



# **ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL**

## **Facultad de Ciencias de la Vida**

“ADQUISICIÓN DE SILICIO EN BANANO (*Musa* sp. Var. Williams) INOCULADOS CON MICORRIZAS ARBUSCULARES BAJO CONDICIONES CONTROLADAS”

### **INFORME DE PROYECTO INTEGRADOR**

Previa a la Obtención de Título de:

**BIÓLOGO**

ADRIÁN DAVID GUERRA LAYANA

EVELYN MARÍA LINARES RAMÍREZ

Guayaquil-Ecuador

Año: 2018

## AGRADECIMIENTOS

Agradecemos al Gran Espíritu, aquella inmanente consciencia universal en la que nos hemos resuelto a creer. El Gran Espíritu nos ha conducido hasta nuestros caminos actuales. Sin embargo, ¡estos caminos se bifurcan!

Agradecemos a nuestro tutor Ph.D. Milton Barcos, por su paciencia, por su capacidad de liderazgo, por su guía pertinente para la realización de este proyecto integrador, y por su humor amigable. ¡Lo estimamos!

Agradecemos al máster Jaime Naranjo, por sus conocimientos botánicos, por su practicidad, por su apacibilidad, por su sincera voluntad de compartir y por su espontaneidad. ¡A usted también lo estimamos!

Agradecemos a nuestros colegas: Andy Mora, Alex Albiño por su colaboración en varias ocasiones, durante la realización de nuestro experimento. A Susana Llivisaca, por las amenas microeternidades en el invernadero.

Agradecemos a nuestros compañeros de materia integradora que trabajaron, como nosotros, en el área de Biorremediación del CIBE, porque vivimos hermosos momentos con ustedes, oh Marleyn Grijalva, oh Anthony Mendoza, oh Jesús Delgado y oh Vanessa Sánchez Crow.

Finalmente, agradecemos a nuestro profesor de materia integradora Diego Gallardo, por su conocimiento de las reglas de escritura, por su buen ánimo, y por su paciencia.

## DEDICATORIA

A Harutam,

A Nunkui,

A Shakaim,

A Tsunki,

A Etsa.

A Ayumpum.

¡A la Diosa Blanca, señora de mis inspiraciones!

Adrián.

A la memoria de mi madre Teresa.

A mi Padre Antonio, por sus eternos cuidados.

A mi compañero de vida Álvaro, por su comprensión y apoyo.

A mi hijo Benjamín por nuestro infinito amor.

Y a mis hermanos Verónica y Juan, por las memorias andinas de mi niñez y  
adolescencia.

Evelyn.

## EVALUADOR DEL PROYECTO

---

**Milton Barcos, Ph.D.**

Tutor Proyecto Integrador

---

**Diego Gallardo, M Sc**

Profesor Materia Integradora

---

**Jaime Naranjo, M Sc**

Cotutor Proyecto Integrador

## **DECLARACIÓN EXPRESA**

“La responsabilidad y la autoría del contenido de este Trabajo de Titulación, nos corresponde exclusivamente; y damos nuestro consentimiento para que la ESPOL realice la comunicación pública de la obra por cualquier medio con el fin de promover la consulta, difusión y uso público de la producción intelectual”.

.....  
Adrián David Guerra Layana

.....  
Evelyn María Linares Ramírez

## RESUMEN

El banano es el cultivo de mayor importancia económica de Ecuador. Uno de los problemas que enfrentan muchos cultivos es la sobre-fertilización del suelo. Los altos niveles de producción requieren el uso intensivo de fertilizantes que generan efectos secundarios negativos, los mismos que devienen en contaminación de cuerpos de agua, eutrofización en ríos, lagos y océanos costeros. Además, los fertilizantes no contienen todos los nutrientes necesarios para las plantas (en cantidad suficiente), de manera que estos nutrientes terminan sufriendo una depleción en el suelo. El silicio (Si) es un nutriente que influye en el crecimiento de las plantas, sin embargo, el ciclo del Si se ve afectado en los cultivos de banano por el retiro sistemático de la hojarasca y del producto cosechado. El biol es un fertilizante biológico asociado a microorganismos, y su aplicación conlleva la activación de factores de crecimiento o mecanismos de defensa contra ataques de patógenos. Además, facilita la disponibilidad de los nutrientes en el suelo. Los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) establecen una relación mutualista con las plantas, que ayuda a éstas a absorber mayor cantidad de nutrientes del suelo. En conjunto, estos tres insumos (Si, Biol, HMA) podrían ser una alternativa eco-amigable para mejorar la salud del suelo y proteger a las plantas contra organismos patógenos. En nuestro experimento, se emplearon setenta y dos plantas con diferentes concentraciones de óxido de silicio ( $\text{SiO}_2$ ), además de biol y HMA. Se identificaron diferencias en la esporulación de los HMA entre los tratamientos inoculados, presuntamente en respuesta a la influencia del biol. Los ejemplares de banano inoculados con HMA (tratamientos Si + HMA y Si + HMA + Biol), presentaron, para nuestro asombro, un menor incremento de altura que el tratamiento no micorrizado; en el caso de los demás parámetros como “índice de lignificación” y “longitud máxima de raíz”, no existieron diferencias significativas, pero se constató que las plantas no micorrizadas (tratamiento Si) alcanzaron, en general, valores más altos. Los tratamientos inoculados con HMA mostraron un alto porcentaje de micorrización, alcanzando al final del experimento, prácticamente el 100%. Las concentraciones 100 y 300 mg/L de  $\text{SiO}_2$  mostraron los valores más altos en altura, pero sin diferencias significativas.

## ÍNDICE GENERAL

AGRADECIMIENTOS.....	ii
DEDICATORIA .....	iii
EVALUADOR DEL PROYECTO.....	iv
DECLARACIÓN EXPRESA.....	v
RESUMEN.....	vi
ÍNDICE GENERAL.....	vii
ABREVIATURA.....	ix
ÍNDICE DE FIGURAS Y TABLAS.....	x
ÍNDICE DE ANEXOS.....	xii
INTRODUCCIÓN.....	1
CAPÍTULO 1 .....	3
1. Información general.....	3
1.1 Silicio .....	3
1.2 Biofertilizante .....	4
1.3 Hongos micorrícicos arbusculares.....	4
1.4 Biología del banano.....	5
1.5 Enfermedades del banano.....	7
1.5.1 Mal de Panamá .....	7
1.5.2 Sigatoka negra .....	8
1.6 El uso excesivo de agroquímicos y fertilizantes: ¿Una problemática socioambiental?.....	9
1.7 Retroalimentación.....	11
CAPÍTULO 2.....	12
2.1 Diseño Experimental .....	13
2.2 Aplicación de silicio, biol y fertilizante.....	13
2.3 Crecimiento de la planta de banano (altura, grosor y número de hojas) 14	
2.4 Biomasa.....	15

2.5	Análisis NPK (nitrógeno, fósforo y potasio) .....	15
2.5.1	Análisis Foliar .....	15
2.5.2	Análisis de suelo.....	15
2.6	Medición de parámetros .....	15
2.7	Determinación del porcentaje de micorrización .....	16
2.8	Conteo de esporas .....	17
2.9	Análisis estadístico .....	18
CAPÍTULO 3.....		20
3.	Crecimiento de la planta de banano (altura, grosor y número de hoja) ...	20
3.1.	Desarrollo de la planta.....	20
3.1.1	Incremento en altura de las plantas (semanas 1-11).....	20
3.1.2	Incremento en diámetro de las plantas (semanas 1-11)....	21
3.1.3	Incremento en número de hojas (Semana 1-11) .....	23
3.2	Biomasa obtenida en la experimentación con el banano .....	24
3.2.1	Índice de lignificación (IG) .....	24
3.2.2	Longitud de raíz.....	25
3.3	Análisis de NPK (nitrógeno, fósforo y potasio) .....	26
3.3.1	Análisis en las hojas .....	26
3.3.2	Análisis en el sustrato .....	27
3.4	Medición de parámetros .....	28
3.4.1	Potencial de hidrógeno .....	28
3.4.2	Conductividad eléctrica .....	29
3.4.3	Clorofila .....	29
3.5	Determinación del porcentaje de micorrización .....	31
3.6	Conteo de esporas .....	32
DISCUSIÓN .....		34
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....		39
BIBLIOGRAFÍA.....		41
ANEXOS.....		52



## ABREVIATURA

**HMA:** Micorrizas arbusculares

**MHB:** Bacterias ayudantes de micorrizas

**N:** Nitrógeno

**P:** Fósforo

**K:** Potasio

**Si:** Silicio

**O:** Oxígeno

**SiO<sub>2</sub>:** Óxido de silicio

**mg/L:** Miligramos por litro

**Kg:** Kilogramos

**g:** Gramos

**Biol:** Biofertilizante

## ÍNDICE DE FIGURAS Y TABLAS

Figura 1: Micorrizas arbusculares de plantas de banano: A) Hifas, B) Arbúsculos, C) Vesículas .....	5
Figura 2: A) Rizoma o cormo, B) Pseudotallo, C) Pecíolo, D) Limbo, E) Racimo, F) Planta hija.....	6
Figura 3: Consorcio de esporas .....	12
Figura 4: A) Muestras de suelo, B) Medición de pH con un potenciómetro, C) Toma de datos, D) Medición de clorofila, E) Riego de agua a las plantas de banano, F) Botellas con concentraciones de óxido de silicio y NPK, G) Aplicación de óxido de silicio. ....	16
Figura 5: A) Lavado de raíces, B) Muestras de raíces sumergidas en KOH, C) Autoclavado de las raíces, D) Tinción de raíces con azul de tripano, E) Etiquetado y montaje de raíces en las placas, F) Observación de las raíces en el microscopio óptico. ....	17
Figura 6: A) Recolección de sustrato de las plantas de banano, B) Muestra de suelo, C) Peso de sustrato (100 g), D) Centrífuga, E) Observación de esporas en un estereoscopio.....	18
Figura 7: Incremento en altura entre los tres tratamientos.....	20
Figura 8: Incremento en altura con base en las diferentes concentraciones de SiO <sub>2</sub> . ....	21
Figura 9: Incremento del diámetro en relación con los tres tratamientos.....	22
Figura 10: Incremento del diámetro según la concentración de SiO <sub>2</sub> . ....	22
Figura 11: Incremento del número de hojas según tratamiento. ....	23
Figura 12: Incremento del número de hojas según la concentración de SiO <sub>2</sub> . ....	23
Figura 13: Índice de lignificación versus según tratamiento.....	24
Figura 14: Índice de lignificación en relación con las concentraciones de SiO <sub>2</sub> . ....	24
Figura 15: A) Longitud de raíz en relación con los tratamientos. B) Longitud de raíz por concentraciones de SiO <sub>2</sub> . ....	25
Figura 16: Potencial de hidrógeno en los tres tratamientos en las semanas (2, 4, 10).....	28
Figura 17: Conductividad eléctrica de los tratamientos en las semanas (2, 4, 10).....	29
Figura 18: Cuantificación de clorofila por tratamientos en las semanas uno, seis y diez. ....	30

Figura 19: Cuantificación de clorofila en diferentes concentraciones de SiO <sub>2</sub> en la semana uno, seis y diez.....	30
Figura 20: Porcentaje de micorrización en los tratamientos Si + HMA y ZZ Si + HMA+ Biol, evaluados en la semana siete y once.....	31
Figura 21: Porcentaje de micorrización por concentraciones delSiO <sub>2</sub> . ....	32
Figura 22: Cuantificación de esporas en 100 g de suelo por tratamiento. ...	32
Figura 23: Cuantificación del número de esporas por concentraciones de SiO <sub>2</sub> . .....	33
Tabla 1. Diseño experimental.....	13
Tabla 2. Concentraciones de óxido de silicio .....	14
Tabla 3. Compuestos para la fertilización en plantas de banano.....	14
Tabla 4. Variables consideradas en el crecimiento del cultivo de banano....	26
Tabla 5. Cuantificación de nitrógeno (N), fósforo (P) y potasio (K) en hojas de banano todos los tratamientos.....	27
Tabla 6. Observamos los valores de: pH, NH <sub>4</sub> , P, K en el suelo.....	28

## ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Costos de Aplicación de silicio, HMA y biol.....	52
Anexo 2. Desarrollo de las plantas de banano en los tres tratamientos.....	53
Anexo3. Biomasa.....	54
Anexo 3.1. Análisis foliar de NPK (nitrógeno, fósforo y potasio).....	55
Anexo 3.2. Análisis de suelo NPK (nitrógeno, fósforo y potasio).....	56
Anexo 4. Procedimiento para análisis foliar de NPK (nitrógeno, fósforo y potasio).....	57
Anexo 5. Incremento en altura de las plantas (semanas 1-11).....	58

## INTRODUCCIÓN

El banano es el cultivo de mayor importancia económica de Ecuador; de hecho, los ingresos generados por la actividad bananera constituyen el 50% del PIB agrícola (Iniap, 2012). Los rubros por exportación de este producto sólo se ven superados por los de petróleo, excepto en 2014, cuando los rubros por exportación de camarón superaron a los del banano (Bernabé, 2016). Uno de los problemas que enfrentan muchos cultivos -entre los cuales destaca el banano- es la sobre-fertilización del suelo. El uso intensivo de fertilizantes, como los nitrogenados y los fosfatados, está motivado por el valor económico y los altos rendimientos de producción (Khan, Mulvaney, Ellworth, & Boast, 2007). Sin embargo, existen efectos secundarios negativos que ocasiona el uso intensivo de fertilizantes y agroquímicos: contaminación de los cuerpos de agua por nitratos, fosfatos y pesticidas (Plenchette, Clermont-Dauphin, Meynard, & Fortin, 2005), y la consecuente eutrofización en ríos, lagos, estuarios y océanos costeros. Esta eutrofización se produce debido a la proliferación de los productores primarios, que resulta en bajos niveles de oxígeno, y provoca la muerte de invertebrados y peces (Camargo & Alonso, 2006). Otro de los efectos secundarios es la erosión del suelo, que deviene en pérdida de biodiversidad (Pimentel et al., 2012), lo cual debilita los cultivos para hacerlos cada vez más dependientes de los productos químicos (Plenchette et al. 2005) .

Un problema adicional al uso intensivo de fertilizantes, es que éstos no contienen todos los nutrientes necesarios para las plantas (en cantidad suficiente), de manera que estos nutrientes terminan sufriendo una depleción en el suelo. Tómese como ejemplo el caso del silicio. Aunque el silicio es un nutriente beneficioso y necesario para las plantas, el ciclo fitogenético de este mineral se puede deteriorar en los cultivos agrícolas, porque con el retiro sistemático de la hojarasca y del producto cosechado, se extrae también el silicio (Haynes, 2014).

Considerando esta problemática de sobre-fertilización y depleción del silicio en el suelo en los cultivos (entre los cuales está el banano), nosotros proponemos una alternativa para mitigar estas problemáticas y para favorecer el crecimiento de las

plantas de banano. Esta alternativa es la aplicación conjunta de silicio, biol y micorrizas.

### **OBJETIVO GENERAL**

-Evaluar la adquisición de silicio en el crecimiento de las plantas de banano (*Musa* sp variedad Williams mediante el uso de hongos micorrícicos arbusculares y biol, bajo condiciones controladas.

### **OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

-Analizar la influencia de la aplicación de diferentes concentraciones de óxido de silicio en el crecimiento de las plantas de banano.

