

**AUMENTO DE NÚMERO DE RETOÑOS EN
PLÁTANO (*Musa acuminata x balbisiana*, AAB)
MEDIANTE APLICACIONES DE GLIFOSATO,
2,4-D y TIBA.**

por

Silca Liz Soto Rivera

Tesis sometida en cumplimiento parcial
de los requisitos para el grado de

MAESTRO EN CIENCIAS
en

Horticultura

UNIVERSIDAD DE PUERTO RICO
RECINTO UNIVERSITARIO DE MAYAGÜEZ
2007

Aprobado por:

Rafael Olmeda-Collazo, M.S.
Miembro, Comité Graduado

Fecha

Agenol González -Vélez, M.S.
Miembro, Comité Graduado

Fecha

Salvador Salas - Quintana, Ph.D.
Presidente, Comité Graduado

Fecha

Winston de la Torre - Arce, Ph.D.
Representante de Estudios Graduados

Fecha

Guillermo J. Fornaris - Rullán, M.S.
Director, Departamento Horticultura

Fecha

ABSTRACT

Three experiments were conducted to promote the development of suckers in plantain (*Musa acuminata x balbisiana* var. Maricongo) through several plants growth regulators: 2,4-D, glyphosate, and TIBA. Soil applications were made in the first two experiments and a foliar application in the third. Number of leaves, circumference of the mother corms, quantity of suckers stimulated and toxicity of the growth regulator were among the parameters evaluated. In the first experiment, three concentrations of the growth regulators were use: 10, 100 and 1,000 mg L⁻¹. The treatments were applied individually and in a combination of glyphosate + 2,4-D, glyphosate + TIBA and 2,4-D + TIBA, on a randomized complete design. The applications were made to the suckers after the harvest of the clusters. TIBA at 100 mg L⁻¹ and 2,4-D + TIBA at 1,000 mg L⁻¹ (4.00, 4.08) were the treatments that showed significant different when compared with the control (1.66). In the others two experiments the concentrations of 2,4-D were decreased to 50 and 100 mg L⁻¹, for glyphosate were increased to 100, 1,000 and 2,000 mg L⁻¹ respectively and TIBA remain the same as the first experiment. In the second experiments, 2,4-D at 100 mg L⁻¹ promoted 8.22 suckers had significant difference when compare with the control (4.52). The third experiment, 2,4-D at 50 mg L⁻¹ (7.62) was the only treatments that present significant difference when they were compared with the control (3.87).

RESUMEN

Tres experimentos fueron diseñados para lograr promover el desarrollo de retoños en plátano (*Musa acuminata x balbisiana* var. Maricongo) por medio de varios reguladores de crecimiento de plantas: ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D), glifosato y ácido 2,3,6-triiodobenzoico (TIBA). Se realizó una aplicación al suelo a una siembra de retoño en los primeros dos experimentos y una aplicación foliar a una siembra de plantilla en el tercer experimento. Entre los parámetros determinados estaba el número de hojas de la planta madre, circunferencia del cormo de la planta madre, cantidad de retoños estimulados y toxicidad ocasionada por los reguladores de crecimiento. En el primer experimento, tres concentraciones fueron utilizadas, 10, 100 y 1,000 mg L⁻¹. Los tratamientos fueron aplicados individualmente y en combinaciones de Glifosato + 2,4-D, Glifosato + TIBA y 2,4-D + TIBA en un diseño completamente aleatorizado. Las aplicaciones se realizaron en una siembra de retoño luego de finalizada la cosecha de la plantilla. TIBA a 100 mg L⁻¹ y la combinación de 2,4-D junto a TIBA ambos a 1,000 mg L⁻¹ estimularon a las plantas a desarrollar la mayor producción de retoños (4.00, 4.08) siendo los tratamientos significativos al ser comparados con el control (1.66). Para los demás experimentos las concentraciones variaron. A 2,4-D se disminuyó a 50, 100 mg L⁻¹, glifosato aumentó a 100, 1,000, 2,000 mg L⁻¹ y TIBA se mantuvo con las mismas concentraciones. En el segundo experimento 2,4-D a 100 mg L⁻¹ (8.22) mostró diferencia significativa al ser comparado con el control (4.52) y en el tercer experimento 2,4-D a 50 mg L⁻¹ (7.62) fue el significativo.

DEDICATORIA

A la hora de dedicar un trabajo llegan a nuestra mente los nombres de personas que directa o indirectamente nos ayudan a realizar nuestras metas. Personas que por diferentes razones te dan la mano durante todo el trayecto del tiempo.

A otros, a la hora de pensar a quien le dedicarán su trabajo no encuentran ninguna persona que se lleve ese honor. Hoy me toca a mí, y al haber terminado esta labor la cual fue una llena de sacrificios, esfuerzos y logros, sólo habitaba en mi mente un solo nombre. El nombre que mi corazón me dictaba era la persona que se merecía mi dedicatoria. Esta persona creyó en mí en todo momento, incluso en momentos donde cualquier ser humano me hubiese dado la espalda. Por ésta y muchas razones siempre supe que esto se lo debía.

Así que hoy te dedico a ti, mi mayor orgullo, por haber estado junto a mí en momentos difíciles, en momentos que siempre necesité a alguien con quien hablar. Por siempre creer que podía lograrlo, y por mucho más. Por nunca darme la espalda y siempre tener paciencia para enseñarme y transformar mi vida.

Gracias por enseñarme a amar mi trabajo, a saber lo que es ser leal. En especial gracias por volver a colocar a Dios en mi corazón.

AGRADECIMIENTO

Durante estos dos años fueron muchas las cosas que se realizaron para poder lograr este trabajo. Por tal razón, al culminar el mismo hay muchas personas a las cuales agradecer.

Agradezco a una persona bien especial, a la persona que me dio la oportunidad de trabajar con él, que me abrió las puertas cuando muchas estaban cerradas. La persona que confió en mí para poder realizar este trabajo, que siempre se mantuvo firme en que lo podía realizar. Esta persona estuvo ahí en todos los momentos de mucho trabajo, frustraciones, estrés y alegría. La persona que me transmitió muchos de sus conocimientos para convertirme en una mejor profesional. A usted, Dr. Salvador Salas, le agradezco toda su confianza, todo lo que hizo por mí y toda su aportación para que este trabajo culminara tan exitosamente, muchas gracias.

Grandemente agradecida de mi abuela, Mamita, gracias por nunca dejarme sola, por estar allí de sol a sol, por apoyarme todo este tiempo. Gracias por levantarte todo un verano para ir a limpiar el predio y tomar datos. Gracias por mancharte tus manos con mancha de plátano y compartir esta experiencia conmigo. Gracias por siempre creer en mí. También quiero agradecerte a ti, mami, por también ayudarme a realizar este trabajo.

Agradezco al Agro. Agenol González por siempre darme ánimo, por todos sus consejos y los momentos alegres que se pasaron en este tiempo. A Rafael Olmeda por haber aceptado ser parte del comité graduado, gracias por sus consejos. Al Agro. Eduardo González por haberme dado la oportunidad de utilizar su finca para realizar mis experimentos, gracias por sus conocimientos y prácticas aprendidas durante aquel tiempo y a la Dra. Annette Wszlaki, por toda su aportación y apoyo. Y a todo aquel que me regaló un consejo en algún momento.

A mis amigos, a mi amiga de campo Yalitza Nieves por acompañarme a ver a nuestros hijos los plátanos y por pasar todo el estrés juntas. A Roberto Luciano, Angela Linares, Iván Cancel por su apoyo, consejos, ayuda incondicional y todo el ánimo que me brindaron. A Oscar y Mariela por toda su ayuda al comenzar este trabajo. A Norma y Janice por todos sus recordatorios y ayuda prestada.

Y por último, pero, no los menos importantes, gracias a mi familia y a mis amigos por siempre desearme lo mejor y porque de una manera u otra me apoyaron y creyeron en mí, a todos los que de alguna forma contribuyeron con que este trabajo tuviera sus altas y sus bajas, aprendí muchísimo, gracias a todos.

Gracias Dios porque nunca me dejaste sola y siempre me diste fuerza para que no importa cuan grande era la piedra en el camino encontráramos la manera de derivarla.

Tabla de Contenido

ABSTRACT.....	II
RESUMEN.....	III
AGRADECIMIENTO.....	V
TABLA DE CONTENIDO.....	VII
LISTA DE TABLAS.....	IX
LISTA DE FIGURAS.....	XI
1 INTRODUCCIÓN.....	1
2 OBJETIVOS.....	4
3 REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
3.1 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DEL PLÁTANO (<i>Musa acuminata x balbisiana</i>).....	5
3.2 CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS.....	5
3.3 PROPAGACIÓN.....	12
3.4 REGULADORES DE CRECIMIENTO DE PLANTAS UTILIZADOS PARA EL CONTROL DE MALEZAS.....	22
3.4.1 N-(Fosfonometil)glicina: Glifosato.....	23
3.4.2 Ácido 2,4-diclorofenoxiacético: 2,4-D.....	26
3.4.3 Ácido 2,3,5-triidobenzoico: TIBA.....	28
4 MATERIALES Y MÉTODOS.....	30
4.1 EXPERIMENTO #1.....	31
4.1.1 Localización.....	31
4.1.2 Preparación de las Plantas Madres.....	31
4.1.2.1 Selección de Retoños.....	32
4.1.3 Diseño Experimental.....	32
4.1.4 Toma de Datos.....	33
4.1.5 Clasificación de Retoños.....	34
4.2 EXPERIMENTO #2 y #3.....	36
4.2.1 Localización.....	36
4.2.2 Preparación de las Plantas.....	36
4.2.3 Diseño Experimental.....	37
4.2.4 Métodos de Aplicaciones de los Tratamientos.....	38
4.2.5 Recolección de Datos.....	38
4.3 ANÁLISIS DE SUELO.....	39
5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	40

5.1	EXPERIMENTO #1.....	40
5.1.1	Eliminación de la Dominancia Apical.....	40
5.1.2	Clasificación de Retoños.....	57
5.2	EXPERIMENTO #2.....	60
5.2.1	Eliminación de la Dominancia Apical.....	60
5.2.2	Clasificación de Retoños.....	68
5.3	EXPERIMENTO #3.....	70
5.3.1	Eliminación de la Dominancia Apical.....	70
5.3.2	Clasificación de Retoños.....	78
5.4	BROTACIÓN DE RETOÑOS.....	79
5.5	OBSERVACIONES DE CAMPO.....	81
5.6	RESPUESTA A APLICACIONES DE GIBERELINA (GA ₃) PARA EL AUMENTO DE FRUTOS DE PLÁTANO.....	84
5.7	COMPARACIONES DE MÉTODOS DE PROPAGACIÓN.....	86
6	CONCLUSIONES.....	90
7	RECOMENDACIONES.....	91
8	LITERATURA CITADA.....	92

Lista de Tablas

Tablas	Página
TABLA 1. Tratamientos Aplicados.....	33
TABLA 2. Fecha de Recolección de Datos y Parámetros Medidos.....	34
TABLA 3. Clasificación de Retoños.....	35
TABLA 4. Concentraciones Óptimas.....	37
TABLA 5. Parámetros Medidos por Fecha en el Experimento Dos.....	38
TABLA 6. Parámetros Medidos por Fecha en el Experimento Tres.....	39
TABLA 7. Análisis de Suelo.....	39
TABLA 8. Producción Total de Retoños en las Cuatro Tomas de Datos.....	41
TABLA 9. Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados al Suelo en la Estimulación de Retoños de Plátano a los Cinco Días Después de Tratados.....	42
TABLA 10. Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados al Suelo en la Estimulación de Retoños de Plátano a los 12 días Después de Tratados.....	43
TABLA 11. Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados al Suelo en la Estimulación de Retoños de Plátano a los 60 días Después de Tratados.....	44
TABLA 12. Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados al Suelo en la Estimulación de Retoños de Plátano a los 103 días Después de Tratados.....	45
TABLA 13. Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados Al Suelo en la Estimulación de Retoños de Plátano.....	51
TABLA 14. Promedio del Número de Hojas y Circunferencia del Retoño Madre.....	57
TABLA 15. Clasificación de Retoños por Tratamiento Luego de 107 Días Después de Tratados.....	59
TABLA 16. Producción Total de Retoños en las Cuatro Tomas de Datos.....	60
TABLA 17. Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados al Suelo en la Estimulación de Retoños de Plátano a los 19 Días Después de Tratados.....	61

TABLA 18.	Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados al Suelo en la Estimulación de Retoños de Plátano a los 35 días Después de Tratados.....	62
TABLA 19.	Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados al Suelo en la Estimulación de Retoños de Plátano a los 43 días Después de Tratados.....	62
TABLA 20.	Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados al Suelo en la Estimulación de Retoños de Plátano a los 54 días Después de Tratados.....	63
TABLA 21.	Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados al Suelo en la Estimulación de Retoños de Plátano	64
TABLA 22.	Promedio del Número de Hojas y Circunferencia del Retoño de la Planta Madre.....	65
TABLA 23.	Clasificación de Retoños por Tratamientos Luego de 147 Días Después de Tratados.....	69
TABLA 24.	Producción Total de Retoños en las Cuatro Tomas de Datos.....	70
TABLA 25.	Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados Foliar en la Estimulación de Retoños de Plátano a los Siete Días Después de Tratados.....	71
TABLA 26.	Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados Foliar en la Estimulación de Retoños de Plátano a los 18 Días Después de Tratados.....	72
TABLA 27.	Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados Foliar en la Estimulación de Retoños de Plátano a los 31 Día Después de Tratados.....	73
TABLA 28.	Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados Foliar en la Estimulación de Retoños de Plátano a los 42 Días Después de Tratados.....	74
TABLA 29.	Efecto de Reguladores de Crecimiento de Plantas Aplicados Foliar en la Estimulación de Retoños de Plátano.....	74
TABLA 30.	Promedio del Número de Hojas y Circunferencia de la Planta Madre.....	76
TABLA 31.	Clasificación de los Retoños por Tratamiento a los 126 Días Después de Tratados.....	79

Lista de figuras

Figuras	Página
Figura 1. Clasificación de Retoños.....	35
Figura 2. Retoños Producidos por Plantas Tratadas con Glifosato a 1,000 mg L ⁻¹	47
Figura 3. Retoños Afectados por el Tratamiento de 2,4-D a 100 mg L ⁻¹	48
Figura 4. Retoños Producidos por Plantas Tratadas con TIBA a 100 mg L ⁻¹	49
Figura 5. Pseudotallo de Retoño Sometido a la Combinación de 2,4-D Junto a TIBA Ambos a 1,000 mg L ⁻¹	53
Figura 6. Fitotoxicidad Causada por la Combinación de 2,4-D Junto a TIBA Ambos a 1,000 mg L ⁻¹	54
Figura 7. Retoños Estimulados por la Combinación de 2,4-D Junto a TIBA Ambos a 1,000 mg L ⁻¹	55
Figura 8. Remoción de Retoños Luego de 103 Días Después de Tratados.....	66
Figura 9. Remoción de Retoños Luego de 157 Días Después de Tratados.....	67
Figura 10. Brotación de Yemas en Retoños Estimulados.....	67
Figura 11. Síntomas Fitotóxicos de 2,4-D a 100 mg L ⁻¹	72
Figura 12. Remoción de Retoños Lugo de 126 Días Después de Tratados.....	75
Figura 13. Remoción de Retoños Lugo de 150 Días Después de Tratados.....	77
Figura 14. Hijos de Retoños.....	77
Figura 15. Remoción de la Planta Madre y de Retoños por Medio de una "coa".....	80
Figura 16. Morfología de la Brotación de Retoños.....	81
Figura 17. Efecto Observado de Aplicaciones de Glifosato y 2,4-D Realizadas para el Control de Malezas.....	83
Figura 18. Efecto de Glifosato Aplicado como Herbicida para el Control de Malezas.....	84
Figura 19. Efecto de Aplicaciones de Giberelinas a 5,000 mg L ⁻¹	85
Figura 20. Alargamiento del Pseudotallo Mediante Aplicaciones de GA ₃	86
Figura 21. Removedor de Ápice Utilizado por Green (1978) para Capar las Plantas.....	88
Figura 22. Cape.....	88

Figura 23. Producción de Hijos de Agua.....89

1 INTRODUCCIÓN

El plátano (*Musa acuminata x balbisiana*) pertenece a la familia Musaceae. Es el cultivo de mayor importancia económica en Puerto Rico (Departamento de Agricultura, 2007) y clasificado como uno de los alimentos más importantes en los países en desarrollo (Manssur, 2001). Su fruta almidonosa contiene 40% de carbohidratos, 6% de proteínas, varias vitaminas y minerales (Irizarry et al., 1978). Es un alimento esencial para las zonas urbanas y rurales de los trópicos húmedos (Tripathi et al., 2003).

El ingreso bruto agrícola en Puerto Rico para el año 2006-2007 fue de 814,220,000.00 millones de dólares. Parte de este ingreso se le atribuye al cultivo del plátano y el guineo. Los mismos presentaron un ingreso de 92,054,000.00 millones de dólares. El plátano es el principal cultivo entre los farináceos y presentó un ingreso de 78,842,000.00 millones de dólares obteniendo un incremento de 11,342,000 millones de dólares comparado con la producción de el año anterior (Departamento de Agricultura, 2007).

A pesar de la importancia de éste cultivo, el mismo se encuentra amenazado por el ataque de la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*) (Gómez et al., 2000). Al pasar de los años y con la presencia de éstas enfermedades, aumentan los costos de producción y promueve el desarrollo de nuevas variedades (Gómez et al., 2000). El costo de producción en Puerto Rico ha aumentando a \$6.50 por planta (Salas, 2007). Ésto se debe a un incremento en la mano de obra, control de plagas y enfermedades, fertilizantes, etc. Por ésta razón la situación económica de la

empresa de plátanos cada vez se hace más difícil, sin embargo, los precios altos de las frutas hacen que sea una de las empresas más rentables en Puerto Rico.

Una de las limitaciones más frecuentes cuando se desea expandir la siembra de plátano es la disponibilidad del material de propagación. El plátano es un cultivo triploide el cual desarrolla una fruta partenocárpica (Ortiz y Crouch, 1997), por lo cual no se puede propagar sexualmente. Su reproducción asexual depende de yemas laterales, mejor conocidas como brotes laterales. Éstos son escasos por la misma naturaleza de la planta, la baja producción de retoños y su lento desarrollo (Tezenas du Montcel, 1985 y Salas, 2007). Cuando se obtiene material de propagación de plantas enfermas, éstas pueden servir como portadores de problemas sanitarios como: *Radopholus similis*, *Meloidogyne incognita*, *Pratylenchus* spp, *Rothylechus reniformes*, *Cosmopolites sordidus*, *Fusarium oxysporum*, *Ralstonia*, *Erwinia* y algunos virus, causando grandes pérdidas en el rendimiento (Gómez et al., 2000). La falta de material de propagación de alta calidad en el plátano es uno de los obstáculos para que esta empresa agrícola pueda seguir desarrollándose.

Para atender la falta de material de propagación, el Agrónomo José J. Green (1978) en la Estación Experimental Agrícola de la UPR en Corozal, descubre que eliminado el meristemo apical, el cual es la estructura central en forma de un pequeño montículo (Wardlaw, 1957), se paraliza el crecimiento vertical de la planta, evita la formación de racimo e inhibe la dominancia apical. Por consiguiente se estimula el desarrollo de un gran número de yemas laterales. Por medio de este

procedimiento la planta va a presentar una mayor producción de retoños en menor tiempo.

Por este descubrimiento y otros hallazgos observados se desarrolla la iniciativa de hacer ésta investigación con el propósito de encontrar nuevos métodos que nos faciliten la propagación de este cultivo. El uso de reguladores de crecimiento de plantas es una alternativa para evitar el daño mecánico ocasionado a la planta por métodos tradicionales de propagación. Su influencia sobre las características morfológicas y fisiológicas resultan en un aumento en el rendimiento (Jeyakumar et al., 2004) ya que se evita el deterioro de las plantas, aumentando su largo de vida para el beneficio de los retoños y poder cosechar el racimo. Por este medio aumentamos la producción de retoños tipo espada y el agricultor tiene la oportunidad de cosechar el racimo. Éste nuevo procedimiento brinda la oportunidad de producir material de propagación de buena calidad y así seguir aumentando las siembras de éste cultivo.

2 Objetivos

1. Promover el desarrollo de brotes o retoños sin eliminar el meristemo apical.
2. Determinar qué sustancia química (reguladores de crecimiento de plantas o herbicidas con actividad de biorreguladores) promueven el desarrollo de retoños.
3. Cuantificar el efecto de aplicaciones de Glifosato, 2,4-D y TIBA en plantillas y retoños de plátano.

3 Revisión de literatura

3.1 Clasificación Taxonómica del Plátano (*Musa acuminata* x *balbisiana*).

Botánicamente los plátanos son clasificados dentro de la clase Monocotiledónea, Orden: Escitaminales, Familia: Musaceas, Subfamilia: Musoideae, Género *Musa*, Serie: Eumusa, Especie: *M. acuminata* y *balbisiana* (Martorell, L. F. y colaboradores, 1981, Stover, R. H. y N. W. Simmonds, 1987, Belalcázar Carvajal, S. L. 1991, y León, J, 2000 citado por Salas, 2007).

Su cruce interespecífico entre *Musa acuminata* con *Musa balbisiana* nos permite mencionar las variedades: Congo (francés, superplátano y dominico, AAB), Hartón (AAB), Maricongo (guayamero y dominico-hartón, AAB), entre otros (Salas, 2007).

3.2 Características Morfológicas

El género *Musa* se compone de plantas estoloníferas perennes. Su tallo verdadero comienza a desarrollarse luego de la diferenciación floral. Al florecer, ésta produce el racimo el cual al ser cosechado culmina con la vida de la planta. Esta planta será reemplazada por los brotes laterales conocidos como retoños.

Los plátanos presentan un sistema radicular adventicio, fasciculado y fibroso, común de las plantas monocotiledóneas. Estas raíces se van a originar de yemas del cilindro central. En su crecimiento atraviesan la zona cortical y emergen

de los nudos y espacios internodulares del cormo. Después de la floración su emisión cesa por completo. Éstas emergen en grupos de dos, tres y cuatro, desarrollando raíces secundarias y terciarias junto a los pelos radiculares los cuales son responsables de la absorción de agua y minerales (Salas, 2007).

