



Manual técnico para producir semilla asexual de calidad de plátano cv. Dominico Hartón por macropropagación

Erika V. Wagner-Medina
Jorge Alberto Valencia Montoya
Álvaro Caicedo Arana
John Fredy Hernández Nopsa

AGROSAVIA
EDITORIAL

Manual técnico para producir semilla asexual de calidad de plátano cv. Dominico Hartón por macropropagación

Erika V. Wagner-Medina
Jorge Alberto Valencia Montoya
Álvaro Caicedo Arana
John Fredy Hernández Nopsa



Corporación colombiana de investigación agropecuaria

Manual técnico para producir semilla asexual de calidad de plátano cv. Dominico Hartón por macropropagación. / Erika Vanessa Wagner Medina, [y otros tres]. -- Mosquera, (Colombia) : AGROSAVIA, 2023.

250 páginas (Colección Prácticas Agropecuarias)
Incluye referencias bibliográficas, fotografías y gráficos.
ISBN: 978-958-740-613-9

1. *Musa* (plátanos) 2. Plántulas 3. Rebrote 4. Cormo 5. Calidad de las semillas 6. Sanidad vegetal
7. Propagación vegetativa I. Valencia Montoya, Jorge Alberto II. Caicedo Arana, Álvaro III. Hernández Nopsa, John Fredy.

Palabras clave normalizadas según Tesauro Multilingüe de Agricultura Agrovoc

Catalogación en la publicación – Biblioteca Agropecuaria de Colombia

Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria - AGROSAVIA

Centro de Investigación Tibaitatá, kilómetro 14 vía Mosquera-Bogotá, Mosquera, Cundinamarca. Código postal 250047, Colombia.

Centro de Investigación Palmira. Diagonal a la intersección de la Carrera 36A con Calle 23. Palmira, Valle del Cauca.
Código postal 763531, Colombia.

Sede Central. Kilómetro 14 vía Mosquera-Bogotá, Mosquera, Cundinamarca. Código postal 250047, Colombia.
Sede Eje Cafetero, Av. Alberto Mendoza, Cra. 23 n.º 74-71, piso 7, Edificio ANDI, Manizales, Caldas, código postal 170003, Colombia.

Esta publicación forma parte del "Programa Nacional Semillas: Producción de semillas de calidad de variedades mejoradas y materiales regionales para disponibilidad de los pequeños productores agrícolas 2013-2018" y corresponde a los objetivos del macroproyecto de "Conformar núcleos de producción de semilla".

La propuesta editorial se derivó del proyecto "Plátano. Modelo para la producción de semilla de calidad" y contó con la financiación del Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR).

Colección Prácticas Agropecuarias

Tipología: Manual

Primera edición digital: noviembre de 2023

editorial@agrosavia.co

Líder editorial: Astrid Verónica Bermúdez Díaz

Edición: Jorge Enrique Beltrán

Corrección de estilo: Alejandro Merlano Aramburo

Diseño y diagramación: Mónica Cabiativa Daza

Ilustraciones: Juan Felipe Martínez Tirado, María Cristina Rueda Traslaviña y Wilson Martínez Montoya

Citación sugerida: Wagner-Medina, E. V., Valencia Montoya, J. A., Caicedo Arana, Á., & Hernández Nopsa, J. F. (2023). *Manual técnico para producir semilla asexual de calidad de plátano cv. Dominico Hartón por macropropagación*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA).

DOI: <https://doi.org/10.21930/agrosavia.manual.7406139>

Cláusula de responsabilidad: AGROSAVIA no es responsable de las opiniones y de la información recogidas en el presente texto. Los autores asumen de manera exclusiva y plena toda responsabilidad sobre su contenido, ya sea este propio o de terceros, y declaran, en este último supuesto, que cuentan con la debida autorización de terceros para su publicación; igualmente, declaran que no existe conflicto de interés alguno en relación con los resultados de la investigación propiedad de tales terceros. En consecuencia, los autores serán responsables civil, administrativa o penalmente, frente a cualquier reclamo o demanda por parte de terceros relativa a los derechos de autor u otros derechos que se hubieran vulnerado como resultado de su contribución.

Línea de atención al cliente: 018000121515

atencionalcliente@agrosavia.co

www.agrosavia.co



<https://creativecommons.org/licenses/by-sa/4.0/>

Contenido

Agradecimientos	7
Presentación	9
Abreviaturas y siglas.....	17
Introducción.....	18
Capítulo I. Consideraciones para la producción de semilla de calidad de plátano cv. Dominico Hartón	30
Procedencia del material vegetal para iniciar la producción de semilla	34
Registro de información	38
Capítulo II. Suministros para la producción de semilla	41
Capítulo III. Selección del lote para la siembra	47
Capítulo IV. Desinfección durante la producción de semilla	53
Capítulo V. Características del material inicial de siembra y potencial productivo del huerto madre (HM) para la producción de semilla	58
Características morfológicas de las plantas madre	61
Obtención de cormos a partir de huertos establecidos	62
Capítulo VI. El cormo: disponibilidad y preparación para siembra en cama.....	68
Selección y extracción del colino en HM	70
Transporte y almacenamiento de cormos	71
Preparación de cormos para siembra en camas	71

Inducción de la brotación de yemas por eliminación del meristemo apical del cormo	75
Capítulo VII. Estructuras de multiplicación (EM) para obtención de rebrotes	78
Túneles y cámaras de multiplicación para obtención de rebrotes	79
Llenado de camas y desinfección del sustrato	84
Clasificación de los cormos para distribución en las camas	87
Establecimiento del material de siembra en las camas	89
Rebrotes cosechados	92
Selección y clasificación de rebrotes	94
Capítulo VIII. Siembra y mantenimiento en almácigo o semillero para obtención de plántulas.....	96
Adecuación de áreas y siembra de rebrotes	96
Manejo en vivero hasta obtención de las plántulas	99
Capítulo IX. Establecimiento de huertos productores de semilla seleccionada.....	103
Huerto productor de semilla seleccionada: básico o madre	103
Método de inducción de rebrotes en campo	119
Establecimiento del huerto de multiplicación intensiva (HMI)	124
Capítulo X. Diseño de un módulo para la producción de material de siembra de plátano cv. Dominico Hartón.....	126
Experiencia del establecimiento en el C. I. Palmira de AGROSAVIA	131
Capítulo XI. Tiempos de producción de semilla en el modelo propuesto	133
Huerto madre (HM) y sus tiempos de producción	134
Huerto élite (HE) y sus tiempos de producción	134
Huerto de multiplicación intensiva (HMI) y sus tiempos de producción	135
Estructuras de multiplicación (EM) tipo cámara, cama o túnel, y sus tiempos de producción	136

El vivero y sus tiempos de producción	136
Combinación de líneas de tiempo	136
Experiencia en el Plan Nacional de Semillas (PNS) 2015-2018	138
Capítulo XII. Distribución del material de propagación	140
Requerimientos del material	140
Producción y disponibilidad del material de multiplicación de plátano	141
Programación de siembra	141
Licencia de movilización fitosanitaria	142
Transporte del material de siembra	143
Capítulo XIII. Esquemas de Aseguramiento de la Calidad Sanitaria (EAS).....	147
Semilla tradicional y semilla de calidad: producción y complejidad	147
Esquema de Aseguramiento de la Calidad Sanitaria (EAS) para la producción de semilla de plátano cv. Dominico Hartón	154
Plagas y patógenos (PP) que afectan las fases de producción de semilla	157
Estructura de los EAS	177
La aplicación de los EAS en campo: la experiencia del C. I. Palmira de AGROSAVIA	179
Riesgos en la producción de semilla de plátano	184
Historia de algunas PP de gran impacto en plátano y banano en Colombia	185
Referencias	189
Anexos	215
Bibliografía del Anexo 3	239
Glosario	244
Autoría	248



Agradecimientos

Expresamos nuestro más profundo agradecimiento a todas las organizaciones productoras de plátano del Eje Cafetero inscritas en el Plan Nacional de Semillas (PNS) 2015-2018; al personal del Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) de los departamentos del Valle del Cauca, del Eje Cafetero y de las Oficinas Nacionales; al Servicio Nacional de Aprendizaje (SENA); a la Asociación Hortifrutícola de Colombia (Asohofrucol) y a los viveros Asociación Musáceas del Valle del Cauca (Asomusáceas) y Asociación de Productores Agropecuarios de Risaralda (Asoproar), en Caldas. De igual manera, damos gracias a todo el equipo de AGROSAVIA de la Sede Central, del Eje Cafetero y del Centro de Investigación Palmira. Por último, agradecemos a Julio Ramírez Durán, jefe del Departamento de Semillas de AGROSAVIA, por su apoyo durante la realización de ese manual, y muy especialmente a Jorge Enrique Cardona Cardona, por su colaboración, apoyo y arduo trabajo en el componente técnico durante el desarrollo del PNS en su primera fase.

Igualmente, a quienes evaluaron técnicamente este manuscrito y a todas las personas involucradas en el proceso editorial por hacerlo posible, gracias.



Presentación

El uso de semilla de calidad de plátano —y por ende su producción— es una necesidad imperante en el proceso productivo de esta especie en Colombia. Este tipo de semilla es aquella que cumple con los estándares sanitarios, físicos, fisiológicos y genéticos mínimos, y que beneficiará a quienes producen semilla y fruta de plátano, a organizaciones gubernamentales y no gubernamentales y, por su puesto, a los distintos eslabones de la cadena (por ejemplo, la industria de alimentos, consumidores, comercializadores, organizaciones de productores, la academia, etc.). En ese sentido, la producción de semilla de calidad es una magnífica oportunidad de negocio, debido a la escasez de material de propagación vegetal con estas características en el mercado nacional.

El plátano es la base alimentaria de 213.950 familias en Colombia (Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural [MADR], 2021), además de ser su soporte económico y parte de la cultura en las regiones donde se produce, pues genera 3.975.608 empleos directos y 1.216.810 indirectos (Truke Arango, 2018). Este fruto está estrechamente ligado a la producción cafetera y cacaotera de Colombia, así como a otros sistemas productivos de importancia económica en todo el país.

Entre 2007 y 2017, Colombia ocupó el cuarto lugar como productor mundial de plátano, después de la República Democrática del Congo, Camerún y Ghana (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura [FAO], 2019). Sorprendentemente, no existen datos sobre los diez mayores productores de semilla de plátano en el mundo, situación contraria a la de otras especies agrícolas, particularmente aquellas cuya semilla es de tipo sexual.

La producción de plátano en Colombia pasó de 2.968.102 t en 2007 a 4.370.752 t en 2021, lo que representa un incremento del 47,3%. Por su parte, en 2008 se reportaron 398.156 ha sembradas, mientras que en 2021 se registraron 469.721 ha, incrementándose el área en un 18%. Entonces, los rendimientos del cultivo pasaron de 7,6 t/ha en 2008 a 9,9 t/ha en 2021, es decir, sostuvieron un incremento del 30,3% (MADR, 2020, 2022a, 2022b).

Lo anterior sugiere algunas preguntas de análisis: ¿cuál es la posible causa del incremento en estos indicadores? ¿Quizás sea una consecuencia del progreso tecnológico hecho durante los años noventa por diversas instituciones, y que deriva sus frutos actualmente? El incremento en los indicadores también coincide con una mayor demanda de plátano en fresco, la cual dinamiza toda la cadena productiva. Así, es clave considerar que el aumento de las áreas de siembra y la necesidad de renovación de plantaciones deben coincidir con una oferta suficiente y permanente de semilla de calidad para futuras siembras. Adicionalmente, es fundamental producir y distribuir semilla de calidad para afrontar retos como la emergencia y reemergencia de plagas y patógenos (PP), para darle solución a la “degeneración de la semilla” —entendida como la disminución de la calidad de la semilla o de su productividad a lo largo de sucesivos ciclos de siembra, asociada a aumentos de PP (Thomas-Sharma et al., 2016)—, y como una estrategia de mitigación y adaptación a los efectos del cambio climático y la variabilidad climática en la agricultura.

El uso de semilla contaminada con PP, sin vigor, deshidratada, con tamaño inadecuado o con heridas, es decir, sin calidad, conlleva problemas sanitarios y productivos tan serios como la aparición de brotes de PP y su dispersión a zonas aledañas, la disminución de la producción y el rendimiento del cultivo, y el incremento de la incertidumbre sobre los tiempos, la calidad y la cantidad de los racimos a cosechar (Agudelo Castañeda et al., 2021; Ramírez Durán et al., 2019; Viveros Folleco et al., 2017).

Por esto, destacamos que el atributo de calidad más sensible en la semilla de las musáceas (plátanos, bananos, guineos, etc.) es el

sanitario. Es notorio el caso, ampliamente conocido, de cultivos afectados por el moko, enfermedad que reduce drásticamente la producción y puede causar pérdidas de hasta el 100% de las plantaciones. Asimismo, contamina los suelos y los inhabilita para siembras futuras de plátano u otras musáceas. Estos efectos averían drásticamente economías regionales y nacionales, con el incremento del gasto público para el control sanitario, el aumento de costos de producción y el encarecimiento del producto final (Álvarez et al., 2013a, 2013c). Por lo anterior, es imperativo reflexionar sobre cómo se produce, obtiene, almacena, compra y distribuye la semilla de plátano. En consecuencia, debemos producir y usar semilla de calidad, recomendación que hacemos, difundimos y enfatizamos en este manual.

La información y los procesos aquí descritos pueden aplicarse en el Eje Cafetero (departamentos de Caldas, Quindío y Risaralda) y en zonas agroclimáticas similares. Las condiciones edafoclimáticas de dichas regiones oscilan entre los 1.000 y los 1.500 ms.n.m., y se encuentran en los departamentos de Antioquia, Boyacá, Cauca, Cundinamarca, Huila, Nariño, Norte de Santander, Santander, Tolima y Valle del Cauca.

El *Manual técnico para producir semilla asexual de calidad de plátano cv. Dominico Hartón por macropropagación* se elaboró a partir de la experiencia del PNS —ejecutado por AGROSAVIA desde 2015 hasta inicios de 2018— y con la interacción entre AGROSAVIA, el ICA y el SENA (Rendón et al., 2021). Estos actores aunaron esfuerzos para consolidar núcleos de producción de plátano con organizaciones del Eje Cafetero. De igual manera, los datos obtenidos son fruto de trabajos hechos en los departamentos de Caldas, Quindío, Risaralda y Valle del Cauca, así como de la elaboración del sistema de producción de semilla de calidad en el C. I. Palmira de AGROSAVIA, en Valle del Cauca. Como resultado de este proceso, se desarrolló el Procedimiento Operativo Estándar (POE) “Producción de semilla de calidad de plátano subgrupo Plátano (Dominico Hartón y Hartón) – plántulas y establecimiento de HB y HMI” (Cardona et al., 2019), que establece el

proceso de producción de semilla por parte de AGROSAVIA, el cual es la base para elaborar este manual.

El presente documento hace parte de la colección Prácticas Agropecuarias, que corresponde a una serie de manuales publicados con base en el arduo trabajo de equipos de investigación de AGROSAVIA. De esta manera, llenamos uno de los vacíos existentes en la literatura de divulgación y de extensión para la producción de semilla de calidad de plátano cv. Dominico Hartón en Colombia. Por lo tanto, AGROSAVIA dirige este trabajo al sector productivo de semilla de plátano, a pequeñas y medianas familias agricultoras, así como a profesionales del campo, asistentes, extensionistas, estudiantes y demás personas interesadas en la cadena productiva del plátano.

Cabe mencionar que este manual se publica con el ánimo de divulgar el proceso productivo de semilla de calidad de plátano cv. Dominico Hartón. Por consiguiente, presentamos esta información de forma clara y didáctica, con un lenguaje asequible y de fácil comprensión, pero, sobre todo, manteniendo los estándares técnicos y el rigor científico, lo que nos permite difundir conocimientos técnico-científicos y promover la innovación en los sistemas productivos de semilla de plátano de calidad.

Objetivo

Presentar una guía para producir semilla de calidad —tipo plántula— de plátano (*Musa AAB [subgrupo Plátano] Dominico Hartón*), la cual está basada en la experiencia adquirida durante la implementación del PNS en el Eje Cafetero.

Alcance

Este manual orienta la toma de decisiones en la producción de semilla de calidad tipo plántula del cv. Dominico Hartón, al informar sobre

las mejores estrategias de manejo y que además son amigables tanto con el medio ambiente como con la salud humana.

Este documento parte de tres elementos novedosos que lo diferencian de publicaciones anteriores. El primero es la base sobre la cual se ha construido: el POE para la producción de plántulas como semilla de plátano. Cardona et al. (2019) definen el POE como “una serie de instrucciones escritas destinadas a documentar cómo realizar una actividad rutinaria y de control en un área específica”. En este caso, su finalidad es describir la producción de semilla de calidad del plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón, que denominaremos “plátano cv. Dominico Hartón”.

El segundo elemento es la ficha técnica del plátano Dominico Hartón (anexo 1), que describe las características morfológicas de este cultivar bajo las condiciones agroclimáticas del Eje Cafetero y el Valle del Cauca. Esta información ayuda al reconocimiento del cv. Dominico Hartón a partir de descriptores discriminantes y de calidad del fruto, que permiten identificar su identidad genética.

Por último, se tiene en cuenta la inclusión del Esquema de Aseguramiento Sanitario (EAS), que identifica las PP del cultivo con mayor impacto negativo en la producción de semilla. El EAS inicia con la identificación y estructuración del proceso productivo de la semilla, desde la presiembra hasta la poscosecha y entrega del producto al cliente final. En este se identifican las PP con mayor riesgo en cada fase de la producción de semilla. Durante la producción de semilla es clave comprender la biología, etiología, ecología, epidemiología y las distintas opciones de manejo agronómico de las PP más importantes.

En este manual anexamos dicha información para algunas de las PP más importantes en la producción de semilla. El énfasis que le damos al manejo agronómico es la combinación de diferentes estrategias de control, lo que denominamos “manejo integrado”, que abarca alternativas de tipo biológico, agronómico, físico y químico, y con el cual se evita, además, el uso del control químico como única herramienta para el manejo de los diversos problemas sanitarios.

Recomendaciones de uso

El contenido del manual puede leerse tanto en orden, desde el primer capítulo, como en desorden, abordando cada sección de manera independiente. Recomendamos que el lector acuda a la tabla de contenido, ojee el libro, identifique los capítulos más atractivos y se detenga en el tema, título, figura o tabla de interés, para familiarizarse con el contenido general del manual. Luego, sugerimos que inicie la lectura de manera consciente y que, de ser posible, tome notas en un cuaderno o libreta dedicada al tema de la semilla de plátano. De la misma forma, recomendamos seleccionar un momento del día en el que pueda destinar entre quince minutos y una hora a esta lectura. ¡No olvide un separador! Por favor, tómese el tiempo necesario para reflexionar y cuestionar lo que lea, y ensáyelo o coméntelo en conversaciones familiares, con colegas, profesionales del sector o amistades. Compare el contenido del manual con la realidad de su finca y con los recursos disponibles, para proyectar la implementación. Al día siguiente, regrese a la lectura y siga los mismos pasos.

Para aplicar la información aquí presente, el lector debe considerar que las áreas para la producción de semilla tienen especificidades climáticas, edafológicas (suelos), productivas y sanitarias (PP), así como de infraestructura y de recursos financieros, administrativos y humanos. Estas particularidades determinarán la aplicabilidad de las indicaciones que describimos. Por lo anterior, se debe contar siempre con asesorías técnicas de extensionistas agropecuarios o de profesionales especializados para la toma de decisiones en la unidad de producción de semilla.

Este texto describe de manera general el concepto de *semilla de calidad*, y luego lo especifica para el cv. Dominico Hartón. Después aborda la normatividad y los antecedentes para la producción de semilla, enumera consideraciones previas y continúa con suministros, selección del lote, estrategias de desinfección, selección del material inicial, preparación de cormos, establecimiento de estructuras de multiplicación (EM), siembra y mantenimiento para la obtención

de plántulas, establecimiento de huertos, diseño de un módulo para la producción de semilla, temporalidades del proceso y distribución del material de multiplicación. Finalmente, el manual trata los EAS y los riesgos asociados a la producción de semilla de plátano.

De manera transversal, usted encontrará algunos recursos adicionales (por medio de códigos QR), como audios, pódfcast y videos, entre otros. Para acceder a estos recursos, es necesario contar con un teléfono celular con acceso a internet que permita leer códigos QR.

Al final de cada capítulo habrá *cápsulas* para recordar contenidos (recuadros naranja), *reflexiones* sobre el tema tratado (recuadros verdes) y *preguntas* que orientan la producción de semilla (recuadros azules), lo cual le permitirá al lector pensar críticamente sobre lo leído y planear el proceso de producción de semilla. Además, en la sección de anexos hay detalles adicionales de la producción de semilla de plátano. Finalmente, el manual cuenta con un glosario de algunos conceptos usados.

Por favor, si tiene inquietudes, comentarios, sugerencias o recomendaciones, no dude en contactarnos vía correo electrónico. Asimismo, tenga en cuenta que existe un grupo de plátano en Linkata (<https://www.linkata.co>) que permite discutir, conocer y aprender sobre esta y otras especies. Además, puede consultar la plataforma *Modelo productivo de plátano* escaneando el siguiente código QR:



Abreviaturas y siglas

AAB: *Musa acuminata x Musa balbisiana*

AGROSAVIA: Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria

Asohofrucol: Asociación Hortifrutícola de Colombia

Asomusáceas: Asociación Musáceas del Valle del Cauca

Asoproar: Asociación de Productores Agropecuarios de Risaralda

C. I.: Centro de Investigación

COP: pesos colombianos

CV.: cultivar

DAP: fosfato diamónico

DDS: días después de siembra

EAC: Esquema de Aseguramiento de la Calidad

EAS: Esquema de Aseguramiento de la Calidad Sanitaria

EM: estructuras de multiplicación

EPP: elementos de protección personal

EVA: Evaluaciones Agropecuarias Municipales

FAO: Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura

FAOSTAT: estadísticas de la FAO

HE: huerto élite

HM: huerto madre

HMI: huerto de multiplicación intensiva

ICA: Instituto Colombiano Agropecuario

MADR: Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural

MAP: fosfato monoamónico

NIMF: Normas Internacionales para Medidas Fitosanitarias

ONPF: Organización Nacional de Protección Fitosanitaria

PNS: Plan Nacional de Semillas

POE: Procedimiento Operativo Estándar

POT: Plan de Ordenamiento Territorial

PP: plagas y patógenos

PVC: cloruro de polivinilo

QR: *quick response* (respuesta rápida)

SENA: Servicio Nacional de Aprendizaje

UFC: unidades formadoras de colonias

Introducción

¿Qué es la semilla y qué es semilla de calidad?

Primero, ¿qué es la semilla? Existen varias definiciones, entre ellas la de Duffus y Slaughter (1980), quienes la describen como la unidad fundamental de propagación de las plantas, al permitir su reproducción. La Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO, 2018), en las Normas Internacionales para Medidas Fitosanitarias (NIMF 5), la define como un material para plantar o cuya intención es la de ser plantada, no consumida o procesada. El ICA (2015a), que es la Organización Nacional de Protección Fitosanitaria (ONPF) de Colombia, define la semilla como “el óvulo fecundado y maduro o cualquier otra parte vegetativa de la planta de un cultivar obtenido por el mejoramiento genético como consecuencia de la aplicación de conocimientos científicos que se use para la siembra y/o propagación”, mientras que la Resolución 780006 de 2020 especifica el material vegetal de propagación como “todo material vegetal viable de origen asexual que se use para multiplicación, para siembra, comercialización u ornato” (ICA, 2020b).

Recordemos que las semillas —sexuales o asexuales— son fundamentales e imprescindibles para nuestra supervivencia como especie y para la vida en la Tierra. La semilla conserva el mayor potencial genético que la ciencia pudiera llegar a desarrollar y es vital para la seguridad alimentaria y la agricultura (Ramírez Durán et al., 2019).

¿Y la semilla de calidad? Es un tipo de semilla que cumple satisfactoriamente con los cuatro atributos que definen el concepto de *calidad*. Estos atributos son: 1) calidad física, que verifica las características

del lote de semillas; 2) calidad fisiológica, que especifica aspectos del desempeño de la semilla; 3) calidad sanitaria, que comprueba la ausencia de plagas y enfermedades, y 4) calidad genética, que garantiza la identidad y las características futuras de la semilla (FAO, s.f., 2010; FAO & AfricaSeeds, 2019; ICA, 2015a). Si la semilla cumple satisfactoriamente con dichos atributos, aumentan las probabilidades de lograr óptimas cosechas y producciones, y se reducen varios riesgos durante la producción de la semilla. La semilla es el elemento que inicia la actividad productiva, y de su calidad depende el éxito y la rentabilidad del sistema productivo, por lo que es determinante en los procesos agrícolas. De esta forma, la baja calidad de la semilla limita o reduce el rendimiento potencial de los cultivos (FAO, 2010).

Cuando mencionamos “semilla de calidad de plátano cv. Dominico Hartón”, nos referimos a plántulas del cv. Dominico Hartón que cumplen con los cuatro atributos que definen la calidad de la semilla. De esta manera la diferenciamos de la semilla que se produce tradicionalmente pero que no necesariamente está libre de PP o que tiene problemas en su desarrollo y desempeño en campo. En el capítulo XIII, “Esquemas de Aseguramiento de la Calidad (EAS)”, trataremos en detalle el concepto de la calidad sanitaria en la producción de semilla de plátano.

La producción de semilla de plátano en Colombia puede hacerse bajo la modalidad de “registro de vivero” (Resolución ICA 780006 de 2020) o bajo la modalidad de “registro de semilla seleccionada” (Resolución ICA 3168 de 2015), debido a su carácter de semilla de propagación asexual para frutales. Resaltamos que, a la fecha de publicación de este manual, en Colombia no existe semilla certificada de plátano. Los únicos materiales de propagación asexual certificados hasta el año 2024 en Colombia, según la normatividad vigente a la fecha, corresponden a papa (*Solanum tuberosum* ssp. *andigena*, *S. tuberosum* ssp. *tuberosum* y *S. phureja*) y Yuca (*Manihot esculenta* Crantz L.). Las siguientes especies propagadas sexualmente también cuentan con semilla certificada: ajonjolí (*Sesamum indicum* L.), algodón (*Gossypium hirsutum* L.), arroz (*Oryza sativa* L.), arveja (*Pisum sativum* L.), avena (*Avena sativa* L.), cebada (*Hordeum vulgare* L.), fríjol (*Phaseolus vulgaris* L.), maíz (*Zea*

mays L.), maní (*Arachis hypogaea* L.), sorgo (*Sorghum bicolor* L.), soya (*Glycine max* L. Merr.) y trigo (*Triticum* spp.) (ICA, 2009, 2015a, 2015b).

Semilla de plátano cv. Dominico Hartón

El plátano cv. Dominico Hartón, al igual que la mayoría de las musáceas, tiene la particularidad de no producir semilla sexual viable, por tratarse de un híbrido triploide. Sus frutos, partenocápicos, se desarrollan sin previa fecundación del óvulo en flores femeninas (Thain & Hickman, 2004). Por ello, su multiplicación es de forma asexual, o vegetativa, a través de cormos, rebrotes, colinos o plántulas. Tradicionalmente, los cormos o colinos se emplean como semilla convencional, y se obtienen de plantaciones comerciales destinadas a la producción de fruta. Esta es una práctica de altísimo riesgo sanitario, pues frecuentemente se desconoce si estas semillas tienen plagas, patógenos o problemas físicos, genéticos o fisiológicos. Definitivamente, esta práctica tradicional no es recomendable cuando se carece de controles en los procesos de obtención de semilla y se desconoce su calidad.

El potencial productivo a partir de las yemas vegetativas de las musáceas es alto: entre 36 y 40 yemas, lo que coincide con el potencial en cuanto al número de hojas. Sin embargo, por aspectos fisiológicos de dominancia apical, solo se logra la activación y desarrollo de los primeros dos a tres pentágonos de yemas (excepcionalmente el cuarto pentágono), es decir que durante el ciclo, se activan entre 10 y 15, el resto permanece en estado de dormancia. Frecuentemente, se aprovecha un máximo de 5 a 10 yemas por planta, las cuales dan origen al mismo número de cormos (Belalcázar Carvajal, 1991; Coto, 2009). En el cultivar Hartón, al no aplicar el “deshije”, es posible obtener más de 20 colinos por planta, lo que aumenta el rendimiento de producción del material de propagación (Rosales et al., 2010). Es importante reconocer los aspectos fisiológicos y otros factores de las plantas que inciden en el desarrollo del material de propagación, como la presencia de yemas apicales y laterales. Esto se refleja en la relación directa entre el tamaño del cormo (estructura de reserva) y

la cantidad y rapidez de desarrollo de los brotes, que se expresa en la tasa de multiplicación y el vigor (Becerra Campiño et al., 2019).

Otra alternativa para producir semilla de plátano es la técnica de multiplicación clonal *in vitro*, que consiste en obtener plántulas a partir de tejido de plantas de alto rendimiento. Esta tecnología de producción en laboratorio permite inducir plántulas, endurecerlas gradualmente hasta formar clones y multiplicarlas a gran escala. Sin embargo, la multiplicación de materiales provenientes de cultivos *in vitro* y registrados ante el ICA no ha tenido una buena demanda, posiblemente atribuible a su alto costo, a los largos tiempos de espera para obtener la semilla (tiempos mayores a los de los métodos tradicionales) y al riesgo de adquirir y dispersar semilla con el virus BSV (Javer Higginson, 2007).

Una ventaja de la multiplicación vegetativa, que aplica para el plátano Dominico Hartón, es la transferencia de todos los caracteres genéticos del cultivar. Sin embargo, este tipo de propagación puede transmitir PP si no se toman las medidas preventivas requeridas, y de allí la importancia de los controles fitosanitarios para evitar la transmisión y multiplicación de problemas sanitarios a las nuevas generaciones (Álvarez et al., 2013a).

Semilla de calidad de plátano cv. Dominico Hartón

Disponer de semilla de calidad, es decir, semilla sin PP, de buen vigor, genéticamente uniforme y en buena condición, determinará el futuro de la producción de plátano. Algunas preguntas que debe hacerse quien quiera adquirir semilla son: ¿qué cantidad de semilla requiero para mi predio? ¿Quién proveerá la semilla? ¿Cuál es la sanidad de las plantas madre que darán origen a la semilla? ¿Cómo es la producción de las plantas madre? ¿Qué tipo de semilla quiero adquirir? ¿Cuáles han sido los procesos de trazabilidad, desinfección y aseguramiento de la calidad de la semilla? Las respuestas a estas preguntas ayudarán en la toma de decisiones y en la planificación de los procesos para la producción de semilla de calidad.

La producción de semilla de calidad se identifica por la cantidad de rebrotes sanos, por su rapidez de obtención y por su bajo costo de producción. También se determina por el cumplimiento de los estándares de calidad: pesos adecuados y tiempos de brotación. La semilla de calidad debe provenir de plantas que tengan la genética deseada para el mantenimiento del potencial genético del material y de su identidad (Staver & Lescot, 2015).

Normatividad colombiana para semilla de plátano y su importancia

El Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR, 2018), con el Decreto 931 de 2018, creó el Sistema de Trazabilidad Vegetal en las especies y productos vegetales. Así, quienes producen semilla de calidad garantizarán la adecuada identificación de la especie vegetal a lo largo de todos los procesos: producción de semilla, transformación o generación de valor agregado, procesamiento, transporte, distribución, comercialización y demás información requerida en todos los eslabones de la cadena productiva.

El ICA, en las Resoluciones 3168 y 3888 de 2015, solicita el registro para la producción, distribución o comercialización de semilla de plátano. La persona interesada debe solicitar ante el grupo de Control y Erradicación de Riesgos Fitosanitarios del ICA el registro para producir o comercializar semilla, o como viverista y de esta manera, presentar su intención de obtener semilla conforme a lo dispuesto en dichas Resoluciones (ICA, 2015a, 2015b). En la Resolución 780006 de 2020 se establecen las consideraciones para el registro de viveros o huertos básicos para la producción y comercialización de material vegetal en Colombia (ICA, 2020b).

Adicionalmente, el ICA establece las medidas sanitarias y de control para enfermedades como el moko (maduraviche), en la Resolución 092770 de 2021, para prevenir su diseminación en semillas de plátano y banano en Colombia (ICA, 2021a). La introducción del hongo *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* raza 4 tropical (FOC-R4T) en Colombia

activó las alertas de bioseguridad de la producción tecnificada de semilla de banano y plátano. Como consecuencia, el ICA emitió la Resolución 68180 de 2020, en la que establece medidas fitosanitarias complementarias para contener la dispersión de este hongo desde las zonas afectadas hacia otras zonas productoras de banano y plátano (ICA, 2020a). El ICA prevé la potencial dispersión de este patógeno en el país y establece medidas cuarentenarias que regulan e impiden el tránsito indiscriminado de material vegetal. Hasta inicios del 2023, no se conoce la susceptibilidad del cv. Dominico Hartón al hongo FOC-R4T o el impacto que este pueda causarle al cultivar, lo que reafirma la importancia de la calidad sanitaria de la semilla, en este caso para musáceas.

Asimismo, el ICA regula la movilización del material vegetal en Colombia al expedir licencias fitosanitarias, con base en la Resolución 115686 de 2021 (ICA, 2021c). Esta licencia autoriza la movilización de productos, entre ellos la semilla de plátano cv. Dominico Hartón, con el fin de proteger la sanidad vegetal del país y prevenir la introducción, dispersión y propagación de PP que afectan las especies agrícolas y forestales, el ambiente y los ecosistemas.

6d

¿Conocía la
reglamentación
del ICA?

La producción de semilla de plátano es asexual, la cual conlleva altos riesgos sanitarios si no se cuenta con controles estrictos en este proceso. La calidad sanitaria es fundamental para el negocio de la semilla en musáceas.



¿Qué tipo de semilla
quiero adquirir?

Antecedentes de la producción de semilla de plátano

Internacionalmente, las áreas de plátano reflejan una creciente y sistemática demanda de semilla, en especial en los países que lideran la producción de este cultivo. En 2021, el área cosechada de plátano fue liderada por Uganda y la República Democrática del Congo, mientras que la producción fue encabezada por Uganda, Camerún y la República Democrática del Congo. Colombia ocupó el octavo lugar en área cosechada, aunque con un buen rendimiento, según la FAO (2022), como se describe en la tabla 1; no obstante, la información de los cultivares plantados no se detalla. Colombia cuenta con estadísticas para “plátano y plátano de exportación” por departamento (MADR, 2022a, 2022b). Los cultivares Dominico Hartón y Dominico —o plátano de altura—, entre 1990 y 1992, predominaban en el Eje Cafetero (Grisales, 1997; Grisales & Lescot, 1993), tendencia que posiblemente se mantiene hoy en día en dicha región, mientras que el cultivar Hartón predomina en la zona de los Llanos Orientales (Rodríguez Yzquierdo et al., 2018, 2019). Indudablemente, las producciones de plátano mundial y nacional van de la mano con la demanda de semilla. Es interesante destacar que en FAOSTAT no hay datos disponibles de producción de semilla de plátano a nivel global (FAO, 2022).

Tabla 1. Países con las mayores áreas cosechadas de plátano en 2021, con sus producciones y rendimientos

País	Área cosechada (ha)	Producción (t)	Rendimiento (t/ha)
Uganda	2.060.000	9.200.000	4,5
República Democrática del Congo	1.106.744	4.884.184	4,4
Costa de Marfil	554.604	2.126.265	3,8
Nigeria	494.311	3.123.939	6,3
Ghana	420.678	4.722.772	11,2
Camerún	314.380	4.973.713	15,8
República Unida de Tanzania	310.626	579.857	1,9
Colombia	269.652	2.333.022	8,7
Filipinas	263.960	3.149.093	11,9
Ecuador	112.045	763.455	6,8

Fuente: FAO (2022)

La información de las Evaluaciones Agropecuarias Municipales (EVA) de las áreas sembrada y cosechada de plátano (ha), la producción (t) y el rendimiento promedio nacional (t/ha) se indica en la tabla 2 (MADR, 2022a, 2022b). Estas cifras sugieren una tendencia al alza en los últimos tres años en cuanto a área sembrada, área cosechada y producción en Colombia. Dichos datos incluyen tanto el plátano para consumo interno como el de exportación.

Tabla 2. Indicadores de producción de plátano en Colombia en el periodo 2018-2021

Año	Área sembrada (ha)	Área cosechada (ha)	Producción (t)	Rendimiento (t/ha)
2018	511.692	434.078	4.430.153	10,2
2019	447.913	409.382	4.094.459	10,0
2020	466.922	431.668	4.310.256	10,0
2021	469.721	440.816	4.370.752	9,9

Fuente: MADR (2022a, 2022b)

A pesar del ligero incremento de la producción de plátano en los últimos años, los efectos del cambio climático, la variabilidad climática y la presencia de problemas sanitarios probablemente afectarán la producción y obtención de semilla, así como su oferta, demanda y calidad. Una estrategia para mitigar estos problemas es tener áreas de producción de semilla de calidad, para atender zonas en renovación o resiembras de cultivos de plátano, con semilla obtenida en predios registrados ante el ICA. Esta semilla de calidad puede provenir de productores de semilla que estén en proceso de formalizar sus viveros y registros ante el ICA o se puede obtener de predios propios que cumplan con los procesos y protocolos para semilla de calidad para todos los cultivares, pero especialmente para Hartón y Dominico Hartón.

En la tabla 3 presentamos las estadísticas publicadas por el MADR (2022a) sobre la producción de plátano, por departamento, durante el año 2021. Infortunadamente, esta información no discrimina los diferentes cultivares de plátano. Los departamentos de Arauca y Meta tuvieron los mejores rendimientos (22,9 y 17,6 t/ha) y las mayores producciones (876.291 y 397.474 t), respectivamente. Dichos departamentos son productores de plátano cv. Hartón, frecuentemente con

sistemas tecnificados para abastecer el mercado de Bogotá. Es interesante notar que existen diferencias en los valores publicados por las distintas fuentes.

Tabla 3. Indicadores de producción de plátano en Colombia, por departamento, en 2021

Departamento	Área sembrada (ha)	Área cosechada (ha)	Diferencia en áreas (ha)	Producción (t)	Rendimiento (t/ha)
Antioquia	53.883	48.781	5.103	384.279	7,9
Arauca	39.485	38.275	1.210	876.291	22,9
Chocó	32.552	28.012	4.541	288.137	10,3
Córdoba	30.533	29.191	1.342	301.400	10,3
Huila	30.171	28.912	1.258	119.502	4,1
Valle del Cauca	29.339	28.525	814	271.042	9,5
Quindío	26.674	26.524	150	256.925	9,7
Meta	25.175	22.629	2.546	397.474	17,6
Nariño	24.396	23.760	637	150.307	6,3
Caldas	24.229	23.467	762	276.591	11,8
Tolima	22.795	21.024	1.771	159.273	7,6
Risaralda	17.097	15.762	1.335	159.114	10,1
Caquetá	16.049	14.949	1.100	87.656	5,9
Cauca	14.738	13.856	882	96.418	7,0
Santander	12.485	10.619	1.866	88.248	8,3
Norte de Santander	10.830	10.422	408	66.321	6,4
Cundinamarca	10.291	9.956	335	73.131	7,3
Putumayo	9.651	9.441	210	48.910	5,2
Bolívar	8.302	7.713	589	56.372	7,3
Guaviare	5.699	5.106	593	40.205	7,9
Cesar	5.071	4.934	137	35.952	7,3
Magdalena	4.659	4.557	102	34.652	7,6
Boyacá	3.590	3.436	154	21.543	6,3
Casanare	3.249	2.881	368	31.119	10,8
Vichada	2.531	2.281	250	13.718	6,0
La Guajira	2.342	2.271	71	12.896	5,7
Sucre	1.914	1.797	118	12.595	7,0
Amazonas	937	907	30	3.897	4,3
Atlántico	437	377	60	4.511	12,0
Vaupés	410	247	163	514	2,1

Departamento	Área sembrada (ha)	Área cosechada (ha)	Diferencia en áreas (ha)	Producción (t)	Rendimiento (t/ha)
Guainía	202	202	0	1.684	8,3
San Andrés y Providencia	8	6	2	73	12,1
Total	469.724	440.820	28.907	4.370.750	-
Rendimiento nacional (producción/área cosechada)	-	-	-	-	9,9

Fuente: Elaboración propia con base en MADR (2022a)

Históricamente, los cultivares Hartón y Dominico Hartón han sido predominantes en la dieta de los colombianos, seguidos por el Dominico y el Cachaco. En Colombia, el Hartón es producido ampliamente en la región de los Llanos (Meta, Arauca y Casanare); el Cachaco, en Tolima, Huila y Chocó, y otros, como el Dominico, el Pompo, el Guayabo o el Comino, en otras zonas de Colombia (Belalcázar Carvajal, 1991; Buitrago-Bitar et al., 2020; MADR, 2020). El cv. Dominico Hartón, que ocupa un lugar destacado en la economía colombiana, predomina en el Eje Cafetero (Quindío, Valle del Cauca, Caldas y Risaralda) y Antioquia, aunque en general es ampliamente sembrado en toda la región Andina, con preponderancia entre los 1.000 y los 1.500 m s. n. m., donde expresa todo su potencial genético. En varias zonas del país, el cultivar dominante es el Dominico Hartón, con ocho manos y una doble fila de dedos en las dos primeras manos (tabla 4) (Belalcázar Carvajal, 1991; Buitrago-Bitar et al., 2020; Fedeplacol, 2017).

Tabla 4. Características básicas del plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón sin desmanar en el primer ciclo productivo

Característica	Valores
Periodo de llenado del racimo	3,5-3,7 meses
Peso del racimo	11,3-28 kg
Número de manos	7-8
Número de frutos por racimo	65-75 dedos
Duración del ciclo productivo	14-18 meses
Altura promedio de la planta	3,23 m
Contenido promedio de materia seca	53,4%
Índice promedio pulpa-cáscara	1,3

Fuente: Elaboración propia con base en AGROSAVIA (2019a), Martínez et al. (2015) y Belalcázar Carvajal (1991)

La estimación de la demanda de la semilla de Dominico Hartón se basa en análisis econométricos que consideran particularidades territoriales. Las estadísticas de áreas sembradas, cifras de producción, densidades y ciclos de siembra, cultura de producción, precios, consumo y el mercado de fruta fresca de este cultivar orientan la toma de decisiones para la renovación o establecimiento de nuevas siembras a partir de semilla tecnificada (Croft et al., 2018). Adicionalmente, la estimación de la demanda de semilla depende de la aprobación de créditos para renovar plantaciones de plátano.

De acuerdo con el MADR (2022c), en el periodo 2018-2021 se realizaron desembolsos correspondientes a las actividades de renovación anual para 138,32 ha en promedio (tabla 5). Así, se estima una necesidad anual de semilla de entre 165.988 y 345.809 unidades, dependiendo del arreglo de siembra (tabla 6), lo que arroja un valor estimado del material de siembra de entre COP 331.976.000 y 691.618.000, con un valor de COP 2.000 por semilla.

En el Eje Cafetero, la renovación es necesaria luego de cinco o seis ciclos de producción, debido a la paulatina disminución de la densidad poblacional ocasionada por factores como la pérdida y deterioro de plantas, la pérdida de vigor y la incidencia y severidad de PP. Adicionalmente, el desorden de los arreglos de siembra por selección cíclica de nuevos colinos para mantener la secuencia de producción, así como la ampliación del periodo de cosecha en los bloques de siembra, se traducen en traslape de ciclos y el aumento tanto de los costos de manejo agronómico como de las labores de cosecha por dispersión geográfica de los sitios de producción. Las anteriores son razones poderosas para renovar el cultivo, con el subsecuente uso de semilla de calidad.

Asimismo, si se consideran nuevas áreas de siembra y renovaciones programadas por ciclos de cinco a seis años, las estimaciones pueden ser mayores a 60.000.000 de semillas al año. Actualmente, las renovaciones —y el establecimiento de nuevas áreas de producción— se hacen a partir de cultivos que están terminando su periodo reproductivo, esto, en parte, debido a falencias técnicas y administrativas en la producción de semilla. Además, el país cuenta con

pocos viveros registrados ante el ICA para la producción de semilla de calidad, que garantice sanidad, genética y fisiología adecuadas (tablas 7 y 8).

Tabla 5. Créditos para renovación de plátano desembolsados por Finagro y su valor anual, en el periodo 2018-2021

Línea de crédito	Año	Número de créditos	Valor (millones de pesos)	Hectáreas*
Renovación	2018	206	1.863,00	155,25
Renovación	2019	275	3.191,28	265,94
Renovación	2020	179	1.209,31	100,78
Renovación	2021	47	375,94	31,33
Promedio		177	1.659,88	138,32

* Valores estimados sobre la base de un costo de COP 12.000.000/ha.

Fuente: Elaboración propia con base en MADR (2022c)

Tabla 6. Estimación del requerimiento anual de semilla de plátano y del valor total anual para renovación, en el periodo 2018-2021, de acuerdo con los créditos otorgados por Finagro para renovación del cultivo de plátano

Densidad (sitios/ha)	Semillas de plátano (unidades)	Valor de la semilla (COP)*
1.200	165.988	331.976.501
1.666	230.447	460.894.042
2.500	345.809	691.617.711

* Se estima con base en un costo de COP 2.000/unidad de semilla.

Fuente: Elaboración propia

6d

¿Cómo ha sido su experiencia en programas (de Gobiernos locales, nacionales, departamentales o con instituciones de cooperación nacional o internacional) de entrega de semilla de plátano?

Capítulo I

Consideraciones para la producción de semilla de calidad de plátano cv. Dominico Hartón

La propagación en plátano es de tipo asexual (llamada también vegetativa); es decir, de una parte de la planta se obtiene otro individuo con las mismas características de la planta madre, al que se conoce como “clon”. Tradicionalmente, quienes producen plátano obtienen semilla a partir del colino o cormo (figura 1), del cual se inducen las yemas que formarán los colinos (también denominados “hijuelos”). Este proceso originará nuevos cormos, que se emplearán como semilla y podrán dejarse en el sitio donde nacen para convertirse en nuevas plantas, o cosecharse para ser sembrados en un nuevo lugar. En el Eje Cafetero, una sola planta del cv. Dominico Hartón puede producir entre cinco y trece colinos, los cuales crecerán y tendrán tamaños similares si no se realiza ninguna práctica de selección.

El cormo es otro tipo de semilla asexual del plátano que, al ser inducido, genera una gran cantidad de plantas nuevas a partir de sus yemas o puntos de crecimiento, las cuales originarán rebrotos, colinos y nuevos individuos. En síntesis, una planta de plátano generará nuevas plantas, y estas originarán, cada una, un solo racimo.

De manera general, una planta de plátano, al completar su ciclo, emite en promedio 38 hojas (con un máximo de 40 y mínimo de 36 hojas) y una yema por cada hoja emitida, de las cuales solo se activan las primeras 10 a 15 yemas, correspondientes a los 2-3 primeros pentágonos desarrollados, respectivamente. En el caso del cv. Dominico Hartón, es posible la activación y posterior desarrollo de 10 a 15 yemas, a partir

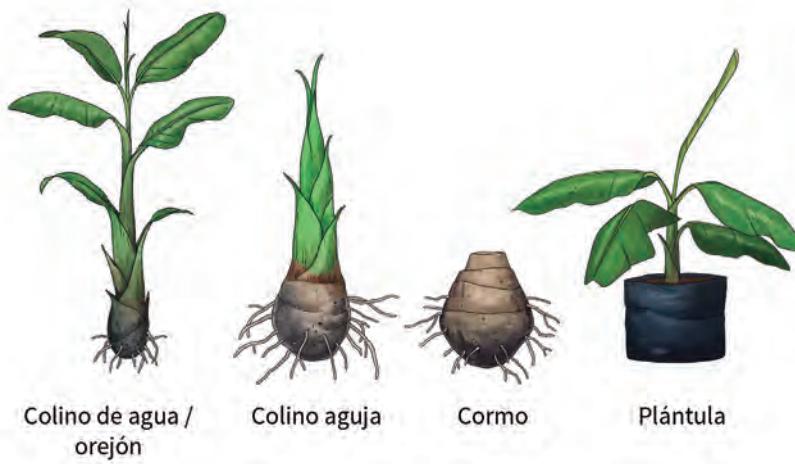


Figura 1. Tipos de semilla en musáceas.

Ilustración: Juan Felipe Martínez Tirado

de las cuales se obtienen de 10 a 15 plantas. Las yemas remanentes permanecen en estado de dormancia (Belalcázar Carvajal, 1991). Fisiológicamente, las yemas más antiguas se activan secuencialmente para producir colinos en grupos de cinco (pentágonos) (De Langhe, 1961; Méndez Hernández & Rodríguez Serrano, 2016). Por esta razón, en las plantaciones comerciales con producción de racimos, se eliminan los colinos, práctica conocida como “deshije”, que permite organizar el relevo de la plantación. Ahora bien, los colinos cosechados iniciarán el sistema de producción de semilla, ya sea por plántulas o por huertos (madre y de multiplicación de semilla), sin la producción de racimos de plátano. En resumen, las plántulas provienen de rebrotes obtenidos de los cormos, que deben estar sembrados en camas de multiplicación. Este proceso se detalla en el capítulo VII: "Estructuras de multiplicación (EM) para obtención de rebrotes".

¿Qué ventajas ofrece la plántula? Esta posee características únicas y ventajas adicionales para asegurar su calidad como semilla, por ejemplo:

1. Permite la observación de sus hojas para identificar deficiencias nutricionales, malformaciones u otras anomalías y presencia de

algunos virus. Con esto, se descartan rápidamente las plántulas afectadas.

2. Se puede cuidar un gran número de plántulas en un espacio relativamente reducido (en comparación con el espacio ocupado por el mismo número de cormos en campo).
3. Posibilita el monitoreo y seguimiento detallado del desarrollo y crecimiento de cada semilla.
4. Facilita el enriquecimiento del sustrato de las plántulas y de su rizosfera en la bolsa con organismos benéficos. La rizosfera es el área compartida entre las raíces, microorganismos, agua, nutrientes y exudados de la raíz. Los microorganismos benéficos favorecen o estimulan la defensa, nutrición, crecimiento y desarrollo de las futuras plantas.
5. Reduce el tiempo que toma el cultivo para producir el racimo, ya que las plántulas enraizadas, con hojas sanas y desarrolladas, se establecerán más fácil y rápidamente en campo. La reducción del tiempo es de dos meses, como mínimo.
6. Propicia el establecimiento de parcelas para controlar los tiempos de producción, ya que se conoce la edad exacta de las plántulas a partir del número de hojas. Eso permite la siembra de material homogéneo en el lote, su cosecha simultánea o la siembra intercalada para obtener cosechas interpuestas, si así se desea.

¡Véamos qué es la rizosfera
y cuáles son sus funciones!

Abre el video escaneando el código QR:



Las plantas obtenidas por este proceso serán sanas, vigorosas, y requerirán menos insumos. Además, las actividades de manejo, cosecha y poscosecha podrán planearse con anterioridad, pues se conocen los tiempos de desarrollo de los racimos y se tiene mayor certeza sobre la cantidad y las características del producto para ofrecer en el mercado. La semilla de calidad, más los manejos requeridos, concluirán en mejores cosechas.

El modelo de producción de semilla que presentamos permite: 1) determinar las etapas del proceso; 2) considerar los suministros requeridos; 3) reconocer las limitaciones y posibilidades dentro del proceso; 4) establecer los tiempos y las posibilidades de partida para la producción de semilla; 5) prever los costos de producción y manejo; y 6) generar un cambio en la riesgosa cultura local de adquisición de cualquier semilla, que generalmente no tiene calidad.

Sin embargo, es necesario innovar algunos aspectos del proceso para mejorarlo. Un ejemplo de esto es el uso de bolsas de plástico para el mantenimiento de las plántulas en vivero, que podrían reemplazarse por bolsas o contenedores biodegradables, ya que aquellas requieren una disposición y reciclaje adecuados para un mejor manejo sanitario y ambiental. El problema de la contaminación por bolsas de plástico no se resuelve almacenándolas en pilas o enviándolas al botadero o basurero del municipio, pues con esto solo trasladamos el problema.

Otro inconveniente es hallar suelos óptimos para la siembra de plántulas —suelos que ya son escasos— y que preferiblemente no hubiesen sido usados para producir plátano, otras musáceas o sus semillas, pues los que han sido previamente sembrados con alguno de estos cultivos suelen estar contaminados con PP; y si los suelos se traen de otros lugares, el costo del transporte es alto y puede ser inviable, por lo que también debemos repensar el proceso de transporte y distribución de plántulas. La búsqueda de alternativas a estos retos de la producción de semilla es parte de este modelo y de quienes asumimos la producción de semilla de plátano de calidad.

Procedencia del material vegetal para iniciar la producción de semilla

Para la producción de semilla de plátano es indispensable usar materiales provenientes de viveros registrados o de lotes de producción de semilla seleccionada registrados ante el ICA. A inicios del 2023 existían 22 viveros registrados (tabla 7) y 13 lotes o huertos de producción de semilla seleccionada de plátano (tabla 8) en 19 departamentos: el 54,5% de los viveros registrados se encuentran en Córdoba, Valle del Cauca, Risaralda y Huila, lo que evidencia que la cantidad de viveros, así como su distribución en el territorio nacional, es limitada para suplir la demanda de material vegetal e iniciar sistemas de producción de semilla a nivel nacional dentro del sistema formal de distribución de semilla.

En la tabla 7 presentamos los viveros registrados ante el ICA (hasta enero de 2023) como productores o comercializadores de semilla de plátano. Los departamentos del Valle del Cauca y Risaralda cuentan con 4 registros, Huila, Córdoba, Quindío y Magdalena con 2, y Caldas, Caquetá, Guainía, Putumayo, Sucre y Tolima con un solo registro. De lo anterior, se desconoce cuántos de estos registros pertenecen a organizaciones que se dedican a la producción. Ahora bien, para la obtención de semilla seleccionada, se reportan 13 registros: Casanare y Córdoba cuentan con 2 cada uno, y Arauca, Caldas, Cauca, Cundinamarca, Guaviare, Huila, Meta, Nariño y Valle del Cauca cuentan con un registro (tabla 8).

Entre el 2019 y 2021 ha aumentado el número de viveros, de acuerdo con la información dada por el ICA, al considerar la producción de semilla de plátano Hartón, Dominico Hartón y otros. En 2019 existían 22 registros en 8 departamentos, mientras que en 2021 había 35 registros en 18 departamentos. Llama la atención que tan solo tres viveros aparecen registrados con el mismo nombre durante este lapso, lo cual sugiere una dinámica de cierre y apertura de nuevos viveros. Contrariamente, los registros para semilla seleccionada de plátano permanecen relativamente constantes (entre 12 y 13 viveros) luego de dos años (tabla 8). Cabe resaltar que en este análisis consideramos la

derogación de la Resolución 3180 de 2009 del ICA, la cual da paso a la actualización de registros bajo la Resolución 780006 de 2020.

En consecuencia, recalcamos la importancia de los procesos de control en viveros sobre la producción de la semilla de calidad para garantizar su sanidad y evitar la dispersión de PP. Algunos ejemplos son el moko (o maduraviche), el marchitamiento por *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*, los nematodos, los virus y los picudos, entre muchos otros. Igualmente, los controles buscan garantizar la identidad del material vegetal (calidad genética), la capacidad de brotación, el vigor, la integridad física y la calidad fisiológica.

Tabla 7. Viveros con registro ICA para producir, distribuir y comercializar plátano, incluido el Dominico Hartón, a enero de 2023

Departamento	Vivero	Tipo de registro
Caldas	Naturaleza & Vida Colombia S.A.S.	Productor-distribuidor
Caquetá	Vivero JJ	Productor-distribuidor
Córdoba	Costa Verde	Productor-distribuidor
	Grupo Empresarial HTM SAS	Productor
Guainía	Flor de Inírida	Productor-distribuidor
Huila	Agroverde del Huila	Productor-distribuidor
	Los Guaduales Tesalia	Productor-distribuidor
Magdalena	CI. Agrososa Ltda.	Productor-distribuidor
	Musagro	Productor-distribuidor
Putumayo	Bioamazonia S.A.S.	Productor-comercializador
Quindío	Insumos JC	Productor-distribuidor
	La Carmelita	Productor-distribuidor
Risaralda	Musáceas del Otún	Productor-distribuidor
	Agrovir	Productor-distribuidor
	San Martín	Productor-comercializador
	Agroexport Eje SAS	Productor-distribuidor
Sucre	Afrucacao	Distribuidor
Tolima	Materiales Vegetales Los Planes	Productor-distribuidor
Valle del Cauca	Asomusáceas	Productor-distribuidor
	El Gran Erasmo	Productor-distribuidor
	Agropensem - Luis Fernando Arias Yepes	Productor-comercializador
	Vivero de la empresa Ocoa dos S.A.S.	Productor-comercializador
	Zomac	

Nota: Datos publicados bajo las Resoluciones 3180 de 2009 y 780006 de 2020 del ICA (2009, 2020b). Se excluyen los viveros cuyo registro especifica la producción del cv. Hartón y de otros cultivares, exceptuando el Dominico Hartón.

Fuente: Elaboración propia con base en ICA (2021d)

Tabla 8. Empresas productoras de semilla seleccionada de plátano en Colombia, a enero de 2023, bajo la Resolución 3168 de 2015 del ICA

Departamento y municipio	Empresa	Especie
Arauca, Tame	Castellanos Pérez Josué, Finca El Topacio, Producción Agropecuaria El Amigazo, Tame	Material vegetal de propagación de plátano
Caldas, Manizales	ATR Comercializadora Colombia S.A.S Atrcomcol S.A.S	Material vegetal de propagación de plátano (<i>Musa × paradisiaca</i>)
Casanare, Yopal	Martínez Parra Hildebrando, Agroservicios y Suministros del Llano H&M	Plátano
	Asociación de Productores Agropecuarios de Casanare Asoprocasanare	Material vegetal de propagación de plátano
Cauca, Patía	Quintero Dussán Alfonso, Vivero Cantarranas	Frutales, forestales y material vegetal de propagación de plátano, banano y cacao
Córdoba, Montería	Universidad de Córdoba	Material vegetal micropagado de plántulas de plátano, banano, ñame, yuca, caña flecha, estevia, batata y piña
	Grupo Empresarial HTM SAS	Material vegetal de propagación de plátano
Cundinamarca, Mosquera	Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria – AGROSAVIA	Forrajeras (gramíneas y leguminosas) y hortalizas, material vegetal micropagado de plátano, banano, ñame, piña, achira, mora y palma de aceite, forestales, frutales, agroindustriales, aromáticas, raíces, tubérculos y maderables
Guaviare, El Retorno	Asociación de Productores y Comercializadores Agropecuarios Ambientales de San Isidro y Palmeras de El Retorno, Guaviare, Asoprocoasip	Material vegetal de propagación de plátano
Huila, Neiva	Ferreira Cortes Dora Yaneth, Vivero Agroverde Del Huila	Especies forestales, ornamentales y frutales, musáceas (plátano y banano), guadua, cacao, sacha inchi y sábila, y plantas de vivero de musáceas (plátano y banano)
Meta, Granada	Barreto Prada Esneda	Plántulas de frutales y material vegetal de propagación de plátano
Nariño, Tumaco	Asociación de Agricultores La Minita	Semilla seleccionada de plátano (colinos)
Valle del Cauca, Buenaventura	Mendoza Bohórquez Aníbal	Plátano

Fuente: Elaboración propia con base en ICA (s.f.)

Las plantas seleccionadas de estos predios y viveros para la obtención de semilla deben tener todas las características fenotípicas —es decir, forma, tamaño, color y demás atributos físicos— que determinan la identidad genética y morfológica del cv. Dominico Hartón en todas sus partes (por ejemplo, racimo, hojas, pseudotallo y colinos) (tabla 4 y anexo 1). En consecuencia, es necesario visitar los huertos de producción de semilla antes de adquirir la semilla, para verificar las características fenotípicas de las plantas. Esto puede hacerse con la información que presentamos en el anexo 1.

Por su parte, la calidad sanitaria de la semilla se garantiza por medio de muestreos y monitoreos en la zona de producción y con el uso de pruebas diagnósticas, especialmente para moko, marchitez por *Fusarium*, nematodos y virus. De igual manera, la semilla debe estar libre de picudos, mosca blanca, escamas y otras plagas consideradas limitantes para plátano, así como de plagas de control oficial (ICA, 2009). Para consultar información detallada, sugerimos ver el capítulo XIII, particularmente la tabla 25.

Recordemos que la prueba de diagnóstico para moko es obligatoria para producir semilla de plátano, y el ICA la realiza gratuitamente en sus laboratorios. Para este fin, recomendamos consultar en las oficinas del instituto y, cuando se adquiera semilla, solicitar al proveedor la copia de la resolución de registro para verificar la vigencia y condiciones de esta. Asimismo, es necesario pedir y archivar la licencia de movilización emitida por el ICA en el momento de adquirir el material en viveros o huertos registrados.

Registro de información

Registrar en un libro de campo o archivo digital algunas variables del proceso de producción de semilla le permite a quien produce recordar la información, además de verificar, controlar y cambiar algunos aspectos de la producción de rebrotes, entre ellos las labores, los tiempos y los productos empleados. A continuación, describimos algunas de las variables más importantes; sin embargo, pueden adicionarse otras que se consideren necesarias (Cardona et al., 2019).

Condiciones ambientales: lluvia (cantidad de precipitación por día), temperaturas diarias (máximas, mínimas y promedio), humedad relativa, nubosidad, dirección y velocidad del viento, entre otras. Esta información se obtiene de una estación climática cercana. En caso de no tenerla, se pueden instalar los equipos adecuados (pluviómetro, veleta, higrómetro y termómetro) y registrar los datos obtenidos. También es válido emplear la información que brindan algunas aplicaciones de teléfonos celulares, con la salvedad de que dicha información puede ser imprecisa, a diferencia de la que se obtiene de una estación climática cercana o en la zona de producción de semilla.

