

Capítulo I

Esquema de aseguramiento sanitario
y estrategias para el manejo integrado
de plagas y enfermedades en semillas
de alta calidad de musáceas

Mónica Betancourt Vásquez, Sandra Lorena Carmona Gutiérrez,
Diana Marcela Burbano, Magda Rocío Gómez Marroquín, Diana
Marcela Torres Jiménez, Yuli Andrea Lovera Sotelo, Dexi Andrea
Cruz Lara, Jaime Esneider Aguirre Rodríguez, Juan Pablo Becerra,
Eliseo Polanco Díaz y Gustavo Adolfo Rodríguez Yzquierdo



Introducción

La calidad de las semillas se puede definir, en un sentido amplio, como el cumplimiento de una serie de requisitos o normas mínimas que deben ser consideradas a la hora de emplear un material de siembra para garantizar un óptimo desarrollo y lograr la mayor rentabilidad y producción de los cultivos. La calidad tiene en cuenta cuatro componentes principales: 1) calidad genética, 2) calidad física, 3) calidad fisiológica y 4) calidad sanitaria (Becerra Campiño et al., 2019; Rodríguez Yzquierdo et al., 2018). En este capítulo se detallarán los aspectos relacionados con la calidad sanitaria.

Para garantizar la calidad sanitaria de un material de propagación, lo primero que se debe hacer es una búsqueda y caracterización de las enfermedades y plagas limitantes para el cultivo, de forma que se pueda identificar, de acuerdo con la fenología del cultivo y las características de los patógenos, cuáles serían los momentos más críticos de la presencia de plagas o enfermedades y cuáles de estas tienen transmisión directa por semilla. Esta caracterización permitirá generar estrategias para prevenir o controlar los problemas tanto en el desarrollo del cultivo como en la producción de semillas.

En las figuras 1.1 y 1.2 se presenta un esquema sinóptico de las enfermedades más limitantes del cultivo y sus posibilidades de transmisión de acuerdo con el tipo de semilla: *in vitro* (figura 1.1) o plántulas y cormos (figura 1.2).

El material *in vitro* permite eliminar una gran cantidad de patógenos, como hongos y bacterias, pero, si no se hacen procesos

adecuados de limpieza de los meristemos y aplicación de técnicas de termoterapia y quimioterapia en los procesos de micropropagación, es posible que puedan escaparse algunos virus (Betancourt et al., 2021; Wu & Su, 1991). Por esta razón, siempre deben buscarse laboratorios especializados y registrados para la producción de material sano (figura 1.1).

Como se puede observar en la figura 1.2, los principales problemas sanitarios que pueden transmitirse por semilla son:

- Marchitamiento por *Fusarium* (*Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*, recientemente clasificado como *Fusarium odoratissimum* Maryani, Lombard, Kema & Crous, 2019).
- Moko (*Ralstonia solanacearum* Smith raza 2).
- Pudrición acuosa del pseudotallo o bacteriosis (*Dickeya chrysanthemi*).
- Virus del rayado del banano (*Banana streak virus* [BSV]).
- Virus del mosaico del pepino (*Cucumber mosaic virus* [CMV]).
- Nematodo barrenador (*Radopholus similis* Cobb), nematodo lesionado (*Pratylenchus coffeae* Zimmerman y *P. goodeyi*) y nematodo espiral (*Helicotylenchus* spp.).
- Picudo negro (*Cosmopolites sordidus*), picudo rayado y amarillo (*Metamasius hemipterus*, *M. hebetatus* y *M. submaculatus*) y picudo enano (*Polytus mellerborgii*).

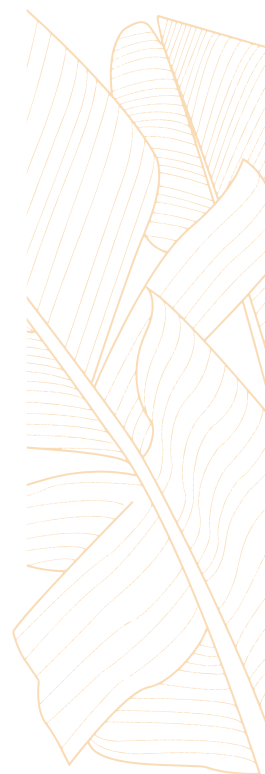
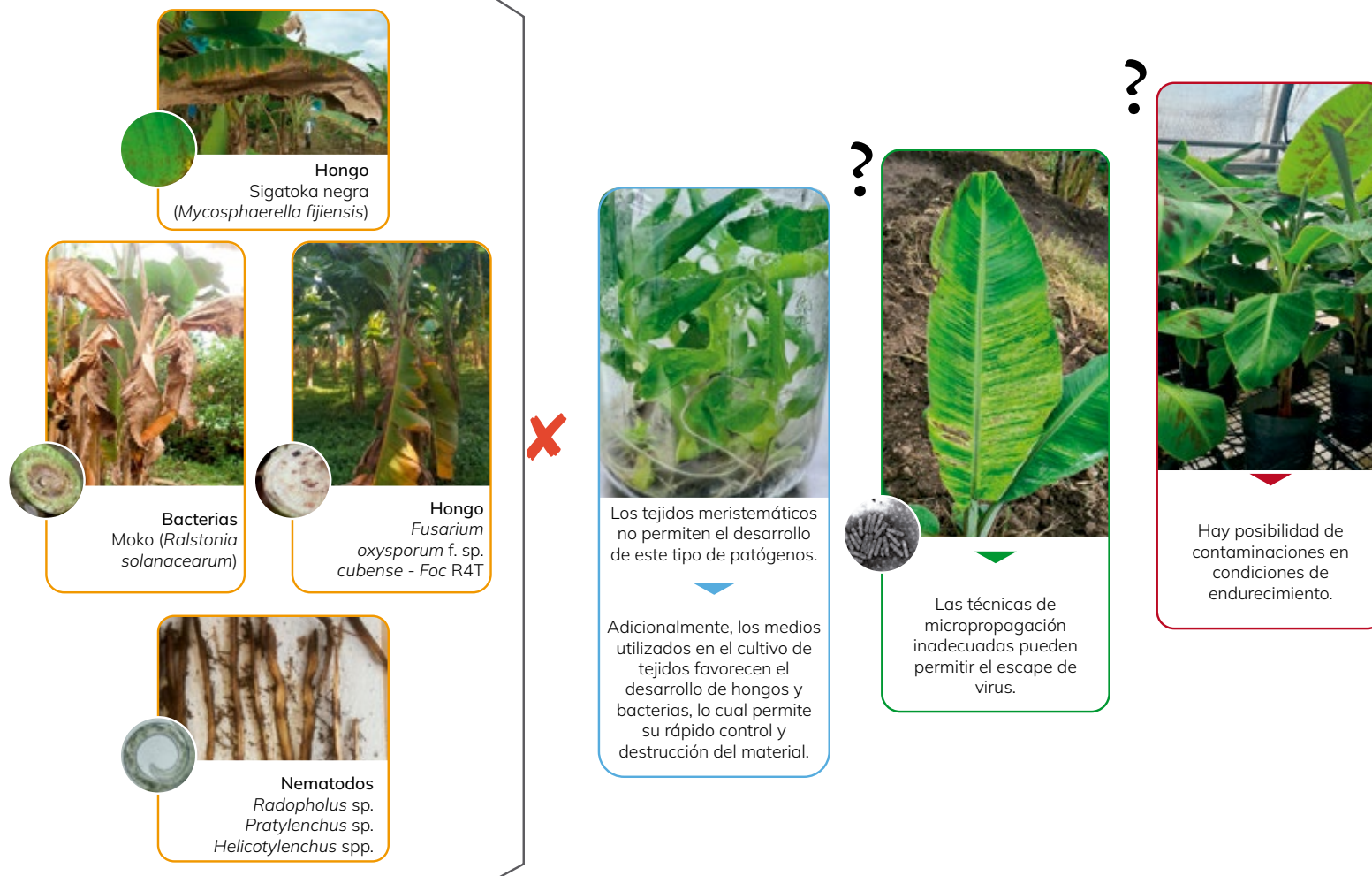


Figura 1.1.

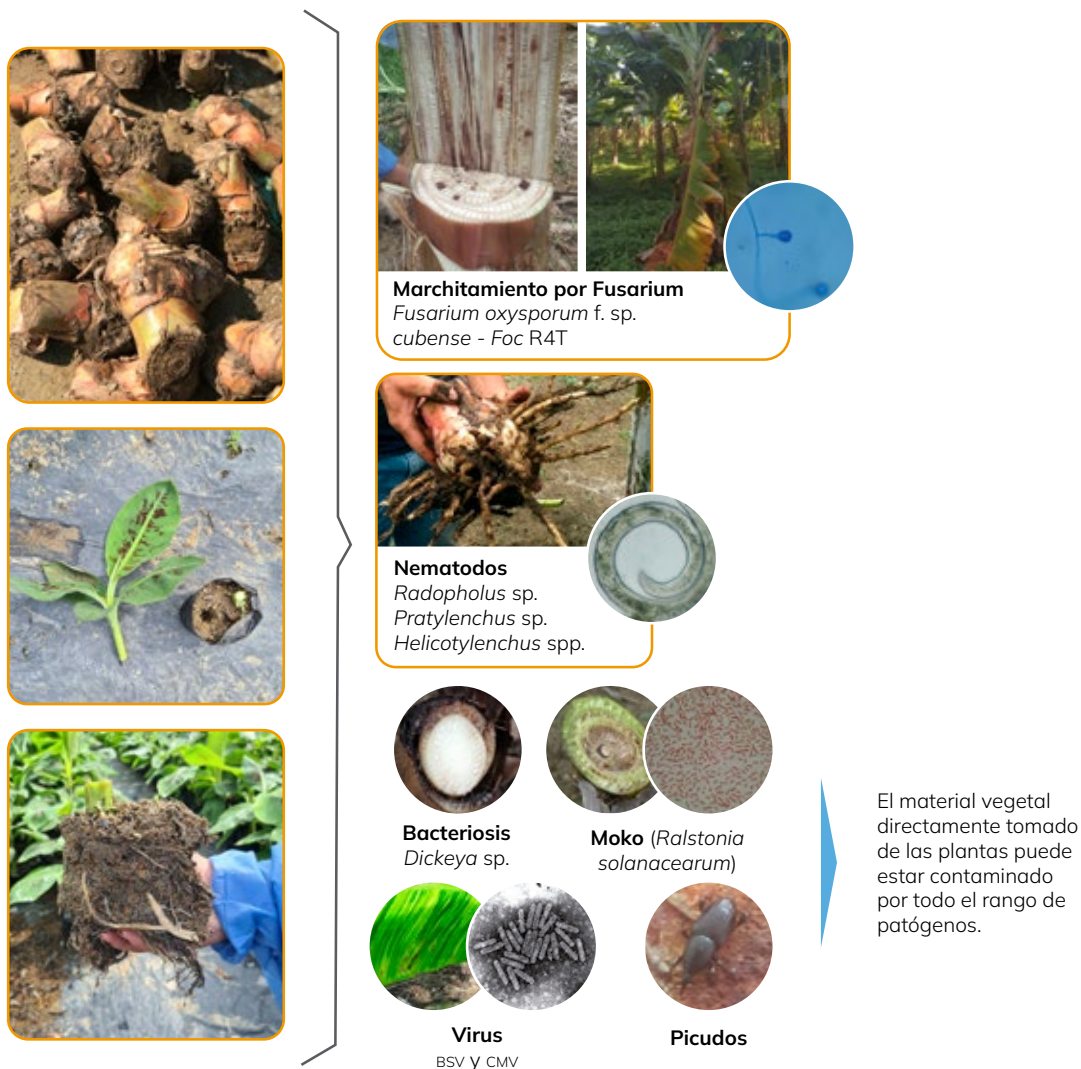
Riesgo de dispersión de enfermedades en musáceas en material *in vitro*.



Fotos: Mónica Betancourt Vásquez

Figura 1.2.

Enfermedades y plagas con mayor probabilidad de transmisión por semilla asexual (cormos e hijos).



Fotos: Mónica Betancourt Vásquez

Las otras problemáticas, aunque eventualmente pueden ser diseminadas por la semilla, cuentan con estrategias conocidas de prevención y manejo que, aplicadas con rigor, pueden evitar que la semilla se contamine (Rodríguez Yzquierdo et al., 2019). Por el contrario, patógenos como *Ralstonia*, *Fusarium* y virus no



tienen métodos de control conocidos, por lo que su presencia en un huerto de producción de semillas hace necesaria la erradicación y eliminación del material o incluso el cierre del esquema de producción.

Descripción de los patógenos y plagas de mayor importancia económica en semillas de musáceas

A continuación, se describen los patógenos y plagas más importantes del cultivo, considerando las características biológicas, los síntomas y signos, y las formas de dispersión. Posteriormente, estos aspectos serán determinantes para la aplicación del esquema de aseguramiento sanitario.

Patógenos

***Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* raza 1 (Foc R1) y raza 4 tropical (Foc R4T)**

Fusarium oxysporum f. sp. *cubense* es un hongo ascomicete habitante del suelo perteneciente al complejo de especies de *Fusarium oxysporum* (FOSC, por sus siglas en inglés), y es el agente causal del marchitamiento vascular de las musáceas, conocido comúnmente como marchitez de las musáceas (Stover, 1990).

Foc se agrupa en razas, de acuerdo con el tipo de cultivar frente al cual presenta patogenicidad. Así, *Foc* R1 es patogénico sobre cultivares de Gros Michel (AAA), Manzano (AAB) y los del subgrupo Pisang Awak (ABB), y causó importantes pérdidas después de su llegada a América en 1890 (May & Plaza, 1958). Por su parte, la raza 2 afecta al cultivar Bluggoe, y la raza 4 puede afectar al subgrupo Cavendish (Ploetz, 2006), además de los susceptibles a las razas 1 y 2.

Se presume que la marchitez de las musáceas es originaria del sudeste de Asia, aunque fue reportada por primera vez en Australia

en 1876, y en la década de 1960 ocasionó importantes pérdidas en los cultivos de América Latina, lo que obligó a migrar la producción de Gros Michel hacia el uso de cultivares tipo Cavendish, con resistencia a *Foc* R1 (Dita et al., 2018). Posteriormente, en 1989 se reportó *Foc* R4T oficialmente en Taiwán, desde donde se ha dispersado por las islas del Pacífico, el sudeste asiático, África, Australia y el continente americano, donde está presente en Colombia (García-Bastidas et al., 2019), Perú (Acuña et al., 2022) y Venezuela (Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral [Insaí], 2023). En la actualidad, el patógeno se ha reportado en 22 países (García-Bastidas, 2022) (figura 1.3).

La raza 4 tropical es conocida por afectar a musáceas del subgrupo Cavendish (*Musa* AAA), que representa el banano de exportación más comercializado en el mercado mundial, además de todos los cultivares susceptibles a las razas 1 y 2. Adicionalmente, este patógeno representa una amenaza para los cultivares tradicionales de plátanos con importancia alimentaria en las zonas tropicales. Hasta el momento, no se conoce un cultivar comercial con resistencia a *Foc* R4T, lo cual restringe las posibilidades de manejo de este hongo (García-Bastidas, 2022; García-Bastidas et al., 2020).

El patógeno puede propagarse a través de diferentes tipos de estructuras: las hifas, los microconidios, los macroconidios y las clamidosporas. Estas últimas son estructuras con pared celular engrosada, lo que les permite persistir en el suelo por mucho tiempo (Leslie & Summerell, 2008). De esta manera, el hongo puede dispersarse a través de partículas de suelo, o puede mantenerse latente en residuos de cosecha o plantas acompañantes que sirven como hospederas asintomáticas. Otros medios de diseminación del patógeno son el viento, el agua, los animales y algunos de origen antropogénico, como las herramientas agrícolas, la maquinaria y el calzado de las personas que trabajan en el cultivo (Dita et al., 2018; Pegg et al., 2019) (figura 1.4).