-Identificar las diferencias en la infección y esporulación de las micorrizas arbusculares de los tratamientos inoculado

# CAPÍTULO 1

## MARCO TEÓRICO

### 1. Información general

#### 1.1 Silicio

Uno de los nutrientes más beneficiosos en el crecimiento de la plantas -y en el que casi nunca se repara- es el Si. Existe abundante información acerca de los aportes directos e indirectos de este mineral en la salud de las plantas. Considérese, por ejemplo, la capacidad de los ácidos monosilícicos de hacer más biodisponibles los fosfatos del suelo (Matichenkov, Ande, Ande, Calvert, & Bocharnikova, 2002); además, la influencia del Si en el aumento de resistencia a plagas y enfermedades. Se comprobó que la aplicación de Si aumenta la resistencia del banano (*Musa paradisiaca*) al hongo patógeno *Fusarium oxysporum* f. sp. Cubense (Fortunato, Ávila Rodrigues, & Teles do Nascimento, 2012); en otros estudios, en los que se involucran otras especies de plantas y patógenos, se obtuvieron resultados análogos (Guntzer, Keller, & Meunier, 2012). La resiliencia de las plantas aumenta debido a varios factores sobre los cuales influye el Si. Este mineral se acumula en las membranas celulares de las células del tejido epidérmico, contribuyendo, así, a incrementar la resistencia de la planta a las enzimas de los patógenos fúngicos (Datnoff & Rodríguez, 2005), además de fortalecer a la planta frente a la herbivoría (McNaughton, Tarrant, McNaughton, & Davis, 1985). Este mineral estimula, a través de un mecanismo que aún no se dilucida del todo, la reacción inmunológica de las plantas frente a una invasión fúngica; y esta reacción inmunológica comprende la activación de las enzimas peroxidadas y polifenoxidasas, glucanasas, quitinasas, entre otras (Fortunato et al. 2012).

## 1.2 Biofertilizante

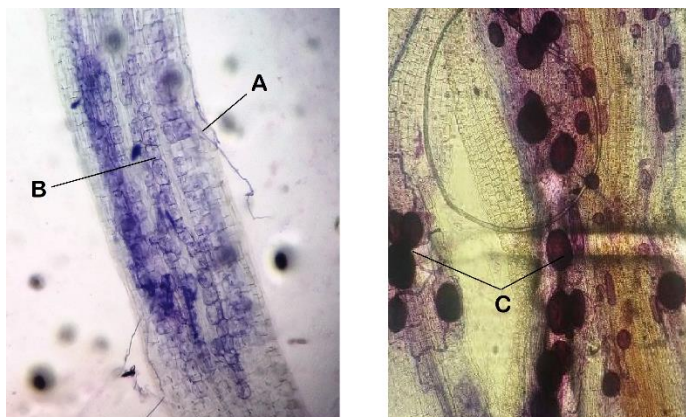
El biofertilizante, también conocido como biol, es un fertilizante orgánico de consistencia líquida que se elabora, principalmente, a base de estiércol de ganado, melaza, agua, roca fosfórica y microorganismos nativos. Se ha demostrado en ciertas especies de plantas, entre las cuales se incluyen el plátano (*Musa AAB*) y la espinaca (*Spinacea oleracea*), que este fertilizante estimula el crecimiento (Barrera, Combatt, & Ramírez, 2012; Siura, 2009). En adición, se ha demostrado que el biol es efectivo en el tratamiento contra el hongo patógeno *Moniliophthora sp.* del cacao fino de aroma (Aroca, 2015).

## 1.3 Hongos micorrícicos arbusculares

Los hongos micorrícicos arbusculares (HMA), pertenecientes al phylum Glomerycota, son organismos que establecen una relación mutualista con las plantas, cuyas raíces “infectan”. En esta relación mutualista, los hongos se benefician de los nutrientes elaborados por las plantas (un 10-20% aprox. de los fotosintatos), mientras que las plantas reciben del hongo una cantidad considerable de nutrientes procedentes del suelo; mediante unas estructuras análogas a las raíces denominadas hifas, que se extienden más allá del sistema radicular de las plantas, el hongo absorbe los nutrientes del suelo (Rhodes & Gerdemann, 1975) ver figura 1, posteriormente estos nutrientes se movilizan a los arbusculos, donde se realiza la transferencia de nutrientes entre el HMA y la planta (Smith & Smith, 1990); finalmente, se almacenan dentro de las vesículas las reservas de nutrientes para el HMA (Gerdemann, 1968). Los hongos micorrícicos arbusculares benefician a las plantas de muchas maneras, según menciona Marschner, 1994: incremento de la superficie de absorción de nutrientes (a través de la extensión del micelio -el conjunto de hifas en la parte externa de las raíces-, que incrementa el área rizosférica de la planta), excreción de compuestos quelantes o de ectoenzimas que ayudan en la captura y procesamiento de compuestos químicos del suelo, protección contra patógenos del suelo, etc. Para variar, los HMA secretan una proteína denominada glomalina, que ayuda en la estabilización del suelo y en la fijación de carbono (Wright & Upadhyaya, 1998). Estas características hacen de los HMA organismos muy deseables para la agricultura sustentable, puesto que,



estimulan el crecimiento de las plantas (Fitter, Helgason, & Hodge, 2011) y favorecen la salud de las comunidades microbianas del suelo (Johansson, Paul, & Finlay, 2004).



**Figura 1:** Micorrizas arbusculares de plantas de banano: A) Hifas, B) Arbúsculos, C) Vesículas

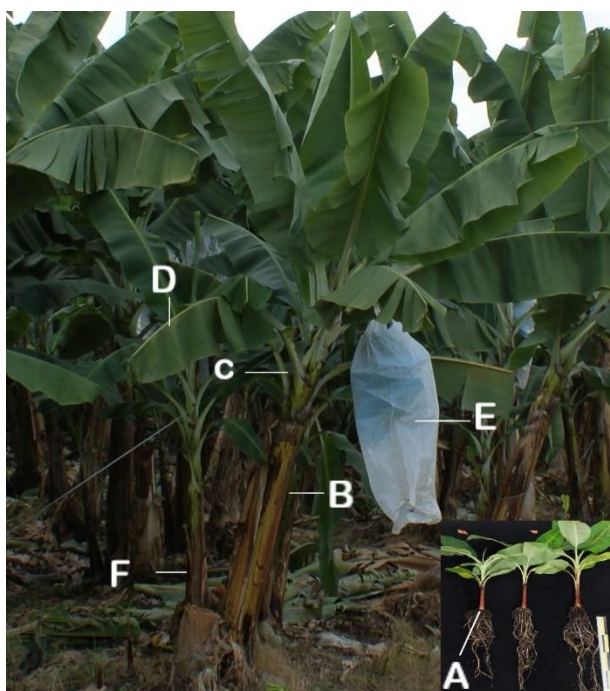
#### 1.4 Biología del banano

El banano, planta herbácea y monocotiledónea familia de las musáceas, cuyo lugar de origen parece haber sido el sudeste asiático (Simmonds, 1962), no está constituida por una sola especie biológica en particular; la mayoría de ejemplares de banano destinados a cultivo, se derivan de cruces inter o intraespecíficos de dos especies silvestres: *Musa acuminata* y *Musa balbisiana* (W. Simmonds & Shepherd, 1955).

Las variedades híbridas de estos cruces se encuadran bajo el nombre científico *Musa paradisiaca* (Ruangsuttapha et al., 2007); y como estas variedades son estériles, se propagan por esquejes o por brotes (plantas hijas), muchas veces con asistencia de técnicas de propagación *in vitro* (Swamy & Sahijram, 1989); la multiplicación asexual de estas plantas conlleva una escasa diversidad genética dentro de los cultivos, y por ende una mayor vulnerabilidad a sufrir de enfermedades (Garrett & Mundt, 1999). Por otra parte, los bananos silvestres de las especies *Musa acuminata* y *Musa balbisiana* sí son fértiles y son polinizados por murciélagos macroglósinos (Nur, 1976). Morfológicamente, el banano se caracteriza por presentar su tallo verdadero, también conocido como

rizoma o cormo, en la parte subterránea; sin embargo, es en la zona aérea de la planta donde se extienden las hojas, surgidas a partir del meristemo apical del rizoma subterráneo (Price, 1995).

Las vainas de las hojas están dispuestas en paquetes enrollados, los cuales componen conjuntamente el tallo aéreo (falso), denominado pseudotallo; estas vainas enrolladas terminan por adelgazar y formar el peciolo, el cual está conectado con el limbo de las hojas; aquella estructura del banano a la que se alude, por lo regular, mediante el vocablo “hoja”, es concretamente el limbo; en la inflorescencia del banano coexisten, por separado, las flores masculinas y femeninas; dentro de estas últimas, se localizan los ovarios, entidades determinadas a transformarse en los frutos del banano -en el caso de las variedades híbridas, este proceso se gatilla sin necesidad de polinización- (Karamura & Karamura, 1995) ver figura 2.



**Figura 2:** A) Rizoma o cormo, B) Pseudotallo, C) Peciolo, D) Limbo, E) Racimo, F) Planta hija.

## 1.5 Enfermedades del banano

### 1.5.1 Mal de Panamá

*Fusarium oxysporum* f. cubense es el agente etiológico del Mal de Panamá, una de las enfermedades más graves para los cultivos de banano (Stover & Waite, 1960). Surgió en el sudeste de Asia y coevolucionó con las musáceas (Bentley, Pegg, Moore, Davis, & Buddenhagen, 1998). Al igual que todas las especies de reino Fungi, el sistema de reproducción de este organismo es a través de esporas, específicamente, clamidosporas, las mismas que pueden permanecer en dormancia por más de 20 años en el suelo (Pérez- Vicente, L., M. A. Dita. & la Parte, 2014). Estas clamidosporas infectan las raíces terciarias del banano, y producen micelio, conidios y un número mayor de clamidosporas; el hongo penetra en el xilema de la planta y obstaculiza el flujo de agua y nutrientes, lo cual deviene en amarillamiento del pseudotallo, necrosis de las hojas, y la muerte de la planta (Stover, 1970). Existen tres razas de *Fusarium oxysporum* f. cubense que atacan al género *Musa* sp las razas uno, dos y cuatro (la tres sólo infecta al género *Heliconia*) (Su, Hwang, & KO, 1984). La raza uno de este patógeno eliminó del mercado mundial a la variedad de banano Gros Michel (de gran calidad), la misma que fue reemplazada por una variedad resistente a la raza uno: la variedad Cavendish (de menor calidad) (Ploetz, 2015a). Sin embargo, en la actualidad, Cavendish está siendo severamente afectada por la raza cuatro en Asia y África (Ploetz, 2015b), y existe temor de que esta raza se disperse hasta América Latina, donde podría causar daños aún mayores que los que generó la raza uno (Butler, 2013). De ahí que sea imperioso buscar métodos efectivos de manejo de esta enfermedad (Nel, Steinberg, Labuschagne, & Viljoen, 2007). El manejo más común es el empleo de plantas con resistencia genética a la enfermedad (Deacon, 1984), no obstante, es posible que esta medida no sea suficiente para controlar el patógeno. Una opción ecoamigable sería incluir HMA, considerando que Benhamou, Fortin, Hamel, St-Arnaud, & Shatilla (1994) probaron que las micorrizas ayudaron a plantas de

zanahoria a mejorar su protección en contra de *Fusarium oxysporum* f. sp. *chrysanthemi*.

### 1.5.2 Sigatoka negra

La Sigatoka negra, causada por el hongo *Mycosphaerella fijensis*, es considerada como la enfermedad más devastadora de los cultivos de banano (Marín, Romero, Rica, & Sutton, 2003). Se caracteriza por la presencia de grandes manchas necróticas en el tejido foliar, durante el estadio final de la enfermedad (Fouré, 1994). La reproducción del hongo se da por esporas, las cuales se desplazan a través del viento hasta las hojas de las plantas, sobre las cuales germinan; los síntomas de la necrosis empiezan a aparecer después de tres a cuatro semanas (Meredith & Lawrence, 1969). La Sigatoka negra, además de afectar a las hojas, incide negativamente en la calidad del fruto del banano, puesto que induce una maduración prematura en el racimo (Abadie C., Hubert O. & Ngoh G., 2008). Este efecto puede generar enormes pérdidas a la industria bananera. Existen reportes de pérdidas de hasta el 38% de la producción debido a la Sigatoka negra (Marín, D. H., Ching, L. D., and Romero & A., 1992). Por este motivo se invierten grandes montos de dinero en el control de esta enfermedad (Cordoba & Jansen, 2014); los métodos más convencionales para llevar a cabo este cometido implican el uso de fungicidas tales como mancozeb, chlorotalomil, benzimidazol, triazol, morfolina y strobilurina, no obstante, se ha documentado que el hongo ha desarrollado resistencia a algunos de estos fungicidas (Marín et al., 2003). Por este motivo y en aras de la demanda creciente por medidas de control más ecoamigables, se han probado varios métodos alternativos a nivel de laboratorio, algunos de los cuales son de índole biológica. Por ejemplo, González, Bustamante, Shannon, Okumoto, & Leandro (1996) aislaron dos cepas de la bacteria *Serratia marcesens*, que mostraron una buena actividad antagonista en contra de *Mycosphaerella fijensis*; las cepas fueron, de hecho, más efectivas que el

fungicida propiconazola. Cavero, Gasparotto, Neto, & de Souza (2015), por su parte, probaron varias cepas de hongo del género *Trichoderma*, una de las cuales- correspondiente a la especie *Trichoderma atroviridae*- resultó ser igual de efectiva que el antifúngico azoxystrobina. En adición a estas estrategias de índoles química y biológica, también se ha considerado la alternativa de realizar un manejo integrado de la enfermedad pueden emplearse métodos químicos, biológicos y culturales, conjuntamente. Entre los culturales está, por ejemplo, la defoliación sistemática de las tres hojas más antiguas de cada ejemplar de banano; Vargas, Murillo, Guzmán, Araya, & Blanco, (2008) determinaron que esta práctica surte efecto en la reducción de la intensidad de la enfermedad. Guzmán & Villalta (2007) probaron que el retiro de las malezas ayuda a prevenir la enfermedad. Sin embargo, como estas prácticas tal vez sean insuficientes *per se* en el control de la Sigatoka negra, Marín et al. (2003) recomiendan que además se utilicen fungicidas, pero en una tasa menor de la que se usan regularmente, con la finalidad de no estimular la resistencia del patógeno a estos compuestos. Los autores del presente trabajo recomiendan el empleo de fertilizantes con potencial para prevenir/combate enfermedades. Tal y como sugiere el trabajo de Martínez & Guzmán, (2010), los fertilizantes foliares basados en silicio pueden reducir la intensidad de los síntomas de la Sigatoka negra. Empero, de aplicarse al suelo fertilizantes basados en este mineral, debería considerarse la opción de la adición de HMA al cultivo, puesto que los HMA estimulan la absorción de silicio en las plantas de banano (Coretta, Anda, & Opfergelt, 2016).

