Figura 3.7), evitar las heridas innecesarias a los árboles de caucho durante las limpiezas y podas (Sena *et al*., 2010).

Figura 3.7. Desinfección con hipoclorito de sodio de herramienta usada en plantas con enfermedades del tallo.



La expansión de la enfermedad puede ser evitada, al menos en cierto grado, influyendo sobre el microclima, mejorando la ventilación y las condiciones favorables que pueden crear plantaciones planificadas y que la humedad puede ser disminuida, manteniendo espacios vacíos debajo de los árboles mediante el control de arvenses (Sena *et al*., 2010).

Manejo químico

Se puede hacer con benomil (Figura 3.8), en intervalos de ocho días, haciendo pases por el corte de sangría, con ayuda de un cepillo o brocha pequeña, 15 cm encima y abajo, cubriendo también una franja de 5 cm de cada lado de la línea generatriz del árbol. Sumergir la cuchilla periódicamente en una suspensión con los productos mencionados (Anexo I).

Figura 3.8. Aplicación de benomil con pincel sobre el panel de sangría.



Mal rosado o Rubéola *(Corticium salminicolor* Berk. & Broome, 1875)

Manejo cultural

El manejo se efectúa con la poda de las ramas afectadas, lo que debe hacerse solamente durante el período seco, ya que el hongo pasa por una fase inactiva y la aplicación, en las partes podadas de productos cúpricos en concentraciones altas (Anexo G) (García *et al*., 2013).

Manejo Químico

Se recomienda el uso de caldo borles a una proporción 1: 2: 100 (1 kg de sulfato de cobre; 2 kg de cal virgen; 100 l de agua) (Gasparotto *et al.,* 2012). Para el manejo son eficientes el tridemorf y clarotalonil (Anexo I) (García *et al*., 2013).

Pudrición del tallo, muerte descendente o chancro de injerto (*Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Griffon & Maubl, 1909)

Manejo cultural

El manejo se inicia con el cuidado de manutención de las plantas, evitando lesiones (Anexo G). En la parte local donde se presenten cortes y lesiones se debe proceder a una desinfección hecha con una sumersión de benomil (García *et a.,* 2013).

Manejo químico

Además, se recomienda el uso de caldo borles a una proporción 1: 2: 100 (1 kg de sulfato de cobre; 2 kg de cal virgen; 100 l de agua) (Anexo I) (Gasparotto *et al.,* 1984).

ENFERMEDADES DEL TRONCO DE MENOR IMPORTANCIA EN EL CULTIVO DE CAUCHO

Pudrición roja *(Ganoderma philippii)*, Pudrición parda *(Phelinus noxius)*, Pudrición blanca (*Rigidoporus lignosus)*

Manejo cultural
El tratamiento curativo de las pudriciones de las raíces es muy difícil y en ocasiones impracticables, como medida preventiva, se recomienda que, en la preparación de los suelos para siembra de caucho, se realice una remoción de raíces, troncos y ramas de la vegetación nativa, seguida de un amontonamiento y quema del material (Anexo G) (Sena *et al*., 2010).

Manejo químico
Pincelar las raíces afectadas con tridemorph (Anexo I).

Llaga estrellada *(Rosellinia pepo)*

Manejo cultural
Preparar el terreno de siembra eliminando troncos o raíces que sirvan de inoculo. Arrancar las plantas enfermas y quemarlas en el sitio, en caso de presencia del patógeno, debe evitarse el contacto de las raíces de los árboles enfermos con los sanos, pues la transmisión se realiza a través del tejido vegetal de las raíces que mueren a causa de la enfermedad (CCC, 2006).

Antracnosis del tallo (*Colletotrichum gloesporioides* Simmonds, 1968)

Manejo químico
Para el manejo se recomienda hacer pincelamientos o pulverizaciones con suspensiones de fungicidas (Anexo I) como clorotalonil, clorotalonil + tiofanato metílico y benomil aplicados semanalmente (Furtado, 2008).

ESTRATEGIAS DE MANEJO DE LAS PRINCIPALES PLAGAS PRESENTES EN EL CULTIVO DE CAUCHO

En el sentido amplio, una plaga es todo organismo nocivo a un cultivo comercial: insectos, ácaros, arvenses, nematodos, y vertebrados (pájaros, ratas, entre otros). En el sentido estricto, el término plaga es utilizado como sinónimo de insectos-plagas, con las estrategias de manejo se procura reducir los problemas fitosanitarios, a través de la utilización de diversas tácticas, considerando factores económicos, sociales y ambientales para optimizar el control del sistema de producción de una especie cultivada. Por ello, es preciso conocer las plagas y sus enemigos naturales, además, aplicar un sistema de monitoreo permanente, con el fin de tomar las decisiones necesarias en forma oportuna (ICA, 2012).

Para identificar en campo las principales plagas de *H. brasiliensis* y las estrategias de manejo a emplear, se diseñó una tabla (Anexo J) con las escalas de severidad y una ficha técnica (Anexo K). De

esta manera el productor podrá realizar un monitoreo con la frecuencia que consideré necesaria para identificar a tiempo las plagas y su nivel de infestación logrando definir fácilmente que estrategias de manejo emplear según sea el caso.

Gusano cachón *(Erinnyis ello* Linnaeus, 1758) Lepidoptera: Sphingidae

Manejo cultural

Se basa en la recolección manual de huevos y larvas, mayormente en plantaciones jóvenes, jardines clónales, viveros y cuando el nivel poblacional de *E. ello* es bajo (Figura 3.9). En el caso de las larvas que alcanzan el estado de pupa, se puede remover el suelo para extraerlas; lo que ayudará a disminuir la futura población de adultos (Bellotti *et al.,* 1989).

Se utiliza también, la eliminación de las arvenses en calles y zona de plateo, especialmente de plantas de la familia *Euphorbiaceae* (miembros de la misma familia de *H. brasiliensis*), presentes en la plantación o en sus alrededores, las cuales sirven de hospedero de la plaga (Alarcón *et al*., 2012; Rincón, 2012). También se recomienda preparar el terreno volteando la tierra lo que permite enterrar algunas pupas y dejar otras expuestas a los rayos solares (Rincón, 2012).

Figura 3.9. Recolección manual de *E. ello* (Gusano cachón) en estadio larval, en plantas jóvenes establecidas en jardín clonal, municipio de El Paujil-Caquetá.



Manejo biológico

En el control biológico de huevos de *Erinnyis ello* es empleado *Trichogramma* una avispa que parasita los huevos de gusano cachón, se comercializa en pulgadas cuadradas empacadas en papeletas (2,5 pulgadas). Se requieren 20 papeletas por hectárea, en plantaciones recién establecidas que no poseen más de 3 m de altura se deben colgar las papeletas en las ramas de las plantas cuando se observen huevos en los estadios más jóvenes de la hoja. En plantaciones con una altura mayor a 10 m se deben colgar las papeletas en las partes más altas del árbol, la distribución debe ser homogénea en la plantación. Si después de efectuada la primera liberación la infestación de huevos de *E. ello* es alta, se recomienda realizar el proceso nuevamente ocho días después (León *et al.,* 2010).

Cordyceps sp. es un hongo ascomiceto de la familia Clavicipitaceae, transmitido por el suelo que invade las pupas del gusano cachón causando la muerte. En experimentos controlados en campo en Colombia, la inoculación del suelo con el hongo dio como resultado una mortalidad del 80% de las pupas de cachón (Bellotti *et al.,* 1992).

Baculovirus erinnyis, es un entomopatógeno que tiene acción sobre los diferentes estados de desarrollo de las larvas, pero mayormente en las primeras etapas, es considerada la alternativa más eficaz para el control de larvas del gusano cachón, además es un control muy económico solo requiere un poco de tiempo para la preparación de la solución bioplaguicida (León *et al*., 2010).

El bioplagicida consiste en recolectar larvas con síntomas de la enfermedad (cambios de color, movimientos lentos y falta de alimentación), cuando el virus se ha desarrollado completamente dentro del cuerpo de la larva, esta se cuelga de los últimos dos pares de pseudopatas y muere (León *et al*., 2010).

Luego de recolectadas las larvas enfermas, se pesan y se adiciona 1 ml de agua por gramo de larva, se macera o licua, luego se filtra y se envasa la solución obtenida. La aplicación se realiza con bombas de espalda para plantaciones que no superen los 2 m de altura, usando 4 ml de solución por 20 l de agua. Para plantaciones adultas o en periodo productivo la aplicación se realiza con pulverizadora utilizando 50 ml de solución por 250 l de agua (León *et al*., 2010).

Manejo etológico

Los adultos de *E. ello* tienen una fuerte atracción por la luz, situación que permite el uso de trampas de luz negra como un mecanismo de control, estas funcionan atrayendo y atrapando a individuos en estado adulto, durante el vuelo, aprovechando su hábito nocturno (Alarcón *et al.,* 2012; Bellotti *et al.,* 1989), razón por la cual se deben usar entre las 5 pm y las 10 am (Rincón, 2012). Igualmente, esta alternativa de manejo permite realizar un monitoreo de las poblaciones en intervalos de quince días o menos, para lo cual se realiza el conteo de individuos capturados por trampa, logrando estimar la densidad y distribución de la población del insecto plaga en relación a la plantación (Da Silva *et al.,* 2011).

Manejo químico

Se utilizan insecticidas con compuestos activos como carbaril, monocrotofos, diazinon y deltametrina (Anexo L), con dosis de acuerdo a la formulación del producto comercial (Rincón, 2012). El uso de plaguicidas químicos, solo se aconseja para poblaciones que no se han logrado mantener por debajo del nivel de daño económico, con las metodologías de manejo descritas anteriormente (Bellotti *et al.,* 1989).

Esto se debe a que la aplicación de insecticidas, cuando los niveles de infestación son bajos, genera un desequilibrio en el agroecosistema al afectar los enemigos naturales de la plaga y la reducción de la rentabilidad del sistema productivo (Bellotti *et al.,* 1989).

Gusano peludo (*Premolis semirufa* Walker, 1856) Lepidoptera: Arctiidae

Manejo cultural

Esta estrategia de manejo para gusano peludo consiste en la recolección y destrucción de las larvas y capullos, evitando tener contacto directo con los pelos urticantes (cerdas) por lo que se hace necesario utilizar guantes de carnaza (Gutiérrez *et al.,* 2013).

Manejo químico

Se utilizan insecticidas con principios activos como; carbaril, monocrotofos, diazinon y deltametrina (Anexo L), con dosis de acuerdo a la formulación del producto comercial (Rincón, 2012).

Chinche de encaje (*Leptopharsa heveae* Drake & Poor, 1935 Hemiptera: Tingidae

Manejo biológico

La presencia intensiva del parasitoide de huevo *Erythmelus tingitiphagus* (avispa), indica que esta especie es un agente de biocontrol prometedor para *L. heveae* para ser incluido en el desarrollo del manejo integrado de plagas en plantaciones de caucho (Santos *et al.,* 2012).

El uso de hongos entomopatógenos (Figura 3.10) (*Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*) parte de la preparación de una solución de la siguiente manera; mezclar el producto comercial en 2 l de agua tratada hasta tener una solución homogénea, seguidamente se filtra la solución, el sustrato que queda en el colador se debe mezclar con 1 l de agua, filtrar nuevamente y repetir el proceso tres veces, por último, se agrega la solución a la aspersora y se completa con agua tratada. La aplicación se debe efectuar entre las 7:00 am y las 9:00 am o entre 4:00 pm y 6:00 pm con radiación solar baja y precipitaciones nulas (León y Peraza, 2016).

Fonseca (2001), registró una presencia de artrópodos predadores de *L. heveae* como *Araneae* (arañas), *Coccinellidae* (mariquitas) *y Chrysopidae* (crisópidos). Entre las familias de arañas, *Dictynidae* presenta una correlación positiva con la fase adulta de la plaga.

En diversos lugares de Brasil se utilizó el hongo *Sporothrix insectorum* Hoog & Evans, en la tentativa de disminuir una infestación por chinche de encaje (Tanzini, 2012). Magalhães (1986), afirma que las observaciones de campo presentan revelaciones de infestaciones en adultos en infección de 93 y 76%, respectivamente.

Figura 3.10. Crecimiento de hongo entomopatógeno sobre *L. heveae* (chinche de encaje), en plantas adultas establecidas en campo clonal a gran escala (CCGE), municipio de Belén de los Andaquíes - Caquetá.



Manejo químico

El control de estos insectos implica el uso de insecticidas con ingredientes activos como Monocrotofos y diafentiuron (Anexo L), presentando un mejor desempeño de los productos para adultos hasta 11 días después de la aplicación, sin efecto residual debido a la ovoposición endofítica del insecto (Tanzini, 2012).

Hormiga arriera (*Atta* spp.) Hymenoptera: Formicidae

Manejo cultural

Establecer cultivos trampas como la higuerilla, frijol canavalia que desvía el ataque de la plaga sobre el cultivo principal; así como la destrucción de las bocas de los hormigueros en sus primeras fases de desarrollo según el régimen lluvioso (Sena *et al*., 2010).

Manejo biológico

Existen hongos como el *Bauveria, Metarhizium, Trichoderma y Penicillium* que atacan el hongo cultivado por las hormigas arrieras, estos hongos demuestran en pruebas de laboratorio gran agresividad y buen desempeño, pero en campo reducen su eficiencia y son muy débiles para afectar todo el hongo de la colonia de las hormigas (Vergara, 2005).

Este control puede tener algunos resultados positivos en pequeños hormigueros por su fácil acceso y manejo, pero si se hace de forma permanente. Generalmente son aplicados en forma de cebo (Vergara, 2005).

Algunas plantas ejercen control sobre la hormiga arriera al repelerlas con sus fuertes olores, estas plantas como: el ajenjo, la ortiga, caléndula, artemisa, ruda, salvia, entre otras. Existen otras plantas que contienen sustancias que afectan las hormigas y el hongo que cultivan como son: canavalia, ajonjolí y la higuerilla (Vergara, 2005).

Manejo químico

Cebos químicos con principios activos de sulfluramidas y clorpirifos para hormigueros pequeños de 5 a 10 cm de la boca o el camino, en hormigueros medios hasta de 100 m^2 se recomienda el uso de fumigadora insufladora y en hormigueros mayores una fumigadora termonebulizadora además, de aplicar insecticidas con principio activo de chlorpyrifos (Anexo L) en la boca del hormiguero (Sena *et al*., 2010).

Manejo agroecológico

Consiste en la preparación de una solución, que parte de macerar 3 cabezas de ajo y 100 g de ají, estos se diluyen en 5 l de agua (Figura 3.11), la mezcla se deja en reposo por una noche, al día siguiente se cuela la solución y se aplica por aspersión a cada planta (Vanegas, 2007).

Según Vergara (2005), el control de *Atta* sp. se puede conseguir mediante la fabricación de compostaje mezclando los siguientes elementos; 125 kg de tierra del hormiguero, 125 kg de estiércol de vaca, caballo o gallina, 125 kg de materia orgánica fresca como hojas de cítricos, cáscaras de desperdicios de cocina, 5 kg de cal dolomita, 3 kg de miel de purga y 125 g de levadura de panadería.

Esta mezcla se aplica en los orificios de entrada y salida del hormiguero y se tapa con plásticos o estopas, dejándolo por espacio 60 días, tiempo en el cual se puede recoger y aplicarlo como abono para las plantas (Vergara, 2005).

Figura 3.11. Aplicación por aspersión de solución a base de ajo y ají a plantas en CCGE, municipio de El Paujil-Caquetá.



Ácaros; *Calacarus heveae* Feres, 1992 (Ácaro del caucho) Acari: Eriophyidae y *Tenuipalpus heveae* Baker, 1945 (Ácaro rojo) Acari: Tenuipalpidae

Manejo biológico

El manejo biológico del microácaro puede ocurrir naturalmente por los hongos *Hirsutella thompsonii, Metarrhizium anisopliae, Beauveria bassiana* y *Verticillium lecani*, pero hasta el momento no hay una tecnología estudiada que permita una recomendación técnica para el uso en cultivos de caucho (Gonçalves *et al*., 2013).

El mantenimiento de especies nativas diversas, como la embaúba (*Cecropia sp*.) y la pimienta (*Piper aduncum*), condiciona la presencia de ácaros predadores que auxilian en el control biológico del ácaro-plaga; sin embargo, esta práctica requiere mayores estudios en cuanto a su eficiencia, con miras a una recomendación técnica (Gonçalves *et al*., 2013).

Manejo químico

La decisión de control químico de este ácaro en caucho *H. brasiliensis* debe ser tomada después de cuantificar su población en la plantación, observando dos hojas completas por árbol en el 2% de las plantas y constatar que tiene al menos un individuo en dos muestras de 1 cm^2 cada uno, en la hoja (Gonçalves *et al*., 2013).

El paso a seguir es la aplicación de un acaricida con principio activo de espirodiclofeno, el óxido de fembutatina es considerado un acaricida selectivo a algunos ácaros predadores, el cual puede ser utilizado para la rotación de productos evitando de esta manera la selección de poblaciones con resistencia genética al producto único utilizado (Gonçalves *et al*., 2013) además, por cada 2000 l de agua se puede emplear ingredientes activos como; abamectina + oleo vegetal 10.8 g + 4.6 l, cihexatina 0,5 kg, dicofol 0,72 kg, enxofre 4,8 kg, espirodiclofeno 0,12 kg (Viera *et al*., 2006).

Manejo genético

La resistencia de algunos clones de *H. brasiliensis* al ataque por ácaros es considerada una estrategia de control importante, puesto que puede contribuir a la reducción de los costos de producción debido a la menor utilización de acaricidas, además a la conservación de los artrópodos benéficos presentes en las plantaciones y a la disminución de los riesgos de contaminación ambiental (Hernández y Feres 2006).

Investigaciones realizadas en Brasil reportan que el clon RRIM 600 ha presentado pocos daños y por consecuencia ha sido normalmente clasificado como intermedio con relación a la infestación por *T. heveae* y *C. heveae* (Goncalves, 2010). En otros estudios, los clones IAC 15, IAC 40, IAC 300, IAN 3156 y PB 28/59 los han catalogados como resistentes, a su vez, el clon IRCA 111 ha sido descrito como tolerante al ataque de *C. heveae* y *T. heveae* (Silva *et al.,* 2010).

Termitas o comején (*Heterotermes* sp.), Isoptera: Rhinotermitidae y (*Nasutitermes* sp.), Isoptera: Termitidae

Manejo cultural

Es importante destruir los termiteros, además recolectar y eliminar ramas secas y troncos viejos que se encuentren distribuidos dentro o alrededor de la plantación (Figura 3.12) debido a que favorecen el desarrollo de posibles focos de infección (Alarcón *et al*., 2012).

Figura 3.12. Recolección de troncos viejos para su posterior eliminación en CCGE, Municipio de El Paujil-Caquetá.



Manejo químico

Es recomendable proteger los stumps mediante el uso de insecticidas con ingredientes activos como dimetoato y gliclazida (Anexo L), realizando aplicaciones sobre los nidos. Las plantas en vivero, plantas injertadas y siembras recién establecidas deben protegerse con aplicaciones de insecticidas dirigidas al suelo con principio activo de fipronil (Sena *et al*., 2010).

CONSIDERACIONES FINALES

En el presente capitulo se presentaron las principales estrategias de manejo de plagas y enfermedades bióticas en el cultivo de *H. brasiliensis*, debido a que el caucho es atacado en sus diferentes fases por enfermedades e insectos plagas.

Por lo anterior es necesario que el heveicultor se instruyapara reconocer tempranamente estos agentes patógenos y aplicar estrategias de manejo oportuno, con el mínimo uso posible de productos de síntesis química, evitando de esta manera posibles daños a la plantación y consecuentemente pérdidas económicas.