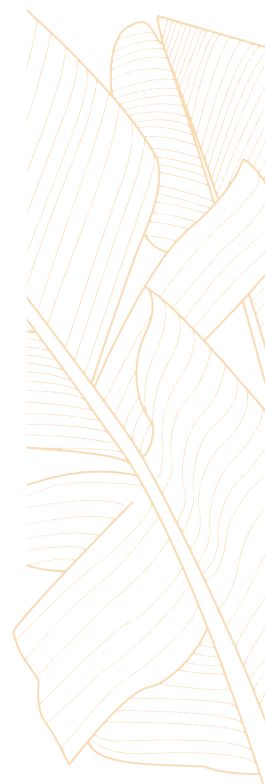
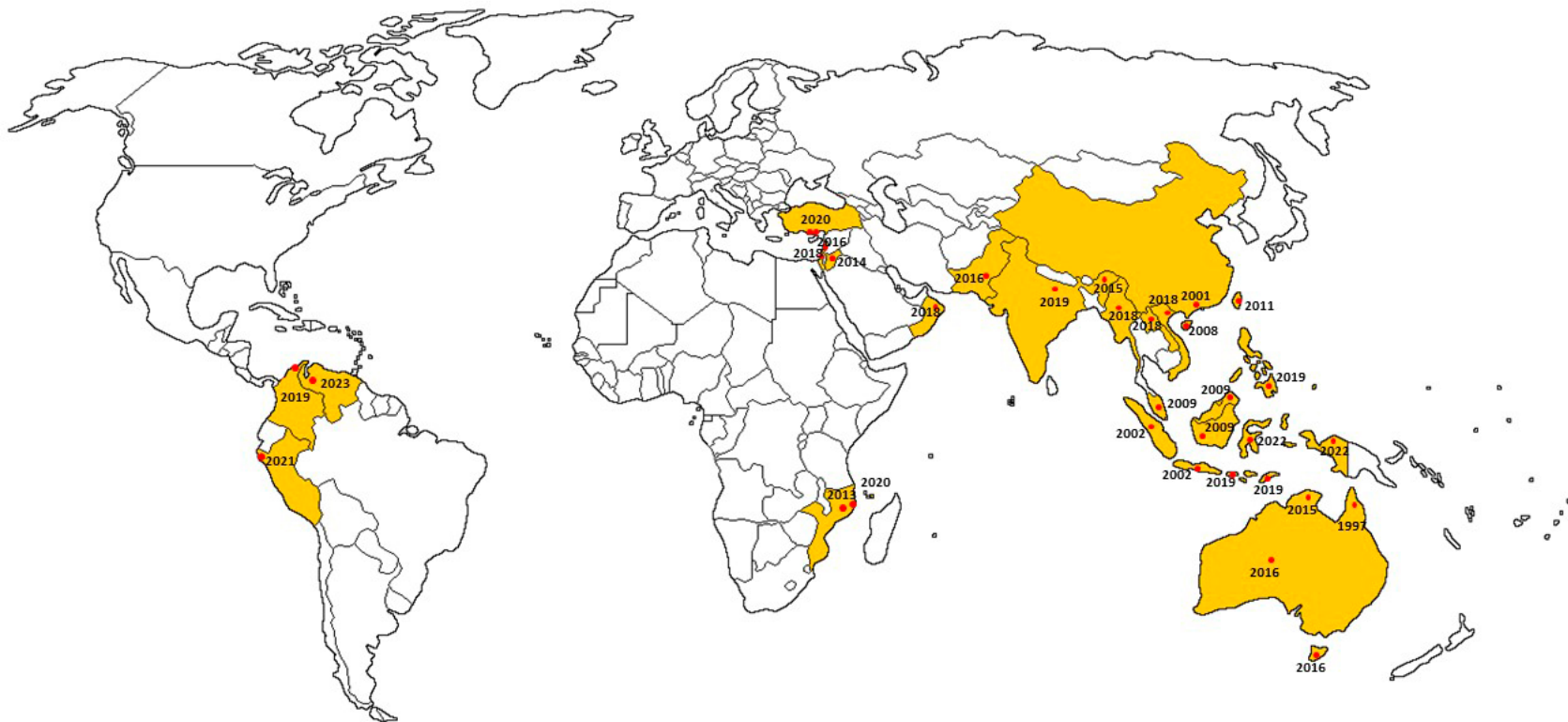


Figura 1.3.

Distribución actual de *Foc* R4T en el mundo y año de reporte.



Fuente: Elaboración propia

Figura 1.4.

Formas de dispersión de *Foc* R4T.

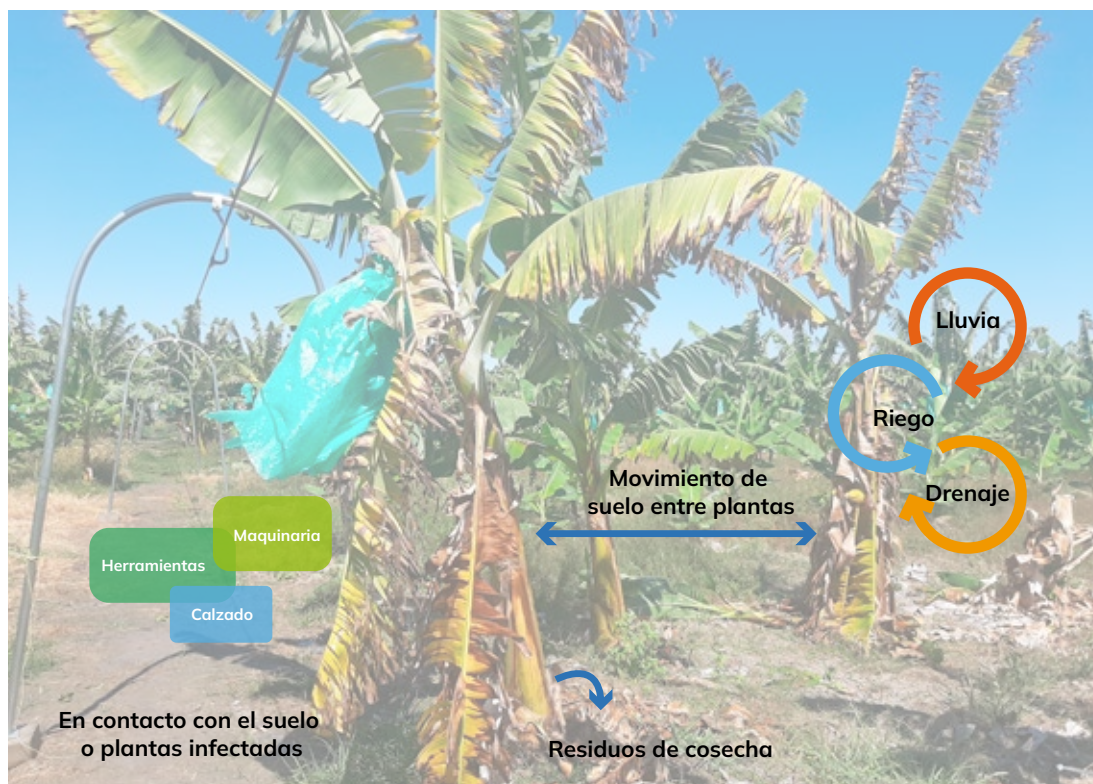


Foto: Gustavo Rodríguez Yzquierdo

Una vez establecida una planta, la estructura propagativa de *Foc* germina y, mediante su hifa de penetración, ingresa a las raíces de la planta a través de heridas o aberturas naturales, atraviesa la corteza radical y alcanza los haces vasculares. A medida que el patógeno avanza durante la infección, genera estructuras propagativas dentro del tejido vegetal, principalmente microconidios (dispuestos sobre conidióforos), pero también macroconidias y clamidosporas (Olivares et al., 2021).

A medida que la enfermedad avanza, la planta se defiende formando gomas y tilosas para impedir el ascenso del patógeno, pero la mayoría de las veces no tiene éxito. Así, se bloquean los haces vasculares, de modo que comienza a limitarse el ascenso de agua y nutrientes a la parte aérea de la planta, y se empiezan a notar los síntomas, como amarillamiento en las hojas maduras y una marchitez

que se caracteriza por el “enruanamiento” o pliegue del pedúnculo de las hojas sobre el pseudotallo (figura 1.5a). Aunque los síntomas suelen ser más comunes en plantas adultas y antes de la floración, en altas concentraciones de inóculo en el suelo, los síntomas pueden presentarse también en plantas jóvenes (figura 1.5b).

Figura 1.5.

Síntomas de *Foc* R4T en Cavendish. a. Síntomas típicos en plantas adultas: “enruanamiento” y amarillamiento de hojas; b. Síntomas en plantas jóvenes: amarillamiento generalizado de la planta; c. Corte longitudinal del pseudotallo de una planta afectada por *Foc* R4T: presencia de necrosis continua de color morado a negro y presencia de gomas o tilosas.



Fotos: Gustavo Rodríguez Yzquierdo

Al hacer un corte transversal, se observan los haces vasculares necrosados como consecuencia del ascenso del patógeno, así como las gomas y tilosas, que se ven como bloqueos oscurecidos (Pegg et al., 2019; Stover et al., 1961). Finalmente, la planta muere, generalmente sin producir racimo o finalizar su llenado (figura 1.5c).

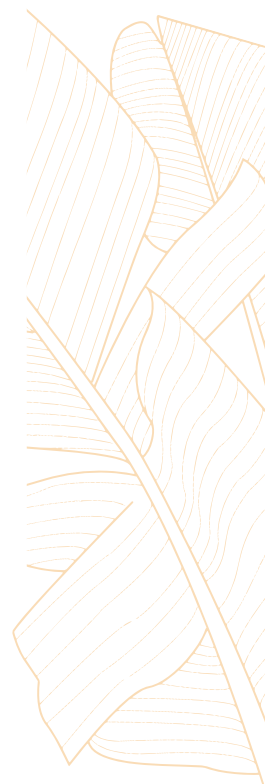
En el caso del plátano, estudios de AGROSAVIA indican que, en condiciones controladas de vivero, con altos niveles de inóculo, *Foc R4T* puede ingresar a la planta y causar enfermedad, razón por la cual deben fortalecerse las medidas de bioseguridad en todas las unidades de producción de banano y plátano a nivel nacional, de forma que se evite el ingreso del patógeno (León-Pacheco et al., 2022).

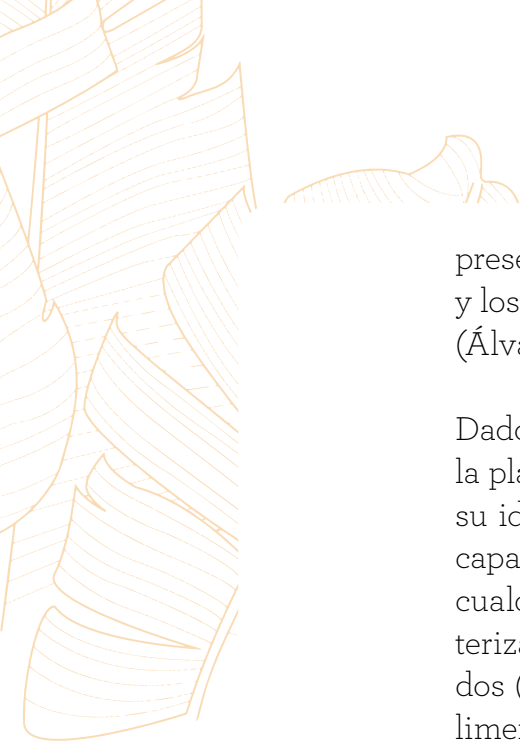
Debido a las grandes afectaciones que *Foc R4T* puede ocasionar en el sistema productivo del banano y el plátano en Colombia, la Organización Nacional de Protección Fitosanitaria (ONPF), que corresponde al Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), lo clasifica como un patógeno de tipo cuarentenario. La ONPF resalta la importancia de verificar la calidad de las semillas y los materiales de propagación de las zonas no afectadas, para mitigar uno de los mayores riesgos de dispersión: la contaminación del material de siembra.

Moko (*Ralstonia solanacearum* Smith raza 2)

Ralstonia solanacearum, el agente causal de la marchitez bacteriana, se encuentra en todos los continentes y numerosas islas ubicadas entre los trópicos de Cáncer y Capricornio; causa enfermedades en más de 200 especies de plantas de más de 50 familias. *R. solanacearum* es considerado uno de los fitopatógenos más importantes del mundo debido a su letalidad, amplia distribución geográfica y amplia gama de hospederos (Belalcázar et al., 2004; Kelman, 1955).

En cuanto a la sintomatología y el desarrollo de la enfermedad, los síntomas típicos del marchitamiento por Moko aparecen una vez que el patógeno ha colonizado sistemáticamente el pseudotallo y el rizoma. Las plantas exhiben un rápido amarillamiento y marchitez de hojas, y chupones adheridos físicamente; se





presenta decoloración en las vainas de las hojas del pseudotallo, y los frutos maduran prematuramente o su desarrollo se detiene (Álvarez et al., 2013; Belalcázar et al., 2004) (figuras 1.6a y 1.6b).

Dado que los síntomas pueden tardar en aparecer luego de que la planta está infectada, se facilita su diseminación y se dificulta su identificación. Al ser una enfermedad sistémica debido a su capacidad de moverse por haces vasculares, puede aparecer a cualquier edad del cultivo. Los síntomas a nivel interno se caracterizan por una pudrición severa y una alta presencia de exudados (Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria [Senasica], 2019; Betancourt et al., 2021) (figura 1.6c).

Por su capacidad de supervivencia tanto en hospederos alternativos como en sustratos y herramientas, son varios los medios de diseminación, los cuales se describen a continuación:

Prácticas culturales de campo: la bacteria puede ser diseminada por no desinfectar las herramientas cuando se hacen podas, deshijes, amarres de racimo o desyerbes en plantas infectadas (Obregón Barrios et al., 2008).

Material de propagación: el uso de semilla de musáceas proveniente de lotes con altas infestaciones de *Ralstonia* puede propagar la enfermedad debido a que las heridas que presentan los cormos durante la siembra facilitan la infección; también, plantas cuya madre esté enferma seguramente serán portadoras asintomáticas de la bacteria, razón por la cual el proceso de selección, uso y desinfección es clave en los procesos de siembra (Gómez et al., 2004).

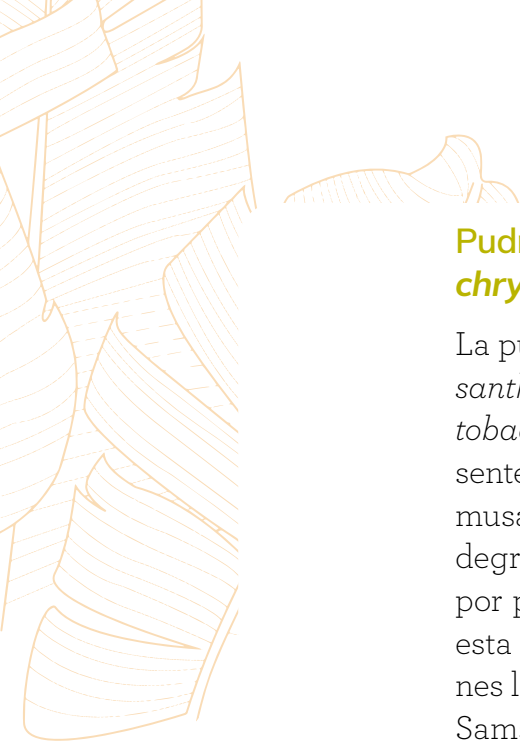
Insectos: las abejas *Trigona corvina* y avispa del género *Polybia* sp. se han reportado como vectores al transportar savia infectada entre plantas, sobre todo en altos niveles de concentración de la bacteria (Buddenhagen, 2009).

Figura 1.6.

Síntomas de Moko en plátano. a. Síntomas externos: hojas necróticas pegadas al pseudotallo y amarillamiento de la planta; b. Síntomas en plantas jóvenes: marchitez progresiva y decaimiento de la planta; c. Síntomas internos: necrosis severa, acompañada de exudados.



Fotos: Mónica Betancourt Vásquez



Pudrición acuosa del pseudotallo o bacteriosis (*Dickeya chrysanthemi*)

La pudrición acuosa del pseudotallo o bacteriosis (*Dickeya chrysanthemi*, antes *Erwinia chrysanthemi*, y *Dickeya* sp., antes *Pectobacterium chrysanthemi*) es una enfermedad endémica presente en Colombia en las regiones bananeras donde se cultivan musáceas. Este patógeno se caracteriza por su capacidad para degradar las paredes celulares de la planta y puede permanecer por periodos prolongados en el suelo y en desechos de plantas; esta característica le permite desarrollar con facilidad infecciones latentes (CABI, s.f.; Franco & Stefanova, 2008; P. Li et al., 2011; Samson et al., 2005; Snehalatharani & Khan, 2010).

Dickeya pertenece a la familia Enterobacteriaceae, es aerobia, gramnegativa y con flagelos peritricos (Rivera, 1978; Rivera & Ezavin, 1989). “La bacteria penetra en la planta por medio de heridas y en algunas ocasiones por las lenticelas. Es diseminada por semillas infectadas, herramientas, agua, insectos vectores y nematodos que ocasionan lesiones en las raíces y facilitan su entrada” (Agrios, 2006). En el caso de las musáceas, se puede propagar fácilmente por semilla.

El síntoma principal que presenta esta enfermedad en los pseudotallos consiste inicialmente en manchas acuosas, translúcidas o de color amarillento en su fase inicial, que pasan de rojizo a castaño oscuro en sus últimas instancias, lo que afecta la parte basal de la planta y produce debilidad y ocasionalmente doblamiento (figura 1.7a). Al hacerles presión, los tejidos afectados emanan un líquido abundante cristalino y fétido (Morales Romero et al., 2020).

Los síntomas más severos de la enfermedad se caracterizan por el desarrollo de clorosis con márgenes necróticos en hojas nuevas y brotación pobre y desuniforme de hijos; además, en plantas que se afectan muy pronto, no se desarrollan racimos (Rivera, 1978; Stover, 1972). En plantas de Cavendish (AAA) es común observar pudrición de la vaina en la base del pseudotallo, lo cual genera posteriormente un hueco necrótico en el rizoma (Rivera & Ezavin, 1989). Este último síntoma puede ser similar a los daños

ocasionados por *C. sordidus* Germar. En plantas jóvenes desarrolladas a partir de cormos infectados, se presenta disminución de crecimiento y marchitamiento progresivo en todas las hojas, desde la base del pseudotallo al ápice; por lo general, este tipo de plantas no alcanzan la madurez y colapsan (Rivera & Ezavin, 1989; Rodríguez et al., 2018) (figuras 1.7b y 1.7c).

