



Evaluación del estado nutricional, metabólico y biológico de plantas de *Musa x paradisiaca* L. (plátano) sanas y afectadas por la enfermedad del Moko

Portilla Benalcázar, Karen Andrea

Departamento de Ciencias de la Vida y de la Agricultura

Carrera de Biotecnología

Trabajo de integración curricular, previo a la obtención del título de Ingeniera Biotecnóloga

Mihai, Raluca Alexandra, Ph. D

27 de febrero de 2023

Resultados de la herramienta para análisis de similitud de contenidos

Informe de originalidad

NOMBRE DEL CURSO

Revisión Tesis

NOMBRE DEL ALUMNO

KAREN ANDREA PORTILLA BENALCAZAR

NOMBRE DEL ARCHIVO

KAREN ANDREA PORTILLA BENALCAZAR - Proyecto UIC

SE HA CREADO EL INFORME

26 feb 2023

Resumen

Fragmentos marcados	1	0,1 %
Fragmentos citados o entrecuillados	4	0,5 %

Coincidencias de la Web

dyurovsky.github.io	4	0,5 %
espe.edu.ec	1	0,1 %



Mihai, Raluca Alexandra Ph.D.

Directora



Departamento de Ciencias de la Vida y de la Agricultura

Carrera de Biotecnología

Certificación

Certifico que el trabajo de integración curricular: **“Evaluación del estado nutricional, metabólico y biológico de plantas de *Musa x paradisiaca* L. (plátano) sanas y afectadas por la enfermedad del Moko”** fue realizado por la señorita **Portilla Benalcázar, Karen Andrea**, el mismo que cumple con los requisitos legales, teóricos, científicos, técnicos y metodológicos establecidos por la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, además fue revisado y analizada en su totalidad por la herramienta de prevención y/o verificación de similitud de contenidos; razón por la cual me permito acreditar y autorizar para que se lo sustente públicamente.

Sangolquí, 27 de febrero de 2023



Mihai, Raluca Alexandra Ph.D.

C. C: 1757487507



Departamento de Ciencias de la Vida y de la Agricultura

Carrera de Biotecnología

Responsabilidad de Autoría

Yo, **Portilla Benalcázar, Karen Andrea**, con cédula de ciudadanía n° 1726055575, declaro que el contenido, ideas y criterios del trabajo de integración curricular: **“Evaluación del estado nutricional, metabólico y biológico de plantas de *Musa x paradisiaca* L. (plátano) sanas y afectadas por la enfermedad del Moko”**, es de mi autoría y responsabilidad, cumpliendo con los requisitos legales, teóricos, científicos, técnicos, y metodológicos establecidos por la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE, respetando los derechos intelectuales de terceros y referenciando las citas bibliográficas.

Sangolquí, 27 de febrero de 2023

.....
Portilla Benalcázar, Karen Andrea

C.C.: 1726055575



Departamento de Ciencias de la Vida y de la Agricultura

Carrera de Biotecnología

Autorización de Publicación

Yo, **Portilla Benalcázar, Karen Andrea**, con cédula de ciudadanía n° 1726055575, autorizo a la Universidad de las Fuerzas Armadas ESPE publicar el trabajo de integración curricular: **“Evaluación del estado nutricional, metabólico y biológico de plantas de *Musa x paradisiaca* L. (plátano) sanas y afectadas por la enfermedad del Moko”** en el Repositorio Institucional, cuyo contenido, ideas y criterios son de mi responsabilidad.

Sangolquí, 27 de febrero de 2023

.....
Portilla Benalcázar, Karen Andrea

C.C.: 1726055575

Dedicatoria

A mi abuelita Mela, quien fue uno de los pilares fundamentales en mi vida y se sentiría orgullosa de todo lo que he logrado y lo lejos que he llegado.

A mis padres, Washington y Amparo, por ser quienes han guiado mi camino y me han brindado su apoyo incondicional para llegar a convertirme en profesional.

A mi hermano, Julián, por sacarme una sonrisa en todo momento con sus ocurrencias.

Agradecimientos

A mis padres, Washington y Amparo, por ser la base de mi vida y brindarme las oportunidades necesarias para cumplir esta meta. Gracias por cuidarme y haber hecho tantos sacrificios para que pudiera llegar hasta aquí.

A mi familia, que siempre ha creído en mí y me ha brindado todo su amor y apoyo en cada una de las etapas de mi vida. Del mismo modo, mi profundo agradecimiento a ti Chris, por ser mi compañero en toda esta travesía llamada universidad y siempre confiar en mí.

Un agradecimiento especial a ti Emilia, por ser la mejor amiga que la Universidad me pudo regalar, gracias por brindarme tu cariño, tu apoyo y tantas alegrías, locuras y anécdotas a lo largo de la carrera.

A mis amigos, Liss, Majo y Edu, por su amistad durante tantos años y por haber compartido muchas anécdotas junto conmigo a lo largo de la elaboración de este proyecto, nada hubiera sido igual sin ustedes.

A la Doctora Raluca Mihai, por su calidad humana y como docente e investigadora, y por permitirme formar parte de este proyecto para culminar mi etapa universitaria. Agradezco también a mis amigos del laboratorio, Erly, Alejo y Nelson, por haber compartido sus anécdotas, conocimientos y brindarme su ayuda en el desarrollo de este trabajo.

Índice de Contenidos

Resultados de la herramienta para análisis de similitud de contenidos	2
Certificación	3
Responsabilidad de autoría	4
Autorización de publicación	5
Dedicatoria	6
Agradecimientos	7
Resumen	14
Abstract	15
Capítulo I: Introducción	16
Antecedentes	16
Justificación	18
Objetivos	19
Objetivo General	19
Objetivos Específicos	19
Hipótesis	20
Capítulo II: Marco Teórico	21
Plátano	21
Origen	21
Taxonomía	21
Morfología	22

Condiciones para el cultivo	22
Cultivo de plátano en el Ecuador	23
Principales enfermedades bacterianas del plátano.....	23
Enfermedad del Moko	24
Mecanismo de defensa de las plantas	26
Metabolitos primarios	26
Metabolitos secundarios.....	27
Metabolitos del plátano	28
Capacidad antioxidante.....	28
Capítulo III: Metodología.....	30
Análisis del estado nutricional.....	30
Análisis de suelo.....	30
Análisis foliar.....	30
Análisis metabólico y biológico	31
Obtención y tratamiento de las muestras	31
Extracción de los principios activos	31
Determinación del contenido total de fenoles	31
Determinación del contenido total de flavonoides	32
Análisis de antioxidantes	32
Análisis estadístico.....	33
Capítulo IV: Análisis de Resultados	35

	10
Contenido nutricional	35
Análisis de suelo.....	35
Análisis foliar.....	37
Análisis metabólico	40
Contenido total de fenoles.....	40
Contenido total de flavonoides.....	42
Análisis estadístico	44
Análisis de capacidad antioxidante.....	47
DPPH.....	47
FRAP	49
ABTS.....	51
Análisis estadístico	52
Capítulo V: Discusión	57
Capítulo VI: Conclusiones	62
Capítulo VII: Recomendaciones.....	63
Referencias.....	64

Índice de Tablas

Tabla 1 <i>Taxonomía de Musa x paradisiaca L.</i>	21
Tabla 2 <i>Modelo factorial mixto para el análisis metabólico</i>	34
Tabla 3 <i>Modelo factorial mixto para el análisis biológico</i>	34
Tabla 4 <i>Análisis de suelo de las plantas sanas</i>	35
Tabla 5 <i>Análisis de suelo de las plantas enfermas</i>	35
Tabla 6 <i>Resultados análisis foliar plantas sanas</i>	37
Tabla 7 <i>Resultados análisis foliar plantas enfermas</i>	38
Tabla 8 <i>Resultados obtenidos del ensayo colorimétrico (fenoles)</i>	41
Tabla 9 <i>Resultados obtenidos del ensayo colorimétrico (flavonoides)</i>	43
Tabla 10 <i>Prueba ANOVA de dos vías</i>	44
Tabla 11 <i>Prueba ANOVA de dos vías con interacción</i>	45
Tabla 12 <i>Prueba por pares</i>	45
Tabla 13 <i>Test de Levene</i>	46
Tabla 14 <i>Residuos de la Prueba de Normalidad</i>	47
Tabla 15 <i>Resultados obtenidos del ensayo DPPH</i>	48
Tabla 16 <i>Resultados obtenidos del ensayo FRAP</i>	50
Tabla 17 <i>Resultados obtenidos del ensayo ABTS</i>	51
Tabla 18 <i>Prueba ANOVA de dos vías</i>	53
Tabla 19 <i>Prueba ANOVA de dos vías con interacciones</i>	54
Tabla 20 <i>Prueba por pares</i>	54

Tabla 21 <i>Test de Levene</i>	55
Tabla 22 <i>Residuos de la Prueba de Normalidad</i>	56

Índice de Figuras

Figura 1 <i>Comparación de nutrientes (K, Ca, Mg) del suelo de las plantas sanas y enfermas</i>	36
Figura 2 <i>Comparación de nutrientes (P, Fe, Mn, Cu, Zn, B, S) del suelo de las plantas sanas y enfermas</i>	37
Figura 3 <i>Comparación de nutrientes (N, P, K, Ca, Mg, S) de las hojas de las plantas sanas y enfermas</i>	39
Figura 4 <i>Comparación de nutrientes (Fe, Mn, Cu, Zn, B) de las hojas de las plantas sanas y enfermas</i>	40
Figura 5 <i>Comparación del contenido de Fenoles</i>	42
Figura 6 <i>Comparación del contenido de Flavonoides</i>	43
Figura 7 <i>Contenido total de fenoles y flavonoides</i>	44
Figura 8 <i>Prueba de Homogeneidad</i>	46
Figura 9 <i>Prueba de Normalidad de Shapiro - Wilk</i>	47
Figura 10 <i>Comparación de la captura de radicales de DPPH</i>	49
Figura 11 <i>Comparación del poder reductor férrico</i>	50
Figura 12 <i>Comparación de la captura de radicales de ABTS</i>	52
Figura 13 <i>Capacidad antioxidante</i>	53
Figura 14 <i>Prueba de Homogeneidad</i>	55
Figura 15 <i>Prueba de Normalidad de Shapiro - Wilk</i>	56

Resumen

Musa x paradisiaca L., comúnmente conocida como “plátano verde”, es uno de los cultivos con mayor importancia a nivel mundial, ya que forma parte de la seguridad alimentaria por su gran cantidad de nutrientes y al ser uno de los productos más comercializados, representa la base de la economía de varios países. En los lugares donde se produce el plátano se han identificado problemas fitosanitarios generados principalmente por plagas o enfermedades, cuya gravedad depende de las condiciones ambientales y de la manera en que se trata el cultivo afectado. El Moko o marchitamiento vascular de bananos y plátanos, es una enfermedad producida por la bacteria *Ralstonia solanacearum* raza 2, que conlleva a la disminución en el rendimiento de los cultivos y se necesita una gran inversión para erradicarla. El presente proyecto tiene como objetivo evaluar el estado nutricional, metabólico y biológico de plantas de *Musa x paradisiaca* L. (plátano) sanas y afectadas por la enfermedad del Moko. Se identificó plantas de plátano sanas y con tres estados diferentes de la enfermedad para su recolección. El análisis nutricional se realizó utilizando muestras de suelo y foliares, el análisis metabólico se hizo aplicando ensayos colorimétricos para determinar la cantidad total de fenoles y flavonoides, y para el análisis biológico se evaluó la capacidad antioxidante por medio del método DPPH, FRAP y ABTS. La evaluación de estas características permitió establecer una correlación que influiría en la defensa de la planta frente a patógenos.

Palabras Clave: *Musa x paradisiaca* L., fenoles, antioxidantes, *Ralstonia solanacearum*, Moko.

Abstract

Musa x paradisiaca L. or "plantain", is one of the most important crops worldwide, since it is part of food security due to its large amount of nutrients and being one of the most commercialized products, it represents the basic of the economy of several countries. In places where bananas are produced, phytosanitary problems have been identified, mainly caused by pests or diseases, the severity of which depends on environmental conditions and the way in which the affected crop is treated. Moko or vascular wilt of bananas and plantains is a disease caused by the bacterium *Ralstonia solanacearum* race 2, which leads to a decrease in crop yields and requires a large investment to eradicate it. The objective of this project is to evaluate the nutritional, metabolic and biological status of healthy *Musa x paradisiaca* L. (banana) plants and those affected by Moko disease. Healthy plantain plants and those with three different stages of the disease were identified for collection. The nutritional analysis was carried out using soil and foliar samples, the metabolic analysis was done applying colorimetric tests to determine the total amount of phenols and flavonoids, and for the biological analysis the antioxidant capacity was evaluated by means of the DPPH, FRAP and ABTS method. The evaluation of these characteristics allowed establishing a correlation that would influence the defense of the plant against pathogens.

Keywords: *Musa x paradisiaca* L., phenols, antioxidants, *Ralstonia solanacearum*, Moko.

Capítulo I: Introducción

Antecedentes

El plátano se produce principalmente en África (72,7%), América (22,9%) y Asia (4,3%), siendo Colombia, Perú, República Dominicana y Ecuador los mayores productores en el continente americano. A nivel nacional, el cultivo de plátano representa la generación de divisas importantes y de varias fuentes de empleo, ya que, según el Instituto Nacional de Estadística y Censos, el Ecuador está ubicado dentro de los diez países con mayor producción de plátano, con una cifra aproximada de 141441 hectáreas y 604134 toneladas de producción (Avellán et al., 2020).

La producción de plátano conforma uno de los pilares fundamentales de la economía y seguridad alimentaria del país. A nivel socioeconómico, el plátano permite la apertura de fuentes de trabajo estables y transitorias, además de ser un alimento importante para la mayoría de la población. Esta musácea se produce mayoritariamente en el llamado “Triángulo Platanero”, zona conformada por las provincias de Manabí, Santo Domingo y Los Ríos, de donde se obtienen las variedades “Dominico”, destinada en su gran mayoría al consumo nacional, y “Barraganete”, destinada a la exportación (INIAP, 2015).

