



Agronomía Mesoamericana
ISSN: 1021-7444
pccmca@cariari.ucr.ac.cr
Universidad de Costa Rica
Costa Rica

Cedeño-García, Galo; Soplín-Villacorta, Hugo; Helfgott-Lerner, Solomón; Cedeño-García, George; Sotomayor-Herrera, Ignacio
APLICACIÓN DE BIORREGULADORES PARA LA MACRO-PROPAGACIÓN DEL BANANO CV. WILLIAMS EN CÁMARA TÉRMICA
Agronomía Mesoamericana, vol. 27, núm. 2, 2016, pp. 397-408
Universidad de Costa Rica
Alajuela, Costa Rica

Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=43745945017>

- Cómo citar el artículo
- Número completo
- Más información del artículo
- Página de la revista en redalyc.org

COMUNICACIÓN CORTA

APLICACIÓN DE BIORREGULADORES PARA LA MACRO-PROPAGACIÓN DEL BANANO CV. WILLIAMS EN CÁMARA TÉRMICA¹

Galo Cedeño-García², Hugo Soplín-Villacorta³, Solomón Helfgott-Lerner³, George Cedeño-García⁴,
Ignacio Sotomayor-Herrera⁵

RESUMEN

Aplicación de biorreguladores para la macro-propagación del banano cv. Williams en cámara térmica.
El objetivo de este trabajo fue evaluar la respuesta prolífica de cormos de banano cv. Williams a la aplicación de 6-bencilaminopurina (6-BAP) y un bioestimulante a base de extracto de algas, en condiciones de cámara térmica. En la granja experimental “La Teodomira” de la Universidad Técnica de Manabí, Ecuador, se realizó una investigación desde noviembre del 2013 a abril del 2014. Los tratamientos fueron 6-bencilaminopurina (6-BAP) en concentraciones de 0, 20, 40 y 80 mg/l, y un bioestimulante a base de extractos de algas en dosis de 0, 20, 40 y 80 ml/cormo. La bencilaminopurina fue aplicada en el cormo, y el bioestimulante fue aplicado en *drench*. El diseño utilizado fue bloques completos al azar con tratamiento factorial A x B, donde los factores fueron 6-BAP y el bioestimulante, los tratamientos, fueron replicados cuatro veces, para un total de 64 unidades experimentales. Se detectaron diferencias significativas ($p \leq 0.0001$) para el factor 6-BAP, donde la mayor tasa de multiplicación fue alcanzada con la concentración de 40 mg/l con 47,28 plántulas/cormo. No hubo diferencias significativas ($p \geq 0.9167$) para el bioestimulante, ni para la interacción 6-BAP x bioestimulante ($p \geq 0.3789$). Se evidenció la formación de tejido calloso a partir de los brotes de primera generación (R1). Con la concentración de 80 mg/l de 6-BAP, se observó la presencia de plántulas anormales, en mayor proporción en las que provenían de tejido calloso.

Palabras clave: musáceas, citocininas, organogénesis *in vivo*.

ABSTRACT

Application of bioregulators for banana cv. Williams macro-propagation under thermal chamber.
The objective of this research was to evaluate the prolific response of corms of banana cv. Williams to the application of 6-Benzylaminopurine (6-BAP) and a biostimulant based on algae extract, under thermal chamber conditions. The trial was carried out from November 2013 to April 2014 at “La Teodomira” experimental farm of the Technical University of Manabí in Ecuador. The treatments were 6-benzylaminopurine (6-BAP) at concentrations of 0, 20, 40, and 80 mg/l, and a biostimulant based on algae extract at doses of 0, 20, 40, and 80 ml/corm. Benzylaminopurine was applied in the corm and the biostimulant was applied in *drench*. The design used was a randomized complete block with A x B factorial treatment where 6-BAP and the biostimulant were the factors; the treatments were replicated four times, for a total of 64 experimental units. Significant differences ($p \leq 0.0001$) were detected for 6-BAP factor where the higher multiplication rate was obtained at the concentration of 40 mg/l with 47.28 plantlets/corm. There were no significant differences ($p \geq 0.9167$) neither for the biostimulant nor for the 6-BAP x biostimulant interaction ($p \geq 0.3789$). Callus tissue formation was evident from first generation (R1) sprouts. At the concentration of 80 mg/l of 6-BAP, the presence of abnormal plantlets, especially coming from callus tissue, was observed.

Keywords: musaceae, cytokinins, *in vivo* organogenesis.

¹ Recibido: 25 de junio, 2015. Aceptado: 9 de setiembre, 2015. Parte del trabajo de graduación del primer autor para optar el grado de Magíster Scientiae en Producción Agrícola. Universidad Nacional Agraria La Molina. Campus La Molina, Lima, Perú.

² Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí – Manuel Félix López (ESPM-MFL), Carrera de Agrícola. Calceta, Ecuador. alex.musaespm@gmail.com

³ Universidad Nacional Agraria La Molina, Departamento de Fitotecnia, Lima, Perú. Apartado 12-056. husovi@lamolina.edu.pe, shelfgott@lamolina.edu.pe

⁴ Universidad Técnica de Manabí, Departamento de Agronomía. Portoviejo, Ecuador. Apartado 82. gacedeno@utm.edu.ec

⁵ Universidad Técnica Estatal de Quevedo (UTEQ), Facultad de Ciencias Agrarias. Quevedo, Ecuador. i.sotomayor@uteq.edu.ec



© 2016 Agronomía Mesoamericana es desarrollada en la Universidad de Costa Rica y se encuentra licenciada con Creative Commons Reconocimiento-NoComercial-SinObraDerivada 3.0 Costa Rica. Para más información escribanos a pccmca@ucr.ac.cr

INTRODUCCIÓN

Ecuador es el principal exportador mundial de banano (*Musa AAA Simmonds.*), con un área de cultivo cercana a las 220 000 ha, las cuales representan el 10% de la superficie agrícola del país. Alrededor de 55 000 has están en manos de pequeños productores con plantaciones menores a 30 ha y recursos económicos limitados (PRO ECUADOR, 2013). En los últimos diez años, se ha registrado un incremento del 20% de nuevas áreas de cultivo, así como la renovación de plantaciones, que demandan un abastecimiento constante de material de siembra de calidad, requisito indispensables para el éxito de una nueva plantación (Soto, 2006; Armijos, 2008).