Se espera tener buenos resultados al poner en práctica las estrategias planteadas en el presente documento, puesto que son alternativas de manejo propuestas y desarrolladas en plantaciones de caucho en las principales regiones productoras del mundo.

BIBLIOGRAFÍA

ALARCÓN, J. J., AREVALO, P. E., DÍAZ, A. L., GALINDO, J. R., ROSERO, A. A. 2012. Manejo Integrado de plagas enfermedades en el cultivo del caucho (*Hevea brasiliensis*), Medidas para la temporada invernal. Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural-MADR, Instituto Colombiano Agropecuario-ICA, PROCAUCHO, Produmedios. Bogotá. 32p.

BELLOTTI, A., ARIAS, B., REYES, J. 1989. Manejo integrado de *Erinnyis ello* (L) (gusano cachón de la yuca). Centro Internacional de Agricultura Tropical-CIAT. 62p.

BELLOTTI, A. C., ARIAS, B., GUZMAN, O. L. 1992. Biological control of the cassava hornworm *Erinnyis ello* (Lepidoptera: Sphingidae). Florida Entomologist. 506-515p.

CASTRO, O. M. 2011. Caracterización de los patosistemas foliares de importancia económica en caucho (*Hevea brasiliensis* Müll. Arg) en la Altillanura estructural plana del Meta, Colombia (Tesis de maestria). Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.

CASTAÑEDA, A. 1997. Zonas aptas para el cultivo de caucho en Colombia. 66p.

CCC. Confederación Cauchera Colombiana. 2006. Diagnóstico de cadena productiva. Estado del gremio cauchero colombiano. 27p.

CEVALLOS, V., MALDONADO, L., VERA, J. 2009. Mejoramiento de la productividad del caucho (*Hevea brasiliensis*) mediante el manejo integral del hongo *Microcyclus ulei*, causante de la enfermedad suramericana de las hojas (SALB). Avances del proyecto.

CHEE K.H. y WASTIE R.L. 1976. South American leaf blight of *Hevea brasiliensis*: spore dispersal of *Microcyclus ulei* Annals of Applied Biology, 84(2).147-152p.

DA SILVA, A., TAYNAH, A., LIMA, J., MOURÃO, K., TEIXEIRA R. 2011. Mandarová (*Erinnys ello*) da seringueira. Universidade Federal Rural da Amazônia. Instituto de Ciências Agrárias (ICA) Curso: Engenharia Florestal. 33p.

FEDERACIÓN NACIONAL DE PRODUCTORES DE CAUCHO NATURAL (FEDECAUCHO). 2006. Módulos técnicos. Caucho natural. Fondo nacional de fomento cauchero. Bogotá.

FONSECA, F. S. 2001. Exigências térmicas e distribuição vertical de *Leptopharsa heveae* Drake & Poor, 1935 (Heteroptera: Tingidae) em seringueira. Dissertação (Mestrado em Entomologia) Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.89p.

FONSECA, F. S. 2009. Monintoramento de lagartas de mandarová da seringueira. Relatório pragas da seringueira na Plantações E. Michelin Ltda. Itiquira, MT (Brasil).

FURTADO, E. 2008. Doencas das Folhas e do caule da seringueira En: Alvarenga A. y Santana do Carmo C. Seringueira EPAMIG. Vicosa, Brasil. 893p.

FURTADO, E., RIBEIRO, A., ALCARDE. C., ZAGO. J., RAIMUNDO. J. 2015. Ocorrência de epidemia do mal das folhas em regiões de "escape" do Brasil. Arq. Inst. Biol. 8(2).1-6p.

GARCÍA, I., ARISTIZÁBAL, F., MONTOYA, D. 2006. Revisión sobre el hongo *Microcyclus ulei*, agente causal del mal suramericano de la hoja del caucho. Revista Colombiana de Biotecnología. 8(2).1-10p.

GARCÍA, I., CASTRO, O., ARISTIZÁBAL, F., TAPIERO, A. 2011. Primer reporte de susceptibilidad del clon de caucho natural FX-3864 a *Microcyclus ulei* en la altillanura colombiana. Rev. Colomb. Biotecnol. 8(1).144-147p.

GARCÍA, I., PERAZA, A., PINZÓN, Y., SANTACRUZ, O. 2013. Modelo Productivo para el cultivo del árbol de caucho natural en la Orinoquía. Zonas de escape y no escape al Mal Suramericano de las Hojas del Caucho. CENICAUCHO-CORPOICA.

GASPAROTTO, L., RODRIGUES, D., MARTINS, H. 1984. Doenças da Seringueira, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Centro Nacional de Pesquisa de Seringueirae Dendê, Manaus, AM.IV.

GASPAROTTO, L. 1997. Doencas da seringueira no Brasil. En: L. Gasparotto, A. Figueredo dos Santos, J. C. Rezende Pereira, Francisco Alves Ferreira..Brasilia: EMBRAPA-SPI: Manaos Embrapa-CPAA.

GASPAROTTO, L y JUNQUEIRA, N. 1991. Control biológico de hongos estromáticos causadores de doencas foliares em seringueira. EMBRAPA CNPDA.

GONÇALVES, P. E. C.; BRIOSCHI, A. P.; ORTOLANI, A. A.; BACCHIEGA, A.N.; MELLO, A. L.; LUCA, C. A.; PACHECO, F. C.M.; ARAUJO, H. C.; BELATO, J.; CANUTO, B. J. F.; NUNES. A.; OLIVEIRA, F. N. L.; GONÇALVES, P. S.; FURTADO, L. E.; KRONKA, F. J.; VIEIRA, M. R. 2010. A cultura da seringueira para o estado de são Paulo. CATI. (72).163p.

GONÇALVES, R., PINHO, C., FONSECA, A. y ALBANO, M. 2013. Manual de Heveicultura para a Região Sudeste do Estado do Acre. – Rio Branco, AC: Embrapa Acre.

GUTIERREZ, A., ROBLES, A., SANTILLAN, C., 2013. Control biológico como herramienta sustentable en el manejo de plagas y su uso en el estado de Nayarit, México. Revista Bio Ciencias 2(3).102-112p.

HERNÁNDEZ, F. A. y FERES, R. J. 2006. Review about mites (Acari) of rubber trees (*Hevea spp.*, Euphorbiaceae) in Brazil. Biota Neotropica 6.1-24p.

INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO (ICA). 2012. Manejo Integrado de plagas enfermedades en el cultivo del caucho (*Hevea brasiliensis*). Medidas para la temporada invernal.

JACOB, C. 2006. Corynespora leaf disease of *Hevea brasiliensis*. Strategies for management. Rubber Research Institute of India. Kerala-India. 187p.

JAIMES, Y., MOLINA, J., FURTADO, E. 2015. Clones de *Hevea brasiliensis* de alta productividad caracterizados por resistencia a *Microcyclus ulei* en jardin clonal en el magdalena medio colombiano. Summa Phytopathol., Botucatu. 41(2).

JUNQUEIRA, N.T.V.; ALFENAS, A.C.; CHAVES, G.M.; ZAMBOLIM, L.; GASPAROTTO, L. 1987. Variabilidade isoenzimática de isolados de *Microcyclus ulei* com diferentes niveis de virulencia. Fitopatologia Brasileira. 12(3).208-214p.

LE GUEN, V., LESPINASSE, D; OLIVER, G; RODIER-GOUD, M; PINARD, F. 2003. Seguin, M. Molecular mapping of genes conferring field resistance to South American Leaf Blight (*Microcyclus ulei*) in rubber tree. Theorical Applied Genetic. 108.160-167p.

LEÓN, G., MOLINA, J., ZULUAGA, J. 2010. Avances de investigación en manejo integrado de plagas del cultivo del caucho.

LEÓN, G. A., PERAZA, A. A. 2016. Guía de bolsillo para el reconocimiento y manejo de poblaciones de la Chinche de encaje (*Leptopharsa heveae*) y Gusano cachón (*Erinnyis ello*). Cenicaucho.

MAGALHÃES, F. 1986. Ocorrência do fungo Sporothrix insectorum Hoog & Evans, parasitando a mosca-de-renda (*Leptopharsa heveae* Drake & Poor) em seringal de cultivo. Manaus: EMBRAPA-CNPSD. Informativo técnico 42.2p.

MATTOS C. R., GARCÍA D., PINARD F. & LE GUEN V. 2003. Variabilidade de isolados de *Microcyclus ulei* no Sudeste de Bahia. Fitopatologia Brasileira 28(5).502- 507p.

MELLO, S. C., SANTOS, M., TAVARES DA SILVA, J. B. 2006. Isolados de *Dicyma pulvinata* em estromas de *Microcyclus ulei* em seringueira. Pesq. agropec. bras.; 41(2).359-363p.

OGBEBOR, O. N. 2010. The status of three common leaf disease of Para rubber in Nigeria. Journal of Animal & Plant Sciences 6.567-570p.

ORDOÑEZ, V. 2012. Manejo agronómico en una plantación de caucho natural de 156 has en la finca "La Esmeralda" (Puerto López-Meta). Universidad de Los Llanos, facultad de ciencia agropecuarias y recursos naturales. 20 p.

ORTOLANI, A. A. 1986. Agroclimatologia e cultivo da seringueira. In: Simpósio sobre a cultura da seringueira no estado de São Paulo. Piracicaba. Anais. Campinas: Fundação Cargil. 11-31p.

PEREIRA, A y SANTOS, E. 1985. Desenvolvimento de novos clones de seringueira. En: Memórias I Congresso Brasileiro de Heveicultura. Borracha Natural. INCAPER/ CEDAGRO. Guarapari-Es.32p.

PIZZETA, M., PORCENA, A. S., SILVA, L. L., FURTADO, E. L. 2008. Elaboração de escala diagramática de antracnose (*Colletotrichum gloesporioides* (Penz.) Sacc.) para avaliação de clones de seringueira (*Hevea brasiliensis* (Wild ex A. Juss.) Mull Arg.) In: Congreso nacional de iniciação científica. Botucatu.

PRADO, A. 2014. Manejo y control de plagas y enfermedades de tableros de pica en plantaciones de hule. Instituto Tecnológico de la Cuenca del Papaloapan (ITCP) y Consejo Estatal de Campesinos Productores y Cultivadores de Hule "Unidos por Oaxaca", A.C.

RINCÓN, S. O. 2012. Adopción de medidas para el manejo fitosanitario del cultivo de caucho natural. Convenio No. 00095 de 2012 SENA–SAC,. Bogotá. REPRONET EU.9-13p.

RIVERA, Z. J., ARRIETA, R. A., ACEVES, N. L. 2009. Determinación de las áreas de escape a la enfermedad sudamericana de la hoja (*Microcyclus ulei*) para el cultivo de hule (*Hevea Brasiliensis*) en el estado de Tabasco. 280-288p.

SANTOS, R., VALMIR, A., SILVA, J., FREITAS, S. 2012. Population dynamics of *Leptopharsa heveae* (Hemiptera: Tingidae) and *Erythmelus tingitiphagus* (Hymenoptera: Mymaridae) in rubber tree plants. Revista Colombiana de Entomología, 38(2).214-319p.

SENA. Servicio Nacional de Aprendizaje. 2006. Caracterización ocupacional El Caucho Natural. Dirección del Sistema de Formación para el Trabajo. Bogotá, Colombia. 106p.

SENA., SAC., CCC. 2010. Ficha técnica para el manejo integrado de plagas - MIP en el cultivo de caucho natural. Seminario taller actualización tecnológica del cultivo del caucho. Florencia, Caquetá.

SILVA, H., VIERA, M., MONTEVERDE, M., CORREA, J. 2010. Clones de seringueira com resistência a ácaros. Bragantia, Campinas. 70(2).383-388p.

STERLING, A., GALINDO, G., CORREA, J. 2010. Incidencia y severidad de *Microcyclus ulei* en una colección de caucho en la Amazonia Colombiana. Ingenierías & Amazonia. 3(2).93-104p.

STERLING, A y ROGRIGUEZ, C. 2017. Bases técnicas para la selección, propagación y establecimiento de materiales regionales elite de caucho en Caquetá. Bogotá. Instituto amazónico de investigaciones científicas SINCHI. 91p.

TANZINI, M. R. 2012. Controle do percevejo de renda da seringueira (*Leptopharsa heveae*) com fungos entomopatogênicos (Doctoral dissertation, Universidade de São Paulo).

VANEGAS, C. P., KEIKE, A. V. (2007). Evaluación de mecanismos de control de la hormiga arriera y otros insectos en comunidades indígenas en la Amazonia colombiana. Bogotá. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI.

VERGARA, C. J. (2005). Biología, manejo y control de la hormiga arriera. Colombia.

VIERA, M., GOMEZ, E., FIGEROA, J. 2006. Controle Químico de *Calacarus heveae* Feres (Acari: Eriophyidae) em Seringueira. Sociedade Entomológica do Brasil.

ZAGO, J. A., DE SOUZA, J.R., FURTADO, E. L. 2017. *Microcyclus ulei* races in Brazil. Summa Phytopathologica, 3(4).326-336p.

Anexo A. Tabla 1. Escala de severidad de Antracnosis (*Colletotrichum gloesporioides*) y Mancha aerolada (*Thanatephorus cucumeris*).

Área foliar lesionada (%)	Nivel de severidad	Clasificación
Ataque nulo	0	T
Hasta 3.125	1	
Entre 3.126 y 6.25	2	
Entre 6.26 y 12.5	3	PT
Entre 12.6 y 25	4	
Entre 26 y 50	5	S
Mayor a 50	6	

Fuente: Modificada de Pizzeta *et al*., 2008.

Anexo B. Tabla 2. Escala de severidad de Costra negra (*Phyllachora huberi*), Mancha de perdigón (*Drechslera heveae*) y Mancha de corinespora (*Corynespora cassiicola*).

Número de manchas por foliolo y % de hojas infectadas	Nivel de severidad	Clasificación
Ausencia de manchas en foliolo (Nulo)	0	T
Hasta 5 manchas por foliolo (Muy leve)	1	
6 a 10 manchas por foliolo (Leve)	2	
> 10 manchas por foliolo y 26-50% de hojas (Moderado)	3	PT
Lesiones grandes y 51-75% de hojas infectadas (Severo)	4	S
Lesiones grandes >75% de hojas infectadas (Muy severo)	5	

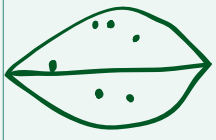
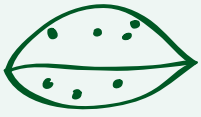
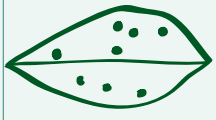
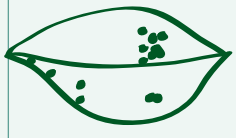
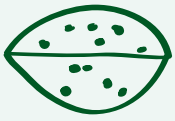
Fuente: Adaptada de Ogbebor *et al*., 2010.

Anexo C. Tabla 3. Escala de severidad de Muerte descendente o Requema (*Phytophthora* spp).

Área foliar lesionada (%)	Nivel de severidad	Clasificación
Ausencia de síntomas	0	CT
Lesiones o quema de foliolos	1	PT
Lesiones o quemadura de los peciolos	2	PT
Lesiones en los tallos	3	S

Fuente: Pereira y Santos (1985).

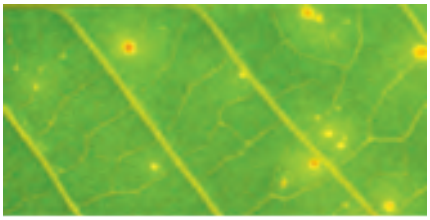
Anexo D. Escala de intensidad de ataque del Mal suramericano de las hojas (*Pseudocercospora ulei*)

Clase	Subclase	Diagrama	Área foliar lesionada (%)
0	1		0
1	1		0.2
	2		0.4
	3		0.6
	4		0.8
	5		1
	6		2
	7		3
	8		4
	9		5

Clase	Subclase	Diagrama	Área foliar lesionada (%)
2	1		6
	2		8
	3		10
	4		12
	5		15
3	1		1
	2		18
	3		21
	4		24
	5		27
4	1		40
	2		50
	3		65
	4		80
	5		100

Fuente: Modificada de Chee (1976).

Anexo E. Escala de intensidad de esporulación para evaluar la resistencia a *Pseudocercospora ulei*, tomada de Mattos *et al.*, (2003).



1. Lesiones necróticas sin esporas.



2. Lesiones no necróticas sin esporas.



3. Esporulación muy débil sobre la cara inferior de la lesión.



4. Esporulación fuerte cubriendo parcialmente la cara inferior de la lesión.



5. Esporulación muy fuerte cubriendo toda la cara inferior de la lesión.



6. Esporulación muy fuerte cubriendo toda la cara inferior de la lesión y fuerte en la cara superior.

Fuente: Tomada de Mattos *et al.*, (2003).

Anexo F. Escala de densidad estromática para evaluar la resistencia a *Pseudocercospora ulei*.



0= Ausencia de estromas.



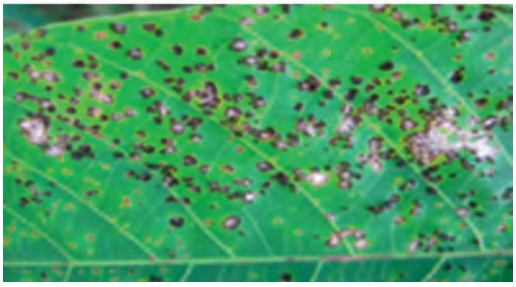
1= Menos de 5 lesiones con estromas por foliolo.



2= Entre 5 y 10 lesiones con estromas por foliolo.



3= Entre 11 y 30 lesiones con estromas por foliolo.



4= Más de 30 lesiones con estromas por foliolo.

Fuente: Adaptada pictóricamente de la escala de Mattos *et al*., (2005).

ANEXO G. Tabla 4. Manejo integrado de las principales enfermedades en el cultivo de caucho.

Enfermedad (Patogenos)/ Localización anatómica	Control integrado
Mal Suramericano de la Hoja *(Microcyclus ulei)* / Hojas	Preferencialmente el cultivo debe establecerse en «zonas de escape» o zonas en donde el período seco sea superior a 4 meses y la humedad relativa menor del 70%. En estas zonas de escape se debe presentar un déficit hídrico anual de 200 - 350 mm. La siembra de clones que presenten algún tipo de resistencia a esta enfermedad, es la mejor alternativa en prevención del Mal Suramericano. Regular la presencia de arvenses en la plantación y abonar oportuna y suficientemente durante toda la vida del árbol para tener plantas vigorosas y fuertes, menos susceptibles a los ataques de este hongo. Densidades de siembra menores, que permitan la circulación de aire que contribuyan a secar la humedad de las lluvias o del rocío. El control de *M. ulei,* ocurre principalmente con D. pulvinatal. El control cultural puede ser realizado, sembrando los cauchos asociados o intercalados con especies agroforestales de copa. Control químico (tabla 3).
Hielo, pringue, quemazón, requema (*Phytophthora* spp.)/ Hojas	El uso de clones resistentes y productivos es el método de control más eficiente y económico. La medida más eficaz en el control de enfermedades del caucho causadas por *Phytophthora* sp., es la aplicación de fungicidas. Independientemente de la adopción de esta medida, se deben tener en cuenta las siguientes recomendaciones: i) evitar realizar plantaciones en regiones con ambientes húmedos, especialmente en sitios de topografía cóncava o al final de la parte baja del terreno y en la parte inicial de la cuesta de las montañas; ii) evitar la siembra de caucho en regiones en donde el periodo de refoliación de árboles coincida con la lluviosa; iii) evitar establecer plantaciones con clones de fenología irregular; iv) promover la retirada de ramas y gajos infectados de las partes bajas de las copas, amontonándolos en sitios determinados y posterior incineración; v) dar preferencia al establecimiento de clones que refolian en el menor tiempo posible (Gasparotto *et al.*, 1997). Control químico (tabla 3).
Mancha aerolada (*Thanatephorus cucumeris*)/ Hojas	En general se deben evitar las plantaciones en sitios donde el período de refoliación coincida con las épocas lluviosas. No se deben establecer cultivos en sitios húmedos o de concentración de la humedad relativa altas como colinas encerradas por montañas. No se deben realizar plantaciones con clones altamente susceptibles. Retirar las ramas y partes infectadas de la planta para amontonarlas y quemarlas. Control químico (tabla 3).
Antracnosis (*Colletotrichum gloesporioides*)/Hojas	Control químico (tabla 3)
Costra negra (*Phyllacora huberi*) / Hojas	Se ha recomendado el control biológico del hongo *Dicyma pulvinata* (Berk & Curt) Arx = *Hansfordia pulvinata* (Hugues) y *Cyllidrosporium concentricum* Grev., son reportados como un gran potencial para el control de algunos patógenos foliares colonizando estromas de *Phyllachora huberi* P. Henn y *Rosenscheldiella hevea* Junq. & Bez., agentes causadores del complejo fungoso costra negra del caucho.
Mancha de Corynespora (*Corynespora cassicola*) / Hojas	Control químico (tabla 3)
Ojo de pájaro, perdigón (*Dreshlera heveae*, *Helmintosporium heveae*) / Hojas	Las fertilizaciones adecuadas del vivero son suficientes para el control de la enfermedad cuando el ataque no es muy intenso. El control de esta enfermedad está directamente relacionada con un buen mantenimiento, control de malezas, fertilización y podas de formación. Las ramas enfermas se deben eliminar y el micelio se puede arrancar fácilmente de las ramas más gruesas. La aplicación de caldo bordolés ha dado muy buenos resultados.