El meristemo apical está localizado más o menos al nivel del suelo (Barker and Steward, 1962 y Krikorian et al., 1993). Lo rodean las bases de las hojas diferenciadas (Biju et al., 1997). La forma del cormo varía desde cónica hasta cilíndrica achatada. Un cormo adulto puede medir 30.48 centímetros de diámetro y tener un peso de 12.25 kilogramos. En su interior, el cormo se divide en un cilindro central, la zona cortical y el tejido en el cual se compone de parénquima almidonosa (Salas, 2007). Éste está formado por un gran número de pequeños cormos los cuales tienen el potencial de convertirse en retoños (Priyono, 2001). Éstos emprenden su desarrollo luego que la planta comience la floración, ya que se ha perdido la dominancia apical. Su desarrollo comienza con un crecimiento lateral, el cual se torna vertical debido a la respuesta al estímulo geotrópico negativo que lo hace emerger del suelo (Salas, 2007). Cuando el retoño está en esta etapa sólo se le desarrollan las hojas de escamas las cuales van produciendo clorofila hasta convertirse en hojas verdaderas. Éstos van a obtener todos los nutrientes necesarios del pseudotallo (Rodríguez et al., 2006) por medio del cormo de la planta madre. Walmsley y Twyford (1968) comprobaron este fenómeno al estudiar la translocación de fósforo, postulando que al inyectar fósforo a la planta madre ocurría una translocación a los retoños y viceversa. Rodríguez et al. (2006)

encontraron que mientras más alto se realizaba el corte al pseudotallo de la planta madre mayor era la altura y el diámetro del pseudotallo de los retoños. También notaron una disminución en el tiempo de cosecha de estos retoños y un aumento en el peso del racimo debido a un incremento en la cantidad de frutos.

Podemos encontrar dos tipos de retoños los cuales presentan diferencias morfológicas. El retoño de espada es un retoño vigoroso, recomendado para la propagación. Presenta una lámina de hojas finas conocidas como escamas, las cuales crecen a cierto ángulo del pseudotallo (Rodríguez e Irizarry, 1979). Sobre éste retoño la planta madre mantiene la dominancia e inhibe su desarrollo hasta que ésta florece. Éste mantendrá conexión vascular con la planta madre (Rodríguez e Irizarry, 1979), por tal razón depende de ésta para obtener agua, nutrimentos y fotosintatos (Blomme y Tenkuano, 2003). El retoño tipo agua es un retoño ya desarrollado, presenta un corno delgado, pseudotallo fino con hojas y raíces completamente desarrolladas (Rodríguez e Irizarry, 1979). Sobre este retoño la planta madre pierde la dominancia antes de la florecida y al mismo tiempo cualquier conexión vascular (Blomme y Tenkuano, 2003). Este tipo de retoño no es recomendado para las siembras comerciales ya que desarrolla plantas débiles y racimos pequeños. La mayoría de las veces el desarrollo de este retoño se debe a infecciones o heridas ocasionadas al corno de la planta madre (Salas, 2007). Para comprobar este postulado Rodríguez e Irizarry (1979) realizaron un estudio donde compararon tres tamaño de retoños y ambos tipos de retoños. Ellos concluyeron que al utilizar retoños grandes de ambos tipos no presentaban diferencia

significativa, pero retoños medianos y pequeños si fueron diferentes en cuanto a producción, diámetro del pseudotallo y mejor racimo. Entre las dos variedades estudiadas el Maricongo sí tuvo diferencia en los tipos de retoños, en el retoño tipo espada obtuvo mejores resultados.

Las hojas de los plátanos se dividen en tres partes, la vaina, el pseudopecíolo y la lámina. Una planta puede emitir de 25 - 50 hojas, esto es importante al seleccionar los retoños. Un retoño grande al ser decapitado puede perder alrededor de diez hojas (Salas, 2007). La planta debe tener un mínimo de nueve hojas sanas y funcionales, aunque en promedio, bajo cultivo intensivo generalmente mantienen de 11-13 que son necesarias para que el racimo llene completamente (Salas, 2007). Blomme y Tenkuano (2001) postularon que al podar las hojas de la planta madre se podía observar una reducción en peso de un 81% en los retoños. Por esta razón es importante mantener sano el follaje de la madre, ya que existe una yema potencial por cada hoja formada en la planta (Green, 1978), ésta se encuentran a 180° de la axila de la hoja (Barker y Steward, 1962 y Fisher, 1978). Sólo aquellas yemas más distantes del ápice llegan a convertirse en retoños propios para la propagación antes de que el ciclo reproductivo de la planta se complete (Green, 1978). Uno o dos de estos retoños continua el desarrollo de la cepa creando una dominancia sobre las demás yemas en el cormo de la planta madre.

El pseudotallo se forma de la unión de las vainas foliares ya que las hojas se desarrollan en la parte superior del cormo donde las hojas más jóvenes desplazan a

las hojas más viejas al exterior promoviendo un crecimiento helicoidal dándole la forma cilíndrica al pseudotallo (Barker y Steward, 1962 y Salas, 2007). En el periodo de la iniciación floral el meristemo apical sufre una serie de cambios, toma una forma cónica (Barker y Steward, 1962) y comienza el desarrollo del tallo verdadero. Mucho antes de que emerja el racimo, el ápice está siendo empujado hacia arriba en el interior del pseudotallo por medio de el alargamiento de los entrenudos del tallo verdadero (Krikorian et al., 1993). Al llegar a la cima del pseudotallo emerge la inflorescencia. La misma está cubierta por brácteas ovaladas de color rojo violáceo, de forma helicoidal, las cuales construyen una yema ovoide mejor conocida como pámpana. Cada bráctea cubre un grupo de flores formando una mano. El racimo emerge de forma vertical con la pámpana hacia arriba y luego se torna horizontal como respuesta a estímulos geotrópicos y al final se torna de forma vertical pero, con la pámpana hacia abajo. Aquí las brácteas se levantan dejando las manos expuestas (Salas, 2007).

Podemos distinguir las especies por medio de sus diferencias morfológicas. La especie *M. acuminata* presenta una cerosidad en las vainas foliares, pigmentación de los pseudotallos, posición y compactación de los racimos y las formas de los frutos (Salas, 2007). La especie *M. balbisiana* es una planta más vigorosa con su pseudotallo más claro, sólido y compacto. Su racimo es de forma vertical, con frutas cortas y gruesas (Salas, 2007).

Otra manera de clasificarlos es por su inflorescencia. Estos se clasifican en tipo francés y cuerno. El plátano francés produce un racimo pesado, de frutas

pequeñas, con alrededor de ocho a diez manos, manteniendo su pámpana adherida al racimo (Krikorian et al., 1993). Las variedades que encontramos dentro de esta clasificación lo son el Congo 300 y Superplátano, nombre escogido para describir sus características (Irizarry et al., 1991), los triploides (ABB) y el Manzano (Salas, 2007).

Los plátanos tipo cuerno desarrollan racimos de cuatro a ocho manos, teniendo una menor producción de frutas por racimo. La diferencia de cantidad de frutas es recompensada por su mayor tamaño. Dentro de esta clasificación podemos encontrar las variedades de Maricongo o Guayamero, la cual le da origen a la variedad Hartón (Krikorian et al., 1993). Estas variedades se caracterizan por producir aproximadamente hasta seis manos por racimo, teniendo un total de alrededor de cincuenta a sesenta y cinco frutas por racimo (Salas, 2007).

La variedad Maricongo, plátano cultivado comercialmente en Puerto Rico (Irizarry, 1985), es una mutación somática del Congo que se propaga como una quimera sectorial. La conversión de un racimo tipo cuerno a un racimo tipo francés se debe a plantas propagadas del tejido de quimera de la planta utilizada para la propagación (Krikorian et al., 1993). Ésta quimera inestable da origen en propagaciones subsiguientes a tres diferentes fenotipos dependiendo el sector del corno de donde se desarrolle la yema. Plantas propagadas del tejido no mutante presentarán el fenotipo de tipo Congo y las propagadas del tejido mutante de tipo Hartón. Al tomar tejido mixto las plantas van a tomar características inestables en rendimiento, de racimo tipo cuerno, produciendo un racimo de seis a ocho manos

con un promedio de treinta y cinco a sesenta frutas de tamaño intermedio por racimo, estas características representan a la variedad Maricongo. Esta problemática genotípica impide la propagación *in vitro* o micropropagación, ya que las plantas no son fieles al tipo o iguales a la planta madre (Salas, 2007). Las variedades Congo o Superplátano y Hartón son idénticas en propagaciones subsiguientes, pero no así el Maricongo o Guayamero que en sus próximas generaciones filiales pueden producir una proporción de plantas de 97% Maricongo, 0.2% Congo y 2 - 3% Hartón (Salas, 2007).

Estudios realizados por Krikorian et al. (1993) con las variedades Congo y Maricongo multiplicadas *in vitro* por medio de yemas vegetativas y florales llegaron a la conclusión que al multiplicar la variedad Congo, no importaba de que yema fuese multiplicada ésta era fiel a su genotipo. Resultados diferentes fueron obtenidos con el Maricongo ya que éste presentó cambio de genotipo al convertirse en la variedad Congo. Ésta variación se expresó entre 0.4% - 100% dependiendo de que punto cardinal fue extraído el material de propagación. Los autores concluyeron que el cultivo de tejido juega una pequeña parte en ésta variación. Postulan que hay características presentes en el material de propagación que determinan si expresará fidelidad a su material o no. Sus resultados sugieren que el Maricongo es una quimera y al romperse esta quimera se obtiene la variedad Congo.

Ya que los consumidores en Puerto Rico y en otros lugares del trópico prefieran frutas grandes y el precio del mercado se basa en frutas individuales, se

tiene preferencia hacia la variedad Maricongo más que a la del Congo, a menos que se le realicen cortes de las últimas manos del racimo para que sea mercadeable (Irizarry y Rivera, 1988 e Irizarry et al., 1991). Por esta razón, se debe encontrar técnicas de propagación más efectivas para conseguir variedades fieles a su genotipo.

3.3 Propagación

El plátano es un cultivo que tiene una singular y particular incapacidad para producir semillas viables ya que la mayoría son triploides, sin semillas o estériles (Gübbük y Pekmezci, 2004). Por tal razón, es necesaria la reproducción y conservación de la especie a través de la propagación vegetativa o asexual. Las “semillas” utilizadas para la siembra pertenecen a partes vegetativas como retoños o cormos, que una vez separados de la planta madre pueden realizar su ciclo de vida.

La selección del material de propagación es uno de los pasos más importantes al momento de iniciar la siembra comercial del cultivo. Ésta selección se debe hacer a partir de plantas madres vigorosas, libres de plagas y enfermedades. Los retoños seleccionados deben ser de tipo espada, evitando el uso de los retoños tipo agua por haber perdido su vitalidad por razones tales como deficiencias nutricionales, estrés hídrico y heridas, entre otros. Éstos no deben pesar menos de 150 gramos (g) y medir de 20 a 25 centímetros (cm) (Green, 1978). La remoción temprana estimula el desarrollo de la mayoría de las yemas expuestas

(Green, 1978). Se debe evitar cualquier daño mecánico que afecte la unión entre el retoño y el corno de la planta madre, ocasionando la transformación de retoño tipo espada a retoño tipo agua (Salas, 2007). Por tal razón, la planta madre debe de permanecer intacta y no es práctico realizar el cape. Se ha estudiado cuál es el efecto de diferentes alturas del pseudotallo de la planta madre luego de haber sido cosechado el racimo con relación a los retoños. Las conclusiones de estas investigaciones han reflejado que mientras más alto el pseudotallo de la planta madre mayor rendimiento de los retoños a la hora de cosechar su racimo. Éstos producen mayor número de frutos y se disminuye la fecha de cosecha (Daniells y O'farrell, 1987). Irizarry et al. (1978) postularon que la época de siembra de los retoños podía ocasionar características diferentes en las plantas. Esta problemática fue comprobada al sembrar las plantas en épocas diferentes del año, concluyendo que en la época de mayo y julio la planta producía retoños más grandes que las sembradas en enero y marzo. En cuanto a la altura y el diámetro de pseudotallo no se afectó por la época.

El problema que presenta este tipo de propagación es que el plátano no es la excepción cuando se habla de que alguna parte de la planta tiene cierta influencia en el desarrollo de otra. El mejor ejemplo de este proceso, es la influencia ejercida por la yema apical sobre las yemas laterales. Ha quedado demostrado que es el meristemo apical la fuente de control de las yemas laterales, si decapitamos la planta las yemas laterales se desarrollan (Cline, 1991). Este fenómeno de crecimiento es conocido como dominancia apical, la cual afecta al cultivo del

plátano en el desarrollo de sus yemas laterales. La dominancia apical puede definirse como el control ejercido por el meristemo apical sobre el crecimiento de las yemas laterales (Cline, 1991). De acuerdo con Phillips (1975) y Suzuki (1990) la dominancia apical comprende la inhibición del desarrollo de yemas laterales debido a la influencia de la yema apical o la inhibición de yema laterales por otra mejor localizada en la misma planta.

Ésta respuesta fisiológica es controlada mediante hormonas sintetizadas por la planta. Entre las hormonas envueltas en este proceso se encuentran las auxinas (AIA) y las citoquininas (Cardona, 1980). Las auxinas fueron las primeras hormonas descubiertas. Charles Darwin estudió el crecimiento de la planta el cual envolvió el fenómeno del fototropismo (Went, 1937). Éstos encontraron que la punta del coleoptilo percibía luz y se producía una señal la cual ocasionaba que la parte que se encontraba en oscuridad creciera más rápido que la parte que recibía luz. En su libro "The Power of Movement in Plants" (1880) Darwin describe los efectos de las auxinas (Taiz y Zeiger, 2006). Para el 1926 Frits Went demuestra que podíamos encontrar unos químicos promotores del crecimiento que se encontraban en el ápice (Taiz y Zeiger, 2006). Went comprueba éste fenómeno en coleóptilos de *Avena sativa*. Como esta sustancia promovía el alargamiento celular se le llamó auxina por significar aumentar o crecer (Taiz y Zeiger, 2006). Luego de descubrir que la responsable de estos cambios fisiológicos en la planta es causado por una auxina, después de realizar varios experimentos, para el 1937 se descubre el ácido

índole-3-acético (AIA) (Went, 1937) el cual está envuelto en la mayoría de los procesos fisiológicos en las plantas (Taiz y Zeiger, 2006).

Las auxinas también tienen efecto en la biosíntesis de giberelinas. No solamente las auxinas promueven la síntesis de giberelina y su desactivación, sino también las giberelinas promueven la síntesis de auxinas (Davies, 2004). Para que las auxinas promuevan alargamiento celular tienen que estar presentes las giberelinas y los brasinoesteroides. Estas dos hormonas tiene la función de controlar el alargamiento de las células de los tallos. Para que las células respondan a las auxinas debe de haber presencia de giberelinas (Davies, 2004).

Al estudiar el metabolismo de ácido indoleacético (AIA) en plantas normales y enanas de guineo, se encontró que la cantidad de AIA era 1.5 veces mayor en plantas enanas. La presencia de GA_3 presentó una disminución de AIA en plantas normales y triptófano causó un aumento en ambas plantas. En este caso el crecimiento de la planta está asociado al metabolismo del AIA y a bajas concentraciones de GA_3 (Zafari et al., 2002). Para demostrar que en adición al control de crecimiento, el AIA no es la única hormona que puede controlar la dominancia apical, Scott et al. (1967) demostraron que al aplicar 1% AIA y 1% de GA es el mejor tratamiento para evitar el crecimiento de yemas laterales. Ambas concentraciones se tenían que aplicar al 1% para poder alcanzar la respuesta inhibitoria. La respuesta era más severa al eliminar los nutrimentos del medio. Al tener bajas concentraciones de auxinas en presencia o ausencia de citoquinina

promueve la síntesis de DNA y división celular. Concentraciones altas de la misma promueven la síntesis de RNA y alargamiento celular (Cline, 1994).

Estudios realizados por Cline (1996) con diez especies diferentes de plantas, demostraron que en no todas las plantas la aplicación de auxinas exógenas restauraba la dominancia apical. A plantas de *Coleus* y *Arabidopsis* no restauró la dominancia. También, concluyó que la iluminación reducía la dominancia en *Coleus* e *Ipomoea nil*. Resultados diferentes fueron obtenidos al aplicar ácido naftalenoacético para restaurar la dominancia apical de *Arabidopsis*, ya que en este caso si se logró (Cline, 2001).

También se ha encontrado que las concentraciones de auxinas en la planta varían dependiendo del estado fisiológico de éstas. Por tal razón, no todas las yemas presentan la misma sensibilidad a la misma concentración (Koning, 1994). Los niveles de ácido indoleacético en las yemas laterales no disminuyen como se espera luego de ser liberadas las yemas de la dominancia apical por medio de la decapitación de la yema terminal (Cline, 1991). Estudios han demostrado que la concentración del ácido indoleacético aumenta el doble luego de 24 horas de haberse decapitado las plantas de habichuelas (Morris, 1977). Gocal (1991) postuló un aumento cinco veces mayor que en plantas intactas en un periodo de 4 a 24 horas. El problema del transporte acropetal del ácido indoleacético a las yemas es incierto y permanece sin respuesta. No hay mucha evidencia de que el transporte polar de las auxinas entre a las yemas laterales (Morris, 1977). Clark y Kerns (1943) reportaron que el ácido naftalenoacético el cual fue asperjado en frutas jóvenes de

piña para aumentar el tamaño de los frutos resulto en un aumento en número de brotes. Resultados similares fueron encontrados por Whang (1948) al aplicar ácido clorofenoxiacético junto al ácido naftalenoacético a los cinco días luego de la florecida el cual resulto en un aumento de retoños. El modo por el cual funcionan las auxinas en la piña no es del todo entendido ya que disminuye la dominancia apical (Carl Leopold, 1963).

En Colombia se examinó la propagación masiva *in situ* del híbrido de plátano FHIA - 20 utilizando benzilaminopurina (Manssur, 2001). Este estudio demostró que al eliminar el meristemo apical y añadir benzilaminopurina en la cavidad del ápice promueve la brotación de las yemas laterales. Por medio de esto se aumenta la cantidad de retoños producidos por la planta. Se obtuvo un total de 156 retoños en tres generaciones. Si se seleccionan cinco yemas en la primera generación y se aplica este tipo de procedimiento se pueden obtener 780 plantas en un periodo de ocho meses. Resultados similares fueron postulados por Kufimfutu y Mpanda (2000) sin utilizar reguladores de crecimiento. Al realizarle cuatro cortes al cormo de la planta madre luego de la florecida obtenían una mayor cantidad de brotes ya que se observaba menor dominancia entre las yemas.

Adicional al problema de la dominancia apical que presenta el plátano, éste muestra serias limitaciones por su bajo producción de material de propagación (Vuylsteke y De Langhe, 1985). El uso de reguladores de crecimiento de plantas es una forma fácil de controlar algunos procesos fisiológicos de la planta, ya que éstos actúan muy similar a las hormonas sintetizadas por la planta. Éstos son utilizados

en dosis subletales en las propagaciones *in vitro* o micropropagación. Al utilizar éste método para multiplicar el plátano nos provee excelentes ventajas sobre la multiplicación tradicional incluyendo alta multiplicación, uniformidad, material libre de enfermedades y rápida disseminación de nuevo material alrededor del mundo (Vuylsteke, 1989). El problema que presenta la micropropagación es su alto costo, lo que hace que los pequeños agricultores sean renuentes a utilizar estas plántulas superiores (Matsumoto et al. 2002). Para resolver este alto costo se puede acudir a los cultivos *in vitro* a gran escala con el uso de reguladores de crecimiento de plantas (Matsumoto et al. (2002). Estos reguladores tienen influencia en características morfológicas y fisiológicas resultando en un aumento en rendimiento para el cultivo (Jeyakumar et al., 2004).

En estos tipos de propagación podemos utilizar diferentes partes de la planta. Está comprobado el alto porcentaje de sobrevivencia de las plantas micropropagadas. Como ejemplo de esto, Nava et al. (1998) comprobaron que el 95% de las plantas del plátano Hartón sobrevivían a la micropropagación y al transporte en bandejas hasta su lugar de plantación. Éstas presentaron una altura y grosor del pseudotallo igual a las plantas propagadas por retoños. Krikorian et al. (1999) comprobaron la diferencia de propagar plátano tipo francés por medio de yemas florales y yemas laterales de la misma planta. Ellos encontraron que los explantes propagados por medio de yemas florales presentaron mayor rapidez de multiplicación y alta uniformidad fenotípica.