El material de siembra más utilizado en banano es el proveniente de cultivo de tejidos, que garantiza mayor sanidad, homogeneidad, vigor, precocidad y altos rendimientos. Sin embargo, el uso de vitroplantas supone un alto costo que limita la adquisición por pequeños productores con reducidas áreas de cultivo y escasos recursos (Njukwe et al., 2007; Hanumantharaya et al., 2009; Mugo et al., 2013). La obtención de material de siembra vía regeneración natural, no es la mejor opción para establecer nuevas plantaciones, dada la influencia negativa de plagas y patógenos que se trasmiten por medio de este, lo que reduce su calidad, y repercute en el posterior desempeño del cultivo, mermando significativamente el rendimiento y la rentabilidad que conlleva al desaliento del productor (Soto, 2006; Ngo-Samnick, 2011).

Una limitante de la regeneración natural en banano, es la escasa disponibilidad del material de siembra y las bajas tasas de multiplicación, debido a la dominancia hormonal que ejerce la planta madre sobre los hijuelos, inhibiendo la activación y desarrollo de yemas laterales (Soto, 2008; Singh et al., 2011). La obtención de plántulas de banano a través de la técnica de macro-propagación es una alternativa a la falta de recursos económicos para la adquisición de vitroplantas y una respuesta a la limitante que representa el uso de plantas provenientes de la regeneración natural (trasmisión de plagas y bajas tasas de multiplicación) por lo que se considera una técnica intermedia entre regeneración natural y micro-propagación (Njau et al., 2011b).

Trabajos recientes donde se comparó el potencial productivo en campo de diferentes materiales de siembra, demuestran que para el establecimiento de

banano para exportación es preferible el uso de vitroplantas, sin embargo, para el mercado local o incluso para exportación cuando haya limitación de acceder a vitroplantas, el uso de hijuelos de agua es una alternativa, pues han demostrado buen potencial productivo siempre y cuando se tome en cuenta su estado sanitario, en especial que estén libres de nematodos (Vargas y Araya, 2010). De manera similar en plátano se demostró que el hijo de agua sería una alternativa de siembra que puede originar plantaciones homogéneas algo similares que los hijos espada (Vargas, 2015).

Los problemas fitosanitarios comúnmente transmitidos por semillas en banano son: moko (*Ralstonia solanacearum* raza 2), pudrición acuosa (*Dickeya (Erwinia) chrysanthemi*), marchitez bacteriana (*Xanthomonas campestris* pv. *musacearum*), mal de panamá (*Fusarium oxysporum* fsp. *cubense* raza tropical 4), picudo negro (*Cosmopolites sordidus*), nematodos (*Radopholus similis*, *Pratylenchus* spp., *Helicotylenchus multicinctus* y *Meloidogyne* spp.) y virus como el Banana Streak Virus (BSV), Cucumber Mosaic Virus (CMV), Banana Bunchy Top Virus (BBTV) y Banana Bract Mosaic Virus (BBrMV). Por lo tanto, la selección del material de siembra y la elección de un método apropiado de propagación, son prioritarios para el inicio del cultivo (Njukwe et al., 2007; Njau et al., 2011a, 2011b; Singh et al., 2011; Alarcón y Jiménez, 2012; Álvarez et al., 2013a).

La macro-propagación se basa en la decapitación e inhibición de la dominancia apical de cormos o fragmentos para estimular el desarrollo de yemas laterales y aumentar la tasa de multiplicación. La tecnología puede ser implementada directamente en campo (*in situ*) o en propagadores (*ex situ*) donde el uso de cámaras de crecimiento con alta temperatura (termoterapia) y humedad, garantiza una rápida brotación de yemas y limpieza del material de siembra (Singh et al., 2011; Álvarez et al., 2013b). Además, el uso de sustratos adecuados y biorreguladores ayudan a dar mejores condiciones de crecimiento y sanidad a los rizomas tratados, así como también potencializar su tasa de multiplicación (Manzur, 2001; Njukwe et al., 2007).

Las técnicas de macro-propagación en banano y plátano son diversas, donde se encuentran resultados variables, atribuidos al uso de biorreguladores y cámaras de crecimiento. Las primeras experiencias de

macro-propagación *ex situ* fueron las desarrolladas por Hamilton (1965) y Adelaja (1995), quienes reportaron hasta 150 y 800 plántulas por cormo, respectivamente, al inhibir la dominancia apical del rizoma y sus rebrotos. Técnicas similares son las reportadas por Bakelana y Mpanda (2000) y Aguilar et al. (2004), donde el uso de invernaderos, sustratos e inhibición de la dominancia apical son el factor común.

La técnica PIF (Plants issus de fragments de tiges) o plantas derivadas de fragmentos de rizoma por sus siglas en francés, es actualmente, la técnica de macro-propagación *ex situ* más difundida por centros de investigaciones a nivel mundial (CARBAB, IITA, CIAT), sobre todo en zonas productoras de África (Tomekpe et al., 2011), donde la técnica PIF permite obtener gran cantidad de plántulas en un periodo de tres a cuatro meses (Kwa, 2003; Amougou, 2012). Otra técnica muy similar a la PIF es la denominada PIBS (plants issus de bourgeons secondaires) o plantas derivadas de brotes secundarios por sus siglas en francés, la cual al igual que la PIF permite obtener gran abundancia de plántulas en un corto periodo de tiempo, aunque se ha determinado que el potencial prolífico varía con cada cultivar (Dzomeku et al., 2014). Por su parte, la aplicación de biorreguladores sintéticos como la 6-bencilaminopurina potencializa la técnica PIF al obtener mayor cantidad de plántulas tanto en invernadero como en campo (Manzur, 2001; Langford et al., 2012; Kindimba y Msogoya, 2014). De la misma forma, el biorregulador conocido como tidiazurun (TDZ) que manifiesta un efecto similar a las citocininas, se utiliza con frecuencia en la propagación *in vivo* de musáceas (Pereira et al., 2001; Msogoya y Mwakisitu, 2014).