En los lugares donde se produce el plátano se han identificado problemas fitosanitarios generados principalmente por plagas o enfermedades, cuya gravedad depende de las condiciones ambientales y de la manera en que se trata el cultivo afectado (EDANE, 2016). Las enfermedades de mayor importancia en América Latina son: Mancha foliar eumusae, Mal de Panamá raza tropical 4, Moko del plátano, Marchitez bacteriana del plátano, Virus del bunchy top, Virus del mosaico de la bráctea, Virus del estriado del plátano y Virus del mosaico del plátano (Manzo et al., 2014).

El Moko o marchitamiento vascular de bananos y plátanos, es una enfermedad producida por la bacteria *Ralstonia solanacearum* raza 2, que conlleva a la disminución en el rendimiento de los cultivos y se necesita una gran inversión para erradicarla (Pardo et al., 2019). El mal manejo de material de siembra infectado ha permitido el esparcimiento de la enfermedad del Moko y una pérdida de hasta el 100% de los cultivos de plátano en Ecuador, Guyana, Honduras, México, Trinidad, Venezuela y Colombia (Álvarez et al., 2015).

En el año 2013, se reportó por primera vez la enfermedad del Moko en Ecuador, más específicamente en una finca productora de plátano ubicada en El Carmen, Manabí. Se observó que las plantas presentaban necrosis en el tejido vascular tanto de rizomas como del pseudotallo, los frutos maduraban de forma prematura e internamente estaban podridos. Después de las investigaciones pertinentes realizadas por el INIAP, se determinó que la bacteria *Ralstonia solanacearum* raza 2 fue la causante de los síntomas encontrados en las plantas de dicha finca y se llegó a la conclusión de que probablemente el patógeno llegó a nuestro país por material de siembra contaminado traído desde Colombia (Delgado et al., 2014).

La enfermedad del Moko provoca daños en la planta de plátano en todos sus estados de desarrollo, los síntomas pueden variar dependiendo del recorrido, el estado de infección y de la cepa del patógeno. En las plantas enfermas se ha podido observar un marchitamiento vascular y una decoloración de los vasos vasculares, seguidos de un cambio en la coloración de las hojas más jóvenes y un colapso en la unión del peciolo, además de un marchitamiento y colapso de las hojas más viejas (Álvarez et al., 2015).

En los cultivos afectados por el Moko es importante que existan programas que evalúen constantemente las plantas, y deben existir planes de acción en caso de que la

situación de la enfermedad se torne más grave. Una detección inicial oportuna de la enfermedad, una desinfección minuciosa de las herramientas de poda o deshierpe, y el control de plantas enfermas usando herbicidas, son acciones que pueden evitar la propagación de esta enfermedad (Manzo et al., 2014).

Justificación

El plátano es un producto alimenticio de importancia mundial, entre el año 2012 y 2013 se registró una producción de alrededor de 118 toneladas, siendo superado por el arroz, el trigo y el maíz (Ajijolakewu et al., 2021). Esta fruta de origen tropical constituye una parte importante tanto de la economía como de la seguridad alimentaria en países de Centro y Sudamérica (Álvarez et al., 2020).

Ecuador representa un 32% del comercio de plátano en el mundo, y a nivel nacional este cultivo forma el 3.84% del PIB total de la economía y el 50% del PIB agrícola local. Además de generar aproximadamente 400000 puestos de trabajo beneficiando a cerca del 12% de la población económicamente activa (Álvarez et al., 2020). Las provincias que se destacan como zonas productoras de este alimento son Manabí (50376 ha), Santo Domingo (18981 ha), Esmeraldas (12034 ha), Guayas (10820 ha) y Los Ríos (10313 ha) (Ulloa et al., 2017).

Uno de los problemas que puede presentar el cultivo de plátano es el riesgo a contraer diferentes enfermedades, ya sean causadas por virus, hongos o bacterias, que producen daños al tejido foliar y a los frutos, generando una disminución considerable en el rendimiento de la producción (Álvarez et al., 2020). Dentro de estas enfermedades tenemos a la enfermedad del Moko, producida por la bacteria *Ralstonia solanacearum* raza 2, que provoca pérdidas en plantaciones de Asia, Centroamérica, Sudamérica y el Caribe (Delgado et al., 2016).

Las plantas producen metabolitos secundarios como respuesta al ataque de depredadores y patógenos, desencadenando varias reacciones que le permiten defenderse y sobrevivir en el mejor de los casos (Zaynab et al., 2018). Estos metabolitos son considerados como barreras bioquímicas que aparecen cuando existe algún ataque por parte de organismos fitopatógenos o por situaciones que generen estrés en la planta (Camacho et al., 2020).

El presente estudio contribuirá a la determinación de la relación existente entre el estado nutricional, metabólico y biológico, y la defensa de la planta de plátano frente a la enfermedad del Moko, ya que en investigaciones anteriores se ha demostrado que las plantas producen metabolitos secundarios en mayor cantidad cuando se encuentran en situaciones de estrés. El análisis nutricional y de compuestos antioxidantes y fitoquímicos, permitirá aportar a los conocimientos en la búsqueda de tratamientos agrícolas para mitigar a la bacteria *Ralstonia Solanacearum* raza 2 y poder evitar pérdidas significativas en los cultivos de esta planta.

Objetivos

Objetivo General

Evaluar el estado nutricional, metabólico y biológico de plantas de *Musa x paradisiaca* L. (plátano) sanas y afectadas por la enfermedad del Moko.

Objetivos Específicos

- Recolectar muestras de plantas de plátano sanas e infectadas con el patógeno *Ralstonia solanacearum* raza 2 en tres estados diferentes de la enfermedad.
- Evaluar los estados nutricionales de las plantas de plátano sanas y afectadas por la enfermedad mediante análisis de suelo y foliares para determinar su relación en la defensa de la planta.

- Evaluar la concentración de metabolitos secundarios (fenoles y flavonoides) de las plantas de plátano, tanto sanas como infectadas por la bacteria *Ralstonia solanacearum* raza 2, usando métodos espectrofotométricos.
- Evaluar el carácter antioxidante de las plantas sanas y afectadas por la enfermedad del Moko en los tres estados de desarrollo de la enfermedad a través de los métodos DPPH, FRAP, y ABTS, para determinar su relación en la defensa de la planta.
- Comparar las características nutricionales, metabólicas y biológicas de las plantas de plátano sanas y afectadas por la enfermedad del Moko.

Hipótesis

El estado nutricional, la concentración de fenoles y flavonoides, y el carácter antioxidante se encuentran implicados en la defensa de plantas de *Musa x paradisiaca* L. afectadas por la enfermedad del Moko causada por *Ralstonia solanacearum* raza 2.

Capítulo II: Marco Teórico

Plátano

A continuación, se presenta información sobre las generalidades de *Musa x paradisiaca* L.

Origen

Las variedades de los bananos y plátanos comestibles provienen de ancestros silvestres, *Musa acuminata* y *Musa balbisiana*. Estas plantas evolucionaron principalmente en el sudeste de Asia, Nueva Guinea e India, y actualmente los lugares donde se ha identificado una mayor variedad son África, América Latina y el Pacífico. Linneo estableció el término “paradisiaca” para referirse a los plátanos, es decir aquellas frutas con alto contenido de almidón que necesitan de una cocción previa para su uso (Rao et al., 2014).

Taxonomía

Musa x paradisiaca L. es una planta monocotiledónea, herbácea, y perenne que pertenece al género *Musa* junto con los plátanos (comestibles) en la familia Musaceae. Ambos son híbridos de *M. acuminata* (A) y *M. balbisiana* (B), por lo que son especies poliploides generalmente de genomas AAB, ABB y BBB (Ajijolakewu et al., 2021). Véase en la Tabla 1 su respectiva clasificación.

Tabla 1

Taxonomía de Musa x paradisiaca L.

Reino	Plantae
Subreino	Franqueahionta
División	Espermatophyta
Subdivisión	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida
Orden	Zingiberales
Familia	Musaceae
Género	<i>Musa</i>

Especie	<i>Musa x paradisiaca</i> L.
---------	------------------------------

Nota. En la tabla se observa la clasificación taxonómica de *Musa x paradisiaca* L.

Morfología

La planta de plátano es perenne, de tallo cónico aparente que surge de la combinación de las vainas de las hojas, su altura puede ir desde los 3,5 m hasta los 7,5 m. Las raíces tienen una coloración blanquecina cuando son jóvenes y se tornan de color amarillento a medida que van creciendo, la distribución radicular suele depender de la estructura y textura del suelo. El tallo verdadero de esta planta es un rizoma subterráneo terminado en yemas, que se van desarrollando una vez que empieza la etapa de floración y fructificación. Las hojas son verdes de gran tamaño, se desarrollan en el interior del pseudotallo y emergen de forma enrollada. Las flores forman conjuntos a los que se los denomina “mano”, por lo general cada una de estas manos puede contener entre 3 y 20 frutos (Infoagro Systems, 2022). Según Guerrero (2010), el ciclo de desarrollo del plátano está conformado por tres etapas:

Vegetativa. Dura 6 meses, empieza la formación de las raíces y el crecimiento del pseudotallo.

Floral. Dura 3 meses luego de la etapa vegetativa, inicia el crecimiento del tallo floral por medio del pseudotallo hasta que aparezca la inflorescencia.

Fructificación. Dura 3 meses después de la etapa floral, se produce una diferenciación de las flores, se reduce el área foliar y se termina al realizar la cosecha.

Condiciones para el cultivo

La producción de plátano se genera principalmente en las regiones tropicales que presentan patrones de lluvia y períodos secos variados (Agrotendencia, 2018). La temperatura óptima que necesita el plátano para crecer se encuentra entre 26 – 27 °C (Infoagro Systems, 2022).

El suelo adecuado para esta planta debe tener una profundidad de 1,2 m (Guerrero, 2010), la textura debe ser franco limosa, arcillosa o arcillo limosa para que exista un buen drenaje y la planta pueda disponer de la materia nitrogenada. Cabe mencionar que la platanera puede desarrollarse en suelos con un pH que se encuentre entre 5,8 a 6,5 (Agrotendencia, 2018).

Esta planta necesita una gran cantidad de agua para un crecimiento adecuado (Guerrero, 2010), una escasez de este recurso generará una reducción en la cantidad y proporción de los frutos, lo que afectaría al rendimiento de todo el cultivo (Infoagro Systems, 2022).

El viento es un factor climático desfavorable si sobrepasa una velocidad mayor a 20 km/h, ya que existirá daño en las hojas, causando un bajo rendimiento de la planta por la pérdida de la superficie foliar activa (Guerrero, 2010).

Cultivo de plátano en el Ecuador

El plátano es un producto que se exporta a varios países del mundo, genera plazas de trabajo en varios lugares del Ecuador, contribuye al sustento de la economía nacional y es un gran apoyo a la seguridad alimentaria. Según el Instituto Nacional de Estadística y Censo (INEC), en el año 2019 hubo una producción de 582706 toneladas de este cultivo, lo que representó el 17,5% del total de las exportaciones diferentes al petróleo (Cedeño et al., 2022).

Las provincias que generan grandes cantidades de este producto son Manabí, Santo Domingo, Esmeraldas, Guayas y Los Ríos, de donde se obtiene principalmente las variedades “Barraganete” para la exportación y “Dominico” para el consumo local (Ulloa et al., 2017).

Principales enfermedades bacterianas del plátano

Las enfermedades y plagas son la causa principal de la disminución en el rendimiento y la productividad de los cultivos de musáceas. Las enfermedades fúngicas,

como la Sigatoka negra o la marchitez causada por *Fusarium*, han sido consideradas como las más relevantes en el mundo y han abarcado la mayor parte de la atención. Sin embargo, ciertas bacterias también causan daños representativos en el rendimiento de los cultivos de plátano a nivel mundial y en muchas ocasiones no se suele conocer las prácticas de manejo adecuadas. Estas enfermedades causadas por bacterias se pueden clasificar en: enfermedades provocadas por *Ralstonia*, marchitez producida por *Xanthomonas*, y enfermedades asociadas a *Erwinia* (Blomme et al., 2017).

Enfermedad del Moko

El Moko, Marchitez bacteriana, Marchitez vascular, Maduraviche o Hereque, es una enfermedad que ataca a muchos cultivos de Musáceas alrededor del mundo. Se conoce como agente causal a la bacteria *Ralstonia solanacearum* raza 2 (Manzo et al., 2014).

Ralstonia solanacearum se ha convertido en una bacteria de interés por su amplia distribución en el mundo, su letalidad y la gran cantidad de especies a las que puede afectar. Los distintos tipos de marchitez que existen por esta bacteria han tenido lugar y evolución en diferentes lugares y condiciones, adoptando distintos mecanismos de infección en los huéspedes (Blomme et al., 2017).

Se le ha dado el nombre de complejo de especies de *Ralstonia solanacearum* (RSSC) a este microorganismo, debido a la diversidad genética que ha presentado. Las cepas que forman parte del RSSC se dividen en biovariedades, que se diferencian de acuerdo con el organismo que infectan, la distribución geográfica, las propiedades fisiológicas, la relación epidemiológica y la patogenicidad. En los últimos años, las biovariedades y las razas han sido usadas como una clasificación informal, la raza 1 abarca a aquellas cepas que infectan a las solanáceas en general, la raza 2 la conforman aquellas que atacan a bananas, plátanos y heliconias, la raza 3 afecta a la

batata y está vinculada a otras solanáceas, la raza 4 infecta al jengibre y la raza 5 es específica para la mora (Álvarez et al., 2015).

La bacteria *R. solanacearum* raza 2 produce síntomas variados en las plantas de plátano, los cuales dependen del órgano afectado, el medio de transmisión y la edad de la musácea. El síntoma que predomina en las plantas enfermas es el marchitamiento. Primero, ocurre un amarillamiento en las hojas más jóvenes de la planta para luego extenderse hasta las hojas más maduras, luego se produce un marchitamiento y un doblez en la unión del peciolo con el limbo, siendo la etapa final la sequía y muerte de la planta (Delgado et al., 2016).

El marchitamiento observado en las plantas infectadas se da por la obstrucción de los haces vasculares ubicados en el pseudotallo, que ocurre por la acumulación de polisacáridos bacterianos debido al crecimiento de la bacteria (SENASICA, 2019). Cuando la planta está infectada se ha observado que el pseudotallo toma una coloración café, por el taponamiento de los haces vasculares, que se debe a la acumulación de las sustancias poliméricas de *R. solanacearum* (Martínez, 2003).