Fechas de importancia: día de siembra, día de brotación, presencia de rebrotes y su desarrollo. Igualmente, deben registrarse las fechas en las que aparezcan problemas sanitarios, fisiológicos u otras eventualidades en la producción. Pueden anotarse las fechas del desarrollo de las yemas laterales, las cuales se detectan al inspeccionar los cormos inducidos, tocándolos suavemente, luego de despejar el sustrato que los cubre.

Diagramas o mapas: en ellos se ubica la localización de la finca en la vereda, municipio o departamento. Sugerimos incluir diagramas de los cormos por tamaño y su ubicación en el lote, y, en caso de realizar algún tratamiento, registrarlo en el diagrama. Además, puede incluirse la distribución de los huertos en el predio.

Otra información importante que recomendamos registrar es la descripción y el cronograma de actividades de los procesos, listas de

chequeo, cantidad del material descartado, cantidades, dosis y tipos de insumos empleados, el número de rebrotos producidos, así como fechas de riego y de eventos climáticos extremos. Considere incluir los contactos y fechas de visita de proveedores, clientes, asistencias técnicas, laboratorios y visitas de diagnóstico. Sugerimos, además, incluir las etapas del proceso como una secuencia para registrar los datos. Finalmente, pero no menos importante, pueden registrarse los costos de producción del proceso para determinar los precios de venta, la rentabilidad del negocio y el flujo de caja, y explorar posibilidades de financiamiento.

A lo largo de este manual encontrará recomendaciones para el registro de información de los procesos productivos. La captura de información debe ajustarse a sus necesidades y debe serle útil en la toma de decisiones durante la producción de semilla y para eventos futuros.

6d

¿He sembrado plántulas de plátano antes? ¿Qué me impediría usar la técnica aquí planteada?



¿Qué debo tener en cuenta para iniciar la producción de semilla?
(Lista de chequeo)

Verificación de las características del cv. Dominico Hartón	
Diagnóstico sanitario del material vegetal	
Resolución de registro	
Guía de movilización	



- La propagación del plátano es vegetativa (también llamada asexual), por lo que las plántulas hijas son genéticamente iguales a la madre.
- Una planta de plátano activa entre 10 y 15 yemas o rebrotes en su ciclo productivo.
- Los retos en la producción de semilla se resuelven en la práctica, con conciencia ambiental, trabajo en equipo, creatividad e innovación.

Capítulo II

Suministros para la producción de semilla

En la tabla 9 se indican los suministros mínimos necesarios para iniciar la producción de semilla de plátano. Quienes deseen producir semilla pueden verificar en dicha tabla los elementos requeridos y determinar cuáles tienen y cuáles no. Al adquirir estos suministros, se debe considerar el área de producción por establecer y las relaciones de producción de semilla.¹

Tabla 9. Suministros mínimos requeridos para iniciar la producción de semilla de calidad de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón

Suministros	Descripción
Semilla	Semilla de plátano (cormo o plántula)
Elementos y materiales	Cinta para marcación
	Paletas de marcación
	Marcadores
	Estopas
	Probetas graduadas de 100 y 500 mL
	Bolsas plásticas negras de 20 × 17 y de 23 × 20 cm, perforadas y con fuelle
	Plástico negro calibre 6 para aislamiento del suelo
	Plástico transparente calibre 6 para solarización
	Malla verde para cerramiento
	Canastilla plástica
	Bandeja plástica de 15 L

¹ Véase el capítulo x: “Diseño de un módulo para la producción de material de siembra de plátano cv. Dominico Hartón”.

Suministros	Descripción
Elementos y materiales	Tanque plástico de 100 L
	Balde plástico de 10 L
	Regadera de 7,5 L
	Piedra alumbre
	Agua no clorada
	Alambres de púa y dulce
Elementos de protección personal (EPP)	Postes de cemento o plástico
	Guanos de caucho o nitrilo y de carnaza
	Respirador con filtros intercambiables para diferentes pesticidas
	Careta para guadañador
	Protectores auditivos
	Canilleras para protección
Maquinaria, equipos y herramientas	Tapabocas
	Botas de caucho
	Traje para fumigación
	Geoposicionador (puede usarse el del teléfono celular)
	Palas de punta y redonda
	Barretón
	Deshojadora
	Cuchillo curvo o gurbia
	Cuchillos de 6 pulgadas
	Palín
	Barretón de 330 × 110 mm
	Machete de 22 pulgadas
	Motobomba
	Bomba de espalda
	Limas triangulares
	Pala hoyadora o paladruga
	Bomba de fumigación
	Sistema de riego (tuberías, cintas, hidrantes, microaspersión)
	Flexómetro de 5 m
	Carreta
	Frascos atomizadores

Suministros	Descripción
Infraestructura y señalización	Camas de multiplicación de rebrotos aisladas del suelo y perimetralmente
	Área de endurecimiento de plántulas aislada del suelo y perimetralmente
	Área de manejo de sustratos aislada del suelo y perimetralmente
	Área de llenado de bolsas aislada del suelo y perimetralmente
	Zona para acondicionamiento de cormos aislada del suelo y perimetralmente
	Zona para descarte de material vegetal aislada perimetralmente
	Zonas de desinfección de calzado, vehículos y herramientas
	Área de almacenamiento de insumos
	Área de almacenamiento de equipos y herramientas
	Huerto madre (HM)
	Huerto de multiplicación intensiva (HMI)
	Huerto élite (HE)
	Avisos para señalización de áreas
	Laboratorio de diagnóstico fitosanitario (ICA)
	Transporte
Servicios	Preparación de terreno
	Mano de obra para labores agronómicas
	Establecimiento y adecuación de infraestructura
	Diseño e instalación de sistema de riego
	Adecuación de sistema de drenaje
	Administración y supervisión
	Asistencia técnica
	Labores de remoción de material vegetal (residuos)
	Labores de remoción de envases de insumos desocupados
	Diseño e instalación de señalización

Fuente: Cardona et al. (2019)

En cuanto a infraestructura, describimos los espacios o áreas para desarrollar el modelo de producción de semilla propuesto en este manual, los cuales facilitan y garantizan el desarrollo de los procesos de producción para la obtención de una semilla de calidad, ajustada a la normatividad colombiana vigente.

De acuerdo con las adecuaciones requeridas para mitigar potenciales riesgos, se podría requerir de suministros adicionales, lo que depende de las prácticas y los ajustes por realizar durante el establecimiento y desarrollo del proceso de producción. Estos suministros pueden ser sustituidos por otros similares, dependiendo de la disponibilidad local. La tabla 10 presenta los insumos requeridos durante la producción de semilla de plátano. Varios de estos insumos fortalecen la plántula a través de las raíces o la rizosfera, tanto a corto como mediano plazo.

Recomendamos usar insumos con poco o mínimo impacto negativo en la salud humana y animal, así como en el medio ambiente (agua, suelo, aire, microorganismos, ecosistemas, etc.). Para esto, deben emplearse los productos registrados ante el ICA para uso en plátano. El uso de pesticidas (insecticidas, fungicidas, herbicidas, etc.) dependerá de la presencia, abundancia, incidencia y severidad de las PP causantes de dichos problemas y del éxito obtenido al emplear estrategias no químicas para su control. Los monitoreos permiten detectar plagas, enfermedades y patógenos en estadios tempranos, en los que generalmente el control es más eficiente. Por ello, es clave monitorear y muestrear, de manera rigurosa y permanente, la producción de semilla.

No recomendamos las aplicaciones llamadas “calendario”, es decir, aquellas hechas regularmente (semanal o diariamente) o por costumbre, y sin tener evidencia de la presencia de un problema. Enfatizamos en el uso de los elementos de protección personal (EPP) cuando se manipulan y aplican pesticidas u otros insumos en el cultivo. Si se considera la compra y aplicación de un producto de categoría toxicológica alta o muy alta, se deben contemplar: 1) el costo y la cantidad del producto, 2) los EPP específicos para dichos productos

y 3) las adecuaciones, prácticas y medidas que deben usarse o tomarse antes, durante y después de la preparación y aplicación de estos (duchas, lavaojos, trajes de fumigación, guantes, protección respiratoria, filtros, lavado corporal después de la fumigación, etc.).

Hay que seguir las recomendaciones dadas en las etiquetas (por ejemplo, dosis, concentraciones, formulaciones, mezclas factibles y tiempos de reingreso), así como las orientaciones brindadas por el acompañamiento técnico que tengamos a la mano. Recordemos que está en juego no solo nuestra salud y la de nuestra familia, sino también la del suelo, el agua, los organismos benéficos y, no menos importante, la de distribuidores, comercializadores y consumidores.

Tabla 10. Insumos empleados en el proceso de producción de semilla de calidad

Insumos	Unidad
Probiótico de microorganismos para la nutrición vegetal	L/kg de suelo
<i>Bacillus thuringiensis</i>	g/kg de suelo
<i>Beauveria bassiana</i>	g/kg de suelo
Mezcla de bioprotectores	g/kg de suelo
Micorrizas	g/kg de suelo
Miel de purga	kg/L
Salvado de maíz	kg/L
Desinfectantes con compuestos yodados	L/m ²
Desinfectantes con compuestos de tipo amonio cuaternario	g/L
Coadyuvante	cm ³ /L
Herbicida del tipo glifosato	L/ha
Herbicida del tipo glufosinato de amonio	L/ha
Fosfato diamónico (DAP)	kg/ha
Abono 0-0-60	kg/ha
Cal	kg/ha
Urea	kg/ha
Fertilizante foliar (N, P, K, Mg, S, B, Zn) como acondicionador de rebrotes	L/ha

Insumos	Unidad
Fertilizante como fuente de zinc	kg/ha
Fertilizante como fuente de boro	kg/ha
Fertilizante como fuente de cobre	kg/ha
Fertilizante como fuente de magnesio	kg/ha
Fertilizante nitrabor (N y B) o nitrato de potasio (N y K)	kg/ha
Sulfato de amonio	kg/ha
Fungicida mancozeb	kg/ha
Fungicida difenoconazol	L/ha
Fungicida tiabendazol	L/ha
Aceite agrícola	L/ha
Floculante de grasas duras y látex	cm ³ /L
Materia orgánica de bagazo de caña	kg/ha
Cascarilla de arroz	kg/m ³
Aserrín o viruta libre con bajo contenido de taninos	kg/m ³
Suelo	kg/m ³
Hipoclorito de sodio (NaClO)	cm ³ /L

Fuente: Cardona et al. (2019)

¡Véamos cómo debo usar los EPP en el video que aparece al escanear el código QR!



¿Cuáles suministros adicionales emplearé? ¿Cuáles no emplearé?

Capítulo III

Selección del lote para la siembra

Un elemento clave —y quizás de los más importantes— para el establecimiento de la producción de semilla de plátano es la selección del lote o área donde esta se producirá. Existen varios pasos que deben seguirse para escoger adecuadamente este lote; dichos pasos permiten tomar una decisión informada y con criterios técnicos, ambientales y económicos en beneficio de quienes producen semilla. Algunos de estos son: 1) identificar si el uso que se le dará al lote está acorde con el Plan de Ordenamiento Territorial (POT) del municipio, 2) aprovechar racional y adecuadamente los recursos naturales y 3) establecer la unidad productiva en zonas sin riesgos sanitarios, geológicos, geográficos o ambientales. A continuación, indicamos los elementos básicos para la gestión de un lote para la producción de semilla de calidad de plátano.

1. Gestionar e identificar el área para la producción de semilla de plátano: además de la visita de inspección por parte del interesado al lote seleccionado, se debe conocer el POT y el mapa de riesgos municipal, con el fin de descartar áreas con vocación distinta a la producción agrícola, zonas de riesgo asociadas a eventos climáticos extremos, zonas con condiciones geológicas inestables, áreas inestables o inapropiadas por uso inadecuado de los suelos, entre otros riesgos geológicos o geográficos. La ubicación y georreferenciación del lote en un mapa de la zona es clave para identificar potenciales riesgos y permite reconocerlo rápidamente. De ser necesario, hay que determinar con antelación las adecuaciones y prácticas respectivas al lote para mitigar los riesgos identificados.

2. Identificar, aguas arriba del lote seleccionado, la existencia de predios con musáceas: los predios con musáceas ubicados aguas arriba del lote seleccionado ponen en riesgo la producción de semilla, más aún si en estos no se tiene un buen manejo de PP. Muchas PP se movilizan en el agua o el aire, y existe la posibilidad de que lleguen al lote de producción de semilla y causen problemas serios.
 3. Verificar las condiciones sanitarias para la producción de semilla de plátano: esto incluye fuentes de agua libres de PP distanciamientos adecuados de potenciales fuentes de inóculos de PP, como otros cultivos de plátano, banano y musáceas en general, y el control de hospederos alternos² de PP, en las proximidades del lote designado para la producción de semilla, para evitar que sirvan de inóculo y que afecten la producción.
 4. Conocer el uso previo del lote: la existencia en el pasado de cultivos de plátano u otras musáceas en el lote seleccionado representa un enorme riesgo para la producción de semilla. Algunas PP de plátano pueden sobrevivir en el suelo o zonas aledañas por varios años, e incluso décadas. Recomendamos que el lote no haya sido usado previamente para producir plátano, banano, musáceas u otras familias de plantas del orden Zingiberales. Sin embargo, aun si el lote seleccionado no ha sido plantado con musáceas, es necesario verificar los antecedentes sanitarios de los cultivos sembrados en este; es decir, se debe conocer los cultivos que fueron plantados y las PP que los afectaron durante los tres años previos a la fecha de selección.
 5. Diagnosticar sanitariamente el lote: este diagnóstico se hace en varias fases, todas complementarias. La primera es una inspección visual, seguida de tomas de muestras de suelo para análisis de laboratorio, con el fin de verificar la presencia de PP en este. El lote debe estar libre de nematodos que afecten el plátano y de otros patógenos del suelo como *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. De igual manera, debe inspeccionarse la semilla que se
- 2** Los hospederos alternos son otras plantas que albergan organismos no benéficos; estas varían de acuerdo con cada PP en el cultivo. Para profundizar en su conocimiento, recomendamos consultar con su profesional agrícola de confianza o con el ICA.

va a usar, especialmente para identificar el moko, por ser este un problema de amplia distribución nacional en semilla. Sin embargo, recalcamos que cualquier PP transmitido vía semilla es importante, ya que afecta la producción de material de reproducción. Recomendamos el uso de semilla sana, es decir, semilla de calidad. Es clave indagar por las condiciones sanitarias de las zonas y sitios aledaños al lote seleccionado para la producción, lo cual puede hacerse con la ayuda de los vecinos y con la oficina del ICA más cercana, ya que esta entidad vigila el moko y la marchitez por *Fusarium*, entre otros problemas sanitarios de control oficial.

6. Verificar que el lote para la producción de la semilla tenga acceso a fuentes de agua limpia, es decir, agua que cumpla con los requisitos mínimos de calidad establecidos. En cualquier caso, se recomienda que el contenido de cloro sea nulo. Además, el agua debe estar libre de plagas, patógenos y otros elementos nocivos para la producción de semilla. Idealmente, debe realizarse un análisis microbiológico a la fuente de agua que riega el lote de producción de semilla. De ser necesario, deben determinarse las adecuaciones y los permisos requeridos para optimizar el uso del agua ante la corporación autónoma regional correspondiente (Argüello Tovar, 1996).
7. Contar con vías de acceso óptimas: estas vías deben ser adecuadas para el transporte del material vegetal, el acceso de clientes y el ingreso de insumos y demás materiales necesarios tanto para la producción como para la comercialización del producto final, es decir, la semilla.
8. Verificar los parámetros del suelo: las características del suelo del lote deben acercarse a los requerimientos edafoclimáticos óptimos del cv. Dominico Hartón. En la tabla 11 presentamos las variables óptimas del suelo para la producción de semilla, así como las condiciones ambientales ideales. También indicamos las condiciones restrictivas para la producción de semilla de plátano, es decir, los valores no recomendados para su siembra, a menos que se realicen las adecuaciones necesarias, pero estas pueden resultar costosas financieramente y tomar mucho tiempo (por ejemplo, establecimiento de sistemas de riego, realización de prácticas

para recuperación de suelos, etc.). Para esta valoración, recomendamos analizar integralmente el suelo e implementar un recorrido que incluya una inspección visual de la topografía, calicatas del suelo, identificación del estado de las coberturas vegetales y análisis del suelo en laboratorio y campo, para conocer sus condiciones físicas, químicas y biológicas. También pueden usarse resultados y registros previos de estas condiciones para hacer el análisis.

9. Establecer todas las medidas sanitarias preventivas para evitar la entrada de PP al cultivo: algunas de estas medidas son el establecimiento de pocetas lavabotas (o pediluvios) y lavallantas con desinfectante, el lavado de vehículos antes del ingreso al lote, el uso de arcos desinfectantes para vehículos, el uso de ropa, guantes y herramientas exclusivas para el lote de producción de semilla, la desinfección constante de las herramientas de corte y de trabajo en el lote, y el uso de trampas para insectos, para detectar su presencia en el lote o en zonas aledañas (Véase capítulo IV: "Desinfección durante la producción de semilla").
10. Distribuir las áreas requeridas dentro del lote a partir del potencial de producción: es muy útil para la producción de semilla de calidad establecer áreas con funciones específicas. La infraestructura y las zonas que recomendamos son descritas en detalle en la tabla 9 y en el Capítulo X.
11. Conocer los requisitos para obtener el registro ante el ICA: recomendamos consultar la sección de normatividad (en la introducción) y las Resoluciones 780006 de 2020 y 3168 de 2015 del ICA. Esto aplica especialmente para las personas interesadas en la comercialización o venta de semilla. Previo al inicio de cualquier adecuación, debe consultarse al ICA y solicitar una visita para valorar las condiciones del predio como lote para producción de semilla, además de seguir todas las recomendaciones dadas por el personal técnico de dicha institución.
12. Incluir el reconocimiento y la inspección sanitaria del lugar, por parte del ICA, en el proceso de selección del lote: estas visitas prevén, visualizan y detectan riesgos sanitarios potenciales para la producción de semilla, y permiten planear las estrategias de mitigación y

adecuación necesarias antes de que los problemas sanitarios se presenten. Reiteramos que el origen del material de siembra para producir semilla debe provenir de un vivero o predio registrado ante el ICA y estar libre de moko y de otros problemas sanitarios.

13. Garantizar la tenencia del lote: esto puede hacerse a partir de un contrato, convenio o adquisición del predio por un periodo no inferior a dos años, para así usufructuar los beneficios de la producción de semilla.

Como ayuda al productor de semilla, anexamos el cuestionario “Historia de uso y revisión del lote para la producción de semilla” (anexo 2), como guía para seleccionar o descartar un lote.

Tabla 11. Condiciones adecuadas y restrictivas de clima y suelo para el cultivo de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón en el piso térmico templado (altura entre los 1.250 y los 1.550 m s. n. m.)

Variables	Unidad	Condición óptima	Condición restrictiva
Horas luz/día	h	4,5-6	Menor de 3 o mayor de 8
Velocidad del viento	km/h	Menor de 20	Mayor de 40
Precipitación mensual	mm	120-180	Menor de 80 o mayor de 250
Textura del suelo	-	Media, ligeramente pesada o franca	Arcillosa, arenosa o limosa
Estructura del suelo	-	Migajón, granular o con bloques subangulares	Suelta, masiva o laminar
Retención de humedad	%	20-30	Menor de 15 o mayor de 50
Porosidad total	%	40-60	Menor de 30 o mayor de 60
Densidad aparente	g/cm ³	Menor de 1,1	Mayor de 1,2
Conductividad hidráulica	cm/h	7,5-15	Menor de 2
Resistencia a la penetración	mPa/cm	2	Mayor de 3
Estabilidad de agregados	% (p/p)	1,5-3	Menor de 0,5
Profundidad efectiva	m	Mayor de 0,60	Menor de 0,3
pH		5,5-6,5	Menor de 5,5 o mayor de 6,5
Conductancia eléctrica	dS/m	Menor de 0,4	Mayor de 0,4
Materia orgánica	%	Mayor de 4	Menor de 3
Fósforo*	mg/kg	Mayor de 15	Menor de 15
Capacidad de intercambio catiónico	cmol(+)/kg	Mayor de 10	Menor de 10
Potasio*	cmol(+)/kg	Mayor de 0,3	Menor de 0,3
Calcio*	cmol(+)/kg	Mayor de 3	Menor de 3
Magnesio*	cmol(+)/kg	Menor de 1,5	Mayor de 1,5

Variables	Unidad	Condición óptima	Condición restrictiva
Sodio*	cmol(+)/kg	Menor de 1	Mayor de 1
Aluminio*	cmol(+)/kg	Menor de 2	Mayor de 2
Azufre**	mg/kg	Mayor de 6	Menor de 6
Boro**	mg/kg	Mayor de 0,2	Menor de 0,2
Zinc**	mg/kg	Mayor de 1,5	Menor de 1,5
Hierro**	mg/kg	Mayor de 25	Menor de 25
Manganoso**	mg/kg	Mayor de 5	Menor de 5
Cobre**	mg/kg	Mayor de 1	Menor de 1
Calcio***	%	Mayor de 30	Menor de 30
Magnesio***	%	Mayor de 15	Menor de 15
Potasio***	%	Mayor de 2	Menor de 2
Sodio***	%	Menor de 15	Mayor de 15
Aluminio***	%	Menor de 15	Mayor de 15
Cobertura del suelo	%	100	Sin datos
Abundancia de macrofauna	Individuos	19.184	Sin datos
Riqueza de macrofauna	Individuos/ m ²	10	Sin datos
Nematodos fitoparásitos	Individuos	Ausencia	Presencia
Mesófilos aerobios	UFC/g	2.250.000	Sin datos
Hongos totales	UFC/g	3.700	Sin datos
Actinomicetos	UFC/g	5.600	Sin datos
Bacterias solubilizadoras de fósforo	UFC/g	118.000	Sin datos
Bacterias fijadoras de nitrógeno	UFC/g	42.500	Sin datos
Conteo neto de esporas de hongos formadores de micorrizas	Esporas/g	44	Sin datos
Micorrización	%	72	Sin datos
Biomasa microbiana	mg de N/kg	104,8169	Sin datos
Respiración microbiana	CO ₂ /100 g de suelo	30,7	Sin datos

* Intercambiable ** disponible *** saturación

Fuente: Elaboración propia con base en Belalcázar Carvajal (1991); Cherubin et al. (2016); ICA (1992); Instituto Geográfico Agustín Codazzi (IGAC, 1995), Rodríguez (2011) y Wagner-Medina et al., (2023).



**¿Cuento con un lote que cumpla con los requisitos para producir semilla de plátano?
¿Qué modificaciones debo hacerle al lote?**

Capítulo IV

Desinfección durante la producción de semilla

Uno de los procesos más importantes y que debemos ejecutar desde el inicio hasta el final de la producción de semilla es la desinfección de los elementos, la infraestructura, las herramientas y el personal que transita o trabaja en el lote. A continuación, describimos aspectos clave y particularidades de la desinfección en la producción de semilla.

La desinfección es la acción de librarse una planta enferma, o partes de esta, de una infección, así como destruir un organismo o agente causal de una enfermedad en el ambiente cercano a la planta hospedera (Shurtleff & Averre III, 1997). Una definición complementaria de *desinfección* establece que es un tratamiento que mata o inactiva el crecimiento de microorganismos, por medio de un producto químico llamado “desinfectante” (Tortora et al., 2010). La desinfección en la producción de semilla garantiza la inactivación o disminución del inóculo inicial de patógenos en las etapas de producción y previene las infecciones en la semilla. ¿Qué debe desinfectarse? Semillas, sustratos, herramientas, materiales, áreas de trabajo, calzados y, en general, todo material involucrado en la producción de semilla.

El Procedimiento Operativo Estándar (POE) para material de propagación de semilla vegetativa de plátano, desarrollado por AGROSAVIA, señala los procesos necesarios para la producción de semilla e incluye la desinfección y limpieza (tabla 12) (Cardona et al., 2019; Coto, 2009; ICA, 2009; Jimenez Neira & Alarcón Restrepo, 2012; Mekoa & Hauser, 2010; PLM, 2017; Tenkouano et al., 2006; Valencia Serna et al., 2014; Vuelta-Lorenzo, 2014).

Tabla 12. Recomendaciones y alternativas para la desinfección durante la producción de semilla de calidad de plátano

Elementos	Desinfectantes	Recomendaciones de desinfección
Herramientas	Hipoclorito de sodio (5,25%)	Disuelto en agua (2,6%), sumergir por 1 minuto (Álvarez et al., 2013b).
	Amonio cuaternario (3 g/L)	Recomendación de uso en la etiqueta y la ficha técnica del producto.
Calzado	Hipoclorito de sodio (5,25%)	Disolver en agua en proporción 1:1 y sumergir por 1 minuto.
	Amonio cuaternario (3 g/L)	Recomendación de uso en la etiqueta y la ficha técnica del producto.
	Bandeja con cal	Poner en contacto con el calzado por 60 segundos.
Sustrato o suelo	Solarización bajo cubierta plástica transparente	En la zona de preparación de sustratos, aislar el suelo con plástico negro. Disponer el suelo en camas de 20 cm de alto, humedecerlo con agua limpia para favorecer la conducción del calor y cubrirlo con plástico transparente por 15 días. Al día siguiente, destapar, voltear y dejar reposar por 3 días más.
	Vapor de agua caliente (entre 100 y 134 °C)	Tratar con un equipo de esterilización por 15 minutos como mínimo.
	Extractos vegetales (citoquinas, glucósidos, porfirinas, morfógenos y minerales (2 cm ³ /L); extractos vegetales nematicida/fungicida (2 cm ³ /L); fungicida fosfórico y carbamato (1,5 cm ³ /L))	Recomendación de uso en la etiqueta y la ficha técnica de los productos.
Sustrato inerte	Yodo polietoxi-polipropoxi-polietoxi -etanol (5 cm ³ /L)	Recomendación de uso en la etiqueta y la ficha técnica del producto.
	Vapor de agua	Tratar por 15 minutos como mínimo (Chávez-Aguilera et al., 2010).
	Peróxido de hidrógeno (50%) (5 cm ³ /L de agua)	Recomendación de uso en la etiqueta y la ficha técnica del producto.
	Dióxido de cloro (2.500 ppm) (50 cm ³ /L de agua)	Recomendación de uso en la etiqueta y la ficha técnica del producto.

Elementos	Desinfectantes	Recomendaciones de desinfección
Cormos	Cortes y agua caliente	Eliminar raíces y remover aproximadamente 5 mm de la capa externa del cormo y el tejido necrótico hasta 5 cm antes del mangín o hasta aproximadamente el 43% de tejido (Guzmán Piedrahita et al., 2012; Hauser, 2007; Tenkouano et al., 2006). Alternativamente, se puede sumergir en agua caliente (entre 52 y 55 °C) por 20 minutos.
	Mancozeb (1,5 g/L)	Recomendación de uso en la etiqueta y la ficha técnica del producto.
	Oxamilo (10%) (13 mL/10 L de agua) + yodo, etanol y ácido fosfórico (4 cm ³ /L de agua)	Sumergir los cormos en la solución entre 2 y 5 minutos.
	Micorrizas arbusculares, <i>Purpleocillium lilacinum</i> y <i>Bacillus subtilis</i>	Recomendación de uso en la etiqueta y la ficha técnica de los productos (Valencia Serna et al., 2014).
	Inmersión en agua caliente (55 °C)	Sumergir por 20 minutos (Hauser, 2000).
	Torta deshidratada (1,5; 2,0; y 3,0%) o semilla de higuerilla como nematicida e insecticida	Recomendación de uso en la etiqueta y la ficha técnica de los productos (Rodríguez, 2005, citado por Guzmán et al., 2012).

Fuente: Elaboración propia con base en Cardona et al. (2019) y las fuentes citadas

La desinfección del calzado de todo el personal (operarios, visitantes, etc.) es muy importante, puesto que disminuye la probabilidad de entrada de patógenos al lote de producción de semilla. Sugerimos usar en el pediluvio —ubicado antes del ingreso al lote— hipoclorito de sodio, amonio cuaternario o cal (Álvarez et al., 2013b), de tal forma que el personal pueda desinfectar su calzado antes de ingresar a la zona de producción de semilla. También pueden emplearse soluciones de los tipos hipocloritos, fenólicos, yodóforos o algunos detergentes (Thain & Hickman, 2004). El contacto del desinfectante con el calzado debe ser de 60 segundos como mínimo.

La desinfección del sustrato, incluido el suelo, se puede realizar por solarización o por calor (efecto invernadero, por acción de los rayos solares sobre el plástico). Primero, formamos una capa de entre 20 y 30 cm de profundidad. Luego, humedecemos con agua hasta

alcanzar la capacidad de campo, es decir, hasta que el sustrato esté húmedo, pero sin exceso de agua. Después, regamos sobre la superficie una solución acuosa de yodo agrícola (5 cc/L), cubrimos con un plástico transparente y solarizamos entre 2 y 3 semanas. Al finalizar este tiempo, destapamos y ventilamos el sustrato. El agua acumula calor y actúa como elemento conductor que eleva la temperatura en el interior del suelo o sustrato. Los resultados de la solarización son mejores cuando se utiliza materia orgánica en descomposición, pues se eleva la temperatura más rápidamente por acción de los microorganismos que participan en el proceso. Esto se conoce como *biofumigación* o *solarización* (Braicovich, 2011; Cuellas et al., 2019; Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria [INIA], 2018; Parra et al., 2015; Vuelta-Lorenzo, 2014).

Otro método de desinfección de sustratos es el uso de vapor de agua durante 15 minutos, a temperaturas por encima de los 70 °C (Chávez-Aguilera et al., 2010). Existen otras alternativas, como el uso de productos de origen vegetal con acción fungicida y nematicida (Sincocin, 2 cc/L) (PLM, 2017), o agroquímicos como fungicidas fosfóricos y carbamatos sistémicos, con actividad insecticida, nematicida y acaricida. Dentro de la gama de productos, también se encuentra el yodo polietoxi-polipropoxi-polietoxi -etanol (cuyo uso se recomienda en dosis bajas), el peróxido de hidrógeno (Jimenez Neira & Alarcón Restrepo, 2012) o el dióxido de cloro (Ramírez et al., 2014, 2015). Todos los productos agroquímicos y las técnicas de vapor se deben aplicar con sus respectivos EPP, y deben seguirse las consideraciones mencionadas en el capítulo II: “Suministros para la producción de semilla”. Para conocer los productos registrados en Colombia para uso en plátano, recomendamos consultar el Registro Nacional de Plaguicidas, emitido por el ICA en su página web; visitar las oficinas regionales del ICA, o consultar con el servicio de asistencia técnica o extensionistas de confianza.

La desinfección del cormo, así como su acondicionamiento y selección, debe realizarse en un área destinada exclusivamente para manipular la semilla. Se pueden emplear canastillas que no excedan los 20 kg o bolsas de polietileno, ambas previamente desinfectadas. La semilla no debe tocar el suelo, excepto en el momento de la siembra,

para evitar su contaminación por PP que deterioren su calidad sanitaria. La desinfección debe iniciarse con la limpieza del cormo (Guzmán et al., 2012; Guzmán Piedrahita et al., 2012; Tenkouano et al., 2006). Opcionalmente, podemos desinfectar los cormos sumergiéndolos en agua caliente (55 °C) por 20 minutos (Coto, 2009).

Otra alternativa de desinfección es el uso de insecticidas y fungicidas registrados ante el ICA para uso en plátano, como mencionamos previamente. Los cormos, pelados o escarificados, pueden sumergirse en tanques de 200 litros, siguiendo las instrucciones de las etiquetas de los productos y la correcta disposición de los residuos. Debemos usar responsablemente todos los plaguicidas y dar un manejo adecuado a sus residuos y envases.³ Algunas alternativas de protección sanitaria de los cormos son los productos biológicos, como las micorrizas arbusculares y otros microorganismos como *Purpureocillium lilacinum* y *Bacillus subtilis* (Valencia Serna et al., 2014).

Recomendamos revisar las Resoluciones ICA 095026 y 112453 de 2021, para Urabá y Magdalena, las cuales dictan disposiciones relacionadas con FOC-R4T.

6d

¿Qué otros métodos de desinfección conozco?

¡Véamos el uso responsable de plágicidas! Abre el video escaneando el código QR:



³ Véase www.campolimpio.org

Capítulo V

Características del material inicial de siembra y potencial productivo del huerto madre (HM) para la producción de semilla

La semilla debe cumplir con los atributos de calidad (genéticos, físicos, fisiológicos y sanitarios) característicos del cv. Dominico Hartón, así como contar con los elementos de control y trazabilidad de este. La trazabilidad de la semilla de calidad inicia en la etapa de HM, donde deben cumplirse los requerimientos relacionados con los atributos de calidad exigidos por la normativa vigente del ICA y plasmados en el *Manual técnico de manejo de los viveros para la producción y distribución de plátano y banano (Musa spp.) en Colombia* (ICA, 2009, 2015a, 2015b, 2020b).

Para iniciar la producción de semilla de calidad de plátano Dominico Hartón, se parte de la selección del material de siembra en el HM. Tradicionalmente, la semilla proviene de plantas madre de huertos comerciales, de las que frecuentemente se desconoce su estado sanitario, lo que abre la puerta a la dispersión de PP a partir de las nuevas siembras (Mekoa & Hauser, 2010). Por esto, la selección de semilla debe cumplir las normas técnicas, para conservar su calidad y sus atributos (FAO & AfricaSeeds, 2019), lo que asegura una producción óptima de plátano (Tenkouano et al., 2006). Este capítulo enfatiza aspectos clave, como el origen del material vegetal, las características morfológicas de la planta madre, el potencial productivo de los colinios y su selección por tamaño.

El material para siembra debe provenir de un HM seleccionado por sus excelentes características físicas, productivas y sanitarias, o bien de un huerto de multiplicación intensiva (HMI), cuyo material se ha seleccionado de manera sistemática a partir de un HM en fase de floración o cosecha, en donde se verifica la calidad genética, sanitaria y productiva de la planta madre. Es necesario verificar la sanidad del material de origen, es decir, que esté libre de PP, como lo mencionamos previamente (figura 2).

Las plantas madre se escogen rigurosamente de una selección de individuos con óptima calidad, fieles al fenotipo del cv. Dominico Hartón y con las características morfológicas de la planta y las fisico-químicas del racimo (anexo 1). La Resolución ICA 780006 de 2020 indica que en el momento de registrar el vivero se debe contar con un huerto básico (llamado HM en este manual), conformado por plantas madre en fase de madurez fisiológica e identificadas para garantizar la calidad genética, física, fisiológica y sanitaria, lo que proporcionará una producción y expresión fenotípica estable en ciclos sucesivos de producción.

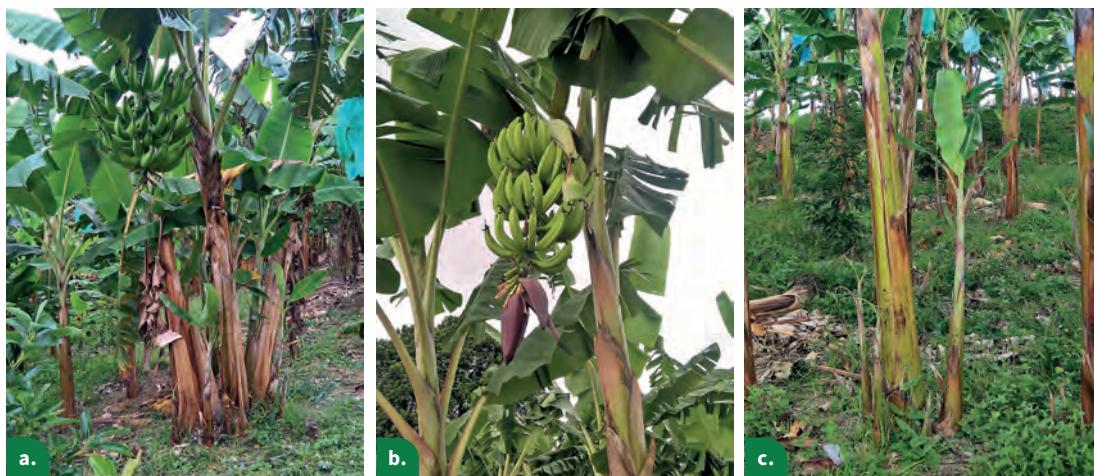


Figura 2. Plantas madre seleccionadas del cv. Dominico Hartón. a. Planta madre élite de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón seleccionada en el HM de un vivero de Caicedonia, Valle del Cauca; b. Detalle del racimo de plátano; c. Detalle de los colinos (o hijuelos) en la base de la planta.

Fotos: Jorge Alberto Valencia Montoya

Suele pensarse erradamente que el material clonal es inestable. La supuesta inestabilidad se debe a las mezclas que frecuentemente se dan durante el intercambio de materiales entre productores. Para confirmar la estabilidad del plátano Dominico Hartón, se realizó seguimiento a los materiales y se verificó la conservación de las características productivas del cultivar (Belalcázar Carvajal & Valencia Montoya, 1998).

Los HM deben ser independientes de los lotes comerciales de producción de fruta y deben poseer un aislamiento perimetral, con el fin de evitar el ingreso de personas, animales y vehículos; además, en los sitios de ingreso se debe contar con las medidas de desinfección de calzado, ropa, vehículos y otros elementos, como se vio en el anterior capítulo.

Las plantas seleccionadas se marcan con cintas de colores para identificarlas, establecer su trazabilidad y verificar que su fenotipo corresponda a la información contenida en la ficha técnica del cv. Dominico Hartón. En el momento de seleccionar las plantas madre, recomendamos las siguientes acciones:

- Comprobar que las características morfológicas sean las del cv. Dominico Hartón establecidas en la ficha técnica (anexo 1).
- Verificar que las plantas seleccionadas tengan una excelente apariencia física y sanitaria.
- Valorar la calidad del racimo en el momento de la cosecha (anexo 1).
- Escoger colinos que durante su desarrollo hayan sido vigorosos y de óptima formación y sanidad.
- Registrar las coordenadas con un geoposicionador, así como los datos de ubicación de la planta con un número o código dentro del registro del HM, de acuerdo con la trazabilidad establecida.
- Documentar, en un libro de campo, toda la información con la descripción del material vegetal.
- Seleccionar el material en compañía de asesoría técnica con experiencia en musáceas.

Características morfológicas de las plantas madre

Las características morfológicas del plátano Dominico Hartón son de sencilla observación en campo, fácilmente discriminantes y heredables, debido a que son visibles y casi no son afectadas por el manejo dado al cultivo o por el ambiente. Estos aspectos morfoagronómicos son de gran utilidad taxonómica y agronómica (Caicedo Arana, 2015), y constituyen el primer paso para la verificación de la calidad genética, que se expresa a través de dichos rasgos morfológicos.

La apariencia general de la planta madre del cv. Dominico Hartón en el Eje Cafetero se distingue por su hábito foliar y por la disposición de las hojas con respecto al eje o pseudotallo. Las hojas de este cultivar no son tan rectas como las de los bananitos ni tan arqueadas como las de los bananos tipo Cavendish o Gros Michel; es decir, son semiarqueadas. Para el Eje Cafetero, el pseudotallo tiene una altura promedio de 3 m, un color verde rojizo y una apariencia brillante. El color subyacente del pseudotallo (cara interna de la calceta, vaina, yagua o guasca) oscila entre verde claro y verde claro-rojizo antes de secarse. La pigmentación de las vainas internas, por su parte, es de color rosado malva, y se observa cera en las vainas (anexo 1).

El color del haz de las hojas es verde oscuro, y del envés, verde medio. El racimo, como órgano, se compone de un pedúnculo verde claro. El racimo tiene forma de cono truncado, en posición colgante, pendular o vertical. El aspecto del raquis, después de la última mano o gajo de frutos, presenta brácteas parcialmente persistentes, de flores neutras o masculinas, con yema masculina de forma lanceolada en sus primeros estados de desarrollo, hasta desaparecer gradualmente. El racimo se caracteriza por tener de 7 a 8 manos bien formadas. Mientras se desarrolla el racimo, las brácteas son de color rojo violáceo en la cara externa, y rojas en la cara interna. Los frutos son curvos hacia arriba, con ápice puntiagudo. El número de frutos por racimo oscila entre 65 y 75 dedos en un racimo sin desmanar, y entre 48 y 49 dedos en racimos cuando se desmana a cinco manos.

La longitud del dedo medio de la segunda mano es de 27,6 cm, con un perímetro de 16,6 cm y un peso de 382 g (en promedio). El peso de la segunda mano es de 3,8 kg, mientras que el peso promedio del racimo es de 18,5 kg, con un máximo de 28 y un mínimo de 11,3 kg, bajo condiciones adecuadas de manejo (anexo 1).

Obtención de cormos a partir de huertos establecidos

Puesto que el acceso a plántulas provenientes de HM para establecer modelos de producción de semilla es difícil en el país, se plantea la obtención inicial de material vegetal desde la selección de HM que respondan a características de adaptación local y a los atributos de calidad a partir del material de propagación convencional; es decir, una opción es obtener los cormos a partir de huertos, para continuar procesos de obtención de rebrotes y plántulas.

Un aspecto clave en la multiplicación de semilla es el potencial de producción de yemas axilares en el HM del cv. Dominico Hartón. Este potencial está relacionado con el número total de hojas emitidas por la planta durante su ciclo, que, como mencionamos, oscila entre 36 y 40, con un promedio de 38. Sin embargo, la producción de colinos está limitada a las yemas activas (de 10 a 15) ubicadas en la porción basal de la planta (Belalcázar Carvajal, 1991).

Al observar el desarrollo morfológico de una planta del cv. Dominico Hartón establecida por cormo en campo, se nota la formación de un nuevo cormo, correspondiente a la planta madre generadora del primer ciclo productivo (figura 5). Tanto el cormo de siembra como el cormo del primer ciclo desarrollan sus propias yemas axilares: para el primero, están activas, y para el segundo, son yemas dormantes. A partir de los 2 meses después de la siembra, puede observarse la activación incipiente de cuatro yemas axilares del cormo de siembra, que derivan finalmente en la formación de hasta 16 colinos a los 12 meses (tabla 13).

La formación superficial de colinos del cv. Dominico Hartón en el Eje Cafetero se da entre los 5 y 6 meses de edad, a partir del cormo de siembra. Es posible registrar la formación de 16,5 colinos de menor a mayor desarrollo, de los cuales 4 o 5 están en la superficie del suelo, hacia la fase de diferenciación floral (fase de hoja: 16-20), cifra que se incrementa hasta 18,5 colinos formados a los 8 meses de edad (Belalcázar Carvajal, 1991). Por lo tanto, se observa un aumento gradual en el número de colinos a partir de las yemas diferenciadas tanto en el cormo de siembra como en el cormo de la planta madre del primer ciclo productivo (tabla 13).

Tabla 13. Desarrollo de yemas y colinos en plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón, durante el primer ciclo de producción en el huerto, a partir de siembra con cormo, en el Eje Cafetero

Edad de la planta (meses)	Yemas desarrolladas		
	Cormo de siembra	Cormo del 1. ^{er} ciclo	Total
1	-	-	0
2	4	-	4
4	7,5	-	7,5
6	11,5	5	16,5
8	9,5	9	18,5
10	8	10	18
12	6	10	16

Fuente: Elaboración propia con base en Belalcázar Carvajal (1991)

Esta condición explica la variación en el peso de los cormos cosechados a partir de plantas madre, cuyos colinos de mayor edad (y a la vez de mayor peso) provienen del desarrollo de las yemas axilares, con una mayor diferenciación en el cormo de siembra, considerando que el cormo del primer ciclo productivo tiene yemas dormantes. Las primeras yemas en crecer y formarse como colinos generan un efecto de dominancia apical sobre el resto de las yemas en desarrollo, las cuales registran un estado de relativa latencia y, por lo tanto, un menor peso promedio. Así, el HM del cv. Dominico Hartón se constituye en una fuente de material de multiplicación con

diferentes características de altura y peso, que sirve para cubrir las demandas de cormos destinados a la producción de rebrotes en camas de multiplicación.

En el HM de un vivero de Caicedonia, Valle del Cauca, durante 2017 y 2018 se determinó que para el cv. Dominico Hartón las plantas élite seleccionadas presentaban una producción natural media de 8,7 colinos/sitio en la etapa de belloteo. Esto determina la oferta natural de cormos que rige el sistema convencional de multiplicación tecnificado (tabla 14). No obstante, en este manual planteamos que la eficiencia en la multiplicación puede aumentarse al llevar los colinos a campo e iniciar un proceso de incremento en unidades de multiplicación como cámaras, camas y túneles de multiplicación, lo que genera un beneficio adicional: la reducción del tiempo y el espacio para la obtención de semilla.

Tabla 14. Producción de colinos en plantas de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón en el HM de un vivero de Caicedonia, Valle del Cauca

Estadístico	Colinos por sitio de siembra	Altura del hijo mayor (m)
Media	8,7	1,2
Mediana	9,0	1,2
Moda	10,0	1,4
Rango	5,0-13,0	0,5-2,2
Mínimo	5,0	0,5
Máximo	13,0	2,2
Sitios evaluados	53,0	53,0
Nivel de confianza (95 %)	0,5	0,1
Covarianza (cv)	21,7	31,2

Fuente: Elaboración propia

La producción promedio de colinos por sitio en fase de floración en los HM del cv. Dominico Hartón en Caicedonia, Valle del Cauca, con una precipitación de 1.875 mm/año, se comparó con el comportamiento de plantas en fase de floración en fincas productoras de plátano de los municipios de Belén de Umbría, Risaralda (2.387 mm/año); Hispania, Antioquia (2.154 mm/año), y Argelia, Valle del Cauca (1.427 mm/año), con registros en la fase de floración de 8,2 colinos/sitio, lo que permite estimar la disponibilidad de material de multiplicación a partir de la

oferta del HM (figura 3). En Hispania, así como en Caicedonia, se tienen temperaturas mayores, y esto puede influir en la emisión de colinos por sitio para el cultivar Dominicó Hartón.

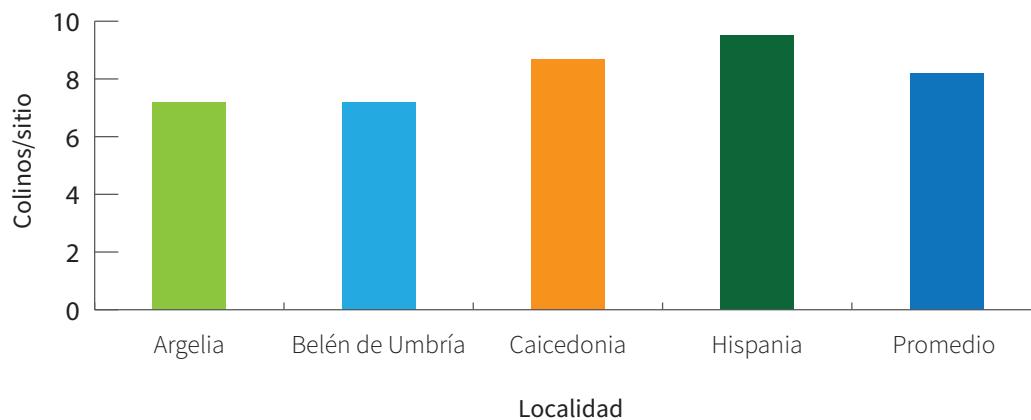


Figura 3. Promedio de colinos producidos por planta de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominicó Hartón en HM de municipios del Eje Cafetero.

Fuente: Elaboración propia

Luego de determinar el potencial de colinos, se enfatizó en su selección para multiplicación. Recomendamos la selección y cosecha de colinos tipo espada, sanos y procedentes de plantas madre élite que estén entre las fases de floración y cosecha, o de plantas ya cosechadas (figura 4).

La altura de los colinos nos indica el peso del cormo. La relación entre el peso del cormo en el HM y la altura promedio del colino, se detalla en la tabla 15. Para cosechar cormos de mayor peso, se deben seleccionar colinos de mayor altura. Los cormos con pesos entre 475 y 2.130 g en el HM corresponderán a colinos con alturas entre 18,3 y 100 cm, respectivamente. La relación entre el peso del cormo Y (g) y la altura del colino x (cm) está definida por la siguiente función:

$$Y = 0,1156x^2 + 8,2309x + 200,79$$

El coeficiente de determinación de la función es: $R^2 = 0,9904$.



Figura 4. Producción de colinos en plantas madre de plátano Dominico Hartón.
a. Colinos tipo espada o aguja en planta madre; b. Colinos para obtención de cormos en planta cosechada de un HM.

Fotos: Jorge Alberto Valencia Montoya

Tabla 15. Relación entre la altura del colino y el peso del cormo en Plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón

Altura del colino (cm)	Peso del cormo (g)
2,3	50
5,0	150
11,5	250
11,8	350
18,3	475
25,0	660
50,0	1.000
75,0	1.660
100,0	2.130
125,0	2.540
127,0	3.250
151,0	4.130
195,0	6.290

Fuente: Elaboración propia con base en Belalcázar Carvajal (1991)

Por lo tanto, es posible obtener cormos con un rango de peso definido al aplicar un criterio de selección que considere la relación entre la altura del rebrote y su peso; esto, con base en información obtenida en evaluaciones previas (Belalcázar Carvajal, 1991; Hernández et al., 1995). A continuación, se detallan las etapas de disponibilidad y preparación, así como las particularidades de los cormos para la obtención de plántulas.



¿Cuál es la sanidad de las plantas madre que darán origen a la semilla que adquiriré? ¿Cómo es la producción de esas plantas madre?



La revisión de las características de la planta madre, sus particularidades en la emisión de colinos y la relación de la altura del colino con el tamaño del cormo facilitan la toma de decisiones para determinar el potencial productivo, así como el procedimiento con el material a partir de un HM.

Capítulo VI

El cormo: disponibilidad y preparación para siembra en cama

El cormo es el tallo modificado de la planta de plátano, de donde se originan nuevas plantas. Allí también pueden albergarse organismos —especialmente picudos y nematodos— que perjudican la salud, el crecimiento, el desarrollo y el potencial de producción de la planta. Del cuidado dado al cormo, a los rebrotos y a sus futuras plántulas dependerá el éxito en el proceso de producción de semilla. En la figura 5 señalamos las partes de un cormo original, el cual, después de ser sembrado en campo, genera un segundo cormo.

El cormo, que es subterráneo, es el tallo verdadero y produce en su base yemas que originan rebrotos, colinos o plántulas que mantienen la misma condición genética del cormo. Los nudos y entrenudos del cormo están a poca distancia, agrupados, y tienen apariencia gruesa y carnosa (por tratarse de estructuras parenquimatosas, es decir, formadas por el parénquima, un tipo de células de igual forma y tamaño). A pesar del agrupamiento de los entrenudos, la base foliar de la calceta de la vaina se extiende circularmente hasta abrazar el cormo (De Langhe, 1961). Una de las funciones de este órgano es servir como reserva energética para el desarrollo de los órganos vegetativos aéreos y del sistema de raíces (Soto Ballesteros, 2008).

El cormo está constituido por una zona externa, o cortical, con función protectora, de donde emergen las raíces, y una zona central, o activa, con función reproductiva, donde se alojan los primordios de la parte aérea, las raíces y los rebrotos (células en estado activo y diferenciadas para desarrollar los órganos en la planta) (Barrera et al.,

2011; Guzmán Piedrahita et al., 2012). De esta segunda zona del cormo (llamado “mangin”) emergen las yemas laterales, que dan origen a los rebrotos, conocidos también como “colinos”; por lo tanto, es una zona muy delicada que no se debe lastimar. La posición del rebrote con respecto al cormo dependerá de la filotaxia, es decir, de la distribución de las hojas que rodean el cormo (Soto Ballesteros, 2008).

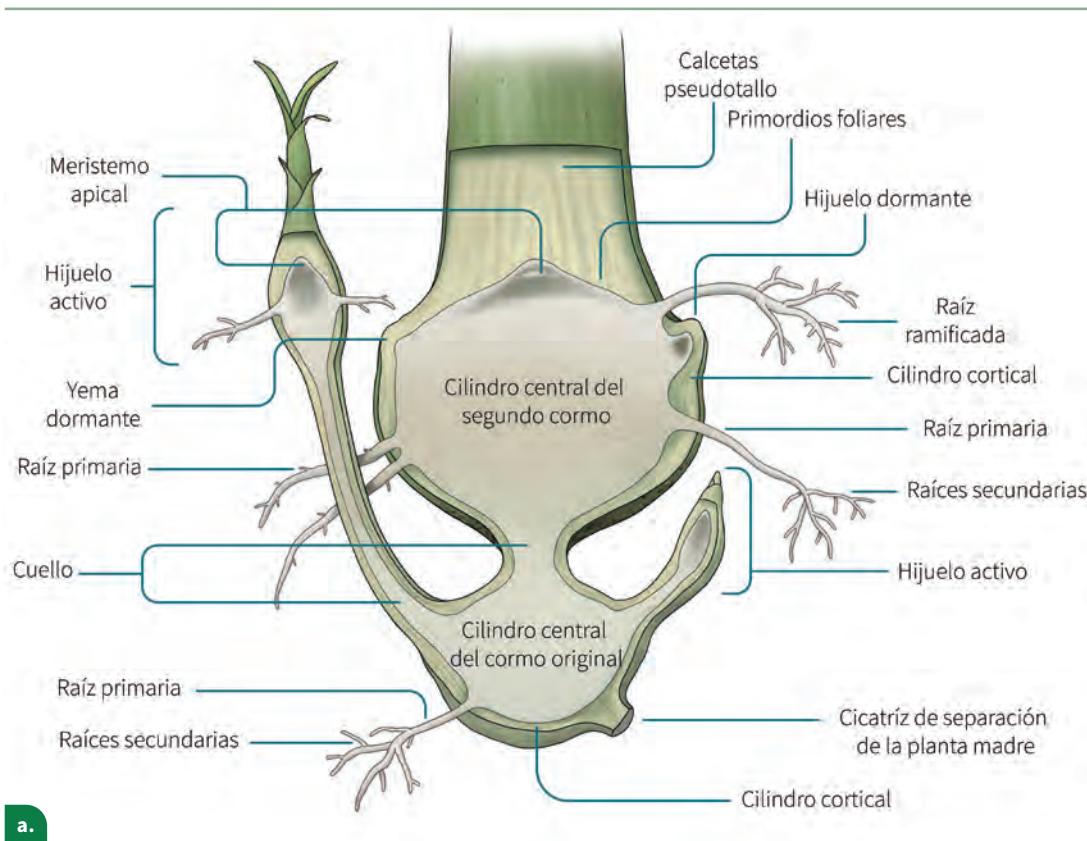


Figura 5. Imágenes de cormos de plátano cv. Dominicó Hartón. a. Corte longitudinal del cormo original una vez sembrado en campo y el subsecuente desarrollo del segundo cormo; b. Corte longitudinal de un cormo de siembra, con formación del segundo cormo en la parte superior.

Ilustración: Juan Felipe Martínez Tirado con base en Belalcázar Carvajal (1991)
Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

Las yemas laterales se distancian del meristemo apical, que se encuentra en el centro del cormo, por ramificación monopódica (Soto Ballesteros, 2008). La dominancia de la yema apical (llamada también “yema central”) inhibe el desarrollo del limbo u hojas extendidas de los rebrotes provenientes de las yemas laterales, formando colinos tipo aguja o espada. Cuando cesa la inhibición, los rebrotes desarrollan hojas con láminas anchas y forman los llamados “hijos de agua” o “colinos de aguja” (figura 1) (Marcelino et al., 2012). Las raíces tienen diámetros de entre 0,4 y 1,3 cm y longitudes de 1,2 m en promedio, aunque se pueden extender hasta los 3 m (Belalcázar Carvajal, 1991; Soto Ballesteros, 2008). El número máximo de raíces se presenta en el primer cormo una vez se inicia la diferenciación floral (cerca a los 7 meses desde la siembra en las condiciones del Eje Cafetero), pero su número continúa incrementándose en el segundo cormo hasta la floración (Belalcázar Carvajal, 1991).

Selección y extracción del colino en HM

La selección de semilla de calidad parte de criterios técnicos: los colinos deben estar libres de PP, deben tener un peso y edad adecuados a su destino (siembra en campo o camas) y deben tener un óptimo desarrollo vegetativo. Por esto, sugerimos cosechar los colinos después de la cosecha del racimo, con el fin de obtener una mayor cantidad de rebrotes. Para ello, debemos cavar alrededor de la planta madre (para conocer la posición del cormo respecto a esta) y desprender el colino desde el cuello de unión con un corte dirigido hacia la planta madre, para así resguardar la integridad del cormo. Recomendamos utilizar herramientas de corte apropiadas, afiladas, pesadas y previamente desinfectadas, con el fin de realizar el mínimo número de cortes o heridas. Después de extraer el colino, cortamos el pseudotallo a una altura de entre 5 y 10 cm desde el cuello del colino, hacia las hojas, para evitar la deshidratación del colino durante las siguientes etapas del proceso.

Transporte y almacenamiento de cormos

Durante el transporte de los cormos hasta el sitio de acondicionamiento, debemos evitar golpes, daños o heridas que puedan afectarlos o infectarlos. Para proteger los cormos, podemos movilizarlos, preferiblemente, dentro de canastillas plásticas, previamente desinfectadas. Una vez extraemos los cormos, debemos transportarlos lo más pronto posible hasta el lugar de acondicionamiento, pues, al dejarlos al aire libre, aumentamos el riesgo y la probabilidad de infestación por insectos plaga, como los picudos.

Los cormos, una vez cortados y preparados para su siembra, inician un proceso de deterioro natural que afecta el crecimiento y la producción de la nueva planta. Entre mayor sea el tiempo de almacenamiento del cormo, mayores serán la pérdida de vigor y el deterioro en su crecimiento, desarrollo y producción. Aunque almacenar cormos puede ser visto como una estrategia para atender necesidades futuras, no es recomendable. Además, cuando los cormos no se tratan con insecticidas y fungicidas antes del almacenamiento, se producen infestaciones de plagas que aceleran procesos de descomposición y daño en estos, y se reduce el crecimiento de la planta, lo que afecta de forma considerable el peso del racimo y el tamaño de los dedos (Aristizábal Loaiza, 2013); sin embargo, a la fecha no se conoce el efecto en la producción de rebrotes.

Preparación de cormos para siembra en camas

Una vez recibimos los cormos provenientes de plantas madre élite, verificamos el estado sanitario de estos y de sus raíces. Este es un momento decisivo, puesto que si no se realizan los correctivos necesarios en esta etapa, todo el sistema de producción estará en riesgo de infectarse con PP que se encuentran y se transportan en

la semilla, con sus respectivas consecuencias negativas en la futura producción de semilla.

La inspección debe ser muy cuidadosa, para descartar la presencia de cormos con cualquier tipo de anomalía. Por esto debemos conocer la apariencia de un cormo sano, para diferenciar aquellos con anomalías físicas. Igualmente, debemos identificar pudriciones, manchas, necrosis, chancros (o cancros) y nódulos en la raíz, pues estas son señales que obligan a descartar el cormo inmediatamente. La disposición final de este material contaminado debe seguir procesos de desinfección, y debe desinfectarse todo elemento usado (cuchillas, herramientas, etc.), así como el lugar de trabajo y los elementos del personal que entraron en contacto con los cormos descartados. El descarte de ese material debe seguir medidas de control cuidadosas y debe informarse al ICA, especialmente cuando se sospecha de moko y *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*, pero también ante problemas como nematodos y otras PP. El ICA, al conocer esta información, podrá inspeccionar los lotes de donde se obtuvo el material de origen y dictará las recomendaciones necesarias para el respectivo manejo del material, como aparece en la Resolución 092770 de 2021 (ICA, 2021a).

Durante la inspección eliminamos, con un cuchillo afilado y previamente desinfectado, las raíces y cortamos o raspamos la superficie del tejido externo del cormo y de los tejidos necrosados, sin afectar el cilindro central (figura 6). Limpiamos máximo hasta 5 cm antes de la zona de producción de yemas, o mangin (Guzmán et al., 2012; Guzmán Piedrahita et al., 2012; Tenkouano et al., 2006). Mientras limpiamos el cormo, simultáneamente buscamos galerías, túneles, larvas o huevos de insectos, que son signos claros de presencia de picudos. Este proceso de corte se denomina “limpieza sanitaria”, y no es necesario si los cormos se seleccionan debidamente y provienen de un HM debidamente manejado. Adicionalmente, la verificación sanitaria incluye una inspección que inicia con un corte longitudinal a las raíces para observar su tejido central interno, el cual debe ser de color blanco-crema, sin manchas marrones o rojizas, puesto que estas indican la presencia de nematodos. En la figura 6 se observa un cormo después de la limpieza sanitaria.

El objeto de la limpieza sanitaria es dejar el cormo libre de PP, pero solo en caso de que exista una mínima cantidad de estos; sin embargo, recomendamos que el cormo esté completamente libre de PP. Esta es la única práctica que, en condiciones de infección mínima y exclusivamente ante la presencia de nematodos o picudos, garantiza la sanidad del cormo (Guzmán et al., 2012; Guzmán Piedrahita et al., 2012). Este proceso no funciona para otras PP como el moko o la marchitez por *Fusarium*. Debemos tener mucho cuidado al hacer la limpieza porque, al herir el cilindro central, afectamos el cormo y perdemos la calidad fisiológica de la semilla, lo que impide la producción de rebrotos, hojas y raíces del cormo (Cardona et al., 2019; Guzmán et al., 2012; Guzmán Piedrahita et al., 2012). En caso de detectar daños profundos de insectos, o si durante la limpieza sanitaria se llega al cilindro central, se debe descartar el material y registrar la fecha de descarte, el número de cormos descartados, la causa del descarte, entre otras observaciones de interés, en el libro de campo.



Figura 6. Cormos de plátano cv. Dominico Hartón cosechados y limpiados sanitariamente. a. Cormos enteros para su transporte a la zona de limpieza y preparación; b. Limpieza sanitaria del cormo sin afectar la emisión de raíces.

Fotos: Jorge Alberto Valencia Montoya

Luego de la limpieza sanitaria, los cormos pueden desinfectarse por inmersión en una solución fungicida, insecticida-nematicida, durante 20 minutos, para lo cual se recomienda consultar al servicio de asistencia técnica o extensionista y seguir las indicaciones de las empresas fabricantes de los productos (tabla 12). Quien realice esta operación debe aplicar todos los esquemas de protección y seguridad, con los respectivos EPP (figura 7). Posteriormente, los cormos se secan en un lugar fresco, por un lapso de 12 a 24 horas.



