



UNIVERSIDAD TÉCNICA DE BABAHOYO
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA



TRABAJO DE TITULACIÓN

Trabajo Experimental, presentado al H. Consejo Directivo de la Facultad
como requisito previo a la obtención del título de:

INGENIERO AGRÓNOMO

TEMA:

“Evaluación de la eficiencia de enraizadores en el incremento de la masa radical del banano (*Musa AAA*) y su efecto en las poblaciones de nemátodos”.

AUTOR:

Jonathan Daniel Rea Reyes

TUTORA:

Ing. Agr. Carmen Triviño Gilces, Ph.D.

Babahoyo-Los Ríos-Ecuador

2020



UNIVERSIDAD TÉCNICA DE BABAHOYO
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA



TRABAJO DE TITULACIÓN

Trabajo Experimental, presentado al H. Consejo Directivo, como requisito previo para la obtención del título de:

INGENIERO AGRÓNOMO

TEMA:

“Evaluación de la eficiencia de enraizadores en el incremento de la masa radical del banano (*Musa AAA*) y su efecto en las poblaciones de nemátodos”.

TRIBUNAL DE SUSTENTACIÓN

Ing. Agr. Cristina Maldonado Camposano, MBA.

PRESIDENTE

Ing. Agr. Fernando Cobos Mora, MSc.

PRIMER VOCAL

Ing. Agr. Roberto Medina Burbano, MAE.

SEGUNDO VOCAL

DEDICATORIA

El presente trabajo investigativo se lo dedico principalmente al Padre, al Hijo y al Espíritu Santo, quien juntamente hace un solo “DIOS”. Por ser el inspirador de mi vida y por darme las fuerzas tanto espiritualmente y naturalmente. Y por prepararme en este proceso de alcanzar una de mis metas.

A mis padres por enseñarme que sin darme nada, tengo que esforzarme y sacrificarme por cuenta propia para aprender que la vida no es fácil, gracias a Dios y a ustedes he logrado llegar hasta aquí y sé que aun voy por más.

A Isabel León Avilez por haber llegado a mi vida y ser esa ayuda idónea y estar siempre presente. A mis compañeros del “M01” en especial al Ing. Gerardo Burgos Junco; y al Ing. Cesar Cando Tuarez, por el apoyo incondicional que me brindaron a lo largo de esta etapa de mi vida.

También a toda la comunidad científica a nivel mundial que día a día buscan alcanzar nuevos avances en las Ciencias Naturales. Y a la comunidad estudiantil que se esmera por alcanzar grandes éxitos.

¡En fin se los dedico a todos!

AGRADECIMIENTO

Quiero expresar un sincero agradecimiento, en primer lugar, a Dios por brindarme sabiduría, discernimiento, interpretación, dirección, salud, fortaleza y capacidad, para culminar mis metas con éxitos.

De manera especial a mi tutora de tesis la Ing. Agr. Carmen Triviño Gilces, Ph.D. por haberme orientado, no solo en la elaboración de este trabajo de titulación, sino a lo largo de mi carrera universitaria y brindarme todo su apoyo para desarrollarme profesionalmente y seguir cultivando triunfos.

Le agradezco a Isabel León Avilez, por ser el complemento en mi vida y siempre estar presente, a mi familia. Y al Ing. Cesar Cando Tuarez, por su amistad tan grata y el apoyo incondicional y completo que me brindó para este trabajo investigativo y por lo que brindará a lo largo de mi vida.

A mí querida Universidad Técnica de Babahoyo, por la beca de estudio que me brindó. y a todos los docentes y autoridades, por permitirme concluir con una etapa de mi vida, gracias.

La responsabilidad por la investigación, análisis, resultados, conclusiones y recomendaciones presentadas y sustentadas en este Trabajo Experimental son de exclusividad del autor.

Jonathan Daniel Rea Reyes

INDICE DE CONTENIDO

I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Objetivos	3
1.1.1 General:	3
1.1.2 Específicos:	3
II. MARCO TEÓRICO	4
2.1. El cultivo de banano	4
2.1.1. Origen.....	4
2.1.3. Taxonomía.....	5
2.2. Nematodos y su importancia para el hombre	6
2.2.1. <i>Radopholus similis</i>	6
2.2.2. <i>Helicotylenchus spp.</i>	7
2.2.3. <i>Meloidogyne spp.</i>	9
2.2. 4. <i>Pratylenchus spp.</i>	11
2.3. Características de los enraizadores investigados.....	12
a) Root-Track	12
b) Wuxal Ascofol	12
c) Root Feed.....	12
d) Fertisa Kelp.....	13
III. MATERIALES Y MÉTODOS	14
3.1. Características del sitio experimental	14
3.2. Características climáticas	14
3.3. Materiales experimentales	14
3.4 Factores estudiados	15
3.5. Métodos.....	15
3.6. Tratamientos estudiados	15
3.7. Diseño Experimental	16
3.8. Análisis de varianza.....	16
3.8.2. Análisis Funcional.....	16
3.9. Manejo del ensayo.....	16
3.9.1. Muestreo de raíces de banano.....	17
3.9.2. Muestreo de suelo.....	17
3.9.3. Peso total de raíces (g).....	18

3.9.4. Porcentaje de raíces sanas.....	18
3.9.5. Densidad poblacional de nemátodos en raíces.....	18
3.9.6. Densidad poblacional de nemátodos/100 cm ³ de suelo.....	18
3.9.7. Datos evaluados.....	19
IV. RESULTADOS	20
4.1. Eficacia de cuatro enraizadores en el incremento de raíces del cultivo de banano.....	20
4.2. Efecto de enraizadores en la calidad de raíces del cultivo de banano.	21
4.3 Efecto de la aplicación de enraizadores en la densidad poblacional de nematodos fitoparásitos en el cultivo de banano.	22
4.3.1 Densidad poblacional de <i>R. similis</i> en 100 gramos de raíces	22
4.3.2. Densidad de población de <i>H. multincinctus</i>	23
4.3.3. Densidad de población de <i>Meloidogyne spp.</i>	23
4.3.4. Densidad poblacional total de nematodos en 100 g de raíces	24
4.3.5. Densidad población total de nematodos/100cm ³ de suelo.....	25
4.4. Efecto de los enraizadores sobre las características fisiológicas de la planta de banano.....	26
4.4.1. Altura de la planta	26
4.4.2. Diámetro de circunferencia del pseudotallo.....	27
4.4.3. Emisión foliar de la planta de banano.....	28
V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	30
VI. RESUMEN	31
VII. SUMMARY	33
VIII. BIBLIOGRAFÍA	34
X. ANEXOS	39

INDICE DE TABLAS

<i>Tabla 1. Clasificación taxonómica de la planta de banano.....</i>	<i>5</i>
<i>Tabla 2. Productos utilizados para la investigación.....</i>	<i>15</i>
<i>Tabla 3. Análisis de varianza.....</i>	<i>16</i>

INDICE DE CUADROS

<i>Cuadro 1. Peso Total de raíces en muestras de cinco plantas de banano, evaluadas a 0, 30 y</i>	<i>20</i>
<i>Cuadro 2. Porcentaje de raíces sanas en muestras de cinco plantas de banano, evaluadas a 0, 30</i>	<i>21</i>
<i>Cuadro 3. Densidad poblacional de Radopholus similis en raíces de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.....</i>	<i>22</i>
<i>Cuadro 4. Densidad poblacional de Helicotylenchus multicinctus en raíces de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.</i>	<i>23</i>
<i>Cuadro 5. Densidad poblacional de Meloidogyne spp. en raíces de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.....</i>	<i>24</i>
<i>Cuadro 6. Densidad poblacional de nematodos fitoparásitos. en raíces de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.</i>	<i>25</i>
<i>Cuadro 7. Densidad poblacional del total de nematodos fitoparásitos en suelo de la rizósfera de plantas de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.</i>	<i>26</i>
<i>Cuadro 8. Altura de la planta de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.....</i>	<i>27</i>
<i>Cuadro 9. Diámetro de circunferencia del pseudotallo de plantas de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.....</i>	<i>28</i>
<i>Cuadro 10. Emisión foliar de plantas de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.....</i>	<i>29</i>

INDICE DE FIGURAS

<i>Figura 1. Reconocimiento de la hacienda.....</i>	<i>39</i>
<i>Figura 2. Delimitación del área.....</i>	<i>39</i>
<i>Figura 3. Identificación de planta.....</i>	<i>39</i>
<i>Figura 4. Primer muestreo (antes de aplicación)</i>	<i>39</i>
<i>Figura 5. Verificación de etiquetas</i>	<i>40</i>
<i>Figura 6. Aplicación de enraizadores</i>	<i>40</i>
<i>Figura 7. Segundo muestreo (30 días después de la aplicación).....</i>	<i>40</i>
<i>Figura 8. Tercer muestreo (60 días después de la aplicación).....</i>	<i>40</i>
<i>Figura 9. Selección de raíces en laboratorio</i>	<i>40</i>
<i>Figura 10. Picado de raíces en laboratorio</i>	<i>40</i>
<i>Figura 11. Peso de raíces.....</i>	<i>41</i>
<i>Figura 12. Muestreo de suelo.....</i>	<i>41</i>

I. INTRODUCCIÓN

En el Ecuador el área bananera alcanza aproximadamente las 180 333 hectáreas, las mismas que están distribuidas principalmente en las provincias de Los Ríos, Guayas, El Oro y Esmeraldas. Ecuador es el cuarto mayor productor de esta fruta a nivel mundial y la producción anual de banano en la provincia de los Ríos representa el 43,23 % respecto a la producción nacional de este cultivo. Los productores de esta fruta a través de diferentes técnicas logran obtener niveles de producción altos que justifiquen el costo de la inversión de las producciones¹.

Las inversiones en la actividad y en las Industrias colaterales generan trabajo para más de un millón de familias ecuatorianas, esto es más de 2.5 millones de personas localizadas en nueve provincias que dependen de la Industria bananera ecuatoriana¹. A nivel mundial la exportación del banano asciende a 145 millones de toneladas al año. En el mercado internacional se exige que el banano cumpla con las características físico químicas para la producción de la fruta (Robinzon, 2017).

Los enraizantes se conocen también como hormonas de crecimiento o bioestimulantes, pueden ser químicos o naturales, y aportan nutrientes a las raíces. Son muy utilizados en agricultura para favorecer la evolución de las raíces principales o desarrollar un número mayor de raíces secundarias.

