

Capítulo III.

Recurso genético, propagación y manejo en vivero

Danilo Augusto Monsalve García

Recurso genético

El caucho natural (*Hevea brasiliensis*) es un recurso genético de importancia estratégica para las naciones. Los países de tradición cauchera conocen esta importancia, razón por la cual tienen programas de mejoramiento genético con una trayectoria de más de 80 años. Colombia debe incluirse de manera imperativa en esta dinámica. Es por esto que conocer el origen y la diversidad (centro de origen y diversidad) de la especie, los genotipos que ha desarrollado el mundo y los que actualmente se aprovechan en el núcleo heveícola del Bajo Cauca de Antioquia y del sur de Córdoba es importante como línea base. Esto servirá como elemento de entendimiento y de planeación prospectiva de cambio, puesto que, en la actualidad, a pesar de la cantidad de clones a nivel mundial (algunos de ellos en proceso de evaluación en Colombia), este núcleo depende, en su mayoría, de plantaciones de solo tres clones desde hace más de 40 años.

Origen y diversidad de *Hevea brasiliensis*

H. brasiliensis es una especie de la familia Euphorbiaceae, originaria de la cuenca amazónica de Suramérica y está ausente en su forma silvestre en otras partes del mundo: por lo anterior, esta región, específicamente el río Negro de la Amazonia, se considera centro de origen y diversidad de la especie e inclusive del género *Hevea* (Schultes, 1945). Sin embargo, Schultes (1945), Wycherley (1992), Sterling Cuéllar & Rodríguez León (2011) y Rodríguez Triana (2012) también reportaron una gran región poblada por las especies del género *Hevea* en la Amazonia brasileña, el oriente colombiano y peruano, el norte de Bolivia, el sur de Venezuela y las Guayanas. La familia Euphorbiaceae se puede reconocer fácilmente por sus flores pentámeras y sus ovarios tricarpelares, mientras que la característica botánica clave de

las plantas del género *Hevea* son sus hojas trifoliadas (Clement-Demange et al., 2007). Este género está conformado por diez especies: *H. brasiliensis*, *H. guianensis*, *H. benthamiana*, *H. pauciflora*, *H. spruceana*, *H. mycrophyla*, *H. rigidifolia*, *H. nítida*, *H. camporum* y *H. camargoana* (Schultes, 1970; Wycherley, 1992). La diferenciación del género se debe a cambios en la composición del bosque amazónico, que son causados por variaciones climáticas; por ejemplo, cambios en la humedad y periodos semisecos que han ocurrido durante 100.000 años, lo que ha permitido la fragmentación del género *Hevea* en unidades de bosque (Clement-Demange et al., 2007; Priyadarshan et al., 2009).

A partir de numerosas expediciones de la colonización de América, *H. brasiliensis* fue llevada a Europa por Colón en 1493, Cortés en 1528, la Neuville en 1723, la Condamine en 1736, Fresneau en 1751 y Fusée Aublet en 1775 (Clement-Demange et al., 2007); estas coincidencias sugieren el valor potencial que representaba esta especie para los colonos europeos. Sin embargo y a pesar de su origen, existe una paradoja en cuanto a la domesticación de *H. brasiliensis*, debido a que la historia productiva de esta especie en América Latina está limitada por el ataque del hongo Ascomycete *Pseudocercospora ulei*, que causa la enfermedad denominada “mal suramericano de la hoja” (*South American Leaf Blight* [SALB]) (Clement-Demange et al., 2007; Castro Navarro, 2011; Jaimes & Rojas, 2011). Debido a esto, los mayores desarrollos en la domesticación y en el mejoramiento de este cultivo se han dado en Asia (Singapur, Malasia, Indonesia e India), a partir del transporte de semillas desde Brasil hacia los denominados “*kew gardens*” por Wickham en 1876 y la posterior transferencia de plántulas a los países asiáticos (Clement-Demange et al., 2007). No obstante, Clement-Demange et al. (2007) mencionan que en Brasil también se ha realizado mejoramiento genético de la especie con un enfoque productivo, pero con una fuerte tendencia a encontrar genotipos con resistencia al SALB, como se explicará más adelante.