Vuylsteke y De Langhe (1985) realizaron estudios para comprobar la probabilidad de multiplicación *in vitro* de diferentes variedades diploide y triploides de guineos y plátanos. Éstos encontraron una alta proliferación de yemas laterales al cultivar meristemas en medios con concentraciones diez veces más altas de benzilaminopurina (2.254 mg L^{-1}) También llegaron a la conclusión que los de genoma triploides tienen una mayor tasa de multiplicación y los que poseían genoma *balbisiana* producían mayor cantidad de meristemas. En estudios realizados por Gübbük y Pekmezci (2004) en cultivares de guineo lograron propagar de siete a ocho brotes por explante utilizando $4.405 \times 10^{-1} \text{ mg L}^{-1}$ de tidiazuron (TDZ). Tripathi et al. (2003) demostraron la eficiencia de regeneración del meristemo apical de las Musas, éstos obtuvieron mayor cantidad de brotes con benzilaminopurina (BAP) a 5 mg L^{-1} . Cronauer y Krikorian (1984) lograron un promedio de 9.1 brotes en tres semanas con la misma concentración. Uma et al. (2004) obtuvieron un promedio de 7.2 yemas con un 76.6% de brotación en flores masculinas de *Musa acuminata* con 5 mg L^{-1} benziladenina. Jalil et al. (2004) también utilizaron flores masculinas logrando un mayor crecimiento con $1.576 \times 10^{-1} \text{ mg L}^{-1}$ de benzilaminopurina. Jiménez et al. (2004) en la micropropagación del FHIA - 21 (AAAB) al combinar 1 y 4 mg L^{-1} de benzilaminopurina junto a 0.05 mg L^{-1} de Biobras- 6 (brasinoesteriodes) obtuvieron la mayor producción de brotes. Gómez et al. (2000) con el tratamiento de BAP a 0.5 mg L^{-1} + AIA a 2.0 mg L^{-1} + Biobras-6 (brasinoesteroides) a 0.010 mg L^{-1} consiguieron un 41% de germinación en embriogénesis somática en medio líquido de híbrido FHIA - 18. Para este mismo

híbrido, Daquita et al. (2001) comprobaron la multiplicación *in vitro* utilizando 4 mg L⁻¹ de benzilaminopurina + 2 mg L⁻¹ de paclobutrazol (PBZ) en medios sólidos y líquidos. Éstos obtuvieron una mayor cantidad de explantes de menor tamaño, convirtiendo el material más manejable y aumentando la cantidad de material para la propagación. A pesar que la inmersión temporal no tuvo los mismos resultados con el PBZ, este tratamiento con benziladenina sólo presentó mejores resultados. Resultados similares fueron obtenidos por Matsumoto et al. (2002) donde el medio de cultivo de inmersión temporal constaba de 4.955 mg L⁻¹ de benzilaminopurina. En multiplicación *in vitro* de embriones de *Musa balbisiana*, Ahmed et al. (2004) postularon que la mejor condición para su germinación era un medio de cultivo con 4.955 x 10⁻¹ mg L⁻¹ de BAP. Elhory et al. (2004) lograron mayor germinación en Tanduk (AAB) al transferirlos a un medio con 1.126 x 10⁻¹ mg L⁻¹ – 3.378 x 10⁻¹ mg L⁻¹ de benzilaminopurina logrando una recuperación de 52.6%. Matsumoto et al. (2006) obtuvieron un incremento de producción de brotes al aumentar la concentración de benzilaminopurina a 10 mg L⁻¹.

Al utilizar el plátano (AAB) CEMSA ¾ en inmersión temporal se obtuvo un coeficiente de multiplicación de 12.9 con el tratamiento de 1.072 mg L⁻¹ de mT N⁶- (3-hidroxi benzilo) adenina mejor conocido como meta-topolina. Éste tratamiento obtuvo un 90% de los brotes aptos para la aclimatación (Cejas et al., 2004). Pérez et al. (2004) postularon que al añadir 8 mg L⁻¹ de benzilaminopurina al medio de cultivo incrementó la tasa de multiplicación de brotes vegetativos del plátano Dominico a un 63%. Pedroso et al. (2001) postularon que 4.0 mg L⁻¹ de

benzilaminopurina estimularon la producción de 584 y 3,451 plántulas por explante inicial luego de seis y ocho subcultivos respectivamente. Priyono (2001) estudió la multiplicación de guineo por medio de meristemas para la formación de cormos y postuló que los cormos podían ser formados con un medio suplementado con 5 - 20 mg L⁻¹ de benzilaminopurina + 5 - 20 mg L⁻¹ de ancimidol. Los mejores resultados fueron obtenidos con 30% de sacarosa junto a 10 - 15 mg L⁻¹ de benzilaminopurina ó 15 mg L⁻¹ de ancimidol y benzilaminopurina. La producción de cormos a retoños fue lograda con 0.5 mg L⁻¹ - 1.5 mg L⁻¹ de GA₃ ó 0.5 mg L⁻¹ de AIA. El desarrollo de estos retoños se logró con 0.5 mg L⁻¹ de GA₃. Liu et al. (1981) lograron desarrollar 7,000 plántulas de diferentes variedades incluyendo al Maricongo por medio de meristemas apicales en un medio de cultivo conteniendo 0.5 mg L⁻¹ de 2,4-D + 0.1 mg L⁻¹ de ANA + 0.5 de BA mg L⁻¹ + 20 mg L⁻¹ de ácido ascórbico + 15% agua de coco. Cronauer y Krikorian (1985) obtuvieron sus mejores resultados al propagar guineo de yemas florales en un medio de cultivo que contenía 5 mg L⁻¹ de BAP + 10% de agua de coco.

Bieberach (1995) postuló al estudiar la embriogénesis somática y regeneración de plantas de cultivares de *Musa*, un medio con 30 g L⁻¹ de sacarosa junto a 4 mg L⁻¹ de 2,4-D estimulaban la embriogénesis somática en la variedad Grande Nain. Éste también logró propagar otras variedades como Gross Michael, EMBRAPA - 403 (AAAB), Dominico con medios de cultivo teniendo 30 g L⁻¹ de sacarosa + 1 ó 2 mg L⁻¹ de 2,4-D, 30,000 mg L⁻¹ de sacarosa + 4 mg L⁻¹ de 2,4-D, 30,000 mg L⁻¹ de sacarosa + 1 mg L⁻¹ de 2,4-D ó 60 g L⁻¹ de sacarosa + 2 mg L⁻¹ de

2,4-D respectivamente. García et al. (2002) postularon que al multiplicar el plátano FHIA - 20 en medio de cultivo con yemas apicales picadas en dos en un medio semisólido junto a 2 mg L^{-1} de BAP se obtenían 4.70 yemas por explantes.

En sistemas de inmersión temporal para el híbrido FHIA - 21 al suplementar el medio con 2.0 mg L^{-1} de benzilaminopurina + 0.65 mg L^{-1} de ácido indoleacético + $30,000 \text{ mg L}^{-1}$ de sacarosa + 10.0 mg L^{-1} de ácido ascórbico + 1.0 mg L^{-1} de paclobutrazol se garantiza la mejor respuesta de explantes en cuanto al coeficiente de multiplicación y sin síntomas de hiperhidricidad (Basail et al., 2006).

En estudios realizados por Salas (1982) se determinó el efecto de dosis subletales de glifosato y dalapón en el crecimiento de plantas de café (*Coffea arabica* var. Bourbon). Los resultados obtenidos demostraron que concentraciones de $1,000$, $3,000$ y $10,000 \text{ mg L}^{-1}$ de glifosato sufrieron defoliación total y crecimiento de brotes laterales en algunas yemas axilares desde 1 a 3 meses después de tratadas. Este crecimiento de brotes laterales no tuvo un desarrollo normal ya que sus hojas y entrenudos eran pequeños y cloróticos.

3.4 Reguladores de Crecimiento de Plantas Utilizados para el Control de Malezas

Los herbicidas se conocen como plaguicidas utilizados para el control de malezas o plantas indeseadas. Son químicos que inhiben o interrumpen el crecimiento y desarrollo de las plantas (Peterson et al., 2001). Para lograr esta

interrupción de crecimiento debemos conocer el modo de acción de cada herbicida. El modo de acción va desde la absorción del herbicida por la planta, translocación, metabolismo del herbicida y las respuestas fisiológicas de la planta al herbicida. Otro término que se debe conocer es el mecanismo de acción, dentro de éste encontramos el proceso que se va a inhibir por medio del herbicida. Los herbicidas son clasificados por medio de su selectividad (no selectivo, control de malezas de hoja fina y control de malezas de hoja ancha), tiempo de aplicación (presembrado, incorporado, preemergente y posemurgente), translocación en la planta (contacto o sistémico), por su persistencia y mecanismo de acción (Peterson et al., 2001 y WSSA, 2002). La Sociedad Americana de Ciencias de la Maleza (WSSA, por sus siglas en inglés) ha desarrollado un sistema de clasificación basado en el mecanismo de acción de los herbicidas. Dentro de estas clasificaciones, nos interesa la clasificación cuatro que representa a los reguladores de crecimiento y la número nueve, los inhibidores de la síntesis de 5-enolpiruvilshikimato-3-fosfato sintasa (WSSA, 2002).

3.4.1 N-(fosfometil)glicina: Glifosato

El glifosato es un herbicida de amplio espectro de acción, conocido comercialmente como Roundup®, Accord®, Touchdown®, Custom®, Glyphomax®, entre otros (WSSA, 2002). Es aplicado de manera foliar, posemurgente, principalmente en zonas agrícolas y para el control de vegetación en zonas no cultivadas (Calderón et al., 2005). Es un herbicida no selectivo, el cual controla

malezas anuales y perennes (WSSA, 2002). Se suele usar principalmente en forma de isopropilamina (Calderón et al., 2005) ya que se absorbe con mayor rapidez (Maclsaac et al., 1991). El glifosato es altamente polar, muy soluble en agua, prácticamente insoluble en solventes orgánicos (Nivia, 2001). Algunos de los síntomas que se pueden observar luego de realizar aplicaciones de glifosato lo son: inhibición de crecimiento, clorosis en hojas jóvenes y en los puntos de crecimiento. Los rebrotes de plantas que ya han sido tratadas, se puede observar una necrosis y un mayor número de brotes (WSSA, 2002).

El glifosato es un herbicida sistémico, absorbido por medio de la cutícula, translocado principalmente vía simplasto por el floema, acumulándose en las hojas jóvenes, raíces y los meristemas (WSSA, 2002). Su comportamiento en el suelo puede variar en función de las características del suelo sobre el que se aplique (Calderón et al., 2005). Estudios realizados por Calderón et al. (2005) demostraron que el proceso que controla al glifosato en el suelo es la adsorción, produciéndose una adsorción fuerte entre los coloides como los óxidos de hierro y aluminio, todos estos ligados al pH. Esta adsorción evita la degradación del herbicida presentando baja movilidad y persistencia.

Su mecanismo de acción es bien diferente al mecanismo de acción de otros herbicidas, ya que es el único herbicida que inhibe la síntesis de la enzima 5-enolpiruvilshikimato-3-fosfato sintasa (EPSPS) (WSSA, 2002). Esta enzima produce 5-enolpiruvilshikimato-3-fosfato (EPSP) de shikimato-3-fosfato y fosfoenolpiruvato en la ruta de ácido shikímico. Esta inhibición impide la biosíntesis

de aminoácidos aromáticos tales como fenilalanina, tirosina y triptófano. Estos aminoácidos son utilizados en la síntesis de proteínas las cuales son esenciales para el crecimiento y sobrevivencia de las plantas (Nivia, 2001).

El glifosato se ha utilizado para liberar la dominancia apical en trigo y sorgo (Baur et al., 1977). También hay sugerencias de que el glifosato actúa como inhibidor del transporte de auxinas (Baur, 1979). Se han realizado estudios con guisantes y soya donde se propone que esta sustancia puede actuar eficientemente reduciendo la concentración de auxinas por medio de conjugaciones y oxidaciones (Lee, 1983).

En estudios realizados por Baur (1979) en maíz y algodón se encontró que el transporte basipetal de auxinas fue severamente inhibido por el aumento en concentración de glifosato. Las plántulas de algodón presentaron epinastia, sugiriendo que el glifosato induce la producción de etileno. Para comprobar el efecto del glifosato en yemas en latencia de *Euphorbia esula*, Maxwell et al. (1987) aplicaron el herbicida en primavera y otoño. Éstos postularon que las aplicaciones en primavera retrasaron el crecimiento del brote pero aumentó la proliferación de las yemas axilares, concluyendo que el estado vegetativo de la planta tiene una gran influencia en la respuesta que tendrá la misma. Lym (2000) estudió el control de *Euphorbia esula* por medio de glifosato y 2,4-D en aplicaciones por separado y combinación concluyendo que el transporte del glifosato disminuía un 50% al ser aplicado con 2,4-D y éste era antagonista al ser aplicados juntos. El transporte del 2,4-D aumentó de dos a tres veces más que al ser aplicado solo. La mezcla de los

dos herbicidas controló el 67% de la maleza. Esto se debía al efecto que tiene en glifosato en dosis subletales de liberar las yemas de su dominancia y aumenta su proliferación. Por medio de esto el 2,4-D se translocaba a las raíces aumentando su control.

3.4.2 Ácido 2,4-diclorofenoxiacético: 2,4-D

El 2,4-D fue sintetizado por R. Pokorny para el 1941. No tenía actividad como fungicida o insecticida (Zimdahl, 1999). Zimmerman and Hitchcok (1942) son los primeros en descubrir su función como regulador de crecimiento pero no reportaron su actividad como herbicida. Fueron los primeros en demostrar que estas moléculas tienen actividad fisiológicas en el alargamiento de la célula, morfogénesis, desarrollo de raíces y partenocarpia (King, 1966).

Este herbicida es clasificado dentro de la familia de los fenóxidos. Estimula el crecimiento al igual que las auxinas (Ashton y Alden, 1973). Además, altera el balance hormonal dentro de la planta (Peterson et al., 2001). Controla malezas de hoja ancha (Ashton y Alden, 1973), al ser aplicado de manera posemergente (WSSA, 2002). En Puerto Rico este herbicida es utilizado en cultivos como pastos, ornamentales, sorgo, soya, cítricos, hortalizas, farináceos y maíz. Las plantas presentan diferentes síntomas como epinastia luego de aplicaciones foliares, pecíolos y tallos torcidos, hinchazón principalmente en los nudos, alargamiento, hojas enrizadas, clorosis en los meristemos, inhibición de crecimiento y necrosis (Ashton y Alden, 1973). También podemos observar anormalidades en el

crecimiento y reproducción, principalmente en brotes nuevos. La muerte de plantas susceptibles ocurre entre 3 a 5 semanas. El transporte activo de este herbicida ocurre por el mismo sistema de transporte de las auxinas endógenas. Las moléculas pasan por la cutícula moviéndose hasta el apoplasto y finalmente entran a las células (Ashton y Alden, 1973). Es necesario un periodo de cuatro horas sin lluvia para una mejor absorción y control de las malezas (WSSA, 2002). La translocación ocurre por la vía del simplasto por el floema acumulándose en los meristemas apicales de los brotes y raíces. Si es absorbido por las raíces es transportado por el corriente de transpiración por la vía del apoplasto.

El mecanismo de acción de este herbicida no es del todo entendido, es similar a otros herbicidas tipo auxinas. Éste aumenta la plasticidad de la pared celular y el metabolismo de ácidos nucleicos, acidificando la pared celular por medio de la estimulación de la actividad de la ATPasa. La reducción del pH del apoplasto induce el alargamiento celular al aumentar la actividad de ciertas enzimas responsables de debilitar la pared celular. Dosis subletales estimulan RNA polimerasa, aumentado el RNA, DNA y la síntesis de proteínas. Un aumento en estos procesos puede causar alta división celular y crecimiento acelerado no controlado. Estos procesos resultan en la destrucción de los tejidos vasculares. Por otra parte, altas concentraciones de este herbicida inhiben la división celular y el crecimiento, usualmente en las regiones meristemáticas que acumulan fotosintatos y herbicidas del floema (WSSA, 2002).

Al aplicar $9.946 \times 10^{-9} \text{ mg L}^{-1}$ y $9.946 \times 10^{-10} \text{ mg L}^{-1}$ de 2,4-D a plantas de *Davillia* ocasiono un aumento en brotación y en el tamaño de las hojas (Croxdale, 1976). Al evaluar la utilización del 2,4-D y tidiazuron (TDZ) en la producción de callos en plátanos var. Dominico se encontró que al combinar 0.1 mg L^{-1} de TDZ + 4 mg L^{-1} de 2,4-D se obtuvo un 20% de formación de callo tanto del corno como de flores masculinas (Buitrago et al., 2005). También se encontró que al utilizar el corno como explante las concentraciones de TDZ solo produjeron un 40% de formación de callo, mientras que el 2,4-D produjo 80% (Buitrago et al., 2005). López et al. (2004) trabajaron con el plátano vianda (Navolean, AAB) para el establecimiento de suspensiones embrionarias. Éstos postularon que para iniciar la embriogénesis somática el mayor número de yemas brotadas correspondió a los tratamientos de 0.2 y 0.4 mg L^{-1} de ancimidol obteniendo 2.65 y 2.20 yemas respectivamente. Al utilizar el explante de yemas brotadas la concentración de 1.11 mg L^{-1} de 2,4-D mostró el mayor porcentaje de formación de callos. Morais et al. (2004) postularon que la formación de callos va a depender de la variedad de *Musas*. Éstos encontraron que 1.105 mg L^{-1} de 2,4-D + 100 mg L^{-1} de glutamina lograron el crecimiento de las células de Enano grande.

3.4.3 Ácido 2,3,5-triiodobenzoico: TIBA

Plantas como la habichuela, el quimbombó, el plátano, el guineo, *Arabidopsis*, *Ipomoea nil*, entre otras, se encuentran inhibidas por la dominancia apical. La responsabilidad de las auxinas sobre este fenómeno es contrarestada por

inhibidores. Por medio de inhibidores del transporte de auxina, como lo es el ácido 2,3,5-triidobenzoico (TIBA), podemos promover el crecimiento de las yemas axilares (Taiz y Zeiger, 2006).

Aplicaciones de TIBA aumentaron las cantidades de citoquininas endógenas en las yemas laterales (Ito et al., 2001). Zappi y Salas (1990) realizaron estudios con habichuela en los cuales se aplicó TIBA a 50 g ha^{-1} por medio foliar al comenzar la florecida. Éstos concluyeron que TIBA redujo la duración de la incorporación de nitrógeno, disminuyó la producción de clorofila, incrementó el número de vainas y el índice de cosecha. Estos resultados coincidieron con la teoría de que este regulador provoca en la planta un cambio de crecimiento vegetativo a uno reproductivo. Bohlen y Howard (1961) inyectaron plantas de *Kalanchoe daigremontiana* con diferentes concentraciones de TIBA y encontraron que concentraciones bajas causaban hiponastia y concentraciones altas epinastia en hojas jóvenes. Estudios realizados por De Loyola et al. (2004) indican que al utilizar *Rhodococcus fascialis* para inducir la formación de brotes en *Acacia mearnsii* al añadir 0.498 mg L^{-1} de GA_3 aumentaba en número de brotes, pero, no presentaban diferencia significativa. Al utilizar diferentes concentraciones de TIBA, concluyeron que concentraciones de $9.999 \times 10^{-1} \text{ mg L}^{-1}$ – $2.499 \times 10^{-1} \text{ mg L}^{-1}$ producían 2.91 y 2.48 brotes por callo respectivamente. Asen y Hamner (1953) comprobaron que luego de 30 días de haber aplicado TIBA a plantas de rosas, este inhibidor aumentaba el número de brotes basales hasta un 90.7% produciendo el mayor porcentaje de brotes al se comparado con el control (43.8%).

4 Materiales y Métodos

Se diseñaron tres experimentos con el propósito de evaluar los efectos de tres reguladores de crecimiento de plantas. En esta investigación se utilizó glifosato, 2,4-D y TIBA a concentraciones de 10, 100 y 1,000 mg L⁻¹. Los parámetros medidos en los tres experimentos fueron los siguientes:

1. El número de hojas funcionales fueron contabilizadas antes de la aplicación y al finalizar la recolección de datos.
2. Circunferencia del cormo de la planta madre medida al nivel del suelo por medio de una cinta métrica antes de la aplicación y después de recolectados los datos.
3. Número de retoños producidos antes y después de aplicados los tratamientos.
4. Fitotoxicidad de los reguladores de crecimiento de plantas determinada por medio observacional. Ésto nos ayudó a determinar las concentraciones óptimas.
5. Clasificación de los retoños en escala del uno al cinco.

Las aplicaciones de los herbicidas se realizaron en dosis subletales para eliminar la dominancia apical en plátano y aumentar la producción de retoños en cada planta.

4.1 Experimento #1

4.1.1 Localización

Este experimento se llevó a cabo en la Finca del Agrónomo Eduardo González localizada en el pueblo de Isabela, en la latitud N 18°27.317' longitud W 067°03.191'. A una elevación de 156.2 metros (m) sobre el nivel del mar con una precipitación de 1,574 milímetros (mm) anuales.

4.1.2 Preparación de las plantas madres

Para este experimento se utilizaron retoños de plantilla ya cosechada. Por lo tanto las plantas madres fueron sembradas un año antes de comenzar el experimento. A éstas se le realizaron prácticas culturales como abonamiento con fertilizante de formulación 10-5-20-3+EM aplicando 170.1 gramos por planta mensualmente por los primeros seis meses. Luego de estos seis meses se le aplicó 226.8 gramos del mismo fertilizante. Al observar la emisión del racimo se le aplicaron 453.60 gramos del mismo fertilizante.

La eliminación de las malezas se realizó por medio de aplicaciones de glifosato a razón de 42.52 gramos en 3.8 litros antes de que las plantas tuvieran la emisión de las primeras hojas. Luego de esto se cambió el herbicida a paraquat hasta los seis meses donde nuevamente se utilizó glifosato. Un rotocultivador fue utilizado para aerear el terreno y eliminar malezas. El uso de éste sólo se realizó hasta los cuatro meses de edad de la planta ya que éstas alcanzaron una altura

considerable y pueden ser afectadas por algún daño mecánico que le ocasione el tractor.

El control de la Sigatoka se llevó a cabo luego de que la planta tuviera cuatro meses de edad. A las plantas se le realizaron aplicaciones de la mezcla del fungicida propiconazol (Tilt®) con abono 20-20-20- y Kfol. Esta aplicación se realizó cada 21 días por tres meses. El propiconazol se alternó con otros fungicidas como tebuconazol (Elite®) y azoxystrobin (Abound®) para evitar la resistencia de hongo al producto. Para el control de nemátodos se utilizaron los nematicidas oxamyl (Vydate L®) y fenamifos (Nemacur®).

4.1.2.1 Selección de Retoños

Se seleccionaron los retoños luego de haberle cosechado el racimo a la planta madre. El retoño seleccionado fue el más vigoroso, el cual mantenía dominancia apical sobre los demás retoños. A éstos se le aplicaron los diferentes tratamientos.

4.1.3 Diseño experimental

Se utilizó un predio de 171 plantas, con un diseño completamente aleatorizado. Se aplicaron 19 tratamientos con tres replicaciones y tres plantas por replicación (tabla 1). La investigación comenzó el 17 de febrero de 2006 con la aplicación de los tratamientos y concluyó el 3 de junio de 2006 con la clasificación de los retoños. Para el análisis estadístico sobre el mayor número de retoños

producidos por las plantas fue utilizado el PROC GLM en el programa SAS (SAS 9.1) realizando una prueba de Diferencia Mínima Significativa ($p < 0.05$).