Recientemente, el uso de cámaras térmicas ha sido sugerido como medio de limpieza del material de siembra en musáceas, donde las altas temperaturas alcanzadas (50 – 70 °C), garantizan la limpieza fitosanitaria de las semillas a través de la termoterapia (Rodríguez et al., 2013). La termoterapia es eficaz en la eliminación de virus, debido a que estos se degradan a temperaturas por debajo del umbral térmico soportado por las plantas (Lassois et al., 2013; Panattoni et al., 2013). La temperatura y humedad en el interior de la cámara térmica garantiza una semilla libre de plagas y patógenos, así como también mayor tasa de multiplicación (Álvarez et al., 2013b; Dzomeku et al., 2014).

El efecto de biorreguladores naturales en la proliferación de musáceas, ha sido demostrado en

varios trabajos *in vivo* e *in vitro*. En un trabajo donde se sumergieron cormos de plátano en una solución a base de vermicompost, se obtuvo mayor brotación y número de yemas en comparación al tratamiento testigo (Tremont et al., 2006). En otro caso, se obtuvieron tasas de multiplicación muy cercanas a las obtenidas con 6-BAP y ácido indolacético (AIA), al utilizar los bioestimulantes Bioestan y BB-6 como sustitutos de hormonas en la micro-propagación del plátano (Héctor et al., 2007). Resultados similares fueron reportados por Ohemeng (2013), al estimular yemas *in vivo* de cormos de banano tratados con agua de coco, como fuente natural de sustancias biorreguladoras. Dada la escasa información que se tiene en Ecuador acerca de técnicas de macro-propagación de musáceas en cámara térmica, el objetivo de este trabajo fue evaluar la respuesta prolífica de cormos de banano cv. Williams a la aplicación 6-bencilaminopurina y un bioestimulante a base de extractos de algas en cámara térmica.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización y características climáticas

El estudio se realizó de noviembre del 2013 a abril del 2014 en la Granja Experimental “La Teodomira” perteneciente a la Universidad Técnica de Manabí, ubicada en Lodana, provincia de Manabí, Ecuador. El área experimental se localizó a 47 msnm, en las coordenadas geográficas 01° 12' 25" S y 80° 23' 14" O, con temperatura media anual de 26 °C y precipitación media anual de 685 mm.

Material vegetal

Para el experimento se utilizaron cormos del cultivar de banano Williams perteneciente al subgrupo Cavendish.

Se seleccionaron cormos a partir de hijos espada de 1 a 1,5 m de altura, los cuales fueron extraídos de parcelas establecidas con plantas meristemáticas con antelación al ensayo, tal como lo sugieren Álvarez et al. (2013b). Posteriormente, los cormos fueron separados de su pseudotallo mediante un corte transversal y posteriormente se realizó la limpieza a través de la extracción de las vainas y corteza externa que recubre al cormo, hasta quedar completamente blancos con sus yemas expuestas, con la finalidad de remover restos

biológicos de plagas y patógenos, y de estimular una rápida brotación. Posteriormente fueron desinfectados en una solución insecticida/nematicida compuesta por oxamil (metil N'N'-dimetil-N-[(metilcarbamoil)-oxi]-1-tioxamimidato) de formulación comercial líquida a dosis de 13 ml por cada diez litros de agua, sumergiéndolos por un tiempo mínimo de veinte minutos tal como lo sugieren Díaz et al. (2007). Finalmente, el meristemo apical fue retirado con la ayuda de un cuchillo, dejando una cavidad de 4 cm de profundidad donde fueron aplicados los tratamientos con 6-BAP, según la metodología descrita por Manzur (2001).

Cámara térmica

La cámara térmica se construyó con materiales de la zona (caña guadua y madera), con dimensiones de 9 x 18 x 2,5 m de ancho, largo y alto, respectivamente, y cubierta con plástico térmico transparente de 0,6 mm de espesor, con aditivos anti-UV. Este tipo de plástico es utilizado en agricultura protegida, dada su capacidad de almacenar y retener el calor durante la noche u horas frías, puesto que reduce la pérdida de calor al tener impregnado aditivos térmicos (Serrano, 2011; Juárez et al., 2011). En el interior de la cámara se colocaron bolsas de polietileno color negro de 15 x 18 pulgadas, previamente llenadas con sustrato compuesto por suelo-arena-compost en una relación de volumen 4:3:3. Una vez aplicados los tratamientos, se sembraron los cormos a poca profundidad para que las yemas quedaran expuestas sobre el nivel del sustrato, y así facilitar la inhibición de la dominancia apical de los brotes primarios (R1).

Tratamientos y diseño experimental

Los tratamientos aplicados fueron: 6-bencilaminopurina (6-BAP) en concentraciones de 0, 20, 40 y 80 mg/l, y un bioestimulante a base de extractos de algas en dosis de 0, 20, 40 y 80 ml/cormo. El diseño utilizado fue el de bloques completos al azar con tratamiento factorial 4 x 4, donde los factores fueron 6-BAP y el bioestimulante a base de extractos de algas, con cuatro niveles cada uno. La combinación de estos factores produjo un total de dieciséis tratamientos, los cuales fueron replicados cuatro veces, con un total de 64 unidades experimentales. Cada unidad experimental fue conformada por cuatro cormos.

Aplicación de tratamientos y manejo del ensayo

Las concentraciones de 6-bencilaminopurina (6-BAP) fueron aplicadas a razón de 4 ml/cormo, en la cavidad producto de la extracción del meristemo apical. Seguidamente, los cormos fueron dejados bajo sombra fuera de la cámara térmica por veinticuatro horas, con la finalidad de que la solución hormonal se infiltrase al interior del cormo, y evitar la degradación del reactivo por alta temperatura e insolación. Pasadas las veinticuatro horas, los cormos fueron introducidos a la cámara térmica. Las dosis del bioestimulante fueron aplicadas en *drench* (alrededor del cormo), a los quince días después de la siembra en cámara térmica, cuando emergieron las primeras raíces.

Se realizaron cuatro aplicaciones del bioestimulante cada cuatro semanas, las que coincidieron con la fertilización. Finalmente, cuando los brotes de primera generación (R1) alcanzaron una altura de 25 cm, fueron decapitados y su meristemo apical fue removido para inducir la formación de callos y yemas adventicias. Se realizó un total de cuatro cosechas mensuales de plántulas a partir de los 50 días después de la siembra.