Utilizar enraizantes para estimular las raíces de las plantas y conseguir que prosperen saludables y vigorosas, es fundamental para lograr que desplieguen todo su potencial. La raíz es el órgano principal de la planta que crece debajo de la superficie del suelo. Sus funciones son absorber del suelo agua y materiales disueltos en ella (principalmente sales minerales), proporciona anclaje a las plantas, conduce agua y sustancias en solución al tallo y alimentos procedentes del tallo a sus diversas partes, almacena alimentos y agua, finalmente todo esto influye en la reproducción (Fuller y Ritchie, 1984).

Los fitonematodos son un grave problema en agricultura, encontrándose en todas las áreas agrícolas del país. Estos microorganismos revisten importancia económica por su dinamismo en presentar altas poblaciones en el sistema radical y rizósfera, con un efecto

¹ Capa, L; Alaña, T; Benitez, R. 2020. Importancia de la producción de banano orgánico. Caso: Provincia El Oro, Ecuador.

desfavorable para la producción de los cultivos. Atacan tanto a cultivos de exportación, como a cultivos de sustento (Intriago, 2010).

Las plantaciones de banano de Ecuador se ven afectadas por el nematodo lesionador – barrenador *Radopholus similis*, cuyo resultado más visible es la caída de plantas, principalmente por el deterioro de las raíces particularmente con vientos fuertes o cuando un racimo es pesado.

Actualmente, las poblaciones de *Helicotylenchus multicinctus* se han incrementado comparadas con los años anteriores, en algunos casos superiores a las de *R. similis*; mientras que, *Meloidogyne incognita* se mantiene con poblaciones bajas, con pocas excepciones en plantaciones de origen meristemático (Triviño, 2003). Los nematodos afectan a las raíces de banano, principalmente *R. similis* produciendo daño al cultivo, por lo que está registrado como el segundo de los 10 nematodos de mayor importancia económica registrados en Ecuador y a nivel mundial (Ravichandra, 2008).

Ante esta problemática expuesta anteriormente se ha considerado realizar este trabajo experimental, para determinar cuál de los enraizantes investigados es el de mayor eficacia en el incremento de la masa radical y cuáles son los efectos de los mismos en la población de los principales nematodos fitoparásitos del cultivo de banano.

1.1 Objetivos

1.1.1 General:

Determinar productos eficientes en el incremento de la masa radical del cultivo de banano.

1.1.2 Específicos:

- Determinar la eficacia de cuatro enraizadores en el incremento del sistema radical del cultivo de banano.
- Estudiar el efecto de los enraizadores sobre la calidad de raíces del banano.
- Evaluar el efecto de los enraizadores sobre la densidad poblacional de nematodos.
- Evaluar las características fisiológicas de las plantas tratadas.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. El cultivo de banano

2.1.1. Origen

Según Gómez (2017), el cultivo del banano (*Musa acuminata* AAA) se originó en el Sureste Asiático, fue traído a América por los españoles en la época de la colonización y distribuido mediante la migración de los propios nativos.

Parra et al. (2009) publican que la mayoría de cultivares de banano tienen origen en dos especies silvestres: *Musa acuminata* y *M. balbisiana* que por poliploidía e hibridación generan las variedades cultivadas. Las composiciones ploídica y genómica de los diferentes clones representan a *M. acuminata* y *M. balbisiana*, respectivamente, como A y B.

Soto (2011) sostiene que el consumo de banano como fruta fresca en el mundo, predomina a todas las demás frutas, incluyendo las manzanas, y solo es sobrepasado por el consumo de cítricos industriales. El país de mayor producción de banano del mundo, es India con un 19%; seguido de Brasil con 15 %, y de Ecuador con 12%. China produce un 10%, u y otros países como Colombia, Costa Rica, Filipinas y México, producen entre 6 y 4%, seguido de un grupo grande de países, que con menos del 3% individual, producen un 36% del total.

2.1.2. Descripción botánica

Angulo (2009) menciona que es una planta herbácea muy grande, con rizoma corto y tallo aparente, que es producto de la unión de las vainas foliares, cónico de unos 3 a 6 m de altura, terminado en una corona de hojas, su emisión y madurez del fruto dependerá de la zona climática que se encuentre.

Fagiani y Tapia (2007) reportan que la raíz de esta planta son superficiales, distribuidas radialmente en los primeros 30 cm. del suelo y alcanza un largo de 1,5 a 2 metros. El cormo nombrado comúnmente cepa, produce una yema vegetativa que sale de la planta madre y sufre un cambio anatómico y morfológico de los tejidos y al crecer diametralmente forma el rizoma que alcanza una considerable altura.

Angulo (2009) también indica que las hojas, son muy grandes, de 2.4 m de largo, 0.5 m de ancho y un 1 m o más de longitud. Cuando son viejas se rompen fácilmente de

forma transversal por el azote del viento, durante el crecimiento de la planta de banano se visualizan varios tipos de hojas: hojas rudimentarias, hojas estrechas ensiformes y hojas anchas o verdaderas.

El tallo verdadero es un rizoma grande, almidonoso, subterráneo, que está coronado con yemas, casi todas las cuales se desarrollan hasta que todo el rizoma haya florecido y fructificado mientras que la inflorescencia que tiene forma de racimo, es larga y pedunculada; al principio se sostiene erecta u oblicuamente, pero se dobla hacia abajo a medida que crece. Está cubierta con brácteas de colores rojo oscuro, grandes, dispuestas en forma de espiral, la yema forma una terminal grande, en forma de cono en el tallo de la flor (Banascopio, 2015).

2.1.3. Taxonomía

Tigasi (2017) manifiesta que hay más de 500 variedades de banano, pero es el subgrupo Cavendish el que más se cultiva dentro de este subgrupo los clones de Valery, Gran Enano y Williams, son los que más se resaltan debido a sus características e importancia en el comercio mundial, su adaptación climática, su alta resistencia de los fuertes vientos y una alta producción.

Tabla 1. Clasificación taxonómica de la planta de banano.

CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DEL BANANO

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida
Orden	Zingiberales
Familia	Musaceae
Género	Musa
Especie	M. acuminata.

Adaptado de (Simmonds, 1970, Román *et al.*, 2004)

2.2. Nematodos y su importancia para el hombre

Escudero (2015) indica que los nematodos son uno de los microorganismos más cuantiosos en la biosfera, con alrededor de 25 000 especies descritas, aunque se estima una diversidad oculta mayor, pudiendo llegar a un millón de especies, los nematodos parásitos de animales y plantas se escrutan en detalle debido al daño que causan, el riesgo que suponen para la salud humana/animal y las pérdidas que generan en el campo agrícola.

A demás de las enfermedades causadas por hongos, bacterianas y virus, el banano también es susceptible al ataque por nematodos fitoparásitos en todo el mundo, las plantaciones de banano han sido amenazadas por patógenos y plagas graves, estos nematodos infectan raíces y rizomas, causando severos perjuicios en plantaciones de banano (Santos et al., 2013).

2.2.1. *Radopholus similis*

Entre los nematodos que ocasionan grandes perjuicios económicos esta *R. similis* que es considerado como uno de los 10 nematodos más importantes en el trópico, siendo reportado como parásito de más de 250 especies de plantas (Volcy, 2011).

Guzmán (2011) señala que es un nematodo fitoparásito que puede ocasionar pérdidas de entre 20 y 100% y que además se nutre de raíces y cormos de banano y plátano, perjudicando el crecimiento y desarrollo de este cultivo. El intercambio de material de siembra infectado es el principal medio de su diseminación alrededor del mundo, debido a que estas musáceas han sido tradicionalmente propagadas por manera asexual mediante colinos o cepas y a que este fitonemátodo se caracteriza por penetrar y movilizarse dentro de las células de raíces y los cormos.

El nematodo lesionador-barrenador, *R. similis* es un endoparásito migratorio, alargado en forma de lombriz y mide aproximadamente 0.68 a 1.0 mm de longitud y 0.02 a 0.03 mm de ancho. Los estadios juveniles y la hembra tienen estilete bien desarrollado y cabeza semiesférica. Los machos casi siempre son más pequeños que las hembras, pierden el estilete y la cabeza tiene forma de botón llamado bonete (Triviño y Farias 2003).

Lara-Posadas et al. (2015) relatan que las hembras son vermiformes, y tienen un tamaño de 530 a 772 μm de largo y 15 a 31 μm de ancho en la parte media. Región labial redondeada de 3 a 4 anulaciones. Aparato valvular bien desarrollado con una vulva

prominente, es didélfico con dos gónadas u órganos reproductores funcionales, ligeramente debajo de la mitad del cuerpo, su cola es en forma de cono elongado con terminación ovalada. El Macho es vermiforme ligeramente arqueado ventralmente, de 515 a 632 μm de largo y 16 a 23 μm de ancho. Región labial bien definida del resto del cuerpo con 4 o 5 anulaciones y elevada de 4 a 6 μm el esófago y estilete degenerado sin nódulos basales visibles. Espícula fuerte de 18 a 20 μm de largo y su gubernáculo alargado de 8 a 10 μm de largo afilado en la parte anterior.

Marín et al. (2003) afirman que este nematodo pudo ingresar a América a través de la isla La Española (actual República Dominicana) en el año 1516; sin embargo, su principal distribución ocurrió en la década de los 60, con el movimiento de material vegetal Cavendish para sustituir al Gross Michel por efecto del mal de Panamá. Su procedencia muy posiblemente estuvo en el sudeste asiático y no en Australia, de donde inicialmente se creía originario dada la variedad de especies de este género presentes en ese lugar.

Triviño y Farias (2004) manifiestan que el ciclo biológico de este nematodo ocurre internamente de la corteza de la raíz. Este ciclo consiste de una fase de huevo, cuatro estadios juveniles y el adulto. Los estadios juveniles 2, 3, 4 y hembra son los que causan los daños y perjuicios económicos en el sistema radical. En ambientes favorables el ciclo desde huevo se completa de 22 a 25 días.

Con respecto a los daños, Gómez y Rojas (2008) expresa que unas de las consecuencias ocasionados por la actividad de *R. similis* en la planta es su debilitamiento debido a la deficiencia en el aprovechamiento de agua y nutrimentos ocasionado por la desgaste del sistema radical, lo cual ocasiona el desplome de la planta principalmente cuando ocurren fuertes vientos o por el peso del racimo; también reduce la vida productiva del cultivo, y el ataque severo causa la caída de 500 o más plantas con racimo por hectárea. Los dedos de las últimas manos de los racimos y la maduración de los frutos no serán uniformes en el caso de que la planta resista el ataque o no se caigan y desplome.