Figura 1.7.

Síntomas de bacteriosis en plátano. a. Síntoma externo: volcamiento del pseudotallo; b. Típico exudado en calcetas; c. Síntoma interno: necrosis interna severa de afuera hacia adentro.



Fotos: Mónica Betancourt Vásquez y Gustavo Rodríguez Yzquierdo



Esta enfermedad es en parte consecuencia de malas prácticas al cultivo; por ejemplo, dejar restos de pseudotallo después de la cosecha puede favorecer la contaminación de los hijos cuando la planta madre estuvo enferma por la bacteria (Belalcázar et al., 1998). Asimismo, no desinfectar machetes empleados en las podas y usar material de plantación infestado son medios efectivos para la dispersión de la enfermedad. Igualmente, la alta incidencia de insectos como *M. hemipterus* incrementa la dispersión de la bacteria en campo (Belalcázar et al., 2004; Rodríguez et al., 2019).

Nematodos: nematodo barrenador (*Radopholus similis* Cobb), nematodo lesionado (*Pratylenchus coffeae* Zimmerman y *P. goodeyi*) y nematodo espiral (*Helicotylenchus* spp.)

En el cultivo de musáceas se han descrito hasta 146 especies y 43 géneros de nematodos parásitos (Araya, 1995); sin embargo, los más comunes en Colombia son los endoparásitos *R. similis* y *P. coffeae*, y el semiendoparásito *H. multicinctus*. También se pueden encontrar poblaciones altas de *Meloidogyne* spp., pero en la mayoría de los casos esta especie no está asociada a daños importantes en las plantas de plátano y banano (Guzmán-Piedrahita & Castaño-Zapata, 2004; Lara et al., 2016).

El daño causado por los nematodos es uno de los factores que más influye en la pérdida de vigor y en la reducción de la vida productiva de los cultivos de musáceas (plátano y banano). En plantaciones con más de seis años, lo normal es encontrar grandes comunidades de nematodos compuestas por varias especies. De mayor a menor, se ha reportado la siguiente lista de especies en cuanto a su importancia económica: *Radopholus similis*, *Helicotylenchus* spp., *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus* spp. (González Cardona et al., 2009; Salazar et al., 2012; Jaraba et al., 2020).

Los nematodos son animales filiformes, con cuerpo sin segmentos, cubiertos por una cutícula hialina (transparente) y con estrías bien definidas; no cuentan con extremidades u otros apéndices, y tienen boca bien diferenciada, que en el caso de los fitoparásitos

se caracteriza por la presencia de estilete (una boca modificada en forma de aguja que les permite punzar las raíces y succionar nutrientes). Los nematodos pueden sobrevivir en casi todos los hábitats, pero en términos prácticos son esencialmente acuáticos y requieren de buenos contenidos de humedad para permanecer en el suelo. No pueden verse a simple vista, por lo que se requiere el uso de microscopio para observarlos; en general, miden entre 300 y 1.000 μm de largo y entre 15 y 35 μm de ancho (Guzmán Piedrahita et al., 2009; Lara et al., 2016).

Los nematodos causan daños directos en raíces y cormos al producir heridas a través de las cuales se favorece la entrada de otros patógenos como *Fusarium* y *Ralstonia*. La descomposición de las raíces por la presencia de altas cantidades de nematodos genera disminución del crecimiento de las plantas (hojas más pequeñas y menor número y peso de frutos en el momento de la cosecha); además, el síntoma más común es el volcamiento de las plantas y la pudrición del sistema radicular (Guzmán-Piedrahita & Castaño-Zapata, 2004; Rodríguez et al., 2018; Jaraba et al., 2020; González-García et al., 2021). Sin embargo, el síntoma característico más usado para diagnóstico visual es la presencia de necrosis en las raíces, que se observan como pequeñas lesiones de color rojizo a negro, producto de la alimentación de los nematodos, los cuales generalmente están acompañados de amarillamientos pronunciados en el borde de las hojas y reducción del crecimiento (figuras 1.8a y 1.8b).

El movimiento de los nematodos por sí solos es muy limitado, por lo que su principal forma de dispersión es el uso de material infectado o la siembra en suelos con altas poblaciones de estos microorganismos (Ágrios, 2006; Guzmán Piedrahita et al., 2009; Rodríguez et al. 2019).

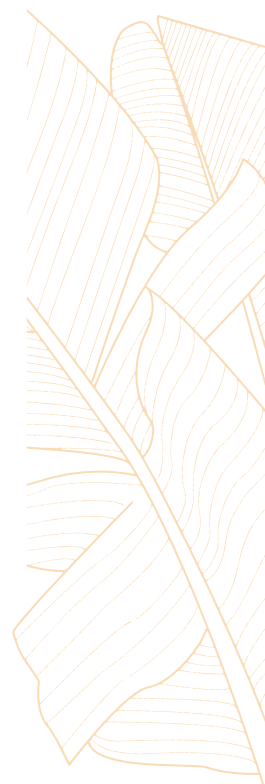


Figura 1.8.

Síntomas asociados a nematodos. a. Volcamiento y poca producción de raíces; b. Necrosis de raíces apicales y en el interior, por la alimentación de los nematodos.



Fotos: Mónica Betancourt Vásquez y Gustavo Rodríguez Yzquierdo

Enfermedades virales

Virus del rayado del banano (*banana streak virus* [BSV])

La enfermedad del rayado del banano es causada por diferentes especies de BSV, que pertenecen al género *Badnavirus*, familia *Caulimoviridae* (Hull et al., 2005). BSV presenta alta diversidad genética (Harper et al., 2005): actualmente, el Comité Internacional de Taxonomía de Virus (ICTV f.) reconoce nueve especies: GF (BSGFV), IM (BSIMV), Mysore (BSMYV), OL (BSOLV), UA (BSUAV), UI (BSUIV), UL (BSULV), UM (BSUMV) y VN (BSVNV).

Este patógeno se caracteriza por presentar partículas baciliformes que miden entre 120 y 150 nm, con genoma discontinuo, formado por ADN circular bicatenario de aproximadamente 7,4 Kb y compuesto de tres marcos de lectura abiertos que codifican para proteínas involucradas en procesos de replicación, movimiento y formación de cápside (Javer Higginson, 2007). BSV se puede encontrar en dos estados: como forma episomal, produciendo infección en las

células vegetales, o como ADN viral integrado dentro del genoma B del plátano. Ambas formas pueden llegar a ser infecciosas en las plantas de banano (Jacobsen et al., 2019). El impacto económico ocasionado por el virus en la producción es variable (pérdidas entre el 7 y el 90 % han sido registradas en Ecuador), pues depende de las condiciones ambientales y de la especie de virus que ocasiona la infección; sin embargo, el BSV afecta la producción de semilla, el movimiento de germoplasma y el mejoramiento genético (Jacobsen et al., 2019; Javier Higginson, 2007; Mocha-Cuenca, 2020).

Los síntomas varían de acuerdo con el aislamiento y los cultivos. La mayoría de los aislamientos producen rayas cloróticas continuas o separadas, que son primero cloróticas, luego se vuelven cada vez más oscuras y finalmente resultan en rayas necróticas en las hojas adultas. En plantas de vivero, el síntoma más común es la disminución de crecimiento y la presencia de rayados pronunciados. Se han observado otros síntomas, como falla en la emergencia del racimo, rajamiento del pseudotallo y disposición de las hojas en forma de abanico (Lockhart, 1986; Lockhart & Jones, 1999). Algunos aislamientos de BSV presentes en África producen necrosis severa. Esta sintomatología inicia con la hoja bandera o cigarro y posteriormente resulta en una necrosis interna del pseudotallo, reducción del tamaño del racimo, emergencia incompleta y muerte de la planta. Algunos aislamientos producen rayas oscuras o puntos de color marrón muy finos que pueden ser visibles en el pseudotallo (Lockhart & Jones, 1999). Los síntomas pueden confundirse con CMV o pueden presentarse en infecciones mixtas (figuras 1.9a y 1.9b).

BSV endógenos pueden desarrollar síntomas, particularmente en plantas de plátano AAB, cuando se someten a diferentes tipos de estrés como la producción por cultivo de tejidos *in vitro*, cambios fuertes de temperatura o estrés por déficit hídrico (Jacobsen et al., 2019).

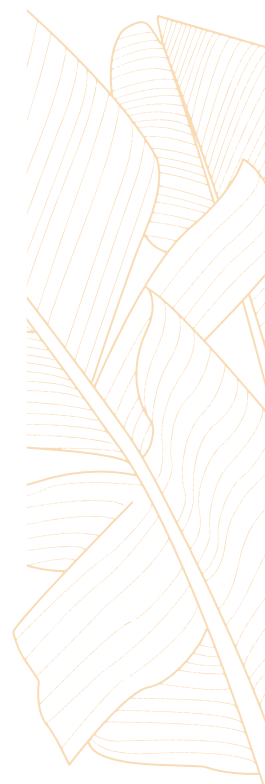


Figura 1.9.

Síntomas asociados a la enfermedad del BSV en plantas de plátano.

a. Síntomas foliares de rayado clorótico y necrótico en foliolos;

b. Síntomas de rajadura del pseudotallo.



Fotos: Mónica Betancourt Vásquez

BSV no se transmite por inoculación mecánica, por lo tanto, es poco probable que el virus se transmita por herramientas de corte o durante operaciones de cultivo (Lockhart & Jones, 1999). Como otros badnavirus, BSV se transmite de plantas infectadas a sanas por cochinillas (Hemiptera: Pseudococcidae), de manera semipersistente; las principales especies reportadas en la transmisión son: *Planococcus citri* y *Pseudococcus* sp. (Lockhart & Jones, 1999). En experimentos en invernadero también se ha logrado la transmisión por la cochinilla de la piña (*Dysmicoccus brevipes*) y la cochinilla rosada de la caña de azúcar (*Saccharicoccus sacchari*) (Kubiriba et al., 2001a, 2001b). El virus no se multiplica en los insectos vectores y no se transmite por vía transovárica; es decir, no se transmite entre generaciones del insecto (Watson & Kubiriba, 2005).

Las observaciones en muchos países sugieren que la propagación del virus de una planta a otra por las cochinillas puede ser limitada. Sin embargo, en países como Colombia y Ecuador, se ha reportado alta incidencia del virus en plantaciones nuevas de banano de exportación, lo cual en general coincide con altas

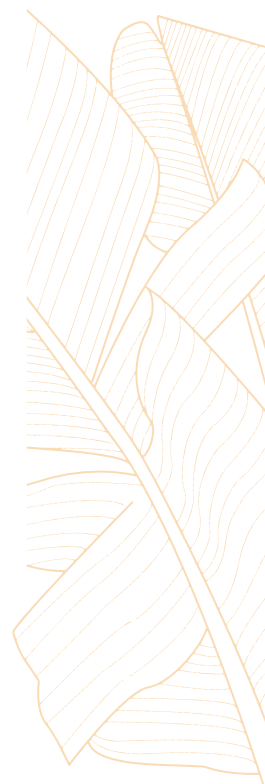
poblaciones de cochinillas (Lockhart & Jones, 1999). El principal medio de diseminación a larga distancia es el material vegetal (cormos y colinos) (Daniells et al., 1995). Además, se ha descrito que plantas producidas por cultivo de tejido derivados de meristemos extraídos de plantas enfermas pueden portar BSV, si no se combinan técnicas de termoterapia y quimioterapia (Lockhart & Jones, 1999); adicionalmente, los elementos virales endógenos presentes en los genomas de musáceas se pueden activar durante la propagación vegetativa debido a procesos de hibridación (Umber et al., 2022).

Virus del mosaico del pepino (*cucumber mosaic virus* [CMV])

El CMV infecta a más de 1.000 especies de plantas distribuidas en 85 familias, siendo el virus con mayor gama de hospedantes conocidos. Es transmitido en condiciones naturales por áfidos y por semilla vegetativa. Se transmite de manera no persistente (es decir, los pulgones o áfidos necesitan periodos de adquisición e inoculación de unos pocos segundos) por más de 80 especies de áfidos, entre los que se destacan *Aphis gossypii* y *Myzus persicae*, especies que son muy comunes en el continente americano (Betancourt et al., 2021).

Los primeros reportes de CMV en Colombia se refieren a síntomas en banano Gros Michel en 1940 en la zona cafetera, específicamente en el departamento del Quindío (Belalcázar Carvajal, 1991); posteriormente, la enfermedad se detectó en Urabá sobre cultivares de banano Cavendish. Al respecto, Belalcázar et al. (1996) analizaron el efecto de este virus en las variables de crecimiento, desarrollo y producción del clon de banano Gros Michel, y encontraron que la infección por CMV reduce la altura y el perímetro del pseudotallo, así como el peso de los racimos.

En la zona cafetera, Martínez (2002) y Betancourt y Alarcón (2002) describieron, en cultivos de plátano Dominico-Hartón en Chinchiná y Santagueda (Caldas), la presencia de CMV y del virus del mosaico suave del banano (*banana mild mosaic virus*





[BanMMV]), con niveles de incidencia de entre el 2 y el 5 % dentro de las plantaciones afectadas.

Becerra et al. (2011) analizaron

la incidencia de CMV y de BSV en cultivos de plátano de la zona cafetera central, en los departamentos de Risaralda, Quindío y Caldas. Allí, se detectaron niveles de incidencia del 4 al 17 % para el CMV y una alta incidencia de infecciones mixtas entre el CMV y el BSV de entre el 10 y el 40 %, principalmente en cultivos de menos de un año desde la siembra.

Sin embargo, en trabajos recientes desarrollados por AGROSAVIA en el Eje Cafetero, Huila y Valle del Cauca, no se ha podido detectar la presencia de este virus, lo que puede indicar cambios en la dispersión e incidencia del virus en el país.

El principal síntoma de CMV son los mosaicos, que pueden variar de intensidad entre las hojas; sin embargo, es común que pasen inadvertidos en plantas adultas y pueden desaparecer y reaparecer de acuerdo con las condiciones climáticas y el manejo del cultivo (Stover, 1972). En general, CMV aparece de forma localizada, y solamente se han descrito epidemias importantes cuando está asociado a BSV; en estos casos, es común observar pudriciones de la hoja bandera y del cilindro central de las plantas (Gowen, 1995; Martínez, 2002). En campo se observan síntomas como mosaicos, deformaciones de hojas, rayados, rayados cloróticos a necróticos, quemazón de la hoja cigarro, láminas de las hojas muy delgadas y estrechas, y rajaduras del pseudotallo. La intensidad de los síntomas se asocia en general a la presencia de infecciones mixtas. Los síntomas en plantas jóvenes se caracterizan por la presencia de mosaicos leves a severos, disminución del crecimiento de la planta y deformación de las hojas (figura 1.10).

Figura 1.10.

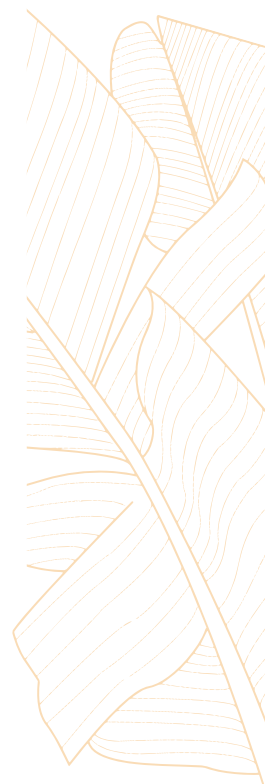
Síntomas de CMV en plantas jóvenes de plátano (cuatro meses): hojas con mosaico.

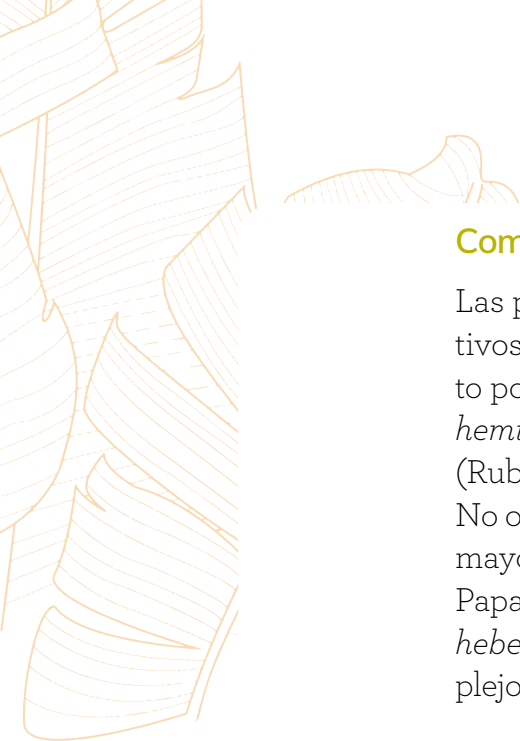


Foto: Mónica Betancourt Vázquez

En cuanto a los medios de dispersión, la transmisión de CMV en condiciones naturales se realiza por pulgones y por semilla vegetativa. Debido al tipo de transmisión no persistente por áfidos, los hospedantes alternos son fundamentales para el mantenimiento del virus, pues actúan como fuentes primarias de inóculo para los vectores (Betancourt et al., 2013; Palukaitis et al., 1992; Sacristán et al., 2004).