Genética de *Hevea brasiliensis*

Los recursos genéticos de *H. brasiliensis*, que se utilizan para los diferentes programas de mejoramiento en el mundo, provienen de colectas realizadas en la región amazónica, donde se encuentra el sitio de origen y diversidad de esta especie, como se mencionó anteriormente (Clement-Demange

et al., 2007). Pese a esto, el pilar de variabilidad en el cual se fundamentaron los programas de mejoramiento de caucho en Asia proviene de una base genética estrecha a partir de 22 plántulas colectadas por Wickham en una zona también limitada (Clement-Demange et al., 2007; Priyadarshan et al., 2009). Sin embargo, a lo largo de los años, estos programas se han alimentado con nuevas colectas de material silvestre de la Amazonia entre 1876 y 1987, con el fin de introducir variabilidad genética a grupos ya establecidos en Asia (Clement-Demange et al., 2007). Esto en gran medida ha justificado las expediciones a la Amazonia de los investigadores que han participado en estos programas a lo largo del tiempo; incluso, a partir de estas actividades, The International Rubber Research and Development Board (IRRDB) conformó una colección con cerca de 10.000 accesiones entre plántulas, semillas y yemas, de las cuales el 37,5% y el 12,5% fueron trasladados a Malasia y Costa de Marfil, respectivamente, y el 50% restante se mantuvo en Brasil (Tan, 1978; Clement-Demange et al., 2007). Además, en 1995 The Rubber Research Institute of Malasia (RRIM) colectó un número considerable de semillas en Brasil, de las cuales fueron sembradas cerca de 50.000 plantas en Malasia (RRIM, 1997; Adifaiz et al., 2017).

Estos programas de mejoramiento han seguido diferentes enfoques de acuerdo con las necesidades y posibilidades de las regiones donde se establecen. En este sentido, en el mundo se presentan dos grandes tendencias de mejoramiento de caucho: la asiática, en algunos casos con apoyo de instituciones europeas, y la suramericana, principalmente en Brasil, con alianzas entre entes gubernamentales de ese país, instituciones de investigación internacional y la empresa privada (Clement-Demange et al., 2007; Priyadarshan et al., 2009; Rivano et al., 2012; Saha & Priyadarshan, 2012).

En Asia, los programas de mejoramiento han estado direccionados a incrementar el rendimiento del látex y del caucho seco (Clement-Demange et al., 2007; Priyadarshan et al., 2009). Por ejemplo, gracias a la selección de materiales en Asia, en los años veinte del siglo pasado, estos programas consiguieron aumentar el rendimiento de plantaciones de caucho seco de 650 kg/ha a 1.600 kg/ha, y después de 70 años más de mejoramiento han conseguido llegar a los 2.500 kg/ha, con el desarrollo de materiales de las series PB, RRIM (Malasia), RRIM (India), RRIC (Sri Lanka), IRCA (Costa de Marfil),

BPM (Tailandia) y RRIV (Vietnam), donde se destacan los clones RRIM 501, RRIM 600, RRIM 712, PB 260, PB 217, RRII 105, RRIC 100, IRCA 18, IRCA 230, IRCA 331 y BPM 24 (Priyadarshan et al., 2009; Saha & Priyadarshan, 2012). Estos clones fueron generados gracias a la hibridación de los parentales PB 56, Tjir 1, PiIB 84, PiID 65, GL 1, PB 6/9, PB 86 (Tan, 1978; Priyadarshan & Goncalves, 2003; Priyadarshan et al., 2009; Saha & Priyadarshan, 2012) GT 1 y Mill 3/2 (Priyadarshan & Goncalves, 2003).