#### **1.6 El uso excesivo de agroquímicos y fertilizantes: ¿Una problemática socioambiental?**

La expansión de la agricultura está reconocida como una de las mayores amenazas ecológicas a nivel global; sin embargo, sus efectos negativos sobre el medio ambiente no se reducen exclusivamente a la sustitución de la cobertura vegetal original, sino que engloban, además, las alteraciones provocadas por el uso excesivo de agroquímicos y fertilizantes, los cuales parecen haberse vuelto

indispensables para obtener adecuados niveles de producción (Matson, Parton, Power, & Swift, 1997). Los fertilizantes generan problemas muy importantes, como la eutrofización de los cuerpos de agua adyacentes a los cultivos (Hodgkin & Hamilton, 1993). Por otra parte, los agroquímicos ocasionan muchísimos daños. Los agroquímicos son sustancias que controlan, previenen o destruyen plagas y enfermedades; según al organismo al que confrontan, se clasifican como insecticidas, herbicidas, fungicidas, nematicidas, entre otros (Ware, 2000). Estos insumos son, muchas veces, utilizados de manera excesiva; y existen varios relatos/reportes que lo avalan. Por ejemplo, Espinoza-Freire & Tinoco-Cuenca (2015), en su evaluación de la fumigación en el cantón Pasaje, provincia de El Oro, Ecuador, concluyeron que el uso que se hace de los plaguicidas en este sector es indiscriminado, y que la salud de los moradores se encuentra amenazada. Al respecto de las afectaciones sanitarias suscitadas por los agroquímicos, éstas dependen del tipo de exposición a la sustancia; de acuerdo con Tuormaa (1995), las afectaciones causadas por una exposición aguda (o corta, pero intensa) van desde irritaciones cutáneas y oculares hasta fallos sistémicos y muerte, en tanto que las afectaciones causadas por una exposición crónica (o larga y recurrente) incluyen mutagenicidad, teratogenicidad, carcinogenicidad, efectos neurotóxicos y neurobiológicos, desórdenes alérgicos e inmunoregulatorios. En adición a estos problemas de salud humana, existen problemas netamente de salud ecológica ocasionados por estas sustancias. Pereira & Kohlmann (2012) comprobó que en los agrosistemas cuyo manejo es orgánico, la diversidad de escarabajos es mayor que en las plantaciones agrícolas comunes, en las que sí se emplean fertilizantes y agroquímicos sintéticos; de esta información se desprende que los agroquímicos y/o fertilizantes influyen negativamente en la diversidad ecológica. Existen varios estudios en que se presentan inferencias semejantes. Solis, Mugni, Fanelli, & Bonetto (2017), por ejemplo, sugiere que la polución por agroquímicos induce la disminución/eliminación de grupos taxonómicos sensibles a la contaminación tales como Libellulidae, Caenidae y Curculionidae en los cuerpos de agua afectados, donde subsisten organismos más tolerantes como Ostracoda y Glossiphoniidae. Los agroquímicos ponen también en peligro la salud de agentes

ecológicos tan importantes como las abejas polinizadoras, quienes se contaminan con los pesticidas concentrados en el polen, el mismo que es trasladado a las flores de otras plantas, las cuales son, a su vez, contaminadas (Tosi, Costa, Vesco, Quaglia, & Guido, 2018). El conocimiento creciente de los efectos negativos de los agroquímicos, está influyendo en muchos agricultores, quienes han decidido, por cuenta propia, aplicar técnicas de agricultura sustentable en aras de la conservación de la naturaleza y de su propia salud; pero, hay que considerar que hay agricultores que necesitan ser incentivados para decidirse por las alternativas eco-amigables ver anexo 1 (Giomi, Runhaar, & Runhaar, 2018).

### **1.7 Retroalimentación**

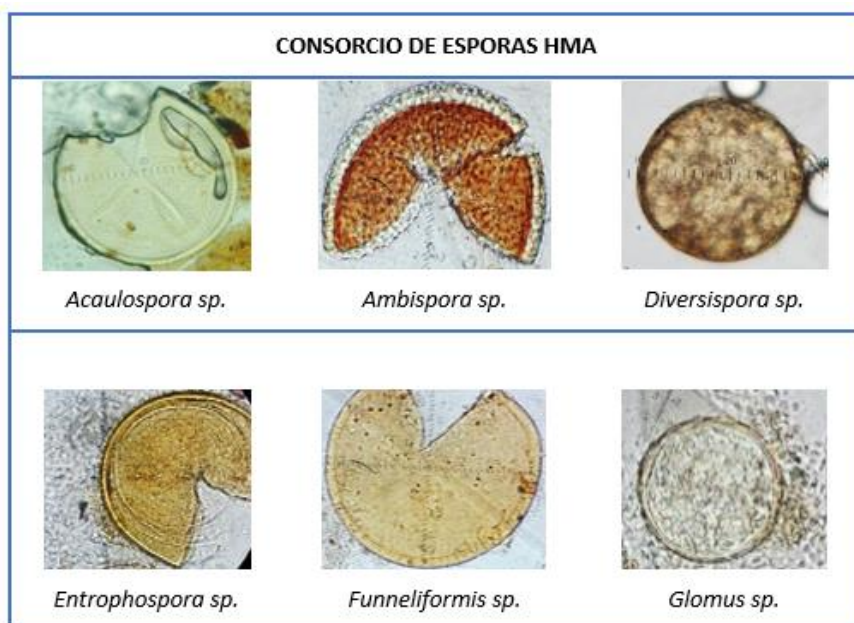
A continuación, mencionamos algunas características benéficas que conllevan la aplicación del tratamiento a base de  $\text{SiO}_2$ , biol y HMA, de acuerdo con la bibliografía consultada.

- i. El biol y los HMA favorecen el crecimiento de las plantas.
- ii. La aplicación conjunta de silicio y HMA estimula el crecimiento de las plantas en mayor medida que la aplicación de estos productos por separado (Coretta et al., 2016).
- iii. El Si y los HMA mejoran la salud del suelo, además de proteger a las plantas contra organismos patógenos.
- iv. El biol ha mostrado efectividad en el tratamiento contra patógenos fúngicos.
- v. Es por estas propiedades, que consideramos el tratamiento propuesto, como una alternativa viable en la estimulación del crecimiento de las plantas de banano, y en la mitigación del uso excesivo de fertilizantes y agroquímicos.

## CAPÍTULO 2

### MATERIALES Y MÉTODOS

El presente estudio se realizó en el Centro de Investigaciones Biotecnológicas del Ecuador (CIBE-ESPOL), entre los meses de noviembre de 2017 y enero de 2018. Se emplearon 72 plantas de banano variedad Williams (en fase de invernadero), cultivadas *in vitro* dentro de las instalaciones de CIBE-ESPOL, según la metodología establecida por Reyes et al. 2017. Cuarenta y ocho de estas plantas, correspondientes a los tratamientos uno y dos, fueron inoculadas con 30 g de HMA ver figura 3.



**Figura 3:** Consorcio de esporas  
Fuente: (Moina, 2016), Biorremediación-CIBE

Las plantas de banano fueron transferidas a fundas de polietileno (22 cm de diámetro y 35 cm de altura). El sustrato que se preparó tuvo una proporción 2:1 de arena: turba y la temperatura se mantuvo dentro de los 25 °C a 30 °C.



## 2.1 Diseño Experimental

Como se muestra en la tabla 1, se emplearon 72 plantas en tres tratamientos, a los que correspondieron 24 plantas: 1) Si+HMA, 2) Si+HMA+Biol, 3) Si; estos tratamientos estuvieron, a su vez, divididos en 4 subtratamientos con diferentes concentraciones de silicio: a) 0 mg/L, b) 100 mg/L, c) 300 mg/L, d) 500 mg/L. Las plantas fueron ubicadas de manera aleatoria y fueron etiquetadas, según sus respectivas concentraciones de silicio.

**Tabla 1** Diseño experimental

<b>Tratamiento 1 (Si+HMA)</b>	<b>Tratamiento 2 (Si+HMA+Biol)</b>	<b>Tratamiento 3 (Si)</b>
0 mg/L de silicio (6 plantas)	0 mg/L de silicio (6 plantas)	0 mg/L de silicio (6 plantas)
100 mg/L de silicio (6 plantas)	100 mg/L de silicio (6 plantas)	100 mg/L de silicio (6 plantas)
300 mg/L de Silicio (6 plantas)	300 mg/L de Silicio (6 plantas)	300 mg/L de Silicio (6 plantas)
500 mg/L de Silicio (6 plantas)	500 mg/L de Silicio (6 plantas)	500 mg/L de Silicio (6 plantas)

## 2.2 Aplicación de silicio, biol y fertilizante

El monitoreo de las plantas se realizó por once semanas consecutivas. Todos los lunes, miércoles y viernes se regó cada ejemplar de banano con 200 ml de agua. Los lunes y viernes se aplicó 50 ml de Si con su respectiva concentración (tabla 2), a todas las unidades experimentales se administró 10 ml de fertilizante NPK (tabla 3), en tanto que se les añadió 2 ml de Cibe-Biol (al 100%) a las plantas del segundo tratamiento.

**Tabla 2.** Concentraciones de óxido de silicio

<b>SiO<sub>2</sub> (mg/L)</b>	<b>Peso (mg)</b>	<b>H<sub>2</sub>O (L)</b>
100	118,4	1
300	355,4	1
500	592,4	1

**Tabla 3.** Compuestos para la fertilización en plantas de banano

<b>Tipo de compuesto</b>	<b>Peso(g)</b>	<b>H<sub>2</sub>O (L)</b>
Nitrato de amonio (NH <sub>4</sub> )(NO <sub>3</sub> )	1,8	1
Fosfato monoamónico (Ca H <sub>4</sub> P <sub>2</sub> O <sub>8</sub> )	2,8	1
Cloruro de potasio (Cl K)	1,7	1

### 2.3 Crecimiento de la planta de banano (altura, grosor y número de hojas)

El crecimiento de las plantas de banano fue evaluado durante once semanas (8 de noviembre al 17 de enero). Las mediciones de estos parámetros se realizaron una vez por semana e iniciaron simultáneamente con las aplicaciones de Si, biol y fertilizante. Se midió la altura del pseudotallo hasta la bifurcación de la segunda hoja, se contabilizó el número de hojas verdes, y se midió el grosor con un calibrador en la parte inferior del pseudotallo ver anexo 2.

## 2.4 Biomasa

Se sacrificaron tres plantas por cada subtratamiento, se retiró el sustrato de las raíces, se midió la longitud de la raíz más larga, se tomó el peso conjunto de las hojas y el pseudotallo, después se etiquetaron las muestras y se las dejó secar en una estufa a una temperatura de 77°C por tres días ver anexo 3. Luego se determinó el peso seco de las raíces y la zona aérea, con los datos obtenidos se calculó el índice de lignificación (IL) (J. T. S. Reyes et al., 2014).

$$IL = \left[ \frac{\text{peso seco total (g)}}{\text{peso húmedo total (g)}} \right] 100$$

## 2.5 Análisis NPK (nitrógeno, fósforo y potasio)

### 2.5.1 Análisis Foliar

Fueron seleccionadas tres plantas por cada subtratamiento; estos ejemplares presentaban, en promedio, diez hojas, de las cuales fueron extraídas tres a cada una de estas plantas ver anexo 3. El mismo día, las muestras fueron trasladadas hasta el Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP), con la finalidad de determinar su cantidad de NPK, ver anexo 3.1

### 2.5.2 Análisis de suelo

Para el análisis del suelo se eligieron tres plantas por cada subtratamiento y se extrajo 1 kg del sustrato. Las muestras fueron etiquetadas con códigos y fueron enviadas al (INIAP) junto con las muestras foliares ver anexo 3.2.

## 2.6 Medición de parámetros

En la figura 4, se representa el procedimiento efectuado para el monitoreo del experimento en donde fueron evaluaron los siguientes parámetros: pH, conductividad y clorofila. Las mediciones fueron tomadas una vez por mes. Se colectó suelo de seis plantas por cada tratamiento, siendo la cantidad de sustrato recolectado, aprox. la mitad de un frasco de 50 ml; luego, se agregó a cada muestra de sustrato 25 ml de agua destilada. Las muestras fueron llevadas por 30 minutos al Shaker a 110 unidades rpm (revoluciones por minuto). Para

determinar el pH se utilizó un potenciómetro manual, mientras que la conductividad eléctrica fue medida a través del conductímetro en unidades ( $\mu\text{s}/\text{cm}$ ); para llevar a cabo estas mediciones se emplearon las mismas muestras de sustrato. Adicionalmente, se tomaron mediciones de clorofila con el equipo Spad marca Minolta. Los datos fueron tomados de tres plantas por cada subtratamiento y se obtuvieron tres valores de clorofila de una sola hoja por planta.

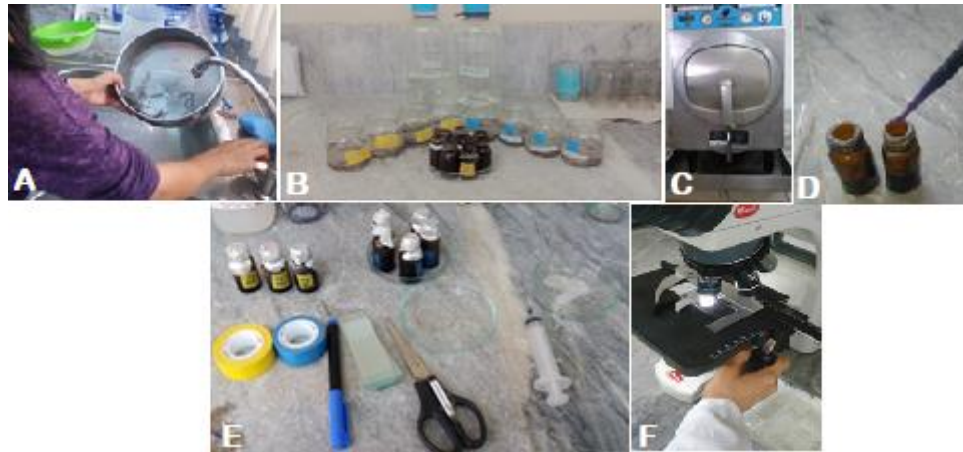


**Figura 4:** A) Muestras de suelo, B) Medición de pH con un potenciómetro, C) Toma de datos, D) Medición de clorofila, E) Riego de agua a las plantas de banano, F) Botellas con concentraciones de óxido de silicio y NPK, G) Aplicación de óxido de silicio.

## 2.7 Determinación del porcentaje de micorrización

Por cada subtratamiento se tomaron tres plantas y se les extrajo múltiples raicillas, las mismas que fueron lavadas con abundante agua y sumergidas en KOH al 10% por un día, las raicillas fueron ubicadas en frascos pequeños de color ámbar para ser llevadas a la autoclave aprox. 15 minutos. Después, se eliminó el contenido de KOH de los frascos, se realizaron múltiples lavados con abundante agua y se añadió HCL al 10% en las raicillas por aprox. 10 minutos. Luego la solución ácida de HCL fue eliminada y se aplicó el tinte de azul de tripano al 0,05% en lactoglicerina 50% por un día. Nuevamente las muestras fueron llevados a la autoclave por 10 minutos, la tinción de las partes

micorrizadas de las raicillas se realizó según el protocolo de Phillips & Hayman (1970), ver figura 5.



**Figura 5:** A) Lavado de raíces, B) Muestras de raíces sumergidas en KOH, C) Autoclavado de las raíces, D) Tinción de raíces con azul de tripano, E) Etiquetado y montaje de raíces en las placas, F) Observación de las raíces en el microscopio óptico.

Posteriormente, se elaboraron dos placas por subtratamiento, con diez raicillas cada una y se agregaron gotas de glicerina en un extremo de la placa. Las placas se analizaron mediante el microscopio óptico para determinar el porcentaje de micorrización de cada subtratamiento, tomando como referencia la fórmula de Sieverding (1984):

$$\% \text{Micorrización} = \frac{\text{N campos infectados (Hifas, Vesículas, Arbusculos)}}{\text{Total campos observados}}$$

## 2.8 Conteo de esporas

La extracción y conteo de esporas se realizó con base en el protocolo de Gerdemann & Nicolson (1963). Se seleccionaron tres plantas al azar por cada subtratamiento y se extrajo de cada planta la cantidad de sustrato necesaria para colmar un frasco de 50 ml.

En una balanza digital, se pesaron 100 g de sustrato por cada muestra colectada. En un vaso de precipitación, se depositaron los 100 g de sustrato y se les agregó 1000 ml de agua; se agitó la mezcla y se la dejó reposar de cinco a diez minutos; se decantó el sobrenadante a través de un sistema de tamices de mayor a menor ojo de malla (400, 250, 150, 105 y 40  $\mu\text{m}$ ), ver figura 6. Este proceso se repitió cinco veces hasta evidenciar una reducción notable de la turbidez en la solución. El sustrato capturado por el tamiz de 40  $\mu\text{m}$  fue removido con agua destilada y colocado en un tubo falcon. Se llevaron las muestras resultantes a una centrífuga (5000 rpm) a una temperatura de 24 °C por 15 minutos. Por último, se agregó a las muestras la solución de Tween 20. Una vez concluido el proceso, se procedió con el conteo de esporas de cada subtratamiento, el cual se efectuó por medio de un cuadrante con ocho campos, los mismos que fueron analizados mediante un estereoscopio de marca ZEISS. Las esporas se extrajeron con ayuda de un pincel, para posteriormente ser fotografiadas.



