

ESCUELA POLITÉCNICA DEL LITORAL

Facultad de Ingeniería en Mecánica y Ciencias de la Producción

“Impacto de las Aplicaciones de un Mineral Bio-activo sobre
Parámetros Agronómicos y Fitosanitarios en Plantas de Banano
del Grupo Cavendish, Variedad Williams a Nivel de Laboratorio e
Invernadero”

TESIS DE GRADO

Previo a la obtención del Título de:

INGENIERO AGROPECUARIO

Presentada por:

Félix Miguel Hasing Larreátegui

GUAYAQUIL – ECUADOR

Año: 2007

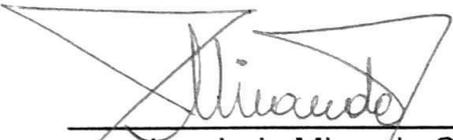
AGRADECIMIENTO

Agradezco al Centro de Investigación Biotecnológica de Ecuador (CIBE), a su personal de mantenimiento, invernadero, laboratorios, administración, dirección y de manera especial al departamento de fitopatología.

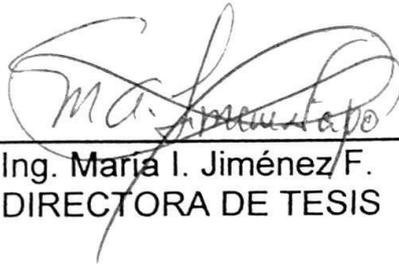
DEDICATORIA

A mi familia: Felix Hasing
Lock, Bolívar Hasing Lama,
July de Hasing Larreátegui,
Viviana Hasing Larreátegui y
Minina Kvartalova.

TRIBUNAL DE GRADUACION



Ing. Luis Miranda S.
DELEGADO DECANO FIMCP
PRESIDENTE



Ing. María I. Jiménez F.
DIRECTORA DE TESIS



Ing. Daniel Navia M.
VOCAL



Ing. Manuel Donoso B.
VOCAL



DECLARACIÓN EXPRESA

“La responsabilidad del contenido de esta Tesis de Grado, me corresponden exclusivamente; y el patrimonio intelectual de la misma a la ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL”

(Reglamento de Graduación de la ESPOL).



Félix Miguel Hasing Larreátegui

INDICE GENERAL

	Pág.
RESUMEN.....	I
INDICE GENERAL.....	IV
ABREVIATURAS.....	VIII
SIMBOLOGIA.....	IX
INDICE DE FIGURAS.....	X
INDICE DE TABLAS.....	XI
INTRODUCCION.....	1
CAPITULO 1	
1. BANANO Y SUS PROBLEMAS FITOSANITARIOS.....	3
1.1. Banano.....	3
1.1.1. Origen, Descripción.....	3
1.1.2. Variedades Usadas en Ecuador.....	5
1.1.3. Importancia Económica y su Distribución Geográfica en el Ecuador.....	5
1.2. Sigatoka negra.....	8
1.2.1. Agente causal: <i>Mycosphaerella fijiensis</i>	9
1.2.2. Ciclo de <i>M. fijiensis</i> en el la Planta Banano.....	10
1.2.3. Sintomatología de la Enfermedad.....	11

1.2.4. Controles de la Enfermedad Usados en Ecuador.....	12
--	----

CAPITULO 2

2. NUTRICION DEL BANANO.....	14
2.1. Nutrición del Banano.....	14
2.1.1. Introducción.....	14
2.1.2. Función de los Micro-elementos.....	16
2.1.3. Función de los Macro elementos.....	23
2.1.4. Fertilización del Banano.....	28
2.2. El Silicio en la Agricultura.....	29
2.2.1. Introducción.....	33
2.2.2. El Silicio en la Planta.....	37
2.2.3 .Absorción Foliar del Silicio.....	46
2.2.4. Nutrición Usando Silicio.....	53
2.3. Micro propagación.....	62
2.3.1. Introducción.....	62
2.3.2. Uso de Micro elementos como ingredientes en Medio cultivo.....	63
2.4 Efecto del Silicio Contra Enfermedades.....	64

CAPITULO 3

3. MATERIALES Y METODOLOGIA.....	61
----------------------------------	----

3.1. Materiales.....	71
3.1.1. Material Biológico: fungoso y vegetal.....	71
3.1.2. Materiales de Laboratorio e Invernadero.....	71
3.2. Bio-ensayo con plantas In Vitro.....	73
3.2.1. Evaluación Agronómica de los Tratamientos In Vitro.....	73
3.2.2. Evaluación Agronómica de los Tratamientos Continuados en Invernadero.....	75
3.2.3. Evaluación de los Tratamientos In Vitro en plantas Inoculadas con <i>M.fijiensis</i>	76
3.3. Bio-ensayo con plantas In Vivo.....	77
3.3.1. Evaluación Agronómica de los Tratamientos In Vivo.....	77
3.3.2. Evaluación de los Tratamientos In Vivo en Plantas Inoculadas con <i>M. fijiensis</i>	79
3.3.3. Evaluación In Vitro de los Tratamientos en Hojas Separadas	
3.3.3.A. Evaluación inoculando <i>M. fijiensis</i>	80
3.3.3.B. Evaluación utilizando extracto de crudo tóxico de <i>M. fijiensis</i>	80

CAPITULO 4

4. ANALISIS DE RESULTADOS.....	85
4.2. Bio-ensayo con plantas In Vitro.....	85
4.1.1. Evaluación Agronómica de los Tratamientos In Vitro.....	85

4.1.2. Evaluación Agronómica de los Tratamientos Continuados en Invernadero.....	87
4.1.3. Evaluación de los Tratamientos In Vitro en plantas Inoculadas con <i>M. fijiensis</i>	92
4.2. Bio-ensayo con plantas In Vivo.....	97
4.2.1. Evaluación Agronómica de los Tratamientos In Vivo.....	97
4.2.2. Evaluación de los Tratamientos In Vivo en Plantas Inoculadas con <i>M. fijiensis</i>	102
4.2.3. Evaluación In Vitro de los Tratamientos en Hojas Separadas.....	107
4.3.3.A. Evaluación inoculando <i>M. fijiensis</i>	107
4.3.3.B. Evaluación utilizando extracto de crudo tóxico de <i>M. fijiensis</i>	109

CAPITULO 5

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	111
--	-----

APENDICES

BIBLIOGRAFIA

ABREVIATURAS

cm	Centímetro
ETC	Extracto de crudo tóxico
g	Gramos
ml	Mililitros
ppm	Partes por millón
Spad	Unidades usadas por el equipo SPAD-502, esta unidad se basa en la refracción de luz de la clorofila. La luz refractada es inversamente proporcional a la luz absorbida por la clorofila.
UPA	Unidad de Producción Agrícola

SIMBOLOGIA

pH Potencial hidrogenado

INDICE DE FIGURAS

Figura 1.1	Ciclo de <i>M.fijiensis</i> en banano.....	10
-------------------	--	----

INDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Distribución de las zonas bananeras del Ecuador según el Ex programa Nacional del Banano.....	6
Tabla 2. Elementos minerales en las plantas.....	13
Tabla 3. Características estructurales y procesos en los que esta Involucrado el silicio.....	34
Tabla 4. Área bajo la curva de los parámetros de desarrollo de meristemas de banano.....	72
Tabla 5. Área bajo la curva de los parámetros de desarrollo de plantas del bio-ensayo <i>In Vitro</i>	74
Tabla 6. Mediciones de clorofila (spad) realizadas a las hojas de plantas de banano del bio-ensayo <i>In Vitro</i>	76
Tabla 7. Área bajo la curva de la infección causada por <i>M. Fijiensis</i> en plantas del bio-ensayo <i>In Vitro</i>	78
Tabla 8. Porcentaje del daño causado por <i>M.fijiensis</i> en plantas de banano del bio-ensayo <i>In Vitro</i>	80
Tabla 9. Área bajo la curva de los parámetros de desarrollo de plantas de banano en Invernadero.....	82
Tabla 10. Mediciones de clorofila (spad) realizadas a las hojas de plantas de banano del bio-ensayo <i>In Vivo</i>	84
Tabla 11. Porcentaje del contenido de silicio de plantas de banano, variedad Williams (cavendish, aaa).....	86
Tabla 12. Area bajo la curva de la infección causada por <i>M. Fijiensis</i> en plantas del bio-ensayo <i>In Vivo</i>	88
Tabla 13. Porcentaje del daño causado por <i>M. fijiensis</i> en plantas del bio-ensayo <i>In Vivo</i>	90
Tabla 14. Área bajo la curva de la infección causada por <i>M. fijiensis</i> en hoja separada	92
Tabla 15. Área bajo la curva del daño causado por el extracto de crudo tóxico en hoja separada.....	94

RESUMEN

La presente investigación se realizó en el laboratorio de Fitopatología del Centro de Investigaciones Biotecnológicas del Ecuador (CIBE), edificio PROTAL de la Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL) en el Campus Gustavo Galindo. La ESPOL se encuentra ubicada en el Km 30.5 de la vía Perimetral a 80 m.s.n.m dentro de un clima seco tropical en la ciudad de Guayaquil, Ecuador.

Durante el periodo comprendido entre septiembre 2006 y junio 2007 se realizaron todos los ensayos correspondientes a la investigación que buscaba estudiar el Impacto de las Aplicaciones de un Mineral Bio-activo sobre Parámetros Agronómicos y Fitosanitarios en Plantas de Banano del Grupo Cavendish, Variedad Williams a Nivel de Laboratorio e Invernadero. Los ensayos realizados se enfocaron en fito-protección y nutrición de banano.

Con este propósito se seleccionaron 5 concentraciones del mineral bio-activo, Silicio, que fueron las siguientes: 5, 50, 500 y 5000 ppm, cada una con pH regulado y no regulado. El impacto del Silicio fue estudiado en dos grupos de plantas. El primer grupo durante su fase *In Vitro* se desarrollo en medio enriquecido con Silicio, mientras que el segundo grupo no.

Ambos grupos recibieron aplicaciones de Silicio cuando ingresaron al periodo de invernadero.

Parámetros agronómicos fueron medidos tanto en fase In Vitro como en invernadero. Cuando los grupos de plantas alcanzaron la cuarta semana en invernadero fueron inoculados con *M.fijiensis*. Después de la inoculación cada grupo fue dividido en dos subgrupos. Un subgrupo continuó con las aplicaciones de Silicio establecidas y el otro grupo suspendió sus aplicaciones. Para la evaluación de los tratamientos se usaron escalas de sintomatología y daño porcentual. Se tomaron muestras foliares de todos los grupos de plantas para su inoculación en laboratorio. Así se pudo monitorear, también, el desarrollo del patógeno en condiciones controladas.

Al grupo de plantas que no recibió Silicio durante su fase In Vitro se le realizaron pruebas adicionales. Entre estas pruebas tenemos: exposición de muestras foliares al extracto de crudo tóxico de *M. fijiensis* y análisis químico (cantidad de Silicio).

Los resultados de la investigación muestran, a nivel In Vitro, un mayor desarrollo de los parámetros agronómicos en las plantas que crecieron en medios enriquecidos con silicio en las concentraciones 50 ppm y 500 ppm. Estas mismas concentraciones obtuvieron también los mejores resultados en

invernadero. La aplicación de silicio con pH regulado y no regulado no aumentó la cantidad de clorofila presente en las plantas.

El uso de silicio retardó el desarrollo de los síntomas ocasionados por *M.fijiensis* su acción fue mas notoria en las dosis más elevadas. La acción de las aplicaciones de silicio disminuyeron la severidad de la enfermedad.

INTRODUCCION

La investigación realizada busca conocer cual es el Impacto de las Aplicaciones de un mineral bio-activo sobre parámetros agronómicos y fitosanitarios en plantas de banano del grupo Cavendish, variedad Williams a nivel de laboratorio e invernadero, dirigido a la obtención de nuevas alternativas en la fertilización y fitoprotección del cultivo del banano. En la actualidad, para llegar a una producción satisfactoria de banano se utiliza la fertilización mineral y los pesticidas debido a que son soluciones eficaces. A pesar de que el banano es el principal cultivo del país no existen los suficientes centros de investigación ni el número de profesionales en el área que planteen nuevas alternativas y que las ofrezcan al sector bananero.

Acorde al tiempo en que vivimos estas alternativas deben ser eficientes, eficaces y sobre todo guardar armonía con el medio ambiente. Dentro de este marco, con el antecedente de investigaciones realizadas en varios países y siendo el segundo mineral más abundante en la tierra se ha elegido en el silicio, mineral bio-activo, como objeto de estudio.

La investigación se enfoca en validar la hipótesis de que las aplicaciones de Silicio, en diferentes concentraciones, puede presentar un efecto directo o indirecto sobre el patógeno *Mycosphaerella fijiensis*, causante de la

enfermedad conocida como Sigatoka negra. Dentro del tema también se ha planteado evaluar la respuesta agronómica y fisiológica del banano.

Para el desarrollo de la investigación se usaron plantas de banano del grupo Cavendish, variedad Williams, bajo condiciones In Vivo e In Vitro. Utilizando el Diseño Experimental Completamente al Azar se analizaron los efectos de las aplicaciones de silicio.

El efecto de este elemento se evaluó con la toma de parámetros agronómicos, fitosanitarios y nutricionales; los mismos que fueron usados en los análisis estadísticos paramétricos y no paramétricos para conocer si existe o no relación entre las concentraciones de silicio utilizadas y el daño causado por *M. fijiensis*.

Se espera que el resultado de la investigación establezca la influencia del Silicio en el banano contra la infección de *M. fijiensis*. De esta manera se ofrecerá una alternativa para la prevención de la enfermedad, evitando la aplicación de pesticidas que causan la contaminación del ambiente y consecuentemente la resistencia del patógeno.

CAPITULO 1

1. BANANO Y SUS PROBLEMAS FITOSANITARIOS.

1.1. Banano.

1.1.1 Origen y Descripción.

Las Musáceas silvestres se encuentran distribuidas desde el Pacífico hasta el oeste de África, pero son principalmente encontradas al sur-este de Asia en la región de Nueva Guinea [28].

El banano pertenece al género Musa de la familia Musáceas del orden Zingiberales. No posee tronco, en su lugar presenta vainas foliares que forman una estructura llamada pseudotallo [28, 56].

El tallo verdadero es el rizoma subterráneo o también llamado cormo, su tamaño esta relacionado con la parte aérea de la planta. La sección apical del cormo contiene tejidos meristemáticos de los cuales se desarrolla el sistema vascular que comunica la parte aérea con la parte subterránea [37].

Como el resto de las monocotiledóneas, posee un sistema de raíces adventicio que se origina del rizoma. El poder radicular de las raíces es débil [35, 49].

Las hojas son de color verde o amarillo verdoso, sus bordes lisos y sus nervaduras pinnadas. La planta llega a tener entre 10 a 15 hojas funcionales durante la floración y de 5 a 10 hojas durante la cosecha. Las flores están agrupadas en racimos de 10 a 20 y protegidas por brácteas de color púrpura [28].

1.1.2. Variedades Usadas en Ecuador.

En Ecuador existen las condiciones ambientales que le han permitido abastecer al mercado mundial durante todo el año. Las variedades usadas en la producción bananera son: Valery, Grand Cavendish, Grand Naine, y Lacatán [7].

1.1.3. Importancia Económica y su Distribución Geográfica en el Ecuador.

Importancia Económica

Desde 1990 las exportaciones totales del Ecuador mantienen un crecimiento moderado, no así la exportación bananera que adquiere un incremento acelerado en volumen y dólares. De esta forma el banano ha pasado a ocupar un sobresaliente lugar en el grupo de productos primarios, destacándose el ingreso significativo de divisas que el país recibe del sector [34].

La actividad bananera es de vital importancia para la economía del país, esta ha llegado a representar el 25% de las exportaciones totales, como sucedió en 1997 y en 1998 cuando

los valores exportados fueron de 1337 y 1070 millones de dólares respectivamente [6].

En cuanto al PIB, la producción de banano contribuyó con el 2% en el año 2000 y con el 5,4% en el 2002. Con respecto al PIB Agrícola su aportación fue del 16% en el 2000 y 31,2% en el 2002 [6, 51].

Distribución Geográfica en el Ecuador

La producción de banano, como monocultivo, cuenta con un 84% en la región costa y 12% en la región Sierra. Los Ríos, Guayas y El Oro son las principales provincias productoras, entre ellas abarcan el 77% de la superficie sembrada. En la costa se encuentran las UPAs de mayor extensión, así el 44% se encuentra en esta región y el 41% en la Sierra [6, 51].

Casi todo el Banano producido en nuestro país proviene de la región costeña. El Ex – Programa Nacional del Banano,

organización encargada de controlar y fomentar el cultivo, distribuyó las áreas bananeras de la siguiente forma:

TABLA 1
DISTRIBUCIÓN DE LAS ZONAS BANANERAS DEL ECUADOR
SEGÚN EL EX – PROGRAMA NACIONAL DEL BANANO (SICA,
2001).

Zona	Situación
Norte	Ubicada en la provincia de Esmeraldas y Pichincha. Abarca las zonas bananeras de Quinde, Esmeraldas y Santo domingo de los Colorados.
Central	Abarca las áreas bananeras de Quevedo, Provincia de Los Ríos; La Maná, Provincia del Cotopaxi y Velasco Ibarra Provincia del Guayas.
Sub - central	Localizada en la Provincia de Los Ríos, comprende las áreas localizadas en Puebloviejo, Urdaneta, Ventanas y el cantón Balzar en la provincia del Guayas.
Oriental - Milagro	Se extiende desde Naranjito, Milagro hasta Yaguachi en la Provincia del Guayas.
Oriental – El Triunfo	Situada en la Provincia del Guayas con incumbencia en el cantón El Triunfo, La Troncal en la provincia del Cañar y Santa Ana en la Provincia del Azuay.
Naranjal	Ocupa las localidades de naranjal, Balao y Tenguel.
Sur - Machala	Ubicada en la Provincia del Oro, comprende los cantones: Santa rosa, Arenilla, Guabo, Machala y Pasaje.

1.2. Sigatoka negra.

Origen a nivel mundial

La primera aparición de la Sigatoka negra en Latinoamérica tuvo lugar en Honduras en 1972. Entre 1981 y 1988 alcanzó la zona de Urabá – Colombia donde se encontraban cultivos asociados con banano. Ecuador detectó Sigatoka Negra por primera vez en 1987 en las haciendas Timbre, Flamingo y Victoria, localizadas en la provincia de Esmeraldas. La enfermedad se encuentra en todo el territorio e inclusive en pequeñas áreas cultivadas en las islas Galápagos [33, 49].

La Sigatoka negra es el principal problema fitopatológico del cultivo de banano y plátano en América Latina, Asia y África. Esta es causada por el hongo ascomiceto *M. fijiensis*, que entre sus características biológicas se encuentra una alta producción de ascosporas y un alto número de ciclos sexuales. Debido a esto, el patógeno tiene una elevada tasa de colonización de tejidos que le permite predominar sobre otras enfermedades foliares del banano menos agresivas [22].

Altera la fisiología de la planta, reduciendo su capacidad fotosintética al destruir el tejido foliar a través del desarrollo de manchas necróticas que afectan el desarrollo del racimo ocasionando considerables pérdidas en la producción. Causa severos daños en el follaje disminuyendo la respiración y la acción fotosintética de la planta. Como consecuencia hay una reducción del rendimiento entre un 50 y 100% y la maduración prematura de la fruta cosechada [5, 28, 49].

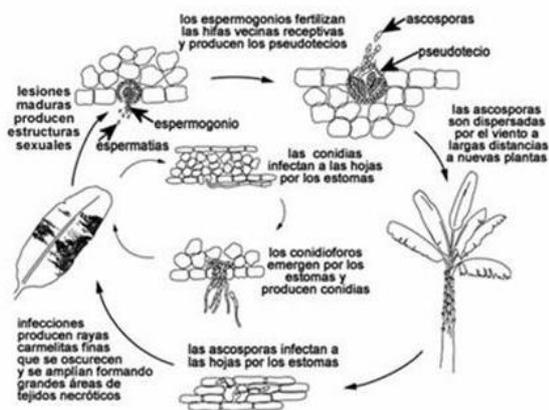
1.2.1. Agente causal: *Mycosphaerella fijiensis*.

El agente causal es el hongo Ascomycete llamado *M. fijiensis*, el cual se produce en forma sexual y asexual durante su ciclo de vida. La fase asexual presenta el desarrollo de conidióforos, estructuras donde se producen esporas asexuales llamadas conidias [3, 10].

La fase sexual es la más importante, ya que se produce un gran número de ascosporas, en estructuras llamadas pseudotecios. Las ascosporas de *M. fijiensis*, son las principales fuentes de inóculo y el medio de dispersión a grandes distancias [4, 10].

1.2.2. Ciclo de *M. fijiensis* en el la Planta Banano.

M. fijiensis es el patógeno causante de la Sigatoka negra. Se reproduce tanto sexual como asexualmente. La fase de reproducción asexual se da a partir de las primeras lesiones de la enfermedad, donde se observa la presencia de conidióforos que salen de los estomas, principalmente, en el envés de las hojas [3, 18].



Ciclo de la enfermedad Sigatoka negra

FIGURA 1.1. CICLO DE *M.FIJIENSIS* EN BANANO

La fase sexual es la más importante en la reproducción de la enfermedad, porque produce gran cantidad de ascosporas, que se desarrollan en cuerpos fructíferos llamados peritecios. Tanto

los conidias como las ascosporas son las estructuras de diseminación de la enfermedad [3, 18].

1.2.3. Sintomatología de la Enfermedad.

Los síntomas de Sigatoka Negra se manifiestan en hojas jóvenes, ocasionando un daño en los tejidos fotosintetizadores [33].

Los primeros síntomas de la Sigatoka negra son manchas cloróticas muy pequeñas que aparecen en la superficie inferior (abaxial) de la tercera o cuarta hoja abierta. Las manchas crecen convirtiéndose en rayas de color marrón delimitadas por las nervaduras. El color de las rayas se tornan más oscuro con el tiempo y visibles en la superficie superior (adaxial). Luego las lesiones se amplían, tornándose fusiformes o elípticas, y se oscurecen aún más formando las rayas. El tejido adyacente frecuentemente tiene una apariencia como empapado o mojado, especialmente cuando está bajo condiciones de alta humedad [33].

1.2.4. Controles de la Enfermedad.

En general el control de la enfermedad se basa en una combinación de métodos que incluyen: cuarentenas, saneamiento por eliminación de plantas, cortes de secciones de las hojas afectadas y principalmente por la aplicación de aspersiones con fungicidas durante todo el año [1].

Para el control químico se utilizan fungicidas sistémicos y protectantes. Estos poseen un amplio espectro de acción y efectos múltiples sobre el patógeno de acuerdo al grupo químico al que pertenecen. A pesar de la eficacia de estos químicos, *M. fijiensis* ha desarrollado resistencia a algunos productos utilizados para su control [33].

La solución a largo plazo es sin duda la resistencia genética, el desarrollo de cultivares resistentes o tolerantes a Sigatoka negra es otra opción para la producción de banano. En Centro América

cultivares como: Chato, Pelipita, ABB han reemplazado a las plantaciones que son susceptibles [33].

CAPITULO 2

2. NUTRICION DEL BANANO.

2.1. Nutrición del Banano.

2.1.1. Introducción.

El estudio de la nutrición mineral de las plantas comprende un conjunto de conocimientos que apuntan a conocer la esenciabilidad de los elementos, como también el rol fisiológico que estos cumplen en la vida de las plantas [11, 21, 44].

La nutrición vegetal es muy compleja, para entenderla esta se basa en otras ciencias como: la fisiología, la bioquímica y la biología molecular de las plantas. Por otro lado como seres vivos, las plantas, de manera silvestre o dentro de un cultivo completan

su desarrollo e interactúan con la naturaleza, ligando también a la nutrición con otra ciencia como lo es la ecología [11, 21, 44].

Dentro de la Fisiología Vegetal existen 2 criterios clásicos para definir a un elemento como esencial o no esencial. El primero dice: un elemento es esencial si en caso de deficiencia la planta no puede culminar su ciclo de vida, el elemento debe estar directamente involucrado en la nutrición inorgánica de la planta. El segundo dice: el elemento debe formar parte de una molécula de un constituyente esencial de la planta o formar parte de un metabolito de la planta [11].

TABLA 2

ELEMENTOS MINERALES EN LAS PLANTAS (EPSTEIN, 1993)

Elemento	Rango de concentración (Peso seco)
	%
Nitrógeno	0.5 – 6
Fósforo	0.15 – 0.5
Azufre	0.1 – 1.5
Potasio	0.8 – 8
Calcio	0.1 – 6

Magnesio	0.05 – 1
	(ppm)
Hierro	20 – 600
Manganeso	10 – 600
Zinc	10 – 250
Cobre	2 – 50
Boro	0.05 – 5
Cloro	0.2 – 800
Molibdeno	10 – 80000
cobalto	0.1 – 10
	%
Sodio	0.001 - 8
Silicio	0.1 – 10
	ppm
Aluminio	0.1 - 500

2.1.2. Función de los Micro-elementos.

Zinc (Zn)

Este microelemento interviene en la síntesis de auxinas (reguladoras de crecimiento) y participa como activador de varias enzimas como: la deshidrogenasa alcohólica, la dismutasa de súperóxidos y la anhidrasa carbónica [44].

El Zn tiene un papel muy relevante como activador de enzimas responsables de la síntesis de triptófano que a su vez es precursor de la auxina AIA (ácido indol acético) [44].

Hierro (Fe)

El Fe es componente de los grupos hemo unidos a las porfirinas, en detalle esta presente en la actividad del citocromo f, b 559, c y b. Esta presente en enzimas respiratorias como: peroxidasa, catalasa, ferredoxina y citocromo-oxidasa. También es componente de las llamadas proteínas hierro – azufre y otros complejos Fe-S que actúan en mitocondrias y en tilacoides en procesos fotosintéticos [11, 21, 44].

El Fe cumple un papel relevante en la cadena de transporte de electrones de la mitocondria, que es donde se genera la mayoría del ATP en la fosforilización oxidativa. Este elemento es cofactor de una súper oxido dismutasa, cuya función es controlar la peligrosidad del ión oxígeno [44,11].

Molibdeno (Mo)

El Mo es absorbido como anión molibdato, puede ser tomado por las plantas en grandes cantidades sin causar efectos dañinos. Gran parte de este microelemento se encuentra en la enzima nitrato reductasa de las raíces y tallos de las plantas superiores [11, 31, 44].

Manganeso (Mn)

El Mn tiene un papel importante en el fotosistema 2, específicamente en la fotólisis del agua. Al igual que el Fe, el Mn también activa una superóxido dismutasa. Esta enzima actúa sobre el ácido indol acético, que al acumularse se vuelve tóxico para las plantas [11,44].

Sodio (Na)

El Na es muy similar al K, por esto la mayoría de las plantas lo ha excluido del metabolismo durante la evolución. Existen varias diferencias entre las plantas que lo acumulan como lo son:

espinaca, remolacha, avena, etc. En base a estas diferencias se pueden establecer 4 grupos [44]:

1. Plantas que ante la insuficiencia de K estimulan su crecimiento con Na, como sucede en el caso del: tomate, avena, arroz.
2. Plantas en las que el Na estimula su crecimiento a pesar de tener niveles suficientes de K. Entre estas tenemos: algodón, apio y remolacha.
3. Plantas en las que el Na sería esencial, tal es el caso de las CAM, halófitas y en varias plantas C4 (maíz).
4. Plantas en las que no existe respuesta positiva al Na bajo ninguna condición tales como: poroto, lechuga, papa y frutales caducos.

Es un estimulante del alargamiento celular, puede reemplazar al K en la activación de la ADP – glucosapirifosforilasa, compuesto que interviene en la síntesis del almidón. LA deficiencia de Na causa clorosis, necrosis e inclusive impide la formación de flores en plantas que necesitan de este elemento en su nutrición [21].