Por otra parte, los programas de mejoramiento suramericanos fueron manejados al comienzo por empresas como Ford y Firestone, los cuales conformaron un *stock* de materiales a partir de hibridaciones entre los grupos “*Wickahm* x Amazónicos”, y con estos se generaron clones de las series: F, FX, MDF, FDR, IAN, IAC (Clement-Demange et al., 2007). En la actualidad, los programas brasileños se llevan a cabo por medio de consorcios de cooperación internacional, como el programa de mejoramiento denominado Cirad-Michelin-Brasil (CMB), que comenzó en 1992 y ha generado un gran número de genotipos con una producción aceptable (más baja que los clones asiáticos), pero principalmente con un enfoque de resistencia al SALB (Rivano et al., 2012; Saha & Priyadarshan, 2012). Esta tendencia se debe al hecho de considerar que el control más eficaz y viable de esta enfermedad es mediante resistencia genética de los materiales al patógeno *P. ulei* (Junqueira et al., 1990; Jaimes & Rojas, 2011; Rivano et al., 2012; Rodríguez Triana, 2012). A partir de este enfoque fueron generados los clones de la serie FDR, los cuales han tenido un comportamiento diferencialmente positivo en cuanto a un rendimiento aceptable y sobre todo de resistencia al SALB (Rivano et al., 2012). Los clones FDR también han sido evaluados con la metodología de campos clonales a gran escala (CCGE) en Ecuador y Colombia, en fase de establecimiento en este último país (Sterling & Correa, 2010; Rivano et al., 2012; Sterling & Rodríguez Triana, 2012).

En Colombia, se han adelantado evaluaciones de adaptabilidad de diferentes materiales introducidos al país y que en su mayoría provienen de programas de mejoramiento brasileños (CDC 56, FDR 5788, FDR 5597, FX 4098, CDC 312, FX 3899, FDR 4575 y IAN 873) y del clon guatemalteco (GU 198) mediante CCGE (Sterling & Rodríguez, 2012). También se adelantan evaluaciones por medio de la metodología de campos clonales a pequeña escala (CCPE) de los clones de uso actual

(FX 3864, IAN 710, IAN 873) introducidos, los cuales presentan un buen desempeño en otros países (FX 4098, GU 198, FDR 4575, FDR 5597, FDR 5788, CDC 312, CDC 56) y clones primarios (MDF 180 y PB 260) (Sterling & Correa, 2010); estos estudios están siendo desarrollados principalmente en el departamento de Caquetá.

Respecto a los materiales denominados franco (copas a partir de semillas), de los cuales se presume variabilidad genética por su origen sexual y su comportamiento diferencial como individuos, están siendo evaluados en CCPE de diferentes localidades del Caquetá por el Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas (Sinchi), la Universidad de la Amazonia y la Asociación de Reforestadores y Cultivadores de Caucho (Asoheca), con el fin de encontrar genotipos con atributos de producción y resistencia al SALB, que están adaptados a estas regiones y que puedan ser, en un futuro, material para el agricultor (Sterling & Rodríguez, 2011). Con respecto al origen de estos materiales, Sterling & Rodríguez (2011) mencionan que provienen de 48 clones introducidos al país en 1964 por el Instituto de Reforma Agraria (Incora) y por 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). De estos clones, predominaron los clones FX 25, FX 3864, FX 2261, IAN 873, IAN 713, IAN 710, PB 86, HARBEL 1, AVROS 308, RRIM 513 y RRIM 600 (Sterling & Rodríguez, 2011). Sin embargo, la heveicultura del país la soportan principalmente los clones FX 3864, IAN 710 e IAN 873, que se hicieron populares en las zonas caucheras por sus atributos de resistencia al SALB desde hace 46 años (Sterling & Correa, 2010; Sterling & Rodríguez, 2011).

Según el censo cauchero realizado en 2014 por la Confederación Cauchera Colombiana (CCC) y la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA, antes Corpoica), el clon con mayor frecuencia de aparición en las subregiones del Bajo Cauca antioqueño y del sur de Córdoba es FX 3864, ya que se encuentra en 1.194 predios del total censado, seguido por los clones IAN 710 e IAN 873, que están en 466 y 441 predios, respectivamente (figura 14). Esto quiere decir que la producción del Bajo Cauca y del sur de Córdoba se sustenta principalmente en clones suramericanos, debido a que estos originalmente tienen el atributo de resistencia al mal suramericano de la hoja; no obstante, Jaimes & Rojas (2011) indican la existencia de reportes sobre la ruptura de la resistencia principalmente para el clon FX 3864.

