

**NUEVOS CLONES DE CAUCHO NATURAL PARA LA
AMAZONIA COLOMBIANA: ÉNFASIS EN LA RESISTENCIA
AL MAL SURAMERICANO DE LAS HOJAS
(*Mycrocyclus ulei*)**

EDITORES

**ARMANDO STERLING CUÉLLAR
CARLOS HERNANDO RODRÍGUEZ LEÓN**

REVISIÓN TÉCNICA

ANÍBAL TAPIERO ORTIZ



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

Nuevos clones de caucho natural para la Amazonia colombiana: énfasis en la resistencia al mal suramericano de las hojas (*Microcyclus ulei*). Armando Sterling Cuellar, Carlos Hernando Rodríguez León (Eds.). Bogotá, Colombia: Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas - Sinchi, 2011

1. CAUCHO 2. CLONES 3. *Microcyclus ulei* 4. FITOMEJORAMIENTO
5. AMAZONIA COLOMBIANA

ISBN 978-958-8317-68-7

© Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas – Sinchi
Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial

Primera edición: Octubre de 2011

Coordinación de la producción editorial: Diana Patricia Mora Rodríguez

Producción editorial

Diagramación, fotomecánica, impresión y encuadernación: Digiprint Editores E.U.

Reservados todos los Derechos

Disponible en: Instituto Sinchi, calle 20 No. 5-44 Tel.: 4442077
www.sinchi.org.co

Impreso en Colombia
Printed in Colombia



LUZ MARINA MANTILLA CÁRDENAS
Directora General

ROSARIO PIÑERES VERGARA
Subdirectora Administrativa y Financiera

DANIEL EMILIO FONSECA PÉREZ
Subdirector Científico y Tecnológico

DAIRON CÁRDENAS LÓPEZ
Coordinador Programa Ecosistemas y Recursos Naturales

CARLOS HERNANDO RODRÍGUEZ LEÓN
Coordinador Sede Florencia



Universidad de la Amazonia
LEONIDAS RICO MARTÍNEZ
Rector

CÉSAR AUGUSTO ESTRADA
Vicerrector de Investigaciones y Posgrados



Asociación de Reforestadores y Cultivadores de Caucho del Caquetá
PABLO EMILIO PINEDA GONZÁLEZ
Director Ejecutivo

**NUEVOS CLONES DE CAUCHO NATURAL PARA LA AMAZONIA COLOMBIANA: ÉNFASIS EN LA
RESISTENCIA AL MAL SURAMERICANO DE LAS HOJAS
(*Mycrocyclus ulei*)**

Equipo Técnico

**Armando Sterling Cuéllar
Líder del proyecto**

**Carlos Hernando Rodríguez León
Bernardo Betancurt Parra
Ismael Dussán Huaca
Norma Constanza Parra
Augusto Mazorra Valderrama
Olga Lucía Rodríguez
Lorena Quintero Barrera
Lyda Constanza Galindo Rodríguez
Cristian David Plazas
Diego Castro Gaviria
Kerly Martínez Andrade
Johanna Emilce Hernández
Girley Collazos
Félix Humberto Polo Munar
Armando Gamboa Tabares
Erika Rocío Ossa Artundúaga
Diego Ferney Caicedo
Héctor Llanos
Luis Carlos Vásquez Q.E.P.D
Fabio Baquero Vargas**

Contenido

INTRODUCCIÓN	17
PARTE I. BASES TÉCNICAS PARA LA IDENTIFICACIÓN, PROPAGACIÓN Y ESTABLECIMIENTO DE GENOTIPOS ÉLITES DE CAUCHO NATURAL EN CAMPO CLONAL A PEQUEÑA ESCALA CCPE	23
CAPÍTULO 1. Bases técnicas para la identificación y selección de árboles elite-francos de caucho natural en el Departamento del Caquetá	25
1.1. Antecedentes y criterios técnicos de selección de los árboles elite-francos	26
1.2. Árboles elite-francos seleccionados.....	29
1.2.1. Principales parámetros agronómicos y fitosanitarios registrados en los árboles élitos seleccionados	32
1.2.2. Aspectos culturales de manejo de los materiales seleccionados ..	37
1.3. Extracción de varetas porta-yemas para la propagación asexual.	38
1.3.1. Selección y corte de ramas porta-varetas	38
1.3.2. Poda y selección de varetas porta-yemas	39
1.3.3. Empaque y embalaje de varetas	40
1.4. Referencias bibliográficas	40
CAPÍTULO 2. Bases técnicas para la propagación vegetativa de árboles élitos de caucho natural en condiciones de vivero	43
2.1. Aspectos técnicos relacionados con el proceso de colecta, selección y manejo de la semilla sexual.....	44
2.1.1. Manejo de la semilla de caucho natural (H. brasiliensis).	44
2.1.2. Implementación y manejo de los germinadores.	47
2.1.3. Época de establecimiento.	47
2.1.4. Selección del sitio	47
2.1.5. Dimensiones de las eras	48
2.1.6. Descapotar	48

2.1.7. Repicar el terreno	49
2.1.8. Construcción de zanjas	49
2.1.9. Elección y disposición del sustrato	50
2.1.10. Siembra o extendido de las semillas	50
2.1.11. Germinación	51
2.1.12. Trasplante	52
2.1.13. Repase	53
2.2 Aspectos técnicos relacionados con los viveros en campo.....	54
2.2.1. Viveros para la producción de tocones a raíz desnuda (stump) ..	54
2.2.2. Vivero mixto para la producción de plántulas de caucho	61
2.3. Referencias bibliográficas	64

CAPÍTULO 3. Bases técnicas para el establecimiento y sostenimiento de un Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE de caucho natural	67
3.1. Establecimiento del Campo Clonal a Pequeña Escala (CCPE).....	68
3.1.1. Delimitación del terreno	68
3.1.2. Arado y desmonte	68
3.1.3. Cercado	69
3.1.4. Trazado y Estacado	70
3.1.5. Limpieza	71
3.1.6. Fumigación	72
3.1.7. Ahoyado	73
3.1.8. Encalado	74
3.1.9. Aplicación de roca fosfórica	74
3.1.10. Siembra	74
3.1.11. Riego	75
3.2. Sostenimiento de Campo Clonal a Pequeña Escala (CCPE).....	75
3.2.1. Ajuste complementario de la cerca	75
3.2.2. Resiembra	76
3.2.3. Deschupone y podas de Formación	76
3.2.4. Aplicación de Estimulante	77
3.2.5. Limpieza de arvenses	78
3.2.6. Fertilización	79
3.2.7. Barreras vivas	80
3.2.8. Control fitosanitario	80
3.2.9. Control químico contra hormiga arriera (Atta sp.)	81
3.2.10. Control químico del Gusano Cachón	81
3.2.11. Plateo	81

3.2.12. Podas	82
3.3. Referencias bibliográficas	82

PARTE II. SELECCIÓN DE NUEVOS CLONES CAQUETENSES DE CAUCHO NATURAL EN CAMPO CLONAL A PEQUEÑA ESCALA CCPE Y EN CONDICIONES CONTROLADAS	83
---	----

CAPÍTULO 4. Evaluación del desempeño y comportamiento fitosanitario de genotipos élites de <i>H. brasiliensis</i> de origen franco en Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE	85
4.1. Descripción del área de estudio.....	86
4.2. Material vegetal	88
4.3. Diseño experimental	89
4.4. Parámetros de desempeño agronómico	90
4.4.1. Supervivencia y crecimiento	90
4.4.2. Producción precoz (microsangría)	94
4.4.3. Selección de los mejores genotipos por desempeño	97
4.5. Parámetros de evaluación fitosanitaria	102
4.5.1. Principales enfermedades foliares y plagas del caucho.	103
4.5.2. Incidencia y severidad de enfermedades	108
4.5.3. Incidencia de las principales plagas	122
4.5.4. Análisis de correlación canónica	127
4.5.5. Selección de los mejores genotipos	128
4.5.6. Análisis de componentes principales (ACP) para enfermedades y plagas	131
4.6 Referencias bibliográficas	134

CAPÍTULO 5. Evaluación de la resistencia a <i>M. ulei</i> de los mejores genotipos élites de <i>H. brasiliensis</i> de origen franco bajo condiciones naturales y controladas	139
5.1. Clasificación taxonómica de <i>M. ulei</i>	140
5.2. Parámetros de resistencia parcial al hongo <i>M. ulei</i>	140
5.2.1. Evaluación de los componentes de resistencia	140
5.2.2. Selección de los mejores genotipos por resistencia a <i>M. ulei</i>	148
5.2.3. Análisis de componentes principales para la resistencia a <i>M. ulei</i>	151
5.3. Genotipos élites de <i>H. brasiliensis</i> seleccionados para las pruebas de patogenicidad	153

5.4. Manejo técnico del material vegetal durante la fase de pre-inoculación	153
5.5. Infraestructura utilizada en la realización de las pruebas de patogenicidad.....	154
5.6. Fuente de inóculo de <i>M. ulei</i>	156
5.6.1. Colecta de material vegetal infectado con <i>M. ulei</i>	156
5.6.2. Cultivo in vitro de <i>M. ulei</i>	157
5.6.3. Caracterización in vitro de <i>M. ulei</i>	158
5.7. Producción de inóculo in vivo de <i>M. ulei</i> para las pruebas de infección.....	160
5.8. Inoculación de <i>M. ulei</i> para la evaluación de los niveles de patogenicidad.....	161
5.9. Seguimiento del periodo post-inoculación.....	162
5.10. Variables sintomáticas utilizadas para la evaluación de la resistencia parcial a <i>M. ulei</i>	163
5.11. Clasificación del nivel de resistencia de los genotipos élites	163
5.12. Resistencia parcial de genotipos élite de <i>H. brasiliensis</i> de origen franco	164
5.13. Correlación entre los componentes de resistencia	164
5.14. Análisis de componentes principales	166
5.15. Selección de los mejores genotipos élites resistentes a <i>M. ulei</i> ...	168
5.16. Referencias bibliográficas.....	169
CAPÍTULO 6. Caracterización morfológica y molecular de los nuevos clones de <i>H. brasiliensis</i> de origen franco	173
6.1. Selección de los diez mejores genotipos élites de <i>H. brasiliensis</i> ...	174
6.2. Caracterización morfológica de los diez mejores genotipos	174
6.3. Caracterización molecular de los diez mejores genotipos.....	182
6.3.1. Marcadores moleculares tipo microsatélites para los diez mejores genotipos de <i>H. brasiliensis</i>	185
6.3.2. Análisis del polimorfismo	186
6.3.3. Polimorfismos encontrados en los diez mejores genotipos	187
6.4. Diez nuevos clones de <i>H. brasiliensis</i> promisorios para la Amazonía colombiana	191
6.5. Referencias bibliográficas	192

Índice de figuras

Figura 1. Flujograma de los principales criterios y fases de selección y propagación final de los materiales élite-francos de caucho natural pre-seleccionados en el Departamento del Caquetá.	28
Figura 2. Rasgos fenotípicos característicos de los materiales élite franco de caucho natural seleccionados en el Departamento del Caquetá. a. Forma cónica del tronco de un árbol élite-franco. b. Árbol élite característico (vigoroso y frondoso) en una plantación monoclonal. ..	29
Figura 3. Sistemas de cultivo en los que se distribuyeron los árboles élite franco de <i>H. brasiliensis</i> en el Departamento del Caquetá.	32
Figura 4. Distribución de alturas (m) de los árboles élite francos de caucho natural seleccionados.	33
Figura 5. Vigor medido como circunferencia (m) del tronco a 1.2 m de altura de los árboles élite francos de caucho natural seleccionados.	34
Figura 6. Porcentaje de ramas afectadas por acción del viento en los árboles élite francos de caucho natural seleccionados.	35
Figura 7. Producción media (g caucho fresco/sangría) de los árboles élite francos de caucho natural seleccionados.	35
Figura 8. Incidencia (%) de diferentes enfermedades presentes en los árboles élite francos de caucho natural seleccionados.	36
Figura 9. Incidencia (%) de diferentes plagas presentes en los árboles élite francos de caucho natural seleccionados	37
Figura 10. Incidencia (%) de diferentes plagas presentes en los árboles élite francos de caucho natural seleccionados.	38
Figura 11. Corte y selección de ramas porta-varetas. a. Corte de ramas porta-varetas en la copa de los árboles. b. Verificación de la viabilidad de las varetas porta-yemas.	39
Figura 12. Poda y selección de varetas porta-yemas. a. Corte para seleccionar las mejores varetas porta-yemas. b. Verificación de la calidad de las yemas por vareta.	40
Figura 13. Semillas sexuales de caucho natural recolectadas en el Departamento del Caquetá.	44
Figura 15. Descapotado del terreno.	49
Figura 16. Construcción de Zanjas.	49
Figura 17. Nivelación camas de germinación.	50
Figura 18. Disposición de los germinadores. a. Colocación de la semilla.	51
b. Semillas con extendido de viruta.	51

Figura 19. Semilla en proceso de germinación.	52
Figura 20. Material listo para trasplante a eras.	53
Figura 21. Trazado de las eras.	55
Figura 22. Trasplante de plántulas a eras.	56
Figura 23. Ovoposición de gusano cachón (<i>Erinnys ello</i>).	57
Figura 24. Selección de la vareta porta-yemas	60
Figura 25. Injerto terminado.	60
Figura 26. Corte del patrón.	61
Figura 27. Siembra de stump. a. Stump trasplantado a bolsa. b. Stump con yema brotada.	62
Figura 28. Material brotado con un piso foliar.	64
Figura 29. Delimitación del Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE.	68
Figura 30. Arado y desmonte. a. Tractor con rastra usado para el arado.	69
b. Terreno arado con maquinaria.	69
Figura 31. Limpieza del terreno cubierto con residuos vegetales gruesos.	69
Figura 32. Cercada del terreno de Campo Clonal a Pequeña Escala.	70
Figura 33. Estacado en Campo Clonal a Pequeña Escala. a. Estaca marcada.	71
b. Subparcelas marcadas con estacas.	71
Figura 34. Limpieza en Campo Clonal a Pequeña Escala. a. Limpieza química.	72
b. Limpieza manual.	72
Figura 36. Hoyo encalado según requerimientos nutricionales del suelo.	74
Figura 37. Proceso de siembra de stump en Campo Clonal a Pequeña Escala. a. Introducción del stump al hoyo. b. Cubrimiento con tierra y pisado. c. Stump sembrado.	75
Figura 38. Brotes que se eliminan.	77
Figura 39. a) Un Stump antes de la poda. b) Después de la poda de formación y brotación en el CCPE en la vereda el chocho.	78
Figura 40. Limpieza de arvenses en los callejones del Campo Clonal a Pequeña Escala en la vereda el Chocho.	78
Figura 41. Proceso de fertilización de los stumps en el CCPE en la vereda el Chocho a. riego de triple 15 en el suelo. b. Trabajador empleando recipiente para adicionar el fertilizante al suelo.	79
Figura 42. Barrera viva.	80
Figura 43. Control manual de Gusano cachón (<i>Erynnis ello</i>)	80
Figura 44. Proceso de Plateo de los stumps en el Campo Clonal a Pequeña Escala en la vereda el Chocho.	81
Figura 45. Localización del experimento en el municipio de Belén de los Andaquíes, Caquetá (Colombia).	86
Figura 46. Comportamiento multianual de precipitación y temperatura en el municipio de Belén, Caquetá. Fuente: IDEAM (2011).	87

Figura 47. Unidad de paisaje por tipo de clima donde se estableció el experimento de campo (Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE).	87
Figura 48. Descripción fisiográfica por tipo de paisaje proradam donde se estableció el experimento de campo (Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE).	88
Figura 49: Campo Clonal a Pequeña Escala (CCPE) de 10,1 ha establecido en el municipio de Belén de los Andaquíes (Caquetá, Colombia).	90
Figura 50. Supervivencia (%) con intervalos de error que muestran la media de +/- 1,0 desviaciones típicas al 95% en los 10 mejores élites de origen franco frente al clon testigo IAN 873 en CCPE, Municipio de Belén de los Andaquíes, Caquetá-Colombia.	91
Figura 51. Altura media (m) de 100 genotipos de <i>H. brasiliensis</i> (99 élites y el testigo IAN 873) al cabo de 22 meses de establecidos en CCPE bajo las condiciones de la Amazonia colombiana. Los intervalos de error muestran la media de +/- 1,0 desviaciones típicas al 95%.	93
Figura 52. Vigor expresado por el crecimiento en circunferencia (cm) del tronco (CT) a 1 m del suelo en 100 genotipos de <i>H. brasiliensis</i> (99 élites y el testigo IAN 873) al cabo de 22 meses de establecidos en CCPE bajo las condiciones de la Amazonia colombiana. Los intervalos de error muestran la media de +/- 1,0 desviaciones típicas al 95%.	93
Figura 53. Inclinación banderola	94
Figura 54. Árbol equipado (taza, canaleta y alambre)	94
Figura 55. Peso de caucho seco (g) colectado por cada tres microsangrías en diferentes genotipos élites de <i>H. brasiliensis</i> establecidos en CCPE.	95
Figura 56. Principales enfermedades foliares presentes en 100 genotipos de <i>H. brasiliensis</i> (99 élites de origen franco y el testigo IAN 873) en un CCPE localizado en el municipio de Belén de los Andaquíes, Caquetá (Colombia). a. Mal Suramericano de la Hoja. b. Antracnosis. c. Costra negra. d. Mancha aerolada. e. Requema. f. Mancha de corinespora. g. Mancha de perdigón. h. Mancha de alternaria.	107
Figura 58. Representación gráfica del ACP para la incidencia (I) de ocho enfermedades foliares y cinco insectos-plagas en 100 genotipos (99 élites y el testigo IAN 873) de <i>H. brasiliensis</i> bajo condiciones de la Amazonia colombiana. a. Representación de las variables de incidencia. b. Distribución de los genotipos. Nota. El círculo rojo incluye los 10 mejores élites con tolerancia a enfermedades y plagas en el CCPE.	131
Figura 59. Análisis de componentes principales (ACP) para la severidad (IIFC y LFI) de ocho enfermedades foliares en 100 genotipos (99 élites y el testigo IAN 873) de <i>H. brasiliensis</i> bajo condiciones de la Amazonia colombiana. a. Representación de las variables de severidad. b. Distribución de los genotipos. Nota. El círculo rojo incluye los 10 mejores élites con tolerancia a enfermedades en el CCPE.	133
Figura 60. Lesiones en foliolos de <i>H. brasiliensis</i> ocasionadas por <i>M. ulei</i> en CCPE.	142
a. Intensidad de esporulación. b. Densidad estromática de 4.	142

Figura 62. Invernadero casa de malla para la fase de pre-inoculación.	155
Figura 63. Cubículos para realización de las pruebas de patogenicidad con <i>M. ulei</i>	155
Figura 64. Vivero con polisombra al 50% para el desarrollo estromático de <i>M. ulei</i>	156
Figura 65. Lesiones de <i>M. ulei</i> en folíolos C de <i>H. brasiliensis</i> colectados en vivero	156
con intensidad de esporulación igual a 5.	156
Figura 66. Proceso de aislamiento de <i>M. ulei</i> en laboratorio a. Extracción de conidios con el asa.	
b. Conidios transferidos al medio PDA.	157
Figura 67. Repique de cepas de <i>M. ulei</i> en medios de cultivo PDA.	158
Figura 68. Características macroscópicas de <i>M. ulei</i> bajo vista estereoscópica.	
a. Colonias filamentosas de 15 días, objetivo 3.2X. b. Crecimiento estromático a los 35 días,	
objetivo 3.2X.	159
Figura 69. Características micromorfológicas de <i>F. macrosporum</i> , anamorfo de <i>M. ulei</i> ,	
bajo vista microscópica. a. Conidios verde-oliváceos uniseptados con base truncada, objetivo 40X.	
b. Conidios con tubos germinativos al cabo de 24 h, objetivo 10X.	160
Figura 70. Inóculo in vivo de <i>M. ulei</i> producido en cuarto climatizado empleando los	
elites. a. Lesión conidial con una intensidad de esporulación igual a 5, en vista estereoscópica 20X.	
b. Arrugamiento limbo-marginal ocasionado por aislamientos de <i>M. ulei</i> inoculados en	
folíolos B2.	161
Figura 71. Inoculación de conidios de <i>M. ulei</i> en los genotipos elites de <i>H. brasiliensis</i>	162
Figura 72. Representación de los dos componentes principales de variación (65.84%) obtenidos	
por el análisis de componentes principales (ACP) en los 31 genotipos de <i>Hevea brasiliensis</i> . A)	
Representación de las variables de resistencia sobre las tres cepas evaluadas. B) Distribución de los	
genotipos según el análisis de componentes.	167
Figura 73. Forma del pecíolo (FP): a. arqueado, b. recto, c. cóncavo, d. forma de s.	178
Figura 74. Orientación del pecíolo (OP): a. hacía arriba, b. horizontal, c. hacía abajo.	178
Figura 75. Forma del ápice (FA): a. aristado, b. acuminado, c. cuspidado, d. apiculado.	178
Figura 76. Forma del folíolo central (FFC): a. elíptica, b. oblanceolada, c. Diamantelíptica.	179
Figura 77. Grado de separación de los folíolos (GSF): a. separado, b. sobrepuesto,	
c. sobrelapado.	179
Figura 78. Arreglo del piso foliar (APF): a. arco, b. globular, c. cónico, d. truncado.	180
Figura 79. Separación del piso foliar (SPF): a. No bien separado, b. separado, c. difuso.	180
Figura 80. Dendrograma de disimilitud de 11 genotipos de <i>H. brasiliensis</i> (10 mejores elites	
y el testigo IAN 873) a partir de 10 caracteres morfológicos mediante el algoritmo UPGMA.	181
Figura 81. Gel de poliacrilamida microsatélite HSSR019 (A) y M574 (B).	187
MP: Marcador de peso molecular	187
Figura 82. Análisis de agrupamiento de los 10 mejores elites basado en datos de seis	
marcadores microsatélite.	190

INTRODUCCIÓN

El caucho natural [*Hevea brasiliensis* (Willd. ex A.D. Juss.) Muell.-Arg.] es una especie de origen suramericano, árbol originario de las planicies de la Amazonía y Orinoquía en América del Sur con amplia distribución en países como Bolivia, Brasil, Colombia, Guyana Francesa, Perú, Surinam y Venezuela. Su principal importancia radica en la producción de látex destinado a la industria llantera. El mayor número de área plantada de caucho se concentra en el continente asiático con el 93% del total, en donde Indonesia, Tailandia y Malasia poseen el 68% de este total. América Latina sólo aporta el 2% de la superficie de caucho natural cultivada en el mundo (STNCC, 2008).

En América Central y del Sur la principal limitante para el establecimiento de nuevos cultivos la constituye el Mal Suramericano de la Hoja SALB (*South American Leaf Blight*), enfermedad endémica del área amazónica causada por el hongo fitopatógeno *Microcyclus ulei* (P. Henn v. Arx.). La enfermedad reviste gran importancia económica porque provoca defoliaciones repetidas, que reducen la actividad fotosintética de la planta, lo cual afecta drásticamente la producción de látex y pueden causar la muerte de los árboles.

En los últimos 70 años varias instituciones tales como: el Instituto de Investigación de Caucho de Malasia [Rubber Research Institute of Malasia (RRIM)], Instituto de Investigación de la India Rubber Research Institute India (RRII), Instituto de Investigación del Caucho de Sri Lanka [Rubber Research Institute of Sri Lanka (RRISL)] y el Centro para la Cooperación Internacional en la Investigación Agrícola para el Desarrollo CIRAD Francia, han adelantado meticulosos programas de mejoramiento y selección el caucho

natural para la selección de clones con el fin de incrementar la producción, obtener materiales resistentes a enfermedades y mejorar la adaptación a diferentes condiciones ambientales.

En Colombia, todas las plantaciones comerciales se han establecido con clones introducidos desde Tailandia, Indonesia, Malasia y Brasil, y se reduce a uno ó dos materiales. En el Departamento del Caquetá (Amazonia colombiana), el fomento y desarrollo del cultivo de caucho *H. brasiliensis* en los últimos 25 años, ha favorecido el establecimiento de miles de hectáreas. No obstante, las condiciones ambientales han favorecido el desarrollo y supervivencia de enfermedades como el SALB, el mayor limitante de la producción de caucho en la región.

Es así que para la región amazónica se presenta la alternativa de ampliar la base genética usando el material existente en el departamento del Caquetá. El presente documento presenta resultados sobre la selección y evaluación de 10 nuevos clones de caucho natural resistentes a *M. ulei* adaptados a la Amazonia colombiana.

Esta publicación se deriva del proyecto de investigación denominado: “Evaluación fitosanitaria y de desempeño agronómico de materiales vegetales élite promisorios de *Hevea brasiliensis* (potenciales nuevos clones) presentes en el sistema productivo del departamento del Caquetá, resistentes a *Microcyclus ulei* bajo condiciones controladas y naturales”. Contrato No. 116-200814819-3692 CIAT-SINCHI derivado del convenio No. 054/08 MADR-CIAT, el cual fue ejecutado por la Unión Temporal Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI, Universidad de la Amazonia y la Asociación de Reforestadores y Cultivadores de Caucho del Caquetá ASOHECA.

Con el fin de presentar los resultados técnicos y de investigación del proyecto referido anteriormente, la presente publicación se dividió en dos partes: 1) Parte I: Bases técnicas para la identificación, propagación y establecimiento de genotipos élites de caucho natural en Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE; y 2) Parte II: Selección de nuevos clones caquetenses de caucho natural en Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE y en condiciones controladas.

El capítulo 1 presenta los resultados del proceso de identificación y selección de los árboles franco-élites en ocho municipios del Departamento del Caquetá para su posterior evaluación en CCPE.

El capítulo 2 incluye las principales recomendaciones técnicas para la propagación vegetativa en vivero de los árboles élites pre-seleccionados en las fincas de los productores de caucho en el Departamento del Caquetá.

El capítulo 3 recopila las principales bases técnicas para el establecimiento y sostenimiento de un CCPE constituido por 99 genotipos élites de origen franco y el clon testigo IAN 873.

El capítulo 4 presenta los resultados de las evaluaciones agronómicas y fitosanitarias realizadas sobre los genotipos establecidos en CCPE. Se reportaron variables de crecimiento, producción precoz, y tolerancia a plagas y enfermedades. Se presentaron los 10 mejores genotipos de acuerdo con los parámetros de desempeño y tolerancia plagas y enfermedades.

El capítulo 5 reporta los resultados de las evaluaciones bajo condiciones naturales y controladas que mostraron los mejores genotipos élites con resistencia parcial (basada en la intensidad de los signos) al hongo *M. ulei*. Se incluyeron también los aislamientos virulentos cultivador *in vitro* que se utilizaron en las pruebas de patogenicidad. Se registraron los 10 mejores genotipos de acuerdo con la susceptibilidad a *M. ulei* de los materiales evaluados.

El capítulo 6 presenta la selección final de los 10 mejores genotipos de caucho: Nuevos clones asignados a la serie ECC (Élite Caquetá Colombia) seleccionados luego de las evaluaciones de campo y laboratorio. Se reportó también la caracterización morfológica y molecular basada en descriptores morfológicos y marcadores moleculares tipo microsatélites. Se establece la línea base para continuar con un programa de mejoramiento genético en ensayos a gran escala en el Departamento del Caquetá antes de generar una recomendación técnica final a los productores sobre el nuevo material de siembra de caucho natural para la región.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a las directivas del Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas Sinchi, quienes apoyaron la realización del proyecto y acompañaron permanentemente este proceso, en especial a la doctora Luz Marina Mantilla Cárdenas, Directora General, a la doctora Rosario Piñeres Vergara, Subdirectora Administrativa y Financiera, al doctor Daniel Fonseca, Subdirector Científico y Tecnológico y a Dairon Cárdenas, Coordinador del Programa de Ecosistemas y Recursos Naturales.

Al doctor Leonidas Rico Martínez, rector de la Universidad de la Amazonia, al doctor César Augusto Estrada, Vicerrector de Investigaciones y Posgrados y a todo el personal directivo, administrativo y personal técnico por su apoyo y contribución al proyecto.

Al doctor Pablo Emilio Pineda, Director Ejecutivo de la Asociación de Reforestadores y Cultivadores del Caquetá (ASOHECA) y a todo el personal directivo y administrativo por su apoyo y contribución al proyecto.

Expresamos nuestro especial agradecimiento al señor Henry Arango Páez propietario de la finca Colchagua, vereda El Chocho, ubicada en el municipio de Belén de los Andaquíes (Caquetá), por facilitar sus terrenos para el establecimiento de un Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE de caucho natural de 10 ha y contribuir con la logística requerida para el desarrollo de la fase de campo del proyecto.

Expresamos nuestro profundo agradecimiento a los productores de caucho dueños de las plantaciones donde se localizaron los árboles élite franco, pues, ellos hicieron posible el rescate del germoplasma vegetal élite de caucho natural requerido por el proyecto, en especial a los miembros

de los comités municipales de ASOHECA en los municipios de San Vicente del Caguán, El Doncello, El Paujil, La Montañita, Florencia, Morelia, Belén de los Andaquíes, Albania y Solita.

De igual forma extendemos nuestros agradecimientos al equipo técnico de ASOHECA que en el año 2008 participó en la fase de identificación y selección de los árboles élite franco de caucho natural, especialmente a Heberth Góngora Ocampo, Robert García Pachón, Álvaro García, Geovanny Pérez León, Yasmin Serrato, Bellanire Díaz, Rocío Abril y Gustavo Adolfo. Del mismo extender los agradecimientos al ingeniero Julio Vanegas y Omar Henao por su constante colaboración en la compleja fase de propagación del material vegetal en los viveros de ASOHECA.

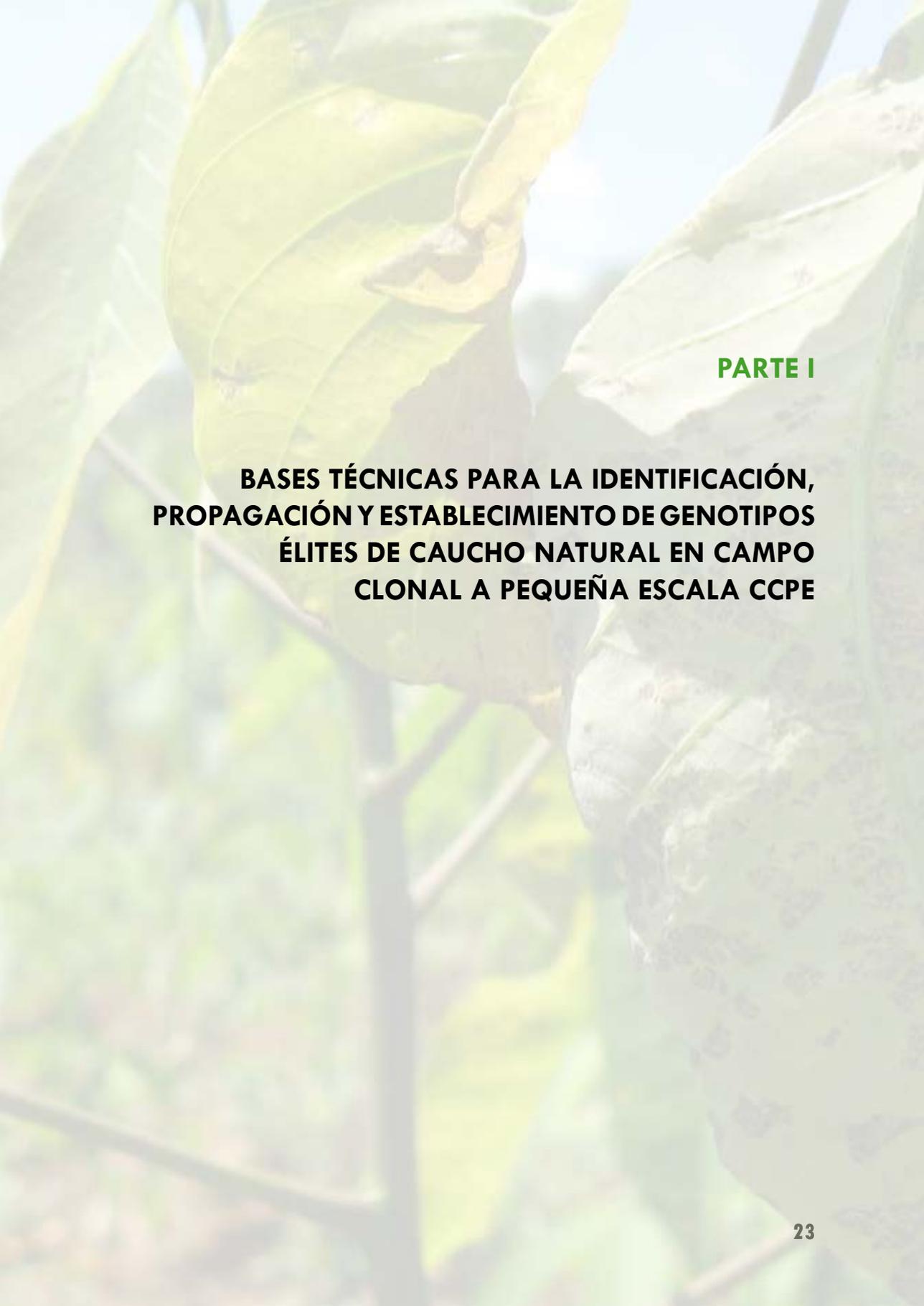
A los biólogos Jarlinson Correa y Alexis Calderón, por su incondicional acompañamiento y apoyo en la fase inicial de identificación, selección y colecta del material vegetal requerido por el proyecto.

A Marfi Andrea Hermida y Yasodhara Marieth Salas Tobón, por su apoyo en la edición final de los ajustes de forma del presente documento.

Al Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural MADR por la cofinanciación e interventoría de la presente investigación.

Al Centro de Internacional de Agricultura Tropical CIAT por su participación administrativa en el marco convenio celebrado con el MADR y contrato celebrado con el Instituto SINCHI para la ejecución del proyecto de investigación.

Finalmente expresamos nuestros agradecimientos a Aníbal Tapiero por las observaciones y aportes planteados como resultado de la revisión técnica que hizo al documento y que han contribuido de manera significativa para mejorar la publicación.



PARTE I

**BASES TÉCNICAS PARA LA IDENTIFICACIÓN,
PROPAGACIÓN Y ESTABLECIMIENTO DE GENOTIPOS
ÉLITES DE CAUCHO NATURAL EN CAMPO
CLONAL A PEQUEÑA ESCALA CCPE**

CAPÍTULO 1

Bases técnicas para la identificación y selección de árboles elite-francos de caucho natural en el Departamento del Caquetá

*Armando Sterling Cuéllar¹, Carlos Hernando Rodríguez León¹,
Bernardo Betancurt Parra¹, Ismael Dussan Huaca²,
Norma Constanza Bonilla Ríos³, Augusto Mazorra Valderrama¹,
Erika Ossa Artunduaga⁴, Armando Gamboa Tabares⁴,
Diego Ferney Caicedo¹, Héctor Llanos²*



¹ Investigadores Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI Sede Florencia.

² Funcionarios de la Asociación de Reforestadores y Cultivadores de Caucho del Caquetá ASOHECA.

³ Docente Investigadora Universidad de la Amazonia.

⁴ Contratistas Contrato No. 116-200814819-3692 CIAT - SINCHI - Convenio No. 054/08 MADR CIAT.

1.1. Antecedentes y criterios técnicos de selección de los árboles élite-francos

El Caucho natural [*Hevea brasiliensis* (Willd. ex A. DC.) Muell. Arg.] es una especie de amplio interés para la región amazónica, cuyo origen se remonta a las planicies de la Amazonía y Orinoquía en América del Sur con amplia distribución en países como Bolivia, Brasil, Colombia, Guyana Francesa, Perú, Surinam y Venezuela (Gonçalves *et al.*, 1997). Su importancia, se debe a la producción de látex destinado principalmente a la industria llantera (Compagnon, 1998).

En los últimos 70 años diferentes instituciones como el Instituto de Investigación de Caucho de Malasia [Rubber Research Institute of Malasia (RRIM), Instituto de Investigación de la India Rubber Research Institute India (RRII), Instituto de Investigación del Caucho de Sri Lanka [Rubber Research Institute of Sri Lanka (RRISL)] y el Centro para la Cooperación Internacional en la Investigación Agrícola para el Desarrollo CIRAD de Francia, han realizado meticulosos programas de mejoramiento genético para la selección de clones con alta producción, resistencia a enfermedades y mejor adaptación a condiciones ambientales. (Priyadarsham y Gonçalves, 2003).

En Colombia, todos los materiales sembrados corresponden a clones introducidos producto del mejoramiento genético realizado por los grandes productores que en su mayoría están en oriente en países como: Indonesia, Tailandia y Malasia y en América, principalmente en Brasil. En razón a la dependencia de 1-2 clones en la región por la cual para la región amazónica se hace necesario ampliar la base genética usando el material autóctono de alto rendimiento en el departamento del Caquetá principal productor de caucho del país (Castellanos *et al.*, 2009).

En la Amazonia colombiana el hongo *Microcyclus ulei* (P. Henn v. Arx.) causante del Mal Suramericano de la Hoja SALB por sus siglas en inglés (South American Leaf Blight), constituye la principal amenaza para el establecimiento de nuevas plantaciones de *H. brasiliensis* a escala comercial. En los últimos años se ha intensificado la evaluación de materiales de alto desempeño en fase de establecimiento (crecimiento circunferencial mayor a

1.5 cm/mes) (Sterling y Correa, 2010) y se ha priorizado la búsqueda de nuevas fuentes de resistencia genética a *M. ulei* a través de la introducción y evaluación de nuevos clones de origen americano con potencial para la región (Sterling *et al.*, 2009).

En el Departamento del Caquetá, el Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI, la Universidad de la Amazonia y la Asociación de Reforestadores y Cultivadores de Caucho del Caquetá ASOHECA emprendieron en 2008 el único programa de mejoramiento genético de la especie *H. brasiliensis* a partir del rescate del germoplasma local procedente de 99 árboles francos élites, obtenidos por polinización cruzada natural (origen sexual) en fincas de productores.

La base genética de origen policlonal a partir de la cual se originaron los genotipos franco-élites, se remonta a las primeras fases del programa de fomento cauchero impulsado desde el año 1964 por el Instituto Colombiano de Reforma Agraria (INCORA) y el Instituto de Investigaciones Tecnológicas (ITC), con el apoyo del Instituto de Investigación del Caucho (IRCA) y el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA). Estas instituciones promovieron la importación de 48 clones de origen asiático, africano y americano, de los cuales finalmente se establecieron en sitio definitivo 11 clones: FX 25, FX 3864, FX 2261, IAN 873, IAN 713, IAN 710, PB 86, HARBEL 1, AVROS 308, RRIM 513 y RRIM 600 (Torres, 1984; Penot y Jobbé-Duval, 1998). En el marco de este fomento cauchero se establecieron las primeras 400 hectáreas de caucho en los municipios de El Doncello (Vereda Maguaré, 75 ha) y Belén de los Andaquíes (Vereda La Mono, 325 ha) en el Departamento del Caquetá (Torres, 1984).

Según I. Dussan (com pers.), el material clonal (3 - 4 clones) entregado en las fincas fue confundido en muchos casos por los productores, por lo que de manera no intencionada, se generaron parcelas de tipo policlonal. Estas plantaciones luego de 3 años generaron semilla sexual obtenida por polinización cruzada natural que posteriormente fue llevada a viveros para la producción de pie francos requeridos como porta-injertos para la propagación asexual de los clones comerciales más tradicionales: IAN 710, IAN 873 y FX 3864. Algunos de estos viveros se abandonaron y originaron árboles francos. Del mismo modo, y en un nuevo ciclo de siembras en campo definitivo, muchos de los injertos clonales producidos en forma de

tocón a raíz desnuda (stump) resultaron inviables, con lo cual el único brote viable correspondió al porta-injerto que más tarde originó un árbol franco. Los árboles francos originados de esta forma expresaron características agronómicas y fitosanitarias sobresalientes, lo cual permitió clasificarlos actualmente como árboles élite francos en el Departamento del Caquetá (ver Figura 1).

La selección inicial de los 99 árboles élite francos de caucho natural en las fincas de productores, se realizó a partir del reconocimiento morfológico distintivo de estos materiales (tronco ligeramente cónico) (ver Figura 2). Los árboles élites se escogieron finalmente por: su mayor rendimiento comparado con los clones tradicionales de la región (FX 3864, IAN 710 y IAN 873), en relación con el crecimiento (vigor y altura), el estado fitosanitario principalmente en la copa (densidad foliar mayor al 80% con resistencia aparente al mal suramericano de las hojas) y alta producción sin sangría seca (producción media de >150 g/sangría, sistema de explotación 1/2S ↓ d/3), después de muchos años (16 a 35 años) de observación empírica en campo por parte de los productores y los técnicos de ASOHECA (ver Figuras 1 y 2).

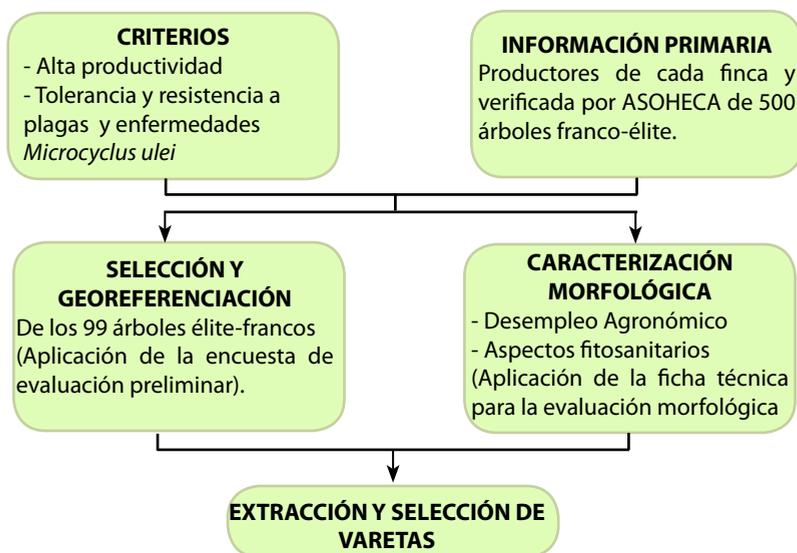


Figura 1. Flujograma de los principales criterios y fases de selección y propagación final de los materiales élite-francos de caucho natural pre-seleccionados en el Departamento del Caquetá.



Figura 2. Rasgos fenotípicos característicos de los materiales élite franco de caucho natural seleccionados en el Departamento del Caquetá. **a.** Forma cónica del tronco de un árbol élite-franco. **b.** Árbol élite característico (vigoroso y frondoso) en una plantación monoclonal.

Una vez efectuado el reconocimiento en campo, se realizó la georeferenciación de los 99 árboles élite – francos requeridos para el desarrollo de la investigación. Se registró información sobre el manejo cultural, desempeño agronómico y aspectos fitosanitarios. Cada árbol se marcó con pintura roja con la letra E (Élite) y un número consecutivo del 1 al 99 (E1, E2...E99).

1.2. Árboles élite-francos seleccionados

En la tabla 1 se detallan los 99 árboles élite-francos de caucho natural seleccionados en ocho municipios del Departamento del Caquetá (Solita, Albania, Morelia, Florencia, La Montañita, El Paujil, El Doncello y San Vicente del Caguán).

Tabla 1. Listado final* de los 99 árboles élite-francos de caucho natural seleccionados en ocho municipios del Departamento del Caquetá.

Élite	Geo-posicionamiento			Procedencia		Élite	Edad	Georeferenciación	Procedencia	
	Edad	Geo-posicionamiento	Municipio	Vereda	Municipio				Vereda	
E01	35	75°28'53.7" W. 01°26'15.6" N	Florencia	La Esperanza	E30	30	75°43' 01.9" W. 01°30'00.4" N	Morelia	El Paraíso	
E02	28	75°28'54.9" W. 01°26'14.3 N	Florencia	La Esperanza	E31	35	75°43'02.3" W. 01°30'00.7" N	Morelia	El Paraíso	
E03	33	75°28'54.5" W. 01°26'07.4" N	Florencia	La Esperanza	E32	34	75°42' 59.9" W. 01°29'59.7" N	Morelia	El Paraíso	
E04	29	75°28'56.1" W. 01°26'83" N	Florencia	La Esperanza	E33	33	75°42'54.6" W. 01°30'04.0" N	Morelia	El Paraíso	
E05	34	75°28'57" W. 01°26'10.8" N	Florencia	La Esperanza	E34	35	75°42'54.5" W. 01°30'04.3" N	Morelia	El Paraíso	
E06	30	75°28'56.7" W. 01°26'10.5" N	Florencia	La Esperanza	E35	33	75°42'54.4" W. 01°30'04.2" N	Morelia	El Paraíso	
E07	32	75°28'46.7" W. 01°26'12.2" N	Florencia	Balcenes	E36	34	75°42'54.4" W. 01°30'03.1" N	Morelia	El Paraíso	
E08	31	75°30'57.4" W. 01°25'55.4" N	Florencia	Balcenes	E37	34	75°71'47.0" W. 01°50'15.2" N	Morelia	El Paraíso	
E09	34	75°36'11.8" W. 01°36'29" N	Florencia	Balcenes	E38	30	75°71'46.3" W. 01°50'16.1" N	Morelia	El Paraíso	
E10	30	75°30'56" W. 01°25'55.9" N	Florencia	Balcenes	E39	32	75°71'45.7" W. 01°50'17.5" N	Morelia	El Paraíso	
E11	32	75°30'55.7 W. 01°25'55" N	Florencia	Balcenes	E40	31	75°08'52.0" W. 01°38'52.2" N	El Doncello	Maguaré	
E12	31	75°32'5.3" W. 01°24'15.4" N	Florencia	Germania	E41	35	75°71'45.3" W. 01°50'20.5" N	Morelia	El Paraíso	
E13	34	75°32'4.9" W. 01°24'13.2" N	Florencia	Germania	E42	28	74°57'23.2" W. 01°59'27.9" N	San Vicente	12 de Octubre	
E14	30	75°32'4.3" W. 01°24'12.3" N	Florencia	Germania	E43	33	74°57'23.4" W. 01°59'26.9" N	San Vicente	12 de Octubre	
E15	32	75°32'4.2" W. 01°24'10.9" N	Florencia	Germania	E44	29	74°57'25.1" W. 01°59'26.3" N	San Vicente	12 de Octubre	
E16	35	75°38'51.2" W. 01°34'40.3" N	Florencia	Santa Rosita	E45	33	74°57'24.9" W. 01°59'26.6" N	San Vicente	12 de Octubre	
E17	33	75°38'53.6" W. 01°34'42.8" N	Florencia	Santa Rosita	E46	33	75°04'43.9" W. 01°34'40.0" N	El Doncello	El Rosario	
E18	34	75°08'52.3" W. 01°38'52.5" N	El Doncello	Maguaré	E47	34	75°04'41.5" W. 01°34'38.8" N	El Doncello	El Rosario	
E19	35	75°38'59.6" W. 01°34'48" N	Florencia	Santa Rosita	E48	20	75°50'26.0" W. 01°14'26.8" N	Albania	Floridablanca	
E20	33	75°38'49" W. 01°34'40.7" N	Florencia	Santa Rosita	E49	21	75°50'26.1" W. 01°14'26.7" N	Albania	Floridablanca	
E21	34	75°42'40.1" W. 01°24'12.3" N	Morelia	Rochela Alta	E50	33	75°04'56.7" W. 01°39'30.8" N	El Doncello	El Carmen	
E22	32	75°42'41.2" W. 01°21'29.5" N	Morelia	Rochela Alta	E51	20	75°50'26.2" W. 01°14'26.3" N	Albania	Floridablanca	
E23	33	75°42'41" W. 01°21'28.6" N	Morelia	Rochela Alta	E52	22	75°50'26.1" W. 01°14'26.6" N	Albania	Floridablanca	
E24	31	75°42'40.6" W. 01°21'29.3" N	Morelia	Rochela Alta	E53	34	75°04'56.5" W. 01°39'30.7" N	El Doncello	El Carmen	
E25	35	75°45'24.3" W. 01°24'12.5 N	Morelia	Sinaí	E54	30	75°04'54.8" W. 01°39'34.6" N	El Doncello	El Carmen	
E26	28	75°45'26.8" W. 01°24'17.6 N	Morelia	Sinaí	E55	32	75°04'54.0" W. 01°3'32.3" N	El Doncello	El Carmen	
E27	33	75°08'52.7" W. 01°38'52.9" N	El Doncello	Maguaré	E56	31	75°04'53.7" W. 01°39'31.5" N	El Doncello	El Carmen	
E28	29	75°45'26.8" W. 01°24'17.5" N	Morelia	El Paraíso	E57	35	75°07'01.1" W. 01°37'03.2" N	El Doncello	La Tigera	
E29	34	75°45'26.8 W. 01°24'17.5" N	Morelia	El Paraíso	E58	28	75°07'01.0" W. 01°37'02.3" N	El Doncello	La Tigera	

Posa...

Nuevos clones de caucho natural para la Amazonia colombiana

Viene...

Élite	Edad	Geo-posicionamiento		Procedencia		Élite	Edad	Georeferenciación		Procedencia	
		Municipio	Vereda	Municipio	Vereda			Municipio	Vereda		
E59	33	75°07'01.1" W.	01°37'02.7" N	El Doncello	La Tigra	E80	31	75°12'42.4" W.	01°39'24.6" N	El Doncello	El Cerindo
E60	29	75°07'01.5" W.	01°37'02.8" N	El Doncello	La Tigra	E81	35	75°17'24.9" W.	01°31'47.3" N	El Paujil	Moravia
E61	34	75°07'02.1" W.	01°37'03.2" N	El Doncello	La Tigra	E82	28	75°17'26.0" W.	01°31'47.7" N	El Paujil	Moravia
E62	29	75°07'01.7" W.	01°37'03.1" N	El Doncello	La Tigra	E83	33	75°17'27.4" W.	01°31'45.4" N	El Paujil	Moravia
E63	30	75°07'02.1" W.	01°37'03.4" N	El Doncello	La Tigra	E84	23	75°50'26.0" W.	01°14'26.4" N	Albania	Floridablanca
E64	31	75°07'01.9" W.	01°37'03.4" N	El Doncello	La Tigra	E85	34	75°17'53.1" W.	01°31'22.6" N	El Paujil	Moravia
E65	28	75°07'01.0" W.	01°37'01.8" N	El Doncello	La Tigra	E86	30	75°17'53.3" W.	01°31'22.8" N	El Paujil	Moravia
E66	29	75°06'59.1" W.	01°37'01.1" N	El Doncello	La Tigra	E87	32	75°17'58.0" W.	01°31'20.2" N	El Paujil	Moravia
E67	33	75°09'45.7" W.	01°36'16.9" N	El Doncello	Villa Rica	E88	31	75°17'56.2" W.	01°31'19.7" N	El Paujil	Moravia
E68	30	75°32'4.4" W.	01°24'12.4" N	Florencia	Germania	E89	31	75°17'53.9" W.	01°31'26.9" N	El Paujil	Moravia
E69	21	75°50'26.1" W.	01°14'26.4" N	Albania	Floridablanca	E90	28	75°17'54.9" W.	01°31'26.7" N	El Paujil	Moravia
E70	30	75°08'53.0" W.	01°38'51.5" N	El Doncello	Magnaré	E91	29	75°34'17.9" W.	00°57'17.2" N	Solita	El Amparo
E71	32	75°09'45.9" W.	01°36'17.9" N	El Doncello	Villa Rica	E92	30	75°34'17.9" W.	00°57'17.2" N	Solita	El Amparo
E72	31	75°09'45.1" W.	01°36'18.2" N	El Doncello	Villa Rica	E93	31	75°34'17.8" W.	00°57'15.8" N	Solita	El Amparo
E73	34	75°09'42.1" W.	01°36'18.3" N	El Doncello	Villa Rica	E94	30	75°34'21.3" W.	00°57'15.1" N	Solita	El Amparo
E74	30	75°09'41.6" W.	01°36'18.3" N	El Doncello	Villa Rica	E95	32	75°34'21.5" W.	00°57'15.2" N	Solita	El Amparo
E75	28	75°09'41.5" W.	01°36'17.8" N	El Doncello	Villa Rica	E96	31	75°16'54.3" W.	01°22'24.7" N	La Montañita	El Carmen
E76	33	75°07'59.8" W.	01°40'23.4" N	El Doncello	La Libertad	E97	35	75°16'55.1" W.	01°22'24.0" N	La Montañita	El Carmen
E77	34	75°07'56.3" W.	01°40'25.1" N	El Doncello	La Libertad	E98	28	75°16'55.6" W.	01°22'22.9" N	La Montañita	El Carmen
E78	32	75°07'53.4" W.	01°40'26.8" N	El Doncello	La Libertad	E99	33	75°16'55.1" W.	01°22'21.2" N	La Montañita	El Carmen
E79	30	75°32'4.7" W.	01°24'12.5" N	Florencia	Germania						

Nota. *Este listado corresponde a los materiales finalmente seleccionados luego de reemplazar cerca de un 25% del total de materiales identificados preliminarmente, debido a que durante la fase de propagación estos materiales tuvieron una reducida disposición de vareta, vareta poco desarrollada, yemas inviábiles, ó fueron árboles defoliados, recién defoliados ó árboles en inicio de defoliación. En una serie continua, los élitres: E28 al E39, y el E41, fueron los únicos materiales procedentes de antiguos viveros de caucho.