Figura 7. Tratamiento químico de los cormos por inmersión.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

Una vez verificamos que el cormo está sano (es decir, libre de PP) y desinfectado (de ser necesario), se elimina el exceso de pseudotallo, es decir, los 5-10 cm superiores del borde más ancho del cormo que se dejó en el momento de la cosecha. Con mucha precaución, aseguramos que el corte quede por encima del cuello del cormo, para tener un tejido nuevo en la superficie, y descubrimos el tejido del pseudotallo sin hacer un corte profundo. Luego se eliminan las calcetas externas

de las hojas, en forma secuencial, por encima de los nudos del cormo y desde la base de la hoja, con un cuchillo afilado y desinfectado, para despejar las yemas axilares, que serán visibles en el punto de entrecruzamiento de los extremos basales de las calcetas en la base del pseudotallo (figura 8).



Figura 8. Cormo con hojas removidas y con el ápice meristemático eliminado.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

Inducción de la brotación de yemas por eliminación del meristemo apical del cormo

El meristemo apical —es decir, la zona que da origen a una planta desde el interior del cormo— es el que determina la dormancia temporal de las yemas axilares durante el desarrollo vegetativo de la planta madre, pues todo el crecimiento se concentra en el desarrollo foliar para la obtención del racimo. Para interrumpir la dormancia de las yemas y estimular el desarrollo de rebrotos, cortamos profundamente, en forma de cruz, el centro del cormo, para eliminar el ápice meristemático

(figura 9) (Staver & Lescot, 2015). Este corte, que determina el éxito de la técnica de multiplicación, se hace en el centro del cormo, con un cuchillo, navaja o gurbia bien afilada y desinfectada (Manzur, 2001; Staver & Lescot, 2015). Opcionalmente, puede extraerse directamente el tejido meristemático utilizando un sacabocados, o también puede emplearse una hoja de segueta curvada en la punta y afilada en los bordes. La desinfección de la herramienta se hace siempre antes y después de cortar un cormo, sumergiéndola en una solución desinfectante, como hipoclorito de sodio o un amonio cuaternario (tabla 12).

Para garantizar el rompimiento de la dominancia, debemos tener en cuenta que el meristemo suele tener una consistencia más blanda que el tejido del pseudotallo, la cual se detecta cuando se realiza la incisión. Luego se siembran los cormos en unidades de multiplicación, como describiremos en el siguiente capítulo. Al igual que en los procedimientos anteriores, debemos registrar las labores realizadas en el libro de campo. Los anteriores pasos corresponden a las etapas de preparación de los cormos, para llevarlos a las camas, túneles o cámaras térmicas para su multiplicación. A continuación, describiremos el establecimiento de las unidades de multiplicación para obtener los rebrotos.

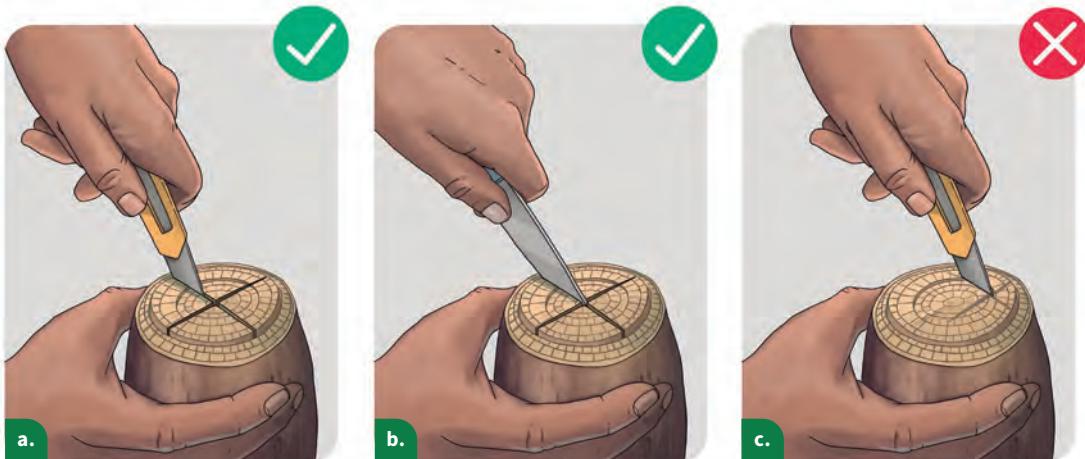


Figura 9. Inactivación del meristemo apical del cormo. a y b. Corte adecuado, en el centro del cormo, para inactivar el meristemo apical; c. Corte erróneo del meristemo apical, que hace que este siga activo.

Ilustración: Juan Felipe Martínez Tirado



- La limpieza sanitaria se hace siempre con herramientas afiladas y desinfectadas.
- Las herramientas de corte se desinfectan antes y después de cortar cada cormo.
- Cortamos y eliminamos:
 - El tejido necrosado o afectado por insectos plaga y nematodos.
 - Las galerías y manchas marrones o rojizas presentes en el cilindro cortical y en las raíces.
- Si en el cilindro cortical y en las raíces aparecen picudos, larvas y coloraciones intensas, las eliminamos con el corte.
- Debemos reconocer la apariencia, dureza y textura de las partes del cormo para detectar si hemos llegado al cilindro cortical.
- Cuando el daño sanitario llega al cilindro cortical, el problema está en el límite máximo de tolerancia. No usaremos ese cormo como material de siembra.

Capítulo VII

Estructuras de multiplicación (EM) para obtención de rebrotes

Las EM como camas, cámaras o túneles se emplean para favorecer el estímulo y desarrollo de las yemas axilares latentes o dormantes de los cormos de plátano. Al eliminar el meristemo apical, se pierde la dominancia hormonal apical y se rompe la latencia o dormancia en las yemas axilares, esto activa el desarrollo de rebrotes axilares con un factor de multiplicación que oscila entre 1:3 y 1:7, es decir, se obtienen entre tres y siete rebrotes laterales por cormo de plátano cv. Dominico Hartón. Estos rebrotes son cosechados y sembrados en bolsas con sustrato desinfectado, y se manejan en un semillero o almácigo para producir y endurecer las plántulas, las cuales estarán disponibles para siembra en campo cuando desarrollen de cuatro a cinco hojas.⁴

Los diferentes componentes que integran los esquemas de producción de semilla de plátano han mejorado considerablemente los indicadores de producción de rebrotes de calidad por unidad de superficie (Álvarez et al., 2013a). Si se emplea una cámara térmica, esta puede automatizarse para manejar variables como temperatura, humedad relativa, fotoperiodo e irrigación, entre otras, lo que hace más eficiente el aprovechamiento de la unidad de multiplicación (Gómez & Rengifo, 2017). No obstante, su costo de implementación es alto, y la elevada temperatura y humedad relativa dentro de la cámara en horas diurnas dificulta el trabajo en su interior (Gómez & Rengifo, 2017; Icontec, 2012).

4 Véase el capítulo VIII: “Siembra y mantenimiento en almácigo o semillero para obtención de plántulas”.

Para la construcción de las unidades de multiplicación, los materiales son variados y su selección dependerá de los recursos físicos, financieros y humanos con los que cuenten quienes producen semilla. Podemos emplear materiales de bajo costo, como guadua, bambú, esterilla, madera, tablas o cañabrava, o materiales con una mayor vida útil, como tubos de PVC, ladrillos, hierro, cemento y láminas de material plástico (polietileno), para el cubrimiento de la unidad de propagación. Asimismo, podemos construir la estructura elevada, para facilitar las labores de manejo de la semilla (Lepoint et al., 2013; Njukwe et al., 2006).

Túneles y cámaras de multiplicación para obtención de rebrotos

El uso de túneles (figura 10) y cámaras de multiplicación es una estrategia validada en musáceas y en otros cultivos; de hecho, una versión del túnel se ajustó a partir de un modelo utilizado en la producción hortícola. En este manual recomendamos camas de 1,0 a 1,2 m de ancho por el largo disponible (preferiblemente, de hasta 5 m de longitud) y de 1 m de altura, lo que cubriría una superficie de entre 5 y 6 m². Recomendamos este ancho porque facilita el acceso y manejo desde los costados del túnel, lo que hace más cómoda la ejecución de actividades como el establecimiento, la revisión y la extracción de rebrotos, sin exponer al personal a las altas temperaturas de la cámara. La longitud de la unidad puede ser mayor, incluso hasta los 20 m, para lograr una superficie final de entre 20 y 24 m².

Los arcos del túnel se construyen con tubos de PVC y con segmentos de tubo del mismo material, pero de mayor diámetro, para fijar los arcos en el suelo. Adicionalmente, se emplean láminas de plástico de invernadero; segmentos de varilla de hierro (flejes tipo J) para sostener la fibra de polietileno en los costados y la lámina de plástico en los extremos del túnel; cordones de fibra de polietileno para fijar los arcos, y láminas de plástico en el armazón de la unidad (Valencia et al., 2022).



Figura 10. Túneles de multiplicación. a. Túnel de multiplicación a nivel del suelo con plástico en la base; b. Túneles de multiplicación elevados.

Fotos: Jorge Alberto Valencia Montoya

¡Veamos cómo se construyen los túneles!
Escanea el código QR para ver el video:



La capacidad de carga a partir de cormos de 1 kg de peso es de 20 unidades/m², con lo que se obtiene, a partir de material inducido, un total de 100 rebrotes/m² si consideramos una tasa de multiplicación de 1:5 en períodos de 3 meses. Así, con un túnel de multiplicación de 5 a 6 m² de superficie, se tiene la capacidad de obtener entre 500 y 600 rebrotes por ciclo de manejo de 3 meses, de los cuales 2 son de producción y uno para limpieza y renovación del sustrato. En un año, con cuatro ciclos de producción de la cámara, pueden producirse, potencialmente, de 2.000 a 2.400 rebrotes.

Las unidades de multiplicación deben mantenerse limpias y con la iluminación adecuada para favorecer la activación de las yemas axilares y el posterior desarrollo de los rebrotes. Igualmente, debe mantenerse la humedad relativa entre el 70 y el 80%, y una temperatura entre los 50 y 55 °C, lo que facilita la inducción de los rebrotes.

La sanidad y desinfección del área de multiplicación es fundamental para evitar la contaminación con PP. Recomendamos el uso de camas o bancos elevados, pues evitan el contacto directo con el suelo y las PP allí existentes; disminuyen los efectos de inundaciones, en caso de presentarse; aíslan el área de producción; evitan el acceso de animales, y facilitan las prácticas agronómicas. Si se establecen sobre el suelo, las camas deben aislarse de este con polietileno o plástico, y el área debe adecuarse por medio de solarización y aplicación de bioprotectores. Igualmente, se debe contar con un sistema óptimo de drenaje para evacuar el exceso de agua en las camas (figura 10).

La producción de rebrotes del cv. Dominico Hartón fue evaluada en cámara de multiplicación, y se obtuvo un promedio de 4,8 rebrotes para cormos pequeños (de 700 a 900 g), 6,5 rebrotes para cormos medianos (de 901 a 1.100 g) y 8,2 rebrotes para cormos grandes (de 1.101 a 1.300 g) (tabla 16 y figura 11) (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria [Corpoica], 2017).

Tabla 16. Desarrollo de rebrotes de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón a partir de cormos de diferente tamaño en cámara de multiplicación, Belén de Umbría, Risaralda, 2017

Cormo (tamaño)	Peso (g)	Número de rebrotes*	Altura (cm)*	Perímetro (cm)*
Grande	1.101-1.300	8,167 a	23,188 a	12,063 a
Mediano	901-1.100	6,500 ab	18,928 b	10,082 b
Pequeño	700-900	4,833 b	16,010 b	8,632 c
Pr > F (tamaño)			0,044	0,000
				< 0,0001

* Valores con distinta letra indican diferencias estadísticamente significativas. Pr: probabilidad mayor al valor en la tabla de distribución de F.

Fuente: Corpoica (2017)



Figura 11. Rebrotos de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón en túnel de multiplicación en el C. I. Palmira de AGROSAVIA.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

Las cámaras y túneles de multiplicación permiten estimar el número potencial de rebrotos que se va a producir por metro cuadrado. Para esto es necesario definir la densidad por metro cuadrado, con el fin de establecer la cantidad de cormos (que están determinados por su tamaño), y un factor de multiplicación. En nuestro caso, establecimos un factor de 1:5 (es decir, por cada cormo establecido en el túnel se obtendrían cinco rebrotos en un periodo de 3 meses).

La proyección trimestral del número de rebrotos a obtener en el túnel de multiplicación por metro cuadrado fluctúa entre 43,5 y 190,5 rebrotos, con densidades de carga de 8,7 y 38,1 cormos/m², respectivamente. La mejor opción en los túneles de multiplicación es emplear 5, 6 y 7 cormos por surco, es decir, cormos de los grupos 3, 4 y 5, como se indica en la tabla 17, a saber, cormos con pesos entre 456,1 y 1.856,5 g. La proyección del número de rebrotos está entre 109 y 164 rebrotos/m², en ciclos trimestrales, en este caso con densidades de carga de 21,8 y 32,8 cormos/m², respectivamente (figuras 11 y 12 y tabla 17).

Los cormos y el sustrato deben reemplazarse al finalizar este proceso, para evitar contaminaciones y otros problemas sanitarios y fisiológicos en los cormos, como el estrés, durante la producción de rebrotes. Se han reportado rendimientos de 90 rebrotes/m² por mes, en cámaras térmicas de multiplicación, para el cv. Dominico Hartón (Álvarez et al., 2013a).

Puede considerarse la producción de más rebrotes en nuevos flujos de brotación, pero este proceso no es apropiado para los cormos de menor peso, los cuales tienen menos reservas acumuladas en sus tejidos y se estresan más fácilmente, lo que deteriora rápidamente su capacidad productiva. Por lo anterior, es conveniente iniciar la selección de nuevos cormos preferiblemente con pesos de entre 456,1 y 1.856,5 g, para establecer un nuevo ciclo de producción en la cámaras y túneles de multiplicación.



Figura 12. Rebrotos de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón cosechados del túnel de multiplicación en el C. I. Palmira de AGROSAVIA.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

En AGROSAVIA hemos desarrollado adaptaciones del túnel y detalles de su construcción para producir material de multiplicación de plátano y para capacitar a productores de plátano del suroeste Antioqueño, en un proyecto desarrollado en convenio con la Fundación Aurelio Llano Posada (Valencia et al., 2022).

¡Exploraremos la tecnología para el cultivo de plátano en el suroeste antioqueño!
Escanea el código QR para acceder al libro:



Llenado de camas y desinfección del sustrato

Con base en los resultados obtenidos en el Eje Cafetero para el cv. Dominico Hartón, el mejor sustrato —para las distintas unidades de multiplicación— es el aserrín de madera con bajo contenido de taninos, logrado por compostaje (Alvarado & Solano, 2002), y con partículas de tamaño pequeño o mediano (figura 13). Sin embargo, la selección del sustrato dependerá de la disponibilidad de los materiales locales, y puede emplearse arena, cascarilla de arroz o cualquier otro material inerte que favorezca la brotación de yemas, aunque se recomienda utilizar el aserrín por su fácil humectación y su alta conservación de la humedad (Alvarado & Solano, 2002). El aserrín debe renovarse una vez se complete el segundo ciclo de multiplicación, puesto que empieza a descomponerse y cambian sus propiedades como medio de propagación (figura 14). La cantidad de material requerido oscila entre los 20 y 40 kg/m², según las características del sustrato, la dimensión de las camas y la profundidad y el tamaño de los cormos.

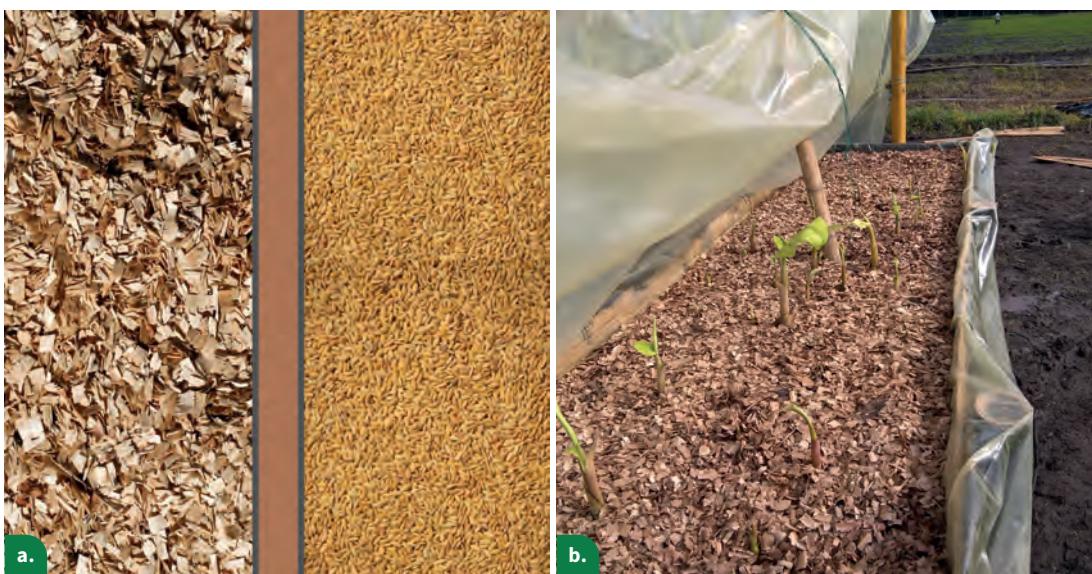


Figura 13. Tipos de sustratos para las camas de multiplicación. a. Camas de multiplicación con aserrín y cascarilla de arroz; b. Cama de multiplicación con viruta de madera.

Fotos: Jorge Alberto Valencia Montoya



Figura 14. Túnel de multiplicación con aserrín desinfectado como sustrato, puesto sobre plástico para aislarlo del suelo.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

Antes de poner el sustrato en las camas, se debe limpiar y desinfectar las superficies, y luego desinfectar la cama y el sustrato, para lo cual se puede emplear una solución de yodo agrícola (tabla 12).

En el establecimiento de las áreas de multiplicación, debemos realizar las siguientes acciones:

- Garantizar una pendiente del 3% en las camas para permitir el drenaje.
- Seleccionar la provisión de agua de calidad (sin cloro y sin patógenos u otros contaminantes) mediante previo análisis físico, químico y biológico.⁵
- Humedecer el sustrato y regarlo periódicamente para mantener su humedad.
- Construir una poceta de desinfección para el calzado (lavabotas o pediluvio) en la única puerta de acceso al área de multiplicación.
- Renovar la solución desinfectante del lavabotas, como mínimo, una vez al día (puede emplearse un amonio cuaternario en agua al 1%) (tabla 12) (ICA, 2021b).
- Cubrir el lavabotas con una tapa para evitar la pérdida de efectividad del desinfectante.
- Disponer de atomizadores o recipientes con desinfectante para aplicarlo a las herramientas de trabajo (tabla 12).
- Crear un área de aislamiento con un cerramiento perimetral que garantice el ingreso únicamente al personal autorizado.
- Instalar trampas de monitoreo para picudos alrededor del área de las camas.⁶
- Identificar el lote de siembra indicando su tamaño, el origen del material y la fecha de siembra.

.....
5 Véase el capítulo III: “Selección del lote para la siembra”

6 Véase el capítulo XIII: “Esquemas de Aseguramiento de la Calidad (EAS)”

Clasificación de los cormos para distribución en las camas

Para distribuir los cormos en las camas de multiplicación, los clasificamos por tamaño y peso, entre los 500 y 2.000 g, de acuerdo con el rango de pesos recomendado previamente. Los grupos de cormos se establecen en rangos de 250 g de peso: 500-749 g, 750-999 g, 1.000-1.249 g, 1.250-1.499 g, 1.500-1.749 g y 1.750-2.000 g, lo que genera seis grupos de cormos (figura 15).

El material clasificado se distribuye en las camas, empezando por los cormos de mayor peso y terminado con los de menor, de manera que en el momento de la siembra se observen en la superficie del túnel grupos de cormos con pesos similares. El uso de cormos con pesos distintos a los mencionados no garantiza una producción eficiente de semilla.

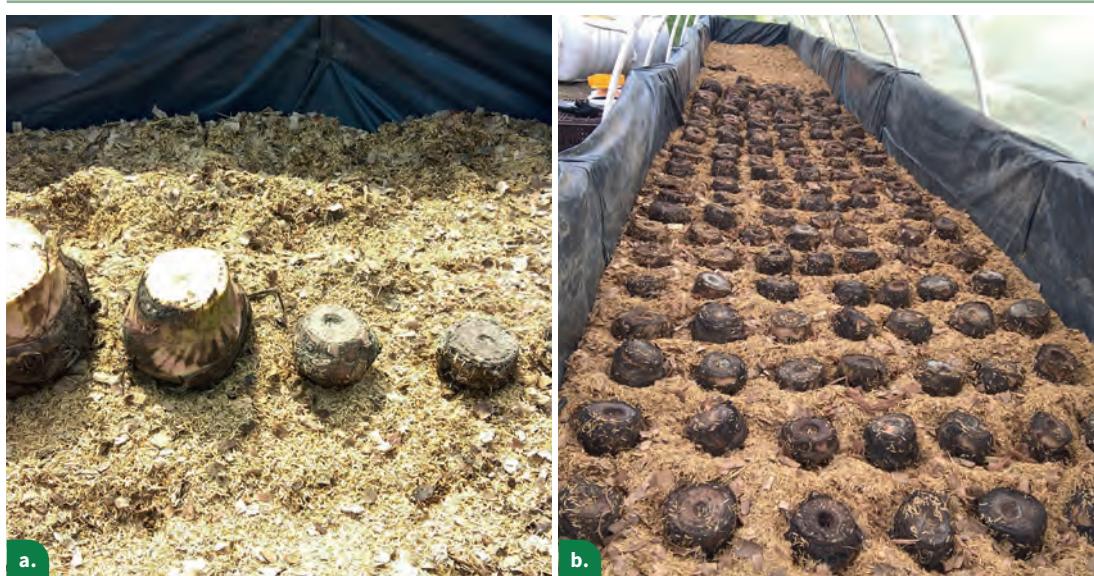


Figura 15. Selección y ubicación de cormos en túnel de multiplicación en el C. I. Palmira de AGROSAVIA. a. Cormos seleccionados por tamaño y peso para siembra; b. Grupos de cormos de tamaño similar distribuidos y ubicados en el túnel de multiplicación.

Fotos: Jorge Alberto Valencia Montoya

En el C. I. Palmira de AGROSAVIA, al clasificar los cormos provenientes del HM, su peso osciló entre 285 y 4.203 g, con lo que se determinó una densidad de carga en túnel de multiplicación desde 8,7 cormos/m² (dispuestos en surcos de tres unidades) hasta 38,1 cormos/m² (en surcos de ocho unidades) (tabla 17). El 82,6% de los cormos pesaron entre 456,1 y 1.856,5 g.

La tabla 17 presenta la clasificación de los cormos por tamaño, expresada como número de cormos/surco. Las observaciones en viveiro permiten definir seis grupos, con cargas de 3, 4, 5, 6, 7 y 8 cormos/surco. El peso promedio ponderado del conjunto de cormos es de 1.215 g/cormo, y la densidad media ponderada de siembra es de 4,3 surcos/m² y de 25,6 cormos/m², correspondiente al lote de material de multiplicación seleccionado de plátano cv. Dominico Hartón (figura 16).

Tabla 17. Características de un lote de material de multiplicación de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón para la producción de rebrotes en túnel de multiplicación en el C. I. Palmira de AGROSAVIA

Grupo	Carga (cormos/surco)	Distribución (cormos/grupo)	Peso promedio (g/cormo)	Densidad (surcos/m ²)	Densidad (cormos/m ²)	Rendimiento trimestral (rebrotes/m ²)
1	3	6	4.203,3	2,9	8,7	43,5
2	4	36	3.132,1	3,2	12,8	64
3	5	85	1.856,5	4,4	21,8	109
4	6	174	774,5	4,5	26,7	133,5
5	7	56	456,1	4,7	32,8	164
6	8	24	285	4,8	38,1	190,5

Fuente: Elaboración propia

Los ensayos para la producción de rebrotes en túnel de multiplicación, bajo las condiciones del C. I. Palmira de AGROSAVIA, indican que los grupos con mejores incrementos fueron el tres (5 cormos/surco), el cuatro (6 cormos/surco) y el cinco (7 cormos/surco) (figura 16). El peso de los cormos de estos grupos oscila entre 456,1 y 1.856,5 g/cormo, con densidades entre 32,8 y 21,8 cormos/m². Los resultados también indican una relación inversamente proporcional: a mayor peso de los cormos, menor cantidad de cormos por unidad

de superficie. La ventaja de utilizar los grupos tres, cuatro y cinco es su mayor oferta y disponibilidad a partir del HM; además los costos de transporte, manejo, preparación y establecimiento en el túnel de multiplicación de estos cormos es menor.

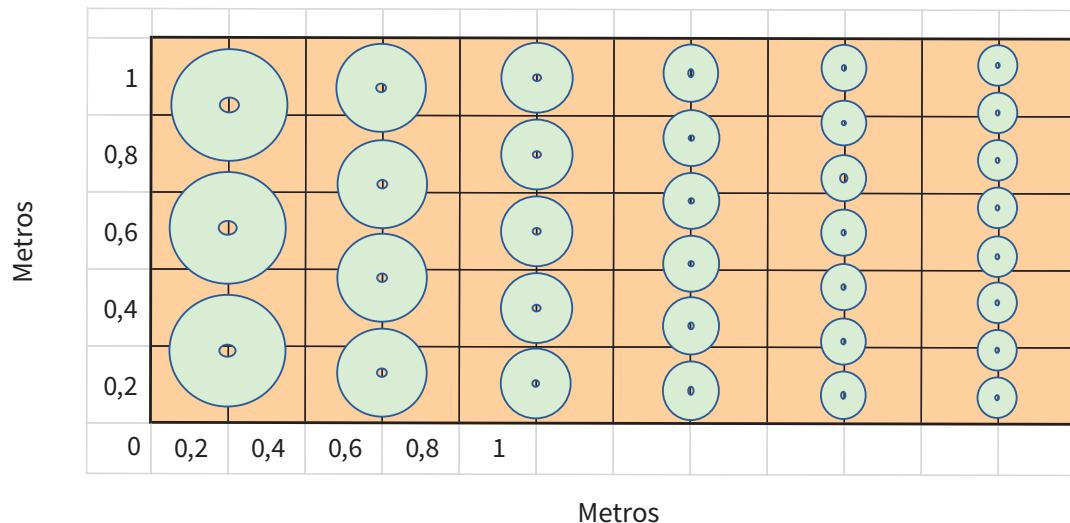


Figura 16. Distribución de los cormos de plátano Dominico Hartón (círculos verdes) en el túnel de multiplicación (rectángulo naranja), por tamaño, con siembras de 3, 4, 5, 6, 7 y 8 cormos/surco.

Fuente: Elaboración propia

Establecimiento del material de siembra en las camas

Para la siembra en las camas distribuimos una primera capa de aserrín de 4 a 5 cm de espesor, la humedecemos con agua y posteriormente asperjamos la superficie del sustrato con una solución desinfectante. La distribución de los cormos se recomienda que sea en grupos de tamaño, de acuerdo con las densidades de 32 a 21 cormos/m² (tabla 17). Después, los cormos se cubren con una nueva capa de sustrato, y se asperja nuevamente con una solución desinfectante. Finalmente, se cubren totalmente los cormos con una capa

de 4 cm de sustrato y se asperja, de nuevo, con una solución desinfectante. Este cubrimiento limita la atracción de los picudos provocada por los cortes realizados a los cormos.

Es importante mantener la humedad en las camas, con el fin de promover la brotación; por esto debemos regar las capas de sustrato en la siembra y verificar constantemente que esté húmedo el interior de las camas; para esto, se remueve la capa superficial del sustrato, se detecta el nivel de humedad, se registran las condiciones ambientales y de humedad del sustrato en el libro de campo y se ajusta el riego según sea necesario. Sin embargo, hay que evitar que haya mucha humedad, puesto que este exceso favorece el desarrollo de pudriciones por hongos y bacterias. Igualmente, debemos evaluar constantemente la sanidad de los rebrotes y cormos, monitoreándolos e identificando pudriciones o daños de picudos y otras PP.

El monitoreo frecuente permite identificar problemas sanitarios en estadios tempranos, para así implementar un manejo que identifique y elimine plantas con afecciones fitosanitarias o plantas atípicas. Simultáneamente, durante el monitoreo detectaremos si persiste la emergencia de un rebrote desde el centro del cormo. En este caso, debemos reinducir el cormo por ruptura del meristemo apical (figura 9), para asegurar el rompimiento de la dominancia apical y generar brotación lateral, como se mencionó en el capítulo anterior.

Entre la quinta y sexta semana después de la siembra, se desarrollarán entre tres y siete rebrotes, los cuales inician la emisión foliar. En este momento es necesario cosecharlos o extraerlos rápidamente para siembra. Al cortar los brotes, se estimula la emisión de nuevas yemas y se inicia un nuevo flujo de formación de rebrotes (figura 17). Tanto el sustrato como los cormos tienen una vida útil de 3 meses, al final de los cuales deben cambiarse; este periodo lo denominamos “ciclo”. Por cada ciclo, es posible obtener dos o tres flujos de emisión de rebrotes por grupo de cormos establecidos antes de cambiar de cormos y sustrato (figura 18).



Figura 17. Emergencia de rebrotes primarios y secundarios. a. Rebrotos primarios, que emergen de yemas axilares en los cormos sembrados; b. Rebrotos secundarios, que emergen de yemas axilares en los rebrotos primarios.

Fotos: Jorge Alberto Valencia Montoya



Figura 18. Desarrollo de rebrotes primarios en el C. I. Palmira de AGROSAVIA. a. En cámara de multiplicación; b. En túnel de multiplicación.

Fotos: Jorge Alberto Valencia Montoya

Rebrote cosechados

El desarrollo de los rebrotes para su trasplante a bolsa depende de las condiciones ambientales en el interior de las camas de multiplicación. En el Eje Cafetero, cosechamos los rebrotes de sus respectivos cormos entre 30 y 45 días después de la inducción. La separación de los rebrotes del cormo se realiza cortándolos con una herramienta afilada (cuchillo o navaja) y desinfectada antes de cada corte. El corte debe ser limpio y preciso, en el punto de unión del rebrote con el cormo, sin afectar la integridad de estos y, por ende, el desarrollo de la futura plántula. El peso del rebrote, para ser cortado, debe ser de 23,8 g como mínimo (tabla 18). Se espera cosechar tempranamente los rebrotes por flujos pentagonales de brotación, tal como se disponen las yemas axilares, para favorecer la activación de nuevas yemas en el cormo sembrado, pues de lo contrario estarían inhibidas por la dominancia apical de los rebrotes laterales en desarrollo.

Los rebrotes que tengan raíces, y que por consiguiente tendrán un mejor desarrollo, van directamente a una bolsa con sustrato (figura 19). Los rebrotes sin raíces se deben sembrar, con aserrín, en una cámara de enraizamiento de tamaño mediano a pequeño, conservando una humedad alta, pero sin encharcamientos (se puede aplicar enraizadores para estimular el desarrollo de nuevas raíces). Los mantenemos en estas condiciones entre una y dos semanas, para luego sembrarlos en bolsas. Este proceso, llamado “enraizamiento”, estimula el desarrollo de las raíces (Rodríguez Yzquierdo et al., 2019).

Para evaluar las características de un lote de rebrotes del cv. Dominico Hartón en túnel y cámara de multiplicación en el vivero del C. I. Palmira de AGROSAVIA, se clasificaron por grupos de tamaño (tabla 18). Así, se encontró que el 62,5% de las unidades cosechadas corresponden a rebrotes con menor peso promedio (23,8 g), y el 1,4% de los rebrotes cosechados corresponden a cormos de mayor peso promedio (165 g).



Figura 19. Rebrotos recién cosechados provenientes de la cámara de multiplicación.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

Tabla 18. Peso promedio y porcentaje de los rebrotos de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón cosechados en túnel y cámara de multiplicación en el C. I. Palmira de AGROSAVIA

Grupo	Peso promedio (g)	Porcentaje con respecto al total de rebrotos (%)
1	23,8	62,5
2	56,8	27,4
3	96,1	6,8
4	125,8	2,0
5	165,0	1,4

Fuente: Elaboración propia

Selección y clasificación de rebrotos

En el área de acondicionamiento de semilla, seleccionamos y clasificamos los rebrotos cosechados según su tamaño, vigor y sanidad, con lo que aseguramos que el crecimiento de los rebrotos en almácigo sea lo más homogéneo posible y que estos estén sanos y vigorosos. Esta clasificación se hace antes de sembrar los rebrotos en las bolsas con sustrato, en el almácigo, y se repite el proceso cuando las plantas están listas para ir a campo. En esta clasificación es muy importante identificar problemas sanitarios en las raíces y hojas, para descartar material afectado, es decir, sin calidad.

Los rebrotos se preparan mediante el corte basal de la parte aérea, dejando una porción de pseudotallo de 4 cm, y posteriormente se limpian por inmersión en una solución de hipoclorito de sodio al 1% (Álvarez et al., 2013a) o de yodo agrícola a 30 ppm (tabla 12). Los rebrotos se dejan secar y luego se protegen, preventivamente, inocularndolos con bioprotectantes o biológicos como *Bacillus subtilis*, *B. amyloliquefaciens* y *Beauveria bassiana*, entre otros (tabla 10). El material descartado se lleva al área de disposición final de material vegetal para su degradación, bien sea por compostaje o por otros métodos, y esta información debe registrarse en un formato destinado para tal fin.

Los rebrotos deben transportarse fuera del vivero en canastillas plásticas o en cajas de cartón, con una capa de papel periódico húmedo envolviendo el conjunto de rebrotos con hojas, y encima una cubierta de plástico. La caja cerrada podría mantener el material hasta por tres semanas, aunque no es recomendable almacenarlo por tanto tiempo, puesto que la calidad de los rebrotos en el interior de la caja depende de la temperatura y la humedad, así como de las condiciones ambientales de la zona en donde se encuentren. Reiteramos que las altas temperaturas, junto con humedades altas, favorecen el desarrollo de pudriciones causadas por hongos y bacterias, y que la ausencia de humedad genera deshidratación y muerte de los rebrotos. Por estas razones, el transporte debe hacerse lo más pronto

posible, para garantizar la sanidad de los rebrotes, así como su vigor y calidad. En cuanto al uso de refrigeración para extender la vida útil de los rebrotes, se desconoce su efecto.

En el transporte, es necesario atender a las siguientes recomendaciones:

- Utilizar los EPP y equipos de protección para la columna vertebral y los que sean necesarios para la protección de las personas que cargan el material.
- Ubicar los rebrotes dentro del área de acondicionamiento y desinfección de semilla.
- Preparar con anticipación las bolsas con el sustrato para el trasplante del material vegetal.⁷
- Realizar, en los laboratorios del ICA, diagnósticos para descartar problemas sanitarios como moko, marchitamiento por *Fusarium*, bacteriosis, nematodos y otras plagas y patógenos de importancia económica o de control oficial.

6d

¿Esta información es nueva?



¿Cuántos cormos requeriré para iniciar la producción de semilla? ¿Cuánta área de camas dispondré?
¿Cuál sustrato emplearé?

⁷ Véase el capítulo VIII: “Siembra y mantenimiento en almácigo o semillero para obtención de plántulas”.

Capítulo VIII

Siembra y mantenimiento en almácigo o semillero para obtención de plántulas

Una duda frecuente es si el rebrote se puede dejar crecer más en el cormo y plantarlo directamente en campo, sin sembrarlo en bolsa. Y la respuesta es sí, se podría, siempre y cuando se garantice que haya un adecuado establecimiento en campo. Ahora, con el paso adicional que proponemos, sembrando el rebrote en bolsa para obtener una plántula, se logra: 1) verificar la sanidad de los rebrotos, hojas y raíces antes de la siembra en campo; 2) controlar el desarrollo radical; 3) crecer la plántula en un área menor (el almácigo); 4) aplicar bioinsumos a la plántula durante su desarrollo radical y foliar, lo que favorece su establecimiento, y 5) obtener un racimo de calidad en una temporalidad exacta, una vez se siembre la plántula en campo. Así se cumple con la promesa de valor dada y en los tiempos proyectados.

A continuación, describimos el establecimiento de los rebrotos en bolsas y su manejo hasta la obtención de plántulas desarrolladas, con el fin de establecer huertos comerciales y cosechar racimos, o para producir semilla a partir del material seleccionado.

Adecuación de áreas y siembra de rebrotos

El área de almácigo o semillero debe adecuarse para la instalación de bolsas con sustrato, la siembra de rebrotos y la obtención

de plántulas sanas y vigorosas. El almácigo se instala bajo cubierta plástica y con polisombra tipo cubierta, con umbráculos ubicados a 2 m de altura para el manejo adecuado de la radiación solar y así lograr temperaturas entre los 25 y 27 °C, rango que permite la aclimatación de los rebrotes en esta área. Las bolsas deben ubicarse en grupos de tres o cuatro hileras, para evitar la competencia por luz. Adicionalmente, debemos dejar calles entre los grupos, lo que permite el tránsito de operarios y facilita el monitoreo y manejo de las plántulas. Para evitar problemas sanitarios causados por PP del suelo (como hongos, nematodos, insectos, bacterias, etc.), las bolsas deben ubicarse sobre camas elevadas, las cuales pueden ser de esterilla de guadua cubiertas con plástico, o pueden usarse estibas plásticas, bancos de concreto, bloquelones o marcos metálicos con malla, entre otras opciones. La instalación de un sistema de riego es muy importante y altamente recomendada, para cubrir las necesidades hídricas de las plántulas; igualmente, deben considerarse el acceso a agua de calidad y tanto los costos asociados como el beneficio que el riego ofrece.

Otra área indispensable es la destinada a la preparación de sustratos. En este lugar, los materiales requeridos y disponibles se desinfectan y mezclan para evitar la contaminación de los rebrotes y cormos por problemas sanitarios transmitidos vía sustrato. Esta área debe tener una plataforma o plancha (de concreto, preferiblemente) que pueda ser desinfectada y que facilite la acomodación de las pilas de sustrato. De acuerdo con el número de rebrotes a obtener, debemos calcular la cantidad de mezcla de sustrato por preparar, ya que solo se llenará el número de bolsas requeridas para la siembra de los rebrotes disponibles. En caso de que sobren bolsas con sustrato, deben vaciarse, pues con el tiempo se deterioran sus propiedades para el desarrollo de las plántulas.

Los sustratos pueden ser de diferentes tipos y pueden provenir de distintos orígenes; esto dependerá de los recursos locales y de la integración de tres tipos de materiales: a) suelo de textura franca, como el franco limoso, b) un sustrato inerte y c) materia orgánica, que pueden mezclarse en proporciones de 3:1:1, 2:1:1, 1:2:1 o 3:2:2.

Un alto porcentaje de los suelos minerales tienen la mitad de su volumen sólido y la otra mitad porosa; al respecto, se encontró que los sustratos a base de materia orgánica incrementan la porosidad y mejoran la retención de humedad y la aireación (Alvarado & Solano, 2002). Estas mezclas generan un ambiente propicio para el crecimiento y desarrollo de las raíces, dándole fortaleza y suficiente aireación a la plántula, si los materiales usados son de buena calidad. El suelo debe provenir de zonas libres de PP o de cualquier fuente de contaminación, por lo que recomendamos muestrear y diagnosticar sanitariamente el material que se va a utilizar. El suelo debe desinfectarse por solarización o con vapor (tabla 12).

El segundo elemento, el sustrato inerte, puede ser cascarilla de arroz, fibra de coco, arena fina, aserrín de pino o ciprés (seco y triturado), o cascarilla de café. De no poseer estos materiales, podemos usar otro material disponible. No recomendamos usar cisco de café, puesto que no ofrece la estructura requerida para la mezcla y retiene la humedad del sustrato inadecuadamente. Este material también debe estar debidamente desinfectado (Alvarado & Solano, 2002).

La materia orgánica, el tercer elemento, debe estar debidamente compostada (debe haber pasado las fases iniciales, la fase termófila y la de estabilización-maduración) (Zapata-Hernández, 2009). El tipo de materia orgánica dependerá de la disponibilidad en la zona, pero puede ser lombricomposto, pulpa de café descompuesta, compost convencional, bovinaza, gallinaza compostada o subproductos de la caña (Sadeghian, 2010). No debe utilizarse materia orgánica sin compostar, especialmente gallinaza, ya que puede introducir nematodos que afectan el sistema radical y el cormo de la planta de plátano.

Las proporciones de los componentes del sustrato pueden medirse en recipientes de volúmenes conocidos (como baldes o canecas), por bultos o por peso (kilogramos, arrobas...). Esta mezcla debe homogeneizarse muy bien.

Para la siembra de los rebrotos, recomendamos el uso de bolsas negras con las siguientes dimensiones: 20×17, 22×20, 23×20, 25×20 o

25×25 cm, con capacidades de entre 2 y 3 kg, perforadas y con fuelle (Aranzazu, 2002; Grisales, 2000). Las bolsas deben llenarse —con el sustrato preparado— como mínimo hasta la mitad, y hasta un máximo de tres cuartos. El llenado dependerá del tamaño de los rebrotes por sembrar, con el fin de dar espacio para su ubicación. Las bolsas con sustrato deben regarse hasta capacidad de campo previo a la siembra.

Para la siembra, ubicamos los rebrotes en la mitad superior de las bolsas, y ponemos la zona de corte o separación del rebrote de la planta madre hacia el borde de la bolsa, sin que entre en contacto directo con la pared de esta. Luego, se llena la bolsa con la mezcla de sustrato, hasta el borde, apretando el rebrote con el sustrato, bien sea recortando el pseudotallo (por lo cual el rebrote se siembra cubierto con el sustrato) o dejando una pequeña porción de este, de 5-7 cm, la cual queda expuesta. El sustrato debe ir bien apretado alrededor del rebrote.

Para dar inicio al desarrollo de la plántula, generamos una condición de estrés: suspendemos el riego entre cinco y ocho días después de la siembra (dds) en bolsa. Para finalizar, se tapan las bolsas con malla zaram o plástico y se ubican en el área del vivero, como mencionamos previamente, con lo cual promovemos el desarrollo radicular y disminuimos las condiciones óptimas para las pudriciones. En el momento de regar por primera vez, adicionamos micorrizas (30 g/bolsa) a unos 5 cm de profundidad, para facilitar el acceso a la zona radical. Esta zona debe estar activa por el estrés que generamos. En cuanto al vivero, recomendamos ubicarlo en un área cercana al sitio de siembra, con acceso a una fuente de agua y con sombra natural o artificial (Álvarez et al., 2013a; Arcila Pulgarín et al., 1999; Grisales, 2000).

Manejo en vivero hasta obtención de las plántulas

Después del periodo de estrés, y hasta el trasplante en campo, es fundamental regar las plántulas. Recomendamos el diseño y acondicionamiento de un sistema para regar entre dos y tres veces al día, y así mantener el sustrato en capacidad de campo. La frecuencia del

riego en el día dependerá de las condiciones ambientales y del desarrollo de las plántulas. Debe verificarse que la humedad no sea excesiva, para evitar el desarrollo de pudriciones. Igualmente, el riego no debe ser escaso, porque estresaría las plántulas, algo indeseable de ese punto del proceso en adelante. Las condiciones ambientales y la humedad del sustrato deben ser registradas en un formato.

Simultáneamente, debe establecerse un plan de nutrición con base en el número de hojas emitidas y el porcentaje de acumulación de biomasa por parte de la planta de plátano, cuyo valor es de 1,48% en la hoja 8. Debe considerarse la fertilización con fuentes granuladas y líquidas, con elementos mayores y menores (tabla 19) (Corpoica, 2017). El fertilizante seleccionado se aplica en dos fases: la primera, a los 30 DDS en bolsa, y la segunda, a los 60 DDS en bolsa, cuando la planta ya dispone de hojas en desarrollo. De nuevo, es importante registrar las labores realizadas y las fechas en el libro de campo.

Tabla 19. Fertilización en plántulas de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominicano Hartón en etapa de vivero o almácigo con fuente granulada y líquida

Nutriente	Fuente granulada (g/plántula)			Fuente líquida soluble (g/plántula)		
	30 DDS	60 DDS	Total	30 DDS	60 DDS	Total
N total	3,86	3,86	7,72	2,040	2,040	4,08
P ₂ O ₅	5,18	5,18	10,36	1,040	1,040	2,08
K ₂ O	10,83	10,83	21,66	3,720	3,720	7,44
CaO	2,84	2,84	5,68	1,085	1,085	2,17
MgO	1,97	1,97	3,94	0,375	0,375	0,75
S	0,72	0,72	1,44	0,400	0,400	0,80
Fe	0,06	0,06	0,12	0,025	0,025	0,05
Mn	0,04	0,04	0,08	0,010	0,010	0,02
Cu	0,06	0,06	0,12	0,005	0,005	0,01
Zn	0,12	0,12	0,24	0,120	0,120	0,24
B	0,06	0,06	0,12	0,030	0,030	0,06
Total	25,74	25,74	51,48	8,850	8,850	17,70

Fuente: Corpoica (2017)

Recomendamos aprovechar la etapa de almácigo para enriquecer el sustrato y el sistema radicular en las bolsas, mediante la adición de productos bioprotectantes como micorrizas; hongos como *Trichoderma* sp., *Paecilomyces lilacinus*, *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*, y bioestimulantes o biofertilizantes como *Bacillus subtilis* y *Pseudomonas fluorescens* (Corrales Ramírez et al., 2017; Ruiz et al., 2015), los cuales mejoran la capacidad de adaptación de las plántulas para su establecimiento definitivo en campo, como se detalla en la tabla 10.



Figura 20. Vista general del vivero con plántulas de plátano Dominicano Hartón.
a. Plántulas en proceso de aclimatación en vivero con cubierta metálica; b. Plántulas en vivero con polisombra.

Fotos: Jorge Alberto Valencia Montoya

Entre 45 y 60 dds, las plántulas desarrollarán entre 5 y 6 hojas, y estarán aptas para la siembra en el sitio definitivo en campo, bien sea para comercialización o para establecimiento de huertos. Debe verificarse que durante este tiempo las plantas formen dos pares de hojas y la hoja bandera o tres pares de hojas con 30 cm de altura, es

decir, un total de cinco o seis hojas (figuras 1 y 20). Las plántulas deben clasificarse por tamaño, con el fin de mantener grupos de plántulas uniformes. En cuanto al porcentaje de prendimiento en bolsa con sustrato, se espera que sea mayor al 94% (Aranzazu, 2002). El material vegetal que no cumpla con las características requeridas se descarta, y dicho proceso debe registrarse en el libro de campo.

La metodología que recomendamos permitirá la obtención de plántulas con raíces bien desarrolladas, las cuales formarán un pilón de soporte y favorecerán la homogeneidad de las plantaciones, con un mejor desempeño durante el establecimiento y la producción. Después de verificar todo lo anteriormente descrito, las plantas estarán listas para la siembra en sitio definitivo.

6d

¿Qué ideas tengo para reemplazar las bolsas plásticas que usamos en este proceso?



¿Cómo diseñaré el vivero?
¿Cuánta área emplearé y cuál será su capacidad en número de bolsas? ¿Qué tipo de sustrato emplearé?

Capítulo IX

Establecimiento de huertos productores de semilla seleccionada

La semilla seleccionada debe provenir de HM registrados ante el ICA (2015a). Esto implica que debemos establecer el incremento de semilla de plátano en áreas que aseguren la disponibilidad permanente de plantas élite del cultivar de plátano seleccionado, en nuestro caso, Dominicó Hartón. Estas áreas de producción atenderán las demandas de material de siembra para incrementar las áreas de los HM y de multiplicación intensiva, o proveerán semilla para producción en cámaras térmicas y túneles de multiplicación. Servirán también como huertos de referencia de la calidad genética, el potencial productivo y el desarrollo fenológico del cultivar.

Huerto productor de semilla seleccionada: básico o madre

En nuestro caso, el huerto productor de semilla (huerto básico, también llamado “huerto madre”) está integrado por plantas élite de plátano cv. Dominicó Hartón y adaptado a las condiciones edafoclimáticas del Eje Cafetero. El propósito fundamental del huerto productor de semilla —categoría seleccionada, según el ICA (2015a)— es asegurar la identificación del material de siembra, de acuerdo con sus características morfoagronómicas básicas (anexo 1), y garantizar las condiciones para obtener semilla de calidad. En el HM de plátano se permite la producción y cosecha de racimos. Este proceso debe

contar con el acompañamiento técnico o de extensión agropecuaria y del ICA.

Para el establecimiento del HM, reiteramos el uso de semilla (plántula) de calidad producida con las recomendaciones de este manual, las dadas por el acompañamiento técnico, por otras publicaciones relacionadas y por la legislación vigente. Simultáneamente, es clave verificar que las condiciones sanitarias para el establecimiento del lote sean las adecuadas, según la normatividad, el diagnóstico sanitario y las recomendaciones de este documento. Asimismo, debemos seleccionar plantas élite del cultivar Dominico Hartón (según la ficha técnica), con colinos disponibles y plantas sanas, vigorosas y de buena producción (figura 21).



Figura 21. Huerto madre de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón conformado por plantas élite en fase de llenado de racimo.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

Escuchemos algunos aspectos sobre: 1) criterios para un manejo adecuado del suelo, 2) tipos de trazado, 3) consideraciones del ahoyado para cormos, 4) selección y calidad de semilla, 5) planta élite, 6) obtención de rebrotos por inducción y 7) plántulas de calidad.



Planeación para el cultivo de plátano: suelo y semilla

Modelo Productivo de Plátano



El lote seleccionado para el establecimiento del HM debe ser accesible y disponer de agua, y debemos conocer su uso previo y su situación sanitaria, de acuerdo con las orientaciones para la selección del lote de siembra⁸. Adicionalmente, debemos hacer un análisis físico, químico y biológico del suelo (tabla 11). Recomendamos adecuar el terreno con base en la topografía, en el tipo de suelo y en el movimiento del agua en el lote (figura 22). Otras prácticas adicionales son el uso de labranza de conservación y el uso de coberturas vegetales, idealmente arvenses nobles (Salazar & Hincapié, 2007).

En caso de encarcamientos, se realizan drenajes, según las necesidades del terreno. El trazado de la siembra en los lotes seleccionados debe ser en sentido norte-sur, siempre y cuando estos sean planos. Cuando existan pendientes superiores al 4%, los lotes deben trazarse en curvas a nivel, con el fin de favorecer las prácticas de conservación de suelos.

Para el establecimiento del HM planteamos dos opciones de densidad de siembra, de acuerdo con el arreglo productivo. Así, se trazará el lote según la distancia seleccionada, bien sea como cultivo permanente o como cultivo a un corte, de la siguiente manera:

.....
8 Véase el capítulo III: “Selección del lote para la siembra”.



Figura 22. Lote seleccionado para establecer un HM de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón en el C. I. Palmira de AGROSAVIA.

Nota: Este lote tiene topografía plana y se encuentra aislado de otros cultivos de plátano.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

1. Siembra de 1.666 plantas/ha para manejo como cultivo permanente, a cuatro o cinco ciclos de producción, con distancias de 3 m entre surcos y 2 m entre sitios o plantas (figuras 23 y 24).
2. Siembra de 2.500 plantas/ha para manejo como cultivo a un solo ciclo de producción, con distancias de 4 m entre surcos y 1 m entre plantas o sitios. En este esquema es necesaria la práctica de autorrelevo (plátano-plátano), y se establece una nueva línea de siembra en la calle cuando entre el 50 y el 100% de las plantas del primer ciclo productivo o la primera siembra están belloteadas (figuras 25 y 26). Las bondades de este arreglo son los ciclos homogéneos de desarrollo y la facilidad de seleccionar las mejores plantas élite, a partir de rebrotes de reemplazo, en los siguientes ciclos productivos del esquema de relevo. Este método permite la obtención de material élite, que provee semilla de calidad para el establecimiento de nuevas áreas del HM, así como para los huertos de multiplicación intensiva, cámaras

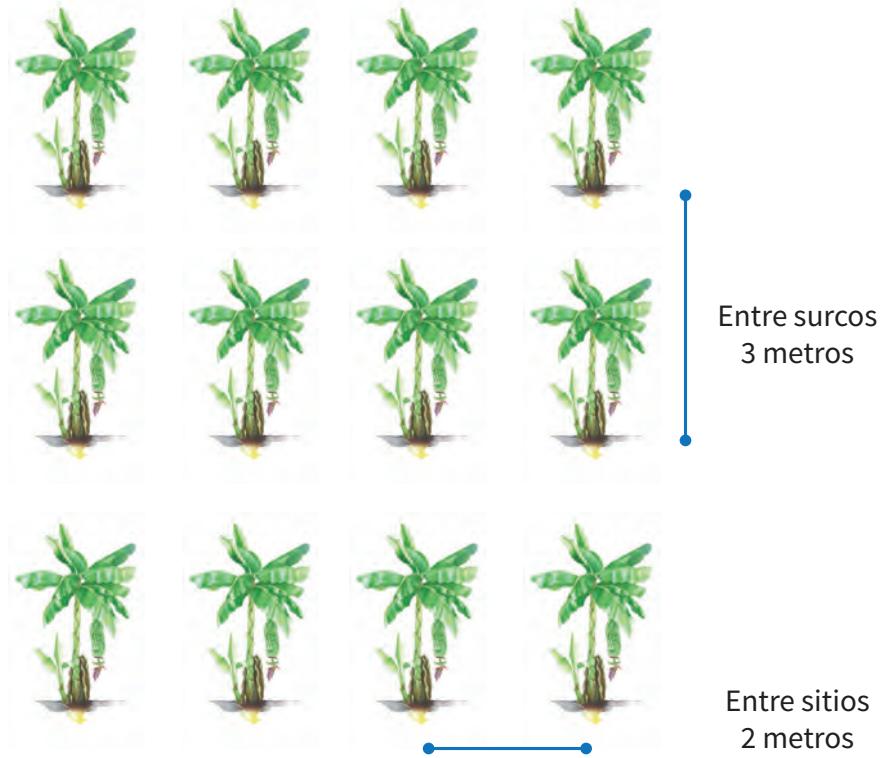


Figura 23. Esquema de siembra del HM de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón con densidad de siembra de 1.666 plantas/ha, con 3 m entre surcos y 2 m entre plantas sembradas en un surco.

Fuente: Corpocica (2017) y AGROSAVIA (2019b)

Ilustración: María Cristina Rueda Traslaviña y Wilson Martínez Montoya

térmicas y túneles de multiplicación, lo que asegura la calidad, especialmente la genética y sanitaria, por selección de plantas madre élite con base en la ficha técnica (AGROSAVIA, 2019a).

En el sistema de siembra previamente descrito, debemos disponer de una parcela para verificar la calidad genética y sanitaria, revisar la producción del material en proceso de incremento y seleccionar las mejores plantas madre élite para multiplicar en ciclos sucesivos de producción. Así, se obtendrán plantas con una producción de rizomas estable, que servirán de base para la verificación y generación de fichas técnicas del vivero y la obtención de semilla de calidad. Reiteramos que las plántulas para sembrar deben provenir de viveros



Figura 24. Huerto madre de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón con densidad de siembra de 1.666 plantas/ha, en fase inicial de floración.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

o predios registrados ante el ICA, y en el momento de la siembra las plántulas tendrán un mínimo de cinco hojas desarrolladas, estarán en óptimas condiciones sanitarias, y deben tener las características morfológicas propias del cv. Dominico Hartón. En caso de no tener acceso a plántulas, se pueden emplear cormos, con estrictos controles de calidad, aunque no es una práctica recomendada (figura 27).

Para la siembra de cormos o plántulas, el tamaño del hueco debe ser de 40 cm de largo, ancho y profundidad (figura 28b), lo que propicia la remoción del suelo y favorece el desarrollo del meristemo apical, las yemas axilares y el sistema radical, especialmente en suelos de textura pesada. Inicialmente, recomendamos aplicar, por hoyo, 1 kg de materia orgánica compostada y una fuente fosfórica, como el fosfato monoamónico (MAP) o el fosfato diamónico (DAP). La cantidad por aplicar dependerá del análisis de suelo que se tenga. En caso de no tenerlo, se sugiere usar 50 g del producto para favorecer el desarrollo inicial de la planta. Estos productos se mezclan

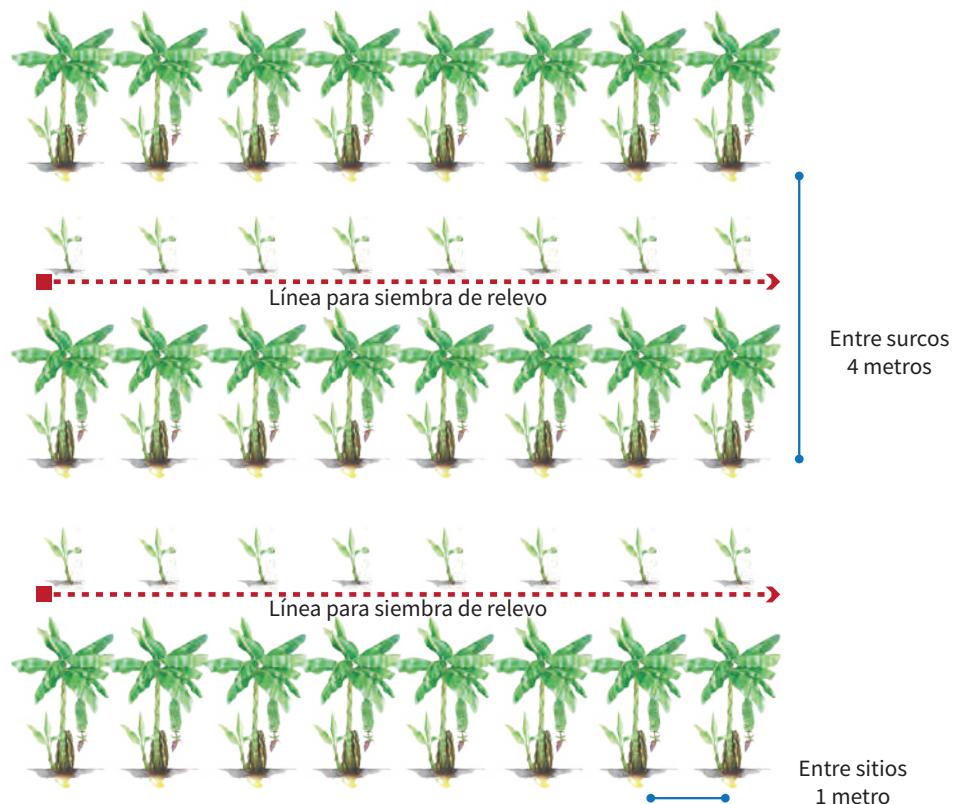


Figura 25. Esquema de siembra del HM de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón con densidad de siembra de 2.500 plantas/ha, con 4 m entre surcos (con espacio para los relevos) y 1 m entre plantas sembradas en un surco.

Fuente: Corpoica (2017) y AGROSAVIA (2019b)

Ilustración: María Cristina Rueda Traslaviña y Wilson Martínez Montoya

Escuchemos sobre los sistemas de producción, las regiones productoras, los determinantes y tipos de arreglos, y los indicadores productivos.



Arreglos y densidades de siembra en el cultivo de plátano

Modelo Productivo de Plátano



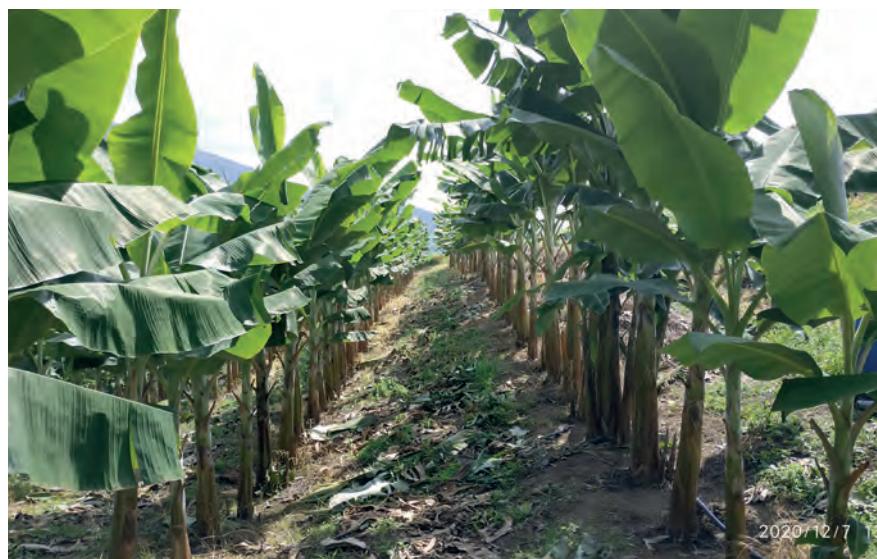


Figura 26. Huerto madre de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón con densidad de siembra de 2.500 plantas/ha, en fase posterior a la diferenciación floral.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya



Figura 27. Cormos de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón con corte de raíces y pelado superficial, listos para su clasificación por tamaño y su posterior tratamiento.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

con el suelo en el momento del relleno lateral y el cubrimiento del cormo. Al sembrarlo, el cormo debe estar centrado en el hoyo, y la parte superior debe quedar de dos a cuatro dedos por debajo del nivel del suelo. Al llenar con el suelo el espacio alrededor del cormo, debemos presionarlo para compactar el suelo y eliminar espacios de aire, para evitar encharcamientos. El cormo debe quedar completamente cubierto de suelo (figura 28).