Níquel (Ni)

El Ni participa en el metabolismo del nitrógeno de las leguminosas, cuando existe deficiencia en estas plantas se produce una acumulación de urea causando la necrosis de los folíolos. Niveles insuficientes de Ni tienen efectos en el crecimiento, metabolismo, envejecimiento y absorción de Fe de las plantas; por otro lado parece tener un papel en la resistencia a enfermedades [21].

Cobre (Cu)

El Cu enlazado a enzimas participa reacciones de oxidación-reducción con la excepción de ciertas amino oxidasas y galactooxidasas [21].

Más de la mitad del Cu de las plantas se encuentra formando parte estructural de la plastociana, proteína componente de la cadena de transporte de electrones en el fotosistema 1 en la fotosíntesis. Además se encuentra en la estructura de una enzima que es clave en la formación de lignina [11, 44].

Cobalto (Co)

La exigencia de Co en las plantas superiores no ha sido establecida aun, pero es requerido por plantas que reciben beneficios de su presencia indirectamente, como en el caso de las plantas fijadoras de N [11].

Cuando este tipo de plantas, fijadoras de N, se encuentra en presencia de amonio, nitrato o aminoácidos no es posible demostrar los beneficios indirectos que recibe por la presencia de Co. Sin embargo cuando estas plantas dependen únicamente del N atmosférico, el Co es necesario para su crecimiento [11].

Esto se debe a que las bacterias con las que este tipo de planta mantiene una simbiosis y que fijan el N al suelo necesitan de Co. Este elemento forma parte de la cobalamina, complejo enzimático, con la que funcionan estas bacterias [11].

Boro (B)

La mayoría de los roles fisiológicos y bioquímicos del B permanecen inciertos y aun hay mucho por estudiar [11, 44].

Este elemento está relacionado con la estructura de la pared celular y con sustancias pépticas asociadas a la misma. Durante la formación de la pared secundaria, estas son reforzadas por azúcares como la lignina y suberina. Es aquí donde el B actúa sirviendo de enlace de las moléculas de un polisacárido que se encuentra en la pared llamado Ramnogalacturonano II (RGII) [11].

El B actúa en la síntesis de bases nitrogenadas como uracilo, el cual es componente del RNA. Afectándose la síntesis de RNA se altera la síntesis de proteínas, además al afectar la síntesis de uracilo, básico para la formación de sacarosa, se acumulan azúcares simples y no llega sacarosa a los frutos, brotes de crecimiento y raíces de crecimiento [21, 44].

Cloro (Cl)

Las funciones del Cl todavía no están completamente definidas, puede tener varias funciones debido a su alta movilidad dentro de las plantas. Puede ser tolerado en un amplio rango de concentración a pesar de que sus requerimientos mínimos son muy bajos [31, 44].

Es un regulador de la presión osmótica y produce el balance de los cationes en la savia celular de las células vegetales. Actúa como anión durante los flujos rápidos de K, contribuyendo así a mantener la turgencia y balanceando el exceso de cargas positivas en el interior de la célula [21, 31, 44].

2.1.3. Función de los Macro elementos.

Nitrógeno (N)

El N es un elemento muy dinámico, se encuentra circulando entre la atmósfera, el suelo y organismos vivos. Durante este ciclo en la naturaleza el N sufre cambios producidos por factores físico-químicos y biológicos [31].

Entre los procesos en los que esta involucrado el N en el ambiente tenemos: Fijación biológica del N al suelo (Microorganismos), Amonificación, Nitrificación, Denitrificación, Mineralización y Volatilización [31].

Entre otras funciones interviene en las síntesis y transporte de fitohormonas. Se ha demostrado que niveles altos de N hacen que las citoquininas que se encuentran en las raíces se movilicen hacia la parte aérea de la planta retardando la senescencia. Al contrario bajos niveles de N estimula la síntesis de ABA de la raíces y su transporte a la parte aérea. Causando el cierre de estomas y acelerando la senescencia, al estimularse la producción de etileno [44].

Fósforo (P)

Posee un papel estructural en los ácidos nucleicos, en fosfolípidos (forma parte de los cloroplastos) y en algunas coenzimas y fosfoproteínas. Tiene la capacidad de modificar proteínas de manera irreversible [11, 44].

La mayor importancia del P es que forma parte de los metabolitos energéticos AMP, ADP y el ATP; este último es el compuesto transportador de la energía dentro de la planta. Juega un rol enzimático en la síntesis y degradación del almidón producido por las plantas tanto en el día como en la noche [11, 44].

Potasio (K)

En las plantas es el catión de mayor importancia no solo considerando su contenido en los tejidos sino también su participación en funciones fisiológicas y bioquímicas [31].

Activa alrededor de 60 enzimas, su gran actividad enzimática se debe a su bajo radio iónico que le permite una gran movilidad al pasar por las membranas. Puede ser reemplazado parcialmente por otros iones monovalentes, entre sus roles enzimáticos más importantes tenemos la acción sobre la enzima sintetasa del almidón (generadora de almidón a partir de azúcares simples). Esta enzima también puede ser activada en un 50% por iones como: Rb, Cs y Amonio [11, 44].

Azufre (S)

Participa de la estructura de las proteínas y aminoácidos. En la Cisteína y la Metionina en la proporción del 10% y en las proteínas en un 90%. Forma parte del Glutathione, agente que interviene en la reducción de sulfatos (forma en que S es asimilado). Esta presente en la ferredoxina (proteína con Fe y con S), importante en el proceso de fotosíntesis. Su acción también está ligada a las vitaminas sulfuradas como la biotina, tiamina y coenzima A [26, 44].

Calcio (Ca)

El Ca es componentes de los pectatos de calcio importantes en la estructura de la pared celular. A partir de los años 80 se conoce un rol enzimático del Ca a través de la calmodulina, que es una proteína con 148 aminoácidos con 4 átomos de Ca presente en la pared celular [11, 44].

Este elemento cumple un rol en la selectividad del transporte de iones que atraviesan la membrana celular. De esta manera se

previene la integridad de la membrana y por consiguiente de las sustancias que ingresan al citoplasma [11].

Este elemento interviene en la división celular por lo tanto estimula el desarrollo de raíces y hojas en p las plantas. Una carencia de niveles adecuados de Ca causa la pérdida de selectividad de la membrana celular, provocando la entrada libre de iones tóxicos o metales pesados como el Al. Es responsable de la fusión del aparato de golgi y su ausencia induce a trastornos en el metabolismo celular [44].

Magnesio (Mg)

La importancia del Mg radica en que es el centro de las moléculas de clorofila a y clorofila b ubicadas en los cloroplastos. Además mantiene las configuraciones de estas moléculas, por lo tanto es básico para el proceso de fotosíntesis. [11].

En el proceso de fijación de dióxido de carbono, el Mg activa específicamente a la enzima rubisco, haciendo que la misma incorpore más dióxido de carbono. Es por esto que que tiene un

efecto positivo en la asimilación de dióxido de carbono y procesos asociados como la producción de azúcares y almidón [44].

2.1.4. Fertilización del Banano.

En el Ecuador se ha determinado que los minerales indispensables que deben ser aplicados al suelo son el nitrógeno y el potasio, independientemente de este criterio los fertilizantes a aplicarse deben ser escogidos en función de la zona o región del cultivo [15].

El estado nutricional en los estadios tempranos de desarrollo, especialmente de K, es muy importante ya que determinará el rendimiento de los frutos. Estudios realizados en 19 países productores de banano permitieron conocer que las dosis de fertilizantes recomendadas alcanzarían a 211 kg N/ha/año, 35 kg P/ha/año y 323 kg K/ha/año. Para el caso del N, en la producción de banano alrededor del mundo se utilizan dosis entre 100 y 600

kg N/ha/año. En la mayoría de las zonas bananeras de América Latina se utilizan dosis de alrededor de 300 kg N/ha/año [51].

Se ha demostrado que la planta de banano aprovecha los nutrientes presentes en el suelo desde poco después del trasplante entre 2 y 3 meses hasta el inicio de la floración. Luego de la diferenciación floral, la planta sostiene su crecimiento y llena el racimo con los nutrientes almacenados. Por esta razón, en el manejo de fertilizantes se recomienda aplicar nutrientes hasta un poco antes de la floración, para luego concentrar los esfuerzos en el brote sucesión [51].

2.2. El Silicio en la Agricultura.

El silicio es el segundo mineral más abundante en la tierra. Se encuentra formando parte de los silicatos, los cuales constituyen un amplio grupo en la naturaleza. En el suelo el silicio se presenta formando: ácido monosilícico; asociado con óxidos de hierro, manganeso y aluminio y en formas cristalinas y no cristalinas como silicatos minerales [38].

El uso agrícola intensivo y extensivo del suelo, provoca el desequilibrio de nutrientes contenidos en el, dado que una parte significativa es removida por la cosecha, el desarrollo vegetativo del cultivo y de la maleza, la lixiviación y la erosión eólica e hídrica. Como otros nutrientes, el silicio es extraído del suelo. La extracción de silicio activo de los suelos agrícolas por cada cosecha es en promedio de 40 a 300 kg/ha [38].

La solubilidad del silicio en el suelo esta influenciada por varios factores como: pH, temperatura, potencial redox, contenido de materia orgánica, tamaño de las partículas y su composición química principalmente [31].

Es un mineral beneficioso e inclusive un nutriente necesario en algunas plantas. El rol del silicio en la resistencia de stress biótico y abiótico es atribuido a la modificación de las propiedades de la pared celular [20].

Las gramíneas son las plantas que extraen silicio con mayor intensidad, uno de estos cultivos es la caña de azúcar, el cual produce mas de 180 ton/ha en suelos con pH mayor a 7.5 y un contenido de silicio en el suelo mayor al 22%. Mientras que en condiciones de suelo ácido con pH de 5.5 a 6.0 y un contenido de silicio de 16%, la producción es de 60 a 80 ton/ha [38].

El silicio parece estar relacionado con la respiración aeróbica y articulado con la glicólisis anaeróbica. Luego que la planta ha absorbido el silicio como ácido monosilícico, el agua se pierde por transpiración y el silicio permanece en los tejidos. Dentro de las plantas del 87 a 99% del Silicio en el tejido vegetal se localiza como una forma soluble en el haz de las hojas, vainas y cortezas [29].

La fertilización con silicio ha mostrado una disminución significativa a la susceptibilidad de enfermedades causadas por hongos en plantas de arroz sobre suelos deficientes en

minerales. En pepino de invernadero las infecciones causadas por Mildiu y Pythium también han demostrado una disminución en respuesta a la fertilización [24].

Desde un punto de vista morfológico, la resistencia al tizón en arroz ha sido asociado a la densidad de silicio en la epidermis del tejido foliar. Estudios han revelado que el grosor de las paredes de las células de la epidermis no son significativamente alteradas, sin embargo la cantidad de silicio fue mas alta en las plantas resistentes que en las susceptibles [40].

En árboles de *Persea americana* la inyección de Silicio soluble antes de la cosecha disminuye significativamente la severidad e incidencia de antracnosis. Estudios han detectado cantidades de silicio cerca del lugar de infección de los patógenos. Estas observaciones permiten creer a los investigadores que el silicio aumenta la resistencia mecánica de las plantas. Al contrario de estos estudios

otros revelan que el silicio aumenta la producción de proteínas de defensa [2].

2.2.1. Introducción.

El silicio (del latín *silex*, sílice) fue identificado por primera vez por Antoine Lavoisier en 1787, y posteriormente tomado como compuesto por Humphry Davy en 1800. En 1811 Gay-Lussac, y Louis Thenard probablemente, preparó silicio amorfo impuro calentando potasio con tetrafluoruro de silicio [56].

En 1824 Berzelius preparó silicio amorfo empleando un método similar al de Gay-Lussac, purificando después el producto mediante lavados sucesivos hasta aislar el elemento [56].

Características generales del Silicio:

- Numero atómico: 14

- Peso atómico: 28,086
- Punto de ebullición: 14100 C
- Densidad: 2,42
- Estado común de oxidación: +4

El Si es el segundo mineral más abundante en la naturaleza y en la litósfera después del O. Representa el 27,7% de la corteza terrestre y se encuentra en formas biogeoquímicas activas en la solución del suelo como las derivadas del ácido silícico; monómeros, ortosilícico , H_4SiO_4 y metasilícico, H_2SiO_3 , dímeros, trímeros, polímeros, coloides, agregados coloidales y el silicio amorfo sin estructura cristalina , excepto las formas inertes-cristalinas e insolubles del silicio; cuarzo, arena, cristales-minerales, zeolitas. Al combinarse con Al, Mg, Ca, Na, K o Fe dan origen a silicatos, el silicio existe en la solución del suelo como ácido silícico o hidróxido de silicio, formas en las que es absorbido [11, 21, 31].

En regiones cálidas sub – húmedas y regiones húmedas tropicales la acción atmosférica ha causado una pérdida de silicio, como resultado se han formado suelos ricos en óxidos de Fe y Al y suelos pobres en nutrientes bases y Si.

Algunos de los ordenes de los suelos como: Ultisoles y oxisoles se encuentran en un 34% en los trópicos. Estos ordenes ocupan grandes extensiones de tierra en África, Centroamérica y Sudamérica. Histosoles y Entisoles también contienen bajos niveles de Si. Como resultado de la lixiviación el contenido de Si en suelos tropicales, como el Ultisol y Oxisol, es menor que en los suelos de condiciones templadas. Esta podría ser una causa por la que las producciones de arroz de algunas zonas tropicales y subtropicales son más bajas en comparación con la de suelos de condiciones templadas [9].

Con la acción de agentes abióticos: temperatura, lluvia y el CO₂ disuelto en el agua en la forma de ácido carbónico (H₂CO₃/CO₂) que actúan sobre los minerales arcillosos y liberan el ácido silícico a una concentración de 1 a 50 mg/kg, al mismo tiempo liberan elementos minerales, formándose silicatos de calcio, magnesio, potasio, zinc, hierro, incrementando grandemente la capacidad de intercambio catiónico de los suelos y el pH del suelo se torna básico, en niveles de 7.5 a 8.5. En estas condiciones de pH y capacidad de intercambio catiónico los suelos son altamente productivos. En estos suelos se encuentran de 100 a 200 mg/kg de estas formas de silicio soluble [38].

En los ecosistemas terrestres, el ciclo biogeoquímico del silicio es más intenso que el ciclo del Fósforo y del Potasio. Las raíces aparentemente liberan enzimas (*"Silicazas y Silicateinas"*) y compuestos

orgánicos (ácido cítrico y protones hidrógeno, que solubilizan el silicio presente en las arcillas, que provienen de las rocas y minerales cuando son intemperizados por las condiciones del medio ambiente como lluvia, temperatura, viento, y las acciones mecánicas del manejo de suelos. Por lo que las raíces con alta capacidad de extraer silicio del suelo promoverán el mejor desarrollo de la canopía y en general de la planta. [38].

2.2.2. El Silicio en la Planta.

El acceso del Si a las plantas depende mucho de qué tan rápido por medio efecto del ambiente este es introducido a la solución del suelo. En forma soluble se encuentra como hidróxido de silicio, dentro de un rango de pH que va de 2 a 9 en el suelo, en la atmósfera se halla en forma de óxido de silicio. Los suelos ácidos tienden a contener altas concentraciones de Si; la aplicación de cal en el

suelo limita y disminuye la absorción de Si en varios cultivos [31].

La presencia de ácido monosilícico en el suelo esta principalmente controlada por las reacciones de los sesquióxidos, reacciones que dependen del pH. Cuando el pH se encuentra por debajo de 9 es conocido que el Si es tomado por las plantas como ácido monosilícico no cargado, sin embargo todavía no existe un consenso sobre esta absorción de Si [31].

Al igual como sucedía con el Na, las plantas pueden ser clasificadas como acumuladoras de Si (2% contenido en seco) y en no acumuladoras (0,25% contenido en seco). Las plantas acumuladoras abarcan principalmente a gramíneas y ciperáceas. Muchas dicotiledóneas y monocotiledóneas como: rábano, col china, cebollas, tomate y pepino no son

acumuladoras, por lo tanto cualquier fertilización con Si no se vera reflejada con una respuesta en crecimiento [9, 31].

La forma de Si que permanece dentro de las plantas es el gel sílica presente en la forma de sílica amorfo e hidratado o ácido silícico polimerizado. Otras formas de Si incluyen al ácido silícico y el ácido silícico coloidal. Se ha podido demostrar su presencia en el xilema bajo la forma de ácido monosilícico. Cabe recalcar que las plantas absorben Si únicamente en la forma de ácido monosilícico, también llamado ortosilícico [9, 31].

El silicio juega un papel importante en la planta. Este elemento controla el desarrollo del sistema radicular, la asimilación y distribución de nutrientes minerales, incrementa la resistencia de la planta al estrés abiótico (alta y baja temperatura, viento, alta

concentración de sales y metales pesados, hidrocarburos, Aluminio, etc. y biótico (insectos, hongos, enfermedades) [39].

La distribución del Si dentro de las plantas esta ligada a las especies. En plantas de bajo contenido de Si como: tomate, rábano y la col china no hay diferencia entre la parte aérea y la parte subterránea. En otros casos como el trébol de carmesí, la raíz acumula niveles más altos de Si. En plantas de alto contenido de Si como lo son el arroz y la avena el 90% del elemento se encuentra en la parte aérea [31].

TABLA 3
CARACTERÍSTICAS, ESTRUCTURAS Y
PROCESOS EN LOS QUE ESTA INVOLUCRADO
EL SILICIO (EPSTEIN Y BLOOM, 2006)

Característica	Observación
Esencialidad	Diatomeas (algas) y Equitáceas
Intensificación del crecimiento y de la producción	Varias plantas silvestres y cultivos
Estimulación de la erección de las hojas y prevención de acamamiento	Arroz y trigo
Estimulación de una exposición favorable de las hojas a la luz	Intensificación de la fotosíntesis
Efectos de propiedades superficiales	Apariencia y aspereza
Resistencia a stress biótico	Daños provocados por hongos, bacterias, herbívoros,

	insectos y mamíferos.
Resistencia a stress abiótico	Gravedad, aridez, bajas temperaturas, salinidad, metales pesados y toxicidad por Al.
Influencia en la composición mineral	Contenido de N, P y otros elementos

Una vez depositado y solidificado permanece inmóvil dentro de la planta. En avena, se ha reportado que al impregnar con sílica células de la epidermis externa esta se asocia íntimamente con los componentes de la pared celular [21, 31].

Las plantas que absorben bastante Si lo transportan rápidamente a la parte aérea. A medida que el agua es transpirada por las hojas el Si disuelto en ellas se torna supersaturado, eventualmente se polimeriza y

forma sólidos. Estos sólidos son cuerpos amorfos de sílica llamados fitolitos de opala. Estos fitolitos son incorporados al final de la transpiración del agua en las paredes celulares, dándole característica como rigidez y aspereza [9, 11].

Estudios realizados a las células de la epidermis de la hoja de arroz mostraron una capa de sílica combinada con celulosa recubierta por otra capa de sílica debajo de la cutícula. Estos estudios enfatizaron el efecto de esta doble capa de sílica evitando la pérdida innecesaria de agua y previniendo la penetración de hifas de hongos [21, 31].

Dentro de las gramíneas, el Si se deposita en la pared celular de la epidermis, pelos, brácteas y también en las células buliformes y en el xilema. Intracelularmente se deposita como sílica hidratada

amorfa en el retículo endoplasmático, pared celular, en los espacios intercelulares y en células epidérmicas especializadas llamadas células silíceas. Refuerza la pared celular formando complejos con polifenoles [9, 21].

Todas las plantas incluidas las gramíneas absorben Si en cantidades muy variadas. Los valores más usuales para este elemento en materia vegetal seca se sitúan entre 0.1% y 10%, este rango comprende tanto valores menores como mayores puedan ser encontrados [21].

En algunas especies como el sauce llorón la deficiencia de Si tiene efectos sobre su crecimiento, marchita sus hojas y provoca otros síntomas de marchites. Se ha comprobado su esencialidad en la caña de azúcar, el tomate y el pepino. Las plantas

deficientes en silicio son quebradizas y susceptibles de infecciones fúngicas [21, 31].

A pesar de las observaciones anteriores el Si es esencial solo para plantas con altos contenidos del elemento, es decir especies que necesitan lo necesitan para su desarrollo, como lo son: el arroz, hierbas (césped) y las familias Poaceae, Equisetaceae y Cyperaceae. Para estas 3 familias el Si acumulado puede alcanzar el mismo o un mayor contenido que los nutrientes esenciales. En el caso de las Equisetáceas, necesitan de Si para completar su ciclo de vida. Muchas otras especies acumulan concentraciones apreciables de sílice en sus tejidos y mejoran su crecimiento y fertilidad cuando se les suministra cantidades adecuadas de Si [9, 11, 31].

2.2.3. Absorción Foliar del Silicio.

Alrededor del año 1850 se demostró que las plantas pueden absorber nutrientes por las raíces y por las hojas. Durante el primer Taller Internacional de Fertilización Foliar, en marzo de 1985, ocurrió una intensa discusión sobre los aspectos de este tipo de fertilización [43].

En este evento se sostuvo que entre la fertilización foliar y la fertilización del suelo la primera era la mejor técnica, debido a la mayor utilización de nutrientes y menor contaminación ambiental [43].

Aunque fácilmente se puede demostrar lo contrario debido a que la absorción y utilización de nutrientes aplicados al follaje tienen limitaciones como en el caso de los nutrientes requeridos en altas dosis como el K y el N o el caso de nutrientes de baja movilidad como el Ca, B y Mn. Por lo tanto la fertilización foliar

debe ser considerada como suplementaria durante etapas críticas de crecimiento y durante malas condiciones ambientales [43].

Para que el nutriente cumpla con su función dentro de la hoja y además sea traslocado a otras partes de la planta se requiere una absorción vía membrana del plasma del apoplasto hacia el simplasto.

Mojado de la superficie de la hoja con la solución de fertilizantes.

La superficie exterior de las células de las hojas está cubierta por la cutícula y una capa epicuticular de cera con fuertes características hidrofóbicas. Para facilitar la absorción de la solución se requiere usar aditivos (detergentes) que reduzcan la tensión superficial [43].

Penetración a través de la pared celular epidermal exterior.

Para evitar pérdidas de agua por transpiración, perdidas de nutrientes u otros solutos por lixiviación la pared celular epidermal de las hojas esta cubierta por una cutícula y una capa epicuticular de cera [43].

Esta protección frente a las posibles perdidas de líquidos es posible debido a las propiedades hidrofobicas de la cutícula y la cera, las cuales están compuestas por largas cadenas de alcoholes, cetonas y esterres de largas cadenas de ácidos grasos.

Se han expuesto varias formas de penetración de los nutrientes a través de la pared celular. Una de ellas es la penetración por medio de los poros hidrofilitos en la cutícula. Estos poros son ricos en pectina hidrofilita. LA cantidad de estos poros cuniculares es

mayor en las paredes celulares, entre las células guardianes y las células subsidiarias de los estomas. Esto explica la correlación positiva entre el número de estomas y la intensidad de absorción de nutrientes [43].

Dejando a un lado los poros cuniculares, se ha propuesto otro mecanismo de penetración que sería la presencia de microcanales hidrofílicos, llamados ectodesmata. No obstante, aun no existe evidencia experimental sobre la existencia de estas estructuras [43].

La absorción de solutos a través de los estomas abiertos hacia los tejidos de la hoja es poco probable, ya que las células guardianes están cubiertas por una capa cuticular. Sin embargo existen reportes recientes de penetración de solutos por medio de estomas que consideran posible el proceso debido a

que la capa cuticular de los estomas posee un bajo menor contenido de ceras hidrofóbicas [43].

Para aceptar la validez de esta penetración estomatal debe encontrarse la razón por lo cual no existen diferencias en absorción de nutrientes durante el día y durante la noche, es decir cuando los estomas están abiertos y cuando están cerrados [43].

Entrada de nutrientes en el apoplasto de la hoja.

El apoplasto es un espacio ocupado por los nutrientes antes de la absorción a través de una membrana plasmática al simplasto de una célula individual. El nutriente alcanza este espacio después de la penetración de las paredes de las células epidermales exteriores, pero también llegan vía xilema desde las raíces. Las condiciones químicas del apoplasto (pH) son determinantes para

la posterior absorción del simplasto y podrían ser manipuladas con aditivos [43].

También se ha comprobado que los diversos genotipos exhiben diferente penetración de nutrientes a través de las paredes celulares exteriores, lo que influye en la posterior absorción en las células interiores de la hoja [43].

Absorción de nutrientes dentro del simplasto de la hoja.

Los principios de absorción del apoplasto al simplasto de la hoja son los mismos principios que ocurren en las células de las raíces. Se ha demostrado que existe una mayor absorción cuando se toma en cuenta las siguientes observaciones:

Al contrario de la absorción de nutrientes por medio de raíces, la absorción por células de las hojas es

más dependiente de factores externos como: humedad, temperatura y es directamente afectada por la luz [43].

La absorción de nutrientes en el simplasto a través de la membrana plasmática es dependiente de energía y esta mediada por proteínas de transporte con H⁺- ATP. Esto incrementa la fuerza de absorción al incrementar las gradientes electromagnéticas en la superficie de la membrana [43].

Distribución de los nutrientes dentro de la hoja y su traslocación hacia otras partes de la planta.

La distribución de los nutrientes dentro de la hoja depende de su movilidad en el floema y xilema. Los nutrientes móviles (K,P,N y Mg) se distribuyen en la hoja de manera acropetálica (por xilema) y basipetálica (por floema) y gran parte del nutriente

puede ser absorbido y transportado a otras partes donde exista una alta demanda [43].

Los nutrientes que poseen poca movilidad en el floema (Ca, S, Fe, Mn y Zn) se distribuyen en la hoja de forma acropétlica sin que exista una considerable traslocación fuera de la hoja. La movilidad también puede variar según el genotipo de la planta [43].

2.2.4. Nutrición Usando Silicio.

Este elemento es considerado todavía un nutriente “anormal” porque no es esencial para el crecimiento y desarrollo de las plantas. A pesar de esto el Si ha realizado el crecimiento, desarrollo y producción de algunas plantas como: las Equisetáceas, el arroz, la caña de azúcar, el trigo y algunas dicotiledóneas [9].

El Si todavía sigue siendo un elemento enigmático, no se han establecido con exactitud sus roles o funciones dentro de las plantas en general. Por esto cuando se discuten análisis o se hace referencia sobre este elemento se habla del “efecto del Si”. La razón para el uso de esta terminología es que todavía se omite al Si en soluciones de control o soluciones Standard usadas en la nutrición [12].

Investigadores como Epstein han propuesto cambios en el punto de vista de las investigaciones en Si. En vez de estudiar sus efectos para clasificar al elemento dentro de un comportamiento estandarizado, se debería enfocar su estudio para responder el por qué de su omisión en los medios o el por qué del crecimiento anormal de las plantas a pesar de las bajas cantidades de Si. Es así que desde este enfoque son aquellos tratamientos que causan anormalidades en la nutrición, crecimiento, desarrollo, stress biótico y stress abiótico los que

deberían ser tomados en cuenta en los experimentos e investigaciones [12].

Muchas plantas no logran un crecimiento normal cuando el Si es deficiente, con lo que cumplen con las condiciones de esenciabilidad. Algunas especies para las que el Si no es esencial pueden crecer mejor en medios con altas cantidades de Si que en medios con bajas cantidades de Si de fácil absorción [12].

En tejido foliar de cebada, una concentración de 300 – 400 ppm de Mn en peso seco fue hallada como tóxica. Sin embargo cuando la misma solución de Mn contenía 0.36 mM de Si resultó inofensiva. En ausencia de Si, el Mn causaba manchas necróticas, pero en presencia de Si el Mn no causó ninguna mancha necrótica. Otras gramíneas mostraron comportamientos similares al de la cebada [12].