La transmisión de esta enfermedad se produce por medio de herramientas, restos de plantas, suelo y por contacto con raíces de las plantas contaminadas. El agua de escorrentía, arroyos, ríos y el uso de semillas de plantaciones contaminadas también permiten una propagación de la bacteria (Álvarez et al., 2015). Otro medio de contagio es a través de insectos vectores, que llevan la bacteria al racimo cuando la planta se encuentra en la etapa de floración, generando una diseminación rápida de la enfermedad en algunos casos (Nelson et al., 2006).

La presencia de esta enfermedad en América Latina se ha reportado en: Belice, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Granada, Granadina, Guatemala, Guyana, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Panamá, Perú, San Vicente, Surinam, Trinidad y Tobago, y Venezuela (CAB International, 2021). En el Ecuador, esta afección

fue vista por primera ocasión en el año 1978, en diferentes cultivos de plátano Dominicano y Barraganete ubicados en Napo, y a lo largo de los años, la enfermedad del Moko se ha ido esparciendo a otras zonas productoras de la Costa y la Amazonía causando daños al rendimiento y producción de los cultivos (Delgado et al., 2016).

La marchitez bacteriana del plátano tiene una incidencia cada vez más alta en varios países del mundo, lo que genera una reducción en el rendimiento y aumento en el costo del manejo de la producción. Las normas para el control de esta enfermedad deben escogerse en base al aspecto epidemiológico, con acción dirigida y exclusiva del lugar para poder tratar las infecciones, eliminar las plantas enfermas y reducir el alcance de este patógeno (Blomme et al., 2017).

Mecanismo de defensa de las plantas

Las plantas son el refugio de una gran variedad de parásitos, entre ellos virus, hongos, bacterias, nemátodos, insectos e incluso otras plantas, que las han llevado al desarrollo de mecanismos de defensa antimicrobiana constitutivos e inducibles (Odjakova & Hadjiivanova, 2001).

Los mecanismos de defensa que han evolucionado en las plantas pueden ir desde, adaptaciones en su anatomía, hasta barreras químicas. Dichas barreras o compuestos químicos producidos para defender a la planta pueden tener diversos fines, ya sea la inhibición de patógenos o la generación de productos desfavorables para los organismos que las atacan (Camacho et al., 2020). Otra estrategia empleada por la planta como defensa química, es la generación de metabolitos secundarios que poseen actividad antimicrobiana y antioxidante (Sepúlveda et al., 2004).

Metabolitos primarios

Los metabolitos primarios se producen cuando la planta se encuentra en crecimiento activo y tiene los nutrientes necesarios en el medio en el que se encuentra creciendo. Por lo que, el metabolismo primario y secundario influyen de manera directa

en el crecimiento y rendimiento de la planta cuando existe un ataque por parte de patógenos (Zaynab et al., 2019).

El abastecimiento de energía es un componente necesario para que la planta pueda defenderse y pueda cumplir con las actividades primarias de metabolismo (Bolton, 2009). Se ha establecido que, los metabolitos primarios actúan como moléculas que envían señales para activar una respuesta de defensa, por medio de una transducción de señales y reconocimiento del patógeno que está atacando (Kachroo & Robin, 2013).

Metabolitos secundarios

Los metabolitos secundarios son compuestos que se generan cuando las plantas son expuestas a condiciones de estrés, entre ellas el ataque causado por virus, hongos o bacterias (Sepúlveda et al., 2004). Se han identificado más de 20000 tipos de metabolitos secundarios, que pueden ser agrupados en: Terpenos, Compuestos fenólicos, Glicósidos y Alcaloides (Camacho et al., 2020).

Los fenoles constituyen uno de los grupos más importantes dentro de los metabolitos secundarios, son indispensables en la fase de crecimiento y reproducción de las plantas, y se generan como respuesta al ataque por patógenos (Khatiwora et al., 2010). Además, se considera que los compuestos fenólicos forman parte de la interacción planta – medio ambiente, proveen mecanismos de defensa ante factores bióticos y abióticos que generan estrés, apoyan al funcionamiento de las hormonas vegetales y proporcionan la pigmentación a las distintas partes de la planta (Kolton et al., 2022). Algunos de estos compuestos tienen buena capacidad antioxidante, ya que pueden quelar iones metálicos, y tienen características similares a las de los ácidos débiles (Cheynier et al., 2013).

Los flavonoides pertenecen a los fenoles, siendo sustancias importantes para la coloración de las flores, el desarrollo normal y la defensa de la planta frente a lesiones e

infecciones (Khatiwora et al., 2010). Estos compuestos polifenólicos desempeñan la función de mensajeros, es decir, llevan las señales para que la planta pueda tomar acciones frente a un ataque por parte de patógenos. Además, pueden inhibir la generación de radicales libres, interfiriendo con las rutas bioquímicas que llevan a la producción de ROS, lo que les otorgaría su potente capacidad antioxidante (Samanta et al., 2011).

La formación de metabolitos secundarios es el resultado obtenido gracias al largo proceso de interacción entre las plantas y los patógenos. En base a diversos estudios, se ha establecido que las plantas con una alta concentración de estos metabolitos pueden resistir de mejor manera el estrés, pero su elaboración afectaría directamente a la fase de crecimiento y reproducción (Zaynab et al., 2018).

Metabolitos del plátano

El plátano tiene características nutricionales y terapéuticas, debido al almacenamiento de nutrientes y compuestos fitoquímicos en diferentes partes de la planta. En base a extractos obtenidos de esta musácea, se ha identificado la presencia de glucósidos, fenoles, flavonoides y saponinas (Ajijolakewu et al., 2021). En otro estudio en el que se analizó el contenido fitoquímico de las brácteas de la planta de plátano, se determinó la existencia de alcaloides, flavonoides, taninos, fenoles, saponinas, fitatos y oxalatos (Adeolu & Enesi, 2013).

Así mismo, se ha reportado la presencia del ácido gálico, siríngico, p – cumárico, ferúlico, y el catecol en las plantas de *Musa x paradisiaca* L., que son compuestos antioxidantes (Ajijolakewu et al., 2021).

Capacidad antioxidante

El plátano es una gran fuente de almidón, fibra, minerales, y vitamina B6. Además, posee compuestos bioactivos como los carotenoides, aminos biogénicos, fitoesteroles, y fenoles, que son compuestos con efectos positivos para la salud

humana. Dentro de este grupo, los fenoles son considerados como compuestos con una alta capacidad antioxidante (Lopes et al., 2020).

La capacidad antioxidante se refiere a la capacidad que tienen ciertos compuestos para neutralizar los radicales libres, por medio de la inhibición de la cadena de iniciación o frenando la reacción mediante la cual se propagan las reacciones oxidativas, y así poder convertir estos radicales en moléculas menos destructivas (Du et al., 2009).

Se han establecido diversos métodos para evaluar la capacidad antioxidante, estos métodos se pueden clasificar de acuerdo con la reacción química utilizada en dos grupos: métodos basados en transferencia de átomos de hidrógeno (HAT) y métodos basados en transferencia de electrones (ET). Los métodos HAT, permiten medir la capacidad que tiene un antioxidante para eliminar los radicales libres por medio de la donación de hidrógeno, dentro de este grupo se encuentran el parámetro antioxidante total de captura de radicales (TRAP), la capacidad de absorción de radicales de oxígeno (ORAC) y la inhibición de la autooxidación de lipoproteínas de baja densidad inducidas (LDL). Por otro lado, los métodos ET, permiten medir la capacidad que tiene un antioxidante para transferir un electrón para reducir los radicales, metales o carbonilos, a este grupo pertenecen el poder antioxidante reductor férrico (FRAP), el 2,2'-azinobis-(ácido 3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico) (ABTS) y el 2,2'-difeníl-1-picrilhidrazilo (DPPH) (Huang et al., 2005).

Capítulo III: Metodología

Análisis del estado nutricional

Se utilizaron muestras de suelo y de hojas de plantas sanas y enfermas de plátano para evaluar el estado nutricional.

Análisis de suelo

Para este análisis se recolectaron varias muestras del suelo de plantas de plátano sanas e infectadas con la enfermedad del Moko a una profundidad de 30 cm, luego se mezcló y colocó en una sola funda las muestras sanas y en otra funda se mezcló todas las muestras obtenidas del suelo de las plantas con diferentes estados de la enfermedad.

Las muestras fueron transportadas en hieleras hacia el laboratorio del IASA, en donde se realizaron análisis para la determinación de: pH, materia orgánica, N, P, K, Ca, Mg, Fe, Mn, Cu, Z, B y S.

Análisis foliar

Las muestras recolectadas se tomaron de la sección media de la tercera hoja de las plantas de plátano, sanas y enfermas, eliminando los bordes y la nervadura central. Después, se mezcló y colocó en una sola funda las muestras sanas y en otra funda se mezcló todas las muestras obtenidas de las hojas de las plantas con diferentes estados de la enfermedad.

Las muestras fueron transportadas en hieleras hacia el laboratorio del IASA, en donde se realizaron análisis para la determinación de: ceniza, materia orgánica, N, P, K, Ca, Mg, Fe, Mn, Cu, Z, B y S.

Análisis metabólico y biológico

Se hizo una evaluación del contenido total de fenoles y flavonoides usando ensayos colorimétricos, mientras que la capacidad antioxidante fue evaluada por medio de los métodos DPPH, FRAP y ABTS.

Obtención y tratamiento de las muestras

Las muestras fueron recolectadas en una finca agrícola ubicada en el Km 7 vía a Chone, Santo Domingo. Para el análisis de carácter antioxidante y de compuestos fitoquímicos, se tomaron muestras de plantas de plátano sanas y plantas con tres estados diferentes de desarrollo de la enfermedad del Moko (inicial, intermedio, final).

Las muestras fueron transportadas bajo condiciones adecuadas hacia el laboratorio ubicado en Sangolquí, cada hoja fue lavada usando agua destilada para eliminar impurezas y se las dejó secar al ambiente por una semana.

Extracción de los principios activos

Después del período de secado, se procedió a triturar las muestras utilizando un mortero y se colocó 1g de cada muestra en tubos Falcon junto con 9 mL de etanol al 99,5%; se dejó reposar los tubos en oscuridad por un período de 24 horas aproximadamente a una temperatura de 4°C.

Una vez transcurrido el tiempo, se realizaron diluciones acordes a la coloración de los extractos obtenidos, en este caso se trabajó con las muestras en una dilución de 1:12 con etanol al 99,5%.

Determinación del contenido total de fenoles

Para este análisis se utilizó la metodología descrita por Madaan et al. (2011), con algunas modificaciones, que se basa en el método colorimétrico de Folin – Ciocalteu.

En los tubos Falcon correspondientes, se colocó 0,4 mL de cada muestra junto con 0,4 mL de reactivo Folin – Ciocalteu (1N) y 2 mL de agua destilada, y se dejó

reposar en oscuridad durante 5 minutos. Después de ese tiempo, se les añadió a los tubos 0,4 mL de Na_2CO_3 (20%) y 0,8 mL de agua destilada para dejarlos reposar nuevamente en oscuridad por 1 hora.

La absorbancia de cada muestra fue medida en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 760 nm frente a un blanco que contenía etanol en lugar de muestra. Para la elaboración de la curva de calibración se utilizó Ácido gálico como estándar.

Determinación del contenido total de flavonoides

Se utilizó el método descrito por Arvouet et al. (1994), con ciertas modificaciones. En los tubos Falcon correspondientes se colocó un volumen de 1 mL de cada muestra, luego se añadió: 1,5 mL de etanol (99,5%), 0,1 mL de CH_3COONa (1M), 0,1 mL de AlCl_3 (10%) y 2,3 mL de agua destilada. Después, los tubos se dejaron reposar en oscuridad durante un período de 40 minutos.

La absorbancia de cada muestra fue medida en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 435 nm frente a un blanco que contenía etanol en lugar de muestra y al que no se le añadió AlCl_3 . Para la elaboración de la curva de calibración se utilizó Quercetina como estándar.

Análisis de antioxidantes

Ensayo DPPH. Para esta prueba, se siguió el protocolo establecido por Simirgiotis & Schmeda (2010) con pequeñas modificaciones. Se colocó 0,1 mL de cada una de las muestras en los tubos Falcon correspondientes, después se añadió 2,9 mL de solución DPPH y se dejó reposar en oscuridad durante 30 minutos. La absorbancia de cada muestra fue medida en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 517 nm frente a un blanco que contenía etanol en lugar de muestra. Para la elaboración de la curva de calibración se utilizó TROLOX como estándar. Para el cálculo del porcentaje de inhibición, se utilizó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Inhibición} = \frac{Abs_{blanco} - Abs_{muestra}}{Abs_{blanco}} * 100$$

Ensayo FRAP. Se utilizó el método descrito por Hafiza et al. (2017) con algunas modificaciones. En los tubos Falcon correspondientes se dispensó un volumen de 0,1 mL de cada muestra, se les añadió 3 mL de solución FRAP y 0,3 mL de agua destilada. Se dejó reposar los tubos en oscuridad durante un período de 4 minutos. La absorbancia de cada muestra fue medida en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 593 nm frente a un blanco que contenía etanol en lugar de muestra. Para la elaboración de la curva de calibración se utilizó Sulfato ferroso en agua como estándar.

Ensayo ABTS. Se siguió el método establecido por Loizzo et al. (2015) con pequeñas modificaciones. Se colocó 0,020 mL de cada muestra en los tubos Falcon correspondientes y se les añadió 2 mL de solución ABTS. Los tubos se dejaron reposar en oscuridad durante 7 minutos. La absorbancia de cada muestra fue medida en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 734 nm frente a un blanco que contenía etanol en lugar de muestra. Para la elaboración de la curva de calibración se utilizó TROLOX como estándar. Para el cálculo del porcentaje de inhibición, se utilizó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Inhibición} = \frac{Abs_{blanco} - Abs_{muestra}}{Abs_{blanco}} * 100$$

Análisis estadístico

Se recolectaron muestras de plantas de *Musa x paradisiaca* L. sanas y con tres estados diferentes de la enfermedad del Moko (E1, E2, E3). Para el análisis metabólico se siguió un modelo factorial mixto 2x4, se usó el ensayo del contenido total de fenoles y el ensayo del contenido total de flavonoides en las 4 muestras recolectadas con 3 repeticiones (Tabla 2).