Algunas cepas de virus se transmiten más fácilmente que otras (Simons, 1955) y la transmisibilidad por *Myzus persicae* puede perderse por completo en algunas ocasiones (Palukaitis & García-Arenal, 2018). El virus puede ser adquirido por todos los estadios en 5 a 10 segundos; su capacidad para transmitir disminuye después de aproximadamente 2 min y generalmente se pierde en 2 h (Hoggan, 1933; Simons, 1955).





Complejo de picudos

Las plagas más comunes e importantes económicamente en cultivos de banano y plátano son el complejo de picudos, compuesto por las especies *Cosmopolites sordidus* (Germar), *Metamasius hemipterus* (Linnaeus) y *Metamasius hebetatus* (Gyllenhaal) (Rubio & Acuña, 2006; Sánchez Bernal & Vallejo Espinosa, 2010). No obstante, a nivel global y nacional, *C. sordidus* es el insecto de mayor importancia en estos cultivos (Montesdeoca et al., 2005; Paparu et al., 2008). Esta especie, junto con *M. hemipterus* y *M. hebetatus*, integran lo que se conoce en Colombia como el complejo picudo del plátano.

Estas especies de Curculionidae pertenecen a la subfamilia Dryophthorinae: las más frecuentes son *C. sordidus* y *M. hemipterus*, y en menor grado se reporta *M. hebetatus* (González et al., 2007; Rubio & Acuña, 2006).

Además, se destaca que cada especie, tanto en estado larval como adulto, se alimenta de una parte específica del hospedero. *C. sordidus* del cormo, *M. hemipterus* del pseudotallo y *M. hebetatus* se alimenta de los primeros centímetros de pseudotallo cerca al cormo (Gonzales et al., 2007), generando disminución de vida útil y rendimiento de las plantaciones. (Sepúlveda & Rubio, 2009, citado por Duque, 2012, p. 8)

En la zona cafetera, en cultivos de plátano, se ha reportado que los niveles de *C. sordidus* corresponden al 40,5 %, mientras que el nivel de *M. hebetatus* es del 33,9 % y el de *M. hemipterus* es del 25,6 % (Castrillón, 2000).

C. sordidus, la especie más importante, es un insecto negro, con un tamaño aproximado de 15 a 18 mm de longitud, cuerpo estrecho, alargado y ovalado, con superficie lisa y glabra. La cabeza presenta un pico largo y curvo (Cárdenas & Arango, 1987; Sepúlveda-Cano & Rubio-Gómez, 2009). En general, los adultos se caracterizan por tener movimiento lento, actividad nocturna y suelen huir de la luz. Su rango óptimo de temperatura está entre 18 y 40 °C, y tienen un ciclo de vida de 810 días en condiciones naturales, 748 en laboratorio y 60 sin alimento (Becarri, 1967,

citado por Sánchez Bernal & Vallejo Espinosa, 2010). *C. sordidus* es oligófago, es decir que solo se alimenta de plantas de los géneros *Musa*, especialmente de los cormos (Gold & Messiaen, 2000).

[*C. sordidus*] presenta cuatro estadios larvales con una duración de entre 25 y 35 días y las larvas son ápodas, miden de 12 a 15 mm de longitud. Son de color blanco amarillento y su cabeza es bien desarrollada, de color café oscuro con mandíbulas grandes y fuertes. El estadio de pupa mide 12 mm y dura aproximadamente siete días en eclosionar, pasando de coloración blanca a ámbar y se desarrolla al interior del rizoma. (Cárdenas et al., 1991; Castrillón, 2000) (Figura 1.11)

Figura 1.11.

Picudos. a. Adultos de picudo; b. Daños en cormos de semilla.



Foto: José Darío Ule Rodríguez

Los picudos son especialmente atraídos por las sustancias volátiles emanadas de las plantas hospederas; por lo tanto, todas las labores de cultivo que impliquen cortes en la planta (como podas, deshojes y, sobre todo, la separación y preparación de semillas o cormos) favorecen la diseminación de esta plaga (Conceição et al., 2017; Da Silva et al., 2017). Por esta razón, cuando se produce semilla por cormos o se tienen huertos de multiplicación intensiva, el riesgo de la presencia de picudos es muy alto y es necesario desarrollar estrategias para prevenir el ingreso de este insecto a los huertos de producción.



Cuando se inician siembras con material infectado por este insecto, se pueden generar pérdidas superiores al 40 % del cultivo. El daño que ocasionan los picudos tiene consecuencias importantes en el rendimiento de la planta, pues afectan el desarrollo radicular, causan necrosis, limitan la absorción de la planta, retrasan la floración y facilitan la entrada de patógenos del suelo como *Ralstonia* y *Fusarium* (Gold & Messiaen, 2000; Heck et al., 2021).

Esquema de aseguramiento sanitario en musáceas

Para garantizar la sanidad del material vegetal que se produce, es necesario aplicar normas estrictas de prevención, seguimiento y diagnóstico. En la tabla 1.1 se describe el esquema de aseguramiento de calidad de semilla en musáceas diseñado por AGROSAVIA para la producción de material vegetal de plátano en núcleos de producción instalados en diferentes regiones del país.

Este esquema se sustenta con el desarrollo de metodologías de diagnóstico de los patógenos y el seguimiento o trazabilidad de las actividades que se deben desarrollar en los huertos de producción de semilla. El esquema describe las recomendaciones para la identificación y seguimiento de las enfermedades o plagas, los métodos de diagnóstico recomendados y los niveles de restricción que deberían manejarse de acuerdo con el tipo de huerto de producción. Además, para los casos en los que es posible aplicar algún tipo de control, se describen las recomendaciones generales.

Tabla 1.1. Esquema de aseguramiento sanitario para musáceas en huertos de producción de semilla

Patógeno o plaga	Evaluación de la enfermedad	Método de diagnóstico	Nivel de restricción de la presencia-ausencia				Manejo
			Huerto madre (HM)	Huerto de multiplicación intensiva (HMI)	Cámara térmica o túneles	Vivero	
Enfermedades producidas por bacterias							
Moko (<i>Ralstonia solanacearum</i> Smith raza 2)	Protocolo: los huertos de producción deben ser evaluados por monitoreo visual planta a planta frente a la presencia de síntomas de marchitamientos, amarillamientos y generación de exudados. Frecuencia de evaluación: quincenal para HM y HMI, y semanal para cámara térmica, túneles y vivero.	Método: molecular (Cellier et al., 2015). Unidad de muestreo: 0,05 % del total del lote dentro de cada módulo de producción. Frecuencia: anual.	Ausente.	Ausente.	Ausente.	Ausente.	No aplica. En caso de diagnosticarse este patógeno y dado que el ICA la clasifica como una enfermedad de control en Colombia, se debe informar a la autoridad sanitaria y se recomienda eliminar todo el huerto de producción.
Pudrición acuosa del pseudotallo o bacteriosis (<i>Dickeya chrysanthemi</i>)	Protocolo: se realiza una evaluación visual aleatoria en cada módulo para evidenciar marchitamiento, amarillamiento o presencia de lesiones acuosas en el pseudotallo para plantas con más de 5 hojas verdaderas y se registra la incidencia en cada módulo. Frecuencia de evaluación: mensual para HM y HMI, y semanal para cámara térmica, túneles y vivero.	Método: molecular. Unidad de muestreo: visual, y solo se recurre a diagnóstico molecular en caso de síntomas recurrentes, con muestreo directo a plantas enfermas. Frecuencia: solo en caso de ser necesario.	0,5 %	0,5 %	Ausente.	Ausente.	Eliminar las plantas afectadas y sus vecinas. Desinfectar con yodo los sitios afectados y aplicar fosfitos de potasio cuando se presenten casos recurrentes.

Continúa en la siguiente página...



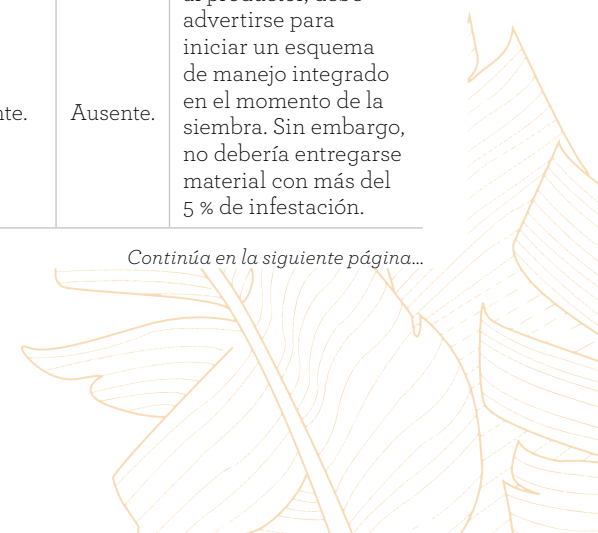


Patógeno o plaga	Evaluación de la enfermedad	Método de diagnóstico	Nivel de restricción de la presencia-ausencia				Manejo
			Huerto madre (HM)	Huerto de multiplicación intensiva (HMI)	Cámara térmica o túneles	Vivero	
Enfermedades producidas por virus							
CMV y BSV (virus del mosaico del pepino - <i>cucumber mosaic virus</i>) y (virus del rayado del banano - <i>banana streak virus</i>)	Protocolo: identificación de síntomas visuales de rayados, mosaicos, deformaciones y reducción del crecimiento. Frecuencia de evaluación: quincenal para HM y HMI, y semanal para cámara térmica, túneles y vivero.	Método: molecular. BSV: Anses (2021). CMV: Hu et al. (1995). Unidad de muestreo: 0,02 % del total del lote dentro de cada módulo de producción. Frecuencia: anual.	> 1 %	> 1 %	Ausente.	Ausente.	Eliminar plantas enfermas, verificar presencia de vectores y, en caso de observarlos, aplicar insecticidas. Manejo de arvenses en el interior de los lotes y evitar hospederos de virus.
Enfermedades producidas por hongos							
Sigatoka negra (<i>Mycosphaerella fijiensis</i>)	Protocolo: evaluación de la presencia de manchas y síntomas de la enfermedad, calculando el índice de hoja más joven manchada (HMJM). Frecuencia de evaluación: mensual para HM y HMI, y semanal para cámara térmica, túneles y vivero.	Método: visual.	No restrictivo.	No restrictivo.	Ausencia de síntomas foliares.	Ausencia de síntomas foliares.	En HM y HMI se pueden aceptar niveles del 15 al 20 % de la enfermedad. Se recomienda deshoje y cirugía para reducir la incidencia y severidad. En plantas jóvenes, la presencia de la enfermedad indica deficiencias nutricionales que deben ser corregidas.

Continúa en la siguiente página...

Patógeno o plaga	Evaluación de la enfermedad	Método de diagnóstico	Nivel de restricción de la presencia-ausencia				Manejo
			Huerto madre (HM)	Huerto de multiplicación intensiva (HMI)	Cámara térmica o túneles	Vivero	
Marchitamiento por <i>Foc R1</i> (<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>cubense</i>) y <i>Foc R4T</i>	Protocolo: los huertos de producción deben ser evaluados por monitoreo visual planta a planta frente a la presencia de síntomas de marchitamientos y amarillamientos severos en hojas y peciolo. Frecuencia de evaluación: quincenal para HM y HMI, y semanal para cámara térmica, túneles y vivero.	Método: molecular. Foc R1: Carvalhais et al. (2019). Foc R4T: C. Y. Li et al. (2013). Unidad de muestreo: 0,05 % del total del lote dentro de cada módulo de producción. Frecuencia: anual.	Ausente.	Ausente.	Ausente.	Ausente.	No debe encontrarse la enfermedad. En caso de reportarse, todo el huerto y sus plantas deben ser eliminados. Se recomienda estricto control de bioseguridad y de manejo de sustratos para evitar el ingreso a los sistemas de producción.
Enfermedades producidas por nematodos							
Nematodo barrenador (<i>Radopholus similis</i> Cobb)	Protocolo: evaluación de síntomas de reducción de crecimiento, amarillamiento de hojas jóvenes y daños en raíces. Frecuencia de evaluación: quincenal para HM y HMI, y semanal para cámara térmica, túneles y vivero.	Método: flotación-centrifugación. Unidad de muestreo: 0,02 % de cada lote de producción (suelo y raíces) cada seis meses y siempre al 0,05 % de los lotes de semilla por entregar.	Máximo 10 %.	Máximo 10 %.	Ausente.	Ausente.	En caso de encontrarse en HM y HMI, aplicar controladores biológicos a base de <i>Pochonia chlamydosporia</i> o extractos vegetales (ruda). Si se observa en material para entregar al productor, debe advertirse para iniciar un esquema de manejo integrado en el momento de la siembra. Sin embargo, no debería entregarse material con más del 5 % de infestación.
Nematodo lesionador (<i>Pratylenchus coffeae</i> Zimmerman y <i>Pratylenchus goodeyi</i>)			Máximo 5 %.	Máximo 5 %.	Ausente.	Ausente.	
Nematodo espiral (<i>Helicotylenchus multicinctus</i> Cobb)			Máximo 5 %.	Máximo 5 %.	Ausente.	Ausente.	

Continúa en la siguiente página...





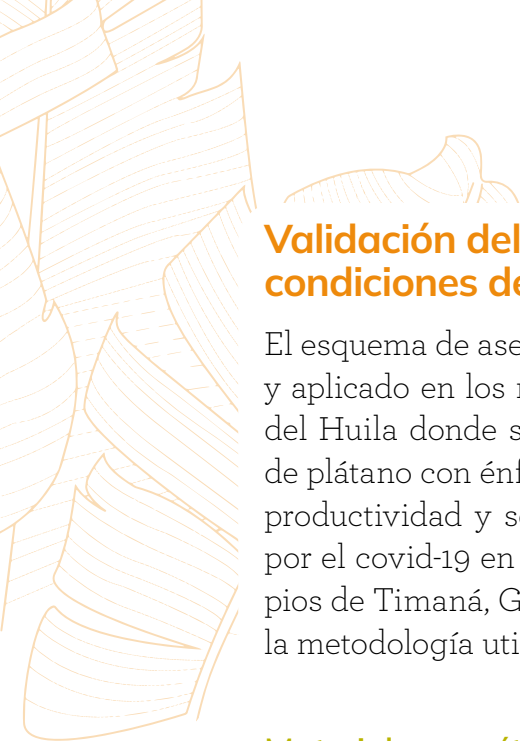
Patógeno o plaga	Evaluación de la enfermedad	Método de diagnóstico	Nivel de restricción de la presencia-ausencia				Manejo
			Huerto madre (HM)	Huerto de multiplicación intensiva (HMI)	Cámara térmica o túneles	Vivero	
Plagas (insectos)							
Complejo de picudos: picudo negro (<i>Cosmopolites sordidus</i>), picudo rayado y amarillo (<i>Metamasius hemipterus</i> , <i>M. hebetatus</i> y <i>M. submaculatus</i>)	Protocolo: se debe identificar la presencia de galerías en los cormos o base del pseudotallo. Frecuencia de evaluación: se realiza monitoreo dos veces a la semana al número de adultos capturados en trampas ubicadas aleatoriamente en cada lote de producción, con el fin de programar labores de control. Las trampas se renuevan cada 15 días, aproximadamente.	Método: visual. Unidad de muestreo: muestreo del 10 % de los cormos para verificación de síntomas en el momento de entrega de semilla y determinación de niveles de incidencia del problema.	Máximo 10 %.	Máximo 10 %.	Ausente.	Ausente.	En caso de presentarse en HM y HMI, debe intensificarse el uso de trampas y la aplicación de entomopatógenos como <i>Beauveria bassiana</i> y <i>Metarhizium anisopliae</i> . Es recomendable aplicar siempre estos tratamientos de manera preventiva.
Cochinillas harinosas (<i>Planococcus citri</i> , <i>Pseudococcus</i> sp., <i>Dysmicoccus brevipes</i> , <i>Saccharicoccus sacchari</i> y <i>Saccharicoccus</i> spp.)	Protocolo: identificación de individuos en calcetas de las plantas. Frecuencia de muestreo: mensual.	Método: revisión visual con lupas de 20X a 30X, observación planta a planta y conteo individual. Unidad de muestreo: muestreo destructivo entre las calcetas o dentro del pseudotallo, 0,02 %.	5 %	5 %	Ausente.	Ausente.	En caso de presentarse, se debe tener cuidado de la aparición de síntomas de virus, dado que estos insectos son vectores de BSV. Se deben aplicar entomopatógenos en los focos donde se presente; solo se acepta en HM y HMI.

Continúa en la siguiente página...

Patógeno o plaga	Evaluación de la enfermedad	Método de diagnóstico	Nivel de restricción de la presencia-ausencia				Manejo
			Huerto madre (HM)	Huerto de multiplicación intensiva (HMI)	Cámara térmica o túneles	Vivero	
Pulgonos	Protocolo: identificación de individuos o colonias en hojas jóvenes. Frecuencia de muestreo: mensual.	Método: visual. Para el monitoreo directo de pulgonos, se muestrearán las hojas jóvenes de la planta y la hoja bandera. En cada planta se cuantificará el número total de colonias, y dentro de ellas, el número de individuos alados y ápteros por material y especie. Unidad de muestreo: 0,02 % en cámara térmica, túneles y vivero.	No definido.	No definido.	Ausente.	Ausente	Es muy raro observar colonias de pulgonos en plantas adultas, por lo que su presencia solo es restrictiva en cámaras, túneles y viveros. En caso de presentarse, deben aplicarse insecticidas de forma preventiva y revisar continuamente la presencia de síntomas de virus.