El Si puede realzar el crecimiento, este efecto es posible debido a que es capaz de aligerar al desequilibrio entre otros elementos. En pepino causa un efecto de crecimiento cuando es añadido a una solución de baja concentración de Zn y de una alta concentración de P. A pesar de que el Si es requerido por el cultivo, se demostró que su adición en la solución rectificó el desbalance entre Zn y P que resultó en un efecto positivo del crecimiento [12].

En otro ensayo, plantas de pepino se desarrollaron en soluciones nutritivas que contenían Si en bajas y altas concentraciones (0.17mN y 1.84mN respectivamente). En el tratamiento de alta concentración de Si se observaron efectos positivos de crecimiento en comparación con el tratamiento de menor concentración de Si: hojas más gruesas, mayor peso seco de la hoja, un incremento significativo en el peso de las raíces (peso seco y peso húmedo) y una menor predisposición de las

hojas frente a la marchites. Las hojas inferiores de las plantas que recibieron altas concentraciones de Si tomaron una tonalidad verde oscura y su senescencia fue tardía. Estas plantas también tuvieron 50% más de clorofila y 50% más de ribulosa – 1, 5 – bisfosfato de carboxulasa [12].

Inclusive en casos donde el Si no tiene efecto alguno sobre el crecimiento o desarrollo de las plantas, puede influir positivamente de otras maneras cuando es incluido como suplemento dentro de la nutrición. Durante una etapa de floración tardía en plantas de *Bromus secalinus* se aplicaron 3 soluciones nutritivas que contenían una concentración baja de Si y 2 concentraciones altas (0.00036, 1.07 y 3.57 mM respectivamente). No hubo diferencia al medir el peso de las hojas, tallos y raíces de las plantas, sin embargo hubo una respuesta en el aspecto reproductivo al encontrarse un gran número de

semillas llenas. Es decir, hubo una diferencia marcada en el número de semillas viables [12].

Arroz y caña de azúcar son cultivos que han respondido con muy buenas producciones a las aplicaciones de Si, otras gramíneas como la cebada pueden beneficiarse de estas aplicaciones también. En experimentos realizados con plantas en soluciones nutritivas y plantas que se desarrollaron en suelo se observó que en ambos casos las plantas con mayor aplicación de Si resisten acamamiento [9, 12].

La fuerza mecánica que mantiene a las plantas, como las gramíneas, erectas y como consecuencia conduce hacia la recepción de luz radica en la pared celular. La incorporación de Si en la pared celular tiene 2 efectos muy claros. Primero, el rol del Si es análogo al de la lignina el cual es un componente de

resistencia y compresión en la pared celular. Segundo, la erección y disposición de las hojas de las plantas que han sido tratadas con Si favorece la recepción de la luz y por lo tanto la fotosíntesis. Por ultimo, el Si asiste a la planta en roles energéticos como de crecimiento [9, 12].

Tanto el stress biótico como el abiótico pueden ser calmados mediante tratamientos que contengan Si. El efecto tóxico del Mn sobre plantas de cebada en soluciones nutritivas pudo ser revertido usando Si. La inclusión de Si en soluciones nutritivas de fréjoles mitigó la toxicidad causada por Mn, no lo hizo evitando la absorción o la tras locación del metal pesado al hijo, sino aumentando la tolerancia del tejido foliar al Mn absorbido [9, 12].

Otro estrés mineral como la salinidad se expresa solo si existen altas concentraciones de sales de Na, a

diferencia del stress causado por metales pesados. En ensayos realizados en trigo y arroz se adiciono Si a los medios nutritivos para realzar la resistencia al estrés causado por salinidad. En ambos casos la adición de Si disminuyo las concentraciones de Na en las plantas [9, 12].

Durante 1940 se demostró la eficacia del Si en la protección de los cultivos contra el ataque de hongos. La presencia de Si en medios de cultivo de pepino han tenido efectos positivos sobre el crecimiento, pero también incremento la resistencia de las plantas a *Sphaerotheca fuliginea*. Las plantas que tuvieron mayor contenido de Si en su medio de cultivo no presentaron síntomas a diferencia del resto. Resultados similares fueron obtenidos al comparar plantas de pepino desarrolladas en medios de cultivo y plantas desarrolladas en suelo [12].

La aplicación foliar de Si ha sido también efectiva para otros cultivos vegetales en la reducción de la severidad causada por la infección por Mildiu polvoriento. El mismo método fue probado en uvas para vinos con resultados satisfactorios. Los mecanismos con los que el Si afecta la colonización de los hongos en tejidos vegetales todavía no están esclarecidas [12].

Los cultivos de dicotiledóneas son cultivos sensibles a lo patógenos, pero hay documentos en los que se describe la resistencia al ataque de hongos de arroz y otros cereales cuando se les suministro amplias cantidades de Si. Fueron resultados esperados ya que las gramíneas son plantas que por naturaleza poseen altos contenidos de Si [12].

2.3. Micro propagación.

2.3.1. Introducción.

El cultivo de especies perennes es una de las prácticas más importantes de la agricultura por la gran cantidad de productos que se obtienen de ellas. Recientemente, esta forma de cultivo se ha fusionado con la biotecnología vegetal para dar lugar a la micro propagación de cultivos perennes [15].

La micro propagación se aplica a especies vegetales con el fin de obtener una población en el menor período de tiempo posible. Se la conoce como una biotecnología de respuesta rápida, puesto que se logran resultados en períodos de 3 a 6 meses [15].

Esta Biotecnología permite reproducir In Vitro cientos de clones de una misma especie, los cuales posteriormente son llevados a un vivero y luego al

campo de cultivo, donde se desarrollarán. Las condiciones de laboratorio en la que se realiza la micro propagación además permiten obtener nuevas plántulas todo el año, independientemente del factor climático (temperatura, luz, humedad, etc.) y gracias a esto se pueden abastecer los viveros durante todo el año [15].

2.3.2. Uso de Micro elementos como ingredientes en Medio Cultivo.

Los medios de cultivo son la única técnica que permite exponer las raíces de la plantas a un sustrato mineral que es determinado por el investigador como también permite realizar monitoreos y controles [12].

Por lo tanto los medios de cultivo son una herramienta muy importante en las investigaciones biológicas de las plantas, las mismas que incluyen:

nutrición mineral, transporte de iones, metabolismo mineral, relaciones con el agua, respuestas genóticas a estrés y respuestas al medio ambiente [12].

Con este método de investigación se ha podido conocer algunos roles que tiene el Si dentro de la biología de las plantas. Tanto en los suelos como en los medios donde es añadido cuando se encuentra ampliamente disponible su contenido en los tejidos es comparable como el de los macronutrientes (K, Ca, Mg, S y P)

2.4. Efecto del Silicio Contra Enfermedades.

El sistema tegumentario cubre diversos órganos de los vegetales y les presta protección contra la acción de diversos agentes abióticos: aire, radiación solar, cambios bruscos de temperatura y humedad, golpes, etc [39].

Evita así mismo la evaporación rápida del agua que se encuentra en los tejidos internos, lo cual ocasionaría trastornos muy graves a las plantas, especialmente a las que son propias de climas calidos o desérticos. Este revestimiento no este presente en toda la planta debido a que no se podría efectuar cambios constantes con el medio externo. Por esta razón la pared terminal de las raíces y los órganos aéreos no están cubiertos por este sistema [39].

El sistema tegumentario esta conformado por el tejido epidérmico y el tejido suberoso. La epidermis regula la transpiración, el intercambio gaseoso, almacena agua, productos del metabolismo. También protege contra las acciones mecánicas exteriores través de la secreción de celulosa, calcio y silicio. El silicio forma agregados insolubles (fitolitos) y solubles (polímeros del ácido ortosilícico), entrelazados con la celulosa y componentes de la pared celular, haciéndolas resistentes y flexibles [39].

En la epidermis existen células especializadas llamadas células guarda o células oclusivas. Dos células guarda forman un estoma, esta estructura permite el intercambio gaseoso regulando la fotosíntesis y la respiración. Otra estructura presente en la epidermis son los tricomas, estas son pelos presentes en el tallo, raíz, flores y frutos. La densidad de tricomas y estomas esta relacionada a la influencia de las condiciones del medio ambiente y a la disponibilidad de nutrientes, principalmente de silicio, calcio, potasio y magnesio [39].

Los tricomas, células de la epidermis, participan activamente en la protección de los tejidos de las plantas contra agentes abióticos y bióticos. Su densidad y tamaño esta influenciada por la disponibilidad de silicio en el medio nutritivo. Existe una gran diversidad de tricomas de acuerdo con su forma y función. Los tricomas glandulares como su nombre lo indica tienen la capacidad de secretar sustancias, estas sustancias provienen de donde se encuentra

incrustado el tricoma, es decir entre la pared externa de la célula y la cutícula [39].

Estas sustancias secretadas por los tricomas pueden ser: metabolitos secundarios (terpenos), flavoides, fenoles y fenilpropanoides. Los tricomas glandulares a través de la liberación de compuestos fotoquímicos permiten la resistencia y tolerancia de las plantas al ataque de agentes bióticos. Así, se realiza un control biológico ya que estas sustancias liberadas actúan como repelente, insecticida, fungicidas, alelo químicos y también ayudan a la percepción de estímulos mejorando la adaptación de las plantas [39].

La aplicación de silicio en suelos deficientes de este elemento reduce la severidad de la marchites del arroz. El incremento de los niveles de silicio en el tejido foliar de arroz disminuye la esporulación de esta enfermedad. Esto muestra que el silicio afecta eficientemente la infección del patógeno de la marchites del arroz. El silicio tiene un efecto

en la resistencia al mildew polvoriento en pepino causado por *Sphaeroteca fuliginea*. Las plantas de pepino establecidas en solución nutritiva enriquecida con silicio mostraron una reducción en la infección del patógeno en el parámetro germinación de conidia [47].

El silicio esta involucrado en el incremento de la actividad antifúngica del pepino contra mildew polvoriento en hojas infectadas. Esta actividad fue atribuida a un metabolito (fitoalexina) de bajo peso molecular identificado como flavonol aglycone [14].

Pruebas en cultivos de arroz con resistencia parcial, moderada y baja frente a *Rhizoctonia oryzae* fueron realizadas en suelos deficientes de silicio. Al cultivo se aplicaron tratamientos con y sin silicato de potasio; la concentración de este elemento en los tejidos de las plantas fue del 80% y redujeron significativamente la severidad causada por *Rhizoctonia oryzae*. La aplicación de silicio en

suelos deficientes de este mismo elemento resulto eficaz para el control de la enfermedad [41].

Plantas de arroz tratadas con diferentes concentraciones de silicio mostraron una reducción significativa al daño causado por la quemazón del arroz. Los resultados de este estudio sugieren que este elemento induce a la fortificación de la pared celular en hojas de arroz. Se detectaron niveles altos de silicio en las paredes de células de la cutícula, este elemento estuvo presente en la epidermis, en espacios intercelulares y tejidos sub epidérmicos [45].

Dentro de las plantas, el transporte de silicio es detectado por la presencia de polímeros de ácido silícico que es incorporado a las paredes celulares. Estas capas de silicio que se depositan en la pared celular son más notorias en hojas viejas. Estas capas forman una barrera contra la transpiración y la penetración de hongos [23].

Se ha comprobado la reducción de Antracnosis en plantas de frejol tratadas con silicato de calcio y silicato de sodio. Para el estudio se utilizaron diferentes concentraciones de inóculo como diferentes concentraciones para los tratamientos. Ambos silicatos redujeron significativamente la enfermedad, a pesar de las aplicaciones no hubo acumulación externa del silicio en las plantas [32].

Aplicaciones foliares de silicio en pepino lograron ser efectivas frente a la infección de *P. xanthii*. El silicio logró controlar la infección a través de su acumulación en las superficies de las hojas; los tratamientos no lograron mejorar el sistema de resistencia de las plantas [30].

En el cultivo de aguacate el silicio ha mostrado sus beneficios. La inyección de silicio soluble a árboles de aguacate previos a la cosecha disminuyó significativamente la incidencia de antracnosis [2].

CAPITULO 3

3. MATERIALES Y METODOLOGIA.

3.1. Materiales.

3.1.1. Material Biológico: Fungoso y Vegetal.

Material Fungoso: (i) Producción de Conidias de *M. fijiensis*
(ii) Extracción de Crudos Tóxicos de *M.fijiensis* (ECT),
materiales obtenidos a partir de protocolos estandarizados del
laboratorio de Fitopatología del CIBE.

Material Vegetal: Micro propagación.

El cultivo de especies perennes es una de las prácticas más importantes de la agricultura por la gran cantidad de productos que se obtienen de ellas. Recientemente, esta forma de cultivo

se ha fusionado con la biotecnología vegetal para dar lugar a la micro propagación de cultivos perennes.

La micro propagación se aplica a especies vegetales con el fin de obtener una población en el menor período de tiempo posible. Se la conoce como una Biotecnología de respuesta rápida, puesto que se logran resultados en períodos de 3 a 6 meses.

Esta Biotecnología permite reproducir *in vitro* cientos de clones de una misma especie, los cuales posteriormente son llevados a un vivero y luego al campo de cultivo, donde se desarrollarán.

Las condiciones de laboratorio en la que se realiza la micro propagación además permiten obtener nuevas plántulas todo el año, independientemente del factor climático (temperatura, luz, humedad, etc.) y gracias a esto se pueden abastecer los viveros durante todo el año.

3.1.2. Materiales de Laboratorio e Invernadero.

Medio de cultivo: Agar – Agua, PDA Sólido, Mycophil, V8

Reactivos: Ácido Cítrico

Tratamientos a base de Silicio:

- 5ppm: 0,041ml
- 50ppm: 0,408ml
- 500ppm: 4,081ml
- 5000ppm: 40,815ml

3.2. Bio-ensayo con plantas In Vitro.

3.2.1. Evaluación agronómica de los tratamientos in Vitro.

En condiciones de laboratorio se prepararon dos grupos de medios de nutritivos Murashige – Skoog, al primer grupo de medio nutritivo se le reguló el **pH** a 5.9 y al segundo no se le reguló el **pH**. A ambos grupos se les agregaron tratamientos que consistieron en las siguientes concentraciones de silicio: 5, 50, 500 y 5000 ppm.

Estos medios nutritivos fueron usados para la siembra de meristemos de plantas de banano. Después de la siembra, los meristemos permanecieron en el cuarto de crecimiento por tres meses. Durante este periodo de tiempo se evaluó el desarrollo de los meristemos utilizando parámetros agronómicos.

Parámetros

Después de una semana de haber sido sembrados, se evaluó el desarrollo de los meristemos cada semana hasta que alcanzaron el nivel de plántulas. Los parámetros evaluados fueron los siguientes:

- Número de raíces dentro y fuera del medio nutritivo.- se contaron todas las raíces de las plantas cuyos tropismos se dirigieron hacia el medio nutritivo.

- Raíz más larga dentro y fuera del medio nutritivo.- se midió la raíz más larga fuera del medio, desde sus inicios en el cormo hasta su punto final.
- Altura.- se midió desde el cuello de la plántula hasta la hoja número uno a la fecha de evaluación.
- Número de hojas.- se contaron todas las hojas más el punto de inserción de la hoja a la fecha.
- Número de brotes.- se contaron todos los brotes de las plántulas.

3.2.2. Evaluación agronómica de los tratamientos In Vitro continuados en invernadero.

Al culminar su fase In Vitro los meristemas se desarrollaron hasta convertirse en plántulas. Las plántulas fueron trasladadas

a invernadero para continuar con su crecimiento en fase 1 y fase 2.

En fase 2, las plantas fueron divididas en 2 grupos. Ambos grupos continuaron con los mismos tratamientos de su fase In Vitro hasta la inoculación. Luego de la inoculación se suspendió la aplicación de los tratamientos a uno de los 2 grupos.

Para la aplicación se prepararon tratamientos con **pH** regulado en un rango entre 5.5 y 5.6 y tratamientos sin pH regulado. A los controles no se les regulo **pH**. Los tratamientos fueron aplicados 3 veces por semana evitando las horas de temperaturas altas.

Las mediciones se realizaron semanalmente e iniciaron cuando lo hicieron las aplicaciones. Los parámetros fueron:

- Altura de planta.- Se midió la longitud de la planta desde la base hasta la inserción de la primera hoja verdadera y la hoja bandera.

- Hojas totales.- Se valoro semanalmente usando la escala de Brun para determinar el estado de la hoja bandera.
- Clorofila.- Al final del ensayo se realizaron mediciones de clorofila en unidades Spad.

3.2.3. Evaluación de los tratamientos in Vitro en plantas inoculadas con *M. fijiensis*.

Las conidias que se utilizaron para la inoculación fueron producidas según protocolos estandarizados del CIBE. La solución conidial se preparo con concentración de 3000 conidias/ml.

La inoculación se realizo durante la fase 2 de las plantas en la mañana y consistió en la aplicación de solución conidial en el envés de las hojas.

Esta evaluación se realizo semanalmente. Se utilizo una escala de síntomas producidos por *M. fijiensis* (Alvarado, et al., 2000)

la escala comprende un rango entre 1 y 5 descrita en la sección de parámetros. Después de inoculadas las plantas fueron divididas en 2 grupos. El primero continuó con la aplicación de tratamientos y al segundo se le suspendieron las aplicaciones. Luego de la inoculación, las plantas se evaluaron semanalmente usando una escala de síntomas de la enfermedad. Al culminar las evoluciones de sintomatología, se realizó una evaluación de daños en todas las plantas. La escala usada para esta evaluación fue la propuesta por Stover.

3.3. Bio-ensayo con plantas In Vivo

3.3.1. Evaluación agronómica de tratamientos In Vivo.

En este ensayo se usaron plantas en fase 2 mantenidas en invernadero. En su desarrollo se preparó un grupo de tratamientos con **pH** regulado (5.5 y 5.6) y otro grupo con **pH** no regulado.

La aplicación se realizó en la mañana y fue dirigida hacia las hojas de las plantas, esto comprende haz y envés. Las evaluaciones fueron semanales según parámetros detallados en la sección “parámetros de evaluación”.

Esta evaluación se realizó semanalmente y comenzó con las aplicaciones de los tratamientos. Los parámetros a evaluar son:

- Altura de planta.- Se midió la longitud de la planta, desde la base hasta la inserción de la primera hoja verdadera y la hoja bandera.
- Hojas totales.- Este parámetro se valoró semanalmente empleando la escala de Brun para determinar el estado de la hoja bandera.
- Clorofila.- Esta medición se realizó al final de los ensayos. Se usó equipo que estimaba cantidad de clorofila en unidades Spad.

3.3.2. Evaluación de los tratamientos in vivo en plantas inoculadas con *M. fijensis*.

Se inoculo las plantas con solución conidial, la misma que tuvo una concentración de 3000 cel/ml. Cuando las plantas alcanzaron un promedio de 15 cm.

Luego de la inoculación un grupo de plantas continuo recibiendo los tratamientos mientras que al otro grupo se le suspendió la aplicación. La evaluación de los daños causados por *M. fijensis* fue realizada semanalmente.

Esta evaluación se realizará semanalmente y comenzará cuando empiecen las aplicaciones de los tratamientos. Los parámetros a evaluar son:

- Altura de planta.- Se midió la longitud de la planta, desde la base hasta la inserción de la primera hoja verdadera y la hoja bandera.
- Hojas totales.- Este parámetro fue valorado semanalmente empleando la escala de Brun para determinar el estado de la hoja bandera

3.3.3. Evaluación In Vitro de los tratamientos en hoja separada.

3.3.3.A. Evaluación inoculando *M. fijiensis*.

En esta evaluación se tomaron muestras de hojas de las plantas del ensayo In Vivo. Estas corresponden a secciones de hojas que habían recibido tratamiento. Las secciones fueron colocadas en medio agar – agua que contenía benzimidazol. El uso de benzimidazol tiene el objetivo de conservar por más tiempo las muestras hojas.

Usando solución conidial se inoculo cada muestra con 300 microlitros. Después de inoculadas las muestras fueron ubicadas en condiciones controladas de 12 horas luz/oscuridad, 26 C y 4000 lux.

Con un microscopio de objetivos se evaluaron los síntomas producidos por *M. fijiensis*. Para esto se uso una escala no paramétrica de los síntomas. Las evaluaciones fueron semanales. Los síntomas son:

- Pizca
- Estría
- Mancha
- Crecimiento de colonia

3.3.3.B. Evaluación utilizando extracto de crudo tóxico (ECT) de *M. fijiensis*.

Se siguió un protocolo estandarizado para lograr la obtención de ECT. Se realizo con el mismo tipo de muestras similar a la evaluación anterior. Para su conservación se volvió a usar medio agar – agua que contenía benzomidazol.

Con las muestras foliares se procedió a la inoculación usando 50 ul de ECT. Las hojas con ETC fueron incubadas en cámaras de crecimiento mencionadas anteriormente. El efecto del ETC fue evaluado según escalas detalladas en la sección “parámetros de evaluación”.

La evaluación se realizo a simple vista manejando una escala de daños causados por el cultivo de *M. fijiensis* (García, et al, 1997). La escala posee un rango entre 0 y 5, describiendo de manera porcentual el daño:

0: sin síntomas

- 1: clorosis foliar ligera (0 – 50%)
- 2: clorosis foliar fuerte (51 – 100%)
- 3: necrosis foliar ligera (1 – 30%)
- 4: necrosis foliar fuerte (71 – 99%)
- 5: muerte total

CAPITULO 4

4. ANALISIS DE RESULTADOS.

4.1. Bio-ensayo con plantas In Vitro.

4.1.1. Evaluación Agronómica de los Tratamientos In Vitro.

TABLA 4

ÁREA BAJO LA CURVA DE LOS PARÁMETROS DE DESARROLLO DE MERISTEMOS DE BANANO

	Altura de planta (cm)	Número de hojas	Número de raíces	Número de brotes
Control absoluto	13.08 b	21.47 c	28.70 cd	2.45 ab
pH Regulado				
5000	14.15 bc	14.76 ab	5.80 a	1.70 ab
500	17.65 bc	23.34 c	32.90 d	5.00 ab
50	18.29 c	24.61 c	33.60 d	3.05 ab
5	14.25 bc	20.97 c	26.05 cd	2.90 ab
pH No regulado				
500	8.40 a	13.07 a	13.08 ab	5.83 b
50	15.22 bc	19.78 bc	18.92 bc	5.08 ab
5	14.05 bc	21.00 c	24.17 bcd	0.58 ab

El experimento se realizó en condiciones in Vitro, utilizando medio nutritivo Murashige-Skoog enriquecido con diferentes concentraciones de Silicio (ppm) y con el factor pH regulado con ácido cítrico (3 M).

Los meristemas sembrados en medio enriquecidos con 5000 ppm de Si y en medio con pH no regulado no se establecieron. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, Prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=148$).

En la tabla se observa que en todos los parámetros agronómicos con la excepción del parámetro número de brotes, los valores más altos corresponden a los tratamientos de pH regulado con concentraciones de 500 y 50 ppm, a pesar de no diferir estadísticamente del control absoluto. El tratamiento de pH regulado de 50 ppm si es diferente del control absoluto en el parámetro altura de planta.

En el parámetro número de brotes, el tratamiento con ph no regulado con la concentración de 500 ppm fue diferente estadísticamente al resto incluyendo al control absoluto.

4.1.2. Evaluación Agronómica de los Tratamientos Continuados en Invernadero.

TABLA 5

ÁREA BAJO LA CURVA DE LOS PARÁMETROS DE DESARROLLO DE PLANTAS DE BANANO DEL BIO-ENSAYO *IN VITRO*

	Altura de planta (cm)	Número de hojas
Control absoluto	63.13 a	63.23 ab
Control convencional	101.40 cdef	69.13 abc
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	89.83 bcde	68.53 abc
500	100.87 cdef	68.20 abc
50	97.76 cdef	68.00 abc
5	100.37 cdef	72.90 bc
pH No regulado		
500	104.70 f	72.70 bc
50	99.23 cdef	71.73 bc
5	103.03 def	73.75 c
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	89.20 bcd	60.80 a
500	99.52 cdef	69.63 abc
50	105.58 f	70.13 abc
5	96.85 cdef	72.10 bc
pH No regulado		
500	97.03 cdef	73.27 bc
50	104.00 ef	71.30 bc
5	98.05 cdef	71.90 bc

Las plantas fueron micropropagas y previamente tratadas con diferentes concentraciones de silicio. Las mediciones fueron realizadas en condiciones de invernadero donde las plantas continuaron con los tratamientos a base de silicio.

El grupo de plantas perteneciente al tratamiento de pH no regulado con la concentración de 5000 ppm pereció durante su fase In Vitro. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=74$).

Los mayores valores en el parámetro altura de planta se encontraron en el tratamiento continuo de pH regulado con la concentración de 500 ppm y los tratamientos no aplicados de pH regulado con la concentración de 50 ppm y de pH no regulado con la concentración 50 ppm. Todos los tratamientos mencionados difieren estadísticamente del control absoluto, pero no del control convencional a pesar de tener valores mas elevados que este ultimo.

En el parámetro número de hojas, el tratamiento de aplicación continua de ph no regulado con concentración de 5 ppm y el tratamiento no aplicado con pH no regulado con concentración 500 ppm obtuvieron los mayores valores. Solo el primero difiere estadísticamente del control absoluto y ambos no difieren estadísticamente del control convencional a pesar de ser superiores.

TABLA 6

MEDICIONES DE CLOROFILA (SPAD) REALIZADAS A LAS
HOJAS DE PLANTAS DE BANANO DEL BIO-ENSAYO *IN*
VITRO

	Clorofila (hoja inoculada)	Clorofila (hoja sana)
Control absoluto	17.97 a	37.60 a
Control convencional	38.55 b	53.03 bcd
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	45.77 b	49.30 bc
500	38.25 b	50.48 bc
50	44.00 b	52.50 bcd
5	48.03 b	52.30 bcd
pH No regulado		
500	39.80 b	51.90 bc
50	41.73 b	54.03 bcd
5	42.38 b	51.85 bc
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	40.87 b	52.40 bcd
500	47.00 b	51.42 bc
50	40.58 b	53.27 bcd
5	34.27 b	52.52 bcd
pH No regulado		
500	36.60 b	51.63 bc
50	47.00 b	59.15 d
5	44.38 b	54.45 cd

Las plantas fueron micropropagas y previamente tratadas con diferentes concentraciones de silicio. Las mediciones se realizaron en hojas inoculadas con *M. fijiensis* y en hojas sanas bajo condiciones de invernadero donde las plantas continuaron con el tratamiento a base de silicio.

El grupo de plantas perteneciente al tratamiento de pH no regulado con la concentración de 5000 ppm pereció durante su fase In Vitro. Las mediciones fueron realizadas por un equipo que calcula la cantidad de clorofila presente en las hojas en unidades Spad. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=74$).

La tabla muestra que en las hojas inoculadas todos los tratamientos poseen valores de clorofila superiores al del control absoluto. Sin excepción, todos los tratamientos difieren estadísticamente del control absoluto pero no entre si.

En las hojas sanas la mayor cantidad de clorofila se halló en los tratamientos no aplicados de pH no regulado con concentraciones de 50 y 5 ppm. Los tratamientos mencionados difieren estadísticamente del control absoluto, pero no del control convencional.

4.1.3. Evaluación de los Tratamientos In Vitro en plantas Inoculadas con *M. fijiensis*.

TABLA 7

ÁREA BAJO LA CURVA DE LA INFECCIÓN CAUSADA POR *M. FIJENSIS* EN PLANTAS DEL BIO-ENSAYO *IN VITRO*

	Síntomas
Control absoluto	5.33 abcd
Control convencional	5.88 abcd
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
	pH regulado
5000	5.33 abcd
500	6.08 bcd
50	5.93 abcd
5	5.50 abcd
	pH no regulado
500	5.00 ab
50	5.17 abcd
5	5.13 abc
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
	pH regulado
5000	4.33 a
500	6.75 d
50	6.75 d
5	5.67 abcd
	pH no regulado
500	6.67 bcd
50	6.00 bcd
5	5.00 ab

Las plantas fueron micropropagas y previamente tratadas con diferentes concentraciones de silicio. Las mediciones se realizaron usando la escala de Alvarado en condiciones de

invernadero donde las plantas continuaron con los tratamientos a base de silicio.