**Figura 6:** A) Recolección de sustrato de las plantas de banano, B) Muestra de suelo, C) Peso de sustrato (100 g), D) Centrífuga, E) Observación de esporas en un estereoscopio.

## 2.9 Análisis estadístico

Para el análisis estadístico, se empleó el Programa Estadístico InfoStat versión 2017. Los datos del experimento fueron registrados en Microsoft Excel. A continuación, se describen los análisis aplicados: análisis de varianza de dos vías (ANOVA-2), para determinar diferencias significativas (cuando  $p < 0.05$ ) entre tratamientos/subtratamientos/semanas, con respecto a los siguientes

parámetros: incremento en altura (entre semanas 1-11), longitud máxima de la raíz, índice de lignificación, clorofila; análisis de la varianza no paramétrica Kruskal Wallis, para los parámetros que no cumplieron con el requisito de normalidad, de acuerdo con la prueba Shapiro-Wilks: incremento en número de hojas (entre semanas 1-11), incremento en diámetro (entre semanas 1-11), pH y conductividad. Una vez determinadas las diferencias significativas, se condujo un test de comparaciones múltiples Tukey, con la finalidad de establecer entre cuáles grupos existieron las diferencias significativas. Además, se realizaron gráficos de barra de cada uno de estos parámetros.

## CAPÍTULO 3

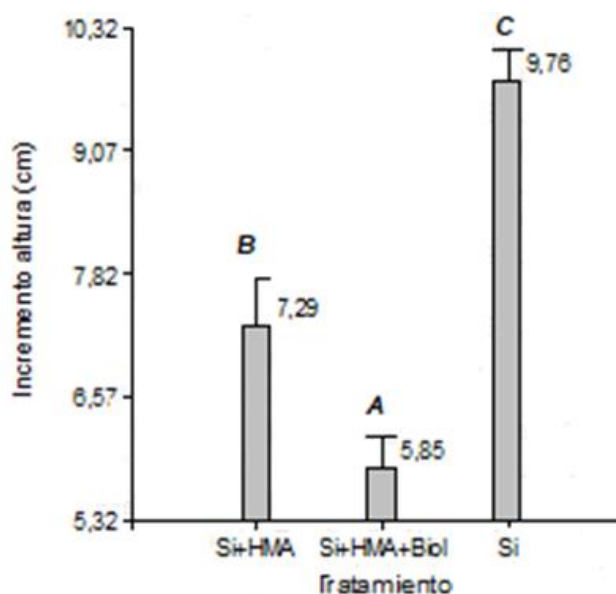
### RESULTADOS

#### 3. CRECIMIENTO DE LA PLANTA DE BANANO (ALTURA, GROSOR Y NÚMERO DE HOJA)

##### 3.1. Desarrollo de la planta

##### 3.1.1 Incremento en altura de las plantas (semanas 1-11)

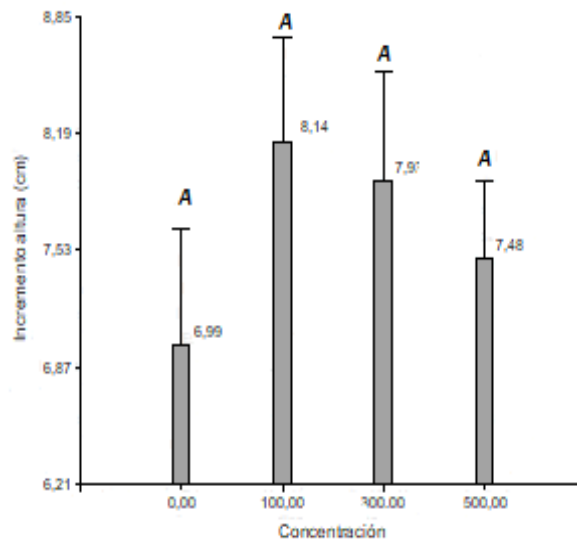
En la figura 7, se observa las diferencias significativas entre los tres tratamientos ( $p < 0.05$ ), y se determinó a través del test de Tukey que las plantas correspondientes al tratamiento "Si" fueron las de mayor incremento en altura, mientras que las de menor incremento fueron las del tratamiento Si + HMA + Biol ver anexo 5.



**Figura 7:** Incremento en altura entre los tres tratamientos.

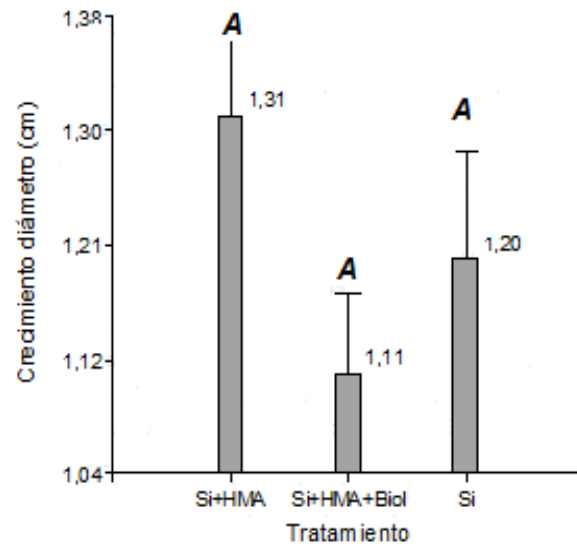
En la figura 8, se aprecia una mayor altura en los subtratamientos 100 y 300 mg/L, aunque no se hallaron diferencias significativas.





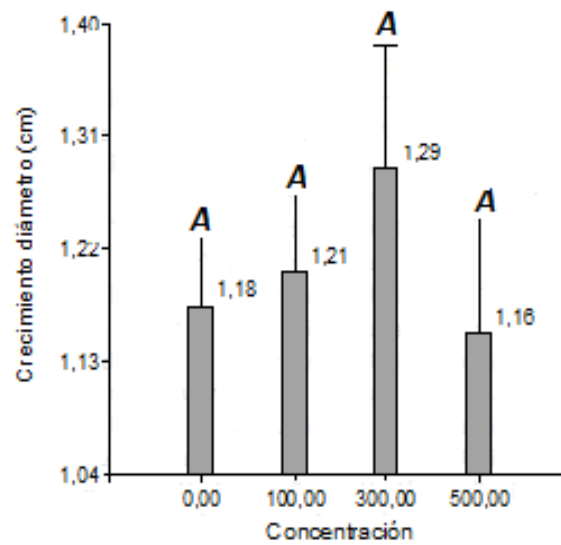
**Figura 8:** Incremento en altura con base en las diferentes concentraciones de  $\text{SiO}_2$ .

**3.1.2 Incremento en diámetro de las plantas (semanas 1-11)** No existen diferencias significativas entre tratamientos para el parámetro "incremento del diámetro", sin embargo, se puede observar en la figura 9 que las plantas de mayor incremento del diámetro fueron las del tratamiento Si+HMA, mientras que las de menor incremento fueron las del tratamiento Si + HMA + Biol, ver figura 9.



**Figura 9:** Incremento del diámetro en relación con los tres tratamientos.

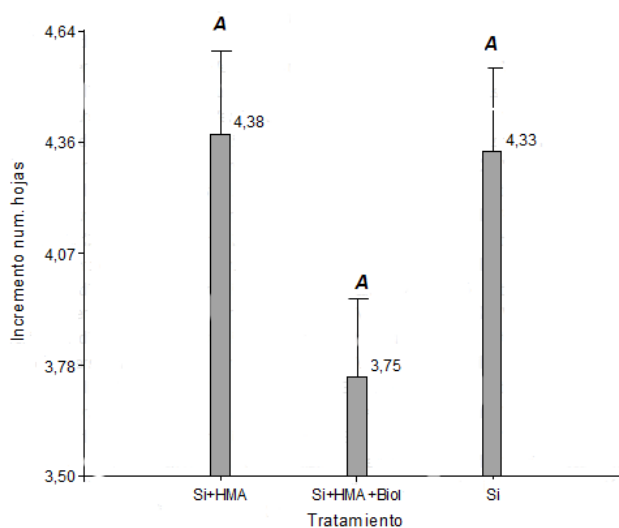
En la figura 10, se detecta un mayor crecimiento del diámetro para el subtratamiento 300 mg/L, aunque no se hallaron diferencias significativas. En el eje de las Y poner incremento del diámetro...



**Figura 10:** Incremento del diámetro según la concentración de  $\text{SiO}_2$ .

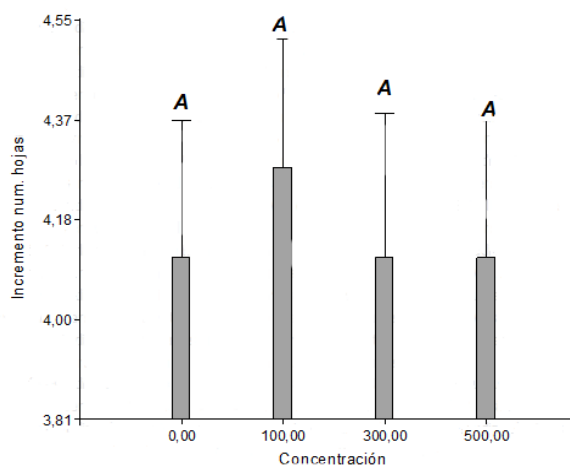
### 3.1.3 Incremento en número de hojas (Semana 1-11)

A pesar de que no se hallaron diferencias significativas entre tratamientos, en la figura 11 se distingue al tratamiento Si + HMA + Biol como el de menor número de hojas.



**Figura 11:** Incremento del número de hojas según tratamiento.

No se hallaron diferencias significativas entre subtratamientos, sin embargo, en la figura 12 se destaca la concentración 100 mg/L de  $\text{SiO}_2$  como la de mayor incremento en número de hojas.

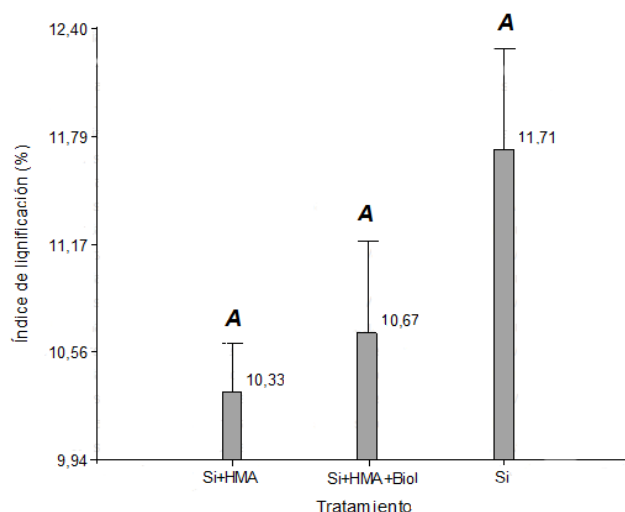


**Figura 12:** Incremento del número de hojas según la concentración de  $\text{SiO}_2$ .

## 3.2 Biomasa obtenida en la experimentación con el banano

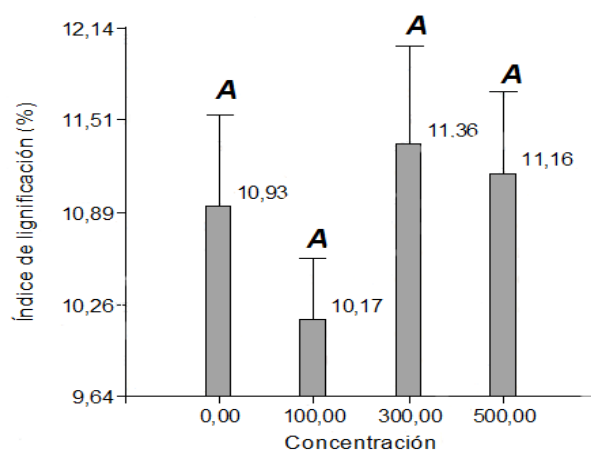
### 3.2.1 Índice de lignificación (IG)

El mayor IG corresponde al tratamiento de Si y el menor al tratamiento Si + HMA, aunque no se presentaron diferencias significativas, según se aprecia en la figura 13.



**Figura 13:** Índice de lignificación versus según tratamiento.

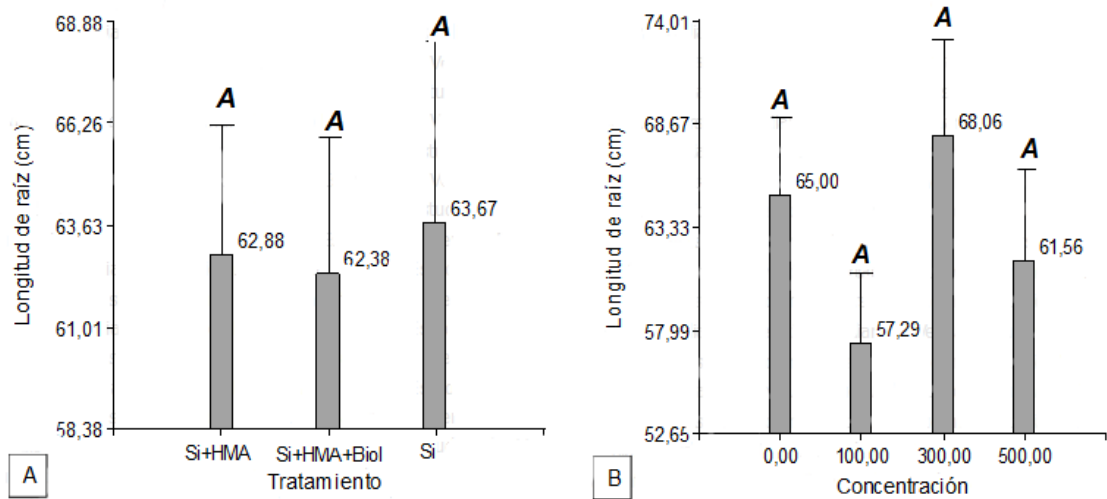
No se hallaron diferencias significativas entre subtratamientos, sin embargo, se destaca en la figura 14 a la concentración 300 mg/L de  $\text{SiO}_2$  como la de mayor valor IG.



**Figura 14:** Índice de lignificación en relación con las concentraciones de  $\text{SiO}_2$ .

### 3.2.2 Longitud de raíz

En la figura 15A, se observa que el tratamiento con Si tiene la mayor longitud de raíz. En la figura 15B, la concentración 300 mg/L tuvo la mayor longitud, mientras que la concentración 100 mg/L tuvo la menor.



**Figura 15:** A) Longitud de raíz en relación con los tratamientos. B) Longitud de raíz por concentraciones de SiO<sub>2</sub>.