2.2.2. *Helicotylenchus* spp.

Guzman (2011) expresa que biológicamente y dependiendo del hospedante, *Helicotylenchus* spp., posee un hábito alimenticio ectoparásito y semi-endoparásito de raíces, reduciendo la producción de musáceas entre 19 y 34 %, se considera la segunda

especie más importante del cultivo de banano.

Espinosa et al. (2018) divulgan que las hembras tienen la vulva localizada posterior al punto medio del cuerpo, la cola es redondeada o casi puntiaguda con una proyección corta en la cara ventral, el cuerpo es arqueado o en espiral cuando está en reposo. La región labial es redondeada o anteriormente aplanada o truncada y el estilete es moderadamente largo.

Según Torrado-Jaime y Castaño-Zapata (2009), *Helicotylenchus* spp. se aparece en todas las regiones donde es cultivado el bananos y plátanos. En las áreas tropicales donde está presente *R. similis* y *H. multincinctus* es de transcendencia secundaria. Sin embargo, en áreas subtropicales donde *R. similis* es anormal o está ausente, *H. multincinctus* puede ser el primordial problema nematológico del cultivo.

Díaz et al. (2007) indican que *H. multincinctus* penetra directamente las raíces, puesto que habitan en el suelo, los nematodos fácilmente entran en contacto con ellas y también con los cormos, incluyendo aquellos utilizados como material propagativo para nuevas siembras, constituyéndose dichos cormos-semillas como el medio más eficiente de diseminación del nemátodo a las nuevas plantaciones, cuyos suelos naturalmente infestados requieren de la aplicación programada de nematicidas o de otras prácticas de manejo aparte de esto también ocasiona una señal característica en los cormos, consiste en lesiones de color café negruzco cuyo tamaño varía de acuerdo al grado de colonización del tejido afectado y a la agresividad del nemátodo involucrado.

CABI (2016) reporta que en el caso de musáceas infestadas por dicho nematodo, las raíces terciarias aparecen necróticas y se desprenden fácilmente al tratar de manipularlas, las raíces muestran lesiones pequeñas alrededor del punto de penetración de los nematodos y en los casos de infestación severa puede haber desprendimiento de las células de la epidermis y parte de la corteza. Como consecuencia de la alimentación de *Helicotylenchus* spp., en las células parenquimatosas del córtex de la raíz como en el caso de banano, el nematodo produce lesiones pequeñas longitudinales entre 3 y 10 cm, que generalmente no profundizan al parénquima cortical son de color castaño rojizo a negro. Sin embargo, en altas infestaciones estas lesiones pueden aparecer necrosis extensiva de la raíz en la capa más externa del córtex y muerte descendente de ésta. Las lesiones también pueden ser encontradas en cormos.

Holguin (2018) sostiene que los efectos de *H. multincinctus* tanto en el banano como en el plátano pueden conducir a la reducción del tamaño de la planta y al peso del racimo y la reducción de la vida productiva de la plantación, aparte también se ha observado el retraso del crecimiento de las plantas, al alargamiento del ciclo vegetativo y en casos extremos el volcamiento también puede ocurrir en situaciones donde hay infestaciones fuertes.

2.2.3. *Meloidogyne spp.*

Perry et al. (2009) mencionan que las hembras son sedentarias y generalmente endoparásitos, tienen forma de pera o esferoide, de color blanco. El estado de quiste no está presente. El largo de las hembras es de entre 350 μm a 3 mm y el ancho de 300 a 700 μm . Tienen seis labios, los labios del medio están fusionados en pares, el estilete es delicado y largo y con tres nódulos basales. El poro excretor es localizado usualmente entre los nódulos del estilete y el metacorpus. Las gónadas son pares (didélficas) y prodélficas, el patrón perineal es más o menos circular alrededor de la vulva y el ano, y tradicionalmente este carácter morfológico se ha utilizado para la identificación de especies. Los huevos no son retenidos dentro del cuerpo sino que se depositan en una sustancia gelatinosa segregada por las glándulas rectales llamada matriz.

Perry et al. (2009) manifiestan que los machos no son sedentarios, son vermiformes, y la cola es redonda y muy corta y sin bursa, con poca variación entre especies su longitud (700 – 2000 μm) varía de acuerdo con las situaciones climáticas. La estructura cefálica y el estilete recto están bien desarrollados. El estilete es delicado y recto. La cola se estrecha hacia la punta y termina en una parte hialina. El tercer (J3) y cuarto (J4) estadio juvenil son sedentarios, están hinchados dentro de las raíces y no tienen estilete.

Respecto al ciclo de vida, Sikora et al. (2018), Souza y Bressan-Smith (2008) indican que este inicia con la postura de una masa de huevos que usualmente es colocada interna o externamente de las raíces. La primera muda ocurre dentro del huevo, una vez eclosionados los J2 infectan rápidamente las raíces de plantas susceptibles, comienzan a alimentarse en la zona de diferenciación de la raíz y ocurren las mudas y desarrollos a J3 y J4, estos estados no son infectivos. Posteriormente se convierten en adultos. Las hembras adultas en forma de pera se mantienen dentro de la raíz y los machos adultos abandonan las raíces y no son infectivos. Cuando la hembra llega a su estado adulto, coloca sus huevos en

un saco gelatinoso llamado matriz, el cual queda expuesto en la superficie de la corteza de la raíz o parcialmente cubierta, dependiendo de la posición del nemátodo. Con frecuencia las nudosidades o agallas son afectadas por hongos patógenos que debilitan las raíces, causando una enfermedad más severa.

Los síntomas, según Meza y INIA (2017) el más común es la inducción a la formación de agallas o nódulos en las raíces de sus hospederos. Las agallas se pueden distinguir en formas individuales o agrupadas en masas. A nivel aéreo, dependiendo del nivel poblacional, se puede percibir un amarilleo de hojas, a veces acompañado de marchitez y en altos grados de ataque pueden provocar falta de vigor, enanismo y limitar considerablemente la producción.

Los daños, según Galicia (2016) que causa este nematodo son la reducción y deformación del sistema radicular y que además de la producción de agallas y células gigantes, las especies de *Meloidogyne* ocasionan que las raíces recién infectadas sean más cortas que las raíces sanas, poseen menos ramificaciones y menor número de pelos radiculares, el sistema radicular no utiliza agua y nutrientes en la proporción que usa un sistema radicular no infectado. Los elementos vasculares se rompen y se deforman en agallas o nódulos radiculares y el movimiento normal de agua y nutrientes mecánicamente se impide.

Este mismo autor, también menciona que los daños están ligados con la disminución de la eficiencia de la raíz y que la deformación de la raíz y su ineficiencia causa detención del desarrollo, marchitamiento en clima caliente y otros síntomas de escasez de agua y nutrientes, aunque estos estén a plenitud en el suelo el desarrollo de las plantas se restringe.

De acuerdo a Hidalgo (2008), los efectos de la infección causada por las especies de *Meloidogyne* en el crecimiento de las plantas, pueden clasificarse en efectos físicos, como el acortamiento y deformación de las raíces y la disminución de la eficiencia radicular; por otro lado, esta infección trae consigo efectos fisiológicos en la planta como la pérdida de eficiencia radicular o la reducción en crecimiento y rendimiento. Un tercer efecto sería la predisposición a otras enfermedades, debido a que las especies de *Meloidogyne* hacen más susceptible a las plantas para la infección provocada por hongos y bacterias oportunistas. Así, la mayor parte del daño que los nemátodos de las agallas

radicales causan a las plantas está relacionado con el proceso de alimentación, pues disminuye la capacidad de las raíces para captar y transportar nutrientes al resto de la planta, lo que se traduce en un debilitamiento general y en pérdidas de producción.

2.2. 4. *Pratylenchus spp.*

Meza e INIA (2017) manifiestan que el nemátodo de las lesiones de raíces es un endoparásito migratorio, cuya hembra pone sus huevos en los tejidos de las raíces o en el suelo. El segundo estado juvenil J2 es el que emerge del huevo. Luego sufre tres mudas antes de llegar al estado adulto. Todos los estados son infectivos y capaces de entrar a la raíz, ingreso que es realizado preferentemente en la zona de elongación radicular. En muchas especies de *Pratylenchus* los machos son escasos o desconocidos, lo que sugiere que la partenogénesis es la principal estrategia reproductiva. Las hembras ponen de uno a dos huevos por día. La duración del ciclo biológico depende de la especie de nemátodo y de las condiciones ambientales, especialmente la temperatura, sin embargo, su duración fluctúa entre 30 a 60 días.

Morales (2017) indica que el nematodo puede penetrar cualquier parte de la raíz, pero prefiere las zonas en donde hay mayor cantidad de pelos absorbentes. Los órganos de la planta sobre el suelo no demuestran síntomas específicos de ataque de este nematodo, aunque comúnmente las hojas presentan color clorótico o color verde pálido a amarillo; las plantas se debilitan con una tendencia a formar una fruta poco desarrollada. La forma de penetración a los tejidos es de la siguiente manera: los nematodos sondan, pinchan y parcialmente se nutren de la pared de las células en la epidermis luego se dirigen hacia el contenido de la célula, el mismo patrón de ataque es repetido cuando los nematodos migran de un lado a otro y se alimentan de la corteza de la raíz, por otra parte, las raíces absorbentes pueden ser escasa en comparación con los sistemas de raíces.

Talavera (2003) señala que en la planta son los mismos síntomas que en el caso de los nematodos agalladores. En las raíces la penetración de los nemátodos produce pequeñas lesiones necróticas de un milímetro a varios centímetros de longitud que valen de entrada a otros organismos (*Verticillium*, *Rhizoctonia*, etc.). Las plantas contagiadas por nematodos lesionadores, generalmente tienen sistemas radiculares reducidos y las raíces alimenticias destruidas. Si la infestación de las plantas es alta se reduce el desarrollo de las raíces, se retrasa su crecimiento y se presenta clorosis en el área foliar.

Referente a los daños que causa, Hernández-Ochandía et al. (2018) mencionan que las plantas afectadas por especies de *Pratylenchus* muestran clorosis, raquitismo y marchitamiento y, generalmente, se encuentran distribuidas en parches en el campo cultivado; mientras que, en las raíces, provocan lesiones al alimentarse de los tejidos epidérmicos y corticales de las raíces jóvenes; las lesiones son de color café o negro, las cuales, posteriormente, pueden ser atacadas por microorganismos, como hongos y bacterias.