La mayoría de árboles élites seleccionados, se encontraron en plantaciones con clara mezcla policlonal (63.4%), seguidos por plantaciones con mínima mezcla policlonal (aparentemente monoclonales) en un 23.5%, principalmente de los clones IAN 710, FX3864 y IAN 873 (ver Figura 3). Estas distinciones obedecieron a las diferencias anatómicas observadas en los ejemplares establecidos en campo definitivo.

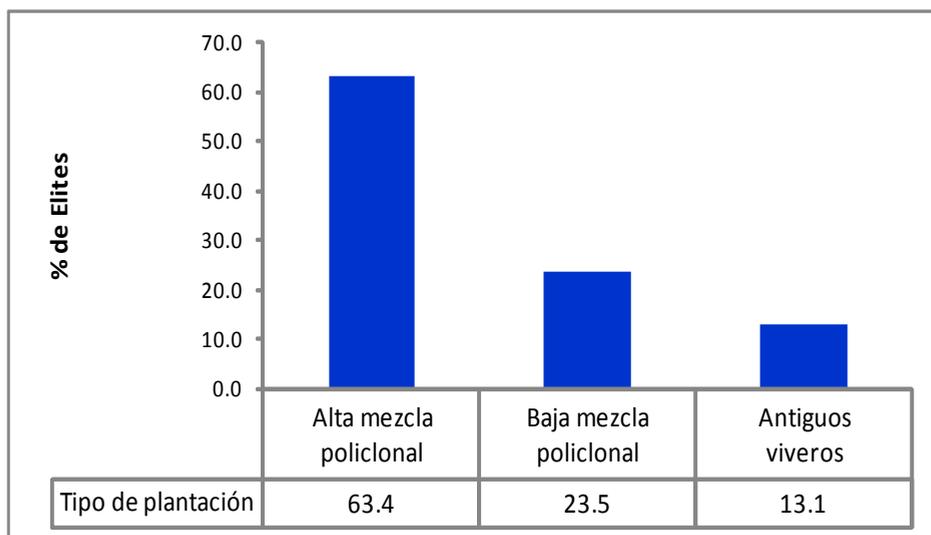


Figura 3. Sistemas de cultivo en los que se distribuyeron los árboles élite franco de *H. brasiliensis* en el Departamento del Caquetá.

También se encontraron árboles francos con distribución aleatoria provenientes de antiguos viveros abandonados (13.1%). Más del 80% de los árboles élite-francos presentaron edades que oscilaron entre los 16 y 22 años. El porcentaje restante correspondió a árboles con edades entre los 30 y los 35 años.

1.2.1. Principales parámetros agronómicos y fitosanitarios registrados en los árboles élites seleccionados

- **Altura**

La altura promedio de los árboles osciló entre 9.4 y 36 m. La mayor

distribución de alturas se presentó entre los 15 y los 19.9 m (48,0%) (ver Figura 4). En general se observó un notable crecimiento en los arboles elites en comparacion con los arboles de menor porte localizados en la misma plantación.

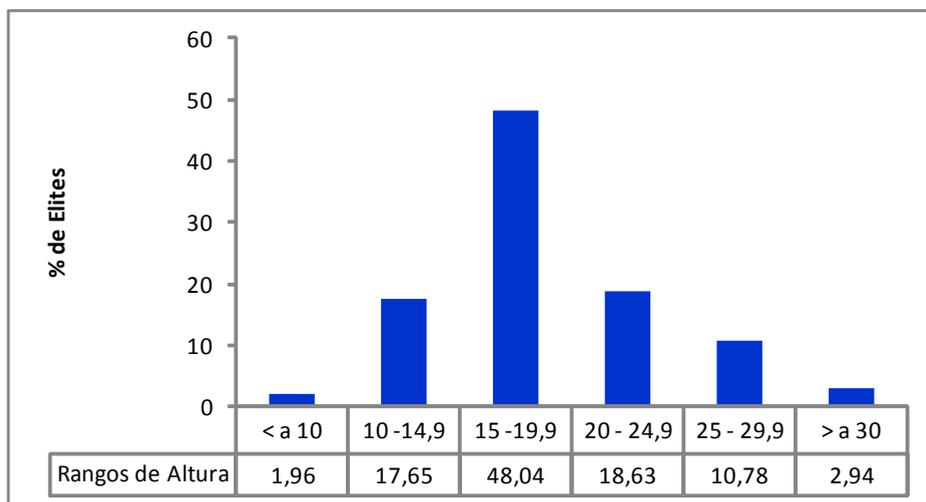


Figura 4. Distribución de alturas (m) de los árboles élite francos de caucho natural seleccionados.

- **Vigor (Circunferencia del tronco)**

Más del 60% de los árboles presentaron una circunferencia del tronco a 1.2 m de altura superior a 1 m. El élite E28 (ver Tabla 1) fue el más vigoroso, con una circunferencia de 3.84 m (ver Figura 5). En general, los árboles más vigorosos procedieron del municipio de Morelia, y los materiales menos vigorosos con origen en el municipio de Solita. Estas diferencias radicaron fundamentalmente en que la mayoría de los árboles de Morelia estaban dispuestos al azar en campo abierto a diferencia de los materiales de Solita de solita establecidos en plantación monoclonal sin un adecuado manejo cultural. La mayor competencia intra-específica observada en los materiales de solita. Sumada al factor genético específico en cada material explicarían principalmente las diferencias de vigor.

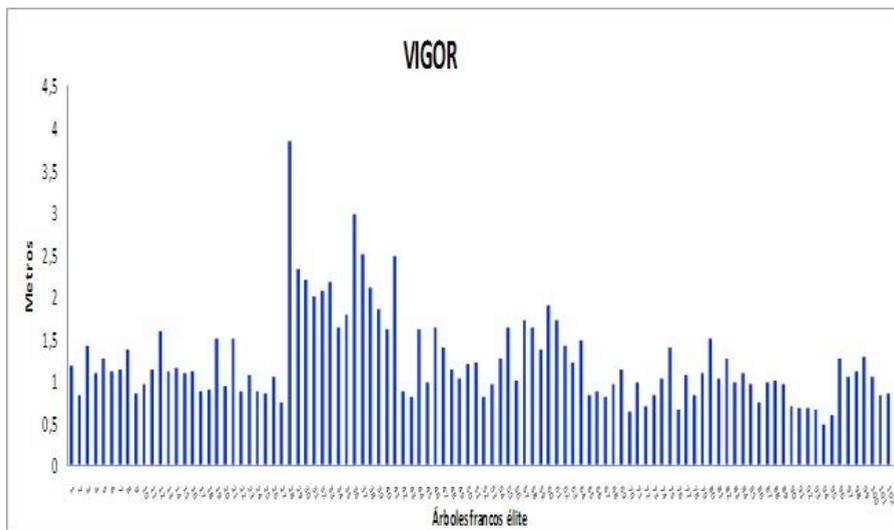


Figura 5. Vigor medido como circunferencia (m) del tronco a 1.2 m de altura de los árboles élite francos de caucho natural seleccionados.

- **Diámetro de copa**

El árbol élite franco que presentó el mayor diámetro de copa fue el E28 con 21.5 m, contrario al élite E94 que con 3,5 m presentó el menor diámetro. En general, los diferentes árboles élites presentaron un diámetro medio de copa tienen de 10 m. Sin embargo, más del 50% de los árboles presentaron un valor superior a 10 m.

- **Resistencia a vientos**

Según la figura 6, se observa que más del 50% de los árboles presentaron una resistencia a la caída por acción eólica (vientos). El 15.7% de los árboles registraron pérdida parcial en la ramificaciones, en no más de dos ramas perdidas por árbol. En general estos materiales presentan buena resistencia a la ruptura por vientos.

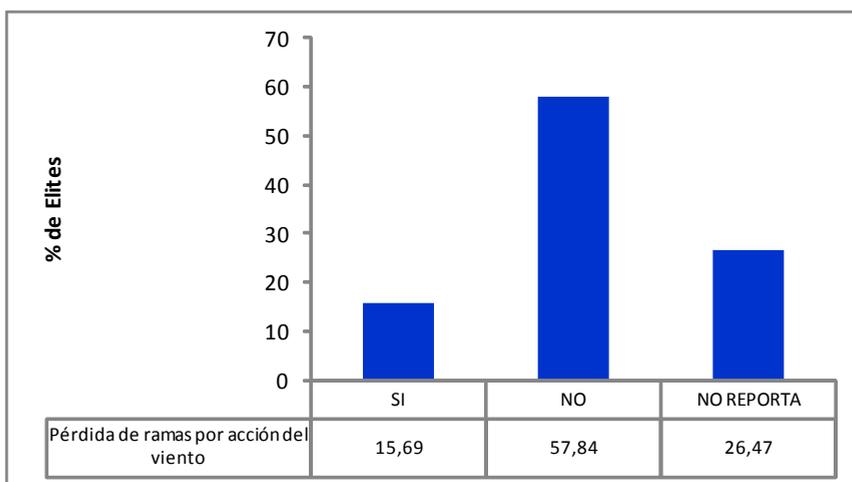


Figura 6. Porcentaje de ramas afectadas por acción del viento en los árboles élite francos de caucho natural seleccionados.

- Producción media de látex**

Como se observa en la figura 7, la mayoría de los árboles élites seleccionados (37.2%) presentaron producción media que osciló entre 250-500 g/sangría/árbol (sistema de sangría: 1/2S ↓ d/3 6d/7) (ver Figura 7).

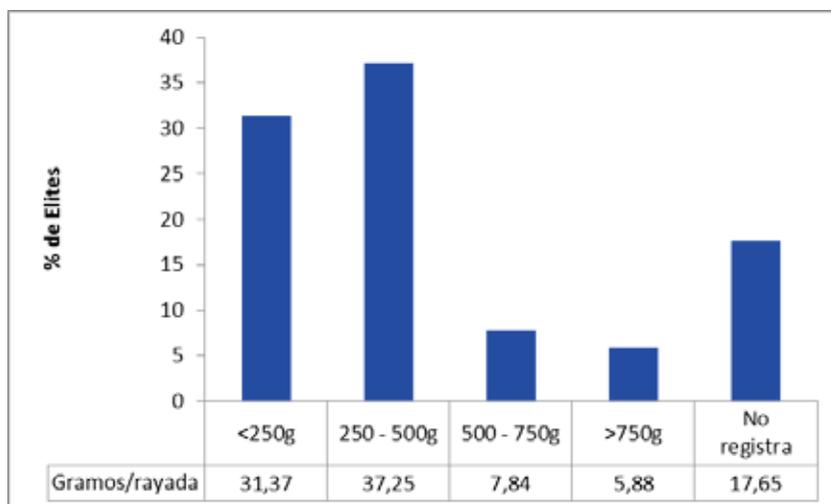


Figura 7. Producción media (g caucho fresco/sangría) de los árboles élite francos de caucho natural seleccionados.

Es importante resaltar que el 5.8% de los árboles registraron una producción media histórica (mayor a diez años de producción) superior a los 750 g/sangría. En particular, el árbol élite E80 registró una producción media de 1000 g/sangría en un sistema de sangría 1/2S ↓ d/3.

- **Tolerancia a enfermedades y plagas**

Las enfermedades más frecuentes (75%) en los diferentes árboles élite-francos fueron en su orden, ojo de pájaro o perdigón (*Dreschlera heveae*), costra negra (*Phyllacora huberi*) y antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*) respectivamente. El mal suramericano de la hoja presentó una menor incidencia (8.5%) (ver Figura 8).

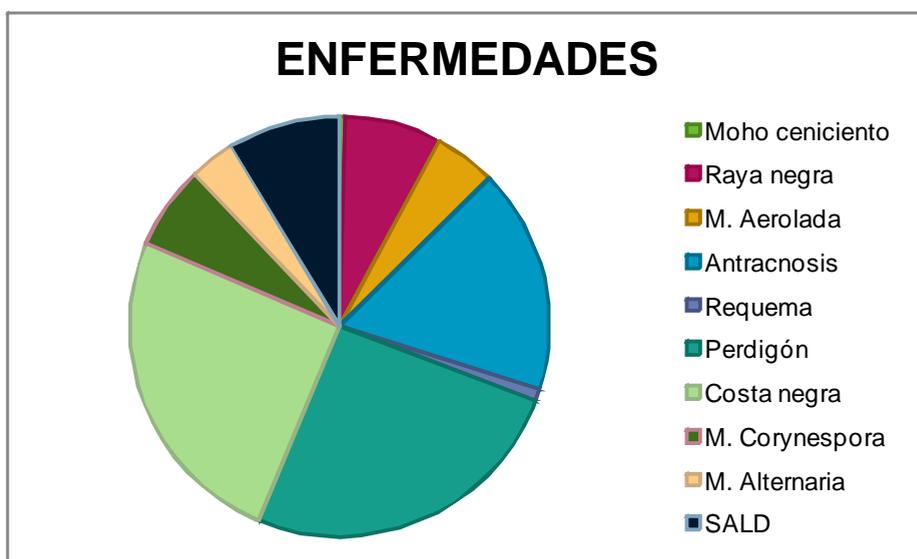


Figura 8. Incidencia (%) de diferentes enfermedades presentes en los árboles élite francos de caucho natural seleccionados.

En relación con las plagas, la hormiga arriera (*Atta spp.*), el comején (*Nasutitermes spp.*) y el gusano peludo (*Premolis semirrufa*) fueron las más importantes (70% del total de élites seleccionados). La hormiga arriera fue la plaga más agresiva, con una incidencia superior al 50% (ver Figura 9).

Las plagas más comunes en el cultivo de caucho, gusano cachón (*Erinnyis ello*) y chinche de encaje (*Leptopharsa heveae*).

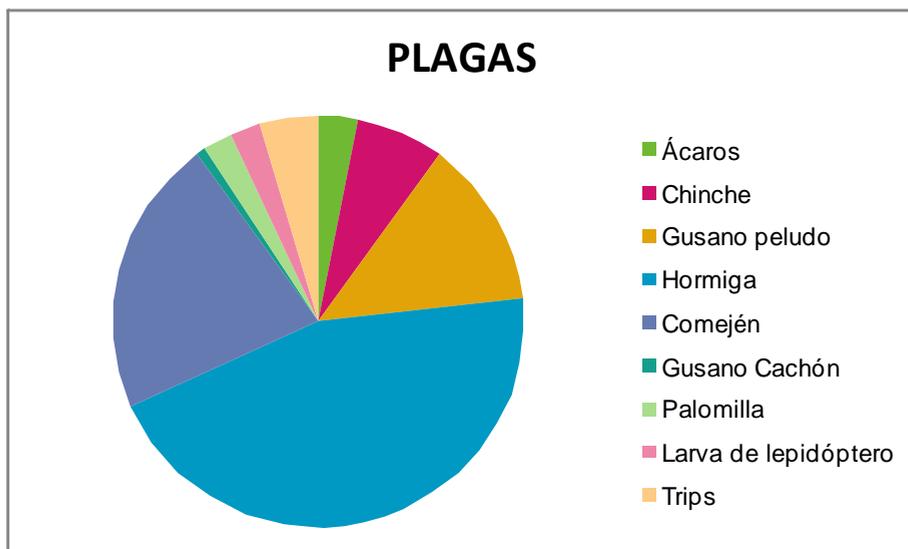


Figura 9. Incidencia (%) de diferentes plagas presentes en los árboles élite francos de caucho natural seleccionados

1.2.2. Aspectos culturales de manejo de los materiales seleccionados

Según la figura 10 son mínimas las prácticas culturales aplicadas en los árboles élites encuestados. La mayoría de los materiales no se les practicó podas de formación a nivel de copa (inducción de copa a 2.8 m de altura). También se reportaron mínimas aplicaciones de fertilizantes, insecticidas, herbicidas y estimulantes para la producción. Lo más frecuente fue el uso de fungicidas, principalmente para el control de raya negra (*Phytophthora* spp.) en el panel de sangría mediante el uso de Ridomil® (25g/L). En algunos casos los productores usaron pastas fungicidas a base de caldo sulfocálcico.

Algunos de los fertilizantes más utilizados fueron roca fosfórica (500 g/ árbol), triple 15, urea, cal dolomita, estiércol de vaca seco, cloruro de potasio y sulfato de amonio, en aplicaciones de 500 g/árbol respectivamente.

El control mínimo de arvenses asociadas a los árboles elites encuestados fueron practicadas mediante aplicaciones químicas de glifosato (100 mL/ 20 L de H₂O) con una frecuencia semestral.

En cuanto al control de plagas, las prácticas más comunes consistieron en la aplicación de Cipermetrina® (35 mL/ 20 L de H₂O) y el Lorsban® (300g/aplicación), principalmente contra la hormiga arriera y termitas.

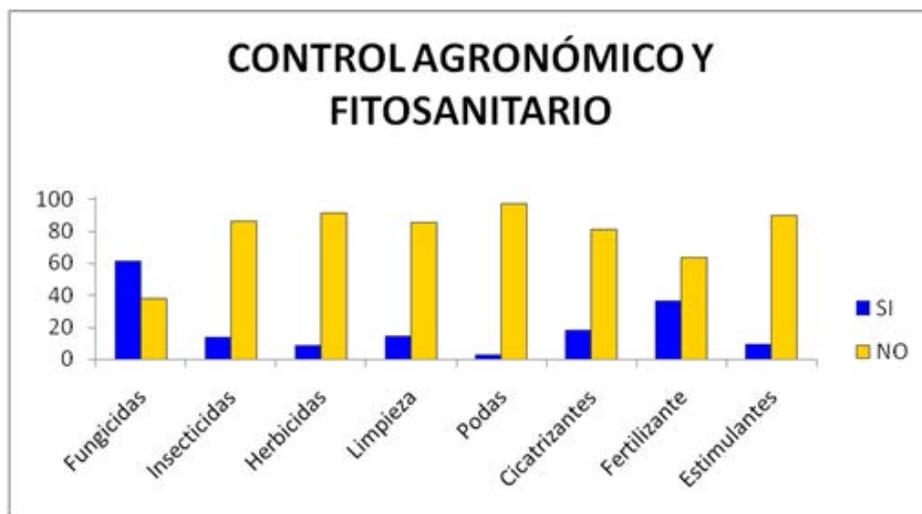


Figura 10. Incidencia (%) de diferentes plagas presentes en los árboles élite francos de caucho natural seleccionados.

1.3. Extracción de varetas porta-yemas para la propagación asexual

Para la extracción de las varetas porta-yemas requeridas para la propagación asexual de los arboles élite-francos, se realizaron los siguientes pasos:

1.3.1. Selección y corte de ramas porta-varetas

Esta labor se realizó con un equipo de trabajo constituido por un técnico experto en injertación para la correcta identificación de las varetas porta-yemas, un escalador para trepar los árboles y realizar el corte de las ramas que incluían las varetas, un funcionario de ASOHECA para guiar la localización específica de los árboles élite localizados en cada zona de

muestreo, y el equipo investigador y técnico del proyecto para la toma de registros y el apoyo en la selección de las varetas.

Una vez localizado el árbol, se realizó una verificación visual del estado agronómico (altura y vigor), fenológico (copa en estado foliar C o D) y fitosanitario (hojas saludables) de las ramas de los árboles elites, con el fin de identificar posibles varetas porta-yemas viables para su extracción. Esta labor fue complementada *in situ* por el trepador, quien mediante una incisión leve, determinó la viabilidad de las varetas, esencialmente por su fácil desprendimiento de corteza (Figuras 11 a - b).



Figura 11. Corte y selección de ramas porta-varetas. a. Corte de ramas porta-varetas en la copa de los árboles. b. Verificación de la viabilidad de las varetas porta-yemas.

1.3.2. Poda y selección de varetas porta-yemas

Una vez cortadas las ramas porta-varetas de los árboles elites, se procedió mediante cortes manuales (ver Figura 12a) a seleccionar las mejores varetas teniendo en cuenta: a) la cantidad y calidad de las yemas presentes (ver Figura 12b), b) la facilidad para desprender una tira de corteza tal y como se hace en los jardines clonales al momento de la injertación y c) un número mínimo de 12 varetas de 1 m por cada árbol seleccionado.



Figura 12. Poda y selección de varetas porta-yemas. a. Corte para seleccionar las mejores varetas porta-yemas. b. Verificación de la calidad de las yemas por vareta.

1.3.3. Empaque y embalaje de varetas

Esta fase consistió en envolver en papel craft, etiquetar y humedecer las varetas porta-yemas con el fin de conservar la viabilidad de las mismas hasta los viveros de ASOHECA, para continuar con el proceso de injertación. El material empacado se embaló y se transportó con buena hidratación procurando el mínimo daño mecánico a fin de garantizar el mayor éxito en la injertación.

1.4. Referencias bibliográficas

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

CASTELLANOS, DO; FONSECA, RS; BARÓN, NM. 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/Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, D.C. 209 p.

DUSSAN, H. I. 2006. Manual de procedimientos para técnicos en caucho natural. Florencia. (Obra inédita).

GONÇALVES, P. DE S. ORTOLANI, A. A. E CARDOSO, M. 1997. Melhoramento genético da seringueira: uma revisão. Documentos IAC 54. 55pag. Campinas-SP, Brasil.

PENOT, E.; JOBBÉ-DUVAL, B. 1998. Informe de misión en Colombia proyecto Plante. 65 p.

PRIYADARSHAM P.M.; A. P. S. GONCALVES. 2003. Hevea gene pool. For breeding. Genetic resources and Crop Evolution , 50: 101-114 Kluwer Academic publisher , printed in the Netherlands.

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, A.C., CORREA, J. 2010. Desempeño de una colección clonal de caucho en periodo de inmadurez en la Amazonia colombiana. Ingenierías & Amazonía 3 (1): 16-27.

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.

TORRES, A. C. H. 1999. Manual para el cultivo del caucho en la Amazonía. Plante-Universidad de la Amazonia. 149 p.

CAPÍTULO 2

Bases técnicas para la propagación vegetativa de árboles élitos de caucho natural en condiciones de vivero

*Armando Sterling Cuéllar¹, Carlos Hernando Rodríguez León¹,
Bernardo Betancurt Parra¹, Ismael Dussan Huaca²,
Norma Constanza Bonilla Ríos³, Augusto Mazorra Valderrama¹,
Erika Ossa Artunduaga⁴, Armando Gamboa Tabares⁴,
Diego Ferney Caicedo¹, Héctor Llanos²*



¹ Investigadores Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI Sede Florencia.

² Funcionarios de la Asociación de Reforestadores y Cultivadores de Caucho del Caquetá ASOHECA

³ Docente Investigadora Universidad de la Amazonia.

⁴ Contratistas Contrato No. 116-2008I4819-3692 CIAT-SINCHI - Convenio No. 054/08 MADR-CIAT.

2.1. Aspectos técnicos relacionados con el proceso de colecta, selección y manejo de la semilla sexual.

2.1.1. Manejo de la semilla de caucho natural (*H. brasiliensis*).

- **Preselección de la semilla**

El árbol de caucho es una planta monoica es decir, que en la inflorescencia se encuentran flores masculinas y femeninas en la misma planta, en proporción de 60:1; la floración ocurre después de un periodo seco y al inicio de las lluvias (en la zona ocurre entre enero-febrero de cada año). El fruto del caucho es una cápsula trilobular, con una semilla en cada celda, que presenta dehiscencia explosiva, lanzando las semillas hasta 10 m de distancia. Las semillas son recalcitrantes, su contenido de humedad inicial varía de 40 a 35% (Salazar *et al.*, 2000).



Figura 13. Semillas sexuales de caucho natural recolectadas en el Departamento del Caquetá.

La semilla de caucho es una almendra, de forma redondeada o elíptica de 2-4 cm de longitud, de 4-5 gramos de peso. El tegumento externo es liso y brillante cuando la semilla es fresca, presenta manchas oscuras sobre fondo más claro, gris claro (Ver Figura 13). El color, la forma y sus dimensiones varían de acuerdo a los individuos permitiendo determinar su origen materno y por consiguiente el clon. Bajo la corteza lignificada

se encuentra un tejido esponjoso que contiene aire lo que permite que la semilla flote en el agua (Torres, 1999). La almendra está formada de albumen, de endospermo y del embrión. El albumen que ocupa la mayor parte, está constituido por un tejido de reserva, el cual contiene almidón y aceite. Estas reservas alimentan la plántula desde la germinación hasta el momento en que pueda abastecerse por sí misma. El endospermo está formado por una capa delgada de células situada entre el albumen y los cotiledones del embrión. El embrión está constituido por la gémula, por la radícula orientada hacia el poro germinativo y por los dos cotiledones: estos ocupan la totalidad de la superficie del plano mediano de la semilla (Compagnon, 1998).

Debido al contenido de grasas en la almendra y su rápida oxidación, cuando ocurre la dehiscencia, su viabilidad es muy corta, a los 15 días se ha perdido el 50% de su capacidad germinativa y a los 30 días aumenta entre un 80-100%.

- **Recolección de la semilla de caucho**

Todos los municipios del Caquetá producen semilla, la producción se estima aproximadamente en 48 toneladas, de las cuales el 50% se queda en manos de ASOHECA y el otro 50% sale con destino a otros departamentos. Las mayores cantidades se generan en Doncello y Belén de los Andaquíes, por tener plantaciones adultas y nucleadas. En general, las semillas de óptima germinación y adecuadas para el proceso de patronaje se producen en plantaciones adultas de más de 15 años, ya que plantaciones de tres años producen fruto y semillas de baja viabilidad. Dussán (2006) afirma que una persona recolecta alrededor de 8.000 semillas al día, es decir entre 30 y 40 kg.

Una plantación adulta produce alrededor de 200 kg de semilla en hectárea por año, la cantidad de semilla por kilo varía dependiendo de cada clon, en promedio un kilogramo de semilla sexual de caucho contiene entre 200-250 unidades. Las semillas se recogen, luego se pesan y se ubican en donde no sean afectadas por las altas temperaturas causadas por los rayos solares, ni por la humedad. Es necesario remover las semillas diariamente para que se aireen, es decir, para que mantengan un adecuado intercambio gaseoso, y así puedan preservarse por más tiempo.

La recolección se realiza hacia mediados de julio y finales de agosto (Salazar *et al.*, 2000), aunque según lo reportado por Martínez *et al.* (2008), también ocurre una llamada mitaca entre febrero y marzo.

- **Selección final de la semilla de caucho**

La selección de las semillas es una etapa muy importante en la producción de material vegetal franco. La selección se realiza mediante un extendido donde se descartan las semillas dañadas o enfermas. Las semillas dañadas son aquellas semillas quebradas, partidas o con daños en su estructura; que afectan principalmente su germinación y su apariencia, igualmente dando indicios de secamiento del endospermo (son más ligeras y flotan rápidamente en el agua).

Las semillas enfermas o infestadas: Son las semillas que han sido afectadas por hongos, bacterias, insectos y otros organismos patógenos, presentando apariencia opaca, viscosa, y/o con decoloraciones grisáceas o amarillo pálido. La frescura de la semilla está indicada principalmente por el brillo de su corteza y la blancura del endospermo (Torres, 1999).

- **Almacenamiento de la semilla de caucho**

El principal objetivo del almacenamiento es mantener las semillas viables desde su cosecha hasta el momento de la siembra. Para que la semilla de caucho no sufra daños y conserve el poder germinativo, que se pierde por la rápida oxidación de las grasas contenidas en la almendra, el almacenamiento requiere temperaturas medias (menores o iguales a 25°C), humedades relativas altas (superior al 80%) (Triviño, 1990; Moreno *et al.* 2006), por lo anterior, no es recomendable almacenar la semilla bajo ningún sistema, más allá de 45 días (Dussán, 2006).

- **Desinfección de la semilla de caucho.**

En la biofábrica la semilla se somete a un proceso de desinfección para reducir pérdidas causadas principalmente por hongos saprofitos e insectos. Dussán (2006), recomienda que antes de colocar las semillas en el germinador estas reciban un tratamiento preventivo contra plagas y enfermedades que consiste en sumergir la semilla durante 5 a 10 minutos en

una mezcla de fungicida preventivo (a base de Mancozeb) y un insecticida (a base de Dimetoato o Diazinon).

2.1.2 Implementación y manejo de los germinadores.

El germinador es el sitio escogido para colocar la semilla de caucho a germinar. Las camas germinativas se establecen con el fin de facilitar la germinación de la semilla permitiendo obtener plántulas con un sistema radicular bien formado; facilitar la obtención y la selección de las mejores plántulas que se llevarán a los almácigos; permitir la realización de un mejor control de los problemas fitosanitarios; y ahorrar costos. Las dimensiones del área para el germinador dependen del tamaño del vivero y del tipo de material que se quiera producir.

Para un cálculo aproximado se debe partir de un contenido de 200 semillas/Kg, y que por cada metro cuadrado de germinador se colocan hasta 5 Kg de semillas (1000 semillas aproximadamente); es decir, que por cada tonelada de semilla sexual de caucho se necesitan 200 m² de germinador.

Los aspectos que se deben tener en cuenta para el establecimiento de los germinadores son los siguientes:

2.1.3. Época de establecimiento.

La época en que se establecen los germinadores de caucho natural es durante los meses de julio, agosto y septiembre, puesto que es el período que corresponde a la época de fructificación del árbol (Restrepo *et al.*, 2003; Salazar *et al.*, 2000).

2.1.4. Selección del sitio

Para determinar la localización del germinador se debe tener en cuenta la distancia que hay hasta el almacigo, para evitar posibles pérdidas considerando los largos desplazamientos que deberán realizarse. Otro

criterio que debe considerarse es el topográfico, pues el terreno debe ser plano o con una pendiente muy ligera que permita el drenaje natural.

2.1.5. Dimensiones de las eras

Las dimensiones del germinador varían dependiendo de la configuración del terreno, pero generalmente son de 1 m de ancho y 10 m de longitud o más. Generalmente las eras que se construyen en la biofábrica de ASOHECA tienen áreas entre 35 y 40 m² (Ver Figura 14).



Figura 14. Camas de Germinación.

2.1.6. Descapotar

Esta labor consiste en eliminar todas las arvenses que quedan aun después de la aplicación del herbicida, se hace manualmente con pala, palín, machete o azadón, por lo general los jornaleros del vivero para obtener mejores resultados suelen trabajar en equipo, colocándose a lado y lado del germinador (Ver Figura 15).



Figura 15. Descapotado del terreno.

2.1.7. Repicar el terreno

Repicar es mullir la tierra a través de palas o palines, con el fin de mejorar la estructura del suelo logrando optimizar el desarrollo del sistema radicular de las plántulas.

2.1.8. Construcción de zanjas

Con el fin de facilitar la siembra de la semilla, el riego, el arranque de las plántulas y el drenaje, se separan las eras entre sí por zanjas de entre 30 o 50 cm de ancho y poco mas de 10 cm de profundidad, estas zanjas se hacen con pala, palín y/o azadón (Ver Figura 16).



Figura 16. Construcción de Zanjas.

2.1.9. Elección y disposición del sustrato

Los germinadores se construyen generalmente con suelo propio del terreno, arena o aserrín de madera, cascarilla de arroz o suelo arenoso, se pueden delimitar con guadua o tabla. En la biofábrica de ASOHECA se utiliza el siguiente procedimiento: primero se aplica una capa de aserrín luego se siembran las semillas y finalmente se coloca una capa de viruta o cisco de más de 3 cm cada vez que se coloca una capa del material se va nivelando con un trozo de madera parejo finalmente el espesor de la viruta del germinador será de más o menos 40cm (Ver Figura 17).



Figura 17. Nivelación camas de germinación.

Según Dussán (2006), el aserrín de madera contribuye a: proteger la semilla de la desecación por la acción directa de los rayos solares, a mejorar la germinación y acelerar la ocurrencia de la misma. Aunque una de las desventajas de este método es el incremento de los costos, pues para el caso del vivero de ASOHECA este insumo tiene que comprarse y transportarse desde las aserradoras de Florencia.

2.1.10. Siembra o extendido de las semillas

Las semillas se siembran en el germinador tocándose entre sí, haciendo una ligera presión sobre el sustrato teniendo el cuidado de que queden con la parte ventral hacia abajo, luego se recubren con el mismo sustrato; de esta manera no hay entrelazamientos de sistemas radiculares y foliares,

y se evitan malformaciones. Para 200 m² (5 eras de 40 m²) se utiliza aproximadamente una tonelada de semilla.

No se recomienda la construcción de umbráculos para proteger la semilla de los rayos solares, porque implica un incremento de costos, además finalmente el material vegetal del germinador se trasplantara a almácigos que están a exposición plena de los rayos solares, lo que significa que es mejor que las plántulas se adapten a las condiciones ecológicas locales (Ver Figura 18).



Figura 18. Disposición de los germinadores. **a.** Colocación de la semilla.
b. Semillas con extendido de viruta.

2.1.11. Germinación

De acuerdo con Compagnon (1998), en el momento de la germinación la radícula se alarga y sale por el poro germinativo. Luego los dos peciolos de los cotiledones se alargan igualmente tirando la gémula fuera de la semilla. Los cotiledones se mantienen en el interior de la semilla y alimentan la plántula mediante sus dos peciolos. Esto ocurre luego de 10 días (Dussán, 2006), aunque generalmente esta germinación es muy desigual por diferentes razones: a) la semilla que se siembra proviene de diferentes clones y b) no se realiza una adecuada selección de semilla.

Palencia (2000), recomienda que a partir del decimo día de sembrada la semilla se debe observar diariamente la germinación y retirar parte del sustrato al tener la mayor parte de las semillas en brotación para evitar

malformaciones en el epicotíleo (tallo) (Ver Figura 19).

De acuerdo con la experiencia de Dussán (2006), de una tonelada de semilla (200000 semillas), para efectos de cálculos se debe contar aproximadamente con 100000 plántulas portainjerto, es decir un rendimiento del 50%, suficientes para instalar una hectárea de almacigo en eras o en bolsa.



Figura 19. Semilla en proceso de germinación.

2.1.12. Trasplante

El mejor momento para trasplantar es en punto blanco, es decir, cuando apenas ha brotado el epicotíleo, con el fin de evitar daños en los frágiles órganos que se desarrollaran. Este procedimiento también puede hacerse cuando la radícula ya tiene raicillas- estadio conocido como “pata de araña” – y antes de que el tallo se desarrolle, pero se debe tener mucho cuidado para no dañar la radícula, pues si esto sucede saldrían varias raíces pivotantes en la misma planta (Torres, 1999).

En el vivero de ASOHECA el material vegetal se trasplanta cuando presenta el primer piso foliar y/o la altura está entre los 15 y 20 cm (ver Figura 11). Esta disminuye los porcentajes de sobrevivencia en vivero, ya que el tallo y las raicillas se parten con facilidad (Ver Figura 20).



Figura 20. Material listo para trasplante a eras.

La forma apropiada de extraer la semilla del germinador consiste en halar en un movimiento resuelto con los dedos índice y pulgar el segmento que une la parte aérea con la radicular. Se descartan las semillas que nunca germinan, las plántulas que presentan defectos, tanto las que poseen una semilla con dos o más raíces pivotantes, o con raíces mal formadas (Benesi, 2007).

Las plántulas arrancadas se agrupan sobre el germinador en pequeñas pilas, para que un operario se encargue de disponerlas cuidadosamente en un saco húmedo y las traslade inmediatamente al vivero, pues la siembra se realiza paralelamente para evitar el estrés de la plántula al permanecer demasiado tiempo sin las condiciones óptimas para su crecimiento. Una vez las plántulas son llevadas a los almácigos, las personas encargadas de la siembra se dividen las cantidades requeridas y las protegen con sacos o con ramas y hojas frescas para que la plántula conserve la humedad.

2.1.13. Repase

Se denomina así a la labor que consiste en arrancar las últimas plántulas del germinador que por algún motivo se demoraron más tiempo en germinar por la humedad del sustrato, hongos saprofitos e insectos, plántulas que generalmente se utilizan para hacer resiembras.

El germinador se construye cerca de una fuente de agua permanente y

que pertenezca al lugar donde se vaya a instalar el vivero (Torres, 1999). El riego se realiza dependiendo del clima, en periodo seco la aplicación debe hacerse en horas de la mañana y en la tarde. El riego se hizo a través de una manguera conectada a un tanque que está ubicado a no menos de 10 m del germinador, el agua de este tanque proviene del acueducto municipal.

2.2 Aspectos técnicos relacionados con los viveros en campo

2.2.1. Viveros para la producción de tocones a raíz desnuda (*stump*)

- **Producción de tocón a raíz desnuda (*stump*)**

Este sistema de producción de material vegetal de caucho (*stump* a raíz desnuda) es el más utilizado en el Caquetá. Condiciones como deficientes vías de comunicación, los altos costos del transporte y las largas jornadas de viaje, impiden la utilización del material en bolsa con injerto brotado.

- **Localización del terreno.**

Los criterios para escoger el terreno de un vivero en eras para producción de *stumps* a raíz desnuda son: acceso al sitio de establecimiento todo el año, suelo profundo y permeable, terreno no inundable, cercanía de una fuente abundante de agua, suelo plano o con menos de 3% de pendiente para evitar la erosión y facilitar drenaje natural, cercano de un poblado o ciudad con mano de obra suficiente.

- **Preparación del terreno**

La preparación del suelo es necesaria, comprende: la limpieza total de la parcela y una eliminación de todo resto de la antigua vegetación; el barbecho hasta 40 a 60 cm. de profundidad utilizando arado de cincel o subsolador; tres pases de rastrillo; una aplicación de herbicida pre-emergente al menos 15 días antes de realizar el trasplante, y la construcción de cercas perimetrales para evitar el acceso del ganado.

- **Trazado**

ASOHECA utiliza la distancia de siembra en almacigo en tierra o eras de 30 cm. entre surcos (surcos dobles) por 20-25 cm. entre plantas en el surco dejando una calle de 70 cm; y/o de 70 cm entre surcos y 30 cm entre plantas, en surco sencillo; estos marcos de siembra permiten una densidad teórica entre 70000-100000 plantas porta-injerto por hectárea (Ver Figura 26). El vivero se fracciona en cuadros o melgas de 30 m x 50 m, para obtener hasta 100 eras o surcos por melga. Al reducir el número de plántulas se favorece la ventilación al interior del sistema, se disminuyen los problemas sanitarios, se reducen los costos de producción, se reduce el periodo entre trasplante y arranque, y se incrementa la eficiencia (Ver Figura 21).



Figura 21. Trazado de las eras.

- **Trasplante.**

La recomendación técnica es manejar las semillas recién germinadas en “punto blanco” o en “pata de araña”, las cuales se escogen y se llevan hasta las eras dentro de un cubo medio lleno de agua conteniendo desinfectante y fungicidas sistémicos (Benomyl 5 g/litro). Sin embargo, cuando se manejan grandes cantidades de semilla, se dificulta la selección y el trasplante; en el caso de ASOHECA se acostumbra trasplantar a eras plántulas de hasta 15 cm de longitud, aérea y radicular, aprovechando la mayor cantidad de plántulas posibles. Después de la aplicación de un

riego, se siembra en sitio las plántulas. La densidad inicial para el vivero en eras varía entre 70000-100000 plántulas por hectárea (Ver Figura 22).



Figura 22. Trasplante de plántulas a eras.

- **Control de arvenses.**

Se efectúa manualmente en el interior de los surcos y químicamente en los pasillos con un herbicida de contacto, como el Diurion 3-(3,4-Diclorofenil)-1,1-dimetilurea, (Ejemplo, Karmex®) a 3 Kg. de p.c. por ha, durante los primeros tres meses. Después de los tres meses de edad del almacigo se puede utilizar un control manual (palín) con un control químico mediante herbicidas sistémicos de amplio espectro como el Glifosato en dosis de 5 mL/L de agua. El mantenimiento de 1 ha de vivero necesita 2 hombres una a dos veces por semana.

- **Control de plagas y enfermedades de hojas**

De acuerdo con Rincón (2008), en el mundo se han registrado 275 especies asociados a daños en el cultivo del caucho. En Colombia se han reportado 44 especies de insectos, de estas las de mayor importancia económica son, la hormiga arriera (*Atta* sp.) y el gusano cachón (*Erinnys ello*). No obstante, se sugiere observar la presencia y niveles de infestación de las demás plagas para prevenir pérdidas innecesarias (Ver Figura 23).



Figura 23. Oviposición de gusano cachón (*Erinnys ello*).

Los mayores limitantes en los viveros de caucho son las enfermedades, cuyos agentes bióticos son los hongos y bacterias (ver Tablas 2 y 3).

Tabla 2. Recomendaciones para manejo de las plagas presente en viveros de caucho.

PLAGA	DAÑO	CONTROL
Hormiga Arriera (<i>Atta sp</i>)	Cortan las hojas, defoliando completamente la planta, generando retrasos en crecimiento y desarrollo de los portainjertos.	Cuando sea necesaria la disminución de poblaciones, se aplica la dosis recomendada de insecticidas en el hormiguero utilizando insufladora: Clorpirifos (Attamix P.E), Pirimifos (Arrierafin), fenitrotrion (Sumithion).
Gusano cachón (<i>Erinnys ello</i>)	La larva aparece y consume los brotes y las hojas nuevas de plantas jóvenes.	Control biológico se utiliza de forma preventiva con <i>Bacillus thuringiensis</i> . En caso de ataques severos fueron utilizados insecticidas a base de Tiametoxam + Lambdacihalotrina (n.c. Engeo)

- **Raleo o eliminación por selección de plántulas portainjerto.**

Tiene por objeto eliminar las plántulas que presentan crecimiento y desarrollo indeseables, buscando dejar las mejores y uniformizar los patrones. En general se realizan dos raleos, un primer raleo se realiza cuando el promedio de las plantas forman su tercer piso foliar y un

segundo raleo al completarse el sexto piso foliar, eliminando las de menor crecimiento y desarrollo.

- **Fertilización**

El plan de fertilización incluye acciones para la enmienda de los suelos: para el efecto se realiza la aplicación un mes antes del trasplante de Cal Dolomita en dosis de 600-1000 kg/ha, y de materia orgánica 2-5 toneladas por hectárea. Las fertilizaciones químicas se efectúan con base en aplicaciones fraccionadas de N, P, K, Mg. Realizar aplicaciones de 50 gramos de una mezcla de Urea, SPT y KCl por metro lineal de almacigo en eras (entre los dos surcos), cada tres meses hasta un mes antes de la injertación. (véase *tabla 3 en página siguiente*).

- **Riego.**

Considerando que el caucho requiere aproximadamente 120 mm al mes, se efectúan al menos dos riegos de 15 mm por semana independientemente de la precipitación local y durante las horas menos calurosas del día (temprano en la mañana o última hora de la tarde).

- **Injertación.**

En los viveros, se ha observado que la viabilidad del prendimiento de los injertos dependen en gran medida del injertador, por lo general estos porcentajes varían entre un 80 a un 95%. Se realizó la preparación de las varetas porta yemas, de la siguiente manera: se realizó la inducción de brotes (varetas porta yemas), en los Árboles Élite seleccionados en fincas de productores en el Caquetá.

Posteriormente, se cortaron las varetas con la ayuda de una segueta. El primer corte se dejó 20 centímetros de tallo, y de ahí en adelante de 5 a 10 centímetros, encima de la cicatriz del último corte. El corte se realiza árbol por árbol. Se tuvo en cuenta que el último piso foliar estuviese maduro, para facilitar el desprendimiento de la corteza con las yemas. Sacada la vareta porta yemas se cortan a metro, para facilitar su transporte y la distribución a los injertadores (Ver *Figura 24*).

Tabla 3. Recomendaciones para el manejo de las principales enfermedades presentes en viveros de caucho natural.

Enfermedad	Síntoma	Control
Mal Suramericano de la Hoja (SALB) (<i>Microcyclus úlei</i>)	Es el principal problema fitosanitario en los viveros de caucho. Se presenta como manchas opacas, de color verdoso en el envés de las hojas nuevas, se necrosan, se secan y caen, dejando completamente defoliado el árbol.	En condiciones del Bosque húmedo tropical conviene disminuir la densidad de siembra (< 75000 plantas por hectárea). Implementar un plan de corrección de suelos y de fertilización adecuado. Monitoreos permanentes del almacigo, especialmente en épocas lluviosas. Realizar aplicaciones con productos protectantes a base de Mancozeb 80% (Manzate, Dithane M45); y curativos a base de Benomil (Bencimidazol), Carbendazin (Bavistin), Metenoxam y mancozeb (Ridomil).
Mancha Negra, requema, quemazón, hiel, caída anormal de hojas (<i>Phytophthora palmivora</i>):	Las hojas caen con peciolo, diferenciándose de <i>M. úlei</i> en donde cae primero la hoja y después el peciolo. Lesiones en peciolos, manchas de color marrón oscuro o gotas de látex coagulado. Las hojas afectadas caen con los folíolos intactos y verdes. El ataque puede superar al causado por Mal Suramericano de la hoja en la amazonia. En ataques severos muerte descendente.	Similar al <i>M. úlei</i> .
Antracnosis (<i>Collectotrichum gloeosporoides</i>)	Causa defoliaciones y muerte de ramas jóvenes. Necrosamientos de color marrón rodeadas por un halo amarillento. En ataques severos causa caída de hojas y muerte descendente.	Fertilizar y controlar malezas, de preferencia mantener los cultivos limpios. No establecer viveros en zonas cercanas a fuentes de agua como ríos, lagunas o quebradas, drenajes permanentes. Aplicaciones preventivas o curativas con productos a base de Mancozeb 80% (Manzate, Dithane M45); y Benomil (Bencimidazol), Carbendazin (Bavistin), (Daconil).
Mancha areolada (<i>Thanatephorus cucumeris</i>)	Ataca folíolos jóvenes gotas de látex en el envés de las hojas; al secarse forman puntos negros aceitosos, causa deformaciones en los tejidos de las hojas, Necrosamientos, muerte y caída de hojas. Los ataques son espectaculares por la rapidez con que aparecen y por los daños que generan.	Disminuir densidades de siembras. Fertilizar y controlar malezas, de preferencia mantener los cultivos limpios. No establecer plantaciones en zonas cercanas a fuentes de agua como ríos, lagunas o quebradas



Figura 24. Selección de la vareta porta-yemas

Cuando fue necesario transportar a largas distancias, se recomienda aplicar parafina en los extremos de la vareta y conservarlas en buenas condiciones de temperatura y humedad. De esta manera se conservaron entre 3 y 5 días.

Una vez los patrones alcanzan un diámetro entre 1.5 a 2.5 cm en promedio, se consideran aptos para realizar la injertación. Para un vivero sembrado en Agosto, la injertación puede empezar a los 5-6 meses, es decir en enero-febrero del año siguiente. En la práctica se recomienda el injerto en “ventana abierta”, con yema verde, verde-café y café. La metodología de la injertación ha sido ampliamente descrita por autores como Compagnon (1998), Torres (1999) y Garzón (2000) (Ver Figura 25).



Figura 25. Injerto terminado.

- **Corte de patrones**

Las plantas prendidas o que aceptaron el injerto deben ser cortadas en su parte aérea para estimular la síntesis de hormonas de crecimiento como las giberelinas y por tanto la brotación de la yema injertada. El corte se realiza por encima a los 10 cm del injerto, para que el secamiento no descienda hasta el injerto y lo dañe. Se aplica al día siguiente una pintura cicatrizante (Ver Figura 26).



Figura 26. Corte del patrón.

2.2.2. Vivero mixto para la producción de plántulas de caucho

El vivero mixto se configura cuando se colocan los stumps producidos a raíz desnuda en bolsa plástica para generar tocones brotados o plántulas, a partir de la brotación del injerto. En condiciones normales, a los 90 días se cuenta con plántulas de dos pisos foliares listas para ser llevadas a campo.

- **Manejo y siembra del stump**

Los *stumps*, se deben tratar previamente con una mezcla de insecticida y fungicida para prevenir la presencia de plagas y enfermedades, así mismo, se aplica parafina en el sitio del corte del tallo del patrón para evitar deshidratación. Se recomienda tener las bolsas llenas con antelación

a la llegada del stump. El día anterior se humedece el suelo de las bolsas para facilitar la siembra del material vegetal. Se recomienda realizar un tratamiento al stump consistente en sumergir por un tiempo de 12 horas la raíz, en una mezcla de Hormonagro 1® (enraizante de tipo hormonal), en dosis de 1 g/litro de agua, y de Manzate® (fungicida preventivo), 10 g/litro de agua.

Para la siembra se utiliza una estaca de 35 a 50 cm de longitud de 2-3 cm de diámetro, la cual se introduce en la bolsa hasta el fondo permitiendo la entrada del stump, luego se aprieta firmemente alrededor del mismo de tal manera que el stump no se doble, ni se lastime (Ver figura 27a).



Figura 27. Siembra de stump. a. Stump trasplantado a bolsa. b. Stump con yema brotada.

El tamaño y la forma de la raíz del stump son muy importantes. Solamente se acepta cortar la raíz si el tamaño de la misma supera la longitud de la bolsa, una raíz ideal debe estar entre los 35-40 cm, debe ser única y recta, no se acepta “cuello de ganso” o cualquier otra deformación en la raíz.

La yema se coloca en dirección a la calle correspondiente a cada zanja. Lo anterior para facilitar la emergencia y elongación del injerto. Para estimular la brotación del injerto se realizan diferentes tipos de tratamiento. Una vez trasplantado el stump en la bolsa, se acostumbra realizar aplicaciones de productos hormonales que estimulen la emergencia de la yema o injerto, uno de estos tratamientos consiste en diluir Progibb® (producto comercial a base de Giberelinas y AIA) en dosis de 1 g/ litro de agua; la aplicación se puede hacer por aspersión sobre el stump embolsado, o con brocha sobre el injerto (Ver Figura 27b).

- **Recomendaciones finales.**

La brotación de los injertos inicia a los quince días después del trasplante a la bolsa. Una vez se da la brotación de los injertos se hace necesario realizar un manejo integrado de plagas y enfermedades, en esta etapa se presentan plagas como la hormiga arriera y el gusano cachón, para los cuales se deben tener en cuenta las recomendaciones anotadas anteriormente. La enfermedad de mayor ocurrencia en el almacigo es la antracnosis causada por el hongo *C. gloesporoides*, patógeno que se ve favorecido por la alta humedad generada en los almacigos; sin embargo, es fácil de manejar siguiendo las recomendaciones dadas en el apartado de manejo de enfermedades en viveros.

El manejo de arvenses en las bolsas debe hacerse manualmente, para evitar daños causados por intoxicación con productos herbicidas en las plantas. Mantener limpio el campo para facilitar el desplazamiento de los operarios mientras se realizan las diferentes prácticas culturales, por lo cual se recomienda el uso de la guadañadora.

Es importante realizar análisis de suelo previo al establecimiento del material vegetal y de manera adicional aplicar una mezcla de fertilizante a partir de N, P, K, Ca, Mg, S, B, Cu, Mo y Zn como medida de prevención de deficiencias nutricionales, así mismo promover el desarrollo radicular y aéreo de la nueva planta. La mezcla se realiza a partir de un fertilizante compuesto (15-15-15, 10-30-10, 13-26-6, 17-6-18-2) más Agriminis®, en proporción de 3 partes (Fertilizante compuesto): 1 parte (Agrimins). La dosis a utilizar debe estar entre los 10-20 g por bolsa, en la periferia de la bolsa e incorporándolo al suelo, debe hacerse a los 30-45 días después del trasplante. Dosis superiores pueden causar intoxicaciones y muerte de las plantas.

La poda de formación en desuso es una actividad implementada para generar una plántula con un único tallo principal. Consiste en la eliminación mediante corte de tallos o ramas diferentes al tallo principal, el cual se selecciona por vigor, posición o estructura; es de carácter permanente (Ver Figura 28).



Figura 28. Material brotado con un piso foliar.