**Tabla 4.** Variables consideradas en el crecimiento del cultivo de banano.

Tratamiento	Concen tración (mg/L)	Altura (cm)	Número de hojas	Diámetro	Longitud de Raíz	IL (%)
Si+HMA	0	5,58 ± 0,30	4,00 ± 0,58	1,17 ± 0,06	72 ± 4,36	10,10 ± 0,58
	100	7,67 ± 0,54	4,00 ± 0,37	1,37 ± 0,10	60,67 ± 8,19	9,30 ± 0,31
	300	8,58 ± 1,51	4,80 ± 0,31	1,22 ± 0,12	59,5 ± 7,77	10,90 ± 0,04
	500	7,33 ± 0,86	4,83 ± 0,42	1,48 ± 0,16	59,33 ± 9,11	11,02 ± 0,54
Si+HMA+Biol	0	5,00 ± 0,74	4,30 ± 0,42	1,15 ± 0,09	50 ± 1,53	10,30 ± 0,89
	100	6,17 ± 0,86	3,83 ± 0,40	1,07 ± 0,09	59,2 ± 8,31	11,46 ± 0,65
	300	6,08 ± 0,35	3,17 ± 0,17	1,3 ± 0,18	66,33 ± 4,46	11,28 ± 1,76
	500	6,17 ± 0,33	3,67 ± 0,49	0,93 ± 0,07	74 ± 5,00	9,63 ± 0,64
Si	0	10,38 ± 0,59	4,00 ± 0,37	1,22 ± 0,14	73 ± 1,00	12,39 ± 1,38
	100	10,58 ± 0,72	5,00 ± 0,37	1,18 ± 0,12	52 ± 2,00	9,74 ± 0,50
	300	9,12 ± 0,61	4,33 ± 0,56	1,35 ± 0,22	78,33 ± 12,81	11,89 ± 1,40
	500	8,95 ± 0,60	4,00 ± 0,37	1,05 ± 0,17	51,33 ± 5,46	12,81 ± 0,68

### 3.3 Análisis de NPK (nitrógeno, fósforo y potasio)

#### 3.3.1 Análisis en las hojas

Respecto al potasio, el tratamiento Si + HMA es “deficiente”, siendo “adecuado” tan sólo para el subtratamiento 300 mg/L; el tratamiento Si + HMA + Biol es “adecuado” para los subtratamientos 0 y 300 mg/L, pero deficiente para 100 y 500 mg/L. Al contrario, el tratamiento Si es “deficiente” para 0 y 300, y “adecuado” para 100 y 500 mg/L, ver anexo 3.2.

**Tabla 5.** Cuantificación de NPK en hojas de banano en tres tratamientos: Si+ HMA, Si+ HMA +Biol y Si.

<b>Muestras de Hojas</b>				
<b>Tratamiento</b>	<b>Subtratamiento</b>	<b>N (ug/ml)</b>	<b>P (ug/ml)</b>	<b>K (ug/ml)</b>
Si +HMA	0	1,7 D	c	2,52 D
	100	1,7 D	0,18 A	2,72 D
	300	1,8 D	0,24 A	3,42 A
	500	1,7 D	0,18 A	1,83 D
Si +HMA +Biol	0	1,7 D	0,25 A	3,48 A
	100	1,5 D	0,13 D	1,95 D
	300	1,6 D	0,21 A	3,21 A
	500	1,5 D	0,18 A	2,04 D
Si	0	1,4 D	0,18 A	2,96 D
	100	1,4 D	0,22 A	3,67 A
	300	1,7 D	0,24 A	2,4 D
	500	1,7 D	0,19 A	3,33 A

Niveles de referencia: D= deficiente, A= adecuado, E=excesivo

### 3.3.2 Análisis en el sustrato

La tabla 6 expone los valores del pH: tratamiento Si + HMA es “potencialmente neutro”, siendo “ligeramente ácido” tan sólo para la concentración 100 mg/L. El tratamiento Si + HMA + Biol es “ligeramente ácido”, resultando “potencialmente neutro” para la concentración 100 mg/L. Y el tratamiento Si es ligeramente ácido en todas las concentraciones. El NH<sub>4</sub> es “bajo” en todos los tratamientos. El fósforo es “alto” para todas los subtratamientos, a excepción de la concentración 300 mg/L del tratamiento Si + HMA, que tiene un valor “medio”.

Referente al potasio el tratamiento Si + HMA es “bajo”, y es “medio” solo para la concentración cero. El tratamiento Si + HMA + Biol es “alto” para todas las concentraciones y “medio” para la concentración 300.

**Tabla 6.** Valores: pH, NH<sub>4</sub>, P, K en suelo.

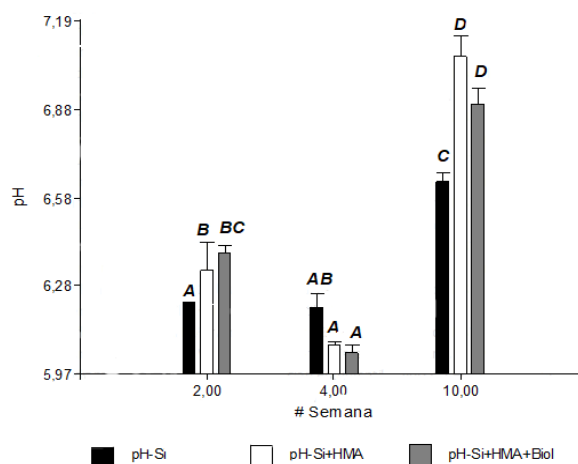
		MUESTRAS DE SUELO			
Tratamiento	Subtratamiento	pH	NH <sub>4</sub> (ug/ml)	P (ug/ml)	K (ug/ml)
Si +HMA	0	6,8 PN	9 B	24 A	89 M
	100	6,4 LAc	9 B	27 A	67 B
	300	6,7 PN	8 B	17 M	71 B
	500	6,7 PN	10 B	27 A	64 B
Si + HMA+ Biol	0	6,9 LAc	12 B	32 A	161 A
	100	6,5 PN	12 B	38 A	166 A
	300	6,8 LAc	10 B	27 A	121 M
	500	6,5 LAc	12 B	37 A	158 A
Si	0	6,5 LAc	14 B	40 A	90 M
	100	6,2 LAc	12 B	33 A	84 M
	300	6,3 LAc	12 B	30 A	77 B
	500	6,3 LAc	10 B	38 A	68 B

Niveles de referencia: pH, Lac= ligeramente Ácido, PN= prácticamente Neutro, LAI=ligeramente Alcalino. NH<sub>4</sub>, P, K, B= bajo, M=medio, A=alto

### 3.4 Medición de parámetros

#### 3.4.1 Potencial de hidrógeno

En la figura 16 se muestra la variación del pH al inicio, a la mitad y al final del experimento. Para la semana dos, los tratamientos tienden ligeramente a la acidez. Para la semana cuatro, se mantienen dentro del rango de “ligeramente ácidos”. Para la semana 10, se tornan neutros.

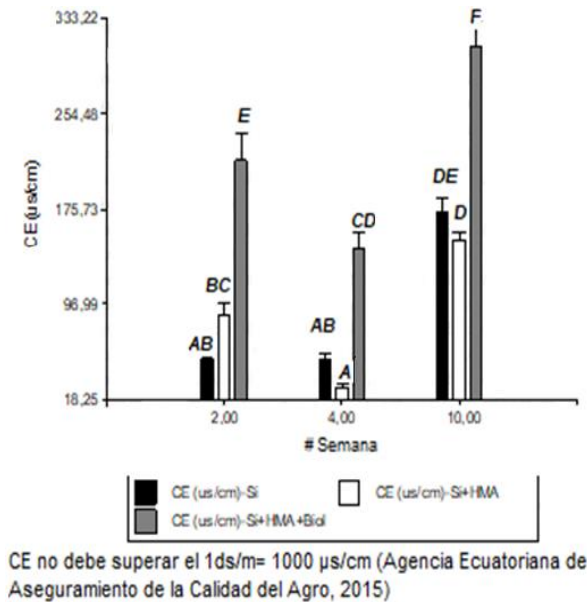


**Figura 16:** Potencial de hidrógeno en los tres tratamientos en las semanas (dos, cuatro, diez).



### 3.4.2 Conductividad eléctrica

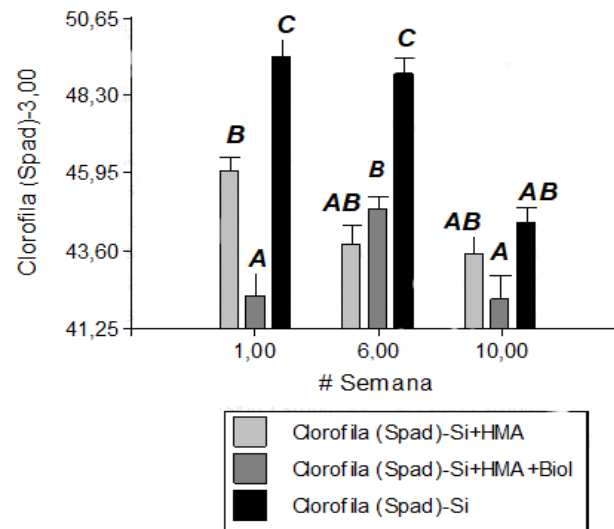
La figura 17 expone al tratamiento Si + HMA + Biol como el de mayor conductividad durante todo el experimento ( $p < 0.05$ ).



**Figura 17:** Conductividad eléctrica de los tratamientos en las semanas (2, 4, 10).

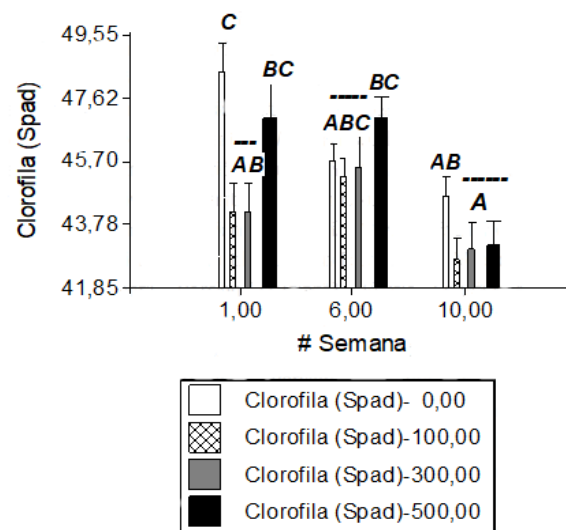
### 3.4.3 Clorofila

Por medio del análisis ANOVA ( $p < 0.05$ ), se hallaron diferencias significativas entre tratamientos ver figura 18. El tratamiento de Si adquirió los niveles más altos de clorofila de todo el experimento en las semanas uno y seis. El tratamiento de Si + HMA + Biol presentó los valores más bajos en las semanas uno y diez, pero en la semana seis se observó un incremento significativo.



**Figura 18:** Cuantificación de clorofila por tratamientos en las semanas uno, seis y diez.

En la figura 19, los mayores niveles de clorofila se dan en las semanas uno y seis, para las concentraciones 0 y 500 mg/L de SiO<sub>2</sub>. Las concentraciones 100 y 300 mg/L exhibieron menores valores.

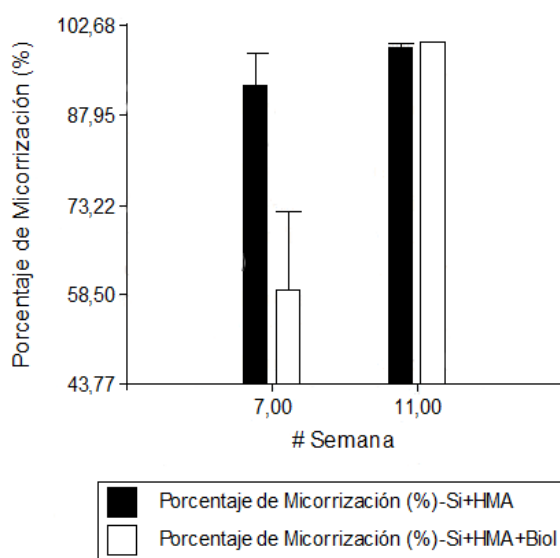


La línea sobre las letras indica que entre grupos no hay diferencias significativas.

**Figura 19:** Cuantificación de clorofila en diferentes concentraciones de SiO<sub>2</sub> en la semana uno, seis y diez.

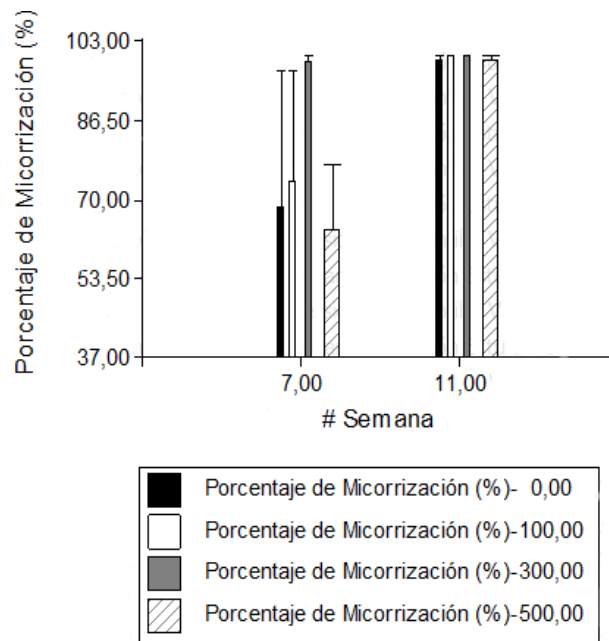
### 3.5 Determinación del porcentaje de micorrización

En la figura 20 se expone el porcentaje de micorrización. Para la semana 11, los tratamientos Si + HMA y Si + HMA + Biol alcanzan prácticamente el 100%. No obstante, se evidencia que el porcentaje de micorrización con que arranca Si + HMA + Biol, desde la semana siete, es mucho menor al de Si + HMA.



**Figura 20:** Porcentaje de micorrización en los tratamientos Si + HMA y Si + HMA+ Biol, evaluados en la semana siete y once.

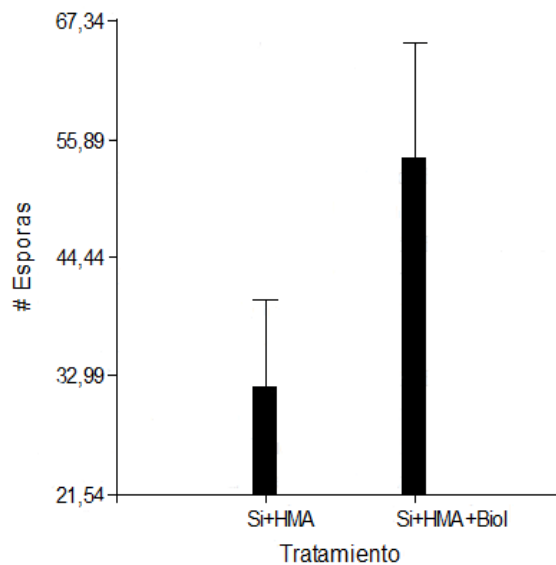
En la figura 21 se distingue a la semana 11 por su elevado porcentaje de micorrización, para todas las concentraciones de  $\text{SiO}_2$ . En la semana siete, se presenta el menor porcentaje de micorrización para las concentraciones 0, 100 y 500 mg/L de  $\text{SiO}_2$ . En contraste, la concentración 300 mg/L mantiene alto el porcentaje de micorrización tanto en la semana siete como en la once.



**Figura 21:** Porcentaje de micorrización por concentraciones de SiO<sub>2</sub>.

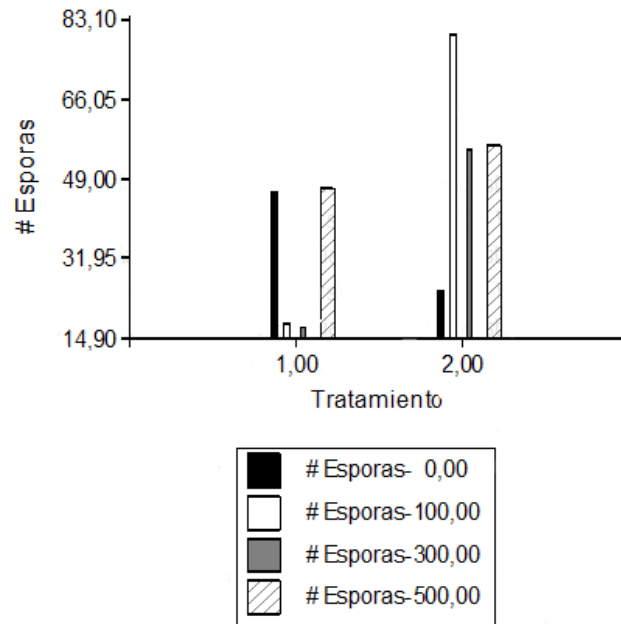
### 3.6 Conteo de esporas

La figura 22 indica un mayor número de esporas en el tratamiento Si + HMA + Biol en relación al tratamiento Si + HMA.