2.3. Características de los enraizadores investigados.

a) Root-Track

Es un enraizador complejo orgánicamente a base de Potasio y Sílice, como complejo desbloqueador de elementos como Fósforo, Potasio y micronutrientes, altamente soluble recomendado para la aplicación al suelo, incrementa CIC, regula pH e incrementa en la actividad de tejidos meristemáticos, formación de auxinas y síntesis de enzimas en la asimilación de macro elementos y elementos secundarios. Adicionalmente con extracto de algas, aminoácidos y fitohormonas para incentivar la división celular.

Su modo de aplicación es vía edáfica y según la recomendación de la casa comercial, se debe aplicar de 2 a 5 litros de producto comercial por hectárea, dirigido a la unidad de producción a través del método de vía drech, se debe trabajar con análisis de suelo y hojas para recomendaciones más precisas (Campo-Track, 2019).

b) Wuxal Ascofol

Es un concentrado altamente natural de extracto de algas marinas marrones *Ascophyllum nodosum*. La formulación de la suspensión permite un fácil manejo en comparación con los productos en polvo, los cuales usualmente son lentamente solubles y altamente higroscópicos, tiene un efecto estimulante sobre las plantas bajo estrés fisiológico en su crecimiento temprano. Estimula la división celular temprana en los frutos y por lo tanto, mejora el tamaño de la fruta. El alto contenido de Micronutrientes promueve la fijación del fruto y mejora el crecimiento de las raíces (Bayer Crop, 2019).

c) Root Feed

Promueve el continuo crecimiento de las raíces, manteniendo un adecuado balance hormonal y nutricional durante todo el ciclo de crecimiento del cultivo,

independientemente del estado fenológico y de las variaciones climáticas. Root Feed restablece y mantiene el continuo crecimiento de las raíces y pelos radiculares, protegiendo a la planta contra condiciones climáticas adversas y toda condición de estrés. Restaura el balance hormonal y nutricional para incrementar los mecanismos naturales de defensa de la planta. Incrementa la resistencia natural contra el estrés abiótico y biótico, aumentando la expresión del potencial genético de la planta (Fhon, 2017).

d) Fertisa Kelp

Estimula la formación de raicillas de las plantas, debido a la dominancia de auxinas sobre citoquininas. Fertisa Kelp, estimula una mayor absorción de nutrientes desde el suelo, que junto con la mayor concentración de citoquininas, produce plantas con mejor follaje, determinando incrementos en la producción y calidad de las cosechas. Fertisa Kelp, es un producto de origen natural, además es compatible con todos los productos fitosanitarios y fertilizantes foliares de uso común.

Composición química: N 0,31 mg/L; P 6400 mg/L; K 200 mg/L; Fitohormonas:
(Auxinas 11 mg/L; Citoquininas 0,031 mg/L).

Fertisa kelp se mezcla con agua directamente en el pulverizador o regadera manual donde la dosificación para banano es de 1 a 2 L/ha.(Velásquez, 2017).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Características del sitio experimental

La investigación se desarrolló en la Hda. Katherine, ubicada en el km 16 de la vía Babahoyo - San Juan, provincia de Los Ríos, que tiene las siguientes coordenadas geográficas UTM: X= 660041.82 E; Y= 9818544.27 S, con una topografía plana y una altura de 13 msnm¹, suelo franco arcilloso².

3.2. Características climáticas

La zona presenta un clima tropical húmedo con una temperatura media anual de 25.90 °C, y precipitación media anual de 1482.40 mm, humedad relativa de 82.31 %³.

3.3. Materiales experimentales

Los materiales que se utilizó en la investigación son los siguientes:

Materiales de laboratorio:

Licuadora	Platos de aluminio
Ducha tipo teléfono	Cajas Petri pequeñas rayadas (conteo)
Cuchillos	Bomba de aire (mezclar líquido)
Bandejas plásticas	Papel facial, malla plástica de 1mm
Pisetas, Pipetas	Vasos de precipitación de 100 y 250 mL
Contadores-chequeador	

Equipos:

Materiales de campo:

1 Fuente: Datos tomados de anuario Instituto Geográfico Militar, 2018.

2 Fuente: Mapa de suelos SECS, 2017

3 Fuente: LOGBAN. Informe anual Climatológico, Pueblo Viejo (2017).

Estéreomicroscopio	Abre hoyos, Barreta
Tamices N°. 60, 100, 400	Machetes, GPS
Balanza electrónica	Marcadores, Etiquetas
Bomba de espalda	Pintura de spray
Refrigeradora	Caña guadua

3.4 Factores estudiados

Variables Dependientes: masa radical en hoyos de 13.5 dm³ y la densidad poblacional de nematodos en 100 g de raíces y 100 cm³ de suelo.

Variable Independiente: aplicación de enraizadores en cultivo de banano.

3.5. Métodos

En la presente investigación se empleó los métodos siguientes:

Deductivo - inductivo,

Inductivo – deductivo y

Experimental.

3.6. Tratamientos estudiados

Se evaluó cuatro enraizadores en dosis comercial que se aplicarán a los hijos, mismos que se determinan a continuación.

Tabla 2. Productos utilizados para la investigación

Código	Tratamientos	Ingrediente Activo	(Dosis/ha)
T1	Root track	P, K, Si	1 L/ha
T2	Fertisa kelp	Auxinas, Citoquininas	1 L/ha
T3	Wuxal ascofol	<i>Ascophyllum nodosum</i>	2 L/ha
T4	Root feed	N, Ca, B	10 kg/ha
T5	Testigo	-	sin aplicación

3.7. Diseño Experimental

Se utilizó el diseño experimental Bloques completamente al azar, con cinco tratamientos y cuatro repeticiones, como se indica en el croquis de campo (ver anexo). Cada tratamiento tuvo aproximadamente 25 sitios de plantas por repetición.

3.8. Análisis de varianza

Para el análisis de varianza se utilizó el siguiente esquema:

Tabla 3. Análisis de varianza

Fuente de variación	Grados de libertad
Tratamiento (5-1)	4
Repeticiones (4-1)	3
Error experimental (4x4)	12
Total	19

3.8.2. Análisis Funcional

La comparación de las medias de tratamientos se realizó con la prueba del Rango Múltiple de Duncan al 5 % de probabilidad.

3.9. Manejo del ensayo

En la hacienda de banano “Katherine”, se seleccionó un lote de la plantación de aproximadamente 0.5 hectárea que no haya sido tratada con enraizadores ni nematicidas por lo menos durante seis meses aproximadamente.

En el lote seleccionado se diseñó las parcelas de los cinco tratamientos y sus respectivas repeticiones. Cada parcela tuvo aproximadamente 25 sitios de plantas, lo que significa 100 unidades experimentales por tratamiento. El pseudotallo de las plantas fue pintado con pintura spray con colores diferentes para cada tratamiento.

Para la aplicación de los productos, se eligieron hijos de toda edad con su planta madre que esté en estado de prontas o de floración, a estas se le aplicaron los productos a excepción del testigo. Los códigos con el cual se identificaron los tratamientos fueron T1-

T5 y las repeticiones con R1-R5. Los códigos se marcaron en el pseudotallo de la planta madre.

Antes de la aplicación de los enraizadores se realizó un muestreo inicial para evidenciar la población de nematodos y el peso de la masa radical, para la respectiva comparación.

Después de aplicar los productos se realizaron tres muestreos de raíces, a los 30, 60 y 90 días. Pero debido a que llegó el Covid 19 a Ecuador y posteriormente se tomaron las medidas de prevención, la cual fue la cuarentena a nivel nacional, no se pudo realizar la última evaluación.

Por tal motivo después de haber aplicado los productos, se pudo trabajar con dos muestreos de raíces, los cuales fueron tomados a los 30 y 60 días. De cada repetición se tomó una muestra compuesta de cinco plantas hijas de 1.50 - 2.0 m de altura, cuyos datos fueron promediados para la comparación de tratamientos.

3.9.1. Muestreo de raíces de banano.

Frente al hijo de 1.50 a 2.0 m de altura y a 5 cm de distancia de la base de la planta, con una barreta bien afilada se realizó un hoyo de dimensiones 30 cm largo x 15 cm ancho x 30 cm profundidad, equivalente a 13,5 dm³. Se introdujo una barreta dos o tres veces en el mismo sitio delimitando un rectángulo con las dimensiones indicadas, se extrajo el suelo junto con las raíces fuera del hoyo, se colectó las raíces y se depositaron en una bolsa plástica sin orificios. La muestra se identificó igual que los tratamientos en el campo, se las protegió del sol para evitar su desecación hasta llegar al laboratorio en un máximo de dos días. En el laboratorio éstas fueron almacenadas a una temperatura de 10 a 15 °C (Triviño, Navia y Velasco, 2013).

3.9.2. Muestreo de suelo.

El suelo extraído del hoyo cavado para el muestreo de raíces, se homogenizó y se colectó 250 gramos aproximadamente por cada una de las plantas para conformar una muestra compuesta de cinco submuestras. Este se depositó en una bolsa plástica y se identificó con los mismos datos descritos para raíces. Para el traslado al laboratorio, las muestras se colocaron en cajas de cartón para protegerlas del sol (Triviño, Navia-Santillán y Velasco, 2013).

3.9.3. Peso total de raíces (g)

Se lavaron las raíces de la muestra y se seleccionaron las sanas y las dañadas por nematodos y otras causas. Se las dejaron al ambiente hasta que estuvieran húmedas, luego las dos categorías por separado se pesaron en gramos. Las dañadas por otra causa no se incluyeron en la extracción de nematodos.

3.9.4. Porcentaje de raíces sanas

Una vez realizado el peso de las raíces, se efectuó el cálculo matemático para obtener el porcentaje de raíces sanas o % RS = $\frac{\text{Peso de raíces sanas (g)}}{\text{Peso total de raíces (g)}} \times 100$ funcionales de la siguiente manera:

3.9.5. Densidad poblacional de nemátodos en raíces

Para extraer los nematodos de las raíces, se utilizó el método “Licuado-Tamizado”. Después de pesadas las raíces, se cortaron en pedazos de 1 cm aproximadamente y se mezclaron las sanas con las dañadas. Se pesó 25 gramos y se licuaron con 100 cc de agua común por 20 segundos. El licuado se pasó por tres tamices de arriba hacia abajo de números 60, 100 y 400 (250, 150, 38 μm respectivamente), el primero se lavó por dos minutos, el segundo por un minuto y en el último se colectaron los nemátodos, este sedimento agua - nemátodos se colectó en un vaso de precipitación y con una piseta se aforó en 100 cc de agua. Esta solución se homogenizó con una bomba de aire y con una pipeta se colocaron 2 cc en una caja Petri de plástico pequeña y rayada para el conteo de nematodos. Seguidamente se observó en el estereomicroscopio y se cuantificó el número de nemátodos por cada género antes mencionado. Por cálculo matemático se obtuvo la densidad poblacional en 100 gramos de raíces (Triviño, Navia y Velasco, 2013).