El grupo de plantas perteneciente al tratamiento de pH no regulado con la concentración de 5000 ppm pereció durante su fase In Vitro. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=74$).

La tabla indica que la menor infección registrada ocurrió en el tratamiento de aplicación continua de pH no regulado con concentración de 500 ppm y los tratamientos no aplicados de pH regulado con concentración de 5000 ppm y de pH no regulado con concentración de 5 ppm. Ninguno de los tratamientos fue estadísticamente diferente de los controles. La menor infección la obtuvo el tratamiento no aplicado de pH regulado con concentración de 5000 ppm.

TABLA 8

**PORCENTAJE DEL DAÑO CAUSADO POR *M.FIJIENSIS* EN
PLANTAS DE BANANO DEL BIO-ENSAYO *IN VITRO***

	Porcentaje de daño
Control absoluto	10.30 abcde
Control convencional	12.00 abcde
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	11.85 abcde
500	10.85 abcde
50	11.95 abcde
5	12.12 abcde
pH No regulado	
500	5.00 a
50	7.63 abc
5	6.23 ab
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	12.00 abcde
500	17.03 de
50	18.76 e
5	16.60 cde
pH No regulado	
500	14.37 bcde
50	8.00 abcd
5	10.27 abcde

Las plantas fueron micropropagas y previamente tratadas con diferentes concentraciones de silicio. Las mediciones se realizaron usando la escala de Stover en condiciones de invernadero donde las plantas continuaron con los tratamientos a base de silicio.

El grupo de plantas perteneciente al tratamiento de pH no regulado con la concentración de 5000 ppm pereció durante su fase In Vitro. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=74$).

El menor porcentaje de daños causados por *M. fijiensis* se encontró en los tratamientos continuos de pH regulado con concentraciones de 500 y 5 ppm y el tratamiento no aplicado de pH no regulado con concentración de 50 ppm. Ninguno de los tratamientos difiere estadísticamente de los controles.

4.2. Bio-ensayo con plantas In Vivo.

4.2.1. Evaluación Agronómica de los Tratamientos In Vivo.

TABLA 9

ÁREA BAJO LA CURVA DE LOS PARÁMETROS DE DESARROLLO DE PLANTAS DE BANANO EN INVERNADERO

	Altura de planta (cm)	Número de hojas
Control absoluto	74.82 a	81.52 bcd
Control convencional	184.94 gh	89.56 efg
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	137.02 bc	77.38 ab
500	162.37 defg	89.56 efg
50	164.56 defg	87.18 defg
5	150.12 bcde	86.70 defg
pH No regulado		
5000	128.23 b	71.80 a
500	165.09 defg	91.20 fg
50	171.65 efg	84.18 bcdef
5	170.05 efg	87.74 defg
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	144.26 bcd	81.22 bcd
500	169.54 efg	87.20 defg
50	163.65 defg	86.30 defg
5	166.66 defg	84.68 cdef
pH No regulado		
5000	143.32 bcd	78.82 bc
500	177.11 fg	88.44 defg
50	155.47 cdef	88.42 defg
5	166.36 defg	87.62 defg

Las plantas fueron tratadas con diferentes concentraciones de silicio en condiciones de invernadero. Paralelamente a las aplicaciones se midieron parámetros de desarrollo. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=180$).

Los valores mas altos en el parámetro altura de planta corresponden al tratamiento continuo de pH no regulado con concentración de 50 ppm y al tratamiento no aplicado de pH no regulado con concentración de 500 ppm. Todos los tratamientos fueron estadísticamente diferentes del control absoluto pero no del control convencional. Los tratamientos difieren estadísticamente entre si.

Con respecto al parámetro numero de hojas, los mayores valores pertenecen a los tratamientos continuos de pH regulado con concentración de 500 ppm y de pH no regulado con concentración de 500 ppm. Los tratamientos mencionados son estadísticamente diferentes del control absoluto, pero no del

control convencional. Ambos tratamientos no difieren estadísticamente entre si.

TABLA 10

MEDICIONES DE CLOROFILA (SPAD) REALIZADAS A LAS HOJAS DE PLANTAS DE BANANO DEL BIO-ENSAYO *IN VIVO*

	Clorofila (hoja sana)	Clorofila (hoja inoculada)
Control absoluto	37.30 abcdef	37.00 bcdef
Control convencional	34.58 abcd	55.57 g
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	37.52 abcdef	44.23 ef
500	34.75 abcd	44.85 ef
50	44.76 f	42.99 def
5	41.33 cdef	42.63 def
pH No regulado		
5000	36.50 abcde	41.96 cdef
500	39.54 bcdef	38.56 bcdef
50	43.30 ef	43.41 def
5	41.81 def	45.10 f
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	33.59 abc	33.78 abc
500	31.61 ab	33.33 ab
50	34.64 abcd	34.15 abc
5	34.58 abcd	38.28 bcdef
pH No regulado		
5000	29.82 a	26.65 a
500	31.11 a	33.40 ab
50	36.37 abcde	36.50 bcde
5	31.93 ab	37.79 bcdef

Las mediciones se realizaron en hojas inoculadas con *M.fijiensis* y en hojas sanas de plantas tratadas con diferentes concentraciones de silicio, bajo condiciones de invernadero.

El equipo utilizado calcula la cantidad de clorofila presente en las hojas en unidades Spad. Los Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=150$).

En las hojas sanas, los valores mas altos de clorofila se encuentran en el tratamiento continuo de pH regulado con concentración de 50 ppm y de pH no regulado de 50 ppm. Ambos tratamientos difieren estadísticamente del control convencional, pero no del control absoluto.

En hojas inoculadas, el mayor valor de clorofila pertenece al tratamiento continuo de pH no regulado con concentración de 5 ppm. Este tratamiento es diferente estadísticamente del control convencional, pero no del control absoluto.

TABLA 11

PORCENTAJE DEL CONTENIDO DE SILICIO DE PLANTAS DE BANANO, VARIEDAD WILLIAMS (CAVENDISH, AAA).

	Silicio (%)
Control absoluto	0.09 abcd
Control convencional	0.06 ab
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	0.04 a
500	0.16 e
50	0.12 bcde
5	0.07 abc
pH No regulado	
5000	0.14 cde
500	0.15 de
50	0.09 abcd
5	0.05 ab
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	0.08 abc
500	0.05 a
50	0.07 abc
5	0.03 a
pH No regulado	
5000	0.03 a
500	0.05 ab
50	0.11 abcde
5	0.05 ab

Se tomaron muestras foliares de todas las plantas que recibieron los tratamientos a base de silicio, para su posterior análisis químico. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=38$).

El porcentaje más elevado de silicio corresponde a los tratamientos continuos de pH regulado y pH no regulado con concentración de 500 ppm.

El tratamiento de pH regulado difiere estadísticamente de ambos controles, el no regulado solo difiere del control convencional. No hay diferencia estadística entre ambos tratamientos.

4.2.2. Evaluación de los Tratamientos In Vivo en Plantas inoculadas con *M. fijiensis*.

TABLA 12

ÁREA BAJO LA CURVA DE LA INFECCIÓN CAUSADA POR
M. FIJENSIS EN PLANTAS DEL BIO-ENSAYO *IN VIVO*

Síntomas	
Control absoluto	10.10 defghi
Control convencional	11.20 ghi
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
pH regulado	
5000	6.60 ab
500	6.85 ab
50	8.70 cde
5	9.15 cdef
pH no regulado	
5000	6.06 a
500	7.80 bc
50	9.95 defghi
5	11.30 hi
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	8.45 cd
500	10.70 fghi
50	9.60 defgh
5	9.95 defghi
pH No regulado	
5000	9.36 cdef
500	11.50 i
50	10.45 efghi
5	9.70 defgh

Las mediciones se realizaron usando la escala de Alvarado en hojas inoculadas con *M.fijiensis* y en hojas sanas de plantas tratadas con diferentes concentraciones de silicio, bajo condiciones de invernadero. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=180$).

La tabla de resultados muestra que la menor infección la obtuvieron los tratamientos continuos de pH regulado con concentración de 5000 ppm y de pH no regulado con concentración de 5000 ppm. Los tratamientos mencionados difieren estadísticamente de los controles, pero no difieren entre si.

TABLA 13
PORCENTAJE DEL DAÑO CAUSADO POR *M. FIJENSIS* EN PLANTAS DEL BIO-ENSAYO IN VIVO.

Porcentaje de daño	
Control absoluto	35.35 abcd
Control convencional	48.19 ef
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	26.45 a
500	29.72 ab
50	40.33 cde
5	43.43 de
pH no regulado	
5000	25.85 a
500	35.05 abcd
50	33.44 abcd
5	32.69 abc
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
pH regulado	
5000	31.11 abc
500	32.82 abc
50	36.13 abcd
5	33.86 abcd
pH no regulado	
5000	27.96 ab
500	37.04 bcd
50	38.28 bcd
5	35.26 abcd

Se realizó una evaluación del daño porcentual causado por *M.fijiensis* en todas las plantas, empleando la escala de Stover. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=180$).

El menor porcentaje de daño ocurrió en el tratamiento continuo de pH regulado con concentración de 5000 ppm y en el tratamiento no aplicado de pH no regulado de concentración de 5000 ppm. Los tratamientos mencionados difieren estadísticamente del control convencional, pero no del control absoluto. Ambos tratamientos no difieren entre si.

Las plantas fertilizadas con silicio como las fertilizadas convencionalmente no mostraron una reducción en los daños causados por *M. fijiensis*. No así el control absoluto, que presentó la menor infección.

4.2.3. Evaluación In Vitro de los Tratamientos en Hojas separadas.

4.2.3.A. Evaluación inoculando *M. fijiensis*.

TABLA 14

ÁREA BAJO LA CURVA DE LA INFECCIÓN CAUSADA POR *M. FIJENSIS* EN HOJA SEPARADA

Número de Manchas	
Control absoluto	6.67 abc
Control convencional	9.00 c
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	2.40 a
500	7.33 abc
50	4.40 abc
5	4.60 abc
pH No regulado	
5000	2.17 a
500	2.71 ab
50	3.60 abc
5	2.57 ab
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	8.40 bc
500	3.17 abc
50	6.67 abc
5	2.00 a
pH No regulado	
5000	3.00 ab
500	1.80 a
50	5.20 abc
5	4.20 abc

La infección fue medida por la escala de Alvarado en condiciones de laboratorio. Las muestras foliares de banano provienen de plantas tratadas con diferentes concentraciones de silicio en invernadero.

La mancha causada por el patógeno fue el síntoma utilizado para realizar la evaluación. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=102$).

La tabla muestra que el menor número de manchas corresponde a los tratamientos de aplicación continua con concentraciones de 5000 ppm con pH regulado y no regulado. Los tratamientos no aplicados de pH regulado con concentración de 5 ppm y de pH no regulado con concentración de 500 ppm también registraron el menor número de manchas. Todos los tratamientos mencionados difieren estadísticamente del control convencional pero no del control absoluto.

**4.3.3.B. Evaluación utilizando extracto de crudo tóxico
(ECT) de *M. fijiensis*.**

TABLA 15

**ÁREA BAJO LA CURVA DEL DAÑO CAUSADO
POR EL EXTRACTO DE CRUDO TOXICO EN HOJA
SEPARADA**

Daño causado por ECT	
Control absoluto	6.67 a
Control convencional	7.00 a
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	4.00 a
500	9.00 a
50	9.60 a
5	7.00 a
pH No regulado	
5000	7.80 a
500	9.86 a
50	9.33 a
5	8.80 a
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	9.00 a
500	7.33 a
50	8.50 a
5	8.80 a
pH No regulado	
5000	7.25 a
500	9.83 a
50	9.60 a
5	11.20 a

Los daños causados por el extracto de crudo tóxico fueron medidos por la escala propuesta por L. García en muestras bajo condiciones de laboratorio.

Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=102$).

La tabla indica que el ECT causa el mismo daño a todos los tratamientos, es decir no hubo diferencia estadística entre los tratamientos, incluido ambos controles.

CAPITULO 5

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.

5.1. Conclusiones.

- Las plantas meristemáticas, de manera general, se beneficiaron con la adición del mineral silicio, en concentraciones de 50 y 500 ppm.
- En medios de cultivos nutritivos, la adición del mineral bioactivo, silicio, en concentraciones de 5000 y pH no regulado afectó el establecimiento de los meristemas de banano.
- La aplicación de concentraciones altas de silicio, con pH regulado y no regulado, en plantas de banano de fase 2 disminuyeron su altura.

- La fertilización con silicio no aumento la cantidad de clorofila en rangos mayores a los de la fertilización convencional.
- El agente patógeno, *M. fijiensis*, encuentro un mejor ambiente para su desarrollo en plantas con azúcares libres, es decir en plantas fertilizadas convencionalmente.
- La absorción de silicio en banano no fue proporcional a la cantidad de aplicación.
- El silicio alargó el periodo de desarrollo de síntomas de Sigatoka negra, por lo tanto su severidad fue menor.
- El silicio debe ser incluido como fertilizante regular en el cultivo de banano.

5.2. Recomendaciones

- Se recomienda seguir en la realización de estos ensayos con el objetivo de comprender mejor los mecanismos de absorción de silicio y su movilidad dentro del banano.

- Deben realizarse ensayos que involucren el análisis de tejidos para conocer si el silicio contribuye en las defensas físicas y/o químicas del sistema de defensa del banano.

BIBLIOGRAFIA

1. Agrios, G. 1998. Enfermedades Causadas por *Mycosphaerella*. Fitopatología. Segunda Edición. Limusa – Noriega (eds). México DF, México. 367-369
2. Anderson, J., Pegg, K., Dann, E., Cooke, A., Smith, L., Willingham, S., Giblin, F., Dean, J. and Coates, L. 2005. New Strategies for the Integrated Control of Avocado fruit Diseases. .New Zelanda and Australia Avocado Grower´s Conference. Tauranga, New Zeland. p5
3. APSnet, The American Phytopathological Society. 2006. Sigatoka Negra: Ciclo de la Enfermedad y Epidemiología. En: <http://www.apsnet.org> (Visitada en Diciembre 2006)
4. APSnet, The American Phytopathological Society. 2005. Lecciones de las Enfermedades de las Plantas. En: <http://www.apsnet.org/education> (Visitado Marzo 2006)

5. Arias, P., Dankers, C., Liu, P. y Pilkauskas. 2004. La Economía Mundial del Banano 1985 – 2002. FAO Commodity Studies – 1. 97p
6. Armendáriz, O. 2002. Visión Macro del Sector Bananero. Superintendencia de Bancos y Seguros. Dirección Nacional de Estudios y Estadísticas y Dirección de Investigaciones. 1-4
7. CORPEI, Corporación de Promoción y Exportaciones e Inversiones. 2005. Banano. En: <http://www.corpei.org> (Visitado Enero 2007)
8. Corrales, O., Knight, S. y Madrigal, M. 2002. Manejo de la Sigatoka Negra y el Nematodo Barrenador (*Radopholus similis* COBB) en Banano, Usando el Activador de Resistencia Boost 50 sc dentro de un Programa de Fitoprotección Basado en menos Uso de Agroquímicos. XV Reunión Internacional ACORBAT. Cartagena de Indias, Colombia. 143 – 147
9. Datnoff, L. y Rodrigues, Á. 2005. The Role of Silicon Suppressing Rice Diseases. APSnet Feature, The American Phytopathological Society. En: <http://www.apsnet.org> (Visitado en Febrero 2007)

10. Douglas y Ronald. 1992. Sigatoka Negra (Enfermedad). SEA, Secretaría de Estado de Agricultura de República Dominicana. En: <http://agricultura.gob.do> (Visitada en Febrero 2007)
11. Epstein, E. y Bloom, A. 2006. Metabolismo Mineral. Nutrición Mineral de Plantas: Principios e Perspectivas. Segunda Edición. Editora Planta. Brazil. 211 – 244
12. Epstein, E. 1994. The Anomaly of Silicon in Plant Biology. PNAS, Proceeding of the National Academy of Sciences of the United States of America. 91:11-17
13. Ex – Programa Nacional del Banano. 2001. El cultivo del Banano. SICA, Servicio de Información y Censo Agropecuario del Ministerio de Agricultura y Ganadería del Ecuador Programa Nacional del Banano. En: <http://www.sica.gov.ec> (Visitado en Abril 2007)
14. Fawe, A., Abou-Zaid, M., Menzies, J. and Bélanger, R. 1998. Silicon Mediated Accumulation of Flavonoid Phytoalexins in Cucumber. Phytop. 98: 396-401
15. Figueroa, M. y Lupi, A. Características y Fertilización del Cultivo del Banano. 2007. En:

<http://www.fertilizando.com/articulos/Caracteristicas%20y%20Fertilizacion%20Cultivo%20Banano.asp> (Visitado en Abril 2007)

16. Fontúrbel, F. 2002. Micropropagación de un Cultivo Perenne. BIOLOGIA. En: <http://www.biologia.org> (Visitada en Abril del 2007)

17. Fullerton, R. 1994. Sigatoka Leaf Diseases. In: Compendium of Tropical Fruit Diseases. Ploetz, R.C. et al. The American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota. 12-14

18. García, L., Herrera, L., Bermúdez, I., Veitía, N., Clavero, J., Acosta, C. y Romero, C. 1997. Metodología para la Selección In Vitro de *M. fijiensis* en Banano. INIBAP, Red Internacional para el Mejoramiento del Banano y del Plátano. 6: 14 -15

19. Gómez, D., Prins, P. y Staver, C. 1999. Metodología para Manipulación de *M. fijiensis*. CATIE, Centro Agrónomo Tropical de Investigación y Enseñanza. Manejo Integrado de Plagas. Disponible en <http://web.catie.ac.cr/informacion/RMIP/rmip53/ht53-a.htm> (Visitado en Octubre 2006)

20. Guzmán, M. 2002. Situación de la Sigatoka en Costa Rica y Opciones para el Manejo de la Enfermedad. En: Memorias (PROCEEDINGS-MEMOIRES). 184-191. XV Reunión Internacional ACORBAT. Cartagena de Indias, Colombia.
21. Heine, G. 2005. Silicon Nutrition and Resistance against *Pythium aphanidermathum* of *Lycopersicon esculentum* and *Momordica charantia*. Universität Hannover. Hannover, Germany. 1-15
22. Hernández, R. 2001. Nutrición Mineral de las Plantas. Libro Botánica OnLine. En: <http://www.forest.ula.ve/~rubenhg/nutricionmineral> (Visitada Enero 2007)
23. Hidalgo, M., Tapia, A., Rodríguez, W. y Serrano, E. 2006. Efecto de la Sigatoka Negra (*M. fijiensis*) sobre la Fotosíntesis y Transpiración Foliar del Banano. Agronomía Costarricense. 30: 35-41
24. Hull, R. 2004. Scientists Start to Recognize Silicon's Beneficial Effects. En: <http://www.turfgrasstrends.com/turfgrasstrends/article/articleDetail.jsp?id=119630> (Visitada en Enero 2007)

25. Husby, C. 1998. The Role of Silicon in Plant Susceptibility to Disease. FIU, Florida International University. Disponible en <http://www.fiu.edu>. (Visitada en Junio 2007)
26. IICA, Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. 2005. Sector Agrícola Nacional Requiere de más inversión. El Universo. 4Ap
27. IPNI, Internacional Plant Nutrition Institute. 2007. Nutrición y fertilización del Banano. En: <http://www.ppi-ppic.org> (Visitada en Enero del 2007)
28. Israeli, Y., Lahav, E. y Reuveni, O. 1995. In Vitro Culture of Bananas. Bananas and Plantains. First Edition. S. Gowen (ed.). Chapman and Hall (eds). Great Britain. 147-165
29. Jones, D. R. 2000. Introduction to Banana, Abacá and Enset. Pages 1-30 in: Disease of Banana, Abaca and Ensete. D. Jones ed. CAB International, Wallingford UK.
30. Kernan, M. and Marx, D. 2000. Silicon Nutrition in Plants. Plant Health Care Inc. 1 -2

31. Liang, Y., Sun, W. y Romheld, V. 2005. Effects of Foliar and Root Applied Silicon on the Enhancement of Induced Resistance to Powdery Mildew in *Cucumis sativus*. *Plant Pathology*. 54: 678 – 685
32. Mengel, K. and Kirkby, E. 1982. Principles of Plant Nutrition. Third Edition. International Potash Institute. Bern, Switzerland
33. Moraes, S., Pozza, E., Alves, E., Pozza, A., Carvalho, J., Lima, P y Botelho, A. 2005. Efeito de Fontes de Silício na Incidência e na Severidade da Antracnose do Feijoeiro. *Fitopatologia Brasileira*. 31: 69-75
34. Mourichon, X; Carlier, J y Fouré, E. 1997. Enfermedades de Sigatoka. Enfermedades de Musa: Hoja Divulgatoria. 8: 1-6
35. Novillo, F. y Romero, J. 2001. Indicadores de la Actividad Bananera en el Ecuador. Producción Gráfica. Guayaquil, Ecuador.
36. Orozco, M., Pérez, O. y Orozco, J. 2004. Control de Sigatoka en Banano con Aplicaciones del Fungicida Pyrimethanil. En Publicación Especial de ACORBAT. 234-235. En: XVI Reunión Internacional ACORBAT. Oaxaca, México.

37. Padrón, E. 1996. Diseño Completamente al Azar. Diseños Experimentales con Aplicación a la Agricultura y la Ganadería. Primera Edición. Editorial Trillas. México DF, México. 33-37
38. Price, N.S. 1995. Banana Morphology – Part I: Roots and Rhizomes. In: Bananas and Plantains. First Edition. 179-183. S, Gowen (ed.) Chapman, and Hall (eds.). Glasgow, Great Britain.
39. Quero, E. 2007. Silicio en la Producción Agrícola. En: <http://loquequero.com>. (Visitada en Mayo 2007)
40. Quero, E. 2007. Silicio en la Protección de Plantas. En: <http://loquequero.com>. (Visitada en Mayo 2007)
41. Rodrigues, F., Benhamou, N., Datnoff, L., Jones, J. and Bélanger, R. 2003. Ultrastructural and Cytological Aspects of Silicon-Mediated Rice Blast Resistance. *Phytopathology*. 93: 535-546
42. Rodrigues, F., Datnoff, L., Korndörfer, G., Seebold, K. and Rush, M. 2001. Effect of Silicon and Host Resistance on Sheath Blight Development in Rice. *Plant Disease*. 85: 827-832

43. Román, S. 2001. Fertilización de Cultivos de la Zona Centro Norte de Chile. Agenda del Salitre SOQUIMICH 2001. Undécima Edición. 332-334. SOQUIMICH COMERCIAL S.A (ed.). Santiago, Chile.
44. Romheld, V. y El-Fouly, M. 1999. Aplicación Foliar de Nutrientes: Retos y Límites en la Producción Agrícola. Informaciones Agronómicas. 48: 10-14
45. Ruiz, R. 2001. Nutrición Vegetal, Fertilizantes y Fertilización. Agenda del Salitre SOQUIMICH 2001. Undécima Edición. 175-196. SOQUIMICH COMERCIAL S.A (ed.). Santiago, Chile.
46. Sang, G., Kim, K., Eun W. y Doil, C., 2002. Silicon-Induced Cell Wall Fortification of Rice Leaves: A Possible Cellular Mechanism of Enhanced Host Resistance to Blast. Phytopathology. 92: 1095 – 1103
47. Scheneider, R. 2001. Nutrición Vegetal, Fertilizantes y Fertilización. Agenda del Salitre SOQUIMICH 2001. Undécima Edición. 175-184. SOQUIMICH COMERCIAL S.A (ed.). Santiago, Chile.

48. Seebold, W., Datnoff, E., Correa, J., Kucharek, A. and Zinder, H. 2001. Effect of Silicon and Host Resistance on Sheath Blight Development Rice. *Phytopathology*. 91: 63-68
49. Seebold, K., Kucharek, T; Datnoff, L, Correa-Victoria, F y Marchetti, M. 2001. The Influence of Silicon on Components of Resistance to Blast in Susceptible, Partially Resistant and Resistant Cultivars of Rice. *Phytopathology*. 91: 63-69
50. SICA, Servicio de información y censo agropecuario del Ministerio de Agricultura y Ganadería del Ecuador; INEC, Instituto Nacional de Estadística y Censo y MAG, Ministerio de Agricultura y Ganadería. 2001. III Censo Nacional Agrícola 2001. 1: 59-103
51. SICA, Servicio de información y censo agropecuario del Ministerio de Agricultura y Ganadería del Ecuador. 2006. El Cultivo del Banano. En: http://www.sica.gov.ec/agronegocios/biblioteca/Ing%20Rizzo/perfiles_productos/banano.pdf (Visitada en Enero 2007)
52. SICA, Servicio de información y censo agropecuario del Ministerio de Agricultura y Ganadería del Ecuador. 2006. Banano: Banano y Plátano FHIA. En: <http://www.sica.gov.ec> (Visitada en Enero 2007)

53. Suquilanda, M. 2001. Manejo Alternativo de Sigatoka Negra. SICA, Servicio de Información y Censo Agropecuario del Ministerio de Agricultura y Ganadería del Ecuador. 2001. En: <http://www.sica.gov.ec> (Visitada en Noviembre 2006)
54. Vallejo, S. y Quingaísa, E. 2004. Documento Técnico para la Competitividad Plantación – Harina Puré – Banano. IICA-Ecuador, Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. 1-15
55. Vallejo, S. 2002. Perfil del Sector Agropecuario Ecuatoriano 2002. IICA-Ecuador, Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. 1-11
56. Vázquez, V., Perez, M. y Orozco, J. 2004. Evaluación de Cultivares de Plátano Tolerantes a Sigatoka Negra en Nayarit. En: Publicación Especial de ACORBAT. 225. XVI Reunión Internacional ACORBAT. Oaxaca, México.
57. Wang, Y., Stass, A. y Horst, W. 2004. Apoplastic Binding of Aluminum Is Involved in Silicon-Induced Amelioration of Aluminum Toxicity in Maize. *Plant Physiology*. 136: 3762 – 3770

58. Wikipedia. 2007. Silicio. En: <http://es.wikipedia.org/wiki/Silicio> (Visitada en marzo del 2007)

59. Wikipedia. 2007. Silicio. En: <http://es.wikipedia.org/wiki/Banano> (Visitada en marzo del 2007)

APENDICES

APENDICE A

INOCULACION *IN VITRO* DE *M.FIJIENSIS* Y ECT EN HOJAS

SEPARADAS



(1)



(2)



(3)



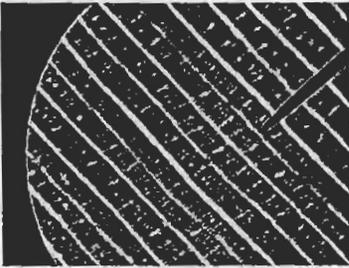
(4)

(1) Adición de Benzimidazol al medio Agar (2) Vaciado del medio en caja Petri (3) Fijación de muestra en caja Petri (4) Inoculación usando *M.fijiensis* o ECT.

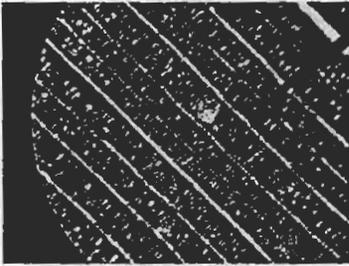
APENDICE B

VISTA AL MICROSCOPIO DE MUESTRAS FOLIARES

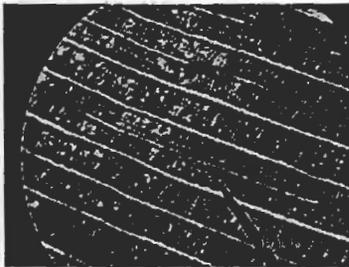
EXPUESTAS A ECT



(1)



(2)



(3)

(1) Muestra foliar sana
(2) Muestra foliar
expuesta ECT por 5
horas. (3) Muestra
foliar expuesta a ECT
por 8 horas.