Fuente: Elaboración propia





Validación del esquema de aseguramiento sanitario en las condiciones del Huila

El esquema de aseguramiento sanitario presentado en la tabla 1.1 fue validado y aplicado en los núcleos de producción de semilla de las cuatro localidades del Huila donde se desarrolló el proyecto “Desarrollo de modelo productivo de plátano con énfasis en material de propagación que atienda el problema de productividad y seguridad alimentaria derivadas de la emergencia causada por el covid-19 en el departamento del Huila”, específicamente en los municipios de Timaná, Garzón, Palermo y Santa María. A continuación, se presentan la metodología utilizada y los resultados encontrados.

Materiales y métodos

El esquema sanitario se aplicó en tres momentos. El primero, antes de la instalación de los núcleos de producción de semilla, con tres enfoques: a) verificación de la sanidad de los suelos donde se instalarían los huertos, a partir de la confirmación de ausencia de enfermedades del suelo, como *Foc* R1, *Foc* R4T y *Ralstonia*; b) revisión de los cultivos seleccionados de productores de la región que apoyaron con la entrega del material vegetal para el establecimiento de los núcleos de producción, y c) muestreo en los huertos de producción de semilla establecidos a los seis y ocho meses después de la de siembra, para verificar la sanidad en cada una de las fases de producción y corroborar la calidad sanitaria de la semilla.

Diagnóstico de *Foc* y *Ralstonia*

La detección de *Foc* y *Ralstonia*, por ser habitantes del suelo, se hizo en dos tipos de muestras: en suelo, para verificar la sanidad de los lotes, y en tejido, para verificar y validar el esquema de aseguramiento sanitario.

Análisis microbiológico en muestras de suelo

Las muestras de suelo procedentes de los núcleos de producción fueron homogeneizadas y se procedió a tomar una alícuota de 5 g, la cual se diluyó en 45 mL de tween al 0,1 % y se agitó durante 2 minutos en vórtex. Se sembró la muestra directa y una dilución (10^{-3}) en agar komada (*Fusarium* sp.) y agar TZC (*R. solanacearum*), respectivamente. Se procedió con el proceso de incubación para posteriormente realizar la confirmación empleando PCR de colonia.

PCR de Colonia: con un asa recta, se tomó una porción de micelio aéreo o de la colonia bacterial o fúngica y se dispuso en un tubo de 0,2 mL con 20 µL de agua grado molecular; posteriormente, se realizó una lisis por choque térmico para luego incubar la muestra a 95 °C durante 10 minutos. La muestra se centrifugó por 1 minuto a máxima velocidad, y el sobrenadante resultante se usó como muestra objetivo para la amplificación por PCR convencional.

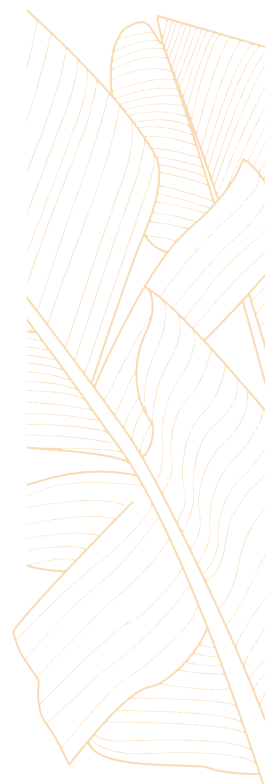
Extracción de ADN a partir de material vegetal: la extracción de ácidos nucleicos se realizó a partir de raíz o cormo, los cuales fueron lavados (para retirar el suelo adherido) y almacenados en tubos de polipropileno a -80 °C; posteriormente, se liofilizaron durante 48 horas, y, finalmente, se maceró el tejido vegetal con nitrógeno líquido y se procedió a realizar la extracción de ADN con el protocolo propuesto por Daire et al. (1997). La calidad y concentración del ADN extraído se determinó por electroforesis en gel de agarosa al 0,8 % y NanoDrop.

Detección molecular de *Foc R1*, *Foc R4T* y *R. solanacearum*

Para determinar la calidad del ADN extraído de material vegetal proveniente de tejidos del cormo, se realizó la amplificación por PCR convencional del gen constitutivo para musáceas BrepI (Brep_F: 5'-GATTTTGTAGATTTTGGACACCG-3'/Brep_R: 5'-GAATAACAAATATGCTCCAATACCC-3') (Mansoor et al., 2005).

La presencia de *Foc R1* se determinó con el marcador específico SIX6b (SIX6b_210_F: 5'-ACGCTTCCCAATACCGTCTGT-3'/SIX6b_210_R: 5'-AAGTTGGTGAGTATCAATGC-3') (Carvalho et al., 2019).

La presencia de *Foc R4T* se determinó mediante la amplificación del marcador W2987 (W2987_F: 5'-TGCCGAGAACCACTGACAA-3'/W2987_R: 5'-GCCGATGTCTTCGTCAGGTA-3') (C. Y. Li et al., 2013).





Y para la detección de *R. solanacearum* (filotipo II4B, patógeno en musáceas), se empleó el marcador específico 93 F/R (93_F: 5'-CGCTGCGCGGCCGTTTCAC-3'/93_R: 5'- CGGTCGCGG-CATGGGCTTGG-3') (Cellier et al., 2015).

Detección de BSV

La detección de BSV y sus variantes en las muestras de ADN vegetal se determinó en muestras de tejido foliar provenientes de los semilimbos de las hojas en su parte central, mediante la amplificación por inmunocaptura PCR multiplex usando iniciadores para las diferentes variantes BSOLV, BSMYV, BSGFV y BSIMV (tabla 1.2); el protocolo fue validado con la enzima GoTaq® G2 Flexi DNA Polymerase (Promega).

Detección de CMV

Se usaron los extractos obtenidos con el protocolo de Daire et al. (1997), a partir de material vegetal de plantas de musáceas, previamente cuantificados por Nanodrop y verificados con el gen de expresión constitutiva BrepI.

Síntesis de DNA complementario (cDNA) por transcripción reversa (RT)

La síntesis de cDNA se hizo utilizando *random primers* y la enzima *reverse transcriptase* (M-MLV RT) de Invitrogen®; posteriormente, la PCR se desarrolló con los iniciadores descritos en la tabla 1.3, utilizando la *DNA polymerase reagent* GoTaq® G2 Flexi DNA Polymerase con Standard Taq Buffer (Promega).

Tabla 1.2. Secuencias de los iniciadores evaluados como control interno y detección del virus BSV y sus variantes

Patógeno	Iniciador	Secuencia 5'-3'	Tamaño esperado (pb)	Referencia
Control interno	BrepF	GATTTTGTAGATTTTGGACACCG	400	Mansoor et al. (2005)
	BrepR	GAATAACAAATATGCTCCAATACCC		
BSIMV	Im R	CACCCAGACTTTTCTTTCTAGC	384 ^a	Anses (2021)
	Im F	TGCCAACGAATACTACATCAAC		
BSMYV	Mys F	TAAAAGCACAGCTCAGAACAAACC	589	
	Mys R	CTCCGTGATTTCTTCGTGGTC		
BSGFV	Gf R	TCGGTGGAATAGTCCTGAGTCTTC	476	
	Gf F	ACGAACTATCACGACTTGTTCAAG C		
BSOLV	Ol R	GCTCACTCCGCATCTTATCAGTC	522	
	Ol F	ATCTGAAGGTGTGTTGATCAATGC		

Fuente: Elaboración propia con base en Geering et al. (2000) y Geering et al. (2011)



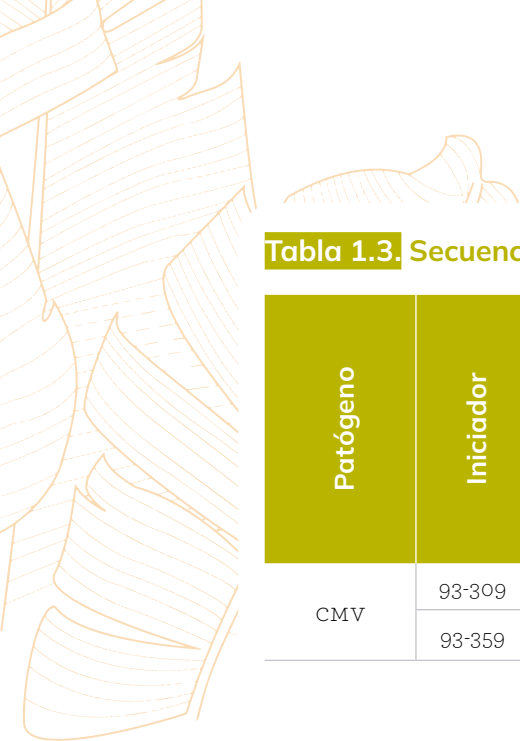


Tabla 1.3. Secuencias de los iniciadores para la detección de CMV

Patógeno	Iniciador	Secuencia 5'-3'	Tamaño esperado (pb)	Referencia
CMV	93-309	CATCGACCATGGACAAATCTGAATCAAC	745	Hu et al. (1995)
	93-359	CTCTCCATGGCGTTTAGTGACTTCAGCAG		

Fuente: Elaboración propia

Resultados y discusión

Debido a las dificultades para la consecución de semilla registrada de plátano, el material para iniciar los núcleos de producción de semilla, específicamente el HM, el HMI y el huerto comercial (HC), se obtuvo a partir de cultivos de productores ubicados en la misma zona de trabajo.

Tomar esta decisión significó un desafío muy grande, pues era necesario garantizar que el material de partida cumpliera todos los requerimientos de calidad de semilla para asegurar la sanidad de los núcleos de producción; por esta razón, se hicieron cuatro visitas de campo para seleccionar los mejores cultivos con disponibilidad de extracción de material de siembra, específicamente de colinos tipo aguja que previamente fueron seleccionados por indicadores de calidad física y fisiológica. En cada predio se seleccionaron plantas élite para la toma de semillas, para lo cual se tuvieron en cuenta criterios genéticos, fisiológicos y sanitarios. A nivel sanitario, se tomaron muestras del 10 % de las plantas que se usarían como plantas madre y se verificó, por métodos moleculares, que estuvieran libres de las enfermedades cuarentenarias *Fusarium* y *Ralstonia*. Además, de forma visual y molecular se verificó la ausencia de enfermedades virales.

Se visitaron cuatro fincas ubicadas en los municipios de Palermo, Gigante, Pitalito y Garzón, las cuales tuvieron incidencias de BSV del 0 %, 0,2 %, 5 % y 7 %, respectivamente, por medio de la metodología descrita en el protocolo de Anses (2021). A partir de estos resultados, se descartaron los lotes de Pitalito y Garzón por la presencia de virus, y se tomaron como HM para la extracción de semilla las localidades de Gigante y Palermo. Pitalito y Garzón también se caracterizaron por una alta presencia de picudos y por desuniformidad en los tipos de material sembrados, por lo que se consideró que estas parcelas no serían viables para la extracción de material; de esta forma se estaba cumpliendo con los criterios de calidad genética y sanitaria inicial.

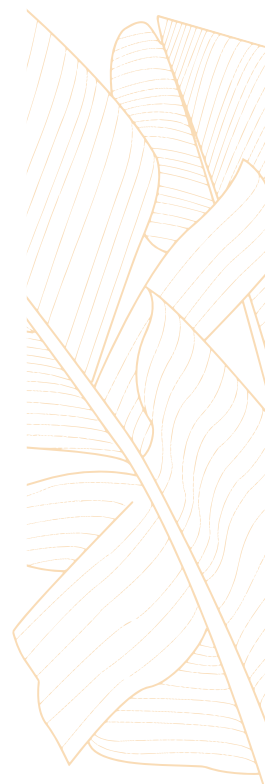
Adicionalmente, se hizo un muestreo aleatorio y se tomaron muestras de suelo para garantizar que las parcelas escogidas como fuente de semilla estuvieran libres de *Foc R1*, *Foc R4T* y *R. solanacearum* raza 2. Este mismo análisis se desarrolló en los sitios donde se instalarían los núcleos de producción.

Se procesaron en total 50 muestras de raíces y bases del corno procedentes de cuatro municipios del departamento de Huila (tabla 1.4), y 4 muestras de suelo de los núcleos de producción.

Tabla 1.4. Muestras procesadas a partir de raíces de plátano más suelo, provenientes de cultivos del departamento del Huila utilizados para la extracción de semilla

Número de muestras	Municipio	Vereda	Tipo de muestra
20	Palermo	La Lindosa	Suelo y raíces
5	Garzón	Villa Florida, inspección Zuluaga	Suelo y raíces
10	Pitalito	El Guamal	Suelo y raíces
15	Gigante	Corozal	Suelo y raíces
5	Palermo	Núcleo de producción	Suelo
5	Garzón	Núcleo de producción	Suelo
5	Santa María	Núcleo de producción	Suelo
5	Timaná	Núcleo de producción	Suelo

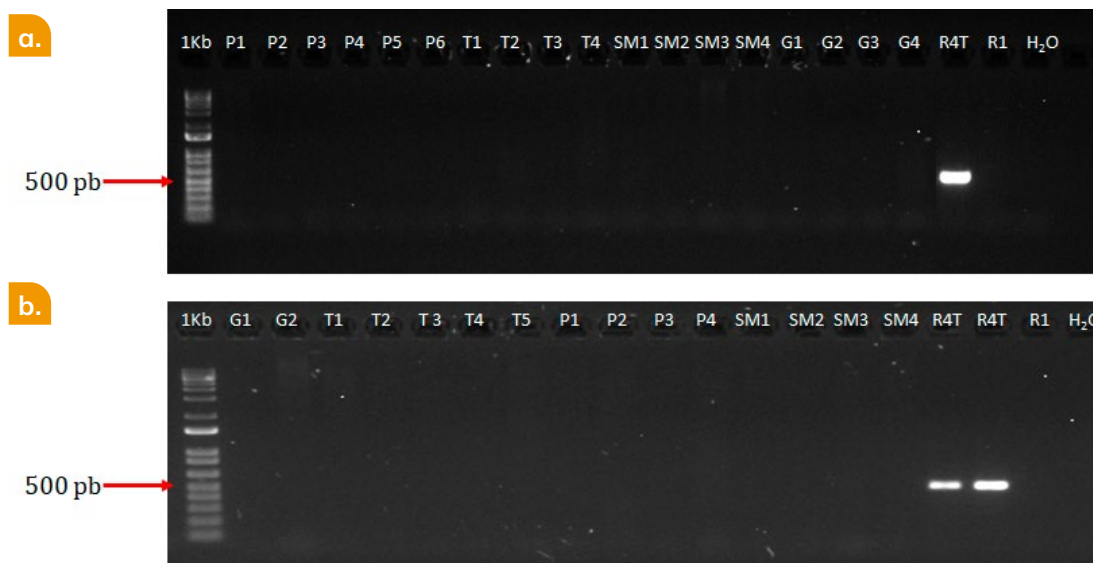
Fuente: Elaboración propia



Ninguna de las muestras evaluadas resultó positiva para *Foc* R1, *Foc* R4T o *Ralstonia*, de tal forma que se pudo garantizar que tanto los cultivos de los cuales se extraería semilla como los sitios donde se ubicarían los huertos estaban libres de problemas sanitarios cuarentenarios limitantes (figuras 1.12 y 1.13). De esta forma se cumplió con el primer requisito del esquema de aseguramiento sanitario, es decir, garantizar de manera preventiva que las zonas de producción elegidas estuvieran libres de problemas limitantes en el suelo. Adicionalmente, se garantizó la ausencia de problemas de carácter cuarentenario en los cultivos utilizados para la extracción de semillas.

Figura 1.12.

Verificación por electroforesis en gel de agarosa (1,4 %) de la amplificación del marcador W2987 (específico para *Foc* R4T) en ADN de tejido vegetal.
a. Muestreo 2021; b. Muestreo 2022.



Fuente: Elaboración propia

Figura 1.13.

Verificación por electroforesis en gel de agarosa (1,4 %) de la amplificación del marcador 93 F/R (específico para *R. solanacearum*) en ADN de tejido vegetal. a. Muestreo 2021; b. Muestreo 2022.

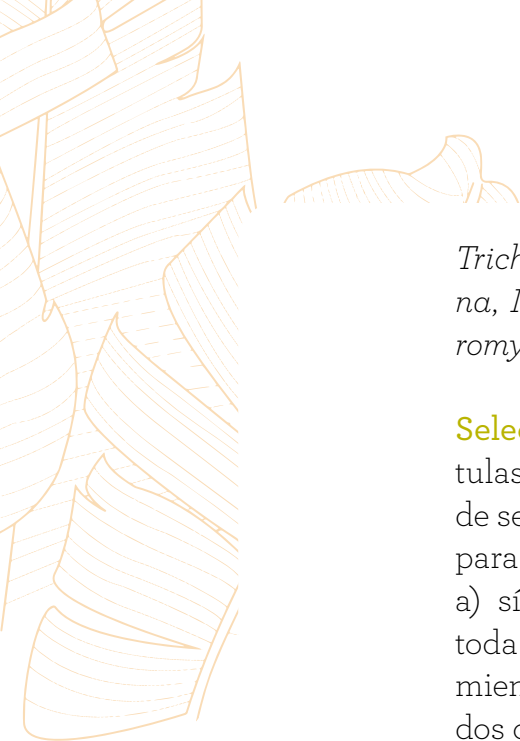


Fuente: Elaboración propia

Además de las pruebas diagnósticas, el esquema de aseguramiento sanitario se complementó con las siguientes acciones preventivas en el proceso de selección de plantas madre:

Identificación de plantas élite: se tomaron plantas paridas para garantizar el vigor del material y la identidad genética del cultivar Dominico-Hartón.