3.9.6. Densidad poblacional de nemátodos/100 cm³ de suelo

Los nematodos se extrajeron del suelo por el “Método de Incubación”, cada muestra se colocó en una bandeja plástica, se mezcló y se tomó con un vaso de precipitación una medida de 100 cm³ para la extracción de los nemátodos. Este suelo se colocó en dos platos de aluminio superpuestos de los cuales el primero es calado y el segundo con base, sobre el primero se colocó una malla fina plástica (1mm) y una hoja de

papel facial; se adiciono agua común y se dejó la muestra en incubación por tres días.

Transcurrido tres días, se eliminó el suelo colocado en el primer plato y el contenido agua – nemátodos se colectó en un vaso de precipitación. En cada muestra o vaso se eliminó el agua excedente a 100 cc, se homogenizó la solución agua-nematodos con una bomba de aire como en las raíces, se extrajeron alícuotas de 4 cc, se colocó en cámaras contadoras para cuantificar el número de nemátodos, para el cual se utilizó un estéreo microscopio y un contador-chequeador.

Por cálculo matemático se obtuvo la densidad poblacional de nemátodos existente en 100 cm³ de suelo (Triviño, Navia y Velasco, 2013).

3.9.7. Datos evaluados

A los 30 y 60 días después de las aplicaciones se evaluó:

- Peso total de la masa radical en hoyos de 13.5 cm³
- Peso de raíces sanas y dañadas por nematodos y otras causas.
- Densidad poblacional de *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multinctus* y *Meloidogyne* spp en raíces y suelo.
- Características fisiológicas de las plantas en cada uno de los tratamientos.

IV. RESULTADOS

4.1. Eficacia de cuatro enraizadores en el incremento de raíces del cultivo de banano.

En el Cuadro 1, se registra el peso total de raíces obtenido por muestra compuesta de cinco plantas de 1.50 – 2.0 m de altura, en hoyos de 13.5 dm³ por submuestra en evaluaciones efectuadas a 0, 30 y 60 días de aplicación. Se determinó que existe significancia estadística en los tratamientos aplicados con los enraizadores. El coeficiente de variación después de realizar el análisis estadístico es de 13.87 y 11.98 % respectivamente.

Hubo un incremento notable de raíces a los 30 días después de haber aplicado los tratamientos (186.97 g) y también a los 60 días (131.87 g) en comparación con el testigo no tratado. Además, en estas dos evaluaciones hubo un significativo incremento de raíces comparadas con los valores obtenidos antes de aplicación. El tratamiento Wuxal Ascofol fue el que mayor incremento de raíces propició a los 30 y 60 días después de haber aplicado los productos.

A los 30 días después de haber aplicados los tratamientos, el producto Wuxal Ascofol fue el que mayor peso de raíces presentó (559.91 g), siendo altamente significativo y diferente a los otros productos, mientras que Root Track, Root feed y Fertiza kelp son iguales estadísticamente, con los valores más bajos.

Cuadro 1. Peso Total de raíces en muestras de cinco plantas de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días después de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.

Tratamientos	Peso total raíces (g)/muestra (5 plantas)			Promedios 30 y 60 días	Incremento Tratados vs testigo (g)
	0 días	30 días	60 días		
1. Root Track (1 L/ha)	171.52	364.61 b	360.27 a	362.44	70.10
2. Fertisa kelp (1 L/ha)	163.52	292.03 ab	618.92 b	455.47	163.13
3. Wuxal ascofol (2 L/ha)	209.52	559.91 c	590.67 b	575.29	282.95
4. Root feed (10 kg/ha)	131.15	343.03 b	484.70 ab	413.86	121.52
5. Testigo no tratado	162.45	202.92 a	381.77 a	292.34	---
Promedio enraizadores (g)	168.92	389.89	513.64	451.76	
Promedio General (g)	167.63	352.50	487.26	419.88	

Diferencia tratados vs testigo	186.97	131.87
C.V. (%)	13,87	11,98
Significancia estadística	**	*

Para el análisis estadístico los datos originales se transformaron a \sqrt{x}
 Promedios con la misma letra no difieren significativamente, según la Prueba de Duncan a 5% de significancia.
 Peso total raíces = sanas + dañadas; * = significativo; ** = altamente significativo

4.2. Efecto de enraizadores en la calidad de raíces del cultivo de banano.

En el Cuadro 2, se presenta el porcentaje de raíces sanas en muestras de cinco plantas de banano. Según el análisis de varianza existe significancia estadística a los 60 días después de aplicados los tratamientos, el coeficiente de variación fue de 14.13 y 11.96 a los 30 y 60 días respectivamente.

No se presentó un incremento de porcentaje de raíces sanas con relación al primer muestreo (0 días), por lo contrario, a los 30 días después de haber aplicado los tratamientos el testigo no tratado presentó mayor porcentaje de raíces sanas (42.87), le sigue Wuxal Ascofol con (42.85 g).

En el muestreo realizado a los 60 días después de la aplicación de los tratamientos el análisis de varianza demostró que existe diferencia estadística significativa, donde el producto Root feed fue el que mayor porcentaje de raíces sanas presentó (46.01), sin embargo en este periodo de evaluación se repitió lo que sucedió a los 30 días, es decir, se incrementaron los porcentajes de raíces dañadas por los nematodos fitoparásitos lesionadores.

Cuadro 2. Porcentaje de raíces sanas en muestras de cinco plantas de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.

Tratamientos	% de raíces sanas/muestra (5 plantas)			Promedios 30 y 60 días	Incremento Tratados vs testigo (g)
	0 días	30 días	60 días		
1. Root Track (1 L/ha)	49.16	32.14	40.03 ab	36.08	- 6.56
2. Fertisa kelp (1 L/ha)	49.65	40.19	28.86 a	34.52	- 8.12
3. Wuxal ascofol (2 L/ha)	53.55	42.85	34.31 ab	38.58	- 4.06
4. Root feed (10 kg/ha)	46.44	34.04	46.01 b	40.02	- 2.62
5. Testigo no tratado	50.57	42.87	42.41 ab	42.64	---
Promedio enraizadores	49.70	37.30	37.30	37.30	
Promedio General	49.87	38.41	38.32	38.36	
C.V. (%)		14,13	11,96		
Significancia estadística		ns	*		

Para el análisis estadístico los datos originales se transformaron a \sqrt{x}

Promedios con la misma letra no difieren significativamente, según la Prueba de Duncan a 5% de significancia. ns = no significativo; * = significativo

4.3 Efecto de la aplicación de enraizadores en la densidad poblacional de nematodos fitoparásitos en el cultivo de banano.

4.3.1 Densidad poblacional de *R. similis* en 100 gramos de raíces

En este Cuadro 3, se muestran los valores de la población de *R. similis* obtenidas en 100 gramos de raíces totales (sanas + dañadas) a los 30 y 60 días después de aplicados los tratamientos en las plantas de banano. Según el análisis estadístico se encontró significancia para los tratamientos aplicados a los 30 días. El coeficiente de variación fue de 4.86 y 5.95 respectivamente en los días de evaluación mencionado.

El análisis de varianza demuestra que a los 30 días después de haber aplicado los productos, los tratamientos Root feed y Wuxal Ascofol son estadísticamente iguales en cuanto a la menor cantidad poblacional de *Radopholus similis* (4200 y 5000 nematodos/100 g raíces respectivamente). El tratamiento Fertisa kelp es significativo con respecto a los demás tratamientos con la mayor cantidad poblacional de este nematodo (12900/100 g raíces).

A los 60 días, numéricamente, Root Track presentó menor densidad de *R. similis* en promedio de tratamientos (7600/100 g raíces), mientras que, el valor más alto lo obtuvo el testigo no tratado (10250).

Cuadro 3. Densidad poblacional de *Radopholus similis* en raíces de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.

Tratamientos	<i>Radopholus sumilis</i> /100 g de raíces			Promedios 30 y 60 días	Reducción testigo vs tratados
	0 días	30 días	60 días		
1. Root track (1 L/ha)	7700	6450 ab	7600	7025	1750
2. Fertisa kelp (1 L/ha)	11000	12900 b	10500	11700	- 2925
3. Wuxal ascofol (2 L/ha)	12650	4200 a	12150	8175	600
4. Root feed (10 kg/ha)	7100	5000 a	9550	7275	1500
5. Testigo no tratado	6550	7300 ab	10250	8775	---
Promedio enraizadores	9612	7137	9950	8543	
Promedio General (g)	9000	7170	10010	8590	
C.V. (%)		4,86	5,95		
Significancia estadística		*	ns		

Para el análisis estadístico los datos originales se transformaron a Log x Promedios con la misma letra no difieren significativamente, según la Prueba de Duncan a 5% de significancia. Raíces totales = sanas + dañadas; ns = no significativo; * = significativo

4.3.2. Densidad de población de *H. multicinctus*.

En el Cuadro 4 se registran los valores de la densidad poblacional de *H. multicinctus*, donde los análisis estadísticos no muestran diferencia significativa para los muestreos realizados a los 30 y 60 días. El coeficiente de variación fue de 5.28 y 4.28 respectivamente para los periodos de evaluación.

Es importante hacer notar que a los 60 días las poblaciones de *H. multicinctus* bajaron en relación a antes de aplicación y además los productos enraizadores presentaron densidades poblaciones más bajas que el testigo no aplicado.

De manera general se observó que en los promedios de los productos Root track y Fertisa kelp, las poblaciones de *H. multicinctus* fueron superior al control mientras que hubo reducción poblacional con Root feed y Wuxal ascofol.

Cuadro 4. Densidad poblacional de *Helicotylenchus multicinctus* en raíces de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.