Enfermedad (Patogenos)/ Localización anatómica	Control integrado
Antracnosis del panel *(Colletotrichum gloesporioides)*/Fuste	Se pude también utilizar la pasta curativa a partir de cerconil /20 g), aceite vegetal /200ml), cal (400 g), agrimicina (20g) y agua 600 ml), la cual deberá permanecer adherida al panel por treinta días aproximadamente. Control químico (tabla 3)
Chancro estriado, raya negra, *(Phytophthora* spp) / Fuste	En el manejo cultural se recomienda: Evitar panel próximo al suelo, reducir la presencia de arvenses en los lotes que aumentan la humedad relativa, evitar cortes profundos durante la sangría, evitar copas bien cerradas o altas densidades de siembra y clones altamente susceptibles a la enfermedad. Manejar adecuadamente y desinfectar la herramienta de trabajo. Se debe tener en cuenta además las siguientes consideraciones: a) evitar establecimiento de cauchales en regiones de topografía accidentada, sujetos a vientos dominantes. b) podar las ramas bajeras infectadas, principalmente en plantas con copa densa c) se deben evitar las densidades altas,) el causar heridas al realizar el rallado, e)controlar periódicamente las malezas. Control quimico (tabla 3).
Moho Ceniciento *(Ceratocystis fimbriata)* / Fuste	La mejor manera de evitar la expansión de la enfermedad es mediante la prevención, por tanto no deben utilizarse herramientas que hayan sido utilizadas en plantas enfermas, para lo cual debe desinfectarse utilizando formol diluido en agua al 10% o con hipoclorito de sodio, evitar las heridas innecesarias a los árboles de caucho durante las limpiezas y podas. Cubrir con pasta cicatrizante las heridas accidentales, rotura de ramas o de podas. La expansión de la enfermedad puede ser evitada, al menos en cierto grado, influyendo sobre el microclima, mejorando la ventilación y las condiciones favorables que pueden crear plantaciones planificadas y que la humedad puede ser disminuida, manteniendo espacios vacíos debajo de los árboles mediante el control de malezas. Mantener las plantaciones de caucho en buenas condiciones de sanidad, fertilización y mantenimiento general. El suelo deber ser drenado apropiadamente. Complementariamente, deben realizarse controles contra el Xileborus destruyendo o retirando árboles secos que tengan presencia de la plaga o sirvan de hospedero. No deben utilizarse fungicidas cúpricos para las aplicaciones al tronco y follaje, durante la época de rayado, debido a que cantidades pequeñas tienen un efecto muy perjudicial sobre la calidad del látex. Control químico (tabla 3).
Mal rosado *(Corticium salmonicolor)* / Fuste	El control se efectúa con la poda de las ramas afectadas, lo que debe hacerse solamente durante el período seco, ya que el hongo pasa por una fase inactiva y la aplicación, en las partes podadas de productos cúpricos en concentraciones altas. Cuando las ramas son muy gruesas, se recomienda el uso de caldo borles en proporción 1kg de sulfato de cobre, 2 kg. de cal y 100 litros de agua. El caldo bordolés no debe utilizarse en plantaciones en producción.
Muerte descendente, chancro de injerto, pudricion de corteza *(Lasiodiplodia theobromae)* / Fustes y hojas	El control se efectúa con la poda de las ramas afectadas, lo que debe hacerse solamente durante el período seco, ya que el hongo pasa por una fase inactiva y la aplicación, en las partes podadas de productos cúpricos en concentraciones altas. Cuando las ramas son muy gruesas, se recomienda el uso de caldo borles en proporción 1kg de sulfato de cobre, 2 kg. de cal y 100 litros de agua. El caldo bordolés no debe utilizarse en plantaciones en producción. Control químico (tabla 3).
Pudrición roja *(Ganoderma philippii)*	El tratamiento curativo de las pudriciones de las raíces es muy difícil y en ocasiones impracticables. Como medida preventiva, se recomienda que, que en la preparación de los suelos para siembra de caucho, se realice una remoción de raíces, troncos y ramas de la vegetación nativa, seguida de una de un amontonamiento y quema del material.
Pudrición parda *(Phelinus noxius)*	
Pudrición blanca *(Rigidoporus lignosus)*	

Enfermedad (Patogenos)/ Localización anatómica	Control integrado
Llaga estrellada *(Rosellinia pepo)*, R. Bunodes	La prevención es el mejor método de control de la Rosellinia. En primer lugar debe darse al suelo y al cultivo un uso racional evitando el uso indiscriminado de correctivos, abonos y abonos químicos, de tal forma que se favorezca el equilibrio biológico. Preparar el terreno de siembra eliminando troncos o raíces que sirvan de inoculo. Arrancar las plantas enfermas y quemarlas en el sitio. En caso de presencia del patógeno, debe evitarse el contacto de las raíces de los árboles enfermos con los sanos, pues la transmisión se realiza a través del tejido vegetal de las raíces que mueren a causa de la enfermedad. Por ello deben arrancarse las raíces de los árboles muertos a causa de Rosellinia y podar las de los árboles cercanos que aún permanecen vivos. El área del foco, o superficie atacada por Rosellinia, debe ser solarizada y repicada, es decir dejar que el sol penetre. La hojarasca y el material vegetal del área del foco, deben amontonarse en el centro de ésta, de tal forma que el suelo quede expuesto a la radiación solar. En el área se aplica cal y se sembraran especies de hojas angostas menos susceptibles a la enfermedad

Fuente: Tablas 4, 6 y 9; Sena., SAC., CCC, 2010. En la ficha técnica para el manejo integrado de plagas - MIP en el cultivo de caucho natural.

ANEXO H. Tabla 5. Parámetros técnicos para la zonificación de áreas aptas para el cultivo de caucho en Colombia.

Parámetros Físicos (climáticos, edáficos y fisiográficos)	Zonas Marginales para la Heveícultura	Zonas Potencialmente Manejables	Zonas de Escape con Restricciones Menores	Zonas de Escape con Restricciones Mayores
Temperatura (°c)	<20	25-35	25	23-20
Altitud (msnm)	>1.300	<1.300	<1.300	<1.300
Humedad Relativa (%)	>80	65-80	dos meses <65	dos meses <65
Precipitación mm/año)	>5.000 o <1.500	3.000-5.000	1.500-3.000	1.500-3.000
Brillo Solar (horas/año)	<1.000	>1.000	>1.500	>1.500
Evotranspiración (mm)	>300	<100	100-300	100-300
Meses Secos (no.)	<2	de 2 a 4	4 PPP<EVP	4 PPP<EVP
Nivel Freático (cm)	100-150	>150	>150	>150
Drenaje interno	Lento a Rápido	Moderado-Rápido	Moderado-Rápido	Moderado-Rápido
Profundidad (cm)	<100	>100	>100	>100 A/B
Textura	Arenosa/Arcillosa	Franco	Franco	Franco
Estructura	Laminar	Bloques Ang. Prismat.	Bloques Ang. Prismat.	Bloques Ang. Prismat.
Pendiente	>70	50-70	50	70
Materia Orgánica (%)	<1	1 a 3	>3	>3
Acidez (pH)	>6.0	4.0 - 6-0	4.0 - 6-0	4.0 - 6-0
Pedregosidad	>39% Grava	<30% Grava	Sin Grava	Hasta 30% Grava
Estabilidad del Terreno	Bajo Riesgo	Bajo Riesgo	Muy Estable	Bajo Riesgo

Fuente: CONIF, 1996. Reunión sobre zonificación de áreas aptas para el cultivo del caucho (*Hevea*) en Colombia en Castañeda (1997).

ANEXO I. Tabla 6. Manejo químico para las enfermedades más importantes del árbol del caucho.

Enfermedad (Patogenos)/ Localización anatómica	Fungicida		Dosis	Observaciones
	Nombre tecnico (Principio activo)	Nombre comercial	g/100 Litros de agua	
Mal Suramericano de la Hoja *(Microcyclus ulei)* / Hojas	Benomil	Benlate y Benomol	50	Pulverizaciones en vivero y jardin clonal: semanales en el periodo lluvioso y quincenales en el periodo seco. En caucho adulto: pulverizaciones durante el refoliamiento despues que los foliolos alcancen la madurez.
	Carbendazin	Bavistin, delsene ó Derosal	90	
	Tiofano metilico	Cercobin	100	
	Mancozeb	Dithane, Fungineb y Manzate D	320; 6Kg/ha*	
	Triadimefon	Bayleton	15,0; 0,75 Kg/ha	
	Triadimenol	Bayfidan	7,5,0; 0,075 L/ha	
	Triforine	Saprol	28,5; 0,228 L/ha	
	Propiconazol	Tilt	7,5; 0,075 L/ha	
	Clorotalonil	Bravonil, Daconil, Funginil y Isatalonil	31,5; 0,9 Kg/ha	
	Fenarimol	Rubigan	2,4; 0,072 L/ha	
	Mancozeb +Propiconazol	Manzate ou Dithane+ Tilt	240/ 7,5	
	Mancozebe +Azoxystrobin	Manzate ou Dithane + Amistar	240/5	
	Metalaxy + Mancozeb +Propizanol	Ridomil Gold MZ + Tilt	192+12/ 7,5	
	Metalaxy + Mancozeb +Azoxystrobin	Ridomil Gold MZ + Amistar	192+12/ 5	
Hielo, pringue, quemazón, requema *(Phytophthora* spp.)/ Hojas	Metalaxil- oxido cuproso	Ridoxil	70; 0,56Kg/ ha	Pulverizaciones en vivero y jardin clonal: semanales en el periodo lluvioso y quincenales en el periodo seco. En caucho adulto: pulverizaciones durante el refoliamiento despues que los foliolos alcancen la madurez.
	Metalaxil- mancozeb	Ridomil- Mancozeb	58	
	Dodine	Venturol	71,5; 0,56 kg/ha	
	Cymoxanil- maneb-zinco	Curzate M+Zinco	1,224 Kg/ha	
	Cúpricos	**	2 Kg/ha	
	Metalaxil- mancozeb +dodine	Ridomil+ mancozeb +venturol	0,193 Kg/ ha + 0,325 Kg/ha	
	Cymoxanil- maneb zinco +dodine	Curzate+ Zinco +venturol	0,408 Kg/ ha + 0,325 Kg/ha	

Enfermedad (Patogenos)/ Localización anatómica	Fungicida		Dosis	Observaciones
	Nombre tecnico (Principio activo)	Nombre comercial	g/100 Litros de agua	
Mancha aerolada (*Thanatephorus cucumeris*)/ Hojas	Triadimenol	Bayfidan	15	Pulverizaciones en vivero y jardin clonal: semanales en el periodo lluvioso y quincenales en el periodo seco.
	Cúpricos	**	150	
Antracnosis (*Colletotrichum gloesporiodes*)/ Hojas	Cúpricos	**	150	Pulverizaciones semanales en vivero y jardin clonal, en épocas de post-injertación.
	Mancozeb+ Propiconazol	Manzate ou Dithane + Tilt	240/7,5	
	Mancozebe+ Azoxystrobin	Manzate ou Dithane + Amistar	240/5	
	Captan	Captan SC	1140	
	Clorotalonil	Daconil	150	
Costa Negra (*Phyllacora huberi*) /Hojas	Cúpricos	**	1-3Kg/ha	Pulverizaciones en vivero y jardin clonal: semanales en el periodo lluvioso y quincenales en el periodo seco
	Benomil	Benlate y Benomol	75	
Mancha de Corynespora (*Corynespora cassicola*) /Hojas	Benomil	Benlate y Benomol	75	Pulverizaciones semanales en vivero y jardin clonal

* Las dosis en Kg/ha son para caucho adulto
** Oxiclorato, Cupravit, Fungicobre 50, Cobre azul entre otros.
*** Adicionar adherente (Agral 90, Ag-bem, entre otros), en la base de 0,5 mL para cada litro de mezcla fungicida/agua
**** Bentacol 75PM, Brassicol 75PM, PCNB 75 BASF, PCNB 75% Fertiplan B, entre otros.

Fuente: Tablas 4, 6 y 9; Sena., SAC., CCC, 2010. En la ficha técnica para el manejo integrado de plagas - MIP en el cultivo de caucho natural.

ANEXO J. Tabla 7. Escalas para evaluar el nivel de infestación las principales plagas de *H. brasiliensis* y las estrategias de manejo a emplear.

Plaga	Rango	Nivel de infestación	Estrategía de manejo
Gusano Cachón (*Erinnys ello*)*	<5 larvas 5-100 larvas 100 - 300 larvas >300 larvas	Medio Alto Muy Alto Demasiado Alto	Cultural Biológico Químico
Gusano Peludo (*Premolis seirufa*)*	<5 larvas 5-100 larvas 100 - 300 larvas >300 larvas	Medio Alto Muy Alto Demasiado Alto	Cultural Biológico Químico
Hormiga arriera (*Atta* spp.)*	<5 larvas o adultos 5-100 larvas o adultos 100 - 300 larvas o adultos >300 larvas o adultos	Medio Alto Muy Alto Demasiado Alto	Cultural, Biológico Agroecológico Químico
Comején (*Heterotermes sp. y Nasutitermes* sp.)*	<5 larvas o adultos 5-100 larvas o adultos 100 - 300 larvas o adultos >300 larvas o adultos	Medio Alto Muy Alto Demasiado Alto	Cultural Químico
Chinche de encaje (*Leptopharsa heveae*)**	1-2 Insectos por foliolo 3-4 Insectos por foliolo > a 4 insectos por foliolo	Bajo Medio Alto	Biológico Biológico Químico
Ácaros (*Calacarus heveae y Teniupalpus heveae*)*	1-10 ácaros por foliolo 12-20 ácaros por foliolo 21-40 ácaros por foliolo > 40 ácaros por foliolo	Bajo Medio Alto Muy Alto	Químico Químico Químico Químico

Fuente: * Fonseca, 2001., **Fonseca, 2009.

ANEXO K. Tabla 8. Ficha técnica para la evaluación de las principales plagas de *H. brasiliensis*

Instituto amazónico de investigaciones científicas SINCHI	**Ficha para la evaluación de plagas en plantaciones de caucho** *(Hevea brasiliensis)*				
Fecha:			Evaluador:		
Municipio:			Vereda:		Finca:
Epoca	**Plaga**	**Estadio**	**Nivel infestación**	**Estrategia de manejo**	**Observaciones**

ANEXO L. Tabla 9. Manejo integrado de insectos plaga en el cultivo de caucho

Plaga animal	Control integrado
HORMIGA ARRIERA *(Atta cephalotes, Atta columbica, Atta laevigata, Atta sexdens*), orden Hymenoptera, familia Formidae. Nombre científico: *Agromyrmex octospinosus*	**o Control cultural:** Establecer cultivos trampas como la higuerilla, frijol canabalia que desvia el ataque de la plaga sobre el cultivo principal. **o Control mecánico:** Destrucción de las bocas de los hormigueros en sus primeras fases de desarrollo según el régimen lluvioso. **o Control biológico:** Uso de enemigos naturales como insectos, hongos,aves, sapos, arañas, escor-piones, lagartos, que se alimentan de las hormigas o afectan su fuente de alimentación. Uso de pro-ductos biológicos a base de entomopatógenos como Bacillus, Metarrizhium, Beaveria, entre otros. Introducir extractos de plantas como ají picante, tabaco y ajo con jabón coco. **o Control químico:** Cebos químicos (sulfluramidas y clorpirifos) para hormigueros pequeños a 5 a 10 cm de la boca o el camino. En hormigueros medios hasta 100 m2 uso de insufladora. En hormigueros mayores uso de termonebulizador. Aplicar 0.22 gr/100 litros de agua del insectisida Lakree en la boca del hormiguero.
GUSANO CACHÓN *Erinnyis ello* (L), orden Lepidoptera, familia Sphingidae.	Para fines de control, los estados más importantes son los de huevos y larvas; los principales enemigos naturales de esta plaga la atacan en estos dos estados, ya sea depredándola o parasitándola (CIAT, 1989). **o Control cultural:** Se recomienda preparar terrenos después de cosechas para enterrar algunas pupas o lograr que otras queden expuestas a los rayos solares, para ser eliminadas; la eliminación de hospederos de la plaga, mantener limpia la zona de plateo. **o Control mecánico:** Recolección y eliminación manual de huevos y la larva, eliminación manual o haciéndole inmersión en una mezcla de kerosén y agua. **o Control etológico:** Se pueden utilizar trampas de luz, para capturar los adultos nocturnos. Estas trampas se deben operar entre las 5 pm y las 10 pm de la mañana generalmente. **o Control biológico:** El control biológico del gusano cachón con predadores de huevos (parasitoides), larvas o pupas y de tres agentes patógenos que parasitan las larvas: Bacillus thuringiensis, Baculovirus erinnyis (soluciones madres del virus se colectaron en el campo larva infectadas por virus), Cordiceps sp. ó aspersiones con soluciones de ají, cebolla y ajo machacados agregándole agua y jabón. **o Control químico:** Aplicación sobre el follaje con Thruricide (500 g/ha), Carbaril, Triclorfom (Dipeterex 500 a 250 a 300 mL /ha), Monocrotofos, Diazinon, Deltamethrin (Decis 25 CE en 200mL /ha o Decis 4 UBV de 1,3 litros a 2,5 litros/ha, Fentoato, Azinfos etil, Naled o Fosfamidon, en dosis indicadas en los rótulos de los productos.
GUSANO PELUDO *(Premolis semirufa)*, Orden Lepidóptera.	En general el control es similar al del gusano cachón. El control mecánico de la plaga consiste en la destrucción (sin tocar con las manos) de las larvas y capullos encontrados en las ramas y hojas de plantas jóvenes y en el tronco, próximos a la región del panel o tazas, en cauchos adultos.
CHINCHE DE ENCAJE *(Leptopharsa heveae)* Drake & Poor, 1935, orden Hemíptera, familia Tingidae.	«o Control biológico: Se usan entomopatógenos como Sporotrix, Beauveria, entre otros. Productos biológicos sintéticos como Dipel. o Control químico: se puede realizar con productos como Monocrotofos 0,4l/ha y Diafentiuron 0,5 Kg./ha.
COMEJEN BLANCO O TERMITAS *(Heterotermes, Nasutitermes)*. Familia Termitidae.	Los «stumps» sembrados en períodos secos son frecuentemente afectados por las termitas. Para tales casos se recomienda proteger el stumps con un insecticida sistémico como: Sistemín 1 cc / litro, Dimecrón 100 SCW 0.5 litros/hectárea, aplicados sobre los nidos. La limpieza y cuidado del cultivo. Donde prevalecen condiciones precarias de carácter fisiológico o agronómico. Las plantas en vivero, plantas injertadas y siembras recién establecidas deben protegerse con aplicaciones de insecticidas dirigidas al suelo como Regen. Aplicar 0.22 gr/100 litros de agua del insectisida Lakree en las termitas.
PASADORES Y MINADORES DEL TRONCO: *Xileborus* sp. y el *Hypothenemus* spp., *Platypus* spp.	En general, estos insectos adultos, cucarrones muy pequeños de color negro, perforan la corteza, llegando al leño y sacando al exterior deyecciones cilíndricas de aserrín como síntoma característico de esta plaga. En el interior de estas galerías ponen sus huevos y desarrollan parte del ciclo de vida. Posteriormente el árbol se entristece y muere repentinamente. El control recomendado se basa en cortar, retirar y quemar las ramas y troncos con presencia del insecto y cicatrizar las heridas que se cause al leño en las podas.