Figura 28. Forma correcta de siembra del cormo. a. Siembra de semilla proveniente de una planta élite de plátano *Musa AA* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón en un hoyo de 40 x 40 x 40 cm; b. Detalle de la posición y la profundidad de siembra del cormo y la plántula.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

Ilustración: Juan Felipe Martínez Tirado

El principal aspecto de manejo agronómico durante la siembra de una plántula es la adecuada ubicación del bloque formado por el sustrato más las raíces de la plántula (conocido también como “pilón”). Para ello, retiramos la bolsa sin destruir el bloque o pilón; cubrimos un tercio de la longitud del pseudotallo de la plántula con el suelo, y tapamos la porción basal del pseudotallo, sin importar que cubramos la plántula hasta el nivel de la base de los peciolos del primer par de hojas, para así favorecer la formación del segundo cormo

(figura 29) (Pérez Cárdenas et al., 2003). El propósito de esto es evitar el embalconamiento de la planta en el primer ciclo de producción, lo que ocurriría con una formación muy superficial del segundo cormo, cuando se siembra superficialmente. Se busca que las yemas axilares del material de siembra queden ubicadas por debajo de la superficie del suelo, lo que favorece el desarrollo de las yemas al perderse la dominancia apical.

Recomendamos realizar las prácticas agronómicas requeridas para el desarrollo óptimo del cultivo, pero siempre teniendo claro que este es un huerto para la producción de semilla. Las prácticas sugeridas son: control de arvenses de interferencia alta y media, fertilización, deshoje sanitario y manejo integrado de PP. El manejo integrado de arvenses se realiza por medio de varias prácticas. Las primeras son las culturales, entre las que se encuentran el uso de distancias de siembra que hacen que las plantas de plátano generen sombra en las calles, con lo que se limita el crecimiento de las arvenses, y el uso de cultivos asociados, coberturas nobles y distribución localizada de residuos de cosecha como pseudotallos y hojas que no son exportadas del cultivo. Las siguientes prácticas son las mecánicas, como el control con guadaña, dirigido a la calle amplia de la plantación, y el uso del machete y el plateo manual. Las prácticas químicas, por su parte, se fundamentan en la aplicación alternada y selectiva de herbicidas.

Escuchemos sobre el manejo y los tipos de arvenses, el control de los colinos y las prácticas de deshoje, destronque, descalcete, desbellote, desmane, apuntalamiento y amarre, embolsado, encinte y desinfección de herramientas.



Prácticas culturales en el cultivo de plátano

Modelo Productivo de Plátano





Figura 29. Siembra de una plántula de plátano. a. Selección y despeje del terreno para la siembra; b. Ahoyado del lugar seleccionado para la siembra; c. Selección y desembolse de la plántula; d. Medición de la profundidad de siembra (la plántula debe enterrarse hasta el par de hojas más basales); e. Siembra de la plántula en el hoyo; f. Entierro de la plántula hasta la altura designada; g. Compactación del suelo alrededor de la plántula enterrada; h. Plántula enterrada hasta el primer par de hojas.

Fotos: Jorge Alberto Valencia Montoya

Los análisis de suelo determinan los elementos existentes en este y sus condiciones de fertilidad, lo que permite aplicar fertilizantes, según sus fuentes y cantidades, de acuerdo con los requerimientos del lote y del cultivo. Debemos fraccionar la dosis anual del fertilizante de acuerdo con la curva de acumulación de biomasa de la planta de plátano (desarrollo vegetativo y fenológico). Recomendamos dividir la fertilización (640 g de nutrientes/planta) (tabla 20) en tres fases, así:

1. Desde la siembra hasta la diferenciación floral: aplicar el 20 % del total requerido (fase de hojas de 16 a 20).
2. Desde la diferenciación floral hasta al belloteo: aplicar el 60 % del total (fase de hojas de 16-20 a 38 ± 2 belloteo).
3. Desde el posbelloteo hasta la mitad del ciclo de llenado del rácimo: aplicar el 20% restante, mes y medio para zona cálida y 2 meses para zona media.

Tabla 20. Contenido de nutrientes para plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominicano Hartón (65 % del contenido total), de acuerdo con los fertilizantes aplicados en parcelas de validación tecnológica

Forma elemental	N	P	K	Ca	Mg	Fe	B	Cu	Mn	Zn	S	Total
Contenido (g/planta)	67,990	9,159	369,720	52,702	14,638	2,103	0,143	0,046	0,860	0,189	7,800	525,350
Forma compuesta	N	P ₂ O ₅	K ₂ O	CaO	MgO	Fe	B	Cu	Mn	Zn	S	Total
Contenido equivalente (g/planta)	67,990	20,987	445,402	73,751	24,271	2,103	0,143	0,046	0,860	0,189	7,800	643,542

Fuente: Corpoica (2017)

Escuchemos: ¿Cómo fertilizar? ¿Cuál es la importancia de la humedad en el suelo? ¿Cómo decidimos qué fertilizante usar y cuáles son sus fuentes? ¿Cuáles son los momentos de aplicación? ¿Cuál es el sitio, el modo y el fraccionamiento de la fertilización? ¿Cuál es el rol de la materia orgánica? ¿Qué son las micorrizas?



Manejo de la fertilización integrada para la producción de plátano

Modelo Productivo de Plátano



Sugerimos el uso de coberturas vegetales con arvenses nobles, puesto que ayudan a la acumulación de materia orgánica, la fijación de nitrógeno, el control de arvenses agresivas y la conservación de agua; además, favorecen la diversidad y la expresión de las funciones de los suelos (Wagner-Medina et al., 2023). Adicionalmente, estas prácticas benefician las condiciones de salud y calidad de los suelos. Las arvenses agresivas pueden controlarse manualmente en el almácigo y en campo, o con guadaña en campo. Para el planteo se puede emplear glufosinato de amonio. En un caso extremo, en el que las alternativas previas no sean efectivas, las arvenses agresivas pueden controlarse con herbicidas y con la ayuda del selector de arvenses (Salazar & Hincapié 2007).

Existen labores de manejo cultural del cultivo, como el deshoje y deshije de las plantas. El deshoje lo realizamos en la fase de senescencia de las hojas, al cortar en la longitud media del pecíolo respecto al pseudotallo y no a ras de este, es decir, dejando el pseudopecíolo para evitar heridas de mayor superficie en el pseudotallo o las hojas superiores, y así reducir el riesgo de pudriciones. Es necesario eliminar las hojas verdes o amarillas que estén dobladas, afectadas por enfermedades foliares, y aquellas que inicien procesos de senescencia o que empiecen a secarse. Debemos conservar, como mínimo, ocho hojas funcionales durante toda la etapa de desarrollo de la

planta, para lo que realizamos prácticas de manejo como deshojes sanitarios y control químico, de ser necesario. Es importante tener en cuenta que la herramienta para el deshoje debe estar perfectamente afilada y desinfectada. La herramienta se desinfecta siempre antes y después de cortar una nueva planta.

En un HM con distancia de siembra tradicional de 1.666 plantas/ha, a varios ciclos de producción, el deshije, se hace con cortes periódicos del pseudotallo a ras de piso (o poda basal), sin extraer profundamente los rebrotes, debido a que afectaríamos la estabilidad de la planta y generaríamos volcamientos por cortes indebidos en el sistema radicular. Este proceso se realiza en el momento de formación de hojas en el colino, o hasta 1 m de altura, dejando los colinos seleccionados como sucesores en el sitio, para dar continuidad al HM. Para huertos a un solo ciclo con 2.500 plantas/ha, no se realiza deshije sino inducción de rebrotes en el momento de cosecha de racimo y se procede con el aporque, cosechando, si se quiere, hijos más grandes para llevarlos a EM u otras alternativas, de acuerdo con las necesidades de producción.

En caso de proliferación de colinos orejones (hijos de agua), debe revisarse si hay condiciones particulares del suelo o la planta. Por lo general, estos colinos tienen todo el potencial, siempre y cuando no sean derivados de una condición sanitaria de la planta madre; por lo demás, no habrá razón para descartarlos, puesto que los colinos orejones pueden desarrollarse debido a una inducción dirigida, no relacionada con daños ocasionados por plagas y otras circunstancias adversas. Adicionalmente, debemos realizar la práctica cultural de “desguasque” de calcetas secas (remoción de la base de las hojas envolventes). Esta labor es necesaria especialmente para el manejo de plagas como el gusano tornillo, entre otras, y se realiza solo en tejido seco para evitar la diseminación de pudriciones bacterianas. Como siempre, debemos desinfectar todas las herramientas antes y después de cortar o intervenir una nueva planta.

En huertos cuya densidad es de 1.666 plantas/ha, la parcela es manejada en varios ciclos de producción, por lo que se identifica, de

manera temprana, el hijo de relevo, al cual no se le realiza corte basal del pseudotallo y se le permite su desarrollo (figura 30).



Figura 30. Base de una planta élite de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominicano Hartón cercana a cosecha, con emisión y desarrollo de los colinos (o hijuelos) de relevo.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

Recomendamos programar el riego para suprir las necesidades hídricas de la planta, especialmente en zonas o épocas con déficit hídrico. Asimismo, sugerimos aplicar fertilizante líquido dirigido a la axila de la tercera hoja más joven, en condiciones de déficit hídrico. En época de lluvias continuas e intensas, recomendamos aplicar fertilizantes granulados, con base en la estrategia de fraccionamiento explicada previamente (tabla 20). Bajo condiciones normales, sugerimos aplicar el fertilizante en forma granulada o en *drench* (humedecimiento de la zona radicular con la solución de nutrientes), cuando se dispone de fertilizantes solubles o líquidos. No se debe olvidar registrar las variables ambientales y de humedad de suelo en el libro de campo.

Además, recomendamos monitorear constantemente la aparición de PP y, de ser necesario, diagnosticar las muestras colectadas en los laboratorios del ICA (o en los que dicha institución indique), para

controlar los problemas sanitarios encontrados, especialmente moko, bacteriosis, nematodos y otras PP de importancia económica o de control oficial. Igualmente, debemos verificar síntomas como marchitamientos, amarillamientos, signos de ataque de insectos o muerte de plantas, para identificar y controlar sus causas.

Debemos embolsar tempranamente los racimos del huerto, es decir, cuando la bellota alcanza la posición pendular, con el fin de proteger los racimos de plagas y facilitar el embolsado, de acuerdo con las condiciones de mercado. El desflore, desbellote y desmane temprano (racimo con número de manos definidas) se realiza aproximadamente 10-12 días después de la aparición de la bellota, y se dejan cinco manos. Estas prácticas se ejecutan con herramientas tipo horquetas o medialunas.

La evaluación del HM se hace hasta finalizar el ciclo, es decir, hasta la cosecha. Esto nos permite verificar la calidad sanitaria, física, genética y fisiológica de las plantas madre seleccionadas y, así, constatar que estas sean óptimas para producir semilla. Sugerimos registrar las características de la planta y del racimo en el momento de la cosecha, pues esta información morfológica permite elaborar las fichas técnicas. Debemos evaluar todas las plantas, ya que serán la base para seleccionar y establecer materiales en el siguiente ciclo de producción. Recomendamos registrar dicha información en el libro de campo.

Escuchemos: ¿Qué es la cosecha? ¿Cuáles son sus indicadores y recomendaciones? Poscosecha: labores, rubros y determinantes de costos de producción.



Cosecha y poscosecha en el cultivo de plátano

Modelo Productivo de Plátano



Al evaluar los registros de producción, identificamos y seleccionamos las plantas con condiciones sobresalientes de producción y adaptabilidad (la información para esta evaluación proviene de las fichas técnicas). Estas plantas sobresalientes serán las plantas élite, las cuales seleccionaremos y marcaremos para llevar registros rigurosos de sus características y producción, y de las cuales tomaremos el material vegetal élite que continúa en el HM bien sea para el siguiente ciclo, para el establecimiento de un HMI, para la obtención de plántulas o para la obtención de rebrotes a partir del método de inducción.

Método de inducción de rebrotes en campo

Una forma de obtener material de multiplicación del cv. Dominico Hartón en el HM es por inducción de los rebrotes en plantas seleccionadas, que, como hemos mencionado, deben cumplir con el concepto de calidad. El material obtenido se caracteriza por su tamaño (rangos de peso entre 200 y 300 g) (Aranzazu Hernández, 2002), que contrasta con el registrado en los rebrotes obtenidos en cámara de multiplicación (tabla 18), y por la actividad en la yema apical, que genera crecimiento activo, apropiado para embolsar en vivero. En caso de requerir siembra directa en campo, es necesario dejar el material por un mayor tiempo en la planta, hasta alcanzar un peso mínimo requerido de 500 g (Aranzazu et al., 1999, 2003; Aranzazu Hernández, 2002; Arcila Pulgarín et al., 2002; Belalcázar Carvajal, 1991; Coto, 2009; Grisales, 2000).

Inducimos las plantas élite identificadas para promover la producción de rebrotes en campo, una vez cosechado el racimo. Estas plantas han desarrollado colinos que podemos extraer para sembrar en campo o para estimularlos mediante el corte basal del pseudotallo (“destronque”) inmediato de la planta madre, y mediante la extracción del ápice meristemático o el corte en cruz de los colinos, sin destruir rebrotes ni yemas en desarrollo, para así estimular las yemas axilares. Aporcamos y adicionamos materia orgánica o urea (100 g/sitio),

y mezclamos con el suelo. Las heridas deben cubrirse para evitar la llegada de picudos.

Este proceso permite incrementar el número de rebrotes por sitio. Entre los días 30 y 45 observaremos en la superficie del aporque la aparición de los rebrotes provenientes de las yemas inducidas (figura 31). Para el engrosamiento de los rebrotes, podamos y sembramos en bolsa, dependiendo de su estado de desarrollo, como mencionamos en apartados anteriores. Finalmente, cosechamos a discreción los rebrotes disponibles para obtener plántulas, las cuales sembraremos en HM, HMI o huertos comerciales (figura 32).

Si realizamos la cosecha de los rebrotes un mes después del destronque, obtenemos rebrotes con pesos menores a los 500 g, los cuales pueden continuar el proceso descrito para la obtención de plántulas, ya sea para establecimiento de HMI, un nuevo HM o para la venta. Para estimular un mayor peso, se realiza periódicamente un corte basal del pseudotallo, sin afectar su meristemo (figura 33). Recomendamos diagnosticar el material en los laboratorios del ICA (o en los que este indique) para descartar problemas como bacteriosis, nematodos y plagas de importancia económica —como picudos— y otras de control oficial —como moko, FOC al-R4T y virus—.

Para el cv. Dominico Hartón, la inducción de rebrotes en el HM puede arrojar hasta 13 rebrotes/sitio (Belalcázar Carvajal, 1991). De otra parte, Aranzazu (2002) indica que es posible obtener más de 30 rebrotes/sitio por inducción en plátano cv. Dominico Hartón. Esto fue evaluado en algunos municipios del Eje Cafetero, mediante la inducción de rebrotes en plantas seleccionadas en fase de belloteo de HM. Un primer flujo de brotación registró 7 rebrotes/sitio en Calarcá (Quindío) y 10,4 rebrotes/sitio en Argelia (Valle del Cauca), con un promedio de 9,4 rebrotes/sitio. Es posible cosechar nuevos rebrotes en posteriores flujos de brotación, hasta que el cormo inducido agote sus reservas. La cosecha de los rebrotes inicia entre los 25 y 30 días después de la inducción (figura 34), y se cosecha durante los 3 meses siguientes.



Figura 31. Sitio cosechado de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominicano Hartón con rebrotos axilares estimulados por destronque de la planta madre, por medio de un corte basal al pseudotallo y la eliminación del meristemo apical de los colinos (hijuelos), más aporque.

Foto: Jorge Alberto Valencia Montoya

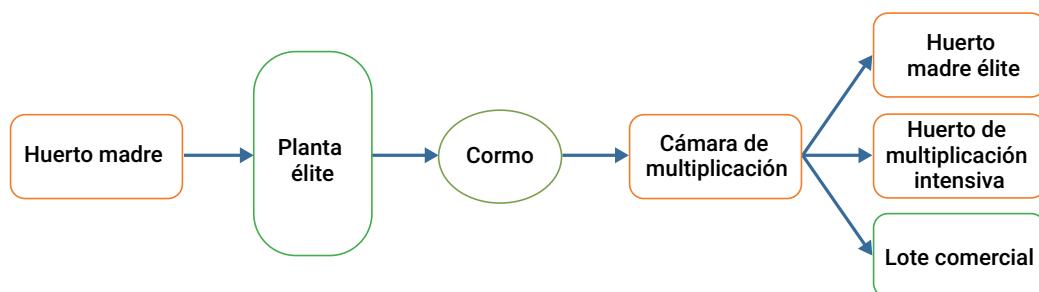


Figura 32. Diagrama de producción de semilla de plátano a partir de un HM.

Fuente: Elaboración propia



Figura 33. Rebrotos axilares cosechados de una planta élite de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón.

Foto: AGROSAVIA (2019b)

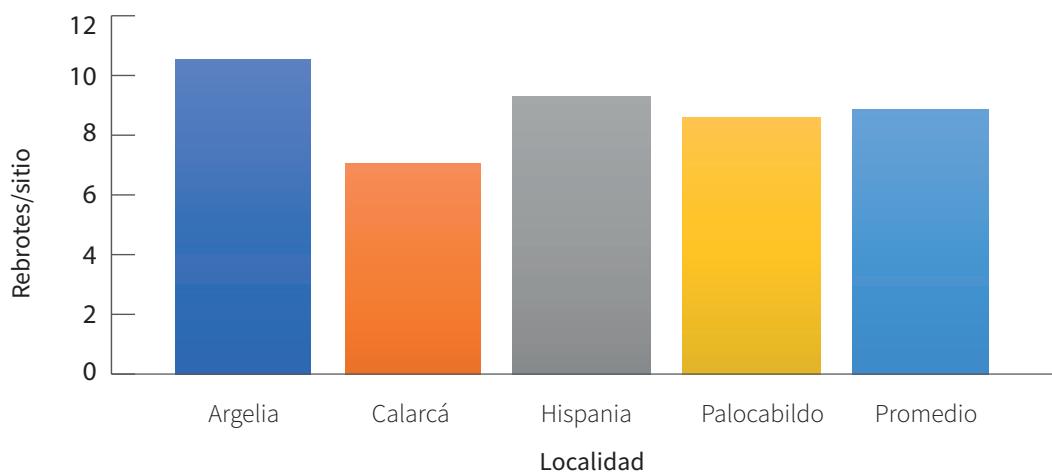


Figura 34. Producción de rebrotos de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón en HM en localidades del Eje Cafetero y del norte del Valle del Cauca.

Fuente: Elaboración propia

Manzur (2001) realizó trabajos similares con plátano cv. FHIA-20 en condiciones del Eje Cafetero, reintroduciendo rebrotes producidos en ciclos sucesivos de los flujos de brotación, para incrementar el potencial de producción del material de multiplicación. La inducción de rebrotes se realizó exitosamente utilizando la metodología de Hamilton, que consiste en el corte basal del pseudotallo de la planta madre durante la fase de diferenciación, que se presenta cuando la planta ha emitido de 16 a 20 hojas, entre 5 a 7 meses después de la siembra en condiciones de la zona cafetera central, seguido de la eliminación del meristemo apical, lo que da como resultado la producción de 16 rebrotes/sitio (Becerra Campiño et al., 2019; Belalcázar Carvajal, 1991). Al modificar las condiciones ambientales y realizar la inducción de rebrotes en plantas del cv. Dominico Hartón en el C. I. Palmira de AGROSAVIA, se obtuvo una menor producción (6,8 rebrotes/sitio) en un primer flujo de brotación (figura 35).

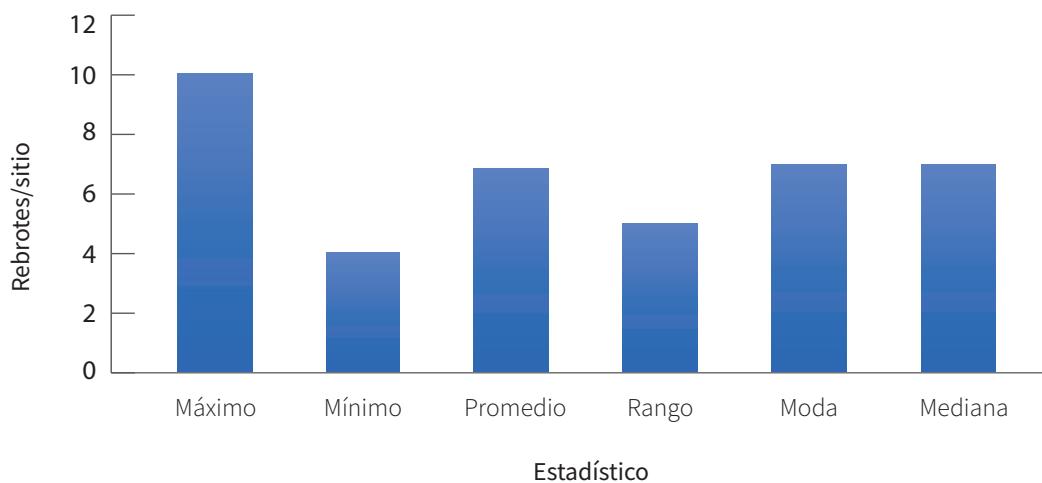


Figura 35. Producción de rebrotes en plantas de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón en el HMI del C. I. Palmira de AGROSAVIA.

Fuente: Elaboración propia

Establecimiento del huerto de multiplicación intensiva (HMI)

El HMI es una adaptación de la metodología de Hamilton (Becerra Campiño et al., 2019), con el fin de producir semilla en menor área, menor tiempo y sin llegar a la obtención de racimos. El arreglo consiste de surcos dobles con distancias de 1,2 m entre ellos y un 1 m entre plantas. La distancia entre la mitad de los surcos dobles es de 3 m, lo que genera una densidad total de 6.666 sitios/ha (figura 36). Para la siembra del HMI, seguimos las indicaciones dadas para el establecimiento del HM. Deben registrarse todas las labores realizadas y las condiciones ambientales y de humedad de suelo. Hay que tener en cuenta el cambio de la densidad de siembra y que no se completará el ciclo del cultivo; el material a sembrar provendrá de plantas élite.

En la diferenciación floral, cortamos el pseudotallo o vástago de la planta a ras del suelo y eliminamos la zona meristemática con el corte en cruz, para estimular el desarrollo de las yemas axilares. Esto debe ocurrir durante la emisión de la hoja 16 a la 20, después de establecido el HMI. En este momento, se inicia la diferenciación de las estructuras florales a nivel meristemático, de tal manera que a partir del corte se libera la dominancia apical y se inicia la estimulación de la brotación de las yemas axilares. Aporcamos con abono orgánico o fuente nitrogenada, para estimular el desarrollo de los rebrotes y su sistema radicular.

A los 45 días observaremos la brotación de una gran cantidad de yemas, las cuales cosecharemos un mes después para establecerlas en bolsa con sustrato en el almácigo, o se podan sucesivamente los rebrotes en el lote para engrosarlos y obtener cormos de más de 500 g, que pueden sembrarse en campo o en túneles de multiplicación para obtener rebrotes (capítulos VII y VIII). No olvidemos diagnosticar sanitariamente.

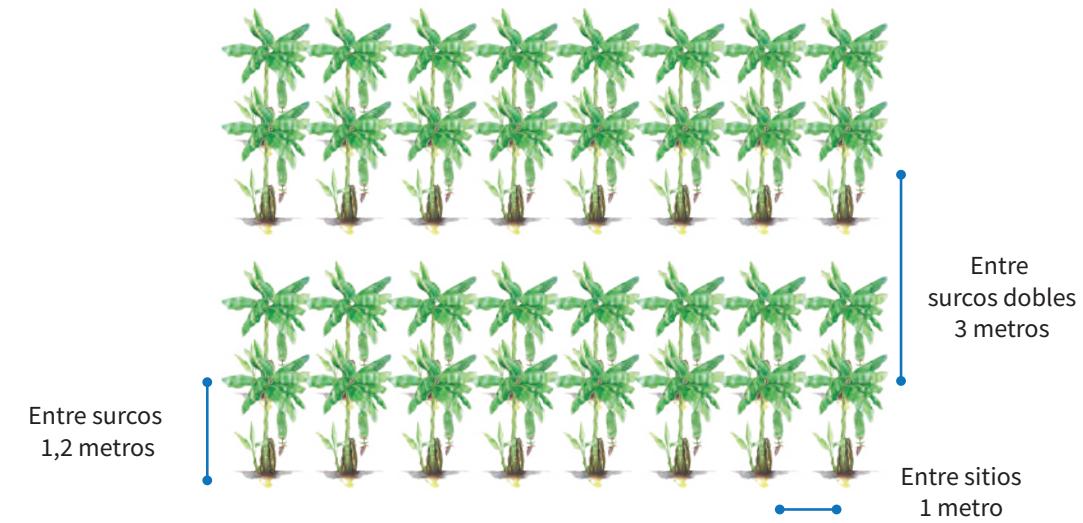


Figura 36. Esquema de siembra de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominicano Hartón con una densidad de 6.666 plantas/ha, con distancias de 1,2 m entre surcos, 1 m entre plantas y 3 m entre surcos dobles.

Fuente: Corpoica (2017) y AGROSAVIA (2019b)

Ilustración: María Cristina Rueda Traslaviña y Wilson Martínez Montoya

6d

¿Qué opino sobre las arvenses nobles? ¿Qué fuentes alternativas de fertilizantes puedo emplear?



¿Con cuál arreglo de siembra estableceré el HM? ¿Cuáles fuentes de fertilizante emplearé? ¿Cuál sistema de riego usaré?

Capítulo X

Diseño de un módulo para la producción de material de siembra de plátano cv. Dominico Hartón

Para desarrollar un módulo de producción de semilla, debemos considerar los siguientes factores: 1) requerimientos y disponibilidad de semilla de calidad (tablas 7, 8 y 9); 2) infraestructura y área de las unidades de producción requeridas, según sus tasas de multiplicación (tabla 21); 3) componentes e infraestructura disponibles (tabla 22); 4) recursos humanos disponibles para resolver aspectos técnicos, financieros, administrativos, organizacionales y comerciales; 5) demanda de semilla en el corto y mediano plazo, y 6) suministro constante de semilla para mantener el sistema de producción de semilla en huertos.

La tasa de multiplicación es la capacidad que tiene el material vegetal (cormo) de producir rebrotes por unidad, es decir, el factor de multiplicación. Esta tasa es un componente esencial para calcular el área requerida por el módulo de multiplicación. Para el diseño, definiremos la tasa de multiplicación en cada una de las etapas que integran el modelo.

En un HM de plátano cv. Dominico Hartón con densidades de siembra de 1.666 o 2.500 sitios/ha (figuras 23 y 25) pueden obtenerse de 5 a 13 colinos/sitio, con un promedio de 8,7 colinos/sitio, lo que indica un potencial de producción de entre 14.494 y 21.750 colinos/ha, respectivamente. Para plátano cv. Hartón, en el Eje Cafetero, se registra una emisión de 6 a 15 colinos/sitio, con un promedio de 10,4 colinos/

sitio y un potencial de producción promedio de entre 17.326 y 26.000 colinos/ha, respectivamente. En un HMI con el cv. Dominico Hartón, con una densidad de siembra de 6.666 sitios/ha, pueden obtenerse 6,8 colinos/sitio en promedio, y para el cv. Hartón, en el Eje Cafetero, pueden obtenerse 8 colinos/sitio, para un potencial de entre 45.329 y 53.328 colinos/ha, respectivamente (tabla 21).

La proyección de colinos-rebrote disponibles a partir de la selección de plantas madre élite con un manejo convencional provee 8,6 colinos/sitio en 30 días, en contraste con la inducción de rebrotes a partir de la cosecha, que ofrece 12 colinos/sitio en 60 días, mediante el destronque inmediato y la inducción por pérdida de dominancia apical en colinos de mayor desarrollo. Así, con la inducción de rebrotes, a pesar de que se duplica el tiempo de producción, se obtiene un mayor número de colinos/sitio. Según la demanda del mercado o las necesidades de material, podemos optar por el proceso de inducción en campo.

Tabla 21. Potencial de producción de colinos por hectárea en HM y HMI de los cv. Dominico Hartón y Hartón, en el Eje Cafetero, a partir de semilla de calidad proveniente de viveros registrados

Cultivar	Sistema de producción				
	HM*			HMI**	
	Media	Máximo (en 1.666 sitios/ha)	Máximo (en 2.500 sitios/ha)	Media	Máximo (en 6.666 sitios/ha)
Dominico Hartón	8,7	14.494,2	21.750	6,8	45.328,8
Hartón	10,4	17.326,0	26.000	8,0	53.328,0

* Con duración de un ciclo completo del cultivo (16 meses), más 2 meses adicionales a partir de la inducción (total: 18 meses).

** Con duración de 5 a 6 meses a la inducción, más 2-3 meses adicionales (total: 7-9 meses).

Nota: La unidad de medida es colinos/sitio.

Fuente: Elaboración propia

Para nuestro caso, la tasa de multiplicación estimada es de 1:5. Es decir, por cada unidad de multiplicación de plátano cv. Dominico Hartón que inicia un proceso —bien sea en HM o HMI a partir de plántula o en unidad de multiplicación para obtención de rebrotes—, obtendremos cinco unidades, sin tener en cuenta otros procesos de reinducción.

Como detallamos anteriormente, las áreas que conforman un módulo de multiplicación y sus productos son:

1. HM: produce plantas élite, cormos, colinos y rebrotes.
2. HMI: produce cormos, colinos y rebrotes.
3. Estructura de multiplicación (cámara o túnel de multiplicación): produce rebrotes.
4. Semillero o vivero: produce plántulas.

Con lo anterior, planteamos los componentes e indicadores para el diseño de un módulo de multiplicación (tabla 22).

Tabla 22. Componentes de un módulo de multiplicación de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón

Componente	Indicador	Unidad	Observaciones
HM	2.500	Sitios/ha	Siembra a 4 × 1 m
HMI	6.666	Sitios/ha	Siembra en doble surco, a 1 × 1,2 m y calle de 2 m
Factor de multiplicación	1:5	Colinos/sitio o rebrotes/cormo	En huertos y túneles de multiplicación
Área del túnel de multiplicación	12	m ²	Túnel de 10 m de largo × 1,2 m de ancho
Densidad en el área de multiplicación	17-23	Cormos/m ²	Cormos con peso entre 0,5 y 2 kg
Densidad en vivero	40	Bolsas/m ²	Considerar un 50% adicional de área para corredores de paso
Prendimiento en vivero	90	%	Plántulas obtenidas por 100 rebrotes

Fuente: Elaboración propia

La figura 37 representa un módulo de producción de semilla de plátano cv. Dominico Hartón que inicia con plantas élite para la selección de cormos y rebrotes, que serán el

insumo para establecer los sistemas de HM, HMI, cámaras y túneles de multiplicación, y vivero.

La semilla de plátano cv. Dominico Hartón que produciremos y entregaremos bajo este modelo es del tipo “plántula enraizada”, la cual obtenemos exclusivamente a partir de rebrotes producidos en túnel de multiplicación. El seguimiento de la calidad se aplica todo el tiempo: en los HM y HMI, así como en las unidades de multiplicación (cámara y túnel), para evaluar y verificar la calidad del material.

En la tabla 23 se indican los requerimientos del material de multiplicación del cv. Dominico Hartón y el área requerida, en un módulo que aprovecha las plantas élite de un HM establecido y en fase de producción. Las dimensiones de la unidad de multiplicación corresponden a un túnel de multiplicación de 12 m², con capacidad para 240 cormos en ciclos trimestrales de producción. De acuerdo con lo anterior, los requerimientos de material del HM y de multiplicación intensiva se calculan a partir de los 240 cormos requeridos en el túnel de multiplicación.

Tabla 23. Capacidad y densidad trimestral y anual de los componentes de un módulo de multiplicación de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón

Componente	Descripción	Trimestral		Anual		Observación
		Unidades	Área (m ²)	Unidades	Área (m ²)	
HM*	Sitios seleccionados	10	40	40	160	2.500 sitios/ha
HMI*	Sitios seleccionados	50	75	200	300	6.666 sitios/ha
Túnel de multiplicación*	Cormos requeridos	240	12	960	48	20 cormos/m ²
Rebrotes	Yemas activadas	1.200	12	4.800	48	100 rebrotes/m ²
Bolsas en vivero	Plántulas desarrolladas	1.080	27	4.320	108	40 bolsas/m ²

* La tasa de multiplicación considerada es 1:5.

Fuente: Elaboración propia

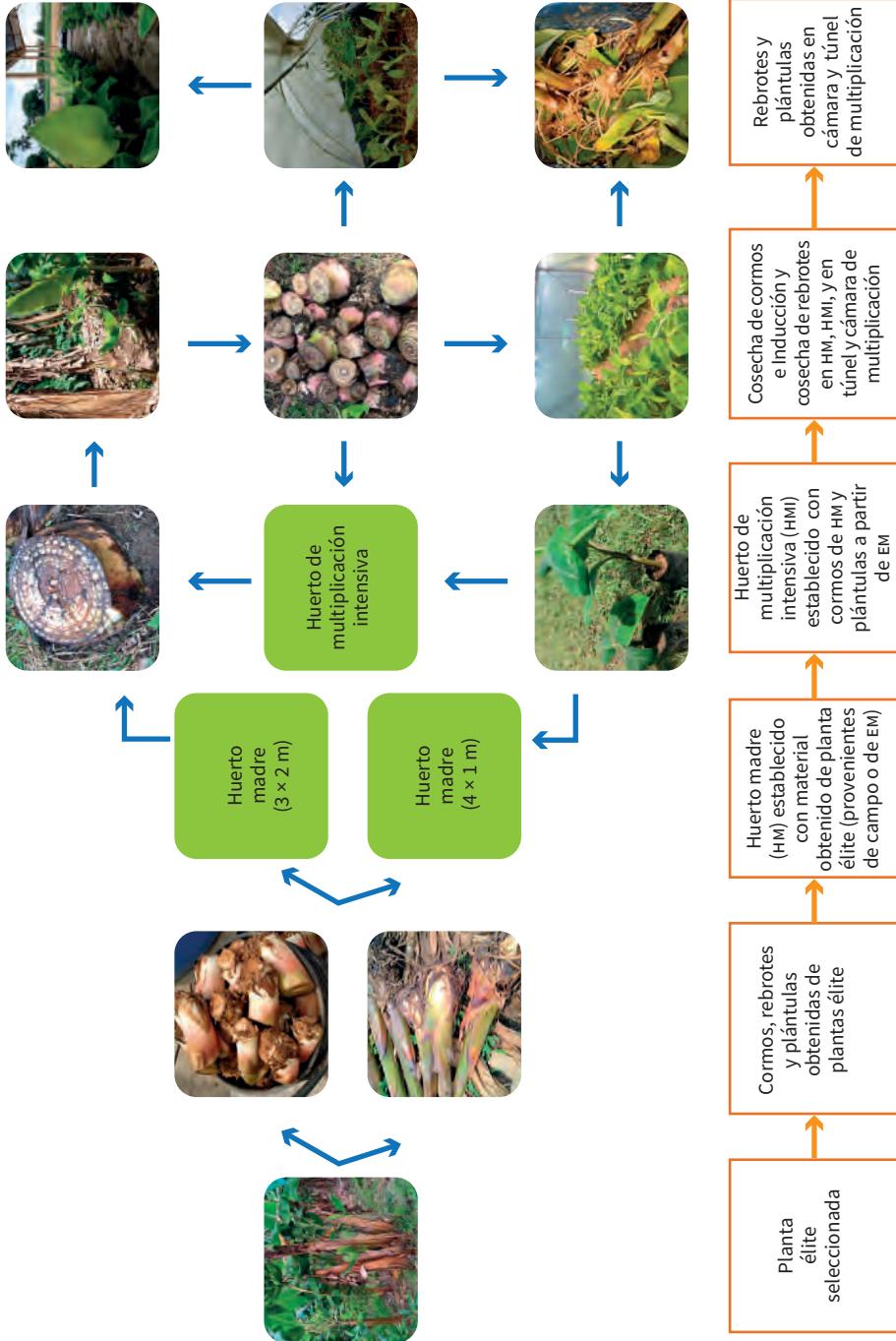


Figura 37. Módulo de producción de semilla de plátano Musa AAB (subgrupo Plátano) (subgrupo AAB (subgrupo Plátano) Dominico Hartón a partir de un HM para seleccionar plantas élite y obtener plántulas para siembra en campo.

Fuente: Composición y fotos de Jorge Alberto Valencia Montoya

En el HM seleccionamos 10 plantas élite, que luego de la cosecha del racimo suministran un total de 50 colinos tipo aguja. Con estos se establece un HMI en el que, luego de su desarrollo hasta la diferenciación floral y su posterior inducción, se generan 250 rebrotes como producto de la aplicación de la metodología de Hamilton. Los rebrotes se engrosan con el corte basal del pseudotallo, hasta que obtienen un peso mínimo de 500 g. Este material es utilizado para sembrar el túnel de multiplicación, cuya área de 12 m² permite la siembra de 240 cormos. Estos cormos, ya sin la dominancia apical, producen un total de 1.200 rebrotes en 2 meses (tabla 23), los cuales se cortan y siembran en bolsas dentro del vivero para la formación de plántulas.

El prendimiento esperado es del 90%, lo que daría 1.080 plántulas trimestralmente. Este proceso dura entre 22 y 25 meses desde el establecimiento del HM. Si se mantiene continuamente el suministro de 240 cormos trimestralmente, se obtienen 1.080 plántulas cada 3 meses. Con cuatro ciclos anuales en el túnel de multiplicación de 12 m², se producirán 4.320 plántulas de cinco hojas, listas para la siembra definitiva en campo (tabla 23).

Experiencia del establecimiento en el C. I. Palmira de AGROSAVIA

Para el establecimiento del módulo de producción de semilla de plátano cv. Dominico Hartón en el C. I. Palmira de AGROSAVIA a principios de 2018, establecimos y ejecutamos los siguientes componentes básicos:

1. Consolidamos el HM con semilla de calidad proveniente de un vivero registrado ante el ICA y cumplimos con toda la normatividad.
2. Establecimos el HMI, que se nutre constantemente a partir del HM. Además, aplicamos procesos de trazabilidad y de verificación de la calidad (genética, sanitaria, física y fisiológica) del material vegetal.

3. Elaboramos una cámara y varios túneles de multiplicación, estructuras que aceleran el incremento de rebrotos provenientes de los cormos obtenidos en el HMI.
4. Obtuvimos rebrotos a partir de la inactivación de la yema central, por medio del proceso de inducción en cormos.
5. Formamos plántulas (semillas), las cuales se desarrollaron y enraizaron en bolsas, con una mezcla de sustrato desinfectado.
6. Construimos un vivero en el que se desarrollaron e incrementaron las plántulas, hasta que alcanzaron el desarrollo necesario para siembra. Las plántulas o semillas se caracterizaron por su alto grado de calidad, y durante toda su producción se aplicó la trazabilidad correspondiente.

6d

¿Qué limitaciones
encuentro en la
implementación del
modelo propuesto?



¿Con qué áreas cuento
para producir semilla?
¿Cuáles áreas debo
establecer?

Capítulo XI

Tiempos de producción de semilla en el modelo propuesto

El tiempo requerido para el proceso de producción de semilla de plátano cv. Dominico Hartón se indica en la tabla 24. Allí integramos el incremento del material de propagación y su producción, con el tiempo requerido para desarrollar dichas actividades. Una vez establecido el HM e iniciada la producción de cormos, comienza la consolidación del HMI por inducción de rebrotes, en el momento de la diferenciación floral, es decir, al sexto mes aproximadamente. Posteriormente, se incrementa el proceso para la multiplicación de rebrotes en las EM, las cuales pueden ser camas, túneles o cámaras, para llegar a la última fase en vivero: la producción de plántulas.

Tabla 24. Duración de cada fase de producción de semilla de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón en el Eje Cafetero

Componente	Tiempo (meses)														
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
HM															
HE															
HMI															
Engrosamiento de cormo															
Obtención de rebrotes															
Desarrollo de plántulas en vivero															

■ Crecimiento y desarrollo
■ Obtención de rebrotes

■ Engrosamiento de cornos
■ Producción de plántulas

Fuente: Elaboración propia

Huerto madre (HM) y sus tiempos de producción

Para las condiciones del Eje Cafetero (departamentos de Caldas, Quindío, Risaralda y la región del norte del Valle del Cauca), el crecimiento y desarrollo del HM toma entre 14 y 16 meses (tabla 24). Es fundamental el aseguramiento de la calidad (genética, sanitaria, física y fisiológica), por lo que el monitoreo constante de todo el material es imprescindible durante el proceso. Recordemos que la prioridad del HM es producir racimos que se evaluarán para seleccionar plantas élite, a partir de la ficha técnica del cv. Dominico Hartón (anexo 1).

Alternativamente, si programamos una actividad de inducción del HM con el “destronque” después de la cosecha para obtener rebrotes, la duración de esta etapa oscila entre 15 y 17 meses desde el establecimiento del HM hasta la cosecha de rebrotes. Adicionalmente, se requieren entre 2 y 3 meses para tener rebrotes, lo que da un total de 17 o 20 meses. Además, se requieren 2 meses adicionales para la obtención de plántulas, que ingresarán a los HM, HMI, HE o lotes comerciales.

Huerto élite (HE) y sus tiempos de producción

La formación del HE a partir de plántulas tomará entre 12 y 14 meses (tabla 24). Al momento de la cosecha el HE dispone de colinos tipos aguja (tabla 15) con cormos que se pueden llevar a cámaras de multiplicación para obtención de rebrotes entre 1 y 3 meses y posteriormente para obtención de plántulas por dos meses para un total de 5 meses. Adicionalmente, el proceso con engrosamiento de rebrotes en campo para obtención de cormos con un peso mayor de 500 g durará dos meses, luego de cosecha se lleva a EM para obtención de rebrote de 1 a 3 meses, con la formación de plántula que tardará 2 meses adicionales, para un total de 7 meses. Estas plántulas o semillas pueden emplearse para suplir las demandas existentes en lotes comerciales dedicados a la producción de plátano, o pueden sembrarse en HM, HMI o HE.

Huerto de multiplicación intensiva (HMI) y sus tiempos de producción

En el Eje Cafetero, el tiempo requerido desde el establecimiento del HMI hasta la etapa de diferenciación floral es de 5-6 meses para el cv. Dominico Hartón. Adicionalmente, en esta etapa programamos el HMI para inducir rebrotes. El tiempo desde la inducción hasta la cosecha de los rebrotes es de 1-3 meses en el HMI. Este periodo incluye el establecimiento del HMI hasta la fase de diferenciación floral, y desde la inducción hasta la cosecha de los rebrotes producidos. El proceso completo toma entre 6 y 9 meses en el Eje Cafetero (tabla 24).

En el HMI es posible estimular el incremento del tamaño de los rebrotes para que alcancen un peso de cormo mínimo de 500 g para llevar a EM, incrementando el tiempo en 1 a 2 meses más el ciclo de obtención de rebrotes, de 1 a 3 meses y plántulas por dos meses para un total de 5 a 7 meses.

El HMI puede integrarse al módulo de producción, siempre y cuando se cuente con material de Dominico Hartón seleccionado a partir del HM y HE, de acuerdo con los criterios de la ficha técnica (anexo 1). Así establecemos la trazabilidad de las plantas desde su origen. En todos los casos, el HM establecido —o en fase inicial de establecimiento— es la fuente de material de multiplicación de primera generación, si consideramos el desarrollo de un ciclo completo de producción. Al finalizar el primer ciclo, seleccionamos las plantas élite que cumplan con los criterios de calidad requeridos, y estas serán la fuente del material de multiplicación para utilizar en los procesos posteriores de incremento.

La producción de material de multiplicación de segunda generación la obtenemos a partir de cormos o plántulas que se incrementan en el HMI o en EM, en los cuales no se llega a la etapa productiva (es decir, no dejamos formar el racimo). Por esta razón, a partir del HM y del HE se debe asegurar la calidad de la semilla y el cumplimiento de los estándares definidos en la ficha técnica del plátano cv. Dominico Hartón.

Estructuras de multiplicación (EM) tipo cámara, cama o túnel, y sus tiempos de producción

El tiempo requerido para el manejo del material de multiplicación en las EM, desde la siembra de los cormos hasta el aprovechamiento de los rebrotes inducidos y desarrollados, es de 1 a 3 meses (tabla 24), periodo que incluye el manejo del sustrato, la preparación y siembra de los cormos y la cosecha de los rebrotes. La vida útil de las unidades de multiplicación por cada grupo o tanda de cormos es de 3 meses, al final de los cuales renovamos tanto los cormos como el sustrato, para asegurar un nuevo ciclo productivo con un nivel de respuesta óptimo y de calidad.

El vivero y sus tiempos de producción

Se necesitan 2 meses para el manejo de los rebrotes en el vivero, desde su siembra en bolsa hasta lograr plántulas con cinco hojas desarrolladas, momento en el que estarán listas para la siembra en campo (tabla 24). Los rebrotes utilizados en esta etapa pueden provenir del HM, el HMI (ambos posteriores al proceso de inducción) o de las yemas desarrolladas de los cormos inducidos en las EM. Es posible estimular el desarrollo de las yemas en los HM, HE y los HMI para que alcancen un peso mayor de 500 g, habilitándolas como cormos para su uso en EM. Esto lo logramos mediante podas basales periódicas de engrosamiento, que pueden requerir de un periodo adicional de tiempo de manejo en campo.

Combinación de líneas de tiempo

La línea de tiempo de un módulo de producción depende de su inicio (con materiales seleccionados) y finaliza con la obtención de plántulas de plátano con cinco hojas desarrolladas. Estas pueden usarse para

el establecimiento de HM, HE y HMI, y para distribuirse como material de siembra en lotes comerciales.

Los diferentes escenarios para iniciar un módulo de producción de material de multiplicación son: 1) siembra de un HM; 2) uso de un HM en fase productiva; 3) establecimiento de un HMI, e 4) instalación de EM (cámara, túnel o cama de multiplicación). Las EM emplean cormos adquiridos en viveros registrados.

Escenario I: inicia a partir de la siembra del HM para obtener plántulas, y es el que requiere mayor tiempo. Para su establecimiento, se estima de 17 a 21 meses, hasta cosechar los rebrotos inducidos en HM, entre 1,5 y 2 meses adicionales para el manejo en bolsa, hasta desarrollar plántulas con cinco hojas formadas, para un periodo de 18,5 a 23 meses (figura 38). A partir de la cosecha de cormos disponibles en el HM, tomaría de 14 a 16 meses para cosechar el racimo y verificar la obtención de un Dominico Hartón (anexo 1). Luego, estos cormos se llevan a las EM por un período de 1-3 meses que toma el manejo para obtención de rebrotos, y, finalmente, la obtención de plántulas en el vivero tarda un periodo adicional de 1,5 a 2 meses.

Escenario II: parte de un HM en fase productiva. El tiempo requerido se cuenta a partir de la cosecha de los colinos disponibles más su disposición en EM para la obtención de rebrotos (1-3 meses), y, finalmente, el desarrollo de las plántulas en vivero tarda de 1,5 a 2 meses. El periodo operativo total en este caso es de 2,5 a 5 meses, contando con que el vivero ya esté establecido.

Escenario III: desde su establecimiento hasta la fase de diferenciación floral, el HMI tarda de 5 a 6 meses, y le sigue el tiempo desde la inducción en el sitio hasta la cosecha de los rebrotos, que puede ser de 1-3 meses. El proceso finaliza con la producción de plántulas en vivero, que tarda de 1,5 a 2 meses. El periodo completo para este módulo oscila entre 7,5 y 11 meses.

Una variante se da al obtener cormos mayores de 500 g, a partir de la inducción en el HMI establecido. Es necesario contar con dos meses

adicionales para la cosecha en campo después de las podas de engrosamiento. Se requiere una etapa adicional de manejo de los cormos en las EM para obtener rebrotes (1 a 3 meses) y la finalización en vivero hasta lograr plántulas de cinco hojas (1,5 a 2 meses), para un total de 4,5 a 6 meses.

Una primera estrategia para emplear en los programas de multiplicación de semilla consiste en que los HM y los HMI entreguen a los viveristas cormos de alta calidad, para su manejo en EM establecidas, y así incrementar el material en periodos cortos de tiempo (2,5 a 5 meses), con lo que suplirían la demanda de plántulas para establecerlas en los HM, HMI y lotes comerciales.

Una segunda opción corresponde a la entrega directa de plántulas a los viveristas para establecer el HMI, lo que tomaría entre 7,5 a 11 meses (sin pasar por cormo) o 9,5 a 13 meses (a partir del engrosamiento de cormos) con el uso de las EM hasta la obtención de nuevas plántulas.

Una tercera opción es el uso de las plántulas para establecer el HM, proceso que tardaría de 18,5 a 23 meses con el empleo de las EM para obtener nuevas plántulas. Adicionalmente, proponemos un modelo que incluye la mayoría de los elementos descritos acá (figura 38).⁹

Experiencia en el Plan Nacional de Semillas (PNS) 2015-2018

En el marco del PNS, desde 2015 hasta inicios de 2018, entregamos a las organizaciones de productores de plátano del Eje Cafetero cormos y plántulas de plátano Dominico Hartón. A partir de los esquemas desarrollados, se consideró la fase de fortalecimiento de las capacidades locales con la entrega de cormos provenientes de viveros registrados para la obtención de rebrotes, y más adelante con la entrega de plántulas que en algunos casos se materializaron en el establecimiento

.....
9 Véase el capítulo XIII: “Esquemas de Aseguramiento de la Calidad (EAS)”.

del HM (Wagner-Medina & Vargas Ramos, 2021). Desde la definición del modelo de producción con las organizaciones, se planteó la entrega de plántulas para el establecimiento del HM y el HMI, con la subsiguiente obtención de rebrotes de menos de 400 g y de colinos de más de 500 g, mediante poda basal de engrosamiento en campo. Con los rebrotes se producirían nuevas plántulas para incrementar el HM y ampliar el HMI o para establecer lotes comerciales de plátano. Con los colinos se establecerían EM para continuar el ciclo de obtención de plántulas. Para ver los detalles de la experiencia de fortalecimiento de capacidades con dos organizaciones productivas en el Eje Cafetero, se puede consultar la siguiente publicación y acceder al conversatorio en línea, abriendo los siguientes códigos QR:



Exploraremos y veamos la producción de semilla de plátano de calidad en manos de pequeños productores: experiencias y lecciones aprendidas con la asociación Asproara, del municipio de Palestina (Caldas), y la cooperativa Coopramar, del municipio de Marsella (Risaralda)

6d

¿Cómo ha sido mi experiencia con el establecimiento de plántulas? ¿Cómo mejoraría el proceso planteado en este capítulo?



¿Con qué modelo preferiría iniciar la producción de semilla? ¿Con qué áreas cuento? ¿Cuáles áreas debo establecer para producir semilla de calidad?

Capítulo XII

Distribución del material de propagación

La distribución de la semilla de calidad de plátano cv. Dominico Hartón es fundamental para el sistema de producción de fruta, puesto que permite mantener y mejorar la productividad, el rendimiento y la calidad del producto obtenido. Por lo anterior, debemos tener en cuenta algunos aspectos previos a la producción y distribución del material de multiplicación del cv. Dominico Hartón, con el fin de hacerla eficiente y eficaz.

Requerimientos del material

Debe existir un pedido previo de la semilla al vivero, que se sujetará a un cronograma de producción. De esta manera, toda la semilla producida será adquirida por quien hace el pedido. Un vivero organizado produce la semilla de acuerdo con una programación estructurada, que facilitará la logística a lo largo del proceso. El tiempo requerido dependerá de la ruta disponible de producción por parte del viverista.¹⁰

10 Véase el capítulo xi: “Tiempos de producción de semilla en el modelo propuesto”.

Producción y disponibilidad del material de multiplicación de plátano

La multiplicación de plátano cv. Dominico Hartón se puede iniciar desde diferentes rutas —como mencionamos previamente—, por lo que la disponibilidad de cormos, rebrotos y plántulas dependerá de la ruta establecida, del tiempo requerido para su producción, de la infraestructura existente, de las áreas del huerto y de las condiciones particulares y la administración del vivero.

Programación de siembra

Durante la planeación de la siembra de plátano cv. Dominico Hartón, debe consultarse anticipadamente la disponibilidad de la semilla de plátano de calidad proveniente de los viveros, predios registrados ante el ICA o de predios propios, pero con la aplicación de todas las consideraciones dadas para el control de la calidad. Este paso es clave para iniciar el proceso. Como sabemos, el uso de la semilla de calidad reduce el riesgo de introducción de PP a la plantación. Debemos consultar con el ICA qué viveros se encuentran actualmente registrados y cuáles disponen de la semilla adaptada a la zona en donde iniciaremos nuestra producción (tablas 7 y 8).

Es muy importante que la coordinación y la planeación de las actividades (por ejemplo, la selección, la preparación del lote, el trazado, el ahoyado, etc.) coincidan con nuestra programación de entrega de la semilla. De esta manera no tendremos inconvenientes, como daños en los huecos de siembra, por su preparación demasiado anticipada o cuando no disponemos de semilla para sembrar. Igualmente, debemos evitar el almacenamiento de la semilla antes de la siembra, especialmente de cormos, por los daños y las consecuencias que esta práctica puede acarrear.¹¹

¹¹ Véase el capítulo vi: “El cormo: disponibilidad y preparación para siembra en cama”.

Licencia de movilización fitosanitaria

El ICA regula la movilización del material vegetal en Colombia y expide una licencia fitosanitaria con base en la Resolución 115686 del 24 de diciembre de 2021 (ICA, 2021c). Con dicha licencia, el ICA autoriza la movilización de productos, como la semilla de plátano cv. Dominico Hartón, con el fin de proteger la sanidad vegetal del país y prevenir la introducción, dispersión y saturación de PP que afectan a las especies agrícolas y forestales y a la biodiversidad.

La licencia de movilización contiene la siguiente información:

- El número de registro de la inscripción del predio o del vivero de origen del material a movilizar
- La identificación del titular del registro, de la inscripción del predio o del vivero de donde proviene el material a movilizar
- El origen y el destino del material a movilizar
- Los nombres (común y científico) del material a movilizar
- El peso en kilos del material a movilizar, o su número, cuando sea un material vegetal de propagación
- La información del medio de transporte a emplear y del conductor (placa, ruta y nombre y cédula del conductor)
- La constancia fitosanitaria que informe sobre la sanidad del material a movilizar y que tenga la firma de quien presta asistencia técnica al predio o al vivero registrado
- Para los predios inscritos, el informe de visita fitosanitaria del cultivo por parte del ICA
- Los demás requisitos establecidos en los planes de manejo de plagas de control oficial señalados por el ICA
- El pago de la tarifa establecida por el ICA

La anterior información es solamente una guía que el interesado debe verificar detalladamente en los canales oficiales del ICA. Toda la

información de la licencia y sus actualizaciones deben verificarse en el momento de la emisión de la licencia (ICA, 2021c). El ICA verificará la información entregada y confirmará los datos suministrados. Este documento es el soporte para todos los eslabones de la cadena y, especialmente, para quienes producen y compran semilla, pues con este se verifica la procedencia y el tipo de semilla que se moviliza. Sin este documento, no es recomendable entregar o recibir la semilla. Por esto, debemos exigirlo cuando recibimos semilla en cualquier programa de fomento o proyecto municipal, departamental, nacional o internacional.

Transporte del material de siembra

El transporte de la semilla debe ser cuidadoso, eficiente y rápido, puesto que hay varios factores que la deterioran. A continuación, presentamos una lista de verificación, para usarla antes, durante y después del transporte del material de siembra de plátano cv. Dominico Hartón:

1. Verificar el tipo y la cantidad de semilla.
2. Comprobar la calidad genética de la semilla, de acuerdo con lo descrito en la ficha técnica.
3. Inspeccionar la calidad sanitaria, física y fisiológica de la semilla (para plántulas, cantidad de hojas, formación del pilón alrededor del sustrato, vitalidad, coloración crema de las raíces, ausencia de anomalías y turgencia).
4. Definir el transporte a utilizar, el cual debe mantener la integridad de la semilla durante el trayecto. Además, el sitio de entrega debe tener un acceso adecuado para el vehículo.¹²

¹² Han existido casos en los que el vehículo no puede ingresar al sitio de entrega. Algunas causas de esto han sido el tamaño excesivo del vehículo, las dificultades en la vía de acceso, pendientes muy inclinadas, la falta de vías apropiadas o la existencia de vías muy deterioradas. Por esto, sugerimos contar con los medios de transporte adecuados, que permitan acceder a las zonas de siembra.

5. Confirmar los detalles de la licencia o de la guía fitosanitaria del ICA, para la movilización del material vegetal.
6. Gestionar la licencia fitosanitaria ante el ICA, para movilizar el material vegetal.
7. Coordinar la recepción del material de siembra en el sitio de entrega.
8. Contar con el personal de apoyo y con las áreas de almacenamiento o establecimiento adecuadas.

En el transporte y manejo de la semilla de plátano cv. Dominico Hartón, deben considerarse los siguientes aspectos, de acuerdo con el tipo de semilla.

Plántulas

Pueden emplearse vehículos de tamaño mediano o grande, como camionetas o camiones, con un piso de superficie amplia, para la ubicación de las plántulas sembradas en las bolsas provenientes del vivero. El peso de cada bolsa oscila entre dos y tres kilos, por lo que es necesario calcular el peso total de la carga, dependiendo del número de plántulas que se transportarán.

Bajo el riesgo exclusivo de quienes producen el material vegetal, es posible instalar un segundo piso en los vehículos, dentro del camión o furgón, que estará conformado por tablas muy bien amarradas. Las tablas deben superar la altura de las hojas más altas de las plántulas embolsadas y ubicadas en el primer piso. Este segundo piso permite ubicar un nuevo tendido de plántulas, lo que amplía la capacidad del vehículo y disminuye los costos del transporte. La capacidad de carga de una camioneta o de un camión se puede calcular tomando como base la densidad de carga estimada de 40 bolsas/m² y el peso promedio de cada plántula, que oscila entre 2 y 3 kg/bolsa. Insistimos en que la instalación de este segundo piso debe ser muy cuidadosa, porque existe el riesgo de la caída del segundo nivel, lo cual dañaría las plántulas que están en el piso inferior.

Les recomendamos a quienes producen semilla de plátano cv. Dominico Hartón producir y entregar semillas tipo plántulas. Reiteramos que estas semillas permiten la verificación de su calidad (sanitaria, física y fisiológica), además de facilitar un rápido establecimiento en campo bien sea para nuevas plantaciones o para la renovación de las plantaciones existentes.

Cormos

Los viveristas deben producir cormos de 1 kg de peso, aproximadamente. También deben transportarlos en canastillas plásticas, para protegerlos de los daños mecánicos causados por los golpes y el movimiento, pues estos daños afectan el meristemo apical y las yemas axilares. No recomendamos el transporte de los cormos a granel dentro de costales o estopas de fibra, puesto que estos no evitan los daños mecánicos causados durante el transporte.

El cormo es un tipo de material de multiplicación que debe ser producido exclusivamente por predios registrados. El cormo puede emplearse como insumo en las unidades de multiplicación, como las cámaras o los túneles, aunque requiere de un estricto manejo y de un constante seguimiento sanitario. En las unidades de multiplicación, los cormos son los insumos básicos para la producción de rebrotes y plántulas.

Rebrotes inducidos

Sugerimos utilizar rebrotes para iniciar los procesos de multiplicación directamente en las fincas productoras de semilla, ya que es posible que el costo de su transporte sea menor al de los cormos y las plántulas por las diferencias de peso y las menores dificultades de transporte. Si quien produce opta por esta alternativa, debe conocer la infraestructura necesaria (el vivero), así como el proceso para producir las plántulas a partir de los rebrotes (producción que tiene un costo). El método de transporte más apropiado para los rebrotes es dentro de canastillas (para distancias cortas y tiempos rápidos de desplazamiento) o cajas de cartón con protección plástica

en la superficie (para distancias largas y periodos de tiempo más prolongados).

Los rebrotos pueden obtenerse a partir de la inducción en HM, HE y HMI, así como en las EM. A partir de los rebrotos, en el vivero se obtienen plántulas con cinco hojas listas para sembrar en el campo. Otras ventajas de los rebrotos son la reducción de riesgos sanitarios (mediante la identificación temprana del material afectado en la etapa de vivero) y el uso de sustratos locales, lo que evita el movimiento de los sustratos entre las regiones, lo cual puede ser costoso y puede dispersar PP o elementos contaminantes.

6d

¿He verificado la licencia de movilización al adquirir semilla de plátano?

¿Qué tipo de material prefiero: cormo, colino, rebrote o plántula?



¿Cómo distribuiré la semilla que produciré?

Capítulo XIII

Esquemas de Aseguramiento de la Calidad Sanitaria (EAS)

La calidad de la semilla garantiza un óptimo material de reproducción, y particularmente la calidad sanitaria asegura la ausencia de PP que afectan, malogram o destruyen tanto la semilla como la futura planta. Dicho de otra manera, la semilla de calidad le permite al productor —agrícola y de semilla— mejorar o mantener los niveles de rendimiento y productividad. Por supuesto que el uso de la semilla de calidad debe acompañarse de buenas prácticas agrícolas, las cuales potencializan su desempeño y optimizan los resultados. Los beneficios del uso de este tipo de semilla redundan en mejores y más eficientes usos de recursos ambientales como el agua y el suelo, así como en el empleo más racional de agroquímicos, lo cual impacta positivamente la salud de quienes producen y consumen. Una pregunta obligada es cómo evitar, minimizar o controlar efectivamente la presencia de PP en la semilla. Como respuesta, proponemos una estrategia llamada Esquema de Aseguramiento de la Calidad Sanitaria (EAS), en este caso para la producción de semilla de calidad de plátano cv. Dominico Hartón.

Semilla tradicional y semilla de calidad: producción y complejidad

Sin semillas, la agricultura es imposible e inimaginable. Sin embargo, no todas las semillas son iguales, y como consecuencia, los cultivos, sus producciones y rendimientos son disímiles. Acá nos referiremos a las diferencias entre semillas de una misma especie e incluso de una

misma variedad o cultivar. ¿Qué hace la diferencia entre una semilla y otra? ¿Cómo maximizar los rendimientos y las producciones a partir de la semilla? La respuesta es sencilla: plantando semilla de calidad.