Tratamientos	<i>H. multicinctus</i> /100 g de raíces			Promedios 30 y 60 días	Reducción Testigo vs tratados
	0 días	30 días	60 días		
1. Root track (1 L/ha)	23600	23750	17450	20600	- 367
2. Fertisa kelp (1 L/ha)	17250	21800	13750	17775	- 850
3. Wuxal ascofol (2 L/ha)	15050	16750	13250	15000	1925
4. Root feed (10 kg/ha)	20650	13250	13850	13550	3375
5. Testigo no tratado	22400	13500	20350	16925	---
Promedio enraizadores	19137	18887	14575	16731	
Promedio General (g)	19790	17810	15730	16770	
C.V. (%)		5.28	4.28		
Significancia estadística		ns	ns		

Para el análisis estadístico los datos originales se transformaron a Log x.
ns = no significativo

4.3.3. Densidad de población de *Meloidogyne spp.*

En los valores numéricos obtenidos por densidad poblacional de *Meloidogyne*, el análisis estadístico reportó diferencia significativa a los 30 días después de haber realizado la aplicación, mientras que a los 60 días no hubo significancia. El coeficiente de variación fue de 13.13 y 15.83 respectivamente (Cuadro 5).

Se encontró diferencia estadística significativa a los 30 días después de aplicado el producto donde el tratamiento Fertisa Kelp y Wuxal Ascofol presenta la menor densidad de nematodos (312 y 250 *Meloidogyne* sp/100 g raíces), el tratamiento Root Track tiene la mayor población (1100), los tratamientos Root feed (612) y el testigo no tratado (900) estadísticamente son iguales.

El muestreo realizado a los 60 días mostró que el Root feed fue el que presentó menor población de nematodos (475), mientras que Fertisa kelp presentó la mayor densidad poblacional (862). La menor cantidad de nematodos con respecto a los promedios de tratamientos se observó en el tratamiento Root Track (850).

Cuadro 5. Densidad poblacional de *Meloidogyne spp.* en raíces de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.

Tratamientos	<i>Meloidogyne</i> spp./100 g de raíces			Promedios 30 y 60 días	Reducción testigo vs tratados
	0 días	30 días	60 días		
1. Root track (1 L/ha)	1500	1100 b	600	850	- 125
2. Fertisa kelp (1 L/ha)	400	312 a	862	587	138
3. Wuxal ascofol (2 L/ha)	300	250 a	525	387	338
4. Root feed (10 kg/ha)	700	612 ab	475	543	182
5. Testigo no tratado	1475	900 ab	550	725	---
Promedio enraizadores	725	568	615	591	
Promedio General (g)	875	635	602	618	
C.V. (%)		13,13	15,83		
Significancia estadística		*	ns		

Para el análisis estadístico los datos originales se transformaron a Log x.

Promedios con la misma letra no difieren significativamente, según la Prueba de Duncan a 5% de significancia.

* = significativo; ns = no significativo

4.3.4. Densidad poblacional total de nematodos en 100 g de raíces

En este Cuadro 6 se muestran los promedios sumados de las especies estudiadas en cuestión, se observó diferencia estadística a los 30 días después de aplicados los tratamientos, con respecto a los promedios generales se observó que a los 60 días después de aplicados los productos la población de nematodos es baja a consideración de los primeros 30 días

El tratamiento Root Feed a los 30 días (18862) es el que presenta significancias estadísticas a los demás tratamientos estudiados, los tratamientos Root Track, Wuxal Ascofol y el testigo no tratado son estadísticamente iguales.

A los 60 días no se encontraron significancias estadísticas en ningún tratamiento estudiado, Root feed fue el que presentó menor cantidad poblacional de nematodos y el testigo no tratado fue el que presentó la mayor cantidad poblacional de nematodos.

El tratamiento Fertisa kelp (30062) es el que muestra la mayor cantidad total de nematodos en los promedios de tratamientos, mientras que el tratamiento Root Feed (21368) es el que reporta la menor densidad poblacional de nematodos.

Cuadro 6. Densidad poblacional de nematodos fitoparásitos. en raíces de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.

Tratamientos	Total de nemátodos fitoparásitos /100 g raíces			Promedios 30 y 60 días	Reducción Testigo vs tratados
	0 días	30 días	60 días		
1. Root track (1 L/ha)	32800	31300 ab	25650	28475	- 2050
2. Fertisa kelp (1 L/ha)	28650	35012 b	25112	30062	- 3637
3. Wuxal Ascofol (2 L/ha)	28000	21200 ab	25925	23562	2863
4. Root feed (10 kg/ha)	28450	18862 a	23875	21368	5057
5. Testigo no tratado	30425	21700 ab	31150	26425	---
Promedio enraizadores	29475	26593	25140	25866	
Promedio General (g)	29665	25615	26342	25978	
C.V. (%)		3,35	3,86		
Significancia estadística		*	ns		

Total de nematodos = sumatoria de *R. similis*, *H. multicinctus* y *Meloidogyne* spp.

Para el análisis estadístico los datos originales se transformaron a Log x.

Promedios con la misma letra no difieren significativamente, según Prueba de Duncan a 5% de significancia.

* = significativo; ns = no significativo

4.3.5. Densidad población total de nematodos/100cm³ de suelo

Los nematodos fitoparásitos encontrados en el suelo alrededor de la rizósfera fueron *Helicotylenchus* spp. y *Meloidogyne* spp. No se encontró *R. similis* posiblemente porque este es un nematodo que más permanece en las raíces, a diferencia de los otros dos géneros que se los encuentra en poblaciones significantes tanto en las raíces como en el suelo a pesar de ser también endoparásitos.

El Cuadro 7 registra resultados de la sumatoria de las dos especies de nematodos fitoparásitos más comunes encontradas en el suelo del lote experimental. El análisis estadístico mostró diferencia estadísticas a los 30 días, mientras que a los 60 días no se reportó diferencias; el coeficiente de variación fue de 9.90 y 7.43 respectivamente con relación a los días del muestreo.

Se presenta diferencia significativa entre los tratamientos a los 30 días después de

aplicación, donde el tratamiento Fertisa kelp y el testigo son estadísticamente iguales con respecto a las densidades poblacionales más bajas, mientras que el tratamiento Root Track presentó el nivel poblacional más alto.

A los 60 días no se observó diferencia significativa, además hubo un incremento de los niveles de nematodos en todos los tratamientos comparados con la población inicial es decir antes de aplicación y con los resultados obtenidos a los 30 días.

Cuadro 7. Densidad poblacional del total de nematodos fitoparásitos en suelo de la rizósfera de plantas de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.

Tratamientos	Total de nematodos fitoparásitos /100 cm ³ de suelo			Promedios 30 y 60 días
	0 días	30 días	60 días	
1. Root track (1 L/ha)	1375	1150 b	1212	1181
2. Fertisa kelp (1 L/ha)	1212	387 a	2350	1368
3. Wuxal ascofol (2 L/ha)	800	825 ab	2500	1662
4. Root feed (10 kg/ha)	1225	750 ab	2100	1425
5. Testigo no tratado	1350	412 a	1650	1031
Promedio enraizadores	1153	778	2040	1409
Promedio General (g)	1192	704	1962	1333
C.V. (%)		9.90	7.43	
Significancia estadística		*	ns	

Para el análisis estadístico los datos originales se transformaron a Log x.

Promedios con la misma letra no difieren significativamente, según la Prueba de Duncan a 5 % de significancia; ns= no significativo; * = significativo.

4.4. Efecto de los enraizadores sobre las características fisiológicas de la planta de banano.

4.4.1. Altura de la planta

El Cuadro 8 registra resultados de la altura de la planta. El análisis estadístico no mostró diferencias estadísticas a los 30 y 60 días; el coeficiente de variación fue de 0.42 y 4.47 respectivamente con relación a los días del muestreo.

El promedio final demuestra que el tratamiento Fertisa kelp fue el que presentó mayor crecimiento (1,79 m) con relación al testigo no tratado (1.72 m), el promedio de enraizadores fue superior al promedio general tanto para los 30 y 60 días después de haber sido aplicados los tratamientos.

Cuadro 8. Altura de la planta de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.

Tratamientos	Altura de planta			Promedios 30 y 60 días
	0 días	30 días	60 días	
1. Root Track (1 L/ha)	1,35	1,65	1,87	1,76
2. Fertisa kelp (1 L/ha)	1,37	1,66	1,92	1,79
3. Wuxal ascofol (2 L/ha)	1,32	1,64	1,81	1,72
4. Root feed (10 kg/ha)	1,33	1,60	1,90	1,75
5. Testigo no tratado	1,35	1,58	1,87	1,72
Promedio enraizadores	1,34	1,64	1,88	1,75
Promedio General (g)	1,34	1,63	1,87	1,78
C.V. (%)		0,42	4,47	
Significancia estadística		ns	ns	

Promedios con la misma letra no difieren significativamente, según la Prueba de Duncan a 5 % de significancia; ns= no significativo.

4.4.2. Diámetro de circunferencia del pseudotallo

En este Cuadro 9 se muestran los resultados obtenidos de la circunferencia de la planta de banano, se observó diferencia estadística a los 30 días después de aplicados los tratamientos, con respecto a los promedios de 30 y 60 días se observó que el tratamiento Root Track es el que tiene mayor crecimiento de la circunferencia con respecto al testigo no tratado.

A los 30 días después de haber aplicados los tratamientos se observa diferencia estadística significativa, donde el tratamiento Root Track fue el que mayor crecimiento del diámetro del pseudotallo presentó (39.20 cm), los tratamientos Fertisa Kelp y Root Feed son iguales estadísticamente entre sí. A los 60 días no se observa significancias estadísticas, el tratamiento que presentó mayor incremento de la circunferencia es Root feed (38.75 cm)

Cuadro 9. Diámetro de circunferencia del pseudotallo de plantas de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.

Tratamientos	Diámetro de circunferencia del pseudotallo (cm)			Promedios 30 y 60 días
	0 días	30 días	60 días	
1. Root Track (1 L/ha)	28	39,20 a	55,88	47,54
2. Fertisa kelp (1 L/ha)	25	38,80 ab	52,30	45,55
3. Wuxal ascofol (2 L/ha)	23	38,60 b	53,60	46,10
4. Root feed (10 kg/ha)	25	38,75 ab	56,20	47,47
5. Testigo no tratado	26	37,95 b	50,30	44,12
Promedio enraizadores	25,25	38,83	54,49	46,66
Promedio General (g)	25,40	38,66	53,65	46,15
C.V. (%)		0,71	0,94	
Significancia estadística		*	ns	

Promedios con la misma letra no difieren significativamente, según la Prueba de Duncan a 5 % de significancia; ns= no significativo; * = significativo.