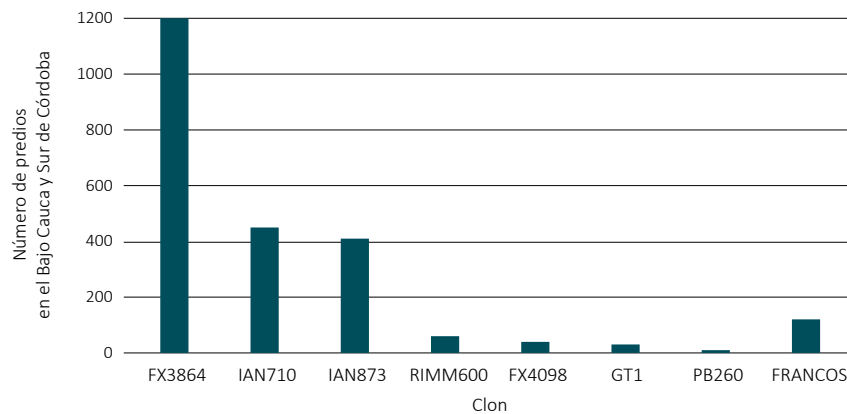


Figura 14.

Frecuencia de la presencia de clones en el Bajo Cauca de Antioquia y en el sur de Córdoba.

Fuente: Corpoica & ccc (2014)

Si se consideran las subregiones de manera independiente, es decir, el Bajo Cauca de Antioquia y el sur de Córdoba, se observa un comportamiento idéntico en cuanto a la frecuencia de clones con respecto al análisis global (figuras 15 y 16). Esto quiere decir que, al menos en el aspecto genético, se trata de un territorio heveícola muy similar, a pesar de que se encuentra dividido en dos departamentos de Colombia.

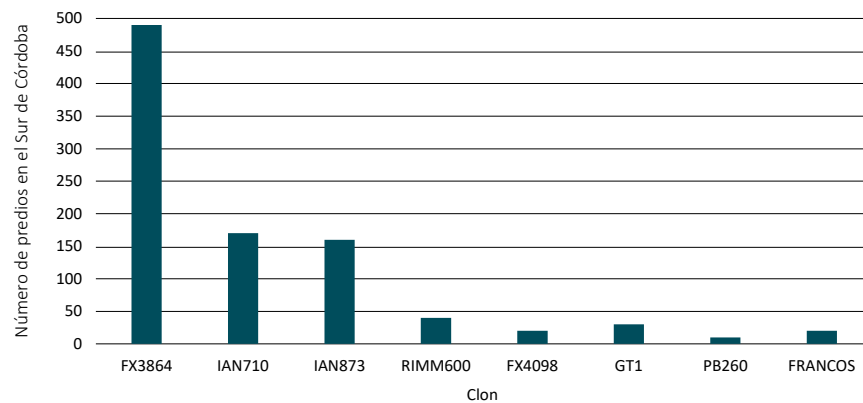


Figura 15.

Frecuencia de la presencia de clones en el sur de Córdoba.

Fuente: Corpoica & ccc (2014)

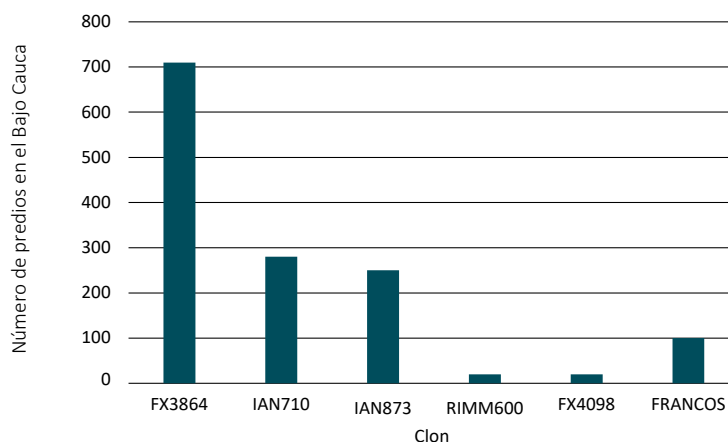


Figura 16.