Producir una plántula clonada de dos pisos foliares, lista para llevar a sitio definitivo, puede consumir aproximadamente 90 días. A partir de este momento debe comenzar la fase de alistamiento para el transporte, que consiste en extraer las bolsas con las plántulas de las zanjas, sin deteriorar las bolsas, colocarlas preferiblemente en canastillas plásticas o guacales en grupos de 5-10 bolsas. Algunos productores transportan individualmente las plántulas embolsadas en camiones o camperos, pero las pérdidas y daños del material se incrementan.

2.3. Referencias bibliográficas

BENESI, J. F. C. 2007. Preparo de Mudas, Plantio e Condução de Seringais. *Bragantia*, 47:109-123,

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

DUSSAN, H. I. 2006. Manual de procedimientos para técnicos en caucho natural. Florencia. (Obra inédita).

GARZÓN, F. 2000. Principales plagas y enfermedades en el cultivo de caucho (*Hevea brasiliensis*) con énfasis en la amazonia colombiana. SINCHI-PLANTE. Ed. Produmedios. Bogotá. 63 p.

MARTINEZ, A.; ZULUAGA, J.; SANTOS, E. 2008 Preguntas frecuentes sobre caucho. Corpoica. 12 p. Disponible en Internet: <http://intranet.corpoica.org.co/SitioWeb/Archivos/Libros500/Cartilla500PreguntasSobreCaucho1.pdf>

MORENO, Fernando; PLAZA, Guido A. y MAGNITSKIY, STANISLAV V. 2006. Efecto de la testa sobre la germinación de semillas de caucho (*Hevea brasiliensis* Muell.). *Agronomía Colombiana* 24 (2): 290-295.

PALENCIA J., C.V. 2000. Manual general del cultivo del hule *Hevea brasiliensis*. Tesis de grado, Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala. 100 p. [citado el 20 de octubre de 2008]. Disponible en Internet: http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/01/01_1923.pdf.

RESTREPO U, V.E.; CARO C, J.; ROJAS G, P.; y BASTIDAS, J. 2003 Obtención de material vegetal de caucho. Programa de Desarrollo Alternativo (PDA), Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA), Asociación de Reforestadores y Cultivadores de Caucho del Caquetá (ASOHECA). Florencia, Caquetá. 28 p.

RINCON, Ovidio. 2008 Manual para el cultivo del caucho. CORDICAFE. Bogotá D.C. 198 p.

SALAZAR, R.; SOIHET, C.; MÉNDEZ, J. M. 2000. Manejo de semillas de 100 especies forestales de América Latina. Ed.CATIE. Turrialba, Costa Rica. 204 p. [citado el 13 de agosto de 2008]. Disponible en Internet: http://books.google.com.co/books?id=wS_3vuPi4ZgC&printsec=frontcover&dq=CAUCHO+hevea+brasiliensis+semillas&lr=&source=gbs_summary_r&cad=0#PPA205,M1

TRIVIÑO, D. 1990. Técnicas de manejo de semillas para algunas especies forestales neotropicales en Colombia. Corporación Nacional de Investigación y Fomento Forestal (Conif), Inderena N° 19. pp. 10-12

TORRES, A. C. H. 1999. Manual para el cultivo del caucho en la Amazonía. Plante-Universidad de la Amazonia. 149 p.

CAPÍTULO 3

Basestécnicas para el establecimiento y sostenimiento de un Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE de caucho natural

*Armando Sterling Cuéllar¹, Carlos Hernando Rodríguez León¹,
Bernardo Betancurt Parra¹, Ismael Dussan Huaca²,
Norma Constanza Bonilla Ríos³, Augusto Mazorra Valderrama¹,
Erika Ossa Artunduaga⁴, Armando Gamboa Tabares⁴,
Diego Ferney Caicedo¹, Héctor Llanos²*



¹ Investigadores Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI Sede Florencia.

² Funcionarios de la Asociación de Reforestadores y Cultivadores de Caucho del Caquetá ASOHECA

³ Docente Investigadora Universidad de la Amazonia.

⁴ Contratistas Contrato No. 116-2008I4819-3692 CIAT-SINCHI - Convenio No. 054/08 MADR-CIAT

3.1. Establecimiento del Campo Clonal a Pequeña Escala (CCPE)

3.1.1. Delimitación del terreno

El Campo Clonal a Pequeña Escala (CCPE) tiene una dimensión de 10,08 ha, subdividido en 4 bloques de 2.52 ha cada uno. Cada bloque tiene capacidad para 1200 árboles repartidos en 100 tratamientos (99 élites y el testigo IAN 873). Cada tratamiento tiene 12 árboles sembrados en surcos sencillos a una distancia de 7 x 3 m, con el fin de tener una densidad de siembra de 476 árboles/ha. (Ver Figura 29).



Figura 29. Delimitación del Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE.

3.1.2. Arado y desmonte

El arado se realizó a cada uno de los bloques con un tractor con rastra (ver Figura 30 a). El número de pasadas fue de tres, con el fin de soltar el terreno y facilitar el desarrollo del stump luego de la siembra, (ver Figura 30b).



Figura 30. Arado y desmonte. a. Tractor con rastra usado para el arado.
b. Terreno arado con maquinaria.

Cuando existen residuos vegetales gruesos que no pueden ser removidos con el tractor como troncos de árboles y raíces, es necesario realizar una limpieza previa a las labores de arado. Estas actividades se realizaron en período lluvioso, para que los restos de árboles y troncos cortados alcancen un tiempo óptimo de descomposición y se pueda aprovechar como materia orgánica incorporada al suelo (Ver Figura 31).



Figura 31. Limpieza del terreno cubierto con residuos vegetales gruesos.

3.1.3. Cercado

El campo clonal se cercó para evitar el paso del ganado y el deterioro de las estacas que se colocaron posteriormente. Cada uno de los bloques que quedaron separados se cercó.

Los postes usados para la cerca tenían 2 m de largo con una punta en uno de los extremos que sirve para introducirla en el hoyo predispuesto para el cercado. En el extremo del poste que queda sobre la superficie, se realizó un corte perpendicular de forma que permita que el agua escurra y la madera no se descomponga. Los postes fueron clavados en los hoyos dejando 1.50 m de estos por encima de la superficie.

Posteriormente y con ayuda de grapas se pegaron cuatro líneas de alambre de púas, procurando dejar una distancia de 30 cm entre ellas. Previo al clavado de postes se ubicaron las entradas o broches del CCPE, en los cuales no se dejó fijo uno de los postes sino que se pegó el alambre a un poste de 1.50 m de largo y se dejó enlazado solo por un alambre de tal forma que pueda ser removido por la persona que requiere la entrada al campo clonal (Ver Figura 32).



Figura 32. Cercada del terreno de Campo Clonal a Pequeña Escala.

3.1.4. Trazado y Estacado

El proceso de estacado previo a la siembra del material vegetal (*stumps*), se realizó en el total de las 10 ha, que estaba subdividido en 4 bloques de 2.5 ha c/u donde se ubicaron las 100 subparcelas que contiene los 100 tratamientos, con unas dimensiones de 7 m entre surcos x 3 metros entre árboles.

Como el terreno presenta pendiente, el trazo de curvas a nivel se hizo con caballete, iniciando en la parte media de la pendiente para que sirviera como línea guía y así continuar hacia arriba y hacia abajo para la ubicación correcta de cada subparcela.

Cada una de las subparcelas fue claramente marcada con ayuda de estacas de madera de 1m aproximadamente, pincel No. 3 y pintura en aceite color negro, que contenían la información siguiente: Elite (E), el numero del clon 01, 02 así sucesivamente hasta el clon 99 (de esta forma E01...E99) incluido el testigo IAN 873 y el número de bloque (1, 2, 3, o 4); así para los 4 bloques. Cada subparcela se le asignó 12 clones. (Ver Figura 33 a-b).



Figura 33. Estacado en Campo Clonal a Pequeña Escala. **a.** Estaca marcada.
b. Subparcelas marcadas con estacas.

3.1.5. Limpieza

Una vez demarcados los espacios donde se sembraron los élites y antes de efectuar el ahoyado, se realizó limpieza química con Estelar 480 SL y limpieza manual con guadaña y azadón (Ver Figura 34 a-b).



Figura 34. Limpieza en Campo Clonal a Pequeña Escala. **a.** Limpieza química.
b. Limpieza manual.

3.1.6. Fumigación

Es necesario eliminar toda planta que se encuentre, previo a la siembra de los stumps, ya que el crecimiento del *H. brasiliensis* requiere condiciones de constante luz solar, además, las arvenses compiten con el caucho por el agua y la luz (durante el primer año de la plantación) y por los elementos minerales provocando un retardo en el crecimiento. Cabe resaltar que el establecimiento de la plantación se realizó en un terreno con potreros en donde la especie dominante es el Imperata y algunas otras conocidas vulgarmente como Gaudilla y Azulejo; razón por la cual se requiere utilizar herbicidas activos que en este caso fueron Estelar 480 SL® (Glifosato: sal isopropilamina del N-(fosfometil) glicina 480 g/L) que es un herbicida post-emergente no selectivo de acción sistémica, recomendado para el control de las malezas anuales y perennes tanto gramíneas como ciperáceas y de hoja ancha. Penetra por las hojas y se mueve dentro de las partes aéreas y subterráneas de las plantas, causando la muerte total de las malezas entre los 8 a 15 días después del tratamiento.

Para la aspersion se utilizó una bomba de espalda de 20 L y se mezclaron agua y 120 mL de Estelar, concentración considerada para plantas arvenses preferiblemente en presencia de sol ya que éste complementa el proceso de acción del insumo promoviendo al marchitamiento y decaimiento y no se deben hacer aplicaciones cuando se esperan lluvias seis horas después.

El método de fumigación que el trabajador utilizó fue hilera por hilera, de esta forma se efectúan 8000 m² por jornal claro si no hay lluvia y si el agua está cerca, de lo contrario el proceso se hace menor en cuanto al número de metros cuadrados fumigados por hectárea.

3.1.7. Ahoyado

Se cavaron hoyos de 25 cm de diámetro y 50 centímetros de profundidad, con el fin de brindar espacio a las plantas injertadas (stumps) al momento de la siembra y de igual forma permita que el trabajador desarrolle un apisonado apropiado alrededor de la planta a sembrar, sin presionar el sistema radicular.

Este trabajo se hizo de forma mecánica empleando un equipo ahoyador con motor 2T, con capacidad de 50.6 c.c y con broca (barreno) de 20 cm. x 100 cm. (Ver Figura 35 a-b).



Figura 35. Proceso de ahoyado en Campo Clonal a Pequeña Escala. **a.** Ahoyado con equipo ahoyador de motor 2T. **b.** Hoyo de 25cm de diámetro por 50 centímetros de profundidad.

Esta técnica es mucho más eficiente que la pala, se refleja en el número de huecos realizados por jornal. Mientras que el trabajador haciendo uso del ahoyador realizó 200 huecos por jornal, con pala solo se logra cavar 80.

3.1.8. Encalado

Una vez establecida la fecha de siembra se procedió a realizar una enmienda al suelo, con el fin de disminuir la acidez y mejorar la disponibilidad de los nutrientes. En esta actividad se adicionan de 250 a 350 g de cal dolomítica por hoyo según convenga de acuerdo a los resultados de pH y porcentaje de saturación de acidez intercambiable. De acuerdo con los análisis de suelo realizados con anterioridad. Se recomienda hacer la enmienda por lo menos con un mes de anticipación a la siembra, para que haya un tiempo de acondicionamiento y preparación del suelo (Ver Figura 36).



Figura 36. Hoyo encalado según requerimientos nutricionales del suelo.

3.1.9. Aplicación de roca fosfórica

Simultáneo con la siembra se deben adicionar 300 a 400 g de roca fosfórica según las necesidades del suelo. La aplicación consiste en mezclar la cantidad requerida de roca fosfórica con un poco de suelo y disponerlo en el fondo del hoyo. Esto favorecerá el enraizamiento del *stump*. No se recomienda el uso de fertilizantes adicionales al momento de la siembra.

3.1.10. Siembra

Finalmente se disponen todos los *stump* de acuerdo a la ubicación de las parcelas. La siembra fue realizada por personal capacitado en caucho,

teniendo en cuenta las condiciones necesarias para que la plantación se desarrolle óptimamente.

Para la siembra se tuvo en cuenta que las yemas se encontraran alineadas en una sola dirección (en la orientación del surco), el mejor tiempo para este procedimiento es al inicio del periodo lluvioso para que favorezca el prendimiento, el stump debe introducirse de forma que el injerto quede a ras con la superficie para evitar el desarrollo de “pata” de elefante y la tierra se debe apretar luego de introducir el stump para evitar encharcamiento (Ver Figura 37 a-c).



Figura 37. Proceso de siembra de stump en Campo Clonal a Pequeña Escala. **a.** Introducción del stump al hoyo. **b.** Cubrimiento con tierra y pisado. **c.** Stump sembrado.

3.1.11. Riego

Se realizó mínimo tres veces por semana, tres veces al día con el fin de evitar estrés hídrico y favorecer la mayoría de los procesos fisiológicos de la planta entre ellos la toma eficiente de nutrientes (Rincon, 2007; Torres, 1999).

3.2. Sostenimiento de Campo Clonal a Pequeña Escala (CCPE)

3.2.1. Ajuste complementario de la cerca

Dentro del CCPE se ajustó la cerca que rodea el terreno, para evitar

cualquier problema con animales de la zona; los ajustes se efectuaron hacia la parte del frente a una longitud de 152 metros y hacia el costado derecho 480 metros. Para la realización de esta labor se necesitó un tractor el cual transportó 4 rollos de alambre de púa de 500 m² c/u, 222 postas de 2.20 m de largo, 20 cm ancho y 15 cm. de grosor, también se transportó un mazo de 3 arrobas. A cada posta se le hizo punta con un machete y se estableció el primero en el inicio de la construcción golpeándolo con un mazo de 3 arrobas hasta llevar el posta a una profundidad de 50 centímetros. Luego se amarró con una cabuya de 100 m buscando dirección, y a dos 2 m de este el segundo poste, repitiéndose este procedimiento hasta completar el cercado. Seguidamente se colocó la primera línea de alambre cubriendo una distancia de 10 postas clavando grapas de la misma forma hasta poner las cuatro líneas de alambre.

3.2.2. Resiembra

El proceso consistió en reemplazar los stumps que se perdieron en el momento de establecer la siembra, este proceso se realizó al primer, tercer y sexto mes.

3.2.3. Deschupone y podas de Formación

El deschupone consiste en eliminar todos aquellos brotes de yemas en el patrón, ya que reducen el crecimiento de la yema del injerto. La eliminación se realizó cortando los brotes con una navaja de injertar muy afilada desde la base de los brotes extras para ayudar a estimular el crecimiento del brote principal, además cuando salieron más de un brote en el injerto se procuró dejar el más vigoroso (Ver Figura 38).

Esta actividad la realizó el viverista cada tres o cuatro semanas durante los 2 primeros años de establecimiento hasta que el brote principal alcanzó un desarrollo aceptable (3m, para hacer aprovechamiento forestal en la formación de una copa equilibrada y balanceada), (Najera, 2000; Palencia, 2000; Dussan, 2006; Rincón, 2007).



Figura 38. Brotes que se eliminan.

Las podas se realizaron cortando con una navaja de injertación la base del brote hacia la parte superior de este retirándolo totalmente.

En el CCPE se llevó a cabo la poda de formación, con el fin de obtener varetas vigorosas y bien formadas y una poda de brotación que consistió en la eliminación de los brotes francos. Después de esto se obtiene un stump con un solo brote que parte del injerto o planta clonada (Ver Figura 39 a-b).

Esta labor se hizo sobre todos los stumps después de haber transcurrido 1 mes del anterior deschupado o poda.

3.2.4. Aplicación de Estimulante

En esta actividad fue necesario disolver 10 gramos de Proggib® en bomba de espalda de 20 L procurando que la aspersión fuera en la cepa del stump ya que este actúa como estimulante y contribuye al crecimiento rápido de los brotes en la totalidad de los materiales vegetales.



Figura 39. a) Un Stump antes de la poda. b) Después de la poda de formación y brotación en el CCPE en la vereda el chocho.

3.2.5. Limpieza de arvenses

Fue necesario realizar esta limpieza debido a que el herbicida utilizado solo hizo efecto en arvenses de hoja pequeña y fue ineficiente en el control de malezas de hoja ancha, la labor se desarrolló de forma mecánica utilizando guadaña. Pues, con este instrumento se puede desenterrar con mayor facilidad el azulejo que está distribuido en gran proporción a lo largo del terreno (Ver Figura 40).



Figura 40. Limpieza de arvenses en los callejones del Campo Clonal a Pequeña Escala en la vereda el Chocho.

3.2.6. Fertilización

La fertilización se hace de acuerdo con el análisis de suelo y los requerimientos del cultivo de caucho. Este tipo de cultivo es tenido como una planta poco exigente en cuanto a nutrientes del suelo, esa apreciación probablemente se deba a la pobreza química de los suelos amazónicos de donde el caucho es originario. Pero hay evidencias de que a pesar de crecer bien en los suelos amazónicos el desarrollo y la producción es mayor en suelos fértiles como los de la zona cafetera, o aquellos recientemente deforestados.

La fertilización tiene como objetivo mantener o aumentar la productividad del caucho, permitir la recuperación de la corteza, y mantener y mejorar la fertilidad natural del suelo. Posibilitar la continuidad del crecimiento y darle a la planta una mayor resistencia a las condiciones adversas del ambiente.

Para la fertilización en cada planta se aplicó 1 kg de abono orgánico tipo compost suplementado con cal dolomita® (200 g/planta), Triple 15® (200 g/planta) y Agriminis® (50g/planta), con una periodicidad semestral. Por estas características se implementó la utilización de un abono de origen orgánico, depositando 750 gramos/árbol en la respectiva zanja previamente elaborada (Ver Figura 41).



Figura 41. Proceso de fertilización de los stumps en el CCPE en la vereda el Chocho a. riego de triple 15 en el suelo. b. Trabajador empleando recipiente para adicionar el fertilizante al suelo.

3.2.7. Barreras vivas

Como barreras vivas cortavientos o contrafuego se establecieron árboles maderables de abarco (*Cariniana pyriformis*), dispuestas en rondas de tres metros de ancho. Estas barreras también contribuyen con la reducción de la velocidad de escorrentía superficial y retiene el suelo que en ella se transporta (Ver Figura 42).



Figura 42. Barrera viva.

3.2.8. Control fitosanitario

Durante el desarrollo del experimento en campo no se realizaron controles con productos químicos. En particular, se realizaron controles manuales y biológicos utilizando Dipe® y Bassar® contra gusano “cachón” (*Erynnis ello*) (Ver figura 43). El control del chinche de encaje “*Leptopharsa hevea*” fue completamente manual. En el caso de la hormiga arriera (*Atta* sp.) y termitas se recurrió al uso esporádico en nidos y temiteros de Lorsban® (200 g/aplicación).



Figura 43. Control manual de Gusano cachón (*Erynnis ello*)

3.2.9. Control químico contra hormiga arriera (*Atta* sp.)

Para el control de hormiga arriera se utilizó el insecticida conocido como Lorsban® 15 G, el cual controla insectos rastreros de forma eficaz, (Rincón, 2007). La aplicación se realizó utilizando una insufladora con capacidad de 1.5 Kg.

3.2.10. Control químico del Gusano Cachón

Este procedimiento consistió en realizar aspersiones utilizando un insecticida comercial (Engeo®), sobre todo en el material vegetal de dos meses de establecido, debido a la presencia de gusano cachón (E. ello). El principal problema con el gusano cachón, radica cuando emerge la larva depositada por el lepidóptero sobre las láminas foliares de los stumps.

3.2.11. Plateo

Luego de establecido el CCPE, se realizaron plateos a cada una de las plantas del Campo clonal. Estas labores se realizaron a 70 cm de circunferencia de la planta, con el fin de liberar el total de arvenses que compiten por luz y nutrientes (Ver Figura 44). Esta tarea disminuye los costos a futuro en la plantación ya que cuando las plantas crecen impiden el desarrollo de malas hierbas al tener más desarrolladas sus ramas imposibilitando que estas obtengan luz solar.



Figura 44. Proceso de Plateo de los stumps en el Campo Clonal a Pequeña Escala en la vereda el Chocho.

3.2.12. Podas

Durante los primeros meses se realizó el deschupone, que consiste en la eliminación de los brotes que aparecen en el patrón y que compiten con la parte injertada. Hacia los 18 meses después de la siembra fue necesario inducir una ramificación a una altura 3.0 m para favorecer el engrosamiento del tallo y evitar un crecimiento vertical demasiado alto y prevenir daños por el viento. Esto se logra con una envoltura temporal de la yema terminal con las hojas del último piso foliar, o con un anillado simple a través de la eliminación de un centímetro de corteza alrededor del tallo a la altura deseada con aplicación de un producto químico protector.

3.3. Referencias bibliográficas

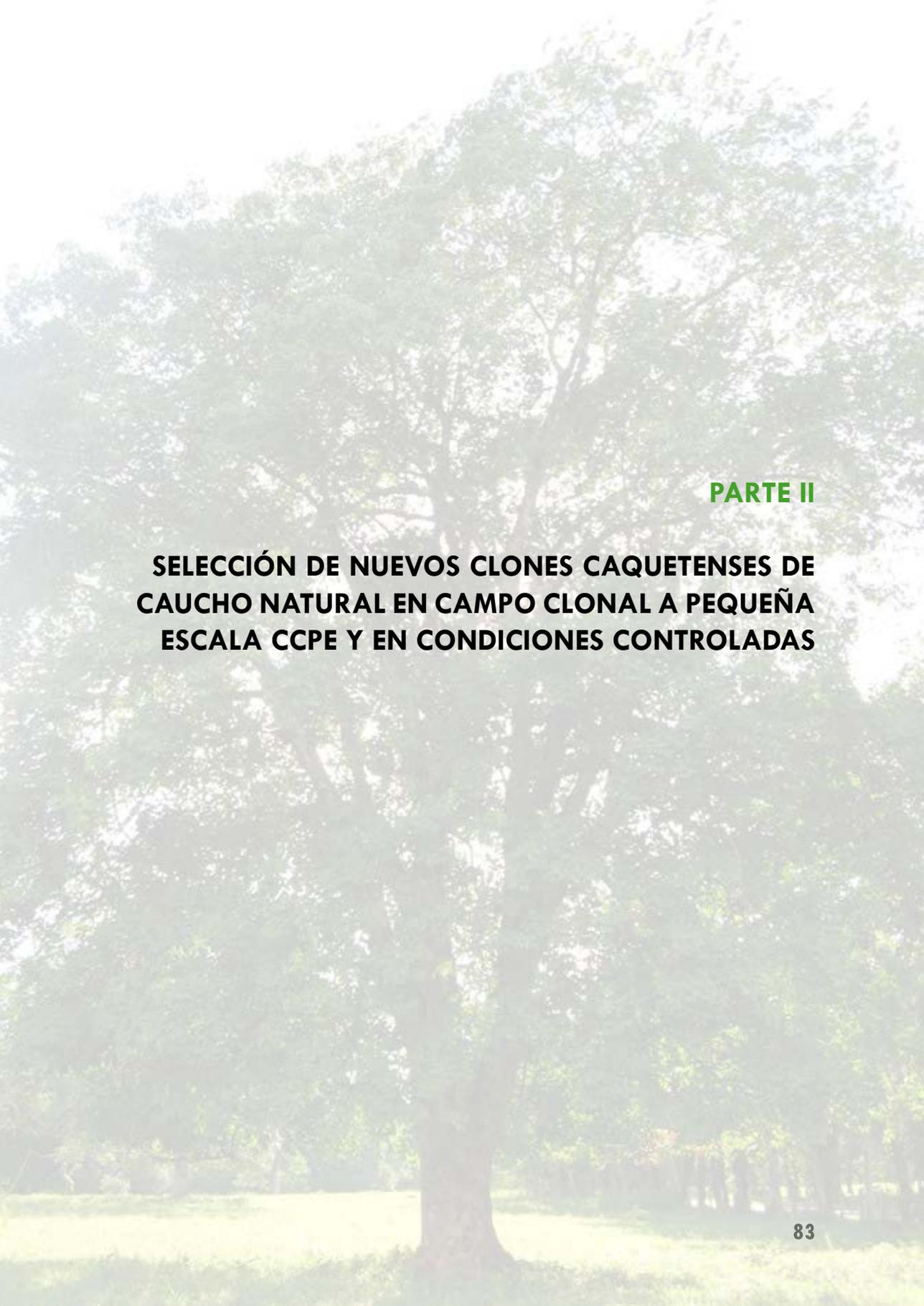
DUSSAN, H. I. 2006. Manual de procedimientos para técnicos en caucho natural. Florencia. (Obra inédita).

NAJERA, C.A. et al. 2000. Manual práctico 2000 del cultivo de hule. Gremial de huleros de Guatemala.

PALENCIA J., C.V. 2000. Manual general del cultivo del hule *Hevea brasiliensis*. Tesis de grado, Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala. 100 p. [citado el 20 de octubre de 2008]. Disponible en Internet: http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/01/01_1923.pdf.

RINCON, Ovidio. 2007 Manual para el cultivo del caucho. CORDICAFE. Bogotá D.C. 198 p.

TORRES, A.C.H. 1999. Manual para el cultivo del caucho en la Amazonia Plante- Universidad de la Amazonia. 149



PARTE II

**SELECCIÓN DE NUEVOS CLONES CAQUETENSES DE
CAUCHO NATURAL EN CAMPO CLONAL A PEQUEÑA
ESCALA CCPE Y EN CONDICIONES CONTROLADAS**

CAPÍTULO 4

Evaluación del desempeño y comportamiento fitosanitario de genotipos élitos de *H. brasiliensis* de origen franco en Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE

Armando Sterling Cuéllar¹, Carlos Hernando Rodríguez¹, Bernardo Betancurt Parra¹, Augusto Mazorra Valderrama¹, Ismael Dussan Huaca², Lyda Constanza Galindo³, Johanna Emilce Hernandez², Cristian David Plaza⁴, Félix Humberto Polo Munar⁴, Armando Gamboa Tabares⁴, Diego Castro Gaviria, Orlando Martínez⁵.



¹ Investigadores Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI Sede Florencia.

² Funcionario Asociación de Reforestadores y cultivadores de Caucho del Caquetá ASOHECA.

³ Tesista de maestría, contratista del proyecto. Contrato No. 116-200814819-3692 CIAT-SINCHI - Convenio No. 054/08 MADR-CIAT.

⁴ Tesista de pregrado contratista del proyecto. Contrato No. 116-200814819-3692 CIAT-SINCHI - Convenio No. 054/08 MADR-CIAT.

⁵ Asesor estadístico Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI.

4.1. Descripción del área de estudio

La presente investigación se desarrolló en el municipio de Belén de los Andaquíes (Caquetá, Colombia), localizado entre los 1°25'28" latitud norte y 75°52'11" longitud Oeste (ver Figura 45). Éste municipio presenta una precipitación anual de 3340.1 mm, temperatura promedio de 25.2 °C, humedad relativa de 85.7% (ver figuras 46 y 47), brillo solar de 1452.3 horas/año y una evaporación de 1205.5 mm.

El experimento (Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE) se localizó sobre una unidad de paisaje de montaña tipo *hogbacks* (espinazo) (IGAC, 1993) en la zona de transición entre la cordillera oriental y la planicie amazónica, a una altura máxima de 450 m.s.n.m (ver Figura 48).

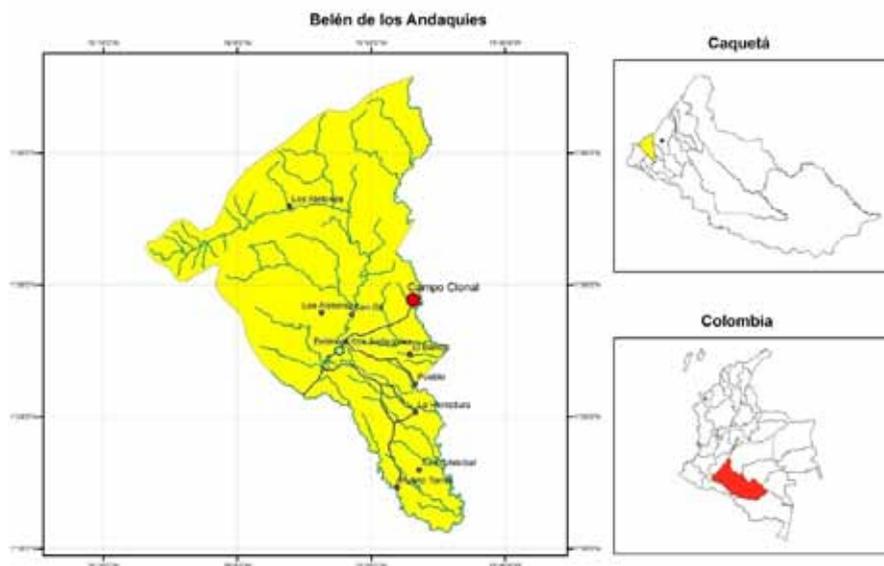


Figura 45. Localización del experimento en el municipio de Belén de los Andaquíes, Caquetá (Colombia).

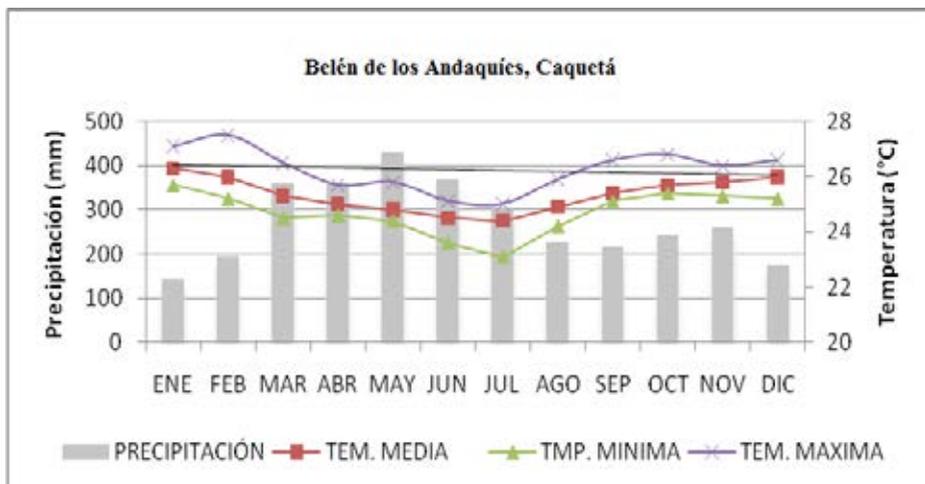


Figura 46. Comportamiento multianual de precipitación y temperatura en el municipio de Belén, Caquetá. Fuente: IDEAM (2011).

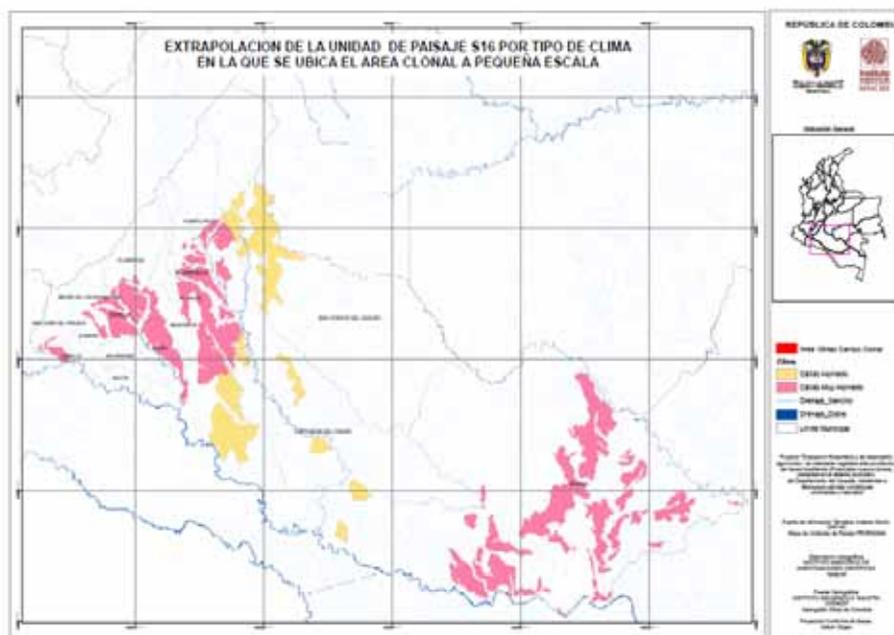


Figura 47. Unidad de paisaje por tipo de clima donde se estableció el experimento de campo (Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE).

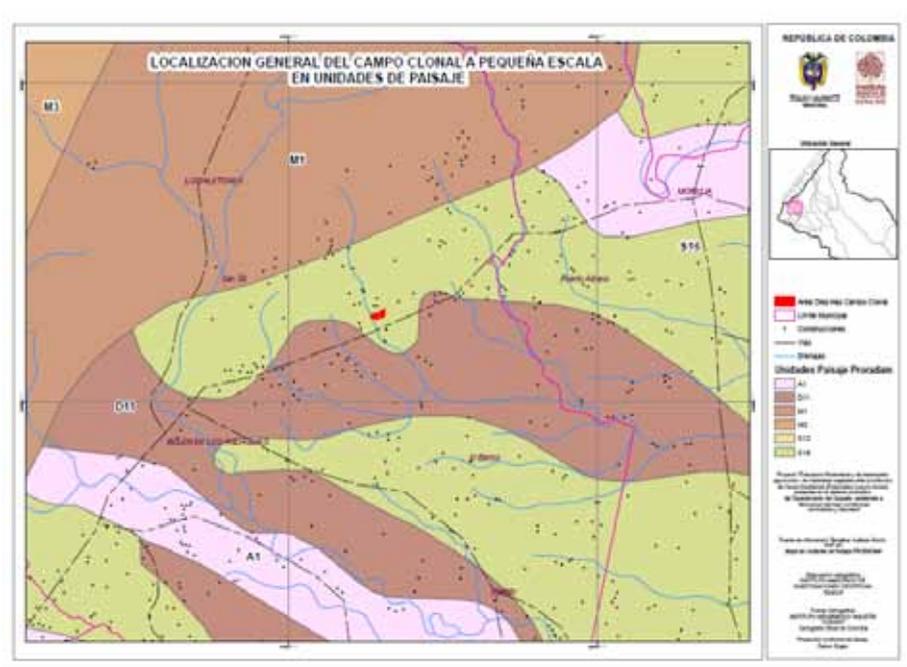


Figura 48. Descripción fisiográfica por tipo de paisaje proradam donde se estableció el experimento de campo (Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE).

4.2. Material vegetal

Los genotipos élitos de *H. brasiliensis* de origen franco identificados en la fase inicial de la investigación (Tabla 1) se llevaron a campo para valorar su desempeño, productividad precoz, comportamiento fitosanitario y resistencia al SALB. El comportamiento de los materiales se comparó con el clon testigo IAN 873, genotipo desarrollado en 1957 por el antiguo Instituto Agronómico del Norte en Brasil y el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA) (Gonçalves y Souza, 1983). Según Gonçalves (1986) el clon IAN 873 puede alcanzar alturas de 20 a 30 m y son vigorosos, con diámetro en los primeros 5 m de 30 cm promedio. Se ha reportado también resistencia moderada a la infección por el *M. ulei* bajo condiciones de la Amazonia colombiana (Sterling *et al.*, 2009), pero su principal cualidad es la producción anual de caucho seco de hasta 3.9 Kg/ árbol (Gonçalves, 1986).

4.3. Diseño experimental

El experimento consistió en establecer un Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE (Ver Figura 49), mediante un Diseño de Bloques Completos al Azar (BCA) con cuatro repeticiones (Bloques) y parcelas divididas en el tiempo, donde los genotipos (99 élites de origen franco y el testigo IAN 873) correspondieron a las parcelas (*sensu stricto*) (Tabla 1) y los periodos de evaluación (1° Período seco, 1° Período lluvioso, Período transición, 2° Período seco y 2° Período lluvioso) de acuerdo con la época de lluvias y el nivel de precipitación en los 18 meses de evaluación correspondieron a las subparcelas (*sensu lato*) (Tabla 4), en relación con todas las variables evaluadas. Cada bloque en el CCPE tuvo una superficie de 2.52 ha, empleando 12 plantas por tratamiento (genotipo) en cada bloque, es decir, 1200 plantas por bloque.

Tabla 4. Condiciones de tiempo atmosférico medios para cinco periodos evaluados comprendidos entre los meses de noviembre de 2009 y mayo de 2011 en la vereda El Chocho, municipio de Belén de los Andaquíes (Caquetá, Colombia).

No. Período	Período	Meses comprendidos	Precipitación media mensual (mm)	Temperatura media mensual (°C)	Humedad relativa media mensual (%)
1	1° Período seco	Noviembre de 2009 a febrero de 2010	229.0±25.2	26.6± 0.1	84.0±1.5
2	1° Período lluvioso	Marzo a mayo de 2010	417.1±45.6	26.0±0.2	88.0±0.6
3	Período transición	Junio a octubre de 2010	235.6±58.6	25.3±0.3	86.0±1.3
4	2° Período seco	Noviembre de 2010 a febrero de 2011	148.5±51.8	25.8±0.2	84.5±1.2
5	2° Período lluvioso	Marzo a mayo de 2011	342.4±38.6	25.5±0.1	85.7±0.9

Fuente: IDEAM (2011)

El CCPE se estableció entre los meses de julio y agosto de 2009. Los genotipos se propagaron mediante tocón a raíz desnuda (stump) en surcos sencillos con una distancia de siembra de 7.0 m x 3.0 m. Para delimitar las parcelas clonales, éstas se identificaron con postes de madera (20 cm x 80 cm) a razón de 100 postes por bloque.

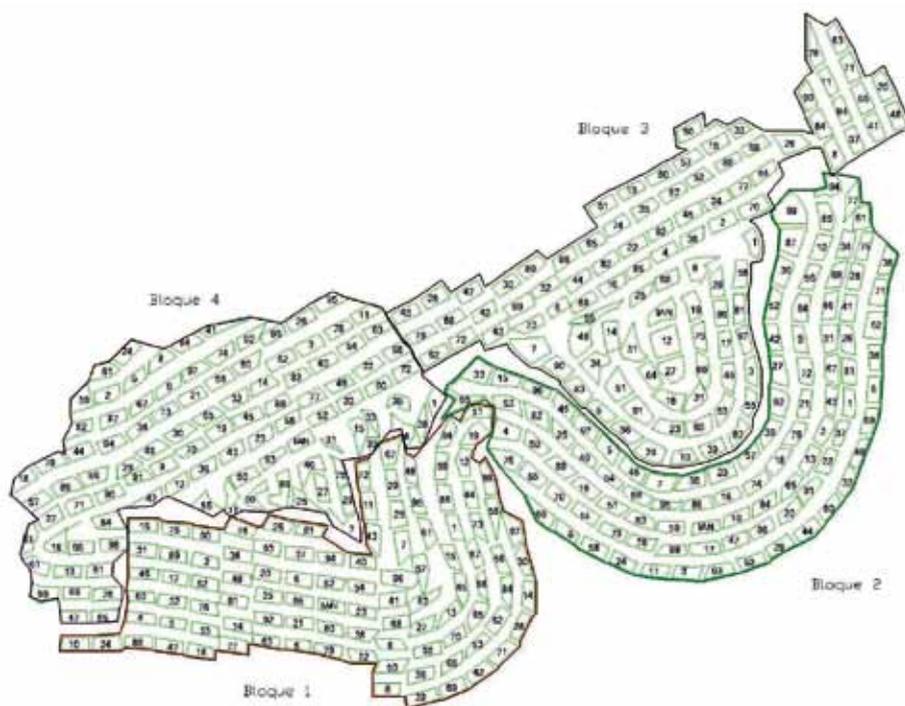


Figura 49: Campo Clonal a Pequeña Escala (CCPE) de 10,1 ha establecido en el municipio de Belén de los Andaquíes (Caquetá, Colombia).

4.4. Parámetros de desempeño agronómico

4.4.1. Supervivencia y crecimiento

La supervivencia y los parámetros de crecimiento altura y vigor se evaluaron en el 100% de los individuos establecidos por cada genotipo en cada bloque del CCPE.

- **Supervivencia (%)**

Los diez genotipos élites que presentaron menor supervivencia fueron el E50, E79, E66, E06, E94, E03, E18, E47, E05 y E44 con un valor medio que osciló entre 25% y 39.6%. Los diez élites que presentaron la mayor

supervivencia fueron los genotipos E34, E22, E25, E85, E87, E46, E20, E60, E80, E29 y IAN 873, con un valor medio que osciló entre 83.2% y 100 % (ver Figura 50). La supervivencia de *H. brasiliensis* en campo definitivo puede estar influenciada por factores inherentes a la injertación (Ferwerda, 1969). Según Sagay y Omakhafe (1997) la compatibilidad entre injerto y porta-injerto varía entre el 55 y el 90% y se debe al estrés causado por el proceso de propagación vegetativa y la respuesta a la situación de simbiosis forzada con un porta-injerto extraño. La compatibilidad está influenciada por la edad de los porta-injertos, por el tiempo de injertación, por la habilidad de los injertadores y por el estado nutricional del vivero (Ferwerda, 1969; Sagay y Omakhafe, 1997).

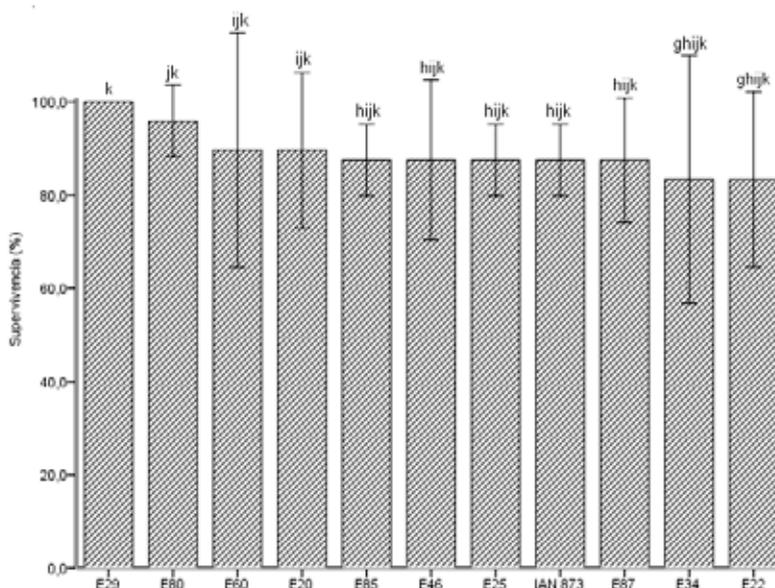


Figura 50. Supervivencia (%) con intervalos de error que muestran la media de $\pm 1,0$ desviaciones típicas al 95% en los 10 mejores élites de origen franco frente al clon testigo IAN 873 en CCPE, Municipio de Belén de los Andaquíes, Caquetá-Colombia.

En esta investigación el tiempo transcurrido entre la obtención de las varetas y el proceso de injertación afectó negativamente la viabilidad de las mismas, reflejado en la calidad de las yemas. En este estudio la propagación en campo definitivo presentó una compatibilidad entre los porta-injertos y los injertos que osciló entre 23.1 y 100%. El clon IAN 873 presentó una supervivencia de 87.6%. Este resultado coincide Cardinal (2006) donde la sobrevivencia del clon IAN 873 fue de 88.1%.

- **Altura (m)**

Se encontraron diferencias estadísticas altamente significativas entre los 100 genotipos evaluados y entre los cuatro bloques considerados (ambos $P < 0.01$). La altura presentó un valor medio de 3.3 m, la cual osciló entre 1.8 m en el genotipo E79 y 4.8 m en el genotipo E76. Estadísticamente se diferenciaron 12 grupos homogéneos, destacándose los mejores genotipos: E76, E69, E35, E4 y E59 ($P < 0.05$) (ver Figura 51).

- **Vigor [circunferencia (cm) del tronco a 1.2 m del suelo]**

Se encontraron diferencias estadísticas altamente significativas entre los 100 genotipos evaluados y entre los cuatro bloques analizados ($P < 0.01$). El valor medio de la circunferencia, fue de 9.1 cm, con un rango de 5.2 cm y 12.8 cm en los genotipos E79 y E76 respectivamente. Estadísticamente se diferenciaron 13 grupos homogéneos, destacándose los mejores genotipos E76, E4, E20, E69 y E10 (ver Figura 52).

En general, se observó que la altura y el vigor estadísticamente no presentaron diferencia significativa entre el clon IAN 873 y los diferentes genotipos élites de *H. brasiliensis* ($P \geq 0.05$). Sólo los genotipos E52 y E79 presentaron una altura significativamente menor a la altura del clon IAN 873 ($P < 0.05$). Del mismo modo los genotipos E15, E48 y E79 tuvieron un vigor menor al clon testigo ($P < 0.05$). La característica altura y vigor de los genotipos puede ser influenciada por las condiciones ecológicas (respuesta fisiológica, zona agroecológica entre otras) y climáticas. Según Sterling y Correa (2010), la diferenciación en la altura bajo las condiciones de la Amazonia colombiana puede atribuirse a variaciones relacionadas directamente con el clon y el régimen de lluvia.

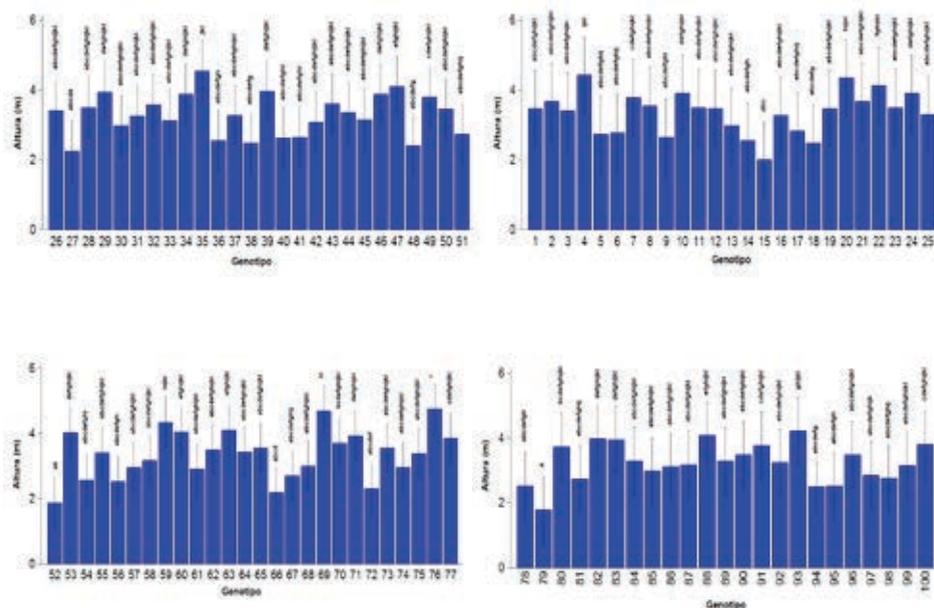


Figura 51. Altura media (m) de 100 genotipos de *H. brasiliensis* (99 élites y el testigo IAN 873) al cabo de 22 meses de establecidos en CCPE bajo las condiciones de la Amazonia colombiana. Los intervalos de error muestran la media de +/- 1,0 desviaciones típicas al 95%.

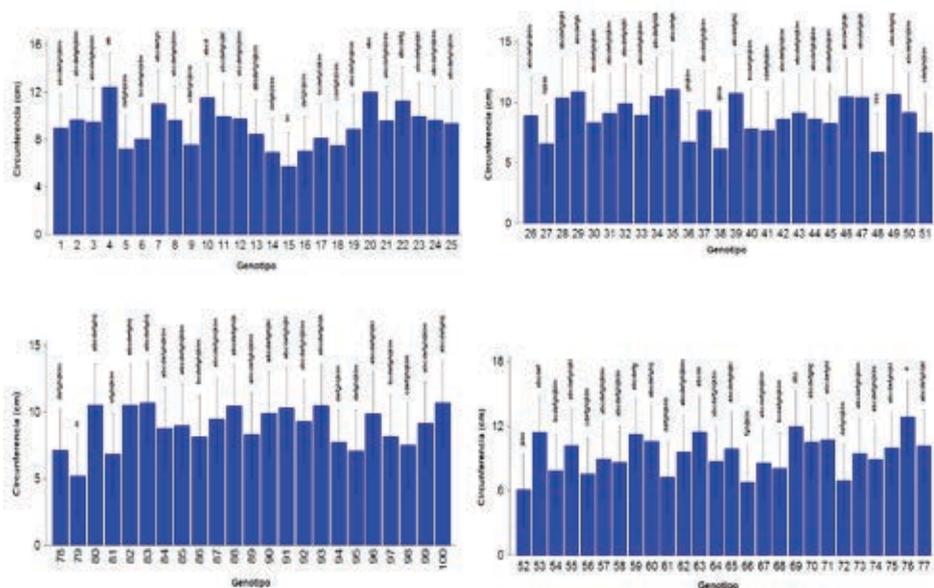


Figura 52. Vigor expresado por el crecimiento en circunferencia (cm) del tronco (CT) a 1 m del suelo en 100 genotipos de *H. brasiliensis* (99 élites y el testigo IAN 873) al cabo de 22 meses de establecidos en CCPE bajo las condiciones de la Amazonia colombiana. Los intervalos de error muestran la media de +/- 1,0 desviaciones típicas al 95%.

De acuerdo con Pereira *et al.* (1999), el rápido crecimiento ortotrópico de los primeros años de los clones de caucho, es una característica deseable para superar rápidamente la fase de establecimiento del cultivo con la consecuente reducción de costos por actividades realizadas en los cultivos.

4.4.2. Producción precoz (microsangría)

Para la realización de las pruebas de microsangría se seleccionaron los individuos con circunferencia mayor a 11 cm a 0.8 m de altura (adaptado de Neto *et al.*, 2007). Para el equipamiento de los árboles se utilizaron los materiales básicos empleado en microsangría: banderolas, cuchilla de rayado, alambre dulce, tazas y canaletas (ver Figura 53) Para la evaluación de la producción precoz (producción de caucho en árboles en etapa de crecimiento con edad inferior a los siete años) se empleó el sistema de sangría 1/2S d/4 6d/7 (Sangría en media espiral, cada 4 días con un día de descanso a la semana), sin estimulación. La microsangría se realizó en las horas de la mañana. Una hora después de la microsangría se aplicó 1 mL de ácido fórmico al 85% (60 mL/L H₂O) en las tazas de rayado. Para efectos de prevenir enfermedades en el panel de sangría se realizó la aplicación una vez por semana de una mezcla de fungicida Ridomil®, en dosis de 25g/L H₂O. Esta mezcla se aplicó con un pincel en lo largo del corte de microsangría (Figura 54).



Figura 53. Inclinación banderola



Figura 54. Árbol equipado (taza, canaleta y alambre)

Cada evento de tres microsangrías se realizó la recolección de los coágulos húmedos los cuales se empaquetaron en bolsas plásticas de polietileno y se llevaron al Laboratorio de Calidad de ASOHECA, en donde se determinó el peso fresco, peso seco y porcentaje de caucho seco DRC (Dry Rubber Content). Para la obtención del peso seco y DRC se procedió a secar el coagulo húmedo para cada una de las muestra, en un horno, a una temperatura de 120°C durante un período de entre 3 y 4 horas. Luego del proceso de secado se registró el peso final de cada una de las muestras, para determinar el DRC (Figura 55).



Figura 55. Peso de caucho seco (g) colectado por cada tres microsangrías en diferentes genotipos élitos de *H. brasiliensis* establecidos en CCPE.

Según la tabla 5, se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre los 31 genotipos evaluados (30 élitos y el testigo, IAN 873) en la producción de caucho fresco y caucho seco ($P < 0.01$) con una media de 0.103 g y 0.02 g respectivamente.

Estadísticamente no hubo un efecto significativo del genotipo en el % DRC ($P > 0.05$) de los materiales a los que se les practicó las pruebas de microsangría.

Tabla 5. Media de la circunferencia, producción caucho fresco, producción de caucho seco y porcentaje DRC de coagulo húmedo en 31 genotipos de *H. brasiliensis* seleccionados para las pruebas de microsangría (circunferencia ≥ 11 cm).