Fuentes Tablas 4, 6 y 9; Sena., SAC., CCC, 2010. En la ficha técnica para el manejo integrado de plagas - MIP en el cultivo de caucho natural.

CAPÍTULO 4

El mejoramiento genético como estrategia de control de enfermedades y plagas en el cultivo del caucho *(Hevea brasiliensis)*



Armando Sterling Cuéllar[1], Jesica Andrea Fonseca Restrepo[2], Ginna Patricia Velasco Anacona[2], Julieth Andrea Zapata Ortíz[2], Diego Ferney Caicedo Rodríguez[1]

[1] Investigadores Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI Sede Florencia
[2] Co-investigador del proyecto - Convenio No. 59-2013

INTRODUCCIÓN

El mejoramiento genético comprende un conjunto de principios científicos, métodos, técnicas y estrategias aplicadas a la obtención de características genéticas deseables según objetivos previamente definidos (Borém, 1997; Levitus *et al.,* 2010). La finalidad del mejoramiento varía de acuerdo con la especie, en términos generales se busca mayor producción, capacidad de adaptación, calidad de productos y mayor resistencia o tolerancia a enfermedades e insectos-plaga (Vallejo y Estrada, 2002).

El mejoramiento genético vegetal se originó desde el inicio de la agricultura y la domesticación de las plantas (Levitus *et al.,* 2010). A principios del siglo XX se reconoció la importancia de la resistencia en el control de las enfermedades, desde entonces se han realizado esfuerzos para sembrar variedades resistentes en vez de susceptibles.., Para lograrlo se ha recurrido a los elementos básicos de mejora, constituidos por el amplio conocimiento de la acción del patógeno, los mecanismo de resistencia en las plantas y su variabilidad (Ipinza, 1991; Agrios, 2005).

El mejoramiento genético en *H. brasiliensis* (caucho natural), enfocado a la resistencia contra enfermedades y plagas, representa gran importancia principalmente en la región amazónica, de donde es originario el caucho y la mayoría de sus patógenos (Gasparotto *et al*., 1990; Gonçalves *et al.,* 1997; Pereira, 2007). Los primeros intentos por generar plantas de *H. brasiliensis* resistentes contra enfermedades, surgió en Brasil, luego del devastador resultado obtenido en plantaciones establecidas con clones provenientes de Asia, debido a que estos presentaron susceptibilidad a la enfermedad suramericana de la hoja (Compagnon, 1998).

Desde entonces Brasil ha sido pionero en los estudios de mejoramiento genético, con avances en resistencia horizontal, pretendiendo la generación de variedades vegetales con alto potencial productivo y tolerantes a enfermedades y plagas (Gasparotto *et al.,* 2012). Dentro de los avances que se tienen en cuanto a mejora, se conoce el cruzamiento de parentales con características de producción y resistencia a *P. ulei*, campos de evaluación de semillas, pruebas de resistencia con razas virulentas de *P. ulei*, evaluación de campos clonales a pequeña escala (CCPE) y a gran escala (CCGE) (Mattos, 2007).

En la región Amazónica Colombiana los clones tradicionales IAN 873, FX 3864 e IAN 710 han incrementado la susceptibilidad a las principales limitantes fitosanitarias del cultivo (Sterling *et al.,* 2009, 2010). Por lo que autores como Gonçalves *et al.* (1997), afirman que con el mejoramiento genético es posible ampliar el germoplasma de caucho y sustentar el desarrollo de planes masivos de siembra con materiales promisorios de buenas características según la región.

En el departamento del Caquetá, el Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI en alianza con la Universidad de la Amazonia y la Asociación de Reforestadores y Cultivadores de Caucho del Caquetá ASOHECA han desarrollado proyectos de mejoramiento genético, con avances en los principales limitantes fitosanitarios del cultivo de caucho (Sterling *et al.,* 2011, 2015). Sin embargo, aún se requiere mayor información sobre materiales promisorios de la región con buenas características de producción y resistencia a enfermedades y plagas.

En el presente capítulo se describen los principales avances en el uso del mejoramiento genético (nuevos materiales genéticos en campos clonales de evaluación), como una de las principales estrategias para el manejo fitosanitario de las enfermedades y plagas que afectan el cultivo del caucho en condiciones de la Amazonia colombiana: estudio de caso el departamento del Caquetá.

PROGRAMAS DE MEJORAMIENTO GENÉTICO DE CAUCHO A NIVEL MUNDIAL

Hacia las primeras décadas del siglo XX Brasil era considerado como el mayor productor de caucho natural a nivel mundial, éste era obtenido a través de árboles nativos que crecían a las orillas de la cuenca del río Amazonas (Rodríguez, 2012; Ferraz *et al.,* 2004).

Entre las especies productoras de caucho, *H. brasiliensis*, se reveló rápidamente como la mejor productora y la más apta para ser cultivada y explotada industrialmente (Rodríguez, 2012), características que años más tarde, a partir de semillas introducidas por Wickman en 1876, darían inicio a la heveicultura en países asiáticos como Malasia e Indonesia (Compagnon, 1998; Ferraz *et al.,* 2004; Martínez *et al.,* 2011).

Según Compagnon (1998), en 1914 inició la selección de material genético de *H. brasiliensis* con características sobresalientes en producción, se llevó a cabo la siembra de clones que años más tarde, al alcanzar su etapa productiva se confirmarían el potencial del cultivo. Durante éste periodo, clones provenientes de Asia destacados por su alto rendimiento, fueron establecidos en África cuyo comportamiento fue similar, y en América Latina (Brasil), donde los resultados fueron devastadores, debido a que las nuevas plantaciones fueron atacadas por el SALB (*P. ulei*) (Martínez *et al.,* 2011; Hora Junior *et al.,* 2014).

A nivel mundial, se pueden distinguir dos estrategias de mejoramiento genético de acuerdo a las necesidades del caucho en cada región: una con énfasis en la producción, adoptada en Asia y África; y otra con énfasis en producción y resistencia a enfermedades, adoptada en las regiones húmedas de la Amazonia (Gonçalves *et al*., 1997). De esta forma, existe un gran número de clones (asiáticos y americanos), disponibles para zonas específicas.

En Indonesia, en 1910 se obtuvieron los clones: Tjir 1, GT1, LCB 1329, y al mismo tiempo, en Malasia, la compañía Prang Besar originó el clon PB86, años más tarde, se obtuvo la serie de clones destacados como el PB 260, PB 235, y PB 28/59, y el Instituto de Investigaciones de Caucho de Malasia dio origen a la serie de clones RRIM (Martínez y García, 2006). En Sri Lanka el Instituto de Investigaciones de Caucho, conocido como el RRIC, ha dado origen a una importante serie de clones como el RRIC 7, RRIC 36, RRIC 45, RRIC 100, RRIC 101, entre otros (Martínez y García, 2006).

Los clones asiáticos de las series PB y RRIM, en las condiciones ambientales adecuadas, logran producir hasta 3 T/ha/año, no obstante, son susceptibles al SALB, al ser introducidos en Brasil y cultivados en las áreas húmedas de la Amazonia, se convirtieron en un declive para la industria heveícola, por lo cual, dichas plantaciones fueron desplazadas a otras regiones que cumplieran condiciones de escape al SALB, con el objeto de poder sembrar los clones asiáticos y hacer más competitivo al cultivo (Rincón, 1996).

PROGRAMAS DE MEJORAMIENTO GENÉTICO DE CAUCHO EN LATINOAMÉRICA

En Suramérica, los programas de mejoramiento genético, iniciaron en la década del 30 después de los ataques del SALB en las plantaciones de la compañía Ford en Brasil (Goncalves, 1986), se inició una colección de germoplasma de distinto origen genético y geográfico, que contó con selecciones élite procedentes del Sudeste asiático, clones amazónicos promisorios y poblaciones de semillas de *H. brasiliensis* cultivadas en la región, material que pasó a constituir la base genética para los trabajos de mejoramiento (Bonadie *et al.*, 2012).

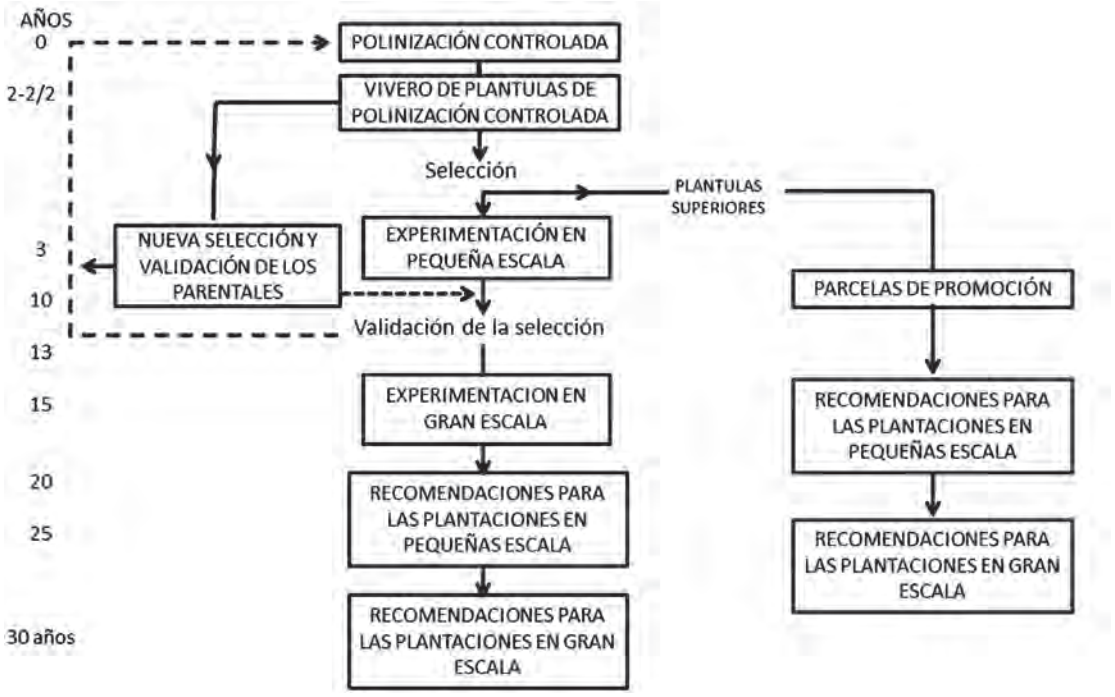
Producto de estos trabajos son las series F (Ford), FA (Ford Acre) y FB (Ford Belem), el cruce de parentales asiáticos resistentes al SALB, dio origen a una serie de clones entre los que se destacan: FX 3864, FX 16, FX 25, FX 3925, entre otros, cuya producción puede ser hasta de 1.5 T/ha/año, en plantaciones adultas y en las mejores condiciones (Martínez y García, 2006).

En 1942 aparecen los primeros clones IAN, los cuales van desde el IAN 1 hasta el IAN 8758, destacándose los clones: IAN 710, IAN 713, IAN 717 y IAN 876, en los últimos años se han evaluado los clones de la serie SIAL, producidos por el Instituto de Pesquisas Agropecuarias do Norte (Martínez y García, 2006).

Según Gonçalves *et al*. (1997) el mejoramiento genético del caucho adoptado en la región Amazónica, puede durar de 20 a 30 años y ha involucrado diferentes etapas:

1) Elección de los parentales con características deseables a través de polinización controlada para la formación de viveros de cruzamiento.
2) Los clones seleccionados en la primera etapa, se evalúan en Campos Clonales a Pequeña Escala (CCPE), después de dos años de sangría normal, con base en la producción de caucho, precocidad e incidencia de enfermedades y, si es posible, en la calidad del látex, se seleccionan los más sobresalientes.
3) Los clones seleccionados en la segunda etapa, se evalúan en Campos Clonales a Gran Escala (CCGE) establecidos en varias regiones con diferentes condiciones ambientales (Figura 4.1).

Figura 4.1. Ciclo de mejoramiento genético del caucho natural (*H. brasiliensis*) propuesto por Goncalves *et al*. (1997).



Fuente: propuesto por Goncalves *et al*. (1997).

PROGRAMAS DE MEJORAMIENTO GENÉTICO DE CAUCHO A NIVEL NACIONAL

Según la Confederación Cauchera Colombiana - CCC (2015), el país cuenta con cerca de 53,222 ha cultivadas de caucho, de la cuales, el 80% se han establecido en cuatro núcleos caucheros: Orinoquia, Magdalena medio, Antioquia-Córdoba y Caquetá (Sterling, 2015). En diferentes áreas de la Orinoquía, se han establecido campos clonales a gran escala CCGEs para evaluar materiales como: RRIM 703, PB 312, PB 314, PB 325, IRCA 41, PR 303 y PR 255 y campos experimentales establecidos por Corpoica —ahora Agrosavia— en las sedes de Carimagua, La libertad y San José del Guaviare donde se han evaluado los clones: RRIM 600, GT 1, IAN 873 PB260, FX386, IAN 710 y AVROS 2037 (Candelo *et al.,* 1997; Martínez y García, 2006).

En el departamento de Vichada, para el 2009, se estableció un CCGE en el municipio de Puerto Carreño, donde se encuentran en evaluación los clones FX 3864, IAN 710, IAN 873, RRIM 600, RRIM 703, PB 312, PB 314, PB 235, PR 303, PR 255 y IRCA 41, en ésta investigación, Vélez- Sánchez y Nieto- Rodríguez (2013) evaluaron el desempeño agronómico de los once clones a 12 meses y 36 meses de plantación, bajo las condiciones de suelo y clima presentes en la región, encontrando que los clones que presentaron el mejor comportamiento fueron IAN 710 y FX 3864. En el Magdalena Medio, para el 2010, se evaluaron 10 clones con características sobresalientes de

producción (RRIM 600, RRIM 703, PB 235, PB 260, PB 314, PB 217, RRIC 110 FX 3864 IAN 873 y IAN 710), donde los clones brasileros junto con PB 260 y PB 314 presentaron mejor comportamiento agronómico, lo cual los hace promisorios para siembras en zonas de no escape a *P. ulei* (Bonadie *et al.,* 2012).

En cuanto a la evaluación de incidencia y severidad de las diferentes enfermedades foliares, se corroboró que entre los principales agentes que hacen presencia en el cultivo fueron *Colletotrichum* sp. y *P. ulei* presentándose un ataque más severo en los clones RRIM 703 y FX 3864 (Bonadie *et al.,* 2012).

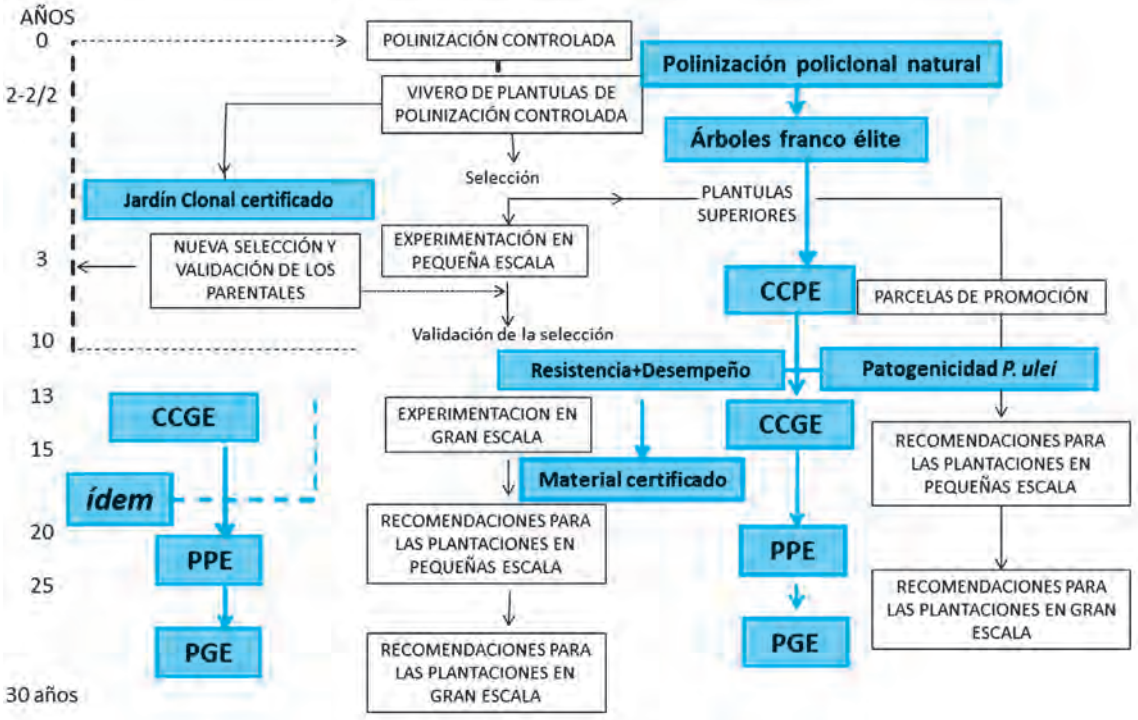
PROGRAMAS DE MEJORAMIENTO GENÉTICO DE CAUCHO A NIVEL REGIONAL

De los cultivares de caucho ya establecidos en la Amazonia colombiana, los clones introducidos IAN 873, IAN 710 y FX 3864 presentaron una reducción en su desempeño en etapa improductiva (Sterling y Correa, 2010), y un incrementado en la susceptibilidad al SALB (Sterling *et al.,* 2009, 2010a, b). Esta situación puso en riesgo el desarrollo de nuevas plantaciones de caucho en la región, debido a la poca variabilidad en su base genética y a la pérdida de resistencia al hongo *P. ulei* (Sterling *et al.,* 2010a, b). En respuesta a lo anterior, en el departamento del Caquetá, siendo la región con mayor área en producción de caucho en Colombia (CCC, 2015), organizaciones como el Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI en convenio con la Universidad de la Amazonia y ASOHECA, emprendieron en 2008 el primer programa de mejoramiento genético de la especie *H. brasiliensis* a partir del rescate del germoplasma local procedente de árboles élite francos, obtenidos por polinización cruzada natural (origen sexual) en fincas de productores (Sterling y Rodríguez, 2011).

Resultado de esta investigación pionera en el país, se seleccionaron los 10 mejores genotipos de caucho designados como nuevos clones de la serie ECC (Élite Caquetá Colombia), luego de ser evaluados en función de su tolerancia a plagas y enfermedades, resistencia a *P. ulei,* desempeño agronómico, comportamiento nutricional y producción en microsangría. Estos materiales así mismo fueron caracterizados mediante descriptores morfológicos y moleculares tipo microsatélites (Sterling y Rodríguez, 2011, Sterling *et al.* 2011).