Frecuencia de la presencia de clones en el Bajo Cauca de Antioquia.

Fuente: Corpoica & CCC (2014)

Algunos elementos para la producción de plántulas de caucho natural

Gran parte del éxito en la producción de caucho natural se debe a un material vegetal de vivero con identidad genética y calidad fisiológica y sanitaria. El Instituto Colombiano Agropecuario (ICA, 2020e), mediante la Resolución 0780006 de 2020 (que derogó la resolución específica para caucho 4994 de 2012), brinda los lineamientos para tal fin. Vale la pena mencionar la nota aclaratoria del ICA, la cual menciona que los productores de material vegetal, entre otras especies de caucho, que están registrados en la Resolución 4994 de 2012 tendrán un plazo de 12 meses a partir de la entrada en vigor de la resolución para adecuarse a esta.

En dicha normativa, se abordan los requerimientos sanitarios, fisiológicos y de identidad genética con el uso de marcadores moleculares, principalmente útil para el aseguramiento de la identidad genética de los jardines clonales. En este sentido, autores como García et al. (2011) y Ruiz Ávila et al. (2018) mencionan un conjunto de microsatélites con los cuales se

puede garantizar la identidad genética de los clones FX 3864, IAN 873, IAN 710, RIMM 600 y algunos de las series PB, IAC, IRCA, FDR, entre otros. Estos marcadores pueden ser usados por los propios viveros o con el apoyo de terceros (laboratorios certificados).

La producción de plántulas de caucho está basada en el binomio portainjerto-copa; el portainjerto es el que soporta a la copa, brinda el sistema radical y se encarga de la fijación en el suelo y la absorción de nutrientes; además, da señales hormonales para algunos procesos fisiológicos como la defoliación y, sobre todo, interacciona con la copa y le da atributos o no para lograr el vigor de esta (Priyadarshan, 2017; Rasool et al., 2020).

Debido a la naturaleza recalcitrante de la semilla (no puede ser almacenada por mucho tiempo al bajar la temperatura y la humedad, y pierde con rapidez su viabilidad, en particular por sus altos contenidos de aceite) y a que se genera en épocas específicas del año (para el caso de la región de estudio entre agosto y octubre), aspectos como el tamaño de los germinadores, el número de bolsas y la cantidad de sustrato por utilizar se deben planear con antelación, con el fin de no desperdiciar semilla. Lo anterior, teniendo en cuenta que cada kilogramo de semilla cuenta con un aproximado de 200 a 250 semillas (con una viabilidad esperada del 50%), por lo que no se recomienda el almacenamiento por más de 45 días (Asoheca, 2009). No existen portainjertos específicos y con identidad garantizada; por lo tanto, la literatura menciona que, mientras esto ocurre, el uso de semillas a partir de plantaciones policlonales es útil, por considerarse con mayor vigor y suministrar a la copa mejores características de crecimiento (Ng et al., 1981; Priyadarshan, 2017).

Las semillas germinadas se trasplantan a una bolsa, en la cual permanecen durante casi cuatro meses. Cuando el diámetro del tallo es mayor que 2,5 cm, con una altura de 7 cm del suelo (Federación Nacional de Cafeteros [Fedecafe], 1990) y presenta al menos dos pisos foliares, es factible injertar¹. El momento de la injertación debe coincidir con la oferta de varetas con

1 En algunos casos, las semillas para portainjertos se siembran directamente en suelo (práctica frecuente, pero no recomendada, que se usa para la producción de material de siembra denominado “*stump* a raíz desnuda”, puesto que a futuro es muy probable que se dé un maltrato del sistema radical, principalmente de la raíz pivotante.

yemas hidratadas que se desprendan fácilmente del tallo; por esta razón, se riega con al menos una semana de antelación a su cosecha.