Genotipo	Circunferencia* (cm)	Produccion caucho fresco (g)/árbol/sangría	Producción caucho seco (g)/árbol/sangría	% DRC/Coagulo
E1	11.7±0.04c	0.18±0.11a	0.12±0.04abc	64.6±6.66a
E10	13±0.04d	0.17±0.11a	0.09±0.04abc	53.0±6.66a
E11	11.9±0.04c	0.18±0.11a	0.11±0.04abc	63.0±6.66a
E22	11.7±0.04c	0.32±0.09ab	0.12±0.03abc	56.5±5.77a
E25	11±0.03a	0.23±0.07a	0.12±0.02ab	54.8±4.36a
E29	13.3±0.04d	0.19±0.11a	0.11±0.04abc	62.0±6.66a
E33	11.8±0.04c	0.22±0.11ab	0.10±0.04abc	48.6±6.66a
E35	13.7±0.03e	0.43±0.07ab	0.26±0.03abc	64.5±4.71a
E46	12.7±0.04d	0.17±0.11a	0.12±0.04abc	68.6±6.66a
E53	15.2±0.04f	0.24±0.11ab	0.12±0.04abc	54.3±6.66a
E55	11.5±0.04c	0.18±0.11a	0.09±0.04abc	54.6±6.66a
E56	11.0±0.04a	0.18±0.11a	0.09±0.04abc	61.6±6.66a
E58	11±0.04a	0.29±0.09ab	0.14±0.03abc	52.2±5.77a
E60	14.9±0.03f	0.6±0.08ab	0.28±0.03bc	51.0±5.16a
E63	14.5±0.04f	0.16±0.09a	0.08±0.03a	50.5±5.77a
E64	11±0.04a	0.32±0.11ab	0.18±0.04abc	67.6±6.66a
E65	11±0.04a	0.48±0.09ab	0.20±0.03abc	44.7±5.77a
E69	13.3±0.03d	0.22±0.08a	0.12±0.03abc	56.0±5.16a
E71	13.5±0.03e	0.55±0.07ab	0.29±0.03bc	54.1±4.71a
E73	11±0.04a	0.54±0.11ab	0.29±0.04abc	56.0±6.66a
E75	11.6±0.04b	0.29±0.11ab	0.18±0.04abc	65.6±6.66a
E76	15.3±0.03f	0.27±0.07a	0.09±0.02a	55.0±4.36a
E77	14.9±0.04f	0.26±0.11ab	0.14±0.04abc	56.0±6.66a
E80	14.5±0.03f	0.31±0.07ab	0.16±0.03abc	53.8±4.71a
E82	14.8±0.03f	0.57±0.07ab	0.28±0.03bc	51.0±4.71a
E83	12.3±0.03c	0.45±0.07ab	0.20±0.02abc	47.7±4.36a
E87	11.4±0.03a	0.75±0.08b	0.30±0.03c	45.6±5.16a
E89	11.2±0.04a	0.31±0.11ab	0.20±0.04abc	66.6±6.66a
E90	11±0.04a	0.30±0.09ab	0.16±0.03abc	61.5±5.77a
E91	14.6±0.04f	0.28±0.09ab	0.15±0.03abc	50.7±5.77a
IAN 873	12.5±0.03d	0.29±0.07a	0.15±0.03abc	55.6±4.71a

Medias en cada columna seguidas por la misma letra no difieren estadísticamente (Prueba Tukey, $P < 0.05$)

* Circunferencia media de genotipos evaluados en sangría

DRC: Cantidad de caucho seco

La producción del caucho depende de las características genotípicas de los clones, no todos los clones de caucho se comportan de la misma manera, de hecho algunos alcanzan las condiciones ideales para su

aprovechamiento, 45 cm de circunferencia a la altura del pecho, 7 mm de grosor de corteza, al quinto y sexto año, otros por el contrario se pueden demorar más de 7 años (Gonçalves et al., 2000). Los clones brasileños sembrados en la región del Caquetá, tienen un periodo improductivo largo, usualmente de 7 años, lo cual representa sobre costos para los productores. De ahí la necesidad de descubrir o generar materiales precoces con buen desempeño bajo las condiciones locales.

4.4.3. Selección de los mejores genotipos por desempeño

Las variables de desempeño agronómico: altura (m), circunferencia (cm), producción (g/árbol/sangría) y DRC (%), se utilizaron para la selección de los mejores genotipos de caucho. Para la selección se empleó una escala de calificación con números enteros positivos en donde el menor valor “1” se asignó al mejor genotipo en cada una de las variables, el valor “2” el segundo mejor genotipo, y así sucesivamente hasta el último genotipo evaluado. Para la variable producción solo se tuvieron en cuenta 31 genotipos (árbol con circunferencia mayor de 11 cm a 0.8 m de altura). Para ordenar los genotipos de menor a mayor, se tuvo en cuenta la sumatoria de los valores de calificaciones parciales obtenidas en cada una de las variables calificadas, en donde el mejor genotipo fue aquel que obtuvo la menor calificación en la sumatoria total (Tabla 6).

De los 100 genotipos evaluados sólo 31 presentaron el vigor requerido para la realización de la microsangría. Combe y Gerner (1977) afirmaron que la incompatibilidad genética entre patrones e injertos puede afectar negativamente el crecimiento del caucho y por tanto el tiempo de inicio de la producción. La interacción entre injerto y patrón de *Hevea* fue probada por primera vez, por Hoop y Ostendorf en (1932) citado por Santos (1982). Más tarde mediante experimentos en diferentes familias de patrones injertados, estos producían resultados inconsistentes, entre ellos la existencia de gran variabilidad intraclonal respecto a la altura y la producción (Combe y Gerner, 1977; Ramos et al., 2001; Premakumari et al., 2002).

Según la tabla 6, los 10 mejores genotipos de *H. brasiliensis* fueron en su orden los élitos E73, E35, E90, E60, E22, E89, E80, E46, E29 y E53. Sólo los élitos E29 y E46 no difirieron significativamente del clon testigo

IAN 873 respecto a los parámetros de producción ($P > 0.05$) (Tabla 5). Tanto la altura de la planta como el vigor de los árboles adultos (45 cm de circunferencia a la altura del pecho con edad superior o igual a 7 años) son componentes asociados con productividad. Gonçalves *et al.* (2001), observaron que plantas de dos años de edad, al realizarles el trabajo de microsangría, presentaron productividades de 4.53 a 49.46 g de caucho seco por corte, concluyendo que con estos valores de producción era imposible correlacionar las dos variables (vigor y producción).

Gonçalves *et al.* (1984) verificaron la correlación fenotípica y genética entre la producción y altura de la planta, y la producción y el diámetro de tallo. En relación con el desempeño basado en la altura, Gonçalves y Rossetti (1982), reportaron alturas entre los 2.31 m y 2.93m en 14 clones de la zona de Manaus (Brasil), con una edad de dos años. En el presente trabajo se encontró que los 10 genotipos élites de mejor comportamiento de acuerdo a la tabla 2, correspondieron a materiales con edad de 18 meses y un rango de alturas 3.5 m a 4.6 m, lo cual refleja una mejora sobresaliente respecto a los clones tradicionales de la región.

Ribeiro y Cassia (2002) reportaron que a pesar de tener clones diferentes bajo las mismas condiciones ecológicas, se pueden presentar índices de crecimiento diferentes relacionados con la eficiencia en el uso de los recursos disponibles por parte de los clones para la producción de látex. Según P. Gonçalves, (com pers.,) estos materiales élites constituyen una base genética promisoría para la región y constituyen el insumo fundamental para iniciar un programa de mejoramiento genético a gran escala, dado que representa materiales autóctonos con alto potencial para el país.

Tabla 6. Selección de los 10 mejores genotipos élitos de *H. brasiliensis* de origen franco basado en la calificación de los parámetros de crecimiento (altura y vigor) y producción precoz (Producción caucho fresco, producción de caucho seco y DRC).

Genotipo	Circunferencia* (cm)		Altura (m)		Producción caucho fresco (g)/ árbol/sangría		Producción caucho seco (g) árbol/sangría		% DRC/Coagulo		Calificación Total**
	Valor	Calificación	Valor	Calificación	Valor	Calificación	Valor	Calificación	Valor	Calificación	
E73	11.6	4	4.5	3	0.55	5	0.30	2	56.2	12	26
E35	11.0	9	4.6	2	0.44	8	0.26	5	64.5	6	30
E90	11.4	6	4.1	6	0.31	4.1	0.16	10	61.5	10	43
E60	10.6	12	4.1	6	0.60	2	0.29	3	50.9	22	45
E22	11.3	7	4.1	6	0.32	10	0.13	13	56.3	11	47
E89	9.6	19	3.5	12	0.32	10	0.21	6	66.7	3	50
E80	11.3	7	4.3	5	0.31	11	0.17	9	53.5	19	51
E46	10.4	14	3.8	9	0.18	18	0.12	14	69.0	1	56
E29	10.9	10	3.9	8	0.19	17	0.12	14	62.1	8	57
E53	11.4	6	4.0	7	0.24	15	0.12	14	60	18	60
E82	9.7	18	3.5	12	0.57	3	0.28	4	50.8	23	60
E75	9.2	23	3.3	14	0.29	12	0.18	8	65.6	4	61
E83	10.6	12	3.8	9	0.46	7	0.20	7	47.5	26	61
E64	8.8	27	3.0	17	0.33	9	0.18	8	67.6	2	63
E76	10.5	13	3.9	8	0.27	13	0.10	16	55.0	15	65
E10	11.5	5	3.9	8	0.18	18	0.10	16	53.2	20	67
E11	9.9	17	3.5	12	0.18	18	0.11	15	62.9	7	69
E66	12.2	2	4.7	1	N/A	20	N/A	18	N/A	29	70
E77	9.3	22	3.6	11	0.26	14	0.15	11	56.2	12	70
E96	12.0	3	4.7	1	N/A	20	N/A	18	N/A	29	71
E4	12.4	1	4.4	4	N/A	20	N/A	18	N/A	29	72
E69	9.6	19	3.6	11	0.22	16	0.12	14	56.0	13	73
E71	8.4	31	3.0	17	0.56	4	0.29	3	54.3	18	73
E1	9.0	25	3.5	12	0.18	18	0.12	14	65.0	5	74
E20	12.0	3	4.4	4	N/A	20	N/A	18	N/A	29	74
E25	9.4	21	3.3	14	0.24	15	0.13	13	54.8	16	79
E55	10.2	16	3.4	13	0.18	18	0.10	16	54.5	17	80
E59	11.2	8	4.3	5	N/A	20	N/A	18	N/A	29	80
E87	8.2	33	2.7	20	0.75	2.7	0.31	1	45.5	27	82
E65	8.7	28	3.3	14	0.48	6	0.20	7	44.8	28	83
E7	11.0	9	3.8	9	N/A	20	N/A	18	N/A	29	85
E39	10.7	11	4.0	7	N/A	20	N/A	18	N/A	29	85
E47	10.4	14	4.1	6	N/A	20	N/A	18	N/A	29	87

Tabla 6. (Cont.)

Genotipo	Circunferencia* (cm)		Altura (m)		Producción caucho fresco (g)/ árbol/sangría		Producción caucho seco (g) árbol/sangría		% DRC/Coagulo	
	Valor	Calificación	Valor	Calificación	Valor	Calificación	Valor	Calificación	Valor	Calificación
E49	10,6	12	3,8	9	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E34	10,4	14	3,9	8	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E58	8,6	29	3,2	15	0,29	12	0,14	12	52,1	21
E97	10,5	13	3,7	10	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E70	10,2	16	3,8	9	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E28	10,4	14	3,5	12	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E24	9,6	19	3,9	8	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E62	10,3	15	3,5	12	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E2	9,7	18	3,7	10	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E32	9,9	17	3,6	11	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E21	9,6	19	3,7	10	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E23	9,9	17	3,5	12	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E92	9,9	17	3,5	12	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E8	9,7	18	3,5	12	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E12	9,7	18	3,5	12	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E33	8,9	26	3,1	16	0,22	16	0,11	15	48,7	25
E72	9,4	21	3,6	11	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E3	9,5	20	3,4	13	N/A	20	N/A	18	N/A	29
IAN 873	7,4	41	2,5	22	0,29	12	0,15	11	55,6	14
E43	9,1	24	3,6	11	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E78	9,3	22	3,4	13	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E84	9,1	24	3,6	11	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E85	9,3	22	3,4	13	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E99	9,5	20	3,2	15	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E37	9,3	22	3,3	14	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E56	7,6	39	2,5	22	0,19	17	0,10	16	61,6	9
E50	9,1	24	3,4	13	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E19	8,9	26	3,5	12	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E67	9,0	25	3,4	13	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E26	8,9	26	3,4	13	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E31	9,1	24	3,2	15	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E98	8,9	26	3,3	14	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E57	9,0	25	3,0	17	N/A	20	N/A	18	N/A	29
E44	8,6	29	3,3	14	N/A	20	N/A	18	N/A	29

Tabla 6. (Cont.)

Nuevos clones de caucho natural para la Amazonia colombiana

Genotipo	Circunferencia* (cm)		Altura (m)		Producción caucho fresco (g./ árbol/sangría)		Producción caucho seco (g) árbol/sangría		% DRC/Coagulo		Calificación Total**	
	Valor	Calificación	Valor	Calificación	Valor	Calificación	Valor	Calificación	Valor	Calificación		
E68	8,6	29	3,2	15	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	111
E79	8,8	27	3,0	17	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	111
E42	8,6	29	3,1	16	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	112
E74	8,5	30	3,2	15	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	112
E13	8,5	30	3,0	17	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	114
E30	8,4	31	3,0	17	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	115
E45	8,3	32	3,1	16	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	115
E94	8,6	29	2,7	20	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	116
E95	8,1	34	3,0	17	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	118
E81	7,9	36	3,1	16	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	119
E88	8,1	34	2,9	18	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	119
E17	8,1	34	2,8	19	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	120
E6	8,0	35	2,8	19	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	121
E86	8,1	34	2,7	20	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	121
E63	7,6	39	2,4	23	0,17	19	0,08	17	50,6	N/A	24	122
E16	7,1	43	3,3	14	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	124
E54	7,9	36	2,6	21	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	124
E40	7,8	37	2,6	21	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	125
E41	7,7	38	2,6	21	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	126
E9	7,6	39	2,6	21	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	127
E51	7,5	40	2,7	20	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	127
E61	7,2	42	2,9	18	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	127
E5	7,2	42	2,7	20	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	129
E18	7,5	40	2,5	22	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	129
E14	6,9	44	2,5	22	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	133
E36	6,7	46	2,5	22	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	135
E38	6,2	48	2,5	22	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	137
E93	6,8	45	2,2	25	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	137
E27	6,5	47	2,3	24	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	138
E48	5,9	50	2,4	23	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	140
E52	6,1	49	1,9	27	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	143
E15	5,8	51	2,0	26	N/A	20	N/A	18	N/A	N/A	29	144

Nota: N/A (No Aplica)

DRC: Cantidad de caucho seco

*Circunferencia media del total de individuos evaluados por genotipo en CCPE.

**Calificación total: suma de las calificaciones parciales de cada una de las variables

4.5. Parámetros de evaluación fitosanitaria

Entre las plantas perennes cultivadas en los trópicos, el caucho es uno de los más afectados por organismos patógenos. Los hongos son los principales causantes de enfermedades de importancia económica en el cultivo, siendo responsables de casi el 100% de los casos. Las condiciones de alta humedad relativa, cercana al 80%, precipitación anual de 3700 mm y temperatura promedio de 25°C caracterizan a la vegetación de la región amazónica como un bosque húmedo tropical, tales condiciones propician el desarrollo y supervivencia de las enfermedades y plagas que afectan a *H. brasiliensis* (Garzón, 2000).

Con el incremento de las áreas de caucho natural sembradas en el país, los problemas fitosanitarios causados por insectos-plaga y hongos fitopatógenos han aumentado vertiginosamente. Esta situación limita el establecimiento y aprovechamiento del caucho natural en el país. El presente capítulo muestra una descripción breve de las principales enfermedades foliares y plagas del cultivo, así como los resultados de investigación en la evaluación fitosanitaria de 99 materiales élite de origen franco y el clon testigo IAN 873 de *H. brasiliensis* en el CCPE del municipio de Belén de los Andaquíes (Caquetá).

Se evaluaron durante 18 meses (cinco periodos de evaluación) (ver Tabla 4) las incidencias de las principales plagas y enfermedades foliares, y la severidad de las enfermedades. Los datos se analizaron mediante análisis de varianza, y se validaron los supuestos de normalidad con la prueba de Shapiro-Wilk y la homocedasticidad a través de la prueba de Levene a partir de la matriz de datos originales, con un nivel de significancia del 5%. Se realizaron pruebas de comparación múltiple *a posteriori* mediante las pruebas de Tukey y LSD ($\alpha = 0.05$). Con el fin de realizar un ordenamiento bidimensional de los genotipos evaluados se utilizó la técnica de componentes principales para las variables de incidencia y severidad (índice de infección de copas -IIFC, y número de lesiones en el foliolo más infectado -LFI). Se culminaron los análisis con una correlación canónica entre las variables de incidencia de plagas e incidencias de enfermedades, otra correlación entre para incidencia y severidad de enfermedades.

4.5.1. Principales enfermedades foliares y plagas del caucho.

- **Mal suramericano de las hojas (*Microcyclus ulei*)**

Esta enfermedad es la principal limitante para el establecimiento de nuevos cultivos de caucho natural en el centro y sur del continente americano, causada por el hongo ascomicete, *M ulei* (P.Henn.) v. Arx reveals (ver Figura 56a). Esta enfermedad conocida por sus siglas en inglés como SALB (South American Leaf Blight) causa la caída prematura de las hojas o en algunos casos defoliación total del árbol (Gasparotto *et al.*, 1984), lo cual afecta directamente la tasa fotosintética. Aunque *M. ulei* se encuentra únicamente en América, representa una amenaza para el resto del mundo.

- **Antracnosis (*Colletotrichum gloesporioides*)**

La enfermedad ocasionada por *C. gloesporioides* (Penz.) Sacc. ha sido reportada en Colombia, Brasil y algunas otras regiones productoras de caucho en el mundo. Este patógeno se presenta, además, en diferentes especies de plantas cultivadas en las regiones tropicales. *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 (ver Figura 56b) y un ligero relieve o engrosamiento en el envés (Leal, 1999).

- **Costra Negra (*Phyllachora huberi*)**

Esta enfermedad es producida por el hongo ascomicete *P. huberi* Henn. 1900, se trata de un patógeno común en las plantaciones de caucho de la Amazonia. 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). Aunque esta enfermedad es considerada de poca importancia sus lesiones pueden afectar a más del 50% de la superficie foliar. Los síntomas de la costra negra se caracterizan por la formación de costras redondeadas de color negro lo que le da apariencia de carbón (ver Figura 56c) que termina en resecamiento, rompimiento y abscisión de los foliolos (Garzón, 2000).

- **Mancha Aerolada (*Thanatephorus cucumeris*)**

Esta enfermedad se presenta en hojas jóvenes en las cuales induce 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 alternancia de zonas verdes (ver Figura 56d). Del mismo *T. cucumeris* (A.B. Frank) Donk 1956 modo provoca la caída prematura de las hojas del caucho, a pesar de ser conocida desde hace varias décadas, es una de las enfermedades que causa daños considerables en las plantaciones de la Amazonia del Caquetá y Putumayo (Garzón, 2000).

- **Requema (*Phytophthora* spp.)**

Algunas especies de *Phytophthora* son patógenos del caucho, lo cual ubica a la requema como uno de los principales problemas fitosanitarios de este cultivo en muchos países asiáticos (Garzón, 2000). El hongo ataca la parte aérea de las plantas, y causa quema de las yemas, folíolos nuevos y pecíolos que terminan con la caída prematura de las hojas en proceso de maduración (ver Figura 56e). Durante muchos años se ha considerado que el mal de las hojas, causado por *M. ulei* es la enfermedad más dañina para el cultivo de caucho, pero en la actualidad se ha demostrado que en regiones muy húmedas de América la incidencia de la requema ha sido más importante que *M. ulei*.

- **Mancha de corinespora (*Corynespora cassiicola*)**

Este hongo, *C. cassiicola* (Berk. & M.A. Curtis) C.T. Wei, (1950) 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 (ver Figura 56f).

- **Mancha de Perdigón (*Drechslera heveae*)**

Ojo de pájaro (perdigón en el limbo foliar) (ver Figura 56g), como

también se conoce a la enfermedad producida por *D. heveae* (Petch.) 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).

- **Mancha de *Alternaria* (*Alternaria* sp.)**

La enfermedad provocada por *Alternaria* sp. es de menor importancia (Garzón, 2000). Los síntomas están relacionados con la presencia de manchas foliares grandes, con centro de color marrón claro, bordes bien definidos y rodeados por un halo clorótico (ver Figura 56h).

- **Gusano cachón (*Erinnyis ello*)**

Se observa en viveros, jardines clonales, plantaciones jóvenes y adultas del caucho (ver Figura 57a). Las larvas de *E. ello* (Linnaeus, 1758) pueden consumir 1000 cm² de superficie foliar, 75% de los cuales son consumidos durante el último instar (Garzón, 2000). Esta plaga puede afectar hasta 64 % del área cultivada y ocasionar reducciones hasta de 70%, según la edad del cultivo, el número de ataques y las condiciones agroecológicas.

- **Chinche de encaje (*Leptopharsa heveae*)**

El chinche de encaje, (*L. hevea* Drake & Poor) es de origen amazónico, donde vive endémicamente en cauchales nativos (Junqueira *et al.*, 1999). Los daños causados por el ataque de este insecto se estiman entre 27% y 43% (Garzón, 2000). El principal síntoma se caracteriza por la presencia de puntos claros en la cara axial (superior) de las hojas expresado en síntomas cloróticos (ver Figura 57b).

- **Hormiga arriera (*Atta* spp.)**

Esta plaga es especialmente dañina en plántulas jóvenes; cortan las hojas en forma de medialuna (Proforest, 2005). En viveros y en plantaciones de caucho recién establecidas se presentan en forma ocasional sobre las hojas

jóvenes de los cogollos (ver Figura 57c), ubicándose en las hojas maduras cuando los ataques son severos.

- **Gusano peludo (*Premolis semirufa*)**

Las larvas de (*P. semirufa* Walker, 1856) alcanzan 4cm de largo, poseen una densa cobertura de pelos cortos de color café-anaranjado que son urticantes; presentan además cuatro áreas de pelos más largos, que sobresalen y se desprenden fácilmente (ver Figura 57d). Los capullos también están cubiertos de pelos. Se sitúa generalmente en el envés de la hoja y se alimenta haciendo cortes de forma angular en las nervaduras de hojas adultas (Garzón, 2000).





Figura 56. Principales enfermedades foliares presentes en 100 genotipos de *H. brasiliensis* (99 élites de origen franco y el testigo IAN 873) en un CCPE localizado en el municipio de Belén de los Andaqués, Caquetá (Colombia). **a.** Mal Suramericano de la Hoja. **b.** Antracnosis. **c.** Costra negra. **d.** Mancha aerolada. **e.** Requema. **f.** Mancha de corinespora. **g.** Mancha de perdigón. **h.** Mancha de alternaria.





Figura 57. Principales insectos-plaga presentes en 100 genotipos de *H. brasiliensis* (99 élites de origen franco y el testigo IAN 873) en un CCPE localizado en el municipio de Belén de los Andaquíes, Caquetá (Colombia). **a.** Gusano cachón. **b.** Chinche de encaje. **c.** Hormiga arriera. **d.** Gusano peludo. **e.** Áfido.

- **Áfido (Aphididae)**

Los pulgones o áfidos son insectos chupadores pequeños (no más de pocos milímetros), de colores variados, sobre todo verdes, amarillos o negros que consumen la savia de las hojas y causan puntuaciones levemente cloróticas en forma de espiral en la cara abaxial de los folíolos de caucho (ver Figura 57e).

4.5.2. Incidencia y severidad de enfermedades

Para evaluar la incidencia (I) de las enfermedades foliares en los diferentes genotipos de *H. brasiliensis* establecidos en el CCPE se empleó la ecuación:

$$I (\%) = (N_{i_j} / N_{t_j}) \times 100 \quad (\text{Ecuación 1})$$

En donde, N_{i_j} corresponde al número de individuos del genotipo j con síntomas de determinada enfermedad (infectados) y N_{t_j} representa el número total de individuos evaluados pertenecientes al genotipo j .

- **Incidencia de las principales enfermedades foliares**

Se presentó por lo menos una de las ocho enfermedades foliares de *H. brasiliensis* en los 99 genotipos élite franco y el clon IAN873 en los cinco períodos de evaluación (Tabla 7). Las incidencias de *C. gloesporioides* (ICg) (antracnosis), *P. huberi* (IPh) (costra negra), *T. cucumeris* (ITc) (mancha aerolada), *C. cassicola* (ICc) (mancha de corisponera), *D. heveae* (IDh) (mancha de perdigón), *M. ulei* (IMu) (mal suramericano de las hojas) y *Alternaria* sp (IAsp) (mancha de alternaria) mostraron diferencias significativas entre genotipos y períodos (ambos factores, $P < 0.01$). *Phytophthora* spp (IPspp) (requema) no mostró diferencia entre los genotipos ($P > 0.05$), pero sí entre los períodos ($P < 0.01$).

De acuerdo a la tabla 7, la antracnosis (ICg) fue la enfermedad con mayor incidencia (17.0%), la cual osciló entre 0.0% en 10 genotipos élitos y 28.0% en el material E63. En su orden le siguieron la mancha de corinespora (ICc) y la mancha de perdigón (IDh) con un 12.0% y 7.6%, respectivamente. La menor incidencia correspondió a la variable IPspp (requema) con un valor promedio de 0.2%. Las demás enfermedades presentaron valores intermedios.

La antracnosis (ICg) que fue la enfermedad más frecuente, difirió significativamente entre el primer período lluvioso (46.4%) y el primer período seco (37.5%). Los tres períodos restantes formaron un grupo homogéneo con diferencias significativas en relación con los periodos antes mencionados ($P < 0.05$). En contraste la incidencia de la enfermedad menos frecuente, requema (IPspp), osciló entre 0.0% para el segundo período lluvioso y 0.4% para el primer período seco ($P < 0.05$). Los demás períodos pluviométricos presentaron valores intermedios siendo éstos no significativos ($P > 0.05$).

Estudios realizados en Brasil por Silveria y Cardozo (1987), demostraron que la alta incidencia de antracnosis en la región norte de ese país estuvo influenciada por las condiciones climáticas propias de la región amazónica que favorecieron la proliferación de *C. gloesporioides* de forma esporádica en viveros, jardines clonales y plantíos definitivo, por lo que se podría explicar que la mayor incidencia de esta enfermedad en el CCPE (amazonia colombiana), dado que el experimento se estableció bajo condiciones atmosféricas pertenecientes a una misma región biogeográfica.

Tabla 7. Incidencia (%) media de ocho enfermedades foliares en 100 genotipos de *H. brasiliensis* (99 élites de origen franco y el clon IAN 873) evaluados durante cinco períodos pluviométricos bajo condiciones de la Amazonia colombiana.

FACTOR	NIVEL	% INCIDENCIA (I)							
		ICg*	IPH**	ITc**	IAsp*	ICc*	IDh*	IMu*	IPsp*
GENOTIPO	E1	21.5±6.8a-d	3.1±1.8a-l	2.5±0.7a-l	5.0±2.0a-c	10.3±2.9a-k	12.5±3.7a-j	0.9±0.9b	0.1±0.1a
	E2	18.5±5.8a-d	2.5±1.6c-p	2.2±1.1b-o	3.9±1.3a-c	12.0±3.6a-k	11.5±3.6a-k	1.8±0.8b	0.2±0.2a
	E3	22.3±6.8a-d	2.9±1.7a-m	2.2±1.2b-o	3.3±2.6a-c	14.6±5.3a-k	10.3±3.0a-k	1.1±0.8b	1.0±0.1a
	E4	23.9±7.0a-c	1.0±0.4j-p	3.0±1.4a-f	4.1±2.1a-c	14.1±4.3a-k	7.9±2.4a-k	2.5±0.8b	0.0±0.0a
	E5	15.7±4.5a-f	1.0±0.4j-p	1.6±0.7c-o	10.5±3.7a	12.7±4.5a-k	8.2±3.a-k	0.1±0.1b	0.0±0.0a
	E6	22.4±7.0a-d	1.1±0.60j-p	1.6±0.7c-o	3.9±2.2a-c	16.8±5.2a-e	8.8±2.7a-k	1.5±0.7b	0.6±0.3a
	E7	20.1±6.3a-d	0.2±0.2op	2.4±1.0a-n	6.2±2.1a-c	10.5±3.3a-k	13.2±4.4a-g	0.3±0.3b	0.0±0.0a
	E8	24.7±7.1a-c	2.1±1.4d-p	1.0±0.5d-o	2.6±1.2a-c	21.6±6.2a	7.3±2.1a-k	1.5±1.0b	0.3±0.3a
	E9	0.5±0.2f	0.6±0.4f-p	0.5±0.2f-o	0.0±0.0c	2.2±0.9e-k	1.2±0.8a	0.7±0.4b	0.0±0.0a
	E10	19.1±6.1a-d	1.2±0.7b-p	1.3±0.7c-o	9.5±3.3ab	12.6±3.7a-k	9.8±3.3g-k	1.6±0.7b	0.0±0.0a
	E11	19.2±5.8a-d	2.2±0.7d-p	2.6±1.0a-k	8.1±2.3a-c	12.9±3.0a-k	4.0±2.1a-h	4.0±2.1ab	0.1±0.1a
	E12	18.6±6.1a-d	0.7±0.4k-p	1.3±0.7c-o	4.6±2.4a-c	13.0±4.5a-k	10.0±3.2a-k	0.9±0.5b	0.0±0.0a
	E13	18.0±5.6a-d	0.9±0.4k-p	2.0±1.2b-o	6.3±2.8a-c	15.6±5.4a-j	8.3±2.9a-k	0.4±0.4b	0.2±0.2a
	E14	0.0±0.0f	1.1±0.5j-p	0.6±0.3g-o	0.0±0.0c	2.1±1.1e-k	0.0±0.0k	0.5±0.2b	0.0±0.0a
	E15	1.8±0.7ef	1.6±1.1f-p	0.0±0.0o	0.0±0.0c	0.5±0.2i-k	2.1±0.8e-k	2.6±0.8ab	0.0±0.0a
	E16	0.5±0.2f	0.0±0.0p	0.0±0.0o	0.0±0.0c	0.0±0.0k	0.7±0.4i-k	2.1±1.4b	0.5±0.2a
	E17	0.0±0.0f	0.6±0.3k-p	0.0±0.0o	0.0±0.0c	0.0±0.0k	0.0±0.0k	1.0±0.3b	0.0±0.0a
	E18	12.2±4.1a-f	0.7±0.4kp	0.7±0.3g-o	4.2±2.3a-c	12.0±3.8a-k	6.1±1.9a-k	0.7±0.4b	0.0±0.0a
	E19	18.2±6.0a-d	0.3±0.3m-p	1.8±1.0c-o	5.6±2.5a-c	12.0±3.1a-k	9.2±3.0a-k	2.0±0.9b	0.0±0.0a
	E20	23.5±7.1a-c	5.1±1.7a-c	2.3±0.7b-n	3.4±1.8a-c	10.6±3.2a-k	6.8±2.0a-k	10.7±5.4ab	0.1±0.1a
	E21	22.3±7.9a-d	1.2±0.5h-p	2.8±1.6a-g	1.3±0.9bc	13.9±5.0a-k	7.0±2.9a-k	2.5±2.0b	1.0±1.0a
	E22	22.3±6.4a-d	3.7±1.1a-i	4.6±1.6a	8.2±3.3a-c	13.3±3.7a-k	11.1±3.2a-k	1.4±1.0b	0.0±0.0a
	E23	15.7±4.8a-f	2.4±0.9d-p	3.1±0.9a-e	3.6±1.5a-c	16.9±4.9a-f	9.7±2.1a-k	0.7±0.4b	0.2±0.2a
	E24	21.6±6.6a-d	4.5±1.6a-e	2.7±1.4c-o	7.0±3.5a-c	22.3±6.4a	7.0±2.5a-k	16.7±4.7a	0.2±0.2a
	E25	17.4±5.8a-e	1.2±0.5h-p	1.6±0.6a-f	2.0±1.1a-c	10.0±3.5a-k	6.6±2.4a-k	0.1±0.1b	0.3±0.2a
	E26	20.5±6.6a-d	2.5±1.0c-p	3.0±1.2a-f	3.2±1.2a-c	14.6±4.6a-k	11.5±3.6a-k	9.3±4.0ab	0.6±0.4a
	E27	0.5±0.2f	0.0±0.0p	0.0±0.0o	0.0±0.0c	0.5±0.2i-k	0.5±0.2jk	1.0±0.3b	0.0±0.0a
	E28	25.2±7.4a-c	5.2±2.2ab	3.0±0.7a-f	5.3±2.0a-c	17.6±5.1a-d	9.3±2.9a-k	0.8±0.5b	0.3±0.2a
	E29	20.1±6.5f	2.0±1.0e-p	1.8±0.7c-o	4.0±1.2a-c	13.5±4.3a-k	6.9±2.0a-k	0.0±0.0b	0.3±0.2a
	E30	25.7±7.0a-c	1.4±0.6g-p	1.5±0.6c-o	2.1±0.9a-c	16.4±4.6a-f	16.3±4.6ab	0.7±0.4b	0.0±0.0a
	E31	19.7±6.3a-d	1.2±0.5h-p	1.5±0.5d-o	4.7±1.9a-c	7.4±2.4a-k	13.5±4.4a-f	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E32	25.2±7.4a-c	4.0±1.0a-f	0.6±0.3g-o	5.8±2.0a-c	14.7±4.6a-k	7.6±2.6a-k	4.7±1.6ab	0.0±0.0a
	E33	24.6±7.2a-c	1.6±0.5f-p	2.1±0.7b-o	4.5±2.3a-c	19.2±6.1ab	14.3±4.5a-e	1.2±0.4b	0.0±0.0a
	E34	21.1±6.4a-d	0.7±0.4k-p	1.3±0.5c-o	7.5±3.1a-c	13.4±3.9a-k	10.6±3.0a-k	0.0±0.0b	0.3±0.2a
	E35	23.7±6.9a-c	2.8±1.2a-o	2.4±1.0a-m	6.4±3.0a-c	10.3±3.6a-k	11.7±2.6a-k	11.3±5.4ab	2.3±1.5a

Tabla 7 (Cont.)

FACTOR	NIVEL	% INCIDENCIA (I)							
		ICg*	IPh**	ITc**	IAsp*	ICc*	IDh*	IMu*	IPspp*
GENOTIPO	E36	0.5±0.2f	0.3±0.2n-p	0.0±0.0o	0.0±0.0c	0.3±0.2jk	0.0±0.0k	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E37	18.0±5.6a-d	2.1±0.6d-p	1.4±0.6c-o	4.2±2.0a-c	12.6±4.3a-k	11.3±4.0a-k	1.6±1.2b	0.0±0.0a
	E38	0.0±0.0f	0.0±0.0p	0.3±0.2l-o	0.0±0.0c	2.3±0.7d-k	0.5±0.3jk	1.0±0.5b	0.0±0.0a
	E39	18.4±5.0a-d	3.9±1.5a-g	2.1±0.6b-o	4.4±2.0a-c	17.2±5.6a-e	16.0±5.3a-c	1.1±0.6b	0.3±0.2a
	E40	0.0±0.0a-d	2.2±0.6d-p	0.8±0.3f-o	1.0±0.3bc	0.0±0.0k	0.0±0.0k	0.7±0.4b	0.0±0.0a
	E41	21.4±6.5f	2.1±1.0d-p	2.5±1.2a-l	3.0±1.2a-c	20.6±5.6a	9.7±3.1a-k	0.8±0.4b	0.2±0.2a
	E42	0.0±0.0f	0.7±0.4k-p	0.0±0.0o	0.0±0.0c	1.7±0.6f-k	1.5±0.6f-k	2.4±0.9b	0.0±0.0a
	E43	16.9±5.0a-e	1.0±0.6j-p	1.3±0.9c-o	5.6±2.1a-c	15.3±5.2a-k	13.9±4.4a-e	1.3±0.8b	0.0±0.0a
	E44	15.4±5.5a-f	0.9±0.5k-l	2.0±0.6b-o	5.4±2.7a-c	15.7±5.4a-i	3.8±1.8c-k	0.7±0.7b	0.0±0.0a
	E45	18.7±5.2a-d	0.0±0.0p	2.0±1.1b-o	6.6±2.7a-c	14.3±4.3a-k	5.0±1.5a-k	8.4±3.2ab	1.1±0.8a
	E46	21.0±6.5a-d	5.2±2.1ab	1.7±1.0c-o	1.9±1.2a-c	13.0±3.8a-k	5.6±2.1a-k	3.2±1.2ab	0.0±0.0a
	E47	24.7±7.6a-c	1.5±1.0f-p	2.7±1.3a-j	4.3±2.8a-c	14.9±4.0a-k	9.3±3.2a-k	2.4±0.9b	0.8±0.5a
	E48	0.0±0.0f	0.0±0.0p	0.0±0.0o	0.0±0.0c	1.6±0.9f-k	0.8±0.4b-k	5.3±2.0ab	0.0±0.0a
	E49	18.3±5.6a-d	1.5±0.8f-p	1.5±1.1c-o	4.3±2.1a-c	15.8±4.7a-i	3.6±1.3d-k	1.8±1.2b	0.0±0.0a
	E50	18.3±5.8a-d	0.5±0.3l-p	1.5±0.7c-o	1.4±0.9bc	13.4±4.4a-k	6.9±2.6a-k	1.8±1.0b	0.0±0.0a
	E51	0.0±0.0f	0.0±0.0p	0.0±0.0o	0.0±0.0c	0.8±0.4g-k	0.0±0.0k	0.5±0.2b	0.7±0.4a
	E52	0.5±0.2a-c	0.0±0.0p	0.0±0.0o	0.0±0.0c	0.0±0.0k	0.5±0.2jk	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E53	23.4±7.0a-c	2.7±1.2b-o	1.0±0.7d-o	1.7±1.0a-c	16.4±4.6a-f	8.8±3.1a-k	0.0±0.0b	0.1±0.1a
	E54	18.4±5.0a-d	0.6±0.3l-p	0.2±0.2m-o	2.1±1.1a-c	21.3±6.4a	4.2±1.9b-k	1.9±1.0b	1.1±0.6a
	E55	24.1±7.4a-c	1.5±0.7f-p	3.0±1.3a-f	3.3±2.0a-c	16.1±4.6a-h	8.2±2.5a-k	0.7±0.4b	0.0±0.0a
	E56	25.8±7.7a-c	1.7±1.0f-p	1.6±0.6c-o	3.8±2.2a-c	16.9±4.6a-f	3.7±1.4d-k	3.0±1.5ab	0.1±0.1a
	E57	20.9±6.4a-d	1.4±0.8g-p	2.1±0.9b-o	1.8±0.9a-c	17.7±5.0a-d	10.9±3.2a-k	0.5±0.3b	0.0±0.0a
	E58	20.1±6.1a-d	0.4±0.2m-p	1.8±0.8c-o	7.3±3.1a-c	10.9±3.4a-k	16.1±4.5ab	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E59	24.6±7.6a-c	0.5±0.3l-p	2.8±1.0a-h	3.3±2.0a-c	10.8±3.3a-k	12.6±4.5a-j	1.6±0.9b	1.4±0.9a
	E60	22.5±6.9a-d	2.1±0.6d-p	1.7±1.0c-o	3.6±1.9a-c	14.9±4.0a-k	6.1±2.0a-k	0.7±0.5b	0.0±0.0a
	E61	23.3±7.0a-c	2.6±0.8b-o	0.6±0.4g-o	3.1±1.2a-c	16.5±5.6a-f	8.5±2.8a-k	1.7±1.4b	0.3±0.3a
	E62	26.9±7.7a-c	4.1±1.1a-f	3.0±1.3a-f	4.0±2.0a-c	16.0±4.5a-h	9.4±2.5a-k	1.8±0.8b	0.5±0.2a
	E63	28.0±8.0a	4.1±0.8a-f	3.3±1.5a-c	5.2±1.7a-c	16.0±4.6a-h	4.9±1.4a-k	7.4±3.6ab	0.3±0.2a
	E64	20.5±7.2a-c	2.4±1.4d-p	2.2±0.8b-o	2.1±1.1a-c	16.3±4.9a-f	6.3±2.7a-k	0.5±0.3b	0.2±0.2a
	E65	23.3±7.0c-f	2.1±0.6a-p	2.3±0.8a-n	6.7±3.2a-c	13.0±4.5a-k	11.0±3.3a-k	4.1±2.4ab	0.0±0.0a
	E66	11.3±5.1a-e	2.9±2.0a-n	0.0±0.0o	2.4±1.4a-c	7.0±3.3a-k	10.7±4.3a-k	0.3±0.2b	0.0±0.0a
	E67	16.5±5.1a-e	2.7±1.1b-o	1.8±0.8c-o	6.3±2.5a-c	14.9±4.5a-k	11.2±3.6a-k	3.1±1.1ab	0.0±0.0a
	E68	17.7±5.1a-d	1.0±0.5j-p	1.4±0.6c-o	6.1±2.2a-c	16.9±4.8a-f	8.5±3.3a-k	0.0±0.0b	0.6±0.4a
	E69	24.5±7.1a-c	0.6±0.3k-p	1.4±0.7c-o	4.1±1.6a-c	18.8±5.7ab	6.2±2.3a-k	10.5±5.5ab	0.0±0.0a
E70	23.2±7.2a-c	0.8±0.4k-p	2.5±1.1a-l	1.5±0.9bc	13.5±5.2a-k	8.1±3.0a-k	0.0±0.0b	0.0±0.0a	

Tabla 7 (Cont.)

FACTOR	NIVEL	% INCIDENCIA (I)							
		ICg*	IPh**	ITc**	IAsp*	ICc*	IDh*	IMu*	IPspp*
GENOTIPO	E71	27.5±7.64ab	0.8±0.7k-p	2.7±0.9a-i	5.6±1.9a-c	19.7±5.7ab	7.4±2.3a-k	10.1±3.8ab	0.0±0.0a
	E72	0.5±0.2f	1.2±0.5k-p	1.6±0.9c-o	0.5±0.2c	0.7±0.4h-k	0.5±0.2jk	0.7±0.4b	0.0±0.0a
	E73	24.6±7.2bc	2.2±1.2i-p	1.4±0.6c-o	2.1±1.3a-c	13.0±4.5a-k	11.2±2.9a-k	1.7±1.0b	0.0±0.0a
	E74	17.3±5.1a-e	3.6±1.3d-p	1.6±0.9c-o	2.7±1.1a-c	17.2±5.2a-e	9.5±2.9a-k	7.0±2.5ab	0.0±0.0a
	E75	18.2±6.1a-d	1.5±0.6a-j	1.6±0.9c-o	4.2±1.5a-c	14.5±4.8a-k	12.7±3.8a-i	1.9±1.0b	0.0±0.0a
	E76	24.5±7.5a-c	1.5±0.6f-p	1.9±0.9c-o	2.6±1.2a-c	15.1±5.1a-k	5.8±2.4a-k	3.3±2.3ab	0.0±0.0a
	E77	24.3± 7.0a-c	3.0±1.1f-p	2.4±0.8a-n	4.1±1.4a-c	18.0±5.3a-c	7.9±2.1a-k	3.6±1.8ab	0.4±0.4a
	E78	19.1±6.7a-d	0.7±0.5a-l	0.4±0.3j-o	2.4±1.0a-c	15.6±4.1a-j	5.9±1.8a-k	3.1±1.8ab	0.0±0.0a
	E79	16.8±5.6a-e	0.0±0.0k-p	1.1±1.1c-o	4.2±1.8a-c	15.5±4.6a-j	4.5±2.2a-k	0.3±0.3b	0.0±0.0a
	E80	24.2±7.1a-c	0.8±0.5p	1.1±0.5c-o	3.6±1.7a-c	21.6±6.6a	6.5±1.9a-k	2.3±1.1b	0.2±0.2a
	E81	0.0±0.0f	0.5±0.2k-p	0.6±0.3g-o	0.0±0.0c	0.7±0.4hi	0.5±0.2jk	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E82	21.3±6.4a-d	5.3±1.8a	2.5±0.9a-l	3.6±1.7a-c	14.9±4.5a-k	10.8±2.5a-k	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E83	18.2±5.7a-d	1.2±0.5i-p	1.1±0.5c-o	2.4±1.1a-c	7.2±2.5a-k	13.2±2.4a-g	0.3±0.3b	0.0±0.0a
	E84	0.0±0.0f	0.5±0.2l-p	0.0±0.0o	0.0±0.0c	0.5±0.2i-k	1.2±0.5g-k	3.5±1.1ab	0.0±0.0a
	E85	21.8±6.0a-d	0.8±0.4k-p	1.2±0.5c-o	2.8±1.1a-c	19.4±6.1ab	10.7±3.1a-k	9.1±2.2ab	0.1±0.4a
	E86	18.5±5.9a-d	2.0±1.4e-p	0.4±0.4k-o	4.4±2.2a-c	14.7±4.7a-k	5.3±1.6a-k	0.7±0.4b	0.2±0.2a
	E87	23.1±6.8a-c	0.8±0.4k-p	0.1±0.1m	2.6±1.7a-c	15.5±5.2a-j	8.4±3.1a-k	1.4±0.8b	0.0±0.0a
	E88	25.3±7.9a-c	3.2±1.2a-k	2.5±1.1a-l	6.1±2.5a-c	20.1±4.9ab	7.4±2.6a-k	2.9±1.1ab	0.8±0.8a
	E89	18.4±5.9a-d	1.9±1.4e-p	2.1±0.7b-o	4.0±1.6a-c	11.1±3.8a-k	16.6±4.2a	3.3±1.8ab	0.0±0.0a
	E90	7.0±3.9d-f	2.7±1.3a-o	3.0±2.2a-f	4.8±2.1a-c	5.1±1.9b-k	11.2±3.8a-k	0.3±0.3b	0.7±0.3a
	E91	19.0±6.2a-d	1.4±0.5g-p	0.8±0.5e-o	3.1±1.4a-c	11.6±3.6a-k	3.1±1.0d-k	1.0±1.0b	0.3±0.2a
	E92	17.1±5.6a-e	0.5±0.3l-p	1.4±0.6c-o	3.4±1.5a-c	16.0±4.5a-h	5.5±1.7a-k	3.9±1.9ab	0.4±0.4a
	E93	19.3±6.2a-d	1.1±0.4j-p	2.7±1.0a-j	4.7±1.8a-c	17.6±4.8a-d	8.7±3.3a-k	4.8±3.6ab	0.1±0.1a
	E94	11.9±4.7b-f	1.2±0.6i-p	0.9±0.4e-o	3.9±1.9a-c	14.0±5.1a-k	5.8±2.2a-k	3.0±1.3ab	0.0±0.0a
	E95	0.0±0.0f	0.3±0.2n-p	0.7±0.4g-o	0.0±0.0c	3.0±0.7c-k	0.5±0.2jk	3.7±1.4ab	0.0±0.0a
	E96	19.4±6.2a-d	0.6±0.4k-p	4.2±1.6ab	5.3±2.7a-c	7.0±3.0a-k	7.0±2.8a-k	1.7±1.2b	0.0±0.0a
	E97	21.1±6.4a-d	4.6±1.2a-b	3.3±1.0a-d	4.4±2.0a-c	13.4±4.0a-k	14.8±4.2a-d	0.3±0.2b	0.2±0.2a
	E98	0.5±0.2f	1.4±0.6a-d	0.0±0.0o	0.0±0.0c	2.6±0.8c-k	2.5±0.8e-k	1.2±0.5b	0.0±0.0a
	E99	23.8±6.6a-c	2.9±0.9a-n	0.5±0.3h-o	5.6±2.1a-c	16.2±4.5a-g	6.8±2.1a-k	0.9±0.4b	0.0±0.0a
IAN 873	19.8±6.0a-d	3.8±1.2a-h	1.0±0.5d-o	5.5±2.5a-c	10.9±3.4a-k	6.9±2.4a-k	0.3±0.3b	0.8±0.8a	
PERÍODO	Primer seco	37.5±1.3b	2.4±0.2a	3.1±0.2a	11.4±0.6a	28.2±1.6a	17.0±0.7a	0.9±0.2a	0.4±0.1a
	Primer lluvioso	46.4±1.4a	1.5±0.2a	3.2±0.2a	6.2±0.4b	29.4±1.1a	17.5±0.8a	0.6±0.1b	0.3±0.8ab
	Transición	0.4±0.0c	0.9±0.1b	0.5±0.1b	0.1±0.0c	0.1±0.1b	1.0±0.1b	2.5±0.3b	0.1±0.0bc
	Segundo seco	0.3±0.0c	0.9±0.1b	0.5±0.0b	0.1±0.0c	0.9±0.1b	0.9±0.1b	2.6±0.3c	0.1±0.0bc
	Segundo lluvioso	0.0±0.0c	2.8±0.2b	0.6±0.1b	0.0±0.0c	1.4±0.8b	1.1±0.1b	5.0±0.6c	0.0±0.0c

Nota. Medias en cada columna seguidas por la misma letra no difieren estadísticamente. * Prueba Tukey; ** Prueba LSD (ambas, P < 0.05)

Cg: *Gloesporiodes*; Ph: *P. huberi*; Tc: *T. cucumeris*; Asp: *Alternaria* sp.; Cc: *C. cassiicola*; Dh: *D. heveae*; Mu: *M. uliei*; Pspp: *Phytophthora* spp.

El hongo *C. gloesporiodes* posee diferentes fuentes de inóculo, que pueden constituir focos secundarios de diseminación para el cultivo del caucho, hecho que podría explicar de forma complementaria la mayor incidencia

reportada en los genotipos evaluados. Como se aprecia en la tabla 7 la mayor incidencia de antracnosis se presentó durante el primer período lluvioso, este período se caracterizó por mantener una alta humedad relativa (88%) y alta precipitación (417 mm) (ver Tabla 4).

De acuerdo con Wastie (1972) una humedad relativa cercana o superior al 90% durante 13 horas por día favorece una alta incidencia de la enfermedad. La lluvia, por su parte, contribuye con la aparición de esta enfermedad prolongando el tiempo de saturación de la humedad atmosférica, lo que ocasiona que la superficie foliar permanezca mojada. Lo anterior conlleva por tanto, a una mayor germinación de las esporas del hongo en el inicio del proceso infeccioso y durante los eventos de diseminación eólica del inóculo primario.

Aunque la requema constituye uno de los principales problemas fitosanitarios en países asiáticos, en América central y del sur no representa una limitante de mayor consideración en plantaciones de *H. brasiliensis* (Gasparotto *et al.*, 1997). Esto coincide con los resultados obtenidos en este estudio realizado bajo condiciones de la amazonia colombiana en el que quedó demostrado que la incidencia de la requema fue la más baja en comparación con las demás patologías foliares.

- **Severidad de las principales enfermedades foliares**

Para evaluar la severidad producida en campo por las diferentes enfermedades en los 100 genotipos de *H. brasiliensis*, se utilizaron dos variables: (i) Índice de infección de copa (IIFC), para lo cual se adaptó la escala ordinal de Sena-Gómez *et al.* (1982) que inicia en 0 y culmina en 5, as: 0: Sin infección; 2: Hasta el 25% de copa afectada; 3: Del 26% al 50% de copa afectada; 4: Del 51% al 75% de copa afectada y 5: más del 75% de copa afectada; y (ii) Número de lesiones en el foliolo más infectado (LFI) (Trindade, 1987).

- **Índice de Infección de Copa (IIFC)**

Tabla 8. Índice medio de Infección de Copa (IIFC) de ocho enfermedades foliares en 100 genotipos de *H. brasiliensis* (99 élites de origen franco y el clon IAN 873) evaluados durante cinco períodos pluviométricos bajo condiciones de la Amazonia colombiana.