**Figura 22:** Cuantificación de esporas en 100 g de suelo por tratamiento.

En la figura 23, se observó el mayor número de esporas para la concentración 100 mg/L de SiO<sub>2</sub> correspondiente al tratamiento Si + HMA + Biol. El menor número de esporas se registró para las concentraciones 100 y 300 mg/L del tratamiento Si + HMA.



**Figura 23:** Cuantificación del número de esporas por concentraciones de SiO<sub>2</sub>.

## DISCUSIÓN

Existe una amplia documentación acerca del efecto estimulante de los hongos micorrícicos arbusculares sobre el crecimiento de las plantas. Por ejemplo, Peuss (1958) concluyó que los ejemplares de tabaco micorrizados crecieron significativamente más que sus pares no micorrizados. Moreno-Díaz (1988) determinó que las plantas de papa micorrizadas presentaron un mayor peso seco total, una mejor absorción de nutrientes y un rendimiento de tubérculos más alto que los controles. Declerck, Plenchette, & Strullu (1995), en un experimento similar al nuestro, concluyeron que las plantas de banano (*Musa acuminata*) inoculadas con HMA exhibieron mejores valores en “peso seco de la biomasa aérea” y en “concentración de fósforo en la biomasa aérea” (dos de los tres parámetros evaluados) que las no inoculadas. Sin embargo, los resultados de nuestro trabajo difieren de los resultados esperados. Los ejemplares de banano inoculados con HMA (tratamientos Si + HMA y Si + HMA + Biol) presentaron un menor incremento en altura y una menor cantidad de clorofila que aquellos no inoculados con HMA (tratamiento Si) ( $p < 0.05$ ); para otros parámetros como “índice de lignificación” y “longitud máxima de raíz”, no existieron diferencias significativas, pero se constató el mismo patrón: las plantas no micorrizadas (tratamiento de Si) alcanzaron los valores más altos. En cuanto a los parámetros “incremento en diámetro” e “incremento en número de hojas”, los valores de Si + HMA superaron a los de Si, no obstante, estas diferencias no fueron significativas. Para todos estos parámetros, exceptuando el IL, los valores del tratamiento Si + HMA + Biol fueron los más bajos.

De estos resultados podría inferirse que los HMA no ejercieron un efecto estimulante sobre el crecimiento, como se esperaba, sino que más bien obstaculizaron el crecimiento de las plantas. Esta inferencia puede sustentarse, considerando que los hongos micorrícicos pueden tornarse parasíticos cuando el costo neto de la simbiosis excede los beneficios (Johnson, Graham, & Smith, 1997). Para la planta, la transferencia de fotosintatos a los HMA constituye el costo de la simbiosis; en el caso del los HMA, la transferencia de nutrientes a la planta representa el costo de la

simbiosis (Jakobsen, 1990). Sin embargo, la transferencia de nutrientes desde la micorriza hasta el hospedador se torna innecesaria, en suelos de elevada fertilidad, porque la planta es capaz de absorber por sí sola todos los nutrientes requeridos; bajo estas circunstancias, el costo en fotosintatos para mantener la relación micorrícica, representa una pérdida para la planta. Un modelo matemático desarrollado por Neuhauser & Fargione (2004) ilustra esta situación: en suelos de baja fertilidad los HMA se comportan como mutualistas, mientras que en suelos de alta fertilidad actúan como parásitos.

Basta un único factor en la fertilidad del suelo para gatillar este cambio en el *continuum* mutualismo-parasitismo.

En el experimento de Declerck et al., 1995, los HMA inoculados en el banano actuaron como mutualistas, mientras que los hongos de nuestro experimento parecen haberse comportado como parásitos. ¿Qué factor(es) nutricional(es) gatilló(aron) estas diferencias? El estado nutricional del sustrato utilizado por Declerck et al. 1995 constó de: pH: 6,4; **P: 7 ug/g**; NH<sub>4</sub><sup>+</sup>: 12,6 ug/g; K: 452 ug/g; Mg: 1281 ug/g; Ca: 77 mg/g, mientras que el estado nutricional medio de nuestro sustrato constó de: pH: 6,6; **P: 30,8 ug/g**; NH<sub>4</sub><sup>+</sup>: 10,8 ug/g; K: 101,3 ug/g. Los niveles de fósforo del experimento de Declerck et al., 1995 fueron bajos, mientras que los de nuestro experimento fueron altos. En este elemento radican las diferencias observadas.

Existe documentación acerca del efecto del fósforo sobre la naturaleza mutualista de las relaciones micorrícicas. Baylis, 1967 determinó que las plantas micorrizadas de los bosques de Nueva Zelanda -cuyos suelos presentan una baja concentración de P- exhibían un mayor crecimiento que los ejemplares no micorrizados; no obstante, si se añadía fósforo al suelo, el crecimiento de las plantas no micorrizadas era igual o superior al de las plantas micorrizadas. Holevas, 1966 evidenció que las plantas de frutilla micorrizadas no mostraron un mayor crecimiento que sus pares no micorrizados, cuando se añadió una fuente de fósforo biodisponible. Daft & Nicolson, 1969 comprobó que se obtienen mejores resultados en crecimiento para las plantas micorrizadas, cuando la disponibilidad de fósforo en el suelo es baja. Řezáčová et al. (2017), contra todas sus expectativas, determinaron en un experimento que las

plantas inoculadas con micorrizas suministradas con fósforo presentaron un crecimiento inferior y una menor concentración de fósforo y de nitrógeno, en relación a las plantas del control, no inoculadas. Nuestro trabajo concuerda con los resultados de estas investigaciones, y parece sugerir una influencia determinante de la concentración de fósforo en el suelo sobre el *continuum* mutualismo-parasitismo de los HMA.

El biol o biofertilizante está considerado como un agente estimulante sobre el crecimiento de las plantas. Como se mencionó, en nuestro experimento las plantas del tratamiento Si + HMA + Biol presentaron los valores más bajos en los parámetros “incremento en altura” ( $p < 0.05$ ), “clorofila” ( $p < 0.05$ ), “longitud máxima de raíz”, “incremento en diámetro” e “incremento en número de hojas”; únicamente en “índice de lignificación” superaron a las plantas del tratamiento Si + HMA. Estos resultados parecen indicar que la aplicación de biol en el suelo (2 ml a una concentración del 100%, dos veces por semana) no estimula el crecimiento de las plantas, sino que lo obstaculiza. Chávez-Navarrete (2018) constató que los ejemplares de banano a los que se aplicó biol a nivel foliar (al 30%) experimentaron un incremento significativo en “clorofila” y en el “índice de la estabilidad de la membrana” en relación a aquellos a los que se aplicó biol a nivel de sustrato (al 30%). Esto quiere decir que el biol surte efecto como bioestimulante cuando se lo aplica a nivel foliar, pero no a nivel del suelo. ¿Por qué? En nuestro experimento, el pH del tratamiento Si + HMA + Biol no es significativamente menor al de los demás tratamientos ( $p < 0.005$ ), de modo que el factor “acidez” no puede ser el desencadenante del bajo desempeño de Si + HMA + Biol en cuanto a los parámetros de crecimiento. Donde sí existen diferencias significativas es en la conductividad, que en Si + HMA + Biol es más elevada que en los demás tratamientos. Nosotros no consideraremos la conductividad para explicar las diferencias en parámetros de crecimiento entre Si + HMA + Biol y los demás tratamientos, sino a los microorganismos inmersos en el biol.

Entre estos microorganismos existe una gran probabilidad de encontrar bacterias ayudantes de micorrizas (MHB). Garbaye (1994) definió a este grupo como “bacterias promotoras del establecimiento de la simbiosis micorrícica”. Los MHB influyen en la germinación de esporas, el crecimiento micélico, la reducción de



factores de estrés en el suelo, la ramificación del sistema radicular, la defensa de la planta, la fijación de nitrógeno, etc (Frey-Klett, Garbaye, & Tarkka, 2007). Los MHB incluyen especies de múltiples géneros, entre los cuales destacan *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Paenibacillus* y *Rhizobium* (Miransari, 2011). Se ha reportado una influencia directa de los MHB sobre la esporulación de los hongos micorrícicos arbusculares. Panneerselvam et al. (2012) probaron distintas cepas de bacterias asociadas a micorrizas, algunas de las cuales aumentaron el porcentaje de esporulación y colonización del HMA en la planta de guayaba (*Psidium guajava*). Panneerselvam et al. (2013) determinó que bacterias asociadas a micorrizas, entre las cuales sobresalió *Pseudomonas putida*, incrementaron el porcentaje de esporulación y colonización del HMA en la planta de Sapota (*Manilkara achras*); sin embargo, otros organismos como *Brevibacillus parabrevis* disminuyeron los valores de estos parámetros. Los resultados de estos experimentos concuerdan con los observados en esta investigación, puesto que el porcentaje de esporulación del tratamiento Si + HMA + Biol (con presunta presencia de MHB) superó al del tratamiento Si + HMA.

Nuestra argumentación depende de la presencia real de MHB en el biol. Aunque el consenso general establece que los MHB son beneficiosos para las plantas (Frey-Klett et al. 2007), pareciera que estos agentes habrían ocasionado un efecto perjudicial sobre los ejemplares del tratamiento Si + HMA + Biol. Esto se debe a que los MHB favorecen directamente a los HMA y no a las plantas. Al actuar los HMA, en la mayoría de los casos, como mutualistas de las plantas, el efecto positivo del MHB sobre el HMA deviene en un beneficio para la planta. Para ilustrar este efecto, cabe la utilización del refrán “el amigo de mi amigo es mi amigo”. No obstante, cuando la relación micorrícica se torna parasítica, como parece ocurrir en nuestro experimento, el beneficio del MHB sobre el HMA podría perjudicar a la planta. Aquí, en cambio, cabe la utilización del refrán “el amigo de mi enemigo es mi enemigo”.

El silicio está considerado como un estimulante del crecimiento de las plantas, en condiciones de estrés (Sahebi et al., 2015). Garg & Bhandari (2015) determinaron que la aplicación de Si en conjunción con la inoculación micorrícica, mejoran el

crecimiento y el estado nutricional del garbanzo (*Cicer arietinum*), bajo condiciones de estrés. Kim et al. (2013) concluyeron que la aplicación de Si en la zona radicular reduce la sobreacumulación de sodio, la peroxidación de lípidos y las respuestas antioxidantes de las plantas de arroz, bajo condiciones de estrés salino. Ahora bien, en nuestro experimento, no se evidenciaron diferencias significativas en ninguno de los parámetros de crecimiento ni en la cantidad de clorofila entre subtratamientos, según las distintas concentraciones de Si, porque no existieron las condiciones de estrés requeridas. No obstante, se apreció que los valores más altos en todos estos parámetros fueron obtenidos, en general, por las concentraciones 100 mg/L y 300 mg/L de SiO<sub>2</sub>.

## CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### Conclusiones

1. El silicio (Si) y los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) no ejercieron un efecto estimulante sobre el crecimiento de las plantas de banano.
2. Las plantas de banano inoculadas con hongos micorrícicos arbusculares (tratamientos: Si + HMA y Si + HMA + Biol) presentaron menor incremento en altura y cantidad de clorofila que aquellas que no inoculadas con HMA (tratamiento de Si).
3. Los ejemplares de banano pertenecientes al tratamiento Si evidenciaron mayor incremento en altura, índice de lignificación y longitud máxima de raíz.
4. Los tratamientos Si + HMA y Si + HMA + Biol presentaron un alto porcentaje de micorrización, obteniendo en la semana 11 aprox. el 100 %.
5. El tratamiento Si + HMA + Biol obtuvo mayor esporulación que el tratamiento Si+ HMA, siendo la concentración 100 mg/L de SiO<sub>2</sub> la más adecuada para inducir la esporulación.

### Recomendaciones

1. Emplear 100 a 300 mg/L de SiO<sub>2</sub>, ya que para estas concentraciones se obtuvieron los mejores resultados en cuanto a los parámetros de crecimiento.
2. Usar biol para estimular la esporulación de las micorrizas en plantas de banano.
3. En una próxima investigación, analizar la influencia de diferentes concentraciones de biol sobre el crecimiento de las plantas de banano.
4. Aplicar biol en el área foliar de las plantas de banano para determinar mejoras en la capacidad fotosintética y en defensa ante patógenos.
5. Evaluar la función inmune de las plantas de banano en los tratamientos Si + HMA, Si + HMA + Biol, y Si frente al patógeno *Micosphaerella. fijensis*.
6. Identificar los microorganismos que coexisten en el biol.
7. Determinar las interacciones que median entre los microorganismos inmersos en el biol, las micorrizas y las plantas.

8. Aislar las especies del consorcio de HMA para evaluar sus efectos individuales sobre el crecimiento de la planta.
9. Incluir en el diseño experimental un tratamiento con déficit de nutrientes, para contrastar el desarrollo de las plantas micorrizadas y no micorrizadas bajo condiciones de alta y baja fertilidad.
10. Al iniciar el experimento, analizar los niveles de nitrógeno, fósforo y potasio a nivel foliar y del sustrato, porque éstos pueden influir sobre el *continuum* mutualismo-parasitismo de los HMA.

## BIBLIOGRAFÍA

- Abadie C., Hubert O., N. E. J., & Ngoh G., M.-A.-M. D. (2008). Evidence of the effects of *Mycosphaerella* leaf spot diseases on fruit quality. In B. J.S. & T. L. Orrantia C., Paladines R., Quimí V. (Eds.) (pp. 10–14). Guayaquil: XVIIIth ACORBAT Meet.
- Agencia Ecuatoriana de Aseguramiento de la Calidad del Agro. (2015). *Manual de aplicabilidad de buenas prácticas del banano*. Quito. Retrieved from <http://www.agrocalidad.gob.ec/wp-content/uploads/pdf/inocuidad/manuales-aplicabilidad/manual-banano.pdf>
- Aroca, R. L. (2015). Utilización del cibe-biol en el control de *Moniliophthora* sp. en cacao fino de aroma en Ecuador. *Revista de Protección Vegetal*, 30, 1–11. Retrieved from <http://scielo.sld.cu/pdf/rpv/v30s1/rpv065s15.pdf>
- Barrera, J. L., Combatt, E. M., & Ramírez, Y. L. (2012). Efecto de abonos orgánicos sobre el crecimiento y producción del plátano Hartón ( *Musa* AAB ) Efecto de abonos orgánicos sobre el crecimiento y producción del plátano Hartón ( *Musa* AAB ) Effect of organic fertilizers on growth and production of the Harton. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 5(2), 186–194. <http://doi.org/10.17584/rcch.2011v5i2.1267>
- Baylis, G. T. S. (1967). Experiments on the ecological significance of phycomycetous mycorrhizas. *New Phytologist*, 66(2), 231–243. <http://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1967.tb06001.x>
- Benhamou, N., Fortin, A., Hamel, C., St-Arnaud, M., & Shatilla, A. (1994). Resistance Responses of Mycorrhizal Ri T-DNA-Transformed Carrot Roots to Infection by *Fusarium oxysporum* f. sp. chrysanthemi. *Phytopathology*, 84, 958–968. Retrieved from [https://www.apsnet.org/publications/phytopathology/backissues/Documents/1994Articles/Phyto84n09\\_958.PDF](https://www.apsnet.org/publications/phytopathology/backissues/Documents/1994Articles/Phyto84n09_958.PDF)
- Bentley, S., Pegg, K. G., Moore, N. Y., Davis, R. D., & Buddenhagen, I. W. (1998).