El riego se efectuó diariamente con un sistema de goteo, que consistió de cintas de riego colocadas superficialmente a lo largo de las camas formadas por los cormos, donde se instaló dos goteros por cada uno. El control de malezas se hizo manualmente. El fertilizante se adicionó cada cuatro semanas con un fertilizante compuesto soluble en dosis de 10 g/cormo, cuya composición fue 12% de N, 19% de P₂O₅, 18% de K₂O, 2,7% de MgO, 20% de SO₄, 0,02% de Mn, 0,015% de B, 0,2% de Fe y 0,02% de Zn.

Variables, registro y análisis de datos

El registro de datos para evaluar los efectos de los tratamientos, se hizo a través de las variables: días a la brotación (DB), número de brotes primarios (NR1), número de brotes primarios que formaron callo (NR1C), número de plántulas provenientes de callo (NPC), número de plántulas adventicias (NPA) y tasa de multiplicación total (TM).

Se registró los días a la brotación (DB) desde el momento de la siembra hasta la presencia de un brote bien diferenciado. El número de brotes primarios (NR1) se hizo contabilizando el total de brotes producidos en cada cormo. El número de brotes primarios que

formaron callos (NR1C) se determinó contabilizando el número de brotes primarios (NR1) que formaron tejido calloso. Las variables número de plántulas provenientes de callo (NPC) y adventicias (NPA) se determinaron al final del experimento, contabilizando el total de cada tipo de planta producida por cormo. Se consideró plantas de callo a las que se formaron a partir de masas callosas como producto de la remoción del ápice del brote primario R1 (Figura 1), y plantas adventicias a las que se formaron directamente del cuerpo del brote primario R1 (Figura 2).



Figura 1. Plántulas de banana cv. Williams formadas a partir de tejido calloso como consecuencia de la extirpación del meristemo apical del brote primario (R1). Lodana, Ecuador. 2014.

Figure 1. Banana cv. Williams plantlets formed from callus tissue after removing the apical meristem of primary sprout (R1). Lodana, Ecuador. 2014.

Finalmente, la tasa de multiplicación (TM) se determinó al final del experimento contabilizando la cantidad total de plántulas producidas en cada cormo evaluado, empleando la siguiente fórmula:

$$TM = \frac{N^{\circ} \text{ de plántulas totales (adventicias + procedentes de callo)}}{N^{\circ} \text{ de cormos iniciales}}$$

El análisis de varianza (ANOVA) se hizo con el paquete estadístico SAS, versión 9.1 (SAS Institute, 2004). La comparación de medias se realizó con la prueba de Tukey al 5%.



Figura 2. Plántulas de banana cv. Williams formadas directamente del brote primario (R1), luego de la remoción del meristemo apical. Lodana, Ecuador. 2014.

Figure 2. Banana cv. Williams plantlets formed directly from the primary sprout (R1), after removing the apical meristem. Lodana, Ecuador. 2014.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Las variables días a la brotación, número de brotes R1 y número de brotes R1 que formaron callo (DB, NR1 y NR1C), mostraron diferencias significativas similares entre las concentraciones de 6-bencilaminopurina ($p \leq 0,0001$) (Cuadro 1), mientras que no hubo diferencias ($p \geq 0,6337$; $p \geq 0,2118$; $p \geq 0,5196$) para las dosis del bioestimulante y la respectiva interacción ($p \geq 0,9300$; $p \geq 0,1908$; $p \geq 0,7125$) de las respectivas variables (Cuadro 1). Esto indica la independencia de los efectos de las concentraciones de 6-BAP con respecto a los niveles del bioestimulante. Los resultados demuestran el efecto de las citocininas sobre la mayor proliferación de brotes R1 y formación de tejido calloso, así como menor tiempo de brotación.

Los resultados obtenidos con 40 mg/l de 6-BAP, son similares a los reportados por Pereira et al. (2001) quienes obtuvieron mayor número de brotes R1/cormo y menor tiempo de brotación, con la concentración de 30 mg/l de la mezcla (6-BAP + tidiazuron) en banana cv. Maça. Por su parte, Cachignia et al. (2008) obtuvieron resultados similares con la misma concentración de 6-BAP (30 mg/l) en banana cv. Valery. Por otra parte, los resultados difieren a los

Cuadro 1. Valores promedios de las variables días a brotación, número de brotes R1 y brotes R1 con formación de callo, en cormos de banano cv. Williams alcanzado con las diferentes concentraciones de 6-bencilaminopurina (6-BAP) y bioestimulante evaluadas en condiciones de cámara térmica. Lodana, Ecuador. 2014.

Table 1. Average values of the variables days to sprouting, number of R1 sprouts and R1 sprouts forming callus in corms of banana cv. Williams reached at different concentrations of 6-benzilaminopurine (6-BAP) and biostimulant evaluated under thermal chamber conditions. Lodana, Ecuador. 2014.

Biorreguladores	Concentraciones	Días a brotación	Número de brotes R1	Número de brotes R1 con formación de callo
Bencilaminopurina (6-BAP)	0 mg/l	21,68 b*	4,7 b	2,87 b
	20 mg/l	21,35 b	4,6 b	2,85 b
	40 mg/l	19,17 a	5,55 a	3,55 a
	80 mg/l	19,43 a	5,85 a	3,65 a
Bioestimulante	0 ml/cormo	21,39	4,02	2,02
	20 ml/cormo	21,38	4,19	2,13
	40 ml/cormo	20,67	4,08	2,02
	80 ml/cormo	20,63	4,11	2,08
Error estándar		0,66	0,10	0,06
Probabilidad (ANOVA)				
6-BAP		0,0001	0,0001	0,0001
Bioestimulante		0,6337	0,2118	0,5196
6-BAP x Bioestimulante		0,9300	0,1908	0,7125

*Letras diferentes en una misma columna difieren significativamente según prueba de Tukey ($p \leq 0,05$) / Different letters in a column indicate significant differences according to Tukey test ($p \leq 0,05$).

obtenidos por Dayarani et al. (2013) y Kindimba y Msogoya (2014) quienes reportan menor tiempo de brotación y mayor cantidad de brotes R1/cormo con concentraciones menores de 6-BAP en cultivares de banano y plátano macro-propagados, las mismas que fluctuaron entre 1,5 a 6 mg/l. Así mismo, Langford et al. (2012) y Msogoya y Mwakisitu (2014) reportan un efecto significativo de la 6-BAP y tidiazuron (TDZ) a bajas concentraciones, sobre la brotación y número de brotes R1/cormo en cultivares de banano y plátano.