Los 10 genotipos seleccionados (E70, E1, E11, E25, E32, E59, E66, E88, E2 y E19), representan una base genética promisoria para la región y el insumo fundamental para continuar con la segunda fase, los campos clonales a gran escala, representado por materiales autóctonos con alto potencial para la Amazonia colombiana (Sterling y Rodríguez, 2011). De igual forma, también en 2008 se inició un programa de investigación basado en la evaluación a gran escala (desempeño agronómico, calidad de copa, deficiencias nutricionales, análisis foliar, comportamiento fitosanitario y resistencia frente a inóculo natural de *P. ulei*), y selección preliminar en periodo improductivo de nuevos clones introducidos al país, clones que venían de condiciones edafoclimáticas diferentes a las de la región y que ya habían superados etapas iniciales de evaluación en sus países de origen (Sterling y Rodríguez, 2012). Sin embargo, para realizar cualquier recomendación final al productor de acuerdo con el ciclo de mejoramiento genético de caucho (Figura 4.2), las evaluaciones de estos clones se deben llevar hasta la etapa de producción (Gonçalves *et al.,* 1997; Sterling y Rodríguez, 2012).

Figura 4.2. Ciclo de mejoramiento genético del caucho natural (*H. brasiliensis*) adaptado de Goncalves *et al*. (1997), perspectivas para la Amazonia colombiana.



PRINCIPALES AVANCES EN MEJORAMIENTO GENÉTICO DEL CAUCHO, ESTUDIO DE CASO: DEPARTAMENTO DEL CAQUETÁ, AMAZONIA COLOMBIANA.

En el departamento del Caquetá, el Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI en convenio con la Gobernación del Caquetá y en alianza con la Universidad de la Amazonia y la Asociación de Reforestadores y Cultivadores de Caucho del Caquetá ASOHECA, vienen desarrollando el proyecto denominado "Ampliación de la base genética de caucho natural, en el Caquetá, Amazonia", a partir del cual se plantearon los siguientes objetivos de investigación:

Objetivo 1: Evaluar y seleccionar los mejores clones de caucho en Campo Clonal a Gran Escala (CCGE) con características sobresalientes en desempeño, producción temprana y **tolerantes a los principales limitantes fitosanitarios.**

Objetivo 2: Determinar los mejores genotipos élites Caquetenses de caucho en Campo Clonal a Gran Escala (CCGE), mediante el uso de indicadores agronómicos, productivos (precocidad) y **fitosanitarios.**
Objetivo 3: Evaluar y seleccionar nuevas progenies élite Caquetense de origen franco en Campo Clonal a Pequeña Escala (CCPE), mediante el uso de indicadores agronómicos, productivos (microsangría) y **fitosanitarios.**

En este sentido, y en el marco del desarrollo de esta investigación se presentan a continuación los resultados preliminares, que demuestran como el uso del mejoramiento genético representa una de las principales estrategias para el manejo de las principales enfermedades y plagas del cultivo del caucho con perspectiva de uso no sólo regional sino también para el resto del país.

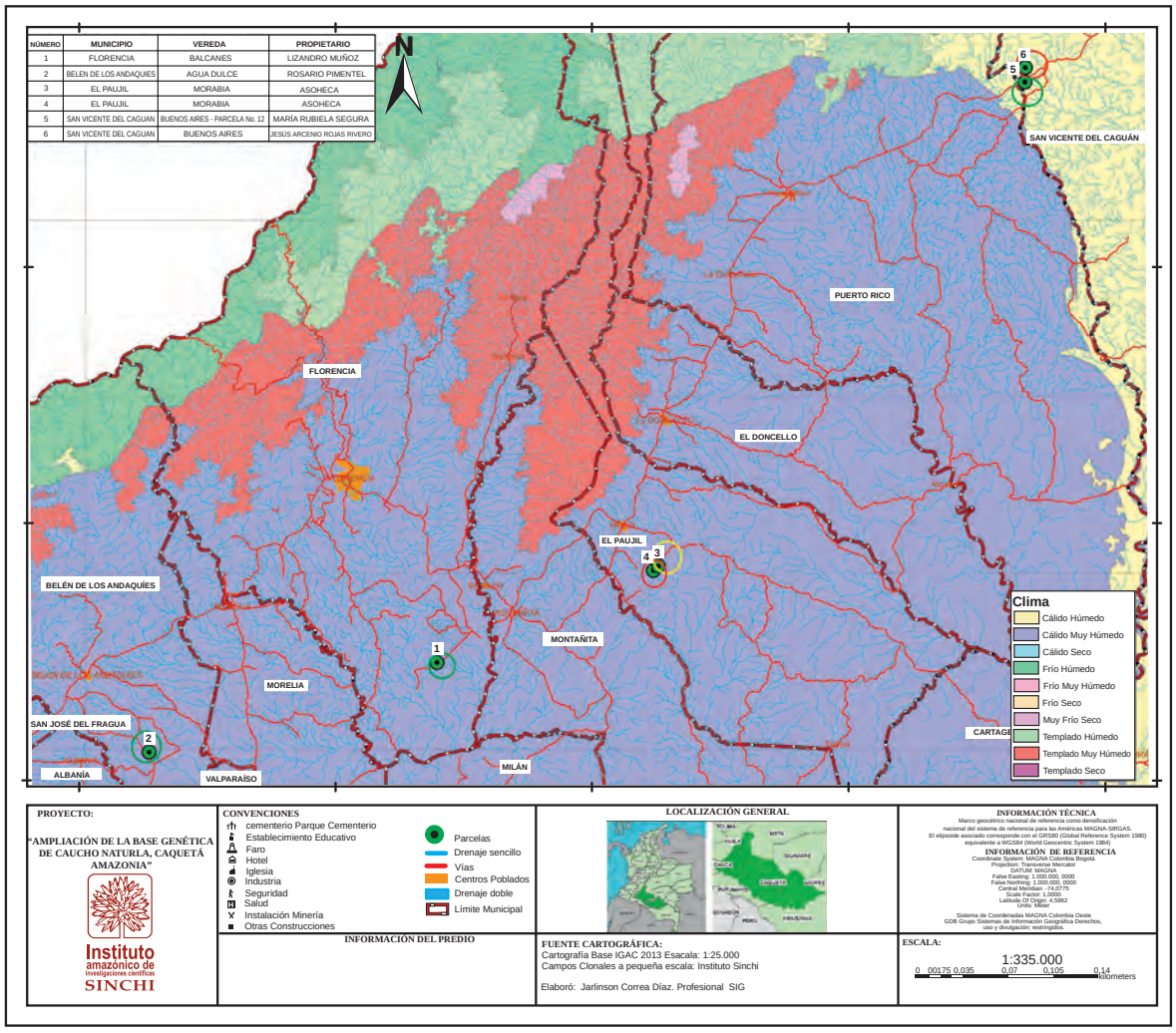
DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO

El departamento del Caquetá se localiza al Sur de Colombia, sobre la margen izquierda del río Caquetá, el cual lo limita al Sur, para separarlo de los departamentos de Putumayo y Amazonas. Al Norte limita con los departamentos de Meta y Guaviare, al Oriente con los departamentos de Vaupés y Amazonas y por el Occidente limita con los departamentos de Cauca y Huila (Díazgranados, 1993). Según los reportes del IDEAM, las precipitaciones en el departamento del Caquetá están entre los 3000 y los 4000 mm anuales, para una franja debajo de los 300 m. La temperatura media anual es de 25.2°C, con una tendencia monomodal a lo largo del año, evidenciando un clima cálido, en la figura 4.3 se observa el mapa de clima para la zona nororiental del departamento del Caquetá.

La evaluación de los diferentes clones de caucho se realizó entre diciembre de 2016 y diciembre de 2017 en: (a) tres Campos Clonales a Gran Escala (CCGE) establecidos en agosto de 2009; y (b) dos Campos Clonales a Gran Escala y un Campo Clonal a Pequeña Escala (CCPE), establecidos en junio de 2016. Los CCGEs establecidos en 2009 se encuentran ubicados en el municipio de Florencia (vereda Balcanes, con coordenadas 01°37'03" N y 75°37'03" W), Belén (vereda Agua Dulce, con coordenadas 1°25´28´´ N y 75°52´11" W) y San Vicente del Caguán (vereda Buenos Aires, con coordenadas 02° 02' 40.8" N y 74° 55' 11.7" W).

Los CCGEs establecidos en 2016 se encuentran localizados en los municipios de El Paujil (vereda Moravia, con coordenadas 01°31'38.46" N y 75°17'32.59" W), y San Vicente del Caguán (con coordenadas 02°01'42.62" N y 74°54'38.95" W). El CCPE está localizado en el municipio de El Paujil, (vereda Moravia, con coordenadas 01°30'55.31" N y 75°17'38.20" W) (Figura 4.3).

Figura 4.3. Mapa del clima de la zona nororiental del departamento del Caquetá (Colombia). Localización de los campos clonales a gran escala CCGEs (círculos verdes) establecidos en 2009. CCGEs (círculos rojos) y CCPE (circulo naranja) establecidos en 2016.

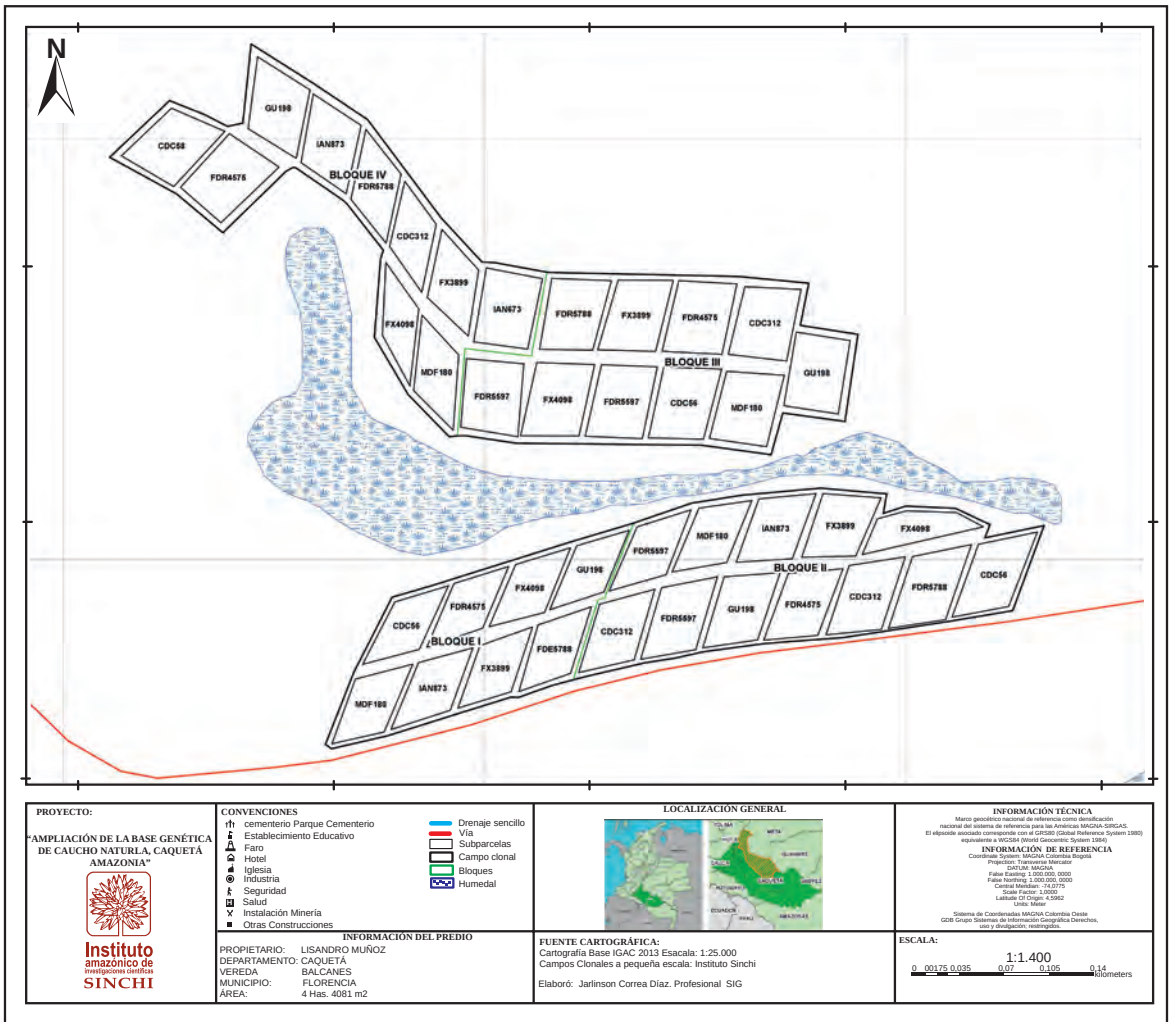


Fuente: I. SINCHI

Material vegetal y diseño experimental

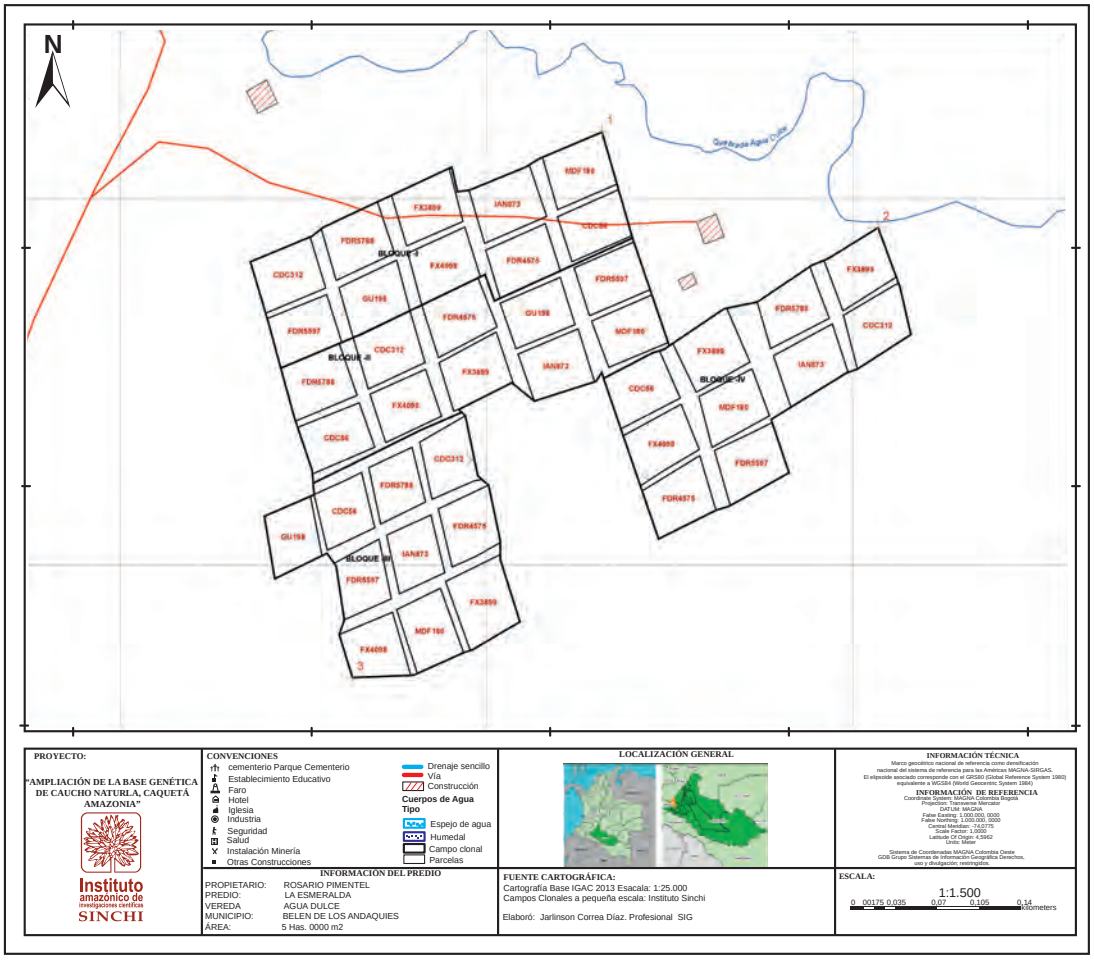
El material vegetal empleado en el CCGE del objetivo 1, correspondió a nueve clones de caucho introducidos: FDR 4575, FDR 5597, FDR 5788, MDF 180, CDC 56, CDC 312, GU 198, FX3899 P1, FX 4098 y el clon testigo IAN 873. Cada CCGE correspondió a un diseño de bloques completos al azar, dividido en cuatro bloques, con 10 tratamientos (clones) y 60 plantas por clon para un total de 600 plantas por bloque. Los árboles de caucho se encontraban establecidos en surcos sencillos con una distancia de siembra de 7.0 x 3.0 m (Figuras 4.4, 4.5, 4.6).

Figura 4.4. Campo Clonal a Gran Escala (CCGE), diseño de bloques completos al azar. Municipio de Florencia, Caquetá.



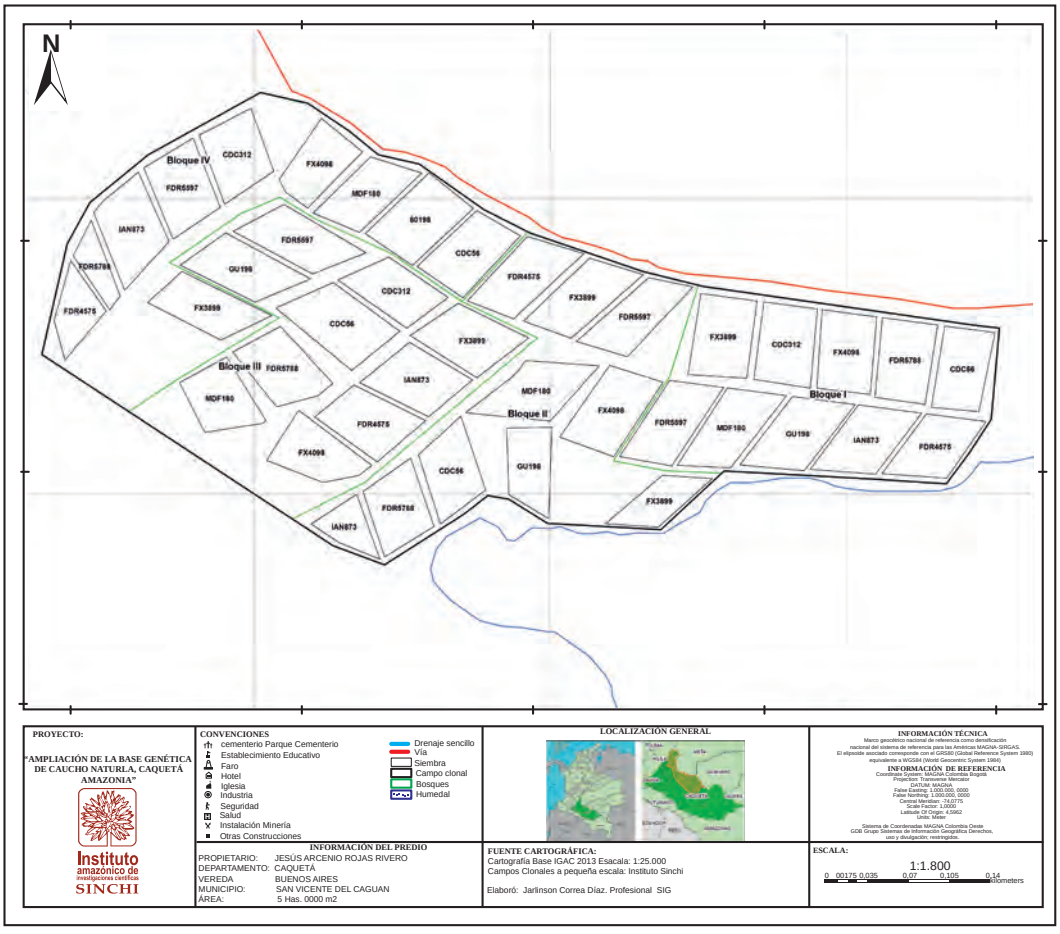
Fuente: Elaboración propia.