- Genetic Variation Among Vegetative Compatibility Groups of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* Analyzed by DNA Fingerprinting. *Ecology and Population Biology*, 88(12), 1283–1293. <http://doi.org/https://doi.org/10.1094/PHYTO.1998.88.12.1283>
- Bernabé, L. (2016). Sector Camaronero: Evolución y proyección a corto plazo. *Economía*, 87, 1–7. Retrieved from <http://www.test.revistas.espol.edu.ec/index.php/fenopina/article/view/100/107>
- Butler, B. (2013). Fungus threatens top banana. *Nature*, 504, 195–196. Retrieved from [https://www.nature.com/polopoly\\_fs/1.14336!/menu/main/topColumns/topLeftColumn/pdf/504195a.pdf?origin=ppub](https://www.nature.com/polopoly_fs/1.14336!/menu/main/topColumns/topLeftColumn/pdf/504195a.pdf?origin=ppub)
- Cavero, P. A. S., Gasparotto, R. E. H. L., Neto, R. A. C., & de Souza, J. T. (2015). Biological control of banana black Sigatoka disease with *Trichoderma*. *Ciencia Rural*, 45, 951–957. <http://doi.org/http://dx.doi.org/10.1590/0103-8478cr20140436>
- Chávez-Navarrete, T. (2018). *Estudios moleculares en la interacción planta-patógeno-biofertilizante*. Espol.
- Cordoba, D., & Jansen, K. (2014). Same Disease — different research strategies : Bananas and Black Sigatoka in Brazil and Colombia. *Singapore Journal of Tropical Geography*, 35(3), 345–361. <http://doi.org/10.1111/sjtg.12072>
- Coretta, C., Anda, O., & Opfergelt, S. (2016). Silicon acquisition by bananas ( c . V . Grande Naine ) is increased in presence of the arbuscular mycorrhizal fungus *Rhizophagus irregularis* MUCL 41833. *Plant and Soil*, 409(1), 77–85. <http://doi.org/10.1007/s11104-016-2954-6>
- Daft, M. J., & Nicolson, T. H. (1969). Effect of endogone mycorrhiza on plant growth. *New Phytologist*, 68(4), 953–962. <http://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1969.tb06495.x>
- Datnoff, L. E., & Rodríguez, F. Á. (2005). The role of silicon in suppressing rice

- diseases. Retrieved November 12, 2017, from <https://www.apsnet.org/publications/apsnetfeatures/Documents/2005/SiliconRiceDiseases.pdf>
- Deacon, J. . (1984). Panama disease of banana in South Africa. *Horticultural Sciences*, 29–31.
- Declerck, S., Plenchette, C., & Strullu, D. G. (1995). Mycorrhizal dependency of banana (*Musa acuminata* , AAA group ) cultivar. *Plant and Soil*, 176(1), 183–187. <http://doi.org/10.1007/BF00017688>
- Espinoza-Freire, E. E., & Tinoco-Cuenca, N. P. (2015). La problemática ambiental resultante de la fumigación aérea con plaguicidas a bananeras de la provincia de El Oro, Ecuador. *Redalyc*, 4, 75–87. Retrieved from <http://www.redalyc.org/html/1813/181349354008/>
- Fitter, A. H., Helgason, T., & Hodge, A. (2011). Nutritional exchanges in the arbuscular mycorrhizal symbiosis : Implications for sustainable agriculture. *Fungal Biology Reviews*, 25(1), 68–72. <http://doi.org/10.1016/j.fbr.2011.01.002>
- Fortunato, A. A., Ávila Rodrigues, F., & Teles do Nascimento, K. J. (2012). Physiological and biochemical aspects of the resistance of banana plants to fusarium wilt potentiated by Silicon. *Phytopathology*, 102(10), 957–966. Retrieved from <https://apsjournals.apsnet.org/doi/abs/10.1094/PHYTO-02-12-0037-R>
- Fouré, E. (1994). Leaf Spot Diseases of Banana and Plantain caused by *Mycosphaerella musicola* and *M. fijiensis*. In D. Jones (Ed.), *The improvement and testing of Musa: a global partnership* (pp. 37–46). Montpellier: INIBAP. Retrieved from [http://www.biodiversityinternational.org/fileadmin/user\\_upload/online\\_library/publications/pdfs/282.pdf#page=35](http://www.biodiversityinternational.org/fileadmin/user_upload/online_library/publications/pdfs/282.pdf#page=35)
- Frey-Klett, P., Garbaye, J., & Tarkka, M. (2007). The mycorrhiza helper bacteria revisited. *New Phytologist*, 176(1), 22–36. <http://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2007.02191.x>

- Garbaye, J. (1994). Tansley Review No . 76 Helper bacteria : a new dimension to the mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist*, 128(2), 197–210. <http://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1994.tb04003.x>
- Garrett, K. A., & Mundt, C. C. (1999). Epidemiology in mixed host populations. *Phytopathology*, 89(11), 984–990. <http://doi.org/https://doi.org/10.1094/PHYTO.1999.89.11.984>
- Gerdemann, J. W. (1968). Vesicular-Arbuscular mycorrhiza and plant growth. *Annual Review of Phytopathology*, 6, 397–418. <http://doi.org/https://doi.org/10.1146/annurev.py.06.090168.002145>
- Gerdemann, J. W., & Nicolson, T. H. (1963). Extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society*, 46(2), 235–244. [http://doi.org/10.1016/S0007-1536\(63\)80079-0](http://doi.org/10.1016/S0007-1536(63)80079-0)
- Giomi, T., Runhaar, P., & Runhaar, H. (2018). Reducing agrochemical use for nature conservation by Italian olive farmers: an evaluation of public and private governance strategies. *International Journal of Agricultural Sustainability*, 16(1), 1–12. <http://doi.org/10.1080/14735903.2018.1424066>
- González, R., Bustamante, E., Shannon, P., Okumoto, S., & Leandro, G. (1996). Evaluación de microorganismos quitinolíticos en el control de la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijensis*) en banano. *Manejo Integrado Plagas*, 40, 12–16. Retrieved from <http://www.sidalc.net/cgi-bin/wxis.exe/?IsisScript=UPEB.xis&method=post&formato=2&cantidad=1&expresion=mfn=010338>
- Guntzer, F., Keller, C., & Meunier, J. (2012). Benefits of plant silicon for crops : a review. *Agronomy for Sustainable Development*, 32(1), 201–213. <http://doi.org/10.1007/s13593-011-0039-8>
- Guzmán, M., & Villalta, R. (2007). Efecto del método de control de malezas sobre el desarrollo de la Sigatoka negra y la producción del banano o (Musa AAA, cv. Grande naine). *Corbana*, 33, 50–52.



- Haynes, R. J. (2014). A contemporary overview of silicon availability in agricultural soils. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 177(6), 1–14. <http://doi.org/10.1002/jpln.201400202>
- Hodgkin, E. P., & Hamilton, B. H. (1993). Fertilizers and eutrophication in southwestern Australia: Setting the scene. *Fertilizer Research*, 36(2), 95–103. <http://doi.org/10.1007/BF00747579>
- Iniap. (2012). Banano, plátano y otras musáceas. Retrieved November 24, 2017, from <http://www.iniap.gob.ec/web/banano-platano-y-otras-musaceas/>
- Jakobsen, I. (1990). Carbon flow into soil and external hyphae from roots of mycorrhizal cucumber plants. *New Phytologist*, 115(1), 77–83. <http://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1990.tb00924.x>
- Johansson, J. F., Paul, L. R., & Finlay, R. D. (2004). Microbial interactions in the mycorrhizosphere and their significance for sustainable agriculture. *Fems Microbiology Ecology*, 48(1), 1–13. <http://doi.org/10.1016/j.femsec.2003.11.012>
- Johnson, N. C., Graham, J. H., & Smith, F. A. (1997). Functioning of mycorrhizal associations along the mutualism – parasitism continuum. *New Phytologist*, 135(4), 575–585. Retrieved from <https://www.cambridge.org/core/journals/new-phytologist/article/functioning-of-mycorrhizal-associations-along-the-mutualism-parasitism-continuum/68CE8DB003B18F6E16F32B68535AB5E2#fndtn-information>
- Karamura, E; Karamura, D. (1995). Banana morphology-part II : The aerial Shoot. In S. Gowen (Ed.), *Bananas and Plantains* (pp. 190–205). London: Chapman & Hall. <http://doi.org/10.1007/978-94-011-0737-2>
- Khan, S. A., Mulvaney, R. L., Ellworth, T. R., & Boast, C. W. (2007). The myth of nitrogen fertilization for soil carbon sequestration. *Technical Reports: Plant and Environment Interactions*, 36(6), 1821–1832. <http://doi.org/doi:10.2134/jeq2007.0099>
- Kim, Y. H., Khan, A. L., Waqas, M., Shim, S. K., Kim, D. H., Lee, K. Y., & Lee, I. J.

- (2013). Silicon Application to Rice Root Zone Influenced the Phytohormonal and Antioxidant Responses Under Salinity Stress. *Journal of Plant Growth Regulation*, 33(2), 137–149. <http://doi.org/10.1007/s00344-013-9356-2>
- Marín, D. H., Ching, L. D., and Romero, R., & A. (1992). *Efecto de la Sigatoka negra sobre la productividad del plátano*. San José, Costa Rica.
- Marín, D. H., Romero, R. A., Rica, C., & Sutton, T. B. (2003). Black Sigatoka: an increasing threat to banana cultivation. *Plant Disease*, 87(3), 208–222. <http://doi.org/https://doi.org/10.1094/PDIS.2003.87.3.208>
- Marschner, H., & Dell, B. (1994). Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant and Soil*, 159(1), 89–102. <http://doi.org/10.1007/BF00000098>
- Martínez, I., & Guzmán, M. (2010). *Efecto de la fertilización foliar con tres fuentes de silicio sobre la severidad de la Sigatoka negra, el crecimiento y la producción del banano (Musa AAA, cv. Grande Naine)*. Corbana. San José, Costa Rica.
- Matichenkov, V. V., Ande, B., Ande, P., Calvert, D. V., & Bocharnikova, E. A. (2002). Effect of silicon-rich slag and lime on phosphorus leaching in sandy soils. *Journal American Society of Sugarcane Technonogists*, 22, 9–20. Retrieved from [http://digitalcollections.qut.edu.au/1414/2/Journal\\_American\\_Society\\_of\\_Sugar\\_Cane\\_Technologists\\_Vol\\_22\\_Florida\\_and\\_Louisiana\\_Divisions\\_June\\_2002.pdf#page=28](http://digitalcollections.qut.edu.au/1414/2/Journal_American_Society_of_Sugar_Cane_Technologists_Vol_22_Florida_and_Louisiana_Divisions_June_2002.pdf#page=28)
- Matson, P. A., Parton, W. J., Power, A. G., & Swift, M. J. (1997). Agricultural intensification and ecosystem properties. *Science*, 277(5325), 504–509. <http://doi.org/10.1126/science.277.5325.504>
- McNaughton, S. J., Tarrant, J. L., McNaughton, M. M., & Davis, R. H. (1985). Silica as a Defense against Herbivory and a Growth Promotor in African Grasses. *Ecology*, 66(2), 528–535. Retrieved from <http://www.jstor.org/stable/1940401> .
- Meredith, D. S., & Lawrence, S. (1969). Black leaf streak disease of bananas *Mycosphaerella fijensis*: symptoms of disease in Hawaii, and notes on the conidial state of the causal fungus. *Transactions of the British Mycological*

*Society*, 52(3), 459–476, IN15–IN16. [http://doi.org/10.1016/S0007-1536\(69\)80130-0](http://doi.org/10.1016/S0007-1536(69)80130-0)

Miransari, M. (2011). Interactions between arbuscular mycorrhizal fungi and soil bacteria. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 89(4), 917–930. <http://doi.org/10.1007/s00253-010-3004-6>

Moreno-Díaz, P. (1988). Inoculación de micorrizas MVA en papa (*Solanum tuberosum*) respuesta en el crecimiento y nutrición de plantas inoculadas en invernadero y campo. *Revista Latinoamericana de La Papa*, 1(1), 84–103. Retrieved from <http://ojs.papaslatinas.org/index.php/rev-alap/article/view/11/15>

Nel, B., Steinberg, C., Labuschagne, N., & Viljoen, A. (2007). Evaluation of fungicides and sterilants for potential application in the management of Fusarium wilt of banana. *Crop Protection*, 26(4), 697–705. <http://doi.org/10.1016/j.cropro.2006.06.008>

Neuhauser, C., & Fargione, J. E. (2004). A mutualism – parasitism *continuum* model and its application to plant – mycorrhizae interactions. *Ecological Modelling*, 177(3-4), 337–352. <http://doi.org/10.1016/j.ecolmodel.2004.02.010>

Nur, N. (1976). Studies on Pollination in Musaceae. *Annals of Botany*, 40(2), 167–177. <http://doi.org/https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.aob.a085120>

Panneerselvam, P., Mohandas, S., Saritha, B., Upreti, K. K., Poovarasan, S., Monnappa, A., & Sulladmath, V. V. (2012). *Glomus mosseae* associated bacteria and their influence on stimulation of mycorrhizal colonization , sporulation , and growth .... *Biological Agriculture & Horticulture*, 28(4), 1–13. <http://doi.org/10.1080/01448765.2012.741108>

Panneerselvam, P., Saritha, B., Mohandas, S., Upreti, K. K., Poovarasan, S., Sulladmath, V. V., & Venugopalan, R. (2013). Effect of mycorrhiza-associated bacteria on enhancing colonization and sporulation of *Glomus mosseae* and growth promotion in sapota (*Manilkara achras* (Mill) Forsberg) seedlings. *Biological Agriculture & Horticulture*, 29(2), 118–131. <http://doi.org/10.1080/01448765.2013.779076>

- Pérez- Vicente, L., M. A. Dita., M.- de, & la Parte, E. (2014). *Technical manual: prevention and diagnostic of Fusarium Wilt (Panama disease) of banana caused by Fusarium oxysporum f. sp. cubense Tropical Race 4 (TR4)*. Rome, Italy: FAO.
- Peuss, H. (1958). Untersuchungen zur Ökologie und Bedeutung der Tabakmycorrhiza. *Arch. Mikrobiol.*, 29(8), 112–142.
- Phillips, J. M., & Hayman, D. S. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*, 55(1), 158–161. [http://doi.org/10.1016/S0007-1536\(70\)80110-3](http://doi.org/10.1016/S0007-1536(70)80110-3)
- Pimentel, D., Stachow, U., Takacs, D. A., Brubaker, H. W., Amy, R., Meaney, J. J., ... Pimentel, D. (2012). Conserving biological diversity in most biological diversity exists in human-managed ecosystems agricultural/forestry systems. *BioScience*, 42(5), 354–362. <http://doi.org/10.2307/1311782>
- Plenchette, C., Clermont-Dauphin, C., Meynard, J. M., & Fortin, J. A. (2005). Managing arbuscular mycorrhizal fungi in cropping systems. *Canadian Journal OF Plant Science*, 85(1), 31–40. <http://doi.org/https://doi.org/10.4141/P03-159>
- Ploetz, R. C. (2015a). *Fusarium Wilt of Banana*. *Phytopathology Review*, 105(12), 1512–1521. <http://doi.org/http://dx.doi.org/10.1094/PHYTO-04-15-0101-RVW>
- Ploetz, R. C. (2015b). Management of *Fusarium* wilt of banana : A review with special reference to tropical race 4. *Crop Protection*, 73(July), 1–9. <http://doi.org/10.1016/j.cropro.2015.01.007>
- Price, N. (1995). Banana morphology-part I: roots and rhizomes. In S. Gowen (Ed.), *Bananas and Plantains* (pp. 1789–189). London: Chapman & Hall. <http://doi.org/10.1007/978-94-011-0737-2>
- Reyes, G., García, J., Piña, F., Mendoza, J., Sosa, D., Noceda, C., ... Flores, J. (2017). In Vitro proliferation and cryoconservation of banana and plantain elite clones. *Journal of Horticultural Research*, 25(2), 37–47. <http://doi.org/10.1515/johr-2017-0020>