Recordemos que el empleo de semilla sin calidad (es decir, con PP, deshidratada, deteriorada, vieja) disminuye la producción, afecta el establecimiento del cultivo, impacta negativamente los rendimientos y favorece situaciones no deseables, como la inseguridad alimentaria (Agudelo Castañeda et al., 2021; FAO, 2016). Los impactos negativos de la semilla sin calidad salen del ámbito agrícola y se extienden a planos ambientales, económicos y sociales, y además afectan a distintos actores, como a quienes producen la semilla, la fruta y a sus consumidores (Flórez Gómez et al., 2019).

Producir semilla va mucho más allá de la siembra inmediata y su cosecha futura, pues varios componentes hacen parte de este proceso: 1) los físicos (lote de producción, rutas de acceso, infraestructura, zonas de desinfección, limpieza y empaque, etc.), 2) los ambientales y ecológicos (accesibilidad al agua, suelo, cultivos aledaños, ecosistemas circundantes, temperatura, humedad relativa y otras condiciones climáticas), 3) los económicos (oferta y demanda de semilla, costos de producción, precios de venta e intercambios económicos como venta, trueque y donaciones, etc.), 4) los sociales y culturales (quien produce semilla *per se*, su familia, sus tradiciones, su entorno social, beneficiarios del producto final, así como los significados, representaciones e imaginarios que se tienen de la semilla) y 5) los biológicos (PP, arvenses, especies circundantes a la zona de producción, organismos y microorganismos benéficos, etc.).

La importancia de estos componentes radica no solo en sus efectos individuales, sino en su continua interacción, lo que genera propiedades y características complejas cuya creación no sería posible sin las interacciones de todos los componentes; es decir, “el todo es más que la suma de las partes”. Estas interacciones y las propiedades que surgen de ellas son típicas de los “sistemas complejos”, por lo cual consideramos que es desde estos que se debe entender y analizar

la producción de semilla (Agudelo Castañeda et al., 2021; Buddenahagen et al., 2017; Hernández Nopsa, 2018, 2019; Meadows, 2008).

Algunas propiedades que emergen del sistema complejo de la producción agrícola —y por ende de la producción de semillas— son el desarrollo de PP, los procesos reproductivos y de incremento de patógenos y los efectos del clima en la fisiología de las plantas (Garrett et al., 2011). Adicionalmente, recordemos que la semilla es un elemento clave para responder y atender dos de los desafíos actuales más grandes —si no los más urgentes e importantes— que enfrenta la humanidad: el cambio climático y la seguridad alimentaria (FAO, 2010). Por ello, es fundamental producir, mantener y usar semilla de calidad.

¿Cómo identificar la semilla de calidad?

Esta semilla garantiza que sus cuatro atributos (físico, fisiológico, genético y sanitario) tengan los más elevados estándares. ¿Qué son y cómo se definen estos cuatro atributos de calidad?

Calidad física: se refiere a aspectos físicos de la semilla dentro de un lote particular de semillas; es decir, puede variar entre diversos lotes de estas. Algunas de las características más importantes que disminuyen o perjudican la calidad física son 1) la presencia de semillas dañadas (es decir, rajadas, partidas, rotas, arrugadas, deshidratadas), 2) la contaminación de semillas (con malezas, semillas de otras especies o variedades, material inerte, piedras, impurezas, etc.), 3) las semillas con colores y olores diferentes a los esperados (o decoloradas) y 4) las semillas carentes de uniformidad en su tamaño (FAO, 2010). La calidad física establece las condiciones adecuadas de estructura y forma de la semilla en términos de limpieza, tamaño y peso para cada tipo de semilla (cormos, plántulas, rebrotos). Varias de estas características pueden determinarse a simple vista o con la ayuda de elementos básicos de medición. Resaltamos que estos daños físicos afectan la sanidad, el desempeño y el potencial productivo de la semilla.

Calidad fisiológica: se determina por las buenas condiciones de propagación, crecimiento, desarrollo, vigor, nutrición y precocidad de la plántula. Es decir, se establece con base en los aspectos de desempeño de la semilla. La buena calidad fisiológica está asociada a porcentajes altos de germinación (habilidad para emerger del suelo para producir una planta), a la buena producción de rebrotes, y a un buen vigor (capacidad de emerger del suelo, sobrevivir en condiciones de estrés y crecer rápidamente en condiciones óptimas). Es importante aclarar que la pérdida del vigor inicia antes de la pérdida de la germinación. Así, puede darse el caso de semillas con germinaciones relativamente buenas y con bajo vigor. En últimas, el vigor indica si la semilla es viable en condiciones de campo (FAO, 2010).

Calidad genética: determina las características específicas del material genético (o genotipo) para cada semilla, de acuerdo con su especie, variedad o cultivar. La primera condición es que todas las semillas pertenezcan a la misma especie, variedad o cultivar, es decir, que comparten el mismo genotipo. La segunda condición es que no estén mezcladas con semillas de otros materiales (por ejemplo, semilla del cv. Dominico Hartón con semilla del cv. Hartón). Una variedad debe mostrar igualdad en sus características, las cuales se mantendrán y serán replicables a la siguiente generación de semilla (FAO, 2010). De manera general, las características de una especie, variedad o cultivar son descritas en una ficha técnica que permite verificar la fidelidad genética del material y que responde a una promesa de valor determinada. Para la semilla de plátano Dominico Hartón, esta calidad puede verificarse fenotípicamente a través de la ficha técnica del anexo 1, que reúne información básica sobre las características morfoagronómicas, fisicoquímicas, de adaptabilidad y de calidad en poscosecha. Además de la descripción morfológica consignada en la ficha técnica del cultivar, para determinar la identidad genética se podrían aprovechar técnicas moleculares para caracterizar materiales, como las que se han empleado en bancos de germoplasma (Higgins et al., 2022; Sánchez et al., 2005).

Adicionalmente, recordemos que las semillas de cada especie, variedad o cultivar están adaptadas a condiciones específicas de siembra

(localidad, altura, temperatura, humedad, tipo de suelo, etc.) en las que crecerán de forma adecuada y producirán abundante descendencia. Existen límites en la adaptabilidad de la semilla a distintas condiciones; es decir, una variedad, clon o cultivar se desarrolla óptimamente tan solo en un ambiente determinado, no en múltiples. Otras características de la calidad genética son los niveles de resistencia a PP, su tolerancia a sequías y su capacidad de rendimiento (FAO, 2010). Por estas razones, es fundamental mantener la calidad genética de la semilla, es decir, evitar las mezclas de semilla, así como mantener su pureza genética.

Calidad sanitaria: detalla la ausencia de PP en la semilla. La calidad sanitaria implica que la semilla venga libre de organismos que causen enfermedades o daños bien sea en la propia semilla, en el cultivo que se origina de esta o en cultivos aledaños; es decir, las PP pueden impactar cultivos y producciones de semilla más allá del sistema propio. Los organismos potencialmente nocivos pueden ser hongos, virus, bacterias, nemátodos, cromistas, insectos, otros artrópodos (como los ácaros), roedores, aves y otros insospechados o inesperados (FAO, s.f., 2010; Xing et al., 2020). El uso de semilla con PP genera impactos potencialmente devastadores no solo en el lote de producción de semilla, sino que puede afectar el municipio, la región o incluso el país. Por ejemplo, la introducción de nuevas PP a regiones previamente libres de estos se da frecuentemente por el uso de semilla contaminada, es decir, sin calidad sanitaria. Similarmente, pueden ocurrir procesos de invasión y saturación con plagas emergentes o reemergentes (Xing et al., 2020).

Desde AGROSAVIA proponemos los EAS como una estrategia para abordar de manera holística los problemas de calidad, desde el ámbito sanitario, en la producción de semilla.

Disponibilidad y acceso a semilla de calidad

Infortunadamente, en la producción agrícola y de semilla es muy frecuente que no se use semilla de calidad y, por ende, no se disfruta de sus beneficios y ventajas. Existen varias causas que explican esta

situación, entre ellas la “baja disponibilidad” y el “limitado acceso” a esta semilla.

La baja disponibilidad de semilla de calidad en el mercado genera la circulación de semilla sin calidad, es decir, semilla con PP, mezclada con otros cultivares, con deterioros o sin vigor. Adicionalmente, el desconocimiento de los síntomas que causan las PP en la semilla dificulta su descarte y permite su movilización y la de las PP. Asimismo, las mezclas de cultivares y el desconocimiento de su origen afectan el atributo genético de la semilla.

El acceso limitado a la semilla de calidad en la agricultura se debe principalmente a la escasez o ausencia de sistemas de producción que garanticen su oferta. Quienes producen semilla frecuentemente cuentan con incipientes sistemas de producción, precarios sistemas de distribución y movilización, y mínimos procesos de control de calidad. En ocasiones, el acceso a la semilla de calidad se ve menguado por las acciones de algunos programas de fomento que, en su afán de ejecutar recursos y cumplir con proyectos, obtienen y distribuyen irresponsablemente semilla con PP u otros problemas. Adicionalmente, la falta de políticas claras, su insuficiente divulgación y la ausencia de una institucionalidad local y regional que favorezca, estimule y motive el uso de semilla de calidad magnifican el uso de semilla con problemas sanitarios, fisiológicos, físicos y genéticos.

Por otro lado, no podemos ignorar los efectos negativos que el cambio y variabilidad climáticos han tenido sobre la semilla, pues afectan su disponibilidad, deterioran la agrobiodiversidad y alteran las dinámicas de las PP en los cultivos, con consecuencias nefastas para la seguridad alimentaria. Se prevé que para 2050 habrá aumentos significativos de temperatura, precipitaciones más erráticas y cambios en las prevalencias, incidencias, severidades e invasiones de PP (Burdon & Zhan, 2020; Garrett et al., 2014, 2023; Hernández Nopsa, 2018; Hernández Nopsa et al., 2014; IPPC Secretariat, 2011; Lau et al., 2011). Como resultado, se esperan impactos en los costos de la semilla y en los insumos requeridos para su producción, lo que dificultará

aún más el acceso a y la disponibilidad de semilla de calidad (Budenhagen et al., 2017).

Al aumentar la disponibilidad de semilla de calidad y al facilitar su acceso, promoción, difusión y divulgación, se espera que se incremente su uso. Igualmente, la utilización de esta semilla es una estrategia que permitiría mitigar algunos efectos del cambio y variabilidad climáticos. Por ejemplo, al emplear semillas que cumplan con los atributos de calidad (variedades resistentes o tolerantes a PP o adaptadas a las nuevas dinámicas ambientales), se establecerán plantaciones que afrontarán de mejor manera los efectos del cambio climático (Garrett et al., 2011; Lau et al., 2011). Adicionalmente, para garantizar óptimas producciones en las plantaciones, debemos usar suelos adecuados, fertilizados, con coberturas y riegos, libres de PP y manejados óptimamente.

Generalidades de la semilla de calidad del plátano cv. Dominico Hartón

Al adquirir semilla de calidad, tenemos certeza de su identidad genética, de su óptima condición sanitaria y de su buen desarrollo fisiológico y físico, lo que se traduce en el cumplimiento de los cuatro atributos de la calidad: genético, sanitario, fisiológico y físico (FAO, s.f., 2010; ICA, 2015a).

La calidad genética de la semilla de plátano Dominico Hartón puede verificarse en la ficha técnica de este cultivar (anexo 1). Esta ficha reúne información básica sobre las características morfoagronómicas, fisicoquímicas, de adaptabilidad y de calidad en poscosecha. Al hablar de calidad sanitaria en la semilla, nos referimos a la ausencia de problemas sanitarios, como patógenos (hongos, bacterias, nematodos y virus) y plagas (insectos, ácaros y otros artrópodos), que causan un alto impacto económico (tabla 25). Estas afectaciones alteran el normal desarrollo de la semilla y disminuyen su calidad sanitaria. La óptima calidad fisiológica se determina por las buenas condiciones de propagación, germinación, crecimiento, desarrollo, vigor, nutrición y precocidad de la plántula. Finalmente, la calidad

física establece las condiciones adecuadas de estructura y forma de la semilla en términos de limpieza, tamaño, peso y tipo de semilla (cormos, plántulas, rebrotes).

En resumen, la producción de semilla de calidad se identifica por la cantidad de rebrotes sanos, su tiempo de obtención y su óptimo desarrollo, así como por su buen desempeño durante la producción. También se determina por el cumplimiento de los estándares de calidad en cuanto al peso y el tiempo de brotación de las semillas, que difieren de la semilla convencional. La semilla de calidad debe provenir de plantas con un correcto atributo genético, para el mantenimiento del potencial genético del material y de su identidad genotípica y fenológica (Staver & Lescot, 2015), los cuales se reflejan en su forma o fenotipo.

Finalmente, en la producción de semilla debe considerarse —además de los estándares de calidad— el esquema de producción que se usará; por ejemplo, la producción de plántulas o rebrotes en cámara térmica (Álvarez et al., 2013a) u otro tipo de esquema como los referidos en capítulos anteriores.

Esquema de Aseguramiento de la Calidad Sanitaria (EAS) para la producción de semilla de plátano cv. Dominico Hartón

Los EAS tienen como objeto: 1) producir semilla de calidad sanitaria, 2) mantener la calidad sanitaria de la semilla durante todo el proceso de producción y 3) garantizar que la semilla entregada al cliente final mantenga dicha calidad. La clientela de esta semilla está conformada por productores de semilla o fruta, equipos de investigación, instituciones de fomento y gubernamentales, ONG, entre otros. Así, los EAS son una guía para obtener y mantener semilla de calidad hasta la entrega a su destinatario final.

Ahora bien, ¿cómo y cuándo asegurar la calidad sanitaria? La calidad se asegura con una visión holística de la semilla, a lo largo de su proceso de producción. En consecuencia, los EAS deben aplicarse: 1) durante la selección del lote de siembra para producir semilla, 2) antes y durante la recepción u obtención de la semilla que se sembrará para obtener la cosecha futura, 3) en el establecimiento de la producción de semilla, 4) a lo largo del crecimiento y desarrollo de la plantación para la obtención de semilla, 5) durante la cosecha de la semilla, 6) en poscosecha y almacenamiento de la semilla y 7) hasta la entrega de la semilla.

Así, recomendamos aplicar los EAS desde antes de iniciar el proceso de producción de semilla —o presiembra— hasta su entrega al cliente final. De esta forma garantizamos una supervisión de todo el proceso y aseguramos que la calidad sanitaria se mantenga todo el tiempo; es decir, aseguramos que la semilla permanezca libre de PP (Agudelo Castañeda et al., 2021; Hernández Nopsa, 2019; Ramírez Durán et al., 2019).

Adicionalmente, es importante incluir en el EAS un plan de prácticas para el manejo integrado de las PP potencialmente presentes durante la producción de semilla y que afecten su calidad sanitaria. Este plan debe incluir las siguientes acciones: 1) identificar los puntos críticos por controlar, 2) muestrear y monitorear las PP de importancia, 3) diagnosticar e identificar las PP por medio de técnicas analíticas y cuantitativas de laboratorio, 4) controlar y manejar las PP con estrategias integradas de tipo biológico, cultural, físico, mecánico y químico, y, finalmente, 5) muestrear y monitorear nuevamente para determinar si los métodos aplicados surtieron el efecto deseado (Agudelo Castañeda et al., 2021; Hernández Nopsa, 2019; Ramírez Durán et al., 2019).

Para aplicar el EAS debe establecerse claramente el modelo de producción de semilla. El modelo que proponemos en este manual para la producción de semilla de plátano cv. Dominico Hartón se presenta en la figura 38. Este modelo representa las cuatro fases del proceso de producción de semilla: 1) HM, 2) HE, 3) HMI y 4) vivero. Indicamos los tiempos (en meses) que toma cada fase, el proceso de producción entre las cuatro fases y los momentos ideales para seleccionar

material de siembra. Las PP más importantes que afectan al plátano cv. Dominico Hartón se listan en la tabla 25, y en la tabla 26 se indica en qué fase atacan.

Descripción del modelo de producción de semilla de plátano

En la figura 38 describimos el modelo de producción de semilla. El cormo (c) —cuya definición es “tallos subterráneos cortos y sólidos, con hojas delgadas similares al papel” (Harris & Harris, 2013; Thain & Hickman, 2004), que erróneamente se confunde con el rizoma— corresponde a la unidad de propagación vegetativa que dará origen al rebrote (R) luego de quitar la dominancia apical del cormo. La inducción del proceso de enraizamiento de un rebrote genera una plántula (P) con raíces, a la que denominamos “semilla”. Los cormos, rebrotos y plántulas pueden obtenerse en los distintos huertos: HM, HE y HMI.

Este modelo (figura 38) inicia con el establecimiento de un HM a partir de plántulas (P_{HM}). El periodo para la obtención de plántulas desde el establecimiento de huerto madre es de 18,5 a 23 meses, que incluye la obtención de plántula desde cormo entre 4,5 a 7 meses. Estas plántulas (P_{HM}) pueden emplearse para abastecer el HMI o el HE. Una vez establecido el HMI, proceso que tarda entre 5 y 6 meses, se producen rebrotos (R_{HMI}) a partir de cormos (C_{HMI}) entre 3 a 5 meses, o, si se requieren rebrotos (R_{HMI}) directamente del HMI, entre 1 a 3 meses. Estos rebrotos (R_{HMI}) se llevan al vivero y toman de 1,5 a 2 meses para formar semillas tipo plántula (P_{HMI}), las cuales están listas para entrega y siembra en lote comercial o en otro tipo de huerto.

Las plántulas del HM (P_{HM}) pueden emplearse para formar un HE. El HE presenta un ciclo de 12 a 14 meses. Se pueden colectar cormos después de la cosecha y rebrotos por inducción entre 1 y 3 meses después, material que llevado a vivero está disponible como plántula dos meses después. En el HE, el proceso de formación de cormos (C_{HE}), rebrotos (R_{HE}) y plántulas (P_{HE}) toma entre 4,5 y 7 meses, y estas nuevas plántulas (P_{HE}) pueden retroalimentar el mismo HE o reemplazar el material que pierda calidad o que esté envejecido. Otra opción

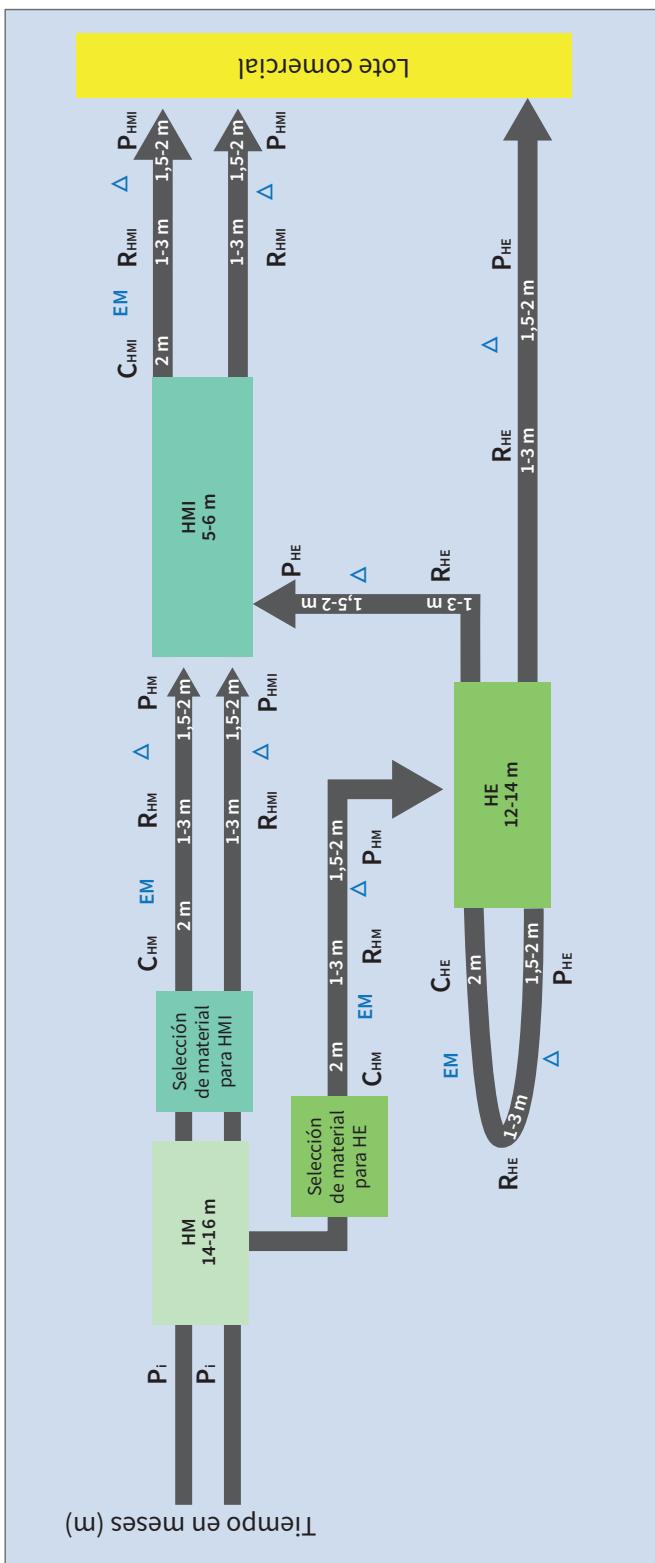
en el HE es generar rebrotos (R_{HE}) y plántulas (P_{HE}), proceso que toma entre 2,5 y 5 meses, y estas plántulas (P_{HE}) pueden sembrarse en el HMI o entregarse para siembra en lote comercial o en otro tipo de huerto.

Ahora bien, ¿por qué es necesario identificar las fases en la producción de semilla? Porque: 1) permite controlar los distintos pasos del proceso, 2) facilita la verificación de la trazabilidad de la semilla y 3) ayuda a prever en qué momento se requiere contar con materiales, insumos o personal para ejecutar ciertas labores. Es decir, facilita la planificación de las actividades que requiere la producción de semilla. Una razón adicional y sumamente importante para emplear este modelo (figura 38) es que identifica los momentos y lugares oportunos para muestrear y monitorear las PP que afectan la producción de semilla. Por ejemplo, si de antemano sabemos que una PP causa daños gravísimos durante el enraizamiento de los rebrotos en el invernadero, es allí donde debemos centrar esfuerzos para monitorear y muestrear los rebrotos en busca de dicha PP y así extremar medidas para prevenir la introducción de esta PP en dicha fase. Al unificar los esfuerzos de búsqueda del problema en el momento y el lugar en que puede presentarse, los procesos sanitarios y de manejo de PP serán más eficientes, oportunos y efectivos.

Plagas y patógenos (PP) que afectan las fases de producción de semilla

Las PP que causan mayores daños a la producción de semilla de plátano del cv. Dominico Hartón en Colombia se enumeran, del 1 al 36, en la tabla 25, y algunos de ellos se agrupan de acuerdo con su cercanía taxonómica. Cada número representa un problema sanitario, bien sea patógeno, plaga o grupos de estos. Asimismo, se muestran los nombres científico y común de cada PP, los autores que los citan y las referencias científicas que mencionan su presencia en Colombia.

Además, en la tabla 26 se indican, con el mismo consecutivo de PP de la tabla 25, las fases en las que estas PP afectan la producción



C: Cormo. Puede obtenerse de los HM, HE y HM. El origen del cormo se identifica por su subíndice.

R: Rebrote. Puede obtenerse de los HM, HE y HM. El origen del rebrote se identifica por su subíndice.

P: Plántula (o semilla) para sembrar en los HM, HE, HM o en lotes comerciales. El origen de la plántula se identifica por su subíndice.

EM: Estructuras de multiplicación (cama, cámara o túnel).

Δ: Vivero.

Figura 38. Modelo de producción de semilla tipo plántula de plátano Musa AAB (subgrupo Plátano) Dominico Hartón, a partir del establecimiento de un HM, para establecer el EAS.

Fuente: Elaboración propia

de semilla. Así identificaremos fácilmente los puntos críticos de la producción de semilla, planearemos la ejecución de monitoreos y muestreos y estableceremos los métodos de control y manejo más adecuados para PP específicos por fase, para aplicarlos oportunamente, en caso de ser necesario.

La información de la tabla 26 permite identificar de manera rápida los problemas sanitarios más importantes que la producción de semilla de plátano puede tener en cada fase, así como sus agentes causales. Con el apoyo del conocimiento científico para entender los detalles de las PP (como su identificación, biología, comportamiento, hábitos, epidemiología, hospederos alternativos, ciclo de vida, ciclo de la enfermedad, condiciones que favorecen su desarrollo e incremento), seleccionaremos de manera informada y precisa las herramientas de control más efectivas y exitosas para su manejo.

Las herramientas de control deben incluir programas de monitoreo, muestreo, prevención y manejo de los problemas sanitarios mencionados. Adicionalmente, recomendamos realizar prácticas culturales como el uso de coberturas vegetales, la rotación de cultivos, el manejo de residuos de cosechas y poscosechas, el uso de agua libre de PP y el uso de barreras sanitarias (Buriticá Céspedes, 1999a). De igual manera, debemos acoger las recomendaciones y reglamentaciones oficiales dadas por el ICA, como la aplicación de cuarentenas, la inspección y vigilancia por medio de muestreos y monitoreos, y el empleo de controles biológicos y químicos que se encuentren debidamente registrados para su uso en plátano. Finalmente, para un control más efectivo de las distintas PP, recomendamos insistente-mente el empleo de estrategias de manejo combinadas e integradas.

De todas las estrategias de manejo, la mejor es la prevención. Al usar semilla de calidad, evitaremos la introducción de PP en los lotes de producción, en los municipios propios y aledaños y en la región. El beneficio cobija a la comunidad productora localmente, al departamento o región, puesto que se evitan o retrasan procesos de saturación e invasión de PP del plátano y de otros cultivos (Buddenhagen et al., 2017; Hernández Nopsa et al., 2015; Xing et al., 2020). Asimismo,

se favorece el estatus fitosanitario de la región y del país, se mejoran las producciones y los rendimientos y se emplean menos agroquímicos, por lo que decrecen los costos y los riesgos para la salud y el ambiente.

Tabla 25. Nombres comunes y científicos de las PP económica o sanitariamente importantes en la producción de semilla de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón reportados en Colombia

Número	Nombre común y autores que citan su presencia en Colombia	Nombre científico y referencia
1	Moko, madurabiche, areque, pasmo, moko de plátano Bautista-Montealegre et al. (2016); Belalcázar Carvajal (1996); Blomme et al. (2017); Buriticá Céspedes (1999a, 1999b); EPPO (2022); Gómez et al. (2004, 2006); Jimenez Neira y Alarcón Restrepo (2012); López-Alvarez et al. (2020); Obregón Barrios et al. (2008); Prieto Romo et al. (2012); Truke Arango (2018)	<i>Ralstonia solanacearum</i> Phylootype II: (Smith) Yabuuchi et al. emend. Safni et al. (EPPO, 2022). Raza 2 (CABI, 2022)
2	a. Nematodo espiral Belalcázar Carvajal (1996); Buriticá Céspedes (1999a); Torrado-Jaime y Castaño-Zapata (2009)	a. <i>Helicotylenchus</i> spp. Steiner <i>H. multicinctus</i> y <i>H. erythrinae</i> (Belalcázar Carvajal, 1996; Buriticá Céspedes, 1999a) <i>H. dihystera</i> (Buriticá Céspedes, 1999a) (CABI, 2022; EPPO, 2022)
	b. Nematodo barrenador Belalcázar Carvajal (1996); Buriticá Céspedes (1999a); Guzmán Piedrahita (2011); Torrado-Jaime y Castaño-Zapata (2009)	b. <i>Radopholus similis</i> (Cobb.) Thorne CABI (2022); EPPO (2022)
	c. Agallas, nematodo nodulador de las raíces, nematodo de la nudosidad radical, nematodo del nudo radical Belalcázar Carvajal (1996); Buriticá Céspedes (1999a, 1999b); Torrado-Jaime y Castaño-Zapata (2009)	c. <i>Meloidogyne</i> spp. Goeldi <i>M. incognita</i> y <i>M. javanica</i> (Belalcázar Carvajal, 1996; Buriticá Céspedes, 1999a) <i>M. arenaria</i> (Buriticá Céspedes, 1999a) (CABI (2022); EPPO (2022))
	d. Nematodo lesionador, nematodo de las lesiones, nematodo de la lesión radical Belalcázar Carvajal (1996); Buriticá Céspedes (1999a); Torrado-Jaime y Castaño-Zapata (2009)	d. <i>Pratylenchus</i> spp. Filipjev <i>P. coffeae</i> (Zimmermann) Filipjev & Schuurmans-Stekhoven (Belalcázar Carvajal, 1996; Buriticá Céspedes, 1999a; CABI, 2022) <i>P. penetrans</i> (Belalcázar Carvajal, 1996; Buriticá Céspedes, 1999a) (EPPO (2022))

Número	Nombre común y autores que citan su presencia en Colombia	Nombre científico y referencia
3	Sigatoka negra, raya negra Belalcázar Carvajal (1996); Buriticá Céspedes (1999a, 1999b); Jimenez Neira y Alarcón Restrepo (2012); Pardo Cardona (1995); Torrado-Jaime y Castaño-Zapata (2008)	<i>Pseudocercospora fijiensis</i> (M. Morelet) Deighton 1976 Sinonimia: <i>Cercospora fijiensis</i> M. Morelet (1969) <i>Paracercospora fijiensis</i> (M. Morelet) Deighton (1979) <i>Mycosphaerella fijiensis</i> M. Morelet (1969) <i>Cercospora fijiensis</i> var. <i>difformis</i> J. L. Mulder & R. H. Stover (1976) <i>Paracercospora fijiensis</i> var. <i>difformis</i> (J. L. Mulder & R. H. Stover) Deighton (1979) <i>Mycosphaerella fijiensis</i> var. <i>difformis</i> J. L. Mulder & R. H. Stover (1976) Index Fungorum (2022)
4	a. Cucumuvirus, virus del mosaico de las cucurbitáceas, mosaico, podredumbre del corazón, clorosis infecciosa, virus del mosaico del pepino Belalcázar Carvajal (1996); Buriticá Céspedes (1999a); Villegas et al. (2011)	a. CMV (<i>cucumber mosaic virus</i>) EPPO (2022)
	b. Virus del rayado del banano, enfermedad del rayado del banano y plátano, rayado del banano Buriticá Céspedes (1999a); Villegas et al. (2011)	b. BSV (<i>banana streak virus</i>) EPPO (2022)
5	Picudo negro, picudo negro de las musáceas, picudo negro del plátano Belalcázar Carvajal (1996); De La Pava Suárez et al. (2020); Jimenez Neira y Alarcón Restrepo (2012); Posada Ochoa (1989); Vélez Ángel (1997)	<i>Cosmopolites sordidus</i> (Germar 1824) EPPO (2022)
6	Picudo rayado de la caña de azúcar, picudo rayado, picudo del plátano Belalcázar Carvajal (1996); De La Pava Suárez et al. (2020); Jimenez Neira y Alarcón Restrepo (2012); Posada Ochoa (1989); Vélez Ángel (1997)	<i>Metamasius hemipterus</i> (Linnaeus, 1758) EPPO (2022)
7	Picudo amarillo, picudo amarillo del plátano, picudo de la piña De La Pava Suárez et al. (2020); Jimenez Neira y Alarcón Restrepo (2012); Posada Ochoa (1989); Vélez Ángel (1997)	<i>Metamasius hebetatus</i> (Gyllenhal, 1838) Sepulveda-Cano y Rubio-Gomez (2009)

Número	Nombre común y autores que citan su presencia en Colombia	Nombre científico y referencia
8	Picudo de las palmas, gualpa, gusano casanga, cucarrón de las palmas, casanga, picudo del cocotero, picudo Aldana de la Torre et al. (2011); CABI (2022); De La Pava Suárez et al. (2020); Posada Ochoa (1989); Vélez Ángel (1997)	<i>Rhynchophorus palmarum</i> (Linnaeus, 1758) EPPO (2022)
9	Lлага estrellada Aranzazu Hernández (2002); Belalcázar Carvajal (1996); Buriticá Céspedes (1999a); Merchán et al. (1991); Ortega (2009); Pardo Cardona (1995)	<i>Dematophora pepo</i> (Patouillard) C. Lambert, Wittstein & M. Stadler Sinonimia: <i>Rosellinia pepo</i> Pat. EPPO (2022); Index Fungorum (2022)
10	Mosca blanca espiral Cortéz-Madrigal et al. (2008); DANE (2016); Evans (2008); ICA (2014)	<i>Aleurodicus floccissimus</i> (Martin, Hernandez-Suarez & Carnero) Martin CABI (2022); EPPO (2022); Martin et al. (1997)
11	Gusano tornillo, barrenador gigante del banano, gusano tornillo de las musáceas, castnia, gusano tornillo del plátano Belalcázar Carvajal (1996); CABI (2022); Forero Castañeda (2017); González Cardona et al. (2009); Posada Ochoa (1989); Silva-Arero et al. (2020); Vélez Ángel (1997)	<i>Castniomera humboldti</i> (Boisduval) CABI (2022)
12	Erwinia, bacteriosis, pudrición acuosa del pseudotallo, <i>Erwinia chrysanthemi</i> pv. <i>paradisiaca</i> Belalcázar Carvajal (1996); Blomme et al. (2017); Buriticá Céspedes (1999a, 1999b); Dickey y Victoria (1980); EPPO (2022); GBIF (2022b); Jimenez Neira y Alarcón Restrepo (2012); Liu et al. (2015); Samson et al. (2005)	<i>Musicola paradisiaca</i> EPPO (2022); Hugouvieux-Cotte-Pattat et al. (2021) Basónimo: <i>Erwinia paradisiaca</i> Fernandez-Borrero & Lopez-Duque, 1970 Otros nombres: Dickeya paradisiaca (Burkholder et al., 1953) Samson et al., 2005 (Samson et al., 2005) <i>Pectobacterium chrysanthemi</i> biovar 4 (Burkholder et al., 1953) Brenner et al., 1973 <i>Brenneria paradisiaca</i> (Fernandez-Borrero & Lopez-Duque 1970) Hauben et al. 1999

Número	Nombre común y autores que citan su presencia en Colombia	Nombre científico y referencia
13	Sigatoka amarilla, sigatoka común, enfermedad de la sigatoka Arango-Bernal (1985); Belalcázar Carvajal (1996); Buriticá Céspedes (1999a, 1999b); EPPO (2022); Guzmán (2003); Medina Muñoz (2019); Pardo Cardona (1995); Ramírez et al. (2012); Torrado-Jaime y Castaño-Zapata (2008)	<i>Pseudocercospora musae</i> (Zimm.) Deighton 1976 Sinonimia: <i>Cercospora musae</i> Zimm. (1902) <i>Mycosphaerella musicola</i> R. Leach (1941) <i>Cercospora musae</i> var. <i>paradisiaca</i> Bat. & R. Garnier, in Batista, Garnier & Bezerra (1963) <i>Mycosphaerella musicola</i> R. Leach ex J. L. Mulder, in Mulder & Stover (1976) Index Fungorum (2022)
14	<i>Cordana musae</i> , mancha foliar, mancha cordana, cordana del plátano Acevedo y Alzate (1976); Belalcázar Carvajal (1996); Buriticá Céspedes (1999a); EPPO (2022); Viveros Folleco et al. (2017)	<i>Neocordana musae</i> (Zimm.) Hern.-Restr. & Crous, in Hernández-Restrepo, Groenewald & Crous 2015 Sinonimia: <i>Scolicotrichum musae</i> Zimm., Centbl. Bakt. ParasitKde (1902) <i>Cordana musae</i> (Zimm.) Höhn., Centbl. Bakt. ParasitKde (1923) <i>Scolicotrichum musae</i> Sawada, Rep. Govt Res. Inst. Dep. Agric. (1943) Index Fungorum (2022)
15	Mal de panamá, marchitez Aranzazu Hernández (2002); Belalcázar Carvajal (1996); Buriticá Céspedes (1999a); Dita et al. (2018); Jimenez Neira y Alarcón Restrepo (2012); Merchán et al. (1991)	<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>cubense</i> (E. F. Smith) Snyder & Hansen EPPO (2022)
16	Gusano cabrito, gusano cabra del plátano, gusano cabra de las musáceas, gusano cabra de las hojas, gusano cabrito verde, gusano cabrito café Belalcázar Carvajal (1996); Cárdenas Murillo y Posada-Flórez (2001); Gallego (1967); Posada Ochoa (1989); Pulido Fonseca y Cárdenas Murillo (1979)	<i>Opsiphanes bogotanus</i> Distant, 1875 <i>O. invirae</i> Hubner <i>O. numatius</i> Fruhstorfer <i>O. tamarindi</i> Felder <i>Caligo</i> sp. GBIF (2021f)
17	Gusano peludo de las hojas Aguirre y Shaw (2014); Belalcázar Carvajal (1996); Cárdenas Murillo y Posada-Flórez (2001); GBIF (2019a); Posada Ochoa (1989)	<i>Antichloris viridis</i> Druce Otro nombre: <i>Ceramidia viridis</i> Druce EPPO (2022); GBIF (2022a)

Número	Nombre común y autores que citan su presencia en Colombia	Nombre científico y referencia
18	Thrips, bicho de la candela, trips de la mazorca del cacao Belalcázar Carvajal (1996); Ebratt-Ravelo et al. (2019); Posada Ochoa (1989)	<i>Frankliniella parvula</i> Hood <i>F. brevicaulis</i> Hood <i>F. cephalica</i> (Crawford DL) <i>F. gardeniae</i> Moulton <i>F. invasor</i> Sakimura <i>F. musaeperda</i> Hood <i>Scirtothrips</i> sp. Ebratt-Ravelo et al. (2019); EPPO (2022)
19	Mapaitero, toño, mapaipera de los frutos del banano, abeja trigona, abejita negra, abejita Belalcázar Carvajal (1996); Cárdenas Murillo y Posada-Flórez (2001); Gallego (1967); Martínez Pérez (2020); Posada Ochoa (1989); Rubiano Moncada y Ospina Flores (2019); Wille (1965)	<i>Trigona</i> sp. <i>T. trinidadensis</i> , <i>T. fulviventris</i> Guérin-Méneville y <i>T. amalthea</i> (Oliv.) (Belalcázar Carvajal, 1996; Cárdenas Murillo & Posada-Flórez, 2001; EPPO, 2022; Martínez Pérez, 2020)
20	Morrocoyita del fruto, morrocoyita del banano, morrocoyita verde, morrocoyita del plátano, escoriador de los dedos, colaspis del banano, morrocoyita del fruto y de las hojas tiernas, crisomélido de las hojas tiernas y de los frutos Belalcázar Carvajal (1996); Cárdenas Murillo y Posada-Flórez (2001); Gallego (1967); Posada Ochoa (1989)	<i>Colaspis</i> sp. <i>C. submetalica</i> Jacoby, <i>C. gemellata</i> , <i>C. blakeae</i> , <i>C. hypochlora</i> Lefevre, <i>C. lebaci</i> Lefevre y <i>C. musae</i> Marshall (Belalcázar Carvajal, 1996; EPPO, 2022)
21	Punta de cigarro, pudrición seca del tallo Buriticá Céspedes (1999a); Cayón Salina et al. (2000); Robledo Buriticá et al. (2019);* Pardo Cardona (1995)**	<i>Musicillium theobromae</i> (Turconi) Zare & W. Gams Sinonimia: <i>Stachylidium theobromae</i> Turconi (1920) <i>Verticillium theobromae</i> (Turconi) E. W. Mason & S. Hughes, in Hughes (1951) EPPO (2022); Index Fungorum (2022)
22	Cordón blanco de la raíz Acevedo y Alzate (1976); Buriticá Céspedes (1999a); Pardo Cardona (1995)	<i>Armillaria mellea</i> (Vahl) P. Kumm., Führ. Pilzk. (Zerbst): 134 (1871) Index Fungorum (2022) Otros nombres: <i>Agaricus melleus</i> Vahl 1790 <i>Armillariella mellea</i> <i>Rhizomorpha fragilis</i> <i>Rhizomorpha subcorticalis</i> EPPO (2022)
23	Gusano monturita o galápago Belalcázar Carvajal (1996); Cárdenas Murillo y Posada-Flórez (2001); Posada Ochoa (1989). También citado en cafetales por Constantino Chuaire et al. (2013)	<i>Acharia apicalis</i> EPPO (2022) Otro nombre: <i>Sibine apicalis</i> (Dyar)

Número	Nombre común y autores que citan su presencia en Colombia	Nombre científico y referencia
24	Gusano araña Belalcázar Carvajal (1996). También citado en café por Constantino Chuaire et al. (2013) y Cárdenas Murillo y Posada-Flórez (2001)	<i>Phobetron</i> sp. <i>Phobetron hipparchia</i> EPPO (2022)
25	Gusano del cogollo Belalcázar Carvajal (1996)	<i>Spodoptera latifascia</i> (Walker) Otros nombres: <i>Calymniooides latifascia</i> (Walker) <i>Prodenia latifascia</i> Walker EPPO (2022)
26	Arañitas rojas Belalcázar Carvajal (1996); Posada Ochoa (1989) Arañita del banano Posada Ochoa (1989) Ácaro rojo (<i>Tetranychus urticae</i>) Martínez Pérez (2020)	<i>Tetranychus</i> sp. EPPO (2022) <i>Tetranychus abacae</i> (Mesa, 1999; Posada Ochoa, 1989; Urueta, 1975) <i>Tetranychus urticae</i> (EPPO, 2022)
27	Áfido del fruto, pulgón de los anturios, pulgón, áfido de las hojas, áfido de los anturios Belalcázar Carvajal (1996); Bustillo (1976); Cárdenas Murillo y Posada-Flórez (2001); Gallego (1967); Posada Ochoa (1989)	<i>Pentalonia nigronervosa</i> Coquerel Otro nombre: <i>Pentalonia caladii</i> van der Goot EPPO (2022)
28	a. Chupador de la hoja Belalcázar Carvajal (1996)	a. <i>Pseudococcus</i> sp. Westwood, 1840 <i>Aleuroplatus</i> sp. Quaintance & Baker, 1914 <i>Pseudischnaspis acephala</i> Ferris, 1941 Belalcázar Carvajal (1996); Posada Ochoa (1989)
	b. Chinche harinosa de las hojas Cárdenas Murillo y Posada-Flórez (2001)	b. <i>Pseudococcus comstocki</i> Cárdenas Murillo y Posada-Flórez (2001); Posada Ochoa (1989)
	c. Escama del cocotero, chupador de la hoja, cochinilla de San José Belalcázar Carvajal (1996); Gallego (1967); Posada Ochoa (1989)	c. <i>Aspidiotus destructor</i> Belalcázar Carvajal (1996); Gallego (1967); Posada Ochoa (1989)
	d. Escama gato, chupador de la hoja Belalcázar Carvajal (1996); Posada Ochoa (1989)	d. <i>Diaspis boisduvalii</i> Belalcázar Carvajal (1996); Posada Ochoa (1989)
	e. Escama circular del fique, chupador de la hoja Belalcázar Carvajal (1996); Posada Ochoa (1989)	e. <i>Acutaspis umbonifera</i> Belalcázar Carvajal (1996); Posada Ochoa (1989)
	f. Escama marrón de los cítricos, chupador de la hoja Belalcázar Carvajal (1996); Posada Ochoa (1989)	f. <i>Hemiberlesia palmae</i> Belalcázar Carvajal (1996); Posada Ochoa (1989)

Número	Nombre común y autores que citan su presencia en Colombia	Nombre científico y referencia
	g. Escama negra filiforme, chupador de la hoja Belalcázar Carvajal (1996); Posada Ochoa (1989)	<i>g. Ischnaspis longirostris</i> Belalcázar Carvajal (1996); Posada Ochoa (1989)
	h. Escama articulada, chupador de la hoja Belalcázar Carvajal (1996); Posada Ochoa (1989)	<i>h. Selenaspidus articulatus</i> Belalcázar Carvajal (1996); Posada Ochoa (1989)
29	Picudo enano, pequeño barrenador del banano, picudito De La Pava Suárez et al. (2020); González et al. (2007); González Cardona et al. (2009); Sepulveda-Cano y Rubio-Gomez (2009)	<i>Polytus mellerborgii</i> González Cardona et al. (2009); Sepulveda-Cano y Rubio-Gomez (2009)
30	Picudo AGROSAVIA (s.f.); De La Pava Suárez et al. (2020); Duque Gamboa et al. (2012); Sepulveda-Cano y Rubio-Gomez (2009)	<i>Metamasius submaculatus</i> AGROSAVIA (s.f.); De La Pava Suárez et al. (2020); Duque Gamboa et al. (2012); Sepulveda-Cano y Rubio-Gomez (2009)
31	Chisas Posada Ochoa (1989)	<i>Phyllophaga</i> sp. Pardo-Locarno et al. (2012); Posada Ochoa (1989)
32	Cochinillas harinosas Kondo et al. (2008) Cochinilla harinosa del cafeto, piojo harinoso, palomilla de las ramas del cafeto Constantino Chuaire et al. (2013) Piojillo de la raíz, cochinillas, bichos harinosos Villegas-García et al. (2009)	<i>Planococcus citri</i> Constantino Chuaire et al. (2013) <i>Pseudococcus jackbeardsleyi</i> , <i>Dysmicoccus brevipes</i> y <i>Neochavesia caldasiae</i> (Villegas-García et al., 2009) Sinonimia: <i>Chavesia caldasiae</i> (Gallego, 1967, 1969) <i>D. grassii</i> , <i>Ferrisia virgata</i> , <i>Ferrisia</i> sp., <i>Geococcus coffeae</i> (Kondo et al., 2008)
33	Elefantiasis	Etiología desconocida Buriticá Céspedes (1999a); Belalcázar Carvajal (1996)
34	Cucarroncito verde del frijol Posada Ochoa (1989)	<i>Diabrotica viridula</i> Posada Ochoa (1989); Rodríguez González (2018)
35	Hormiga arriera Fernández et al. (2015); Serna et al. (2019)	<i>Atta cephalotes</i> , <i>Atta colombica</i> Fernández et al. (2015); Serna et al. (2019)
36	Gusano canasta Belalcázar Carvajal (1996); González Cardona et al. (2009); Peláez Herrera y Ponce Orobio (1987); Posada Ochoa (1989)	<i>Oiketicus kirbyi</i> Belalcázar Carvajal (1996); González Cardona et al. (2009); Peláez Herrera y Ponce Orobio (1987) <i>Oiketicus gereyi</i> Cárdenas Murillo y Posada-Flórez (2001)

* Citan a *Verticillium theobromae* como causante de la pudrición de la corona del plátano y banano.

** Cita a *Verticillium theobromae* como causante de la pudrición punta de cigarro del fruto en *Musa sapientum*.

Fuente: Elaboración propia

Tabla 26. PP de importancia económica o sanitaria que afectan la producción de semilla de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón, en Colombia.

Fase de producción de semilla	PP
HM	1-36
Selección de semilla en HM	1-9, 12, 13, 15, 22, 25, 27, 29-35
HE	1-36
Selección de semilla para HE	1-9, 12, 13, 15, 22, 25, 27, 29-35
HMI	1-18, 22-36
Vivero	1-9, 12, 13, 15, 18, 22, 25, 27-32, 34, 35
Selección de semilla en vivero	1-9, 12, 13, 15, 22, 25, 27, 29-35
Cormo (c)	1, 2, 4-9, 12, 15, 22, 27, 29-35
Rebrote (R)	1, 2, 4-9, 12, 15, 22, 27, 29-35
Plántula (P)	1-9, 12, 13, 15, 22, 25, 27, 29-35

Nota: Los códigos de las PP se presentaron en la tabla 25.

Fuente: Elaboración propia

Clasificación taxonómica de las PP económicamente importantes en plátano cv. Dominico Hartón

De manera didáctica, y como una manera de extender el conocimiento científico a quienes producen semilla, asistentes técnicos, extensionistas, productores de plátano, estudiantes y demás interesados, presentamos la clasificación taxonómica de las PP en la tabla 27. Es importante recordar que, a pesar de presentar aquí la más reciente clasificación de estos organismos, la taxonomía es dinámica y varía con el tiempo, especialmente para algunas especies. Adicionalmente, incluimos las múltiples fuentes consultadas para elaborar esta tabla.

Tabla 27. Clasificación taxonómica de las PP económica y sanitariamente más importantes en la producción de semilla de plátano *Musa AAB* (subgrupo Plátano) Dominico Hartón

Número	PP	Tipo de plaga	Clasificación taxonómica
1	<i>Ralstonia solanacearum</i> Phylotype II	Bacteria	Reino Bacteria, filo Proteobacteria, clase Betaproteobacteria, orden Burkholderiales, familia Burkholderiaceae, género y especie <i>Ralstonia solanacearum</i> (EPPO, 2022)
2	<i>Helicotylenchus</i> spp.	Nematodo	Reino Animalia, filo Nematoda, clase Chromadorea, orden Rhabditida, familia Hoplolaimidae, género <i>Helicotylenchus</i> spp. (EPPO, 2022)
	<i>Radopholus similis</i> Cobb.	Nematodo	Reino Animalia, filo Nematoda, clase Chromadorea, orden Rhabditida, familia Pratylenchidae, género y especie <i>Radopholus similis</i> (EPPO, 2022)
	<i>Meloidogyne</i> spp.	Nematodo	Reino Animalia, filo Nematoda, clase Chromadorea, orden Rhabditida, familia Meloidogynidae, género <i>Meloidogyne</i> spp. (EPPO, 2022)
	<i>Pratylenchus</i> spp.	Nematodo	Reino Animalia, filo Nematoda, clase Chromadorea, orden Rhabditida, familia Pratylenchidae, género <i>Pratylenchus</i> spp. (EPPO, 2022)
3	<i>Pseudocercospora fijiensis</i>	Hongo	Reino Hongos, filo Ascomycota, clase Dothideomycetes, subclase Dothideomycetidae, orden Mycosphaerellales, familia Mycosphaerellaceae, género y especie <i>Pseudocercospora fijiensis</i> (Index Fungorum, 2022)
4	CMV (<i>cucumber mosaic virus</i>)	Virus	Reino de los virus y viroides, categoría Riboviria, familia Bromoviridae, género <i>Cucumovirus</i> , especie <i>cucumber mosaic virus</i> (EPPO, 2022)
	BSV (<i>banana streak virus</i>)	Virus	Reino de los virus y viroides, orden Ortervirales, familia Caulimoviridae, género <i>Badnavirus</i> , especie <i>banana streak virus</i> (EPPO, 2022)
5	<i>Cosmopolites sordidus</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Coleoptera, familia Dryophthoridae, género y especie <i>Cosmopolites sordidus</i> (EPPO, 2022)

Número	PP	Tipo de plaga	Clasificación taxonómica
6	<i>Metamasius hemipterus</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Coleoptera, familia Dryophthoridae, género y especie <i>Metamasius hemipterus</i> (EPPO, 2022)
7	<i>Metamasius hebetatus</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, clase Insecta, orden Coleoptera, familia Dryophthoridae, género y especie <i>Metamasius hebetatus</i> (GBIF, 2021c)
8	<i>Rhynchophorus palmarum</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Coleoptera, familia Dryophthoridae, género y especie <i>Rhynchophorus palmarum</i> (EPPO, 2022)
9	<i>Dematophora pepo</i> Sinonimia: <i>Rosellinia pepo</i>	Hongo	Reino Hongos, filo Ascomycota, subfilo Pezizomycotina, clase Sordariomycetes, subclase Xylariomycetidae, orden Xylariales, familia Xylariaceae, género y especie <i>Dematophora pepo</i> (EPPO, 2022; Index Fungorum, 2022)
10	<i>Aleurodicus floccissimus</i>	Insecto	Reino Animal, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Aleyrodidae, género y especie <i>Aleurodicus floccissimus</i> (EPPO, 2022)
11	<i>Castniomera humboldti</i>	Insecto	Dominio Eukaryota, reino Metazoa, filo Arthropoda, subfilo Uniramia, clase Insecta, orden Lepidoptera, familia Castniidae, género y especie <i>Castniomera humboldti</i> (CABI, 2022)
12	<i>Musicola paradisiaca</i>	Bacteria	Reino Bacteria, filo Proteobacteria, clase Gammaproteobacteria, orden Enterobacteriales, familia Pectobacteriaceae, género y especie <i>Musicola paradisiaca</i> (EPPO, 2022)
13	<i>Pseudocercospora musae</i>	Hongo	Reino Hongos, filo Ascomycota, subfilo Pezizomycotina, clase Dothideomycetes, subclase Dothideomycetidae, orden Mycosphaerellales, familia Mycosphaerellaceae, género y especie <i>Pseudocercospora musae</i> (EPPO, 2022; Index Fungorum, 2022)

Número	PP	Tipo de plaga	Clasificación taxonómica
14	<i>Neocordana musae</i>	Hongo	Reino Hongos, filo Ascomycota, clase Sordariomycetes, subclase Sordariomycetidae, orden Magnaportheales, familia Pyriculariaceae, género y especie <i>Neocordana musae</i> (Index Fungorum, 2022)
15	<i>Fusarium oxysporum f. sp. cubense</i>	Hongo	Reino Hongos, filo Ascomycota, subfilo Pezizomycotina, clase Sordariomycetes, subclase Hypocreomycetidae, orden Hypocreales, familia Nectriaceae, género y especie <i>Fusarium oxysporum f. sp. cubense</i> (EPPO, 2022; Index Fungorum, 2022)
16	<i>Opsiphanes bogotanus</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, clase Insecta, orden Lepidoptera, familia Nymphalidae, género y especie <i>Opsiphanes bogotanus</i> (GBIF, 2021f)
	<i>Opsiphanes</i> sp.	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Lepidoptera, familia Nymphalidae, género <i>Opsiphanes</i> sp. (EPPO, 2022)
	<i>Caligo</i> sp.	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Lepidoptera, familia Nymphalidae, género <i>Caligo</i> sp. (EPPO, 2022)
17	<i>Antichloris viridis</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Lepidoptera, familia Erebidae, género y especie <i>Antichloris viridis</i> (EPPO, 2022)
18	<i>Frankliniella</i> spp.	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Thysanoptera, familia Thripidae, género <i>Frankliniella</i> spp. (EPPO, 2022)
	<i>Scirtothrips</i> sp.	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Thysanoptera, familia Thripidae, género <i>Scirtothrips</i> sp. (EPPO, 2022)
19	<i>Trigona</i> sp.	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hymenoptera, familia Apidae, género <i>Trigona</i> sp. (EPPO, 2022)
20	<i>Colaspis</i> sp.	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Coleoptera, familia Chrysomelidae, género <i>Colaspis</i> sp. (EPPO, 2022)

Número	PP	Tipo de plaga	Clasificación taxonómica
21	<i>Musicillium theobromae</i>	Hongo	Reino Hongos, filo Ascomycota, subfilo Pezizomycotina, clase Sordariomycetes, subclase Hypocreomycetidae, orden Glomerellales, familia Plectosphaerellaceae, género y especie <i>Musicillium theobromae</i> (EPPO, 2022; Index Fungorum, 2022)
22	<i>Armillaria mellea</i>	Hongo	Reino Hongos, filo Basidiomycota, clase Agaricomycotina, subclase Agaricomycetes, orden Agaricales, familia Physalacriaceae, género y especie <i>Armillaria mellea</i> (EPPO, 2022; Index Fungorum, 2022)
23	<i>Acharia apicalis</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Lepidoptera, familia Limacodidae, género y especie <i>Acharia apicalis</i> (EPPO, 2022)
24	<i>Phobetron hipparchia</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Lepidoptera, familia Limacodidae, género y especie <i>Phobetron hipparchia</i> (EPPO, 2022)
25	<i>Spodoptera latifascia</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Lepidoptera, familia Noctuidae, género y especie <i>Spodoptera latifascia</i> (EPPO, 2022)
26	<i>Tetranychus</i> sp.	Ácaro	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Chelicerata, clase Arachnida, orden Acárida, familia Tetranychidae, género <i>Tetranychus</i> sp. (EPPO, 2022)
27	<i>Pentalonia nigronervosa</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Aphididae, género y especie <i>Pentalonia nigronervosa</i> (EPPO, 2022)
28	<i>Pseudococcus</i> sp.	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Pseudococcidae, género <i>Pseudococcus</i> sp. (EPPO, 2022)
	<i>Aleuroplatus</i> sp.	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, clase Insecta, orden Hemiptera, familia Aleyrodidae, género <i>Aleuroplatus</i> sp. (GBIF, 2021a)

Número	PP	Tipo de plaga	Clasificación taxonómica
	<i>Pseudischnaspis acephala</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, clase Insecta, orden Hemiptera, familia Diaspididae, género y especie <i>Pseudischnaspis acephala</i> (GBIF, 2021g)
	<i>Aspidiotus destructor</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Diaspididae, género y especie <i>Aspidiotus destructor</i> (EPPO, 2022)
	<i>Diaspis boisduvalii</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Diaspididae, género y especie <i>Diaspis boisduvalii</i> (EPPO, 2022)
	<i>Acutaspis umbonifera</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Diaspididae, género y especie <i>Acutaspis umbonifera</i> (EPPO, 2022)
	<i>Hemiberlesia palmae</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Diaspididae, género y especie <i>Hemiberlesia palmae</i> (EPPO, 2022)
	<i>Ischnaspis longirostris</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Diaspididae, género y especie <i>Ischnaspis longirostris</i> (EPPO, 2022)
	<i>Selenaspidus articulatus</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Diaspididae, género y especie <i>Selenaspidus articulatus</i> (EPPO, 2022)
29	<i>Polytus mellerborgii</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Coleoptera, familia Dryophthoridae, género y especie <i>Polytus mellerborgii</i> (EPPO, 2022)
30	<i>Metamasius submaculatus</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, clase Insecta, orden Coleoptera, familia Dryophthoridae, género y especie <i>Metamasius submaculatus</i> (GBIF, 2021d)

Número	PP	Tipo de plaga	Clasificación taxonómica
31	<i>Phyllophaga</i> sp.	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Coleoptera, familia Scarabaeidae, género <i>Phyllophaga</i> sp. (EPPO, 2022)
32	<i>Planococcus citri</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Pseudococcidae, género y especie <i>Planococcus citri</i> (EPPO, 2022)
	<i>Pseudococcus jackbeardsleyi</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Pseudococcidae, género y especie <i>Pseudococcus jackbeardsleyi</i> (EPPO, 2022)
	<i>Dysmicoccus</i> sp.	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Pseudococcidae, género <i>Dysmicoccus</i> sp. (EPPO, 2022)
	<i>Neochavesia caldasiae</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, clase Insecta, orden Hemiptera, familia Pseudococcidae, género y especie <i>Neochavesia caldasiae</i> (García Morales et al., 2016; GBIF, 2021e)
	<i>Ferrisia</i> sp.	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Pseudococcidae, género <i>Ferrisia</i> sp. (EPPO, 2022)
33	<i>Geococcus coffeae</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hemiptera, suborden Sternorrhyncha, familia Pseudococcidae, género y especie <i>Geococcus coffeae</i> (EPPO, 2022)
	<i>Diabrotica viridula</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Coleoptera, familia Chrysomelidae, género y especie <i>Diabrotica viridula</i> (EPPO, 2022)
	<i>Atta cephalotes</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Hymenoptera, familia Formicidae, género y especie <i>Atta cephalotes</i> (EPPO, 2022)
34	<i>Atta colombica</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, clase Insecta, orden Hymenoptera, familia Formicidae, género y especie <i>Atta colombica</i> (GBIF, 2021b)

Número	PP	Tipo de plaga	Clasificación taxonómica
35	<i>Oiketicus kirbyi</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Lepidoptera, familia Psychidae, género y especie <i>Oiketicus kirbyi</i> (EPPO, 2022)
	<i>Oiketicus geyeri</i>	Insecto	Reino Animalia, filo Arthropoda, subfilo Hexapoda, clase Insecta, orden Lepidoptera, familia Psychidae, género y especie <i>Oiketicus geyeri</i> (EPPO, 2022)

Fuente: Elaboración propia

Recomendaciones generales de manejo de algunas PP

¿Cómo se determina que una PP requiere una acción determinada o un manejo para su control? Con base en la información colectada en los monitoreos y muestreos establecidos para cada problema sanitario. Recordemos que los monitoreos deben hacerse en la fase de producción de semilla, cuando la PP causa el mayor daño, o en la parte de la planta más susceptible a dicha PP.

Los análisis de las muestras tomadas en los lotes de producción de semilla o en el vivero idealmente deben hacerse en los laboratorios oficiales del ICA o en los recomendados por este, y alternativamente en laboratorios de universidades públicas o privadas, de AGROSAVIA o privados. Recomendamos especialmente este procedimiento para identificar o descartar la presencia de moko y de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. Asimismo, pueden verificarse otros problemas, como picudos, gusano tornillo, nematodos y los virus CMV y BSV.

Picudos: para el manejo de picudos, recomendamos evaluar periódicamente el cultivo para determinar los porcentajes de infestación, especialmente de picudo negro (*Cosmopolites sordidus*), el cual afecta el cormo al construir galerías en su interior. Si el resultado del monitoreo indica que la infestación supera el 5%, sugerimos construir e instalar trampas para este picudo con material vegetal de la misma plantación. Un método de control recomendado es tomar trozos del pseudotallo de aproximadamente 50 cm de longitud, dividirlos

longitudinalmente en dos mitades y aplicar, inicialmente, productos de control biológico como hongos entomopatógenos (por ejemplo *Beauveria* spp. o *Metarhizium* spp.) o el nematodo entomopatógeno *Steinernema carpocapsae*. Posteriormente, cerramos las trampas y ubicamos las dos mitades, separadas por una lámina foliar, en la base de las plantas cubiertas con hojas de plátano, para así favorecer la actividad del entomopatógeno y evitar la deshidratación. Monitoreamos las trampas periódicamente y retiramos los adultos existentes, estén o no parasitados. Durante la fase de cosecha de racimos, podemos aprovechar las porciones basales del pseudotallo para elaborar trampas, y dependiendo de la cantidad elaborada, estas pueden servir como sistema de monitoreo y de control simultáneamente.