4.4.3. Emisión foliar de la planta de banano

En el Cuadro 10 se registra la emisión foliar de la planta de banano después de la aplicación de los tratamientos. Se determinó que no existe significancia estadística en los tratamientos aplicados. El coeficiente de variación después de realizar el análisis estadístico es de 2.28 y 3.40 respectivamente.

A los 30 días después de haber sido aplicado el producto el tratamiento Root feed fue el que mayor emisión foliar presentó con respecto al testigo no tratado, a los 60 días después de haber sido aplicados los productos, el tratamiento Root feed es el que mayor emisión foliar presentó. El promedio de enraizadores fue superior al promedio general a los 60 días después de haber sido aplicados los productos.

Cuadro 10. Emisión foliar de plantas de banano, evaluadas a 0, 30 y 60 días de aplicación de enraizadores. UTB, FACIAG, 2020.

Cuadro 10.

Tratamientos	Emisión foliar de la planta de banano			Promedios 30 y 60 días
	0 días	30 días	60 días	
1. Root Track (1 L/ha)	5,0	9,4	13,4	11,4
2. Fertisa kelp (1 L/ha)	5,2	8,8	12,8	10,8
3. Wuxal ascofol (2 L/ha)	5,6	9,4	13,0	11,2
4. Root feed (10 kg/ha)	6,0	9,8	13,8	11,8
5. Testigo no tratado	5,2	9,0	12,0	10,5
Promedio enraizadores	5,45	9,35	13,25	11,30
Promedio General (g)	5,40	9,28	13	11,14
C.V. (%)		2,28	3,40	
Significancia estadística		ns	ns	

Promedios con la misma letra no difieren significativamente, según la Prueba de Duncan a 5 % de significancia; ns= no significativo.

V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

En base a los resultados en este trabajo se concluye:

1. Los enraizadores Root Track, Fertisa kelp, Wuxal ascofol y Root feed en las dosis indicadas, sí influyeron en el incremento de la masa radical de las plantas de banano en comparación con el testigo no aplicado, especialmente el producto Wuxal Ascofol.
2. Los enraizadores mencionados en este estudio no tuvieron ningún efecto positivo en la producción de raíces sanas en el cultivo de banano.
3. El tratamiento Root Track fue el que mejor resultados presentó en la disminución de población de *Radopholuss similis*, mientras que el tratamiento Root Feed fue el que más redujo la población de *Helicotylenchus multicintus*. El tratamiento Wuxal Ascofol fue que mejor resultado mostró en la reducción de la población de nematodos del suelo.
4. En circunferencia del pseudotallo el tratamiento que mejor resultado registró fue Root Track, mientras que Root feed presentó mayor emisión foliar en el promedio final de evaluación efectuado a los 30 y 60 días.

Recomendación:

1. Realizar más de una aplicación de estos enraizadores para determinar mayor consistencia de los resultados.
2. Realizar este trabajo en condiciones climáticas más estables como lo es en época seca.
3. En plantaciones con alta población de nematodos como la utilizada en este trabajo, aplicar estos enraizadores intercalados con nematicidas, porque estos productos si aumentaron la masa radical pero también la población de nematodos.

VI. RESUMEN

En el Ecuador el área bananera alcanza aproximadamente 180 333 hectáreas, las mismas que están distribuidas principalmente en las provincias de Los Ríos, Guayas, El Oro y Esmeraldas. La producción anual de banano en la provincia de los Ríos representa el 43,23 %. Las plantaciones de banano se ven afectadas por los nematodos lesionadores de raíces, *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multicinctus*, *Pratylenchus* spp. y el agallador de raíces *Meloidogyne* spp. estos causan destrucción de raíces y volcamiento de plantas y por consiguiente pérdida de la producción. Por tal motivo este trabajo se realizó con el objetivo de determinar la eficacia de cuatro enraizadores en el incremento del sistema radical del cultivo de banano, efecto en la calidad de raíces, densidad poblacional de nematodos y la influencia en altura de plantas, circunferencia del pseudotallo y emisión foliar.

El trabajo se realizó en la Hda. de banano Katherine, ubicada en el km 16 de la vía Babahoyo - San Juan, provincia de Los Ríos. Los tratamientos investigados fueron los enraizadores Root Track (1 L/ha), Fertisa Kelp (1 L/ha), Wuxal Ascofol (2 L/ha) y Root Feed (10 kg/ha) comparados con un testigo no tratado. Se utilizó el diseño de bloques completamente al azar con cinco tratamientos y cuatro repeticiones. Los productos se aplicaron al suelo alrededor de los hijos de espada. Se hicieron tres evaluaciones a 0, 30 y 60 días después de aplicados los tratamientos, en cada parcela y evaluación se tomó una muestra de raíces y suelo compuesta de cinco plantas de 1.50 a 2.0 m de altura. Los datos evaluados fueron: peso total de la masa radical en hoyos de 13.5 cm³/planta, Peso de raíces sanas y dañadas por nematodos y otras causas, densidad poblacional de *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multicinctus* y *Meloidogyne* spp en raíces y suelo y características fisiológicas de las plantas.

Los resultados mostraron que los enraizadores Root Track, Fertisa kelp, Wuxal ascofol y Root feed en las dosis indicadas, sí influyeron en el incremento de la masa radical de las plantas de banano en comparación con el testigo no aplicado, especialmente el producto Wuxal Ascofol. Los enraizadores mencionados no tuvieron ningún efecto positivo en la producción de raíces sanas. El tratamiento Root Track fue el que mejor resultados presentó en la disminución de población de *R. similis*, mientras que Root Feed fue el que más redujo la población de *H. multicintus*. El producto Wuxal Ascofol fue el que mejor resultado mostró en la reducción de la población de nematodos del suelo. En circunferencia del

pseudotallo mejor resultado registró Root Track, mientras que Root feed presentó mayor emisión foliar.

Palabras claves: enraizadores, nematodos, masa radical, cultivo de banano, *Radophulus similis*, *Helicotylenchus similis*

VII. SUMMARY

In Ecuador the banana area reaches approximately 180,333 hectares, which are distributed mainly in the provinces of Los Ríos, Guayas, El Oro and Esmeraldas. Annual banana production in Los Ríos province represents 43.23%. These cause root destruction and plant overturning and consequently loss of production. For this reason, this work was carried out with the objective of determining the efficacy of four rooters in increasing the root system of the banana crop, effect on the quality of roots, population density of nematodes and the influence on plant height, pseudostem circumference. and foliar emission.

The work was carried out at Hda. Banana Katherine, located at km 16 of the Babahoyo - San Juan road, Los Ríos province. The treatments investigated were the rooters Root Track (1 L / ha), Fertisa Kelp (1 L / ha), Wuxal Ascofol (2 L / ha) and Root Feed (10 kg / ha) compared with an untreated control. The completely randomized block design with five treatments and four repetitions was used. The products were applied to the ground around the sword children. Three evaluations were made at 0, 30 and 60 days after the treatments were applied, in each plot and evaluation a sample of roots and soil composed of five plants of 1.50 to 2.0 m in height was taken. The data evaluated were: total weight of the root mass in holes of 13.5 cm³ / plant, Weight of healthy roots damaged by nematodes and other causes, population density of *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multicinctus* and *Meloidogyne* spp in roots and soil and physiological characteristics of the plants.

The results showed that the rooters Root Track, Fertisa kelp, Wuxal ascofol and Root feed in the indicated doses, did influence the increase of the root mass of the banana plants compared to the non-applied control, especially the Wuxal Ascofol product. The mentioned rooters did not have any positive effect on the production of healthy roots. The Root Track treatment was the one that presented the best results in reducing the population of *R. similis*, while Root Feed was the one that reduced the population of *H. multicintus* the most. The Wuxal Ascofol product was the one that showed the best result in reducing the population of soil nematodes. In pseudostem circumference, the best result was recorded by Root Track, while Root feed presented a higher foliar emission.

Keywords: rooters, nematodes, root mass, banana crop, *Radophulus similis*, *Helicotylenchus similis*

VIII. BIBLIOGRAFÍA

- Angulo, CE. 2009. Análisis de producción y comercialización de banano, Cavendish saphientum en la empresa dineagro's (en línea). s.l., Universidad Nacional de Loja. 179 p. Consultado 20 abr. 2019. Disponible en:
[http://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/5599/1/Angulo Cortez Carlos.pdf](http://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/5599/1/Angulo%20Cortez%20Carlos.pdf).
- Banascopio. 2015. Banano, guía técnica del cultivo (en línea, sitio web). Consultado 20 abr. 2019. Disponible en:
http://www.campoeditorial.com/banascopio/ab_guia_tecnica.html.
- Bayer Crop Science (2019). Ficha tecnica Wuxal Ascofol (en línea). Guayaquil, s.e. Consultado 8 ago. 2020. Disponible en www.cropscience.bayer.ec.
- CABI. (Centre for Agricultural Bioscience International). 2016. Helycotylenchus (Onion) (en línea, sitio web). Consultado 22 abr. 2019. Disponible en:
<https://www.cabi.org/cpc/restricted/?target=%2Fcp%2Fdatasheet%2F16034>.
- Campo-Track. (2019). ROOT-TRACK Ficha Técnica, modo de aplicación (en línea). Guayaquil, s.e. Consultado 8 ago. 2020. Disponible en www.campo-track.com.
- Díaz, F., Rivera, J., Duran, L. (2007). Como proteger de las plagas del suelo los cormos-semilla de plátano y banano (en línea). Lima, Cortes, s.e. Consultado 22 abr. 2019. Disponible en www.fhia.org.hn.
- Escudero, N. 2015. Rhizomodulation for tomato growth promotion and management of root-knot nematodes using *Pochonia chlamydosporia* and chitosan (en línea). s.l., Universidad de Alicante. 17-19 p. Consultado 21 abr. 2019. Disponible en:
https://rua.ua.es/dspace/bitstream/10045/63467/1/thesis_escudero_benito.pdf.
- Espinosa, M., Fuentes, K., Jaraba, JDD., Lozano, Z. 2018. Nematodos fitoparasitos asociados al cultivo de papaya (*Carica papaya* L.) en Córdoba. Temas Agrarios 9(1):13. DOI: <https://doi.org/10.21897/rta.v9i1.619>.
- Fagiani, M., Tapia, A. 2007. Ficha del cultivo del Banano (en línea). Jujuy, INTA. p. 3. Consultado 20 abr. 2019. Disponible en:
https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-cultivo_del_banano.pdf.