Las diferencias quizás se deban a la forma como fue aplicada la hormona, puesto que Kindimba y Msogoya (2014), Msogoya y Mwakisitu (2014), Langford et al. (2012) y Dayarani et al. (2013) sometieron los cormos a remojo por doce horas, 30 y 20 minutos, respectivamente, en las diferentes concentraciones de Tidiazuron (TDZ) y 6-BAP, mientras que en el presente estudio, al igual que los realizados por Pereira et al. (2001) y Cachignia et al. (2008), el reactivo

fue aplicado en la cavidad dejada por la extirpación del meristemo apical. Es probable que para bananos del subgrupo Cavendish dentro de la cámara térmica se necesiten mayores concentraciones de citocininas debido a altas temperaturas, en *Arabidopsis thaliana*, los contenidos endógenos de citocininas tienden a disminuir con temperaturas extremas (Todorova et al., 2005). En la Figura 3, se muestra el comportamiento de la temperatura y humedad relativa dentro de la cámara térmica.

El escaso efecto del bioestimulante sobre las variables evaluadas, quizás se deba a las altas temperaturas en el interior de la cámara térmica, donde la mayor parte del día se mantuvo por encima de los 40 °C (Figura 3). Por lo tanto, la absorción por las raíces de los nutrientes orgánicos aportados con el bioestimulante, pudo verse seriamente comprometida a causa del estrés térmico (temperaturas mayores a 40 °C). Las altas temperaturas afectan la estabilidad de las

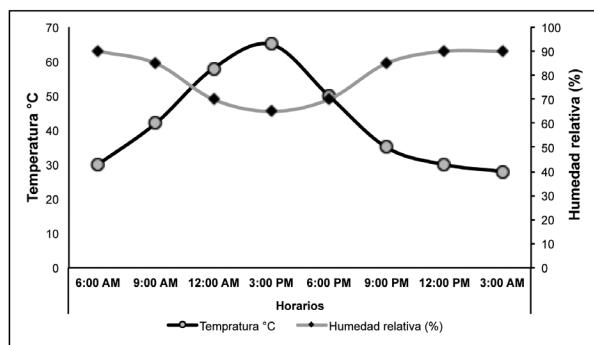


Figura 3. Temperatura y humedad relativa promedio alcanzada en el interior de la cámara térmica, en diferentes horarios del día. Los promedios mostrados son el resultado de cuatro muestras consecutivas. Lodana, Ecuador. 2014.

Figure 3. Average temperature and relative humidity reached inside the thermal chamber evaluated at different times of the day. Averages were obtained from four consecutive samplings. Lodana, Ecuador. 2014.

membranas, al incrementar la fluidez de los lípidos, modificar su estructura y composición, así como la pérdida de iones (Taíz y Zeiger, 2010).

Varios autores reportan que altas temperaturas del suelo afectan la actividad enzimática, la división y elongación celular de raíces, oxidación de compuestos fenólicos en la epidermis y la cantidad de proteínas que integran la membrana radical, los cuales pueden limitar directa e indirectamente la absorción de agua y nutrientes (McMichael y Burke, 2002; Mathers, 2003; Wahid et al., 2007; Falah et al., 2010; Hao et al., 2012; Huang et al., 2012; Giri, 2012). Otra razón que pudo influir en los resultados obtenidos con el bioestimulante evaluado, fue que los cormos fueron colocados en bolsas de polietileno negras, las cuales incrementaron la temperatura del sustrato al absorber mayor radiación, dada la escasa capacidad reflectora del color negro. Se ha confirmado que contenedores de color oscuro incrementan la temperatura de los sustratos, y por ende afectan la funcionalidad de las raíces (Mathers et al., 2007; Markham et al., 2011).

El número de plantas de callo, adventicias y tasa de multiplicación (NPC, NPA y TM), mostraron diferencias significativas similares entre las concentraciones de 6-BAP ($p \leq 0,0001$) (Cuadro 2), mientras que no se presentó diferencias para las dosis del bioestimulante ($p \geq 0,9190$; $p \geq 0,9143$; $p \geq 0,9167$)

y la respectiva interacción 6-BAP x bioestimulante ($p \geq 0,7988$; $p \geq 0,1728$; $p \geq 0,3789$) en ninguna de las variables (Cuadro 2). Los resultados muestran un claro efecto de 6-BAP sobre la mayor producción de plantas de callo, adventicias y tasa de multiplicación, donde la dosis de 40 mg/l de 6-BAP produjo los mejores resultados, los que son similares a los reportados por Manzur (2001) quien obtuvo 150 plántulas de plátano FHIA-20 a partir de un solo cormo, con la misma concentración de 6-BAP.

El tratamiento con 6-BAP fue un método efectivo para elevar la tasa de multiplicación en bananos y plátanos macro-propagados, lo cual ha sido demostrado por varios autores con diferentes cultivares y varias concentraciones de 6-BAP y otros biorreguladores con efecto hormonal similar a las citocininas (Osei, 2006; Kindimba y Msogoya, 2014; Msogoya y Mwakisitu, 2014). En este contexto, Osei (2006) y Ohemeng (2013), obtuvieron tasas de multiplicación muy similares a las alcanzadas en este estudio, al utilizar agua de coco como fuente natural de citocininas. En nuestro estudio, fue posible alcanzar hasta 47 plantas/cormo con la concentración de 40 mg/l de 6-BAP, lo cual significó un mayor porcentaje de plántulas con respecto al tratamiento testigo sin 6-BAP (Figura 4). Por el contrario, con la dosis de 80 mg/l la producción de plántulas decreció respecto a 40 mg/l, aunque superior a la aplicación de 20 mg/l de 6-BAP y al testigo.