Tabla 1. Tratamientos Aplicados

RCP¹		
	# T²	Concentración (mg L⁻¹)
Glifosato	1	10
	2	100
	3	1,000
2,4-D	4	10
	5	100
	6	1,000
TIBA	7	10
	8	100
	9	1,000
Glifosato + 2,4-D	10	10
	11	100
	12	1,000
Glifosato + TIBA	13	10
	14	100
	15	1,000
2,4-D + TIBA	16	10
	17	100
	18	1,000
Control	19	

¹Reguladores de crecimiento de plantas
²Número de Tratamiento

4.1.4 Toma de datos

Se observaron las plantas todas las semanas por un periodo de cuatro meses, la recolección de datos dependió de los efectos causados por los reguladores de crecimiento de plantas. En la recolección de datos se contabilizó el número de retoños y se tomaron observaciones sobre la fitotoxicidad del herbicida

(tabla 2). La toxicidad se determinó por medio de observaciones a los retoños estimulados tomando en cuenta la severidad de la toxicidad y la recuperación de los retoños.

Tabla 2. Fecha de recolección de datos y parámetros medidos

Días	Fecha	Parámetros Medidos por Fecha
5	22/02/2006	Número de retoños estimulados
12	1/3/2006	Fitotoxicidad y retoños estimulados
60	17/4/2006	Número de retoños estimulados
103	30/5/2006	Número de retoños estimulados
107	3/6/2006	Clasificación de retoños

4.1.5 Clasificación de Retoños

El propósito de clasificar los retoños fue cuantificar la cantidad de retoños de espada y tener una idea de la cantidad de yemas estimuladas según pasaba el tiempo luego de aplicado el tratamiento. Se categorizaron del uno al cinco según la diferencia en tamaño. La clasificación uno, yemas pequeñas (“pepper”), describe a yemas iniciando su brotación con muy poco crecimiento vertical, solo se notaba de ésta el meristemo brotando del corno de la planta madre. La clasificación dos presentaba un retoño de espada pequeño, el número tres era un retoño de espada grande ambos sin hojas verdaderas. La clasificación cuatro, son los primeros retoños de espada con hojas verdaderas (maiden). La clasificación cinco eran retoños tipo agua (tabla 3). Los hijos de agua presentaron un pseudotallo fino y hojas bien desarrolladas (figura 1).

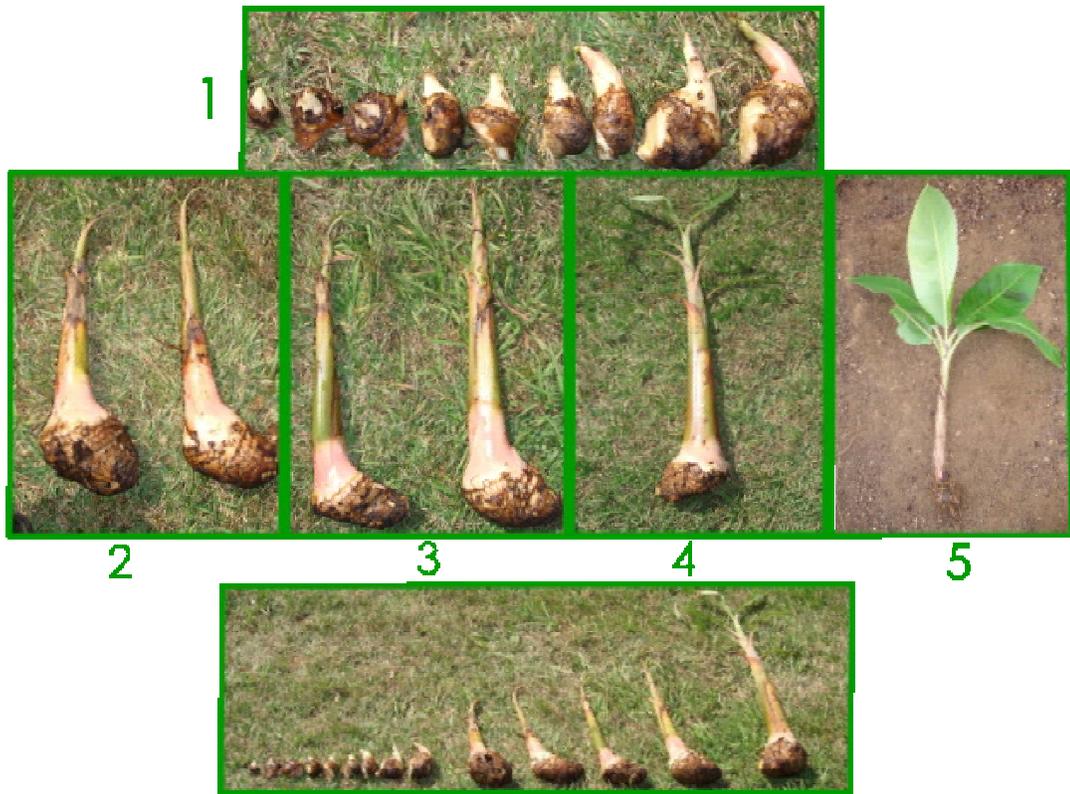


Figura 1. Clasificación de retoños. Éstos fueron clasificados por medio del tamaño de las yemas. 1: “pepper”, 2: espada pequeños, 3: espada grandes, 4: “maiden”, 5: retoño de agua. (Blomme y Tenkouano, 2003).

Tabla 3. Clasificación de retoños

Escala ¹	Descripción ²
1	“Pepper” – retoños pequeños que están comenzando a emerger del suelo.
2	Retoños de espada pequeños – presentan hojas escamas.
3	Retoños de espada grande – aún presentan hojas escamas.
4	“Maiden” - retoños de espada con hojas verdaderas.
5	Retoños de agua

¹Escala de clasificación de los retoños

²Descripción de la clasificación

4.2 Experimento # 2 y # 3

4.2.1 Localización

Se llevó a cabo en la Finca Laboratorio Alzamora, en el Recinto Universitario de Mayagüez. Ésta se encuentra en la latitud N 18°13.185' longitud W 067°08.811'. A una elevación de 39.7 metros (m) sobre el nivel del mar, con una precipitación anual de 2,116 milímetros (mm). En estos experimentos se utilizó la misma variedad de plátano, Maricongo.

4.2.2 Preparación de las plantas

Al ser extraídas se le eliminaron todas las raíces, yemas visibles y cualquier necrosis que se observara. Luego de esta práctica se dejaron suberizar por un periodo de dos a tres días para que estuvieran listas para la siembra.

Estas se sembraron el 4 de abril de 2006 a una distancia de 5' x 5' sembrando un total de 284 plantas. Se le realizó una aplicación al hoyo de 226.8 gramos de súper fosfato triple y ethopropos (Mocap®). El control de malezas se realizó por medios manuales y químicos con aplicaciones de paraquat. Para disminuir la incidencia de la Sigatoka negra se deshojaron las hojas afectadas. Las plantas fueron abonadas un mes después de siembra (4 mayo 2006), tres meses después de siembra (27 junio 2006) y seis meses después de siembra (30 octubre de 2006) con un abono 10-5-30-3 +EM.

4.2.3 Diseño experimental

Luego de cinco meses, se tomaron 108 plantas para cada experimento. Se utilizó un diseño completamente aleatorizado para nueve tratamientos con tres replicaciones y cuatro plantas por replicación. Las concentraciones de 2,4-D fueron menores por su fitotoxicidad y las de glifosato aumentaron por su mejor acción (tabla 4). El segundo experimento comenzó el 30 de agosto de 2006 con la aplicación de los tratamientos. Para el tercer experimento la investigación comenzó el 11 de septiembre de 2006 con la aplicación de los mismos. Las aplicaciones se realizaron para estas fechas ya que algunas de las plantas comenzaron a tener crecimiento de yemas. Ambos experimentos terminaron el 24 de enero de 2007.

Tabla 4. Concentraciones óptimas

RCP¹		
	Nº de Tratamiento	Concentración (mg L⁻¹)
Glifosato	1	100
	2	1,000
	3	2,000
2,-4D	4	100
	5	50
TIBA	6	10
	7	100
	8	1,000
Control	9	Agua

¹ Reguladores de crecimiento de plantas

4.2.4 Métodos de aplicación de los tratamientos

Para el segundo experimento las aplicaciones se realizaron al suelo, por medio de un cilindro calibrado de 500 mL, cantidad de solución que se aplicó alrededor de la base del pseudotallo. En el experimento tres la aplicación se le realizó al pseudotallo (foliar) por medio de una asperjadora de cuatro litros asperjando todo el pseudotallo.

4.2.5 Recolección de datos

Para el segundo y tercer experimento se observaron las plantas todas las semanas por un periodo de cinco meses. En la toma de datos se contabilizó el número de retoños y se tomaron observaciones sobre la fitotoxicidad (tabla 5 y 6).

Tabla 5. Parámetros medidos por fecha en el experimento dos

Días	Fecha	Parámetros Medidos por Fecha
19	18/09/2006	Número de retoños estimulados, fitotoxicidad
35	04/10/2006	Fitotoxicidad y retoños estimulados
43	12/10/2006	Número de retoños estimulados
54	23/10/2006	Número de retoños estimulados
147	15/01/2007	Clasificación de retoños

Tabla 6. Parámetros medidos por fecha en el experimento tres

Días	Fecha	Parámetros Medidos por Fecha
7	18/09/2006	Número de retoños estimulados, fitotoxicidad
18	29/09/2006	Fitotoxicidad y retoños estimulados
31	12/10/2006	Número de retoños estimulados
42	23/10/2006	Número de retoños estimulados
126	16/01/2007	Clasificación de retoños

4.3 Análisis de Suelo

Se le realizó un análisis de suelo en ambas fincas para conocer la cantidad de nutrimentos que contenía el suelo en el momento de la aplicación y para poder comparar si había alguna diferencia marcada debido a la cantidad de nutrimentos presentes y el requerimiento de la planta.

Tabla 7. Análisis de suelo

Análisis de Suelo 11/28/2006									
Finca	Elementos (mg L⁻¹)								
	pH	P	K	Ca	Mg	Cu	Fe	Mn	Zn
Agrónomo Eduardo González, Isabela	6.80	77.83	1,132	4,899	114	<1	<1	4.36	<1
Laboratorio Alzamora, Mayagüez A	5.31	6.80	416	1,733	681	2.64	44.64	13.89	1.00
Laboratorio Alzamora, Mayagüez B	5.77	43.13	277	2,669	985	2.39	29.45	28.08	1.40

5 Resultados y Discusión

5.1 Experimento # 1

5.1.1 Eliminación de la dominancia apical

En éste experimento quedó demostrado que no sólo la presencia del meristemo apical de la planta madre inhibe el crecimiento de los retoños, sino que también la yema mejor localizada mantiene esa dominancia sobre las demás. Phillips (1975) y Suzuki (1990) llegaron a las mismas conclusiones. Al utilizar retoños para aplicar los tratamientos la estimulación en producción de yemas fue menor. A pesar de ésto, se observó un aumento en estimulación de yemas, ya que cada vez la toxicidad era menor (tabla 8). Se encontró una disminución del número de hojas ocasionado por ataque de la Sigatoka negra, lo que creó desventaja para el desarrollo de las yemas ya que dependen de la planta madre para obtener todos los nutrimentos para su desarrollo. Blomme y Tenkuano (2006) llegaron a conclusiones similares y postularon que éstos obtienen nutrimentos, agua y fotosintatos de la planta madre.

No todos los tratamientos ni concentraciones estimularon al mismo tiempo ni de la misma manera. Luego de cinco días de haber aplicado los tratamientos, las plantas fueron estimuladas. Las yemas fueron liberadas de la dominancia y comenzaron a brotar. El tratamiento que mayor estimuló a las plantas lo fue la combinación de 2,4-D junto a TIBA, ambos a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$. Éste produjo un promedio de 4.00 retoños presentando diferencia significativa al ser comparado con

el control (1.77) (tabla 8). En esta etapa el regulador de crecimiento de plantas menos eficiente lo fue glifosato, ya que su estimulación no se expresó con la misma rapidez que los demás tratamientos. También se observó un efecto negativo con el tratamiento de 2,4-D a 1,000 mg L⁻¹ debido a su alto grado de toxicidad (tabla 8).

Tabla 8. Producción total de retoños en las cuatro tomas de datos

Fecha¹	Medias
1 (5 DDT ²)	2.26 c
2 (12 DDT ²)	1.22 d
3 (60 DDT ²)	2.92 b
4 (103 DDT ²)	3.66 a

¹Fecha de toma de datos

² Días después del tratamiento

DMS Fisher= (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa

p< 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 0.4101 Error = 1.232829 gl = 204

Tabla 9. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados al suelo en la estimulación de retoños de plátano a los cinco días después de tratados

Fecha 1			
Número Tratamiento	Tratamiento	mg L⁻¹	Medias
1	Glifosato	10	2.33 abc
2	Glifosato	100	1.55 bc
3	Glifosato	1,000	2.22 abc
4	2,4-D	10	2.33 abc
5	2,4-D	100	2.88 abc
6	2,4-D	1,000	1.11 bc
7	TIBA	10	2.55 abc
8	TIBA	100	3.00 ab
9	TIBA	1,000	2.22 abc
10	Glifosato + 2,4-D	10	2.33 abc
11	Glifosato + 2,4-D	100	1.88 bc
12	Glifosato + 2,4-D	1,000	2.33 abc
13	Glifosato + TIBA	10	2.55 abc
14	Glifosato + TIBA	100	1.55 bc
15	Glifosato + TIBA	1,000	1.77 bc
16	2,4-D + TIBA	10	2.00 bc
17	2,4-D + TIBA	100	2.55 abc
18	2,4-D + TIBA	1,000	4.00 a
19	Control		1.77 bc

DMS = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencias significativa
 p> 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 1.7874 Error = 1.165042 gl = 36

Luego de 12 días después de aplicados los tratamientos, las plantas presentaron su mayor grado de toxicidad. La muerte de las yemas se le puede adjudicar al contacto directo de la solución con los retoños a causa del método de aplicación. La combinación de 2,4-D junto a TIBA, ambos a 1,000 mg L⁻¹ (3.77), presento ser el tratamiento significativo al haber estimulando a las plantas a producir un promedio de 3.77 retoños (tabla 10). Luego de esta fecha, los retoños se recuperaron del daño sufrido, se determinó que tratamientos serían efectivos para continuar los siguientes experimentos.

Tabla 10. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados al suelo en la estimulación de retoños de plátano a los 12 días después de tratados

Fecha 2			
Número Tratamiento	Tratamiento	mg L⁻¹	Medias
1	Glifosato	10	1.44 bc
2	Glifosato	100	1.33 bc
3	Glifosato	1,000	1.66 bc
4	2,4-D	10	1.11 c
5	2,4-D	100	2.55 abc
6	2,4-D	1,000	1.55 bc
7	TIBA	10	1.77 bc
8	TIBA	100	2.66 ab
9	TIBA	1,000	1.33 bc
10	Glifosato + 2,4-D	10	1.33 bc
11	Glifosato + 2,4-D	100	1.44 bc
12	Glifosato + 2,4-D	1,000	2.00 bc
13	Glifosato + TIBA	10	2.00 bc
14	Glifosato + TIBA	100	1.22 bc
15	Glifosato + TIBA	1,000	1.22 bc
16	2,4-D + TIBA	10	1.66 bc
17	2,4-D + TIBA	100	1.55 bc
18	2,4-D + TIBA	1,000	3.77 a
19	Control		1.11 c

DMS = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencias significativas
 p > 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 1.5008 Error = 0.821421 gl = 36

Sesenta días después de aplicados los tratamientos observamos la recuperación de los retoños por causa de la toxicidad de los tratamientos. Sin embargo, TIBA a 100 mg L⁻¹ produjo un promedio de 4.88 retoños resultando el tratamiento que más estimulación ocasiono en las plantas al ser comparado con el control (tabla 11). Las plantas tratadas con TIBA se recuperaron con mayor rapidez que los demás tratamientos. Resultados similares fueron obtenidos por Asen y Hamner (1953) en plantas de rosas. Todavía para esta fecha los tratamientos de glifosato no habían estimulado lo suficiente como para ser significativos.

Tabla 11. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados al suelo en la estimulación de retoños de plátano a los 60 días después de tratados

Fecha 3			
Número Tratamiento	Tratamiento	mg L⁻¹	Medias
1	Glifosato	10	2.77 ab
2	Glifosato	100	2.77 ab
3	Glifosato	1,000	3.55 ab
4	2,4-D	10	2.77 ab
5	2,4-D	100	3.33 ab
6	2,4-D	1,000	1.77 b
7	TIBA	10	3.11 ab
8	TIBA	100	4.88 a
9	TIBA	1,000	3.66 ab
10	Glifosato + 2,4-D	10	3.11 ab
11	Glifosato + 2,4-D	100	2.11 b
12	Glifosato + 2,4-D	1,000	3.33 ab
13	Glifosato + TIBA	10	2.44 b
14	Glifosato + TIBA	100	2.66 b
15	Glifosato + TIBA	1,000	1.66 b
16	2,4-D + TIBA	10	3.11 ab
17	2,4-D + TIBA	100	2.88 ab
18	2,4-D + TIBA	1,000	3.66 ab
19	Control		2.00 b

DMS = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa
 p> 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 2.1542 Error = 1.692333 gl = 36

Las plantas tratadas con glifosato comenzaron a expresar efectos después de ciento tres días de haber aplicado los tratamientos. Los tratamientos de glifosato a 1,000 mg L⁻¹ y TIBA a 100 mg L⁻¹ estimularon a las plantas a producir un promedio de 5.44 retoños en ambos tratamientos (tabla 12).

Tabla 12. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados al suelo en la estimulación de retoños de plátano a los 103 días después de tratados

Fecha 4			
Número Tratamiento	Tratamiento	mg L⁻¹	Medias
1	Glifosato	10	3.77 abcd
2	Glifosato	100	3.66 abcd
3	Glifosato	1,000	5.44 a
4	2,4-D	10	3.66 abcd
5	2,4-D	100	4.44 abc
6	2,4-D	1,000	2.11 cd
7	TIBA	10	4.11 abcd
8	TIBA	100	5.44 a
9	TIBA	1,000	3.55 abcd
10	Glifosato + 2,4-D	10	3.77 abcd
11	Glifosato + 2,4-D	100	2.66 bcd
12	Glifosato + 2,4-D	1,000	4.55 abc
13	Glifosato + TIBA	10	2.88 bcd
14	Glifosato + TIBA	100	3.00 abcd
15	Glifosato + TIBA	1,000	2.66 bcd
16	2,4-D + TIBA	10	3.66 abcd
17	2,4-D + TIBA	100	3.44 abcd
18	2,4-D + TIBA	1,000	4.88 ab
19	Control		1.77 d

DMS = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencias significativa
 p> 0.05 Alfa = 0.05 DMS =2.518 Error = 2.312216 gl = 36

Al clasificar los retoños, luego de ciento siete días después de tratados, se observo que todos los tratamientos estimularon la brotación. Se contabilizaron los retoños de espada con hojas verdaderas (clasificación 4) y los retoños de agua (clasificación 5) pero no se tomaron en cuenta como retoños estimulados por las aplicaciones ya que se encontraban en crecimiento al momento de hacer las mismas (tabla 15). Podemos decir que éstos fueron estimulados por los tratamientos para la producción de sus propios retoños ya que se observó el crecimiento de los mismos. Lo que nos indica que además de estimular las yemas

del retoño tratado, esta conexión hace que el tratamiento se transloque del brote estimulado a sus retoños. Ésto comprueba que hay cierta conexión entre la planta madre y los retoños. A conclusiones similares llegaron Walmsley y Twyford (1968).

Los retoños tratados con glifosato (10,100 y 1,000 mg L⁻¹) promovieron el desarrollo de yemas. A pesar de que no presentaron diferencia significativa, obtuvieron un promedio de 2.58, 2.33 y 3.22 retoños, respectivamente (tabla 13). Las plantas tratadas con glifosato a 1,000 mg L⁻¹ produjeron unos retoños vigorosos, de corno ancho, sin toxicidad y ningún retoño tipo agua. (figura 2).

Un efecto observado en estos tratamientos fue la inhibición del crecimiento de los retoños, evitando la competencia entre retoños y la planta madre. Ésto nos indica que el glifosato puede estimular el desarrollo de las yemas pero puede inhibir el crecimiento, sin ser tóxico como lo sería en altas concentraciones. El efecto de latencia de los retoños se puede adjudicar a la ausencia de auxinas en el meristemo. Al no tener la fuente de auxinas, el meristemo no va a continuar su crecimiento y se podría obtener esa latencia. Este resultado obtenido es una alternativa para no tener que remover los retoños por la competencia entre ellos y la planta madre, logrando evitar una práctica menos para el agricultor.



Figura 2. Retoños producidos por plantas tratadas con glifosato a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$. Se obtuvo una producción de retoños vigorosos. La flecha nos indica la circunferencia de la base del pseudotallo, el cual es beneficioso para las próximas propagaciones.

El tratamiento de 2,4-D ($10, 100$ y $1,000 \text{ mg L}^{-1}$) tampoco presentó diferencia significativa (tabla 13). Las plantas tratadas con éste produjeron un promedio de 2.47, 3.30 y 1.63 retoños. Se encontró que aunque el 2,4-D estimuló a que las plantas desarrollaran yemas nuevas, el aumento en alargamiento y división celular causado por sus dosis subletales, ocasionó la muerte de muchos retoños. Éstos perdieron las raíces y parte del cormo, lo que ocasionó que fuera fácil removerlos del suelo. Este daño permite el ataque de plagas y enfermedades, además de que podían ser removidos por un viento fuerte (figura 3).



Figura 3. Retoño afectado por el tratamiento 2,4-D a 100 mg L⁻¹. No hubo recuperación de los mismos debido a la alta división celular la cual ocasionó el quebrantamiento del tejido de los retoños y pérdida de raíces.