Selección de cormos: se capacitó a los productores y trabajadores encargados del proceso de selección para que eliminaran todos los cormos que tuvieran problemas de picudo; además, se les solicitó eliminar las raíces y limpiar muy bien las calcetas, de forma que disminuyeran los riesgos de dispersión de nematodos y otras plagas. En el momento de la siembra, el material fue desinfectado con una solución de yodo al 5 %, y posteriormente se inoculó con una combinación de microorganismos benéficos:



Trichoderma harzianum y *T. koningii*, *Bacillus subtilis*, *B. bassiana*, *M. anisopliae*, *Pochonia* (*Paecilomyces lilacinus*) y *Saccharomyces cerevisiae*.

Selección de colinos aguja o bandera: para la selección de plántulas a partir de cultivos establecidos, se generó una estrategia de selección negativa, de forma que se capacitó a los productores para que eliminaran plantas con las siguientes patologías: a) síntomas de mosaicos, amarillamientos, necrosamientos o toda aquella sintomatología parecida a virus; b) síntomas de rajamiento o necrosamiento en el pseudotallo; c) síntomas relacionados con elefantiasis, como embalconamiento o sobrecrecimiento de los cormos; d) síntomas fuertes de presencia de nematodos en las raíces: raspados, necrosamientos, pudriciones; e) presencia de escamas o picudos. Posterior a estos procesos de selección, se realizó una aplicación preventiva de microorganismos benéficos antes de la siembra.

Instalación de medidas de bioseguridad: teniendo en cuenta que la mayoría de los patógenos limitantes en musáceas pueden ingresar a través del suelo, en cada uno de los núcleos de producción se instalaron medidas de bioseguridad para disminuir el riesgo de ingreso de patógenos. Las medidas de bioseguridad implementadas incluyeron las siguientes acciones:

- Uso de botas exclusivas para los huertos de producción.
- Instalación de una zona de recepción y un pediluvio en la entrada principal de los núcleos de producción (figura 1.14). Estas zonas incluían un sitio para el lavado de las botas y una posterior desinfección con amonio cuaternario a 1.200 ppm.
- Instalación de gravilla desde el ingreso principal del huerto de multiplicación hasta los diferentes tipos de huertos, para reducir el contacto con el suelo.
- Registro y control de visitantes a los núcleos de producción.
- Uso de yodo para la desinfección de herramientas en el interior de los huertos después de cada labor desarrollada.

- Capacitación a los productores en la identificación de síntomas y signos de enfermedades y plagas, para que, de manera preventiva, pudieran hacer un correcto proceso de eliminación de materiales enfermos.

Figura 1.14.

Instalación de zonas de bioseguridad en los núcleos de producción de semilla.



Foto: José Darío Ule Rodríguez

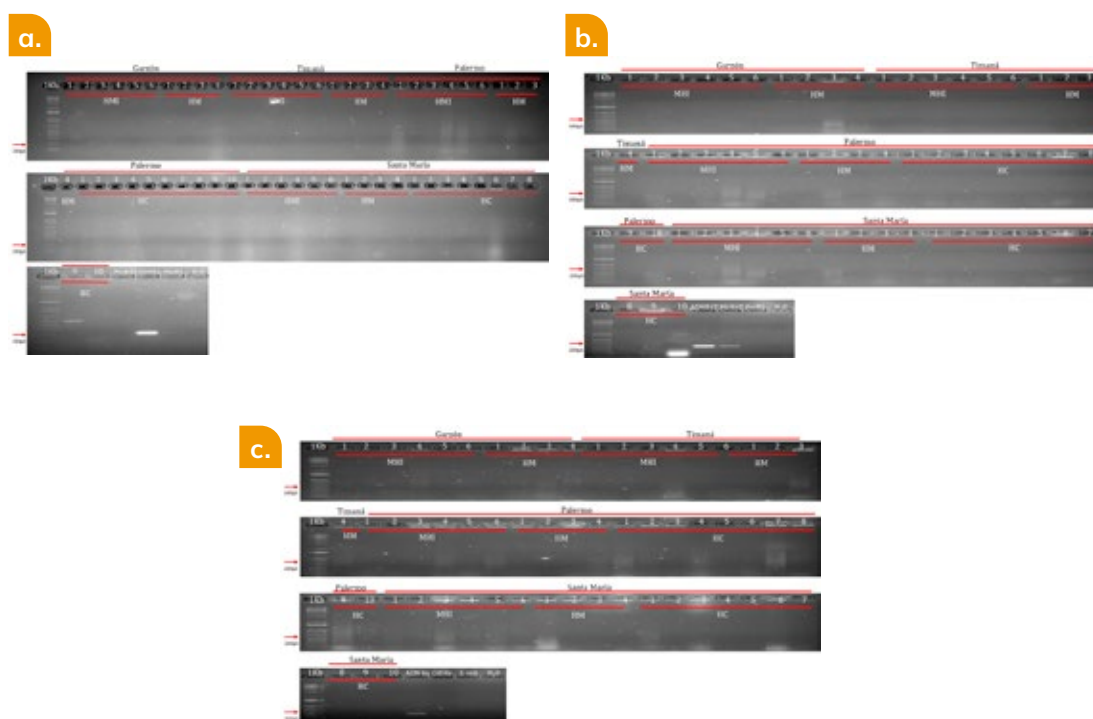
Para continuar con la aplicación y validación del esquema de aseguramiento sanitario, los huertos de producción de semilla instalados se muestrearon en dos momentos, durante los años 2021 y 2022, a partir de los protocolos descritos en la tabla 1.1. Se procesaron 34 muestras vegetales procedentes de los núcleos productivos de semilla (HMI, HM y HC) en los municipios de Garzón, Timaná, Palermo y Santa María; a cada muestra se le aplicó la batería de diagnóstico para los patógenos *Foc* R1, *Foc* R4T, *R. solanacearum* raza 2, CMV y BSV.

El diagnóstico de *Foc* y *Ralstonia* se hizo en plántulas y en el suelo por medio del aislamiento de colonias similares a estos dos

patógenos en medios de cultivo específicos. Pese a que las muestras de suelo procedentes de los núcleos de producción presentaron colonias con morfología similar a los patógenos de interés (*Fusarium* sp. y *R. solanacearum*), ninguna de estas colonias amplificó en PCR con los marcadores específicos de estos patógenos, con lo cual se garantizó la sanidad de los núcleos de producción a través de todo el ciclo de producción (figura 1.15).

Figura 1.15.

Verificación por electroforesis en gel de agarosa (1,4 %) de la amplificación por PCR de los siguientes marcadores: a. SIX6b (específico para *Foc R1*, 210 pb); b. W2987 (específico para *Foc R4T*, 452 pb); c. 93 F/R (específico para *R. solanacearum*, 477 pb), sobre colonias obtenidas de las muestras de suelo de los núcleos productivos de semilla.



Fuente: Elaboración propia

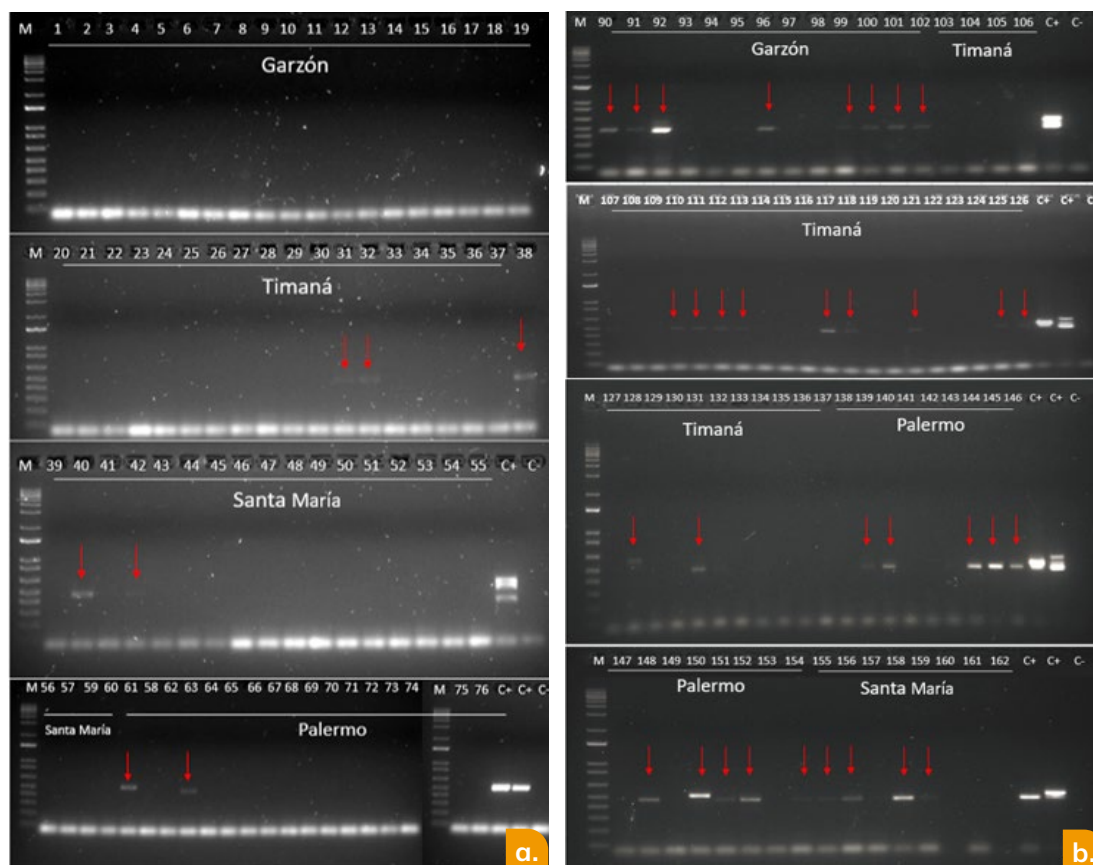
Para el caso de los virus, se realizaron dos muestreos en el tiempo, en cada uno de los núcleos de producción. Se colectaron 158 muestras foliares, 40 de estas provenientes del municipio de Garzón, 52 de Timaná, 30 de Santa María y 36 de Palermo. De las

158 muestras, 70 se colectaron en HC, 28 en HM y 68 en HMI. Las muestras fueron procesadas para el diagnóstico de CMV y de BSV en sus diferentes variantes.

Para el caso de BSV, el extracto vegetal crudo de las 158 muestras foliares se procesó por PCR de inmunocaptura; como resultado, 42 muestras fueron positivas para BSV, 7 colectadas en el muestreo 1 (figura 1.16a) y 35 en el muestreo 2 (figura 1.16b). Los resultados positivos muestran una única banda que amplifica un fragmento de 522 pb para la variante BSOLV y 589 pb para la variante BSMYV.

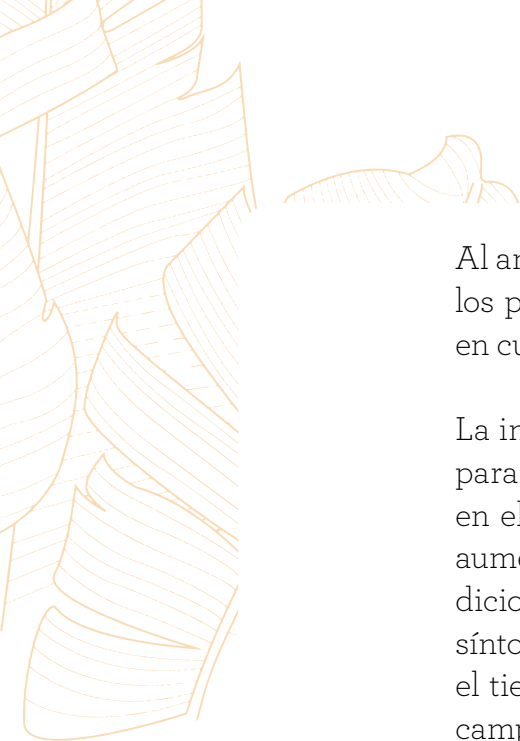
Figura 1.16.

PCR por inmunocaptura para BSV. a. Muestreo 1; b. Muestreo 2.



Nota: Las flechas rojas señalan las muestras positivas.

Fuente: Elaboración propia

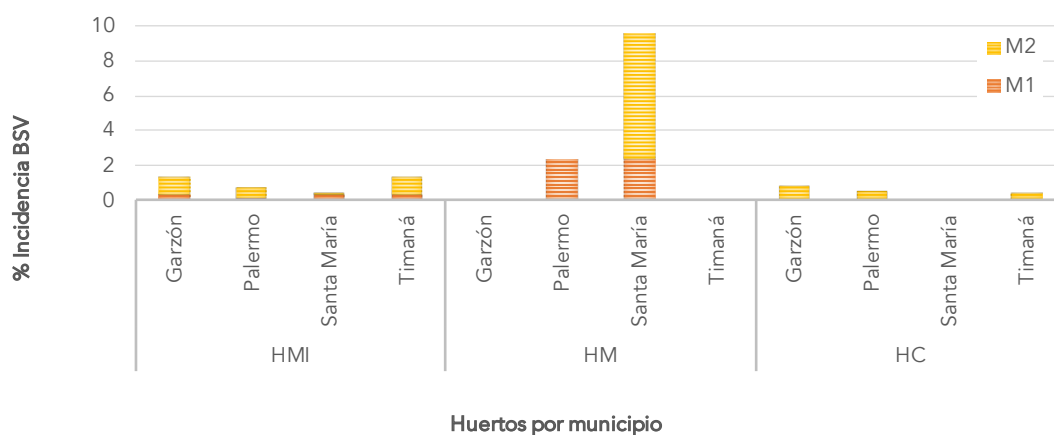


Al analizar estos datos en términos de incidencia, se encontró que los porcentajes fueron muy bajos en los dos muestreos, teniendo en cuenta el tamaño de los tipos de huertos (figura 1.17 y tabla 1.5).

La incidencia de BSV osciló entre el 0,15 % y el 0,3 % en los HMI para el primer muestreo. Este porcentaje aumentó ligeramente en el segundo muestreo, a un rango entre el 0,1 % y el 1,0 %. El aumento de la incidencia está asociado directamente a las condiciones climáticas que favorecen la expresión y el desarrollo de síntomas y generan un mayor número de plantas positivas en el tiempo; este aumento no puede asociarse a la transmisión en campo por insectos, pues en el cultivo no se observó la presencia de escamas, ni tampoco a las labores del cultivo, porque este virus no se propaga mecánicamente.

Figura 1.17.

Porcentaje de incidencia de BSV por núcleos de producción, por municipio, por tipo de huerto.



Nota: Los datos son el porcentaje de plantas positivas considerando el total de la población en los huertos de multiplicación.

Fuente: Elaboración propia

Tabla 1.5. Porcentaje de incidencia de BSV por núcleos de producción, por municipio, por tipo de huerto

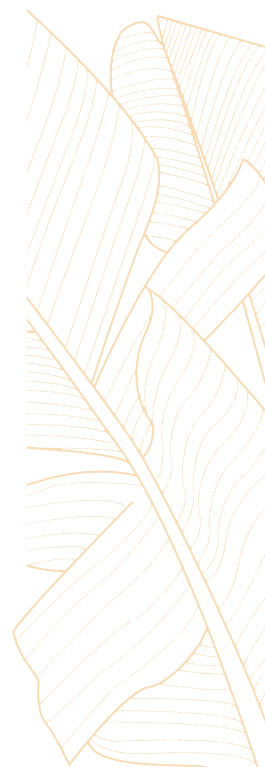
Tipo de huerto	Incidencia (%)	
	Muestreo 1	Muestreo 2
HMI		
Garzón	0,3003003	1,051051051
Palermo	0,15015015	0,600600601
Santa María	0,3003003	0,15015015
Timaná	0,3003003	1,051051051
HM		
Garzón	0	0
Palermo	2,380952381	0
Santa María	2,380952381	7,142857143
Timaná	0	0
HC		
Garzón	0	0,9
Palermo	0	0,6
Santa María	0	0
Timaná	0	0,5

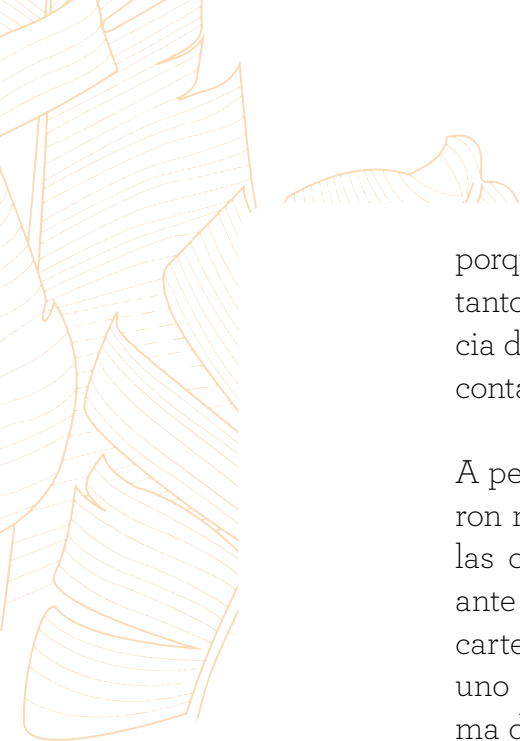
Nota: Los datos son el porcentaje de plantas positivas considerando el total de la población en los huertos de multiplicación.