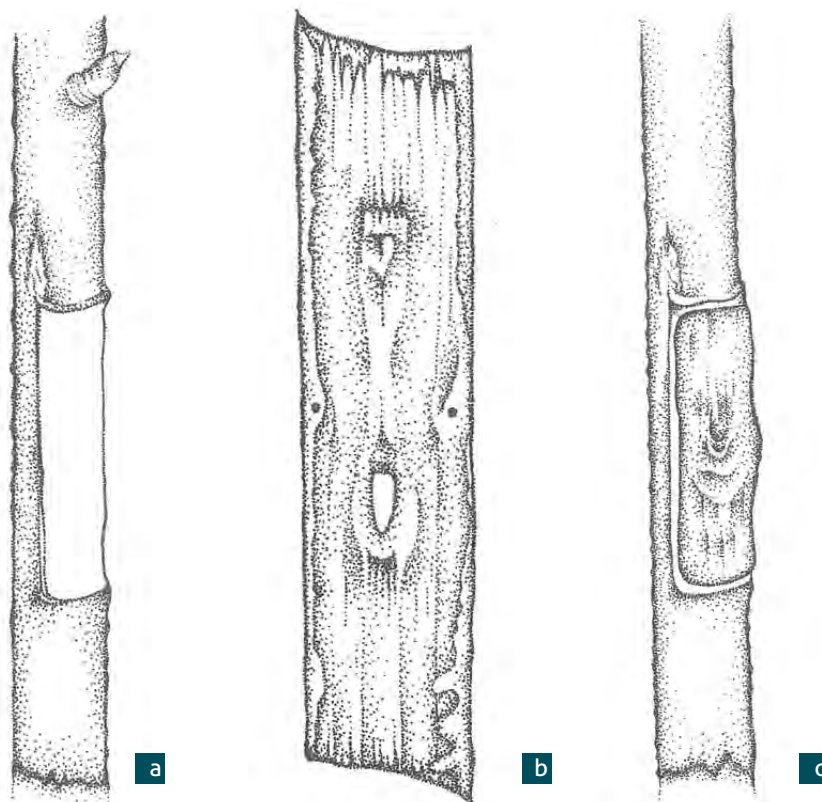


Figura 17.

Injertación. a. Ventana injertación; b. Yema; c. Injerto.

Fuente: Sara Isabel Bedoya Ramírez

A través de la injertación se une la copa al portainjerto. Con la copa se buscan los atributos de producción y resistencia genética a enfermedades, principalmente antracnosis y SALB. Gracias al método de injertación es posible contar con plantaciones de caucho con copas clonadas. El injerto de parche es el más usado (figura 17) y consiste en realizar incisiones con forma de ventana (cerca de 8 cm verticales y 2,5 cm horizontales) a la corteza del portainjerto; luego, se hacen incisiones de longitudes similares a la vareta alrededor de la yema, de modo que al unir la yema con el portainjerto, estas embonen (o empaten) lo más preciso posible.

Seguido de esto, se cubre con una banda elástica (coloquialmente llamada “cintelita”, calibre 6 de 2 cm), con la cual se busca que no haya oxidación de tejidos y deterioro por exceso de agua en el injerto (Fedecafe, 1990). Posteriormente, se verifica la viabilidad del injerto entre 20 y 25 días después de la injertación, asegurándose de que aún haya tejido vivo (verde) en este. El injerto puede permanecer viable y sin desarrollarse por periodos prolongados y la señal para su desarrollo está dada por la poda del portainjerto (o despatronaje).

Con este tipo de injerto se pretende formar una rama viable, que será la base para la formación de copas².