El 2,4-D fue el tratamiento más fitotóxico. La concentración de 1,000 mg L⁻¹ ocasionó la muerte de los retoños. Se observó el quebrantamiento de la epidermis ya que éste aumenta la plasticidad de la pared celular. También se pudo observar una necrosis general la cual no permitió que el retoño se recuperara. La epidermis del pseudotallo se quebrantó debido al alargamiento celular (figura 5). Las concentraciones más bajas al tener contacto con las escamas del retoño reflejaron síntomas de necrosis al quemarlas con la solución. Al 2,4-D tener efectos similares a las auxinas, este puede presentar efecto de activación de la ATPasa y cambios en la permeabilidad de la membrana. Al ocurrir algún cambio en alguno o en ambos procesos, encontramos un aumento en el alargamiento celular.

En los retoños tratados con TIBA, este inhibidor de auxinas (Taiz y Zeiger, 2002), promovió el crecimiento de yemas laterales. Las plantas tratadas con TIBA

a 100 mg L^{-1} produjeron la mayor cantidad de retoños obteniendo un promedio de 4.00 presentando diferencia significativa al ser comparado con el control (1.66). Las plantas produjeron retoños con su base más ancha la cual se espera que produzcan mayor cantidad de yemas cuando sean sembradas. También se observó que el corno era más circular que lo normal (figura 4). Se concluyó que éste no permite el paso de las auxinas desde el lugar de aplicación. Ésto ayuda a que las auxinas no controlen los niveles de citoquinina y aumenten el desarrollo de retoños. Un aumento en concentración de citoquininas ocasiona un incremento de yemas laterales. Conclusiones similares fueron encontradas por Ito et al. (2001).



Figura 4. Retoños producidos por plantas tratadas con TIBA a 100 mg L^{-1} . Se observa un sobrecrecimiento en la base del retoño.

Al realizar las combinaciones de los tratamientos se observó que no fue exactamente las mismas conclusiones que al aplicar los tratamientos solos. La combinación de glifosato y 2,4-D, ambos a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$, no produjo la mayor toxicidad observada. La inhibición de auxinas por medio del glifosato y las diferentes concentraciones de 2,4-D ocasionaron que los retoños brotaran. Ésto se le puede adjudicar que al aplicar los dos reguladores de crecimiento juntos ocurra un cambio en el mecanismo de éstos. Resultados semejantes fueron encontrados por Lym (2000) donde el glifosato aumentaba el transporte y el efecto del 2,4-D. Otra razón puede ser que las yemas laterales son más sensitivas que las yemas apicales, por lo tanto, las concentraciones que estimulan el meristemo apical inhibe el crecimiento de las yemas laterales. Conclusiones similares fueron encontradas por Koning (1994). Las plantas estimuladas por las combinaciones de reguladores (10 , 100 y $1,000 \text{ mg L}^{-1}$) a pesar que no presentaron diferencia significativa produjeron un promedio de 2.63, 2.02 y 3.05 retoños, respectivamente (tabla 13).

Con respecto a las aplicaciones de la combinación de glifosato y TIBA, ambos a 10 , 100 y $1,000 \text{ mg L}^{-1}$, éstas mantuvieron el desarrollo de retoños hasta 92 días después de la aplicación. A pesar que ninguno de estos tuvo diferencia significativa, los tratamientos produjeron un promedio de 2.47, 2.11 y 1.83 retoños, respectivamente (tabla 13). Ésto puede deberse a la inhibición de ambos reguladores. Ambos son inhibidores de auxinas, lo que resulta en bajas concentraciones evitando que el retoño se desarrolle.

Tabla 13. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados al suelo en la estimulación de retoños de plátano

NºTrat. ¹	Tratamiento	mg L ⁻¹	Medias
1	Glifosato	10	2.58 bcde
2	Glifosato	100	2.33 cdef
3	Glifosato	1,000	3.22 abc
4	2,4-D	10	2.47 bcdef
5	2,4-D	100	3.30 ab
6	2,4-D	1,000	1.63 f
7	TIBA	10	2.88 bcd
8	TIBA	100	4.00 a
9	TIBA	1,000	2.69 bcde
10	Glifosato + 2,4-D	10	2.63 bcde
11	Glifosato + 2,4-D	100	2.02 def
12	Glifosato + 2,4-D	1,000	3.05 bc
13	Glifosato + TIBA	10	2.47 bcdef
14	Glifosato + TIBA	100	2.11 def
15	Glifosato + TIBA	1,000	1.83 ef
16	2,4-D + TIBA	10	2.61 bcde
17	2,4-D + TIBA	100	2.61 bcde
18	2,4-D + TIBA	1,000	4.08 a
19	Control		1.66 f

¹Número de tratamiento

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencias significativas
 $p < 0.05$ Alfa = 0.05 DMS = 0.8937 Error = 1.232829 gl = 204

La combinación de 2,4-D y TIBA, ambos a 10 mg L⁻¹ y 2,4-D y TIBA, ambos a 100 mg L⁻¹, estimularon a las plantas a producir un promedio de 2.61 retoños en ambos tratamientos (tabla 13). La concentración de 1,000 mg L⁻¹ fue el tratamiento más efectivo, las plantas tratadas con este tratamiento produjeron un promedio de 4.08 retoños presentando diferencia significativa al ser comparado con el control (1.66) (tabla 13). Esta concentración ocasionó la ruptura del pseudotallo de los retoños por las altas concentraciones de 2,4-D causando los mismos síntomas observados al aplicar éste regulador sólo (figura 5). El tratamiento torció

los pseudotallos, algunos se tornaron necróticos y otros no tenían producción de clorofila (figura 6). Estos síntomas se le adjudican a la aplicación de una auxina y su inhibidor. Esto ocasionó que las plantas presentaran síntomas de 2,4-D y brotación como respuesta a TIBA. Por este resultado podemos concluir que el TIBA inhibió el transporte de auxinas ocasionando que sus niveles fueran diferentes a los normales. La diferencia en la concentración de auxinas puede ocasionar el aumento de otras hormonas y por consiguiente la estimulación de las yemas laterales. Conclusiones similares fueron postuladas por Cline para el 1991. A pesar de estas toxicidades, con el tiempo lograron su recuperación y continuar su desarrollo. Sus nuevos brotes se observaron superficiales ya que el cormo de la planta madre había perdido gran parte del suelo a su alrededor (figura 7).



Figura 5. Pseudotallo de retoño sometido a la combinación de 2,4-D junto a TIBA ambos a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$. La flecha indica el rompimiento del pseudotallo por el alargamiento celular ocasionado por la aplicación del 2,4-D. Este daño se observó a los 12 días de aplicados los tratamientos.

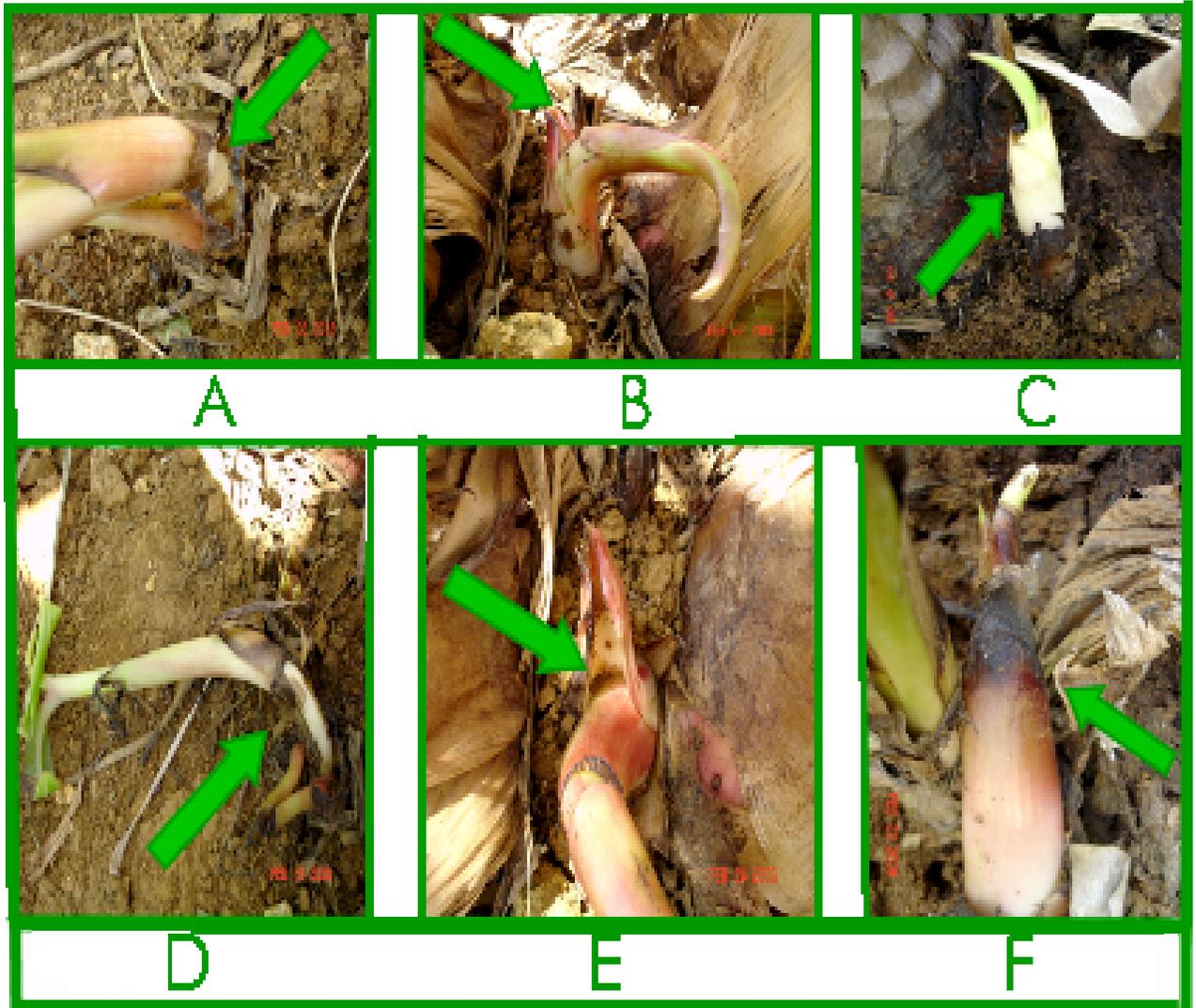


Figura 6. Fitotoxicidad causadas por la combinación de 2,4-D junto a TIBA ambos a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$. a) ruptura del pseudotallo por alargamiento celular b) epinastia c) no hay producción de clorofila d) desprendimiento de escamas externas e) apertura de las escamas del retoño, síntoma característico del 2,4-D, f) necrosis en el ápice del retoño.



Figura 7. Retoños estimulados por la combinación de 2,4-D junto a TIBA ambos a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$. Los retoños presentaron características vigorosas. Las plantas se encontraban con el cormo madre muy superficial, por esta razón se puede notar el brote de las yemas a nivel del suelo. Las flechas nos indican dos retoños clasificados como retoños pequeños “pepper”.

Al contabilizar la cantidad de hojas producidas por las plantas tratadas se observó que las mismas no terminaron con una cantidad considerable para una buena producción de racimo ni para el desarrollo de retoños. Esta poca producción se debió al ataque de la Sigatoka negra. A pesar que la cantidad de hojas para la producción del racimo no era necesaria para efectos del experimento, ya que no se cosecharía el mismo, se recomienda que tengan de nueve a once hojas al emerger el racimo. Sin embargo las hojas eran necesarias para el crecimiento de los retoños

ya que le proveen nutrición para su desarrollo. Las plantas tratadas con 2,4-D a 100 mg L^{-1} , TIBA a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$ y glifosato a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$ produjeron un promedio de 5.56, 5.56 y 5.44 hojas, respectivamente (tabla 14). Respecto a la circunferencia del pseudotallo de la planta madre el único tratamiento significativo lo fue 2,4-D a 100 mg L^{-1} (63.03 cm) (tabla 14). Este tratamiento fue significativo con el mayor número de hojas y mayor circunferencia. A pesar de esto ningunos de los tratamientos significativos produjeron el mayor número de retoños. Las plantas tratadas con 2,4-D junto a TIBA ambos a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$ y TIBA a 100 mg L^{-1} fueron los tratamientos que estimularon a las plantas a producir la mayor cantidad de retoños. Estas produjeron 4.44 y 4.89 hojas con una circunferencia del pseudotallo de 54.47 y 62.08 cm, respectivamente (tabla 14). Estos resultados no coinciden con los postulados por Green (1978).

Las plantas que menor número de hojas y circunferencia del pseudotallo presentaron los fueron las tratadas con 2,4-D a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$ y glifosato junto a TIBA ambos a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$. Estas plantas produjeron 3.94 y 3.39 hojas con circunferencia del pseudotallo de 49.39 y 46.39 cm, respectivamente. Estos dos tratamientos no estimularon a las plantas a producir cantidades considerables de retoños y fueron los dos tratamientos que menor producción obtuvieron. El tratamiento de 2,4-D a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$ fue el más fitotóxico para la planta. Estos resultados si coinciden con los postulados por Green (1978).

Tabla 14. Promedio de hojas y circunferencia del retoño madre

Nº Trat. ¹	Tratamiento mg L ⁻¹	Nº Hojas	Circ. (cm) ²
1	Glifosato 10	5.28 ab	58.53 abcd
2	Glifosato 100	4.67 abc	50.86 def
3	Glifosato 1,000	5.44 a	57.06 abcde
4	2,4-D 10	5.28 ab	54.42 bcde
5	2,4-D 100	5.56 a	63.03 a
6	2,4-D 1,000	3.94 bc	49.49 ef
7	TIBA 10	4.61 abc	57.08 abcde
8	TIBA 100	4.89 ab	62.08 ab
9	TIBA 1,000	5.56 a	58.64 abcd
10	Glifosato + 2,4-D 10	4.11 abc	54.15 cdef
11	Glifosato + 2,4-D 100	4.50 abc	54.19 bcdef
12	Glifosato + 2,4-D 1,000	4.78 abc	59.67 abc
13	Glifosato + TIBA 10	4.39 abc	52.94 cdef
14	Glifosato + TIBA 100	4.22 abc	56.47 abcde
15	Glifosato + TIBA 1,000	3.39 c	46.39 f
16	2,4-D + TIBA 10	5.39 ab	53.03 cdef
17	2,4-D + TIBA 100	4.22 abc	55.11 abcde
18	2,4-D + TIBA 1,000	4.44 abc	54.47 bcde
19	Control	4.61 abc	53.64 cdef

¹Número de Tratamiento, ²Circunferencia del corno medida en cm

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencias significativas

p > 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 1.44460 Error = 150.91 gl = 95 (hojas)

p < 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 7.92946 Error = 4546.75 gl = 95 (circunferencia)

5.1.2 Clasificación de los retoños

A los 107 días después de aplicados los tratamientos se observó que a pesar que el experimento se realizó utilizando retoños se logro estimular un gran número de yemas. Al comparar las cinco categorías: retoños pequeños, retoños de espada pequeños, retoño de espada grande, retoños de espada con hojas verdaderas y retoños de agua; para este experimento los retoños tipo espada con hojas

verdaderas (maiden) y retoños tipo agua no se contabilizaron como estimulados por los tratamientos ya que existían antes de la aplicación. Siendo el tamaño del retoño importante a la hora de realizar la siembra, el utilizar retoños tipo agua o espada que tengan el mismo tamaño no se encontrará diferencia en el rendimiento. Al preparar las semillas se le eliminaría igual cantidad de hojas lo que disminuye la cantidad de producción de hojas luego de sembradas. Con menor número de hojas menos será la cantidad de fotosintatos que tendrá el racimo para desarrollarse y menor nutrición tendrán los retoños a la hora de comenzar su desarrollo. Resultados similares fueron encontrados por Rodríguez e Irizarry (1979).

Al contabilizar las yemas pequeñas, las plantas tratadas con TIBA a 100 mg L^{-1} y las tratadas con 2,4-D a 100 mg L^{-1} presentaron la mayor producción de yemas pequeños con un promedio de 2.11 retoños en ambos tratamientos (tabla 15). Los retoños de espada pequeño y grande fueron estimulados por los tratamientos glifosato a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$ (1.11) y 2,4-D junto a TIBA ambos a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$ (1.22), respectivamente (tabla 15). Estos cuatro tratamientos fueron los que mayor producción total de retoños tuvieron, siendo significativos 2,4-D junto a TIBA ambos a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$ y TIBA a 100 mg L^{-1} .

Tabla 15. Clasificación de retoños por tratamiento luego de 107 días después de tratados

N° Trat. ²	Tratamientos mg L ⁻¹	Escala ¹		
		1 Yemas pequeñas (pepper)	2 Retoños espada pequeño	3 Retoños espada grande
		Medias		
1	Glifosato 10	0.89 ab	0.22 cd	0.56 ab
2	Glifosato 100	1.11 ab	0.67 abcd	0.56 ab
3	Glifosato 1,000	1.44 ab	1.11 a	0.78 ab
4	2,4-D 10	1.33 ab	0.78 abcd	0.33 b
5	2,4-D 100	2.11 a	0.78 abcd	0.89 ab
6	2,4-D 1,000	1.11 ab	0.11 d	0.44 b
7	TIBA 10	1.33 ab	0.78 abcd	0.89 ab
8	TIBA 100	2.11 a	0.78 abcd	0.89 ab
9	TIBA 1,000	1.44 ab	0.56 abcd	0.44 b
10	Glifosato + 2,4-D 10	1.22 ab	0.78 abcd	0.78 ab
11	Glifosato + 2,4-D 100	0.33 b	0.44 abcd	0.67 ab
12	Glifosato + 2,4-D 1,000	1.33 ab	1.00 ab	0.44 b
13	Glifosato + TIBA 10	1.22 ab	0.22 cd	0.44 b
14	Glifosato + TIBA 100	0.78 b	0.33 bcd	0.67 ab
15	Glifosato + TIBA 1,000	0.89 ab	0.22 cd	0.44 b
16	2,4-D + TIBA 10	1.11 ab	0.67 abcd	0.56 ab
17	2,4-D + TIBA 100	0.78 b	0.44 abcd	0.78 ab
18	2,4-D + TIBA 1,000	1.22 ab	0.89 abc	1.22 a
19	Control	0.56 b	0.22 cd	0.44 b

¹Escala de Clasificación, ²Número de Tratamiento
DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencias significativas
p< 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 1.26106 Error = 278.67 gl = 152 (Pepper)
p< 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 0.75290 Error = 99.33 gl = 152 (Retoño pequeño)
p> 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 0.73587 Error = 94.89 gl = 152 (Retoño grande)

5.2 Experimento # 2

5.2.1 Eliminación de la dominancia apical

Luego de 19 días después de haber aplicado los tratamientos, se observó que los resultados obtenidos en este experimento presentaron menos toxicidad que el experimento anterior. Se pudo observar un aumento de retoños en todos los tratamientos. Se adjudica esta respuesta a la utilización de concentraciones menos fitotóxicas, por tal razón, la muerte de los retoños fue menor. También podemos agregar que las plantas utilizadas eran plantillas y no retoños, obteniendo mayor cantidad de estos.

Al igual que en el primer experimento, los tratamientos estimularon la producción de retoños hasta la cuarta fecha de toma de datos. Para esta fecha se obtuvo un promedio de 6.86 retoños (tabla 16). La primera fecha presentó la menor producción y la segunda y tercera no presentaron diferencia. Esto comprueba que mientras más tiempo pasó mayor estimulación hubo de parte de los tratamientos.

Tabla 16. Producción total de retoños en las cuatro tomas de datos

Fecha¹	Medias
1 (19 DDT ²)	3.63 c
2 (35 DDT ²)	4.97 b
3 (43 DDT ²)	5.36 b
4 (54 DDT ²)	6.86 a

¹Fecha de toma de datos

²Días Después del Tratamiento

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa

p < 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 1.0547 Error = 3.809582 gl = 94

Luego de 19 días después de haber aplicado los tratamientos no se encontró diferencia significativa (tabla 17). Según demuestran los datos aún para este periodo ninguno de los reguladores de crecimiento de planta habían causado efecto estimulador ni síntomas de toxicidad a las plantas tratadas.

Tabla 17. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados al suelo en la estimulación de retoños de plátano a los 19 días después de tratados

Fecha 1				
Nº Tratamiento	Tratamiento	mg L⁻¹	Medias	
1	Glifosato	100	3.41 a	
2	Glifosato	1,000	2.83 a	
3	Glifosato	2,000	4.00 a	
4	2,4-D	100	5.08 a	
5	2,4-D	50	4.66 a	
6	TIBA	10	3.41 a	
7	TIBA	100	3.16 a	
8	TIBA	1,000	3.15 a	
9	Control		2.91 a	

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa
 $p > 0.05$ Alfa = 0.05 DMS = 3.6075 Error = 4.34375 gl = 16

Al continuar observando las plantas, no fue hasta 35 días después de haber aplicado los tratamientos que se notó una diferencia en estimulación. Para este tiempo el tratamiento de 2,4-D a 100 mg L⁻¹ estimuló a las plantas tratadas a producir un promedio de 8.00 retoños presentando diferencia significativa al compararlo con el control (4.25) (tabla 18). Esta respuesta fue igual a los 43 y a los 54 días después de aplicados los tratamientos. Para estas fechas 2,4-D a 100 mg

L⁻¹ presentó un promedio de 8.75 y 11.08 retoños, respectivamente (tabla 19 y 20).

Resultados similares fueron obtenidos por Clark y Kern (1943).