Independientemente de la concentración de 6-BAP utilizada, su influencia sobre la mayor tasa de multiplicación con respecto al tratamiento testigo, quizás esté en función del contenido endógeno de citocininas que alcanzaron los cormos tratados con 6-BAP, lo cual resultó en un balance hormonal favorable a la citocinina. Una relación baja auxina/citocinina favorece la formación de brotes vegetativos (caulogénesis), mientras que una relación contraria, favorable a las auxinas, inducirá la formación de raíces (rizogénesis). Esta teoría fue propuesta por Skoog en 1957, y en la actualidad, es la más aceptada para explicar el control hormonal de la organogénesis (Salisbury y Ross, 2000; Azcón y Talón, 2008; Taíz y Zeiger, 2010; Ying-Hua et al., 2011).

El papel fundamental que ejercen las citocininas sintéticas (6-BAP, BA, TDZ, kinetina, zeatina, etc.), es romper la dominancia apical gobernada por las auxinas, liberando así las yemas o meristemos laterales

Cuadro 2. Valores promedios de las variables número de plantas de callo, número de plantas adventicias y tasa de multiplicación, en cormos de banana cv. Williams alcanzado con las diferentes concentraciones de 6-bencilaminopurina (6-BAP) y bioestimulante evaluadas en condiciones de cámara térmica. Lodana, Ecuador. 2014.

Table 2. Average values of the variables number of plantlets from callus, number of adventitious plantlets, and multiplication rate in banana cv. Williams reached at different concentrations of 6-bencilaminopurine (6-BAP) and biostimulant evaluated under thermal chamber conditions. Lodana, Ecuador. 2014.

Biorreguladores	Concentraciones	Número de plantas de callo	Número de plantas adventicias	Tasa de Multiplicación
Bencilaminopurina	0 mg/l	18,67 c*	7,29 c	25,96 c
	20 mg/l	26,56 b	8,64 b	35,20 b
	40 mg/l	36,29 a	10,98 a	47,27 a
	80 mg/l	34,67 a	10,56 a	45,32 a
Basfoliar	0 ml/cormo	20,06	8,53	28,59
	20 ml/cormo	20,09	8,30	28,39
	40 ml/cormo	20,27	8,39	28,66
	80 ml/cormo	19,78	8,36	28,14
Error estándar		3,89	0,91	5,12
Probabilidad (ANOVA)				
BAP		0,0001	0,0001	0,0001
Bioestimulante		0,9190	0,9143	0,9167
BAP x Bioestimulante		0,7988	0,1728	0,3789

*Letras diferentes en una misma columna difieren significativamente según prueba de Tukey ($p \leq 0,05$) / Different letters in a column indicate significant differences according to Tukey test ($p \leq 0,05$).

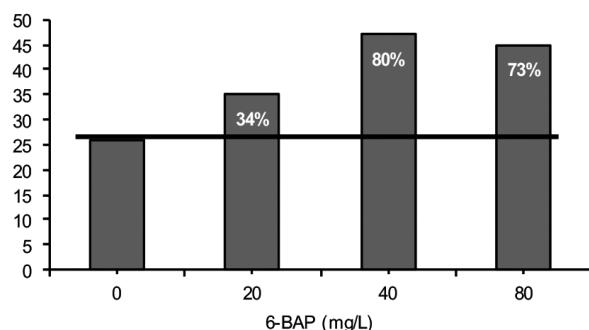


Figura 4. Influencia de concentraciones de 6-BAP sobre la tasa de multiplicación del banano cv. Williams en cámara térmica. Lodana, Ecuador. 2014.

Figure 4. Influence of 6-BAP concentrations on multiplication rate of banana cv. Williams, under thermal chamber conditions. Lodana, Ecuador. 2014.

de la dormancia. Por lo tanto, el incremento de las citocininas da inicio a un sinnúmero de eventos en cadena que conllevan a una mayor actividad celular de los meristemos, incrementando la tasa de división celular que da origen a la regeneración de nuevos puntos meristemáticos, ya sea por organogénesis directa (yemas adventicias) o vía organogénesis indirecta (callos) (Pernisová et al., 2009; Ying-Hua et al., 2011; Müller y Leyser, 2011). Por otra parte, se ha reportado mayor formación de puntos meristemáticos, yemas adventicias y callos en explantes de banano y plátano, con adición de citocininas sintéticas (Gómez et al., 1995; García et al., 2002; García et al., 2006; Colmenares y Giménez, 2007; López, 2010; Dharaneeeswara et al., 2014).

En este estudio se observó la formación de callos y plantas anormales con la concentración de 80 mg/l de 6-BAP, dado que se presentaron síntomas muy

similares a la hiperhidridad (hojas y tallos gruesos y quebradizos), que es muy frecuente en cultivo *in vitro* de banano. Además, se presentaron síntomas de necrosis en callos, amarillamiento y decoloración en las hojas; callos y plántulas con arrosetamiento y plántulas con tallos y hojas retorcidas y lanceoladas. Estas plántulas no fueron consideradas en el registro de datos. En las Figuras 5 y 6, se muestran callos y plántulas que fueron consideradas anormales y normales, respectivamente, según su apariencia.



Figura 5. Callos y plántulas de banana cv. Williams con anormalidades, producidas con 80 mg/l de 6-BAP en condiciones de cámara térmica. Lodana, Ecuador. 2014.

Figure 5. Callus and plantlets of banana cv. Williams showing abnormalities, obtained from 80 mg/l of 6-BAP, under thermal chamber conditions. Lodana, Ecuador. 2014.



Figura 6. Callos y plántulas de banana cv. Williams con crecimiento y apariencia normal, producidas con 20 y 40 mg/l de 6-BAP en condiciones de cámara térmica. Lodana, Ecuador. 2014.

Figure 6. Callus and plantlets of banana cv. Williams with normal growth and appearance obtained from 20 and 40 mg/l of 6-BAP, under thermal chamber conditions. Lodana, Ecuador. 2014.

Es probable que los síntomas de anormalidad encontrados en callos y plántulas, se deban a la alta concentración de 6-BAP (80 mg/l), lo cual ha sido reportado en banano y plátano micropropagado (Roels et al., 2005; Bairu et al., 2008). Otra posibilidad que quizás influyó en la formación de plántulas anormales, es el efecto de variaciones genéticas (variación somaclonal) donde se ha implicado a altas dosis de citocininas como una de las causas (Giménez et al., 2001; Vasane et al., 2009; Bidabadi et al., 2010). Otra posible causa a este problema, podría ser el estrés provocado por altas temperaturas que genera la cámara térmica (superiores a 40 °C) en combinación con altas dosis de 6-BAP.