Tabla 2*Modelo factorial mixto para el análisis metabólico*

	Sanas	E1	E2	E3
TPC	3	3	3	3
TFC	3	3	3	3

Nota. En la tabla se observa el modelo factorial mixto 2x4 para el análisis metabólico.

Para el análisis biológico se siguió un modelo factorial mixto 3x4, se usó el ensayo DPPH, FRAP y ABTS en las 4 muestras recolectadas con 3 repeticiones (Tabla 3).

Tabla 3*Modelo factorial mixto para el análisis biológico*

	Sanas	E1	E2	E3
DPPH	3	3	3	3
FRAP	3	3	3	3
ABTS	3	3	3	3

Nota. En la tabla se observa el modelo factorial mixto 3x4 para el análisis biológico.

Para el análisis de los datos obtenidos se elaboraron esquemas con ANOVA de dos vías, se aplicó la prueba de Tukey con un nivel de confianza del 95%, la prueba por pares para establecer diferencias significativas, la prueba de Homogeneidad de varianzas mediante el Test de Levene y la prueba de Normalidad mediante el Test de Normalidad de Shapiro – Wilk, todos los resultados de estas pruebas fueron obtenidos a través del programa “R Studio”.

Capítulo IV: Análisis de Resultados

Contenido nutricional

Se obtuvieron resultados del análisis de suelo y foliares realizados en plantas de plátano sanas y enfermas.

Análisis de suelo

Los resultados correspondientes a los nutrientes de las muestras de suelo de las plantas de *Musa x paradisiaca* L. se presentan en la Tabla 4 y la Tabla 5.

Tabla 4

Análisis de suelo de las plantas sanas

Parámetro analizado	Unidad	Resultado	Diagnóstico
pH a 25 °C	-	7,21	Neutro
Materia orgánica	%	6,66	Alto
Nitrógeno	%	0,33	Alto
Fósforo	mg/kg	25,9	Alto
Potasio	cmol/kg	4,25	Alto
Calcio	cmol/kg	8,72	Medio
Magnesio	cmol/kg	1,79	Medio
Hierro	mg/kg	295	Alto
Manganeso	mg/kg	7,57	Medio
Cobre	mg/kg	6,27	Alto
Zinc	mg/kg	10,74	Alto
Boro	mg/kg	3,57	Alto
Azufre	mg/kg	26,27	Alto

Nota. En la tabla se observa la concentración de nutrientes en el suelo de las plantas sanas.

Tabla 5

Análisis de suelo de las plantas enfermas

Parámetro analizado	Unidad	Resultado	Diagnóstico
pH a 25 °C	-	5,93	Ligeramente ácido
Materia orgánica	%	6,73	Alto
Nitrógeno	%	0,34	Alto
Fósforo	mg/kg	8,8	Medio
Potasio	cmol/kg	0,44	Alto

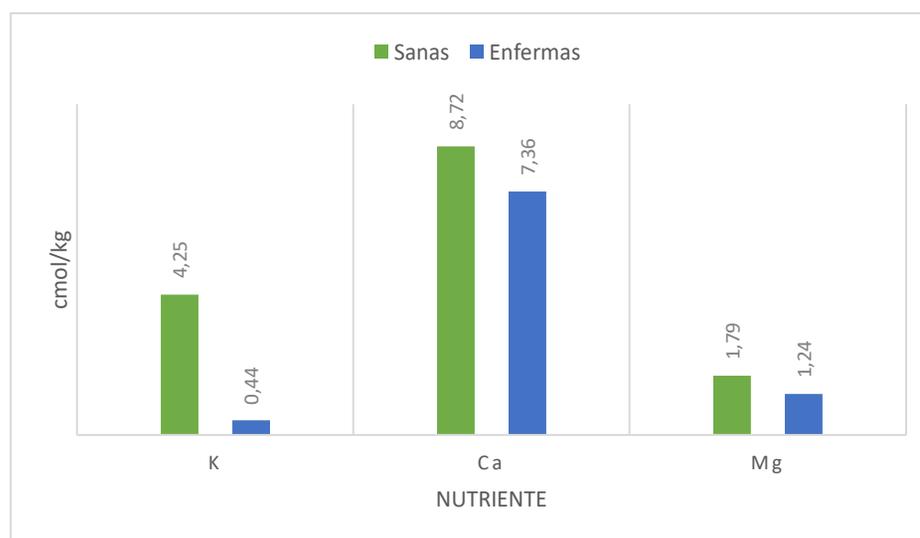
Parámetro analizado	Unidad	Resultado	Diagnóstico
Calcio	cmol/kg	7,36	Medio
Magnesio	cmol/kg	1,24	Bajo
Hierro	mg/kg	355,5	Alto
Manganeso	mg/kg	8,11	Medio
Cobre	mg/kg	7,09	Alto
Zinc	mg/kg	4,50	Medio
Boro	mg/kg	3,76	Alto
Azufre	mg/kg	7,85	Medio

Nota. En la tabla se observa la concentración de nutrientes en el suelo de las plantas enfermas.

En la Figura 1 se observa que, en base al estudio realizado de las muestras de suelo, las plantas sanas poseen cantidades más altas de Potasio, Calcio y Magnesio, que aquellas plantas afectadas por la enfermedad del Moko. El Potasio es el nutriente en el que se puede apreciar que existe una diferencia considerable, ya que las plantas sanas presentan una concentración de 4,25 cmol/kg frente a una concentración de 0,44 cmol/kg en las plantas enfermas.

Figura 1

Comparación de nutrientes (K, Ca, Mg) del suelo de las plantas sanas y enfermas

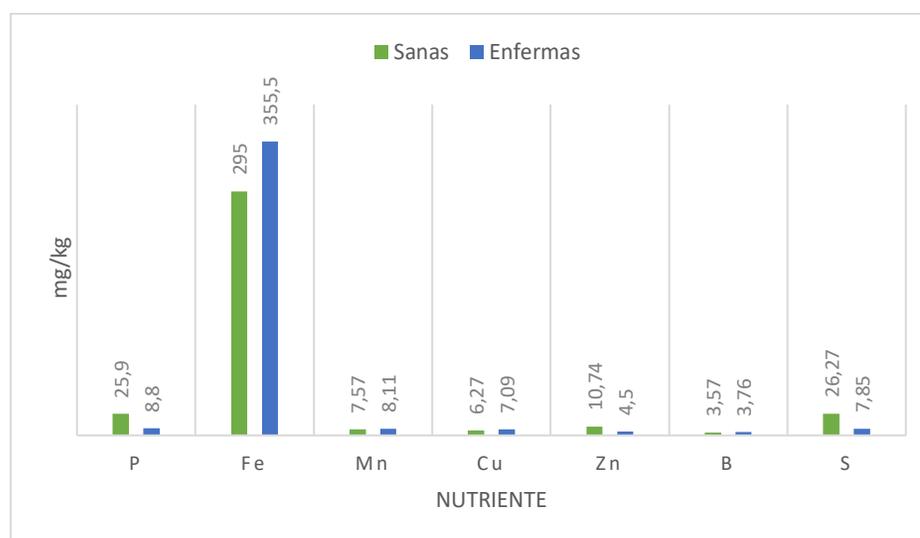


Nota. En la figura se observa la comparación de nutrientes en cmol/ kg del suelo de plantas sanas y enfermas.

En la Figura 2, se puede ver que las plantas sanas tienen un contenido mayor de Fósforo que las plantas enfermas, con un valor de 25,9 mg/kg frente a un valor de 8,8 mg/kg; también existen valores más altos de Zinc y Azufre en las plantas sanas. En cuanto al Hierro, Manganeso, Cobre y Boro, se puede apreciar que las plantas enfermas son las que poseen valores más altos en relación con las plantas sanas.

Figura 2

Comparación de nutrientes (P, Fe, Mn, Cu, Zn, B, S) del suelo de las plantas sanas y enfermas



Nota. En la figura se observa la comparación de nutrientes en mg/kg del suelo de plantas sanas y enfermas.

Análisis foliar

Los resultados correspondientes a los nutrientes de las muestras de hoja de las plantas de *Musa x paradisiaca* L. se presentan en la Tabla 6 y la Tabla 7.

Tabla 6

Resultados análisis foliar plantas sanas

Parámetro analizado	Unidad	Resultado
Cenizas	%	11,27
Materia orgánica	%	88,73

Parámetro analizado	Unidad	Resultado
Nitrógeno	%	2,84
Fósforo	%	0,21
Potasio	%	4,00
Calcio	%	0,87
Magnesio	%	0,28
Azufre	%	0,25
Hierro	mg/kg	69,49
Manganeso	mg/kg	60,49
Cobre	mg/kg	8,00
Zinc	mg/kg	14,50
Boro	mg/kg	17,50

Nota. En la tabla se observa la concentración de nutrientes en las hojas de las plantas sanas.

Tabla 7

Resultados análisis foliar plantas enfermas

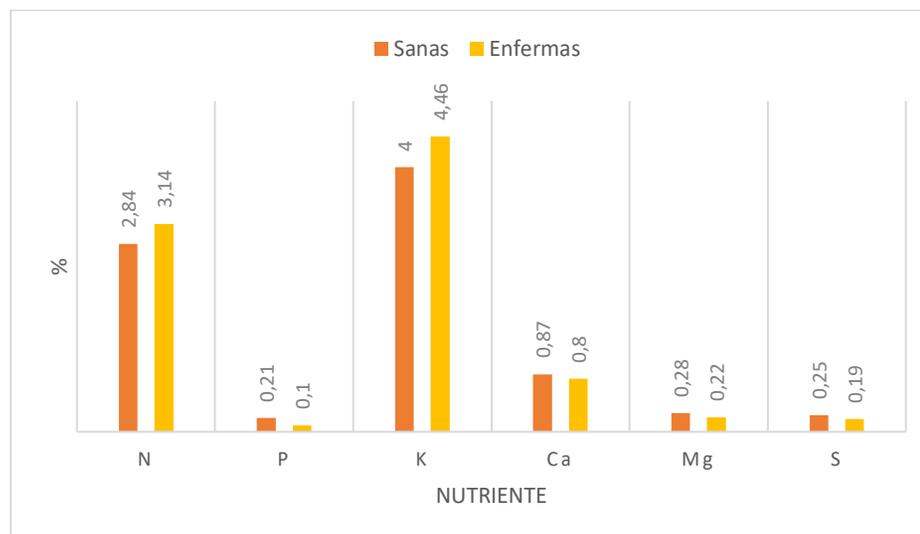
Parámetro analizado	Unidad	Resultado
Cenizas	%	11,76
Materia orgánica	%	88,25
Nitrógeno	%	3,14
Fósforo	%	0,1
Potasio	%	4,46
Calcio	%	0,80
Magnesio	%	0,22
Azufre	%	0,19
Hierro	mg/kg	98,4
Manganeso	mg/kg	56,46
Cobre	mg/kg	7,99
Zinc	mg/kg	15,99
Boro	mg/kg	10,50

Nota. En la tabla se observa la concentración de nutrientes en las hojas de las plantas enfermas.

En la Figura 3 se puede observar que el porcentaje de Potasio y de Nitrógeno son los más altos en las hojas de las plantas enfermas, con un valor de 3,14 % y 4,46 % respectivamente. En cuanto al Potasio, se puede ver que el valor más alto es en las plantas sanas con 0,21 %.

Figura 3

Comparación de nutrientes (N, P, K, Ca, Mg, S) de las hojas de las plantas sanas y enfermas

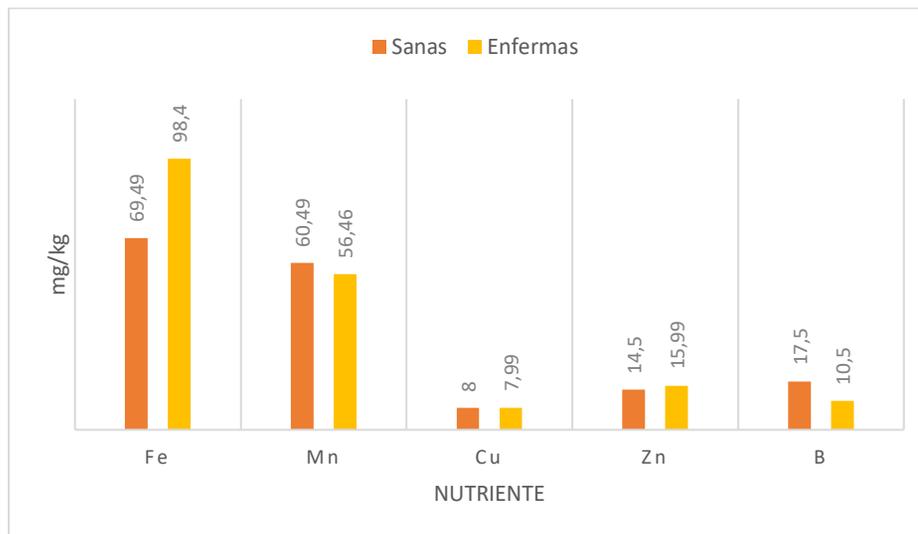


Nota. En la figura se observa la comparación de nutrientes en % de las hojas de plantas sanas y enfermas.

En la Figura 4 se puede notar que existe una alta concentración de Hierro en las plantas enfermas con un valor de 98,4 mg/kg frente a un valor de 69,49 mg/kg en las plantas sanas. En cuanto al Manganeso, Cobre, y Boro se puede observar que las concentraciones más altas pertenecen a las plantas sanas, mientras que para el Zinc hay una concentración más alta en las plantas enfermas con un valor de 15,99%.

Figura 4

Comparación de nutrientes (Fe, Mn, Cu, Zn, B) de las hojas de las plantas sanas y enfermas.



Nota. En la figura se observa la comparación de nutrientes en mg/kg de las hojas de plantas sanas y enfermas.

Análisis metabólico

Contenido total de fenoles

En este ensayo los productos que se obtienen por la reducción de óxido metálico presentan una coloración azul, que posee una amplia absorción de luz con un máximo a 765 nm. Debido a que la mayoría de los compuestos fenólicos se encuentran en una forma disociada al pH de trabajo del ensayo (pH~10), estos pueden oxidarse de manera más fácil con el reactivo Folin – Ciocalteau (Gupta, 2015).