ESCUELA POLITÉCNICA DEL LITORAL

Facultad de Ingeniería en Mecánica y Ciencias de la Producción

“Impacto de las Aplicaciones de un Mineral Bio-activo sobre
Parámetros Agronómicos y Fitosanitarios en Plantas de Banano
del Grupo Cavendish, Variedad Williams a Nivel de Laboratorio e
Invernadero”

TESIS DE GRADO

Previo a la obtención del Título de:

INGENIERO AGROPECUARIO

Presentada por:

Félix Miguel Hasing Larreátegui

GUAYAQUIL – ECUADOR

Año: 2007

AGRADECIMIENTO

Agradezco al Centro de Investigación Biotecnológica de Ecuador (CIBE), a su personal de mantenimiento, invernadero, laboratorios, administración, dirección y de manera especial al departamento de fitopatología.

DEDICATORIA

A mi familia: Felix Hasing
Lock, Bolívar Hasing Lama,
July de Hasing Larreátegui,
Viviana Hasing Larreátegui y
Minina Kvartalova.

TRIBUNAL DE GRADUACIÓN

Ing. Eduardo Rivadeneira P.
DECANO DE LA FIMCP
PRESIDENTE

Ing. Ma. Isabel Jiménez F.
DIRECTOR DE TESIS

Ing. Daniel Navia M.
VOCAL

Ing. Manuel Donoso B.
VOCAL

DECLARACIÓN EXPRESA

“La responsabilidad del contenido de esta Tesis de Grado, me corresponden exclusivamente; y el patrimonio intelectual de la misma a la ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL”

(Reglamento de Graduación de la ESPOL).

Félix Miguel Hasing Larreátegui

INDICE GENERAL

	Pág.
RESUMEN.....	I
INDICE GENERAL.....	IV
ABREVIATURAS.....	VIII
SIMBOLOGIA.....	IX
INDICE DE FIGURAS.....	X
INDICE DE TABLAS.....	XI
INTRODUCCION.....	1
CAPITULO 1	
1. BANANO Y SUS PROBLEMAS FITOSANITARIOS.....	3
1.1. Banano.....	3
1.1.1. Origen, Descripción.....	3
1.1.2. Variedades Usadas en Ecuador.....	5
1.1.3. Importancia Económica y su Distribución Geográfica en el Ecuador.....	5
1.2. Sigatoka negra.....	8
1.2.1. Agente causal: <i>Mycosphaerella fijiensis</i>	9
1.2.2. Ciclo de <i>M. fijiensis</i> en el la Planta Banano.....	10
1.2.3. Sintomatología de la Enfermedad.....	11

1.2.4. Controles de la Enfermedad Usados en Ecuador.....	12
--	----

CAPITULO 2

2. NUTRICION DEL BANANO.....	14
2.1. Nutrición del Banano.....	14
2.1.1. Introducción.....	14
2.1.2. Función de los Micro-elementos.....	16
2.1.3. Función de los Macro elementos.....	23
2.1.4. Fertilización del Banano.....	28
2.2. El Silicio en la Agricultura.....	29
2.2.1. Introducción.....	33
2.2.2. El Silicio en la Planta.....	37
2.2.3 .Absorción Foliar del Silicio.....	46
2.2.4. Nutrición Usando Silicio.....	53
2.3. Micro propagación.....	62
2.3.1. Introducción.....	62
2.3.2. Uso de Micro elementos como ingredientes en Medio cultivo.....	63
2.4 Efecto del Silicio Contra Enfermedades.....	64

CAPITULO 3

3. MATERIALES Y METODOLOGIA.....	61
----------------------------------	----

3.1. Materiales.....	71
3.1.1. Material Biológico: fungoso y vegetal.....	71
3.1.2. Materiales de Laboratorio e Invernadero.....	71
3.2. Bio-ensayo con plantas In Vitro.....	73
3.2.1. Evaluación Agronómica de los Tratamientos In Vitro.....	73
3.2.2. Evaluación Agronómica de los Tratamientos Continuados en Invernadero.....	75
3.2.3. Evaluación de los Tratamientos In Vitro en plantas Inoculadas con <i>M.fijiensis</i>	76
3.3. Bio-ensayo con plantas In Vivo.....	77
3.3.1. Evaluación Agronómica de los Tratamientos In Vivo.....	77
3.3.2. Evaluación de los Tratamientos In Vivo en Plantas Inoculadas con <i>M. fijiensis</i>	79
3.3.3. Evaluación In Vitro de los Tratamientos en Hojas Separadas	
3.3.3.A. Evaluación inoculando <i>M. fijiensis</i>	80
3.3.3.B. Evaluación utilizando extracto de crudo tóxico de <i>M. fijiensis</i>	80

CAPITULO 4

4. ANALISIS DE RESULTADOS.....	85
4.2. Bio-ensayo con plantas In Vitro.....	85
4.1.1. Evaluación Agronómica de los Tratamientos In Vitro.....	85

4.1.2. Evaluación Agronómica de los Tratamientos Continuados en Invernadero.....	87
4.1.3. Evaluación de los Tratamientos In Vitro en plantas Inoculadas con <i>M. fijiensis</i>	92
4.2. Bio-ensayo con plantas In Vivo.....	97
4.2.1. Evaluación Agronómica de los Tratamientos In Vivo.....	97
4.2.2. Evaluación de los Tratamientos In Vivo en Plantas Inoculadas con <i>M. fijiensis</i>	102
4.2.3. Evaluación In Vitro de los Tratamientos en Hojas Separadas.....	107
4.3.3.A. Evaluación inoculando <i>M. fijiensis</i>	107
4.3.3.B. Evaluación utilizando extracto de crudo tóxico de <i>M. fijiensis</i>	109

CAPITULO 5

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	111
--	-----

APENDICES

BIBLIOGRAFIA

ABREVIATURAS

cm	Centímetro
ETC	Extracto de crudo tóxico
g	Gramos
ml	Mililitros
ppm	Partes por millón
Spad	Unidades usadas por el equipo SPAD-502, esta unidad se basa en la refracción de luz de la clorofila. La luz refractada es inversamente proporcional a la luz absorbida por la clorofila.
UPA	Unidad de Producción Agrícola

SIMBOLOGIA

pH Potencial hidrogenado

INDICE DE FIGURAS

Figura 1.1	Ciclo de <i>M.fijiensis</i> en banano.....	10
-------------------	--	----

INDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Distribución de las zonas bananeras del Ecuador según el Ex programa Nacional del Banano.....	6
Tabla 2. Elementos minerales en las plantas.....	13
Tabla 3. Características estructurales y procesos en los que esta Involucrado el silicio.....	34
Tabla 4. Área bajo la curva de los parámetros de desarrollo de meristemas de banano.....	72
Tabla 5. Área bajo la curva de los parámetros de desarrollo de plantas del bio-ensayo <i>In Vitro</i>	74
Tabla 6. Mediciones de clorofila (spad) realizadas a las hojas de plantas de banano del bio-ensayo <i>In Vitro</i>	76
Tabla 7. Área bajo la curva de la infección causada por <i>M. Fijiensis</i> en plantas del bio-ensayo <i>In Vitro</i>	78
Tabla 8. Porcentaje del daño causado por <i>M.fijiensis</i> en plantas de banano del bio-ensayo <i>In Vitro</i>	80
Tabla 9. Área bajo la curva de los parámetros de desarrollo de plantas de banano en Invernadero.....	82
Tabla 10. Mediciones de clorofila (spad) realizadas a las hojas de plantas de banano del bio-ensayo <i>In Vivo</i>	84
Tabla 11. Porcentaje del contenido de silicio de plantas de banano, variedad Williams (cavendish, aaa).....	86
Tabla 12. Area bajo la curva de la infección causada por <i>M. Fijiensis</i> en plantas del bio-ensayo <i>In Vivo</i>	88
Tabla 13. Porcentaje del daño causado por <i>M. fijiensis</i> en plantas del bio-ensayo <i>In Vivo</i>	90
Tabla 14. Área bajo la curva de la infección causada por <i>M. fijiensis</i> en hoja separada	92
Tabla 15. Área bajo la curva del daño causado por el extracto de crudo tóxico en hoja separada.....	94

RESUMEN

La presente investigación se realizó en el laboratorio de Fitopatología del Centro de Investigaciones Biotecnológicas del Ecuador (CIBE), edificio PROTAL de la Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL) en el Campus Gustavo Galindo. La ESPOL se encuentra ubicada en el Km 30.5 de la vía Perimetral a 80 m.s.n.m dentro de un clima seco tropical en la ciudad de Guayaquil, Ecuador.

Durante el periodo comprendido entre septiembre 2006 y junio 2007 se realizaron todos los ensayos correspondientes a la investigación que buscaba estudiar el Impacto de las Aplicaciones de un Mineral Bio-activo sobre Parámetros Agronómicos y Fitosanitarios en Plantas de Banano del Grupo Cavendish, Variedad Williams a Nivel de Laboratorio e Invernadero. Los ensayos realizados se enfocaron en fito-protección y nutrición de banano.

Con este propósito se seleccionaron 5 concentraciones del mineral bio-activo, Silicio, que fueron las siguientes: 5, 50, 500 y 5000 ppm, cada una con pH regulado y no regulado. El impacto del Silicio fue estudiado en dos grupos de plantas. El primer grupo durante su fase *In Vitro* se desarrollo en medio enriquecido con Silicio, mientras que el segundo grupo no.

Ambos grupos recibieron aplicaciones de Silicio cuando ingresaron al periodo de invernadero.

Parámetros agronómicos fueron medidos tanto en fase In Vitro como en invernadero. Cuando los grupos de plantas alcanzaron la cuarta semana en invernadero fueron inoculados con *M.fijiensis*. Después de la inoculación cada grupo fue dividido en dos subgrupos. Un subgrupo continuó con las aplicaciones de Silicio establecidas y el otro grupo suspendió sus aplicaciones. Para la evaluación de los tratamientos se usaron escalas de sintomatología y daño porcentual. Se tomaron muestras foliares de todos los grupos de plantas para su inoculación en laboratorio. Así se pudo monitorear, también, el desarrollo del patógeno en condiciones controladas.

Al grupo de plantas que no recibió Silicio durante su fase In Vitro se le realizaron pruebas adicionales. Entre estas pruebas tenemos: exposición de muestras foliares al extracto de crudo tóxico de *M. fijiensis* y análisis químico (cantidad de Silicio).

Los resultados de la investigación muestran, a nivel In Vitro, un mayor desarrollo de los parámetros agronómicos en las plantas que crecieron en medios enriquecidos con silicio en las concentraciones 50 ppm y 500 ppm. Estas mismas concentraciones obtuvieron también los mejores resultados en

invernadero. La aplicación de silicio con pH regulado y no regulado no aumentó la cantidad de clorofila presente en las plantas.

El uso de silicio retardó el desarrollo de los síntomas ocasionados por *M.fijiensis* su acción fue mas notoria en las dosis más elevadas. La acción de las aplicaciones de silicio disminuyeron la severidad de la enfermedad.

INTRODUCCION

La investigación realizada busca conocer cual es el Impacto de las Aplicaciones de un mineral bio-activo sobre parámetros agronómicos y fitosanitarios en plantas de banano del grupo Cavendish, variedad Williams a nivel de laboratorio e invernadero, dirigido a la obtención de nuevas alternativas en la fertilización y fitoprotección del cultivo del banano. En la actualidad, para llegar a una producción satisfactoria de banano se utiliza la fertilización mineral y los pesticidas debido a que son soluciones eficaces. A pesar de que el banano es el principal cultivo del país no existen los suficientes centros de investigación ni el número de profesionales en el área que planteen nuevas alternativas y que las ofrezcan al sector bananero.

Acorde al tiempo en que vivimos estas alternativas deben ser eficientes, eficaces y sobre todo guardar armonía con el medio ambiente. Dentro de este marco, con el antecedente de investigaciones realizadas en varios países y siendo el segundo mineral más abundante en la tierra se ha elegido en el silicio, mineral bio-activo, como objeto de estudio.

La investigación se enfoca en validar la hipótesis de que las aplicaciones de Silicio, en diferentes concentraciones, puede presentar un efecto directo o indirecto sobre el patógeno *Mycosphaerella fijiensis*, causante de la

enfermedad conocida como Sigatoka negra. Dentro del tema también se ha planteado evaluar la respuesta agronómica y fisiológica del banano.

Para el desarrollo de la investigación se usaron plantas de banano del grupo Cavendish, variedad Williams, bajo condiciones In Vivo e In Vitro. Utilizando el Diseño Experimental Completamente al Azar se analizaron los efectos de las aplicaciones de silicio.

El efecto de este elemento se evaluó con la toma de parámetros agronómicos, fitosanitarios y nutricionales; los mismos que fueron usados en los análisis estadísticos paramétricos y no paramétricos para conocer si existe o no relación entre las concentraciones de silicio utilizadas y el daño causado por *M. fijiensis*.

Se espera que el resultado de la investigación establezca la influencia del Silicio en el banano contra la infección de *M. fijiensis*. De esta manera se ofrecerá una alternativa para la prevención de la enfermedad, evitando la aplicación de pesticidas que causan la contaminación del ambiente y consecuentemente la resistencia del patógeno.

CAPITULO 1

1. BANANO Y SUS PROBLEMAS FITOSANITARIOS.

1.1. Banano.

1.1.1 Origen y Descripción.

Las Musáceas silvestres se encuentran distribuidas desde el Pacífico hasta el oeste de África, pero son principalmente encontradas al sur-este de Asia en la región de Nueva Guinea [28].

El banano pertenece al género Musa de la familia Musáceas del orden Zingiberales. No posee tronco, en su lugar presenta vainas foliares que forman una estructura llamada pseudotallo [28, 56].

El tallo verdadero es el rizoma subterráneo o también llamado cormo, su tamaño esta relacionado con la parte aérea de la planta. La sección apical del cormo contiene tejidos meristemáticos de los cuales se desarrolla el sistema vascular que comunica la parte aérea con la parte subterránea [37].

Como el resto de las monocotiledóneas, posee un sistema de raíces adventicio que se origina del rizoma. El poder radicular de las raíces es débil [35, 49].

Las hojas son de color verde o amarillo verdoso, sus bordes lisos y sus nervaduras pinnadas. La planta llega a tener entre 10 a 15 hojas funcionales durante la floración y de 5 a 10 hojas durante la cosecha. Las flores están agrupadas en racimos de 10 a 20 y protegidas por brácteas de color púrpura [28].

1.1.2. Variedades Usadas en Ecuador.

En Ecuador existen las condiciones ambientales que le han permitido abastecer al mercado mundial durante todo el año. Las variedades usadas en la producción bananera son: Valery, Grand Cavendish, Grand Naine, y Lacatán [7].

1.1.3. Importancia Económica y su Distribución Geográfica en el Ecuador.

Importancia Económica

Desde 1990 las exportaciones totales del Ecuador mantienen un crecimiento moderado, no así la exportación bananera que adquiere un incremento acelerado en volumen y dólares. De esta forma el banano ha pasado a ocupar un sobresaliente lugar en el grupo de productos primarios, destacándose el ingreso significativo de divisas que el país recibe del sector [34].

La actividad bananera es de vital importancia para la economía del país, esta ha llegado a representar el 25% de las exportaciones totales, como sucedió en 1997 y en 1998 cuando

los valores exportados fueron de 1337 y 1070 millones de dólares respectivamente [6].

En cuanto al PIB, la producción de banano contribuyó con el 2% en el año 2000 y con el 5,4% en el 2002. Con respecto al PIB Agrícola su aportación fue del 16% en el 2000 y 31,2% en el 2002 [6, 51].

Distribución Geográfica en el Ecuador

La producción de banano, como monocultivo, cuenta con un 84% en la región costa y 12% en la región Sierra. Los Ríos, Guayas y El Oro son las principales provincias productoras, entre ellas abarcan el 77% de la superficie sembrada. En la costa se encuentran las UPAs de mayor extensión, así el 44% se encuentra en esta región y el 41% en la Sierra [6, 51].

Casi todo el Banano producido en nuestro país proviene de la región costeña. El Ex – Programa Nacional del Banano,

organización encargada de controlar y fomentar el cultivo, distribuyó las áreas bananeras de la siguiente forma:

TABLA 1
DISTRIBUCIÓN DE LAS ZONAS BANANERAS DEL ECUADOR
SEGÚN EL EX – PROGRAMA NACIONAL DEL BANANO (SICA,
2001).

Zona	Situación
Norte	Ubicada en la provincia de Esmeraldas y Pichincha. Abarca las zonas bananeras de Quinde, Esmeraldas y Santo domingo de los Colorados.
Central	Abarca las áreas bananeras de Quevedo, Provincia de Los Ríos; La Maná, Provincia del Cotopaxi y Velasco Ibarra Provincia del Guayas.
Sub - central	Localizada en la Provincia de Los Ríos, comprende las áreas localizadas en Puebloviejo, Urdaneta, Ventanas y el cantón Balzar en la provincia del Guayas.
Oriental - Milagro	Se extiende desde Naranjito, Milagro hasta Yaguachi en la Provincia del Guayas.
Oriental – El Triunfo	Situada en la Provincia del Guayas con incumbencia en el cantón El Triunfo, La Troncal en la provincia del Cañar y Santa Ana en la Provincia del Azuay.
Naranjal	Ocupa las localidades de naranjal, Balao y Tenguel.
Sur - Machala	Ubicada en la Provincia del Oro, comprende los cantones: Santa rosa, Arenilla, Guabo, Machala y Pasaje.

1.2. Sigatoka negra.

Origen a nivel mundial

La primera aparición de la Sigatoka negra en Latinoamérica tuvo lugar en Honduras en 1972. Entre 1981 y 1988 alcanzó la zona de Urabá – Colombia donde se encontraban cultivos asociados con banano. Ecuador detectó Sigatoka Negra por primera vez en 1987 en las haciendas Timbre, Flamingo y Victoria, localizadas en la provincia de Esmeraldas. La enfermedad se encuentra en todo el territorio e inclusive en pequeñas áreas cultivadas en las islas Galápagos [33, 49].

La Sigatoka negra es el principal problema fitopatológico del cultivo de banano y plátano en América Latina, Asia y África. Esta es causada por el hongo ascomiceto *M. fijiensis*, que entre sus características biológicas se encuentra una alta producción de ascosporas y un alto número de ciclos sexuales. Debido a esto, el patógeno tiene una elevada tasa de colonización de tejidos que le permite predominar sobre otras enfermedades foliares del banano menos agresivas [22].

Altera la fisiología de la planta, reduciendo su capacidad fotosintética al destruir el tejido foliar a través del desarrollo de manchas necróticas que afectan el desarrollo del racimo ocasionando considerables pérdidas en la producción. Causa severos daños en el follaje disminuyendo la respiración y la acción fotosintética de la planta. Como consecuencia hay una reducción del rendimiento entre un 50 y 100% y la maduración prematura de la fruta cosechada [5, 28, 49].

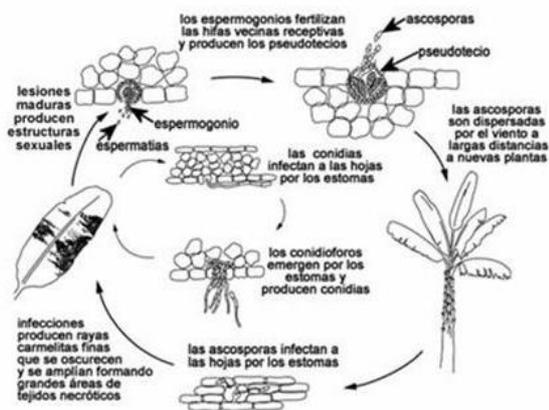
1.2.1. Agente causal: *Mycosphaerella fijiensis*.

El agente causal es el hongo Ascomycete llamado *M. fijiensis*, el cual se produce en forma sexual y asexual durante su ciclo de vida. La fase asexual presenta el desarrollo de conidióforos, estructuras donde se producen esporas asexuales llamadas conidias [3, 10].

La fase sexual es la más importante, ya que se produce un gran número de ascosporas, en estructuras llamadas pseudotecios. Las ascosporas de *M. fijiensis*, son las principales fuentes de inóculo y el medio de dispersión a grandes distancias [4, 10].

1.2.2. Ciclo de *M. fijiensis* en el la Planta Banano.

M. fijiensis es el patógeno causante de la Sigatoka negra. Se reproduce tanto sexual como asexualmente. La fase de reproducción asexual se da a partir de las primeras lesiones de la enfermedad, donde se observa la presencia de conidióforos que salen de los estomas, principalmente, en el envés de las hojas [3, 18].



Ciclo de la enfermedad Sigatoka negra

FIGURA 1.1. CICLO DE *M.FIJIENSIS* EN BANANO

La fase sexual es la más importante en la reproducción de la enfermedad, porque produce gran cantidad de ascosporas, que se desarrollan en cuerpos fructíferos llamados peritecios. Tanto

los conidias como las ascosporas son las estructuras de diseminación de la enfermedad [3, 18].

1.2.3. Sintomatología de la Enfermedad.

Los síntomas de Sigatoka Negra se manifiestan en hojas jóvenes, ocasionando un daño en los tejidos fotosintetizadores [33].

Los primeros síntomas de la Sigatoka negra son manchas cloróticas muy pequeñas que aparecen en la superficie inferior (abaxial) de la tercera o cuarta hoja abierta. Las manchas crecen convirtiéndose en rayas de color marrón delimitadas por las nervaduras. El color de las rayas se tornan más oscuro con el tiempo y visibles en la superficie superior (adaxial). Luego las lesiones se amplían, tornándose fusiformes o elípticas, y se oscurecen aún más formando las rayas. El tejido adyacente frecuentemente tiene una apariencia como empapado o mojado, especialmente cuando está bajo condiciones de alta humedad [33].

1.2.4. Controles de la Enfermedad.

En general el control de la enfermedad se basa en una combinación de métodos que incluyen: cuarentenas, saneamiento por eliminación de plantas, cortes de secciones de las hojas afectadas y principalmente por la aplicación de aspersiones con fungicidas durante todo el año [1].

Para el control químico se utilizan fungicidas sistémicos y protectantes. Estos poseen un amplio espectro de acción y efectos múltiples sobre el patógeno de acuerdo al grupo químico al que pertenecen. A pesar de la eficacia de estos químicos, *M. fijiensis* ha desarrollado resistencia a algunos productos utilizados para su control [33].

La solución a largo plazo es sin duda la resistencia genética, el desarrollo de cultivares resistentes o tolerantes a Sigatoka negra es otra opción para la producción de banano. En Centro América

cultivares como: Chato, Pelipita, ABB han reemplazado a las plantaciones que son susceptibles [33].

CAPITULO 2

2. NUTRICION DEL BANANO.

2.1. Nutrición del Banano.

2.1.1. Introducción.

El estudio de la nutrición mineral de las plantas comprende un conjunto de conocimientos que apuntan a conocer la esenciabilidad de los elementos, como también el rol fisiológico que estos cumplen en la vida de las plantas [11, 21, 44].

La nutrición vegetal es muy compleja, para entenderla esta se basa en otras ciencias como: la fisiología, la bioquímica y la biología molecular de las plantas. Por otro lado como seres vivos, las plantas, de manera silvestre o dentro de un cultivo completan

su desarrollo e interactúan con la naturaleza, ligando también a la nutrición con otra ciencia como lo es la ecología [11, 21, 44].

Dentro de la Fisiología Vegetal existen 2 criterios clásicos para definir a un elemento como esencial o no esencial. El primero dice: un elemento es esencial si en caso de deficiencia la planta no puede culminar su ciclo de vida, el elemento debe estar directamente involucrado en la nutrición inorgánica de la planta. El segundo dice: el elemento debe formar parte de una molécula de un constituyente esencial de la planta o formar parte de un metabolito de la planta [11].

TABLA 2

ELEMENTOS MINERALES EN LAS PLANTAS (EPSTEIN, 1993)

Elemento	Rango de concentración (Peso seco)
	%
Nitrógeno	0.5 – 6
Fósforo	0.15 – 0.5
Azufre	0.1 – 1.5
Potasio	0.8 – 8
Calcio	0.1 – 6

Magnesio	0.05 – 1
	(ppm)
Hierro	20 – 600
Manganeso	10 – 600
Zinc	10 – 250
Cobre	2 – 50
Boro	0.05 – 5
Cloro	0.2 – 800
Molibdeno	10 – 80000
cobalto	0.1 – 10
	%
Sodio	0.001 - 8
Silicio	0.1 – 10
	ppm
Aluminio	0.1 - 500

2.1.2. Función de los Micro-elementos.

Zinc (Zn)

Este microelemento interviene en la síntesis de auxinas (reguladoras de crecimiento) y participa como activador de varias enzimas como: la deshidrogenasa alcohólica, la dismutasa de súperóxidos y la anhidrasa carbónica [44].

El Zn tiene un papel muy relevante como activador de enzimas responsables de la síntesis de triptófano que a su vez es precursor de la auxina AIA (ácido indol acético) [44].

Hierro (Fe)

El Fe es componente de los grupos hemo unidos a las porfirinas, en detalle esta presente en la actividad del citocromo f, b 559, c y b. Esta presente en enzimas respiratorias como: peroxidasa, catalasa, ferredoxina y citocromo-oxidasa. También es componente de las llamadas proteínas hierro – azufre y otros complejos Fe-S que actúan en mitocondrias y en tilacoides en procesos fotosintéticos [11, 21, 44].

El Fe cumple un papel relevante en la cadena de transporte de electrones de la mitocondria, que es donde se genera la mayoría del ATP en la fosforilización oxidativa. Este elemento es cofactor de una súper oxido dismutasa, cuya función es controlar la peligrosidad del ión oxígeno [44,11].

Molibdeno (Mo)

El Mo es absorbido como anión molibdato, puede ser tomado por las plantas en grandes cantidades sin causar efectos dañinos. Gran parte de este microelemento se encuentra en la enzima nitrato reductasa de las raíces y tallos de las plantas superiores [11, 31, 44].

Manganeso (Mn)

El Mn tiene un papel importante en el fotosistema 2, específicamente en la fotólisis del agua. Al igual que el Fe, el Mn también activa una superóxido dismutasa. Esta enzima actúa sobre el ácido indol acético, que al acumularse se vuelve tóxico para las plantas [11,44].

Sodio (Na)

El Na es muy similar al K, por esto la mayoría de las plantas lo ha excluido del metabolismo durante la evolución. Existen varias diferencias entre las plantas que lo acumulan como lo son:

espinaca, remolacha, avena, etc. En base a estas diferencias se pueden establecer 4 grupos [44]:

1. Plantas que ante la insuficiencia de K estimulan su crecimiento con Na, como sucede en el caso del: tomate, avena, arroz.
2. Plantas en las que el Na estimula su crecimiento a pesar de tener niveles suficientes de K. Entre estas tenemos: algodón, apio y remolacha.
3. Plantas en las que el Na sería esencial, tal es el caso de las CAM, halófitas y en varias plantas C4 (maíz).
4. Plantas en las que no existe respuesta positiva al Na bajo ninguna condición tales como: poroto, lechuga, papa y frutales caducos.

Es un estimulante del alargamiento celular, puede reemplazar al K en la activación de la ADP – glucosapirifosforilasa, compuesto que interviene en la síntesis del almidón. LA deficiencia de Na causa clorosis, necrosis e inclusive impide la formación de flores en plantas que necesitan de este elemento en su nutrición [21].

Níquel (Ni)

El Ni participa en el metabolismo del nitrógeno de las leguminosas, cuando existe deficiencia en estas plantas se produce una acumulación de urea causando la necrosis de los folíolos. Niveles insuficientes de Ni tienen efectos en el crecimiento, metabolismo, envejecimiento y absorción de Fe de las plantas; por otro lado parece tener un papel en la resistencia a enfermedades [21].