Tabla 18. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados al suelo en la estimulación de retoños de plátano a los 35 días después de tratados

Fecha 2			
Nº Tratamiento	Tratamiento	mg L⁻¹	Medias
1	Glifosato	100	4.50 ab
2	Glifosato	1,000	4.33 b
3	Glifosato	2,000	4.83 ab
4	2,4-D	100	8.00 a
5	2,4-D	50	6.25 ab
6	TIBA	10	3.75 b
7	TIBA	100	4.41 ab
8	TIBA	1,000	4.41 b
9	Control		4.25 b

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa
 p>0.05 Alfa = 0.05 DMS = 3.6075 Error = 4.34375 gl = 16

Tabla 19. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados al suelo en la estimulación de retoños de plátano a los 43 días después de tratados

Fecha 3			
Nº Tratamiento	Tratamiento	mg L⁻¹	Medias
1	Glifosato	100	4.91 ab
2	Glifosato	1,000	4.16 b
3	Glifosato	2,000	5.16 ab
4	2,4-D	100	8.75 a
5	2,4-D	50	6.58 ab
6	TIBA	10	3.83 b
7	TIBA	100	4.83 ab
8	TIBA	1,000	5.33 ab
9	Control		4.66 ab

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa
 p>0.05 Alfa = 0.05 DMS = 4.1749 Error = 5.817708 gl = 16

Tabla 20. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados al suelo en la estimulación de retoños de plátano a los 54 días después de tratados

Fecha 4			
Número Tratamiento	Tratamiento	mg L⁻¹	Medias
1	Glifosato	100	6.41 ab
2	Glifosato	1,000	5.00 b
3	Glifosato	2,000	6.25 ab
4	2,4-D	100	11.08 a
5	2,4-D	50	8.33 ab
6	TIBA	10	5.50 b
7	TIBA	100	6.08 ab
8	TIBA	1,000	6.33 ab
9	Control		6.25 ab

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa
 $p > 0.05$ Alfa = 0.05 DMS = 5.1852 Error = 8.973958 gl = 16

Las plantas tratadas con 2,4-D a 100 mg L⁻¹ continuaron presentando diferencia significativa al ser comparado con el control (tabla 21). Las plantas tratadas con el regulador estimularon un promedio de 8.22 retoños. Sus retoños presentaron una base ancha, sin síntomas de toxicidad (figura 8). A pesar que el tratamiento con mayor producción de retoños lo fue una auxina, se puede esperar una respuesta ya que se ha encontrado que los niveles de esta hormona no disminuyen al decapitar la planta sino que se ha observado lo contrario (Morris, 1977; Gocal, 1991). Tampoco hay mucha evidencia que las auxinas se transporten hasta dentro de las yemas (Morris, 1977). Se sabe que ésta altera los niveles de otras hormonas, activando su acción y la de mensajeros secundarios. Una de estas hormonas pueden ser las citoquininas, las cuales son controladas por las auxinas y pueden entrar a las yemas estimulando su crecimiento. Además de la citoquinina, las auxinas también tienen efecto en la biosíntesis de giberelinas y

viceversa (Davies, 2004). No solo las auxinas son necesarias para el alargamiento celular también tienen que estar presentes las giberelinas y los brasinoesteroides. Estas dos hormonas controlan el alargamiento celular de los tallos por lo tanto deben de estar presentes para que las células respondan a las auxinas (Davies, 2004).

Podemos observar que el 2,4-D es utilizado en propagaciones *in vitro* y otros tipos de propagaciones para aumentar la proliferación. Muchos estudios se han hecho con variedades de plátano y guineo que han logrado resultados con este regulador. En estos trabajos se han utilizado concentraciones como 1.10 mg L⁻¹ (Morais, 2001), 1.20 mg L⁻¹ (Bieberach, 1995), 1.11 mg L⁻¹ (López et al., 2004), 4 mg L⁻¹ (Bieberach, 1995; Buitrago et al., 2005). A pesar que las concentraciones no son las mismas utilizadas en éste trabajo el tamaño del material de propagación era mayor por lo tanto podía resistir concentraciones mayores.

Tabla 21. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados al suelo en la estimulación de retoños de plátano

Nº Trat.	Tratamiento	mg L ⁻¹	Medias
1	Glifosato	100	4.81 c
2	Glifosato	1,000	4.20 c
3	Glifosato	2,000	5.06 bc
4	2,4-D	100	8.22 a
5	2,4-D	50	6.45 b
6	TIBA	10	4.12 c
7	TIBA	100	4.62 c
8	TIBA	1,000	4.83 c
9	Control		4.52 c

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa
 p < 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 1.5821 Error = 3.809582 gl = 94

Al igual que en el primer experimento se esperaba que las plantas con mayor cantidad de hojas y circunferencia del pseudotallo obtuvieran mayor producción de retoños. Las plantas tratadas con TIBA a 10 mg L⁻¹ fueron las plantas que mayor número de hojas produjeron con un promedio de 10.67 hojas (tabla 22). El promedio de hojas fue mayor que en el primer experimento ya que el ataque de la Sigatoka negra fue mucho menor. Esta cantidad de hojas es más favorable que la obtenida en el primer experimento para el crecimiento de racimo, ya que se obtuvo de nueve a once hojas lo cual es la cantidad recomendada que tenga la planta al emerger el racimo. A pesar que el racimo no era un dato parte de la investigación, se lograron observar los mismos y alcanzaron un buen desarrollo. Por otro lado, al analizar los resultados de la circunferencia del pseudotallo de las plantas madres ninguna de las plantas tratadas presento diferencia significativa (tabla 22).

Tabla 22. Promedio de número de hojas y circunferencia de la planta madre

N Trat. ¹	Tratamiento (mg L ⁻¹)	Nº Hojas	Circ. (cm) ²
1	Glifosato 100	9.17 b	53.79 a
2	Glifosato 1,000	9.88 ab	52.21 a
3	Glifosato 2,000	9.63 ab	52.00 a
4	2,4-D 100	9.63 ab	52.79 a
5	2,4-D 50	9.63 ab	48.96 a
6	TIBA 10	10.67 a	55.29 a
7	TIBA 100	10.29 ab	52.83 a
8	TIBA 1,000	9.46 ab	47.08 a
9	Control	10.21 ab	54.29 a

¹Número de Tratamiento, ²Diámetro del corno medida en cm

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa

p > 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 1.33935 Error = 59.70 gl = 45 (Hojas)

p > 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 17.01687 Error = 9636.73 gl = 45 (Circunferencia)

Al extraer los retoños del suelo se observó que los tratamientos habían tenido algún efecto en éstos, ya que al eliminar sus raíces se pudo observar la estimulación de sus propios retoños. Esto ocurrió en las plantas tratadas con 2,4-D a 100 mg L^{-1} y TIBA a 10 mg L^{-1} (figura 9 y 10). Ésto reafirma que los retoños sí tienen conexión vascular con la planta madre. Por medio de éstas conexiones las soluciones se translocarían de la planta madre a la yema estimulando el desarrollo de sus propias yemas. Éste resultado es significativo ya que podemos aumentar la propagación con la estimulación de más retoños.

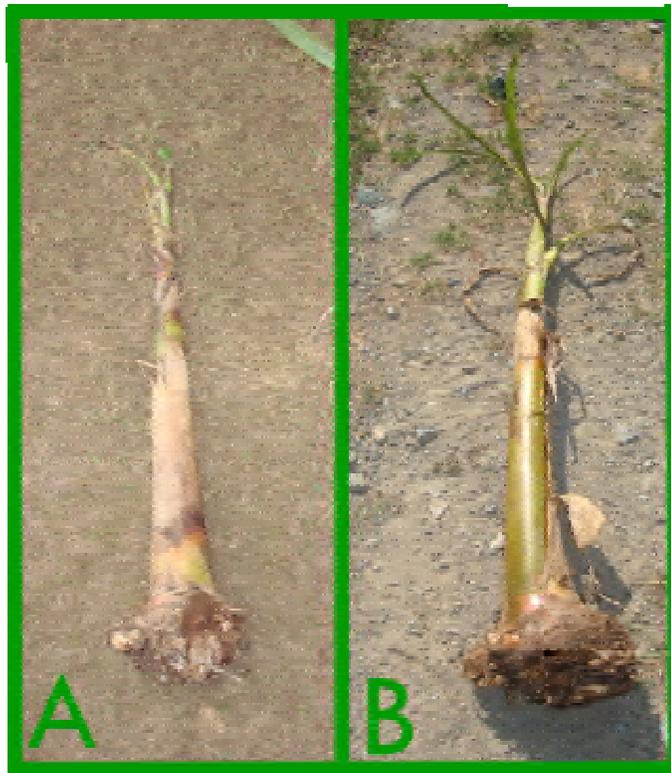


Figura 8. Remoción de retoños luego de 103 días después de tratados.
Letra A: Control; Letra B: tratamiento de 2,4-D a 100 mg L^{-1} . Los retoños presentan un cormo más ancho que el control, un beneficio para las próximas siembras.

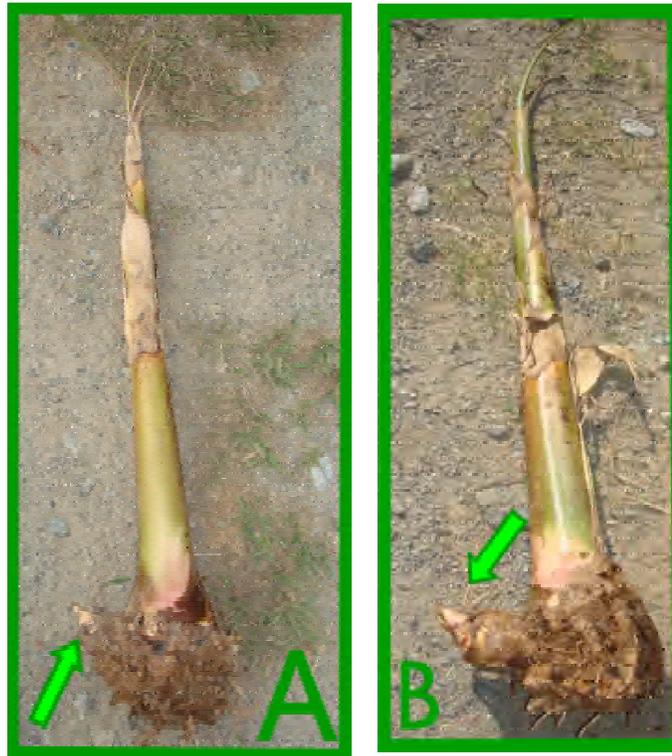


Figura 9. Remoción de retoños luego de 157 días después de tratados. Letra A: tratamiento de 2,4-D 100 mg L⁻¹; B: tratamiento de TIBA 100 mg L⁻¹. Las flechas indican la estimulación de sus propias yemas.



Figura 10. Brotación de yemas en retoños estimulados. Letra B: tratamiento de TIBA 100 mg L⁻¹. La flecha nos indica una yema con buen desarrollo la cual ya se observaba desde la superficie del suelo.

5.2.2 Clasificación de los retoños

Luego de 147 días de haber aplicado los tratamientos los retoños fueron clasificados. En esta ocasión, sólo se clasificaron hasta los retoños de espada con hojas verdaderas (maiden) ya que no se obtuvo retoños de agua. El no tener retoños de agua fue un resultado positivo ya que todos los retoños estimulados podían ser utilizados para la propagación. Al tener mayor cantidad de yemas pequeñas ("pepper"), podemos concluir que mientras más tiempo pasaba, la dominancia sobre las yemas era menor y aumentaba su estimulación. Para esta clasificación, las plantas tratadas con 2,4-D a 100 mg L^{-1} , produjeron un promedio de 9.50 retoños, estimulando la mayor cantidad de yemas entre todos los tratamientos (tabla 23). En adición a las yemas pequeñas también estimularon el mayor desarrollo de retoños de espada con hojas verdaderas. Este tratamiento estimuló un promedio de 1.73 retoños y fue el mismo que resulto significativo al analizar toda la toma de datos (tabla 21).

Para la clasificación de retoños de espada pequeños las plantas tratadas con 2,4-D a 50 mg L^{-1} y glifosato a $2,000 \text{ mg L}^{-1}$ produjeron un promedio de 1.75 retoños para ambos tratamientos. La mayor producción de retoños de espada grande fue estimulada por las plantas tratadas con TIBA a 10 mg L^{-1} con una producción de 1.17 retoños (tabla 23).

Tabla 23. Clasificación de retoños por tratamiento a los 147 días después de tratados

		Escala ¹			
		1	2	3	4
		yemas pequeñas (Pepper)	Retoños espada pequeños	Retoño espada grandes	Retoños espada con hojas verdaderas (Maiden)
Nº Tratam²	Tratamientos (mg L⁻¹)	Medias			
1	Glifosato 100	5.25 b	0.75 ab	0.08 b	1.67 a
2	Glifosato 1,000	4.08 b	0.45 b	0.08 b	1.42 abc
3	Glifosato 2,000	3.33 b	1.75 a	0.58 ab	0.75 bc
4	2,4-D 100	9.00 a	1.42 ab	0.50 ab	1.73 ab
5	2,4-D 50	5.08 b	1.75 a	0.67 ab	0.58 c
6	TIBA 10	2.58 b	1.17 ab	1.17 a	1.08 abc
7	TIBA 100	5.42 b	1.00 ab	0.25 b	1.00 abc
8	TIBA 1,000	4.83 b	1.17 ab	0.50 ab	1.25 abc
9	Control	4.92 b	0.75 ab	0.33 b	1.00 abc

¹ Escala de clasificación de retoños

² Número de tratamiento

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa

p < 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 3.21677 Error = 1561.17 gl = 99 (Pepper)

p < 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 1.11678 Error = 188.17 gl = 99 (Espada pequeño)

p > 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 0.69082 Error = 72.00 gl = 99 (Espada grande)

p > 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 0.84933 Error = 108.83 gl = 99 (Maiden)

5.3 Experimento # 3

5.3.1 Eliminación de la dominancia apical

La aplicación en éste experimento se realizó al pseudotallo por medio de una asperjadora cubriendo todo el pseudotallo de la planta. Al aplicar los tratamientos, luego de siete días después de tratadas las plantas, se observó que el grado de toxicidad causado por éstos fue menos que en los experimentos anteriores. Al igual que en el segundo experimento se obtuvo un mayor número de retoños al haber utilizado plantilla.

La comparación de las fechas de tomas de datos nos indica que la cuarta fecha fue la que presentó diferencia significativa (7.11) (tabla 24). Por medio de estos resultados, ya que presentaron un incremento en producción de retoños, podemos concluir que los tratamientos estimularon las plantas madres a producir yemas por todo el transcurso del tiempo.

Tabla 24. Producción total de retoños en las cuatro tomas de datos

Fecha	Medias
1 (7 DDT ²)	3.36 d
2 (18 DDT ²)	4.42 c
3 (31 DDT ²)	5.57 b
4 (42 DDT ²)	7.11 a

Fecha de toma de datos

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa

p < 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 0.8932 Error = 2.732306 gl = 94

Al pasar siete días después de aplicados los tratamientos el único en presentar estimulación en las plantas lo fue 2,4-D a 50 mg L⁻¹ (4.91) presentando diferencia significativa (tabla 25). Luego de 18 días siguió siendo el único en continuar estimulando las plantas y presentar diferencia significativa con relación al control (tabla 26). Para esta fecha las plantas tratadas con 2,4-D a 100 mg L⁻¹ presentaron síntomas de toxicidad. Ésta se le atribuye a la acumulación de la solución en la base del pseudotallo por el método de aplicación. Se observó el quebrantamiento de la epidermis en dicha área. No sólo las hojas más externas presentaron este quebrantamiento sino que también las internas fueron afectadas. Adicional a este síntoma se observó una necrosis en el área afectada. También ocurrió la caída de retoños, los cuales no se recuperaron (figura 11). Los retoños recién estimulados no aumentaron en grosor y alguno de ellos mostró rompimiento de la epidermis.

Tabla 25. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados foliar en la estimulación de retoños de plátano a los siete días después de tratados

Fecha 1			
Número	Tratamiento	mg L-1	Medias
1	Glifosato	100	4.50 ab
2	Glifosato	1,000	3.00 ab
3	Glifosato	2,000	3.08 ab
4	2,4-D	100	3.50 ab
5	2,4-D	50	4.91 a
6	TIBA	10	2.08 b
7	TIBA	100	3.08 ab
8	TIBA	1,000	3.91 ab
9	Control		2.16 b

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa)

Letras diferentes indican diferencia significativa

p<0.05 Alfa = 0.05 DMS = 2.5056 Error = 2.095486 gl = 16

Tabla 26. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados foliar en la estimulación de retoños de plátano a los 18 días después de tratados

Fecha 2			
Número Tratamiento	Tratamiento	mg L ⁻¹	Medias
1	Glifosato	100	4.83 abcd
2	Glifosato	1,000	3.66 abcd
3	Glifosato	2,000	3.50 bcd
4	2,4-D	100	5.66 abc
5	2,4-D	50	6.75 a
6	TIBA	10	2.41 d
7	TIBA	100	4.16 abcd
8	TIBA	1,000	6.00 ab
9	Control		2.83 cd

DMS = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa

p < 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 3.1377 Error = 3.286169 gl = 16

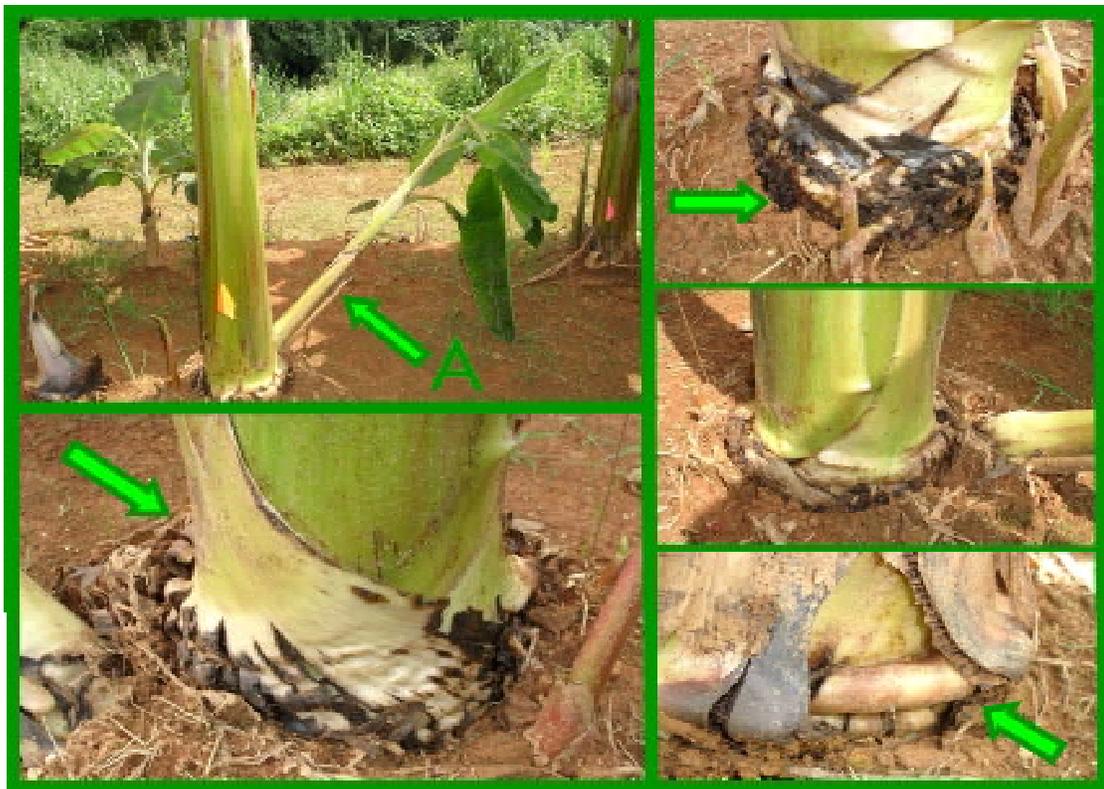


Figura 11. Síntomas fitotóxicos de 2,4-D a 100 mg L⁻¹. La figura A presenta el volcamiento del retoño al acumularse la solución en la base del pseudotallo. Las flechas de las demás figuras indican el quebrantamiento de las hojas del pseudotallo.

Las plantas tratadas con 2,4-D a 50 mg L⁻¹ produjeron un promedio de 8.66 retoños luego de 31 días de haber sido tratadas (tabla 27). A los 42 días las plantas tratadas con 2,4-D a 50 mg L⁻¹ y TIBA a 1,000 mg L⁻¹ presentaron un promedio de 10.16 retoños en ambos tratamientos (tabla 28) siendo significativos al ser comparados con el control. Whang (1948) concluyo resultados similares a los de 2,4-D.

Tabla 27. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados foliar en la estimulación de retoños de plátano a los 31 días después de tratados

Fecha 3			
Número Tratamiento	Tratamiento	mg L⁻¹	Medias
1	Glifosato	100	6.50 abcd
2	Glifosato	1,000	3.91 d
3	Glifosato	2,000	3.58 d
4	2,4-D	100	7.83 ab
5	2,4-D	50	8.66 a
6	TIBA	10	3.58 d
7	TIBA	100	5.08 bcd
8	TIBA	1,000	7.41 abc
9	Control		4.50 cd

DMS = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa
 p < 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 3.1514 Error = 3.314815 gl = 16

Las plantas tratadas con 2,4-D 50 mg L⁻¹ obtuvieron un promedio de 7.62 retoños (tabla 29). Los retoños que presentaba tamaño para ser extraídos para la propagación no presentaron síntomas de toxicidad al tratamiento. Estos eran retoños saludables, vigorosos, de tamaño recomendable y con un cormo ancho (figura 12). Al igual que en el experimento dos, las plantas tratadas con 2,4-D se mantuvieron como el tratamiento significativo durante toda la toma de datos.