Se obtuvo la curva de calibración usando como solución estándar Ácido Gálico en un rango de concentración de 0 – 500 mg/L, cuya ecuación fue la siguiente: $y = 0,0061 x + 0,1393$ ($R^2 = 0,9941$).

Los resultados obtenidos fueron procesados en base a la curva de calibración y se expresaron en unidades de mg de Ácido Gálico por cada 100 g de peso de muestra seca como se presenta en la Tabla 8.

Tabla 8

Resultados obtenidos del ensayo colorimétrico (fenoles)

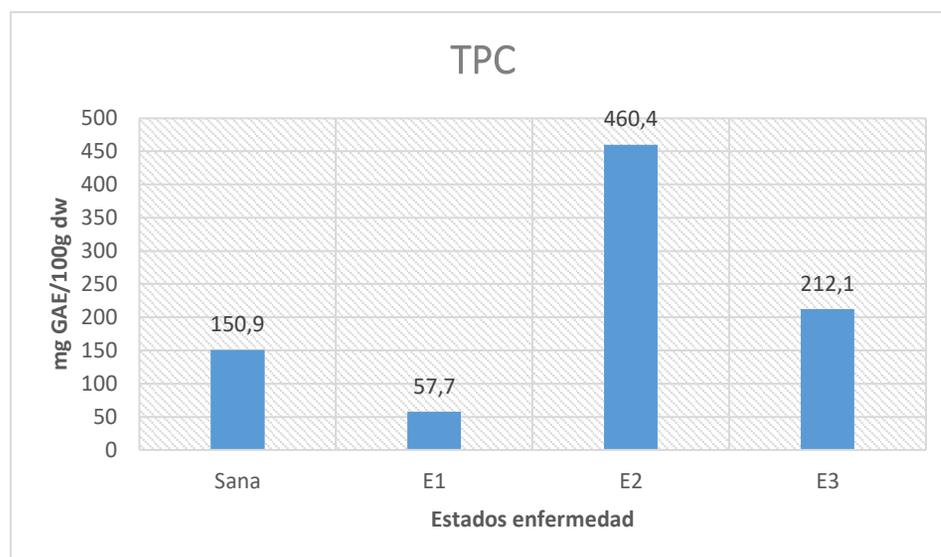
Estado Enfermedad	TPC (mg GAE/100g dw)				Desviación estándar
	R1	R2	R3	Media	
Sana	157,043	128,125	167,666	150,944	16,709
E1	72,649	43,731	56,715	57,698	11,826
E2	431,469	482,813	46,879	460,387	21,458
E3	219,600	219,009	197,764	212,125	10,157

Nota. En la tabla se observa la concentración de fenoles en las hojas de las plantas sanas y enfermas.

En base al análisis de los datos obtenidos representados en la Figura 5, se pudo determinar que la planta enferma en estado intermedio (E2) fue la que presentó el mayor contenido de fenoles con un valor de 460,4 mg GAE/ 100g dw, mientras que la planta enferma en estado inicial (E1) fue la que tuvo menor cantidad de fenoles con 57,7 mg GAE/ 100g dw.

Figura 5

Comparación del contenido de Fenoles



Nota. En la figura se observa la comparación de la concentración de fenoles totales en plantas sanas y enfermas.

Contenido total de flavonoides

Para la determinación de los flavonoides totales se utilizó el ensayo colorimétrico de Cloruro de Aluminio, que se basa en la formación de complejos entre el aluminio y los flavonoides (Sulaiman & Balachandran, 2012).

Se obtuvo la curva de calibración usando como solución estándar Quercetina en un rango de concentración de 0 – 150 mg/L, cuya ecuación fue la siguiente: $y = 0,0149x + 0,0983$ ($R^2 = 0,9915$).

Los resultados obtenidos fueron procesados en base a la curva de calibración y se expresaron en unidades de mg de Quercetina por cada 100 g de peso de muestra seca como se presenta en la Tabla 9.

Tabla 9

Resultados obtenidos del ensayo colorimétrico (flavonoides)

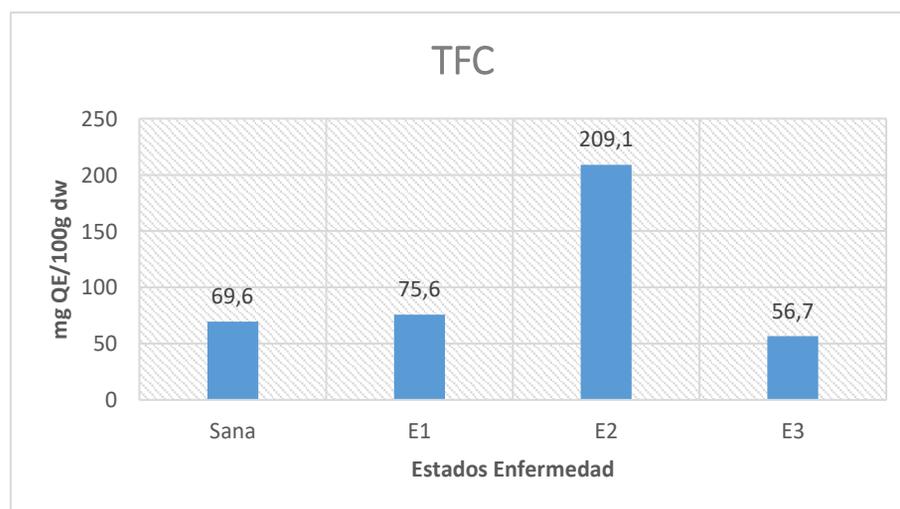
Estado Enfermedad	TFC (mg QE/100g dw)				Desviación estándar
	R1	R2	R3	Media	
Sana	69,3664	66,4671	72,9906	69,6080	2,6687
E1	78,0644	75,1651	73,7154	75,6483	1,8080
E2	198,3866	213,1248	215,7826	209,0980	7,6514
E3	58,2523	54,8698	57,0443	56,7221	1,3996

Nota. En la tabla se observa la concentración de flavonoides en las hojas de las plantas sanas y enfermas.

En base al análisis de los datos obtenidos representados en la Figura 6, se pudo determinar que la planta enferma en estado intermedio (E2) fue la que presentó el mayor contenido de flavonoides con un valor de 209,1 mg QE/ 100g dw, mientras que la planta enferma en estado final (E3) fue la que tuvo menor cantidad de fenoles con 56,7 mg QE/ 100g dw.

Figura 6

Comparación del contenido de Flavonoides



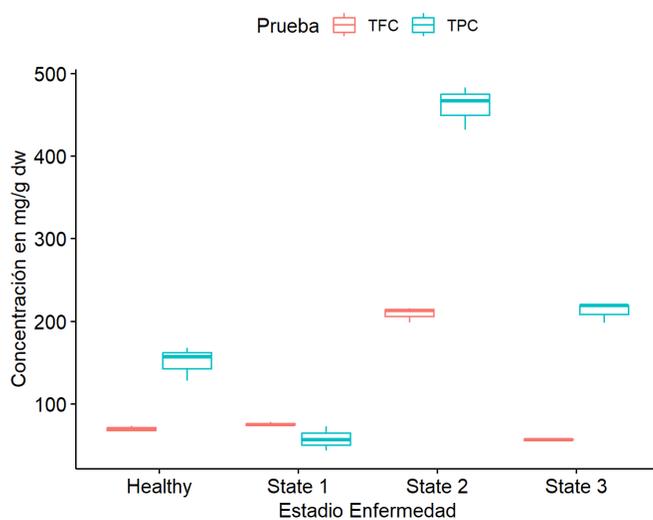
Nota. En la figura se observa la comparación de la concentración de flavonoides totales en plantas sanas y enfermas.

Análisis estadístico

En la Figura 7 se hizo una representación del contenido total de Fenoles y Flavonoides mediante un diagrama de cajas, en el que se puede observar que la Planta enferma en Estado 2 es la que posee un mayor contenido de estos metabolitos secundarios.

Figura 7

Contenido total de fenoles y flavonoides



Nota. En la figura se observa una comparación de la concentración de fenoles y flavonoides totales en plantas sanas y en tres estados de desarrollo de la enfermedad.

En Tabla 10 y Tabla 11 se representa la prueba ANOVA de dos vías realizada en el programa R Studio, en las que se puede determinar que existen diferencias significativas entre las pruebas realizadas por medio de la Prueba de Tukey con un nivel de confianza del 95%.

Tabla 10

Prueba ANOVA de dos vías

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Prueba	1	82865	82865	25.54	7.05e-05
Estado	3	254172	84724	26.11	5.96e-07

Residuos	19	61646	3245
----------	----	-------	------

Nota. En la tabla se observa los datos obtenidos mediante el programa R Studio para un ANOVA de dos vías.

Tabla 11

Prueba ANOVA de dos vías con interacción

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Prueba	1	82865	82865	419.48	6.63e-13
Estado	3	254172	84724	428.90	1.72e-15
Prueba-Estado	3	58486	19495	98.69	1.56e-10
Residuos	16	3161	198		

Nota. En la tabla se observa los datos obtenidos mediante el programa R Studio para un ANOVA de dos vías con interacciones.

En la Tabla 12 se representa la prueba por pares realizada en el programa R Studio, en donde se puede observar que los valores p son diferentes, lo que nos demuestra que existen diferencias significativas entre los diferentes estados de la enfermedad.

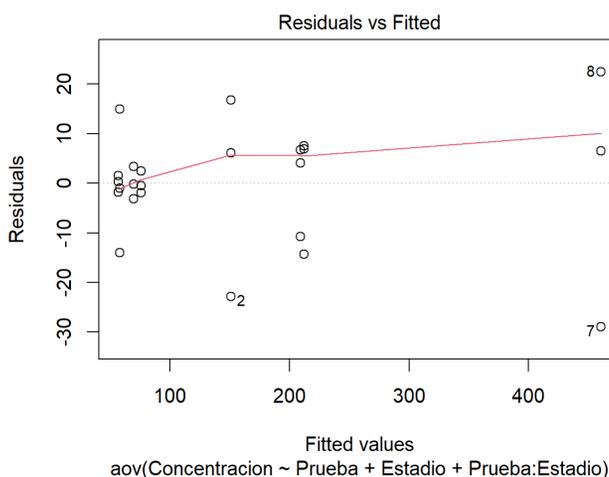
Tabla 12

Prueba por pares

	Sana	E1	E2
E1	0.46182	-	-
E2	0.00055	0.00014	-
E3	0.62806	0.27401	0.00116

Nota. En la tabla se observa los datos obtenidos al realizar una prueba por pares en el programa R Studio.

En la Figura 8 se muestra la Prueba de Homogeneidad de varianzas que se realizó mediante el Test de Levene en el programa R Studio, de donde se obtuvieron los valores de la Tabla 13.

Figura 8*Prueba de Homogeneidad*

Nota. En la figura se observa la Prueba de Homogeneidad de varianzas de los datos realizada en el programa R Studio.

Tabla 13*Test de Levene*

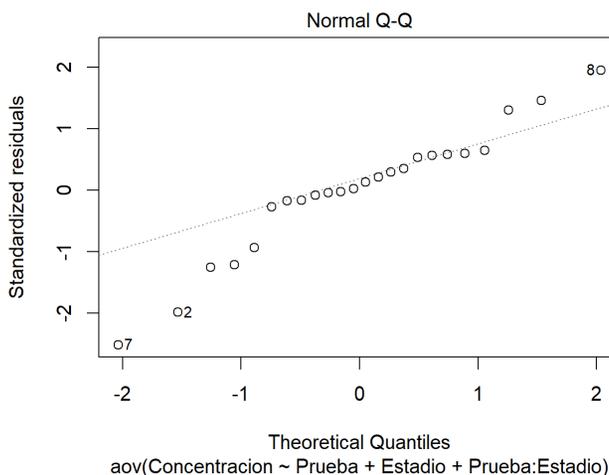
	pf	F value	Pr(>F)
group	7	0.9973	0.4679

Nota. En la tabla se observa los datos obtenidos mediante el Test de Levene en el programa R Studio.

En la Figura 9 se representa la Prueba de Normalidad realizada en el programa R Studio mediante el Test de Normalidad de Shapiro – Wilk. Se puede ver que los valores de los residuos siguen la línea de tendencia y en la Tabla 14 se muestran los valores obtenidos, en donde se obtuvo un valor p mayor a 0,05 lo que indicaría que los datos siguen una distribución normal.

Figura 9

Prueba de Normalidad de Shapiro - Wilk



Nota. En la figura se observa la Prueba de Normalidad de Shapiro - Wilk realizada en el programa R Studio.

Tabla 14

Residuos de la Prueba de Normalidad

Data: aoy_residuals	
w = 0.94387	p – value: 0.1988

Nota. En la tabla se observa los valores de los residuos de la prueba de Normalidad de Shapiro – Wilk.

Análisis de capacidad antioxidante

DPPH

En este ensayo la solución del radical DPPH posee un color violeta, que cambia a amarillo cuando hay una reacción de reducción con antioxidantes donantes de hidrógeno (Mishra et al., 2012). Se obtuvo la curva de calibración usando como solución estándar TROLOX en un rango de concentración de 0 – 2,5 mM, cuya ecuación fue la siguiente: $y = 18,073 x + 1,2252$ ($R^2 = 0,9868$). Los resultados obtenidos fueron

procesados en base a la curva de calibración y se expresaron en unidades de μmol de TROLOX por cada gramo de peso de muestra seca como se presenta en la Tabla 15.