Figura 4.5. Campo Clonal a Gran Escala (CCGE), diseño de bloques completos al azar. Municipio de Belén de los Andaquíes, Caquetá.



Fuente: Elaboración propia.

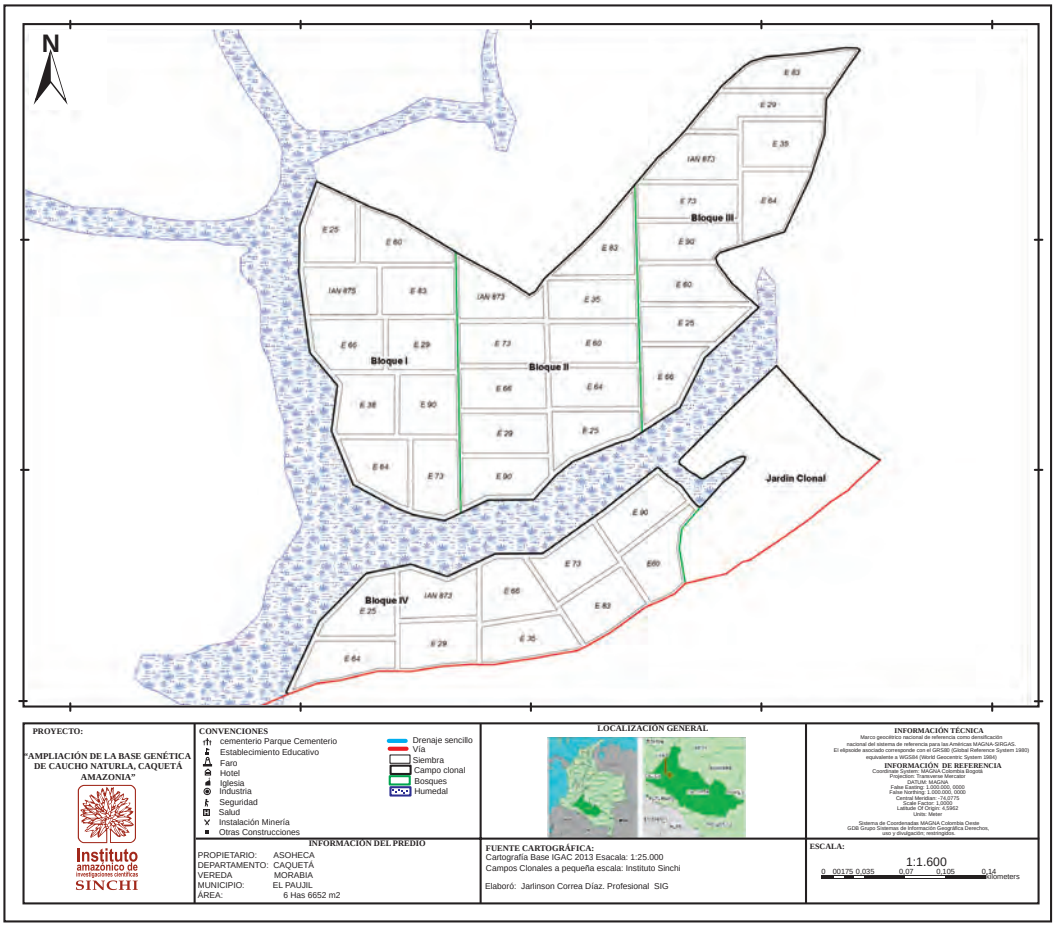
Figura 4.6. Campo Clonal a Gran Escala, diseño de bloques completos al azar. Municipio de San Vicente del Caguán, Caquetá.



Fuente: Elaboración propia.

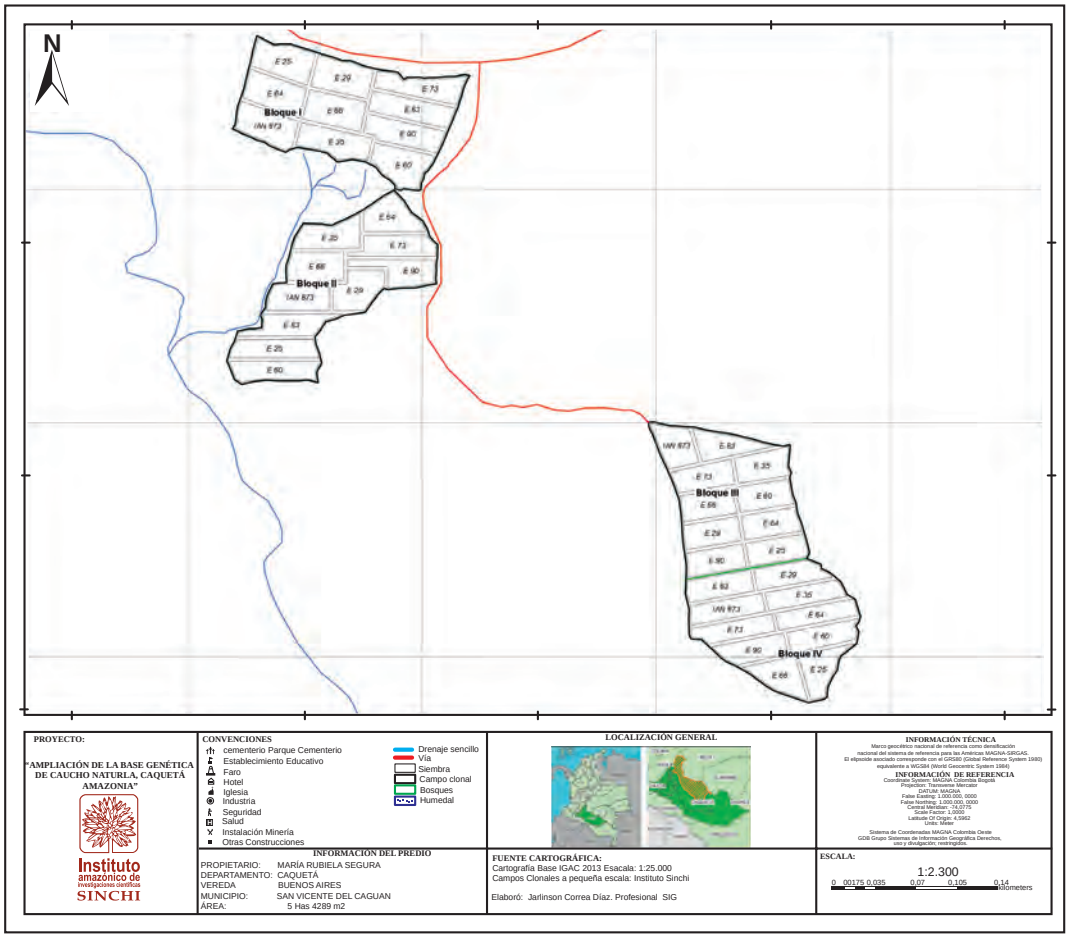
El material vegetal establecido en los dos CCGEs del objetivo 2, correspondió a nueve genotipos élite caquetenses de origen franco (E25, E29, E35, E60, E64, E66, E73, E83, E90) y el clon testigo IAN 873 (Sterling y Rodríguez, 2011). Cada CCGE siguió el mismo diseño experimental del objetivo 1 (Figuras 4.7 y 4.8). El material vegetal establecido en CCPE del objetivo 3, correspondió a 99 progenies élite caquetenses de origen franco clonadas mediante injertación y el clon testigo IAN 873 (Sterling y Rodríguez 2017). El experimento siguió el mismo tipo de diseño que los objetivos 1 y 2, con la diferencia que se utilizaron 100 tratamientos (99 progenies clonadas y el testigo) y 12 plantas por tratamiento para un total de 1200 plantas por bloque (Figura 4.9).

Figura 4.7. Campo Clonal a Gran Escala (CCGE), municipio de El Paujil, Caquetá.



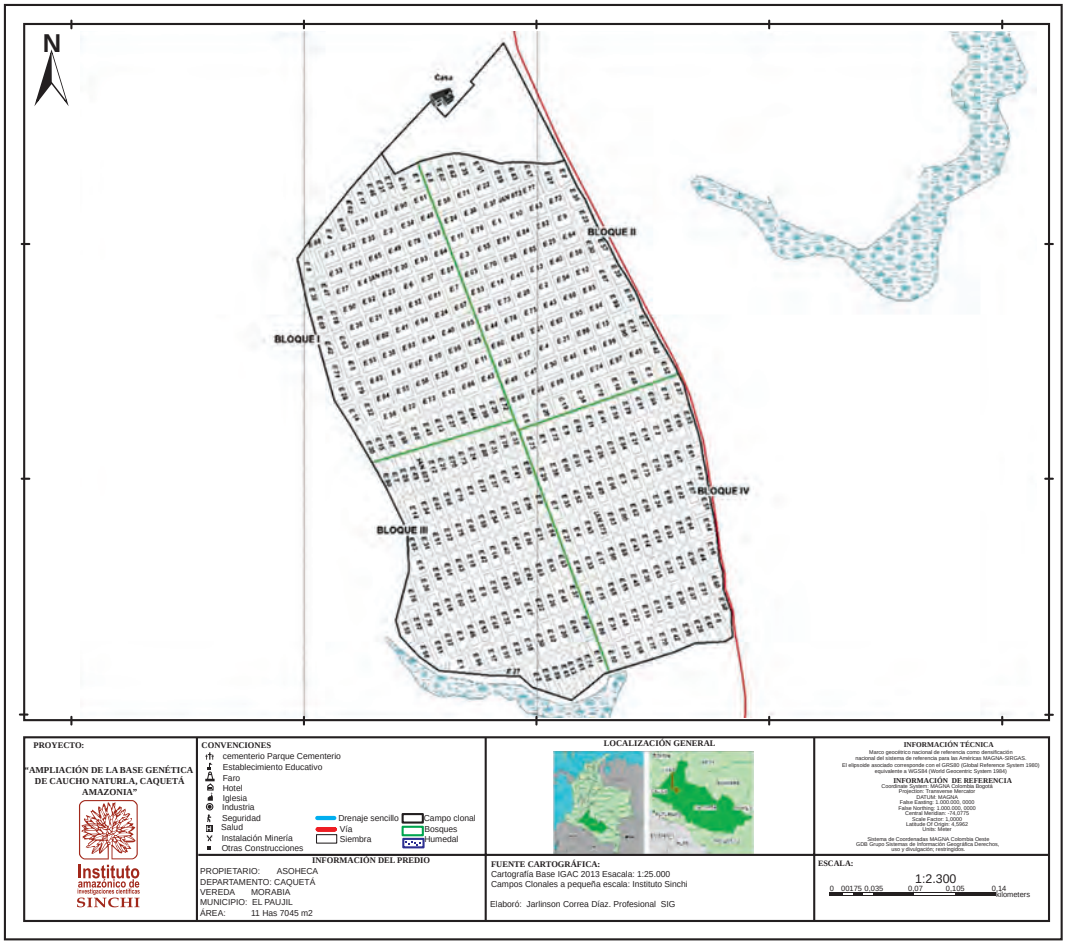
Fuente: Elaboración propia.

Figura 4.8. Campo Clonal a Gran Escala (CCGE), municipio de San Vicente del Caguán, Caquetá.



Fuente: Elaboración propia.

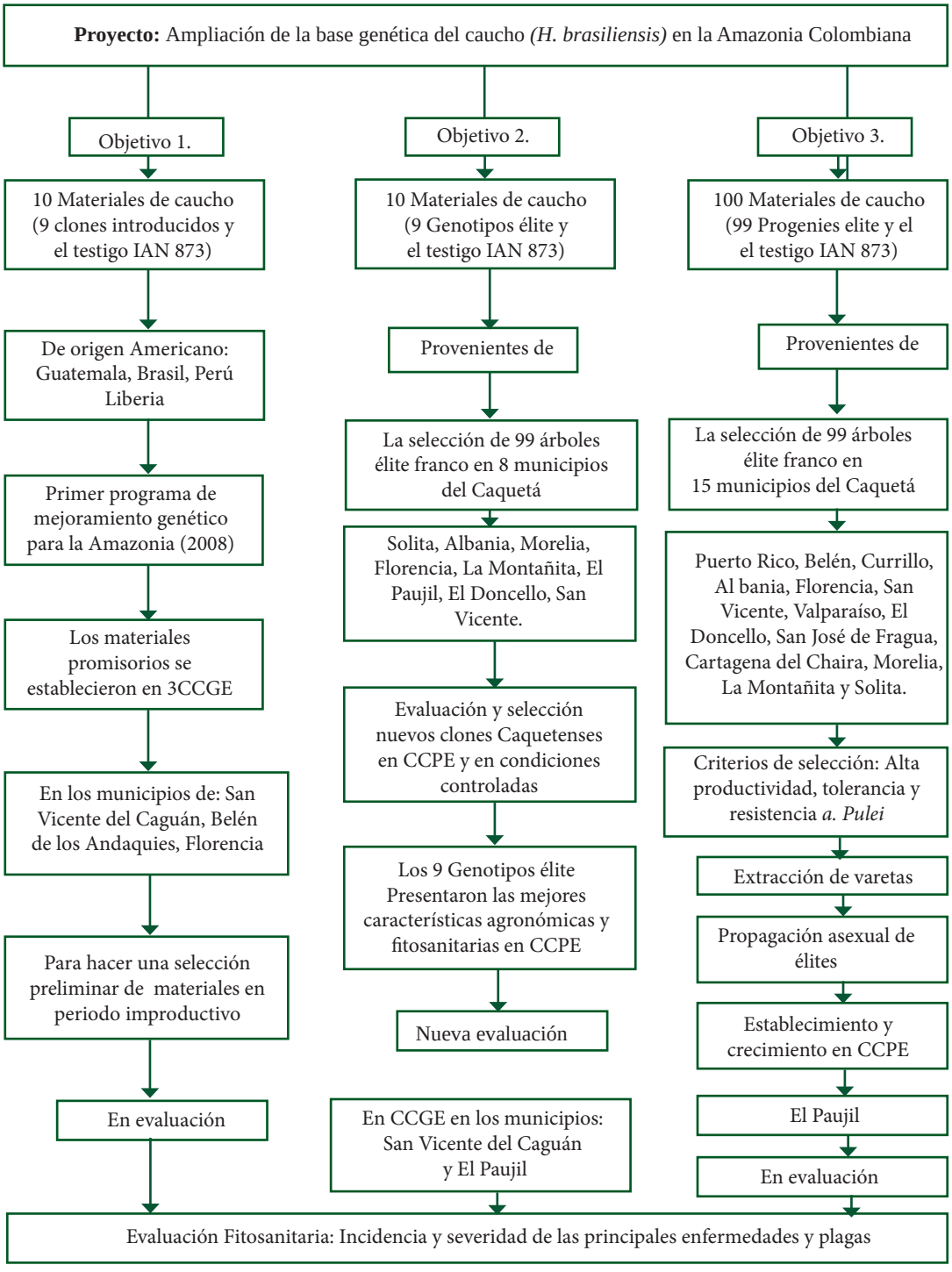
Figura 4.9. Campo Clonal a Pequeña Escala (CCPE), municipios de El Paujil, Caquetá.



Fuente: Elaboración propia.

Esquema del procedimiento experimental

Figura 4.10. Esquema de investigación desarrollado en el proyecto: Ampliación de la base genética de caucho natural, Caquetá, Amazonia.



Fuente: Elaboración propia.

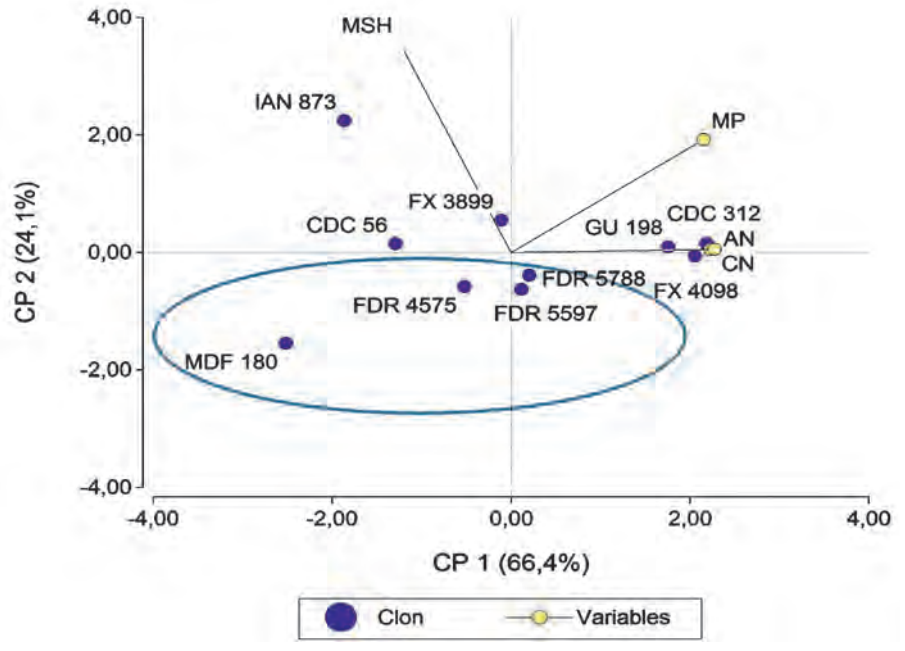
TOLERANCIA DE LOS MATERIALES GENÉTICOS A LAS PRINCIPALES PLAGAS Y ENFERMEDADES DEL CAUCHO

En los campos clonales de caucho se registraron las siguientes enfermedades: Antracnosis (AN) (*Colletotrichum gloesporioides* y *Colletotrichum acutatum*), Mal suramericano de las hojas (MSH) (*Pseudocercospora ulei*), Costra Negra (CN) (*Phyllachora huberi y Rosenscheldiella* sp), Mancha de Perdigón (MP) (*Drechslera heveae*), y Mancha Aerolada (MAE) (*Rhizoctonia solani*). En cuanto a plagas se registraron: Gusano Cachón (GC) (*Erinnyis ello*), Hormiga Arriera (H) (*Atta* spp.), Chinche de Encaje (CH) (*Leptopharsa heveae*), y Gusano peludo (GP) (*Premolis semirufa*). El estudio de las variables fitosanitarias: incidencia y severidad para enfermedades, e incidencia y abundancia para plagas, permitió evidenciar de manera preliminar los materiales con mejor comportamiento fitosanitario.

Principales enfermedades evaluadas en 10 clones de caucho (9 introducidos y el testigo IAN 873)

En los tres CCGEs se reportaron cuatro enfermedades: Antracnosis (AN), Costra Negra (CN), Mal Suramericano de la Hoja (MSH) y Mancha de Perdigón (MP). Un Análisis de Componentes Principales (ACP) permitió identificar la mayor incidencia de las enfermedades AN y CN en los clones CDC312, FX 4098 y GU 198 (Figura 4.11).