Cobre (Cu)

El Cu enlazado a enzimas participa reacciones de oxidación-reducción con la excepción de ciertas amino oxidasas y galactooxidasas [21].

Más de la mitad del Cu de las plantas se encuentra formando parte estructural de la plastociana, proteína componente de la cadena de transporte de electrones en el fotosistema 1 en la fotosíntesis. Además se encuentra en la estructura de una enzima que es clave en la formación de lignina [11, 44].

Cobalto (Co)

La exigencia de Co en las plantas superiores no ha sido establecida aun, pero es requerido por plantas que reciben beneficios de su presencia indirectamente, como en el caso de las plantas fijadoras de N [11].

Cuando este tipo de plantas, fijadoras de N, se encuentra en presencia de amonio, nitrato o aminoácidos no es posible demostrar los beneficios indirectos que recibe por la presencia de Co. Sin embargo cuando estas plantas dependen únicamente del N atmosférico, el Co es necesario para su crecimiento [11].

Esto se debe a que las bacterias con las que este tipo de planta mantiene una simbiosis y que fijan el N al suelo necesitan de Co. Este elemento forma parte de la cobalamina, complejo enzimático, con la que funcionan estas bacterias [11].

Boro (B)

La mayoría de los roles fisiológicos y bioquímicos del B permanecen inciertos y aun hay mucho por estudiar [11, 44].

Este elemento está relacionado con la estructura de la pared celular y con sustancias pépticas asociadas a la misma. Durante la formación de la pared secundaria, estas son reforzadas por azúcares como la lignina y suberina. Es aquí donde el B actúa sirviendo de enlace de las moléculas de un polisacárido que se encuentra en la pared llamado Ramnogalacturonano II (RGII) [11].

El B actúa en la síntesis de bases nitrogenadas como uracilo, el cual es componente del RNA. Afectándose la síntesis de RNA se altera la síntesis de proteínas, además al afectar la síntesis de uracilo, básico para la formación de sacarosa, se acumulan azúcares simples y no llega sacarosa a los frutos, brotes de crecimiento y raíces de crecimiento [21, 44].

Cloro (Cl)

Las funciones del Cl todavía no están completamente definidas, puede tener varias funciones debido a su alta movilidad dentro de las plantas. Puede ser tolerado en un amplio rango de concentración a pesar de que sus requerimientos mínimos son muy bajos [31, 44].

Es un regulador de la presión osmótica y produce el balance de los cationes en la savia celular de las células vegetales. Actúa como anión durante los flujos rápidos de K, contribuyendo así a mantener la turgencia y balanceando el exceso de cargas positivas en el interior de la célula [21, 31, 44].

2.1.3. Función de los Macro elementos.

Nitrógeno (N)

El N es un elemento muy dinámico, se encuentra circulando entre la atmósfera, el suelo y organismos vivos. Durante este ciclo en la naturaleza el N sufre cambios producidos por factores físico-químicos y biológicos [31].

Entre los procesos en los que esta involucrado el N en el ambiente tenemos: Fijación biológica del N al suelo (Microorganismos), Amonificación, Nitrificación, Denitrificación, Mineralización y Volatilización [31].

Entre otras funciones interviene en las síntesis y transporte de fitohormonas. Se ha demostrado que niveles altos de N hacen que las citoquininas que se encuentran en las raíces se movilicen hacia la parte aérea de la planta retardando la senescencia. Al contrario bajos niveles de N estimula la síntesis de ABA de la raíces y su transporte a la parte aérea. Causando el cierre de estomas y acelerando la senescencia, al estimularse la producción de etileno [44].

Fósforo (P)

Posee un papel estructural en los ácidos nucleicos, en fosfolípidos (forma parte de los cloroplastos) y en algunas coenzimas y fosfoproteínas. Tiene la capacidad de modificar proteínas de manera irreversible [11, 44].

La mayor importancia del P es que forma parte de los metabolitos energéticos AMP, ADP y el ATP; este último es el compuesto transportador de la energía dentro de la planta. Juega un rol enzimático en la síntesis y degradación del almidón producido por las plantas tanto en el día como en la noche [11, 44].

Potasio (K)

En las plantas es el catión de mayor importancia no solo considerando su contenido en los tejidos sino también su participación en funciones fisiológicas y bioquímicas [31].

Activa alrededor de 60 enzimas, su gran actividad enzimática se debe a su bajo radio iónico que le permite una gran movilidad al pasar por las membranas. Puede ser reemplazado parcialmente por otros iones monovalentes, entre sus roles enzimáticos más importantes tenemos la acción sobre la enzima sintetasa del almidón (generadora de almidón a partir de azúcares simples). Esta enzima también puede ser activada en un 50% por iones como: Rb, Cs y Amonio [11, 44].

Azufre (S)

Participa de la estructura de las proteínas y aminoácidos. En la Cisteína y la Metionina en la proporción del 10% y en las proteínas en un 90%. Forma parte del Glutathione, agente que interviene en la reducción de sulfatos (forma en que S es asimilado). Esta presente en la ferredoxina (proteína con Fe y con S), importante en el proceso de fotosíntesis. Su acción también está ligada a las vitaminas sulfuradas como la biotina, tiamina y coenzima A [26, 44].

Calcio (Ca)

El Ca es componentes de los pectatos de calcio importantes en la estructura de la pared celular. A partir de los años 80 se conoce un rol enzimático del Ca a través de la calmodulina, que es una proteína con 148 aminoácidos con 4 átomos de Ca presente en la pared celular [11, 44].

Este elemento cumple un rol en la selectividad del transporte de iones que atraviesan la membrana celular. De esta manera se

previene la integridad de la membrana y por consiguiente de las sustancias que ingresan al citoplasma [11].

Este elemento interviene en la división celular por lo tanto estimula el desarrollo de raíces y hojas en p las plantas. Una carencia de niveles adecuados de Ca causa la pérdida de selectividad de la membrana celular, provocando la entrada libre de iones tóxicos o metales pesados como el Al. Es responsable de la fusión del aparato de golgi y su ausencia induce a trastornos en el metabolismo celular [44].

Magnesio (Mg)

La importancia del Mg radica en que es el centro de las moléculas de clorofila a y clorofila b ubicadas en los cloroplastos. Además mantiene las configuraciones de estas moléculas, por lo tanto es básico para el proceso de fotosíntesis. [11].

En el proceso de fijación de dióxido de carbono, el Mg activa específicamente a la enzima rubisco, haciendo que la misma incorpore más dióxido de carbono. Es por esto que que tiene un

efecto positivo en la asimilación de dióxido de carbono y procesos asociados como la producción de azúcares y almidón [44].

2.1.4. Fertilización del Banano.

En el Ecuador se ha determinado que los minerales indispensables que deben ser aplicados al suelo son el nitrógeno y el potasio, independientemente de este criterio los fertilizantes a aplicarse deben ser escogidos en función de la zona o región del cultivo [15].

El estado nutricional en los estadios tempranos de desarrollo, especialmente de K, es muy importante ya que determinará el rendimiento de los frutos. Estudios realizados en 19 países productores de banano permitieron conocer que las dosis de fertilizantes recomendadas alcanzarían a 211 kg N/ha/año, 35 kg P/ha/año y 323 kg K/ha/año. Para el caso del N, en la producción de banano alrededor del mundo se utilizan dosis entre 100 y 600

kg N/ha/año. En la mayoría de las zonas bananeras de América Latina se utilizan dosis de alrededor de 300 kg N/ha/año [51].

Se ha demostrado que la planta de banano aprovecha los nutrientes presentes en el suelo desde poco después del trasplante entre 2 y 3 meses hasta el inicio de la floración. Luego de la diferenciación floral, la planta sostiene su crecimiento y llena el racimo con los nutrientes almacenados. Por esta razón, en el manejo de fertilizantes se recomienda aplicar nutrientes hasta un poco antes de la floración, para luego concentrar los esfuerzos en el brote sucesión [51].

2.2. El Silicio en la Agricultura.

El silicio es el segundo mineral más abundante en la tierra. Se encuentra formando parte de los silicatos, los cuales constituyen un amplio grupo en la naturaleza. En el suelo el silicio se presenta formando: ácido monosilícico; asociado con óxidos de hierro, manganeso y aluminio y en formas cristalinas y no cristalinas como silicatos minerales [38].

El uso agrícola intensivo y extensivo del suelo, provoca el desequilibrio de nutrientes contenidos en el, dado que una parte significativa es removida por la cosecha, el desarrollo vegetativo del cultivo y de la maleza, la lixiviación y la erosión eólica e hídrica. Como otros nutrientes, el silicio es extraído del suelo. La extracción de silicio activo de los suelos agrícolas por cada cosecha es en promedio de 40 a 300 kg/ha [38].

La solubilidad del silicio en el suelo esta influenciada por varios factores como: pH, temperatura, potencial redox, contenido de materia orgánica, tamaño de las partículas y su composición química principalmente [31].

Es un mineral beneficioso e inclusive un nutriente necesario en algunas plantas. El rol del silicio en la resistencia de stress biótico y abiótico es atribuido a la modificación de las propiedades de la pared celular [20].

Las gramíneas son las plantas que extraen silicio con mayor intensidad, uno de estos cultivos es la caña de azúcar, el cual produce mas de 180 ton/ha en suelos con pH mayor a 7.5 y un contenido de silicio en el suelo mayor al 22%. Mientras que en condiciones de suelo ácido con pH de 5.5 a 6.0 y un contenido de silicio de 16%, la producción es de 60 a 80 ton/ha [38].

El silicio parece estar relacionado con la respiración aeróbica y articulado con la glicólisis anaeróbica. Luego que la planta ha absorbido el silicio como ácido monosilícico, el agua se pierde por transpiración y el silicio permanece en los tejidos. Dentro de las plantas del 87 a 99% del Silicio en el tejido vegetal se localiza como una forma soluble en el haz de las hojas, vainas y cortezas [29].

La fertilización con silicio ha mostrado una disminución significativa a la susceptibilidad de enfermedades causadas por hongos en plantas de arroz sobre suelos deficientes en

minerales. En pepino de invernadero las infecciones causadas por Mildiu y Pythium también han demostrado una disminución en respuesta a la fertilización [24].

Desde un punto de vista morfológico, la resistencia al tizón en arroz ha sido asociado a la densidad de silicio en la epidermis del tejido foliar. Estudios han revelado que el grosor de las paredes de las células de la epidermis no son significativamente alteradas, sin embargo la cantidad de silicio fue mas alta en las plantas resistentes que en las susceptibles [40].

En árboles de *Persea americana* la inyección de Silicio soluble antes de la cosecha disminuye significativamente la severidad e incidencia de antracnosis. Estudios han detectado cantidades de silicio cerca del lugar de infección de los patógenos. Estas observaciones permiten creer a los investigadores que el silicio aumenta la resistencia mecánica de las plantas. Al contrario de estos estudios

otros revelan que el silicio aumenta la producción de proteínas de defensa [2].

2.2.1. Introducción.

El silicio (del latín *silex*, sílice) fue identificado por primera vez por Antoine Lavoisier en 1787, y posteriormente tomado como compuesto por Humphry Davy en 1800. En 1811 Gay-Lussac, y Louis Thenard probablemente, preparó silicio amorfo impuro calentando potasio con tetrafluoruro de silicio [56].

En 1824 Berzelius preparó silicio amorfo empleando un método similar al de Gay-Lussac, purificando después el producto mediante lavados sucesivos hasta aislar el elemento [56].

Características generales del Silicio:

- Numero atómico: 14

- Peso atómico: 28,086
- Punto de ebullición: 14100 C
- Densidad: 2,42
- Estado común de oxidación: +4

El Si es el segundo mineral más abundante en la naturaleza y en la litósfera después del O. Representa el 27,7% de la corteza terrestre y se encuentra en formas biogeoquímicas activas en la solución del suelo como las derivadas del ácido silícico; monómeros, ortosilícico , H_4SiO_4 y metasilícico, H_2SiO_3 , dímeros, trímeros, polímeros, coloides, agregados coloidales y el silicio amorfo sin estructura cristalina , excepto las formas inertes-cristalinas e insolubles del silicio; cuarzo, arena, cristales-minerales, zeolitas. Al combinarse con Al, Mg, Ca, Na, K o Fe dan origen a silicatos, el silicio existe en la solución del suelo como ácido silícico o hidróxido de silicio, formas en las que es absorbido [11, 21, 31].

En regiones cálidas sub – húmedas y regiones húmedas tropicales la acción atmosférica ha causado una pérdida de silicio, como resultado se han formado suelos ricos en óxidos de Fe y Al y suelos pobres en nutrientes bases y Si.

Algunos de los ordenes de los suelos como: Ultisoles y oxisoles se encuentran en un 34% en los trópicos. Estos ordenes ocupan grandes extensiones de tierra en África, Centroamérica y Sudamérica. Histosoles y Entisoles también contienen bajos niveles de Si. Como resultado de la lixiviación el contenido de Si en suelos tropicales, como el Ultisol y Oxisol, es menor que en los suelos de condiciones templadas. Esta podría ser una causa por la que las producciones de arroz de algunas zonas tropicales y subtropicales son más bajas en comparación con la de suelos de condiciones templadas [9].

Con la acción de agentes abióticos: temperatura, lluvia y el CO₂ disuelto en el agua en la forma de ácido carbónico (H₂CO₃/CO₂) que actúan sobre los minerales arcillosos y liberan el ácido silícico a una concentración de 1 a 50 mg/kg, al mismo tiempo liberan elementos minerales, formándose silicatos de calcio, magnesio, potasio, zinc, hierro, incrementando grandemente la capacidad de intercambio catiónico de los suelos y el pH del suelo se torna básico, en niveles de 7.5 a 8.5. En estas condiciones de pH y capacidad de intercambio catiónico los suelos son altamente productivos. En estos suelos se encuentran de 100 a 200 mg/kg de estas formas de silicio soluble [38].

En los ecosistemas terrestres, el ciclo biogeoquímico del silicio es más intenso que el ciclo del Fósforo y del Potasio. Las raíces aparentemente liberan enzimas (*"Silicazas y Silicateinas"*) y compuestos

orgánicos (ácido cítrico y protones hidrógeno, que solubilizan el silicio presente en las arcillas, que provienen de las rocas y minerales cuando son intemperizados por las condiciones del medio ambiente como lluvia, temperatura, viento, y las acciones mecánicas del manejo de suelos. Por lo que las raíces con alta capacidad de extraer silicio del suelo promoverán el mejor desarrollo de la canopía y en general de la planta. [38].

2.2.2. El Silicio en la Planta.

El acceso del Si a las plantas depende mucho de qué tan rápido por medio efecto del ambiente este es introducido a la solución del suelo. En forma soluble se encuentra como hidróxido de silicio, dentro de un rango de pH que va de 2 a 9 en el suelo, en la atmósfera se halla en forma de óxido de silicio. Los suelos ácidos tienden a contener altas concentraciones de Si; la aplicación de cal en el

suelo limita y disminuye la absorción de Si en varios cultivos [31].

La presencia de ácido monosilícico en el suelo esta principalmente controlada por las reacciones de los sesquióxidos, reacciones que dependen del pH. Cuando el pH se encuentra por debajo de 9 es conocido que el Si es tomado por las plantas como ácido monosilícico no cargado, sin embargo todavía no existe un consenso sobre esta absorción de Si [31].

Al igual como sucedía con el Na, las plantas pueden ser clasificadas como acumuladoras de Si (2% contenido en seco) y en no acumuladoras (0,25% contenido en seco). Las plantas acumuladoras abarcan principalmente a gramíneas y ciperáceas. Muchas dicotiledóneas y monocotiledóneas como: rábano, col china, cebollas, tomate y pepino no son

acumuladoras, por lo tanto cualquier fertilización con Si no se vera reflejada con una respuesta en crecimiento [9, 31].

La forma de Si que permanece dentro de las plantas es el gel sílica presente en la forma de sílica amorfo e hidratado o ácido silícico polimerizado. Otras formas de Si incluyen al ácido silícico y el ácido silícico coloidal. Se ha podido demostrar su presencia en el xilema bajo la forma de ácido monosilícico. Cabe recalcar que las plantas absorben Si únicamente en la forma de ácido monosilícico, también llamado ortosilícico [9, 31].

El silicio juega un papel importante en la planta. Este elemento controla el desarrollo del sistema radicular, la asimilación y distribución de nutrientes minerales, incrementa la resistencia de la planta al estrés abiótico (alta y baja temperatura, viento, alta

concentración de sales y metales pesados, hidrocarburos, Aluminio, etc. y biótico (insectos, hongos, enfermedades) [39].

La distribución del Si dentro de las plantas esta ligada a las especies. En plantas de bajo contenido de Si como: tomate, rábano y la col china no hay diferencia entre la parte aérea y la parte subterránea. En otros casos como el trébol de carmesí, la raíz acumula niveles más altos de Si. En plantas de alto contenido de Si como lo son el arroz y la avena el 90% del elemento se encuentra en la parte aérea [31].

TABLA 3
CARACTERÍSTICAS, ESTRUCTURAS Y
PROCESOS EN LOS QUE ESTA INVOLUCRADO
EL SILICIO (EPSTEIN Y BLOOM, 2006)

Característica	Observación
Esencialidad	Diatomeas (algas) y Equitáceas
Intensificación del crecimiento y de la producción	Varias plantas silvestres y cultivos
Estimulación de la erección de las hojas y prevención de acamamiento	Arroz y trigo
Estimulación de una exposición favorable de las hojas a la luz	Intensificación de la fotosíntesis
Efectos de propiedades superficiales	Apariencia y aspereza
Resistencia a stress biótico	Daños provocados por hongos, bacterias, herbívoros,

	insectos y mamíferos.
Resistencia a stress abiótico	Gravedad, aridez, bajas temperaturas, salinidad, metales pesados y toxicidad por Al.
Influencia en la composición mineral	Contenido de N, P y otros elementos

Una vez depositado y solidificado permanece inmóvil dentro de la planta. En avena, se ha reportado que al impregnar con sílica células de la epidermis externa esta se asocia íntimamente con los componentes de la pared celular [21, 31].

Las plantas que absorben bastante Si lo transportan rápidamente a la parte aérea. A medida que el agua es transpirada por las hojas el Si disuelto en ellas se torna supersaturado, eventualmente se polimeriza y

forma sólidos. Estos sólidos son cuerpos amorfos de sílica llamados fitolitos de opala. Estos fitolitos son incorporados al final de la transpiración del agua en las paredes celulares, dándole característica como rigidez y aspereza [9, 11].

Estudios realizados a las células de la epidermis de la hoja de arroz mostraron una capa de sílica combinada con celulosa recubierta por otra capa de sílica debajo de la cutícula. Estos estudios enfatizaron el efecto de esta doble capa de sílica evitando la pérdida innecesaria de agua y previniendo la penetración de hifas de hongos [21, 31].

Dentro de las gramíneas, el Si se deposita en la pared celular de la epidermis, pelos, brácteas y también en las células buliformes y en el xilema. Intracelularmente se deposita como sílica hidratada

amorfa en el retículo endoplasmático, pared celular, en los espacios intercelulares y en células epidérmicas especializadas llamadas células silíceas. Refuerza la pared celular formando complejos con polifenoles [9, 21].

Todas las plantas incluidas las gramíneas absorben Si en cantidades muy variadas. Los valores más usuales para este elemento en materia vegetal seca se sitúan entre 0.1% y 10%, este rango comprende tanto valores menores como mayores puedan ser encontrados [21].

En algunas especies como el sauce llorón la deficiencia de Si tiene efectos sobre su crecimiento, marchita sus hojas y provoca otros síntomas de marchites. Se ha comprobado su esencialidad en la caña de azúcar, el tomate y el pepino. Las plantas

deficientes en silicio son quebradizas y susceptibles de infecciones fúngicas [21, 31].

A pesar de las observaciones anteriores el Si es esencial solo para plantas con altos contenidos del elemento, es decir especies que necesitan lo necesitan para su desarrollo, como lo son: el arroz, hierbas (césped) y las familias Poaceae, Equisetaceae y Cyperaceae. Para estas 3 familias el Si acumulado puede alcanzar el mismo o un mayor contenido que los nutrientes esenciales. En el caso de las Equisetáceas, necesitan de Si para completar su ciclo de vida. Muchas otras especies acumulan concentraciones apreciables de sílice en sus tejidos y mejoran su crecimiento y fertilidad cuando se les suministra cantidades adecuadas de Si [9, 11, 31].

2.2.3. Absorción Foliar del Silicio.

Alrededor del año 1850 se demostró que las plantas pueden absorber nutrientes por las raíces y por las hojas. Durante el primer Taller Internacional de Fertilización Foliar, en marzo de 1985, ocurrió una intensa discusión sobre los aspectos de este tipo de fertilización [43].

En este evento se sostuvo que entre la fertilización foliar y la fertilización del suelo la primera era la mejor técnica, debido a la mayor utilización de nutrientes y menor contaminación ambiental [43].

Aunque fácilmente se puede demostrar lo contrario debido a que la absorción y utilización de nutrientes aplicados al follaje tienen limitaciones como en el caso de los nutrientes requeridos en altas dosis como el K y el N o el caso de nutrientes de baja movilidad como el Ca, B y Mn. Por lo tanto la fertilización foliar

debe ser considerada como suplementaria durante etapas críticas de crecimiento y durante malas condiciones ambientales [43].

Para que el nutriente cumpla con su función dentro de la hoja y además sea traslocado a otras partes de la planta se requiere una absorción vía membrana del plasma del apoplasto hacia el simplasto.

Mojado de la superficie de la hoja con la solución de fertilizantes.

La superficie exterior de las células de las hojas está cubierta por la cutícula y una capa epicuticular de cera con fuertes características hidrofóbicas. Para facilitar la absorción de la solución se requiere usar aditivos (detergentes) que reduzcan la tensión superficial [43].

Penetración a través de la pared celular epidermal exterior.

Para evitar pérdidas de agua por transpiración, perdidas de nutrientes u otros solutos por lixiviación la pared celular epidermal de las hojas esta cubierta por una cutícula y una capa epicuticular de cera [43].

Esta protección frente a las posibles perdidas de líquidos es posible debido a las propiedades hidrofobicas de la cutícula y la cera, las cuales están compuestas por largas cadenas de alcoholes, cetonas y esterres de largas cadenas de ácidos grasos.

Se han expuesto varias formas de penetración de los nutrientes a través de la pared celular. Una de ellas es la penetración por medio de los poros hidrofilitos en la cutícula. Estos poros son ricos en pectina hidrofilita. LA cantidad de estos poros cuniculares es

mayor en las paredes celulares, entre las células guardianes y las células subsidiarias de los estomas. Esto explica la correlación positiva entre el número de estomas y la intensidad de absorción de nutrientes [43].

Dejando a un lado los poros cuniculares, se ha propuesto otro mecanismo de penetración que sería la presencia de microcanales hidrofílicos, llamados ectodesmata. No obstante, aun no existe evidencia experimental sobre la existencia de estas estructuras [43].

La absorción de solutos a través de los estomas abiertos hacia los tejidos de la hoja es poco probable, ya que las células guardianes están cubiertas por una capa cuticular. Sin embargo existen reportes recientes de penetración de solutos por medio de estomas que consideran posible el proceso debido a

que la capa cuticular de los estomas posee un bajo menor contenido de ceras hidrofóbicas [43].

Para aceptar la validez de esta penetración estomatal debe encontrarse la razón por lo cual no existen diferencias en absorción de nutrientes durante el día y durante la noche, es decir cuando los estomas están abiertos y cuando están cerrados [43].

Entrada de nutrientes en el apoplasto de la hoja.

El apoplasto es un espacio ocupado por los nutrientes antes de la absorción a través de una membrana plasmática al simplasto de una célula individual. El nutriente alcanza este espacio después de la penetración de las paredes de las células epidermales exteriores, pero también llegan vía xilema desde las raíces. Las condiciones químicas del apoplasto (pH) son determinantes para

la posterior absorción del simplasto y podrían ser manipuladas con aditivos [43].

También se ha comprobado que los diversos genotipos exhiben diferente penetración de nutrientes a través de las paredes celulares exteriores, lo que influye en la posterior absorción en las células interiores de la hoja [43].

Absorción de nutrientes dentro del simplasto de la hoja.

Los principios de absorción del apoplasto al simplasto de la hoja son los mismos principios que ocurren en las células de las raíces. Se ha demostrado que existe una mayor absorción cuando se toma en cuenta las siguientes observaciones:

Al contrario de la absorción de nutrientes por medio de raíces, la absorción por células de las hojas es

más dependiente de factores externos como: humedad, temperatura y es directamente afectada por la luz [43].

La absorción de nutrientes en el simplasto a través de la membrana plasmática es dependiente de energía y esta mediada por proteínas de transporte con H⁺- ATP. Esto incrementa la fuerza de absorción al incrementar las gradientes electromagnéticas en la superficie de la membrana [43].

Distribución de los nutrientes dentro de la hoja y su traslocación hacia otras partes de la planta.

La distribución de los nutrientes dentro de la hoja depende de su movilidad en el floema y xilema. Los nutrientes móviles (K,P,N y Mg) se distribuyen en la hoja de manera acropetálica (por xilema) y basipetálica (por floema) y gran parte del nutriente

puede ser absorbido y transportado a otras partes donde exista una alta demanda [43].

Los nutrientes que poseen poca movilidad en el floema (Ca, S, Fe, Mn y Zn) se distribuyen en la hoja de forma acropétlica sin que exista una considerable traslocación fuera de la hoja. La movilidad también puede variar según el genotipo de la planta [43].

2.2.4. Nutrición Usando Silicio.

Este elemento es considerado todavía un nutriente “anormal” porque no es esencial para el crecimiento y desarrollo de las plantas. A pesar de esto el Si ha realizado el crecimiento, desarrollo y producción de algunas plantas como: las Equisetáceas, el arroz, la caña de azúcar, el trigo y algunas dicotiledóneas [9].

El Si todavía sigue siendo un elemento enigmático, no se han establecido con exactitud sus roles o funciones dentro de las plantas en general. Por esto cuando se discuten análisis o se hace referencia sobre este elemento se habla del “efecto del Si”. La razón para el uso de esta terminología es que todavía se omite al Si en soluciones de control o soluciones Standard usadas en la nutrición [12].

Investigadores como Epstein han propuesto cambios en el punto de vista de las investigaciones en Si. En vez de estudiar sus efectos para clasificar al elemento dentro de un comportamiento estandarizado, se debería enfocar su estudio para responder el por qué de su omisión en los medios o el por qué del crecimiento anormal de las plantas a pesar de las bajas cantidades de Si. Es así que desde este enfoque son aquellos tratamientos que causan anormalidades en la nutrición, crecimiento, desarrollo, stress biótico y stress abiótico los que

deberían ser tomados en cuenta en los experimentos e investigaciones [12].

Muchas plantas no logran un crecimiento normal cuando el Si es deficiente, con lo que cumplen con las condiciones de esenciabilidad. Algunas especies para las que el Si no es esencial pueden crecer mejor en medios con altas cantidades de Si que en medios con bajas cantidades de Si de fácil absorción [12].

En tejido foliar de cebada, una concentración de 300 – 400 ppm de Mn en peso seco fue hallada como tóxica. Sin embargo cuando la misma solución de Mn contenía 0.36 mM de Si resultó inofensiva. En ausencia de Si, el Mn causaba manchas necróticas, pero en presencia de Si el Mn no causó ninguna mancha necrótica. Otras gramíneas mostraron comportamientos similares al de la cebada [12].

El Si puede realzar el crecimiento, este efecto es posible debido a que es capaz de aligerar al desequilibrio entre otros elementos. En pepino causa un efecto de crecimiento cuando es añadido a una solución de baja concentración de Zn y de una alta concentración de P. A pesar de que el Si es requerido por el cultivo, se demostró que su adición en la solución rectificó el desbalance entre Zn y P que resultó en un efecto positivo del crecimiento [12].