Tabla 15

Resultados obtenidos del ensayo DPPH

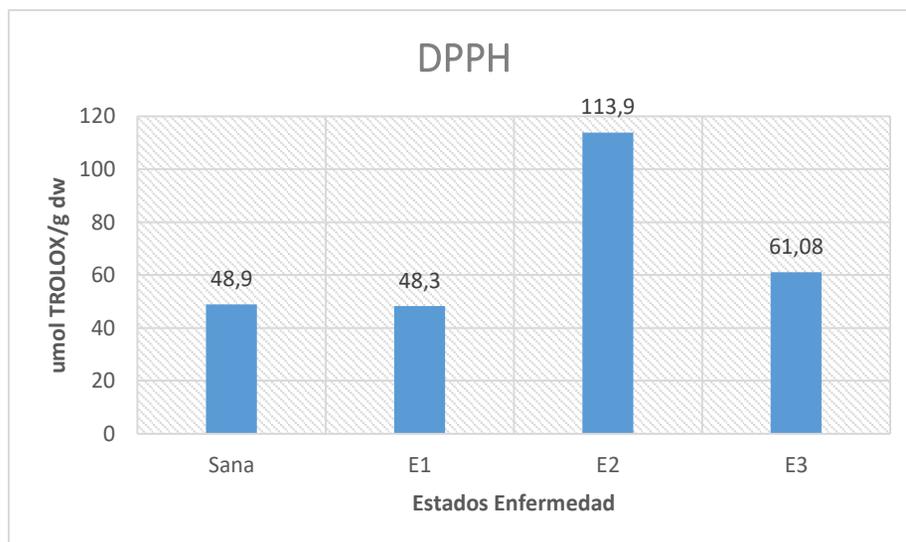
Estado Enfermedad	DPPH (μmol TROLOX/g dw)				
	R1	R2	R3	Media	Desviación estándar
Sana	45,0762	58,1294	43,7708	48,9921	6,4829
E1	55,7798	48,2089	40,8991	48,2959	6,07532
E2	111,3865	120,2627	110,3422	113,9972	4,4508
E3	64,9170	60,2179	58,1294	61,0881	2,8386

Nota. En la tabla se observa los valores obtenidos usando el método DPPH.

En base al análisis de los datos obtenidos representados en la Figura 10, se pudo determinar que la planta enferma en estado intermedio (E2) fue la que presentó mayor captura de radicales de DPPH con un valor de 113,9 μmol TROLOX/g dw, mientras que la planta sana y la enferma en estado inicial (E1) tuvieron un número similar de captación de radicales de DPPH.

Figura 10

Comparación de la captura de radicales de DPPH.



Nota. En la figura se observa la comparación de la captura de radicales de DPPH en plantas sanas y enfermas.

FRAP

El ensayo FRAP se basa en la capacidad que poseen los compuestos fenólicos para poder reducir el complejo tripiridiltriazina férrico de color amarillo (Fe (III) – TPTZ) al complejo ferroso de color azul (Fe (II) – TPTZ), por medio de la acción de antioxidantes donantes de electrones. Se considera que la coloración azul obtenida está linealmente relacionada con la capacidad reductora total que tienen los antioxidantes que ceden sus electrones (Karadag et al., 2009).

Se obtuvo la curva de calibración usando como solución estándar Sulfato Ferroso en agua en un rango de concentración de 0 – 2,5 mM, cuya ecuación fue la siguiente: $y = 0,5981 x + 0,0082$ ($R^2 = 0,9989$). Los resultados obtenidos fueron procesados en base a la curva de calibración y se expresaron en unidades de μM de Hierro con valencia 2+ por cada gramo de peso de muestra seca como se presenta en la Tabla 16.

Tabla 16

Resultados obtenidos del ensayo FRAP

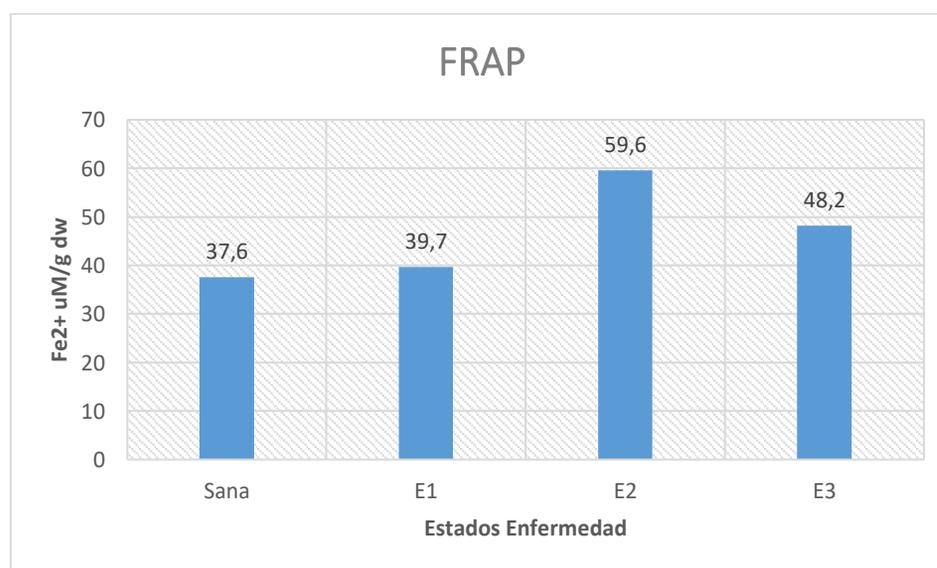
Estado Enfermedad	Potencial reductor de Fe ²⁺ (Fe ²⁺ uM/g dw)				
	R1	R2	R3	Media	Desviación estándar
Sana	35,9097	39,5813	37,4144	37,6351	1,5070
E1	39,2201	39,4007	40,6647	39,7619	0,6426
E2	61,5509	59,1432	58,1802	59,6248	1,4175
E3	47,3459	49,9341	47,3459	48,2086	1,2200

Nota. En la tabla se observa los valores obtenidos usando el método FRAP.

En base al análisis de los datos obtenidos representados en la Figura 11, se pudo determinar que la planta enferma en estado intermedio (E2) fue la que presentó mayor potencial reductor de Hierro con un valor de 59,6 Fe²⁺+uM/g dw, mientras que la planta sana y la enferma en estado inicial (E1) tuvieron un valor similar de captación de radicales de DPPH, con 37,6 y 39,7 Fe²⁺+uM/g dw respectivamente.

Figura 11

Comparación del poder reductor férrico.



Nota. En la figura se observa la comparación de la capacidad del poder reductor férrico en plantas sanas y enfermas.

ABTS

Para este ensayo se necesita hacer reaccionar 2, 2'- azinobis (3- etilbenzotiazolina-6-ácido sulfónico) con persulfato de sodio, para obtener un catión radical verde azulado (ABTS+). El catión radical se reduce en cuando hay presencia de antioxidantes donantes de hidrógeno (Gupta, 2015).

Se obtuvo la curva de calibración usando como solución estándar TROLOX en un rango de concentración de 0 – 2,5 mM, cuya ecuación fue la siguiente: $y = 34,102 x + 9,2946$ ($R^2 = 0,9612$).

Los resultados obtenidos fueron procesados en base a la curva de calibración y se expresaron en unidades de μmol de TROLOX por cada gramo de peso de muestra seca como se presenta en la Tabla 17.

Tabla 17

Resultados obtenidos del ensayo ABTS

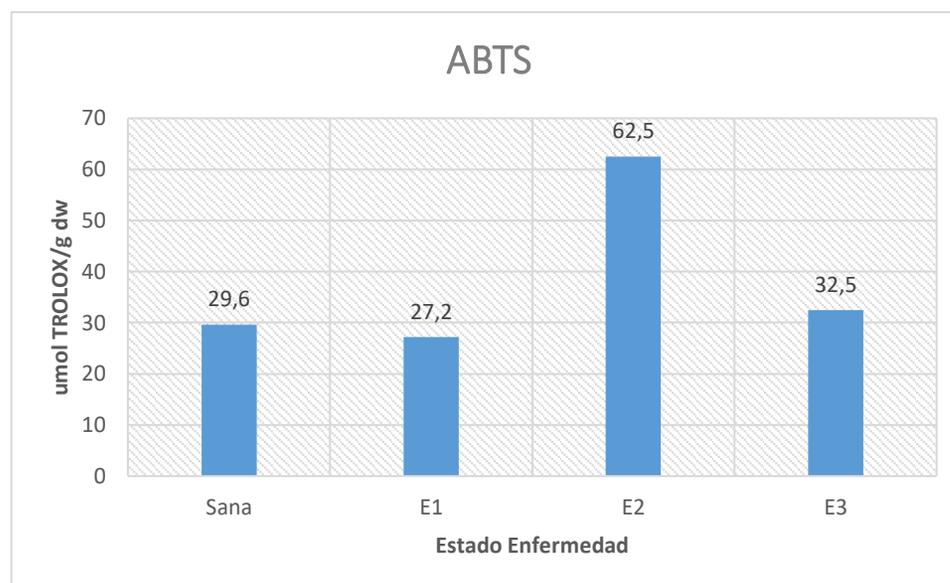
Estado Enfermedad	ABTS (μmol TROLOX/g dw)				
	R1	R2	R3	Media	Desviación estándar
Sana	30,7121	20,4960	37,8189	29,6757	7,1098
E1	25,9742	28,3431	27,3067	27,2080	0,9696
E2	61,0640	66,0980	60,4718	62,5446	2,5242
E3	34,7096	32,0446	30,8601	32,5381	1,6098

Nota. En la tabla se observa los valores obtenidos usando el método ABTS.

En base al análisis de los datos obtenidos representados en la Figura 12, se pudo determinar que la planta enferma en estado intermedio (E2) fue la que presentó mayor captura de radicales de ABTS con un valor de 62,5 μmol TROLOX/g dw, mientras que la planta sana y la enferma en estado inicial (E1) tuvieron un número similar de captación de radicales de DPPH, con 29,6 y 27,2 μmol TROLOX/g dw respectivamente.

Figura 12

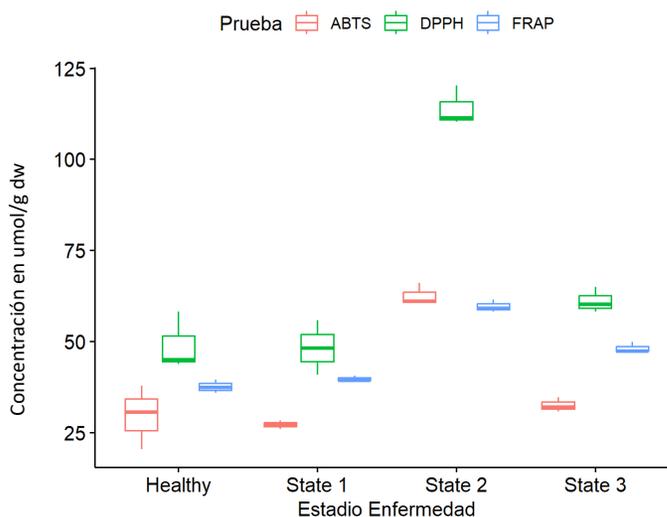
Comparación de la captura de radicales de ABTS.



Nota. En la figura se observa la comparación de la captura de radicales de ABTS en plantas sanas y enfermas.

Análisis estadístico

En la Figura 13 se hizo una representación de los resultados obtenidos con el ensayo DPPH, FRAP y ABTS mediante un diagrama de cajas, en el que se puede observar que la Planta enferma en Estado 2 es la que posee una mayor capacidad antioxidante.

Figura 13*Capacidad antioxidante*

Nota. En la figura se observa una comparación de los valores obtenidos usando el ensayo ABTS, DPPH y FRAP.

En Tabla 18 y Tabla 19 se representa la prueba ANOVA de dos vías realizada en el programa R Studio, en las que se puede determinar que existen diferencias significativas entre las pruebas realizadas por medio de la Prueba de Tukey con un nivel de confianza del 95%.

Tabla 18*Prueba ANOVA de dos vías*

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Prueba	2	5800	2900	31.07	4.90e-08
Estado	3	9810	3270	35.03	6.27e-10
Residuos	30	2800	93		

Nota. En la tabla se observa los datos obtenidos mediante el programa R Studio para un ANOVA de dos vías.

Tabla 19*Prueba ANOVA de dos vías con interacciones*

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Prueba	2	5800	2900	133.75	9.70e-14
Estado	3	9810	3270	150.84	1.05e-15
Prueba: Estado	6	2280	380	17.53	1.06e-07
Residuos	24	520	22		

Nota. En la tabla se observa los datos obtenidos mediante el programa R Studio para un ANOVA de dos vías con interacciones.

En la Tabla 20 se representa la Prueba por pares realizada en el programa R Studio, en donde se puede observar que los valores p son diferentes, lo que nos demuestra que existen diferencias significativas entre los diferentes estados de la enfermedad.

Tabla 20*Prueba por pares*

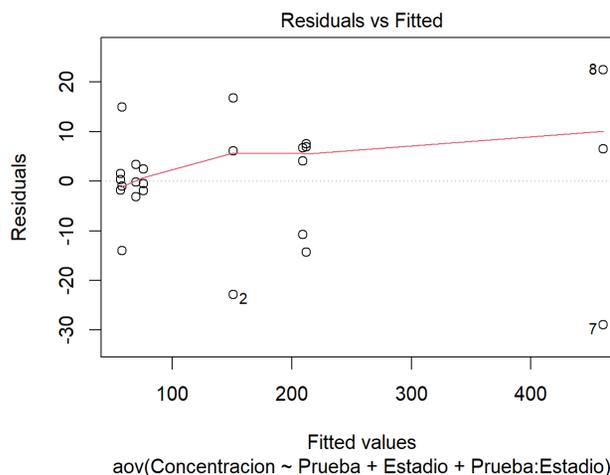
	Sana	E1	E2
E1	0.96460	-	-
E2	3.6e-05	3.6e-05	-
E3	0.33478	0.33478	0.00058

Nota. En la tabla se observa los datos obtenidos al realizar una prueba por pares en el programa R Studio.

En la Figura 14 se muestra la Prueba de Homogeneidad de varianzas que se realizó mediante el Test de Levene en el programa R Studio, de donde se obtuvieron los valores de la Tabla 21.

Figura 14

Prueba de Homogeneidad



Nota. En la figura se observa la Prueba de Homogeneidad de varianzas de los datos realizada en el programa R Studio.