Fuente: Elaboración propia

En el HM la incidencia fue un poco mayor, sobre todo para las localidades de Palermo y Santa María, con un rango entre el 0 % y el 2,3 %; estos valores aumentaron al 7,1 % para el muestreo 2 en la localidad de Santa María. El HC no presentó virus en el muestreo 1, pero sí en el muestreo 2, con valores entre el 0 % y el 0,9 %.

Es importante destacar que el BSV es un virus que se inserta en el genoma de las plantas y que puede activarse por el estrés asociado a la producción de material de siembra *in vitro* o por condiciones climáticas adversas (Dahal, Hughes et al., 1998; Dahal, Pasberg-Gauhl et al., 1998; Iskra-Caruana, 2010). Además, sus síntomas se presentan de manera desigual y tienden a desaparecer en cultivos con más de dos o tres ciclos de producción, por lo que siempre se recomienda utilizar semilla *in vitro* registrada y testeada para este virus. En este caso, el proceso no pudo desarrollarse





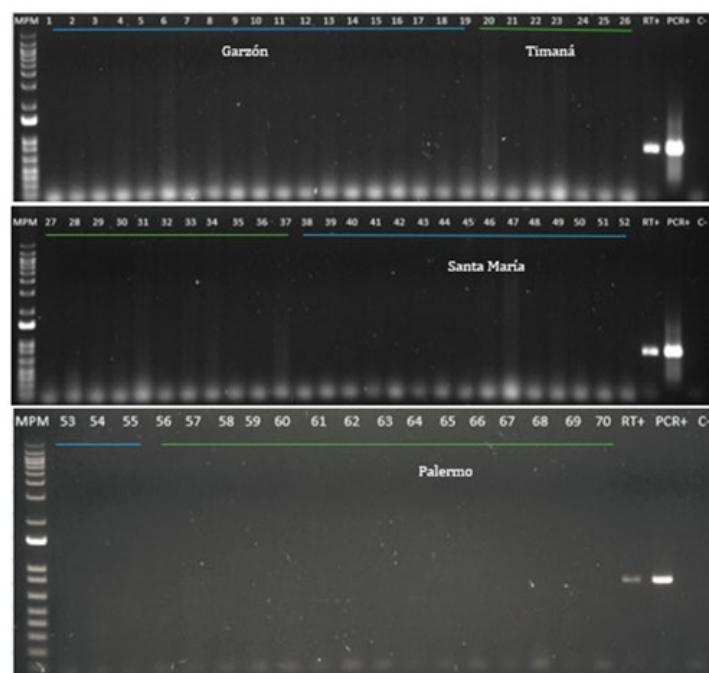
porque no se encontró proveedor del material en el país; por lo tanto, se partió de cultivos que, aunque tenían muy baja incidencia del virus —0 % para Palermo y 0,2 % para Gigante (tabla 1.5)—, contaban con cierto riesgo de dispersión de enfermedades virales.

A pesar de este riesgo, los niveles de incidencia en los lotes fueron muy bajos y se pudieron considerar como aceptables dadas las condiciones del material de partida. Debe destacarse que, ante la identificación de virus en los huertos, se procedió al descarte y eliminación de cualquier material sospechoso en cada uno de los núcleos de producción. De igual forma, con el esquema de trazabilidad, las plantas que resultaron positivas o tenían síntomas fueron descartadas, así como su progenie.

En cuanto al CMV, este virus no se detectó en ninguno de los huertos ni en ninguna de las 158 muestras evaluadas (figura 1.18).

Figura 1.18.

Resultados de la amplificación de CMV por RT-PCR para los diferentes núcleos de producción de semilla.



Fuente: Elaboración propia

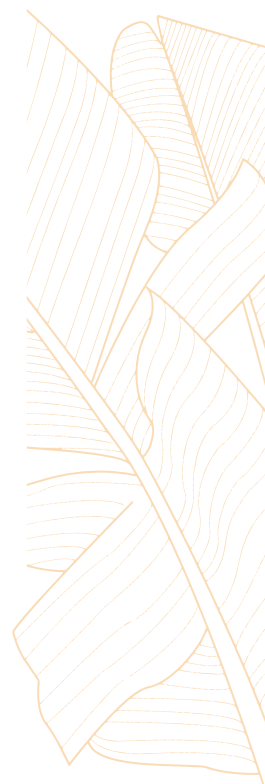
Finalmente, cabe resaltar que no se encontraron niveles altos de nematodos de importancia económica en ninguno de los huertos, lo cual se explica por la buena preparación de la semilla y el uso de microorganismos benéficos en el momento de la siembra.

Conclusiones

La aplicación del esquema de aseguramiento sanitario en los diferentes núcleos de producción de semilla permitió garantizar la sanidad del material en relación con enfermedades limitantes como *Foc R1*, *Foc R4T* y *Moko*.

La aplicación de este esquema fue lo suficientemente robusta para manejar de manera oportuna otros problemas presentados en los huertos, como sigatokas, picudos, insectos o pudriciones, los cuales se presentaron muy esporádicamente y cuyas plantas fueron eliminadas antes de que empezaran a generar problemas dentro de los diferentes lotes.

Dadas las condiciones del material de partida, se presentaron niveles de incidencia bajos de BSV en los diferentes huertos, lo que indica la necesidad de mantener una vigilancia constante sobre estos para evitar su dispersión. Además, se recomienda que los núcleos de producción de semilla de musáceas partan siempre de semilla *in vitro*, debido a las dificultades para detectar tempranamente los virus y al enmascaramiento de síntomas.

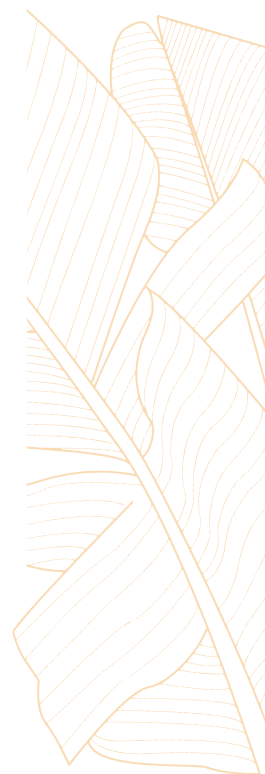


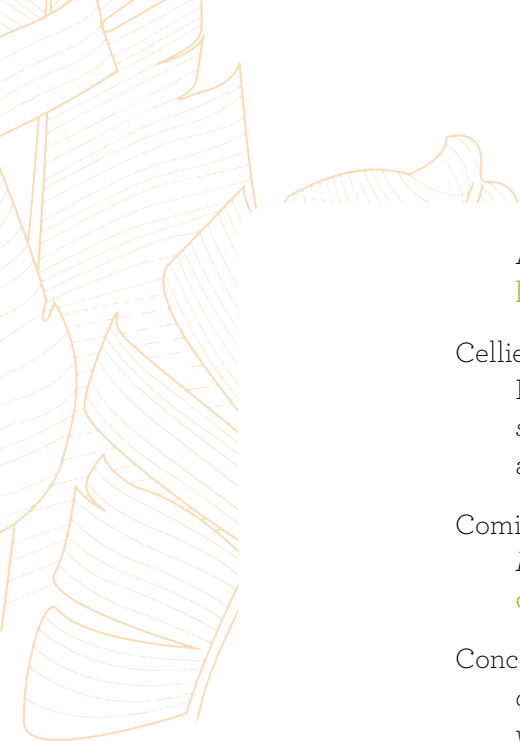


Referencias

- Acuña, R., Rouard, M., Leiva, A. M., Marques, C., Olortegui, J. A., Ureta, C., Cabrera-Pintado, R. M., Rojas, J. C., Lopez-Alvarez, D., Cenci, A., Cuellar, W. J., & Dita, M. (2022). First report of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* Tropical Race 4 causing Fusarium wilt in Cavendish bananas in Peru. *Plant Disease*, 106(8), 22-68. <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-21-1951-PDN>
- Agrios, G. N. (2006). *Plant pathology* (5.ª ed.). Elsevier.
- Alarcón Restrepo, J. J., & Jiménez Neira, Y. (2012). *Manejo fitosanitario del cultivo del plátano (Musa spp.)*. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA).
- Álvarez, E., Pantoja, A., Gañán, L., & Ceballos, G. (2013). *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>
- Anses. (2021). *Détection du Banana streak virus (BSV) sur bananier, espèces Obino l'Ewai, Goldfinger, Imové et Mysore par PCR conventionnelle multiplexe*. https://www.anses.fr/fr/system/files/ANSES_LSV_MAO44_V3.pdf
- Araya, M., Centeno, M., & Carrillo, W. (1995). Densidades poblacionales y frecuencia de los nematodos parásitos del banano (*Musa AAA*) en nueve cantones de Costa Rica. *Corbana*, 20(43), 6-11. https://www.researchgate.net/publication/288348417_Densidades_poblacionales_y_frecuencia_de_los_nematodos_parasitos_del_banano_Musa_AAA_en_nueve_cantones_de_Costa_Rica
- 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, S., Arcila, M. I., Valencia, J. A., Reichel, H., & Narváez, J. (1996). Efecto del virus del mosaico del pepino (CMV) sobre los parámetros de crecimiento, desarrollo y producción del clon de banano Gros Michel. *Revista Agrocambio*, 2(3), 34-39. <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/1630>

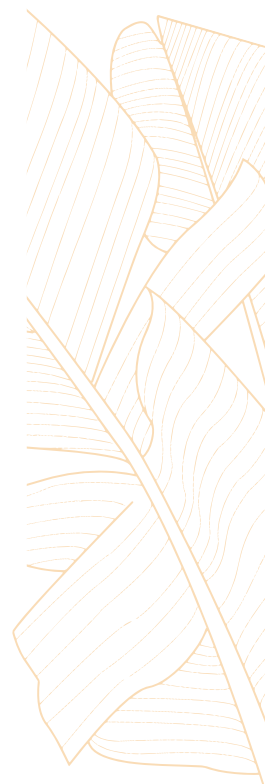
- Belalcázar, S., Cayón, G., & Arcila, M. I. (1998). Manejo de plantaciones. En *Memorias Seminario Internacional sobre Producción de Plátano* (pp. 123-136). https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/16629/40804_26324.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Belalcázar, S. C., Rosales, F. E., & Pocasangre, L. E. (2004). El moko del banano y el plátano y el rol de las plantas hospederas en su epidemiología. En M. Orozco-Santos, J. Orozco Romero, M. Robles Gonzalez, J. Velásquez Monreal, V. Medina-Urrutia, & J. A. Hernández Bautista (Eds.), *Proceedings of the XVI International Acorbat Meeting* (pp. 16-35). Artturi.
- 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).
- Betancourt, M., Escriu, F., Fraile, A., & García-Arenal, F. (2013). Virulence evolution of a generalist plant virus in a heterogeneous host system. *Evolutionary Applications*, 6(6), 875-890. <https://doi.org/10.1111/eva.12073>
- Betancourt Vásquez, M., & Alarcón, J. (2002). Reconocimiento de enfermedades virales en los municipios de Chinchiná y Palestina. *Boletín de Investigaciones de Unisarc*, 1(1), 2-5.
- Buddenhagen, I. (2009). Blood bacterial wilt of banana: History, field biology and solution. *Acta Horticulturae*, 828, 57-68. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2009.828.4>
- CABI. (s.f.). CABI Compendium. Crop Protection. <http://www.cabi.org/cpc/>
- Cárdenas, M. R., & Arango, B. L. (1987). Control del picudo negro del plátano *Musa AAB Simmonds Cosmopolites sordidus* (Germar, 1824) mediante prácticas culturales. *Cenicafé*, 38(1-4), 50-61.
- Carvalhais, L. C., Henderson, J., Rincon-Florez, V. A., O'Dwyer, C., Czislawski, E., Aitken, E. A. B., & Drenth, A. (2019). Molecular diagnostics of banana Fusarium wilt targeting secreted-in-xylem genes. *Frontiers in Plant Science*, 10. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.00547>
- Castrillón, C. (2000). *Distribución de las especies de picudo del plátano y evaluación de sus entomopatógenos nativos en el departamento de Risaralda*. Corporación Colombiana de Investigación





- Agropecuaria (Corpoica). <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/17891>
- Cellier, G., Moreau, A., Chabirand, A., Hostachy, B., Ailloud, F., & Prior, P. (2015). A duplex PCR assay for the detection of *Ralstonia solanacearum* phylotype II strains in *Musa* spp. *PLOS ONE*, 10(3), artículo e0122182. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0122182>
- Comité Internacional de Taxonomía de Virus (ICTV). (s. f.). Genus: *Badnavirus*. <https://ictv.global/report/chapter/caulimoviridae/caulimoviridae/badnavirus>
- Conceição, L. D. S., Fonseca, S., & Fancelli, M. (2017). *Atividade: comportamento do cosmopolites sordidus quando submetidos a voláteis de rizomas de plantas de bananeiras sadias e infectados com o mal-do-panamá.*
- Da Silva R. C, Fancelli M, Silva K. S. (2017). *Preferência de Cosmopolites sordidus (Germar) por rizomas de plantas sadias e de plantas infectadas pelo agente causal do Fusarium wilt.*
- Dahal, G., Hughes, J., Thottappilly, G., & Lockhart, B. E. L. (1998). Effect of temperature on symptom expression and reliability of banana streak badnavirus detection in naturally infected plantain and banana (*Musa* spp.). *Plant Disease*, 82(1), 16-21. <https://doi.org/10.1094/pdis.1998.82.1.16>
- Dahal, G., Pasberg-Gauhl, C., Gauhl, F., Thottappilly, G., & Hughes, J. (1998). Studies on a Nigerian isolate of banana streak badnavirus: II. Effect of intraplant variation on virus accumulation and reliability of diagnosis by ELISA. *Annals of Applied Biology*, 132(2), 263-275. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1998.tb05202.x>
- Daire, X., Clair, D., Reinert, W., & Boudon-Padieu, E. (1997). Detection and differentiation of grapevine yellows phytoplasmas belonging to the elm yellows group and to the stolbur subgroup by PCR amplification of non-ribosomal DNA. *European Journal of Plant Pathology*, 103(6), 507-514. <https://doi.org/10.1023/A:1008641411025>
- Daniells, J. W., Thomas, J. E., & Smith, M. K. (1995). Seed transmission of banana streak virus confirmed. *Infomusa*, 4(1).
- 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>

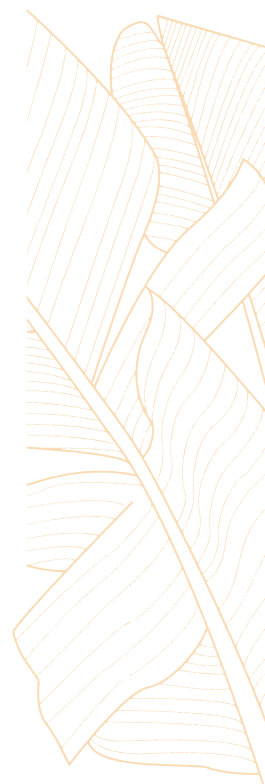
- Duque, D. N. (2012). *Caracterización molecular del complejo picudo del plátano (Coleoptera: Curculionidae), géneros Cosmopolites y Metamasius en tres localidades de Colombia* [tesis de grado, Universidad del Valle]. <https://bibliotecadigital.univalle.edu.co/bitstream/handle/10893/8710/CB-0461347.pdf;jsessionid=01092FCF31F33ABE8BD5AA341E3BF13A?sequence=1>
- Edwardson, J. R., & Christie, R. G (1991). *CRC handbook of viruses infecting legumes*. CRC Press.
- Fegan, M., & Prior, P. (2005). *How complex is the “Ralstonia solanacearum species complex”*. En C. Allen, P. Prior, & A. C. Hayward (Eds.), *Bacterial wilt disease and the Ralstonia solanacearum species complex* (pp. 449-461). APS Press.
- Franco, C., & Stefanova, N. M. (2008). Determinación de actividades: cultivo de papa. *Protección Vegetal*, 21(2), 119-121.
- García-Bastidas, F. (2022). *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* tropical race 4 (Foc TR4). *CABI Compendium*. <https://doi.org/10.1079/cabicompendium.59074053>
- García-Bastidas, F., Quintero-Vargas, C., Ayala-Vásquez, M., Seidl, M., Schermer, T., Santos-Paiva, M., ... Kema, G. H. J. (2019). First report of Fusarium wilt Tropical Race 4 in Cavendish bananas caused by *Fusarium odoratissimum* in Colombia. *Plant Disease*. <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-19-1922-PDN>
- García-Bastidas, F. A., Quintero-Vargas, J. C., Ayala-Vásquez, M., Schermer, T., Seidl, M. F., Santos-Paiva, M., Noguera, A. M., Aguilera-Gálvez, C., Wittenberg, A., Hofstede, R., Sørensen, A., & Kema, G. H. J. (2020). First report of Fusarium wilt Tropical Race 4 in Cavendish bananas caused by *Fusarium odoratissimum* in Colombia. *Plant Disease*, 104(3), 994-994. <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-19-1922-PDN>
- Geering, A. D., McMichael, L. A., Dietzgen, R. G., & Thomas, J. E. (2000). Genetic diversity among banana streak virus isolates from Australia. *Phytopathology*, 90(8), 917-921. <https://doi.org/10.1094/phyto.2000.90.8.921>
- Geering, A. D. W., Parry, J. N., & Thomas, J. E (2011). Complete genome sequence of a novel badnavirus, banana streak IM virus. *Archives of Virology*, 156(4), 733-737. <https://doi.org/10.1007/s00705-011-0946-7>