En otro ensayo, plantas de pepino se desarrollaron en soluciones nutritivas que contenían Si en bajas y altas concentraciones (0.17mN y 1.84mN respectivamente). En el tratamiento de alta concentración de Si se observaron efectos positivos de crecimiento en comparación con el tratamiento de menor concentración de Si: hojas más gruesas, mayor peso seco de la hoja, un incremento significativo en el peso de las raíces (peso seco y peso húmedo) y una menor predisposición de las

hojas frente a la marchites. Las hojas inferiores de las plantas que recibieron altas concentraciones de Si tomaron una tonalidad verde oscura y su senescencia fue tardía. Estas plantas también tuvieron 50% más de clorofila y 50% más de ribulosa – 1, 5 – bisfosfato de carboxulasa [12].

Inclusive en casos donde el Si no tiene efecto alguno sobre el crecimiento o desarrollo de las plantas, puede influir positivamente de otras maneras cuando es incluido como suplemento dentro de la nutrición. Durante una etapa de floración tardía en plantas de *Bromus secalinus* se aplicaron 3 soluciones nutritivas que contenían una concentración baja de Si y 2 concentraciones altas (0.00036, 1.07 y 3.57 mM respectivamente). No hubo diferencia al medir el peso de las hojas, tallos y raíces de las plantas, sin embargo hubo una respuesta en el aspecto reproductivo al encontrarse un gran número de

semillas llenas. Es decir, hubo una diferencia marcada en el número de semillas viables [12].

Arroz y caña de azúcar son cultivos que han respondido con muy buenas producciones a las aplicaciones de Si, otras gramíneas como la cebada pueden beneficiarse de estas aplicaciones también. En experimentos realizados con plantas en soluciones nutritivas y plantas que se desarrollaron en suelo se observó que en ambos casos las plantas con mayor aplicación de Si resisten acamamiento [9, 12].

La fuerza mecánica que mantiene a las plantas, como las gramíneas, erectas y como consecuencia conduce hacia la recepción de luz radica en la pared celular. La incorporación de Si en la pared celular tiene 2 efectos muy claros. Primero, el rol del Si es análogo al de la lignina el cual es un componente de

resistencia y compresión en la pared celular. Segundo, la erección y disposición de las hojas de las plantas que han sido tratadas con Si favorece la recepción de la luz y por lo tanto la fotosíntesis. Por ultimo, el Si asiste a la planta en roles energéticos como de crecimiento [9, 12].

Tanto el stress biótico como el abiótico pueden ser calmados mediante tratamientos que contengan Si. El efecto tóxico del Mn sobre plantas de cebada en soluciones nutritivas pudo ser revertido usando Si. La inclusión de Si en soluciones nutritivas de fréjoles mitigó la toxicidad causada por Mn, no lo hizo evitando la absorción o la tras locación del metal pesado al hijo, sino aumentando la tolerancia del tejido foliar al Mn absorbido [9, 12].

Otro estrés mineral como la salinidad se expresa solo si existen altas concentraciones de sales de Na, a

diferencia del stress causado por metales pesados. En ensayos realizados en trigo y arroz se adiciono Si a los medios nutritivos para realzar la resistencia al estrés causado por salinidad. En ambos casos la adición de Si disminuyo las concentraciones de Na en las plantas [9, 12].

Durante 1940 se demostró la eficacia del Si en la protección de los cultivos contra el ataque de hongos. La presencia de Si en medios de cultivo de pepino han tenido efectos positivos sobre el crecimiento, pero también incremento la resistencia de las plantas a *Sphaerotheca fuliginea*. Las plantas que tuvieron mayor contenido de Si en su medio de cultivo no presentaron síntomas a diferencia del resto. Resultados similares fueron obtenidos al comparar plantas de pepino desarrolladas en medios de cultivo y plantas desarrolladas en suelo [12].

La aplicación foliar de Si ha sido también efectiva para otros cultivos vegetales en la reducción de la severidad causada por la infección por Mildiu polvoriento. El mismo método fue probado en uvas para vinos con resultados satisfactorios. Los mecanismos con los que el Si afecta la colonización de los hongos en tejidos vegetales todavía no están esclarecidas [12].

Los cultivos de dicotiledóneas son cultivos sensibles a lo patógenos, pero hay documentos en los que se describe la resistencia al ataque de hongos de arroz y otros cereales cuando se les suministro amplias cantidades de Si. Fueron resultados esperados ya que las gramíneas son plantas que por naturaleza poseen altos contenidos de Si [12].

2.3. Micro propagación.

2.3.1. Introducción.

El cultivo de especies perennes es una de las prácticas más importantes de la agricultura por la gran cantidad de productos que se obtienen de ellas. Recientemente, esta forma de cultivo se ha fusionado con la biotecnología vegetal para dar lugar a la micro propagación de cultivos perennes [15].

La micro propagación se aplica a especies vegetales con el fin de obtener una población en el menor período de tiempo posible. Se la conoce como una biotecnología de respuesta rápida, puesto que se logran resultados en períodos de 3 a 6 meses [15].

Esta Biotecnología permite reproducir In Vitro cientos de clones de una misma especie, los cuales posteriormente son llevados a un vivero y luego al

campo de cultivo, donde se desarrollarán. Las condiciones de laboratorio en la que se realiza la micro propagación además permiten obtener nuevas plántulas todo el año, independientemente del factor climático (temperatura, luz, humedad, etc.) y gracias a esto se pueden abastecer los viveros durante todo el año [15].

2.3.2. Uso de Micro elementos como ingredientes en Medio Cultivo.

Los medios de cultivo son la única técnica que permite exponer las raíces de la plantas a un sustrato mineral que es determinado por el investigador como también permite realizar monitoreos y controles [12].

Por lo tanto los medios de cultivo son una herramienta muy importante en las investigaciones biológicas de las plantas, las mismas que incluyen:

nutrición mineral, transporte de iones, metabolismo mineral, relaciones con el agua, respuestas genóticas a estrés y respuestas al medio ambiente [12].

Con este método de investigación se ha podido conocer algunos roles que tiene el Si dentro de la biología de las plantas. Tanto en los suelos como en los medios donde es añadido cuando se encuentra ampliamente disponible su contenido en los tejidos es comparable como el de los macronutrientes (K, Ca, Mg, S y P)

2.4. Efecto del Silicio Contra Enfermedades.

El sistema tegumentario cubre diversos órganos de los vegetales y les presta protección contra la acción de diversos agentes abióticos: aire, radiación solar, cambios bruscos de temperatura y humedad, golpes, etc [39].

Evita así mismo la evaporación rápida del agua que se encuentra en los tejidos internos, lo cual ocasionaría trastornos muy graves a las plantas, especialmente a las que son propias de climas calidos o desérticos. Este revestimiento no este presente en toda la planta debido a que no se podría efectuar cambios constantes con el medio externo. Por esta razón la pared terminal de las raíces y los órganos aéreos no están cubiertos por este sistema [39].

El sistema tegumentario esta conformado por el tejido epidérmico y el tejido suberoso. La epidermis regula la transpiración, el intercambio gaseoso, almacena agua, productos del metabolismo. También protege contra las acciones mecánicas exteriores través de la secreción de celulosa, calcio y silicio. El silicio forma agregados insolubles (fitolitos) y solubles (polímeros del ácido ortosilícico), entrelazados con la celulosa y componentes de la pared celular, haciéndolas resistentes y flexibles [39].

En la epidermis existen células especializadas llamadas células guarda o células oclusivas. Dos células guarda forman un estoma, esta estructura permite el intercambio gaseoso regulando la fotosíntesis y la respiración. Otra estructura presente en la epidermis son los tricomas, estas son pelos presentes en el tallo, raíz, flores y frutos. La densidad de tricomas y estomas esta relacionada a la influencia de las condiciones del medio ambiente y a la disponibilidad de nutrientes, principalmente de silicio, calcio, potasio y magnesio [39].

Los tricomas, células de la epidermis, participan activamente en la protección de los tejidos de las plantas contra agentes abióticos y bióticos. Su densidad y tamaño esta influenciada por la disponibilidad de silicio en el medio nutritivo. Existe una gran diversidad de tricomas de acuerdo con su forma y función. Los tricomas glandulares como su nombre lo indica tienen la capacidad de secretar sustancias, estas sustancias provienen de donde se encuentra

incrustado el tricoma, es decir entre la pared externa de la célula y la cutícula [39].

Estas sustancias secretadas por los tricomas pueden ser: metabolitos secundarios (terpenos), flavoides, fenoles y fenilpropanoides. Los tricomas glandulares a través de la liberación de compuestos fotoquímicos permiten la resistencia y tolerancia de las plantas al ataque de agentes bióticos. Así, se realiza un control biológico ya que estas sustancias liberadas actúan como repelente, insecticida, fungicidas, alelo químicos y también ayudan a la percepción de estímulos mejorando la adaptación de las plantas [39].

La aplicación de silicio en suelos deficientes de este elemento reduce la severidad de la marchites del arroz. El incremento de los niveles de silicio en el tejido foliar de arroz disminuye la esporulación de esta enfermedad. Esto muestra que el silicio afecta eficientemente la infección del patógeno de la marchites del arroz. El silicio tiene un efecto

en la resistencia al mildew polvoriento en pepino causado por *Sphaeroteca fuliginea*. Las plantas de pepino establecidas en solución nutritiva enriquecida con silicio mostraron una reducción en la infección del patógeno en el parámetro germinación de conidia [47].

El silicio esta involucrado en el incremento de la actividad antifúngica del pepino contra mildew polvoriento en hojas infectadas. Esta actividad fue atribuida a un metabolito (fitoalexina) de bajo peso molecular identificado como flavonol aglycone [14].

Pruebas en cultivos de arroz con resistencia parcial, moderada y baja frente a *Rhizoctonia oryzae* fueron realizadas en suelos deficientes de silicio. Al cultivo se aplicaron tratamientos con y sin silicato de potasio; la concentración de este elemento en los tejidos de las plantas fue del 80% y redujeron significativamente la severidad causada por *Rhizoctonia oryzae*. La aplicación de silicio en

suelos deficientes de este mismo elemento resulto eficaz para el control de la enfermedad [41].

Plantas de arroz tratadas con diferentes concentraciones de silicio mostraron una reducción significativa al daño causado por la quemazón del arroz. Los resultados de este estudio sugieren que este elemento induce a la fortificación de la pared celular en hojas de arroz. Se detectaron niveles altos de silicio en las paredes de células de la cutícula, este elemento estuvo presente en la epidermis, en espacios intercelulares y tejidos sub epidérmicos [45].

Dentro de las plantas, el transporte de silicio es detectado por la presencia de polímeros de ácido silícico que es incorporado a las paredes celulares. Estas capas de silicio que se depositan en la pared celular son más notorias en hojas viejas. Estas capas forman una barrera contra la transpiración y la penetración de hongos [23].

Se ha comprobado la reducción de Antracnosis en plantas de frejol tratadas con silicato de calcio y silicato de sodio. Para el estudio se utilizaron diferentes concentraciones de inóculo como diferentes concentraciones para los tratamientos. Ambos silicatos redujeron significativamente la enfermedad, a pesar de las aplicaciones no hubo acumulación externa del silicio en las plantas [32].

Aplicaciones foliares de silicio en pepino lograron ser efectivas frente a la infección de *P. xanthii*. El silicio logró controlar la infección a través de su acumulación en las superficies de las hojas; los tratamientos no lograron mejorar el sistema de resistencia de las plantas [30].

En el cultivo de aguacate el silicio ha mostrado sus beneficios. La inyección de silicio soluble a árboles de aguacate previos a la cosecha disminuyó significativamente la incidencia de antracnosis [2].

CAPITULO 3

3. MATERIALES Y METODOLOGIA.

3.1. Materiales.

3.1.1. Material Biológico: Fungoso y Vegetal.

Material Fungoso: (i) Producción de Conidias de *M. fijiensis*
(ii) Extracción de Crudos Tóxicos de *M.fijiensis* (ECT),
materiales obtenidos a partir de protocolos estandarizados del
laboratorio de Fitopatología del CIBE.

Material Vegetal: Micro propagación.

El cultivo de especies perennes es una de las prácticas más importantes de la agricultura por la gran cantidad de productos que se obtienen de ellas. Recientemente, esta forma de cultivo

se ha fusionado con la biotecnología vegetal para dar lugar a la micro propagación de cultivos perennes.

La micro propagación se aplica a especies vegetales con el fin de obtener una población en el menor período de tiempo posible. Se la conoce como una Biotecnología de respuesta rápida, puesto que se logran resultados en períodos de 3 a 6 meses.

Esta Biotecnología permite reproducir *in vitro* cientos de clones de una misma especie, los cuales posteriormente son llevados a un vivero y luego al campo de cultivo, donde se desarrollarán.

Las condiciones de laboratorio en la que se realiza la micro propagación además permiten obtener nuevas plántulas todo el año, independientemente del factor climático (temperatura, luz, humedad, etc.) y gracias a esto se pueden abastecer los viveros durante todo el año.

3.1.2. Materiales de Laboratorio e Invernadero.

Medio de cultivo: Agar – Agua, PDA Sólido, Mycophil, V8

Reactivos: Ácido Cítrico

Tratamientos a base de Silicio:

- 5ppm: 0,041ml
- 50ppm: 0,408ml
- 500ppm: 4,081ml
- 5000ppm: 40,815ml

3.2. Bio-ensayo con plantas In Vitro.

3.2.1. Evaluación agronómica de los tratamientos in Vitro.

En condiciones de laboratorio se prepararon dos grupos de medios de nutritivos Murashige – Skoog, al primer grupo de medio nutritivo se le reguló el **pH** a 5.9 y al segundo no se le reguló el **pH**. A ambos grupos se les agregaron tratamientos que consistieron en las siguientes concentraciones de silicio: 5, 50, 500 y 5000 ppm.

Estos medios nutritivos fueron usados para la siembra de meristemos de plantas de banano. Después de la siembra, los meristemos permanecieron en el cuarto de crecimiento por tres meses. Durante este periodo de tiempo se evaluó el desarrollo de los meristemos utilizando parámetros agronómicos.

Parámetros

Después de una semana de haber sido sembrados, se evaluó el desarrollo de los meristemos cada semana hasta que alcanzaron el nivel de plántulas. Los parámetros evaluados fueron los siguientes:

- Número de raíces dentro y fuera del medio nutritivo.- se contaron todas las raíces de las plantas cuyos tropismos se dirigieron hacia el medio nutritivo.

- Raíz más larga dentro y fuera del medio nutritivo.- se midió la raíz más larga fuera del medio, desde sus inicios en el cormo hasta su punto final.
- Altura.- se midió desde el cuello de la plántula hasta la hoja número uno a la fecha de evaluación.
- Número de hojas.- se contaron todas las hojas más el punto de inserción de la hoja a la fecha.
- Número de brotes.- se contaron todos los brotes de las plántulas.

3.2.2. Evaluación agronómica de los tratamientos In Vitro continuados en invernadero.

Al culminar su fase In Vitro los meristemas se desarrollaron hasta convertirse en plántulas. Las plántulas fueron trasladadas

a invernadero para continuar con su crecimiento en fase 1 y fase 2.

En fase 2, las plantas fueron divididas en 2 grupos. Ambos grupos continuaron con los mismos tratamientos de su fase In Vitro hasta la inoculación. Luego de la inoculación se suspendió la aplicación de los tratamientos a uno de los 2 grupos.

Para la aplicación se prepararon tratamientos con **pH** regulado en un rango entre 5.5 y 5.6 y tratamientos sin pH regulado. A los controles no se les regulo **pH**. Los tratamientos fueron aplicados 3 veces por semana evitando las horas de temperaturas altas.

Las mediciones se realizaron semanalmente e iniciaron cuando lo hicieron las aplicaciones. Los parámetros fueron:

- Altura de planta.- Se midió la longitud de la planta desde la base hasta la inserción de la primera hoja verdadera y la hoja bandera.

- Hojas totales.- Se valoro semanalmente usando la escala de Brun para determinar el estado de la hoja bandera.
- Clorofila.- Al final del ensayo se realizaron mediciones de clorofila en unidades Spad.

3.2.3. Evaluación de los tratamientos in Vitro en plantas inoculadas con *M. fijiensis*.

Las conidias que se utilizaron para la inoculación fueron producidas según protocolos estandarizados del CIBE. La solución conidial se preparo con concentración de 3000 conidias/ml.

La inoculación se realizo durante la fase 2 de las plantas en la mañana y consistió en la aplicación de solución conidial en el envés de las hojas.

Esta evaluación se realizo semanalmente. Se utilizo una escala de síntomas producidos por *M. fijiensis* (Alvarado, et al., 2000)

la escala comprende un rango entre 1 y 5 descrita en la sección de parámetros. Después de inoculadas las plantas fueron divididas en 2 grupos. El primero continuó con la aplicación de tratamientos y al segundo se le suspendieron las aplicaciones. Luego de la inoculación, las plantas se evaluaron semanalmente usando una escala de síntomas de la enfermedad. Al culminar las evoluciones de sintomatología, se realizó una evaluación de daños en todas las plantas. La escala usada para esta evaluación fue la propuesta por Stover.

3.3. Bio-ensayo con plantas In Vivo

3.3.1. Evaluación agronómica de tratamientos In Vivo.

En este ensayo se usaron plantas en fase 2 mantenidas en invernadero. En su desarrollo se preparó un grupo de tratamientos con **pH** regulado (5.5 y 5.6) y otro grupo con **pH** no regulado.

La aplicación se realizó en la mañana y fue dirigida hacia las hojas de las plantas, esto comprende haz y envés. Las evaluaciones fueron semanales según parámetros detallados en la sección “parámetros de evaluación”.

Esta evaluación se realizó semanalmente y comenzó con las aplicaciones de los tratamientos. Los parámetros a evaluar son:

- Altura de planta.- Se midió la longitud de la planta, desde la base hasta la inserción de la primera hoja verdadera y la hoja bandera.
- Hojas totales.- Este parámetro se valoró semanalmente empleando la escala de Brun para determinar el estado de la hoja bandera.
- Clorofila.- Esta medición se realizó al final de los ensayos. Se usó equipo que estimaba cantidad de clorofila en unidades Spad.

3.3.2. Evaluación de los tratamientos in vivo en plantas inoculadas con *M. fijensis*.

Se inoculo las plantas con solución conidial, la misma que tuvo una concentración de 3000 cel/ml. Cuando las plantas alcanzaron un promedio de 15 cm.

Luego de la inoculación un grupo de plantas continuo recibiendo los tratamientos mientras que al otro grupo se le suspendió la aplicación. La evaluación de los daños causados por *M. fijensis* fue realizada semanalmente.

Esta evaluación se realizará semanalmente y comenzará cuando empiecen las aplicaciones de los tratamientos. Los parámetros a evaluar son:

- Altura de planta.- Se midió la longitud de la planta, desde la base hasta la inserción de la primera hoja verdadera y la hoja bandera.
- Hojas totales.- Este parámetro fue valorado semanalmente empleando la escala de Brun para determinar el estado de la hoja bandera

3.3.3. Evaluación In Vitro de los tratamientos en hoja separada.

3.3.3.A. Evaluación inoculando *M. fijiensis*.

En esta evaluación se tomaron muestras de hojas de las plantas del ensayo In Vivo. Estas corresponden a secciones de hojas que habían recibido tratamiento. Las secciones fueron colocadas en medio agar – agua que contenía benzimidazol. El uso de benzimidazol tiene el objetivo de conservar por más tiempo las muestras hojas.

Usando solución conidial se inoculo cada muestra con 300 microlitros. Después de inoculadas las muestras fueron ubicadas en condiciones controladas de 12 horas luz/oscuridad, 26 C y 4000 lux.

Con un microscopio de objetivos se evaluaron los síntomas producidos por *M. fijiensis*. Para esto se uso una escala no paramétrica de los síntomas. Las evaluaciones fueron semanales. Los síntomas son:

- Pizca
- Estría
- Mancha
- Crecimiento de colonia

3.3.3.B. Evaluación utilizando extracto de crudo tóxico (ECT) de *M. fijiensis*.

Se siguió un protocolo estandarizado para lograr la obtención de ECT. Se realizó con el mismo tipo de muestras similar a la evaluación anterior. Para su conservación se volvió a usar medio agar – agua que contenía benzimidazol.

Con las muestras foliares se procedió a la inoculación usando 50 ul de ECT. Las hojas con ETC fueron incubadas en cámaras de crecimiento mencionadas anteriormente. El efecto del ETC fue evaluado según escalas detalladas en la sección “parámetros de evaluación”.

La evaluación se realizó a simple vista manejando una escala de daños causados por el cultivo de *M. fijiensis* (García, et al, 1997). La escala posee un rango entre 0 y 5, describiendo de manera porcentual el daño:

0: sin síntomas

- 1: clorosis foliar ligera (0 – 50%)
- 2: clorosis foliar fuerte (51 – 100%)
- 3: necrosis foliar ligera (1 – 30%)
- 4: necrosis foliar fuerte (71 – 99%)
- 5: muerte total

CAPITULO 4

4. ANALISIS DE RESULTADOS.

4.1. Bio-ensayo con plantas In Vitro.

4.1.1. Evaluación Agronómica de los Tratamientos In Vitro.

TABLA 4

ÁREA BAJO LA CURVA DE LOS PARÁMETROS DE DESARROLLO DE MERISTEMOS DE BANANO

	Altura de planta (cm)	Número de hojas	Número de raíces	Número de brotes
Control absoluto	13.08 b	21.47 c	28.70 cd	2.45 ab
pH Regulado				
5000	14.15 bc	14.76 ab	5.80 a	1.70 ab
500	17.65 bc	23.34 c	32.90 d	5.00 ab
50	18.29 c	24.61 c	33.60 d	3.05 ab
5	14.25 bc	20.97 c	26.05 cd	2.90 ab
pH No regulado				
500	8.40 a	13.07 a	13.08 ab	5.83 b
50	15.22 bc	19.78 bc	18.92 bc	5.08 ab
5	14.05 bc	21.00 c	24.17 bcd	0.58 ab

El experimento se realizó en condiciones in Vitro, utilizando medio nutritivo Murashige-Skoog enriquecido con diferentes concentraciones de Silicio (ppm) y con el factor pH regulado con ácido cítrico (3 M).

Los meristemas sembrados en medio enriquecidos con 5000 ppm de Si y en medio con pH no regulado no se establecieron. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, Prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=148$).

En la tabla se observa que en todos los parámetros agronómicos con la excepción del parámetro número de brotes, los valores más altos corresponden a los tratamientos de pH regulado con concentraciones de 500 y 50 ppm, a pesar de no diferir estadísticamente del control absoluto. El tratamiento de pH regulado de 50 ppm si es diferente del control absoluto en el parámetro altura de planta.

En el parámetro número de brotes, el tratamiento con pH no regulado con la concentración de 500 ppm fue diferente estadísticamente al resto incluyendo al control absoluto.

4.1.2. Evaluación Agronómica de los Tratamientos Continuados en Invernadero.

TABLA 5

ÁREA BAJO LA CURVA DE LOS PARÁMETROS DE DESARROLLO DE PLANTAS DE BANANO DEL BIO-ENSAYO *IN VITRO*

	Altura de planta (cm)	Número de hojas
Control absoluto	63.13 a	63.23 ab
Control convencional	101.40 cdef	69.13 abc
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	89.83 bcde	68.53 abc
500	100.87 cdef	68.20 abc
50	97.76 cdef	68.00 abc
5	100.37 cdef	72.90 bc
pH No regulado		
500	104.70 f	72.70 bc
50	99.23 cdef	71.73 bc
5	103.03 def	73.75 c
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	89.20 bcd	60.80 a
500	99.52 cdef	69.63 abc
50	105.58 f	70.13 abc
5	96.85 cdef	72.10 bc
pH No regulado		
500	97.03 cdef	73.27 bc
50	104.00 ef	71.30 bc
5	98.05 cdef	71.90 bc

Las plantas fueron micropropagas y previamente tratadas con diferentes concentraciones de silicio. Las mediciones fueron realizadas en condiciones de invernadero donde las plantas continuaron con los tratamientos a base de silicio.

El grupo de plantas perteneciente al tratamiento de pH no regulado con la concentración de 5000 ppm pereció durante su fase In Vitro. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=74$).

Los mayores valores en el parámetro altura de planta se encontraron en el tratamiento continuo de pH regulado con la concentración de 500 ppm y los tratamientos no aplicados de pH regulado con la concentración de 50 ppm y de pH no regulado con la concentración 50 ppm. Todos los tratamientos mencionados difieren estadísticamente del control absoluto, pero no del control convencional a pesar de tener valores mas elevados que este ultimo.

En el parámetro número de hojas, el tratamiento de aplicación continua de ph no regulado con concentración de 5 ppm y el tratamiento no aplicado con pH no regulado con concentración 500 ppm obtuvieron los mayores valores. Solo el primero difiere estadísticamente del control absoluto y ambos no difieren estadísticamente del control convencional a pesar de ser superiores.

TABLA 6

**MEDICIONES DE CLOROFILA (SPAD) REALIZADAS A LAS
HOJAS DE PLANTAS DE BANANO DEL BIO-ENSAYO *IN
VITRO***

	Clorofila (hoja inoculada)	Clorofila (hoja sana)
Control absoluto	17.97 a	37.60 a
Control convencional	38.55 b	53.03 bcd
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	45.77 b	49.30 bc
500	38.25 b	50.48 bc
50	44.00 b	52.50 bcd
5	48.03 b	52.30 bcd
pH No regulado		
500	39.80 b	51.90 bc
50	41.73 b	54.03 bcd
5	42.38 b	51.85 bc
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	40.87 b	52.40 bcd
500	47.00 b	51.42 bc
50	40.58 b	53.27 bcd
5	34.27 b	52.52 bcd
pH No regulado		
500	36.60 b	51.63 bc
50	47.00 b	59.15 d
5	44.38 b	54.45 cd

Las plantas fueron micropropagas y previamente tratadas con diferentes concentraciones de silicio. Las mediciones se realizaron en hojas inoculadas con *M. fijiensis* y en hojas sanas bajo condiciones de invernadero donde las plantas continuaron con el tratamiento a base de silicio.

El grupo de plantas perteneciente al tratamiento de pH no regulado con la concentración de 5000 ppm pereció durante su fase In Vitro. Las mediciones fueron realizadas por un equipo que calcula la cantidad de clorofila presente en las hojas en unidades Spad. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=74$).

La tabla muestra que en las hojas inoculadas todos los tratamientos poseen valores de clorofila superiores al del control absoluto. Sin excepción, todos los tratamientos difieren estadísticamente del control absoluto pero no entre si.

En las hojas sanas la mayor cantidad de clorofila se halló en los tratamientos no aplicados de pH no regulado con concentraciones de 50 y 5 ppm. Los tratamientos mencionados difieren estadísticamente del control absoluto, pero no del control convencional.

4.1.3. Evaluación de los Tratamientos In Vitro en plantas Inoculadas con *M. fijiensis*.

TABLA 7

ÁREA BAJO LA CURVA DE LA INFECCIÓN CAUSADA POR *M. FIJENSIS* EN PLANTAS DEL BIO-ENSAYO *IN VITRO*

	Síntomas
Control absoluto	5.33 abcd
Control convencional	5.88 abcd
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
	pH regulado
5000	5.33 abcd
500	6.08 bcd
50	5.93 abcd
5	5.50 abcd
	pH no regulado
500	5.00 ab
50	5.17 abcd
5	5.13 abc
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
	pH regulado
5000	4.33 a
500	6.75 d
50	6.75 d
5	5.67 abcd
	pH no regulado
500	6.67 bcd
50	6.00 bcd
5	5.00 ab

Las plantas fueron micropropagas y previamente tratadas con diferentes concentraciones de silicio. Las mediciones se realizaron usando la escala de Alvarado en condiciones de

invernadero donde las plantas continuaron con los tratamientos a base de silicio.

El grupo de plantas perteneciente al tratamiento de pH no regulado con la concentración de 5000 ppm pereció durante su fase In Vitro. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=74$).