Existe otro tipo de trampa para capturar picudos, conocida como “trampa de disco”, “trampa de cepa” o “disco de cepa modificada”. Esta trampa aprovecha la superficie del cormo basal de una planta recién cosechada para estimular la captura de los adultos de picudo, que se capturan manualmente y deben monitorearse periódicamente. La aplicación de los hongos entomopatógenos o el uso de insecticidas debe hacerse con base en las recomendaciones del servicio de asistencia técnica o extensionista de confianza, y se deben seguir las indicaciones de la etiqueta del producto. Es importante usar solo productos registrados ante el ICA.

Moko: la estrategia más efectiva para el manejo de moko es no usar semilla contaminada con la bacteria (semilla sin calidad). La semilla sin calidad es la principal —aunque no la única— fuente de infección de plantas y de introducción de la enfermedad a zonas y áreas libres de esta. Otras fuentes de propagación de esta bacteria, y por consiguiente de la enfermedad, son las herramientas contaminadas, los insectos que hayan tenido contacto con la bacteria, así como fuentes de agua, suelos, sustratos y desechos de plantas contaminados con esta. Los humanos (bien sea el personal de campo, de asistencia técnica o cualquier tipo de visitante) actuamos como un eficiente vehículo para introducir y dispersar el patógeno, ya que, al manipular plantas contaminadas o al caminar en áreas con la bacteria, podemos transportarla en el calzado y en la ropa.

Normalmente, esta enfermedad se presenta en focos, pero su efecto es tan devastador que su control es la erradicación de las plantas afectadas, para evitar la diseminación de la enfermedad a otras plantas y a áreas libres de esta (Álvarez et al., 2013a). Es por eso que la siembra de semilla de calidad (semilla sana o libre de patógenos) se convierte en la estrategia más eficiente de manejo, ya que previene la entrada del patógeno a zonas libres de este (Álvarez et al., 2013a).

Nematodos: el manejo de los nematodos es clave debido a su importancia a nivel regional por el daño que causan, ya que disminuyen la vida útil de la cepa de plátano y pueden generar pérdidas en rendimiento y calidad por encima del 40% (Buriticá Céspedes, 1999b). El uso de suelos o sustratos contaminados es una fuente preponderante de infección de las plantas con este patógeno (para profundizar véase el anexo 3).

Sigatoka: el manejo de la sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*) se debe programar desde el inicio de la plantación. Hay que impedir fases avanzadas de esporulación del hongo (grado 4) por medio de deshojes sanitarios semanales. El manejo consiste en la eliminación de segmentos apicales en la mitad del tercio superior (17%) de la tercera hoja, segmentos que frecuentemente se encuentran afectados por etapas iniciales de la enfermedad (grado 3), y así se evita el avance al grado 4 de esporulación del hongo. Para reducir los costos de mano de obra —teniendo en cuenta los costos del pesticida y la aplicación, así como los riesgos ambientales y a la salud—, dependiendo de la presión de inóculo, bajo condiciones de huertos a un solo corte, podemos realizar una primera fumigación, en el estado de hoja 20, con un fungicida sistémico aplicado en *drench* al suelo o en la axila de la hoja 3 (Fedeplacol, 2017).

Cuando la severidad de la enfermedad es alta y afecta sensiblemente el número mínimo de hojas funcionales, debemos podar para eliminar las fuentes de inóculo, cortando todas las hojas afectadas y, de ser necesario, aplicando fungicidas sistémicos recomendados.

Escuchemos sobre organismos que causan enfermedades, su reconocimiento y manejo en musáceas, y sobre la marchitez de las musáceas por *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* raza 4, sus antecedentes y control.



Manejo integrado de enfermedades en el cultivo de plátano

Modelo Productivo de Plátano



Estructura de los EAS

Presentamos en la tabla 28 la estructura conceptual y los principios que establecimos para la elaboración de los EAS. Incluimos los puntos críticos asociados a cada uno de los componentes de los esquemas, así como una breve descripción de estos. Esta propuesta ha sido inicialmente aplicada a otros modelos de producción de semilla, como es el caso de semilla de caña de azúcar para producción de panela (Ramírez Durán et al., 2019), semilla de cacao (Agudelo Castañeda et al., 2021) y semilla de guandul (Arenas Rubio et al., 2022). En el anexo 3 encontrará el EAS específico para nematodos en plátano.

Tabla 28. Estructura conceptual del EAS y sus componentes

Componente	Puntos críticos	Descripción
Marco general	Socialización del EAS con el público interesado	Descripción de los elementos y objetivos del EAS
Selección del lote y establecimiento de la producción de semilla (anexo 2)	Información general del lote para el establecimiento de la producción de semilla	Recolección de información demográfica de quienes producen, del lote y de la semilla a producir
	Historia de uso y revisión del lote para la producción de semilla	Recolección de información de usos previos y registros sanitarios del lote seleccionado, para determinar si cumple con las condiciones sanitarias
	Reconocimiento de lotes colindantes y revisión de variables ambientales	Recolección de información de usos previos, registros sanitarios y eventos climáticos en la zona

Componente	Puntos críticos	Descripción
Identificación y diagnóstico de las PP de importancia en la producción de semilla	Identificación del lote para el establecimiento de la producción de semilla	Elaboración de planos y mapas, y reconocimiento y verificación del área de producción
	PP de importancia en la producción de semilla	Identificación de las PP de importancia en el modelo de producción de semilla
	Identificación de las PP priorizados para el análisis en el EAS	Identificación taxonómica de las PP (insectos, hongos, virus, etc.)
	Epidemiología de las PP	Identificación del mecanismo de dispersión de las PP
	Biología, ecología y etiología de las PP	Información del ciclo de vida de las PP, niveles de tolerancia en semilla, transmisión, etc.
	Detección de las PP	Identificación de hospederos alternos y pruebas de monitoreo y diagnóstico en campo
Monitoreo y muestreo de PP priorizados	Monitoreo y muestreo de las PP priorizadas en campo	Recomendaciones para detección temprana de las PP
	Establecimiento del protocolo y formato de monitoreo y muestreo	Elaboración del protocolo con base en Resoluciones del ICA vigentes o, en su defecto, con estudios científicos publicados
Estrategias de manejo integrado de las PP priorizadas (se debe consultar y seguir las orientaciones dadas por el servicio de extensión o asistencia técnica)	Estrategias de manejo integrado para el control de las PP priorizadas	Recolección de información del manejo de las PP e identificación de las estrategias más adecuadas y oportunas de manejo (erradicación, tolerancia, exclusión, manejo integrado, control biológico, etc.)
Modelo para la producción de semilla (ver figura 38)	Fases, subfases, tiempos y presencia de las PP en la producción de semilla	Esquema general que permite la visión holística del proceso de producción de semilla y sus puntos críticos

Fuente: Elaboración propia con base en Agudelo Castañeda et al. (2021); Arriagada Ríos (2011); Ayala (2016); FAO (2006, 2010, 2013, 2014, 2016); Gullino y Munkvold (2014); Hernandez Nopsa (2018); Hernández Nopsa, Avendaño Avendaño et al. (2018); Hernández Nopsa, Ramírez Durán y Aristizábal Quintero (2018); NSHS (2017); Ramírez Durán et al. (2019); Žlof et al. (2000)

Con los EAS se instaura, incrementa y mantiene la calidad sanitaria al emplear métodos oportunos de prevención, detección y manejo de PP en la obtención de semilla. Los EAS apoyan la toma de decisiones para seleccionar el lugar de siembra e identificar las fases de producción de semilla y las PP que las afectan.

Escuchemos sobre las plagas, los tipos de artrópodos, las consecuencias en la planta, el manejo integrado, las medidas de prevención y control, y los controladores biológicos.



Manejo integrado de artrópodos plaga en el cultivo de plátano

Modelo Productivo de Plátano



6d

¿Sabía qué todas estas PP afectan al plátano?
¿Podríamos identificar todos los controladores biológicos y demás organismos acompañantes y benéficos del plátano?

La aplicación de los EAS en campo: la experiencia del C. I. Palmira de AGROSAVIA

Como parte del PNS, que se ejecutó entre 2013 e inicios de 2018 por parte de AGROSAVIA, ideamos el concepto de los EAS y lo aplicamos en campo, particularmente para la producción de semilla del cv. Dominico Hartón. Este proceso emergió para suprir la ausencia de

un sistema de producción de semilla de plátano que cumpliera con todos los requisitos de calidad y que proveyera de semilla las zonas productivas del Eje Cafetero y el norte del Valle del Cauca. Debido a la falta de infraestructura y de un sistema de producción de semilla en el C. I. Palmira, tuvimos la inigualable oportunidad de iniciar el proceso desde cero, lo que permitió seleccionar un lote con las características óptimas y requeridas para la producción. Igualmente, trabajamos en la selección de la semilla y la construcción de la infraestructura apropiada para llevar a buen término la producción de semilla de calidad. Simultáneamente, aplicamos los principios de los EAS e incluimos la priorización de los problemas sanitarios (PP) clave en la producción de semilla (tabla 25), así como los lugares y las fases de producción en los que dichos problemas causan mayor impacto (tabla 26). Finalmente, identificamos algunas de las estrategias de manejo integrado más apropiadas, siempre con el objeto de producir semilla de calidad. A continuación, señalamos los diez aspectos más importantes empleados en el establecimiento del sistema de producción de semilla de plátano en el C. I. Palmira, como guía para aquellos viveristas, productores de semilla u otros interesados en iniciar la producción de semilla de plátano.

1. Identificación y selección del lote: visita, reconocimiento e inspección sanitaria de los lotes seleccionados como potenciales lugares para la producción de semilla de plátano en el C. I. Palmira. Estas visitas permitieron reconocer, prever, visualizar y detectar los posibles riesgos (sanitarios, geológicos y geográficos) que pudiesen afectar la producción de semilla. Simultáneamente, revisamos mapas de suelos de los lotes seleccionados para verificar sus condiciones edáficas, y verificamos los usos dados a los suelos de estos lotes en los diez años previos a su selección, es decir, entre 2008 y 2018. Con esta revisión histórica de los lotes elegibles, descartamos aquellos que presentaban riesgos altos de presencia —pasada o actual— de PP que pudiesen afectar la producción de semilla de plátano. De esta manera, escogimos el lote con menores riesgos y cuyos usos previos eran conocidos.

2. Medidas sanitarias y movimiento de PP: la siguiente acción fue la verificación de las condiciones sanitarias óptimas del lote seleccionado para la creación del sistema de producción de semilla de plátano en el C. I. Palmira. Esto incluyó el acceso a fuentes de agua libre de PP; el distanciamiento adecuado de potenciales fuentes de inóculo, como otros cultivos de plátano, o de especies de musáceas, y la ausencia —en las proximidades de los lotes— de hospederos alternos de PP que pudieran servir de inóculo y afectar la producción de semilla. Esta identificación fue clave para la designación final del lote productor de semilla. En el caso del C. I. Palmira, la distancia entre otras musáceas (banco de germoplasma de musáceas) y el lote seleccionado es de aproximadamente 766 m en línea recta (la distancia, siguiendo el trazado de la carretera, es mayor).
3. Fuentes de agua y establecimiento de puntos de riego: verificamos que el lote seleccionado contase con los requisitos mínimos y las condiciones óptimas para mantener riegos constantes durante todo el proceso productivo, y que las fuentes de agua fueran de óptima calidad, es decir, que no tuvieran contaminantes químicos o biológicos. Como lote de producción escogimos uno que cuenta con un pozo de agua subterráneo, con agua de muy buena calidad. De este pozo se desprenden canales de riego que dan acceso constante al agua.
4. Vías de acceso: otro elemento decisivo para la designación del lote productor en el C. I. Palmira fue la disponibilidad de vías para el ingreso de personal y de los materiales requeridos para la construcción del sistema de producción y para la salida de la semilla producida. Las vías permiten un acceso adecuado de medios de transporte de diversos tamaños y facilitan los procesos de desinfección de dichos vehículos en la entrada del C. I.
5. Verificación de las PP de importancia: empleamos dos metodologías; la primera fue una revisión exhaustiva de literatura científica, bases de datos y documentos físicos y en línea sobre plátano en Colombia y en la región. La segunda se basó en el conocimiento y la experiencia del equipo de investigación de

AGROSAVIA, conformado por personal experto en musáceas, particularmente en plátano cv. Dominico Hartón. La combinación de estas metodologías nos permitió verificar la existencia de problemas sanitarios y de afectaciones a cultivos de plátano ocurridos en el pasado en la región donde está el lote de producción de semilla. Con esta información, inferimos qué problemas tendríamos potencialmente en el lote seleccionado. Como resultado se documentaron los EAS para picudos, moko, virus y nematodos (anexo 3).

6. Aislamiento y manejo de residuos vegetales: designamos en el lote espacios para colectar los residuos, tanto vegetales como de otros materiales, provenientes de los distintos procesos de producción de semilla. De esta manera, se separa el material contaminado o los desechos de las áreas de producción de semilla, y así a cada residuo se le da el manejo adecuado. Con esta medida se evita que desechos contaminados o enfermos se conviertan en focos de inóculo de PP.
7. Medidas de desinfección y prevención: posteriormente establecimos medidas de manejo preventivo para algunas PP, como la instauración de protocolos de desinfección a la entrada del área de producción de semilla. Estos protocolos incluyen elementos de desinfección de calzado (como lavabotas y pediluvios), desinfectantes (tabla 12) en atomizador para las manos y los pies, pocetas con cal en las entradas y el uso de botas de caucho y de ropa exclusiva para el área de producción. Idealmente, en el punto de entrada de los vehículos a la zona de producción de semilla, debe existir un sistema de lavado y desinfección de las llantas (rodiluvio) y del vehículo mismo, para evitar el ingreso del suelo adherido a las ruedas y a otras partes de los vehículos. Como alternativa al sistema de lavado, puede usarse una bomba de espalda con una solución desinfectante.
8. Trazabilidad: con base en el Decreto 931 de 2018 de MADR, AGROSAVIA estableció un sistema de trazabilidad vegetal. La trazabilidad se refiere a “la capacidad de identificar y rastrear los procesos y los procedimientos, desde la adquisición de materias

primas, hasta la producción, el retiro del producto no conforme y su consumo” (Cañar Serna et al., 2020), en este caso, para la producción de semilla de plátano. Adicionalmente, contamos con los lineamientos que desde AGROSAVIA se han ejecutado con los trabajos *Sistema de trazabilidad para productores de semilla: conceptos esenciales* (Cañar Serna et al., 2020; MADR, 2018) y *Conceptos básicos de trazabilidad en la producción de semillas para pequeños y medianos agricultores* (Cañar Serna et al., 2022). Para ahondar en los detalles de este proceso, recomendamos la revisión de los documentos citados previamente.

9. Normatividad nacional: es fundamental cumplir la normatividad vigente exigida por la organización nacional de protección fitosanitaria (ONPF) colombiana, es decir, el ICA. Para esto, verificamos y gestionamos toda la documentación requerida y revisamos y cumplimos las distintas Resoluciones que rigen la producción de semilla en Colombia, así como los requisitos exigidos por el ICA para el registro del lote productor de semilla de plátano. Igualmente, recibimos las visitas respectivas de sus funcionarios para aprobar el área y su uso como lote de producción de semilla de plátano. Finalmente, se elaboraron las actas de las visitas para obtener la aprobación por parte del ICA.
 10. Establecimiento de la producción de semilla en el C. I. Palmira: finalmente, en el lote seleccionado, se construyó la infraestructura necesaria para la producción de semilla (HM, HMI, cámara térmica y túneles de multiplicación) en el C. I. Palmira¹³. También realizamos actividades agronómicas para prevenir procesos de invasión y saturación de PP en el lote seleccionado para la producción de semilla de plátano (Xing et al., 2020).
- Adicionalmente, identificamos un vivero —registrado ante el ICA— proveedor de semilla de plátano de calidad y que estuviese específicamente libre de moko. De este vivero obtuvimos el material para iniciar el proceso de producción de semilla en el C. I. Palmira.

13 Véase el título “Experiencia del establecimiento en el C.I. Palmira de AGROSAVIA” en el Capítulo x: “Diseño de un módulo para la producción de material de siembra de plátano cv. Dominico Hartón”.

En el C. I. Palmira, la toma de decisiones informadas permite manejos óptimos de problemas causados por PP, así como la disminución de costos 1) ambientales (menor uso de agua y empleo racional de este recurso, y disminución de los impactos por pesticidas en el suelo y en otros ecosistemas), 2) económicos (ahorro en compra de pesticidas debido a su uso racional y adecuado), y 3) de salud pública (menor exposición del personal a productos tóxicos), lo que finalmente redunda en una mayor eficiencia en el uso de todos los recursos. Igualmente, disminuimos procesos de dispersión, invasión y saturación de PP en la producción de semilla, así como en las regiones a donde esta se envía. Finalmente, recalcamos que el EAS de plátano permitió asegurar el establecimiento e inicio del proceso de producción de semilla de calidad en el C. I. Palmira de AGROSAVIA en 2018.

Riesgos en la producción de semilla de plátano

Es muy importante tener presentes algunos de los riesgos existentes durante la producción de semilla de plátano cv. Dominico Hartón, especialmente para aquellos que inician sus procesos de producción o para quienes tienen poca experiencia en este. Algunos de estos riesgos son:

- Presencia de PP (como picudos, nematodos, insectos, moko, virus, *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*, etc.) en el material de siembra.
- Infección o infestación de la plantación que dará semilla con PP en cualquiera de las fases de producción.
- Ausencia o deficiencia en los monitoreos y controles de PP.
- Ausencia o deficiencia en el registro de actividades y novedades en cada una de las etapas de producción de semilla.
- Falta de preparación y prevención frente a eventos de variabilidad y cambio climáticos (fuertes vientos, lluvias o sequías extremas y

fenómenos como El Niño y La Niña) que puedan ocasionar volcamientos, inundaciones, estrés o muerte del material vegetal¹⁴.

- Ausencia de los recursos humanos y financieros para la puesta en marcha y el seguimiento del proceso de producción.

6d

¿Cuáles riesgos adicionales identifico para la producción de semilla de plátano?



¿Cuáles son los procesos de trazabilidad, desinfección y aseguramiento de la calidad de la semilla que adquiriré y de la que produciré?

Historia de algunas PP de gran impacto en plátano y banano en Colombia

Los efectos causados por PP que generan problemas sanitarios en los sistemas de producción agrícola y de semilla dejan huellas en ámbitos más allá de los agrícolas, como los económicos, sanitarios, epidemiológicos, ecológicos, sociales y ambientales. A continuación, destacamos brevemente algunas historias ligadas a los orígenes de ciertos problemas sanitarios de importancia en la producción de plátano en Colombia. Consideramos que conocer la historia de algunas de estas PP no solo es ilustrativo, sino que da luces para no repetir errores del pasado.

Moko: el impacto —tanto mundial como nacional— de esta enfermedad, originada por *Ralstonia solanacearum* (raza 2), ha causado

.....
14 Véase experiencia de organización Asaproara en Wagner-Medina & Vargas Ramos, 2021

enormes problemas sociales, sanitarios y económicos (Belalcázar Carvajal, 1996). En Colombia, esta enfermedad se registra por primera vez en el año de 1937 en tres departamentos: Antioquia, Chocó y Magdalena. En 1954, los reportes de la enfermedad se ubican en el departamento del Tolima, mientras que en 1962 se cita en los departamentos de Caldas, Cundinamarca, La Guajira, Huila, Meta y de nuevo en el Tolima, así como en las regiones de la hoya del río Magdalena y los Llanos Orientales. En los años sesenta ocurre una epidemia muy grave en la región del Alto Magdalena, y en 1973, casi veinte años después de su primer reporte en el departamento, la incidencia de esta enfermedad es del 100% en el departamento del Tolima (Buriticá Céspedes, 1999b). Las pérdidas generadas por este problema sanitario en los sesenta han sido catalogadas como catástroficas, tanto que extienden sus consecuencias hasta el día de hoy. Para 2018, los departamentos con mayor afectación fueron Quindío, Magdalena, Meta y Valle del Cauca (Truke Arango, 2018). Es de vital importancia recordar que, de no ejecutarse medidas de control adecuadas y prontas, esta enfermedad puede destruir el 100% del cultivo en muy poco tiempo (Munar-Vivas et al., 2010) .

Picudos: como mencionamos previamente (tabla 25), existen diversas especies que causan serios daños en el plátano. El picudo negro (*Cosmopolites sordidus*) es quizás la plaga de mayor importancia en Colombia, y es considerada, definitivamente, limitante en plátano. Belalcázar Carvajal (1996) menciona que el picudo negro fue introducido en 1966 a Santa Marta, desde Martinica, y en el Valle del Cauca se detectó en 1975, aunque también menciona brevemente que el primer registro en el país fue en Antioquia, sin dar una fecha precisa. Vélez Ángel (1997) confirma esta última anotación, al publicar que el primer reporte de este insecto en Colombia data de 1947 y se ubica en el occidente y suroeste antioqueños. Adicionalmente, debemos destacar el picudo de las palmas (*Rhynchophorus palmarum*), plaga muy importante no solo en plátano, sino en palma de aceite (*Elaeis guineensis*) y coco (*Cocos nucifera*) (De La Pava Suárez et al., 2020). En Colombia, este insecto está distribuido extensamente, particularmente en zonas cálidas y templadas, como áreas costeras y márgenes de ríos. Otro hospedero muy afectado por esta plaga es la

caña de azúcar (Vélez Ángel, 1997). El picudo *Metamasius submaculatus* se registra en Colombia por primera vez en 1992, mientras que el primer registro de *Polytus mellerborgii* data de 2007 (De La Pava Suárez et al., 2020).

Sigatokas: hablaremos inicialmente de la raya negra, también llamada sigatoka negra, cuyo agente causal es el hongo *Pseudocercospora fijiensis*. Esta enfermedad fue detectada por primera vez en Colombia en el mes de octubre del año 1981. Dicha enfermedad se disemina fundamentalmente por acción humana, al mover hojas de plantas enfermas que contienen el patógeno y, así, se dispersa. Con mucha frecuencia, las hojas son utilizadas tradicionalmente como empaques y envolturas, en particular de frutos de plátano y de otras especies vegetales (Belalcázar Carvajal, 1996; Buriticá Céspedes, 1999b). En Colombia, esta enfermedad llegó inicialmente al Urabá, para luego diseminarse por todo el país. La raya negra ha producido pérdidas considerables y ha generado un impacto social negativo, especialmente en los pequeños productores de plátano, y se ha dispersado por la gran mayoría del territorio nacional (Buriticá Céspedes, 1999b).

La otra sigatoka, conocida comúnmente como sigatoka amarilla (*Pseudocercospora musae*), llegó al país en 1936 a la ciudad de Santa Marta, Magdalena, departamento donde ha causado efectos sociales y económicos muy negativos (Buriticá Céspedes, 1999b). En los noventa, las sigatokas se ubicaron como la segunda enfermedad en importancia a nivel nacional por las pérdidas económicas y los impactos sociales causados; particularmente, la sigatoka negra ha sido un gran problema, pues ha causado el incremento en los costos de producción, el abandono de áreas de producción, la quiebra de productores y el encarecimiento del racimo (Buriticá Céspedes, 1999b).

Nematodos: en la tabla 25 presentamos los nematodos que afectan el cultivo del cv. Dominico Hartón. Sin embargo, debemos mencionar que la especie *Pratylenchus araucensis* ha sido reportada en Colombia en el cv. Hartón, en la zona de los Llanos Orientales (Múnera et al., 2009). A pesar de que no existen —hasta el momento— reportes

de este nematodo en el cv. Dominico Hartón, existe el riesgo de que cause problemas en este cultivar, y por ende debemos estar preparados y establecer monitoreos, muestreos y planes de manejo para su identificación y eventual control. Por esto es importantísimo usar semilla de calidad y evitar el empleo de semilla proveniente de zonas en donde se encuentra reportado el *P. araucensis*.

Mal de Panamá: finalmente, la también llamada marchitez del banano tiene su primera aparición en 1910 en la región de Panamá (Búriticá Céspedes, 1999b). Esta enfermedad es causada por el hongo *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* y tiene varias razas, algunas de importancia para Colombia, que afectan diversos tipos de musáceas.

Referencias

- Acevedo, O., & Alzate, H. (1976). *Reconocimiento de plagas y enfermedades en el cultivo del plátano (Musa paradisiaca L.) en la zona centro-occidental de Caldas* [tesis de grado, Universidad de Caldas].
- Agudelo Castañeda, G. A., Cañar Serna, D. Y., Pabón Morales, M. Á., Bello Gáfaro, M., & Hernández Nopsa, J. F. (2021). *Manual técnico para la producción de semilla de cacao en vivero para los Santanderes y Boyacá*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://editorial.agrosavia.co/index.php/publicaciones/catalog/book/193>
- Aguirre, H., & Shaw, S. R. (2014). Neotropical species of *Meteorus Haliday* (Hymenoptera: Braconidae: Meteorinae) parasitizing *Arctiinae* (Lepidoptera: Noctuoidea: Erebidae). *Zootaxa*, 3.779(3), 353-367 <http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.3779.3.3>
- Aldana de la Torre, R. C., Aldana de la Torre, J. A., & Moya, O. M. (2011). *Manejo del picudo Rhynchophorus palmarum L.* (Coleoptera: Curculionidae). Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). [https://www.ica.gov.co/ge-ttachment/19e016c0-0d14-4412-af12-03eecfe398f2/Manejo-del-picudo--Rhynchophorus-palmarum-L--\(Cole.aspx](https://www.ica.gov.co/ge-ttachment/19e016c0-0d14-4412-af12-03eecfe398f2/Manejo-del-picudo--Rhynchophorus-palmarum-L--(Cole.aspx)
- Alvarado, M. A., & Solano, J. A. (2002). *Producción de sustratos para viveros*. Vifinex; Oirs. <https://docplayer.es/22832416-Produccion-de-sustratos-para-viveros.html>
- Álvarez, E., Ceballos, G., Gañán, L., Rodríguez, D., González, S., & Pantoja, A. (2013a). *Producción de material de ‘siembra’ limpio en el manejo de las enfermedades limitantes del plátano*. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). <http://www.fao.org/3/a-as090s.pdf>
- Álvarez, E., Pantoja, A., Gañán, L., & Ceballos, G. (2013b). *Estado del arte y opciones de manejo del Moko y la Sigatoka negra en América Latina y el Caribe*. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT); Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). <http://www.fao.org/3/a-as124s.pdf>
- Álvarez, E., Pantoja, A., Gañán, L., & Ceballos, G. (2013c). *Manejo del Moko en América Latina y el Caribe*. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). <https://cgospace.cgiar.org/handle/10568/69651>
- Arango-Bernal, L. G. (1985). Evaluación del daño causado por la Sigatoka amarilla (*Mycosphaerella musicola*) en un cultivo de plátano (*Musa AAB Simmonds*). *Cenicafé*, 36(3), 79-88. <https://biblioteca.cenicafe.org/handle/10778/1053>

Aranzazu, F. (2002). Semilla inducida en plátano y su comportamiento en condiciones de vivero. En Acorbat, *Mano a mano con el futuro: XV Reunión International Acorbat 2002* (pp. 425-430). https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/16763/40961_26534.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Aranzazu, F., Aricapa, H., & Bustamante, O. (1999, 14-16 de julio). *Manejo de rebrotes de plátano tipo aguja e inducido del clon Dominico-Hartón (Musa AAB simmonds) bajo condiciones de almácigo* [presentación en congreso]. VI Congreso de la Sociedad Colombiana de Fitomejoramiento y Producción de Cultivos, Villavicencio, Meta, Colombia. <https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/35610/25554.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Aranzazu, F., Valencia, J. A., Zuluaga, E., Castrillón, C., Castellanos, P. A., Bolaños, M. M., Arcila, M. I., & Muñoz, C. I. (2003). *Validación y ajuste de tecnología para el manejo integrado de las sigatokas amarilla y negra del cultivo de plátano, en el Eje Cafetero, bajo la modalidad de parcelas en coautoría con productores e instituciones*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica). <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/1311>

Aranzazu Hernández, L. F. (2002). *Enfermedades del cultivo de plátano y su manejo integral: Módulo VII. Capacitación tecnológica para la producción del cultivo de plátano en el Eje Cafetero*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica). <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/16684>

Arcila Pulgarín, M. I., Aranzazu Hernández, L. F., Castrillón Arias, C., Valencia Montoya, J. A., Bolaños Benavides, M. M., & Castellanos Castellanos, A. (1999). *El cultivo del plátano*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica). https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/2095/40195_24824.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Arcila Pulgarín, M. I., Valencia Montoya, J. A., & Aranzazu-Hernández, F. (2002). Multiplicación rápida de semilla vegetativa por inducción de rebrotes. En F. E. Rosales, & L. E. Pocasangre Enamorado (Eds.), *Oferta tecnológica de banano y plátano para América Latina y el Caribe: una contribución de MusaLAC a la investigación y desarrollo de las musáceas* (pp. 32-33). Inibap. https://www.musalit.org/viewPdf.php?file=IN020061_spa.pdf&id=6890

Arenas Rubio, I., Del Toro Aparicio, J. M., Moreno Pérez, S., Hernández Nopsa, J. F., Gutiérrez Berdugo, I. A., Berrocal Atilano, J. H., Guzmán Sánchez, L. F., Medina Mérida, M. J., Aguilar Aguilar, P. A., Soto Macea, R. J., Montero Cantillo, Y. D., & Ramírez Durán, J. (2022). *Manual técnico para la producción de semilla de guandul (Cajanus cajan (L.) Huth) en Colombia*. Corporación Colombiana

de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://doi.org/10.21930/agrosavia.manual.7405255>

Argüello Tovar, J. O. (1996). *Calidad de agua para riego*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/37104>

Arias, J. C., Berrio, J., Duque, A. L., & Cayón Salinas, G. A. (2000). Determinación de la calidad del plátano Dominicano hartón (*Musa AAB Simmonds*) producido en el municipio de Montenegro (Quindío). https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/17599/42108_45759.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Aristizábal, M., & Jaramillo, C. (2010). Identificación y descripción de las etapas de crecimiento del plátano Dominicano Hartón (*Musa AAB*). *Agronomía*, 18(1), 29-40. https://www.researchgate.net/publication/221719399_Identificacion_y_descripcion_de_las_etapas_de_crecimiento_del_platano_Dominico_Hartón_Musa_AaA

Aristizábal Loaiza, M. (2013). Tiempo de almacenamiento del cormo y su efecto en el crecimiento y producción de plátano (*Musa AAB*) Dominicano Hartón. *Acta Agronómica*, 62(4), 304-311. <https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/42592>

Arriagada Ríos, V. L. (2011). *Manual de inspección fitosanitaria*. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). <https://www.fao.org/3/i0805s/i0805s.pdf>

Ayala, C. (2016). *Manual de procedimientos para la certificación oficial de semillas*. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). <https://www.fao.org/publications/card/es/c/e306eded-7ef4-411f-bfe6-116fc586ef6b/>

Barrera, J. L., Cardona, C. E., & Cayón, D. G. (2011). *El cultivo de plátano (*Musa AAB Simmonds*): ecofisiología y manejo cultural sostenible*. Editorial Zenú. <https://editorialzenu.com/images/1467833541.pdf>

Bautista-Montealegre, L. G., Bolaños-Benavides, M. M., Abaunza-González, C. A., Argüelles-Cárdenas, J. H., & Forero-Camacho, C. A. (2016). Moko de plátano y su relación con propiedades físicas y químicas en suelos del departamento de Quindío, Colombia. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 10(2), 273-283. <http://dx.doi.org/10.17584/rcch.2016v10i2.5066>

Becerra Campiño, J. J., Rodríguez Yzquierdo, G. A., Alzate Henao, S. V., Miranda Salas, T. C., Tibaduiza Castañeda, L. P., & Cañar Serna, D. Y. (2019). *Manual técnico para la producción de semilla de plátano Hartón Llanero en los Llanos Orientales*.

Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/35703/35703.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Belalcázar Carvajal, S. (1999). *El cultivo de plátano: guía práctica*. Inibap.

Belalcázar Carvajal, S. (Ed.). (1996). *Plagas y enfermedades del plátano*. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA).

Belalcázar Carvajal, S. L. (1991). *El cultivo del plátano (Musa AAB Simmonds) en el trópico*. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA); Centro Internacional de Investigación para el Desarrollo (CIID); Comité Departamental de Cafeteros del Quindío; Red Internacional para el Mejoramiento del Banano y el Plátano (Inibap).

Belalcázar Carvajal, S. L., & Valencia Montoya, J. A. (1998). *Comportamiento de variedades de plátano*. <http://hdl.handle.net/20.500.12324/16652>

Belalcázar Carvajal, S. L., Valencia Montoya, J. A., & Arcila Pulgarín, M. I. (1998). *Conservación y evaluación de la Colección Colombiana de Musáceas*. <http://hdl.handle.net/20.500.12324/16651>

Blomme, G., Dita, M., Jacobsen, K. S., Pérez Vicente, L., Molina, A., Ocimati, W., Poussier, S., & Prior, P. (2017). Bacterial diseases of bananas and enset: Current state of knowledge and integrated approaches toward sustainable management. *Frontiers in Plant Science*, 8. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01290>

Braicovich, B. (2011). *Solarización*. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Informe INTA Bordenave.

Buddenhagen, C. E., Hernandez Nopsa, J. F., Andersen, K. F., Andrade-Piedra, J., Forbes, G. A., Kromann, P., Thomas-Sharma, S., Useche, P., & Garrett, K. A. (2017). Epidemic network analysis for mitigation of invasive pathogens in seed systems: Potato in Ecuador. *Phytopathology*, 107(10), 1.209-1.218. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-03-17-0108-FI>

Buitrago-Bitar, M. A., Enríquez-Valencia, A. L., Londoño-Caicedo, J. M., Muñoz-Flórez, J. E., Villegas-Estrada, B., & Santana-Fonseca, G. E. (2020). Caracterización molecular y morfológica de cultivares de Musa spp. (Zingiberales: Musaceae). *Boletín Científico. Centro de Museos. Museo de Historia Natural. Universidad de Caldas*, 24(1), 33-47. <https://doi.org/10.17151/bccm.2020.24.1.2>

Burdon, J. J., & Zhan, J. (2020). Climate change and disease in plant communities. *PLoS Biology*, 18(11), artículo e3000949. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.3000949>

Buriticá Céspedes, P. E. (1999a). *Directorio de patógenos y enfermedades de las plantas de importancia económica en Colombia*. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA); Universidad Nacional de Colombia. <http://hdl.handle.net/20.500.12324/16404>

Buriticá Céspedes, P. E. (1999b). *Las enfermedades de las plantas y su ciencia en Colombia*. Universidad Nacional de Colombia.

Bustillo, A. E. (1976). Lista de áfidos (Homóptera: Aphididae) y sus huéspedes registrados en Colombia. *Boletín Técnico [del ICA]*, (44). <https://doi.org/10.13140/RG.2.1.1716.1128>

CABI. (2022). *Invasive species compendium*. www.cabi.org/isc

Caicedo Arana, Á. (2015). *Caracterización y evaluación morfológica, física y química de introducciones del Banco de Germoplasma de Musáceas en el Centro de Investigación Corpoica Palmira* [tesis de maestría, Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira]. https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/58986/Alvaro_Caicedo_Arana.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Canals, R. M., Peralta, J., & Zubiri, E. (2019). Glosario botánico. *Herbario de la Universidad Pública de Navarra*. https://www.unavarra.es/herbario/pratenses/htm/glosario_bot.htm

Cañar Serna, D. Y., Tibaduiza Castañeda, L. P., Sarmiento Moreno, L. F., Medina Mérida, M. J., López Rebolledo, L. A., & Sepúlveda Forero, J. L. (2022). *Conceptos básicos de trazabilidad en la producción de semillas para pequeños y medianos agricultores*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://doi.org/10.21930/agrosavia.manual.7405149>

Cañar Serna, D. Y., Tibaduiza Castañeda, L. P., Sarmiento Moreno, L. F., Medina Mérida, M. J., Sepúlveda Forero, J. L., & López Rebolledo, L. A. (2020). *Sistema de trazabilidad para productores de semilla: conceptos esenciales*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://doi.org/10.21930/agrosavia.brochure.7403497>

Cárdenas Murillo, R., & Posada-Flórez, F. J. (2001). *Los insectos y otros habitantes de cafetales y platanales*. Cenicafé. https://www.researchgate.net/profile/Francisco_Posada-Florez/publication/260105633_Los_insectos_y_otros_habitantes_de_cafetales_y_platanales/links/0c9605393bf55270f7000000/Los-insectos-y-otros-habitantes-de-cafetales-y-platanales.pdf

- Cardona, J. E., Valencia, J. A., & Wagner-Medina, E. (2019). *Producción de semilla de calidad de plátano subgrupo Plátano (Dominico Hartón y Hartón): plántulas y establecimiento de HB y HMI* [Documento interno de trabajo]. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA).
- Cardona, W. A., Morales Osorno, H., Bautista Montealegre, L. G., Ospina Parra, C. E., Valencia Montoya, J. A., Bolaños Benavides, M. M., Contreras Santos, J. L., Londoño Bonilla, M. de J., & Monroy Cárdenas, D. M. (2020). *Recomendaciones tecnológicas para el cultivo de plátano con destino a mercados especializados: densidades de siembra, fertilización y picudos*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://doi.org/10.21930/agrosavia.nbook.7404418>
- Cayón Salina, D. G., Giraldo Giraldo, G. A., & Arcila Pulgarín, M. I. (2000). *Post cosecha y agroindustria del plátano en el Eje Cafetero de Colombia*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica). <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/17940>
- Chávez-Aguilera, N., Romantchik-Kriuchkova, E., Gracia-López, C., Acosta Ramos, M., & López-Romero, E. (2010). Diseño, construcción y evaluación de un equipo tipo baúl para desinfección de sustratos agrícolas con calor. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 1(1), 17-26. <https://www.scielo.org.mx/pdf/remexca/v1n1/v1n1a2.pdf>
- Cherubin, M. R., Karlen, D. L., Cerri, C. E. P., Franco, A. L. C., Tormena, C. A., Davies, C. A., & Cerri, C. C. (2016). Soil quality indexing strategies for evaluating sugarcane expansion in Brazil. *PloS ONE*, 11(3), artículo e0150860. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0150860>
- Constantino Chuaire, L. M., Gil Palacio, Z. N., Benavides Machado, P., Martínez, H., Giraldo Jaramillo, M., & Villegas García, C. (2013). Otros habitantes naturales del cafetal. En Cenicafé (Ed.), *Manual del cafetero colombiano: investigación y tecnología para la sostenibilidad de la caficultura* (vol. 2, pp. 261-306). Federación Nacional de Cafeteros (FNC). https://biblioteca.cenicafe.org/bits-tream/10778/4341/1/cenbook-0026_25.pdf
- Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). (s.f.). Colección Taxonómica Nacional de Insectos Luis María Murillo (CTNI). Colección Taxonómica Central. <https://www.agrosavia.co/ctni>
- Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). (2019a). *Ficha técnica plátano (*Musa sp.*), variedad Dominico Hartón, Plan Semilla* [documento interno de trabajo].

Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). (2019b). *Informe final de meta ID4368 "AV17 – Plátano. Modelo para la producción de semillas de calidad Fase IV", ANEXO_5_PNSemilla_Platano_Modelo de Producción Semilla* [Documento interno de trabajo].

Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica). (2017). Informe final: *Plan de choque con validación y ajuste de tecnologías emergentes en el cultivo de plátano en Colombia* [informe final de macroproyecto; documento interno].

Corporación PBA. (2012). *Cartilla: Manejo tecnológico del cultivo de plátano.* <http://www.corporacionpba.org/portal/sites/default/files/Manejo%20tecnol%C3%B3gico%20del%20cultivo%20de%20pl%C3%A1tano.pdf>

Corrales Ramírez, L. C., Caycedo Lozano, L., Gómez Méndez, M. A., Ramos Rojas, S. J., & Rodríguez Torres, J. N. (2017). *Bacillus spp: una alternativa para la promoción vegetal por dos caminos enzimáticos.* *Nova*, 15(27), 45-65. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S1794-24702017000100046&lng=en&nrm=iso&tlang=es#:~:text=El%20g%C3%A9nero%20Bacillus%20es%20secretor,fijaci%C3%B3n%20de%20nitr%C3%B3geno%20cuando%20hace

Cortéz-Madrigal, H., Martínez-López, M. C., Reyes-Izquierdo, F., & Ortega-Arenas, L. D. (2008). Primer registro de *Lecanoideus floccissimus* (Hemiptera: Aleyrodidae) en cacao de Tabasco, México. *Revista Colombiana de Entomología*, 34(1), 33-40. <https://revistacolombianaentomologia.univalle.edu.co/index.php/SOCOLEN/article/download/9248/11718/28735>

Coto, J. (2009). *Guía para multiplicación rápida de cormos de plátano y banano.* Fundación Hondureña de Investigación Agrícola (FHIA). <https://www.musallit.org/seeMore.php?id=5719>

Croft, M. M., Marshall, M. I., Odendo, M., Ndinya, C., Ondego, N. N., Obura, P., & Hailett, S. G. (2018). Formal and informal seed systems in Kenya: Supporting indigenous vegetable seed quality. *The Journal of Development Studies*, 54(4), 758-775. <https://doi.org/10.1080/00220388.2017.1308487>

Cuellas, M., Amoia, P., & Delmazzo, P. (2019). Efecto de diferentes tratamientos de desinfección del suelo sobre las propiedades edáficas. *Chilean Journal of Agricultural & Animal Sciences*, 35(1), 26-37. <http://dx.doi.org/10.4067/S0719-38902019005000103>

DANE. (2016). *Boletín mensual: Insumos y factores asociados a la producción agropecuaria.* https://www.dane.gov.co/files/investigaciones/agropecuario/sipsa/Bol_Insumos_sep_2016.pdf

- Daniells, J., Jenny, C., Karamura, D., & Tomekpe, K. (2001). *Musalogue: A catalogue of Musa germplasm. Diversity in the genus Musa*. Inibap. <https://cgospace.cgiar.org/handle/10568/105390>
- De La Pava Suárez, N., García Sarabia, M. A., Brochero Bustamante, C. E., & Sélvula Cano, P. A. (2020). Registros de Dryophthorinae (Coleoptera: Curculionidae) de la costa Caribe colombiana. *Acta Biológica Colombiana*, 25(1), 96-103. <https://doi.org/10.15446/abc.v25n1.77797>
- De Langhe, E. (1961). La Phyllotaxie du bananier et ses conséquences pour la compréhension du système rejetonnant. *Fruits*, 16(9), 429-441. <https://revues.cirad.fr/index.php/fruits/article/view/33231>
- De Langhe, E. (1996). *Banana and plantain: The earliest fruit crop? [focus paper]*. Inibap.
- Dickey, R. S., & Victoria, J. I. (1980). Taxonomy and emended description of strains of *Erwinia* isolated from *Musa paradisiaca* Linnaeus. *International Journal of Systematic Bacteriology*, 30(1), 129-134. <https://doi.org/10.1099/00207713-30-1-129>
- Dita, M., Barquero, M., Heck, D., Mizubuti, E. S. G., & Staver, C. P. (2018). Fusarium wilt of banana: Current knowledge on epidemiology and research needs toward sustainable disease management. *Frontiers in Plant Science*, 9, artículo 1468. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.01468>
- Duffus, C. M., & Slaughter, J. C. (1980). *Seeds and their uses*. John Wiley & Sons.
- Duque Gamboa, D. N., Caicedo Vallejo, A. N., Montoya-Lerma, J., Vallejo Espinosa, L. F., & Muñoz Flórez, J. E. (2012). Caracterización molecular del complejo picudo de plátano (Coleóptera: Curculionidae), géneros Cosmopolites y Metamasius, en tres localidades de Colombia. *Acta Agronómica*, (número especial). <https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/74065>
- Ebratt-Ravelo, E. E., Castro-Avila, A. P., Vaca-Uribe, J. L., Corredor-Pardo, D., Hancke, T., & Goldarazena, A. (2019). Composition and structure of Thripidae populations in crops of three geographical regions in Colombia. *Journal of Insect Science*, 19(1). <https://doi.org/10.1093/jisesa/iez009>
- EPPO. (2022). *EPPO global dataset*. <https://gd.eppo.int>
- Evans, G. A. (2008). *The whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of the world and their host plants and natural enemies*. USDA; Animal Plant Health Inspection Service (Aphis). https://keys.lucidcentral.org/keys/v3/whitefly/PDF_PwP%20ETC/world-whitefly-catalog-Evans.pdf

Fedeplacol. (2017). ¿Cómo producir materiales de siembra? <https://fedeplacol.com/como-producir-material/#:~:text=Seleccionar%20las%20plantas%20de%20mejor,el%20rebrote%20de%20las%20yemas>.

Fernández, F., Castro-Huertas, V., & Serna, F. (2015). *Hormigas cortadoras de hojas de Colombia: Acromyrmex & Atta (Hymenoptera: Formicidae)*. Universidad Nacional de Colombia. https://www.antwiki.org/wiki/images/0/06/Fernandez_et_al_2015_atta_and_acromyrmex_of_colombia.pdf

Flórez Gómez, D. L., Ramírez Durán, J., & Hernandez Nopsa, J. F. (2019, 7-10 de octubre). *Esquemas de aseguramiento de la calidad como herramienta fundamental para la producción de semilla [paper]*. XXIII Reunión Latinoamericana del Maíz y IV Congreso de Semillas, Montería, Córdoba, Colombia.

Forero Castañeda, Y. V. (2017). *Acompañamiento a los agricultores de La Vega - Cundinamarca en el proyecto validación de estrategias tecnológicas para el cultivo de plátano del Corredor Tecnológico Agroindustrial (cta) mediante la implementación de la metodología pipa* [tesis de grado, Universidad de Cundinamarca]. <https://repositorio.ucundinamarca.edu.co/handle/20.500.12558/629>

Gallego, F. L. (1967). Lista preliminar de insectos de importancia económica y secundarios, que afectan los principales cultivos, animales domésticos y al hombre, en Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 26(65), 32-66. <https://revistas.unal.edu.co/index.php/refame/article/view/29108>

Gallego, F. L. (1969). Lista preliminar de insectos de importancia económica y secundarios, que afectan los principales cultivos, animales domésticos y al hombre en Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 26(67), 39-52. <https://revistas.unal.edu.co/index.php/refame/article/view/29669/29925>

García Morales, M., Denno, B. D., Miller, D. R., Miller, G. L., Ben-Dov, Y., & Hardy, N. B. (2016). ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics. *Database (Oxford)*, 2016, 1-5. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4747323/pdf/bav118.pdf>

Garrett, K. A., Forbes, G. A., Savary, S., Skelsey, P., Sparks, A. H., Valdivia, C., Van Bruggen, A. H. C., Willocquet, L., Djurle, A., Duveiller, E., Eckersten, H., Pande, S., Vera Cruz, C., & Yuen, J. (2011). Complexity in climate-change impacts: An analytical framework for effects mediated by plant disease. *Plant Pathology*, 60(1), 15-30. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2010.02409.x>

- Garrett, K. A., Thomas-Sharma, S., Forbes, G. A., & Hernandez Nopsa, J. F. (2014). Climate change and plant pathogen invasions. En L. H. Ziska, & J. S. Dukes (Eds.), *Invasive species and global climate change*(2.^a ed., pp. 22-49). CABI. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/10.1079/9781780641645.0000>
- Garrett, K. A., Thomas-Sharma, S., Forbes, G. A., Hernandez Nopsa, J. F., & Plex Sulá, A. (2023). Climate change and plant pathogen invasions. En L. H. Ziska (Ed.), *Invasive species and global climate change* (pp. 22-49, 2nd Ed). CABI.
- GBIF. (2021a). *Aleuroplatus* Quaintance & Baker, 1914. GBIF Secretariat. <https://www.gbif.org/species/4771622>
- GBIF. (2021b). *Atta colombica*. GBIF Secretariat. <https://www.gbif.org/species/10197841>
- GBIF. (2021c). *Metamasius hebetatus* Champion, 1910. GBIF Secretariat. <https://www.gbif.org/species/1170702>
- GBIF. (2021d). *Metamasius submaculatus* G.C.Champion, 1910. GBIF Secretariat. <https://www.gbif.org/es/species/1170733>
- GBIF. (2021e). *Neochavesia caldasiae* (Balachowsky, 1957). GBIF Secretariat. <https://www.gbif.org/es/species/2092646>
- GBIF. (2021f). *Opsiphanes bogotanus* Distant, 1875. GBIF Secretariat. <https://www.gbif.org/species/1915449>
- GBIF. (2021g). *Pseudischnaspis acephala* Ferris, 1941. GBIF Secretariat. <https://www.gbif.org/es/species/2083509>
- GBIF. (2022a). *Antichloris viridis* Druce, 1884. GBIF Secretariat. <https://www.gbif.org/species/176462132>
- GBIF. (2022b). *Dickeya paradisiaca*. GBIF Secretariat. <https://doi.org/10.15468/39omei>
- Gómez, D., & Rengifo, L. M. (2017). *Diseño de cámara térmica automatizada para la producción de colinos de plátano* [tesis de grado, Universidad Tecnológica de Pereira]. <https://repositorio.utp.edu.co/items/49ad3646-71f6-480c-8a79-3723ad76fa69>
- Gómez, E. A., Álvarez, E., & Llano, G. (2004). Identificación y caracterización de cepas de Ralstonia solanacearum raza 2, agente causante del moko del plátano en Colombia. *Fitopatología Colombiana*, 28(2), 71-75. http://ciat-library.ciat.cgiar.org/Articulos_Ciat/cepas_ralstonia_Moko%20_2.pdf
- Gómez, E. A., Álvarez, E., & Llano, G. (2006). Variabilidad genética de Ralstonia solanacearum raza 2, agente causante del moko de plátano en Colombia. *Fitopatología Colombiana*, 30(1), 1-7. <https://>

ascolfi.org/download/2006-fitopatocol-v30-1/?wpdmdl=881&refres-h=64a44302e10bd1688486658

González, C., Aristizábal, M., & Aristizábal, J. C. (2007). Dinámica poblacional de picudos en plátano (*Musa AAB*) Dominico Hartón. *Agronomía*, 15(2), 33-38. https://www.researchgate.net/publication/200678852_Dinamica_poblacional_de_picudos_del_platano_Musa_AAB_Dominico_Harton

González Cardona, C., Aristizábal Hincapié, J. C., & Aristizábal Loiza, M. (2009). Evaluación biológica del manejo de picudos y nematodos fitopatógenos en plátano (*Musa AAB*). *Acta Agronómica*, 58(4), 260-269. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-28122009000400005

Grisales, F. L. (1997). Observaciones sobre el comportamiento agronómico de algunas musáceas en la zona cafetera. *Avances Técnicos Cenicafé*, 239, 1-8. https://www.cenicafe.org/es/index.php/nuestras_publicaciones/avances_tecnicos/avance_tecnico_0239

Grisales, F. L. (2000). Producción de semilla de plátano en almácigos. *Avances Técnicos Cenicafé*, 277, 1-4. http://kimera.com/data/redlocal/ver_demos/RLCF/RECURSOS/BIBLIOTECA%20CAFETERA/H%20-%20CULTIVOS%20ASOCIADOS/AT%20277ok%20produccion%20semillas%20platano%20almacigo.pdf

Grisales, F. L., & Lescot, T. (1993). Plátanos en la zona central de Colombia. *Revista Infomusa*, 2(2), 11-12. <http://hdl.handle.net/20.500.12324/16614>

Gullino, M. L., & Munkvold, G. (Eds.). (2014). *Global perspectives on the health of seeds and plant propagation material*. Springer. <https://link.springer.com/book/10.1007/978-94-017-9389-6>

Guzmán, M. (2003, 11-13 de agosto). *Situación de la Sigatoka negra en banano y plátano en el trópico americano [paper]*. Taller “Manejo convencional y alternativo de la Sigatoka negra, nematodos y otras plagas asociadas al cultivo de musáceas en los trópicos”, Guayaquil, Ecuador. <https://www.musalit.org/seeMore.php?id=8708>

Guzmán, Ó.A., Castaño, J., & Villegas, B. (2012). Efecto de la limpieza sanitaria de cormos de plátano (*Musa AAB Simmonds*) sobre nematodos fitoparásitos. *Revisita U.D.C.A. Actualidad & Divulgación Científica*, 15(1), 87-95. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0123-42262012000100010#:~:text=Los%20resultados%20demostraron%20que%20la,llevar%20material%20sano%20al%20campo

Guzmán Piedrahita, Ó. A. (2011). El nematodo barrenador (*Radopholus similis* [COBB] Thorne) del banano y plátano. *Luna Azul*, (33), 137-153. <https://>

pesquisa.bvsalud.org/portal/resource/pt/lil-659376#:~:text=Radopholus%20similis%20es%20un%20nematodo,entre%20el%2020%20y%20100%25.

Guzmán Piedrahita, Ó. A., Castaño Zapata, J., & Villegas Estrada, B. (2012). Efectividad de la sanidad de cormos de plátano Dominico Hartón (*Musa AAB Simmonds*), sobre nematodos fitoparásitos y rendimiento del cultivo. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 36(138), 45-55. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0370-39082012000100005

Harris, J. G., & Harris, M. W. (2013). *Plant identification terminology: An illustrated glossary* (2.^aed.). Spring Lake.

Hauser, S. (2000). Effects of fertilizer and hot-water treatment upon establishment, survival and yield of plantain (*Musa spp.*, AAB, French). *Field Crops Research*, 66(3), 213-223. [https://doi.org/10.1016/S0378-4290\(00\)00071-X](https://doi.org/10.1016/S0378-4290(00)00071-X)

Hauser, S. (2007). Plantain (*Musa spp. AAB*) bunch yield and root health response to combinations of physical, thermal and chemical sucker sanitation measures. *African Plant Protection*, 13(1), 1-15. https://www.researchgate.net/publication/231554011_Plantain_Musa_sp_AAB_bunch_yield_and_root_health_response_to_combinations_of_physical_thermal_and_chemical_sucker_sanitation_measures

Hernández, J. C., Gómez, J. A., & Arcila, M. I. (1995). Comportamiento agro-económico de plántulas de plátano clon Dominico Hartón *Musa AAB Simmonds*, manejada bajo condiciones de almácigo. En S. Belalcázar Carvajal, O. Jaramillo García, J. A. Valencia Montoya, M. I. Arcila Pulgarín, H. Mejía Echeverry, & H. García Rojas (Eds.), *Mejoramiento de la producción del cultivo de plátano* (pp. 41-54). Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica). <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/12779?locale-attribute=en>

Hernández Nopsa, J. F. (2018). Cambio climático, epidemiología vegetal y control biológico de fitopatógenos. En A. M. Cotes (Ed.), *Control biológico de fitopatógenos, insectos y ácaros* (vol. 2, pp. 1.014-1.033). Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/33519>

Hernández Nopsa, J. F. (2019, 18-20 de septiembre). *¿Cómo mejorar la calidad de la semilla en Colombia? Los modelos de redes y los Esquemas de Aseguramiento de la Calidad [paper]*. XXXIV Congreso Colombiano de Fitopatología y Ciencias Afines, Bogotá, Colombia.

Hernández Nopsa, J. F., Avendaño Avendaño, D. F., Deantonio Florido, L. Y., Lesmes Suárez, J. C., Liberato Guío, S. A., Martínez Morales, J. A., Martínez Rubio, C. A., Torres, N., Sánchez León, G. D., Uribe, A. F., & Ramírez Durán, J. (2018). *Esquemas de Aseguramiento Sanitario (EAS) en semilla de papa y caña panelera: ¿cómo mejorar la calidad fitosanitaria de su producción?* Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). https://www.researchgate.net/profile/John-Martinez-29/publication/352651410_Esquema_de_aseguramiento_sanitario_EAS_en_semilla_de_papa_y_cana_panelera_Como_mejorar_la_calidad_fitosanitaria_de_su_produccion/links/60d1f4f845851566d580ab1d/Esquema-de-aseguramiento-sanitario-EAS-en-semilla-de-papa-y-cana-panelera-Como-mejorar-la-calidad-fitosanitaria-de-su-produccion.pdf

Hernández Nopsa, J. F., Daglish, G. J., Hagstrum, D. W., Leslie, J. F., Phillips, T. W., Scoglio, C., Thomas-Sharma, S., Walter, G. H., & Garrett, K. A. (2015). Ecological networks in stored grain: Key postharvest nodes for emerging pests, pathogens, and mycotoxins. *BioScience*, 65(10), 985-1.002. <https://doi.org/10.1093/biosci/biv122>

Hernández Nopsa, J. F., Ramírez Durán, J., & Aristizábal Quintero, D. (2018, 8-9 de noviembre). *¿Calidad de semilla? Los Esquemas de Aseguramiento Sanitario (EAS) como herramienta para mejorar la calidad fitosanitaria en la producción de semillas* [presentación en congreso]. Tercer Congreso Nacional de Semillas, Bogotá, Colombia.

Hernández Nopsa, J. F., Thomas-Sharma, S., & Garrett, K. A. (2014). Climate change and plant disease. En N. K. Van Alfen (Ed.), *Encyclopedia of agriculture and food systems* (vol. 2, pp. 232-243). <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-52512-3.00004-8>

Higgins, J., Osorio-Guarín, J., Toloza, D., Yockteng, R., & De Vega, J. (2022). *Unravelling the genetic diversity and intergenomic recombination of a Musa germplasm collection* [documento no publicado].

Hugouvieux-Cotte-Pattat, N., Des-Combes, C. J., Briolay, J., & Pritchard, L. (2021). Proposal for the creation of a new genus *Musicola* gen. nov., reclassification of *Dickeya paradisiaca* (Samson et al. 2005) as *Musicola paradisiaca* comb. nov. and description of a new species *Musicola keenii* sp. nov. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 71(10), 1.466-5.034. <https://doi.org/10.1099/ijsem.0.005037>

Icontec. (2012). Guía para la identificación de los peligros y la valoración de los riesgos en seguridad y salud ocupacional. *Guía Técnica Colombiana*, 45. <https://repository.udistrital.edu.co/bitstream/handle/11349/6034/>

ParraCuestaDianaMarcelaVasquezVeraErikaVanessa2016-AnexoA.pdf;jsessionid=AF2FDD0C223D2D8155B887BCDD3942F0?sequence=2

Index Fungorum. (2022). Index Fungorum. www.indexfungorum.org

Inibap. (1995). *The global banana and plantain network* [reporte].