FACTOR	NIVEL	ÍNDICE DE INFECCIÓN DE COPA (IIFC)							
		IIFCCg*	IIFCPh*	IIFCTc**	IIFCAsp*	IIFCCc*	IIFCDh*	IIFCMu*	IIFCpspp*
GENOTIPO	E1	0.7±0.2a-e	0.4±0.1a-c	0.5±0.1ab	1.1±0.3ab	1.1±0.3a-j	0.5±0.5a-d	0.5±0.5b	0.0±0.0a
	E2	0.7±0.2a-e	0.2±0.0a-c	0.3±0.1b-f	0.6±0.2ab	0.9±0.2a-j	0.3±0.2a-h	0.0±0.0ab	0.0±0.0a
	E3	0.8±0.3a-d	0.3±0.2a-c	0.1±0.5d-g	0.4±0.2ab	0.9±0.2a-j	0.6±0.1a-i	0.1±0.0b	0.1±0.0a
	E4	0.8±0.2a-c	0.2±0.0a-c	0.3±0.1a-e	0.8±0.3ab	0.9±0.2a-j	0.7±0.2a-i	0.2±0.0ab	0.0±0.0a
	E5	1.0±0.3a	0.1±0.8bc	0.2±0.9c-g	1.2±0.3ab	1.1±0.3a-f	0.8±0.2a-i	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E6	0.8±0.2a-c	0.2±0.0a-c	0.1±0.8d-g	0.9±0.3ab	1.1±0.3a-f	0.8±0.2a-i	0.2±0.9ab	0.0±0.0a
	E7	0.8±0.3a-c	0.0±0.0c	0.3±0.1b-f	1.1±0.3ab	1.0±0.3a-h	1.0±0.2a-f	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E8	0.8±0.2a-d	0.2±0.0bc	0.2±0.1c-g	0.8±0.3ab	0.9±0.3a-h	0.6±0.1a-i	0.2±0.0ab	0.0±0.0a
	E9	0.1±0.0c-e	0.1±0.0c	0.0±0.0fg	0.0±0.0b	0.1±0.0a-j	0.1±0.0g-i	0.1±0.0ab	0.0±0.0a
	E10	1.1±0.3a	0.2±0.1a-c	0.2±0.0c-g	1.0±0.4ab	1.2±0.2a-d	0.7±0.2a-i	0.2±0.0ab	0.0±0.0a
	E11	0.8±0.2a-c	0.3±0.1a-c	0.3±0.1a-e	1.0±0.3ab	0.9±0.2a-j	1.3±0.3ab	0.1±0.0ab	0.0±0.0a
	E12	1.0±0.3a	0.1±0.0bc	0.3±0.1b-f	0.9±0.3ab	0.9±0.3a-j	0.8±0.1a-i	0.1±0.0b	0.0±0.0a
	E13	0.6±0.2a-e	0.2±0.1a-c	0.3±0.1b-f	0.9±0.3ab	0.8±0.2a-j	1.0±0.3a-g	0.0±0.0b	0.1±0.0a
	E14	0.0±0.0e	0.2±0.0bc	0.0±0.0fg	0.0±0.0b	0.1±0.0g-j	0.0±0.0i	0.0±0.0b	0.1±0.0a
	E15	0.1±0.0b-e	0.1±0.0c	0.0±0.0g	0.0±0.0b	0.1±0.0h-j	0.1±0.0f-i	0.3±0.1ab	0.0±0.0a
	E16	0.1±0.0c-e	0.0±0.0c	0.0±0.0g	0.0±0.0b	0.0±0.0j	0.1±0.0i	0.1±0.0b	0.2±0.2a
	E17	0.0±0.0e	0.0±0.0c	0.0±0.0g	0.0±0.0b	0.0±0.0j	0.0±0.0a-i	0.2±0.0ab	0.0±0.0a
	E18	0.7±0.2a-e	0.1±0.0c	0.1±0.0d-g	0.6±0.2ab	0.8±0.1a-j	0.6±0.1a-i	0.1±0.0b	0.0±0.0a
	E19	0.8±0.2a-d	0.1±0.0c	0.1±0.0d-g	1.0±0.3ab	1.0±0.2a-i	0.7±0.2a-i	0.1±0.1ab	0.0±0.0a
	E20	0.9±0.2ab	0.6±0.1a-c	0.4±0.1a-c	0.6±0.2ab	0.9±0.2a-j	0.8±0.2a-i	0.6±0.1ab	0.0±0.0a
	E21	0.9±0.2a	0.3±0.1a-c	0.2±0.0c-g	0.3±0.2ab	0.6±0.2a-j	0.5±0.1a-i	0.2±0.0ab	0.0±0.0a
	E22	0.7±0.2a-e	0.5±0.1a-c	0.4±0.1a-d	1.2±0.4a	1.0±0.2a-h	0.9±0.2a-h	0.1±0.0b	0.0±0.0a
	E23	1.0±0.3a	0.4±0.1a-c	0.3±0.1b-f	0.9±0.3ab	1.3±0.3a-c	1.1±0.2a-e	0.1±0.0b	0.1±0.1a
	E24	1.2±0.3a	0.9±0.2a	0.4±0.1a-d	0.9±0.3ab	1.3±0.3a-c	1.0±0.3a-g	0.9±0.3a	0.0±0.0a
	E25	0.6±0.1a-e	0.1±0.0bc	0.3±0.1a-e	0.4±0.2ab	0.5±0.1b-j	0.7±0.2a-i	0.1±0.0b	0.0±0.0a
	E26	0.8±0.2a-d	0.3±0.1a-c	0.4±0.1a-d	0.6±0.2ab	0.9±0.2a-j	1.2±0.3a-c	0.4±0.1ab	0.1±0.0a
	E27	0.1±0.0c-e	0.0±0.0c	0.0±0.0g	0.0±0.0b	0.1±0.0h-j	0.1±0.0g-i	0.2±0.0ab	0.0±0.0a
	E28	0.9±0.2ab	0.4±0.1a-c	0.4±0.1a-c	0.8±0.2ab	1.2±0.3a-e	1.0±0.3a-g	0.2±0.2ab	0.1±0.0a
	E29	0.9±0.2ab	0.4±0.2a-c	0.2±0.0b-g	1.1±0.3ab	0.8±0.2a-j	1.0±0.2a-g	0.0±0.0b	0.1±0.0a
	E30	1.2±0.3a	0.3±0.1a-c	0.2±0.9b-g	0.7±0.3ab	1.2±0.2a-e	1.1±0.3a-d	0.1±0.0b	0.0±0.0a
	E31	1.1±0.3a	0.2±0.9a-c	0.3±0.1b-f	1.2±0.4ab	0.8±0.2a-j	1.0±0.2a-g	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E32	0.8±0.3a-c	0.4±0.1a-c	0.1±0.8d-g	0.9±0.3ab	1.1±0.3a-f	0.5±0.3a-i	0.6±0.2ab	0.0±0.0a
	E33	0.7±0.2a-e	0.3±0.1a-c	0.3±0.1a-e	0.6±0.3ab	1.1±0.3a-j	1.1±0.2a-f	0.2±0.0ab	0.0±0.0a
	E34	1.1±0.3a	0.1±0.0c	0.2±0.0b-g	0.9±0.3ab	1.0±0.2a-i	1.2±0.3a-c	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E35	0.8±0.2a-bc	0.4±0.1a-c	0.3±0.1b-f	0.9±0.3ab	0.5±0.1b-j	1.1±0.2a-e	0.6±0.2ab	0.2±0.1a

Tabla 8 (cont.)

FACTOR	NIVEL	ÍNDICE DE INFECCIÓN DE COPA (IIFC)							
		IIFCCg*	IIFCPh*	IIFCTc**	IIFCAsp*	IIFCCc*	IIFCDh*	IIFCMu*	IIFCPspp*
GENOTIPO	E36	0.1±0.0c-e	0.1±0.0c	0.0±0.0g	0.0±0.0b	0.1±0.0g-j	0.1±0.0f-i	0.1±0.0b	0.0±0.0a
	E37	0.9±0.2ab	0.4±0.1a-c	0.3±0.1b-f	0.7±0.2ab	1.0±0.3a-i	1.1±0.3a-e	0.1±0.1ab	0.0±0.0a
	E38	0.1±0.0c-e	0.0±0.0c	0.2±0.1c-g	0.0±0.0b	0.2±0.0e-j	0.1±0.0g-i	0.2±0.0ab	0.0±0.0a
	E39	0.8±0.2a-c	0.5±0.1a-c	0.4±0.1a-d	0.9±0.3ab	1.3±0.3a-c	1.3±0.3a	0.1±0.0b	0.1±0.0a
	E40	0.0±0.0e	0.3±0.1a-c	0.1±0.0d-g	0.1±0.0ab	0.0±0.0j	0.0±0.0i	0.1±0.0b	0.0±0.0a
	E41	0.9±0.3a	0.2±0.0bc	0.2±0.1b-g	1.1±0.3ab	1.0±0.2a-i	1.0±0.3a-g	0.1±0.0ab	0.0±0.0a
	E42	0.0±0.0de	0.1±0.0c	0.0±0.0fg	0.0±0.0b	0.3±0.1d-j	0.2±0.0e-i	0.2±0.0ab	0.0±0.0a
	E43	0.8±0.2a-d	0.2±0.0bc	0.1±0.0d-g	0.8±0.2ab	1.1±0.3a-g	1.1±0.3a-f	0.2±0.0b	0.0±0.0a
	E44	0.6±0.2a-e	0.3±0.1a-c	0.3±0.1b-f	0.7±0.3ab	0.8±0.2a-j	0.2±0.0d-i	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E45	0.6±0.1a-e	0.0±0.0c	0.2±0.1b-g	1.1±0.3ab	0.8±0.2a-j	0.6±0.1a-i	0.4±0.2ab	0.1±0.0a
	E46	1.0±0.3a	0.5±0.1a-c	0.3±0.1b-f	0.1±0.0ab	0.9±0.2a-j	0.6±0.1a-i	0.4±0.2ab	0.0±0.0a
	E47	0.8±0.2a-c	0.2±0.1bc	0.2±0.1b-g	0.5±0.2ab	0.9±0.2a-j	0.7±0.2a-i	0.2±0.0ab	0.1±0.0a
	E48	0.0±0.0e	0.0±0.0c	0.0±0.0g	0.0±0.0b	0.2±0.0f-j	0.0±0.0hi	0.6±0.2ab	0.0±0.0a
	E49	0.6±0.2a-e	0.0±0.0c	0.1±0.0d-g	0.6±0.3ab	0.8±0.2a-j	0.4±0.1a-i	0.2±0.2ab	0.0±0.0a
	E50	0.8±0.2a-d	0.1±0.0bc	0.2±0.0c-g	0.2±0.1ab	0.7±0.2a-j	0.6±0.2a-i	0.2±0.0ab	0.0±0.0a
	E51	0.0±0.0e	0.1±0.06c	0.0±0.0fg	0.0±0.0b	0.1±0.0h-j	0.0±0.0i	0.1±0.06b	0.0±0.0a
	E52	0.1±0.0a-e	0.0±0.0c	0.0±0.0g	0.0±0.0b	0.0±0.0j	0.0±0.0hi	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E53	0.8±0.2a-c	0.5±0.2a-c	0.1±0.0d-g	0.6±0.2ab	0.9±0.2a-j	0.8±0.2a-i	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E54	0.8±0.2a-c	0.2±0.2a-c	0.0±0.0fg	0.6±0.2ab	1.2±0.3a-e	0.4±0.1b-i	0.1±0.0b	0.2±0.9a
	E55	1.1±0.3a	0.2±0.0bc	0.2±0.1b-g	0.5±0.2ab	0.9±0.2a-j	0.8±0.2a-i	0.1±0.1ab	0.0±0.0a
	E56	0.8±0.2a-d	0.1±0.0c	0.1±0.8d-g	0.7±0.3ab	1.3±0.3a-c	0.6±0.2a-i	0.2±0.9ab	0.0±0.0a
	E57	0.8±0.2a-c	0.1±0.0c	0.2±0.0b-g	0.5±0.2ab	1.0±0.2a-i	0.7±0.2a-i	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E58	0.8±0.2a-d	0.1±0.1c	0.3±0.1a-e	1.0±0.3ab	1.1±0.3a-f	1.0±0.2a-f	0.0±0.0b	0.0±0.0a
	E59	0.9±0.3ab	0.2±0.1bc	0.3±0.1a-e	0.5±0.2ab	0.6±0.2a-j	0.9±0.3a-h	0.1±0.1ab	0.0±0.0a
	E60	1.0±0.3a	0.4±0.1a-c	0.2±0.1b-g	0.5±0.2ab	0.9±0.2a-j	0.7±0.1a-i	0.1±0.1ab	0.0±0.0a
	E61	1.1±0.3a	0.2±0.1a-c	0.1±0.1d-g	0.6±0.2ab	0.7±0.2a-j	0.5±0.1a-i	0.1±0.0b	0.0±0.0a
	E62	1.0±0.3a	0.3±0.1a-c	0.2±0.0b-g	0.7±0.3ab	1.2±0.3a-e	0.9±0.3a-h	0.3±0.2ab	0.1±0.6a
	E63	0.7±0.2a-e	0.6±0.1a-c	0.2±0.1b-g	1.1±0.3ab	1.2±0.3a-e	0.6±0.2a-i	0.3±0.1ab	0.0±0.0a
	E64	1.0±0.3a	0.5±0.2a-c	0.3±0.1b-f	0.3±0.1ab	1.2±0.3a-e	0.7±0.2a-i	0.1±0.1b	0.0±0.0a
	E65	0.6±0.1a-e	0.3±0.1a-c	0.4±0.1a-c	0.9±0.4ab	0.9±0.3a-j	0.8±0.2a-i	0.2±0.1ab	0.0±0.0a
E66	0.6±0.2a-e	0.0±0.0c	0.1±0.1d-g	0.5±0.2ab	0.4±0.1c-j	0.5±0.2a-i	0.0±0.0b	0.2±0.2a	
E67	0.6±0.2a-e	0.3±0.1a-c	0.3±0.1a-e	1.1±0.3ab	1.2±0.3a-e	1.1±0.3a-d	0.3±0.1ab	0.0±0.0a	
E68	0.8±0.2a-c	0.3±0.1a-c	0.3±0.1b-f	0.9±0.3ab	1.0±0.2a-i	0.7±0.2a-i	0.0±0.0b	0.0±0.0a	
E69	0.7±0.2a-e	0.2±0.1bc	0.3±0.1a-e	0.7±0.2ab	0.9±0.3a-j	0.6±0.2a-i	0.5±0.2ab	0.1±0.1a	
E70	1.0±0.2a	0.3±0.1a-c	0.4±0.1a-c	0.4±0.2ab	0.7±0.2a-j	0.6±0.2a-i	0.3±0.2ab	0.0±0.0a	

Tabla 8 (cont.)

FACTOR	NIVEL	ÍNDICE DE INFECCIÓN DE COPA (IIFC)							
		IIFCCg*	IIFCPh*	IIFCTc**	IIFCAsp*	IIFCCc*	IIFCDh*	IIFCMu*	IIFCpspp*
E71		1.1±0.3a	0.5±0.2a-c	0.2±0.1b-g	1.1±0.3ab	1.5±0.4ab	0.8±0.2a-i	0.5±0.2ab	0.0±0.0a
E72		0.1±0.1c-e	0.1±0.1bc	0.0±0.0fg	0.0±0.0ab	0.1±0.1h-j	0.1±0.1g-i	0.1±0.1b	0.0±0.0a
E73		0.9±0.2a	0.2±0.1a-c	0.1±0.8d-g	0.3±0.2ab	0.7±0.2a-j	0.9±0.2a-i	0.1±0.1ab	0.0±0.0a
E74		0.8±0.3a-c	0.4±0.1a-c	0.2±0.1b-g	0.8±0.3ab	1.3±0.3a-c	0.7±0.2a-i	0.5±0.2ab	0.0±0.0a
E75		0.9±0.2ab	0.3±0.1a-c	0.2±0.1b-g	1.0±0.3ab	1.2±0.3a-e	1.0±0.2a-f	0.1±0.1ab	0.0±0.0a
E76		1.0±0.2a	0.2±0.1a-c	0.2±0.1b-g	0.4±0.2ab	0.7±0.2a-j	0.6±0.2a-i	0.2±0.1ab	0.0±0.0a
E77		0.9±0.3ab	0.4±0.1a-c	0.4±0.1a-d	0.9±0.3ab	1.6±0.3a	0.9±0.2a-i	0.2±0.1ab	0.1±0.1a
E78		0.8±0.2a-d	0.1±0.1c	0.1±0.1e-g	0.7±0.3ab	0.9±0.3a-j	0.4±0.1b-i	0.4±0.2ab	0.0±0.0a
E79		0.6±0.2a-e	0.0±0.0c	0.1±0.1e-g	0.6±0.3ab	1.1±0.3a-g	0.5±0.1a-i	0.0±0.0b	0.0±0.0a
E80		0.9±0.3a	0.2±0.1bc	0.2±0.1b-g	0.9±0.3ab	1.2±0.3a-e	0.8±0.1a-i	0.1±0.0ab	0.0±0.0a
E81		0.9±0.0e	0.1±0.8bc	0.0±0.0fg	0.0±0.0b	0.1±0.1g-j	0.1±0.1g-i	0.0±0.0b	0.0±0.0a
E82		1.1±0.3a	0.4±0.1a-c	0.4±0.1a-d	0.5±0.2ab	1.1±0.2a-g	1.1±0.2a-e	0.0±0.0b	0.0±0.0a
E83		1.0±0.2a	0.2±0.1a-c	0.2±0.0c-g	0.6±0.3ab	0.6±0.2b-j	0.8±0.2a-i	0.0±0.0b	0.0±0.0a
E84		0.0±0.0e	0.1±0.0c	0.0±0.0g	0.0±0.0b	0.1±0.0ij	0.2±0.1e-i	0.0±0.0ab	0.0±0.0a
E85		1.0±0.2a	0.2±0.1bc	0.3±0.1a-e	0.6±0.2ab	1.4±0.3ab	1.1±0.3a-d	0.7±0.2ab	0.1±0.1a
E86		0.8±0.2a-d	0.2±0.2a-c	0.0±0.0fg	0.7±0.3ab	1.0±0.2a-i	0.8±0.2a-i	0.1±0.1b	0.0±0.0a
E87		1.0±0.3a	0.2±0.1a-c	0.0±0.0fg	0.6±0.3ab	0.8±0.2a-j	0.8±0.2a-i	0.1±0.1ab	0.0±0.0a
E88		1.1±0.3a	0.4±0.1a-c	0.2±0.0c-g	0.9±0.3ab	1.4±0.3ab	0.9±0.2a-i	0.4±0.2ab	0.0±0.0a
E89		0.9±0.3ab	0.2±0.1bc	0.3±0.1b-f	0.8±0.3ab	1.2±0.3a-e	1.2±0.3a-c	0.2±0.1ab	0.0±0.0a
E90		0.7±0.2a-e	0.3±0.1a-c	0.4±0.2a-d	0.7±0.2ab	1.0±0.2a-h	0.9±0.2a-h	0.0±0.0b	0.1±0.1a
E91		0.9±0.3a	0.2±0.1bc	0.1±0.1d-g	0.5±0.2ab	0.8±0.2a-j	0.5±0.1a-i	0.1±0.1b	0.1±0.1a
E92		0.8±0.2a-c	0.1±0.1bc	0.2±0.1b-g	0.6±0.2ab	0.8±0.2a-j	0.8±0.2a-i	0.3±0.1ab	0.0±0.0a
E93		0.7±0.2a-e	0.1±0.0bc	0.3±0.1b-f	1.2±0.4ab	1.4±0.3ab	0.8±0.2a-i	0.1±0.0ab	0.2±0.1a
E94		0.5±0.2a-e	0.1±0.1bc	0.1±0.1d-g	0.6±0.3b	0.8±0.2a-j	0.4±0.1a-i	0.2±0.0ab	0.0±0.0a
E95		0.0±0.0e	0.1±0.0c	0.1±0.0d-g	0.0±0.0b	0.4±0.1c-j	0.0±0.0hi	0.5±0.1ab	0.0±0.0a
E96		0.8±0.2a-c	0.1±0.1c	0.6±0.1a	0.8±0.3ab	0.7±0.2a-j	0.7±0.2a-i	0.0±0.0b	0.0±0.0a
E97		1.1±0.3a	0.8±0.2ab	0.3±0.1a-e	0.9±0.3ab	0.8±0.2a-j	0.9±0.2a-i	0.0±0.0b	0.0±0.0a
E98		0.1±0.1c-e	0.1±0.1a-c	0.0±0.0g	0.0±0.0b	0.2±0.1e-j	0.3±0.1c-i	0.2±0.0ab	0.0±0.0a
E99		1.2±0.3a	0.4±0.1a-c	0.1±0.1d-g	1.1±0.3ab	1.2±0.3a-d	0.7±0.2a-i	0.1±0.1ab	0.0±0.0a
IAN 873		0.9±0.2ab	0.4±0.1a-c	0.2±0.1c-g	0.6±0.2ab	1.0±0.2a-i	0.8±0.3a-i	0.1±0.1b	0.1±0.1a
Primer seco		1.9±0.7a	0.4±0.0a	0.4±0.0a	1.8±0.1a	1.9±0.6a	1.5±0.1a	0.2±0.0a	0.1±0.0a
Primer lluvioso		1.5±0.0b	0.2±0.2b	0.4±0.0a	1.2±0.1b	1.7±0.0b	1.4±0.0b	0.2±0.0a	0.0±0.0ab
PERÍODO	Transición	0.0±0.0c	0.2±0.0bc	0.1±0.0b	0.02±0.003c	0.2±0.0c	0.2±0.0c	0.1±0.0b	0.0±0.0ab
	Segundo seco	0.0±0.0c	0.2±0.0bc	0.1±0.0b	0.04±0.02c	0.1±0.0c	0.1±0.0c	0.1±0.0b	0.02±0.0bc
	Segundo lluvioso	0.1±0.0c	0.2±0.0c	0.1±0.0b	0.0±0.0c	0.2±0.0c	0.2±0.0c	0.1±0.0b	0.0±0.0c

Nota. Medias en cada columna seguidas por la misma letra no difieren estadísticamente. * Prueba Tukey; ** Prueba LSD (ambas, P < 0.05)

Cg: *C. gloesporioides*; Ph: *P. huberi*; Tc: *T. cucumeris*; Asp: *Alternaria* sp.; Cc: *C. cassicola*; Dh: *D. heveae*; Mu: *M. uliei*; Pspp: *Phytophthora* spp.

Se encontraron diferencias significativas entre los 100 genotipos de *H. brasiliensis* y en los cinco periodos de evaluación (ambos P < 0.01) para el índice de infección de copa (IIFC) por antracnosis (IIFCCg), costra negra (IIFCPh), mancha areolada (IIFCTc), mancha de corinespora (IIFCCc), ojo de

pájaro (IIFCDh) y mal suramericano (IIFCMu) (Tabla 8). Las severidades en copa expresadas por mancha de alternaria (IIFCAsp) y requema (IIFCPspp) no mostraron diferencias entre los genotipos ($P > 0.05$), pero sí entre los períodos ($P < 0.01$).

Según la tabla 8, las mayores severidades a nivel de copa entre genotipos se presentaron por mancha de corinespora (IIFC= 1.6, élite E77), antracnosis (IIFC= 1.3) y mancha de alternaria (IIFC= 1.2). En los primeros periodos secos y lluviosos se presentaron las mayores incidencias de enfermedades, en donde corinespora, antracnosis y mancha de alternaria fueron las más severas (IIFC= 1.8 a 1.9).

La requema fue la enfermedad menos severa a nivel de copa (IIFCPspp= 0.04) (ver Tabla 8). Las enfermedades restantes presentaron infecciones a nivel de copa con un IIFC inferiores a 0.84, es decir, que los materiales afectados fueron igualmente tolerantes a dichas patologías.

Se presentaron diferencias significativas entre el primer período seco (IIFCc= 1.9) y el primer período lluvioso (IIFCc= 0.1) para la mancha de corinespora ($P < 0.05$). Los demás períodos (transición, segundo seco y segundo lluvioso) formaron un grupo homogéneo que mostraron diferencias significativas entre los dos primeros períodos con un IIFC menor a 1.8 ($P < 0.05$). El IIFC medio de requema (IIFCPspp) fue máximo en el primer período seco (0.1), y muy baja en el segundo periodo seco (0.05) ($P < 0.05$). En el segundo periodo lluvioso no se presentaron síntomas de la enfermedad.

En este estudio se reportó la severidad a nivel de copa de las principales enfermedades que afectan al cultivo del caucho en la Amazonia colombiana (Garzón, 2000). La mancha de corinespora ocupó el primer lugar con una media de 1.9. De acuerdo con la escala adaptada de Sena-Gomes *et al.* (1982) el rango de infección fue de hasta el 25% de la copa de los árboles, lo cual indica que éstos materiales vegetales de origen franco fueron tolerantes a esta enfermedad, destacados comparativamente con la mayoría de clones principalmente de origen asiático que son bastante sensibles a esta enfermedad (Kuruvilla *et al.*, 2006).

En general, las enfermedades que reportan mayor severidad en diversos clones americanos y de origen oriental en América (Gaparotto *et al.*,

1990, 1997) coinciden con los resultados de éste estudio, sin embargo, los genotipos élites presentaron un nivel de tolerancia superior comparado con la mayoría de los clones reportados en la literatura para dichas patologías (Leal, 1999).

De acuerdo al conocimiento que se tiene sobre investigaciones realizadas en plantaciones de caucho, este es el primer reporte para Colombia de materiales de origen élite franco evaluados preliminarmente en campo bajo condiciones de la Amazonia colombiana ante la presencia de inóculos naturales de hongos patógenos causantes de las principales enfermedades limitantes del cultivo de caucho en el Departamento del Caquetá.

- **Número de lesiones del foliolo más infectado (LFI)**

La antracnosis (LFICg), mancha de alternaria (LFIAsp) y mancha de corinespora (LFICc) presentaron diferencias significativas entre genotipos y períodos ($P < 0.01$). La enfermedad de la mancha de perdigón (LFIDh) mostró diferencias entre genotipos ($P < 0.05$) y entre períodos ($P < 0.01$). La costra negra (LFIPh), mancha aerolada (LFITc) y el mal suramericano de las hojas (LFIMu) no presentaron diferencias entre los genotipos ($P > 0.05$), pero sí entre los períodos ($P < 0.01$). En contraste, la requema (LFIPspp) no mostró diferencia entre genotipos ni entre períodos (ambos $P > 0.05$).

De acuerdo a la tabla 9, el comportamiento de los genotipos en relación con la severidad fue diferente dependiendo de la enfermedad foliar, encontrándose el mayor LFI medio asociado al mal suramericano de las hojas (LFIMu=15.0 lesiones/foliolo). Esta severidad osciló de 0.0 en 9 genotipos a 101.9 lesiones/foliolo. Le siguieron en orden de importancia los LFI de alternaria y antracnosis. El menor LFI lo exhibió la mancha areolada (LFITc).

Las medias correspondientes al mal suramericano de la hoja (LFIMu) entre los períodos pluviométricos se diferenciaron en dos grupos homogéneos, presentándose el mayor número de lesiones en el segundo período lluvioso (35.6) y segundo período seco (27.3), ambos períodos no mostraron diferencias entre sí ($P > 0.05$).

Tabla 9. Número medio de lesiones en el foliolo más infectado (LFI) de ocho enfermedades foliares en 100 genotipos de *H. brasiliensis* (99 élites de origen franco el clon IAN 873) evaluados durante cinco períodos pluviométricos bajo condiciones de la Amazonia colombiana.

FACTOR	NIVEL	NUMERO DE LESIONES EN EL FOLIOLO MÁS INFECTADO (LFI)							
		LFICg	LFIPh	LFITc	FIAsp	LFICc	LFIDh	LFIMu	LFIPspp
GENOTIPO	E1	2.1±0.7b	0.6±0.3b	0.4±0.2a	2.7±0.4a	1.7±1.0c	1.5±0.4a	0.1±0.1a	0.0±0.0a
	E2	1.8±0.6b	0.4±0.2b	0.2±0.1a	2.3±1.0a	0.9±0.4c	1.0±0.4a	62.1±41.2a	0.1±0.1ab
	E3	1.7±0.6b	0.2±0.1b	0.0±0.0a	7.6±3.9a	1.3±0.7c	1.1±0.3a	0.7±0.7a	1.0±1.0ab
	E4	1.7±0.6b	0.2±0.1b	0.1±0.1a	4.2±1.9a	0.8±0.3c	1.3±0.4a	17.7±16.0a	0.0±0.0ab
	E5	1.3±0.4b	0.1±0.1b	0.1±0.1a	9.6±5.3a	3.1±1.8c	1.3±0.7a	0.3±0.3a	0.0±0.0ab
	E6	3.0±1.5b	0.3±0.1b	0.1±0.1a	7.5±5.2a	3.5±1.8c	1.6±0.6a	6.8±4.9a	0.1±0.1ab
	E7	1.7±0.7b	0.0±0.0b	0.2±0.1a	6.1±2.3a	2.0±1.2c	0.7±0.3a	2.2±2.1a	0.0±0.0ab
	E8	3.0±1.1b	0.1±0.1b	0.1±0.1a	6.4±5.4a	1.7±1.1c	1.3±0.5a	46.8±40.0a	0.0±0.0ab
	E9	0.2±0.1b	0.2±0.1b	0.2±0.1a	0.0±0.0a	2.6±1.3c	0.1±0.1a	0.9±0.5a	0.0±0.0ab
	E10	4.1±1.6b	0.3±0.2b	0.4±0.4a	9.2±5.8a	2.4±0.8c	0.9±0.5a	6.9±3.8a	0.0±0.0ab
	E11	1.5±0.4b	0.6±0.2b	0.4±0.3a	4.5±2.1a	2.5±0.8c	1.9±1.1a	10.3±5.7a	0.0±0.0ab
	E12	1.9±0.8b	0.1±0.1b	0.1±0.1a	4.0±2.5a	1.5±0.8c	1.5±0.5a	21.5±20.0a	0.0±0.0ab
	E13	3.1±2.0b	0.1±0.1b	0.2±0.1a	2.2±1.1a	2.4±1.2c	1.3±0.5a	0.1±0.1a	0.0±0.0ab
	E14	0.0±0.0b	0.3±0.1b	0.2±0.1a	0.0±0.0a	4.2±2.8bc	0.0±0.0a	0.0±0.0a	2.5±1.7ab
	E15	0.6±0.2b	0.3±0.2b	0.0±0.0a	0.0±0.0a	1.1±0.8c	0.7±0.3a	75.7±48.0a	0.0±0.0ab
	E16	0.4±0.3b	0.0±0.1b	0.0±0.0a	0.0±0.0a	0.0±0.0c	0.1±0.1a	3.2±2.2a	1.2±0.7b
	E17	0.0±0.0b	0.5±0.2b	0.0±0.0a	0.0±0.0a	0.0±0.0c	0.0±0.0a	3.1±1.4a	0.0±0.0b
	E18	1.7±0.9b	0.2±0.1b	0.2±0.1a	1.7±0.9a	1.8±0.7c	0.7±0.3a	1.3±0.8a	0.0±0.0b
	E19	1.2±0.4b	0.2±0.1b	0.1±0.1a	2.9±1.2a	1.2±0.5c	1.8±0.8a	16.2±12.0a	0.0±0.0b
	E20	3.3±1.7b	0.6±0.2b	0.3±0.1a	2.7±1.4a	1.9±1.3c	1.7±0.5a	93.7±52.8a	0.0±0.0b
	E21	6.5±4.9b	0.8±0.3b	0.2±0.1a	3.7±2.6a	1.2±0.7c	1.2±0.5a	23.5±17.1a	0.2±0.2b
	E22	2.7±1.1b	0.9±0.3b	0.1±0.1a	8.7±3.9a	2.0±0.7c	1.1±0.3a	7.0±5.3a	0.0±0.0b
	E23	3.3±1.2b	0.5±0.2b	0.3±0.2a	6.1±3.4a	4.7±2.0a-c	1.4±0.4a	15.2±15.0a	0.0±0.0b
	E24	20.7±7.0a	1.7±0.6ab	0.2±0.1a	9.4±4.2a	13.4±5.8a	1.5±0.5a	89.6±38.3a	0.0±0.0b
	E25	1.6±0.8b	0.3±0.2b	0.3±0.2a	2.7±2.1a	0.3±0.2c	1.0±0.4a	0.6±0.4a	0.5±0.3b
	E26	2.7±0.9b	0.6±0.2b	0.6±0.2a	1.8±0.9a	1.8±0.9c	1.6±0.4a	72.4±36.5a	0.0±0.0b
	E27	0.1±0.1b	0.0±0.0b	0.0±0.0a	0.0±0.0a	0.2±0.1c	0.1±0.1a	7.5±4.8a	0.0±0.0b
	E28	2.5±0.9b	0.7±0.3b	0.4±0.1a	3.1±2.6a	1.3±0.5c	1.1±0.3a	0.6±0.6a	0.0±0.0b
	E29	1.8±0.7b	0.5±0.2b	0.0±0.0a	2.3±1.3a	1.1±0.5c	1.8±1.0a	1.4±1.3a	0.7±0.5b
	E30	2.2±0.6b	0.6±0.2b	0.3±0.1a	1.8±1.0a	1.9±0.7c	3.7±1.4a	3.2±2.2a	0.0±0.0b
	E31	1.0±0.4b	0.4±0.2b	0.2±0.1a	4.9±2.1a	1.0±0.5c	2.2±1.0a	0.0±0.0a	0.0±0.0b
	E32	1.8±0.6b	0.7±0.2b	0.1±0.1a	2.6±1.0a	1.0±0.5c	0.9±0.4a	3.5±1.9a	0.0±0.0b
	E33	3.7±1.5b	0.7±0.4b	0.1±0.1a	5.0±3.1a	3.5±2.7c	1.6±0.4a	1.0±0.6a	0.0±0.0b

Tabla 9. (Cont.)

FACTOR	NIVEL	NUMERO DE LESIONES EN EL FOLIOLO MÁS INFECTADO (LFI)							
		LFICg	LFIPh	LFIc	FIAsp	LFICc	LFIDh	LFIMu	LFIPsp
GENOTIPO	E34	3.5±1.6b	0.1±0.1b	0.2±0.1a	3.7±2.2a	1.4±0.5c	1.6±0.5a	0.0±0.0a	0.3±0.2b
	E35	3.2±1.1b	0.8±0.3b	0.1±0.1a	6.5±2.3a	0.5±0.3c	1.9±0.5a	96.2±51.4a	0.1±0.1b
	E36	0.6±0.4b	0.1±0.1b	0.0±0.0a	0.0±0.0a	2.0±1.9c	0.2±0.2a	0.0±0.0a	0.0±0.0b
	E37	1.5±0.5b	0.6±0.2b	0.3±0.1a	8.6±3.3a	2.1±1.5c	1.6±0.6a	4.9±3.5a	0.0±0.0b
	E38	0.3±0.2b	0.0±0.0b	0.4±0.3a	0.0±0.0a	6.9±4.2a-c	0.1±0.1a	1.2±0.6a	0.0±0.0b
	E39	2.0±0.8b	0.8±0.3b	0.6±0.2a	8.8±3.1a	3.6±1.7c	2.0±0.7a	7.1±5.3a	0.1±0.1b
	E40	0.0±0.0b	1.7±0.6ab	0.4±0.2a	7.7±4.1a	0.0±0.0c	0.0±0.0a	1.5±1.0a	0.0±0.0b
	E41	1.5±0.5b	0.4±0.2b	0.5±0.2a	6.1±2.6a	0.9±0.4c	2.0±0.6a	1.8±1.3a	0.0±0.0b
	E42	2.0±2.0b	0.5±0.3b	0.1±0.1a	0.0±0.0a	2.6±1.1c	0.6±0.3a	18.4±7.1a	0.0±0.0b
	E43	1.7±0.5b	0.2±0.1b	0.1±0.1a	5.3±2.7a	1.8±1.1c	1.6±0.7a	1.3±1.0a	0.0±0.0b
	E44	1.1±0.4b	0.7±0.5b	0.2±0.1a	2.3±1.3a	0.5±0.2c	2.1±1.2a	1.4±1.0a	0.1±0.1b
	E45	2.7±1.1b	0.0±0.0b	0.1±0.1a	7.0±4.0a	2.2±1.2c	1.5±0.8a	41.6±30.0a	0.2±0.2b
	E46	1.8±0.7b	1.3±0.6b	0.2±0.1a	1.5±1.0a	3.1±1.7c	1.8±0.6a	19.8±12.8a	0.0±0.0b
	E47	2.5±1.3b	0.5±0.3b	0.1±0.1a	6.8±3.1a	1.4±1.8c	1.1±0.3a	7.2±3.6a	0.0±0.0b
	E48	0.0±0.0b	0.0±0.0b	0.0±0.0a	0.0±0.0a	2.8±1.5c	0.6±0.3a	43.6±16.5a	0.1±0.1b
	E49	1.5±0.6b	0.3±0.3b	0.0±0.0a	1.2±0.8a	1.8±0.9c	1.2±0.9a	0.6±0.5a	0.5±0.5b
	E50	2.0±0.9b	0.6±0.3b	0.1±0.1a	2.9±2.0a	0.8±0.4c	2.9±2.4a	22.8±13.7a	1.5±1.5b
	E51	0.0±0.0b	0.0±0.0b	0.4±0.4a	0.0±0.0a	0.6±0.4c	0.0±0.0a	0.2±0.1a	0.0±0.0b
	E52	0.1±0.1b	0.0±0.0b	0.0±0.0a	0.0±0.0a	0.0±0.0c	0.2±0.1a	0.0±0.0a	0.0±0.0b
	E53	2.3±0.9b	0.6±0.2b	0.1±0.1a	4.1±1.9a	1.2±0.6c	2.2±1.1a	0.0±0.0a	0.0±0.0b
	E54	2.4±0.7b	0.3±0.1b	0.0±0.0a	1.4±0.7a	2.6±1.4c	1.0±0.7a	10.1±7.5a	1.9±1.7b
	E55	1.7±0.6b	0.5±0.2b	0.1±0.1a	3.1±2.4a	1.4±0.6c	1.0±0.3a	6.0±3.0a	0.1±0.1b
	E56	2.3±0.9b	0.2±0.1b	0.2±0.1a	2.3±1.3a	2.8±1.0c	1.4±0.4a	36.8±32.9a	0.0±0.0b
	E57	2.0±0.8b	0.2±0.1b	0.1±0.1a	5.6±2.6a	3.3±1.3c	0.9±0.3a	0.8±0.8a	0.0±0.0b
	E58	2.0±0.8b	0.0±0.0b	0.1±0.1a	7.7±4.4a	1.5±0.7c	2.3±0.8a	0.0±0.0a	0.0±0.0b
	E59	2.0±0.6b	0.1±0.1b	0.1±0.1a	3.0±2.1a	0.7±0.3c	1.8±0.8a	15.1±10.4a	0.6±0.4b
E60	1.2±0.4b	0.8±0.3b	0.2±0.1a	2.1±1.0a	1.6±0.8c	2.1±0.8a	1.7±1.5a	0.0±0.0b	
E61	1.6±0.6b	0.8±0.4b	0.3±0.1a	4.3±2.4a	0.9±0.4c	0.7±0.2a	2.8±2.6a	0.0±0.0b	
E62	2.7±0.9b	0.4±0.2b	0.2±0.1a	4.8±2.5a	1.9±0.8c	2.6±0.7a	6.8±3.4a	0.1±0.1b	
E63	1.7±0.5b	1.2±0.5b	0.4±0.2a	3.2±1.8a	2.0±1.1c	1.6±0.6a	38.9±21.4a	0.2±0.2b	
E64	1.8±0.7b	1.1±0.6b	0.3±0.2a	1.1±0.6a	1.0±0.4c	0.8±0.4a	0.3±0.2a	0.0±0.0b	
E65	6.1±4.7b	0.5±0.2b	0.2±0.1a	13.0±5.8a	1.4±0.6c	1.7±0.5a	30.2±18.1a	0.1±0.1b	
E66	1.0±0.5b	0.0±0.0b	0.1±0.1a	1.8±1.2a	0.1±0.1c	1.0±0.8a	0.3±0.3a	0.5±0.5b	

Tabla 9. (Cont.)

Nuevos clones de caucho natural para la Amazonia colombiana

FACTOR	NIVEL	NUMERO DE LESIONES EN EL FOLIOLO MÁS INFECTADO (LFI)							
		LFICg	LFIPh	LFITc	IFIAsp	LFICc	LFIDh	LFIMu	LFIPsp
GENOTIPO	E67	1.3±0.4b	0.7±0.3b	0.2±0.1a	1.8±1.1a	1.8±0.9c	1.9±1.0a	7.5±3.5a	0.1±0.1b
	E68	2.2±1.4b	0.2±0.2b	0.1±0.1a	5.1±2.2a	0.7±0.3c	0.6±0.4a	1.2±1.2a	0.0±0.0b
	E69	2.5±0.9b	0.3±0.2b	0.1±0.1a	4.3±2.4a	1.3±0.7c	0.3±0.1a	73.8±42.3a	0.6±0.5b
	E70	2.5±0.9b	0.7±0.3b	0.2±0.1a	0.3±0.1a	1.1±0.5c	0.7±0.2a	73.5±42.3a	0.5±0.5b
	E71	2.3±0.7b	0.8±0.4b	0.3±0.1a	4.5±2.3a	4.8±1.8a-c	1.9±0.6a	102.0±44.6a	0.0±0.0b
	E72	0.1±0.1b	0.3±0.1b	0.2±0.1a	0.9±0.5a	0.1±0.1c	0.5±0.2a	0.1±0.1a	0.0±0.0b
	E73	1.8±.±6b	0.2±0.2b	0.1±0.1a	4.3±2.4a	1.2±0.7c	1.3±0.4a	2.6±1.9a	0.0±0.0b
	E74	8.4±4.5b	4.2±3.3a	0.9±0.7a	4.0±2.9a	5.2±3.01a-c	0.9±0.3a	15.8±6.4a	0.0±0.0b
	E75	2.3±0.9b	0.3±0.2b	0.2±0.1a	7.1±3.8a	13.3±6.2ab	1.2±0.4a	8.2±5.0a	0.0±0.0b
	E76	1.9±0.7b	0.8±0.4b	0.2±0.1a	4.7±3.0a	0.8±0.4c	1.0±0.4a	6.1±3.6a	0.0±0.0b
	E77	1.9±0.6b	0.5±0.3b	0.5±0.2a	3.1±1.4a	3.4±1.1c	1.8±0.6a	7.6±6.8a	0.1±0.1b
	E78	2.2±0.7b	0.1±0.1b	0.0±0.0a	3.8±1.7a	2.2±1.3c	2.8±1.9a	5.0±3.7a	5.0±5.0b
	E79	1.3±0.5b	0.1±0.1b	0.2±0.2a	6.7±3.9a	2.4±1.3c	1.5±0.6a	0.1±0.1a	0.0±0.0b
	E80	2.5±0.8b	0.5±0.3b	0.0±0.0a	7.9±3.6a	3.1±1.6c	1.4±0.5a	17.3±12.7a	0.0±0.0b
	E81	0.0±0.0b	0.2±0.1b	0.2±0.1a	0.0±0.0a	0.7±0.5c	0.2±0.1a	0.0±0.0a	0.0±0.0b
	E82	1.8±0.6b	0.6±0.2b	0.2±0.1a	1.0±0.7a	1.2±0.5c	2.5±0.8a	0.0±0.0a	0.0±0.0b
	E83	2.2±0.7b	0.4±0.2b	0.1±0.1a	2.0±1.1a	0.2±0.1c	1.3±0.6a	0.3±0.2a	0.0±0.0b
	E84	0.0±0.0b	0.1±0.1b	0.0±0.0a	0.0±0.0a	1.8±1.4c	0.4±0.2a	20.8±7.3a	0.0±0.0b
	E85	3.4±1.2b	0.6±.0.3b	0.2±0.1a	0.5±0.4a	4.6±1.5a-c	1.8±0.6a	67.8±31.9a	0.1±0.1b
	E86	1.9±0.8b	0.2±0.2b	0.0±0.0a	4.7±2.1a	1.1±0.5c	0.8±0.2a	5.3±3.9a	0.0±0.0b
	E87	2.0±0.6b	0.5±0.5b	0.0±0.0a	3.1±2.2a	1.0±0.6c	1.3±0.7a	19.6±16.2a	0.0±0.0b
	E88	2.5±0.9b	0.4±0.1b	0.3±0.1a	4.0±1.7a	6.6±2.6a-c	1.7±0.5a	5.4±3.8a	0.0±0.0b
	E89	4.3±2.6b	0.4±0.2b	0.4±0.2a	1.6±1.2a	1.7±0.8c	1.4±0.4a	9.2±6.3a	0.0±0.0b
	E90	1.2±0.5b	0.9±0.5b	0.6±0.4a	5.3±2.8a	1.2±0.5c	1.2±0.4a	4.0±4.0a	0.9±0.6b
	E91	1.4±0.4b	0.3±0.1b	0.0±0.0a	6.4±2.8a	0.8±0.3c	1.0±0.5a	2.3±2.1a	0.1±0.1b
	E92	1.3±0.6b	0.2±0.1b	0.2±0.1a	5.4±3.1a	2.8±1.3c	2.0±0.7a	23.5±10.1a	0.0±0.0b
	E93	1.7±0.6b	0.3±0.2b	0.5±0.3a	4.6±2.0a	4.6±1.5a-c	1.7±0.6a	20.3±16.1a	4.0±4.0b
	E94	1.0±0.5b	0.2±0.1b	0.1±0.1a	7.6±5.1a	0.8±0.5c	1.3±1.1a	15.3±10.4a	0.0±0.0b
	E95	0.0±0.0b	0.2±0.1b	0.4±0.2a	0.0±0.0a	0.9±0.3c	0.3±0.2a	39.4±21.9a	0.0±0.0b
	E96	2.4±1.2b	0.1±0.1b	0.6±0.3a	3.9±2.7a	0.4±0.2c	0.6±0.3a	4.7±4.5a	0.0±0.0b
E97	2.3±0.8b	0.8±0.3b	0.2±0.1a	6.7±4.2a	0.7±0.3c	1.7±0.6a	1.3±1.2a	0.0±0.0b	
E98	0.1±0.1b	0.4±0.2b	0.0±0.0a	0.0±0.0a	0.6±0.2c	1.1±0.5a	3.8±1.7a	0.0±0.0b	
E99	2.6±0.9b	0.3±0.1b	0.0±0.0a	1.7±0.8a	1.0±0.3c	0.9±0.3a	1.9±0.9a	0.1±0.1b	
IAN 873	1.7±0.7b	0.5±0.2b	0.1±0.1a	2.1±1.1a	2.0±1.0c	0.8±0.3a	0.5±0.3a	0.1±0.1b	
PERIODO	Primer seco	3.7±0.4a	0.4±0.1bc	0.2±0.0a-c	10.5±0.9a	6.2±0.5a	1.6±0.1b	1.0±0.4b	0.1±0.1a
	Primer lluvioso	4.4±0.2a	0.1±0.0c	0.1±0.0c	7.1±0.7b	0.1±0.0c	3.0±0.3a	4.2±2.0b	0.0±0.0a
	Transición	1.6±0.5b	0.8±0.2a	0.3±0.0a	0.2±0.1c	1.8±0.4b	0.6±0.1c	10.7±2.2b	0.5±0.2a
	Segundo seco	0.7±0.2bc	0.5±0.1b	0.2±0.1ab	0.7±0.3c	1.6±.0.3b	0.7±0.9c	27.3±4.8a	0.2±0.1a
	Segundo lluvioso	0.0±0.0c	0.5±0.1b	0.1±0.0bc	0.0±0.0c	0.3±0.1c	0.3±0.1c	35.7±6.1a	0.3±0.3a

Nota . Medias en cada columna seguidas por la misma letra no difieren estadísticamente. Prueba Tukey ($P < 0.05$)

Cg: *C. gloeosporioides*; Ph: *P. huberi*; Tc: *T. cucumeris*; Asp: *Alternaria* sp.; Cc: *C. cassicola*; Dh: *D. heveae*; Mu: *M. uliei*; Pssp: *Phytophthora*

Se comprobó que las lesiones provocadas por *M. ulei*, agente aumentaron en relación con el tiempo de evaluación del experimento, presentándose valores máximos durante el segundo período lluvioso (ver Tabla 4). De acuerdo con Gasparotto *et al.* (1997), Holliday (1969), Chee (1976) y Chee (1980) la enfermedad aparece cuando la humedad relativa es cercana o superior a 95% durante 10 horas continuas por 12 noches en un mes.

La temperatura que favorece su incidencia es de 24 °C, lo cual limita su desarrollo cuando se sitúa por debajo de 20 °C y mayor a 30 °C, estas condiciones de humedad relativa y temperatura son similares a las presentadas en el segundo período lluvioso que favoreció una mayor incidencia y por tanto un mayor número de lesiones por foliolo (ver Tablas 7 y 9).

Según Langford (1945), el tiempo seco no es un impedimento para la incidencia de *M. ulei*, lo cual fue confirmado por Gasparotto *et al.* (1988), quien observó que la incidencia de la enfermedad es mayor cuando se presentan temperaturas superiores a 30 °C y es menor cuando la temperatura está en un rango de 25 a 30 °C. En este sentido, los resultados obtenidos en este estudio demuestran lo afirmado por los autores anteriormente mencionados.

La mancha de alternaria, enfermedad de menor severidad en el CCPE tiene amplia distribución mundial. Según Leal (1999) esta enfermedad se encuentra asociada a otras patologías foliares de origen fúngico, pero esta no acarrea pérdidas económicas en el cultivo de caucho natural, por lo general su incidencia es baja.

4.5.3. Incidencia de las principales plagas

Para evaluar la incidencia (I) de los insectos plagas en el CCPE se emplea la misma ecuación utilizada para incidencia de enfermedades (Ecuación 1). Según la tabla 10, se encontraron diferencias significativas entre los genotipos y los períodos para gusano cachón (IEe) (ambos, $P < 0.01$). Con respecto a gusano Peludo (IPs) se mostraron diferencias entre los genotipos ($P < 0.05$) y los períodos ($P < 0.01$). La hormiga arriera (IASpp), chinche de

encaje (ILh) y el áfido (IAph) no presentaron diferencias entre los genotipos ($P > 0.05$), pero sí entre los períodos ($P < 0.01$). Las plagas con mayor incidencia en el CCPE fueron gusano cachón (IEe=10.6%), áfidos (IAPh= 2.7%, Aphidiade), hormiga arriera (IASpp= 1.4%) y gusano peludo (IPs= 1.2%). La plaga menos frecuente fue el chinche de encaje (ILh= 0.4%).

En relación con los periodos pluviométricos, la mayoría de las plagas evaluadas se presentaron con mayor frecuencia en los primeros meses de establecido el material vegetal, especialmente en los primeros periodos seco y lluvioso, con un rango que osciló de 0.9% a 22.9% en chinche de encaje y gusano cachón, respectivamente.

El gusano cachón, es una plaga con distribución pantropical en la mayoría de plantaciones de caucho, ésta plaga ha sido reportado en por lo menos 35 plantas de cultivo incluyendo 21 especies de Euphorbiaceae (CIAT, 1989).

La plaga con mayor incidencia en este estudio, el gusano cachón, según Leal (1999), posee un amplio rango de distribución, adaptación climática y de hospederos con ataques esporádicos a lo largo del año. La mayor incidencia de ésta plaga en las primeras etapas del desarrollo en el CCPE, en los periodos seco y lluvioso, se debió posiblemente a la presencia abundante de los primeros brotes foliares disponible a para las larvas de *E. ello* a una altura inferior a los 50 cm.

Las primeras y únicas medidas de control realizadas al comienzo del experimento (tres primeros meses) se emplearon para controlar los ataques de gusano cachón en plántulas con rebrote, mediante la aplicación de Cipermetrina® y Engeo®. Sin embargo, la incidencia de *E. ello* no se afectó significativamente en los primeros periodos de evaluación debido a que durante el primer período lluvioso se presentó una moderada incidencia (IEe= 22.6%) de la plaga (Tabla 10). Según Moneo *et al.* (2004) las lluvias interfieren en la efectividad de los plaguicidas, lo que coincidió con este estudio, dado que durante el primer período de lluvias se presentó un fenómeno de precipitación atípica con valores superiores a los normales para esta época del año (417.1 ± 45.6 mm) (ver Tabla 4). El exceso de lluvias conlleva a un lavado parcial o total del producto, lo que afecta no sólo la efectividad del producto sino también la residualidad del mismo.

Tabla 10. Incidencia (%) media de cinco insectos-plagas en 100 genotipos de *H. brasiliensis* (99 élites de origen franco y el clon IAN 873) evaluados durante cinco períodos pluviométricos bajo condiciones de la Amazonia colombiana.