- Genin, S., & Denny, T. P. (2012). Pathogenomics of the *Ralstonia solanacearum* species complex. *Annual Review of Phytopathology*, 50(1), 67-89. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-081211-173000>
- Gold, C. S., & Messiaen, S. (2000). El picudo negro del banano *Cosmopolites sordidus*. *Hoja Divulgativa Inibap*, (4). https://www.musalit.org/viewPdf.php?file=IN010181_spa.pdf&id=14071#:~:text=El%20picudo%20negro%20del%20banano%20es%20un%20insecto%20seleccionado%20como,sin%20alimentarse%20durante%20varios%20meses.
- 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
- 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 Loaiza, 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
- González-García, H., González-Pedraza, A., Pineda-Zambrano, M., Casanova-Yépez, M., Rodríguez-Yzquierdo, G., & Soto-Bracho, A. (2021). Populations of phytonematodes associated to the vigor of plantain plants. *Agronomía Mesoamericana*, 32(1), 163-177. <https://doi.org/10.15517/am.v32i1.39697>
- Gowen, S. (Ed.). (1995). *Bananas and plantains*. Chapman and Hall.
- Guzmán Piedrahita, Ó. A., Castaño Zapata, J., & Villegas Estrada, B. (2009). Principales nematodos fitoparásitos y síntomas ocasionados en cultivos de importancia económica. *Revista de Agronomía*, 20(1), 38-50.
- Guzmán-Piedrahita, Ó. A., & Castaño-Zapata, J. (2004). Reconocimiento de nematodos fitopatógenos en plátanos Dominico Hartón (*Musa* AAB Simmonds), África, FHIA-20 y FHIA-21 en la granja Montelindo, municipio de Palestina (Caldas), Colombia. *Revista Academia Colombiana de Ciencias*, 28(107), 295-301. <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/17478>

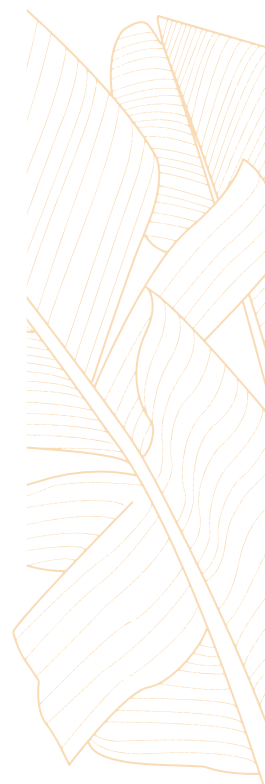
- Harper, G., Hart, D., Moul, S., Hull, R., Geering, A. D., & Thomas, J. (2005). La diversidad de aislamientos del virus de la raya del banano en Uganda. *Archivos de Virología*, 150, 2.407-2.420.
- Heck, D. W., Alves, G., Mizubuti, E. S. G. (2021). Weevil borers affect the spatio-temporal dynamics of banana Fusarium wilt. *Journal of Fungi*, 7, 329. <https://doi.org/10.3390/jof7050329>
- Hoggan, I. A. (1933). Some factors involved in aphid transmission of the cucumber-mosaic virus to tobacco. *Journal of Agricultural Research*, 47(9), 689-704.
- Hu, J. S., Li, H. P., Barry, K., & Wang, M. (1995). Comparison of Dot Blot, ELISA and RT-PCR assays for detection of two cucumber mosaic virus isolates infecting banana in Hawaii. *Plant Disease*, 79(9), 902-906.
- Hull, R., Geering, A., Harper, G., Lockhart, B. E., & Schoelz, J. E. (2005). Family - Caulimoviridae. En C. M. Fauquet, M. A. Mayo, J. Maniloff, U. Desselberger, & L. A. Ball (Eds.), *Virus taxonomy: Eighth Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses*. Elsevier.
- Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral (Insai). (2023). *Comunicado oficial, 19 de enero del 2023: Declaración de emergencia sanitaria en la República Bolivariana de Venezuela, en razón de la situación causada por el hongo: Fusarium oxysporum f. sp. cubense raza 4 Tropical agente causal de la marchitez por fusarium en musáceas*.
- Iskra-Caruana, M.-L., Baurens, F.-C., Gayral, P., & Chabannes, M. (2010). A four-partner plant-virus interaction: Enemies can also come from within. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 23(11), 1.394-1.402. <https://doi.org/10.1094/MPMI-05-10-0107>
- Jacobsen, K., Omondi, B. A., Almekinders, C., Alvarez, E., Blomme, G., Dita, M., Iskra-Caruana, M.-L., Ocimati, W., Tinzaara, W., Kumar, P. L., & Staver, C. (2019). Seed degeneration of banana planting materials: Strategies for improved farmer access to healthy seed. *Plant Pathology*, 68(2), 207-228. <https://doi.org/10.1111/ppa.12958>
- Jaraba, J., Jarma, A., Combatt, E., & Rodríguez, L. (2020). Nematodos fitopatógenos asociados al cultivo de plátano (*Musa AAB Simmonds*) clon Hartón en el Alto Sinú, Córdoba. Universidad de Córdoba. <https://larguez.science/nematodos.pdf>
- 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>





- Kelman, A. (1955). The bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum*. Arthur Kelman. *The Quarterly Review of Biology*, 30(4). <https://doi.org/10.1086/401080>
- Kubiriba, J., Legg, J. P., Tushemereirwe, W., & Adipala, E. (2001a). Disease spread patterns of Banana streak virus in farmers' fields in Uganda. *Annals of Applied Biology*, 139(1), 31-36. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2001.tb00127.x>
- Kubiriba, J., Legg, J. P., Tushemereirwe, W., & Adipala, E. (2001b). Vector transmission of Banana streak virus in the screenhouse in Uganda. *Annals of Applied Biology*, 139(1), 37-43. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2001.tb00128.x>
- Lara, S., Núñez, A., López, D., & Carrión, G. (2016). Nematodos fitoparásitos asociados a raíces de plátano (*Musa acuminata* AA) en el centro de Veracruz, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 34(1), 116-130. <https://www.redalyc.org/pdf/612/61243205008.pdf>
- Leslie, J. F., & Summerell, B. A. (2008). *The Fusarium laboratory manual*. John Wiley & Sons.
- Li, C. Y., Mostert, G., Zuo, C. W., Beukes, I., Yang, Q. S., Sheng, O., Kuang, R. B., Wei, Y. R., Hu, C. H., Rose, L., Karangwa, P., Yang, J., Deng, G. M., Liu, S. W., Gao, J., Viljoen, A., & Yi, G. J. (2013). Diversity and distribution of the banana wilt pathogen *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* in China. *Fungal Genomics & Biology*, 3(2). <https://doi.org/10.4172/2165-8056.1000111>
- Li, P., Lin, B., Shen, H., & Pu, X. (2011). Species-specific detection of *Dickeya* sp. (*Pectobacterium chrysanthemi*) in infected banana tissues, soil and water. *African Journal of Biotechnology*, 10(74), 16.774-16.780. <https://www.ajol.info/index.php/ajb/article/view/97753>
- Lockhart, B. E. L. (1986). Purification and serology of a bacilliform virus associated with banana streak disease. *Phytopathology*, 76, 995-999.
- Lockhart, B. E. L., & Autrey, L. J. C. (1991, 22-26 de julio). *Mealy bug transmission of sugar cane bacilliform and sugar cane clostero-like viruses* [presentación en conferencia]. 3rd Sugar Cane Pathology Workshop of the International Society of Sugarcane Technologists, Mauricio.
- Lockhart, B. E. L., & Jones, D. R. (1999). Banana streak virus. En D. R. Jones (Ed.), *Diseases of banana, abacá and enset* (pp. 263-274). CABI.
- Mansoor, S., Qazi, J., Amin, I., Khatri, A., Khan, I. A., Raza, S., Zafar, Y., & Briddon, R. W. (2005). A PCR-based method, with internal control,

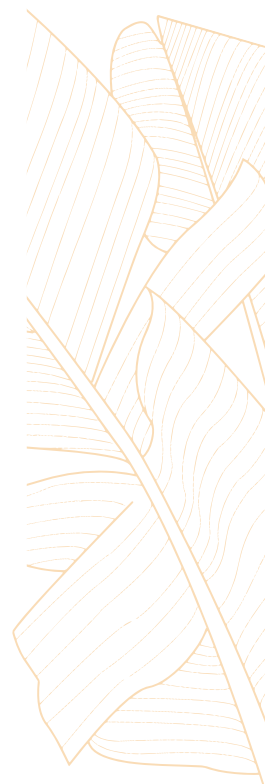
- for the detection of *Banana bunchy top virus* in banana. *Molecular Biotechnology*, 30(2), 167-170. <https://doi.org/10.1385/MB:30:2:167>
- Martínez, G. (2002). Virus emergentes en plátano y banano: un nuevo limitante para la producción en la zona cafetera colombiana. En *Memorias de la xv Reunión Internacional Acorbat* (pp. 260-265). Acorbat Internacional; Augura.
- Martínez-Solórzano, G. E., Rey-Brina, J. C., Pargas-Pichardo, R. E., & Enrique-Manzanilla, E. (2020). Marchitez por *Fusarium* raza tropical 4: estado actual y presencia en el continente americano. *Agronomía Mesoamericana*, 31(1), 259-276. <http://dx.doi.org/10.15517/am.v31i1.37925>
- May, S., & Plaza, G. (1958). *The United Fruit Company in Latin America. Seventh case study in an NPA series on United State Business Performance Abroad*.
- Mocha-Cuenca, B. (2020). Diagnóstico de la presencia de *Badnavirus* en las plantaciones bananeras de la Provincia de El Oro. *Revista Ciencia Unemi*, 13(32), 100-108. <https://www.redalyc.org/journal/5826/582661898010/html/>
- Montesdeoca, M., Lobo, M. G., Casañas, N., Carnero, A., Castañera, P., & Ortego, F. (2005). Partial characterization of the proteolytic enzymes in the gut of the banana weevil, *Cosmopolites sordidus*, and effects of soybean Kunitz trypsin inhibitor on larval performance. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 116(3), 227-236. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2005.00329.x>
- Morales Romero, L., Herrera Isla, F. L., & Folgueras Montiel, M. de la C. (2020). Enfermedad bacteriana en plátanos (*Dickeya paradisiaca*): síntomas, epidemiología y elementos de manejo. *Agrisost*, 26(3), 1-8. <https://zenodo.org/records/7945067>
- Obregón Barrios, M., Rodríguez Gaviria, P. A., Morales Osorio, J. G., & Salazar Yepes, 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. <http://www.scielo.org.co/pdf/rfnam/v61n2/a06v61n2.pdf>
- Olivares, B. O., Rey, J. C., Lobo, D., Navas-Cortés, J. A., Gómez, J. A., & Landa, B. B. (2021). Fusarium wilt of bananas: A review of agro-environmental factors in the Venezuelan production system affecting its development. *Agronomy*, 11(5). <https://doi.org/10.3390/agronomy11050986>





- Palukaitis, P., & García-Arenal, F. (2018). *Cucumber mosaic virus*. Amer Phytopathological Society.
- Palukaitis, P., Roossinck, M. J., Dietzgen, R. G., & Francki, R. I. B. (1992). Cucumber mosaic virus. En K. Maramorosch, F. A. Murphy, & A. J. Shatkin (Eds.), *Advances in virus research* (vol. 41, pp. 281-348). Elsevier. [https://doi.org/10.1016/S0065-3527\(08\)60039-1](https://doi.org/10.1016/S0065-3527(08)60039-1)
- Paparu, P., Dubois, T., Gold, G. S., Niere, B., Adipala, E., & Coyne, D. (2008). Screenhouse and field persistence of nonpathogenic endophytic *Fusarium oxysporum* in *Musa tissue culture plants*. *Microbial Ecology*, 55(3), 561-568. <https://doi.org/10.1007/s00248-007-9301-7>
- Pegg, K. G., Coates, L. M., O'Neill, W. T., & Turner, D. W. (2019). The epidemiology of Fusarium wilt of banana. *Frontiers in Plant Science*, 10, artículo 1395. <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.01395>
- Ploetz, R. C. (2006). Fusarium wilt of banana is caused by several pathogens referred to as *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. *Phytopathology*, 96(6), 653-656. <https://doi.org/10.1094/phyto-96-0653>
- Raccah, B., Gal-On, A., & Eastop, V. F. (1985). The role of flying aphid vectors in the transmission of cucumber mosaic virus and potato virus Y to peppers in Israel. *Annals of Applied Biology*, 106, 451-460. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1985.tb03135.x>
- Rivera, N. (1978). Estudio comparativo de dos nuevas enfermedades bacterianas en áreas plataneras de Cuba. *Agrotecnia de Cuba*, 10, 35-44.
- Rivera, N., & Ezavin, M. (1989). Necrosis del cormo del plátano causada por *Erwinia chrysanthemi*. *Ciencia Técnica en la Agricultura. Protección de Plantas*, 12(2), 59-70.
- 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>
- 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. Mosquera, Colombia: Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://doi.org/10.21930/agrosavia.model.7402711>

- Rorer, J. B. (1911). A bacterial disease of bananas and plantains. *Phytopathology*, 1, 45-49.
- Rubio, J. D., & Acuña, J. R. (2006). Comparative anatomy of the digestive tract in imagos of the weevil complex (Coleoptera: Curculionidae) associated with plantain plantations. *Revista Colombiana de Entomología*, 32(1), 67-72. <https://doi.org/10.25100/socolen.v32i1.9363>
- Sacristán, S., Fraile, A., & García-Arenal, F. (2004). Population dynamics of cucumber mosaic virus in melon crops and in weeds in central Spain. *Phytopathology*, 94(9), 992-998. <https://doi.org/10.1094/phyto.2004.94.9.992>
- Salazar, J., Arroyave, N. A., & Aristizábal, M. (2012). Evaluación de métodos de manejo de nematodos fitoparásitos en plátano (*Musa* AAB) Dominico Hartón. *Agronomía*, 20(1), 51-63. [http://vip.ucaldas.edu.co/agronomia/downloads/Agronomia20\(1\)_6.pdf](http://vip.ucaldas.edu.co/agronomia/downloads/Agronomia20(1)_6.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/ij.s.0.02791-0>
- Sánchez Bernal, R., & Vallejo Espinosa, L. F. (2010). *El complejo de picudos (Coleoptera: Curculionidae) asociados a cultivariedades de plátano en Colombia*. Universidad de Caldas.
- Sepúlveda-Cano, P. A., & Rubio-Gómez, J. D. (2009). Especies de Dryophthorinae (Coleoptera: Curculionidae) asociadas a plátano y banano (*Musa* spp.) en Colombia. *Acta Biológica Colombiana*, 14(2), 49-72. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-548X2009000200005
- Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (Senasica). (2019). *Moko del plátano*. *Ralstonia solanacearum* raza 2 *Smith* (Ficha Técnica No. 3). Sagarpa. <http://www.cesaveson.com/files/docs/campanas/vigilancia/fichas2016/mokoplatano.pdf>
- Simons, J. N. (1955). Some plant-vector-virus relationships of southern cucumber mosaic virus. *Phytopathology*, 45, 217-219.





- Snehalatharani, A., & Khan, A. N. A. (2010). Biochemical and physiological characterisation of *Erwinia* species causing tip-over disease of banana. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 43(11), 1.072-1.080. <https://doi.org/10.1080/03235400802285422>
- Stover, R. H. (1972). *Banana, plantain and abaca diseases*. Commonwealth Mycological Institute.
- Stover, R. H. (1990). Fusarium wilt of banana: some history and current status of the disease. En R. C. Ploetz (Ed.), *Fusarium wilt of bananas*. APS Press.
- Stover, R. H., Hildreth, R. C., & Thornton, N. C. (1961). Studies on Fusarium wilt of bananas: VII. Field control. *Canadian Journal of Botany*, 39(1), 197-206. <https://doi.org/10.1139/b61-015>
- Umber, M., Pressat, G., Fort, G., Pineau, K. P., Guiougiou, C., Lambert, F., Farinas, B., Pichaut, J.-P., Janzac, B., Delos, J.-M., Salmon, F., Dubois, C., & Teycheney, P.-Y. (2022). Risk assessment of infectious endogenous banana streak viruses in Guadeloupe. *Frontiers in Plant Science*, 13, artículo 951285. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.951285>
- Watson, G. W., & Kubiriba, J. (2005). Identification of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) on banana and plantain in Africa. *African Entomology*, 13(1), 35-47.
- Wu, R. Y., & Su, H. J. (1991). Regeneration of healthy banana plantlets from banana bunchy top virus-infected tissues cultured at high temperature. *Plant Pathology*, 40(1), 4-7. <https://www.musalit.org/seeMore.php?id=1583>