- Fhon, R. 2017. Estudio de la aplicación de un bioestimulante radicular en el rendimiento de *Asparaguas officinalis* VAR. UC 157 F1 en Viru, La Libertad. Trujillo, Perú, Universidad Nacional de Trujillo. 2-50 p.
- Galicia, R. 2016. Evaluación de Abamectina, en el tratamiento a semilla de pepino *Cucumis sativus* L., para el control del nematodo de los nodulos radiculares *Meloidogyne incognita*. s.l., UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO. 2-71 p.
- Gomez, M. 2017. Efectos de la suma térmica en el desarrollo de racimos de banano (*Musa acuminata* AAA) en dos zonas productoras distintas (en línea). s.l., UCSG. 78 p. Consultado 20 abr. 2019. Disponible en <http://repositorio.ucsg.edu.ec/bitstream/3317/7714/1/T-UCSG-PRE-TEC-AGRO-119.pdf>.
- Gómez, MJ., Rojas, T. 2008. Efecto de dos especies de hongos simbioses en el crecimiento de plátano (*Musa* AAB) cv “Curraré” y el control del nemátodo barrenador *Radopholus similis* COBB. Revista Tumbaga 3(2008):30-42.
- Guzmán, OA. 2011. El nematodo barrenador (*Radopholus similis* [cobb] thorne) del banano y plátano (en línea). Scielo (33):1-17. Consultado 21 abr. 2019. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/luaz/n33/n33a12.pdf>.
- _____. 2011. Importancia de los nematodos espiral, *Helicotylenchus multicinctus* (Cobb) Golden y *H. dihystra* (Cobb) Sher, en banano y plátano (en línea). agron 19(2):19-32. Consultado 22 abr. 2019. Disponible en: [http://agronomia.ucaldas.edu.co/downloads/Agronomia19\(2\)_3.pdf](http://agronomia.ucaldas.edu.co/downloads/Agronomia19(2)_3.pdf).
- Hernández-Ochandía, D., Rodríguez Hernández, MG., Holgado, R. 2018. Nematodos parásitos que afectan *Phaseolus vulgaris* L.- en Latinoamérica y Cuba: especies, daños y tácticas evaluadas para su manejo (en línea). Revista de Protección Vegetal 33(3):1-17. Consultado 25 abr. 2019. Disponible en www.sciencedirect.com.
- Hidalgo, D. 2008. Actividad nematicida sobre *Meloidogyne hapla* de extractos acuosos de especies arbóreas y arbustivas de la zona sur de Chile (en línea). s.l., Universidad Austral de Chile. 7-8 p. Consultado 24 abr. 2019. Disponible en:

<http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2008/fah632a/doc/fah632a.pdf>.

- Holguin, A. 2018. Nematodos parásitos asociados al cultivo de banano (*Musa spp.*) en el distrito de la matanza, VALLE DEL ALTO PIURA (en línea). s.l., UNIVERSIDAD NACIONAL DE PIURA. 2-56 p. Consultado 22 abr. 2019. Disponible en:
<http://repositorio.unp.edu.pe/bitstream/handle/UNP/1287/AGR-HOL-QUI-18.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.
- Lara-Posadas, SV., Núñez-Sánchez, ÁE., López-Lima, D., Carrión, G. 2015. Nematodos fitoparásitos asociados a raíces de plátano (*Musa acuminata* AA) en el centro de Veracruz, México (en línea). Revista Mexicana de Fitopatología, Mexican Journal of Phytopathology 34(1):116-130. DOI:
<https://doi.org/10.18781/R.MEX.FIT.1507-7>.
- Mackliff, MA. 2012. Evaluación de la eficacia de Nematón en la reducción poblacional de *Radopholus similis* en condiciones controladas de invernadero (en línea). s.l., Universidad Técnica de Babahoyo. 28 p. Consultado 22 abr. 2019. Disponible en:
<http://dspace.utb.edu.ec/bitstream/49000/958/1/T-UTB-FACIAG-AGR-000164.pdf>.
- Marin, D. (2005). Banana Root System: towards a better understanding for its productive management (en línea). San Jose, s.e. Consultado 22 abr. 2019. Disponible en:
<http://citeseerx.ist.psu.edu/viewdoc/download?doi=10.1.1.133.8083&rep=rep1&type=pdf>.
- Marín, DH., Romero, RA., Guzmán, M., Sutton, TB. 2003. Black Sigatoka: An increasing threat to banana cultivation (en línea). s.l., The American Phytopathological Society, vol.87. p. 208-222 DOI: <https://doi.org/10.1094/PDIS.2003.87.3.208>.
- Meneses, A. 2003. Utilización de hongos endofíticos provenientes de de banano orgánico para el control biológico del nematodo barrenador *Radopholus similis* Cobb, ThorNe. (en línea). s.l., CATIE. 1-89 p. Consultado 22 abr. 2019. Disponible en:
http://www.bioquirama.com/pdf/control_biologico_de_nematodos_en_banano.pdf.
- Meza, P., INIA. (2017). Nematodo agallador (en línea). La Platina, s.e. Consultado 24 abr. 2019. Disponible en www.sag.gob.cl.

- Morales, A. 2017. prospección de nematodos fitoparásitos de cebolla y su relación con *Fusarium oxysporum* f. sp cepae en EL VALLE DE ASUNCIÓN MITA, JUTIAPA (en línea). s.l., UNIVERSIDAD RAFAEL LANDÍVAR. 3-30 p. Consultado 25 abr. 2019. Disponible en <http://recursosbiblio.url.edu.gt/tesisjcem/2017/06/03/Morales-Adilio.pdf>.
- Parra, OJ., Cayon, D., Polania, J. (2009). Descripción morfoagronómica de materiales de plátano (*Musa* AAB, ABB) y banano (*Musa* AAA) cultivados en San Andrés Isla (en línea). Medellín, s.e. Consultado 20 abr. 2019. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/acag/v58n4/v58n4a09.pdf>.
- Perry, RN., Moens, M., Starr, JL. 2009. *Meloidogyne* species- a diverse group of novel and important plant parasites. Cambridge, USA, CABI. p. 488.
- Ravichandra, N.G. (2008). Plant Nematology. I.K. International Publising House Pvt. Ltd. New Deli. India. 668pp.
- Risède, J., Chabrier, C., Dorel, M., Dambas, T., Achard, R., Quénehervé, P. 2010. Integrated management of banana nematodes : Lessons from a case study in the French West Indies. From Science to Field (4):1-7.
- Román, M., Alonso, M., Xiqués, X., González, C; Sánchez, I. 2004. Estudio del número cromosómico y la fertilidad del polen en especies y clones diploides de plátano fruta (*Musa* spp). (en línea). Cultivos Tropicales 25(2):71-73. Consultado 20 abr. 2019. Disponible en <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=193217832010>.
- Santos, J., Texeira, M., Costa, D., Silva, S., Faleiro, F., Cares, J. 2013. Selection of *Musa* genotypes for resistance to *Radopholus similis* Cobb (en línea). Nematropica 43(1):1-8. Consultado 21 abr. 2019. Disponible en <http://journals.fcla.edu/nematropica/article/view/82424/79458>.
- Sikora, RA., Coyne, D., Hallman, J., Timper, P. 2018. Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. 3 ed. Sikora, R (ed.). Boston, CABI. 876 p.
- Simmonds, NW. 1970. Notes on Banana Taxonomy (en línea). Kew Bulletin 14(2):198-212. DOI: <https://doi.org/10.2307/4114778>.

- Soto, M. 2011. Situación y avances tecnológicos en la producción bananera mundial (en línea). Rev. Bras. Frutic., Jaboticabal-SP :13-028. Consultado 19 abr. 2019. Disponible en: <http://www.scielo.br/pdf/rbf/v33nspe1/a04v33nspe1.pdf>.
- Souza, RM., Bressan-Smith, R. 2008. Coffee-Associated *Meloidogyne* spp. – Ecology and Interaction with Plants (en línea). Dordrecht, Springer Netherlands. p. 123-147 DOI: https://doi.org/10.1007/978-1-4020-8720-2_7.
- Talavera, M. (2003). MANUAL DE NEMATOLOGÍA AGRÍCOLA (en línea). Baleares, s.e. Consultado 25 abr. 2019. Disponible en: <http://www.caib.es/sacmicrofront/archivopub.do?ctrl=CNTSP722ZI4569&id=4569>
- Tigasi, C. 2017. “Cultivo de alta densidad en banano (*Musa paradisíaca* Var. Cavendish)” (en línea). s.l., UTC. 66 p. Consultado 20 abr. 2019. Disponible en <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/4119/1/UTC-PIM-000084.pdf>.
- Torrado-Jaime, M., Castaño-Zapata, J. 2009. Incidencia de nematodos en plátano en distintos estados fenológicos (en línea). Agronomía Colombiana 27(2):237-244. Consultado 22 abr. 2019. Disponible en <https://www.redalyc.org/html/1803/180316234012/>.
- Triviño, C., Farias, E. (2003). Antagonistas Nativos Para Manejo De *Radopholus similis* En Banano (en línea). Guayaquil, s.e. Consultado 21 abr. 2019. Disponible en: <https://books.google.com.ec/books?hl=es&lr=&id=anUzAQAAMAAJ&oi=fnd&pg=PA13&dq=características+morfologicas+de+radopholus+similis&ots=ndU05kAT32&sig=JNZ0VWWujTbkX5rItD2QuHgA5So#v=onepage&q=características+morfologicas+de+radopholus+simili>.
- Velásquez, V. 2017. Eficacia de enraizadores bajo dos sistemas de propagación para la clonación de genotipos de alta productividad de café robusta (*Coffea canephora*), EN Babahoyo, Provincia de Los Ríos. Babahoyo, s.e. 2-71 p.
- Volcy, C. 2011. Past and present of the nematode *Radopholus similis* (Cobb) Thorne with emphasis on Musa: a review (en línea). Agronomía Colombiana 29(3):433-440. Consultado 21 abr. 2019. Disponible en

X. ANEXOS



Figura 1. Reconocimiento de la hacienda



Figura 2. Delimitación del área



Figura 3. Identificación de planta



Figura 4. Primer muestreo (antes de aplicación)



Figura 5. Verificación de etiquetas



Figura 6. Aplicación de enraizadores



Figura 7. Segundo muestreo (30 días después de la aplicación)



Figura 9. Selección de raíces en laboratorio

Figura 10. Picado de raíces en laboratorio



Figura 11. Peso de raíces

Figura 12. Muestreo de suelo