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (s.f.). Protección vegetal. <https://www.ica.gov.co/areas/agricola>

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (1992). Fertilización en diversos cultivos: quinta aproximación. *Manual de Asistencia Técnica*, (25). https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/14124/27733_16902.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2009, 26 de agosto). Resolución 3180 de 2009. Por medio de la cual se establecen los requisitos y procedimientos para la producción y distribución de material de propagación de frutales en el territorio nacional y se dictan otras disposiciones). https://www.icbf.gov.co/cargues/avance/docs/resolucion_ica_3180_2009.htm

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2014, 30 de octubre). Resolución 3495 de 2014. Por medio de la cual se declara el Estado Emergencia Fitosanitaria en los departamentos de Quindío y Risaralda, por la presencia de la plaga conocida como Mosca Blanca Espiral (*Aleurodinus floccissimus*) en los cultivos de plátano y banano. https://www.redjurista.com/Documents/resolucion_3495_de_2014_ica_-_instituto_colombiano_agropecuario.aspx#/

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2015a, 7 de septiembre). Resolución 3168 de 2015. Por medio de la cual se reglamenta y controla la producción, importación y exportación de semillas producto del mejoramiento genético para la comercialización y siembra en el país, así como el registro de las unidades de evaluación agronómica y/o unidades de investigación en fitomejoramiento y se dictan otras disposiciones. <https://www.ica.gov.co/getattachment/4e8c3698-8fc8-4e42-80e7-a6c7acde9bf8/2015R3168.aspx>

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2015b, 17 de diciembre). Resolución 3888 de 2015. Por medio de la cual se adiciona un artículo transitorio y se modifica la Resolución ICA 3168 de 2015. <https://www.ica.gov.co/getattachment/f900cb7d-cde7-4017-b449-088f0aeaf62b/2015R3888.aspx>

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2020a, 21 de mayo). Resolución 68180 de 2020. Por medio de la cual se establecen medidas fitosanitarias complementarias para contener la dispersión del hongo *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* raza 4 tropical – Foc R4T (recientemente clasificado

como *Fusarium odoratissimum* Maryani, Lombard, Kema & Crous, 2019) desde zonas afectadas hacia otras zonas productoras de banano y plátano del territorio nacional. <https://www.ica.gov.co/getattachment/8dc-0fab6-42c2-4e2a-9845-5e9a9911c685/2020R68180.aspx>

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2020b, 25 de noviembre). Resolución 780006 de 2020. Por medio de la cual se establecen los requisitos para el registro de viveros y/o huertos básicos dedicados a la producción y comercialización de material vegetal de propagación para la siembra en el país. <https://www.ica.gov.co/getattachment/56d15d28-b186-498e-bc07-7a6fc-f65fb2c/2020R78006.aspx>

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2021a, 17 de marzo). Resolución 092770. Por medio de la cual se establecen las medidas fitosanitarias para prevenir la diseminación en el territorio nacional de la enfermedad conocida como Moko del plátano y banano, ocasionada por la bacteria *Ralstonia solanacearum* Filotipo II secuevares 3, 4 y 6. <https://www.ica.gov.co/getattachment/39d139a5-e5be-4022-ab71-0cacf31fc1bb/2021R92770.aspx>

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2021b, 8 de abril). Resolución 095026. Por medio de la cual se declara la región de Urabá como área libre de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* Raza 4 Tropical – Foc-R4T (recientemente clasificado como *Fusarium odoratissimum* Maryani, Lombard, Kema & Crous, 2019) y se establecen las medidas fitosanitarias para su mantenimiento. <https://www.ica.gov.co/getattachment/128a5531-f3e4-41fb-959d-95b49fd-f2edc/2021R95026.aspx>

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2021c, 24 de diciembre). Resolución 115686. Por medio de la cual se reglamenta la expedición de la licencia fitosanitaria para la movilización de material vegetal en el territorio nacional. <https://www.ica.gov.co/getattachment/b997ce25-facc-48c6-937c-3c2a69050905/2021R115686.aspx#:~:text=Que%20la%20movilizaci%C3%B3n%20de%20material,zonas%20dentro%20del%20territorio%20nacional>

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2021d). *Viveros registrados-Consolidado-Registrados y productores de semilla seleccionada a marzo 2021.* <https://www.ica.gov.co/getattachment/Areas/Agricola/Servicios/Certificacion-de-Semillas/BASE-DE-DATOS-DE-VIVEROS-REGISTRADOS-CONSOLIDADO-REGISTRADOS-MARZO-2021-pag-web.xlsx.aspx?lang=es-CO>

Instituto Geográfico Agustín Codazzi (IGAC). (1995). *Suelos de Colombia: origen, evolución, clasificación, distribución y uso.* <https://catalogo.sgc.gov.co/cgi-bin/koha/opac-detail.pl?biblionumber=45662>

Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria (INIA). (2018). Solarización: una técnica de manejo integrado de malezas y plagas en horticultura. Serie Técnica INIA, 245. <http://www.inia.uy/publicaciones/documentos%20compartidos/st-245-2018.pdf>

IPPC Secretariat. (2021). *Scientific review of the impact of climate change on plant pests: A global challenge to prevent and mitigate plant-pest risks in agriculture, forestry and ecosystems*. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). <https://reliefweb.int/report/world/scientific-review-impact-climate-change-plant-pests-global-challenge-prevent-and>

Javer Higginson, E. (2007). Reseña de banana streak virus (BSV): características biológicas, epidemiología e importancia económica. *Fitosanidad*, 11(4), 61-69. <https://www.redalyc.org/pdf/2091/209116154012.pdf>

Jimenez Neira, Y., & Alarcón Restrepo, J. J. (2012). *Manejo fitosanitario del cultivo del plátano (Musa spp.): medidas para la temporada invernal*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica). <http://hdl.handle.net/20.500.12324/2280>

Kondo, T., Ramos Portilla, A. A., & Vergara Navarro, E. V. (2008). Updated list of mealybugs and putoids from Colombia (Hemiptera: Pseudococcidae and Putoidae). *Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle*, 9(1), 29-53. <https://bibliotecadigital.univalle.edu.co/bitstream/handle/10893/769/V.9No.1-p.29-53.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Lau, C., Jarvis, A., & Ramírez, J. (2011). Agricultura colombiana: adaptación al cambio climático. *CIAT Políticas en Síntesis*, (1). <https://hdl.handle.net/10568/57475>

Lepoint, P., Iradukunda, F., & Blomme, G. (2013). Macropropagation of *Musa spp.* in Burundi: A preliminary study. En G. Blomme, P. van Asten, & B. Vanlauwe (Eds.), *Banana systems in the humid highlands of Sub-Saharan Africa: Enhancing resilience and productivity* (pp. 58-65). CABI. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/book/10.1079/9781780642314.0000>

Liu, Q., Yuan, Y., Liang, J., Wei, C., Zhang, Q., & Li, H. (2015). Physiological and biochemical characteristics and multilocus sequence analysis of banana soft rot bacteria in China. *Journal of Plant Pathology*, 97(1), 69-75. <https://www.jstor.org/stable/24579132>

López-Alvarez, D., Leiva, A. M., Barrantes, I., Pardo, J. M., Dominguez, V., & Cuellar, W. J. (2020). Complete genome sequence of the plant pathogen *Ralstonia solanacearum* strain CIAT-078, isolated in Colombia, obtained using Oxford

nanopore technology. *Microbiology Resource Announcements*, 9(22), artículo e00448-00420. <https://doi.org/10.1128/MRA.00448-20>

Manzur, D. (2001). Propagación masiva in situ del híbrido de plátano FHIA-20 utilizando bencilaminopurina. *Infomusa*, 10(1), 3-4. <https://catalogos.iidca.csu-ca.org/Record/UNANI.038001>

Marcelino, L., González, V., & Ríos, D. (2012). *Manual técnico. El cultivo de plátano (Musa paradisiaca L.) en Panamá*. Instituto de Investigación Agropecuaria de Panamá (Idiap). <https://chm.cbd.int/api/v2013/documents/05B386D2-5BCD-A52D-6097-F853803CC619/attachments/205364/Cultivo%20de%20platano%20musa%20paradisiaca.pdf>

Martin, J. H., Hernandez-Suarez, E., & Carnero, A. (1997). An introduced new species of Lecanoideus (Homoptera: Aleyrodidae) established and causing economic impact on the Canary Islands. *Journal of Natural History*, 31(8), 1.261-1.272. <https://doi.org/10.1080/00222939700770691>

Martínez, C., Cayón, G., & Ligarreto, G. (2015). Physiological attributes of banana and plantain cultivars of the Colombian Musaceae Collection. *Agronomía Colombiana*, 33(1), 29-35. <https://doi.org/10.15446/agron.colomb.v33n1.45935>

Martínez Pérez, G. J. (2020). *Supervisión en las labores de manejo agronómico del cultivo de plátano (Musa x paradisiaca) en San Juan de Urabá – Antioquia* [tesis de grado, Universidad de Córdoba]. <https://1library.co/document/q7xpnjry-supervision-labores-manejo-agronomico-cultivo-platano-paradisiaca-antioquia.html>

Meadows, D. H. (2008). *Thinking in systems: A Primer*. Chelsea Green Publishing. <https://www.chelseagreen.com/product/thinking-in-systems/>

Medina Muñoz, K. D. (2019). *Manual de buenas prácticas agrícolas enfocadas en el control biológico de la sigatoka amarilla (Mycosphaerella musicola Leach et Mulder) en el cultivo del plátano Dominico Hartón (Musa AAB Simmonds) en la vereda de Cerinza perteneciente al municipio de Vergara, Cundinamarca* [tesis de grado, Universidad Distrital Francisco José de Caldas Bogotá]. <http://hdl.handle.net/11349/22152>

Mekoa, C., & Hauser, S. (2010). Survival and yield of the plantain ‘Ebang’ (*Musa* spp., AAB genome, ‘False Horn’) produced from corm fragment initiated plants and suckers after hot water treatment in Southern Cameroon. *ISHS Acta Horticulturae*, 879, 527-535. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2010.879.57>

Merchán, V., Mayorga, M., & Belalcázar Carvajal, S. L. (1991). Control de enfermedades. En S. J. Belalcázar Carvajal (Ed.), *El cultivo del plátano (Musa AAB*

- Simmonds) en el trópico* (pp. 241-297). Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/12434>
- Mesa, N. C. (1999). Ácaros de importancia agrícola en Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 52(1), 321-363. <https://revistas.unal.edu.co/index.php/refame/article/view/23730>
- Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR). (2018, 28 de mayo). Decreto 931 de 2018. Por el cual se crea el Sistema de Trazabilidad Vegetal y se incluye como Título 11 de la Parte 13 del Libro 2 del Decreto 1071 de 2015, Único Reglamentario del Sector Administrativo Agropecuario, Pesquero y de Desarrollo Rural. <https://www.funcionpublica.gov.co/eva/gestornormativo/norma.php?i=86580>
- Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR). (2020). Reporte: Anuario estadístico del sector agropecuario, Base Agrícola EVA 2007-2019. <https://agronet.gov.co/estadistica/Paginas/home.aspx?cod=1>
- Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR). (2021). *Cadena de plátano: Dirección de Cadenas Agrícolas y Forestales*. <https://es.readkong.com/page/cadena-de-pl-tano-direccion-de-cadenas-agricolas-y-8128481>
- Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR). (2022a). Anuario digital estadístico del año 2019-2021 y Base Agrícola EVA de 2019 a 2021. <https://experience.arcgis.com/experience/17859d5712b046fca6b0df5781e0b560/page/Inicio/>
- Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR). (2022b). Base Agrícola EVA 2007-2018 (P). [https://agronet.gov.co/Lists/Boletin/Attachments/3929/Base%20Agr%C3%ADcola%20EVA%202007-2018%20\(P\).xslb](https://agronet.gov.co/Lists/Boletin/Attachments/3929/Base%20Agr%C3%ADcola%20EVA%202007-2018%20(P).xslb)
- Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR). (2022c). Reporte: Total Crédito Agropecuario por Producto – Finagro. <https://agronet.gov.co/estadistica/Paginas/home.aspx?cod=48>
- Munar-Vivas, O., Morales-Osorio, J. G., & Castañeda-Sánchez, D. A. (2010). Use of field-integrated information in gis-based maps to evaluate Moko disease (*Ralstonia solanacearum*) in banana growing farms in Colombia. *Crop Protection*, 29(9), 936-941. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2010.04.021>
- Múnnera, G. E., Bert, W., & Decraemer, W. (2009). Morphological and molecular characterisation of *Pratylenchus araucensis* n. sp. (Pratylenchidae), a root lesion nematode associated with *Musa* plants in Colombia. *Nematology*, 11(6), 799-813. <https://doi.org/10.1163/156854109X415524>

Méndez Hernández, C., & Rodríguez Serrano, M. (2016). *Deshijado de la platanera. Información técnica*. Agrocabildo, Cabildo de Tenerife. https://www.agrocabildo.org/publica/Publicaciones/subt_596_platanera.pdf

Njukwe, E., Tenkouano, A., & Amah, D. (2006). *Technical manual on banana and plantain seed production*. International Institute of Tropical Agriculture (IITA). <https://www.iita.org/wp-content/uploads/2016/05/Technical-manual-on-banana-and-plantain-seed-production.pdf>

NSHS. (2017). *Phytosanitary Field Inspection Procedures* (Version 1.3). USDA. <https://www.seedhealth.org/files/2019/04/Field-Inspection-Procedures-Version-1.3-04.04.2019.pdf>

Obregón Barrios, M., Rodríguez Gaviria, P. A., Morales Osorio, J. G., & Salazar Yépes, M. (2008). Hospedantes de Ralstonia solanacearum en plantaciones de banano y plátano en Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 61(2), 4.518-4.526. <https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/36983>

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (s.f.). *Seed and seed quality: Technical information for FAO emergency staff*. https://www.fao.org/fileadmin/templates/tc/tce/pdf/Appendix_14_Seed_and_Seed_Quality_for_Emg.pdf

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (2006). Quality declared seed system. *FAO Plant Production and Protection Paper*, 185. <https://www.fao.org/3/a0503e/a0503e.pdf>

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (2010). Seeds in emergencies: A technical handbook. *FAO Plant Production and Protection Paper*, 202. <https://www.fao.org/3/i1816e/i1816e.pdf>

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (2013). Material de propagación de calidad declarada: protocolos y normas para cultivos propagados vegetativamente. *Estudio FAO Producción y Protección Vegetal*, 195. <https://www.fao.org/3/l1195S/i1195s.pdf>

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (2014). *Normas para bancos de germoplasma de recursos fitogenéticos para la alimentación y la agricultura*. <https://www.fao.org/3/i3704s/i3704s.pdf>

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (2016). *Evaluación de la seguridad de semillas: una guía para profesionales*. <https://www.fao.org/3/i5548s/I5548S.pdf>

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (2018). Normas Internacionales para Medidas Fitosanitarias (NIMF 5). *Glosario*

- de términos fitosanitarios.* https://www.ippc.int/static/media/files/publication/es/2018/07/ISPM_05_2018_Es_2018-07-10_PostCPM13.pdf
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (2019). FAOSTAT. Production quantities of plantain and others by country 2017. <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL>
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (2022). FAOSTAT. Cultivos y productos de ganadería. <https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL>: FAO.
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), & AfricaSeeds. (2019). *Materiales para capacitación en semillas. Módulo 3: Control de calidad y certificación de semillas.* <https://www.fao.org/3/ca1492es/CA1492ES.pdf>
- Ortega, D. A. (2009). *Identificación y patogenicidad de especies de Rosellinia asociadas a café y otras especies forestales en la zona central cafetera de Colombia* [tesis de grado, Universidad de Nariño]. <http://sired.udnar.edu.co/id/eprint/5401>
- Pardo Cardona, V. M. (1995). *Hongos fitopatógenos de Colombia*. Universidad Nacional de Colombia. <https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/79887?show=full>
- Pardo-Locarno, L. C., González, J. C., Pérez, C. R., Yepes, F., & Fernández, C. (2012). Escarabajos de importancia agrícola (Coleoptera: Melolonthidae) en la región Caribe colombiana: registros y propuestas de manejo. *Boletín del Museo Entomológico Francisco Luís Gallego*, 4(4), 7-23. <https://docplayer.es/52094417-Escarabajos-de-importancia-agricola-coleoptera-melolonthidae-en-la-region-caribe-colombiana-registros-y-propuestas-de-manejo.html>
- Parra, M. V., Sobrero, M. T., & Pece, M. G. (2015). Solarización: una alternativa de control de malezas para viveristas. *Forestal Veracruzana*, 17(1), 9-16. <https://www.redalyc.org/pdf/497/49742125002.pdf>
- Peláez Herrera, I., & Ponce Orobio, T. (1987). Estudio biológico del gusano canasta en plátano y reconocimiento de sus principales parasitoides. *Revista Asiava*, 20, 32-34. <http://hdl.handle.net/20.500.12324/16712>
- Pérez Cárdenas, J. C., González Herrera, A., & Valencia Hernández, J. G. (2003). *Guía para la producción ambiental del cultivo de plátano*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica). <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/12520>

PLM (Ed.). (2017). *DEAQ. Diccionario de especialidades agroquímicas y fertilizantes* (27.^a ed.).

Posada Ochoa, L. (1989). *Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia* (4.^a ed.).

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). https://bibliotecadigital.uchile.cl/discovery/fulldisplay/alma991005190359703936/56UDC_INST:56UDC_INST

Prieto Romo, J., Morales Osorio, J. G., & Salazar Yepes, M. (2012). Identification of new hosts for *Ralstonia solanacearum* (Smith) race 2 from Colombia. *Revista de Protección Vegetal*, 27(3), 151-161. <http://scielo.sld.cu/pdf/rpv/v27n3/rpv03312.pdf>

ProMusa. (2020, 17 de julio). Plantain subgroup. <https://www.promusa.org/Plantain+subgroup>

Pulido Fonseca, J. I., & Cárdenas Murillo, R. (1979). Biología del gusano cabra de las hojas del plátano *Opsiphanes envirae* Hubner (Lepidoptera:Brassolidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 5(3-4), 45-51. doi:<http://hdl.handle.net/20.500.12324/23733>

Ramírez, C., Castaño, J., Villegas, B., & Aristizábal, M. (2012). Efecto de inductores de resistencia sobre las sigatokas negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) y amarilla (*Mycosphaerella musicola* Leach) en plátano. *Revista U.D.C.A. Actualidad & Divulgación Científica*, 15(2), 363-371. <https://doi.org/10.31910/rudca.v15.n2.2012.836>

Ramírez, J. G., Jaraba, A. B., & Buriticá, P. E. (2014). Manejo de la pudrición acuosa del pseudo-tallo (*Dickeya sp.*) en banano (*Musa sp.*) bajo condiciones de invernadero. *Agronomía Costarricense*, 38(2), 83-92. https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0377-94242014000200007

Ramírez, J. G., Muñoz, M., Patiño, L. F., & Morales, J. G. (2015). Banana Moko disease management with resistance inducers and chlorine dioxide. *Agronomía Colombiana*, 33(2), 194-202. <https://doi.org/10.15446/agron.colomb.v33n2.48663>

Ramírez Durán, J., Cañar Serna, D. Y., Deantonio Florido, L. Y., & Hernández Nopsa, J. F. (2019). *Manual técnico para la producción de plántulas de caña de azúcar para panela a partir de yemas individuales bajo las condiciones agroecológicas del municipio de Barbosa (Santander)*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://doi.org/10.21930/agrosavia.manual-17>

Real Academia Española (RAE). (2014). *Diccionario de la lengua española* (23.^a ed.). <https://dle.rae.es>

- Rendón Ocampo, C. P., Wagner-Medina, E. V., Romero Ávila, J. F., & Santacruz Castro, A. M. (2021). Reflexiones sobre el fortalecimiento del sistema nacional de semilla en Colombia: Plan Semilla 2013-2018. *Textual*, 77, 143-172. <https://doi.org/10.5154/r.textual.2020.77.08>
- Robledo Buriticá, J., Aguirre Alfonso, C. A., & Zapata, J. C. (2019). *Guía ilustrada de enfermedades en postcosecha de frutas y verduras y sus agentes causantes en Colombia*. Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales. https://consultas.bibliovalle.gov.co/cgi-bin/koha/opac-detail.pl?biblionumber=135377&shelfbrowse_itemnumber=209594
- Rodríguez, J. A. (2011). *Desarrollo de un sistema de monitoreo de calidad del suelo: para agroecosistemas de la zona cafetera de Colombia* [tesis de maestría, Universidad Tecnológica de Pereira]. <http://hdl.handle.net/11059/2336>
- Rodríguez González, J. R. (2018). *El cultivo de plátano (Musa paradisiaca) como modelo de producción agrícola para el fortalecimiento de la vereda Monte Adentro, municipio de Saravena* [tesis de grado, Universidad de La Salle]. https://ciencia.lasalle.edu.co/ingenieria_agronomica/94
- Rodríguez Yzquierdo, G. A., Becerra Campiño, J. J., Betancourt Vásquez, M., Miranda Salas, T. C., & Alzáte Henao, S. V. (2019). *Modelo productivo: tecnologías eficientes para la producción de semilla de plátano en los Llanos Orientales*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://doi.org/10.21930/agrosavia.model.7402711>
- Rodríguez Yzquierdo, G. A., Becerra Campiño, J. J., Betancourt Vásquez, M., Miranda Salas, T. C., Alzáte Henao, S. V., Pisco Ortiz, Y. C., & Sandoval Contreras, H. A. (2018). *Modelo productivo para la producción de plátano en los Llanos Orientales*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://doi.org/10.21930/agrosavia.model.7402674>
- Rosales, F., Álvarez, J. M., & Vargas, A. (2010). *Guía práctica para la producción de plátano con altas densidades. Experiencias en América Latina y El Caribe*. Bioversity International; Red Latinoamericana y del Caribe para la Investigación y el Desarrollo de las Musáceas (Musalac). <https://cgospace.cgiar.org/handle/10568/104740>
- Ruas, M., Guignon, V., Sempere, G., Sardos, J., Hueber, Y., Duvergey, H., Andrieu, A., Chase, R., Jenny, C., Hazekamp, T., Irish, B., Jelali, K., Adeka, J., Ayala-Silva, T., Chao, C. P., Daniells, J., Dowiya, B., Effa effa, B., Gueco, L., ... Rouard, M. (2017). MGIS: Managing banana (*Musa* spp.) genetic resources information and high-throughput genotyping data. *Database (Oxford)*, 2017. <https://doi.org/10.1093/database/bax046>

Rubiano Moncada, J., & Ospina Flores, J. A. (2019). *Evaluación de bio-estimulantes en la propagación intensiva de semilla plátano Dominico Hartón en almácigo bajo cubierta plástica* [tesis de grado, Universidad Nacional Abierta y a Distancia]. <https://repository.unad.edu.co/handle/10596/26655>

Ruiz, C., Gómez, M., & Villamizar, L. (2015). Prototipo de formulación y atmósfera de empaque para la cepa antagonista *Pseudomonas fluorescens* Ps006. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 17(2), 95-102. <https://doi.org/10.15446/rev.colomb.biote.v17n2.54282>

Sadeghian, S. (2010). *La materia orgánica: componente esencial en la sostenibilidad de los agroecosistemas cafeteros*. Cenicafé. <https://biblioteca.cenicafe.org/bitstream/10778/1113/3/libroMO.pdf>

Salazar, L. F., & Hincapié, E. (2007). Las arvenses y su manejo en los cafetales. En H. F. Ospina, & S. M. Marín (Eds.), *Sistemas de producción de café en Colombia* (pp. 101-130). Federación Nacional de Cafeteros de Colombia; Cenicafé. <https://www.cenicafe.org/es/documents/LibroSistemasProduccionCapitulo5.pdf>

Samson, R., Legendre, J. B., Christen, R., Fischer-Le Saux, M., Achouak, W., & Gardan, L. (2005). Transfer of *Pectobacterium chrysanthemi* (Burkholder et al. 1953) Brenner et al. 1973 and *Brenneria paradisiaca* to the genus *Dickeya* gen. nov. as *Dickeya chrysanthemi* comb. nov. and *Dickeya paradisiaca* comb. nov. and delineation of four novel species, *Dickeya dadantii* sp. nov., *Dickeya dianthicola* sp. nov., *Dickeya dieffenbachiae* sp. nov. and *Dickeya zeae* sp. nov. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 55(4), 1.415-1.427. <https://doi.org/10.1099/ijs.0.02791-0>

Sánchez, I., Valencia, J. A., Gaviria, D., Cortés, Y., Gallego, G., Almeida, A., Fajardo, D., Mesa, E., & Thome, J. (2005, 18 de agosto-2 de septiembre). *Análisis conjunto de la diversidad morfoagronómica y molecular de clones introducidos a la Colección Colombiana de Musáceas (ccm)* [paper]. II Seminario Internacional sobre Producción, Comercialización e Industrialización de Plátano.

Sepulveda-Cano, P., & Rubio-Gomez, J. (2009). Especies de Dryophthorinae (Coleoptera: Curculionidae) asociadas a plátano y banano (*Musa* spp.) en Colombia. *Acta Biológica Colombiana*, 14(2), 49-72. <https://www.redalyc.org/articulo.ox?id=319027883005>

Serna, F. J., Mera-Rodríguez, L. D., Ramírez-Ossa, K., & Gaigl, A. (2019). Hormigas de mayor impacto en la agricultura colombiana. En F. Fernández, R. J. Guerrero, & T. Delsinne (Eds.), *Hormigas de Colombia* (pp. 1.115-1.148). Universidad Nacional de Colombia. https://www.libreriaunal.com/libro/hormigas-de-colombia_14500

- Shurtleff, M., & Averre III, C. W. (1997). *Glossary of plant-pathological terms*. APS Press.
- Silva-Arero, E. A., Cardona, W. A., Bolaños-Benavides, M. M., & Atuesta-Moreno, S. F. (2020). Métodos de trámpero para la captura del gusano tornillo *Telchin atymnus* (Dalman, 1824) en cultivos de plátano (*Musa AAB*). *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 14(2), 192-200. <https://doi.org/10.17584/rcch.2020v14i2.9802>
- Simmonds, N. W. (1973). *Los plátanos*. Blume.
- Soto Ballesteros, M. (2008). *Bananos: técnicas de producción, manejo poscosecha y comercialización* (3.^a ed.) (versión en CD).
- Staver, C., & Lescot, T. (2015). *La propagación de material de siembra de calidad para mejorar la salud y productividad del cultivo: prácticas clave para las musáceas: guía ilustrada*. Bioversity International. https://agritrop.cirad.fr/576540/1/La_propagacion_de_material_de_siembra_de_calidad_para_mejorar_la_salud_y_productividad_del_cultivo_1893.pdf
- Tenkouano, A., Hauser, S., Coyne, D., & Coulibaly, O. N. (2006). Clean planting materials and management practices for sustained production of banana and plantain in Africa. *Chronica Horticulturae*, 46(2), 14-18. <https://cgospace.cgiar.org/handle/10568/91360>
- Thain, M., & Hickman, M. (Eds.). (2004). *The Penguin dictionary of biology* (11.^a ed.). Penguin Books.
- Thomas-Sharma, S., Abdurahman, A., Ali, S., Andrade-Piedra, J. L., Bao, S., Charkowski, A. O., Crook, D., Kadian, M., Kromann, P., Struik, P. C., Torrance, L., Garrett, K. A., & Forbes, G. A. (2016). Seed degeneration in potato: The need for an integrated seed health strategy to mitigate the problem in developing countries. *Plant Pathology*, 65(1), 3-16. <https://doi.org/10.1111/ppa.12439>
- Torrado-Jaime, M., & Castaño-Zapata, J. (2008). Incidencia y severidad de las sifatokas negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) y amarilla (*Mycosphaerella musicola* Leach et Mulder) del plátano según los estados fenológicos. *Agronomía Colombiana*, 26(3), 435-442. <https://revistas.unal.edu.co/index.php/agrocol/article/view/11475>
- Torrado-Jaime, M., & Castaño-Zapata, J. (2009). Incidencia de nematodos en plátano en distintos estados fenológicos. *Agronomía Colombiana*, 27(2), 237-244. <http://www.revistas.unal.edu.co/index.php/agrocol/article/view/11199/37783>

Tortora, G. J., Funke, B. R., & Case, C. L. (2010). *Microbiology: An introduction* (10.^a ed.). Benjamin Cummins.

Truke Arango, M. J. (2018). *Caracterización patogénica y molecular de Ralstonia solanacearum raza 2 agente causal del Moko en plantaciones de plátano y banano (Musa spp.) en el norte del Valle del Cauca* [tesis de maestría, Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira]. <https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/68913>

Urueta, E. J. (1975). Arañas rojas (Acarina: Tetranychidae) del departamento de Antioquia. *Revista Colombiana de Entomología*, 1(2-3), 1-14. <https://doi.org/10.25100/socolen.v1i2-3.10432>

Valencia, J. A. (2017). *Plan de choque con validación y ajuste de tecnologías emergentes en el cultivo de plátano en Colombia* [informe final interno]. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA).

Valencia, J. A., Franco, G., Bernal, J. A., Díaz, C. A., Ortiz, R. A., Saldarriaga, A., Hennao, J. C., Díaz-Montaña, J., Vásquez, L. A., Tamayo, Á., Zuluaga, C., Aguilera, G. A., & Estrada, J. C. (2022). *Tecnología para el cultivo del plátano en el Suroriente antioqueño*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/38000>

Valencia Serna, R. A., Guzmán Piedrahita, Ó. A., Villegas Estrada, B., & Castaño Zapata, J. (2014). Manejo integrado de nematodos fitoparásitos en almácigos de plátano Dominico Hartón (Musa AAB Simmonds). *Luna Azul*, (39), 165-185. <https://revistasojos.ucaldas.edu.co/index.php/lunazul/article/view/1766>

Vélez Ángel, R. (1997). *Plagas agrícolas de impacto económico en Colombia: bionomía y manejo integrado*. Editorial Universidad de Antioquia. <https://catalogo.fedepalma.org/cgi-bin/koha/opac-imageviewer.pl?biblionumber=29268>

Villegas, B., Cañas, G. P., & López, N. (2011). *Enfermedades virales de los cultivos de plátano y banano en el Eje Cafetero, diagnóstico y manejo*. Universidad de Caldas.

Villegas-García, C., Zabala-Echavarría, G. A., Ramos-Portilla, A. A., & Benavides-Machado, P. (2009). Identificación y hábitos de cochinillas harinosas asociadas a raíces del café en Quindío. *Cenicafé*, 60(4), 354-365. <https://www.cenicafe.org/es/publications/arc060%2804%29352-373.pdf>

Viveros Folleco, Y. M., Guzmán Piedrahita, Ó. A., & Villegas Estrada, B. (2017). Enfermedades en viveros comerciales de Musa AAB ‘Dominico Hartón’ en el departamento de Caldas, Colombia. *Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural*, 21(2), 61-80. <https://doi.org/10.17151/bccm.2017.21.2.5>

Vuelta-Lorenzo, D. R. (2014). La biofumigación y la solarización como alternativas al manejo de plagas del suelo. *Ciencia en su PC*, (1), 15-26. <https://www.re-dalyc.org/pdf/1813/181331235002.pdf>

Wagner-Medina, E. V., & Vargas Ramos, L. A. (2021). *Producción de semilla de plátano de calidad en manos de pequeños productores: experiencias y lecciones aprendidas con la asociación Asproara, del municipio de Palestina (Caldas), y la cooperativa Coopramar, del municipio de Marsella (Risaralda)*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://doi.org/10.21930/agrosavia.analisis.7404333>

Wagner-Medina, E. V., Arruda B., Bejarano Herrera, W. F., Hernandez Gamboa, C. (2023). *Soil health assessment in plantain cultivation under noble plants cover in Colombian Andes*. Manuscrito sometido para publicación.

Wille, Á. (1965). Las abejas atarrá de la región mesoamericana del género y subgénero Trigona (Apidae-Meliponini). *Revista de Biología Tropical*, 13(2), 271-291. <https://revistas.ucr.ac.cr/index.php/rbt/article/view/28720>

Xing, Y., Hernandez Nopsa, J. F., Andersen, K. F., Andrade-Piedra, J. L., Beed, F. D., Blomme, G., Carvajal-Yepes, M., Coyne, D. L., Cuellar, W. J., Forbes, G. A., Kreuze, J. F., Kroschel, J., Kumar, P. L., Legg, J. P., Parker, M., Schulte-Geldermann, E., Sharma, K., & Garrett, K. A. (2020). Global cropland connectivity: A risk factor for invasion and saturation by emerging pathogens and pests. *BioScience*, 70(9), 744-758. <https://doi.org/10.1093/biosci/biaa067>

Zapata-Hernández, R. D. (2009). El compostaje y los índices para evaluar su estabilidad. En Sociedad Colombiana de la Ciencia del Suelo, & Centro Nacional de Investigaciones de Café (Eds.), *Materia orgánica, biología del suelo y productividad agrícola: Segundo Seminario Regional Comité Regional Eje Cafetero* (pp. 33-42). Cenicafé. https://doi.org/10.38141/10791/0003_2

Žlof, V., Smith, I. M., & McNamara, D. G. (2000). Protocols for the diagnosis of quarantine pests. *EPPO Bulletin*, 30(3-4), 361-363. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2338.2000.tb00911.x>

Anexos

Anexo 1. Ficha técnica del cultivar Dominico Hartón

Plátano, cultivar Dominico Hartón <i>Acuminata x balbisiana</i> <i>Musa x paradisiaca</i> <i>Musa AAB</i>	Descripción
Reino Plantae, división Magnoliophyta, clase Angiospermae, orden Zingiberales, familia Musaceae, género y especie <i>Musa x paradisiaca</i> (EPPO, 2022).	Plátano, Dominico Hartón, macho x hembra, maricongo; en inglés: falce horn/batard (Belalcázar Carvajal, 1991; Daniells et al., 2001; EPPO, 2022; ProMusa, 2020; Ruas et al., 2017).
<p>La sección Eumusa abarca los clones de plátano y banano comestibles, por lo que es la más grande dentro del género y la de más amplia distribución geográfica. Esta sección contiene once especies, pero la mayoría de cultivares se derivan de dos: <i>M. acuminata</i> (genoma A) y <i>M. balbisiana</i> (genoma B).</p> <p>Se considera que los clones diploides y triploides de <i>M. acuminata</i> llevados a regiones donde <i>M. balbisiana</i> era nativa derivaron en la formación de híbridos con genomas AB, AAB, ABB y AAAB. De otra parte, la variabilidad registrada en los centros de diversidad secundaria es, en gran medida, resultado de mutaciones somáticas, y han sido los agricultores quienes han contribuido a su conservación a través de la selección de características sobresalientes por producción y sanidad (De Langhe, 1996).</p>	

Los híbridos triploides con dominancia de *M. acuminata* (AAB) integran los subgrupos Plátano/Dominico, Plátano/Dominico Hartón, Plátano/Hartón, Pome, Silk, Iholena y Mysore. Dentro de este grupo de triploides, se destacan los cultivares Dominico común, Dominico Hartón común y Hartón.

Origen	Adaptación
El centro de origen de las musáceas silvestres se ha situado en un amplio territorio geográfico que va desde la India hasta Papúa Nueva Guinea, e incluye la península de Malasia e Indonesia. La distribución de los bananos comestibles a otras regiones se presentó por la movilización de material asexual (cormos), y su expansión está ligada al descubrimiento y la colonización de las regiones tropicales (Inibap, 1995). En Asia no existe actualmente la diversidad observada en el subgrupo Plátano de África, y solamente se ha observado cierto nivel de diversidad en algunas regiones del sur de la India, en Filipinas y la isla Luzón (Inibap, 1995).	El cultivo requiere de climas templados y húmedos, sin mayores oscilaciones. No sobrevive a sequías superiores a 3 meses ni a temperaturas menores de 10 °C por más de un par de noches. Se adapta a las condiciones de la región Andina colombiana, entre los 1.000 y 1.500 m.s.n.m.
Características del cultivar	
Fenológicas: para el plátano Dominico Hartón, en el Eje Cafetero, se han reportado diez etapas fenológicas, entre vegetativas y reproductivas, así: V0 (brotación y emergencia), V1 (plántula), V2 (formación de colinos o hijuelos), V3 (alargamiento de entrenudos), R4 (iniciación de la bellota), R5 (desarrollo de la bellota), R6 (floración), R7 (iniciación del racimo), R8 (llenado del racimo) y R9 (madurez fisiológica) (Aristizábal & Jaramillo, 2010).	
Morfoagronómicas: las características descritas en la tabla A1 fueron tomadas de la Colección Colombiana de Musáceas, ubicada en la Estación Experimental El Agrado (Montenegro, Quindío), del C. I. Palmira de AGROSAVIA, y del informe del PNS en lo que respecta a plátano, con datos obtenidos del HM ubicado en el vivero Asomusáceas, en Caicedonia, Valle del Cauca, así como de las diversas referencias bibliográficas indicadas en la tabla A1 a partir de los descriptores de Ipgrí, Cirad e Inibap.	
Origen: asiático-pacífico Diversidad: África Occidental y Central Distribución: Latinoamérica (ProMusa, 2020)	

Tabla A1. Descriptores de plátano Dominicano Hartón

Parte de la planta	Descriptor	Descripción	Referencia
	Hábito foliar	Normal	AGROSAVIA (2019a)
	Enanismo	No	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Emisión de colinos	Alta dominancia apical que restringe el desarrollo de colinos hasta la emergencia del racimo. Luego, estos tienden a permanecer pequeños por la competencia entre ellos.	ProMusa (2020)
Apariencia general	Peso seco promedio de la planta	14,3 kg	Belalcázar Carvajal (1991)
	Peso seco del racimo respecto al peso seco de la planta	19,7-23,8%	Martínez et al. (2015); Belalcázar Carvajal (1991)
	Altura promedio en primer ciclo	3,23 m	AGROSAVIA (2019a)
	Altura mínima	2,73 m	AGROSAVIA (2019a)
	Altura máxima	3,54 m	AGROSAVIA (2019a)
Raíz	Forma y apariencia	Ramificada y superficial	ProMusa (2020)
	Color	Verde rojizo	AGROSAVIA (2019a)
	Apariencia	Brillante	AGROSAVIA (2019a)
	Color subyacente	Verde claro, verde claro rojizo	AGROSAVIA (2019a)
	Pigmentación de las vainas internas	Rosado malva	AGROSAVIA (2019a)
Pseudotallo	Cera en las vainas	Sí, cerosa	AGROSAVIA (2019a)
	Emergencia de los hijos	Cercanos a la planta madre, de entre uno y tres cuartos del tamaño de la planta madre	ProMusa (2020)
	Savia	Acuosa	ProMusa (2020)
	Peso seco del cormo	3,3 kg	Martínez et al. (2015)
	Color del haz	Verde oscuro	AGROSAVIA (2019a)
	Color del envés	Verde medio	AGROSAVIA (2019a)
Hojas	Área foliar específica	0,2 m ² /g	Martínez et al. (2015)
	Hábito	Ni erectas ni decumbentes	AGROSAVIA (2019a)

Parte de la planta	Descriptor	Descripción	Referencia
Hojas	Canal del pecíolo	Márgenes curvadas hacia adentro, de forma alada, y cubriendo el pseudostielo; tipo de ala: seca	ProMusa (2020)
	Márgen del pecíolo	Verde, con una línea a lo largo del borde; ancho del margen: 1 cm	ProMusa (2020)
	Lámina superior	Brillante	ProMusa (2020)
	Lámina posterior	Opaca	ProMusa (2020)
	Cera	Sí, moderada	ProMusa (2020)
	Punto de inserción	Simétrica	ProMusa (2020)
	Flores neutras	Retiene unas pocas	ProMusa (2020)
	Presencia de flores masculinas	Degeneración al madurar	ProMusa (2020)
	Color de flor masculina	Crema	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
Flores	Color del tépalos libre o flor masculina	Blanco opaco	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Color del estigma	Crema	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Diámetro del pedúnculo	7-12 cm	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Color del pedúnculo	Verde claro	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Posición del racimo	Pendular	AGROSAVIA (2019a)
	Forma	Cono truncado	AGROSAVIA (2019a)
	Posición del raquis	Inclinado	AGROSAVIA (2019a)
	Aspecto del raquis	Flores neutras o masculinas sin brácteas persistentes	AGROSAVIA (2019a)
	Forma de la yema masculina	Lanceolada	AGROSAVIA (2019a)
Racimo	Diámetro de la yema masculina	7-12 cm	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Peso de la bellota	200 g	Belalcázar Carvajal (1991)
	Peso de la cáscara del fruto extra	Mayor de 154 g	Arias et al. (2000)
	Peso del fruto extra	Mayor de 372 g	Arias et al. (2000)
	Peso de la pulpa del fruto extra	Mayor de 220 g	Arias et al. (2000)
	Peso promedio del racimo	18,5 kg	AGROSAVIA (2019a)
	Peso máximo del racimo	28 kg	AGROSAVIA (2019a)

Parte de la planta	Descriptor	Descripción	Referencia
Racimo	Peso mínimo del racimo	11,3 kg	AGROSAVIA (2019a); Martínez et al. (2015)
	Tamaño y forma de los dedos	Largos	ProMusa (2020)
	Pedúnculo	Con velloSIDADES ligeras	ProMusa (2020)
	Número de manos	7-8	Belalcázar Carvajal (1991)
	Color de la cara externa	Rojo violáceo	AGROSAVIA (2019a)
	Color de la cara interna	Rojo	AGROSAVIA (2019a)
	Cicatrices sobre el raquis	Bien prominentes	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Persistencia	Persistentes en el raquis	ProMusa (2020)
	Hombros	Pequeños	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Forma del ápice	Ligeramente puntiagudo	Belalcázar Carvajal et al. (1998); Belalcázar Carvajal et al. (1998)
Brácteas	Posición	Curvos hacia arriba	Belalcázar Carvajal et al. (1998); AGROSAVIA (2019a)
	Número por racimo	65-75 dedos (7-8 manos) y 48-49 (desmanando entre dos y tres manos, las más pequeñas)	AGROSAVIA (2019a); Martínez et al. (2015)
	Ápice	Puntiagudo	AGROSAVIA (2019a)
	Longitud del dedo medio de la segunda mano	27,6 cm	AGROSAVIA (2019a)
	Perímetro del dedo medio de la segunda mano	16,6 cm	AGROSAVIA (2019a)
	Peso promedio del dedo medio de la segunda mano	382,2 g (grande; mayor de 300 g; mediano; entre 200 y 299 g; pequeño; menor de 199 g)	AGROSAVIA (2019a)
Frutos	Peso de la segunda mano	3,8 kg	AGROSAVIA (2019a)
	Peso de la cáscara del fruto de primera calidad	128-154 g	Ariás et al. (2000)
	Color de la cáscara inmadura	Verde claro	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Color de la cáscara madura	Amarillo	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Perímetro del fruto de primera calidad	15,7-17,1 cm	Arias et al. (2000)
	Acidez del fruto de calidad extra	Mayor de 0,046%	Arias et al. (2000)

Parte de la planta	Descriptor	Descripción	Referencia
Frutos	Grados Brix del fruto de calidad extra	7,4-8,5 °Bx	Arias et al. (2000)
	Ceniza	Mayor del 0,94 %	Arias et al. (2000)
	Bordes	Pronunciados	<i>ProMusa</i> (2020)
	Adherencia de la cáscara en madurez	Se desprende fácilmente	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Persistencia	Frutos persistentes (no se desprenden del pedúnculo al madurar)	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Textura de la pulpa	Dura	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Color de la pulpa del fruto inmaduro	Marfil	Belalcázar Carvajal et al. (1998)
	Contenido de materia seca	53,4 %	Caicedo Arana (2015)
	Contenido de materia seca en cáscara	38,5 %	Caicedo Arana (2015)
	Relación pulpa/cáscara	1,3	Caicedo Arana (2015)
Frutos	Contenido de materia seca en pulpa	14,9 %	Caicedo Arana (2015)
	Contenido de cenizas	1,7 %	Caicedo Arana (2015)
	Grados Brix en el momento de la cosecha (verde)	4,55 °Bx	Caicedo Arana (2015)
	Vitamina C en fruto maduro	0,888 mg/100 g pulpa	Caicedo Arana (2015)
	Ácido málico	3,3 %	Caicedo Arana (2015)
	Amilosa	27,3 %	Caicedo Arana (2015)
	Amilopectina	72,7 %	Caicedo Arana (2015)
	Poder de hinchamiento	12,5 g/g	Caicedo Arana (2015)
	Materia seca	88,7 %	Caicedo Arana (2015)
	Ácido málico	3,34 mg/g de base seca (BS)	Caicedo Arana (2015)
Frutos	Ácido cítrico	9,86 mg/g de BS	Caicedo Arana (2015)
	Ácido oxálico	1,40 mg/g de BS	Caicedo Arana (2015)
	Azúcar (glucosa)	7,71 mg/g de BS	Caicedo Arana (2015)
	Azúcar (fructosa)	12,58 mg/g de BS	Caicedo Arana (2015)

Fuente: Elaboración propia con base en AGROSAVIA (2019a)

Anexo 2. Historia de uso y revisión del lote para la producción de semilla

Historia de uso y revisión del lote para la producción de semilla

¿Qué tipo de uso se le ha dado al lote en los últimos años? Diligenciar tabla A2.

Tabla A2. Tipo de uso del lote seleccionado para la producción de semilla

Año (indique los años)	Semestre 1			¿Cuál?	Semestre 2			¿Cuál?		
	Uso				Ag.	Pe.	Ot.			
	Ag.	Pe.	Ot.							
Presente										
Pasado										
Antepasado										
Trasantepasado										

Ag.: agrícola

Pe.: pecuario

Ot.: Otro

Fuente: Elaboración propia

- ¿Qué PP agrícolas que afectan la producción de semilla se han presentado en el lote seleccionado durante los últimos años? Diligenciar tabla A3.

Tabla A3. Presencia de PP agrícolas en el lote seleccionado

Año (indique los años)	Cultivo	PP	PP de mayor importancia
Presente			
Pasado			
Antepasado			
Trasantepasado			

Fuente: Elaboración propia

Reconocimiento de lotes colindantes y revisión de variables ambientales

¿Cuáles han sido los problemas de PP predominantes y los eventos climáticos importantes en la zona? ¿En qué fecha se presentaron? Diligenciar tabla A4.

Tabla A4. Presencia de PP agrícolas en lotes colindantes

Año (indique los años)	Uso			Cultivo	PP	Condiciones ambientales		
	Ag.	Pe.	Ot.			Sequía	Inundación	Otra (¿cuál?)
Presente								
Pasado								
Antepasado								
Trasantepasado								
Últimos 10 años								
Últimos 20 años								

Ag.: agrícola

Pe.: pecuario

Ot.: Otro

Fuente: Elaboración propia

Identificación del lote para el establecimiento de la producción de semilla

- Verificación del certificado de uso de suelo
- Elaboración de planos y mapas respectivos que contengan:
 - Coordenadas geográficas y puntos cardinales
 - Área de producción de semilla
 - Lotes colindantes y bordes de cultivo
 - Árboles, cultivos similares cercanos, cultivos hospederos alternos, edificios, silos y otras estructuras que puedan albergar PP
 - Sitios con alta humedad y cuerpos de agua (ríos, pozos, etc.), drenajes, zanjas y zonas con depresiones y baches
 - Áreas de déficit hídrico y zonas de poca cobertura de riego
 - Vías de acceso y de transporte al lote de siembra de semilla
 - Infraestructura del lote (zona de carga y descarga de insumos, bodega de herramientas y equipos, almacenamiento de semilla, etc.)
 - Elementos para disminuir el riesgo de entrada de PP al lote de semilla (lavabotas con cal, yodo o hipoclorito, etc.)

Visita técnica que incluya:

- Verificación de las distancias mínimas de barrera o tampón que deben existir con otros cultivos para la producción de semilla (Resoluciones 3168 y 3888 del ICA)
- Verificación de los tiempos mínimos de siembra y resiembra para cada especie (especifique cuáles son)
- Inspección del terreno, de las características del suelo (físicas, químicas y biológicas) y de las fuentes de agua para riego (adjuntar análisis de suelo y sanitarios)
- Reconocimiento del área de producción de semilla
- Inspección de los bordes del área de producción de semilla
- Implementación de elementos para disminuir el riesgo de entrada de PP al lote de semilla (EPP, lavabotas con cal, yodo o hipoclorito, etc.)

Nota: La información recopilada en este apartado debe ser usada como soporte para determinar si el lote seleccionado es óptimo para la producción de semilla de calidad.

Anexo 3. Esquema de Aseguramiento de la Calidad Sanitaria – nematodos

Taxonomía	<i>Radopholus similis</i>	<i>Pratylenchus coffeae</i>	<i>Helicotylenchus dihystera</i> y <i>H. multicinctus</i>	<i>Meloidogyne incognita</i> , <i>M. javanica</i> y <i>M. arenaria</i>
Nombre común	Nematodo barrenador	Nematodo lesionador	Nematodo de espiral	Nematodo nodulador
Sinonimia	<i>Anguillulina similis</i> (Cobb) Goodey <i>Rotylenchus similis</i> (Cobb) Filipjev <i>Tylenchus granulosus</i> Cobb <i>Tylenchus similis</i> Cobb	<i>Pratylenchus musicalis</i> (Cobb) Filipjev	<i>Helicotylenchus nannus</i> Steiner	<i>Oxyuris incognita</i> Kofoid & White, 1919 <i>Heterodera javanica</i> Treub, 1885 <i>Anguillula arenaria</i> Neal, 1889
Jerarquía taxonómica	Dominio: Eukaryota Reino: Animalia Filum: Nematoda Diesing, 1861 Clase: Chromadorea Orden: Rhabditida Chitwood 1933 Familia: Pratylenchidae Thorne, 1949	= Dominio: Eukaryota Reino: Animalia Filum: Nematoda Diesing, 1861 Clase: Chromadorea Orden: Rhabditida Chitwood 1933 Familia: Hoplolaimidae Filipjev 1934 Género: <i>Pratylenchus</i>	= Dominio: Eukaryota Reino: Animalia Filum: Nematoda Diesing, 1861 Clase: Chromadorea Orden: Rhabditida Chitwood 1933 Familia: Meloidogyngidae Skarbilovich 1949 Género: <i>Helicotylenchus</i>	Género: <i>Meloidogyne</i>

Generalidades: epidemiología, infección y dispersión

DISPERSIÓN

Por riego	Sí	Por humanos	Botas y manos ^{1,2}
Por lluvia	Sí	Por animales	Patas de animales ²
Por viento	No	Por vehículos	Llantas
Por semilla	Sí	Por vectores	No
Por herramientas	Machetes, palas y azadones ^{1,2}	Por otro medio	Suelos y sustratos Residuos de raíces de cosechas previas ¹

¹. Brooks, 2008

². Cardona-Piedrahita & Guzmán-Piedrahita, 2013

INFECCIÓN

Radopholus similis

Nematodo barrenador *Radopholus similis*

Los estados infectivos son el J2 y adultos hembra que se desplazan a través del agua, desde el suelo o sustrato hacia raíces sanas y jóvenes, especialmente de la punta de la raíz, o en la región de producción de pelos radiculares (Guzmán Piedrahita, 2011a; Haegeman et al., 2010). Los nematodos se insertan en las células desde la epidermis de la planta, depositando enzimas que degradan y desintegran las proteínas de la pared celular; estas enzimas son segregadas de las glándulas de la faringe a través del estilete, permitiendo su alimentación y penetración (Castaño-Zapata & Del Río Mendoza, 1997; Haegeman et al., 2010). Aparecen coloraciones rosadas-rojas a lo largo del tejido cortical (Marin et al., 1998).

R. similis se alimenta del citoplasma celular, que más adelante desintegra el núcleo, reduciendo el tamaño, lo que ocasiona el colapso celular y genera túneles y cavidades por donde transitan los nematodos; estas, luego de 10-14 días, resultan bordeadas por células adyacentes necrosadas debido al ataque de otros microorganismos. Las lesiones que causan pueden alcanzar un diámetro promedio de entre 10 y 80 mm en 6 semanas. El movimiento de *R. similis* avanza hacia células sanas y hacia afuera de las raíces en el sustrato circundante (Blake, 1966). Los daños de este patógeno no son solo físicos, sino también fisiológicos (Oramas-Nival & Román, 2006).

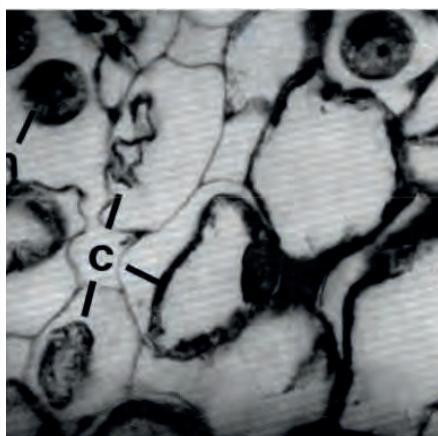


Figura A1. Sección transversal del cortéx de *Musa ornata* 24 horas después de la invación de *R. similis*. Se observa cómo los núcleos (n) de las células vecinas se encuentran desintegrados y el citoplasma (c) está contraído de la pared celular. Fuente: Blake (1966)

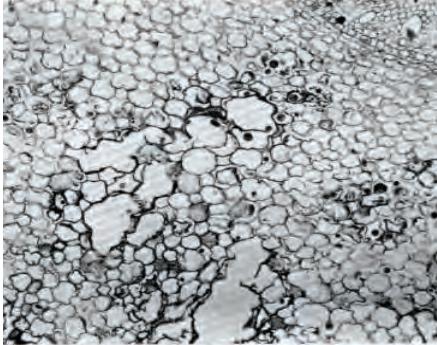


Figura A2. Cavidades y túneles en cortéx de *Musa ornata* diez días después de la invación por *R. similis*. Fuente: Blake (1966)

R. similis presenta una menor población dentro de raíces que han estado previamente infectadas con *Meloidogyne incognita*, mientras que en infecciones previas con *Helicotylenchus multicinctus* y *Pratylenchus coffeae* no presenta diferencias significativas respecto a raíces no infectadas (Moens et al., 2006).

Transmisión al cultivo

El movimiento se da desde el agua del suelo o el sustrato infestado hacia raíces sanas y jóvenes y desde semillas infestadas, a través del agua, hacia suelos y sustratos libres de nematodos. Los nematodos se desplazan hacia una planta sana solo cuando las raíces de su actual hospedero están en descomposición o cuando haya sobre población de nematodos (Blake, 1966; Haegeman et al., 2010; Loos, 1962).

Pratylenchus coffeae



Figura A3. *P. coffeae* en las células de plátano cv. Maricongo. Arriba: huevos (H) y nematodo atravesando las células en zigzag; abajo: ubicación del nematodo dentro de la célula y a través de varias células. Fuente: Oramas-Nival y Román (2006)

Nematodo lesionador *Pratylenchus coffeae*

Ingresa a través de la epidermis y se ubica en el córtex, sin llegar hasta los haces vasculares; puede atravesar varias células y se pueden encontrar larvas y adultos entrelazados. No se encuentran alteraciones intracelulares por parte de este nematodo, como las causadas por *R. similis* (Castaño-Zapata & Del Río Mendoza, 1997; Oramas-Nival & Román, 2006). Luego se da la pudrición por parte de otros organismos oportunistas, debilitando el sistema de raíces de la planta y afectando su crecimiento y desarrollo (Burke et al., 2015; Castaño-Zapata & Del Río Mendoza, 1997). En Tanzania, las mayores infecciones de las raíces se encontraron entre los 500 y los 1.000 m s. n. m. (Luambano et al., 2019).

Transmisión al cultivo

A través de material de siembra infectado, hacia áreas libres (Luambano et al., 2019).

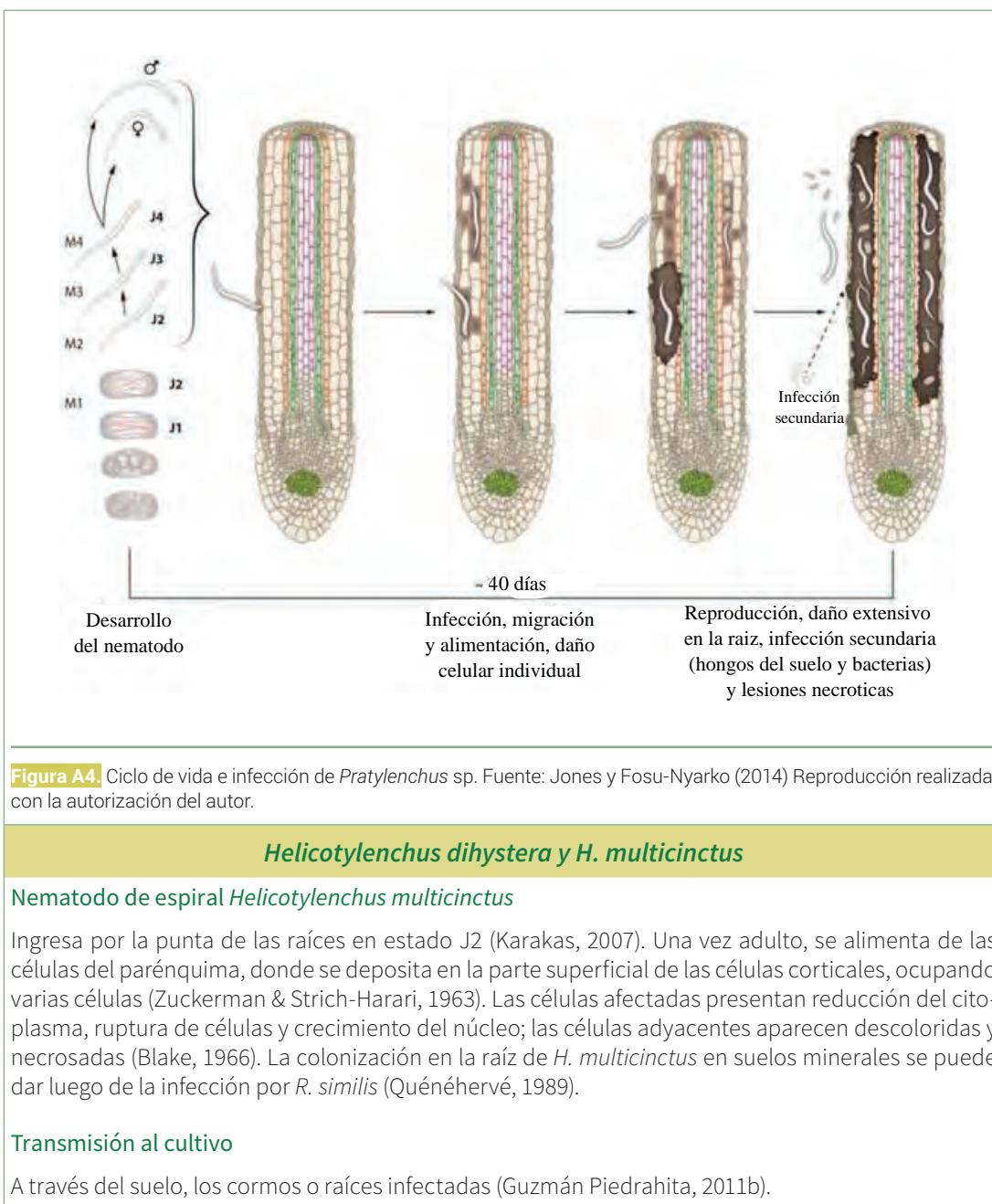


Figura A4. Ciclo de vida e infección de *Pratylenchus* sp. Fuente: Jones y Fosu-Nyarko (2014) Reproducción realizada con la autorización del autor.

Helicotylenchus dihystera y *H. multicinctus*

Nematodo de espiral *Helicotylenchus multicinctus*

Ingresa por la punta de las raíces en estado J₂ (Karakas, 2007). Una vez adulto, se alimenta de las células del parénquima, donde se deposita en la parte superficial de las células corticales, ocupando varias células (Zuckerman & Strich-Harari, 1963). Las células afectadas presentan reducción del citoplasma, ruptura de células y crecimiento del núcleo; las células adyacentes aparecen descoloridas y necrosadas (Blake, 1966). La colonización en la raíz de *H. multicinctus* en suelos minerales se puede dar luego de la infección por *R. similis* (Quénéhervé, 1989).

Transmisión al cultivo

A través del suelo, los cormos o raíces infectadas (Guzmán Piedrahita, 2011b).

Meloidogyne incognita, M. javanica y M. arenaria

Nematodo nodulador *Meloidogyne incognita, M. javanica y M. arenaria*

Meloidogyne spp. ingresa a la raíz sin mayor respuesta al daño, posiblemente por atravesar extracelularmente, sin activar mecanismos de respuesta de la planta, y se ubica en los haces vasculares, donde establece su zona de alimentación (Bert et al., 2011). El ingreso se da a la raíz a partir del estilete que se encuentra conectado al esófago y que secreta un número increíble de enzimas (posiblemente por transferencia de genes bacteriales que degradan la pared celular); por este mismo medio también se alimenta (Abad et al., 2008; Burke et al., 2015). Este nematodo genera crecimiento excesivo de algunas células en el cilindro central, y se observan células atrofiadas del xilema, así como una atrofia nuclear y varios núcleos dentro de una misma célula. Las células gigantes se encontraron también en la zona de crecimiento de la raíz hasta la cofia, ocasionando un daño severo que resulta en la formación de agallas terminales. El crecimiento de entre 5 y 7 células es ocasionado por J2 para lograr alimentarse (Abad et al., 2008; Oramas-Nival & Román, 2006). Las células del parénquima se ven afectadas en su tamaño no solo por el crecimiento del nematodo, sino también por las agrupaciones de huevos (Oramas-Nival & Román, 2006). Se ha observado multiplicación celular en el cortéx formando llagas (De Waele & Davide, 1998). Se observó una cubierta necrótica en torno a hembras adultas con matriz gelatinosa que se asocia a la edad del cultivo y al tiempo de exposición del nematodo (Oramas-Nival & Román, 2006).

Transmisión al cultivo

Las larvas en estado J2 se pueden encontrar en el suelo en láminas de agua y pueden ingresar a la misma planta donde se encontraba su huevo; pueden moverse al azar, sin necesidad de gradientes, de manera individual o en grupo, enredadas unas con otras, y posicionarse en la rizosfera para su ingreso. Prefieren el ingreso a través de la zona meristemática de raíces principales, raíces laterales o por zonas de entrada de otros J2, sin causar mayores heridas, contrario a lo que sucede con los nematodos migratorios, debido posiblemente a que su estilete no es muy fuerte. A su vez, segregan enzimas que degradan las paredes celulares (Burke et al., 2015; García Salazar, 2012; Jones & Goto, 2011).

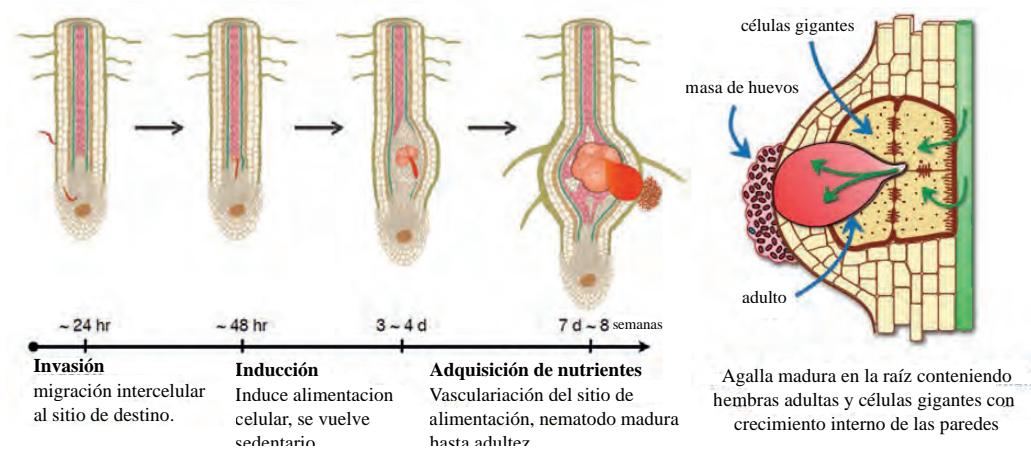


Figura A5. Ciclo de vida de nematodos que causan nudos en la raíz.

Nota: En estado J2, el nematodo ingresa desde la zona de elongación y se dirige hacia células vasculares para provocar la expansión celular que alimentará y albergará al nematodo. Luego de surtir tres estados más (no se muestran), la hembra adulta crece y ovoposita huevos en una matriz gelatinosa. Las células hinchadas, al ser multinucleadas, incrementan el flujo de solutos desde los tejidos vasculares que alimentan al nematodo. Fuente: Jones y Goto (2011) Reproducción realizada con la autorización del autor.

Biología: descripción breve y diagrama del ciclo de vida

Los nematodos se conocen por su forma de lombriz, y son incoloros, con simetría bilateral (al dividirlos por la mitad, ambas partes son exactamente iguales). Miden entre 0,25 y 1 mm de longitud y entre 0,015 y 0,035 mm de diámetro; algunos, de manera extraordinaria, pueden llegar a los 5 mm, observables a través de estereoscopio. Algunas hembras adultas pueden tener forma alargada, de pera, de limón, de riñón o redondeadas, lo que facilita su diferenciación (Castaño-Zapata & Del Río Mendoza, 1997; Coyne et al., 2014).

Sus partes principales son la cabeza, el cuerpo y la cola; poseen los sistemas circulatorio, respiratorio y digestivo. En el cuerpo se encuentran el esófago, los intestinos y el aparato reproductor; la forma del esófago permite la diferenciación entre los órdenes de nematodos fitoparásitos. El aparato reproductor de las hembras posee uno o dos ovarios y la vulva; para los machos, se compone de góndolas, espícula y bursa. Los nematodos fitoparásitos, contrario a los que se alimentan de hongos, bacterias u otros organismos, poseen una estructura bucal especializada, conocida como "estilete" o "lanza", extensible, hueca, por la cual inyectan enzimas a las células vegetales para luego alimentarse de raíces, hojas o frutos (Castaño-Zapata & Del Río Mendoza, 1997; Coyne et al., 2014). El estilete se encuentra conectado a músculos de la faringe a los que se asocian entre tres y cinco glándulas secretoras (Burke et al., 2015). Jones y Fosu-Nyarko (2014) reportan las proteínas y los efectores secretados por los géneros *Meloidogyne* y *Pratylenchus* y su función en interacción con las plantas.