Tabla 28. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados foliar en la estimulación de retoños de plátano a los 42 días después de tratados

Fecha 4			
Número Tratamiento	Tratamiento	Mg L⁻¹	Medias
1	Glifosato	100	8.16 abc
2	Glifosato	1,000	4.58 d
3	Glifosato	2,000	4.08 d
4	2,4-D	100	9.25 ab
5	2,4-D	50	10.16 a
6	TIBA	10	5.16 cd
7	TIBA	100	6.41 bcd
8	TIBA	1,000	10.16 a
9	Control		6.00 bcd

DMS = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa
 p < 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 3.332 Error = 3.75729 gl = 16

Tabla 29. Efecto de reguladores de crecimiento de plantas aplicados foliar en la estimulación de retoños de plátano

Número Tratamiento	Tratamiento	mg L⁻¹	Medias
1	Glifosato	100	6.00 bc
2	Glifosato	1,000	3.79 bcde
3	Glifosato	2,000	3.56 bcde
4	2,4-D	100	6.56 ab
5	2,4-D	50	7.62 a
6	TIBA	10	3.31 e
7	TIBA	100	4.68 bcd
8	TIBA	1,000	6.87 ab
9	Control		3.87 bcde

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa
 p < 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 1.3399 Error = 2.732306 gl = 94

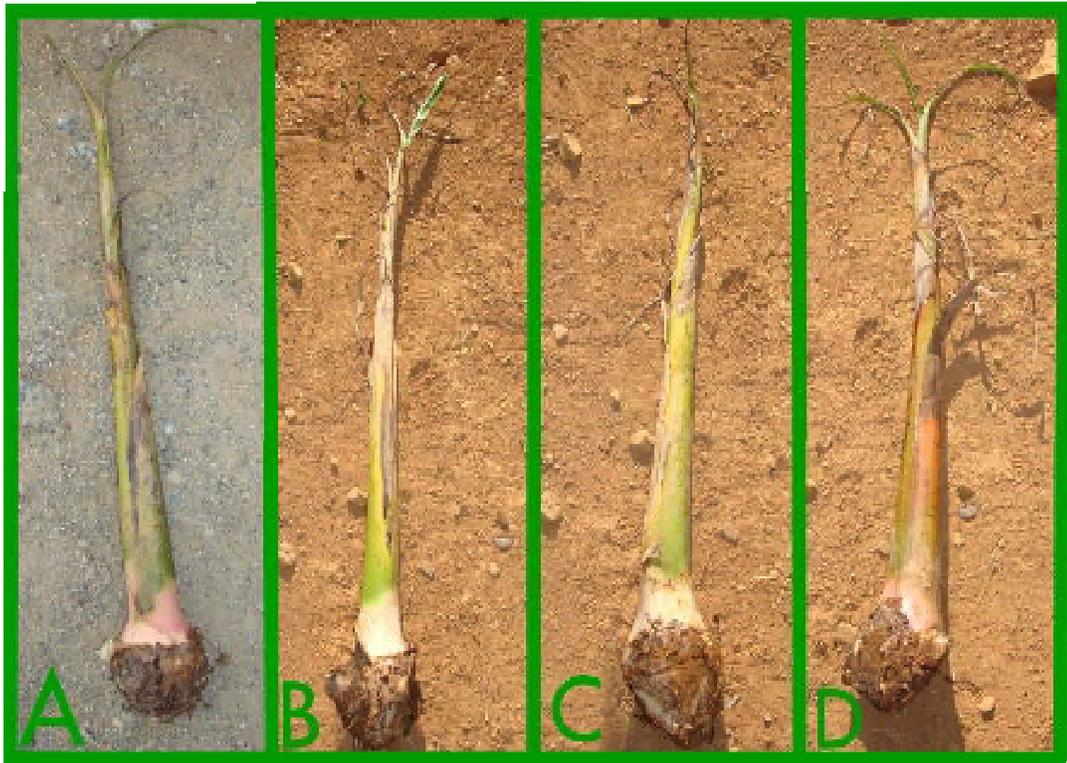


Figura 12. Remoción de retoños luego de 126 días después de tratados. Letra A: Control; Letra B,C,D: retoños de la estimulación del tratamiento de 2,4-D 50 mg L⁻¹. Los retoños presentan características deseables para la siembra.

El desarrollo de las hojas de la planta madre reflejaron resultados similares al experimento dos. Hubo un mayor desarrollo de hojas que en el primer experimento lo que beneficia a la planta en el desarrollo del racimo. Las plantas tratadas con TIBA a 1,000 mg L⁻¹ produjeron un promedio de 9.38 hojas (tabla 30). Al igual que en el experimento dos no hubo diferencia significativa en la circunferencia del pseudotallo de las plantas tratadas (tabla 22). Similar a los experimentos anteriores el tratamiento que estimuló el mayor desarrollo de retoños no fueron los tratamientos que presentaron mayor desarrollo de hojas ni circunferencia del pseudotallo de la planta madre.

Tabla 30. Promedio de número de hojas y circunferencia de la planta madre

N° Trat. ¹	Tratamiento (mg L ⁻¹)	N° Hojas	Circ. (cm) ²
1	Glifosato 100	8.88 ab	58.75 a
2	Glifosato 1,000	7.92 bc	52.79 a
3	Glifosato 2,000	7.21 c	49.46 a
4	2,4-D 100	8.96 ab	51.29 a
5	2,4-D 50	8.88 ab	50.92 a
6	TIBA 10	8.08 abc	53.25 a
7	TIBA 100	8.46 abc	51.38 a
8	TIBA 1,000	9.38 a	55.04 a
9	Control	8.58 ab	53.46 a

¹Numero de Tratamiento

²Circunferencia del Cormo medida en cm

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa

p> 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 1.32088 Error = 58.06 gl = 45 (Hojas)

p> 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 14.78502 Error = 7274.69 gl = 45 (Circunferencia)

Al realizar la extracción de los retoños, se observó que éstos comenzaban a tener crecimiento de sus propias yemas (figura 13 y 14). Este resultado también fue observado en el experimento dos. Quedó demostrado que los tratamientos estimulan el crecimiento de las yemas en retoños. También se observó la liberación de más yemas del cormo de la planta madre al emerger el racimo. Al liberar los retoños de toda la dominancia, en aquellas yemas que no fueron estimuladas por los tratamientos, la cantidad de retoños aumentó después de emerger el racimo. Por tal razón, al clasificar los retoños se observó un mayor número de retoños pequeños.



Figura 13. Remoción de retoños luego de 150 días después de tratados. Letra A: Control; Letra B: Retoños de la estimulación del tratamiento de glifosato 2,000 mg L⁻¹.



Figura 14. Hijos de retoños. La flecha nos indica algunos de los retoños que habían comenzado a crecer. Se pueden observar cinco retoños.

5.3.2 Clasificación de los retoños

Luego de 126 días después de aplicados los tratamientos se clasificaron los retoños. Al igual que en el experimento dos no hubo producción de retoños de tipo agua y la mayor producción lo fue de retoños pequeños. Para esta clasificación y para las yemas pequeñas y retoños de espada pequeños, las plantas tratadas con TIBA a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$ produjeron un promedio de 7.33 y 1.92 retoños, respectivamente (tabla 31). En las clasificaciones de retoños de espada grandes las plantas tratadas con 2,4-D a 50 mg L^{-1} estimularon un promedio de 0.92 pero no presento diferencia significativa al ser comparado con el control (0.17). En la clasificación de retoños de espada grande con hojas verdaderas en tratamiento de 2,4-D a 50 mg L^{-1} estimulo un promedio de 1.27 retoños resultando en el tratamiento significativo (tabla 31). Al analizar todos los datos, éste tratamiento se mantuvo presentando diferencia significativa estimulando la mayor producción de retoños.

Tabla 31. Clasificación de retoños por tratamiento a los 126 días después de tratados

		Escala ¹			
		1	2	3	4
		Yemas pequeñas (Pepper)	Retoños espada pequeños	Retoños espada grandes	Retoños con hojas verdaderas (Maiden)
Nº	Tratamiento	Medias			
1	Glifosato 100	5.58 ab	1.25 ab	0.83 ab	0.75 ab
2	Glifosato 1,000	2.58 d	0.83 ab	0.25 bc	0.50 b
3	Glifosato 2,000	2.42 d	1.08 ab	0.25 bc	0.50 b
4	2,4-D 100	4.17 bcd	1.50 ab	0.67 abc	0.92 ab
5	2,4-D 50	5.50 abc	1.25 ab	0.92 a	1.17 a
6	TIBA 10	3.25 cd	0.50 b	0.50 abc	0.50 b
7	TIBA 100	4.17 bcd	0.92 ab	0.25 bc	0.67 ab
8	TIBA 1,000	7.33 a	1.92 a	0.42 abc	1.00 ab
9	Control	5.42 abc	0.50 b	0.17 a	0.75 ab

¹ Escala de clasificación de retoños

² Número de retoños estimulados

DMS Fisher = (Diferencia Mínima Significativa) Letras diferentes indican diferencia significativa

p < 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 2.31552 Error = 808.92 gl = 99 (Pepper)

p < 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 1.17393 Error = 207.92 gl = 99 (Espada pequeño)

p > 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 0.61779 Error = 57.58 gl = 99 (Espada grande)

p > 0.05 Alfa = 0.05 DMS = 0.62402 Error = 58.75 gl = 99 (Maiden)

5.4 Brotación de los retoños

Los plátanos no tienen crecimiento horizontal como ocurre en los verdaderos rizomas, pero como los hijuelos crecen primero horizontalmente, se cree que hay crecimiento horizontal (Salas, 2007). Para comprobar este postulado, se extrajo una planta junto a todos sus retoños. Ésta fue extraída por medio de un “coa”, se le eliminó el suelo y las raíces que rodeaba a los retoños. Luego se examinó la forma en que los retoños brotaban del corno de la planta madre (figura 15).

Pudimos comprobar que las yemas presentan primero un crecimiento horizontal y luego crecen de forma vertical saliendo a la superficie del suelo. Aunque prolifere una yema y luego emerja otra en medio de la planta madre y el retoño existente, ésta también brota del cormo de la planta madre. Se pensaba que estas yemas podían brotar de este retoño, pero, según las plantas extraídas la brotación en este caso no fue de esta manera. Todas las plantas extraídas presentaron los mismos patrones de brotación (figura 16).



Figura 15. Remoción de la planta madre y de retoños por medio de una “coa”. La planta removida pertenecía al tratamiento de 2,4-D 100 mg L⁻¹.

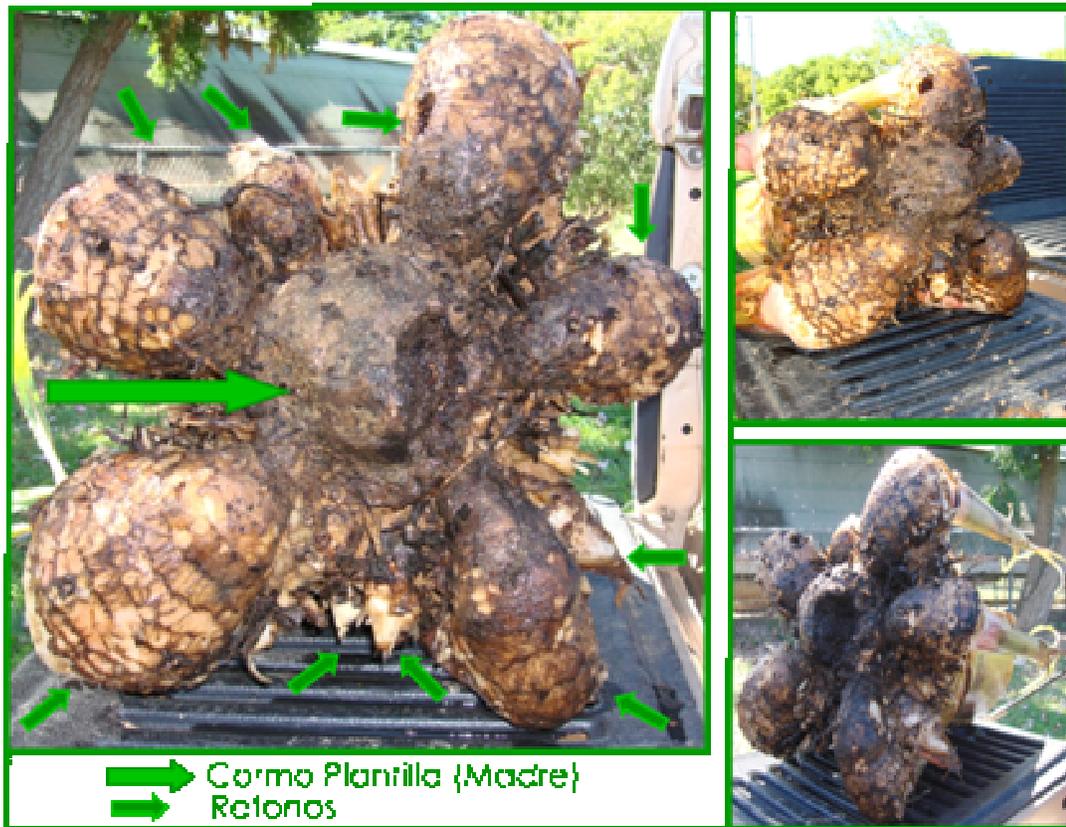


Figura 16. Morfología de la brotación de retoños. Se observaron un promedio de 16 yemas de diferentes tamaños. La flecha grande señala el cormo de la planta madre. Las flechas pequeñas señalan los retoños y yemas en crecimiento.

5.5 Observaciones en el campo

Durante el experimento se observaron otras plantas de plátano que se encontraban sembradas en otros lugares y donde su control de malezas se llevaba a cabo por medio de los herbicidas glifosato y 2,4-D. Como curiosidad se mantuvo la observación de estas plantas a ver que síntomas presentaban al tener algún tipo de contacto con los herbicidas. Pudimos notar que los retoños que tuvieron contacto con la solución del herbicida presentaron un sobre crecimiento en la base

del pseudotallo (figura 17). La epidermis de éste presentaba una textura áspera y necrótica, como si el tejido fuese viejo. También pudimos observar que la base era más ancha, lo cual se puede deber al efecto del 2,4-D.

Otra curiosidad observada lo fue la presencia de diez retoños en una planta madre la cual presentaba un pseudotallo de gran circunferencia. El acareo del regulador al utilizarlos para eliminar malezas ocasionó que las yemas perdieran su dominancia apical. Baur et al. (1977) han realizado trabajos con éste regulador donde también han logrado eliminar la dominancia apical.

Una peculiaridad observada también en los resultados de ésta investigación fue que todos los retoños presentaban el mismo tamaño (figura 18). Estos síntomas de latencia fueron observados en los experimentos al tratar las plantas con glifosato. Al tener noción sobre cual era el herbicida con el cual realizaban el control de malezas pudimos concluir que no solo la aplicación directa a la planta le ocasiona esta latencia sino que el acareo que pueda tener el herbicida también le causa la misma respuesta.



Figura 17. Efecto observado de aplicaciones de glifosato y 2,4-D realizadas para el control de malezas. A estos retoños se le observó una corteza vieja y un ensanchamiento en la base del corno del retoño.



Figura 18. Efecto de glifosato aplicado como herbicida para el control de malezas. El acarreo del herbicida ocasionó que este liberara las yemas de la dominancia apical y al igual que los resultados obtenidos en los experimentos mantuvo las yemas estimuladas en latencia. La figura muestra alrededor de 10 retoños estimulados.

5.6 Respuestas a aplicaciones de Giberelinas (GA_3) para el aumento de frutos de plátano.

En trabajos realizados por Salas y Nieves (2007) en el cual se le realizó una aplicación de giberelina a $5,000 \text{ mg L}^{-1}$ a la planta de plátano cuando comenzaba a emerger el racimo, se observó que al aplicar esta concentración al suelo también afectaban el crecimiento del retoño. Al tener contacto con los retoños, se observaron síntomas de alargamiento del pseudotallo (figura 19). Los retoños de estas plantas tuvieron un crecimiento acelerado manteniendo una apariencia fina, aumentando la distancia entre las hojas escamas y alcanzando una altura de hasta

los seis pies sin desarrollar hojas verdaderas (figura 20). Estos retoños no parecen ser viables para la siembra ya que permanecen en latencia. Al ser sembrados éstos, no comienzan su crecimiento normal. Al realizarle un corte al pseudotallo la respuesta de esta planta es comenzar un nuevo desarrollo del pseudotallo, repuesta que no fue observada en ellos. Aparentemente este regulador de crecimiento de plantas aumenta el alargamiento de las vainas de las hojas pero mantienen en latencia al cormo, ya que no presentan desarrollo de hojas nuevas. Eso no es beneficioso ya que este retoño se tardaría más en sus procesos de crecimiento.

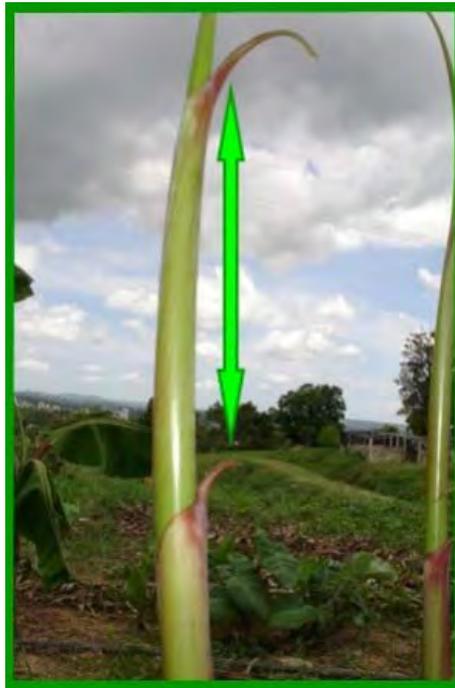


Figura 19. Efectos de aplicación de Giberelina a $5,000 \text{ mg L}^{-1}$. Los retoños presentaron un crecimiento acelerado. La flecha nos indica el alargamiento de los entrenudos de las hojas.



Figura 20. Alargamiento del pseudotallo mediante aplicaciones de GA₃. Retoños alargados por la aplicación de 5,000 mg L⁻¹ de GA₃.

5.7 Comparación de métodos de propagación

Al comparar el método del cape creado por Green (1978) con la aplicación de reguladores de crecimiento de plantas, podemos llegar a diferentes conclusiones. Primero, el instrumento diseñado por Green no es el utilizado por los agricultores ya que se necesita tener mucha práctica para poder eliminar el meristemo apical (figura 21). Si el agricultor utilizara la barrena, la lesión causada a la planta es menor que la ocasionada por la “coa”.

El método de Green y la utilización de una “coa” presentan ser métodos no prácticas por que puede resultar en una forma de propagar enfermedades, ya que con el mismo instrumento se le realiza la operación a todas las plantas sin tener

ninguna precaución fitosanitaria. Adicional al problema fitosanitario, muchas de las veces que se realiza este proceso puede ser no efectivo. El no tener seguridad del lugar donde se encuentre el meristemo, no podemos asegurarnos si al realizar el corte atrofiamos el meristemo. Si no lo atrofiamos, en uno de los casi cuatro golpes que se le realizan por medio de la coa al cormo de la plantas, este vuelve a brotar ocasionando el crecimiento de una nueva planta la cual emerge por la herida realizada (figura 22). Algunas veces éste nuevo brote se cae nuevamente y tampoco se logra atrofiar el meristemo. El agricultor pierde tiempo y dinero al estar realizando este proceso cada vez que necesite semilla o que no funcione el primer cape.

Este daño mecánico que se le está ocasionando a la planta madre presenta una mayor incidencia de retoños tipo agua los cuales no se recomiendan para la propagación del cultivo (figura 23). La causa de que este tipo de retoño sea el que se estimule a crecer es el daño ocasionado a ese cormo madre. El realizarle algún daño a la planta madre no es favorecido ya que se ha demostrado que mientras más alto sea el pseudotallo de la planta madre más vigorosos serán los retoños (Daniells y O'Farrell, 1987; Blomme y Tenkuano, 2000).

Por tal razón, el uso de reguladores de crecimiento de plantas como 2,4-D a concentraciones menores de 100 mg L^{-1} es un método alternativo para maximizar la producción de semillas de plátano. La aplicación del regulador maximiza el trabajo del agricultor y al mismo tiempo evitar la propagación de las enfermedades, el deterioro de la plantilla y la probabilidad de obtener retoños tipo agua. Una variable

muy importante en este proceso es que el agricultor no pierda la producción del racimo al no atrofiar el meristemo de la planta. Por medio de este método el agricultor tendría mayor producción de semillas y su racimo para la venta.



Figura 21. Removedor de ápice utilizado por Green (1978) para capar las plantas.



Figura 22. Cape. Se realiza por medio de una “coa”, el procedimiento no es igual al método de Green. No se pudo atrofiar el meristemo y volvió a brotar.



Figura 23. Producción de hijos de agua. El realizar el cape aumenta la producción de retoños de agua. La planta presentó más de siete retoños de agua.

6 Conclusiones

1. Las concentraciones más efectivas al hacer las aplicaciones al suelo lo fueron TIBA 100 mg L^{-1} y la combinación de 2,4-D junto a TIBA, ambos a $1,000 \text{ mg L}^{-1}$ en el predio de retoño y 2,4-D a 100 mg L^{-1} en plantilla.
2. El tratamiento más efectivo en las aplicaciones foliares lo fue el 2,4-D a 50 mg L^{-1} .
3. Concentraciones mayores de 100 mg L^{-1} de 2,4-D ocasionan toxicidad a las plantas, en ocasiones muy severas y es inevitable la muerte de los retoños.
4. A pesar que el herbicida glifosato promueve la producción de retoños, éstos permanecen en latencia por más tiempo que en las plantas no tratadas.
5. Por medio de estos tratamientos obtenemos un mayor número de “semillas”.
6. Además de la mayor producción de semilla lo más importante es que se logra cosechar el racimo.
7. El daño mecánico realizado por la introducción de la “coa” al pseudotallo de la planta en el proceso del cape ocasiona un aumento en la producción de hijos de agua. Esta lesión aumenta la posibilidad de que plagas y enfermedades, tales como el picudo negro y algunos virus, facilitan su entrada al sistema de la planta.

7 Recomendaciones

Aun con todas las investigaciones realizadas sobre la dominancia apical es un mecanismo que tiene muchas interrogantes. En el caso del plátano nos perjudica ya que la planta madre mantenga dominancia sobre los retoños hasta que ésta emerja el racimo. Al tener interés en esta rama y realizar estas investigaciones puedo recomendar mediante las observaciones y datos obtenidos de que es recomendable:

1. Utilizar aplicaciones de 2,4-D menores de 100 mg L⁻¹ para aumentar la estimulación de brotación de retoños por planta.
2. Hacer investigaciones sobre el efecto de más de una aplicación a las plantas de los reguladores de crecimiento de plantas.
3. Utilizar otros reguladores de crecimiento de plantas como citoquininas y etileno.
4. Tomar en cuenta el tipo de suelo y su fertilidad.
5. La siembra debe tener sistema de riego en todas las etapas de su crecimiento.
6. Realización de un buen plan de abonamiento.
7. No provocarle ningún daño mecánico a la planta que la estimule a producir retoños de agua.