Tabla 21

Test de Levene

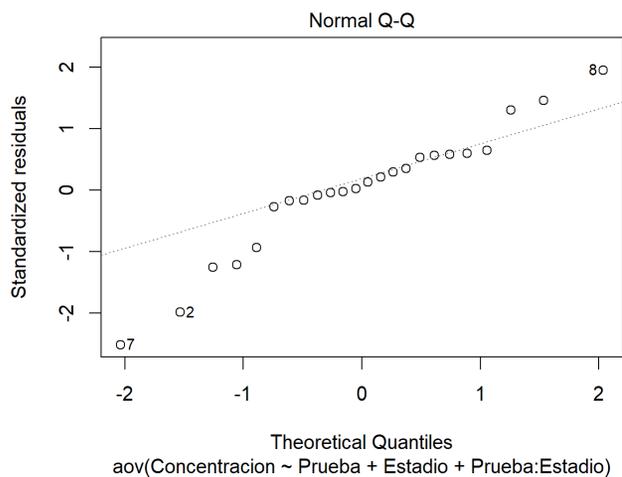
	pf	F value	Pr(>F)
group	11	0.8683	0.5806

Nota. En la tabla se observa los datos obtenidos mediante el Test de Levene en el programa R Studio.

En la Figura 15 se representa la Prueba de Normalidad realizada en el programa R Studio mediante el Test de Normalidad de Shapiro – Wilk. Se puede ver que los valores de los residuos siguen la línea de tendencia y en la Tabla 22 se muestran los valores obtenidos, en donde se obtuvo un valor p mayor a 0,05 lo que indicaría que los datos siguen una distribución normal.

Figura 15

Prueba de Normalidad de Shapiro - Wilk



Nota. En la figura se observa la Prueba de Normalidad de Shapiro - Wilk realizada en el programa R Studio.

Tabla 22

Residuos de la Prueba de Normalidad

Data: aoy_residuals	
$w = 0.95157$	$p - \text{value: } 0.1172$

Nota. En la tabla se observa los valores de los residuos de la prueba de Normalidad de Shapiro – Wilk.

Capítulo V: Discusión

Musa x paradisiaca L. o comúnmente conocida como “plátano verde”, es uno de los cultivos con mayor importancia a nivel mundial, ya que forma parte de la seguridad alimentaria por su gran cantidad de nutrientes y al ser uno de los productos más comercializados, representa la base de la economía de varios países.

En Ecuador, la mayoría de los cultivos de plátano están destinados al consumo interno. Sin embargo, una parte de dichos cultivos son dirigidos para exportación, lo que permite la generación de fuentes de trabajo y la mejora en la calidad de vida de los productores y sus familias (INIAP, 2021).

El plátano al igual que otros cultivos de interés, puede verse afectado por diversas enfermedades causadas por diferentes tipos de hongos, virus o bacterias, que generan una disminución en el rendimiento e incluso la pérdida total de las plantaciones (García et al., 2019). En la actualidad se está prestando más atención a las enfermedades bacterianas, dado que provocan impactos significativos en el rendimiento de los cultivos de musáceas a nivel mundial, dentro de este grupo se encuentra la enfermedad del Moko causada por la bacteria *Ralstonia solanacearum* raza 2 (Blomme et al., 2017).

La infección provocada por esta bacteria afecta a los cultivos de musáceas debido al daño provocado en el sistema vascular y consecuentemente en el resto de las partes de la planta (pseudotallo, hojas, flores y frutos) (Soto et al., 2018). Los síntomas más comunes que presentan las plantas afectadas por el Moko son el amarillamiento y marchitamiento de las hojas que terminan colapsando (Zulperi et al., 2014). En base a los síntomas descritos, principalmente con el amarillamiento de las hojas, se realizó la identificación de tres estados diferentes de la enfermedad del Moko en plantas de

plátano para la recolección de las muestras que fueron utilizadas en el análisis nutricional, metabólico y biológico.

El suelo es la fuente de diversos elementos orgánicos e inorgánicos necesarios para el desarrollo tanto de plantas como de microorganismos. Existen elementos que son esenciales para el crecimiento saludable de las plantas, ya que su ausencia o deficiencia harían que la planta sea incapaz de completar su ciclo de vida o se vea afectado su metabolismo. Dependiendo del requerimiento de un elemento o nutriente, se los puede dividir en macronutrientes (N, P, K, Ca, S, Mg) y micronutrientes (Fe, Mn, Zn, Cu, B, Mo, Cl, Ni) (Pandey, 2015).

Según Haifa (2014), el Potasio (K) al ser uno de los elementos con mayor presencia en el fruto y hojas de las musáceas, es considerado como el nutriente más importante para la producción de estas plantas. El K es requerido como cofactor para más de 40 enzimas, contribuye en la formación de azúcares y almidones, síntesis de proteínas, división celular y crecimiento. Además de estar involucrado en la resistencia de la planta frente a estrés biótico y abiótico. Una deficiencia de este nutriente podría limitar la transferencia de carbohidratos en la planta.

En el análisis nutricional realizado, se determinó que existe una deficiencia en la concentración de Fósforo, Magnesio, Zinc y Azufre en las plantas enfermas. Según Marschner (2011), el Fósforo (P) es un macronutriente importante en el proceso de la fotosíntesis, el metabolismo de los carbohidratos y la transmisión de energía dentro de la planta.

Sirijovski et al. (2008), menciona que el Magnesio (Mg) se encuentra involucrado en la fotosíntesis al ser un componente importante de la clorofila, interviene en el metabolismo de los carbohidratos y síntesis de los ácidos nucleicos. Además de contribuir con el transporte de carbohidratos desde las hojas hacia otras partes de la planta, estimula la absorción y transporte de Fósforo, y ayuda con la activación de

varias enzimas. En base a lo establecido por el autor, la deficiencia de Magnesio en las plantas enfermas de plátano estaría relacionada con la disminución de la concentración de Fósforo, dado que ayuda a su estimulación y transporte.

Según Haifa (2014), aunque el Zn es un componente esencial de algunas enzimas, es muy común que se presente una deficiencia de este nutriente en los cultivos de musáceas, y también que exista una inactivación del Zn cuando se registran concentraciones altas de Fósforo en el suelo. Buchner et al. (2004), estableció que el Azufre (S) es un elemento que ayuda a la formación de clorofila y es un cofactor de varias enzimas. Además, menciona que la deficiencia de S no es muy común debido a que se suministra este nutriente por medio de fertilizantes.

La producción de metabolitos secundarios como alcaloides, saponinas, terpenos, fenoles, flavonoides es muy importante para que las plantas se puedan defender ante varios tipos de estrés, ya sea causado por condiciones climáticas o por ataques microbianos (Falowo et al., 2021). En el análisis metabólico realizado se evaluó la concentración de fenoles y flavonoides, se obtuvo una mayor concentración de estos metabolitos secundarios en las plantas de *Musa x paradisiaca* L. enfermas en estado 2. Las plantas E1 aumentaron ligeramente la concentración de fenoles y flavonoides a comparación de las sanas, las plantas E2 mostraron un aumento significativo en la producción de estos metabolitos a comparación de E1, lo que indicaría que en esta etapa de la enfermedad las plantas buscan defenderse para poder sobrevivir. En las plantas E3 que tenían la sintomatología más grave disminuyó el contenido de metabolitos, probablemente debido a que las plantas estaban casi muertas y ya no se estaban defendiendo contra el ataque de *Ralstonia solanacearum* raza 2.

Los compuestos fenólicos presentan propiedades antimicrobianas y antioxidantes que contribuyen en la defensa de la planta frente a infecciones causadas por patógenos y a proteger ciertos tejidos del efecto tóxico de las especies reactivas de

oxígeno (Kumar et al., 2020). El análisis biológico realizado en las plantas de plátano permitió evidenciar valores más altos de la capacidad antioxidante en las plantas E2, que fueron las que presentaron mayores concentraciones de fenoles y flavonoides. En concordancia con lo que menciona Mandal et al. (2010), una mayor acumulación de compuestos fenólicos genera una mayor producción de especies reactivas de oxígeno, lo que aumentaría la actividad antioxidante de la planta para permitir la actividad antimicrobiana y la señalización de defensa.

Según Zaynab et al. (2019), el metabolismo de las plantas y la infección causada por patógenos se encuentran relacionados entre sí, el abastecimiento de energía es el elemento requerido para la defensa de la planta contra microorganismos, mismo que se obtiene gracias a las actividades del metabolismo primario. En la investigación de Kabera et al. (2014), se hace énfasis en que la producción de metabolitos secundarios usa como fuente los sustratos brindados por el metabolismo primario. Además, según Li et al. (2020), el tipo de suelo y la disponibilidad de nutrientes son algunos factores que se encargan de la regulación de la biosíntesis de metabolitos. El suelo es el proveedor de los macro y micronutrientes necesarios para el desarrollo de las plantas, por lo que la abundancia y disponibilidad de los nutrientes en el suelo en muchos casos determinaría el correcto funcionamiento del metabolismo y por consiguiente la biosíntesis de metabolitos secundarios en las plantas (Kolton et al., 2022). En base a lo establecido por todos estos autores, se puede decir que la nutrición es un factor muy importante para permitir que las plantas se defiendan frente a patógenos, y habría concordancia con los resultados obtenidos en el análisis nutricional de suelo, ya que la concentración de la mayoría de nutrientes entre plantas sanas y enfermas no era muy significativa, por lo que al haber disponibilidad de los nutrientes necesarios para el metabolismo, las plantas de *Musa x paradisiaca* L. producirían mayor contenido de metabolitos secundarios para atacar a *Ralstonia solanacearum* raza 2.

Para la evaluación de la capacidad de inhibición contra ROS, se suelen reportar datos que correlacionan la actividad antioxidante y la concentración de fenoles, debido a que los compuestos fenólicos pueden actuar de manera sinérgica, aditiva o antagónica para inhibir las especies reactivas de oxígeno (Heo et al., 2007). En varias investigaciones, se ha establecido la existencia de una correlación entre el contenido de fenoles y la capacidad antioxidante. En el estudio comparativo realizado por Velázquez & Cisneros (2009), se determinaron altas correlaciones entre la actividad antioxidante y los fenoles totales en base a determinaciones de estudios en plantas de camote (Teow et al., 2007), durazno (Tomas et al., 2001) y algunos tubérculos (Chirinos et al., 2008), ya que a mayor contenido de fenoles también había mayor capacidad antioxidante. Al realizar el análisis metabólico y biológico, se obtuvieron valores más altos de fenoles, flavonoides y capacidad antioxidante en las plantas E2, lo que permitiría evidenciar que a mayor cantidad de compuestos fenólicos existiría una mayor capacidad antioxidante.

Capítulo VI: Conclusiones

Se hizo una identificación de plantas de *Musa x paradisiaca* L. sanas y afectadas por la enfermedad del Moko, en donde en base a la sintomatología se distinguieron tres estados diferentes de la enfermedad en las plantas para recolectar las muestras necesarias para el análisis nutricional, metabólico y biológico.

El análisis de suelo y foliares no mostró diferencias significativas en la mayoría de los nutrientes de plantas sanas y enfermas, por lo que el contenido nutricional fue alto y permitió que las plantas enfermas pudieran producir metabolitos secundarios para defenderse.

En la evaluación metabólica, se determinó un mayor contenido de fenoles y flavonoides en las plantas de plátano en estado 2, debido al mecanismo de defensa frente a la bacteria *Ralstonia solanacearum* raza 2 para poder sobrevivir. En el análisis biológico también se obtuvo una mayor capacidad antioxidante en las plantas E2, lo que estaría relacionado con la cantidad de fenoles y flavonoides.

Con base en los resultados obtenidos y la bibliografía citada, se pudo determinar la relación existente entre las características nutricionales, metabólicas y biológicas de las plantas sanas y afectadas por la enfermedad del Moko. El contenido nutricional del suelo es primordial para abastecer de los elementos necesarios al metabolismo primario, porque brinda el sustrato a usarse para la síntesis de los metabolitos secundarios que se encuentran implicados en la defensa de las plantas. Las plantas recolectadas presentaron niveles altos de la mayoría de nutrientes, por lo que también presentaron altas concentraciones de fenoles y flavonoides, que generaron una capacidad antioxidante elevada.

Capítulo VII: Recomendaciones

Dado que los análisis metabólicos y biológicos son usados comúnmente en la evaluación de alimentos, sería importante que dichos análisis sean aplicados con más frecuencia a estudios relacionados con la influencia de los metabolitos en la defensa de las plantas frente a patógenos.

Se debería realizar más estudios que relacionen el contenido nutricional con la capacidad que tienen las plantas para defenderse, para así lograr determinar de manera más clara si existe algún nutriente que pueda evitar la pérdida significativa de plantaciones cuando son atacadas por microorganismos infecciosos.