- Reyes, J. T. S., Flores, H. J. M., Miguel, C., Pérez, Á., Sánchez, A. R., & Ramos, J. H. (2014). Calidad de planta de tres especies de pino en el vivero “ Morelia ”, estado de Michoacán Plant quality of three pine species of “ Morelia ” nursery at Michoacán state. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 5(26), 1–14. Retrieved from <http://www.scielo.org.mx/pdf/remcf/v5n26/v5n26a8.pdf>
- Řezáčová, V., Slavíková, R., Konvalinková, T., Hujslová, M., Gryndlerová, H., Gryndler, M., ... Jansa, J. (2017). symbiosis. *Pedobiologia - Journal of Soil Ecology*, 62(April), 48–55. <http://doi.org/10.1016/j.pedobi.2017.05.004>
- Rhodes, L. H., & Gerdemann, J. W. (1975). Phosphate uptake zones of mycorrhizal and non-mycorrhizal onions.pdf. *New Phytology*, 75(3), 555–561. <http://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1975.tb01419.x>
- Ruangstutthapha, S., Eimert, K., Schröder, M.-B., Silayoi, B., Denduangboripant, J., & Kanchanapoom, K. (2007). Molecular phylogeny of banana cultivars from Thailand based on HAT-RAPD markers. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 54(7), 1565–1572. <http://doi.org/10.1007/s10722-006-9169-2>
- Sahebi, M., Hanafi, M. M., Siti, A., Akmar, N., Rafii, M. Y., Azizi, P., ... Shabanimofrad, M. (2015). Importance of silicon and mechanisms of biosilica formation in plants. *BioMed Research International*, 2015, 1–16. <http://doi.org/http://dx.doi.org/10.1155/2015/396010>
- Saray, S., Montes, I., & Dávila, S. (2009). Efecto del biol y la rotación con abono verde (*Crotalaria juncea*) en la producción de espinaca (*Spinacea oleracea*) bajo cultivo orgánico. *Anales Científicos UNALM*, 70(1), 1–8. Retrieved from <http://revistas.lamolina.edu.pe/index.php/acu/article/view/64/63>
- Sieverding, E. (1984). Investigaciones sobre micorrizas en Colombia, Memorias del I Curso Nacional sobre Micorrizas. In *Aspectos básicos de la investigación de la micorriza vesículo-arbuscular* (pp. 1–14). Palmira: Universidad Nacional,.
- Simmonds, N. W. (1962). *The Evolution of Bananas*. London: Longmans, Green & Co.

- Simmonds, W., & Shepherd, K. (1955). Taxonomy and origins of cultivated bananas. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 55(359), 302–312. <http://doi.org/https://doi.org/10.1111/j.1095-8339.1955.tb00015.x>
- Smith, S. E., & Smith, F. A. (1990). Structure and function of the interfaces in biotrophic symbioses as they relate to nutrient transport. *New Phytologist*, 114(1), 1–38. <http://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1975.tb01419.x>
- Solis, M., Mugni, H., Fanelli, S., & Bonetto, C. (2017). Effect of agrochemicals on macroinvertebrate assemblages in Pampasic streams, Buenos Aires, Argentina. *Environmental Earth Sciences*, 76(180), 1–13. <http://doi.org/10.1007/s12665-017-6476-1>
- Stover, R. H. (1970). Banana root diseases caused by *Fusarium oxysporum* f.sp. cubense, *Pseudomonas solanacearum*, and *Radopholus similis*: a comparative study of life cycles in relation to control. In P. E. Toussoun, T. A.; Bega, R. V.; Nelson (Ed.), *Int. Symp. on factors determining the behavior of plant pathogens in soil* (pp. 197–200). London, England: Berkeley: University of California Press.
- Stover, R. H., & Waite, B. H. (1960). Studies on *Fusarium* Wilt of bananas V. Pathogenicity and distribution of *F. oxysporum* f. cubense races 1 and 21. *Canadian Journal of Botany*, 38(1), 51–61. <http://doi.org/https://doi.org/10.1139/b60-005>
- Su, H., Hwang, S., & KO, W. (1984). Fusarial Wilt of cavendish bananas in Taiwan.pdf. *Plant Disease*, 70, 814–818. Retrieved from [http://apsnet.org/publications/PlantDisease/BackIssues/Documents/1986Articles/PlantDisease70n09\\_814.pdf](http://apsnet.org/publications/PlantDisease/BackIssues/Documents/1986Articles/PlantDisease70n09_814.pdf)
- Swamy, R. D., & Sahijram, L. (1989). Micropropagation of banana from male floral apices cultured In Vitro. *Scientia Horticulturae*, 40(253), 181–188. [http://doi.org/https://doi.org/10.1016/0304-4238\(89\)90111-8](http://doi.org/https://doi.org/10.1016/0304-4238(89)90111-8)
- Tosi, S., Costa, C., Vesco, U., Quaglia, G., & Guido, G. (2018). A 3-year survey of Italian honey bee-collected pollen reveals widespread contamination by agricultural pesticides. *Science of the Total Environment*, 615(February), 208–

218. <http://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.09.226>

Vargas, A., Murillo, G., Guzmán, M., Araya, M., & Blanco, F. (2008). Efecto de la defoliación a floración sobre el rendimiento del banano (*Musa* AAA, subgrupo Cavendish) y la severidad de la Sigatoka negra en condiciones semicomerciales. *Corbana*, 34(61), 39–54. Retrieved from <http://infoagro.net/programas/ambiente/pages/adaptacion/casos/Sigatoka.pdf>

Ware, G. W. (2000). *The pesticide book*. Fresno, USA: Thomson Publications.

Wright, S. F., & Upadhyaya, A. (1998). A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil*, 198(1), 97–107. <http://doi.org/10.1023/A:1004347701584>

## ANEXOS

### Anexo 1. Tabla de costos de aplicación de silicio, HMA y biol para 72 plantas de banano

Costos de aplicación silicio, HMA y biol

Descripción	Cantidad	Precio unitario	Precio
Número de plantas	72	1,5	108
Biol (litro)	4	4	16
Silicio (kilo)	1	5	5
Paquete de fundas plásticas (100 unidades)	1	1,5	1,5
Arena (saco)	2	10	20
Turba (saco)	1	40	40
HMA (g)	100	19,4	419,04
		<b>Total</b>	<b>\$ 609,54</b>

Costo estimado de datos referenciales del mercado del año 2018.



**Anexo 2. Desarrollo de las plantas de banano en los tres tratamientos.**

Observamos los tratamientos: A) Si + HMA, B) Si + HMA+ Biol, C) Si. Se diferencia el desarrollo de los ejemplares de banano en altura y número de hojas.

**Anexo 3. Biomasa**

A) Retiro del sedimento y lavado de las raíces B) Raíces de las plantas correspondientes al tratamiento 1 (Si+HMA) C) Longitud de las raíces del Tratamiento 2 (Si+HMA+Biol), D) Balanza, E) Estufa, F) Material vegetal recolectado.

### Anexo 3.1. Análisis foliar de NPK evaluado a la onceava semana de experimentación

**ESTACION EXPERIMENTAL DEL LITORAL SUR**  
**LABORATORIO DE SUELOS, TEJIDOS VEGETALES Y AGUAS**  
 Km. 26 Via Durán Tambo  
 Yaguachi - Ecuador Teléfono: 2717119 Fax: 2717260

**REPORTE DE ANALISIS FOLIARES**


<p><b>DATOS DEL PROPIETARIO</b>                  Nombre : MILTON BARCOS ARIAS                  Dirección : ACUARELAS DEL RIO NIZ. 1164                  Ciudad : GUAYACUIL - GUAYAS                  Teléfono : 0990758169                  Fax : N/E</p>	<p><b>DATOS DE LA PROPIEDAD</b>                  Nombre : CIBE                  Provincia : GUAYAS                  Cantón : GUAYACUIL                  Parroquia : NE PERIMETRAL                  Ubicación : VIA PERIMETRAL</p>
<p><b>PARA USO DEL LABORATORIO</b>                  Cultivo : BANANO                  N° de Reporte : 04645                  Fecha de Muestreo : 16/01/2018                  Fecha de Ingreso : 16/01/2018                  Fecha de Salida : 23/01/2018</p>	

N° Muestr. Laborat.	Datos del Lote		Elementos (%)											Elementos (ppm)			
	Identificación	Área	N	P	K	Ca	Mg	S	Cl	Zn	Cu	Fe	Mn	B	Mo	Na	
37112	T. 10	NE	1,7 D	0,19 A	2,52 D												
37113	T. 1100	NE	1,7 D	0,18 A	2,72 D												
37114	T. 1300	NE	1,8 D	0,24 A	3,42 A												
37115	T. 1500	NE	1,7 D	0,18 A	1,83 D												
37116	T. 20	NE	1,7 D	0,25 A	3,48 A												
37117	T. 2100	NE	1,5 D	0,13 D	1,95 D												
37118	T. 2300	NE	1,6 D	0,21 A	3,21 A												
37119	T. 2500	NE	1,5 D	0,18 A	2,04 D												
37120	T. 30	NE	1,4 D	0,18 A	2,96 D												
37121	T. 3100	NE	1,4 D	0,22 A	3,67 A												
37122	T. 3300	NE	1,7 D	0,24 A	2,40 D												
37123	T. 3500	NE	1,7 D	0,19 A	3,33 A												

**INTERPRETACION**  
 D = Deficiente  
 A = Adecuado  
 E = Excesivo

Responsable Técnico del Laboratorio

### Anexo 3.2. Análisis de suelo NPK evaluado a la onceava semana de experimentación



**ESTACIÓN EXPERIMENTAL DEL LITORAL SUR**  
**"DR. ENRIQUE AMPUERO PAREJA"**  
**LABORATORIO DE SUELOS, TEJIDOS VEGETALES Y AGUAS**  
Km. 39 Vía Durruti - Tronco Arco Postal 09-01-7069 Yaguajay, Guayas - Ecuador  
Teléfono 042724289 - 042724119 e-mail: laboratorios@inap.gov.ec

**INFORME DE ANÁLISIS DE SUELOS**

**DATOS DEL EJEMPLAR**  
Nombre : MILTON SENEN BARCOSS ARIAS  
Dirección : ACUARELAS DEL RÍO MZ. 1164  
Código Postal : 090740169  
Teléfono : 0980740169  
Fax : N/A

**DATOS DE LA PROPIEDAD**  
Nombre : CEEB  
Provincia : GUAYAS  
Canton : GUAYACUIL  
Parroquia : VÍA PERIMETRAL  
Ubicación : VÍA PERIMETRAL

**DATOS DE LA MUESTRA**  
Informe No. : 020543  
Fecha No. : 04645  
Responsable Muestreo : Cliente  
Fecha Análisis : 24/01/2018  
Fecha Emisión : 25/01/2018  
Fecha de Validación : 25/01/2018  
Código de Emisión : BANNAR  
Categoría de Muestra : 08  
Condiciones Ambientales : T:25.0 °AH:53.0 Calibre Actual : BANNAR

Nº Laborat.	Identificación	* Textura (%)		* Clase Textural			* Base (mg/100ml)					Ca		Mg		CarbN	
		arena	limo	arenosa	arenosa	arenosa	arenosa	arenosa	arenosa	arenosa	arenosa	arenosa	arenosa	arenosa	arenosa	arenosa	arenosa
89763	T-10																
89764	T-1500																
89765	T-1500																
89767	T-20																
89768	T-2100																
89769	T-2500																
89770	T-2500																
89771	T-300																
89772	T-3100																
89773	T-3300																
89774	T-3500																

**CLASIFICACIÓN DE SUELOS**  
AHL = Arenosa  
AL = Arenosa  
T = Textura  
S = Muy fina

**CLASIFICACIÓN DE SUELOS**  
C.E. = Capacidad catiónica  
C.E. = Capacidad catiónica  
C.E. = Capacidad catiónica

**CLASIFICACIÓN DE SUELOS**  
C.E. = Capacidad catiónica  
C.E. = Capacidad catiónica  
C.E. = Capacidad catiónica

*Mrs. Diana Acosta*  
**Mrs. Diana Acosta**  
Responsable Técnico del Laboratorio

Página 2 de 2

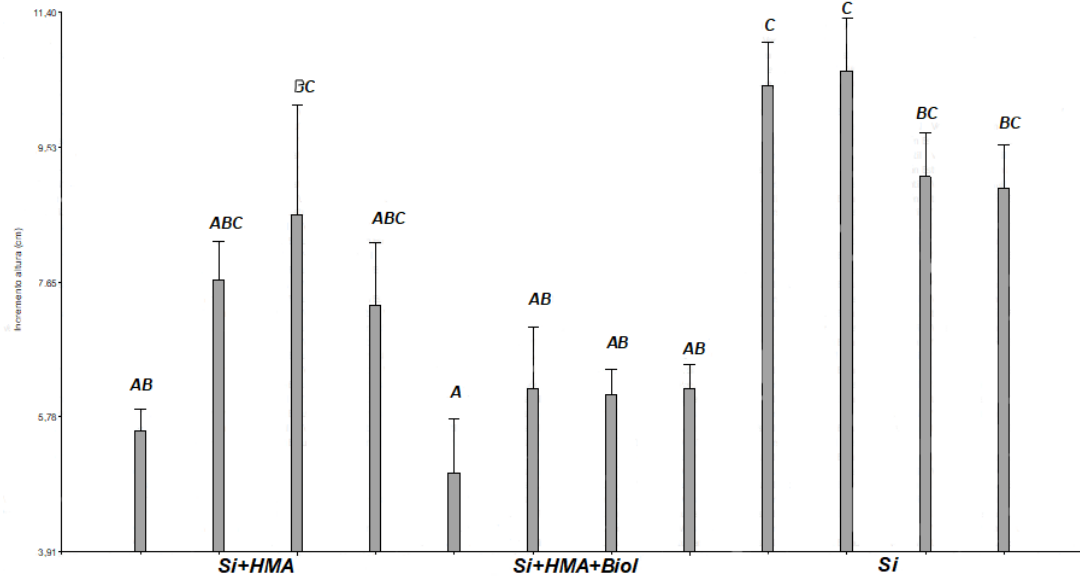
NE = No evaluado  
-C = Menor de Límite de Cuantificación  
Los resultados de los análisis de laboratorio se expresan en unidades de medida del Sistema Internacional de Unidades (S.I.)  
Los errores de laboratorio, tales como los errores de medición, están fuera del alcance de la certificación otorgada por el INAP.  
Se permite la reproducción parcial, si se va a copiar que sea en su totalidad.

#### Anexo 4. Procedimiento para análisis foliar de NPK (nitrógeno, fósforo y potasio)



A) Disposición de las plantas de banano dentro del cubículo, B) Corte foliar, C) Etiquetado, D) Recolección de las muestras foliares, E) Extracción del sustrato, F) Empaque de muestras.

### Anexo 5. Incremento en altura de las plantas (semanas 1-11)



Muestra el incremento en altura entre los tres tratamientos con sus respectivas concentraciones de  $\text{SiO}_2$  y sus diferencias significativas. El test de Tukey determinó que no existen diferencias significativas, pero en las concentraciones 0 y 100 mg/L de  $\text{SiO}_2$  hay un mayor crecimiento en altura.