LITERATURA CITADA

- Adelaja, B. 1995. Técnica de multiplicación rápida en la explotación de bananos y plátanos. *Musafrica* 12(8):6.
- Aguilar, M., G. Reyes, y M. Acuña. 2004. Métodos alternativos de propagación de semilla agámica de plátano (*Musa* sp.). Serie técnica N° 1. Universidad Nacional Agraria, Managua, Nicaragua. 20 p. http://lacamara2.una.edu.ni/download_pdf/Guia_Num-1_Ano-2010.pdf (consultado 29 ene. 2015).
- Armijos, F. 2008. Principales tecnologías generadas para el manejo del cultivo de banano, plátano y otras musáceas. Boletín Técnico No 131. Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias (INIAP), Guayaquil, ECU.
- Azcón, J., y M. Talón. 2008. Fundamentos de fisiología vegetal 2 ed. McGraw-Hill – Interamericana de España, S.A.U. Madrid, ESP.
- Amougou, A. 2012. Guide pratique de production de rejets de bananier plantain par la méthode PIF: Manuel de formation pour les groupes de producteurs agricoles. <http://www.erails.net/images/cameroun/cnopcam/cnopcaminfos/files/Bonnes%20pratiques%20PIF.pdf>. (accessed 29 ene. 2015).
- Alarcón, J., e Y. Jiménez. 2012. Manejo sanitario del cultivo de plátano (*Musa* spp): medidas para la temporada invernal. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), Bogotá, COL. <http://www.ica.gov.co/getattachment/08fbb48d-a985-4f96-9889-0e66a461aa8b/-nbsp;Manejo-fitosanitario-del-cultivo-de-platano.aspx> (consultado 29 ene. 2015).
- Álvarez, E., A. Pantoja, L. Gañán, y G. Ceballos. 2013a. Estado del arte y opciones de manejo del Moko y la

- Sigatoka negra en América Latina y el Caribe. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, COL. <http://www.fao.org/3/a-as124s.pdf> (consultado 29 ene. 2015).
- Álvarez, E., G. Ceballos, L. Cañán, D. Rodríguez, S. González, y A. Pantoja. 2013b. Producción de material de siembra limpia en el manejo de las enfermedades limitantes del plátano. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). Publicación CIAT No. 384. Cali, COL.
- Bakelana, K., y Mpanda. 2000. Método de multiplicación de banano mediante pelado del rizoma. InfoMusa 9(2): 26-27.
- Bairu, M., W. Stirk, K. Doletal, and J. Van Staden. 2008. The role of topolins in micropropagation and somaclonal variation of banana cultivars Williams and Grand Naine (*Musa* spp. AAA). *Plant Cell. Tiss. Organ. Cult.* 95:373-379. doi:10.1007/s11240-008-9451-4.
- Bibadabi, S., S. Meon, and M. Mahmood. 2010. Study of genetic and phenotypic variability among somaclones Induced by BAP and TDZ in micropropagated shoot tips of banana (*Musa* spp.) using RAPD markers. *J. Agri. Sci.* 2:49-60. doi:10.5539/jas.v2n3p49.
- Canchignia, H., M. Espinoza, G. Benavides, S. Saucedo, M. Carranza, y O. Cevallos. 2008. Propagación vegetativa de plátano y banano con la aplicación de bencilaminopurina (6-BAP) y ácido indolacético (AIA). *Cienc. Tecnol.* 1:11-15.
- Colmenares, M., y C. Giménez. 2007. Inducción de yemas múltiples en *Musa* (AAB) plátano “Hartón Gigante” con inmersión temporal. *Ciencia* 15:331-340.
- Dayarani, M., M. Dhanarajan, S. Uma, and P. Durai. 2013. Macro propagation for regeneration of wild bananas (*Musa* spp.). *Advanced BioTech.* 12(12):16-17.
- Díaz, F., J. Rivera, y L. Durán. 2007. Cómo proteger de las plagas del suelo los cormos-semilla de plátano y banano. Fundación Hondureña de Investigación Agrícola (FHIA), La Lima, Cortez, HON. http://www.fhia.org.hn/dowloads/proteccion_veg_pdfs/proteccion_de_plagas_enfermedades_cormos_de_banano_platano.pdf (consultado 29 ene. 2015).
- Dharaneeeswara, D., D. Suvarna, and D. Muralidhra. 2014. Effects of 6-benzyl amino purine (6-BAP) on in vitro shoot multiplication of Grand Naine (*Musa* sp.). *Int. J. Adv. Biotec. Res.* 5:36-42.
- Dzomeku, D., S. Darkey, J. Wünsche, and R. Bam. 2014. Response of selected local plantain cultivars to PIBS (Plants issus de bourgeons secondaires) technique. *J. Plant Develop.* 21:117-123.
- Falah, M., T. Wajima, D. Yasutake, Y. Sago, and M. Kitano. 2010. Responses of root uptake to high temperature of tomato plants (*Lycopersicon esculentum* Mill.) in soil-less culture. *J. Agri. Tech.* 6:543-558.
- García, L., P. Pérez, I. Bermúdez, P. Orellana, N. Veitia, L. García, Y. Padrón, y C. Romero. 2002. Desarrollo de yemas adventicias en banano (*Musa* sp.) cv. Gran Enano (AAA). *Bioteclol. Vegetal* 2:47-49.
- García, L., P. Pérez, I. Bermúdez, P. Orellana, N. Veitia, L. García, Y. Padrón, y C. Romero. 2006. Nuevo protocolo para la rápida inducción de yemas adventicias y la regeneración de plantas en banano cv. ‘Grande naine’ (*Musa* AAA). *Bioteclol. Vegetal* 6:15-21.
- Gómez, R., A. Gerth, L. García, M. Freire, B. Pérez, e I. Herrera. 1995. Obtención de callos y regeneración de plantas en diferentes clones de plátano y banano. *Agronomía Trop.* 54:233-246.
- Giménez, C., E. de García, N. de Enrech, and I. Blanca. 2001. Somaclonal variation in banana: cytogenetic and molecular characterization of the somaclonal variant CIEN BTA-03. *In Vitro Cell. Dev. Biol. Plant.* 37:217-222. doi:10.1007/s11627-001-0038-6.
- Giri, A. 2012. Effect of acute heat stress on nutrient uptake by plant roots. Thesis of MSc degree in Biology, University of Toledo. Toledo, USA.
- Hamilton, K. 1965. Reproduction of banana from adventitious buds. *Trop. Agric.* 42:69-73.
- Hanumantharaya, M., M. Kerutagi, B. Patil, V. Kanamadi, and B. Bankar. 2009. Comparative economic analysis of tissue culture banana and sucker propagated banana production in Karnataka. *Karnataka J. Agric. Sci.* 22:810-815.
- Hao, H., C. Jiang, S. Zhang, Y. Tang, and L. Shi. 2012. Enhanced thermal-tolerance of photosystem II by elevating root zone temperature in *Prunus mira* Koehne seedlings. *Plant Soil* 353:367-378. doi:10.1007/s11104-011-1037-y.
- Héctor, E., A. Torres, S. Algoe, S. Cabañas, y A. López. 2007. Propagación *in vitro* del plátano macho (*Musa* sp. AAB) clon sobrino con los bioestimulantes cubanos BB-6 y Biostan como sustitutos de los reguladores del crecimiento. *Cultivos Trop.* 28(1):13-18.
- Huang, B., S. Rachmilevitch, and J. Xu. 2012. Root carbon and protein metabolism associated with heat tolerance. *J. Exp Bot.* 63:3455-3465. doi:10.1093/jxb/ers003.
- Juárez, P., R. Bugarín, R. Castro, A. Sánchez, E. Cruz, C. Juárez, G. Alejo, y R. Balois. 2011. Estructuras utilizadas en agricultura protegida. *Rev. Fuente.* 3(8):21-27.