Nematodo barrenador *R. similis*: endoparásito migratorio, parásito obligado, con apariencia de lombriz en todos sus estados, con cuatro estados juveniles —J1, J2, J3, J4— y adulto. El estado J1 se desarrolla dentro del huevo, muda la cutícula y emerge al estado J2; así se dan sucesivas mudas hasta el estado J4, cuando pasa a la fase adulta, pudiendo surtir todas las fases dentro de las raíces. En el interior, las hembras pueden ovopositar entre 4 y 5 huevos por día durante dos semanas; los huevos eclosionan de 8 a 10 días y los estados juveniles se completan entre 10 y 13 días. Se han encontrado huevos fuera de las raíces (Blake, 1966; Brooks, 2008; Haegeman et al., 2010). Las hembras generan esperma para autofertilizarse cuando han pasado entre 50 y 60 días después de los estados juveniles 3 y 4 sin aparearse (Kaplan & Opperman, 2000; Perry & Moens, 2011). Su ciclo de vida de huevo a huevo es de 20 a 25 días a temperaturas entre los 24 y 32 °C (Brooks, 2008).

El macho posee una cabeza sobresaliente con forma de perilla y un estilete pobemente desarrollado (500-600 µm), contrario a la hembra, en la cual es mucho más grande (550-880 µm) (Brooks, 2008). El macho, al parecer, ingresa a las raíces a través de las cavidades realizadas por la hembra para el apareamiento (Guzmán Piedrahita, 2011a; Haegeman et al., 2010; Marin et al., 1998). *R. similis* presenta una relación mutualista obligada con la bacteria endosimbionte Wolbachia, que al parecer contribuye con metabolitos necesarios para la supervivencia del nematodo (Haegeman et al., 2010).

Se desarrolla bien hasta los 1.400 m s. n. m., aunque un incremento de temperatura debido al cambio climático permitiría el desarrollo de este nematodo a mayor altitud, considerando también que se logra desarrollar mucho mejor en condiciones de sequía que durante las lluvias (Nicol et al., 2011; Quénéhervé, 1989).

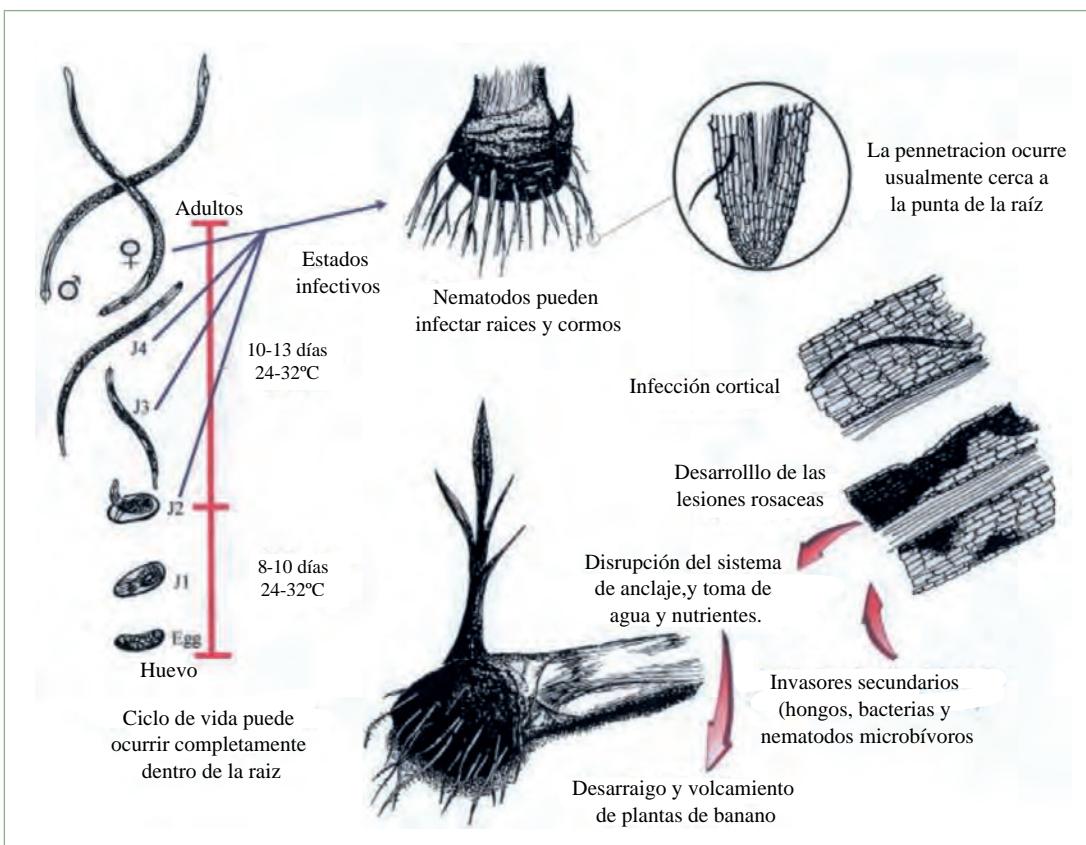


Figura A6. Ciclo del nematodo barrenador *R. similis* en raíces de *Musa spp.* Fuente: Marin et al. (1998)

Nematodo lesionador *P. coffeae*: endoparásito migratorio ubicado en la corteza de las raíces y del cormo, de donde se alimenta y multiplica, sin un sitio fijo de alimentación (Jones & Fosu-Nyarko, 2014). Su ciclo es de menos de 30 días a una temperatura entre los 25 y 30 °C; la reproducción, invasión y otros procesos del nematodo se ralentizan por debajo de los 25 °C (Bridge et al., 1997; Van den Bergh et al., 2005). Para sobrevivir, *P. coffeae* requiere humedad en el suelo que permita el desarrollo de la planta, pero no logra una mayor reproducción en excesos de humedad. Es decir, el nematodo se encuentra bien adaptado a las condiciones de desarrollo óptimo del cultivo, así como a las condiciones de temperatura y humedad que implican un mejor desarrollo de raíces y, por lo tanto, sitios de alimentación óptimos para el nematodo (Van den Bergh et al., 2005).

Es polífago, desarrolla su estado J1 dentro del huevo y en J2 sale del huevo; de allí en adelante tiene apariencia de lombriz, momento en el que puede infectar las raíces. Aunque la mayoría del tiempo se encuentra dentro de las raíces, también se puede encontrar en la superficie de estas o en suelo adyacente. Cuando es adulto, las hembras pueden depositar huevos individuales, en grupos o hileras, dentro de raíces infectadas o en suelo aledaño a las raíces. El huevo puede sobrevivir en el suelo por largos períodos de tiempo bajo condiciones de sequía (Jones & Fosu-Nyarko, 2014).

La longitud de la hembra está entre 430,3 y 516 μm , y la de los machos entre 353,8 y 407,1 μm (Luambano et al., 2019). La hembra tiene solo un ovario (Coyne et al., 2014). Posee el menor tamaño de genoma de un organismo multicelular reportado hasta ahora, con 6.712 genes —el nematodo modelo *Caenorhabditis elegans* posee 21.000—, convirtiéndolo en un nematodo primitivo (Burke et al., 2015).

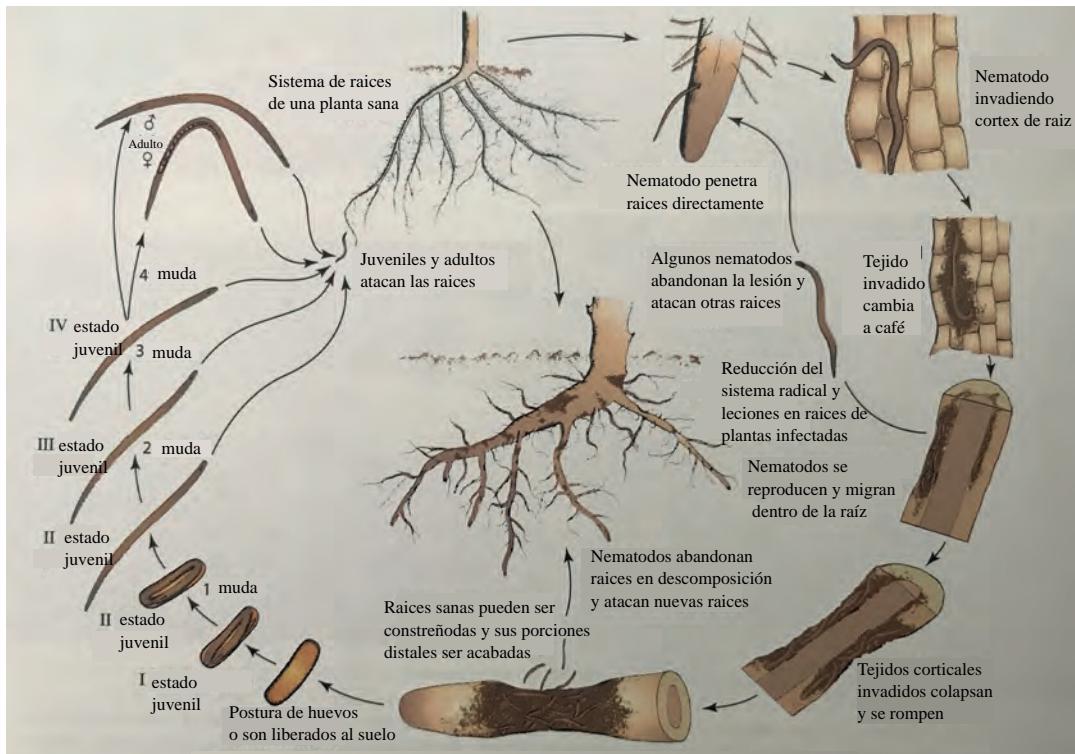


Figura A7. Ciclo patológico de *Pratylenchus* sp. Fuente: Agrios (2004)

Nematodo de espiral *H. dihystera* y *H. multicinctus*: ecto y semiendoparásito migratorio y sedentario. La hembra de *H. dihystera* presenta entre cuatro y cinco anillos con una cabeza hemisférica; se dibujan cuatro líneas longitudinales en forma de V o Y en la cola (Ecured, 2020). Esta especie se reproduce de manera asexual, pues aunque puede presentar un órgano que produzca espermatozooides, en estudios histológicos no se ha encontrado esperma, por lo que se sugiere la reproducción por partenogénesis mitótica (Hirschmann & Triantaphyllou, 1967).

En *H. multicinctus* se requiere apareamiento para su reproducción. El ciclo de vida desde el estadio J2 hasta el siguiente estadio J2 se completa en 39 días incubado a 26 °C (Guzmán Piedrahita, 2011b; Karakas, 2007; Schreck Reis et al., 2008). Todos los estados juveniles se han encontrado en las raíces (Zuckerman & Strich-Harari, 1963). Se adapta bien y se favorece su reproducción en condiciones de lluvia (Quénéhervé, 1989). El nematodo se encuentra enroscado en forma de C; la hembra tiene dos ovarios, y aunque el posterior parece reducido, es funcional (CABI, 2020; Coyne et al., 2014). Se han observado grupos de 8 a 26 huevos a lo largo de dos o tres células; alrededor de este nido se encuentran hasta tres hembras adultas.

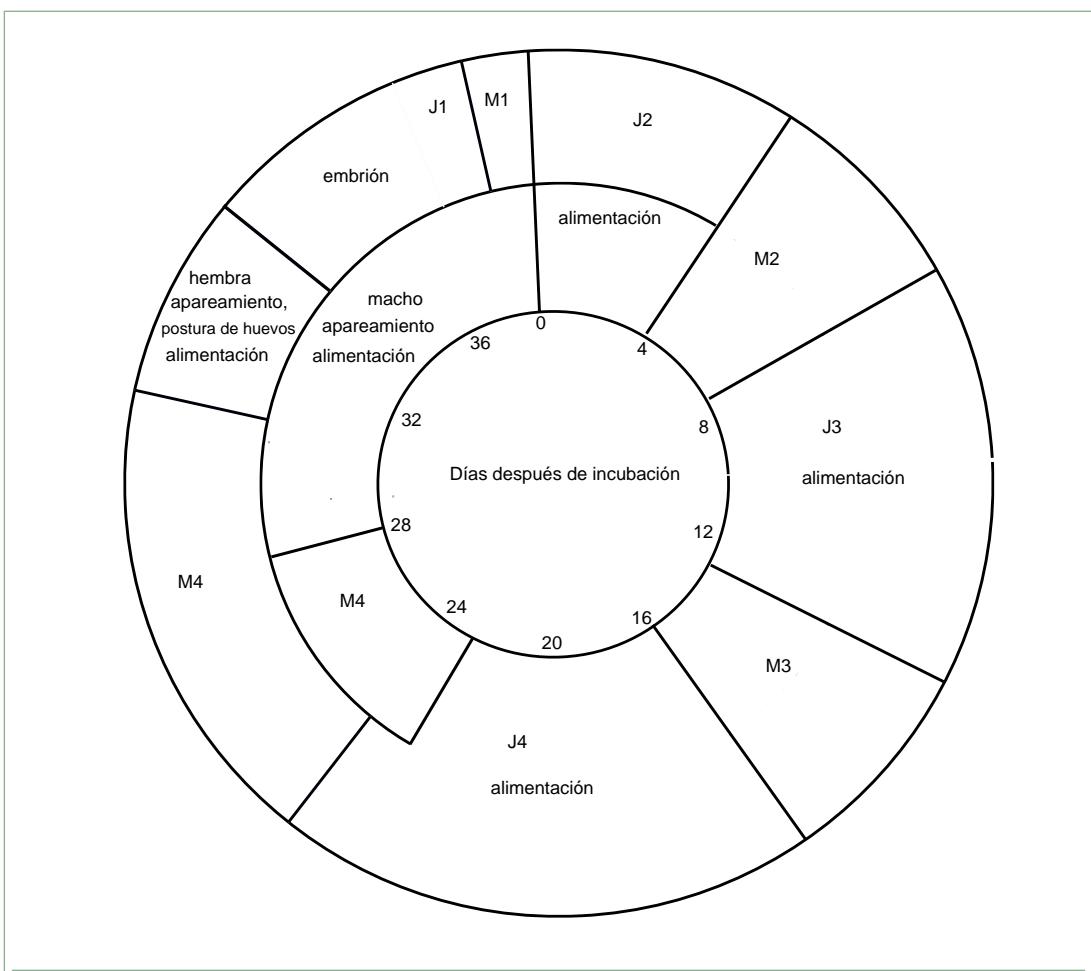


Figura A8. Ciclo de vida de *H. multicinctus*. J: juvenil; M: muda. Fuente: Karakas (2007)

Nematodo nodulador *M. incognita*, *M. javanica* y *M. arenaria*: semiendoparásito sedentario obligado; las hembras depositan cientos de huevos en la superficie de la raíz y reinfectan la misma planta (Burke et al., 2015; Oramas-Nival & Román, 2006). La eclosión de los huevos normalmente está mediada por la temperatura y no por exudados de la raíz, como sucede para otros nematodos. Las mudas de los estados juveniles son parcialmente absorbidas (Perry & Moens, 2011). En estudio histopatológico se observó que varias hembras adultas suelen reunirse en el área infectada (Oramas-Nival & Román, 2006). Los machos de *M. incognita* pueden migrar fuera de la célula y no juegan un rol en la reproducción, pues se reconoce que este nematodo se reproduce por partenogénesis mitótica (Abad et al., 2008; De Waele & Davide, 1998). El ciclo de vida de estos nematodos puede estar entre 4 y 6 semanas (De Waele & Davide, 1998).

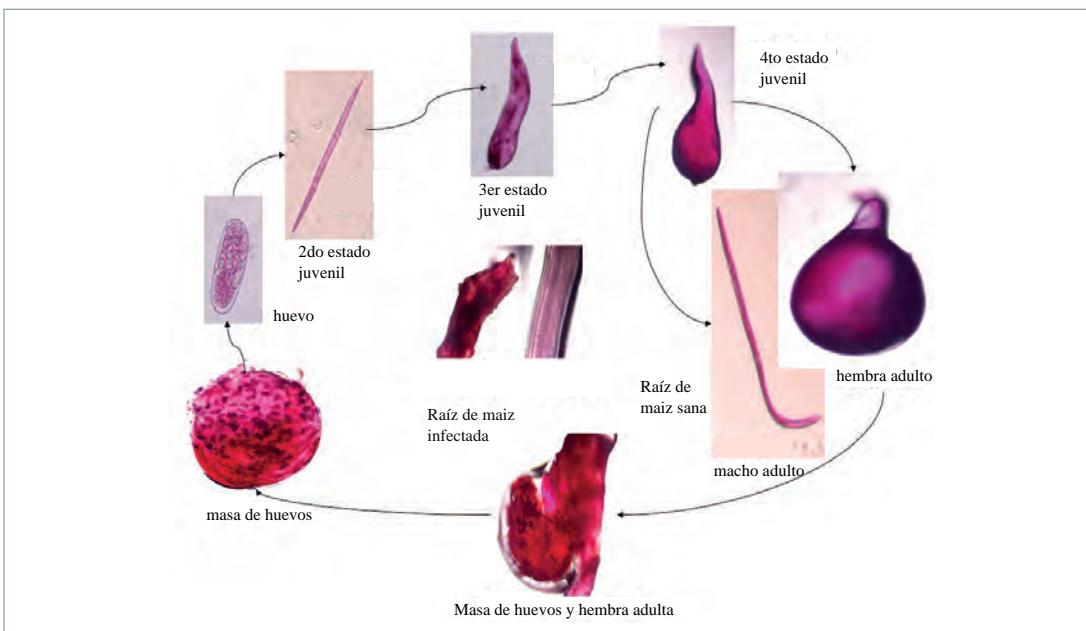


Figura A9. Ciclo de vida de *Meloidogyne* sp. en maíz.

Nota: Las fotos no se encuentran en la misma escala. Fotos: Edward Oyekanmi (Coyne et al., 2014). Reproducción realizada con la autorización del autor.

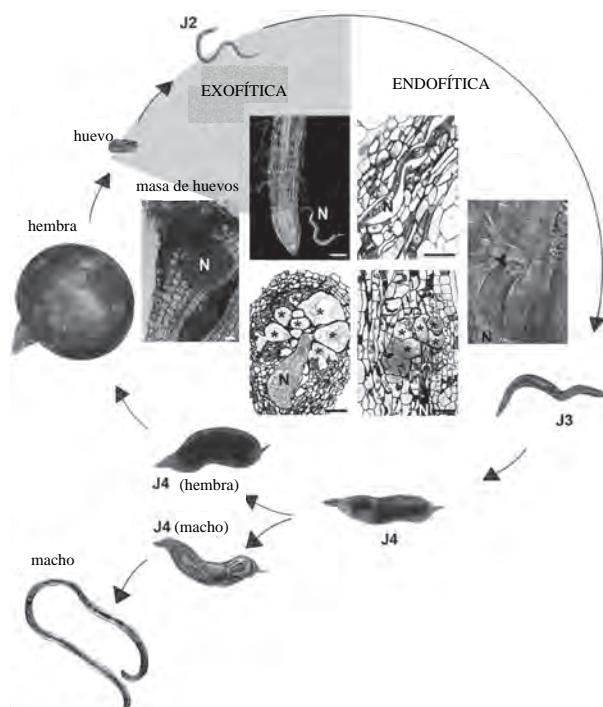


Figura A10. Ciclo de vida de *M. incognita*. Fuente: Abad et al. (2008). Reproducción realizada con la autorización del autor.

N: Nematodo

Ecología: hospederos alternos

En un estudio con 47 especies de arvenses asociadas a banano en Martinica, se encontró que solo tres especies no presentaron nematodos: *Centrosema pubescens*, *Sida acuta* y *Spermacoce verticillata* (Quénéhervé, 1989).

Nematodo barrenador *R. similis*

Lesiones en raíces de 5 cm o más de longitud, en forma de estrías, que inicialmente aparecen de color amarillo claro y luego se tornan rosadas-rojizas, café y negras. Se puede observar destrucción y deformación de las raíces; carencia de raíces absorbentes; raíces de anclaje necróticas; raíces de poco peso y tamaño; necrosis en el cormo; hipertrofia de núcleo y nucleolo celular; paredes celulares colapsadas con túneles y cavidades, y pudriciones causadas por hongos o bacterias oportunistas (Blake, 1966; Coyne et al., 2014). Modificación de la turgencia de las raíces por depresiones extensas que modifican la estructura cilíndrica de la raíz (Oramas-Nival & Román, 2006).

Nematodo lesionador *P. coffeae*

Reducción del tamaño de la planta, y necrosis de raíz y cormos (Coyne et al., 2014). No altera la turgencia de la raíz, pero ocasiona lesiones internas (Oramas-Nival & Román, 2006).

Nematodo de espiral *H. dihystera* y *H. multicinctus*

H. multicinctus genera lesiones longitudinales de entre 3 y 10 cm, inicialmente de color amarillo, que se torna rojizo-café, y cuando la afectación es muy alta, se transfiere a la epidermis y se torna de color negro en la capa superficial del córtex. Las raíces terciarias presentan una coloración violeta. Puede provocar el enanismo de la planta, disminuir los rendimientos y, ante altas infestaciones, puede generar volcamiento (CABI, 2020; Coyne et al., 2014; Guzmán Piedrahita, 2011b).

Nematodo nodulador *M. incognita*, *M. javanica* y *M. arenaria*

En plátano, *M. incognita* causa nodulación en las raíces, exposición del tejido externo de las raíces principales y hendidura de la corteza (Oramas-Nival & Román, 2006). A su vez, se observa una apariencia de corcho en engrosamientos irregulares y la ondulación de la epidermis en banano (García Salazar, 2012). De manera general, se observa hinchamiento de raíces primarias y secundarias y presencia de llagas. Aunque no se presenten estas manifestaciones, la detención en el crecimiento de las puntas de las raíces puede indicar presencia de este nematodo, que genera crecimiento de raíces de manera atípica en la infección. Se han observado pocas raíces secundarias y terciarias en sistemas radicales infectados en plátanos y bananos (De Waele & Davide, 1998).

Síntomas en el lote

Se destruyen las raíces laterales y, más adelante, las primarias, lo que afecta la absorción de agua y nutrientes y disminuye, así, el potencial productivo (peso y tamaño del racimo). Se presenta clorosis y reducción del tamaño de las hojas, pérdida de vitalidad y retraso en el crecimiento. Los colinos afectados pierden vigor, tienen menor frecuencia de emisión y pecíolo necrótico con tendencia al embalconamiento (Bridge et al., 1997; Brooks, 2008; Guzmán et al., 2012; Guzmán Piedrahita, 2011a, 2011b; Guzmán Piedrahita et al., 2012; Oramas-Nival & Román, 2006; Quintero-Vargas & Castaño-Zapata, 2012).

Los siguientes nematodos reducen el peso del racimo de manera importante: *R. similis* (32 %), *M. incognita* (27 %) y *P. coffeae* (24 %), mientras que *H. multicinctus* lo reducen solo un 4 %. Los primeros tres nematodos presentan diferencias significativas en cuanto a la altura de los colinos respecto al control y las plantas infectadas con *H. multicinctus* (Moens et al., 2006). Amarillamiento y delgadez de hojas, así como retraso en crecimiento y producción, se han atribuido a *M. javanica* (De Waele & Davide, 1998).

En afectaciones severas, se ocasiona desarraigo de las plantas y susceptibilidad al volcamiento entre floración y cosecha, no solo por la afectación del nematodo en las raíces, sino por la subsiguiente invasión de otros patógenos (*Cylindrocarpon musae*, *Fusarium oxysporum* y *Rhizoctonia* spp.) y por vientos (Blake, 1966; Brooks, 2008; Haegeman et al., 2010). *R. similis* más *F. oxysporum* representan un incremento en el diámetro promedio de la lesión del 5 % (Blake, 1966); el hongo por sí solo es incapaz de penetrar células sanas del parénquima de la raíz (Sequeira et al., 1958).

Opciones de manejo reportados en literatura

Tipo de tratamiento	Método	Descripción
Preventivo	Cultural	Análisis de suelo y raíces en lotes nuevos previo a la siembra, para descartar la presencia de nematodos y tomar medidas preventivas. Uso de material vegetal libre de nematodos o <i>in vitro</i> . Desinfección de herramientas (Cardona-Piedrahita & Guzmán-Piedrahita, 2013). Establecimiento de especies acompañantes no hospederas — <i>Panicum maximum</i> , <i>Chromolaena odorata</i> , <i>Asystasia gangética</i> , <i>Passiflora edulis</i> y <i>Ananas comosus</i> —. Rotación con caña de azúcar para control de <i>R. similis</i> y con trigo para control de <i>Helicotylenchus</i> spp. y <i>Meloidogyne</i> spp. Rotación con batata o piña (Haegeman et al., 2010). Uso de plantas antagónicas-alelopáticas: <i>Sesamum indicum</i> , <i>Ricinus communis</i> , <i>Tagetes</i> sp. y <i>Crotalaria</i> sp. (Brooks, 2008). Solarización de suelo. Buen manejo de drenajes en el lote.
	Biológico	Aprovechamiento de clones resistentes, que contengan en sus raíces altos contenidos de taninos y flavonoides, y con mayores contenidos de ligninas en las células vasculares y ésteres en el córtex (Bridge et al., 1997; Haegeman et al., 2010).

	Cultural	Los rebrotos y las plántulas deben ser descartados y dispuestos en un área de disposición de residuos vegetales. El sustrato debe ser dispuesto para descarte o someterse a proceso de desinfección. El incremento en los contenidos de agua en el suelo inhibe el desarrollo de <i>P. coffeae</i> (Van Den Bergh et al., 2005).
	Mecánico	Limpieza sanitaria “pelado” adecuada, removiendo raíces y lesiones (Bridge et al., 1997; Guzmán et al., 2012; Guzmán Piedrahita et al., 2012; Valencia Serna et al., 2014).
	Físico	Exponer el cormo al sol directo por dos semanas reduce las densidades de nematodos, pero lo deja expuesto a los picudos (Bridge et al., 1997); no se enuncian las consecuencias de esta práctica en la producción. Tratamiento de inmersión del cormo en agua caliente (53-55 °C) durante 20 minutos (Bridge et al., 1997). Fertilización e inmersión de rebrotos en agua hirviendo por 30 segundos (Hauser, 2000; Hauser & Messiga, 2010).
Curativo	Biológico	<i>Paecilomyces lilacinus</i> (Castrillón et al., 2002; Guzmán et al., 2012), <i>Paecilomyces lilacinus</i> + <i>Monacrosporium lysipagum</i> (Khan et al., 2006), micorrizas arbusculares (<i>Glomus manihotis</i> y <i>G. fistulosum</i>), <i>Purpureocillium lilacinum</i> y <i>Bacillus subtilis</i> (Becerra-Encinales et al., 2010; Jaramillo Zapata, 2001; Valencia Serna et al., 2014). <i>Trichoderma viride</i> , <i>Pasteuria penetrans</i> y <i>Pseudomonas fluorescens</i> (Brooks, 2008). <i>P. fluorescens</i> combinado con <i>B. subtilis</i> (1.013 CFU/mL) controla a <i>P. coffeae</i> (Purwaningtyas et al., 2016). Uso de extractos de raíces de <i>Tagetes erecta</i> , <i>Leucaena leucocephala</i> , <i>Cynodon dactylon</i> y <i>Mimosa pudica</i> ; extracto de hojas de <i>Anthocephalus chinensis</i> , <i>Eichornia crassipes</i> , <i>Allium sativum</i> y <i>Allium alia</i> han controlado la infestación de <i>M. incognita</i> por sus principios activos. Extractos de microorganismos en formulaciones líquidas y en polvo (De Waele & Davide, 1998). Ruda (100 g/L), extractos vegetales y ácidos grasos, extracto de ajo al 98%, extracto de azadiractina y extracto de quilla y saponinas.
	Químico	Fosfato de potasio, fosetyl aluminio, aciben-metil y ácido DL-3-aminobutírico (Quintero-Vargas & Castaño-Zapata, 2012). Formulaciones de semilla de neem (Kosma et al., 2011). Aplicación en estado larval.

Monitoreo y muestreo

Las siguientes son recomendaciones que deben seguirse para hacer detecciones tempranas de la plaga o patógeno y así realizar manejos oportunos de estos. Existen dos tipos de monitoreo: uno, encaminado a determinar la presencia de nematodos, para nuevas plantaciones, y otro, para realizar seguimiento sobre la presencia o aparición de nematodos durante el desarrollo y la cosecha de la plantación. De igual manera, la frecuencia dependerá del ciclo de la plantación, si es permanente, semipermanente o por un ciclo del cultivo (Coyne et al., 2014).

Sobre los patrones de monitoreo, se recomienda que sean los mismos en todo el lote, bien sea aleatorios o sistemáticos, en W, X o lineales. Asimismo, el monitoreo se concentra en observar síntomas en las partes aérea o subterránea de la planta. En caso de detectar afectaciones relacionadas con los síntomas enunciados anteriormente, se procede a tomar submuestras de suelo y raíces para realizar un diagnóstico en laboratorio que permita determinar la especie y el número de individuos por 100 gramos de suelo (Coyne et al., 2014).

Se debe evitar tomar el muestreo en condiciones de alta humedad o intensa sequía, a menos que estas sean las condiciones normales del cultivo. Se deben determinar las áreas homogéneas para tener una muestra compuesta por área homogénea, así como la profundidad, que depende de la profundidad de las raíces, hasta los 30 cm. Cuando no se ha establecido el cultivo, se toman únicamente muestras de suelo o de raíces del cultivo previo o de las arvenses. Una vez establecido el cultivo, se sugiere que por hectárea se tomen en un balde entre 10 y 20 submuestras de la rizosfera del cultivo —suelo y raíces (sanas y de crecimiento activo), y estas se combinan hasta completar 100 gramos de raíces, que irían en 500-1.000 gramos de suelo en una bolsa plástica. Se debe asegurar que las raíces queden protegidas con el suelo y no en contacto directo con la bolsa. Esta se etiqueta debidamente (Castaño-Zapata & Del Río Mendoza, 1997; Coyne et al., 2014). Las raíces se toman de la planta madre y colinos (o hijuelos) en crecimiento (Fundación Hondureña de Investigación Agrícola [FHIA], 2007).

El transporte de las muestras al laboratorio se debe hacer en el menor tiempo posible, sin superar los dos días después de la toma de la muestra.

Diagnóstico	
En Campo	En Laboratorio
<p>Se debe realizar una inspección de raíces y cormos, y determinar el nivel de daño.</p>	<p>Para el diagnóstico en laboratorio se realiza la extracción, muerte y fijación de nematodos, y luego el conteo, montaje y preservación. Existen varias modalidades de extracción a partir de suelo o raíces licuadas: con embudo de Baermann, el método de tamizado o la combinación de ambos, con centrifugación. Con la suspensión de nematodos vivos, se procede al filtrado con tamiz y colecta de sobrenadante en cajas de Petri. Luego, se procede a la muerte y fijación con ayuda de alcohol, formaldehído, ácido acético y agua. Se realiza la identificación con claves y se realiza el conteo con un contador de Peters de individuos por 100 gramos de suelo. Para la identificación y preservación, se realiza el montaje permanente o semipermanente en cubreobjetos y se realizan cortes para luego fijar con barniz o glicerina. Finalmente, se etiqueta el montaje (Castaño-Zapata & Del Río Mendoza, 1997; Guzmán et al., 2012; Rivera Alvarado et al., 2010).</p>
<p>Figura A11. Ponderación del daño en raíces de banano causado por nematodos endoparásitos migratorios. Fuente: Coyne et al. (2014). Reproducción realizada con la autorización del autor</p>	<p>Para la identificación molecular, se realiza la extracción de ADN de juveniles en estado J2, y se realiza la secuenciación y amplificación con termociclador de punto final y con imprimantes detallados en la literatura de acuerdo con la especie (PCR). La visualización producto del PCR se da en un gel de agarosa y se corre en cámara de electroforesis; los fragmentos de ADN se visualizan y digitalizan en un equipo fotodocumentador. Con un programa de análisis de datos electroforéticos, se determina el tamaño de las bandas (Peraza-Padilla et al., 2013; Solano-González et al., 2015).</p> <p>En Saeki et al. (2003) y Burke et al. (2015) se encuentran los análisis de las secuencias, filogenia y comparaciones genómicas para <i>P. coffeae</i>. En Peraza-Padilla et al. (2013) se encuentra la descripción morfométrica, morfológica y molecular para <i>M. incognita</i>; la secuencia genética, en Abad et al. (2008), y comparaciones genómicas, en Burke et al. (2015).</p>

Bibliografía del Anexo 3

- Abad, P., Gouzy, J., Aury, J. M., Castagnone-Sereno, P., Danchin, E. G. J., Deleury, E., Perfus-Barbeoch, L., Anthouard, V., Artiguenave, F., Blok, V. C., Caillaud, M. C., Coutinho, P. M., Dasilva, C., De Luca, F., Deau, F., Esquibet, M., Flutre, T., Goldstone, J. V., Hamamouch, N., ... Wincker, P. (2008). Genome sequence of the metazoan plant-parasitic nematode *Meloidogyne incognita*. *Nature Biotechnology*, 26(8), 909-915. <https://doi.org/10.1038/nbt.1482>
- Agrios, G. N. (2004). *Fitopatología*. Limusa.
- Becerra-Encinales, J. F., Castaño-Zapata, J., & Villegas-Estrada, B. (2010). Efecto de la micorrización sobre el manejo de nematodos en plántulas de plátano híbrido “FHIA-20aaab”. *Agronomía*, 18(1), 7-18.
- Bert, W., Karssen, G., & Helder, J. (2011). Phylogeny and evolution of nematodes. En J. Jones, G. Ghysen, & C. Fenoll (Eds.), *Genomics and molecular genetics of plant-nematode interactions* (pp. 45-59). Springer.
- Blake, C. D. (1966). The histological changes in banana roots caused by *Radopholus similis* and *Helicotylenchus multicinctus*. *Nematologica*, 12(1), 129-137. <https://doi.org/10.1163/187529266X00121>
- Bridge, J., Fogain, R., & Speijer, P. (1997). *Nematodos lesionadores de los bananos [plagas de Musa; hoja divulgativa 2]*. https://cgspace.cgiar.org/bitstream/handle/10568/105397/698_ES.pdf?sequence=8&isAllowed=y
- Brooks, F. E. (2008). Burrowing nematode disease. APS. <https://www.apsnet.org/edcenter/disandpath/nematode/pdlessons/Pages/Burrowingnematode.aspx>
- Burke, M., Scholl, E. H., Bird, D. M., Schaff, J. E., Colman, S. D., Crowell, R., Diener, S., Gordon, O., Graham, S., Wang, X., Windham, E., Wright, G. M., & Opperman, C. H. (2015). The plant parasite *Praetylenchus coffeae* carries a minimal nematode genome. *Nematology*, 17(6), 621-637. <https://doi.org/10.1163/15685411-00002901>
- CABI. (2020). *Helicotylenchus multicinctus* (banana spiral nematode). *CABI Compendium*. <https://www.cabi.org/isc/datasheet/26826>
- Cardona-Piedrahita, L. F., & Guzmán-Piedrahita, Ó. A. (2013). Mecanismos de diseminación de nematodos fitoparásitos en plátano (*Musa acuminata Simmonds*) grupo AAB, cultivariedad Dominicano Hartón. *Agronomía*, 21(1), 26-36. [http://agronomia.ucaldas.edu.co/downloads/Agronomia21\(1\)_4.pdf](http://agronomia.ucaldas.edu.co/downloads/Agronomia21(1)_4.pdf)
- Castaño-Zapata, J., & Del Río Mendoza, L. (1997). *Manual para el diagnóstico de hongos, bacterias, virus y nematodos fitoparásitos*. Universidad de Caldas.

- Castrillón, C., Botero, M. J., Urrea, C. F., Cardona, J. E., Zuluaga, L. E., Morales, H., & Alzate, G. (2002). Manejo integrado de nemátodos parásitos del plátano, con énfasis en microbiológicos. En Acorbat (Ed.), *XV Reunión Internacional Acorbat 2002* (pp. 272-277). https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/16749/40948_26521.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Coyne, D. L., Nicol, J. M., & Claudius-Cole, B. (2014). *Practical plant nematology: A field and laboratory guide*. International Institute of Tropical Agriculture. <https://biblio.iita.org/documents/U14BkCoynePracticalNethomDev.pdf-d663ec356760331c1acd9a16e3848f16.pdf>
- De Waele, D., & Davide, R. G. (1998). *Nematodos noduladores de las raíces del banano* [plagas de *Musa*; hoja divulgativa 3].
- EcuRed. (2020). *Helicotylenchus dihystera*. https://www.ecured.cu/Helicotylenchus_dihystera
- EPPO. (2002). *Pratylenchus coffeae*. EPPO Global Database. <https://gd.eppo.int/taxon/PRATCO>
- EPPO. (2008). *Radopholus similis*. EPPO Bulletin, 38(3), 374-378. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2338.2008.01248.x>
- Fundación Hondureña de Investigación Agrícola (FHIA). (2007, enero). Consideraciones prácticas para muestreo e identificación de nemátodos. *Noticias de la FHIA*, (8). http://www.fhia.org.hn/descargas/noticias_fhia/2007_Noticias_de_la_FHIA_08.pdf
- García Salazar, J. M. (2012). *Densidad y diversidad de nemátodos en sistemas agroforestales de café en asociación con bananos y sombra de leguminosas en Jinotega, Nicaragua* [tesis de grado, Centro Agro-nómico Tropical de Investigación y Enseñanza]. https://repositorio.catie.ac.cr/bitstream/handle/11554/1082/Densidad_y_diversidad_de_nemátodos.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Guzmán, Ó. A., Castaño, J., & Villegas, B. (2012). Efecto de la limpieza sanitaria de cormos de plátano (*Musa AAB Simmonds*) sobre nemátodos fitoparásitos. *Revista U. D. C. A. Actualidad & Divulgación Científica*, 15(1), 87-95. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0123-42262012000100010
- Guzmán Piedrahita, Ó. A. (2011a). El nematodo barrenador (*Radopholus similis* [Cobb] Thorne) del banano y plátano. *Luna Azul*, (33), 137-153. <https://pesquisa.bvsalud.org/portal/resource/pt/lil-659376#:~:text=Radopholus%20similis%20es%20un%20nematodo,entre%20el%202020%20y%20100%25>.
- Guzmán Piedrahita, Ó. A. (2011b). Importancia de los nemátodos espiral, *Helicotylenchus multicinctus* (Cobb) Golden y H. *dihystera* (Cobb) Sher, en banano y plátano. *Agronomía*, 19(2), 19-32. [http://agronomia.ucaldas.edu.co/downloads/Agronomia19\(2\)_3.pdf](http://agronomia.ucaldas.edu.co/downloads/Agronomia19(2)_3.pdf)
- Guzmán Piedrahita, Ó. A., Castaño Zapata, J., & Villegas Estrada, B. (2012). Efectividad de la sanidad de cormos de plátano dominico hartón (*Musa AAB Simmonds*), sobre nemátodos fitoparásitos y rendimiento del cultivo. *Revista de la Academia Colombiana de*

Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, 36(138), 45-55. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0370-39082012000100005

Haegeman, A., Elsen, A., De Waele, D., & Gheysen, G. (2010). Emerging molecular knowledge on *Radopholus similis*, an important nematode pest of banana. *Molecular Plant Pathology*, 11(3), 315-323. <https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2010.00614.x>

Hauser, S. (2000). Effects of fertilizer and hot-water treatment upon establishment, survival and yield of plantain (*Musa* spp., AAB, French). *Field Crops Research*, 66(3), 213-223. [https://doi.org/10.1016/S0378-4290\(00\)00071-X](https://doi.org/10.1016/S0378-4290(00)00071-X)

Hauser, S., & Messiga, F. N. K. (2010). Nematode control on plantain suckers (*Musa* spp. AAB genome) through submergence in boiling water: Emergence rates, early growth, bunch yield and root health. *ISHS Acta Horticulturae*, 879, 323-332. <https://doi.org/10.17660/actahortic.2010.879.33>

Hirschmann, H., & Triantaphyllou, A. C. (1967). Mode of reproduction and development of the reproductive system of *Helicotylenchus dihystera*. *Nematologica*, 13(4), 558-574. <https://doi.org/10.1163/187529267X00373>

Jaramillo Zapata, M. M. (2001). *Efecto de Glomus manihotis y G. fistulosum en el manejo de nematodos fitopatógenos en plantas micropagadas de plátano Dominicano Hartón y banano Gran Enano* [tesis de grado, Universidad Nacional de Colombia, sede Medellín].

Jones, M. G. K., & Fosu-Nyarko, J. (2014). Molecular biology of root lesion nematodes (*Pratylenchus* spp.) and their interaction with host plants. *Annals of Applied Biology*, 164(2), 163-181. <https://doi.org/10.1111/aab.12105>

Jones, M. G. K., & Goto, D. B. (2011). Root-knot nematodes and giant cells. En J. Jones, G. Gheysen, & C. Fenoll (Eds.), *Genomics and molecular genetics of plant-nematode interactions* (pp. 83-100). Springer.

Kaplan, D. T., & Opperman, C. H. (2000). Reproductive strategies and karyotype of the burrowing nematode, *Radopholus similis*. *Journal of Nematology*, 32(2), 126-133. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2620439/pdf/126.pdf>

Karakas, M. (2007). Life cycle and mating behavior of *Helicotylenchus multicinctus* (Nematoda: Hoplolaimidae) on excised *Musa cavendishii* roots. *Biologia*, 62(3), 320-322. <https://link.springer.com/article/10.2478/s11756-007-0054-z>

Khan, A., Williams, K. L., & Nevalainen, H. K. M. (2006). Control of plant-parasitic nematodes by *Paecilomyces lilacinus* and *Monacrosporium lysipagum* in pot trials. *BioControl*, 51(5), 643-658. <https://doi.org/10.1007/s10526-005-4241-y>

Kosma, P., Ambang, Z., Begoude, B. A. D., Ten Hoopen, G. M., Kuate, J., & Akoa, A. (2011). Assessment of nematicidal properties and phytochemical screening of neem seed formulations using

Radopholus similis, parasitic nematode of plantain in Cameroon. *Crop Protection*, 30(6), 733-738. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2011.02.026>

Loos, C. A. (1962). Studies on the life-history and habits of the burrowing nematode, Radopholus similis, the cause of black-head disease of banana. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 29(1), 43-52. <https://www.musalit.org/seeMore.php?id=15021>

Luambano, N. D., Kashando, B. E., Masunga, M. M., Mwenisongole, A. E., Mziray, M. F., Mbaga, J. E., Polini, R. M., & Mgonja, D. M. (2019). Status of Pratylenchus coffeae in banana-growing areas of Tanzania. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 105, 102-109. <https://doi.org/10.1016/j.pmp.2018.08.002>

Marin, D. H., Sutton, T. B., & Barker, K. R. (1998). Dissemination of bananas in Latin America and the Caribbean and its relationship to the occurrence of Radopholus similis. *Plant Disease*, 82(9), 964-974. <https://doi.org/10.1094/PDIS.1998.82.9.964>

Moens, T., Araya, M., Swennen, R., & De Waele, D. (2006). Reproduction and pathogenicity of Helicotylenchus multicinctus, Meloidogyne incognita and Pratylenchus coffeae, and their interaction with Radopholus similis on Musa. *Nematology*, 8(1), 45-58. <https://doi.org/10.1163/156854106776179999>

Nicol, J. M., Turner, S. J., Coyne, D. L., Den Nijs, L., Hockland, S., & Tahna Maafi, Z. (2011). Current nematode threats to world agriculture. En J. Jones, G. Gheysen, & C. Fenoll (Eds.), *Genomics and molecular genetics of plant-nematode interactions* (pp. 21-43). Springer.

Oramas-Nival, D., & Román, J. (2006). Histopatología de los nematodos Radopholus similis, Pratylenchus coffeae, Rotylenchulus reniformis y Meloidogyne incognita en plátano (*Musa acuminata* × *M. balbisiana*, AAB). *Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico*, 90(1-2), 83-97. <https://revistas.upr.edu/index.php/jaupr/article/viewFile/2963/2533>

Peraza-Padilla, W., Rosales-Flores, J., Esquivel-Hernández, A., Hilje-Rodríguez, I., Molina-Bravo, R., & Castillo-Castillo, P. (2013). Identificación morfológica, morfométrica y molecular de Meloidogyne incognita en higuera (*Ficus carica* L.) en Costa Rica. *Agronomía Mesoamericana*, 24(2). https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1659-13212013000200010

Perry, R. N., & Moens, M. (2011). Introduction to plant-parasitic nematodes; modes of parasitism. En J. Jones, G. Gheysen, & C. Fenoll (Eds.), *Genomics and molecular genetics of plant-nematode interactions* (pp. 3-20). Springer.

Purwaningtyas, P. M., Rahardjo, B. T., & Tarno, H. (2016). The effect of bacteria colony *Pseudomonas fluorescens* (UB_Pf1) and *Bacillus subtilis* (UB_Bs1) on the mortality of Pratylenchus coffeae (Tylenchida: Pratylenchidae). *Biosaintifika: Journal of Biology & Biology Education*, 8(3), 286-293. <https://doi.org/10.15294/biosaintifika.v8i3.5067>

Quénéhervé, P. (1989). Population of nematodes in soils under banana, cv. Poyo, in the Ivory Coast. 3. Seasonal dynamics of populations in mineral soil. *Revue de Nématologie*, 12(2), 149-160. <https://www.musalit.org/seeMore.php?id=822>

- Quintero-Vargas, C., & Castaño-Zapata, J. (2012). Evaluación de inductores de resistencia para el manejo de nematodos fitoparásitos en plántulas de plátano. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 36(141), 575-586. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0370-39082012000400008
- Rivera Alvarado, S., Guzmán Piedrahita, Ó. A., & Zamorano Montañez, C. (2010). Arvenses hospedantes de nematodos fitoparásitos. *Fitopatología Colombiana*, 34(2), 47-51. https://doctoradoagrarias.files.wordpress.com/2016/05/art_2010_arvenses-hospedantes-de-nematodos-fitoparc3a1sitos.pdf
- Saeki, Y., Kawano, E., Yamashita, C., Akao, S., & Nagatomo, Y. (2003). Detection of plant parasitic nematodes, *Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus coffeae* by multiplex PCR using specific primers. *Soil Science and Plant Nutrition*, 49(2), 291-295. <https://doi.org/10.1080/00380768.2003.10410010>
- Schreck Reis, C., Freitas, H., & Van der Putten, W. H. (2008). Responses of root-feeding nematodes (*Helicotylenchus* spp.) to local and non-local populations of the host plant *Ammophila arenaria*. *Applied Soil Ecology*, 39(3), 245-253. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2008.01.003>
- Sequeira, L., Steeves, T. A., Steeves, M. W., & Riedhart, J. M. (1958). Role of root injury in Panama disease infections. *Nature*, 182, 309-311. <https://doi.org/10.1038/182309a0>
- Solano-González, S., Esquivel-Hernández, A., Molina-Bravo, R., & Morera-Brenes, B. (2015). Identification of *Meloidogyne* species associated with upland ornamentals plants in Costa Rica. *Agronomía Mesoamericana*, 26(2), 247-256. <https://doi.org/10.15517/am.v26i2.19280>
- Speijer, P. R., & De Waele, D. (1997). Screening of *Musa* Germoplasm for resistance and tolerance to nematodes. *Inibap Technical Guidelines*, (1). <https://cgospace.cgiar.org/bitstream/handle/10568/104444/241.pdf?sequence=5&isAllowed=y>
- Valencia Serna, R. A., Guzmán Piedrahita, Ó. A., Villegas Estrada, B., & Castaño Zapata, J. (2014). Manejo integrado de nematodos fitoparásitos en almácigos de plátano Dominico Hartón (*Musa AAB Simmonds*). *Luna Azul*, (39), 165-185. http://200.21.104.25/lunazul/downloads/Lunazul39_11.pdf
- Van den Bergh, I., Tuyet, N. T., Nguyet, D. T. M., Nhi, H. H., & De Waele, D. (2005). Population dynamics of *Pratylenchus coffeae* on banana in North Vietnam. *Nematology*, 7(6), 891-900. https://brill.com/view/journals/nemy/7/6/article-p891_10.xml?language=en
- Zuckerman, B. M., & Strich-Harari, D. (1963). The life stages of *Helicotylenchus multicinctus* (Cobb) in banana roots. *Nematologica*, 9(3), 347-353. <https://doi.org/10.1163/187529263X00872>

Glosario

Las siguientes definiciones han sido tomadas de diversas fuentes, como las Resoluciones 3168, 3888 y 780006 del ICA (2015a, 2015b, 2020b), la FAO (2010, 2018), entre otras. Algunos casos específicos llevan su fuente al final.

Ápice: extremo superior o punta de algo (Real Academia Española [RAE], 2014). En botánica, la punta (de la hoja u otro órgano), el punto más lejano del punto de unión del órgano (Harris & Harris, 2013).

Brácteas: estructuras laminares situadas en la base de la inflorescencia; normalmente menores y más sencillas que las normales (Canals et al., 2019).

Calidad de semilla: conjunto de atributos de la semilla que involucra los factores genéticos, físicos, fisiológicos y sanitarios.

Calidad física: se refiere a las cualidades físicas de la semilla en un lote específico de semillas.

Calidad fisiológica: se refiere al desempeño de la semilla.

Calidad genética: se refiere a las características genéticas específicas de una variedad de semilla.

Calidad sanitaria: se refiere a la presencia o ausencia de plagas en un determinado lote de semillas. Permite establecer su buena condición y aptitud con relación a la “sanidad” del material de propagación.

Colino: hijuelo.

Cono truncado: parte del cono comprendida entre la base y otro plano que corta todas sus generatrices (RAE, 2014).

Cormo: tallo subterráneo corto, sólido y vertical con hojas finas como el papel (Harris & Harris, 2013). Es la unidad de propagación vegetativa de las musáceas (plátano y banano), la cual constituye una estructura diferenciada (con raíz, base engrosada y pseudotallo) y está unida vascularmente con la planta madre (Álvarez et al., 2013a).

Cultivar (cv.): nombre genérico que se utiliza para referirse indistintamente a

variedades, líneas, híbridos y clones que se estén utilizando como materiales comerciales para siembra (los cultivares se encuentran únicamente en cultivos o producción agrícola) (Thain & Hickman, 2004).

Decumbentes: plantas con el tallo tendido sobre el suelo, sin arraigar en él (Canals et al., 2019).

Desinfección: tratamiento que mata o inactiva el crecimiento de microorganismos en objetos inanimados por medio de un producto químico llamado “desinfectante” (Tortora et al., 2010); eliminación de una infección o la propiedad de causarla, al destruir los gérmenes nocivos o evitar su desarrollo (RAE, 2014).

Desinfectante: agente químico o físico usado para desinfectar (Tortora et al., 2010).

Desinfestar: limpiar un lugar de ciertos animales, como insectos y roedores (RAE, 2014).

Dormancia: estado de reducida actividad fisiológica que ocurre en semillas, yemas, bulbos, cormos y tubérculos. Estado de reposo o quiescencia (Shurtleff & Averre III, 1997).

Envés de la hoja: cara inferior de la hoja, opuesta al haz (RAE, 2014). Llamado también “cara abaxial”, ubicada en contra del eje y opuesta a la cara adaxial (Harris & Harris, 2013).

Fenotipo: manifestación variable del genotipo de un organismo en un determinado ambiente (RAE, 2014). Apariencia total de un organismo, determinada por la interacción, durante el desarrollo, entre su constitución genética (genotipo) y el ambiente (Thain & Hickman, 2004).

Filotaxia de las hojas: patrón de distribución de las hojas sobre el tallo o cormo; en plátano es en espiral/helicoidal (Soto Ballesteros, 2008).

Genotipo: conjunto de los genes de un individuo, de acuerdo con su composición alélica (RAE, 2014). Constitución genética de un individuo (Thain & Hickman, 2004).

Haz de la hoja: cara superior de la hoja, normalmente más brillante y lisa, y con nervadura menos patente que en la cara inferior, o envés (RAE, 2014). También denominada “cara adaxial”, es la parte de la hoja que apunta al eje (Harris & Harris, 2013).

Híbrido: en el sentido más amplio, describe la descendencia de un cruce de padres genéticamente no idénticos (Thain & Hickman, 2004).

Hijos de agua: colinos “orejones” o “bandera”: resultan de una yema inducida que se sometió al sombrío y desarrolló hojas de manera prematura (Corporación PBA, 2012).

Iodóforo o yodóforo: complejo formado por yodo y detergente (Tortora et al., 2010).

Material vegetal de propagación: “todo material vegetal viable de origen asexual que se use para multiplicación, para siembra, comercialización y/u ornato” (ICA, 2020b).

Meristemo: región de activa división mitótica celular en las plantas, a partir de la cual se derivan tejidos permanentes. Nuevas células se derivan de la actividad meristemática (Thain & Hickman, 2004).

Micorrizas: asociación simbiótica íntima de micelio de un hongo típicamente no (o ligeramente) patogénico con las raíces de una planta superior; pueden ayudar en la toma de ciertos nutrientes de la planta hospedera (Shurtleff & Averre III, 1997).

Parénquima: tejido vegetal suave, activo, de plantas superiores, constituido por células de pared delgada, frecuentemente isodiamétricas, que pueden almacenar alimento o desarrollan otras funciones; estas células usualmente retienen potencial meristemático y tienen espacios intercelulares entre ellas (Shurtleff & Averre III, 1997).

Parenquimatoso: perteneciente o relativo al parénquima (RAE, 2014).

Partenocarpia: desarrollo de frutos sin fertilización previa. Ocurre regularmente en bananos, plátanos y piña, los cuales, como consecuencia, no tienen semilla (Thain & Hickman, 2004).

Pendular: perteneciente o relativo al péndulo (RAE, 2014).

Pentágono: conjunto de los primeros cinco rebrotos en orden de desarrollo de mayor a menor, que surgen en una distribución pentagonal irregular, en el cual cada rebrote tiene correspondencia con una hoja formada, por lo cual sigue la filotaxia de la planta (figura 9) (De Langhe, 1961).

Pigmentación: relativo a dar color a algo (RAE, 2014). Un pigmento es un compuesto coloreado, como la clorofila, y está compuesto por moléculas que son coloreadas por el tipo de luz que absorben (Shurtleff & Averre III, 1997).

Polisombra: tipo de tela fabricada con hilos de polietileno u otro plástico que es usada en los cultivos y viveros para dar sombra parcial al material vegetal.

Primordio: porción inicial o rudimentaria de formación de cualquier órgano, estructura o individuo. Perteneciente a los primeros estados de desarrollo; primero en orden de aparición (Shurtleff & Averre III, 1997).

Ramificación monopódica o monopodial: eje mayor dominante.

Las yemas laterales se originan a cierta distancia del meristemo apical (Barkery & Steward, 1962, citados por Soto Ballesteros, 2008).

Raquis: eje principal de una estructura como una hoja compuesta o una inflorescencia (Harris & Harris, 2013).

Rizoma: tallo subterráneo horizontal que produce yemas en las axilas de las hojas; estas yemas sirven para la reproducción vegetativa (Harris & Harris, 2013; Thain & Hickman, 2004). Ejemplos: heliconia, achira, jengibre.

Rizosfera: área compartida entre las raíces, microorganismos, agua, nutrientes y exudados de la raíz.

Semilla: óvulo fecundado y maduro o cualquier otra parte vegetativa de la planta que se use para la siembra o propagación.

Semilla de calidad: semilla que cumple satisfactoriamente con los cuatro

atributos de calidad (física, fisiológica, sanitaria y genética) (FAO, s. f., 2010; FAO & AfricaSeeds, 2019; ICA, 2015a).

Subyacente: que yace o está debajo de algo (RAE, 2014).

Trazabilidad: es la capacidad de identificar y rastrear los procesos y los procedimientos, desde la adquisición de materias primas, hasta la producción, el retiro del producto no conforme y su consumo (Cañar Serna et al., 2020).

Triploide: que tiene tres sets de cromosomas, o $3n$ (Shurtleff & Averre III, 1997).

Turgencia: calidad de abultado y firme (RAE, 2014).

UFC: unidad formadora de colonias. Unidad de medida para cuantificar visualmente colonias bacterianas en medio sólido (Tortora et al., 2010).

Autoría

Erika V. Wagner-Medina

Correo: ewagner@agrosavia.co

Orcid: <https://orcid.org/0000-0003-3341-1300>

Máster en Agricultura Tropical y Subtropical de la Universidad de Hohenheim, Alemania, e ingeniera agrónoma de la Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales (UDCA), Colombia. En 2015 inició su trabajo con plátano en el Plan Nacional de Semillas (PNS) y se ha involucrado en el ajuste técnico del modelo de producción de semilla de plátano, en el fortalecimiento de capacidades locales para la producción de semilla con organizaciones del Eje Cafetero y en la elaboración del Procedimiento Operativo Estándar (POE), que se traduce en el presente manual y en la construcción de la oferta tecnológica para la producción de semilla de plátano. Junto con el equipo de AGROSAVIA, propició el trabajo con aliados territoriales para aportar al modelo de producción y generó un diálogo abierto en diversos espacios de intercambio sobre semilla de plátano de calidad en el Eje Cafetero entre 2015 y 2018.

Jorge Alberto Valencia-Montoya

Correo: jvalencia@agrosavia.co

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-6750-1032>

Ingeniero agrónomo de la Universidad de Caldas, Colombia. Investigador vinculado al Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) entre 1992 y 1993, y a Corpoica —hoy AGROSAVIA— desde 1993 hasta la fecha. Desde el inicio de su actividad profesional se vinculó a la investigación en el cultivo de plátano en el Eje Cafetero y trabajó en equipos de desarrollo de tecnología en recursos genéticos, fisiología, fertilización y manejo agronómico. En el 2014 inició trabajos en la implementación del modelo de plátano en altas densidades, a un ciclo de producción, en conjunto con el gremio de plátano. Desarrolló actividades en AGROSAVIA con el PNS en el cultivo de plátano. Actualmente

participa en el desarrollo y ajuste del modelo de producción de semilla de calidad, con productos como la oferta tecnológica de plátano y el POE de plátano, entre otras actividades.

Álvaro Caicedo-Arana

Correo: alvarocaicedo@gmail.com

Orcid: <https://orcid.org/0000-0001-8134-8276>

Ingeniero agrónomo de la Universidad Nacional de Colombia, máster en Citricultura de la Universidad Politécnica de Valencia, España, y M. Sc. en Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional, sede Palmira. Investigador del ICA entre 1986 y 1993. Entre 1994 y 2021 trabajó en AGROSAVIA, donde desarrolló actividades de investigación y transferencia de tecnología. Su labor como investigador se ha centrado en la conservación de los recursos fitogenéticos, entre los que se destaca el Banco de Germoplasma de Musáceas, Centro de Investigación Palmira de AGROSAVIA. En años recientes ha estado vinculado al PNS y se ha involucrado en el ajuste técnico del modelo de producción de plátano, así como en la caracterización morfológica, fisicoquímica y nutricional de las introducciones de la colección de musáceas.

John Fredy Hernández Nopsa

Correo: jhernandezn@agrosavia.co

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-4813-2104>

Doctor en Agronomía especializado en Epidemiología (University of Nebraska-Lincoln). Máster en Fitopatología y biólogo de la Universidad Nacional de Colombia. Se desempeñó como investigador en USDA-ARS, en Oregón, y en los departamentos de Fitopatología de Kansas State University, University of Florida y Emerging Pathogens Institute (EE. UU.). Cuenta con experiencia en epidemiología vegetal, modelos de redes aplicados a sistemas agrícolas, enfermedades en sistemas de semillas, granos almacenados, cereales y semilla de papa, así como en los patógenos *Fusarium graminearum* —en trigo— y *F. oxysporum* —en clavel—. Ha publicado artículos y capítulos de libros, y es revisor y editor de revistas nacionales e internacionales. Se vinculó a AGROSAVIA desde noviembre de 2016, donde actualmente trabaja en el Departamento de Semillas en sistemas de semillas y su sanidad, en epidemiología vegetal y en bancos locales de semillas.

Invitamos a quienes estén interesados en la producción de plátano a recorrer estas páginas con el fin de profundizar en la gestión de una semilla de calidad —tipo plántula—, para el cultivar Dominico Hartón.

En este manual, transitaremos desde algunas consideraciones generales de la semilla y abordaremos asuntos clave para producir semilla de calidad como los suministros mínimos para su obtención, los procesos de desinfección, la identificación morfológica de plantas, cormos y plántulas del cultivar Dominico Hartón. Asimismo, analizaremos temas como la infraestructura necesaria para multiplicar semilla, las condiciones óptimas del almácigo, los tipos de huertos requeridos para producir semilla y el diseño de un módulo para dicha producción. También acotaremos el tiempo necesario en cada fase de la obtención de semilla y las particularidades de la distribución de la semilla. Proponemos una estrategia para garantizar la calidad de la semilla denominada Esquema de Aseguramiento Sanitario (EAS). Este manual se soporta en un amplio conjunto de experiencias académicas y desarrollos técnicos, así como de múltiples referencias bibliográficas nacionales e internacionales.

Incluimos un generoso número de fotografías e ilustraciones con las que esperamos facilitar la comprensión del proceso de producción de semilla de calidad. Adicionalmente, añadimos en el texto códigos QR con audios, videos y cápsulas que esperamos sirvan para analizar, reflexionar y profundizar en los detalles de la producción de semilla de plátano.

Queremos propiciar otras miradas a la producción de plátano que permitan su innovación. Esperamos que este aporte adicional a los ya existentes promueva mejoras en la obtención de semilla de calidad. Los comentarios y sugerencias que puedan brindarnos son más que bienvenidos.

Trabajamos arduamente en la elaboración de este manuscrito para convertirlo en una ayuda fundamental y un referente para la producción de semilla de plátano en el Eje Cafetero y en condiciones similares. Asimismo, deseamos que con la práctica y la innovación que se propicie con este manuscrito, se estimule la agricultura en el trópico.

Finalmente agradecemos su interés y el tiempo dedicado a la exploración de este libro.