8 Literatura Citada.

1. Ahmed, K.Z., S. Remy, L. Sági y R. Swennen. 2004. In Vitro Germination of Musa Balbisiana embryos. Acorbat 2004. Mexico. pp.48.
2. Asen, S. y C. L. Hamner. 1953. Effect of Growth-Regulating Compound on Development of Basal Shoot of Greenhouse Roses. Bot. Gaz. Vol.115 pp.8-89.
3. Ashton, F.M., A.S. Crafts. 1973. Mode of Action of Herbicide. John Wiley & Sons, Inc. pp.266-288.
4. Barker W.G., F.C. Steward. 1962. Growth and Development of the Banana Plants. Annals of Botany. Vol. 26 N^o.103 pp.389-410.
5. Basail Pérez, M., R. Gómez Kosky, V. Medero Vega, M. Torres Delgado, E. Otero Gálvez, M. Cabrera Jova, A. Santos Pino, J. López Torres, M. García García, A. Rayas Cabrera, Y. Beovides García, A. Espinosa Cuellar, E. Paz Chávez. 2006. Metodología para la Multiplicación del Cultivar Híbrido FHIA – 21 (AAAB) en Sistemas de Inmersión Temporal. Acorbat 2006 Brasil pp.513-522.
6. Baur, J.R., R.W. Bovey y J.A. Veech. 1977. Growth Responses in Sorghum and Wheat Induced by Glyphosate. Weed Sci. Vol.25 pp.238-240.
7. Baur, J. R. 1979. Effect of Glyphosate on Auxin Transport in Corn and Cotton Tissue. Pl. Physiol. Vol.63 pp.882-886.
8. Bieberach C.Y. 1995. Somatic Embryogenesis and Plant Regeneration in Musa Cultivars. MS C Thesis. CATIE, Turrialba, Costa Rica.

9. Blomme, G. 2006. The Interdependence of Root and Shoot Development in Banana (*Musa spp.*) Under Field Condition and the Influence of Different Biophysical Factor on this Relationship. InfoMusa 2006. Vol.15 N°.1-2 pp. 43-44.
10. Blomme, G., A. Tenkouano. 2003. Shoot and Root Growth of Attached and Independent Suckers in Banana. MusAfrica. Vol.15 pp. 5-7.
11. Blomme, G., A. Tenkouano and R. Swennen. 2001. Influence of Leaf Removal on Shoot and Root Growth in Banana (*Musa spp.*). Infomusa. Vol.10 N°.2 pp.10-13.
12. Bohlen, J. y H.G. Applegate. 1961. The Effects of Injecting 2,3,5-triiodobenzoic acid into *Kalanchoe diagremonitana*.
13. Buitrago, S., C. Hernández, E. Rodríguez, M. Vélez. 2005. Evaluación In Vitro de la Acción del Ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D) y el Thiadiazuron (TDZ) en la Producción de Callos Embriogénicos en el Plátano Variedad Dominico (AAB) Fase I. Rev. Col. Cienc. Pec. Vol.18(4) pp.342.
14. Biju, S., S. Kurien y N. Mohanakumaran. 1997. The Changes in the Growing point of Red Banana During Various Physiological Phases. Infomusa 1997. Vol.6 N°.2 pp.19-21.
15. Calderón M.J., M.A. Quintana, A. López, M.C. Hermosin y J. Cornejo. 2005. Estudios Preliminares sobre el Comportamiento del Herbicida Glifosato en Dos Suelos de Extremadura. Estudios de la Zona No Saturada del Suelo. Vol. 7.

16. Cardona, C. 1980. El Efecto de Algunos Reguladores de Crecimiento en el Control de la Dominancia Apical en Quimbombo (*Abelmoschus esculentus L. Moench*). Tesis M.S. Universidad de Puerto Rico, Mayagüez, P.R.
17. Carl Leopold A. 1963. Auxin and Plant Growth. Edición de Ciencia y Técnica. Instituto del Libro 19 No. 1002, Vedado, La Habana.
18. Cejas, I., I. Capote, M. Escalona, C. Noceda, R. Rodríguez, M.J. Cañal, J. Sandoval y P. Debergh. 2004. Protocolos para la Proliferación de Plátano (*Musa AAB*) Clon CEMSA ¾ en Biorreactores de Inmersión Temporal. Acorbat 2004. Mexico. pp.187.
19. Clark, H. E., Kerns, K. R. 1943. Effect of Growth-Regulating Substances on Parthenocarpic Fruit. Bot. Gaz. Vol.104 pp.639-644.
20. Cline, M. G. 1991. Apical Dominance, The Botanical Review. Vol.57 N°.4 pp.318-347.
21. Cline, M.G. 1994. The Role of Hormones in Apical Dominance. New Approches to an Old Problem in Plant Development, Physiologia Plantarum. Vol.90 pp.230-237.
22. Cline, M.G. 1996. Exogenous Auxin Effects on Lateral Bud Outgrowth in Decapited Shoot. Annals of Botany. Vol.78 pp.255-266.
23. Cline, M.G., S.P. Chatfield y O. Layser. 2001. NAA Restores Apical Dominance in the *axr3-1* Mutant of *Arabidopsis thaliana*. Annals of Botany. Vol.87 pp.61-65.
24. Cortés, M. (2007, Noviembre 21). Comunicación por Mensaje Electrónico.

25. Cronauer S.S. y A.D. Krikorian. 1984. Multiplication of Musa from Exiced Stem Tips. *Annals of Botany*. Vol.53 pp.321-328.
26. Cronauer S.S. y A.D. Krikorian. 1984. Rapid Multiplication of Bananas and Plantain by in Vitro Shoot Tip Culture. *HortScience*. Vol.19(2) pp.234-235.
27. Cronauer S.S. y A.D. Krikorian. 1985. Reinitiation of Vegetative Growth from Aseptically Cultured Terminal Floral Apex of Banana. *American Journal of Botany*. Vol.72 N°72 pp.1598-1601.
28. Croxdale J.G. 1976. Hormones and Apical Dominance in the Fern *Davillia*. *Journal of Experimental Botany*. Vol. 27 N°. 99 pp.801-815.
29. Daniells, J. W. y O'Farrell, P.J. 1987. Effect of Cutting Height of the Parent Pseudostem on Yield and Time of Production of the Following Sucker in Banana. *Scientia Horticulturae*. Vol. 31 pp.89-94.
30. Daquinta, M., Y. Lezcano, M. Escalona y R. Santos. 2001. In Vitro Multiplication of FHIA-18 Plantain in the Presence of Paclobutrazol. *Infomusa*. Vol.10 N°.2 pp.22-24.
31. Davies, P.J., Maxwell, B.B., Kieber, J.J., Roef, L., Van Onckelen, H y Sakakibara, H., 2004. *Plant Hormones, Biosintesis, Signal Transduction, Action*,. Kluwer Academic Publisher. pp.36-62, 204-220.
32. De Loyola C., L. Lopes y M. Quoirin, 2004. Use of the Bacterium *Rhodococcus fascians* for Optimization of Back Wattle Shoot Formation. *Scientia Agraria*. Vol.5 N°.1-2 pp. 49-53.

33. Elhory, M.A., M.A. Aziz, A.A. Rashid y A.G. Yunus. 2004. Mass Production of plantlets from Scalps of cv. Tanduk (AAB). Acorbat 2004. Mexico. pp.58.
34. Fisher, J. 1978. Leaf-opposed Buds in *Musa*. Their Development and a Comparison with allied Monocotyledons. American J. Bot. Vol.65 pp.784-791.
35. García Aguila, L., B. Pérez Mederos, Z. Sarría Hernández, y J. Clavero García. 2002. Option for In Vitro Propagation of the Banana Hybrid Cultivar FHIS – 20. Infomusa. The International Magazine of Banana and Plantain. Vol.11 N°.1pp.35-38.
36. Gocal G.F.W., R. P. Pharis, E.C. Yeung y D. Pearce. 1991. Changes after Decapitation in Concentration of Indole-3-Acetic Acid in the Larger Axillary Bud of *Phaseolus vulgaris* L. cv Tender Green. Plant Physiol. Vol. 95 pp.344-350.
37. Gómez, R., T. Gilliard, L.A. Barranco y M. Reyes. 2000. Somatic Embriogenesis in Liquid Media. Maturation and Enhancement of Germination of the Hibrid Cultivar FHIA-18 (AAAB). Infomusa. The International Magazine of Banana and Plantain.Vol.9 N°.1 pp.12-16.
38. Green, J.J. 1978. Efecto de la Remoción del Ápice Central en Plantas con Diferentes Números de Hojas y Tamaño de Cormo en el Desarrollo y Multiplicación del Plátano (*Musa acuminata x balbisiana*). Tesis M.S. Universidad de Puerto Rico, Mayagüez, P.R.
39. GÜbbÜk, H. y M. Pekmezci. 2004. *In Vitro* Propagation of Some New Bannana Types (*Musa spp.*). Turk J. Agric. Vol.28 pp.355-361.

40. Irizarry, H., E. Rivera, J.A. Rodríguez y J.J. Green. 1978. Effect of Planting Pattern and population density on Yield and Quality of the Horn-Type Maricongo Plantain (*Musa acuminata* x *Musa balbisiana* AAB) in North-Central Puerto Rico. The Journal of Agriculture of University of Puerto Rico. Vol.62 N^o.3 pp.214-223.
41. Irizarry, H., J. Rodriguez García y N. Díaz. 1985. Selection and Evaluation of High Yielding Horntype Plantain Clones in Puerto Rico: An Explanation of their Behavior. J. Agric. Univ. Puerto Rico. Vol.69 pp.407-420.
42. Irizarry H., E. Rivera y J. Rodríguez. 1988. Nutrient Uptaken and Dry Matter Composition in the Plant Crop and First Ratoon of the Grand Nain Banana Grown on an Ultisol. J. Agric. Univ. P.R. Vol.72 N^o.3 pp.337-351.
43. Irizarry, H., E. Rivera, A.D. Krikorian y J.A. Rodrigrez. 1991. Proper Bunch Management of the French-type Superplantain (*Musa acuminata* x *balbisiana*, AAB) in Puerto Rico. J. Agric. Univ. Puerto Rico. Vol.75 N^o.2 pp.163-171.
44. Ito A., H. Hayama, Y. Kashimura y H. Yoshioka. 2001. Effect of Maleic Hydrazide on Endogenous Cytokinin Contents in Lateral Buds, and its Possible Role in Flower Bud Formation on the Japanese Pear Shoot. Scientia Horticulturae. Vol.87 pp.199-205.
45. Jalil, M., S.S. Mohd Said, A.A. Harirah, N. Khalid y R.Y. Othman. 2004. Regeneration of *Musa spp.* From Male Inflorescences. International Congress on Musa: Harnessing Research to Improve Livelihoods Penang Malaysia. Inibap 2004 pp.55.

46. Jeyakumar, P., N. Kumar y K. Soorianathasundaram. 2004. Morphological and Physiological Responses of Ratoon Crop of Banana cv. Dwarf Cavendish (AAA) to Bioreactors. *Acorbat 2004. Brasil.* pp.230-231.
47. Jiménez Terry, F.A., D. Ramírez Aguilar y D. Agramonte Peñalver. 2004. Use of Biobras-6 in Micropropagation of FHIA – 21. *Infomusa. The International Magazine of Banana and Plantain.* Vol.12 N°.1 pp. 4-6.
48. King, L. 1966. *Weeds of the World: Biology and Control.* Interscience, New York.
49. Koning, Ross E. 1994 Home Page for Ross Koning. *Plant Physiology Information Website.* <http://plantphys.info/index.html> (3-18-2007).
50. Krikorian A.D., H. Irizarry, S.S. Conauer y E. Rivera. 1993. Clonal Fidelity and Variation in Plantain (Musa ABB) Regenerated from Vegetative Stem and Floral Axis Tips In Vitro. *Annals of Botany.* Vol.71 pp.519-535.
51. Krikorian, A.D., H. Irizarry, R. Goenaga, M.E. Scout y B.E.L. Lockhart. 1999. Stability in Plant and Bunch Traits of a French-type Dwarf Plantain Micropropagated from the Floral axis Tip and Five Lateral Corm Tips of a Single Mother Plant: Good News on the Tissue Culture and Bad News on the Banana Streak Virus. *Scientia Horticulturae.* Vol. 81 pp.159-177.
52. Kufimfutu, B. y Mapanda. 2000. Corm Decortication Method for the Multiplication of Banana. *Infomusa. The International Magazine of Banana and Plantain.* Vol.9 N°.2 pp.26-27.

53. Lee, T.T. y T. Dumas. 1983. Effect of Glyphosate on Ethylene Production in Tobacco Callus. *Plant Physiol.* Vol.72 pp. 855-857.
54. Liu, L., J. Rodríguez García y N. Semidey Laracuenta. 1981. Glyphosate for Weed Control in Plantain. *J. Agric. Univ. Puerto Rico.* Vol. 65 N^o.4 pp.317-325.
55. López, J., R. Gómez, N. Montano, A. Rayas, M. Cabrera, A. Santos, D. Reinaldo, R. Trujillo, J. Ventura y H. Toledo. 2004. Nuevo Método para el Establecimiento de Suspensiones Celulares Embriogénicas en Plátano Vianda (AAB). *Acorbat 2004. Mexico.* pp.185.
56. Lym, R.G. 2000. Leafy spurge (*Euphorbia ésula*) Control with Glyphosate plus 2,4-D. *Journal of Range Management.* Vol.53(1) pp. 68-72.
57. Maclsaac, S.A., R.N. Paul y M.D. Devine. 1991. A Scanning Electron Microscope Study of Glyphosate Deposits in Relation to Foliar Uptake. *Pesticide Science.* Vol.31 pp. 53-64.
58. Manssur, D., 2001. Propagación masiva in situ del híbrido del plátano FHIA – 20 utilizando benzilaminopurina. *INFOMUSA La Revista Internacional Sobre Banano y Plátano.* Vol.10 N^o.1 pp.3-4.
59. Matsumoto, K. y A.K.C. Brandao. 2002. Comparación de los Sistemas de Inmersión Temporales y Permanentes para el Cultivo *in vitro* de los Banano. *Infomusa. La Revista Internacional Sobre Banano y Plátano.* Vol.11 N^o.2 pp.36-37.
60. Matsumoto, K. y A. Kaizer. 2006. Comparación de los Sistema de Inmersión Temporal y Permanente para el Cultivo *In Vitro* de los Bananos. *Infomusa La Revista Internacional Sobre Banano y Plátano.* Vol.11 N^o.2 pp.36-37.

61. Maxwell, B.D., M.E. Foley y P.K. Fay. 1987. The Influence of Glyphosate in Bud Dormancy in Leafy Spurge (*Euphorbia esula*). Weed Science. Vol. 35 pp.6-10.
62. Morais, L.S., S. de O. Silva y J.A. Santos Serejo. 2004. Inducción de Callos en *Musa spp.* y el Establecimiento de Células Embriogénicas en Suspensión. Acorbat 2004. Mexico. pp. 186.
63. Morris, D.A. 1977. Transport of exogenous auxin in two-branched dwarf pea seedlings (*Pisum sativum* L.) Planta Vol.136 pp.91-96.
64. Nava, C., E. Villarreal y R. Villalobos. 1998. Comportamiento de Plántulas del Clon de Plátano Harton (*Musa* AAB) en el Sur del Lago de Maracaibo. Rev. Fac. Agron. (LUZ). Vol.15 pp.1-10.
65. Nieves, Y. 2007. Desarrollo de Frutas de Plátanos Mediante el Uso de Biorreguladores y Fertilizantes. Tesis M. S. Universidad de Puerto Rico. Mayagüez, P.R.
66. Nivia, E. 2001. Las Fumigaciones Aéreas Sobre Cultivos Ilícitos si son Peligrosas. Algunas aproximaciones. Universidad de California Davis, 17-19 de Mayo 2001.
67. Ortiz R. y J.H. Crouch. 1997. The Efficiency of Natural and Artificial Pollinator in Plantain (*Musa spp.* AAB group) Hybridization and Seed Production. Annals of Botany. Vol.80 pp.693-695.
68. Pedroso, R., D. Garcia Silveira, S. de Oliveira e Silva. 2001. Concentraciones de BAP en la Eficiencia de Micropropagación de Bananos Tetraploides (Grupo AAAB). Scientia Agrícola. Vol.58 N^o.1 pp.73-78.

69. Pérez, M.H. y V. Vázquez. 2004. Efecto de la Dosis de Bencil Aminopurina sobre la Multiplicación In Vitro de Plátano 'Dominico' (*Musa AAB*). Acorbat 2004. Mexico. pp. 188.
70. Peterson, D.E., C.R. Thompson, D.L. Regehr, K. Al-Khatib. 2001. Herbicide Mode of Action. Kansas State University.
71. Phillips, I.D.J. 1975. Apical Dominance. Ann. Rev. Plant Physiol. Vol.26 pp.341-367.
72. Pokorny, R. 1941. Some Chlorophenoxyacetic Acids. J. Am. Chem. Soc. Vol.63 pp.1768.
73. Priyono. 2001. Micropropagation of Banana (*Musa paradisiaca*) Through Cormlet Initiation by *In Vitro* Culture of Apical Meristem Slices. Jurnal ILMU DASAR. Vol.2 N^o.1 pp.41-48.
74. Rodríguez, J.A. y H. Irizarry. 1979. Effect of Planting Material on Yield and Quality of two Plantain Cultivars (*Musa acuminata* x *Musa balbisiana* AAB). The Journal of Agriculture of University of Puerto Rico. Vol.63 N^o. 3 pp.351-365.
75. Rodríguez, C., G. Cayón y J. J. Mira. 2006. Influencia del Pseudotallo de la Planta Madre Cosechada Sobre el Crecimiento y Producción del Hijo de Sucesión en Banano (*Musa AAA* Simmonds). Agronomía Colombiana. Vol.24(2) pp.274-279.
76. Salas, S. 1982. Estudio Sobre el Efecto de Dosis Subletales de Glifosato y Dalapón en el Crecimiento de Plantas de Café (*Coffea arabica* var. *Bourbon*). Tesis M. S. Universidad de Puerto Rico. Mayagüez, P.R.

77. Salas, S. 2007. Fisiología y Producción de Cultivos Farináceos en Puerto Rico: Plátano, Guineo, Ñame, Yautía, Malanga, Batata, Yuca y Apio. 1era ed. Puerto Rico: Imprenta, 2007.
78. Scott, T.K., D.B. Case, W.P. Jacobson. 1967. Auxin – Gibberellin Interaction in Apical Dominance. *Plant Physiol.* Vol.42 pp.1329-1333.
79. Suzuki, T. 1990. Apical Dominance in Mulberry (*Morus alba*): Effects of Position of Lateral and Accessory Buds and Leaves. *Physiol. Plant*, Vol.78 pp.468-474.
80. Taiz, L. y E. Zeiger. 2006. *Plant Physiology*. 4ta ed. Sinauer Associates Inc., Publishers, Sunderland. pp.223-259.
81. Tezena du Montcel H. 1985. *Le Bananier Plantain*. Malsonneuve & Larose. Paris. pp.143.
82. Tripathi, L., J.N. Tripathi, R.T. Oso, J.d'A. Hughes y P. Keese. 2003. Regeneration and Transient Gene Expression of *Musa* spp. with Diverse Genomic Constitution and Ploidy Levels. *Trop. Agric. (Trinidad)*. Vol.80 N°.3 pp.182-187.
83. Uma S., M.S. Saraswathi, M. Manickavasagam y S. Sathiamoorthy. 2004. Regeneration of Shoot from Floral Explants. *Acorbat 2004*. Mexico. pp 50.
84. Vuylsteke, D. y De Langhe, E. 1985. Feasibility of in vitro propagation of bananas and plantain. *Tropical Agriculture (Trinidad)* Vol. 62 N°. 4 pp.323-328.
85. Vuylsteke, D. 1989. Shoot-tip Culture for the Propagation, Conservation and Distribution of *Musa* Germoplasm. International Institute of tropical Agriculture, Ibadan, Nigeria. pp.82

86. Walmsley, D. y I.T. Twyford. 1968. The Translocation of Phosphorus within a Stool of Robusta Banana. *Trop. Agriculture, Trin.*, Vol.45 N^o.3 pp.229-233.
87. Wardlaw, C. W. 1957. On the Organization and Reactivity of the Shoot Apex in Vascular Plants. *Am. J.Bot.* Vol.44 pp.176-185.
88. Whang, W. Y. 1948. Para-Chlorophenoxyacetic Acid to Increase Slip Production. *Pineapple Res. Inst. Seminar*, May 7.
89. Went F.W., K.V. Thimann. 1937. *Phytohormones* 1ra ed. The Macmillian Company New York pp.9, 42.
90. WSSA. 2002. *Herbicide Handbook*. Weed Society of America. Lawrence, KS. pp.111-115, 231-234.
91. Zaffari, G.R., L. E. Pereira Peres, F. Adami Tcacenco y G. Barbante Kerbauy. 2002. Indole-3-Acetic Acid Metabolism in Normal and Dwarf Micropropagated Banana Plants (*Musa spp.* AAA). *Braz. J. Plant Physiol.* Vol.14 N^o.3 Londrina. pp.211-217.
92. Zappi, E. y Salas, S. 1990. TIBA and Nitrogen Incorporation, Senescence and Yield in a Symbiotically Grown Vining Dry Bean (*Phaseolus vulgaris L.*) genotype. pp.311-318.
93. Zimdahl, R.L.1999. *Fundamental of Weed Science*. 2ed. Academic Press. pp.271-295.
94. Zimmerman, P.W. and A.E. Hitchcock. 1942. Substituted Phenoxy and Benzoic Acid Growth Substances and the Relation of Structure to Physiologically Activity. *Contrib. Boyce Thompson Inst.* Vol.12 pp.321-343.