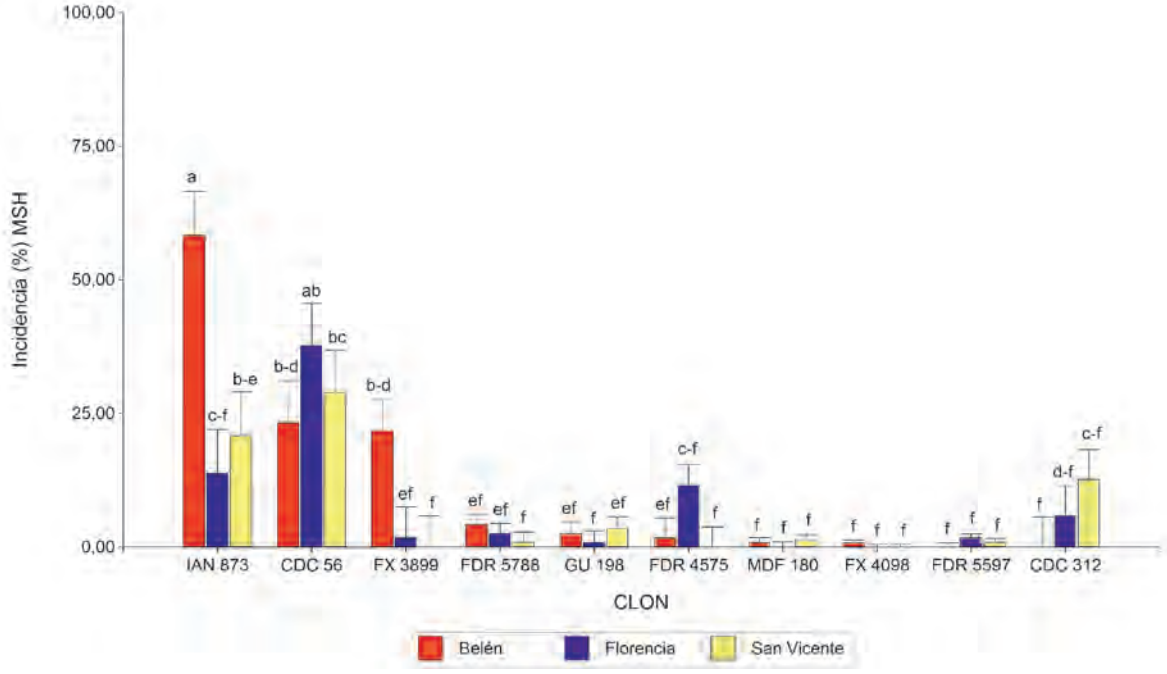
Figura 4.11. Análisis de componentes principales (gráfico biplot) para la incidencia (%) de cuatro enfermedades presentes en 9 clones introducidos y el testigo IAN 873 en CCGE en Caquetá. AN: Antracnosis, CN: Costra Negra, MSH: Mal Suramericano de la Hoja, MP, Mancha de Perdigón. En círculo azul se resaltan los materiales más tolerantes.



Fuente: Elaboración propia.

En cuanto a MSH se registró la mayor incidencia en los clones IAN 873 y FX 3899 P1. Los clones de la serie FDR y el MDF 180 fueron los menos afectados (Figura 4.11). A nivel de localidades, el municipio de Belén de los Andaquíes presentó la mayor incidencia de MSH, mientras que en San Vicente del Caguán se evidenciaron los valores más bajos (Figura 4.12).

Figura 4.12. Medias de la incidencia (%) del Mal Suramericano de la Hoja (MSH) en 10 clones de caucho presentes en tres localidades de Caquetá, Colombia.



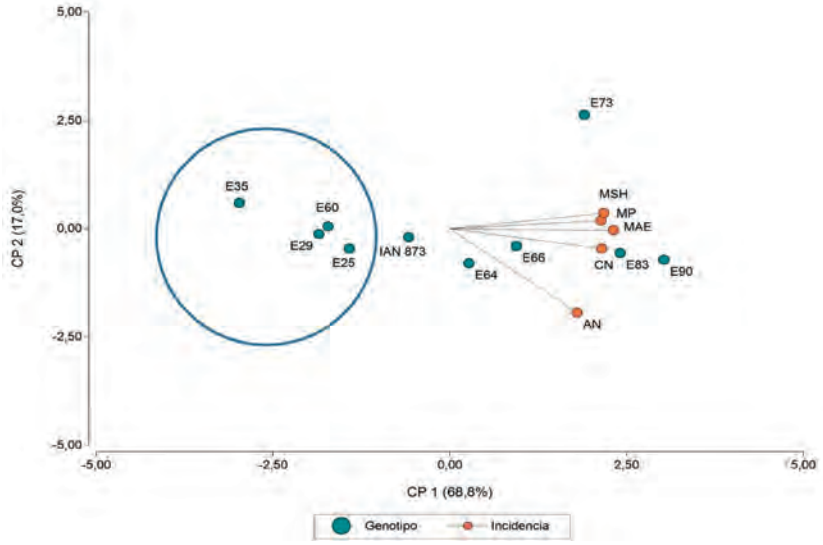
Fuente: Elaboración propia.

Principales enfermedades evaluadas en 9 genotipos élite y el testigo IAN 873

En los dos CCGEs se reportaron cinco enfermedades: Antracnosis (AN), Costra Negra (CN), Mal Suramericano de la Hoja (MSH), Mancha de Perdigón (MP) y Mancha Aerolada (MAE). Un ACP, permitió evidenciar en el municipio de El Paujil la mayor incidencia de las enfermedades MSH, MP y MAE, principalmente en los genotipos E83 y E90, mientras que en los genotipos E35, E60 y E29 se observó la menor incidencia de estos problemas fitosanitarios (Figura 4.13).

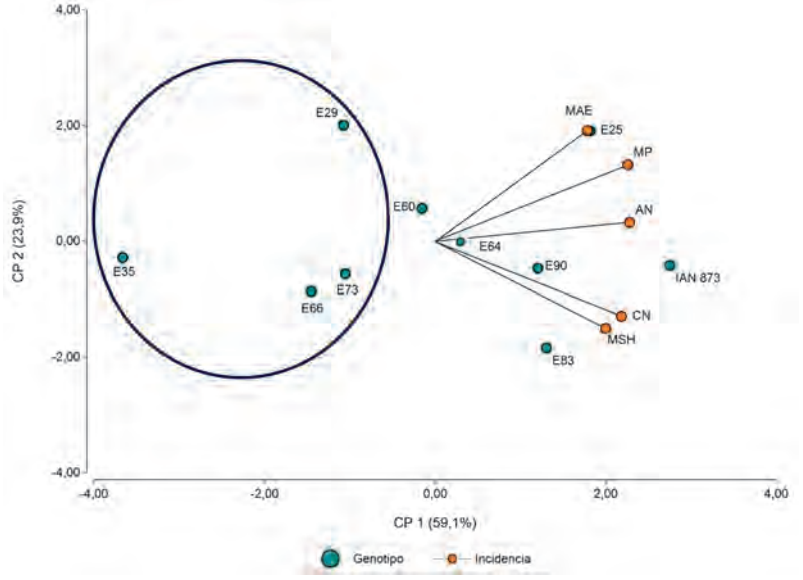
En el municipio de San Vicente del Caguán se observó la mayor incidencia de AN y CN principalmente en el clon IAN 873. MAE y MP asociada al genotipo E25, y MSH al genotipo E83. Los genotipos E35, E66, E79 y E63 fueron los más tolerante a estos problemas fitosanitarios (Figura 4.14).

Figura 4.13. Análisis de componentes principales (gráfico biplot) para la incidencia (%) de cinco enfermedades en 9 genotipos élite y el testigo IAN 873 en CCGE en El Paujil, Caquetá. AN: Antracnosis, CN: Costra Negra, MSH: Mal Suramericano de la Hoja, MAE: Mancha Aerolada, MP: Mancha de perdigón. En círculo azul se resaltan los materiales más tolerantes.



Fuente: Elaboración propia.

Figura 4.14. Análisis de componentes principales (gráfico biplot) para la incidencia (%) de cinco enfermedades en 9 genotipos élite y el testigo IAN 873 en CCGE en San Vicente del Caguán, Caquetá. AN: Antracnosis, CN: Costra Negra, MSH: Mal Suramericano de la Hoja, MAE: Mancha Aerolada, MP: Mancha de perdigon. En círculo azul se resaltan los materiales más tolerantes.



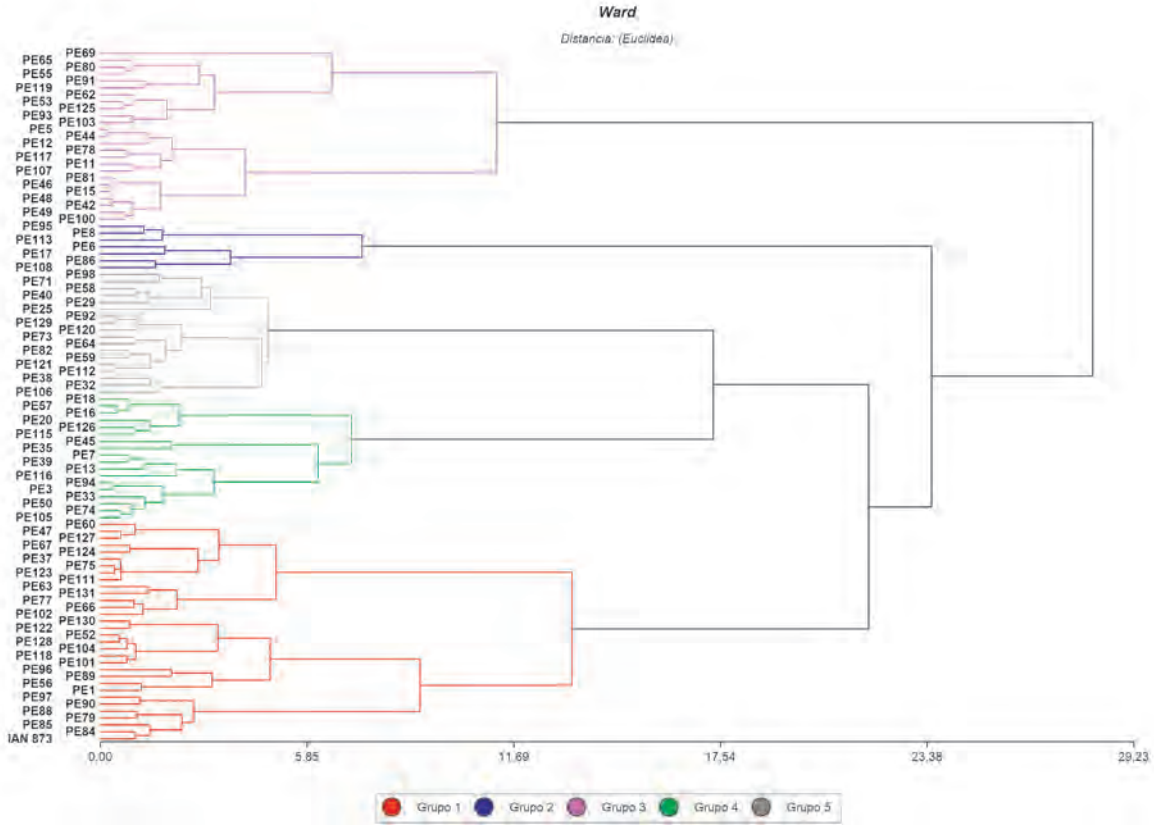
Fuente: Elaboración propia.

Principales enfermedades evaluadas en 99 progenies élite y el testigo IAN 873

En el CCPE se reportaron cinco enfermedades: Antracnosis (AN), Costra Negra (CN), Mal Suramericano de la Hoja (MSH), Mancha de Perdigón (MP) y Mancha Aerolada (MAE).

Un análisis de conglomerados con árbol de similaridad (Figura 4.15) acompañado de un análisis de varianza, permitió reconocer y diferenciar cinco grupos de genotipos (progenies élite clonadas) En el grupo 1, se encontraron los 32 genotipos más tolerantes (ausencia las enfermedades). En el grupo 2, siete genotipos con tolerancia intermedia (mínima incidencia). En el grupo 3, los 25 genotipos con mayor incidencia de MSH y AN. En el grupo 4, los 18 genotipos más afectados por MP y en el grupo 5, los 18 genotipos restantes más afectados con MAE y CN.

Figura 4.15. Dendrograma resultante del análisis de conglomerados (método de Ward y distancia Euclidea) con cinco enfermedades foliares en 100 genotipos evaluados en CCPE en Caquetá. SE: sin presencia o mínima presencia de la enfermedad (< 1%). En paréntesis se registra el número de genotipos seguido del tipo de enfermedad.

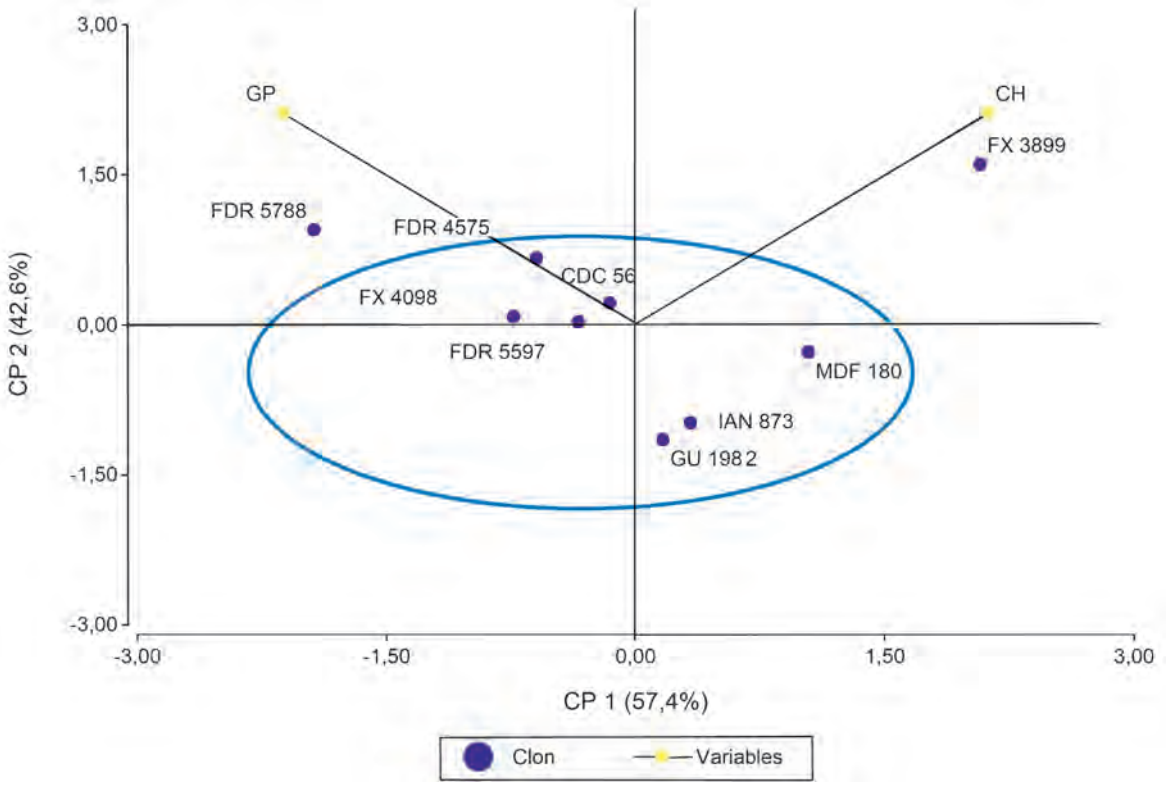


Fuente: Elaboración propia.

Principales plagas evaluadas en 10 clones (9 introducidos y el testigo IAN 873)

En los tres CCGEs se registraron dos insectos plaga: Gusano Peludo (GP) y Chinche de Encaje (CH). Un ACP permitió identificar la mayor incidencia de GP en el clon FDR 5788, y de CH en el clon FX 3899 P1. Los clones restantes presentaron mayor tolerancia a estas plagas (Figura 4.16).

Figura 4.16. Análisis de componentes principales (gráfico biplot) para la incidencia (%) de dos insectos plaga en 9 clones introducidos y el testigo IAN 873 en CCGE en Caquetá. GP: Gusano Peludo, CH: Chinche de eEcaje. En círculo azul se resaltan los materiales más tolerantes.



Fuente: Elaboración propia.

Principales plagas evaluadas en 9 genotipos élite y el testigo IAN 873

En los dos CCGEs se registraron tres insectos plaga: Gusano Cachón (GC), Chinche de Encaje (CH) y Hormiga Arriera (H). Según la tabla 4.1, la hormiga arriera fue la plaga más ocurrente principalmente en El Paujil y en los genotipos E90 y E83. Sin embargo, cabe resaltar que esta infestación fue muy baja, con medias de incidencia inferiores al 5%.

Tabla 4.1. Medias de la incidencia (%) de los insectos plagas CH, GC y H en 9 genotipos élites de caucho y el testigo IAN 873 en dos localidades de Caquetá (Colombia). En círculo rojo los valores más altos de incidencia.

Factor	Nivel	Variables		
		CH	GC	H
Localidad	El Paujil	0,00 ± 0,06	0,08 ± 0,10	2,08 ± 0,34
	San Vicente	0,08 ± 0,06	0,17 ± 0,10	0,25 ± 0,34
Genotipo	E35	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	0,00 ± 0,75
	E60	0,00 ± 0,13	0,83 ± 0,23	0,83 ± 0,75
	E66	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	2,08 ± 0,75
	E64	0,00 ± 0,13	0,42 ± 0,23	0,00 ± 0,75
	E90	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	2,50 ± 0,75
	E83	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	2,50 ± 0,75
	E73	0,42 ± 0,13	0,00 ± 0,23	0,83 ± 0,75
	E25	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	0,83 ± 0,75
	E29	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	0,83 ± 0,75
	IAN 873	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	1,25 ± 0,75

* Error estándar

CH: Chinche de encaje; GC: Gusano cachón; H: Hormiga arriera

Fuente: Elaboración propia.

Principales plagas evaluadas en 99 progenies élite y el testigo IAN 873

En el CCPE se registraron tres insectos plaga: Gusano Cachón (GC), Chinche de Encaje (CH) y Hormiga Arriera (H). Un análisis de conglomerados permitió generar cinco grupos de materiales y un análisis de varianza comparar los grupos obtenidos (Tabla 4.2). En el grupo 1 se presentaron los materiales más tolerantes (ausencia de las plagas). En el grupo 2, los genotipos con mayor incidencia de H (3,77%). En el grupo, los genotipos con mayor incidencia de CH (4,47%), y en el grupo 4, los materiales con más presencia de GC (3,57%).

Tabla 4.2. Medias de la incidencia (%) de tres insectos plaga en cuatro grupos de genotipos (99 progenies élite clonadas y el clon testigo IAN 873) en un CCPE, en el municipio de El Paujil, Caquetá.

Localidad	El Paujil San Vicente	0,00 ± 0,06 0,08 ± 0,06	0,08 ± 0,10 0,17 ± 0,10	2,08 ± 0,34 0,25 ± 0,34
Genotipo	E35	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	0,00 ± 0,75
	E60	0,00 ± 0,13	0,83 ± 0,23	0,83 ± 0,75
	E66	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	2,08 ± 0,75
	E64	0,00 ± 0,13	0,42 ± 0,23	0,00 ± 0,75
	E90	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	2,50 ± 0,75
	E83	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	2,50 ± 0,75
	E73	0,42 ± 0,13	0,00 ± 0,23	0,83 ± 0,75
	E25	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	0,83 ± 0,75
	E29	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	0,83 ± 0,75
	IAN 873	0,00 ± 0,13	0,00 ± 0,23	1,25 ± 0,75

* Error estándar
CH: Chinche de encaje; GC: Gusano cachón; H: Hormiga arriera.

Fuente: Elaboración propia.

REACCIÓN AL MAL SURAMERICANO DE LAS HOJAS EN LABORATORIO

Con el fin de ampliar la información sobre la interacción de la planta de caucho con el patógeno *P. ulei,* en el laboratorio de Fitopatología del Instituto SINCHI en Florencia - Caquetá, se estudió de manera preliminar la reacción de los 10 clones introducidos que poseen el mayor tiempo de establecimiento en CCGE, y de los cuales se tiene mayor información de su reacción natural a *P. ulei* en condiciones de Caquetá (Sterling y Rodríguez, 2012, 2016).