La tabla indica que la menor infección registrada ocurrió en el tratamiento de aplicación continua de pH no regulado con concentración de 500 ppm y los tratamientos no aplicados de pH regulado con concentración de 5000 ppm y de pH no regulado con concentración de 5 ppm. Ninguno de los tratamientos fue estadísticamente diferente de los controles. La menor infección la obtuvo el tratamiento no aplicado de pH regulado con concentración de 5000 ppm.

TABLA 8

**PORCENTAJE DEL DAÑO CAUSADO POR *M.FIJIENSIS* EN
PLANTAS DE BANANO DEL BIO-ENSAYO *IN VITRO***

Porcentaje de daño	
Control absoluto	10.30 abcde
Control convencional	12.00 abcde
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	11.85 abcde
500	10.85 abcde
50	11.95 abcde
5	12.12 abcde
pH No regulado	
500	5.00 a
50	7.63 abc
5	6.23 ab
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	12.00 abcde
500	17.03 de
50	18.76 e
5	16.60 cde
pH No regulado	
500	14.37 bcde
50	8.00 abcd
5	10.27 abcde

Las plantas fueron micropropagas y previamente tratadas con diferentes concentraciones de silicio. Las mediciones se realizaron usando la escala de Stover en condiciones de invernadero donde las plantas continuaron con los tratamientos a base de silicio.

El grupo de plantas perteneciente al tratamiento de pH no regulado con la concentración de 5000 ppm pereció durante su fase In Vitro. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=74$).

El menor porcentaje de daños causados por *M. fijiensis* se encontró en los tratamientos continuos de pH regulado con concentraciones de 500 y 5 ppm y el tratamiento no aplicado de pH no regulado con concentración de 50 ppm. Ninguno de los tratamientos difiere estadísticamente de los controles.

4.2. Bio-ensayo con plantas In Vivo.

4.2.1. Evaluación Agronómica de los Tratamientos In Vivo.

TABLA 9

ÁREA BAJO LA CURVA DE LOS PARÁMETROS DE DESARROLLO DE PLANTAS DE BANANO EN INVERNADERO

	Altura de planta (cm)	Número de hojas
Control absoluto	74.82 a	81.52 bcd
Control convencional	184.94 gh	89.56 efg
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	137.02 bc	77.38 ab
500	162.37 defg	89.56 efg
50	164.56 defg	87.18 defg
5	150.12 bcde	86.70 defg
pH No regulado		
5000	128.23 b	71.80 a
500	165.09 defg	91.20 fg
50	171.65 efg	84.18 bcdef
5	170.05 efg	87.74 defg
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	144.26 bcd	81.22 bcd
500	169.54 efg	87.20 defg
50	163.65 defg	86.30 defg
5	166.66 defg	84.68 cdef
pH No regulado		
5000	143.32 bcd	78.82 bc
500	177.11 fg	88.44 defg
50	155.47 cdef	88.42 defg
5	166.36 defg	87.62 defg

Las plantas fueron tratadas con diferentes concentraciones de silicio en condiciones de invernadero. Paralelamente a las aplicaciones se midieron parámetros de desarrollo. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=180$).

Los valores mas altos en el parámetro altura de planta corresponden al tratamiento continuo de pH no regulado con concentración de 50 ppm y al tratamiento no aplicado de pH no regulado con concentración de 500 ppm. Todos los tratamientos fueron estadísticamente diferentes del control absoluto pero no del control convencional. Los tratamientos difieren estadísticamente entre si.

Con respecto al parámetro numero de hojas, los mayores valores pertenecen a los tratamientos continuos de pH regulado con concentración de 500 ppm y de pH no regulado con concentración de 500 ppm. Los tratamientos mencionados son estadísticamente diferentes del control absoluto, pero no del

control convencional. Ambos tratamientos no difieren estadísticamente entre si.

TABLA 10

MEDICIONES DE CLOROFILA (SPAD) REALIZADAS A LAS HOJAS DE PLANTAS DE BANANO DEL BIO-ENSAYO *IN VIVO*

	Clorofila (hoja sana)	Clorofila (hoja inoculada)
Control absoluto	37.30 abcdef	37.00 bcdef
Control convencional	34.58 abcd	55.57 g
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	37.52 abcdef	44.23 ef
500	34.75 abcd	44.85 ef
50	44.76 f	42.99 def
5	41.33 cdef	42.63 def
pH No regulado		
5000	36.50 abcde	41.96 cdef
500	39.54 bcdef	38.56 bcdef
50	43.30 ef	43.41 def
5	41.81 def	45.10 f
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación		
pH Regulado		
5000	33.59 abc	33.78 abc
500	31.61 ab	33.33 ab
50	34.64 abcd	34.15 abc
5	34.58 abcd	38.28 bcdef
pH No regulado		
5000	29.82 a	26.65 a
500	31.11 a	33.40 ab
50	36.37 abcde	36.50 bcde
5	31.93 ab	37.79 bcdef

Las mediciones se realizaron en hojas inoculadas con *M.fijiensis* y en hojas sanas de plantas tratadas con diferentes concentraciones de silicio, bajo condiciones de invernadero.

El equipo utilizado calcula la cantidad de clorofila presente en las hojas en unidades Spad. Los Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=150$).

En las hojas sanas, los valores mas altos de clorofila se encuentran en el tratamiento continuo de pH regulado con concentración de 50 ppm y de pH no regulado de 50 ppm. Ambos tratamientos difieren estadísticamente del control convencional, pero no del control absoluto.

En hojas inoculadas, el mayor valor de clorofila pertenece al tratamiento continuo de pH no regulado con concentración de 5 ppm. Este tratamiento es diferente estadísticamente del control convencional, pero no del control absoluto.

TABLA 11

PORCENTAJE DEL CONTENIDO DE SILICIO DE PLANTAS DE BANANO, VARIEDAD WILLIAMS (CAVENDISH, AAA).

	Silicio (%)
Control absoluto	0.09 abcd
Control convencional	0.06 ab
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	0.04 a
500	0.16 e
50	0.12 bcde
5	0.07 abc
pH No regulado	
5000	0.14 cde
500	0.15 de
50	0.09 abcd
5	0.05 ab
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	0.08 abc
500	0.05 a
50	0.07 abc
5	0.03 a
pH No regulado	
5000	0.03 a
500	0.05 ab
50	0.11 abcde
5	0.05 ab

Se tomaron muestras foliares de todas las plantas que recibieron los tratamientos a base de silicio, para su posterior análisis químico. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=38$).

El porcentaje más elevado de silicio corresponde a los tratamientos continuos de pH regulado y pH no regulado con concentración de 500 ppm.

El tratamiento de pH regulado difiere estadísticamente de ambos controles, el no regulado solo difiere del control convencional. No hay diferencia estadística entre ambos tratamientos.

4.2.2. Evaluación de los Tratamientos In Vivo en Plantas inoculadas con *M. fijiensis*.

TABLA 12

ÁREA BAJO LA CURVA DE LA INFECCIÓN CAUSADA POR
M. FIJENSIS EN PLANTAS DEL BIO-ENSAYO *IN VIVO*

Síntomas	
Control absoluto	10.10 defghi
Control convencional	11.20 ghi
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
pH regulado	
5000	6.60 ab
500	6.85 ab
50	8.70 cde
5	9.15 cdef
pH no regulado	
5000	6.06 a
500	7.80 bc
50	9.95 defghi
5	11.30 hi
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	8.45 cd
500	10.70 fghi
50	9.60 defgh
5	9.95 defghi
pH No regulado	
5000	9.36 cdef
500	11.50 i
50	10.45 efghi
5	9.70 defgh

Las mediciones se realizaron usando la escala de Alvarado en hojas inoculadas con *M.fijiensis* y en hojas sanas de plantas tratadas con diferentes concentraciones de silicio, bajo condiciones de invernadero. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=180$).

La tabla de resultados muestra que la menor infección la obtuvieron los tratamientos continuos de pH regulado con concentración de 5000 ppm y de pH no regulado con concentración de 5000 ppm. Los tratamientos mencionados difieren estadísticamente de los controles, pero no difieren entre si.

TABLA 13
PORCENTAJE DEL DAÑO CAUSADO POR *M. FIJENSIS* EN PLANTAS DEL BIO-ENSAYO IN VIVO.

Porcentaje de daño	
Control absoluto	35.35 abcd
Control convencional	48.19 ef
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	26.45 a
500	29.72 ab
50	40.33 cde
5	43.43 de
pH no regulado	
5000	25.85 a
500	35.05 abcd
50	33.44 abcd
5	32.69 abc
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
pH regulado	
5000	31.11 abc
500	32.82 abc
50	36.13 abcd
5	33.86 abcd
pH no regulado	
5000	27.96 ab
500	37.04 bcd
50	38.28 bcd
5	35.26 abcd

Se realizó una evaluación del daño porcentual causado por *M.fijiensis* en todas las plantas, empleando la escala de Stover. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=180$).

El menor porcentaje de daño ocurrió en el tratamiento continuo de pH regulado con concentración de 5000 ppm y en el tratamiento no aplicado de pH no regulado de concentración de 5000 ppm. Los tratamientos mencionados difieren estadísticamente del control convencional, pero no del control absoluto. Ambos tratamientos no difieren entre si.

Las plantas fertilizadas con silicio como las fertilizadas convencionalmente no mostraron una reducción en los daños causados por *M. fijiensis*. No así el control absoluto, que presentó la menor infección.

4.2.3. Evaluación In Vitro de los Tratamientos en Hojas separadas.

4.2.3.A. Evaluación inoculando *M. fijiensis*.

TABLA 14

ÁREA BAJO LA CURVA DE LA INFECCIÓN CAUSADA POR *M. FIJENSIS* EN HOJA SEPARADA

Número de Manchas	
Control absoluto	6.67 abc
Control convencional	9.00 c
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	2.40 a
500	7.33 abc
50	4.40 abc
5	4.60 abc
pH No regulado	
5000	2.17 a
500	2.71 ab
50	3.60 abc
5	2.57 ab
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	8.40 bc
500	3.17 abc
50	6.67 abc
5	2.00 a
pH No regulado	
5000	3.00 ab
500	1.80 a
50	5.20 abc
5	4.20 abc

La infección fue medida por la escala de Alvarado en condiciones de laboratorio. Las muestras foliares de banano provienen de plantas tratadas con diferentes concentraciones de silicio en invernadero.

La mancha causada por el patógeno fue el síntoma utilizado para realizar la evaluación. Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=102$).

La tabla muestra que el menor número de manchas corresponde a los tratamientos de aplicación continua con concentraciones de 5000 ppm con pH regulado y no regulado. Los tratamientos no aplicados de pH regulado con concentración de 5 ppm y de pH no regulado con concentración de 500 ppm también registraron el menor número de manchas. Todos los tratamientos mencionados difieren estadísticamente del control convencional pero no del control absoluto.

**4.3.3.B. Evaluación utilizando extracto de crudo tóxico
(ECT) de *M. fijiensis*.**

TABLA 15

**ÁREA BAJO LA CURVA DEL DAÑO CAUSADO
POR EL EXTRACTO DE CRUDO TOXICO EN HOJA
SEPARADA**

Daño causado por ECT	
Control absoluto	6.67 a
Control convencional	7.00 a
Aplicación continua de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	4.00 a
500	9.00 a
50	9.60 a
5	7.00 a
pH No regulado	
5000	7.80 a
500	9.86 a
50	9.33 a
5	8.80 a
No aplicación de silicato de potasio después de la inoculación	
pH Regulado	
5000	9.00 a
500	7.33 a
50	8.50 a
5	8.80 a
pH No regulado	
5000	7.25 a
500	9.83 a
50	9.60 a
5	11.20 a

Los daños causados por el extracto de crudo tóxico fueron medidos por la escala propuesta por L. García en muestras bajo condiciones de laboratorio.

Promedios con letras iguales no difieren estadísticamente, prueba de Duncan ($p=0.05$) ($n=102$).

La tabla indica que el ECT causa el mismo daño a todos los tratamientos, es decir no hubo diferencia estadística entre los tratamientos, incluido ambos controles.

CAPITULO 5

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.

5.1. Conclusiones.

- Las plantas meristemáticas, de manera general, se beneficiaron con la adición del mineral silicio, en concentraciones de 50 y 500 ppm.
- En medios de cultivos nutritivos, la adición del mineral bioactivo, silicio, en concentraciones de 5000 y pH no regulado afectó el establecimiento de los meristemas de banano.
- La aplicación de concentraciones altas de silicio, con pH regulado y no regulado, en plantas de banano de fase 2 disminuyeron su altura.

- La fertilización con silicio no aumento la cantidad de clorofila en rangos mayores a los de la fertilización convencional.
- El agente patógeno, *M. fijiensis*, encuentro un mejor ambiente para su desarrollo en plantas con azúcares libres, es decir en plantas fertilizadas convencionalmente.
- La absorción de silicio en banano no fue proporcional a la cantidad de aplicación.
- El silicio alargó el periodo de desarrollo de síntomas de Sigatoka negra, por lo tanto su severidad fue menor.
- El silicio debe ser incluido como fertilizante regular en el cultivo de banano.

5.2. Recomendaciones

- Se recomienda seguir en la realización de estos ensayos con el objetivo de comprender mejor los mecanismos de absorción de silicio y su movilidad dentro del banano.

- Deben realizarse ensayos que involucren el análisis de tejidos para conocer si el silicio contribuye en las defensas físicas y/o químicas del sistema de defensa del banano.

BIBLIOGRAFIA

1. Agrios, G. 1998. Enfermedades Causadas por *Mycosphaerella*. Fitopatología. Segunda Edición. Limusa – Noriega (eds). México DF, México. 367-369
2. Anderson, J., Pegg, K., Dann, E., Cooke, A., Smith, L., Willingham, S., Giblin, F., Dean, J. and Coates, L. 2005. New Strategies for the Integrated Control of Avocado fruit Diseases. .New Zelanda and Australia Avocado Grower´s Conference. Tauranga, New Zeland. p5
3. APSnet, The American Phytopathological Society. 2006. Sigatoka Negra: Ciclo de la Enfermedad y Epidemiología. En: <http://www.apsnet.org> (Visitada en Diciembre 2006)
4. APSnet, The American Phytopathological Society. 2005. Lecciones de las Enfermedades de las Plantas. En: <http://www.apsnet.org/education> (Visitado Marzo 2006)

5. Arias, P., Dankers, C., Liu, P. y Pilkauskas. 2004. La Economía Mundial del Banano 1985 – 2002. FAO Commodity Studies – 1. 97p
6. Armendáriz, O. 2002. Visión Macro del Sector Bananero. Superintendencia de Bancos y Seguros. Dirección Nacional de Estudios y Estadísticas y Dirección de Investigaciones. 1-4
7. CORPEI, Corporación de Promoción y Exportaciones e Inversiones. 2005. Banano. En: <http://www.corpei.org> (Visitado Enero 2007)
8. Corrales, O., Knight, S. y Madrigal, M. 2002. Manejo de la Sigatoka Negra y el Nematodo Barrenador (*Radopholus similis* COBB) en Banano, Usando el Activador de Resistencia Boost 50 sc dentro de un Programa de Fitoprotección Basado en menos Uso de Agroquímicos. XV Reunión Internacional ACORBAT. Cartagena de Indias, Colombia. 143 – 147
9. Datnoff, L. y Rodrigues, Á. 2005. The Role of Silicon Suppressing Rice Diseases. APSnet Feature, The American Phytopathological Society. En: <http://www.apsnet.org> (Visitado en Febrero 2007)

10. Douglas y Ronald. 1992. Sigatoka Negra (Enfermedad). SEA, Secretaría de Estado de Agricultura de República Dominicana. En: <http://agricultura.gob.do> (Visitada en Febrero 2007)

11. Epstein, E. y Bloom, A. 2006. Metabolismo Mineral. Nutrición Mineral de Plantas: Principios e Perspectivas. Segunda Edición. Editora Planta. Brazil. 211 – 244

12. Epstein, E. 1994. The Anomaly of Silicon in Plant Biology. PNAS, Proceeding of the National Academy of Sciences of the United States of America. 91:11-17

13. Ex – Programa Nacional del Banano. 2001. El cultivo del Banano. SICA, Servicio de Información y Censo Agropecuario del Ministerio de Agricultura y Ganadería del Ecuador Programa Nacional del Banano. En: <http://www.sica.gov.ec> (Visitado en Abril 2007)

14. Fawe, A., Abou-Zaid, M., Menzies, J. and Bélanger, R. 1998. Silicon Mediated Accumulation of Flavonoid Phytoalexins in Cucumber. Phytop. 98: 396-401

15. Figueroa, M. y Lupi, A. Características y Fertilización del Cultivo del Banano. 2007. En:

<http://www.fertilizando.com/articulos/Caracteristicas%20y%20Fertilizacion%20Cultivo%20Banano.asp> (Visitado en Abril 2007)

16. Fontúrbel, F. 2002. Micropropagación de un Cultivo Perenne. BIOLOGIA. En: <http://www.biologia.org> (Visitada en Abril del 2007)

17. Fullerton, R. 1994. Sigatoka Leaf Diseases. In: Compendium of Tropical Fruit Diseases. Ploetz, R.C. et al. The American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota. 12-14

18. García, L., Herrera, L., Bermúdez, I., Veitía, N., Clavero, J., Acosta, C. y Romero, C. 1997. Metodología para la Selección In Vitro de *M. fijiensis* en Banano. INIBAP, Red Internacional para el Mejoramiento del Banano y del Plátano. 6: 14 -15

19. Gómez, D., Prins, P. y Staver, C. 1999. Metodología para Manipulación de *M. fijiensis*. CATIE, Centro Agrónomo Tropical de Investigación y Enseñanza. Manejo Integrado de Plagas. Disponible en <http://web.catie.ac.cr/informacion/RMIP/rmip53/ht53-a.htm> (Visitado en Octubre 2006)

20. Guzmán, M. 2002. Situación de la Sigatoka en Costa Rica y Opciones para el Manejo de la Enfermedad. En: Memorias (PROCEEDINGS-MEMOIRES). 184-191. XV Reunión Internacional ACORBAT. Cartagena de Indias, Colombia.
21. Heine, G. 2005. Silicon Nutrition and Resistance against *Pythium aphanidermathum* of *Lycopersicon esculentum* and *Momordica charantia*. Universität Hannover. Hannover, Germany. 1-15
22. Hernández, R. 2001. Nutrición Mineral de las Plantas. Libro Botánica OnLine. En: <http://www.forest.ula.ve/~rubenhg/nutricionmineral> (Visitada Enero 2007)
23. Hidalgo, M., Tapia, A., Rodríguez, W. y Serrano, E. 2006. Efecto de la Sigatoka Negra (*M. fijiensis*) sobre la Fotosíntesis y Transpiración Foliar del Banano. Agronomía Costarricense. 30: 35-41
24. Hull, R. 2004. Scientists Start to Recognize Silicon's Beneficial Effects. En: <http://www.turfgrasstrends.com/turfgrasstrends/article/articleDetail.jsp?id=119630> (Visitada en Enero 2007)

25. Husby, C. 1998. The Role of Silicon in Plant Susceptibility to Disease. FIU, Florida International University. Disponible en <http://www.fiu.edu>. (Visitada en Junio 2007)
26. IICA, Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. 2005. Sector Agrícola Nacional Requiere de más inversión. El Universo. 4Ap
27. IPNI, Internacional Plant Nutrition Institute. 2007. Nutrición y fertilización del Banano. En: <http://www.ppi-ppic.org> (Visitada en Enero del 2007)
28. Israeli, Y., Lahav, E. y Reuveni, O. 1995. In Vitro Culture of Bananas. Bananas and Plantains. First Edition. S. Gowen (ed.). Chapman and Hall (eds). Great Britain. 147-165
29. Jones, D. R. 2000. Introduction to Banana, Abacá and Enset. Pages 1-30 in: Disease of Banana, Abaca and Ensete. D. Jones ed. CAB International, Wallingford UK.
30. Kernan, M. and Marx, D. 2000. Silicon Nutrition in Plants. Plant Health Care Inc. 1 -2

31. Liang, Y., Sun, W. y Romheld, V. 2005. Effects of Foliar and Root Applied Silicon on the Enhancement of Induced Resistance to Powdery Mildew in *Cucumis sativus*. *Plant Pathology*. 54: 678 – 685
32. Mengel, K. and Kirkby, E. 1982. Principles of Plant Nutrition. Third Edition. International Potash Institute. Bern, Switzerland
33. Moraes, S., Pozza, E., Alves, E., Pozza, A., Carvalho, J., Lima, P y Botelho, A. 2005. Efeito de Fontes de Silício na Incidência e na Severidade da Antracnose do Feijoeiro. *Fitopatologia Brasileira*. 31: 69-75
34. Mourichon, X; Carlier, J y Fouré, E. 1997. Enfermedades de Sigatoka. Enfermedades de Musa: Hoja Divulgatoria. 8: 1-6
35. Novillo, F. y Romero, J. 2001. Indicadores de la Actividad Bananera en el Ecuador. Producción Gráfica. Guayaquil, Ecuador.
36. Orozco, M., Pérez, O. y Orozco, J. 2004. Control de Sigatoka en Banano con Aplicaciones del Fungicida Pyrimethanil. En Publicación Especial de ACORBAT. 234-235. En: XVI Reunión Internacional ACORBAT. Oaxaca, México.

37. Padrón, E. 1996. Diseño Completamente al Azar. Diseños Experimentales con Aplicación a la Agricultura y la Ganadería. Primera Edición. Editorial Trillas. México DF, México. 33-37
38. Price, N.S. 1995. Banana Morphology – Part I: Roots and Rhizomes. In: Bananas and Plantains. First Edition. 179-183. S, Gowen (ed.) Chapman, and Hall (eds.). Glasgow, Great Britain.
39. Quero, E. 2007. Silicio en la Producción Agrícola. En: <http://loquequero.com>. (Visitada en Mayo 2007)
40. Quero, E. 2007. Silicio en la Protección de Plantas. En: <http://loquequero.com>. (Visitada en Mayo 2007)
41. Rodrigues, F., Benhamou, N., Datnoff, L., Jones, J. and Bélanger, R. 2003. Ultrastructural and Cytological Aspects of Silicon-Mediated Rice Blast Resistance. *Phytopathology*. 93: 535-546
42. Rodrigues, F., Datnoff, L., Korndörfer, G., Seebold, K. and Rush, M. 2001. Effect of Silicon and Host Resistance on Sheath Blight Development in Rice. *Plant Disease*. 85: 827-832

43. Román, S. 2001. Fertilización de Cultivos de la Zona Centro Norte de Chile. Agenda del Salitre SOQUIMICH 2001. Undécima Edición. 332-334. SOQUIMICH COMERCIAL S.A (ed.). Santiago, Chile.
44. Romheld, V. y El-Fouly, M. 1999. Aplicación Foliar de Nutrientes: Retos y Límites en la Producción Agrícola. Informaciones Agronómicas. 48: 10-14
45. Ruiz, R. 2001. Nutrición Vegetal, Fertilizantes y Fertilización. Agenda del Salitre SOQUIMICH 2001. Undécima Edición. 175-196. SOQUIMICH COMERCIAL S.A (ed.). Santiago, Chile.
46. Sang, G., Kim, K., Eun W. y Doil, C., 2002. Silicon-Induced Cell Wall Fortification of Rice Leaves: A Possible Cellular Mechanism of Enhanced Host Resistance to Blast. Phytopathology. 92: 1095 – 1103
47. Scheneider, R. 2001. Nutrición Vegetal, Fertilizantes y Fertilización. Agenda del Salitre SOQUIMICH 2001. Undécima Edición. 175-184. SOQUIMICH COMERCIAL S.A (ed.). Santiago, Chile.

48. Seebold, W., Datnoff, E., Correa, J., Kucharek, A. and Zinder, H. 2001. Effect of Silicon and Host Resistance on Sheath Blight Development Rice. *Phytopathology*. 91: 63-68
49. Seebold, K., Kucharek, T; Datnoff, L, Correa-Victoria, F y Marchetti, M. 2001. The Influence of Silicon on Components of Resistance to Blast in Susceptible, Partially Resistant and Resistant Cultivars of Rice. *Phytopathology*. 91: 63-69
50. SICA, Servicio de información y censo agropecuario del Ministerio de Agricultura y Ganadería del Ecuador; INEC, Instituto Nacional de Estadística y Censo y MAG, Ministerio de Agricultura y Ganadería. 2001. III Censo Nacional Agrícola 2001. 1: 59-103
51. SICA, Servicio de información y censo agropecuario del Ministerio de Agricultura y Ganadería del Ecuador. 2006. El Cultivo del Banano. En: http://www.sica.gov.ec/agronegocios/biblioteca/Ing%20Rizzo/perfiles_productos/banano.pdf (Visitada en Enero 2007)
52. SICA, Servicio de información y censo agropecuario del Ministerio de Agricultura y Ganadería del Ecuador. 2006. Banano: Banano y Plátano FHIA. En: <http://www.sica.gov.ec> (Visitada en Enero 2007)

53. Suquilanda, M. 2001. Manejo Alternativo de Sigatoka Negra. SICA, Servicio de Información y Censo Agropecuario del Ministerio de Agricultura y Ganadería del Ecuador. 2001. En: <http://www.sica.gov.ec> (Visitada en Noviembre 2006)
54. Vallejo, S. y Quingaísa, E. 2004. Documento Técnico para la Competitividad Plantación – Harina Puré – Banano. IICA-Ecuador, Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. 1-15
55. Vallejo, S. 2002. Perfil del Sector Agropecuario Ecuatoriano 2002. IICA-Ecuador, Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. 1-11
56. Vázquez, V., Perez, M. y Orozco, J. 2004. Evaluación de Cultivares de Plátano Tolerantes a Sigatoka Negra en Nayarit. En: Publicación Especial de ACORBAT. 225. XVI Reunión Internacional ACORBAT. Oaxaca, México.
57. Wang, Y., Stass, A. y Horst, W. 2004. Apoplastic Binding of Aluminum Is Involved in Silicon-Induced Amelioration of Aluminum Toxicity in Maize. *Plant Physiology*. 136: 3762 – 3770

58. Wikipedia. 2007. Silicio. En: <http://es.wikipedia.org/wiki/Silicio> (Visitada en marzo del 2007)

59. Wikipedia. 2007. Silicio. En: <http://es.wikipedia.org/wiki/Banano> (Visitada en marzo del 2007)

APENDICES

APENDICE A

INOCULACION *IN VITRO* DE *M.FIJIENSIS* Y ECT EN HOJAS

SEPARADAS



(1)



(2)



(3)



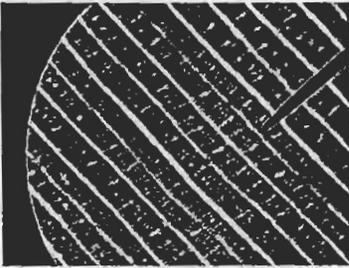
(4)

(1) Adición de Benzimidazol al medio Agar (2) Vaciado del medio en caja Petri (3) Fijación de muestra en caja Petri (4) Inoculación usando *M.fijiensis* o ECT.

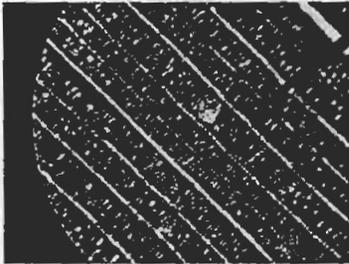
APENDICE B

VISTA AL MICROSCOPIO DE MUESTRAS FOLIARES

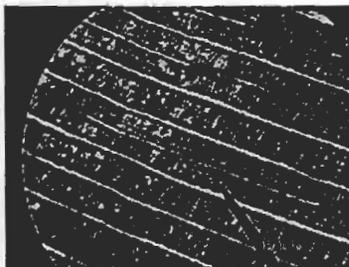
EXPUESTAS A ECT



(1)



(2)



(3)

(1) Muestra foliar sana
(2) Muestra foliar
expuesta ECT por 5
horas. (3) Muestra
foliar expuesta a ECT
por 8 horas.