FACTOR	NIVEL	% INCIDENCIA (I)				
		ILh*	IEe**	IPs*	IAspp*	I Aph*
GENOTIPO	E1	0.0±0.0a	14.2±5.7a-n	2.4±1.3ab	0.0±0.0a	8.3±4.0a
	E2	0.0±0.0a	9.2±3.7g-p	2.0±1.4ab	0.7±0.5a	2.8±1.9a
	E3	0.0±0.0a	6.7±2.9i-p	1.0±1.0ab	0.2±0.2a	1.25±1.2a
	E4	0.0±0.0a	11.1±3.3b-p	3.4±1.9ab	0.3±0.3a	6.0±3.0a
	E5	0.0±0.0a	14.8±4.1j-p	0.4±0.4ab	0.0±0.0a	0.6±0.4a
	E6	0.0±0.0a	6.1±2.4a-d	2.5±1.4ab	0.0±0.0a	1.5±1.2a
	E7	0.0±0.0a	22.6±6.0i-p	0.0±0.0b	0.0±0.0a	2.0±1.3a
	E8	0.0±0.0a	8.4±4.1i-p	0.0±0.0b	1.9±1.1a	7.3±3.0a
	E9	0.0±0.0a	17.8±7.2a-j	0.7±0.4ab	5.6±3.4a	0.0±0.0a
	E10	0.0±0.0a	9.0±2.8h-p	2.4±1.0ab	1.4±0.9a	5.8±2.7a
	E11	0.0±0.0a	9.7±2.8f-p	0.4±0.4ab	0.0±0.0a	4.5±2.8a
	E12	0.0±0.0a	16.5±5.1a-k	0.0±0.0b	2.1±1.3a	5.0±2.9a
	E13	1.4±0.9a	6.8±2.2i-p	0.6±0.6ab	3.9±2.0a	3.2±1.9a
	E14	0.0±0.0a	0.9±0.5op	0.0±0.0b	0.3±0.3a	0.0±0.0a
	E15	0.0±0.0a	5.1±1.6k-p	0.4±0.3ab	0.2±0.2a	0.0±0.0a
	E16	0.0±0.0a	4.5±2.7k-p	0.3±0.2ab	1.0±1.0a	0.7±0.5a
	E17	0.0±0.0a	6.0±4.1j-p	0.0±0.0b	0.2±0.2a	2.9±2.5a
	E18	0.0±0.0a	6.4±2.3j.p	3.6±1.4ab	2.5±1.7a	1.6±1.1a
	E19	0.0±0.0a	6.0±2.0j-p	0.0±0.0b	0.1±0.1a	5.9±1.9a
	E20	0.0±0.0a	3.2±1.2l-p	1.4±0.9ab	5.7±2.9a	3.5±1.9a
	E21	1.4±0.9a	14.0±5.5a-n	1.4±0.9ab	0.0±0.0a	6.5±3.5a
	E22	0.0±0.0a	13.9±3.7a-n	0.3±0.3ab	0.0±0.0a	1.0±0.9a
	E23	0.0±0.0a	21.9±5.1a-f	0.0±0.0b	0.4±0.2a	3.5±1.3a
	E24	0.0±0.0a	10.2±4.1d-p	2.9±1.9ab	0.1±0.1a	7.7±3.6a
	E25	0.0±0.0a	11.5±3.7a-p	0.1±0.1b	0.0±0.0a	2.8±1.9a
	E26	0.0±0.0a	5.2±2.0k-p	0.6±0.3ab	2.8±1.9a	0.7±0.7a
	E27	0.0±0.0a	0.3±0.3p	0.6±0.6ab	0.0±0.0a	1.8±1.3a
	E28	1.4±0.6a	9.3±2.8g-p	2.1±1.2ab	0.2±0.2a	2.1±1.1a
	E29	2.8±1.9a	8.6±3.2h-p	0.3±0.2ab	0.1±0.1a	2.1±1.4a
	E30	0.0±0.0a	10.6±3.2c-p	0.3±0.3ab	2.8±1.9a	0.8±0.7a
	E31	0.0±0.0a	2.4±1.2n-p	2.2±1.1ab	0.0±0.0a	2.8±1.9a
	E32	0.0±0.0a	12.7±3.4a-o	1.6±1.1ab	0.0±0.0a	1.2±1.2a
	E33	0.0±0.0a	14.5±4.5a-n	7.3±2.1a	0.3±0.3a	1.6±1.1a
	E34	4.2±2.8a	11.2±3.4b-p	1.4±0.9ab	7.0±3.2a	1.7±0.9a
	E35	2.0±1.3a	9.1±2.9ag-p	0.0±0.0b	0.6±0.5a	1.7±1.1a

Tabla 10 (Cont.)

FACTOR	NIVEL	% INCIDENCIA (I)				
		ILh*	IEe**	IPs*	IASpp*	IAPH*
GENOTIPO	E36	0.0±0.0a	6.1±2.4j-p	1.6±1.1ab	0.0±0.0a	0.0±0.0a
	E37	0.0±0.0a	6.7±2.3ai-p	0.0±0.0b	3.1±1.9a	1.2±1.2a
	E38	0.0±0.0a	3.2±2.8l-p	0.7±0.7ab	0.1±0.1a	1.2±0.8a
	E39	1.4±0.9a	12.3±4.0a-p	3.1±1.2ab	0.0±0.0a	0.6±0.3a
	E40	0.0±0.0a	7.6±2.5ai-p	2.8±1.7ab	0.0±0.0a	2.0±1.3a
	E41	0.0±0.0a	6.3±4.1j-p	0.3±0.3ab	1.4±0.9a	1.4±0.9a
	E42	0.0±0.0a	4.3±2.0k-p	0.2±0.2b	0.2±0.2a	0.8±0.8a
	E43	0.0±0.0a	3.6±1.4l-p	0.0±0.0b	7.4±3.4a	4.5±2.1a
	E44	0.0±0.0a	5.3±2.1k-p	0.0±0.0b	0.7±0.7a	7.3±3.3a
	E45	0.0±0.0a	3.4±1.5l-p	0.0±0.0b	2.8±1.9a	0.0±0.0a
	E46	1.4±0.9a	11.6±3.1a-p	1.4±0.9ab	0.8±0.7a	0.3±0.3a
	E47	0.0±0.0a	9.0±3.6h-p	2.7±1.4ab	0.9±0.7a	6.8±2.9a
	E48	0.0±0.0a	3.2±1.3l-p	0.8±0.8ab	2.2±1.2a	3.6±2.5a
	E49	0.0±0.0a	13.5±4.1a-n	0.4±0.4ab	4.2±2.7a	2.4±1.7a
	E50	3.3±2.2a	7.4±4.5i-p	2.1±1.1ab	0.0±0.0a	0.0±0.0a
	E51	0.0±0.0a	6.0±4.1j-p	0.1±0.1b	0.0±0.0a	1.2±1.2a
	E52	1.0±1.0a	3.0±1.5m-p	0.0±0.0b	0.0±0.0a	0.5±0.5a
	E53	2.8±1.2a	20.9±5.9a-h	0.0±0.0b	1.5±0.9a	12.0±4.3a
	E54	0.0±0.0a	11.0±3.2b-p	3.6±1.3ab	1.8±0.7a	0.0±0.0a
	E55	0.0±0.0a	23.6±6.1a	3.3±1.9ab	0.1±0.1a	3.4±1.6a
	E56	0.0±0.0a	4.3±2.0k-p	2.5±1.7ab	1.8±0.9a	3.7±2.5a
	E57	0.0±0.0a	4.4±2.1k-p	0.0±0.0b	0.4±0.4a	1.4±0.9a
	E58	0.0±0.0a	12.0±3.5a-p	1.6±1.1ab	0.0±0.0a	0.0±0.0a
	E59	0.0±0.0a	10.7±3.6c-p	0.4±0.4ab	0.1±0.1a	0.0±0.0a
	E60	1.4±1.4a	18.9±4.7a-i	1.9±1.4ab	0.1±0.1a	7.5±3.9a
	E61	0.0±0.0a	4.3±2.5k-p	2.6±1.5ab	3.3±1.7a	5.2±1.9a
	E62	0.0±0.0a	11.7±3.5a-p	0.8±0.8ab	0.2±0.2a	1.5±0.9a
	E63	0.0±0.0a	13.9±3.0a-n	0.1±0.1b	0.4±0.4a	0.0±0.0a
	E64	0.0±0.0a	6.9±2.5i-p	0.1±0.1b	0.7±0.4a	1.3±0.7a
	E65	1.6±1.1a	8.3±2.1i-p	1.6±1.1ab	0.0±0.0a	4.0±1.5a
E66	0.0±0.0a	10.0±6.8e-p	0.0±0.0b	2.5±2.5a	0.1±0.1a	
E67	0.0±0.0a	8.4±2.9i-p	0.1±0.1b	1.9±0.9a	3.1±1.6a	
E68	2.8±1.9a	13.7±4.1a-n	0.3±0.3ab	4.5±2.0a	0.3±0.3a	
E69	1.6±1.1a	15.5±4.7a-l	3.4±1.3ab	0.4±0.4a	1.6±1.1a	
E70	0.0±0.0a	13.6±4.3a-n	0.4±0.4ab	1.2±1.2a	6.4±5.0a	

Tabla 10. (Cont.)

FACTOR	NIVEL	% INCIDENCIA (I)				
		ILh*	IEe**	IPs*	IAspp*	IAph*
GENOTIPO	E71	0.0±0.0a	13.7±5.6a-n	0.7±0.4ab	1.4±0.9a	5.8±3.9a
	E72	0.0±0.0a	9.9±4.8f-p	0.0±0.0b	0.2±0.2a	0.0±0.0a
	E73	0.0±0.0a	14.0±4.8a-n	0.0±0.0b	3.5±3.5a	0.0±0.0a
	E74	0.0±0.0a	12.6±5.3a-p	1.4±0.9ab	8.6±4.5a	3.2±1.8a
	E75	0.0±0.0a	10.5±3.7c-p	0.1±0.1b	4.2±2.0a	2.0±1.6a
	E76	0.0±0.0a	23.3±7.1ab	3.4±1.2ab	0.0±0.0a	2.8±1.2a
	E77	0.0±0.0a	12.3±4.4a-p	1.4±0.9ab	0.0±0.0a	2.8±1.6a
	E78	0.0±0.0a	4.1±1.6l-p	0.0±0.0b	0.2±0.2a	0.3±0.3a
	E79	0.0±0.0a	10.0±3.8e-p	1.4±1.2ab	0.0±0.0a	0.0±0.0a
	E80	1.4±0.9a	23.6±6.6a	2.1±1.0ab	1.4±0.9a	1.0±0.7a
	E81	0.0±0.0a	16.6±7.8a-k	0.8±0.8ab	0.5±0.3a	0.0±0.0a
	E82	0.4±0.0a	2.6±1.0a-g	2.6±1.0ab	0.0±0.0a	3.5±1.9a
	E83	0.0±0.0a	15.2±3.8a-m	0.0±0.0b	2.2±1.0a	0.5±0.3a
	E84	0.0±0.0a	8.9±3.6h-p	0.0±0.0b	0.5±0.5a	5.8±2.6a
	E85	1.4±0.9a	9.2±2.8g-p	0.0±0.0b	3.5±3.5a	7.0±2.7a
	E86	0.0±0.0a	5.4±2.0k-p	0.0±0.0b	5.9±3.9a	1.4±1.2a
	E87	0.0±0.0a	22.3±5.4a-e	3.1±1.2ab	4.6±1.2a	2.8±1.6a
	E88	0.0±0.0a	14.9±5.3a-m	0.5±0.3ab	1.6±0.9	2.8±1.2a
	E89	0.0±0.0a	10.7±4.7c-p	0.0±0.0b	2.8±1.9a	0.1±0.1a
	E90	0.0±0.0a	14.6±4.0a-n	0.0±0.0b	0.1±0.1a	3.1±1.9a
	E91	0.0±0.0a	14.3±5.2a-n	1.6±1.1ab	2.4±1.1a	2.8±1.2a
	E92	1.4±0.9a	9.9±2.4f-p	6.0±2.2ab	0.6±0.6a	1.1±0.7a
	E93	0.0±0.0a	13.5±4.3a-n	0.3±0.3ab	3.5±3.5a	1.0±0.7a
	E94	0.0±0.0a	22.8±8.9a-c	0.0±0.0b	0.0±0.0a	3.6±3.2a
	E95	0.0±0.0a	7.1±1.9i-p	3.1±1.9ab	0.7±0.4a	2.1±1.1a
	E96	3.4±1.5a	14.2±4.1a-n	1.9±1.0ab	0.0±0.0a	11.3±3.9a
	E97	1.4±0.9a	9.0±2.9h-p	1.4±0.9ab	0.3±0.2a	3.5±1.3a
	E98	1.0±1.0a	6.1±2.8j-p	0.0±0.0b	0.0±0.0a	0.0±0.0a
	E99	0.0±0.0a	8.8±3.4h-p	0.0±0.0b	7.4±3.9a	4.2±2.0a
IAN 873		2.8±1.9a	14.4±4.2a-n	1.6±1.1ab	0.7±0.4a	5.1±3.4a
PERÍODO	Primer seco	1.1±0.2a	22.9±1.7a	1.9±0.2a	3.1±0.5a	4.1±0.5a
	Primer lluvioso	0.9±0.2a	22.6±1.1a	2.0±0.2a	2.7±0.4a	4.0±0.5a
	Transición	0.0±0.0b	4.9±0.4b	0.6±0.1b	0.3±0.1b	0.6±0.1a
	Segundo Seco	0.0±0.0b	1.7±0.1c	0.5±0.1b	0.7±0.1b	0.5±0.1b
	Segundo lluvioso	0.0±0.0b	0.7±0.1c	0.5±0.1b	0.1±0.0b	4.3±0.5b

Medias en cada columna seguidas por la misma letra no difieren estadísticamente. * Prueba Tukey; ** Prueba LSD (ambas, P < 0.05)

Lh: *L. heveae*; Ee: *E. Ello*; Ps: *P. semirrufa*; Aspp.: *Atta* spp.; Aph: Aphididae

4.5.4. Análisis de correlación canónica

- **Correlación canónica: Incidencia de plagas vs. Incidencia de enfermedades**

De acuerdo con el análisis de correlación canónica, se encontró una moderada asociación significativa entre la incidencia de las plagas y la incidencia de las enfermedades en los 100 genotipos de *H. brasiliensis* evaluados en CCPE ($r = 0.58$; χ^2 (gl=40) = 898.98; $P < 0.001$). Esta correlación canónica se debió principalmente a la incidencia de gusano cachón (IEe) frente a la incidencia de antracnosis (ICg, $r=0.49$), mancha de corinespora (ICc, $r= 0.46$) y mancha de perdigón (IDh, $r= 0.39$).

Se podría suponer que los daños producidos por gusano cachón posibilitaron la aparición de las enfermedades antes señaladas debido a cualquiera de los siguientes supuestos: (i) el gusano cachón favoreció la dispersión entomocora (por insectos) de las esporas de éstos patógenos en el interior del CCPE, (ii) los daños producidos por cachón alteraron las barreras mecánicas de las plantas lo que posibilitó la entrada de patógenos (Agris, 1998), y (iii) los daños producidos por cachón atenuaron los mecanismos bioquímicos de defensa contra los patógenos (López, 2007), lo que permitió que la incidencia de los mismo fuera mayor.

- **Correlación canónica: Incidencia de enfermedades vs. severidad**

Existe una alta correlación estadística significativa entre la incidencia de las enfermedades y la severidad de éstas en los 100 genotipos de *H. brasiliensis* evaluados en CCPE ($r = 0.92$; χ^2 (gl=128) = 10,257.61; $P < 0.001$). Esta correlación ($r= 0.92$) canónica se debe principalmente a la incidencia y severidad de antracnosis ($r= 0.81$), mancha de corinespora ($r= 0.80$), mal suramericano de las hojas ($r= 0.67$), mancha areolada ($r= 0.77$) y costra negra ($r= 0.68$). Estos resultados coinciden con lo reportado por Ziebel (2000) y Garzón (2000) quienes reportaron las enfermedades antes descritas como las de mayor incidencia y severidad en el cultivo de caucho en Caquetá. Del mismo modo Sterling *et al.* (2009) reportaron estas mismas patologías en doce clones promisorios de caucho en Caquetá, en

donde la mancha areolada, costra negra y mal suramericano de las hojas fueron en su orden las de mayor incidencia.

4.5.5. Selección de los mejores genotipos

Según la tabla 11, los genotipos más tolerantes en su orden fueron: E52, E14, E27, E38, E51, E36, E42, E16, E17 y E15 (ver Tabla 11). Estos genotipos presentaron incidencias a enfermedades que oscilaron entre los (0.2% a 1.3%), incidencias a insectos plaga que oscilaron entre (0.3% a 1.8%). Las notas máximas de severidad oscilaron de 1 a 4 para IIFC y 0.0 a 0.1 LFI.

Tabla 11. Matriz de selección de los 10 mejores genotipos élites de *H. brasiliensis* de origen franco, basada en las variables fitosanitarias incidencia (I) y severidad (IIFC y LFI).

Genotipo	I Enfermedades		I Plagas		LFI		IIFC		Total
	Media	Calificación	Media	Calificación	Media	Calificación	Max	Calificación	
E52	0.2	1	0.9	3	0.0	1	1	1	6
E14	0.5	3	0.3	1	0.1	2	1	1	7
E27	0.3	2	0.6	2	0.1	2	1	1	7
E38	0.2	1	1.1	5	0.1	2	2	2	10
E51	0.2	1	1.5	9	0.0	1	1	1	12
E36	0.2	1	1.6	10	0.1	2	1	1	14
E42	0.7	5	1.2	6	0.1	2	1	1	14
E16	0.5	3	1.3	7	0.1	2	4	3	15
E17	0.3	2	1.8	11	0.0	1	1	1	15
E15	1.3	9	1.2	6	0.1	2	1	1	18
E98	0.9	7	1.4	8	0.1	2	1	1	18
E72	0.8	6	2.1	14	0.1	2	1	1	23
E48	0.8	6	2.0	13	0.1	2	4	3	24
E40	1.0	8	2.5	16	0.1	2	1	1	27
E95	0.7	5	2.7	18	0.2	3	1	1	27
E78	4.1	17	1.0	4	0.4	5	4	3	29
E81	0.3	2	3.6	26	0.1	2	1	1	31
E84	0.8	6	3.1	22	0.1	2	1	1	31
E79	3.4	11	2.3	15	0.4	5	4	3	34
E18	3.3	10	2.9	20	0.4	5	4	3	38
E66	3.9	15	2.5	16	0.3	4	4	3	38
E44	3.7	13	2.7	18	0.4	5	4	3	39
E57	5.0	24	1.3	7	0.4	5	4	3	39
E64	4.7	21	1.9	12	0.5	6	4	3	42
E25	4.0	16	2.9	20	0.4	5	4	3	44
E45	5.4	28	1.3	7	0.5	6	4	3	44
E9	0.6	4	4.9	38	0.1	2	1	1	45
E86	4.3	19	2.6	17	0.5	6	4	3	45
E19	4.8	22	2.5	16	0.5	6	4	3	47
E31	5.3	27	1.6	10	0.6	7	4	3	47
E54	3.8	14	3.4	25	0.5	6	4	3	48
E6	5.2	26	2.0	13	0.6	7	4	3	49
E41	5.5	29	1.9	12	0.6	7	4	3	51
E29	4.8	22	2.9	20	0.6	7	4	3	52
E37	5.3	27	2.3	15	0.6	7	4	3	52
E56	5.3	27	2.5	16	0.5	6	4	3	52
E3	5.9	33	1.9	12	0.4	5	4	3	53
E90	4.2	18	3.6	26	0.5	6	4	3	53
E13	4.7	21	3.3	24	0.5	6	4	3	54
E50	4.0	16	4.1	31	0.4	5	4	3	55
E5	4.9	23	3.2	23	0.6	7	4	3	56
E91	3.9	15	4.3	33	0.4	5	4	3	56
E92	4.2	18	3.9	29	0.5	6	4	3	56
E83	4.8	22	3.7	27	0.4	5	4	3	57
E43	5.2	26	3.2	23	0.5	6	4	3	58
E49	4.2	18	4.2	32	0.4	5	4	3	58
E59	6.0	34	2.3	15	0.5	6	4	3	58
E2	5.5	29	3.0	21	0.5	6	4	3	59
E61	5.5	29	3.1	22	0.4	5	4	3	59
E67	5.7	31	2.8	19	0.7	8	4	3	61
E8	5.3	27	3.6	26	0.5	6	4	3	62
E46	5.6	30	3.2	23	0.5	6	4	3	62
E58	5.9	33	2.8	19	0.6	7	4	3	62
E26	6.8	41	1.9	12	0.6	7	4	3	63
E68	4.6	20	4.4	34	0.5	6	4	3	63

Tabla 11 (Cont.)

Genotipo	I Enfermedades		Incidencia P		LFI		IIFC		Total
	Media	Calificación	Media	Calificación	Media	Calificación	Max	Calificación	
E75	5.4	28	3.4	25	0.6	7	4	3	63
E70	4.7	21	4.4	34	0.5	6	4	3	64
E89	6.2	36	2.8	19	0.6	7	4	3	65
E73	5.8	32	3.6	26	0.4	5	4	3	66
E93	5.5	29	3.7	27	0.6	7	4	3	66
E94	3.6	12	5.3	41	1.0	10	4	3	66
E12	4.7	21	4.8	37	0.5	6	4	3	67
E10	5.6	30	3.8	28	0.6	7	4	3	68
E21	5.0	24	4.7	36	0.4	5	4	3	68
E30	6.3	37	3.0	21	0.6	7	4	3	68
E4	5.6	30	4.2	32	0.5	6	4	3	71
E99	5.6	30	4.1	31	0.6	7	4	3	71
E11	6.6	40	3.0	21	0.7	8	4	3	72
E47	6.0	34	3.9	29	0.5	6	4	3	72
E62	6.9	42	2.9	20	0.6	7	4	3	72
E65	6.6	40	3.2	23	0.5	6	4	3	72
E32	6.6	40	3.2	23	0.6	7	4	3	73
E77	6.3	37	3.4	25	0.7	8	4	3	73
E20	7.3	44	2.9	20	0.6	7	4	3	74
E23	4.9	23	5.2	40	0.7	8	4	3	74
E35	8.1	46	2.7	18	0.6	7	4	3	74
E97	6.8	41	3.2	23	0.6	7	4	3	74
E28	7.0	43	3.1	22	0.6	7	4	3	75
E7	5.4	28	4.9	38	0.6	7	4	3	76
E39	6.5	39	3.6	26	0.7	8	4	3	76
E63	7.4	45	3.0	21	0.6	7	4	3	76
IAN 873	5.4	28	5.0	39	0.5	6	4	3	76
E60	5.0	24	6.1	44	0.5	6	4	3	77
E87	4.8	22	6.7	46	0.5	6	4	3	77
E34	5.4	28	5.2	40	0.6	7	4	3	78
E76	5.3	27	6.0	43	0.4	5	4	3	78
E80	5.1	25	6.0	43	0.6	7	4	3	78
E22	7.0	43	3.3	24	0.9	9	4	3	79
E69	6.1	35	4.6	35	0.5	6	4	3	79
E96	5.1	25	6.2	45	0.5	6	4	3	79
E85	6.2	36	4.3	33	0.7	8	4	3	80
E88	6.6	40	4.0	30	0.7	8	4	3	81
E53	5.2	26	7.5	47	0.5	6	4	3	82
E55	5.4	28	6.2	45	0.5	6	4	3	82
E74	5.8	32	5.2	40	0.6	7	4	3	82
E33	6.4	38	4.8	37	0.5	6	4	3	84
E1	6.3	37	5.0	39	0.6	7	4	3	86
E71	7.0	43	4.4	34	0.7	8	4	3	88
E82	6.3	37	5.6	42	0.6	7	4	3	89
E24	8.2	47	4.3	33	0.9	9	4	3	92

Nota: I: Incidencia; IIFC: Índice de Infección de Copa; LFI: Número de lesiones en el foliolo más infectado.

4.5.6. Análisis de componentes principales (ACP) para enfermedades y plagas

- **ACP para incidencias de plagas y enfermedades**

De acuerdo con el ACP realizado sobre la matriz de correlación, los cuatro primeros componentes aportaron el 81.91 % de la variación total, y los cinco primeros tuvieron raíces características mayores a la unidad con un aporte a la variación total del 69.13 % (ver Figura 58).

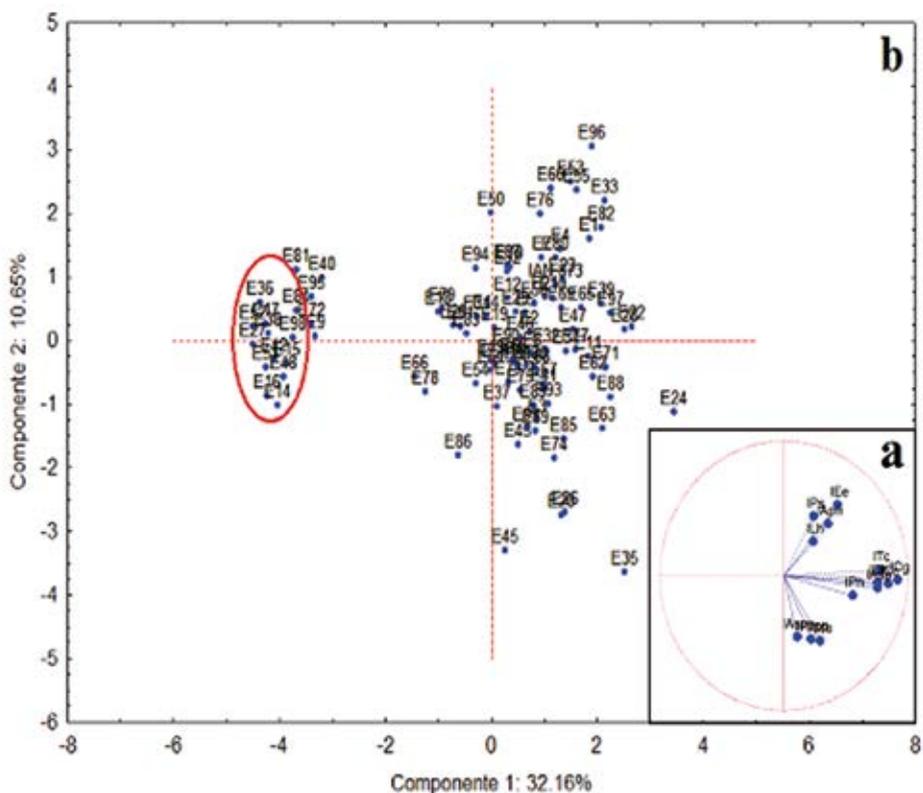


Figura 58. Representación gráfica del ACP para la incidencia (I) de ocho enfermedades foliares y cinco insectos-plagas en 100 genotipos (99 élites y el testigo IAN 873) de *H. brasiliensis* bajo condiciones de la Amazonia colombiana. **a.** Representación de las variables de incidencia. **b.** Distribución de los genotipos. **Nota.** El círculo rojo incluye los 10 mejores élites con tolerancia a enfermedades y plagas en el CCPE.

Cuando se analizaron los coeficientes de los vectores característicos asociados a estos últimos componentes, se encontró que las incidencias de las enfermedades más importantes en su orden fueron: antracnosis (ICg), mancha de corinespora (ICc), mancha areolada (ITc), mancha de perdigón (IDh), mancha de alternaria (IAsp) y mal suramericano de las hojas (IMu) (ver Figura 58a). El ACP por genotipos permitió evidenciar tres grupos (ver Figura 58b).

En el primer grupo se encuentran los genotipos más susceptibles a gusano cachón (IEe), gusano peludo (IPs), aphidae (IAPh) y chinche de encaje (ILh). Los elites E80 y E55 presentaron la mayor infestación por gusano cachón (ambos IEe= 23.6%). La segunda mayor infestación fue por chinche de encaje en E1 y E83 con una incidencia de 8.3% y 21.4% respectivamente (ver Figura 58a).

En el segundo grupo se presentan los genotipos E26, E35 y E74 con mayor incidencia al mal suramericano de las hojas, quemazón (IPspp) y hormiga arriera (IASpp). El último grupo incluye los 10 mejores genotipos con tolerancia a enfermedades y plagas. Estos materiales fueron en su orden E52, E14, E27, E38, E51, E36, E42, E16, E17 y E15 (Figura 58a y Tabla 11).

- **ACP para severidad (IIFC y LFI) de enfermedades**

El (ACP) sobre la matriz de correlación mostró que los siete primeros componentes aportaron el 80.20% de la variación total, de ellos los cinco primeros presentaron raíces características mayores a la unidad y el aporte de estos a la variación total fue del 68.88 %. Al analizar los coeficientes de los vectores característicos asociados a estos últimos componentes, se concluyó que las variables más importantes en su orden fueron: IIFC de mancha de corinespora (IIFCCc), mancha alternaria (IIFCAsp), mancha de perdigón (IIFCDh), antracnosis (IIFCCg), LFI para antracnosis (LFICg), mancha de perdigón (LFIDh) y mancha alternaria (LFIAsp) (ver Figura 59a). El ACP por genotipos permitió evidenciar tres grupos (ver Figura 59b).

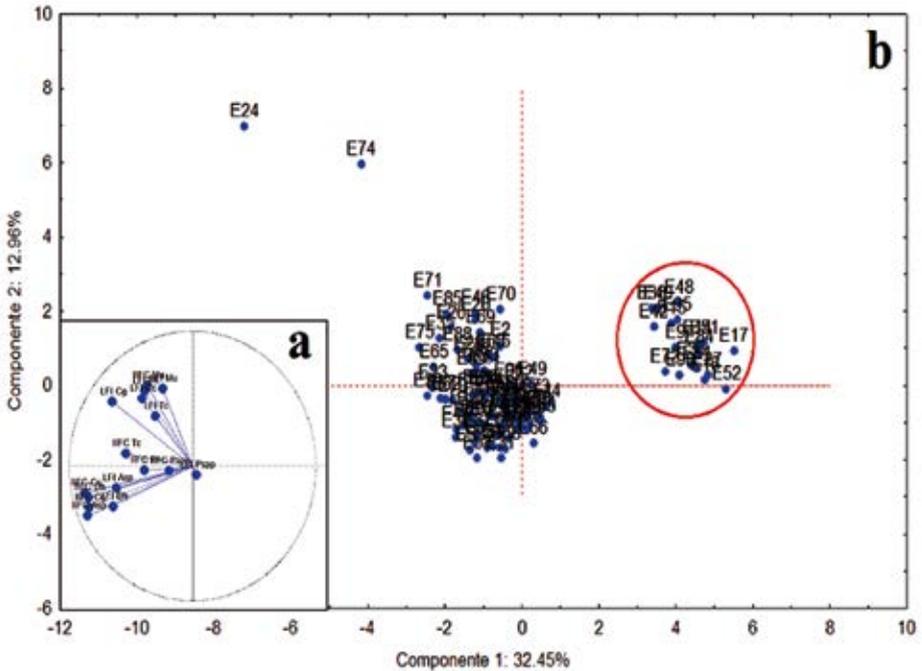


Figura 59. Análisis de componentes principales (ACP) para la severidad (IIFC y LFI) de ocho enfermedades foliares en 100 genotipos (99 élites y el testigo IAN 873) de *H. brasiliensis* bajo condiciones de la Amazonia colombiana. **a.** Representación de las variables de severidad. **b.** Distribución de los genotipos. **Nota.** El círculo rojo incluye los 10 mejores élites con tolerancia a enfermedades en el CCPE.

En el primer grupo se ubicaron los genotipos E74 y E24 con la mayor severidad y número de lesiones del mal suramericano de las hojas (IIFCMu) - (LFIMu), costra negra (LFIPh), mancha de corinespora (LFICc), antracnosis (LFICg) y mancha areolada (LFI Tc) (ver Figura 59b). El segundo grupo estuvo representado por la mayoría de los genotipos que mostraron la mayor severidad de costra negra (IIFCPh), mancha areolada (IIFCTc) y quemazón a nivel de copa (IIFCPsp) y a nivel de número de lesiones por foliolo más infectado (LFIPsp). El último grupo incluye los diez mejores genotipos con la menor severidad de las enfermedades evaluadas, estos materiales fueron: E52, E14, E27, E38, E51, E36, E42, E16, E17 y E15 (Figura 59a y Tabla 11).

4.6 Referencias bibliográficas

- AGRIOS, G.N. 1998. Fitopatología. Edit. LIMUSA S.A. México.
- CARDINAL, Á. B. 2006. Influência da Relação Enxerto vs. Porta-enxerto no Aumento do Vigor e Produção de Clones Superiores de Seringueira. Dissertação (Mestrado em Tecnologia da Produção Agrícola) – Pós-Graduação – IAC. 70 p.
- CHEE K. A.; HOLLIDAY. 1986. P. Enfermedad Sudamericana de la Hoja del Hule (Caucho). En: Avances Investigativos en Caucho Natural (eds.). V. M. y L. P. NIETO RODRÍGUEZ. Santa Fe de Bogotá: CONIF, Serie técnica, n 37. 1997. 121-158 p.
- CHEE, K.H. 1976. South American Leaf blight of *Hevea brasiliensis*: spore dispersal of *Microcyclus ulei*. *Annals of Applied Biology* 84 (2):147-152.
- CHEE, K.H. 1980. The suitability of environmental conditions in Asia for the spread of South American leaf blight of *Hevea* rubber. *Planter* 56: 445–454.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical, CO). 1989. Effectiveness of white belly selection. En Annual report of rice program. Centro Internacional de Agricultura Tropical. Cali, Colombia 532 p.
- COMBE, J. C. ; GERNER, P. 1977. Effect of the Stock Family on the Growth and Production of Grafted *Heveas*. *Journal of the Rubber Research Institute of Sri Lanka*, v. 54, 83-92 p.
- FERWERDA F. P. 1969. Rubber. In: FERWERDA F. P. y WIT, F. *Outlines of Perennial Crop Breeding in the Tropics*. Wageningen, H. Veenan y Zonenn, 236 p.
- GARZÓN C. F. 2000. Principales enfermedades y plagas en el cultivo de caucho (*Hevea brasiliensis*) con énfasis en la Amazonia Colombiana. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI. Ministerio del medio ambiente. Plan nacional de desarrollo alternativo – Plante. Bogotá, Colombia.

GASPAROTTO, L. 1988. Epidemiologia do mal das folhas (*Microcyclus ulei* (P. Hem) v. Arx) da seringueira (*Hevea* spp.). PhD thesis. Universidade Federal. Viçosa, BR, 124 p.

GASPAROTTO, L., LIMA, M.I.P.M., PEREIRA, J.C.R. & DOS SANTOS, A.F. 1990. Enfermidades da seringueira no Brasil. Manaus: Embrapa. Circular técnica n.. 169 p.

GASPAROTTO L., DOS SANTOS A.F, PEREIRA J.C.R. Y FERREIRA F.A. 1997. Doenças na seringueira do Brasil. EMBRAPA Amazônia Occidental. Brasília, 148 p.

GONÇALVES, P de S.; ROSSETTI, A.G., VALOIS, A.C.C.; VIEGAS, I de J. 1984. Estimativas de correlações genéticas e fenotípicas de alguns caracteres quantitativos em clones jovens de seringueira. Rev Bras Genet 2:95-107.

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. de S.; BATAGLIA, O. C.; ORTOLANI, A. A.; FONSECA F. Da S. 2001. Manual de Heveicultura para o Estado de São Paulo, Série Tecnologia APTA. Instituto Agrônômico (IAC), Campinas.

HOLLIDAY, P. 1969. Dispersal of conidia of *Dothidella ulei* from *Hevea brasiliensis*. Annals of Applied Biology 63: 435– 447.

IDEAM (Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales). 2011. Sistema de Información Nacional Ambiental. Estación No. 44045030, La Mono – Belén de los Andaquíes, Caquetá. 10 p.

JUNQUEIRA, N.T.V.; CHAVES G.M.; ZAMBOLIM L.; GASPAROTTO L. & ALFENAS A. C. 1986. Variabilidade fisiológica de *M. ulei*. Fitopatologia Brasileira. 11: 823-833.

JUNQUEIRA N. T. V.; PINHEIRO E.; ALVES R. T.; FILHO P. C.; PEREIRA A. V.; OLIVEIRA M. A. S.; FIALHO J. F.; GASPAROTTO L. 1999. Controle Biológico

do percevejo-de-renda (*Leptopharsa Heveae* Drake & Poor) em seringais de cultivo. EMBRAPA. Manaus, Brasil. Circulação técnica. Embrapa cerrados, Planaltina, n. 3, p 1-30.

LANGFORD, M.H. 1945. South American Leaf Blight of *Hevea* rubber tree. USDA Technical 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.

LÓPEZ, C.E. 2007. Fitopatología Molecular. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. 145p.

KURUVILLA, J.C.; SRINIVAS, P.; BINDU. 2006. *Corynespora* leaf of *Hevea brasiliensis* Strategies for mangement. Rubber Research Institute of India, Kottayam-686 009, Kerala, India. 187p.

MONEO M., IGLESIAS A., GARCÍA M. Y.; STERNFELD E. 2004. Hiervas no deseadas, enfermedades y plagas - Universidad politécnica de Madrid. Madrid, España. www.atmosphere.mpg.de/enid.

NETO, J.F. de A.; MATTOS, C.; CAVALOC, E. 2007. Nota técnica para microsangria do campo de avaliação de sementes Plantacoes Michelin da Bahia Ltda. 5 p.

PEREIRA A. V.; VENTURIN N.; BOTHELO E.; CARVALHO P.; FIALHO J. de F.; JUNQUEIRA N.T.V; GONCALVES P. de S. 1999. Avaliação preliminar do desempenho de clones de seringueira (*Hevea* spp.) Na região de goiânia. CERNE 5 (1): 24-35.

PREMAKUMARI, D.; RAMESH, B. N.; SOMAN, T. A.; JOHN, A.; NAZEER, M. A. 2002. Genetic Influence for Intraclonal Variations and Associations of Juvenile Yield and Girth in Thirteen *Hevea* Clones in Kanyakumari Region of South India. Indian Journal of Natural Rubber Research, v. 15, n. 1, 28-32 p.

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

RAMOS, N. P.; GONÇALVES P. DE S.; MARTINS, A. L. M. GODOY, J. G. 2001. Avaliação Genética em Diferentes Combinações de Enxerto e porta-enxerto de Seringueira. Científica, v. 29, n. 1 e 2, 103-115 p.

RIBEIRO C. J.; CÁSSIA C. E. 2002. Desempenho de cinco clones jovens de seringueira na região do planalto ocidental paulista. Bragantia 61 (3) 237-245.

SAGAY G. A.; OMAKHAFE K. O. 1997. Evaluation of Rootstock and Scion Compatibility in *Hevea brasiliensis*. Symposium on Agronomy Aspects of the Cultivation of Natural Rubber (*Hevea brasiliensis*), 1996, Beruwela. Hertford, UK, IRRBD, 15-19 p.

SANTOS P. M. 1982. Efeito da Interação Enxerto x porta-enxerto em Seringueira (*Hevea spp.*). Dissertação (Mestrado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” Universidade de São Paulo, Piracicaba. 68 p.

SENA-GOMES A.R., FILHO A.C.V., MARQUES J.R.B Y SANTOS P.M. 1982. Avaliação de clones de Seringueira (*Hevea sp.*) no sul da Bahia. CEPLAC/ EMBRAPA - Centro do pesquisas do cacau. Itabuna (Brasil), 17 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, AC, CALDERÓN, A; RODRÍGUEZ, OL; QUINTERO, L. 2010. Caracterización morfológica y patogenicidad de *Microcyclus ulei* en la Amazonia colombiana. Revista Colombia Amazónica n.3: 99-116.

STERLING, A.C., CORREA, J. 2010. Desempeño de una colección clonal de caucho en periodo de inmadurez en la Amazonia colombiana. Ingenierías & Amazonía 3 (1): 16-27.

TRINDADE, D.R. 1987. Métodos de avaliação da resistencia em seringueira (*Hevea* spp.) a mancha areolada causada por *Thanatephorus cucumeris* (Frank) Donk. Tese Doutorado. Piracicaba. ESALQ. 101 p.

WASTIE, R. L. 1972. Secondary leaf fall of *Hevea brasiliensis*: factors affecting the production, germination, and viability of spores of *Colletotrichum gloeosporioides*. Ann. Appl. Biol. 72:273-282.

CAPÍTULO 5

Evaluación de la resistencia a *M. ulei* de los mejores genotipos élitos de *H. brasiliensis* de origen franco bajo condiciones naturales y controladas

*Armando Sterling Cuéllar¹, Lyda Constanza Galindo², Olga Lucía Rodríguez¹,
Kerly Martínez Andrade³, Norma Constanza Bonilla Ríos⁴.*



¹ Investigadores Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI.

² Tesista de maestría – Contratista del proyecto. Contrato No. 116-200814819-3692 CIAT-SINCHI - Convenio No. 054/08 MADR-CIAT.

³ Tesista en el proyecto, estudiante de la Universidad de la Amazonia.

⁴ Docente Investigadora Universidad de la Amazonia.

5.1. Clasificación taxonómica de *M. ulei*

La clasificación taxonómica del hongo se ha realizado con base en la forma perfecta o fase telomórfica que es la correspondiente a *Microcyclus ulei* (P. Henn) v. Arx, sin. *Dothidella ulei* P. Henn (Gasparotto *et al.*, 1990). Según Ericsson & Hawksworth (1993), el hongo pertenece a la clase Ascomycete, orden Mycosphaerellales y familia Mycosphaerellaceae. *M. ulei* posee dos estados asexuales: un estado conidial, *Fusicladium heveae* Kuyper y un estado picnidial, *Aposphaeria ulei* P. Henn. El género *Microcyclus* ha sido incluido en la familia Mycosphaerellaceae por ser la contraparte estromática de la familia Mycosphaerellaceae (Dothideales).

5.2. Parámetros de resistencia parcial al hongo *M. ulei*

Con el objeto de identificar el nivel de resistencia a *M. ulei* en los 100 genotipos (99 élites de origen franco y el testigo IAN 873) de *H. brasiliensis*, se realizaron evaluaciones bajo condiciones naturales de tres componentes de resistencia parcial a *M. ulei* en CCPE. Se seleccionaron 7 plantas (al azar) por tratamiento en cada bloque, y los registros mensuales se tomaron a partir del tercer mes después de establecido el CCPE durante 18 meses divididos en cinco periodos (ver Tabla 4).

5.2.1. Evaluación de los componentes de resistencia

Para la toma de los datos se empleó una ficha técnica de campo previamente diseñada donde se registró la evaluación de los componentes de resistencia a *M. ulei*. Se evaluó la intensidad de ataque, la intensidad de esporulación y la densidad estromática.

- **Intensidad de Ataque (IA)**

En cada planta se escogió el foliolo más lesionado y se registró la nota máxima de IA, de acuerdo con la escala propuesta por Chee (1976), que define las clases según el porcentaje de superficie foliar con síntomas así: 1: <1% (ataque nulo o resistencia); 2: 1-5% (ataque leve); 3: 6-15% (ataque

moderado); 4: 16-30% (ataque severo) y 5: >30% (ataque muy severo).

- **Intensidad de Esporulaci3n (IE)**

En cada planta se escogi3 el foliolo m1s lesionado y se registr3 la nota m1xima de IE, de acuerdo con la escala propuesta por Mattos *et al.* (2003) Donde se definen las siguientes clases: 1: Lesiones necr3ticas sin esporas; 2: Lesiones no necr3ticas sin esporas; 3: Esporulaci3n muy d3bil sobre la cara inferior de la lesi3n; 4: Esporulaci3n fuerte cubriendo parcialmente la cara inferior de la lesi3n; 5: Esporulaci3n muy fuerte cubriendo toda la cara inferior de la lesi3n; 6: Esporulaci3n muy fuerte cubriendo toda la cara inferior de la lesi3n y fuerte en la cara superior.

- **Densidad Estrom1tica (DE)**

Se evalu3 la densidad estrom1tica como el n1mero de estromas presentes por foliolos maduros (estadio D) a trav3s de una escala de 0 a 4, as3: 0: ausencia de estromas; 1: menos de 10 estromas/foliolo; 2: entre 10 y 30 estromas/foliolo; y 3: m1s de 30 estromas/foliolo (Mattos *et al.*, 2005).

- **Escala de resistencia clonal**

Considerando los componentes de resistencia: Intensidad de esporulaci3n (1-6) y densidad estrom1tica (0-4) como los m1s importantes al describir la categor3a de resistencia en la que se puede clasificar los genotipos de *H. brasiliensis* a *Microcyclus ulei*, se utiliz3 la escala propuesta por Le Guen *et al.* (2002) y Mattos (2007), modificada por Sterling (2009) (ver Tabla 12).

Tabla 12. Escala de Resistencia Clonal ERC

Clave	Categor3a	IE	y/3	DE
CR	Completamente resistente	<3	y	0
PR	Parcialmente resistente	≤5	y	≤2
AS	Altamente susceptible	>5	3	>2

Clave: IE: Intensidad de esporulaci3n (1-6), DE: Densidad estrom1tica (0-4)

Los élites evaluados en el CCPE de *H. brasiliensis* infectados con *M. ulei*, presentaron folíolos con lesiones abaxiales de forma irregular, apariencia afelpada y color verde cenizo como resultado de la esporulación (ver Figura 60a) del microorganismo en su fase conidial y picnidial con un rango de 1 a 5 según la escala de Mattos *et al.* (2003). La formación estromática (ver Figura 60b) y producción de ascocarpos en la fase sexual o teleomórfica, provocó arrugamiento, deformación, rompimiento de los tejidos de 0 a 4, según la escala de Mattos *et al.* (2005), y con un rango de intensidad de ataque que osciló entre 1 a 5 de acuerdo con la escala de Chee (1976).



Figura 60. Lesiones en folíolos de *H. brasiliensis* ocasionadas por *M. ulei* en CCPE.
a. Intensidad de esporulación. b. Densidad estromática de 4.

Se presentaron signos y síntomas característicos de *M. ulei* en el 85% de los materiales vegetales evaluados en CCPE (ver Tabla 13), el 15% restante correspondió a los élites: E1, E5, E13, E14, E27, E36, E53, E55, E58, E64, E66, E68, E97, E99 y IAN 873.

Para los tres componentes de resistencia a *M. ulei* evaluados en campo (IA, IE y DE), se encontraron diferencias significativas entre los 100 genotipos ($P < 0.01$) y entre los cinco períodos pluviométricos considerados en el estudio ($P < 0.01$) (Ver Tabla 13). De igual forma, se encontró un efecto significativo de la interacción genotipo*período en IA y en DE ($P < 0.01$). Para IE el efecto de la interacción genotipo*período no fue significativo ($P > 0.05$).

Tabla 13. Notas medias de Intensidad de ataque (IA), Intensidad de esporulación (IE) y Densidad estromática (DE) de *M. ulei* en 100 genotipos de *H. brasiliensis* (99 élites de origen franco y el clon IAN 873) evaluados durante cinco períodos pluviométricos bajo condiciones de la Amazonia colombiana.

FACTOR	NIVEL	VARIABLE		
		IA	IE	DE
GENOTIPO	E1	1±0.0c ^a	0±0.0b	0±0.0c
	E2	1.95±0.3abc	0.85±0.4ab	1±0.3abc
	E3	1.2±0.1c	0±0.0b	0.25±0.1c
	E4	2.2±0.3abc	0.25±0.2ab	1.3±0.3abc
	E5	1±0c	0±0.0b	0±0.0c
	E6	1.4±0.1c	0±0.0b	0.45±0.2bc
	E7	1.1±0.1c	0.05±0.0b	0.1±0.1c
	E8	2±0.3abc	0±0.0b	1.15±0.4abc
	E9	1.3±0.1c	0.4±0.2ab	0.15±0.1c
	E10	1.5±0.2bc	0±0.0b	0.6±0.3bc
	E11	1.4±0.2c	0±0.0b	0.4±0.2c
	E12	1.15±0.1c	0±0.0b	0.15±0.1c
	E13	1±0.0c	0±0.0b	0±0.0c
	E14	1±0.0c	0±0.0b	0±0.0c
	E15	1.95±0.3abc	0.35±0.2ab	0.95±0.3abc
	E16	1.45±0.2bc	0.15±0.1ab	0.55±0.2bc
	E17	1.25±0.1c	0.1±0.1b	0.25±0.1c
	E18	1.3±0.1c	0.1±0.1b	0.3±0.2c
	E19	1.45±0.2bc	0±0.0b	0.45±0.2bc
	E20	3.6±0.4a	1.4±0.5ab	2.7±0.4a
	E21	1.25±0.2c	0.15±0.1ab	0.15±0.1c
	E22	1.6±0.3bc	0.25±0.2ab	0.65±0.3bc
	E23	1.1±0.1c	0±0.0b	0.1±0.1c
	E24	3.2±0.4ab	1.7±0.5a	2.2±0.4ab
	E25	1.15±0.1c	0±0.0b	0.15±0.1c
	E26	2.3±0.3abc	0.75±0.4ab	1.35±0.4abc
	E27	1±0.0c	0±0.0b	0±0.0c
	E28	1.7±0.2bc	0.1±0.1b	0.6±0.2bc
	E29	1.45±0.2bc	0±0.0b	0.55±0.3bc
	E30	1.45±0.2bc	0.05±0.0b	0.45±0.2bc
	E31	1.1±0.1c	0±0.0b	0.1±0.1c
	E32	2.4±0.3abc	0.6±0.3ab	1.65±0.3abc
	E33	1.35±0.2c	0.2±0.2b	0.3±0.2c
	E34	1.3±0.2c	0±0.0b	0.35±0.2c
	E35	2.7±0.4abc	0.9±0.4ab	1.65±0.4abc

Tabla 13. (Cont.)

FACTOR	NIVEL	VARIABLE		
		IA	IE	DE
GENOTIPO	E36	1±0.0c	0±0.0b	0±0.0c
	E37	1.15±0.1c	0±0.0b	0.15±0.1c
	E38	1.35±0.2c	0.2±0.2ab	0.3±0.2c
	E39	1.3±0.1c	0.2±0.2ab	0.5±0.2bc
	E40	1.2±0.1c	0.15±0.1ab	0.25±0.2c
	E41	1.7±0.3ab	0.5±0.3ab	0.7±0.2bc
	E42	1.55±0.2bc	0.25±0.2ab	0.6±0.2bc
	E43	1.4±0.2c	0.3±0.3ab	0.25±0.2c
	E44	1.6±0.2bc	0±0.0b	0.75±0.3bc
	E45	2±0.3abc	0.8±0.4ab	0.85±0.3bc
	E46	2.25±0.3abc	0.05±0.0b	1.4±0.4abc
	E47	1.8±0.3bc	0.6±0.4ab	0.8±0.3bc
	E48	1.75±0.3bc	0.2±0.2ab	0.75±0.2bc
	E49	1.5±0.2bc	0.15±0.1ab	0.6±0.3bc
	E50	1.45±0.2bc	0.5±0.3ab	0.45±0.2bc
	E51	1.4±0.2c	0±0.0b	0.4±0.2c
	E52	1.25±0.2c	0.2±0.2ab	0.15±0.1c
	E53	1±0.0c	0±0.0b	0±0.0c
	E54	1.45±0.2bc	0.2±0.2ab	0.45±0.2bc
	E55	1±0.0c	0±0.0b	0±0.0c
	E56	1.45±0.2bc	0.2±0.2ab	0.45±0.2bc
	E57	1.45±0.2bc	0.3±0.3ab	0.5±0.2bc
	E58	1±0.0c	0±0.0b	0±0.0c
	E59	1.3±0.1c	0±0.0b	0.4±0.2c
	E60	1.2±0.1c	0±0.0b	0.15±0.1c
	E61	1.63±0.2bc	0±0.0b	0.73±0.3bc
	E62	1.57±0.3bc	0±0.0b	0.52±0.2bc
	E63	2.15±0.3abc	1.05±0.4ab	1.2±0.4abc
	E64	1±0.0c	0±0.0b	0±0.0c
	E65	2.05±0.3abc	0.45±0.3ab	1.05±0.3abc
	E66	1±0.0c	0±0.0b	0±0.0c
	E67	1.85±0.3abc	0.5±0.3ab	0.9±0.3bc
	E68	1±0.0c	0±0.0b	0±0.0c
	E69	1.85±0.3abc	0.6±0.3ab	0.9±0.3bc
	E70	1.2±0.1c	0±0.0b	0.25±0.1c

Tabla 13. (Cont.)