Referencias

- Adeolu, A., & Enesi, D. (2013). Assessment of proximate, mineral, vitamin and phytochemical compositions of plantain (*Musa paradisiaca*) bract - an agricultural waste. *International Research Journal of Plant Science*, 4(7), 192 - 197.
- Agrotendencia. (12 de Octubre de 2018). <https://agrotendencia.tv/agropedia/cultivos/frutales/platano-cultivo-y-manejo-agronomico/>
- Ajjolakewu, K., Ayoola, A., Agbabiaka, T., Zakariyah, F., Ahmed, N., Oyedele, O., & Sani, A. (2021). A review of the ethnomedicinal, antimicrobial, and phytochemical properties of *Musa paradisiaca* (plantain). *Bulletin of the National Research Centre*, 45(86). <https://doi.org/10.1186/s42269-021-00549-3>
- Álvarez, E., León, S., Sánchez, M., & Cusme, B. (2020). Evaluación socioeconómica de la producción de plátano en la zona norte de la Provincia de los Ríos. *Journal of Business and Entrepreneurial*, 4(2), 86 - 95. <https://doi.org/10.37956/jbes.v4i2.78>
- Álvarez, E., Pantoja, A., Gañán, L., & Ceballos, G. (2015). *Current Status of Moko Disease and Black Sigatoka in Latin America and the Caribbean, and Options for Managing Them*. CIAT Publication No. 404.
- Arvouet, A., Vennat, B., Pourrat, A., & Legret, P. (1994). Standardization of propolis extract and identification of principal constituents. *Journal de Pharmacie de Belgique*, 462 - 468.
- Avellán, L., Cobeña, N., Estévez, S., Zamora, P., Vivas, J., Gonzáles, I., & Sánchez, A. (2020). Exportación y eficiencia del uso de fósforo en plátano "barraganete" (*Musa*

paradisiaca L.). *Revista Fitotecnia Mexicana*, 43(1), 25 - 33.
<https://doi.org/10.35196/rfm.2020.1.25>

Blomme, G., Dita, M., Jacobsen, K., Pérez, L., Molina, A., Ocimati, W., . . . Prior, P. (2017). Bacterial Diseases of Bananas and Enset: Current State of Knowledge and Integrated Approaches Toward Sustainable Management. *Frontiers in Plant Science*, 8. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01290>

Bolton, M. (2009). Primary metabolism and plant defense - fuel for the fire. *Molecular Plant - Microbe Interactions*, 22(5), 487 - 497. <https://doi.org/10.1094/mpmi-22-5-0487>

Buchner, P., Takahashi, H., & Hawkesford, M. (2004). Plant sulphate transporters: coordination of uptake, intracellular and long-distance transport. *Journal of Experimental Botany*, 55(404), 1765 - 1773. <https://doi.org/10.1093/jxb/erh206>

CAB International. (16 de Noviembre de 2021).
<https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.1079/cabicompendium.44999>

Camacho, M., Ramos, D., Ávila, N., Sánchez, E., & López, S. (2020). Las defensas físico-químicas de las plantas y su efecto en la alimentación de los rumiantes. *Terra Latinoamericana*, 38(2). <https://doi.org/10.28940/terra.v38i2.629>

Cedeño, J., García, J., Solórzano, C., Jiménez, L., Ulloa, S., López, F., Avellán, L., Bracho, B., Sánchez, A. (2022). Fertilization with magnesium in "Barraganete" plantain (Musa AAB) Ecuador. *La Granja*, 35(1), 8 - 19.
<https://doi.org/10.17163/lgr.n35.2022.01>

Cheynier, V., Comye, G., Davies, K., Lattancio, V., & Martens, S. (2013). Plant phenolics: Recent advances on their biosynthesis, genetics and ecophysiology. *Plant Physiology and Biochemistry*, 72, 1 - 20.
<https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2013.05.009>

- Chirinos, R., Campos, D., Costa, N., Arbizu, C., Pedreschi, R., & Larondelle, Y. (2008). Phenolic profiles of andean mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruíz & Pavón) tubers: identification by HPLC-DAD and evaluation of their antioxidant activity. *Food Chemistry*, 106(3), 1285 - 1298. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.07.024>
- Delgado, R., Lahuathe, B., Delgado, J., & López, M. (2016). *Plan de Acción para el Manejo, Control y Erradicación del Moko (Ralstonia solanacearum raza 2), en plátano.*
- Delgado, R., Morillo, E., Buitrón, J., Bustamentae, A., & Sotomayor, I. (2014). First report of Moko disease caused by *Ralstonia solanacearum* race 2 in plantain (*Musa AAB*) in Ecuador. *New Disease Reports*, 23 - 23.
- Du, G., Li, M., Ma, F., & Liang, D. (2009). Antioxidant capacity and the relationship with polyphenol and vitamin C in *Actinidia* fruits. *Food Chemistry*, 113(2), 557 - 562. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.08.025>
- EDANE. (2016). Enfermedades y plagas del plátano (*Musa paradisiaca*) y el banano (*Musa acuminata*; *M sapientum*) en Colombia. *Insumos y Factores Asociados a la Producción Agropecuaria*, 51.
- Falowo, T., Ejidike, I., Lajide, L., & Clayton, H. (2021). Polyphenolic Content of *Musa Acuminata* and *Musa Paradisiaca* bracts: Chemical Composition, Antioxidant and Antimicrobial Potentials. *Biomedical and Pharmacology Journal*, 14(4). <https://dx.doi.org/10.13005/bpj/2276>
- García, F., Quintero, J., Ayala, M., Schermer, T., Seidl, M., Santos, M., Noguera, A., Aguilera, C., Wittenberg, A., Hofstede, R., Sorensen, A., Kema, G. (2019). 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>

Guerrero, M. (Diciembre de 2010). *Guía Técnica del cultivo del plátano*.

Gupta, D. (2015). Methods for determination of antioxidant capacity: a review. *International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, 546 - 566.

Hafiza, N., Nabil, S., Muhammad, F., & McCullagh, J. (2017). Measurement of total phenolic content and antioxidant activity of aerial parts of medicinal plant *Coronopus didymus*. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*, 792 - 801.
<https://doi.org/10.1016/j.apjtm.2017.07.024>

Haifa. (3 de Marzo de 2014). https://www.haifa-group.com/sites/default/files/crop/Banana_Spanish.pdf

Heo, H., Kim, Y., Chung, D., & Kim, D. (2007). Antioxidant capacities of individual and combined phenolics in a model system. *Food Chemistry*, 104(1), 87 - 92.
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.11.002>

Huang, D., Ou, B., & Prior, R. (2005). The Chemistry behind Antioxidant Capacity Assays. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53(6), 1841 - 1856.
<https://doi.org/10.1021/jf030723c>

Infoagro Systems. (2022). https://www.infoagro.com/frutas/frutas_tropicales/platano.htm

INIAP. (2015). Obtenido de Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias:
<https://www.iniap.gob.ec/banano-platano-y-otras-musaceas/>

INIAP. (Diciembre de 2021). https://www.iniap.gob.ec/wp-content/uploads/2022/01/Proyecto%20COE_2021_12_29.pdf

- Kabera, J., Semana, E., Mussa, A., & He, X. (2014). Plant Secondary Metabolites: Biosynthesis, Classification, Function and Pharmacological Properties. *Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 2(7), 377 - 392.
- Kachroo, A., & Robin, G. (2013). Systemic signaling during plant defense. *Current Opinion in Plant Biology*, 16(4), 527 - 533. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2013.06.019>
- Karadag, A., Ozcelik, B., & Saner, S. (2009). Review of Methods to Determinate Antioxidant Capacities. *Food Analytical Methods*, 2(1), 41 - 60. <https://doi:10.1007/s12161-008-9067-7>
- Khatiwora, E., Adsul, V., Kulkarni, M., Deshpande, N., & Kashalkar, R. (2010). Spectroscopic determination of total phenol and flavonoid contents of *Ipomoea carnea*. *International Journal of ChemTech Research*, 2(3), 1698 - 1701.
- Kolton, A., Dlugosz, O., Wojciechowska, R., & Czaja, M. (2022). Biosynthesis Regulation of Folates and Phenols in Plants. *Scientia Horticulturae*, 291. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2021.110561>.
- Kumar, S., Abedin, M., Singh, A., & Das, S. (2020). Role of Phenolic Compounds in Plant-Defensive Mechanisms. En R. Lone, R. Shuab, & A. Kamili, *Plant Phenolics in Sustainable Agriculture*. Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-15-4890-1_22
- Li, Y., Kong, D., Fu, Y., Sussman, M., & Wu, H. (2020). The effect of developmental and environmental factors on secondary metabolites in medicinal plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 148, 80 - 89. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2020.01.006>
- Loizzo, M., Pacetti, D., Lucci, P., Núñez, O., Menichini, F., Frega, N., & Tundis, R. (2015). *Prunus persica* var. *platycarpa* (Tabacchiera Peach): Bioactive compounds and

antioxidant activity of pulp, peel and seed ethanolic extracts. . *Plants Foods for Human Nutrition*, 70, 331 - 337. <https://doi.org/10.1007/s11130-015-0498-1>

Lopes, S., Vanz, C., Manso, S., de Almeida, M., & Maraschin, M. (2020). Banana (*Musa* spp.) as a Source of Bioactive Compounds for Health Promotion. En M. Siddiq, J. Ahmed, & M. Lobo, *Handbook of Banana Production, Postharvest Science, Processing Technology, and Nutrition* (págs. 227 - 244). <https://doi.org/10.1002/9781119528265.ch12>

Madaan, R., Bansal, G., Kumar, S., & Sharma, A. (2011). Estimation of total phenols and flavonoids in extracts of *Actea spicata* roots and antioxidant activity studies. *Indian Journal of Pharmaceutical Sciences*, 666 - 669. <https://doi:10.4103/0250-474X.100242>

Mandal, S., Chakraborty, D., & Dey, S. (2010). Phenolics acids act as signaling molecules in plant-microbe symbioses. *Plant signaling & behavior*, 359 - 368. <https://doi.org/10.4161/psb.5.4.10871>

Manzo, G., Orozco, M., Martínez, L., Garrido, E., & Canto, B. (2014). Enfermedades de importancia cuarentenaria y económica del cultivo de banano. *Revista mexicana de fitopatología*, 32(2), 89 - 107.

Marschner, H. (2011). *Marschner's mineral nutrition of higher plants*. Academic press.

Martínez, A. (2003). *Manejo de la enfermedad del moko o ereke en el cultivo del plátano para la orinoquía colombiana*. <http://hdl.handle.net/20.500.12324/16729>

Mishra, K., Ojha, H., & Chaudhury, N. (2012). Estimation of antiradical properties of antioxidants using DPPH assay: A critical review and results. *Food Chemistry*, 1036 - 1043. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.07.127>

- Nelson, S., Ploetz, R., & Kepler, A. (2006). Musa species (banana and plantain). En *Traditional trees of Pacific Islands*. Permanent Agriculture Resources. https://www.doc-developpement-durable.org/file/Culture/Arbres-Bois-de-Rapport-Reforestation/FICHES_ARBRES/Arbres-non-classes/Musa-banana-plantain.pdf
- Odjakova, M., & Hadjiivanova, C. (2001). The complexity of pathogen defense in plants. *Bulgarian Journal of Plant Physiology*, 27(1-2), 101 - 109.
- Pandey, R. (2015). Mineral Nutrition of Plants. En B. Bahadur, M. Venkat, L. Sahijram, & K. Krishnamurthy, *Plan Biology and Biotechnology* (págs. 499 - 538). Springer.
- Pardo, J., López, D., Ceballos, G., Alvarez, E., & Cuellar, W. (2019). Detection of *Ralstonia solanacearum* phylotype II, race 2 causing Moko disease and validation of genetic resistance observed in the hybrid plantain FHIA-21. *Tropical Plant Pathology*, 44, 371 - 379. <https://doi.org/10.1007/s40858-019-00282-3>.
- Rao, M., Mohd, K., Muhammad, A., & Ado, B. (2014). Taxonomical, Phytochemical and Pharmacological Reviews of *Musa sapientum* var. *Paradisiaca*. *Research Journal of Pharmacy and Technology*, 7(11), 1356 - 1361.
- Samanta, A., Das, G., & Das, S. (2011). Roles of flavonoids in plants. *International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, 100(6), 12 - 35.
- SENASICA. (2019). *Moko del plátano (Ralstonia solanacearum raza 2)*. <https://prod.senasica.gob.mx/SIRVEF/ContenidoPublico/Fichas%20tecnicas/Ficha%20T%C3%A9cnica%20de%20Moko%20del%20platano.pdf>
- Sepúlveda, G., Porta, H., & Rocha, M. (2004). La Participación de los Metabolitos Secundarios en la Defensa de las Plantas. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 21(3), 355 - 363.

- Simirgiotis, M., & Schmeda, G. (2010). Determination of phenolic composition and antioxidant activity in fruits, rhizomes and leaves of the white strawberry (*Fragaria chiloensis* spp. *chiloensis* form *chiloensis*) using HPLC-DAD-ESI-MS and free radical quenching techniques. *Journal of Food Composition and Analysis*, 545 - 553. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2009.08.020>
- Sirijovski, N., Lundqvist, J., Rosenback, M., Elmlund, H., Al-Karadaghi, S., Willows, R., & Hansson, M. (2008). Substrate-binding Model of the Chlorophyll Biosynthetic Magnesium Chelatase BchH Subunit. *Journal of Biological Chemistry*, 283(17), 11652 - 11660. <https://doi.org/10.1074/jbc.M709172200>
- Soto, E., Rodríguez, Y., Loango, N., & Landázuri, P. (2018). Extracts of *Tagetes patula* L. (Asteraceae): a bactericidal potential against Moko. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 9(5), 949 - 959. <https://doi.org/10.29312/remexca.v9i5.1504>
- Sulaiman, C., & Balachandran, I. (2012). Total Phenolixs and Total Flavonoids in Selected Indian Medicinal Plants. *Indian Journal of Pharmaceutical Sciences*, 258 - 260. <https://doi.org/10.4103%2F0250-474X.106069>
- Teow, C., Truong, V., R, M., Thompson, R., Pecota, K., & Yencho, G. (2007). Antioxidant activities, phenolic and B-carotene contents of sweet potato genotypes with varying flesh colours. *Food Chemistry*, 103(3), 829 - 838. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.09.033>.
- Tomas, F., Gil, M., Cremin, P., Waterhouse, A., Hess, B., & Kader, A. (2001). HPLC-DAD_ESIMS analysis of phenolic compounds in nectarines, peaches, and plums. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49(10), 4748 - 4760. <https://doi.org/10.1021/jf0104681>.

- Ulloa, S., Wolf, E., & Armendáriz, I. (2017). Effect of plant density on growth and yield in Barraganete plantain (*Musa paradisiaca* (L.) AAB cv. Curare enano) for a single harvest cutting in Provincia de Los Ríos, Ecuador. *Acta Agronómica*, 66(3), 367 - 372. <https://doi.org/10.15446/acag.v66n3.52198>
- Velázquez, J., & Cisneros, L. (2009). Correlations of Antioxidant Activity against Phenolic Content Revisited: A New Approach in Data Analysis for Food and Medicinal Plants. *Journal of Food Science*, 74(9), R107-R113. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2009.01352.x>
- Zaynab, M., Fátima, M., Abbasc, S., Sharif, Y., Umair, M., Hammad, M., & Bahadar, K. (2018). Role of secondary metabolites in plant defense against pathogens. *Microbial Pathogenesis*, 124, 198 - 202. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2018.08.034>
- Zaynab, M., Fatima, M., Sharif, Y., Zafar, M., Ali, H., & Khan, K. (2019). Role of primary metabolites in plant defense against pathogens. *Microbial Pathogenesis*, 137. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2019.103728>
- Zulperi, D., Sijam, K., Mior, Z., & Awang, Y. (2014). Occurrence of *Ralstonia solanacearum* Race 2 Biovar 1 Associated with Moko Disease of Banana (*Musa paradisiaca* cv. Nipah) in Malaysia. *Journal of Phytopathology*, 162(10), 697 - 702. <https://doi.org/10.1111/jph.12233>