Manejo microbiológico del hongo *P. ulei*

El manejo microbiológico del hongo se realizó en el Laboratorio de Fitopatología del Instituto SINCHI a partir de un banco de aislamientos crecidos y conservados en medio de cultivo de crecimiento (MC) a 24 °C (Junqueira *et al.,* 1984) y esporulados en medio M4 (papa dextrosa agar – PDA) con un fotoperíodo de 12/12 h (Mattos, 1999).

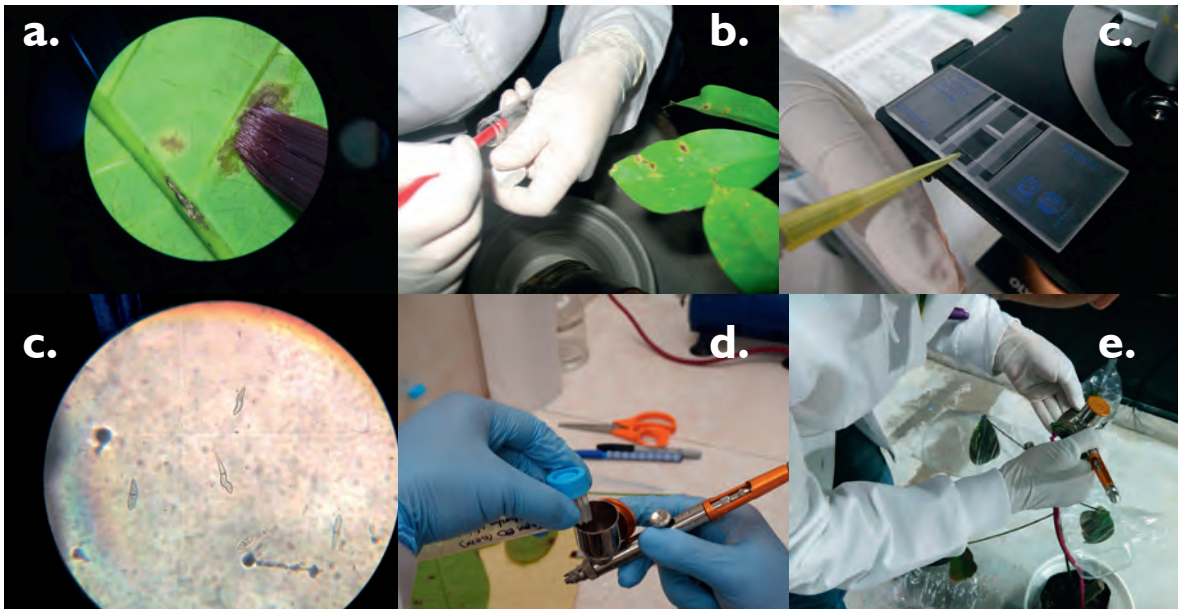
Pruebas de patogenicidad

Las pruebas de patogenicidad o infección se realizaron en plántulas con dos pisos foliares en foliolos en estadio B_2. Se utilizó una suspensión de 2 x 10^5 conidios/mL, la cual se aplicó con un aerógrafo con una presión de 4.5 Pa. Se controló la temperatura (23 ^{0}C), humedad relativa (>90%) y la luz (fotoperíodo 12/12 h). Los registros dentro del laboratorio se tomaron a los 12 días después de la inoculación (Figura 4.17).

Se realizó también a los 30 y 45 días después de la inoculación, el seguimiento de las hojas infectadas fuera del laboratorio en un vivero con polisombra al 50% con el fin de evaluar el crecimiento de la fase sexual del hongo, fenómeno que se expresa en mayor grado cuando el material tiene poca resistencia a la enfermedad. En laboratorio se registraron las variables: Intensidad de Ataque (IA, rango: 0

a 4) (Chee,1976), Intensidad de Esporulación (IE, rango de 0 a 6) (Mattos *et al*., 2003), Diámetro de la lesión (DL en mm) y Frecuencia de infección (FI, número de lesiones por foliolo) (Sterling y Melgarejo, 2014). En el vivero se registró la Densidad Estromática (DE, rango: 0 a 4) Mattos *et al.,* 2005).

Figura 4.17. Pruebas de infección en condiciones controladas. **a.** Toma de conidios directamente del foliolo infectado. **b.** Conidios en solución Tween 80 (0,05%). **c.** Carga de la solución de conidios en cámara Neubauer. **d.** Conteo de conidios bajo observación microscópica. **e.** Carga de la solución en el aerógrafo. **f.** Aspersión del inóculo sobre los folios a evaluar.

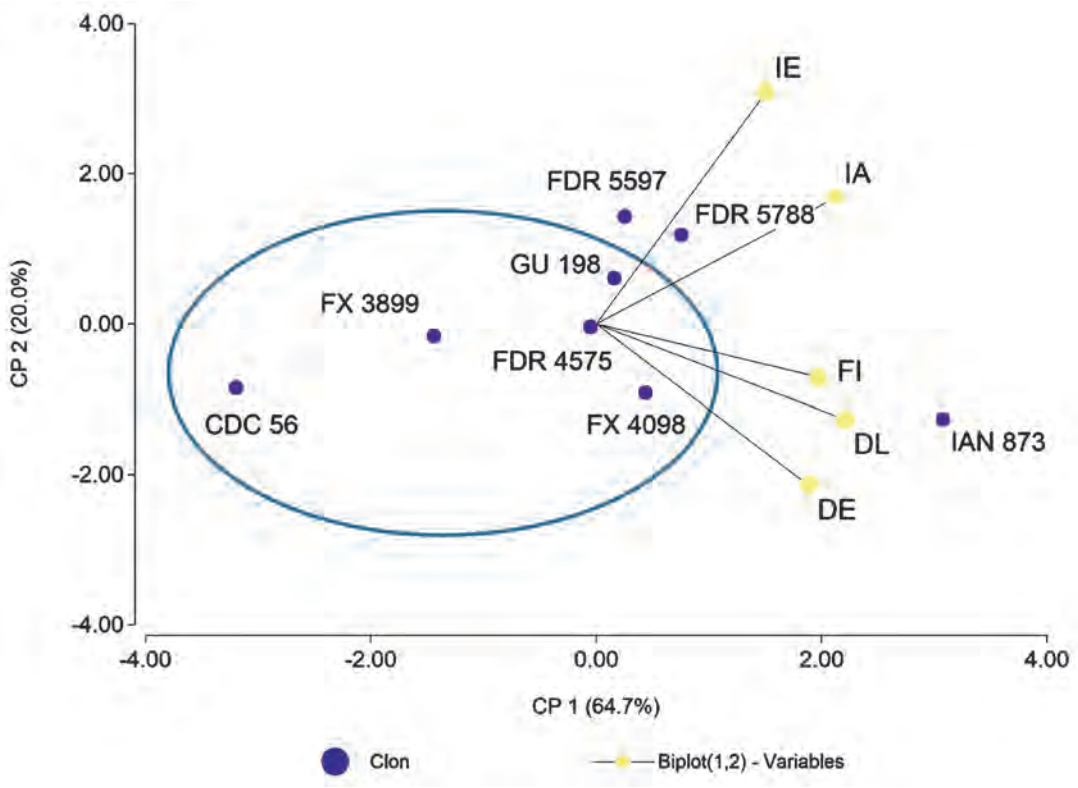


Fuente: Elaboración propia.

Reacción a *P. ulei*

Un ACP permitió evidenciar las mayores notas de DE, DL y FI en el clon IAN 873 que fue altamente susceptible (AS), mientras que los clones FDR 5788 y FDR 5597 estuvieron asociados a mayores notas de IA y IE, sin que estas notas representen una alta susceptibilidad a la enfermedad, dado que estos materiales fueron parcialmente resistentes (PR). Los clones restantes también fueron PR con menores notas para los cinco parámetros estudiados en laboratorio (Figura 4.18). En una evaluación de incidencia realizada en Santander, Colombia por Jaimes-Suarez *et al.* (2015) el clon FDR 4575 se destacó por la ausencia de síntomas de *P. ulei* y aunque se registró incidencia en los clones FDR 5597 y FDR 5788 las lesiones observadas fueron necróticas y por tanto los autores reportaron resistencia completa a la enfermedad (CR). Los resultados de este estudio son similares a lo reportado por Rivano *et al.* (2013), donde los clones CDC 56, FDR 4575, FDR 5597 que hacen parte de una Red internacional de Campos Clonales en Brasil y Ecuador, presentaron resistencia total o parcial a *P. ulei*.

Figura 4.18. Análisis de componentes principales (gráfico biplot) para la reacción a *P. ulei* de 9 clones introducidos y el testigo IAN 873 en condiciones de laboratorio en Caquetá. En círculo azul se resaltan los materiales con menores notas de la enfermedad.



Fuente: Elaboración propia.

CONSIDERACIONES FINALES

De manera preliminar, se pudo concluir que los materiales genéticos con mayor tolerancia a los principales limitantes fitosanitarios foliares del cultivo del caucho en condiciones de Caquetá, fueron: a) los clones de la serie FDR y el MDF 180 en CCGE; b) los genotipos élite E35, E66, E79 y E63, E60 y E29 en CCGE; y c) 37 progenies élite clonadas en CCPE.

Este estudio representa la evaluación preliminar en etapa de crecimiento de nueve clones introducidos en CCGE y 108 materiales caquetenses (nueve genotipos élite en CCGE y 99 progenies élite clonadas en CCPE), frente a los principales limitantes fitosanitarios foliares del cultivo del caucho en condiciones del Caquetá; por lo que aún es fundamental continuar con la evaluación de estos limitantes hasta la fase final de la etapa improductiva y durante la fase productiva donde es fundamental estudiar también los problemas fitosanitarios asociados al fuste de los árboles en sangría. Lo anterior es fundamental antes de ofrecer cualquier tipo de recomendación al nivel del productor basada en criterios fitosanitarios.

BIBLIOGRAFÍA

AGRIOS, G. 2005. Fitopatología. Catedrático, Departamento de Fitopatología Universidad de Massachusetts. 819p.

BORÉM, A. 1997. Melhoramento de plantas. 20ª ed. Viçosa: Editora UFV, 547.p. in: Gomes, M. 2003. Melhoramento de plantas e produção de alimentos. 1ª edição. 23p.

BONADIE, J. R., MONTEIRO, W. R., VIRGENS-FILHO, A., MARTÍNEZ, A. G., SUÁREZ, J. Y., JAIRO ROJAS, M. J. (2012). Sistemas agroforestales con caucho: el caso de Brasil y Colombia. Bucaramanga. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica). 92 p.

CANDELO, C. R. & MOTTA, T. M. (1997). Perspectivas económicas para el cultivo del caucho. Bogotá: Corporación Nacional de Investigación y Fomento Forestal - CONIF.

CCC. Confederación Cauchera Colombiana. 2015. Estado actual del gremio cauchero colombiano.

CHEE, K. H. 1976. Assessing susceptibility of Hevea clones to *Microcyclus ulei*. Ann. Appl. Biol 84: 135-145.

Corporación Nacional de Investigación y Fomento Forestal (CONIF). (1997). Zonas aptas para el cultivo de caucho en Colombia. Bogotá. Serie Técnica N° 39. 66 p.

COMPAGNON, P. 1998. El Caucho Natural, Biología– Cultivo– Producción. Departamento descultures pérennes CIRAD –CP. Consejo Mexicano del Hule. México.

FERRAZ, V. FERREIRA, C. LAGO C. 2004. Cultura da seringueira no estado de São Paulo. Informaçõ es Econô micas, SP, v.34, n.9, pp. 12.

GASPAROTTO, L., FERREIRA, F., LIMA, M., PEREIRA, J., SANTOS, A., 1990. Enfermidades da Seringueira no Brasil. Manaos: EMBRAPA-CPAAC. Circular Técnica No.3.169p.

GASPAROTTO, L., FERREIRA, F. A., DOS SANTO, A. F., REZENDE, P. J. C., FURTADO, E. L. 2012. Capítulo 3: Doenças das folhas. pp. 39-176. En: Gasparotto, L.; Pereira, R. J. C. (Eds.). Doenças da seringueira no Brasil. EMBRAPA Amazônia Occidental. Brasília, DF. 255 p.

GONÇALVES P. S. 1986. Melhoramento Genético da Seringueira (*Hevea sp*.). In: Simpósio Sobre a Cultura da Seringueira no Estado de São Paulo. Piracicaba-SP Anais. Campinas: Fundação Cargilí. 95-123 p.

GONÇALVES, P. ORTOLANI, A. CARDOSO, M. 1997. Melhoramento Genético da seringueira: uma revisão. Campinas: Instituto Agronômico. (Instituto Agronômico. Documentos IAC, 54). 55p.

JAIMES SUAREZ Y.; ROJAS J.; FURTADO E. 2015. Clones de Hevea brasiliensis de alta productividad caracterizados por resistencia a *Microcyclus ulei* en jardín clonal en el Magdalena Medio colombiano. Summa Phytopathol., Botucatu, v. 41, n. 2, p. 115-120.

JUNQUEIRA, N. T. V., CHAVES, G. M., ZAMBOLIM, L., ROMEIRO, R. DA S., GASPAROTTO, L. 1984. Isolamento, cultivo e esporulação de *Microcyclus ulei*, agente etiológico do mal-das-folhas da seringueira. Revista Ceres (31): 322-331.

HORA JÚNIOR, B.TD, DE MACEDO, D.M., BARRETO, R.W., EVANS, H.C., MATTOS, C.R.R. 2014. Erasing the Past: A New Identity for the Damoclean Pathogen Causing South American Leaf Blight of Rubber. PLoS ONE 9 (8): e104750. doi:10.1371/journal.pone.0104750

IPINZA, R.1991. Mejora genética y la resistencia a enfermedades y plagas. División Silvicultura. Volumen 5. Ciencia e Investigación Forestal. Santiago. Chile.17p.

MARTÍNEZ, G. A., & GARCÍA, R. F. (2006). Investigaciones en el cultivo de caucho en la Orinoquía y norte amazónico (Boletín de investigación No. 4). Villavicencio: Corporación Nacional de Investigación Agropecuaria (Corpoica). 77 p.

LEVITUS, G. ECHENIQUE, V. RUBINSTEIN, C. HOPP, E. MROGINSKI, L. 2010. Biotecnología y Mejoramiento Vegetal II. Capítulo III. SALA, C. BULOS, M.

LEVITUS, G. ECHENIQUE, V. RUBINSTEIN, C. HOPP, E. MROGINSKI, L. 2010. Biotecnología y Mejoramiento Vegetal II. Capiíulo IV. CARDONE, S. OLMOS, S. ECHENIQUE, V. Variación somaclonal. Instituto Nacional de Tecnología Agraria. 650p.

MARTÍNEZ, G. MARTINEZ, R. MATTA, J. 2011. El cultivo de hule en México. Universidad Autónoma Indígena de México. Colegio de postgraduados. Campus Montecillo programa de forestal. México. PP 334.

MATTOS, C. R. R. 1999. Meios de cultura com água de coco verde para esporulação de Microcyclus ulei. Fitopatologia Brasileira 24: 470. (Resumo).

MATTOS, C. R. R., GARCÍA, D., PINARD, F., LE GUEN, V. 2003. Variabilidade de Isolados de Microcyclus ulei no Sudeste de Bahia. Fitopatologia Brasileira 28 (5): 502-507.

MATTOS, C. R. R., GARCÍA, D., LE GUEN, V. 2005. Seleção de Clones de Seringueira com Alta Produção e Resistentes ao Mal-Das-Folhas. Ceplac. Comunição técnico 28: 1-9.

MATTOS, C. R. R. 2007. Programa de melhoramento genético de clones de seringueira com resistencia ao fungo *Microcyclus ulei*. En: Memórias I Congresso Brasileiro de Heveicultura. Borracha Natural. INCAPER. Guarapari-Es, Brasil.

PEREIRA, E. PEREIRA, A. TIRABOSCHI, G. 2007. Desempenho de clones de seringueira na Região de Goiânia. En: Memórias I Congresso Brasileiro de Heveicultura. Borracha Natural. INCAPER. Guarapari-Es, Brasil.

RIVANO F., MATTOS C., CARDOSO S., MARTINEZ M., LE GUEN V., GARCIA D. Y CEVALLOS V. 2013. Breeding *Hevea brasiliensis* for yield, growth and SALB resistance for high disease environments. Industrial Crops and Products 44 (2013) 659– 670
RINCÓN, O. 1996. Manual para el cultivo del cuacho. CORDICAFÉ. 257 p.

RODRIGUEZ, T.S. 2012. Análisis de la Variabilidad Genética de Aislamientos de *Microcyclus ulei* provenientes de tres zonas caucheras de los Llanos Orientales, mediante la técnica AFLPs. Tesis Maestría en Ciencias Agrarias Énfasis en Fitopatología. Bogotá, Colombia. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia. 142 p.

STERLING, A.C.; RODRÍGUEZ, O.L.; QUINTERO, L; CORREA, J. 2009. Evaluación fitosanitaria y resistencia en campo a *Microcyclus ulei* de *Hevea brasiliensis* en la Amazonia Colombiana. Revista Colombia Amazónica n.2: 80-90.

STERLING, C. A.; CORREA, D. J. 2010. Desempeño de una colección clonal de caucho en periodo de inmadurez en la amazonia colombiana. In: Revista Ingeniería & Amazonia 3(1): 1-12.

STERLING, C. A., RODRÍGUEZ, O. L., QUINTERO, L. 2010a. Variabilidad fisiológica de aislamientos de Microcyclus ulei de la Amazonia colombiana. Revista Momentos de Ciencia 7 (1): 30-35.

STERLING, C. A., CALDERÓN, A., RODRÍGUEZ, O. L., QUINTERO, L. 2010b. Caracterización morfológica y patogenicidad de *Microcyclus ulei* en la Amazonia colombiana. Revista Colombia Amazónica 3: 99-116.

STERLING, C. A., RODRÍGUEZ, L. C. H. 2011. Nuevos clones de caucho natural para la Amazonia Colombiana: Énfasis en la resistencia al mal suramericano de las hojas (Microcyclus ulei). Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI. Bogotá, Colombia. 195 p.

STERLING, C. A.; RODRÍGUEZ, L. C. H. 2012. Ampliación De La Base Genética De Caucho De Caucho Natural Con Proyección Para La Amazonia Colombiana: Fase De Evaluación En Periodo Improductivo A Gran Escala. Instituto Amazónico De Investigaciones Científicas SINCHI. Colombia. 147 P.

STERLING, C.A. 2015. Efectos del Mal Suramericano de la Hoja (*Microcyclus ulei*) sobre la respuesta fisiológica y espectral del caucho (*Hevea brasiliensis*) sometido a diferentes condiciones de infección.Tesis Doctorado en Ciencias Biológicas. Bogotá, Colombia. Facultad de Ciencias, Departamento de Biología, Universidad Nacional de Colombia.156 p.

STERLING, C. A., RODRÍGUEZ, L. C. H. 2016. Bases técnicas para la selección, propagación y establecimiento de materiales regionales élite de caucho en Caquetá. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI, Colombia. 92 P

TIESSEN, A. 2012. Fundamentos de mejoramiento genético vegetal. Primera edición EAE. Departamento de Ingeniería Genética CINVESTAV Irapuato. México. 500p.

VALLEJO, F. ESTRADA, E. 2002. Mejoramiento genético de plantas. Universidad Nacional de Colombia. Sede Palmira. 404p.

VÉLEZ-SÁNCHEZ, D. & NIETO-RODRÍGUEZ, V. (2013). Desempeños inicial de clones de Caucho en el municipio de Puerto Carreño, Vichada, Colombia. Colombia Forestal, 16(2), 186-199.