Nuevos clones de caucho natural para la Amazonia colombiana

FACTOR	NIVEL	VARIABLE		
		IA	IE	DE
GENOTIPO	E71	2.25±0.4abc	0.9±0.4ab	1.25±0.4abc
	E72	1.2±0.2c	0.25±0.2ab	0.2±0.2c
	E73	1.6±0.2bc	0.3±0.3ab	0.7±0.3bc
	E74	1.8±0.3bc	0.7±0.3ab	0.75±0.3bc
	E75	1.6±0.2bc	0.3±0.2ab	0.6±0.3bc
	E76	1.35±0.1c	0.05±0.0b	0.35±0.1c
	E77	1.7±0.2bc	0.05±0.0b	0.65±0.2bc
	E78	1.4±0.2c	0±0.0b	0.45±0.2bc
	E79	1.15±0.1c	0.25±0.2ab	0±0.0c
	E80	1.8±0.3bc	0.2±0.2ab	0.85±0.3bc
	E81	1.1±0.1c	0±0.0b	0.15±0.1c
	E82	1.05±0.0c	0±0.0b	0.05±0.0c
	E83	1.05±0.0c	0.15±0.1ab	0.05±0.0c
	E84	2.2±0.3abc	0.3±0.3ab	1.3±0.3abc
	E85	2.3±0.4abc	0.55±0.3ab	1.35±0.4abc
	E86	1.35±0.2c	0.25±0.2ab	0.3±0.1c
	E87	1.45±0.2bc	0.35±0.2ab	0.45±0.2bc
	E88	1.45±0.2bc	0.05±0.0b	0.45±0.2bc
	E89	1.35±0.2c	0.15±0.1ab	0.4±0.2c
	E90	1.45±0.2bc	0±0.0b	0.45±0.2bc
	E91	1.1±0.1c	0±0.0b	0.15±0.1c
	E92	1.9±0.3abc	0.7±0.3ab	0.6±0.3bc
	E93	1.4±0.2c	0.2±0.2ab	0.4±0.2c
	E94	1.8±0.2bc	0±0.0b	0.9±0.2bc
	E95	1.5±0.2bc	0±0.0b	0.5±0.2bc
	E96	1.45±0.2bc	0.25±0.2ab	0.5±0.2bc
	E97	1±0.0c	0±0.0b	0±0.0c
	E98	1.25±0.2c	0.15±0.1ab	0.25±0.2c
	E99	1±0.0c	0±0.0b	0±0.0c
IAN 873	1±0.0c	0±0.0b	0±0.0c	
PERIODO	1° Seco	1.02±0.0d	0.06±0.0c	0.02±0.0d
	1° Lluvioso	1.11±0.0d	0.06±0.0c	0.08±0.0d
	Transición	1.31±0.0c	0.16±0.0bc	0.33±0.0c
	2° Seco	1.83±0.0b	0.24±0.1b	0.88±0.1b
	2° Luvioso	2.22±0.1a	0.56±0.1a	1.23±0.1a

^a Valores en cada columna seguidos de la misma letra no difieren estadísticamente (Prueba Tukey, $P < 0.05$)

El valor medio de IA en los 100 genotipos fue de 1.5, el cual osciló entre 1.0 para el genotipo E1 y 3.6 para el genotipo E20, siendo ésta diferencia altamente significativa ($P < 0.01$). La IA difirió significativamente entre el primer período seco (IA= 1.0) y el segundo período lluvioso (IA= 2.2) (ver Tabla 13).

En este estudio, la variable IA se utilizó para determinar la intensidad de los síntomas causados por *M. ulei* sobre algunos materiales élites que no habían sido evaluados en campo. Se encontraron materiales tanto resistentes como susceptibles. Estos resultados son similares a los descritos por García *et al.* (1999) quienes manejaron la intensidad de ataque como un indicador para la patogenicidad del agente causal del mal suramericano de la hoja dentro de los componentes para evaluar la resistencia a *M. ulei*.

El 85% de los genotipos presentaron intensidad de ataque con notas máximas que oscilaron entre 2 y 5, es decir, ataque leve hasta muy severo. Estos resultados confirman la alta agresividad del patógeno así como la moderada tolerancia de estos materiales.

En relación con el clon testigo IAN 873, éste no expresó una moderada sintomatología de *M. ulei* en los cinco períodos evaluados. Este resultado es congruente con lo descrito por Rivano (1997) quien evaluó el clon IAN 873, y encontró en él una superficie foliar afectada menor al 1%, demostrando ataque nulo o resistencia frente a *M. ulei*.

Los genotipos E1, E5, E13, E14, E27, E36, E53, E55, E58, E64, E66, E68, E97 y E99 presentaron resistencia parcial a *M. ulei* en los cinco períodos pluviométricos. Materiales que deben ser considerados para posteriores programas de mejoramiento genético en ensayos de evaluación a gran escala.

La nota media de IE fue de 0.2 en los 100 genotipos evaluados, cuyo rango osciló entre 0.0 para el élite E1 y 1.7 para el élite E24 ($P < 0.05$). Entre períodos pluviométricos se presentaron tres grupos homogéneos, en donde el primer período seco difirió significativamente del segundo período lluvioso ($P < 0.05$). El 38% de los genotipos evaluados no presentaron esporulación asexual de *M. ulei* (ver Tabla 13).

Los principales síntomas de *M. ulei* se localizaron en la cara abaxial de folíolos jóvenes en estado B y C, lo cual coincide con lo reportado por Chee y Holliday (1986) quienes afirmaron que la esporulación ocurre sobre folíolos en estado C. Gasparotto *et al.* (1990) y Gasparotto y Lima (1991) afirmaron adicionalmente que la intensidad de esporulación difiere según el estado de maduración de los tejidos foliares y la sensibilidad del clon.

La nota media de DE fue de 0.5 en los 100 genotipos evaluados, cuyo rango osciló entre 0.0 para el élite E14 y 2.7 para el élite E20 ($P < 0.05$). La DE entre períodos pluviométricos presentó diferencias significativas entre el primer período seco (IA= 0.02) y el segundo período lluvioso (IA= 1.2). El 16% élites no expresaron signos estromáticos de *M. ulei* (ver Tabla 13).

- **Correlación entre los componentes de resistencia**

La máxima correlación ($r_s = 0.96$) se observó entre IA y DE ($P < 0.01$). La producción de conidios (IE) y la formación de estromas (DE) fueron las variables menos correlacionadas ($r_s = 0.47$; $P < 0.01$) (ver Tabla 14).

Tabla 14. Correlación de Pearson entre la Intensidad de Ataque (IA), la Intensidad de Esporulación (IE) y la Densidad estromática (DE) de *M. ulei* sobre 100 genotipos de *H. brasiliensis* bajo las condiciones de la Amazonia colombiana.

Coeficiente de Correlación de Pearson		
	IA	IE
IE	0.55**	
DE	0.96**	0.47**

** Altamente significativa ($P < 0.01$)

La correlación moderada entre IE y DE podría reflejar bajos niveles de infección expresados en la fase asexual: conidial y picnidial, independientes de la capacidad de la planta para atenuar el desarrollo de la fase estromática de *M. ulei*.

En este estudio, no hubo coincidencia entre las lesiones esporuladas y las lesiones estromáticas exhibidas posteriormente en los mismos individuos evaluados. Resultados que contrastan con lo reportado por Calderón (2009) y Sterling *et al.* (2010b) bajo condiciones controladas, quienes concluyeron que el componente que mejor se correlacionó para la formación de estromas fue la esporulación.

5.2.2. Selección de los mejores genotipos por resistencia a *M. ulei*

En la tabla 15 se calificó y clasificó el nivel de resistencia de los 100 genotipos de *H. brasiliensis*, en donde se consideraron como criterios fundamentales, las notas máximas de IE y De para expresar dicha interacción (Le Guen *et al.*, 2002; Mattos, 2007). De acuerdo con lo anterior, el 6% de los materiales evaluados fueron parcialmente resistentes (PR) a *M. ulei*, el 79% fueron altamente susceptibles (AS) y el 15% restante que corresponden a los genotipos E1, E5, E13, E14, E27, E36, E53, E55, E58, E64, E66, E68, E97 y E99 fueron completamente resistentes (CR) al ataque del hongo *M. ulei*.

Según Junqueira *et al.* (1986), Junqueira *et al.* (1989), Rivano (1997), Mattos *et al.* (2003), Mattos *et al.* (2005) y Mattos (2007), los componentes fisiológicos más importantes para valorar la resistencia a *M. ulei* son: IE y DE. Estos componentes de resistencia permitieron analizar la patogenicidad de *M. ulei* y el nivel de susceptibilidad de los genotipos élites en CCPE.

Según la tabla 15, los diez mejores genotipos élites con resistencia a *M. ulei* fueron E1, E5, E13, E14, E27, E36, E53, E55, E58 y E64. Estos materiales deben ser considerados en adelante para ser evaluados en diseños a gran escala con el fin de ampliar la base genética de *Hevea* en la Amazonia colombiana antes de ser recomendados a escala comercial.

Tabla 15. Matriz de selección de los 10 mejores genotipos élitos de *H. brasiliensis* de origen franco basada en las notas máximas de Intensidad de Ataque (IA), Intensidad de Esporulación (IE) y Densidad Estromática (DE) de *M. ulei*.

GENOTIPO	IA		IE		DE		Calificación final	ERC
	Nota	Calificación	Nota	Calificación	Nota	Calificación		
E1	1	1	0	1	0	1	3	CR
E5	1	1	0	1	0	1	3	CR
E13	1	1	0	1	0	1	3	CR
E14	1	1	0	1	0	1	3	CR
E27	1	1	0	1	0	1	3	CR
E36	1	1	0	1	0	1	3	CR
E53	1	1	0	1	0	1	3	CR
E55	1	1	0	1	0	1	3	CR
E58	1	1	0	1	0	1	3	CR
E64	1	1	0	1	0	1	3	CR
E66	1	1	0	1	0	1	3	CR
E68	1	1	0	1	0	1	3	CR
E97	1	1	0	1	0	1	3	CR
E99	1	1	0	1	0	1	3	CR
IAN 873	1	1	0	1	0	1	3	CR
E83	2	2	0	1	1	2	5	PR
E60	2	2	0	1	2	3	6	PR
E23	3	3	0	1	2	3	7	PR
E31	3	3	0	1	2	3	7	PR
E82	2	2	2	3	1	2	7	PR
E3	3	3	0	1	3	4	8	AS
E7	3	3	1	2	2	3	8	PR
E91	3	3	0	1	3	4	8	AS
E81	3	3	1	1	3	4	8	AS
E6	4	4	0	1	3	4	9	AS
E12	4	4	0	1	3	4	9	AS
E37	4	4	0	1	3	4	9	AS
E70	4	4	0	1	3	4	9	AS
E76	4	4	0	1	3	4	9	AS
E94	4	4	0	1	3	4	9	AS
E18	3	3	2	3	3	4	10	AS
E30	4	4	1	2	3	4	10	AS
E34	4	4	0	1	4	5	10	AS
E59	4	4	0	1	4	5	10	AS
E78	4	4	0	1	4	5	10	AS

Tabla 15. (Cont.)

GENOTIPO	IA		IE		DE		Calificación final	ERC
	Nota	Calificación	Nota	Calificación	Nota	Calificación		
E88	4	4	1	2	3	4	10	AS
E8	5	5	0	1	4	5	11	AS
E11	5	5	0	1	4	5	11	AS
E25	5	5	2	3	2	3	11	PR
E29	5	5	2	3	2	3	11	PR
E44	5	5	0	1	4	5	11	AS
E51	4	4	2	3	3	4	11	AS
E61	5	5	0	1	4	5	11	AS
E62	5	5	0	1	4	5	11	AS
E73	5	5	2	3	2	3	11	PR
E77	5	5	0	1	4	5	11	AS
E79	4	4	5	6	0	1	11	PR
E90	5	5	2	3	2	3	11	PR
E9	3	3	4	5	3	4	12	AS
E17	4	4	3	4	3	4	12	AS
E28	5	5	2	3	3	4	12	AS
E46	5	5	1	2	4	5	12	AS
E10	5	5	2	3	4	5	13	AS
E19	5	5	2	3	4	5	13	AS
E40	4	4	3	4	4	5	13	AS
E49	4	4	3	4	4	5	13	AS
E52	5	5	4	5	2	3	13	PR
E95	5	5	2	3	4	5	13	AS
E16	5	5	3	4	4	5	14	AS
E21	5	5	3	4	4	5	14	AS
E39	4	4	4	5	4	5	14	AS
E86	5	5	5	6	2	3	14	PR
E89	5	5	5	6	2	3	14	PR
E98	5	5	3	4	4	5	14	AS
E15	5	5	4	5	4	5	15	AS
E22	5	5	4	5	4	5	15	AS
E33	5	5	4	5	4	5	15	AS
E38	5	5	4	5	4	5	15	AS
E54	5	5	4	5	4	5	15	AS
E56	5	5	4	5	4	5	15	AS

Tabla 15. (Cont.)

Nuevos clones de caucho natural para la Amazonia colombiana

GENOTIPO	IA		IE		DE		Calificación final	ERC
	Nota	Calificación	Nota	Calificación	Nota	Calificación		
E74	5	5	4	5	4	5	15	AS
E80	5	5	4	5	4	5	15	AS
E87	5	5	4	5	4	5	15	AS
E93	5	5	4	5	4	5	15	AS
E48	5	5	4	5	4	5	15	AS
E4	5	5	5	6	4	5	16	AS
E41	5	5	5	6	4	5	16	AS
E42	5	5	5	6	4	5	16	AS
E65	5	5	5	6	4	5	16	AS
E71	5	5	5	6	4	5	16	AS
E72	5	5	5	6	4	5	16	AS
E75	5	5	5	6	4	5	16	AS
E96	5	5	5	6	4	5	16	AS
E2	5	5	6	7	4	5	17	AS
E20	5	5	6	7	4	5	17	AS
E24	5	5	6	7	4	5	17	AS
E26	5	5	6	7	4	5	17	AS
E32	5	5	6	7	4	5	17	AS
E35	5	5	6	7	4	5	17	AS
E43	5	5	6	7	4	5	17	AS
E45	5	5	6	7	4	5	17	AS
E47	5	5	6	7	4	5	17	AS
E50	5	5	6	7	4	5	17	AS
E57	5	5	6	7	4	5	17	AS
E63	5	5	6	7	4	5	17	AS
E67	5	5	6	7	4	5	17	AS
E69	5	5	6	7	4	5	17	AS
E84	5	5	6	7	4	5	17	AS
E85	5	5	6	7	4	5	17	AS
E92	5	5	6	7	4	5	17	AS

5.2.3. Análisis de componentes principales para la resistencia a *M. ulei*

El análisis de componentes principales (ACP) se realizó sobre la matriz de correlación e indicó que las cinco primeras raíces características explican el 81.4% de la variación total, de ellas las primeras cuatro raíces tiene además valores mayores a la unidad.

Al analizar los coeficientes de los vectores característicos asociados a estos componentes, se concluyó que las variables de mayor importancia en

su orden fueron las notas máximas de IA en el primer periodo lluvioso (IA2) y en el segundo periodo seco (IA4); así como las notas máximas de IE en los periodos: (i) primer periodo seco (IE2), (ii) transición del primer lluvioso al primer periodo seco (IE3), (iii) segundo periodo lluvioso (IE5) (ver Tabla 4 y Figura 61).

Los períodos pluviométricos se organizaron según los componentes de resistencia a *M. ulei* (ver Figura 3a). La proyección de las posiciones de cada genotipo sobre un plano constituido por tres grupos se observa en a figura 61b.

El primer grupo reúne los genotipos afectados durante los períodos de transición, segundo seco y segundo lluvioso. La intensidad de ataque y la intensidad de esporulación en los genotipos E32, E35, E20, E84 y E43 ocurrió con un nivel máximo de intensidad de ataque e intensidad de esporulación (IA= 5; IE= 6) sobre las dos caras de los folíolos.

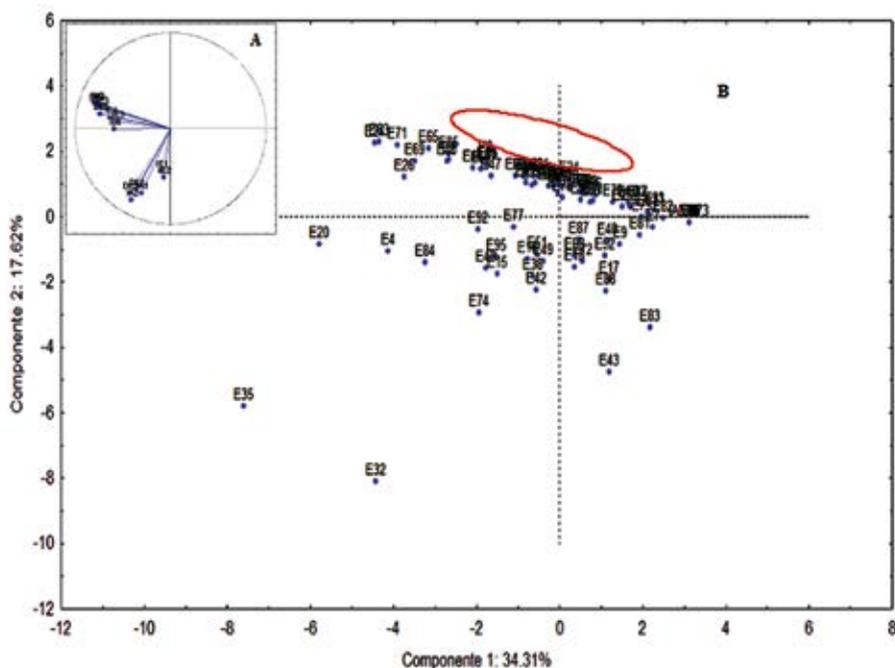


Figura 61. Representación de los dos componentes principales de variación (51.93%) obtenidos por el análisis de componentes principales (ACP) en los 100 genotipos de *Hevea brasiliensis*. A) Representación de las variables de resistencia sobre los cinco periodos pluviométricos evaluados. B) Distribución de los genotipos según el análisis de componentes.

El segundo grupo reúne los genotipos afectados durante el primer período seco y el primer período lluvioso. La intensidad de ataque y la intensidad de esporulación para los genotipos E3, E7, 18, E23, E31, E81, E82 y E83 durante estos dos períodos; denotan para IA valores entre 2 y 3, y para IE valores entre 0 y 2. El tercer grupo representa los genotipos E1, E5, E13, E14, E27, E36, E97 e IAN 873 que no fueron afectados por ninguno de los períodos pluviométricos, por lo tanto no desarrollaron ninguna de las fases de la enfermedad durante los 18 meses de muestreo en el CCPE.

En el círculo rojo se incluyen los diez mejores genotipos con la mayor resistencia a *M. ulei*: E1, E5, E13, E14, E27, E36, E53, E55, E58 y E64 (ver Figura 61b).

5.3. Genotipos élités de *H. brasiliensis* seleccionados para las pruebas de patogenicidad

Los mejores genotipos élités de *H. brasiliensis* seleccionados por la resistencia en campo a *M. ulei* luego de un año de evaluación en CCPE, se llevaron a laboratorio para la realización de las pruebas de patogenicidad. Se seleccionaron 30 genotipos élités: E1, E2, E10, E11, E12, E15, E19, E22, E23, E25, E28, E29, E30, E31, E32, E37, E39, E41, E44, E49, E53, E55, E59, E60, E62, E66, E67, E70, E82, E85, E88, E96 y se compararon con un testigo, el clon testigo IAN 873.

Para las pruebas de infección con *M. ulei*, se emplearon 5 plántulas con segundo piso foliar en crecimiento y un rango de edad post-injertación de 3-4 meses. En particular, el clon IAN 873 se utilizó para confirmar el cuarto postulado de Koch sobre el aislamiento de *M. ulei*, en la estandarización de los métodos de infección, y en la producción de inóculo *in vivo* para la realización de las pruebas de patogenicidad bajo condiciones controladas.

5.4. Manejo técnico del material vegetal durante la fase de pre-inoculación

El material vegetal durante la etapa de pre-inoculación fue mantenido

en bolsas para stump (injerto a raíz desnuda) de 4 Kg. Las plántulas embolsadas a su vez fueron introducidas en cubetas plásticas de 20 cm x 30 cm. El material vegetal fue abonado periódicamente cada dos meses con aplicaciones edáficas de Triple 15® (5 g/plántula) y agromenores Agrimin® (5 g/plántula); aplicaciones foliares esporádicas de insecticidas [Cipermetrina® (3 mL/L) y Engeo® (2.5 mL/L)] y de fungicidas foliares protectantes [Daconil® (4 g/L) y Ridomil® (3.5 g/L)]. Para las inoculaciones se seleccionaron las plántulas que exhibieron mejor estado fisiológico y fitosanitario. Con el fin de estimular nuevos rebrotes en el segundo lanzamiento foliar, se efectuaron podas de regeneración en los pisos superiores y se empleó un producto hormonal a base de giberelinas [Progibb® (0.1 g/L)] para estimular el crecimiento de los rebrotes.

5.5. Infraestructura utilizada en la realización de las pruebas de patogenicidad

En la realización de las pruebas de patogenicidad se utilizaron tres construcciones diferentes:

a) Un invernadero casa de malla con las siguientes dimensiones: Largo (5.6 m) x ancho (3.5 m) x alto (3.5 m), paredes en malla de polisombra al 50%, cimientos en guadua inmunizada y cobertizo en plástico transparente en polietileno calibre 5 (ver Figura 62). La temperatura promedio fue de 32 °C y la humedad relativa fue de 71%. Este invernadero se adecuó con el fin realizar el mantenimiento y cuidado técnico del material vegetal durante la fase de pre-inoculación.

b) Un cuarto climatizado (condiciones controladas) de 8.2 m x 6.4 m con un espacio de laboratorio de 3.20 m x 3.20 m y una área restante destinada para la ubicación de 10 cubículos (ver Figura 63), para la realización de las inoculaciones, construidas en plástico negro de polietileno calibre 5 y armazón de madera impermeabilizada, cada recámara con las siguiente dimensiones: largo (1.3 m) x ancho (1.2 m) x alto (2.5 m). Cada cubículo tuvo las siguientes adecuaciones: a) Dos aperturas (un tragaluz y una puerta) con cierre en plástico negro para el control de entrada del aire climatizado, b) un sistema de riego independiente por goteo (control de

la humedad relativa entre 90% y 95%) y c) cuatro lámparas fluorescentes de 40 W cada una (para el manejo de un fotoperiodo de 12 h luz, 12 h oscuridad). La temperatura se controló a 23 °C empleando dos aires acondicionados Marca Samsung de 12.000 Btu cada uno, tipo Mini Split con filtro deshumificador. Cada recámara de inoculación tenía capacidad para inocular un máximo de cinco plántulas por ensayo.

c) Un vivero con polisombra al 50% (Ver Figura 64) con las siguientes dimensiones: Largo (6.5 m) x ancho (2 m) x alto (1.5 m). La temperatura promedio fue de 28 °C y una humedad relativa del 71%. Este vivero con sombrío se adecuó con el fin de observar la fase estromática del hongo.



Figura 62. Invernadero casa de malla para la fase de pre-inoculación.



Figura 63. Cubículos para realización de las pruebas de patogenicidad con *M. ulei*.



Figura 64. Vivero con polisombra al 50% para el desarrollo estromático de *M. ulei*.

5.6. Fuente de inóculo de *M. ulei*

5.6.1. Colecta de material vegetal infectado con *M. ulei*

En el municipio de La Montañita, Caquetá (Colombia) localizado entre los 1°32'54" y 1°32'50" de latitud norte, y 75°28'47" y 75°28'44" de longitud oeste, en la vereda Itarca, se realizaron colectas de foliolos en estadio C de *H. brasiliensis* infectados con *M. ulei*, presentes en los viveros y jardines clonales del Instituto SINCHI y ASOHECA. Lo anterior, con el fin de colectar lesiones de campo para la obtención *in vitro* de aislamientos virulentos de *M. ulei*. Las muestras colectadas expresaron lesiones abaxiales irregulares, con apariencia afelpada y acuosa de color verde-cenizo con un rango de intensidad de esporulación de 3 a 6 en la escala de Mattos *et al.* (2003) (ver Figura 65).



Figura 65. Lesiones de *M. ulei* en foliolos C de *H. brasiliensis* colectados en vivero con intensidad de esporulación igual a 5.

5.6.2. Cultivo *in vitro* de *M. ulei*

La fase conidial de *M. ulei* (*F. heveae*) se obtuvo en medio de cultivo PDA (Papa Dextrosa Agar) mediante la técnica de aislamiento directo (Junqueira *et al.*, 1984). Se utilizó una aguja de disección de punta aguzada para transferir los conidios de la cara abaxial de los folíolos en estado C lesionados y se agregaron las esporas en el respectivo medio de cultivo. La incubación de las cajas de Petri se realizó a 24°C (Gasparotto *et al.*, 1997) (Ver Figura 66 a-b).

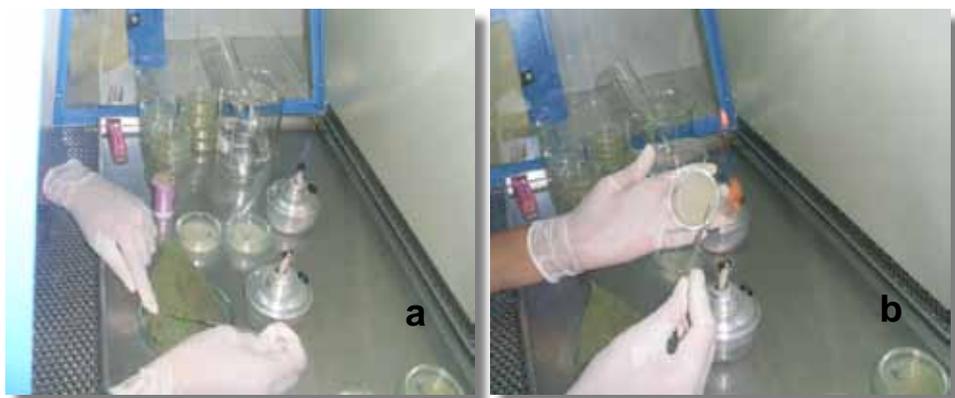


Figura 66. Proceso de aislamiento de *M. ulei* en laboratorio **a.** Extracción de conidios con el asa. **b.** Conidios transferidos al medio PDA.

Con el fin de mantener las cepas del patógeno en laboratorio se procedió a efectuar repiques de los cultivos en medio de crecimiento (MC) y en medio de esporulación (M3) según la metodología utilizada por Junqueira *et al.* (1984) y modificada por Sterling *et al.* (2010b) (Ver Figura 67). Ambos métodos se aplicaron realizando un previo macerado del estroma con una varilla de vidrio flameada.



Figura 67. Repique de cepas de *M. ulei* en medios de cultivo PDA.

5.6.3. Caracterización *in vitro* de *M. ulei*

- **Caracterización macroscópicas**

Una vez estandarizado el proceso de aislamiento, se pueden observar al cabo de 15 días colonias dispersas y muy pequeñas de coloración beige (Ver Figura 68a), las cuales 20 días después se tornaron grisáceas y estromáticas (Ver Figura 68b). A los 35 días de crecimiento formaron densas masas estromáticas oscuras sobre el medio de cultivo. Los aislamientos de 30-45 días en medio de crecimiento que fueron transferidos a medio de cultivo para esporulación desarrollaron al cabo de 15-20 días una apariencia ligeramente aterciopelada con una coloración marrón brillante característica de las colonias altamente conidiadas.

Hay que reconocer que *M. ulei* es un patógeno de crecimiento muy lento en PDA y en numerosos medios de cultivo propuestos por Junqueira, *et al.* (1984); inclusive con variaciones de pH, temperatura y régimen lumínico para el cultivo *in vitro*. El manejo inadecuado inicial de estos factores pudo haber sido la causa para que no se presentara germinación en los primeros ensayos realizados, debido a que son elementos primordiales a la hora de hacer un estudio en medio artificial de este hongo.



Figura 68. Características macroscópicas de *M. ulei* bajo vista estereoscópica. **a.** Colonias filamentosas de 15 días, objetivo 3.2X. **b.** Crecimiento estromático a los 35 días, objetivo 3.2X.

Junqueira *et al.* (1984) experimentó con varios medios de cultivo para el aislamiento, crecimiento y esporulación *in vitro* de *M. ulei*. En este estudio se observó que el medio más favorable para el crecimiento y esporulación de *M. ulei* fue el medio M4 (PSA ó PDA enriquecido) donde la producción de conidias fue máxima después de 15 días de incubación efectuando la adición de agua de coco recomendado por Mattos (1999).

- **Características microscópicas**

En los micromontajes con azul de lactofenol, se observó *Fusicladium macrosporum*, estado anamorfo de *M. ulei* (Shubert *et al.*, 2003). Los conidios se formaron de manera individual, generalmente septados y en algunas ocasiones sin éste, usualmente se presentaron curvados a sigmoides, lisos y hialinos. Posteriormente tomaron una coloración grisácea o verde olivo, con un tamaño aproximado de 9,2 x 2.1 μm (Ver Figura 69a).

La germinación *in vitro* de estos conidios fue evidente a las 24 h de transferidos a medio para aislamiento desarrollando tubos germinativos hialinos de 21 - 30 μm de longitud (Ver Figura 69b).

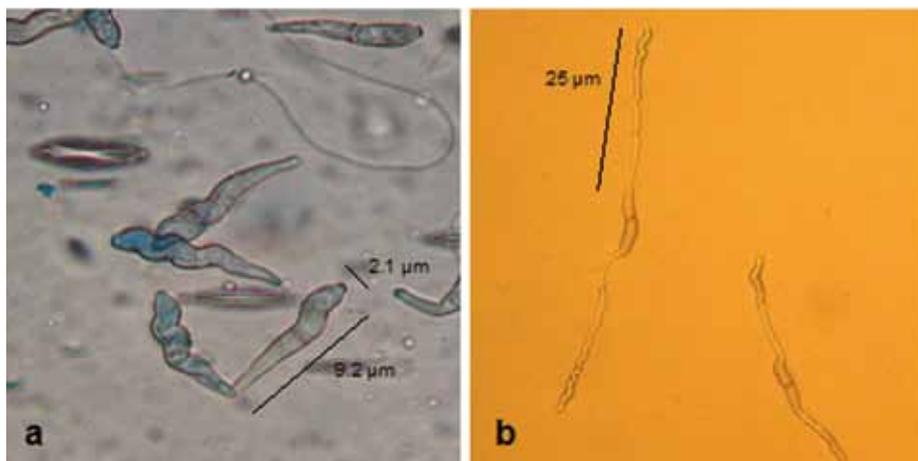


Figura 69. Características micromorfológicas de *F. macrosporum*, anamorfo de *M. ulei*, bajo vista microscópica. **a.** Conidios verde-oliváceos uniseptados con base truncada, objetivo 40X. **b.** Conidios con tubos germinativos al cabo de 24 h, objetivo 10X.

- **Banco de aislamientos patogénicos**

Se seleccionaron tres cepas esporuladas de *M. ulei*, obtenidos a partir de las lesiones provenientes del vivero (CVI) y el jardín clonal (CCI) de Itarca (La Montañita, Caquetá) con el fin de evaluar la resistencia parcial de los 31 genotipos élités priorizados. Estos aislamientos se codificaron como: CVI1, CVI2 y CCI1. Los aislamientos se conservaron en medio para crecimiento a 7 °C en el Laboratorio de Fitopatología y Cuarto Climatizado del Instituto SINCHI en Florencia, Caquetá (Colombia).

5.7. Producción de inóculo *in vivo* de *M. ulei* para las pruebas de infección.

Para la producción de inóculo *in vivo* de *M. ulei*, se tomaron aislamientos conidiados en medio de cultivo para esporulación (PDA + agua de coco) y se emplearon para infectar plántulas del clon IAN 873. Los ensayos de infección se realizaron utilizando un pincel pelo de marta transfiriendo los conidios a la cara abaxial de folíolos en estadio B₂ (Halle *et al.*, 1978) y al cabo de 12 días post-inoculación se recuperaron lesiones conidiadas como fuente de inóculo secundario para las realizaciones de las pruebas de patogenicidad con los genotipos élités seleccionados.

El inóculo *in vivo* de *M. ulei* destinado para la realización de las pruebas de infección, exhibió *in vitro* un porcentaje de germinación superior al 50% después de 12 horas de ser transferidos los conidios a medio de cultivo agar agua al 10% (Ver Figura 70a-b). Esta capacidad germinativa fue suficiente para asegurar una infección exitosa durante las pruebas de patogenicidad.

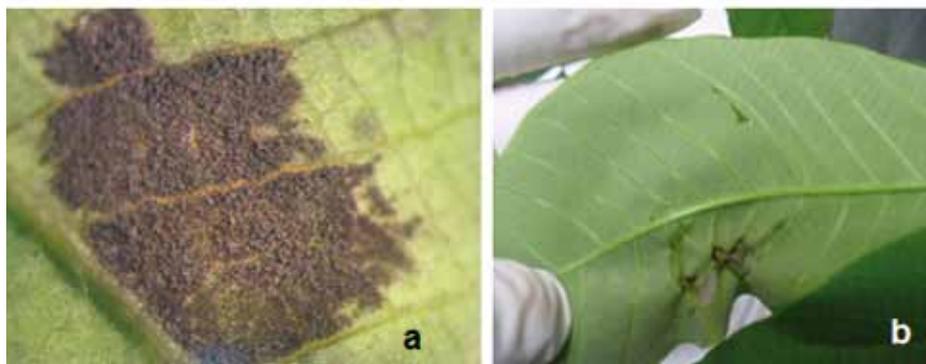


Figura 70. Inóculo *in vivo* de *M. ulei* producido en cuarto climatizado empleando los elites. **a.** Lesión conidial con una intensidad de esporulación igual a 5, en vista estereoscópica 20X. **b.** Arrugamiento limbo-marginal ocasionado por aislamientos de *M. ulei* inoculados en folíolos B2.

5.8. Inoculación de *M. ulei* para la evaluación de los niveles de patogenicidad.

La inoculación del hongo *M. ulei* se realizó en cámara húmeda (cuarto climatizado) empleando un aerógrafo Marca PAACHE® F desinfectado con etanol al 90% y acondicionado con un compresor eléctrico calibrado a 4.5 Pa de presión. Se asperjó una suspensión de inóculo de 2×10^5 conidios/mL enriquecida con Tween 80 al 0.05%, sobre la cara abaxial de folíolos jóvenes correspondientes al estadio B₂ descrito por Hallé *et al.* (1978) (Ver Figura 71), manteniendo una temperatura de 23 °C y una humedad relativa entre 85% y 95% (García *et al.*, 1999; Sterling *et al.*, 2010a, b).

Después de las inoculaciones las plantas permanecieron 24 horas en la oscuridad, y a partir de ahí, hasta el día 12 se manejó un fotoperiodo

de 12 horas de oscuridad y 12 horas de luz empleando cuatro lámparas fluorescentes de 40 W c.u. Después de este período las plantas fueron transferidas a un vivero con polisombra al 50% con el fin de observar el desarrollo de la fase estromática (Sambugaro, 2003; Sterling *et al.*, 2010a, b).



Figura 71. Inoculación de conidios de *M. ulei* en los genotipos elites de *H. brasiliensis*.

El diseño experimental del conjunto de inoculaciones siguió la metodología utilizada por Sterling *et al.* (2010b). De esta manera, se seleccionaron cinco plántulas por cada genotipo elite y a cada plántula se le inocularon tres aislamientos de *M. ulei*. Cada aislamiento fue aplicado en una hoja trifoliada diferente, de esta manera se infectaron tres folíolos en estado B₂ con el mismo aislamiento por cada planta para cada genotipo elite.

5.9. Seguimiento del periodo post-inoculación

Las hojas infectadas por el patógeno fueron observadas a partir del tercer día y en adelante diariamente hasta el día 12; en algunos casos las lecturas correspondientes al desarrollo conidial de *F. heveae* (anamorfo de *M. ulei*) fueron tomadas hasta el día 15. Las lecturas correspondientes al desarrollo estromático (fase sexual) fueron realizadas en el vivero con polisombra al 50% hasta el día 45 posterior a la inoculación (Sterling *et al.*, 2010a, b).

5.10. Variables sintomáticas utilizadas para la evaluación de la resistencia parcial a *M. ulei*

Se consideraron en las pruebas de patogenicidad las siguientes variables sintomáticas:

- **Nota máxima de intensidad de ataque:** De acuerdo con la escala de ataque de Chee (1976) (Escala de 1-5) basada en el porcentaje de superficie foliar con síntomas. La lectura fue tomada en el día 12 post-inoculación, con base en el ataque más severo (nota máxima) observado entre los tres folíolos infectados por hoja en cada una de las cinco plantas infectadas por cada genotipo elite.
- **Nota máxima de intensidad de esporulación:** Según la escala propuesta por Mattos *et al.* (2003) (Escala de 1 a 6). La lectura fue tomada en el día 12 post-inoculación, con base en el ataque más esporulado (nota máxima) observado entre los tres folíolos infectados por hoja en cada una de las cinco plantas infectadas por cada genotipo elite.
- **Nota máxima de densidad estromática:** Se evaluó el número de estromas presentes en folíolos maduros (estadio D) a través de la escala de Mattos *et al.* (2005) (Escala de 0 a 4). Se tomó el ataque con mayor presencia de estromas (nota máxima) observado entre los tres folíolos infectados por hoja en cada una de las cinco plantas infectadas por cada genotipo elite.

5.11. Clasificación del nivel de resistencia de los genotipos elites

Para la clasificación de la resistencia a *M. ulei*, se consideró la escala presentada en la tabla 12, adaptada por Sterling *et al.* (2009) de la escala propuesta por Le Guen *et al.* (2002).

En esta fase del estudio, se buscó identificar los mejores materiales con resistencia parcial al hongo *M. ulei* bajo condiciones controladas de cuarto

climatizado que demostraron luego de un año de evaluación en CCPE, resistencia parcial ó completa a éste patógeno. Según Mattos (2007), en esta fase en general, se descarta cerca del 80% del material seleccionado en campo como resistente.

5.12. Resistencia parcial de genotipos élite de *H. brasiliensis* de origen franco

Se presentaron signos y síntomas de *M. ulei* en los 30 materiales élite-franco de caucho natural seleccionados preliminarmente en Campo clonal a pequeña escala CCPE y en el clon testigo IAN 873. Las variables Intensidad de ataque (IA) e Intensidad de esporulación (IE) presentaron diferencias altamente significativas entre los 31 genotipos de *H. brasiliensis* ($P < 0.01$). Para la variable Densidad estromática (DE) también se encontró una diferencia significativa entre los materiales vegetales evaluados ($P < 0.05$). No se presentaron diferencias significativas entre las tres cepas CV11, CV12 y CCI1 para IA, IE y DE ($P > 0.05$), ni en la interacción genotipo*cepa (ambos factores $P > 0.05$) (Tabla 16).

El valor medio de IA en los 30 materiales élite-franco y el clon testigo IAN 873 fue de 1,7, el cual osciló entre 0,4 para el genotipo E25 y 3,1 para el genotipo E30, siendo éste rango altamente significativo ($P < 0.01$). Ninguna comparación entre cepas presentó diferencias significativas ($P > 0.05$). La media de IE fue de 1,6 en los 31 genotipos, con un rango significativo que osciló entre 0,2 para el genotipo E25 y 3,1 para el genotipo IAN 873 ($P < 0.01$). Ninguno de los contrastes entre cepas fue significativo ($P > 0.05$).

Para la variable DE el valor medio fue de 0,3 para los 31 genotipos evaluados, con un rango que osciló entre 0,0 para el genotipo IAN 873 y 1,4 para el genotipo E67. Ninguno de los contrastes entre cepas para IA, IE y DE fue significativo ($P > 0.05$).

5.13. Correlación entre los componentes de resistencia

Se encontró una correlación de Pearson (r_s) positiva significativa entre IA, IE y DE ($P < 0.01$). De acuerdo con la tabla 17, las correlaciones más bajas se observaron entre la IA y la DE, y entre la IE y la DE.

Tabla 16. Análisis de comparación múltiple de los valores medios para la Intensidad de ataque (IA), Intensidad de esporulación (IE) y Densidad estromática (DE) de *Microcyclus ulei* considerando el efecto del genotipo (30 élites de *Hevea brasiliensis* y el clon testigo IAN 873) y de la cepa (CV11, CV12 y CCI1) bajo condiciones controladas de cuarto climatizado.

FACTOR	NIVEL	VARIABLE		
		IA	IE	DE
GENOTIPO	E1	1.4±0.3abc ^a	1.4±0.3abcd	0.0±0.0a
	E2	1.8±0.6abc	1.7±0.6abcd	0.6±0.6a
	E10	2.2±0.6abc	2.3±0.6abcd	0.6±0.6a
	E11	1.2±0.3abc	1.2±0.3abcd	0.3±0.2a
	E12	1.8±0.5abc	1.8±0.6abcd	0.8±0.6a
	E19	1.4±0.3abc	1.7±0.4abcd	0.0±0.0a
	E22	2.3±0.3abc	1.9±0.2abcd	0.0±0.0a
	E23	2.2±0.3abc	1.4±0.3abcd	0.9±0.4a
	E25	0.4±0.2c	0.2±0.1d	0.1±0.1a
	E28	2.5±0.6abc	2.4±0.6abcd	0.6±0.5a
	E29	2.1±0.3abc	1.7±0.3abcd	0.2±0.1a
	E30	3.1±0.2a	2.6±0.1abc	0.0±0.0a
	E31	1.4±0.4abc	1.2±0.4abcd	0.0±0.0a
	E32	1.9±0.7abc	1.8±0.7abcd	1.4±0.7a
	E37	1.4±0.3abc	1.6±0.4abcd	0.0±0.0a
	E39	2.5±0.2abc	2.1±0.3abcd	0.7±0.3a
	E41	1.6±0.3abc	1.2±0.2abcd	0.0±0.0a
	E44	2.1±0.4abc	1.5±0.4abcd	0.9±0.3a
	E49	2.4±0.4abc	2.1±0.4abcd	0.0±0.0a
	E53	1.6±0.3abc	1.0±0.3abcd	0.4±0.2a
	E55	1.6±0.3abc	1.5±0.4abcd	0.0±0.0a
	E59	0.9±0.3abc	0.9±0.3abcd	0.0±0.0a
	E62	0.6±0.3bc	0.4±0.2cd	0.2±0.1a
	E66	0.6±0.2c	0.2±0.1d	0.1±0.0a
	E67	2.9±0.6ab	2.7±0.6abcd	1.4±0.7a
	E70	0.6±0.2bc	0.7±0.2bcd	0.0±0.0a
	E82	1.1±0.5abc	1.2±0.5abcd	0.0±0.0a
	E85	2.9±0.2ab	3.0±0.2ab	0.0±0.0a
	E88	1±0.3abc	1.0±0.3abcd	0.0±0.0a
	E96	1.1±0.3abc	1.4±0.4abcd	0.0±0.0a
IAN 873		2.9±0.1ab	3.1±0.4a	0.0±0.0a
CEPA	CV11	1.6,0.1a	1.4,0.1a	0.3,0.0a
	CV12	1.7,0.1a	1.6,0.1a	0.3,0.1a
	CCI1	1.8,0.1a	1.7,0.1a	0.3,0.0a

^a Valores en cada columna seguidos de la misma letra no difieren estadísticamente (Prueba Tukey, P<0.05)

Una correlación más alta se presentó entre IA y la IE ($r_s = 0.87$). Lo anterior demuestra que la IE de *M. ulei* está directamente influenciada por la IA del hongo en condiciones controladas de cuarto climatizado.

Tabla 17. Correlación de Pearson entre la Intensidad de Ataque (IA), la Intensidad de Esporulación (IE) y la Densidad estromática (DE) de *Microcyclus ulei* sobre los 31 genotipos de *Hevea brasiliensis* bajo condiciones controladas de cuarto climatizado.

Coeficiente de Correlación de Pearson		
	IA	IE
IE	0.87**	
DE	0.55**	0.43**

** Muy significativa ($P < 0.01$)

Según la tabla 17, un aumento en la intensidad de ataque implicó un aumento en la intensidad de esporulación de los aislamientos ensayados, y un aumento de la esporulación a su vez favoreció una mayor formación de estromas. La formación de estromas no fue tan relevante en este estudio, lo que refleja una mínima expresión de la fase sexual de los aislamientos probados en los primeros 18 a 30 días post-inoculación.

5.14. Análisis de componentes principales

El análisis de componentes principales sobre la matriz de correlación, mostró que los tres primeros componentes aportan el 80.83% de la variación total, con raíces características mayores a la unidad. Al analizar los coeficientes de los vectores característicos asociados a estos componentes, se concluye que las variables más importantes en su orden fueron IE CV12, IA CCI1, IA CV2 y IA CV1 (Figura 72). La Figura 72-B muestra la proyección de las posiciones de cada genotipo, sobre un plano constituido por cuatro grupos. La agresividad de los aislamientos se organizó según las variables de resistencia a *M. ulei* (Figura 72-A).

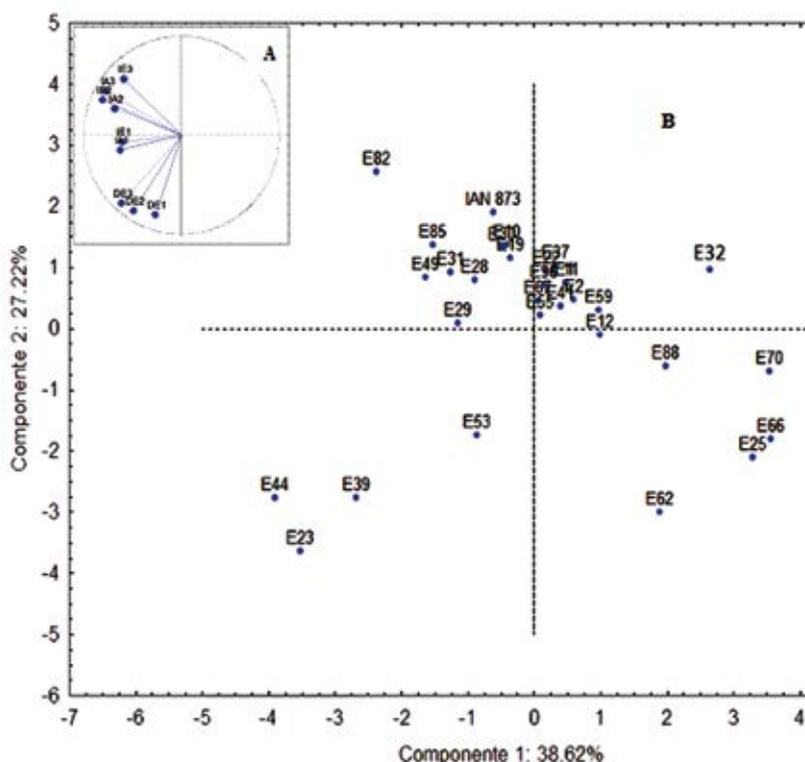


Figura 72. Representación de los dos componentes principales de variación (65.84%) obtenidos por el análisis de componentes principales (ACP) en los 31 genotipos de *Hevea brasiliensis*. A) Representación de las variables de resistencia sobre las tres cepas evaluadas. B) Distribución de los genotipos según el análisis de componentes.

El primer grupo reúne los genotipos más susceptibles a las cepas CVI1 y CCI1. La intensidad de ataque y la intensidad de esporulación de estas cepas en E44, E49 y E82 ocurrió en un nivel máximo de intensidad de ataque e intensidad de esporulación (IA=5; IE=6) sobre las dos caras del foliolo. El segundo grupo reúne los genotipos especializados en las tres cepas CVI1, CVI2 y CCI1, los cuales denotan intensidades de ataque e intensidades de esporulación de 4 para IA e IE en E23, E39 y E53. El tercer grupo representa los genotipos E25, E66 y E70 que no son afectados significativamente por ninguna de las tres cepas y presentan intensidades de ataque e intensidades de esporulación mínimas. El cuarto grupo conformado por la mayoría de genotipos afectados por la cepa CVI1, los cuales presentaron intensidades de ataque y de esporulación con una calificación de 3.

5.15. Selección de los mejores genotipos élites resistentes a *M. ulei*

En la tabla 18 se clasifica el grado de resistencia de los 31 genotipos de *H. brasiliensis* evaluados en este estudio, considerando como criterios fundamentales las notas máximas de IE y DE (Le Guen *et al.*, 2002; Mattos, 2007).

Tabla 18. Clasificación de los materiales vegetales élite-franco de *H. brasiliensis* y el clon testigo IAN 873 basada en las notas máximas para cada una de las variables de resistencia a *M. ulei*.

GENOTIPO	IA		IE		DE		Calificación final	ERC
	Nota	Calificación	Nota	Calificación	Nota	Calificación		
E70	2	1	3	3	0	1	5	PR
E1	3	2	3	3	0	1	6	PR
E11	3	2	3	3	0	1	6	PR
E25	3	2	1	1	2	3	6	PR
E32	3	2	3	3	0	1	6	PR
E59	3	2	3	3	0	1	6	PR
E66	3	2	2	2	1	2	6	PR
E88	3	2	3	3	0	1	6	PR
E2	4	3	3	3	0	1	7	PR
E19	3	2	4	4	0	1	7	PR
E22	4	3	3	3	0	1	7	PR
E41	3	2	3	3	1	2	7	PR
E55	3	2	4	4	0	1	7	PR
E96	3	2	4	4	0	1	7	PR
E10	4	3	4	4	0	1	8	PR
E29	4	3	3	3	1	2	8	PR
E30	5	4	3	3	0	1	8	PR
E37	4	3	4	4	0	1	8	PR
E62	3	2	3	3	2	3	8	PR
E67	4	3	3	3	1	2	8	PR
E12	3	2	4	4	2	3	9	PR
E28	4	3	4	4	1	2	9	PR
E85	4	3	5	5	0	1	9	PR
E31	5	4	5	5	0	1	10	PR
E53	4	3	4	4	2	3	10	PR
IAN 873	4	3	6	6	0	1	10	AS
E39	4	3	4	4	3	4	11	AS
E49	5	4	6	6	0	1	11	AS
E82	5	4	6	6	0	1	11	AS
E23	4	3	4	4	4	5	12	AS
E44	5	4	6	6	3	4	14	AS

De acuerdo con la tabla 18, el 81% de los materiales evaluados fueron parcialmente resistentes (PR) a *M. ulei*, y el 19% restante que corresponden a los genotipos E23, E39, E44, E49, E82 y al clon testigo IAN 873 fueron

altamente susceptibles (AS) a *M. ulei*. No se presentó ningún genotipo élite que fuera completamente resistente a *M. ulei*.

Los mejores genotipos resistentes, resultan ser muy importantes en la búsqueda de resistencia horizontal (Rivano *et al.*, 1989) dado que su origen sexual (árbol franco) proveniente de parentales principalmente policlonales, constituye una barrera genética que contrarresta la variabilidad fisiológica del patógeno tanto en su etapa asexual como en su desarrollo estromática (fase sexual) bajo las condiciones de la Amazonia colombiana. En este sentido, el análisis de las reacciones fisiológicas de los genotipos evaluados permiten entender que la resistencia de *Hevea* a *M. ulei* está asociada con varios componentes de resistencia, los cuales participan parcialmente en la resistencia y están influenciados por complejas interacciones hospedero-parásito que difieren de acuerdo al genotipo y al aislamiento probado (Simmonds, 1990).

Los diez mejores genotipos élite francos seleccionados por su resistencia parcial al hongo *M. ulei* fueron en su orden E70, E1, E11, E25, E32, E59, E66, E88, E2 y E19, superiores al clon testigo IAN 873. Estos resultados permitieron concluir tres aspectos importantes sobre los materiales seleccionados: a) Resistencia parcial a *M. ulei* tanto en condiciones naturales como en condiciones controladas; b) reacción clonal específica según la procedencia del material vegetal; y c) compatibilidad específica con diferentes aislamientos polivirulentos en condiciones de laboratorio.

5.16. Referencias bibliográficas

CALDERÓN. A. A. 2009. Evaluación de la Resistencia de Siete Clones de Caucho Natural (*Hevea* spp.) a *Microcyclus ulei* bajo Condiciones Controladas en la Amazonía Colombiana. Tesis de pregrado. Universidad de la Amazonía. 46-65 p.

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

CHEE K. A.; HOLLIDAY. 1986. P. Enfermedad Sudamericana de la Hoja del Hule (Caucho). En: *Avances Investigativos en Caucho Natural* (eds.). V.

M. y L. P. NIETO RODRÍGUEZ. Santa Fe de Bogotá: CONIF, Serie técnica, n 37. 1997. 121-158 p.

ERIKSSON O. E. HAWKSWORTH D.L. 1993. Outline of the Ascomycetes-1993. *System Ascomycetum*. 12: 51-257 p.