Viveros y material vegetal

Los requisitos para el registro de áreas productoras de material de propagación de caucho se encuentran definidos en la Resolución 0780006 de 2020, la cual indica aspectos que se deben tener en cuenta para la obtención y expedición del registro, la inspección fitosanitaria y física, la infraestructura, las instalaciones necesarias, las modificaciones y las causales de cancelación del registro, obligaciones del titular y del asistente técnico, y condiciones para la movilización de material vegetal, entre otros temas. Además, la resolución indica que aquellos productores de material vegetal certificados con la Resolución 4994 de 2012, tendrán un plazo de 12 meses para acogerse a la nueva resolución (ICA, 2020e). Actualmente en Colombia la importación de material (vareta y semilla) solo está autorizada por el ICA desde Brasil, Guatemala y Ecuador, con las condiciones mencionadas en la tabla 4 (ICA, 2020b). En los departamentos de interés, según lo que indica el ICA (2020c), solo se registra un vivero certificado para la venta de material vegetal de caucho, y está ubicado en Montería. Sin embargo, este mismo instituto señala que existen dos importadores en el departamento de Antioquia, en Necoclí y Medellín (ICA, 2020d).

² No se recomienda la producción de *stumps* por su baja viabilidad y por el deterioro del sistema radical que estos sufren en el proceso de producción.

Tabla 4. Requisitos para la importación de material vegetal

Producto	País de origen	Requisitos fitosanitarios para importación
Plantas	Guatemala	Destino: investigación. El certificado fitosanitario del país de origen debe incluir la siguiente declaración adicional: el envío procede de plantaciones inspeccionadas durante su periodo vegetativo y se encontraron libres de o estos organismos no ocurren en el área de producción: <i>Ganoderma</i> spp., <i>Sphaeropsis hevea</i> , <i>Ustilina zonata</i> , <i>Meliola</i> spp., <i>Madrophia</i> spp., <i>Botryodiplodia</i> sp., <i>Pestalotia palmarum</i> , <i>Phomopsis hevea</i> , <i>Rhizoctonia solani</i> , <i>Nectria diversispora</i> , <i>Periconia hevea</i> , <i>Phytophthora</i> spp., <i>Pythium vexans</i> , <i>Sclerotium rolfsii</i> , <i>Xylaria</i> spp. Inspección fitosanitaria en el lugar de entrada. El importador debe informar que el material no es transgénico. Seguimiento posentrada en los sitios de siembra.
Vareta	Brasil	Destino: siembra - material de propagación. El certificado fitosanitario del país de origen debe incluir la siguiente declaración adicional: el envío procede de plantaciones inspeccionadas durante su periodo vegetativo y se encontraron libres de o estos organismos no ocurren en el área de producción: <i>Ganoderma</i> spp., <i>Sphaeropsis hevea</i> , <i>Ustilina zonata</i> , <i>Meliola</i> spp., <i>Madrophia</i> spp., <i>Botryodiplodia</i> sp., <i>Pestalotia palmarum</i> , <i>Phomopsis hevea</i> , <i>Rhizoctonia solani</i> , <i>Nectria diversispora</i> , <i>Periconia hevea</i> , <i>Phytophthora</i> spp., <i>Pythium vexans</i> , <i>Sclerotium rolfsii</i> y <i>Xylaria</i> spp. Inspección fitosanitaria en el lugar de entrada. El importador debe informar que el material no es transgénico.
Vareta	Guatemala	En el caso de Brasil, adicionalmente se solicita que el envío esté libre de suelo o tierra, materia orgánica, moluscos (caracoles y babosas). El envío debe venir libre de semillas de malezas. Seguimiento posentrada en los sitios de siembra.
Semilla	Guatemala	Destino: siembra. El certificado fitosanitario del país de origen debe incluir la siguiente declaración adicional: el envío procede de plantas libres de: <i>Sphaeropsis hevea</i> , <i>Botryodiplodia</i> sp., <i>Pestalotia palmarum</i> y <i>Phomopsis hevea</i> .
Semilla	Ecuador	Inspección fitosanitaria en el lugar de entrada. El importador debe informar que el material no es transgénico. El envío debe venir libre de semillas de malezas. Seguimiento posentrada en los sitios de siembra.

Fuente: ICA (2020b)