GARCÍA D. TROISPOUX V. GRANCE N. RIVANO F. y AUZAC D. 1999. Evaluation of the Resistance of 36 *Hevea* Clones to *Microcyclus ulei* and Relation to Their Capacity to Accumulate Scopoletin and Lignins. *Eur. J. For. Path.* 29: 323-338

GASPAROTTO, L., LIMA, M.I.P.M., PEREIRA, J.C.R. & DOS SANTOS, A.F. 1990. Enfermidades da seringueira no Brasil. Manaus: Embrapa. Circular técnica n.. 169 p.

GASPAROTTO, L. & LIMA, M. I. P. M. 1991. Research on South American Leaf Blight (*Microcyclus ulei*) of rubber in Brazil. Review Article. *Indian J. Nat. Rubb. Res* 4 (2): 83-90 p.

GASPAROTTO, L., SANTOS, A F., PEREIRA, J.C.R., FERREIRA, F.A. 1997. Doenças da seringueira no Brasil. Brasília. Embrapa-SPI. 168 p.

HALLÉ, F.; OLDEMAN, R. A. A. & TOMLINSON, P.B. 1978 Tropical trees and forest. Berlin, Springer-verlag. 441 p.

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*, v.31. pp: 322-331.

JUNQUEIRA, N.T.V.; CHAVES G.M.; ZAMBOLIM L.; GASPAROTTO L. & ALFENAS A. C. 1986. Variabilidade fisiológica de *M. ulei*. *Fitopatologia Brasileira*. 11: 823-833.

JUNQUEIRA, N.T.V.; GASPAROTTO, L.; LIEBEREI, R.; NORMANDO, M.C.S.; LIMA, M.I. 1989. Especialização fisiológica de *Microcyclus ulei* em diferentes especies de seringueira: Identificação de grupos de patotipos *Fitopatologia Brasileira*. 14(2):147. Resumo.

LE GUENN V., GARCIA D., MATTOS C R.R., CLEMENT-DEMANGE A. 2002. Evaluation of field resistance to *Microcyclus ulei* of a collection of Amazonian rubber tree (*Hevea brasiliensis*) germplasm. Crop Breeding and Applied Biotechnology (2) 1:141-148.

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.; 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., GARCIA D, LE GUEN V. 2005. Seleção de Clones de Seringueira com Alta Produção e Resistentes ao Mal-Das-Folhas. CEPLAC. Comunicacao tecnico No 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.

RIVANO, F.; NICOLAS, D.; CHEVAUGEON, J. Resistance de L'Hevea a La Maladie Sud-Americaine dès feuilles. Perspectives de lutte. 125: 199-206. 1989.

RIVANO F. 1997. La Maladie Sud-Américaine des Feuilles de l'Hevea. I. Variabilité du Pouvoir Pathogene de *Microcyclus ulei*. Plantations, recherche, développement 4: 104-110 p.

SAMBUGARO, ROSANA. 2003. Caracterização anatômica foliar de clones de seringueira (*Hevea spp.*) visando resistência ao *Microcyclus ulei*. Tese (Mestre). Universidade Estadual Paulista "Julio de Mesquita Filho". Botucatu sp. 61 p.

SCHUBERT, K.; RITSCHER, A., BRAUN, U. 2003. A monograph of *Fusicladium lat.* (Hyphomycetes). Schlenchtendalia. 9: 353-356.

SIMMONDS N.W.; Breeding horizontal resistance to south American leaf blight of rubber. J. nat. Rubb. Res., 5(2), 102- 113. 1990.

STERLING, C. A. 2009. Evaluación de los Niveles de Patogenicidad de *Microcyclus ulei* en Diez Clones de Caucho (*Hevea spp.*) Bajo Condiciones Controladas en la Amazonía Colombiana. Tesis de maestría. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias. Departamento de Biología. 41 p.

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

CAPÍTULO 6

Caracterización morfológica y molecular de los nuevos clones de *H. brasiliensis* de origen franco

*Lorena Quintero Barrera¹, Olga Lucía Rodríguez¹,
Armando Sterling Cuéllar¹, Julieth Andrea Zapata²,
Orlando Martínez³.*



¹ Investigadores Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI.

² Contratista del proyecto. Contrato No. 116-200814819-3692 CIAT-SINCHI - Convenio No. 054/08 MADR-CIAT

³ Asesor estadístico Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI.

6.1. Selección de los diez mejores genotipos élitos de *H. brasiliensis*

A partir de los resultados de las evaluaciones de campo (desempeño agronómico, producción precoz, comportamiento fitosanitario y resistencia frente a inóculo natural de *M. ulei*) y de las evaluaciones en condiciones controladas (resistencia frente a inóculo *in vitro* *M. ulei*), se seleccionaron mediante una matriz de calificación final los 10 mejores genotipos élitos de *H. brasiliensis* de origen franco, superiores al clon testigo IAN 873 (ver Tabla 19). Estos materiales de acuerdo con el ciclo de mejoramiento genético del caucho natural (Gonçalves *et al.*, 1997), deberán ser evaluados en Campos Clonales a Gran Escala (en periodo improductivo y en periodo productivo), con el fin de determinar la capacidad adaptativa de estos genotipos y entender mejor la interacción genotipo-ambiente, antes de realizar cualquier recomendación final al productor.

6.2. Caracterización morfológica de los diez mejores genotipos

Una vez se seleccionaron los 10 mejores genotipos tanto en campo como en laboratorio, se realizó la caracterización morfológica de éstos materiales a través de la medición de 10 descriptores morfológicos según lo reportado por Delabarre y Benigno (1994), y Mercykutty *et al.* (2002). Los caracteres fueron evaluados como presencia y ausencia, se realizó un dendrograma, con la distancia de Jaccard y el algoritmo UPGMA.

En el Campo Clonal a Pequeña Escala CCPE y al cabo de 12 meses del establecimiento del mismo, se analizaron en cada genotipo las siguientes variables: Forma del peciolo (FP), Orientación del peciolo (OP), Color del foliolo (CF), Lustre del foliolo (LF), Ápice del foliolo (AF), Forma del foliolo central (FFC), Forma de los foliolos laterales (FFL), Grado de separación del foliolo (GSF), Arreglo del piso foliar (APF) y Separación del piso foliar (GPF). En la tabla 20 se encuentra la descripción y nota de cada una de las variables analizadas y en la figura 1 los principales aspectos pictóricos relacionados con los descriptores analizados.

Tabla 19. Matriz de selección de los 10 mejores genotipos élitos de *H. brasiliensis* de origen franco basada en el desempeño, la productividad precoz, el comportamiento fitosanitario y la resistencia a *M. ulei*.

Genotipo	Orden jerárquico	Calificación total 1	Calificación total 2	Calificación total 3	Calificación total 4	Calificación Final
E66	1	70	38	3	6	117
E73	2	26	66	11	15	118
E90	3	43	53	11	15	122
E64	4	63	42	3	15	123
E29	5	57	52	11	8	128
E35	6	30	74	17	15	136
E83	7	61	57	5	15	138
E25	8	79	44	11	6	140
E60	9	45	77	6	15	143
E89	10	50	65	14	15	144
E46	11	56	62	12	15	145
E22	12	47	79	15	7	148
E72	13	99	23	16	15	153
E59	14	80	58	10	6	154
E98	15	107	18	14	15	154
E53	16	60	82	3	10	155
E75	17	61	63	16	15	155
E10	18	67	68	13	8	156
E78	19	102	29	10	15	156
E42	20	112	14	16	15	157
E11	21	69	72	11	6	158
E14	22	133	7	3	15	158
E80	23	51	78	15	15	159
E17	24	120	15	12	15	162
E27	25	138	7	3	15	163
E51	26	127	12	11	15	165
E84	27	102	31	17	15	165
E91	28	87	56	8	15	166
E36	29	135	14	3	15	167
E76	30	65	78	9	15	167
E82	31	60	89	7	11	167
E16	32	124	15	14	15	168
E1	33	74	86	3	6	169
E58	34	89	62	3	15	169
E77	35	70	73	11	15	169
E31	36	106	47	7	10	170
E49	37	88	58	13	11	170
E70	38	92	64	9	5	170
E79	39	111	34	11	15	171
E19	40	105	47	13	7	172
E37	41	103	52	9	8	172
E55	42	80	82	3	7	172
E81	43	119	31	8	15	173
E95	44	118	27	13	15	173
E96	45	71	79	16	7	173
E4	46	72	71	16	15	174
E44	47	110	39	11	14	174
E3	48	100	53	8	15	176
E38	49	137	10	15	15	177
E52	50	143	6	13	15	177
E2	51	95	59	17	7	178
E20	52	74	74	17	15	180

Genotipo	Orden jerárquico	Calificación total 1	Calificación total 2	Calificación total 3	Calificación total 4	Calificación Final
E40	53	125	27	13	15	180
E57	54	109	39	17	15	180
E12	55	97	67	9	9	182
E97	56	90	74	3	15	182
E7	57	85	76	8	15	184
E69	58	73	79	17	15	184
E92	59	96	56	17	15	184
E8	60	97	62	11	15	185
E56	61	103	52	15	15	185
E62	62	94	72	11	8	185
E13	63	114	54	3	15	186
E39	64	85	76	14	11	186
E65	65	83	72	16	15	186
E23	66	96	74	7	12	189
E28	67	93	75	12	9	189
E87	68	82	77	15	15	189
IAN 873	69	100	76	3	10	189
E32	70	95	73	17	6	191
E45	71	115	44	17	15	191
E47	72	87	72	17	15	191
E50	73	104	55	17	15	191
E67	74	105	61	17	8	191
E99	75	102	71	3	15	191
E15	76	144	18	15	15	192
E18	77	129	38	10	15	192
E34	78	89	78	10	15	192
E43	79	102	58	17	15	192
E68	80	111	63	3	15	192
E71	81	73	88	16	15	192
E21	82	96	68	14	15	193
E6	83	121	49	9	15	194
E48	84	140	24	15	15	194
E86	85	121	45	14	15	195
E9	86	127	45	12	15	199
E41	87	126	51	16	7	200
E26	88	106	63	17	15	201
E30	89	115	68	10	8	201
E54	90	124	48	15	15	202
E5	91	129	56	3	15	203
E94	92	116	66	9	15	206
E85	93	102	80	17	9	208
E33	94	98	84	15	15	212
E61	95	127	59	11	15	212
E88	96	119	81	10	6	216
E24	97	94	92	17	15	218
E74	98	112	82	15	15	224
E63	99	122	76	17	15	230
E93	100	137	66	15	15	233

Nota. Calificación 1: basada en el desempeño en campo; calificación 2: basada en la tolerancia a enfermedades y plagas; calificación 3: basada en la resistencia en campo a *M. ulei*; calificación 4: basada en la resistencia a *M. ulei* en condiciones controladas

Los descriptores morfológicos fueron tomados como variables categóricas con calificaciones entre 1 y 7, estos datos fueron convertidos a una matriz binaria de presencia y ausencia. Esta matriz fue analizada utilizando el software SPSS V15 utilizando el coeficiente de similitud de Jackard (Sneath y Sokal, 1973) para luego construir un dendrograma mediante el algoritmo de UPGMA.

Tabla 20. Descriptores morfológicos evaluados en los 10 mejores genotipos élitos de *H. brasiliensis* seleccionados en Caquetá.

DESCRIPTOR	VARIACIÓN	NOTA
Forma del Pecíolo FP (ver Figura 73)	Arqueado	1
	Recto	2
	Cóncavo	3
	Forma de "s"	4
Orientación del Pecíolo OP (ver Figura 74)	Hacia arriba	5
	Horizontal	3
	Hacia abajo	1
Foliolo color CF	Verde claro	1
	Verde oscuro	3
	Verde amarillento	5
Foliolo (lustre) LF	Opaco	1
	Brillante	2
	Semibrillante	3
Ápice del Foliolo AF (ver Figura 75)	Aristado	1
	Acuminado	3
	Cuspidado	5
	Apiculado	7
Forma del foliolo central FFC (ver Figura 76)	Elíptica	1
	Oblanceolada	2
	Diamantelíptica	3
Forma de foliolos laterales FFL	Ovoide	1
	Lanceolada	2
	Obovoide	3
	Elíptica	4
	Oblanceolada	5
Grado de separación de los Foliolos GSF (ver Figura 77)	Sobrepuesto	5
	Sobrelapado	3
	separado	1
Arreglo del piso foliar APF (ver Figura 78)	Arco	4
	Globular	2
	Cónica	1
	Truncada	3
Separación del piso foliar SPF (ver Figura 79)	Separado	5
	No bien separado	3
	Difuso	1

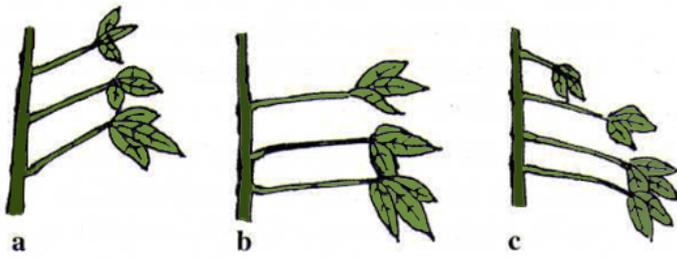


Figura 73. Forma del pecíolo (FP): a. arqueado, b. recto, c. cóncavo, d. forma de s.



Figura 74. Orientación del pecíolo (OP): a. hacia arriba, b. horizontal, c. hacia abajo.

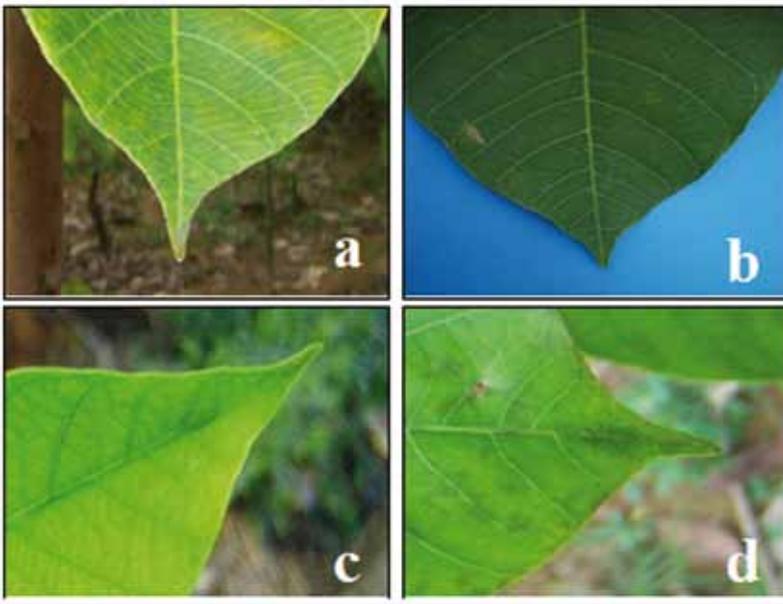


Figura 75. Forma del ápice (FA): a. aristado, b. acuminado, c. cuspidado, d. apiculado.

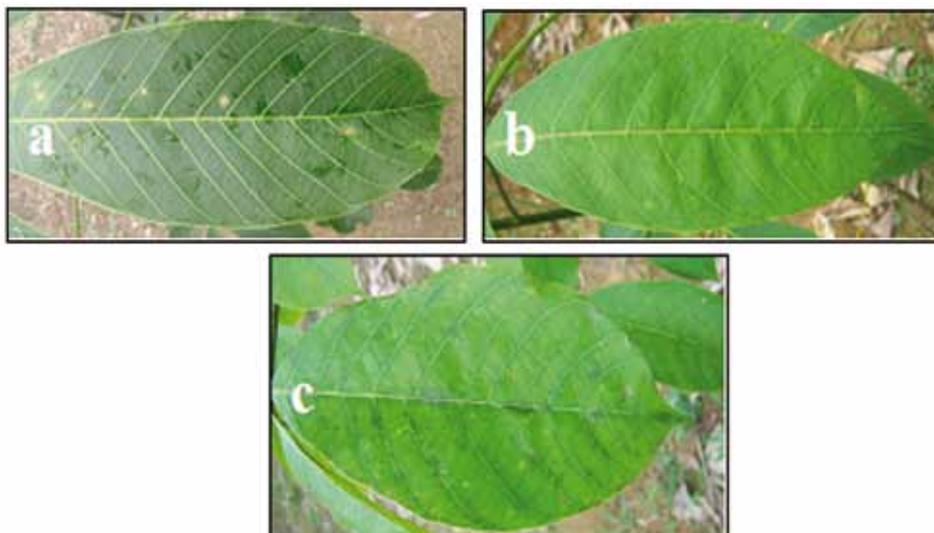


Figura 76. Forma del folíolo central (FFC): a. elíptica, b. oblanceolada, c. Diamantelíptica.



Figura 77. Grado de separación de los folíolos (GSF): a. separado, b. sobrepuesto, c. sobrelapado.



Figura 78. Arreglo del piso foliar (APF): a. arco, b. globular, c. cónico, d. truncado.

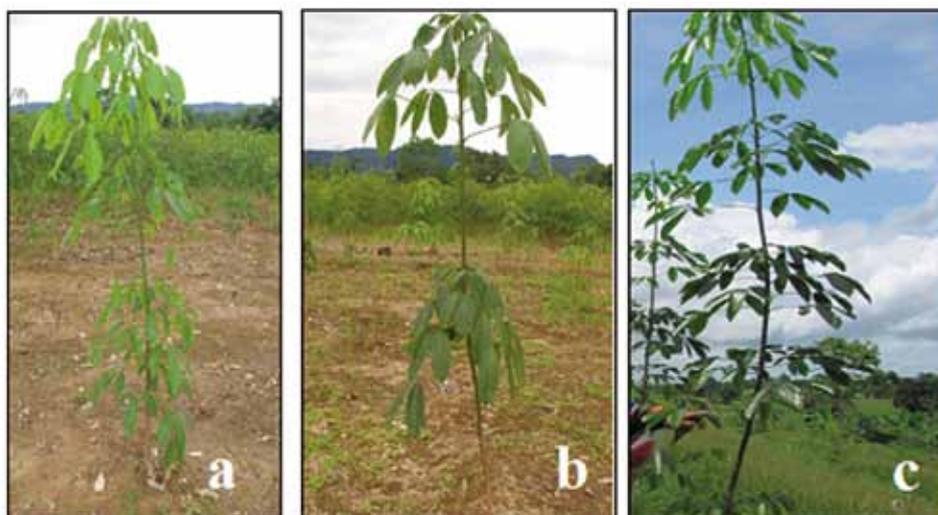


Figura 79. Separación del piso foliar (SPF): a. No bien separado, b. separado, c. difuso.

En la figura 80 se observa el dendrograma de disimilitud obtenido mediante el algoritmo de UPGMA, en el cual se aprecian dos grupos A y B con una distancia de 0.7, los cuales tienen subgrupos internos así **A** por subgrupo A1 por el élite 66 que fue seleccionado como el genotipo con calificación más alta de los 99 caracterizados en la tabla de selección final y el clon control IAN 873 (ver tabla 20); y A2 por los genotipos E73 y E64. El grupo **B** tiene dos grupos B1 conformados por los genotipos élite 90, 83 ,35 y 25 y el grupo B2 por los élites 29, 60 y 80.

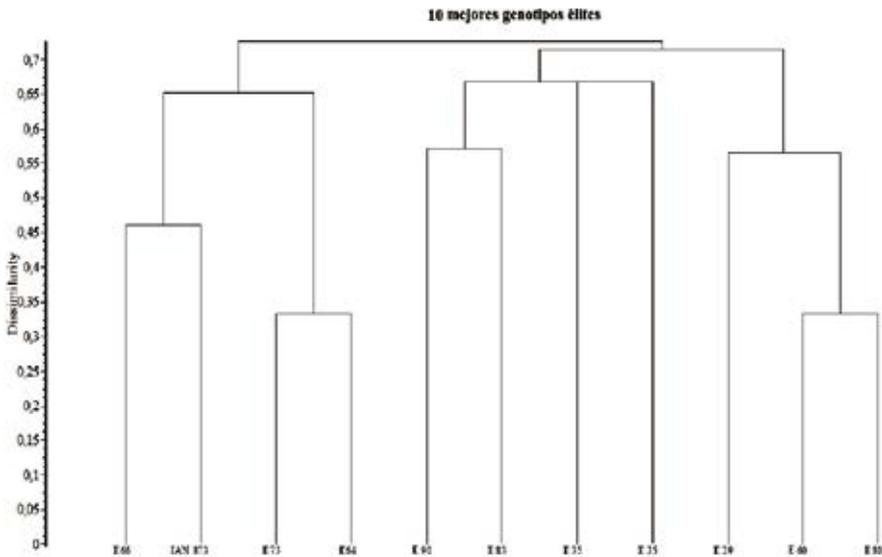


Figura 80. Dendrograma de disimilitud de 11 genotipos de *H. brasiliensis* (10 mejores élites y el testigo IAN 873) a partir de 10 caracteres morfológicos mediante el algoritmo UPGMA.

Los descriptores morfológicos son características que permiten identificar fácilmente una variedad con heredabilidad y estabilidad frente a los cambios ambientales. Se utilizan principalmente en la caracterización de clones de una colección.

Para la caracterización morfoagronómica de *H. brasiliensis* se cuenta con una lista de descriptores morfoagronómicos estandarizados por la UPOV, 2007, 2009, los cuales permiten la distinción de la homogeneidad y estabilidad de las diferentes variedades y /o clones de *Hevea*. Sin embargo, es importante mencionar que en este estudio solo se evaluaron

aquellos descriptores morfológicos de la fase juvenil (12 meses de edad) los cuales fueron definidos por Mercykutty *et al.* (2002) quien los proponen, debido a que consideran que los árboles de los clones de *Hevea* pueden ser descritos basados en sus caracteres morfológicos, forma, color y textura del foliolo, forma del tallo las cuales son características que se pueden usar en todas las edades de los árboles.

Los 99 genotipos del campo clonal a pequeña escala fueron evaluados con 19 descriptores morfológicos pero se debieron descartar 9 descriptores por no mostrar variabilidad que aportará a la discusión de los resultados, es este documento se presentan solo los resultados de los 10 clones seleccionados por sus características de tolerancia a enfermedades y mejor adaptación a las condiciones de siembra.

En el dendrograma se pueden observar agrupamientos de los diferentes clones evaluados, sin embargo como se puede ver en las distancias éstas están en unidades de 0 a 1 se puede inferir que aunque hay diferencias entre los materiales vegetales evaluados éstas diferencias no son significativas, resultados similares se observaron en la caracterización morfológica realizada por Quesada *et al.* (2011), lo cual es atribuido al linaje de los materiales.

Lo anterior podría significar que los 10 mejores genotipos seleccionados provienen de un acervo genético específico relacionado directamente con la procedencia del genotipo en el Departamento del Caquetá. No se usó análisis de componentes principales ya que los dos primeros componentes sólo explican un 10% la varianza total.

6.3. Caracterización molecular de los diez mejores genotipos

Con el propósito de identificar y discriminar nuevos clones, variedades y/o cultivares usualmente se utilizan caracteres morfológicos, tanto cuantitativos como cualitativos. Sin embargo el número de características morfológicas es limitado, la mayoría de ellas son multigénicas (cualitativas o cuantitativas) y su expresión está influenciada por las condiciones ambientales (Smycal *et al.*, 2008). Específicamente en *Hevea*, el análisis convencional de variabilidad genética es muy difícil debido a la naturaleza perenne del árbol, larga

crianza y ciclos de selección y las dificultades para custodiar progenies F2 (Saha *et al.*, 2007).

Para superar las limitaciones de las características morfológicas, se han desarrollado otros tipos de caracteres o marcadores tanto a nivel de proteínas como a nivel de ADN. Los marcadores de proteínas denominados “marcadores bioquímicos”, son proteínas de almacenamiento de semillas o isoenzimas que fueron utilizados ampliamente en los años 80s, son generadas a través de electroforesis, aprovechando las propiedades migracionales de las proteínas y enzimas. Sin embargo, también están influenciadas por el medio ambiente y por los cambios que ocurren durante los diferentes estados de desarrollo de la planta (de Vicente *et al.*, 2004).

Paralelamente, los marcadores al nivel del ADN, conciernen a la molécula como tal y se consideran ser medidas de variación objetivas, no están sujetas a las influencias ambientales; las evaluaciones se pueden llevar a cabo en cualquier momento del desarrollo de la planta, y además tienen el potencial de existir en un número ilimitado, cubriendo todo el genoma (de Vicente *et al.*, 2004).

Muchos tipos de marcadores moleculares existen, cada uno con propiedades distintas, los más conocidos son los AFPL (Amplified Fragment Length Polymorphism), RFLP (Restriction Fragment Length Polymorphism), RAPD (Random Amplification of Polymorphic DNA) y SSR (Simple Sequence Repeat).

Particularmente en caucho, los marcadores moleculares se han utilizado hace más de 15 años en el cultivo de *Hevea* en diferentes estudios de diversidad genética: RFLPs (Besse *et al.*, 1994), RAPD (Varghese *et al.*, 1997; Nakkanong *et al.*, 2008), AFLP (Nurhaimi-Haris *et al.*, 2003), y SSR (Saha *et al.*, 2005; Saha *et al.*, 2007; Souza *et al.*, 2009), estudios que han evaluado la variabilidad genética de materiales tanto comerciales y/o naturales.

Adicionalmente los marcadores moleculares en *Hevea* han sido empleados en la identificación de loci genéticos implicados en la expresión de rasgos agronómicos (Lespinasse *et al.*, 2000b, Le Guen *et al.*, 2007) y en mapeo genético (Lespinasse *et al.*, 2000a).

La clase de marcadores moleculares más eficiente son los microsatélites (SSR), dada su hipervariabilidad, naturaleza codominante, su distribución al azar en el genoma y alta reproducibilidad (Powell *et al.*, 1996). Por ello han sido utilizados en estudios de diversidad genética, y en la identificación y distinción de cultivares en relación a un cultivo en particular, porque a través de características morfológicas a menudo son indistinguibles entre sí (Thomas *et al.*, 1994; Bowers *et al.*, 1996; Sefc *et al.*, 2000).

Los microsatélites se basan en secuencias cortas (1-6 pb) repetidas en tándem (Litt y Luty, 1989). Generalmente se identifican mediante la selección de pequeños insertos en bibliotecas genómicas enriquecidas de microsatélites mediante hibridación con oligonucleótidos, seguida de la secuenciación y/o búsqueda de secuencias en bases de datos (Sharapov *et al.*, 2002).

En *H. brasiliensis* se han realizado bibliotecas genómicas para la identificación de marcadores microsatélites: Atan *et al.*, 1996; Lespinasse *et al.*, 2000a; Bindu-Roy *et al.*, 2004; Saha *et al.*, 2005; Ze-Wei *et al.*, 2009; Yu *et al.*, 2011. Los microsatélites desarrollados por Lespinasse *et al.* 2000 fueron utilizados en la construcción del primer mapa de ligamiento del género *Hevea*, y Feng *et al.* (2010) utilizaron microsatélites génicos y genómicos en la construcción del mapa de ligamiento para la especie.

Adicionalmente, los microsatélites desarrollados se han utilizado principalmente para analizar la diversidad genética de materiales de *H. brasiliensis* cultivado y/o silvestre (Saha *et al.*, 2005, Saha *et al.*, 2007; Nakkanong *et al.*, 2008; Gouvêa *et al.*, 2010), lográndose diferenciar hasta 27 clones comerciales con cuatro microsatelites (Saha *et al.*, 2005).

Dado el desarrollo de los marcadores moleculares microsatélites en la especie, es importante generar este tipo de información a nivel genético que complemente la caracterización morfoagronómica y la evaluación en campo de los mejores genotipos élitos de *Hevea brasiliensis* seleccionados en el departamento de Caquetá.

6.3.1. Marcadores moleculares tipo microsatélites para los diez mejores genotipos de *H. brasiliensis*

- **Colecta y preparación del material vegetal**

Se colectó material foliar que fue transportado en bolsas de selle hermético con gel de sílice (el cual reduce la humedad en espacios cerrados), hasta su llegada al Laboratorio de Biotecnología del Instituto SINCHI sede de enlace Bogotá. Para preservar el material este fue secado en horno por 48 horas a 37°C.

- **Extracción de ADN**

Para la obtención del material genómico, se utilizó la metodología de extracción propuesta por Varguesse et al. (1997), con algunas modificaciones que permitieron aumentar la calidad del ADN: 0.035 g (peso seco) de tejido fue homogenizado mediante el equipo FastPrep®-24 (MP Biomedicals). Posteriormente, se adicionaron 750 µL de solución de extracción Varghesse (CTAB 10%; Tris-HCl (pH 8.0) 1 M; EDTA 0.5 M; NaCl 5 M) y se incubó a 60°C por 40 minutos, mezclando ocasionalmente. A continuación, se adicionó un volumen de cloroformo:alcohol isoamílico (24:1) y se centrifugó a 11000g por 10 minutos a temperatura ambiente. La fase acuosa fue recuperada y se agregó 1 volumen de isopropanol, luego se centrifugó a 11000g por 8 minutos. El sobrenadante fue descartado, y se lavó el precipitado con 500 µL de etanol 70 %, para luego centrifugar a 13500 gravedades por 8 minutos. Se descartó el sobrenadante y se dejó secar el pellet. El ADN fue re-suspendido en agua tipo Milli-Q. Se trató con ARNasa a 37°C durante toda la noche. El ADN se conservó a 4°C. La calidad y cantidad de ADN fue evaluada mediante su visualización en geles de agarosa 0.8% tinción con SYBr Safe (0,5 X), y cuantificado mediante el software E-Capt ver 15.06.

- **Amplificación de los microsatélites**

Seis pares de cebadores microsatélites se utilizaron para la caracterización molecular: *Hmac4*, *Hmac5*, *Hmct1*, *Hmct5* (Saha et al., 2005), M574 (Lespinasse et al., 2000; Lekawipat et al., 2003) y HSSR019 (Ze-Wei et al., 2009), que fueron seleccionados de acuerdo a su utilización en

caracterizaciones moleculares, alto contenido de información polimórfica (PIC) en trabajos reportados, y de acuerdo a los resultados del proyecto “Contribución a la certificación por técnicas moleculares del material comercial de *Hevea brasiliensis* de interés para Colombia”(datos no reportados).

Las mezclas de reacción de amplificación se realizaron a partir de 20ng de ADN (para los cebadores M574 y HSSR019) y 14ng de ADN (para los cebadores *Hmac4*, *Hmac5*, *Hmct1* y *Hmct5*); 1X de Buffer PCR; 1,5mM $MgCl_2$; 0,2 mM de dNTP; 0,2 μ M de cada cebador y 1U de Taq polimerasa, en un volumen final de 20ul.

Las condiciones de amplificación para el cebador M574 fueron las reportadas por de Lespinasse *et al.* (2000a), para los cebadores *Hmac4*, *Hmac5*, *Hmct1* y *Hmct5*, se realizaron de acuerdo al autor Saha *et al.* (2005). En el caso del cebador HSSR019, se optimizó de la siguiente forma: desnaturalización inicial a 95°C durante 12 minutos, seguido por 32 ciclos de 94°C durante 25 seg, 53.3°C durante 25 segundos y 68°C por 1 minuto; y una extensión final a 72°C por 20 min.

Los productos de PCR fueron separados en geles de poliacrilamida 6%, 7 M urea, TBE 1X, la electroforesis se llevo a cabo 90 W a una temperatura de 50 °C, por dos horas aproximadamente. La visualización de las bandas se realizó mediante tinción con plata de acuerdo a Bassam *et al.* (1991).

6.3.2. Análisis del polimorfismo

Con los datos generados por los marcadores moleculares microsatélite se calculó para cada iniciador el número de bandas polimórficas, el número de bandas monomórficas, y el número de bandas totales. El contenido de información polimórfica (PIC) y su error estándar también fueron calculados mediante el software Info-Gen (Balzarini y Di Rienzo, 2003), donde el PIC se estima de acuerdo a Botstein *et al.* (1980):

$$PIC = 2 \sum_{i=2}^l \sum_{j=1}^{i-1} [p_i p_j (1 - p_i p_j)]$$

A partir de la lectura de los geles, se construyó una matriz binaria de presencias y ausencias de las bandas (1=presencia, 0=ausencia) con todos los marcadores microsatélites. Posteriormente con esta matriz se calcularon semejanzas entre todos los pares posibles de genotipos empleando el

coeficiente de Rogers y Tanimoto (1960):

$$S_2(x_1, x_2) = \frac{a+d}{a+2b+2c+d}$$

Donde:

a = número de variables para el cual las dos muestras tienen el valor de uno

d = número de variables para el que las dos muestras tienen el valor de cero

b y c = números de las variables para los cuales las dos muestras tienen un valor diferente.

Finalmente, con la matriz de semejanzas se calculó una matriz de disimilaridad (1-S) o distancia que luego fue representada gráficamente utilizando el método de ligamiento promedio (UPGMA). También se estimó el índice de correlación cofenética para determinar el grado de ajuste de la matriz de semejanza con la representación gráfica. Todos los cálculos se realizaron mediante el software Info-Gen (Balzarini y Di Rienzo, 2003).

6.3.3. Polimorfismos encontrados en los diez mejores genotipos

A partir de seis microsatélites empleados con los diez clones seleccionados, se obtuvieron en total 26 bandas con patrones de lectura claros y reproducibles (figura 81). El 96,55% de las bandas fue polimorfo (tabla 21), con estos SSR no se encontraron clones con genotipo idéntico.

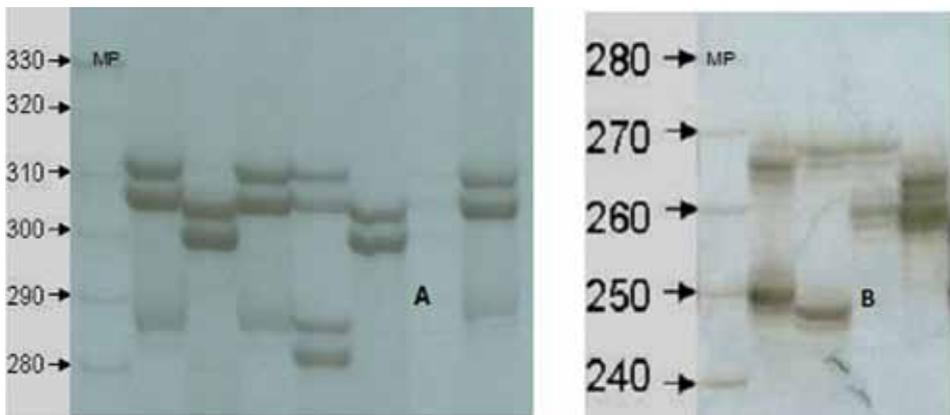


Figura 81. Gel de poliacrilamida microsatélite HSSR019 (A) y M574 (B).

MP: Marcador de peso molecular

Tabla 21. Descripción de datos obtenidos con los seis marcadores SSR.

Resumen	Datos
Muestras	10
Muestras duplicadas	0
Numero total de bandas	29
Bandas Monomorficas	1
Bandas Polimorficas (%)	96.55
Cebadores	6

La tabla 22, señala los resultados por cebador microsatelite empleado. Los SSR que mostraron mayor número de bandas fueron *M574* y *Hmac5*, sin embargo el cebador que mostró mayor contenido de información polimórfica fue *Hmct5*.

Tabla 22. Resumen de cada uno de los seis cebadores microsatélite.

Cebador	Bandas Polimorficas	Bandas Monomorficas	Bandas Totales	PIC
<i>M574</i>	6	0	6	0.28 ± 0.03*
<i>Hmac4</i>	3	1	4	0.23 ± 0.02
<i>Hmct1</i>	5	0	5	0.24 ± 0.02
<i>Hmac5</i>	6	0	6	0.29 ± 0.03
<i>Hmct5</i>	5	0	5	0.32 ± 0.03
HSSR019	3	0	3	0.23 ± 0.03
Total	28	1	29	

o de informacion polimorfica.

ñror estandar PIC

En general todos los cebadores empleados mostraron ser informativos porque los valores PIC estuvieron por encima del 50% del rango teórico del contenido de información polimórfica (0.01 a 0.50).

Los alelos generados por los seis microsatélites variaron entre 3 (HSSR019) a 6 (*M574* y *Hmac5*) alelos por locus (tabla 23). El cebador que presentó alelos con mayor peso molecular fue el HSSR019 (con pesos de 268 a 311

pb) y los menores pesos se observaron con el marcador *Hmct5* (con pesos de 198 a 214 pb). En los restantes microsatélites los alelos se sobrelapan en gran proporción.

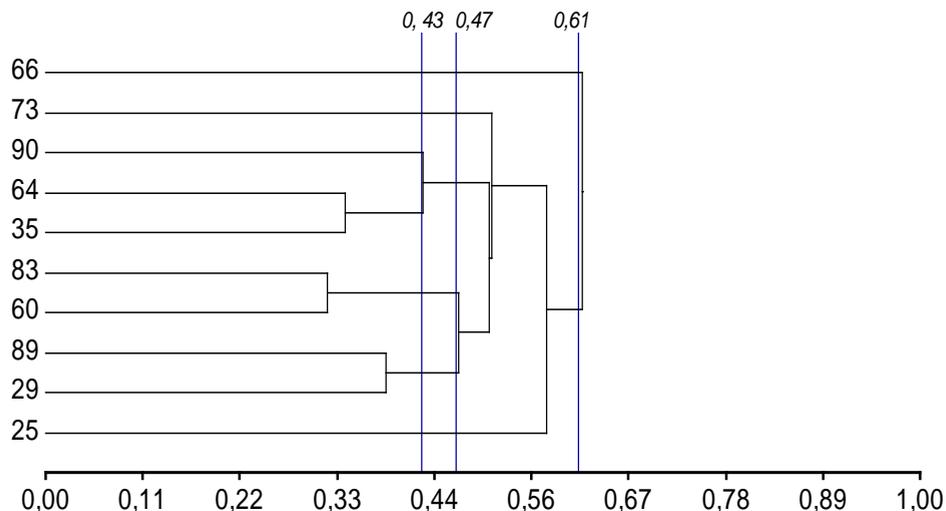
Tabla 23. Composiciones alélicas de los 10 élites promisorios de Caquetá analizados a través de seis SSR.

Élite	M674			Hmac4			Hmct1			Hmac5			Hmct5			HSSR019		
	Alelo 1*	Alelo2	G	Alelo 1	Alelo2	G												
25	236	257	AF	225	225	BB	204	227	BE	258	262	BC	198	214	AE	268	268	AA
29	253	257	EF	225	225	BB	204	220	BD	258	276	BE	200	214	BE	311	311	CC
35	239	257	BF	225	270	BD	204	204	BB	274	276	DE	200	208	BD	311	311	CC
60	239	253	BE	225	225	BB	204	204	BB	258	276	BE	198	206	AC	311	311	CC
64	239	257	BF	225	263	BC	204	206	BC	276	276	EE	198	208	AD	311	311	CC
66	242	248	CD	225	225	BB	204	206	BC	276	290	EF	198	214	AE	304	304	BB
73	253	257	EF	224	225	AB	200	204	AB	274	274	DD	200	208	BD	NA	NA	0
83	239	253	BE	225	225	BB	204	204	BB	245	258	AB	208	208	DD	NA	NA	0
89	248	257	DF	224	225	AB	204	220	BD	245	258	AB	198	200	AB	311	311	CC
90	257	257	FF	225	263	BC	220	227	DE	262	276	CE	208	208	DD	311	311	CC

* Peso molecular. G: genotipo. NA: No amplificó

El coeficiente de disimilaridad tiene una escala que va de 0 a 1, siendo 0 genotipos idénticos y 1 genotipos muy distantes. Para los 10 genotipos evaluados esta estimación varía de 0,32 a 0,65. La distancia genética más baja observada fue entre los genotipos 60 y 83 (0,32) mientras que el genotipo 66 fue el más distante con una estimación de disimilaridad de 0,62.

La figura 82, muestra el análisis de agrupamiento de los 10 genotipos, a una distancia aproximada de 0,615 se agrupan todos los individuos. Asimismo, indica que los materiales más distantes son los genotipos 66 y 25. Basados en los seis SSR empleados, no hay genotipos idénticos. Sin embargo, para el grupo de los genotipos 90, 64, 34 y el grupo 83, 60, 89 y 29, presentan distancias genéticas promedio menores a 0,5, lo cual está indicando una estrecha base genética entre esos grupos de genotipos.



Coefficiente de disimilaridad Rogers y Tanimoto

Figura 82. Análisis de agrupamiento de los 10 mejores élites basado en datos de seis marcadores microsatélite.

A través de la aplicación de los microsatélites reportados en la literatura, fue posible realizar la caracterización molecular de los 10 mejores genotipos seleccionados con base en su comportamiento en campo. El índice de contenido de información polimórfica más alto de los microsatélites evaluados fue el estimado para el cebador Hmct-5, que en los trabajos de Saha *et al.* (2005) y Nakkanong *et al.* (2008) también se reportó con los valores más altos de polimorfismo, lo cual indica que es un locus informativo y debe ser utilizado en trabajos de caracterización molecular en *Hevea*.

Si bien fue posible determinar en estos 10 genotipos la composición alélica con los seis microsatélites evaluados, se prevee utilizar electroforesis capilar para la determinación exacta de los pesos moleculares de los alelos encontrados e incluir los clones de mayor difusión comercial en Colombia, para determinar posibles relaciones genéticas entre los clones de este proyecto y los comerciales y realizar una comparación con la información alélica reportada por Saha *et al.* (2005) para clones asiáticos.

El análisis de agrupamiento permitió determinar que entre los 10 genotipos no hay individuos idénticos. No se observaron agrupamientos

por procedencia de colecta del material, probablemente porque estos genotipos no son originarios de esta zona, son el resultado de campos de observación establecidos hace algún tiempo que fueron abandonados, sobreviviendo solo algunos genotipos. De resaltar el genotipo 66 que fue el más distante en el análisis de conglomerados, y que de acuerdo a su evaluación en campo fue el que mostró las mejores características evaluadas en conjunto.

Paralelamente se pudo identificar que los genotipos más distantes, 66 y 25, fueron los que mostraron la mejor resistencia a *Microcyclus ulei* en condiciones controladas. Mientras que los agrupamientos de genotipos 90, 64, 34; y 83, 60, 89, 29, corresponden a los materiales que mostraron la menor resistencia a *M. ulei* en condiciones controladas, sin embargo tienen un comportamiento en campo superior.

De acuerdo a los resultados obtenidos, los 10 genotipos de caucho tienen una base fenotípica, según su desempeño en campo, y genotípica, basado en los datos de microsatélites evaluados, que debe seguir siendo explorada y a partir de la cual puede ser posible obtener genotipos con las características deseadas para la región, sin embargo son resultados que deben ser considerados a largo plazo y que necesitan mayor apoyo e infraestructura.

6.4. Diez nuevos clones de *H. brasiliensis* promisorios para la Amazonía colombiana

De acuerdo con la matriz de selección de los 10 mejores genotipos élites de *H. brasiliensis* (tabla 19) y el análisis de la variabilidad e identidad morfológica y molecular, los 10 nuevos clones de *H. brasiliensis* seleccionados y recomendados para continuar la etapa de Campo Clonal a Gran Escala en el Departamento del Caquetá, corresponderán en adelante a la serie ECC (Élite Caquetá Colombia) y conservarán la numeración consecutiva que se les asignó durante la fase de preselección (Capítulo 1). En este sentido, los 10 nuevos clones élites de caucho natural autóctonos de la región y promisorios para la Amazonia colombiana son los siguientes: ECC 66, ECC 73, ECC 90, ECC 64, ECC 29, ECC 35, ECC 83, ECC 25, ECC 60 y

ECC 89, los cuales resultaron ser superiores al clon testigo IAN 873 quien ocupó la posición 69 entre 100 genotipos evaluados.

6.5. Referencias bibliográficas

ATAN S, LOW F.C, SALEH N.M, 1996. Construction of a microsatellite enriched library from *Hevea brasiliensis*. *Journal of Natural Rubber Research* 11: 247-255.

BALZARINI M, DI RIENZO J, 2003. Info-Gen: Software para análisis estadístico de datos genéticos. Facultad de Ciencia Agropecuarias. Universidad Nacional de Córdoba. Argentina.

BASSAM B, CAETANO-ANOLLÉS J, GRESSHOFF P. M, 1991. Fast and sensitive silver staining of DNA in polyacrylamide gels. *Anal Biochem* 196. 1:80-3.

BESSE P, SEGUIN M, LEBRUN P, CHEVALLIER M. H, NICOLAS D, AND LANAUD C, 1994. Genetic diversity among wild and cultivated populations of *Hevea brasiliensis* assessed by nuclear RFLP analysis. *Theor. Appl. Genet.* 88: 199—207.

BINDU ROY C, NAZEER M.A, SAHA T, 2004. Identification of simple sequence repeats in rubber (*Hevea brasiliensis*). *Current Science* 87, 807-811

BOTSTEIND, WHITE R. L, SKOLNICK M. Y, DAVIS R. W, 1980. Construction of a genetic linkage map in man using restriction fragment length polymorphisms. *Am. J. Hum. Genet.* 32:314-331.

BOWERS J, DANGL G, VIGNANI R, AND MEREDITH C, 1996. Isolation and characterization of new polymorphic simple sequence repeat loci in grape (*Vitis vinifera* L.). *Genome* 39: 628—633.

DELABARRE, M.; BENIGNO, D. Rubber A Pictorial Technical Guide for Smallholders. CIRAD-CP. Montpellier, France. 165 p.

DE VICENTE M.C, LÓPEZ C, AND FULTON T. (eds.), 2004. Genetic Diversity Analysis with Molecular Marker Data: Learning Module. International Plant Genetic Resources Institute (IPGRI), Rome, Italy.

FENG S. P, LI W.G, HUANG H.S, WANG J.Y, WU Y.T, 2009. Development, characterization and cross-species/genera transferability of ESTSSR markers for rubber tree (*Hevea brasiliensis*). *Molecular Breeding*. 23 (1): 85-97.

GONÇALVES, P. DE S.; ORTOLANI, A. A. E; CARDOSO, M. 1997. Melhoramento genético da seringueira: uma revisão. Documentos IAC 54. 55pag. Campinas-SP, Brasil.

GOUVÊA L, RUBIANO L. B, CHIORATTO A. F, ZUCCHI M. I, AND DE SOUZA GONÇALVES P, 2010. Genetic divergence of rubber tree estimated by multivariate techniques and microsatellite markers. *Genetics and Molecular Biology* 33 (2): 1-12

LE GUEN V. D, GARCIA C. R, MATTOS R, DOARE´ F, LESPINASSE D, SEGUIN M, 2007. Bypassing of a polygenic *Microcyclus ulei* resistance in rubber tree, analyzed by QTL detection. *New Phytol*. 173: 335—345.

LEKAWIPAT N, TEERAWATANASUK K, RODIER-GOUD M, SEGUIN M, VANAVICHIT A, TOOJINDA T, AND TRAGOONRUNG S, 2003. Genetic diversity analysis of wild germplasm and cultivated clones of *Hevea brasiliensis* Muell. Arg. By using microsatellite markers. *Journal of Rubber Research*. 6(1): 36-47

LESPINASSE D, GRIVET L, TROISPOUX V, RODIER-GOUD M, PINARD F, AND SEGUIN M, 2000b. Identification of QTLs involved in the resistance to South American leaf blight (*Microcyclus ulei*) in the rubber tree. *Theor. Appl. Genet*. 100: 975—984.

LESPINASSE D, RODIER-GOUD M, GRIVET L, LCONTE A, LEGNATE H, AND SEGUIN M, 2000a. A saturated genetic linkage map of rubber tree (*Hevea* spp.) based on RFLP, AFLP, microsatellite, and isozyme markers. *Theor. Appl. Genet*. 100: 127—138.

LITT M, LUTTY J.A, 1989. An hypervariable microsatellite revealed by in vitro amplification of a dinucleotide repeat within the cardiac muscle actin gene. *American Journal of Human Genetics*, v.44, p.397–401.

MERCYKUTTY, V. C.; MARATTUKALAM, J. G; SARASWATHYAMMA, C. K.; MEENAKUMARI, T. 2002. Identification of Hevea clones a manual. Rubber Research of India (RRRI). 103 pg. Kottayam/ Kerela, India

NAKKANONG K, NUALSRI C, AND SDOODEE S, 2008. Analysis of genetic diversity in early introduced clones of rubber tree (*Hevea brasiliensis*) using RAPD and microsatellite markers. *Songklanakarin J. Sci. Technol.* 30 (5): 553-560

NURHAIMI-HARIS, ASWIDINNOOR H, TORUAN-MATHIUS N, PURWANTARA A, 2003. Kemiripan genetik klon karet (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.) berdasarkan metode Amplified Fragment Length Polymorphisms (AFLP) Genetic similarity of rubber clones (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg) based on Amplified Fragment Length Polymorphisms (AFLP) method. *Menara Perkebunan*, 71(1): 1-15.

POWELL W, MACHRAY G, PROVAN J, 1996. Polymorphism revealed by simple sequence repeats. *Trends Plant Sci.* 1: 215–222.

QUESADA *et al.* 2011 Evaluación de la Variabilidad Genética de Clones de Caucho Natural presentes en la colección clonal del Instituto SINCHI, a través del uso de descriptores morfológicos. *Revista Colombia Forestal*, 14 (1): en impresión. Bogotá, Colombia.

ROGERS, D. G, TANIMOTO T. T, 1960. A computer program for classifying plants. *Science*, 132: 1115-1118.

SAHA T, ROY C. B, RAVINDRAN M, BINI K, AND NAZEER M. A, 2007. Allelic Diversity Revealed Through SSR Polymorphisms at the Locus Encoding HMG-CoA Reductase in Rubber (*Hevea brasiliensis*). *Silvae Genetica* 56 (2):

Saha T. C, Bindu R, and Nazeer M. A, 2005. Microsatellite variability and its use in the characterization of cultivated clones of *Hevea brasiliensis*. *Plant Breeding*. 124: 86-92.

SEFC K, LOPES M, LEFORT F, BOTTA R, ROUBELAKIS- ANGELAKIS K, IBANEZ J, PEJIC, I, WAGNER H, GLOSSL J AND STEINKELLNER H, 2000. Microsatellite variability in grapevine cultivars from different European regions and evaluation of assignment testing to assess the geographic origin of cultivars. *Theor. Appl. Genet.* 100: 498—505.

SHAROPOVA N, MCMULLEN M. D, SCHULTZ L, SCHROEDER S, SANCHEZ-VILLEDA H, GARDINER J, BERGSTROM, D, HOUCHINS K, MELIA-HANCOCK S, MUSKET T, NGOZI, D, POLACCO M, EDWARDS K, RUFF T, REGISTER J. C, BROUWER C, THOMPSON R, VELASCO R, CHIN E, LEE M, WOODMAN-CLIKEMAN W, LONG M.L, LISCUM E, CONE K, GEORGIA D. G, COE J. R, E. H, 2002. Development and mapping of SSR markers for maize. *Plant Molecular Biology.* v.48, p.463–481.

SMYKAL P, HORACEK J, DOSTALOVA R, HYBL M, 2008. Variety discrimination in pea (*Pisum sativum* L.) by molecular biochemical and morphological markers. *J Appl Genet* 49(2): 155-166.

SOUZA L, MANTELLO C, SANTOS M, DE SOUZA GONÇALVES P, AND SOUZA A, 2009. Microsatellites from rubber tree (*Hevea brasiliensis*) for genetic diversity analysis and cross-amplification in six *Hevea* wild species. *Conservation Genet Resour* 1(1):75-79.

THOMAS M, CAIN P, AND SCOTT N, 1994. DNA typing of grapevines: a universal methodology and database for describing cultivars and evaluating genetic relatedness. *Plant Mol. Biol.* 25, 939—949.

VARGHESE Y. A, KNAAK C, SETHURAJ M. R, ECKE W, 1997. Evaluation of random amplified polymorphic DNA (RAPD) markers in *Hevea brasiliensis*. *Plant Breeding* 116, 47—52.

YU FEI, BAO-HUA W, SU-PING F, JING-YI W, WEI-GUO L, YAO-TING W, 2011. Development, characterization, and cross-species/genera transferability of SSR markers for rubber tree (*Hevea brasiliensis*). *Plant Cell Rep* 30:335–344

ZE-WEI A, YAN-HONG Z, HAN C, WEI-GUO L, AND HUA-SUN H, 2009. Development and application of EST-SSR markers in *Hevea brasiliensis* Muell. Arg. *Hereditas* (Beijing). 31(3):311-319.