- Kwa, M. 2003. Activation de bourgeons latents et utilisation de fragments de tige du bananier pour la propagation en masse de plants en conditions horticoles *in vivo*. *Fruits* 58:315-328. doi:10.1051/fruits: 2003018.
- Kindimba, G., and T. Msogoya. 2014. Effect of benzylaminopurine on *in vivo* multiplication of French plantain (*Musa* spp. AAB) cv. 'Itoke sege'. *J. Appl. Biosci.* 72:6086-6090. doi:10.4314/jab.v74i1.1.
- Langford, E., B. Abram, N. Daruni, W. Jens, and S. Choochad. 2012. Macropropagation of Bananas for Pig Fodder in Northern Thailand. In: K. Stahr et al., editors, International Scientific Conference on "Sustainable Land Use and Rural Development in Mountain Areas". University of Hohenheim, Stuttgart, GER. 16-18 april 2012. p. 201-202.
- Lassois, L., P. Lepoivre, R. Swennen, I. van den Houwe, and B. Panis. 2013. Thermotherapy, chemotherapy, and meristem culture in banana. In: M. Lambardi et al., editors, Protocols for micropropagation of selected economically-important horticultural plants, methods in molecular biology. Springer Science+Business Media, New York, USA. p. 419-433.
- López, Z. 2010. Organogénesis directa de *novo* en *Musa* AAA "Enano Gigante" y "FHIA-23". Tesis MSc en Fruticultura, Colegio de Postgraduados, Montecillo, MEX.
- Manzur, D. 2001. Propagación masiva *in situ* del híbrido de plátano FHIA-20 utilizando bencilaminopurina. *Infomusa* 10(1):3-4.
- Markham, J., D. Bremer, C. Boyer, and K. Schroeder. 2011. Effect of container color on substrate temperatures and growth of red maple and redbud. *Hort. Sci.* 46:721-726.
- Mathers, H. 2003. Summary of temperature stress issues in nursery containers and current methods of protection. *Hort. Technol.* 13:617-623.
- Mathers, H., S. Lowe, C. Scagel, D. Struve, and L. Case. 2007. Abiotic factors influencing root growth of woody nursery plants in containers. *Hort. Technol.* 17:151-162.
- Mugo, S., A. Bunde, M. Korir, and J. Mudaki. 2013. Factors influencing tissue culture banana output and its impact on income in Nyamusi division, Nyamira North district, Kenya. *Int. J. Sci. Basic Appl. Res.* 2:1-24.
- Müller, D. and O. Leyser. 2011. Auxin, cytokinin and the control of shoot branching. *Ann. Bot.* 107:1203-1212. doi:10.1093/aob/mcr069.
- McMichael, B. and Burke, J. 2002. Temperature effects on root growth. In: A. Eshel, and T. Beeckman, editors, Plant roots: The hidden half. 3rd ed. NY, USA. p. 717-728.
- Msogoya, T., and J. Mwakisitu. 2014. Effect of thidiazuron on *in vivo* shoot proliferation of popular banana (*Musa* spp. L) cultivars in Tanzania. *J. Appl. Biosci.* 81:7214-7220. doi:10.4314/jab.v81i1.1.
- Njau, N., M. Mwangi, R. Gathu, J. Mbaka, and R. Muasya. 2011a. Banana weevil (*Cosmopolites sordidus*) reduces availability of corms for seedling production through macropropagation technology. *J. Anim. Plant Sci.* 12:1537-1542.
- Njau, N., M. Mwangi, R. K. Gathu, R. Muasya, and J. Mbaka. 2011b. Macropropagation technique for production of healthy banana seedlings. In: J. Tenywa et al., editors. African Crop Science Conference Proceedings. Vol 10. African Crop Science Society, Maputo, MOZ. 10-13 October 2011. p. 469-472.
- Ngo-Samnick, E. 2011. Improved plantain production. The Pro-Agro collection. Engineers without Borders, Cameroon (ISF Cameroun) and the Technical Centre for Agricultural and Rural Co-operation (CTA), Douala-Bassa, CMR. http://www.anancy.net/documents/file_en/livret.pdf (accessed 20 dic. 2014).
- Njukwe, E., A. Tenkouano, D. Amah, K. Sadik, M. Perez, M. Nyine, and T. Dubois. 2007. Training manual. Macro-propagation of banana and plantain. USAID/IITA/CRS, Kampala, Uganda. 23 p. <http://www.ina.or.id/knoma-hpss/fruit/HPSP-09-Bahandang-Macropropagation-Banana-Manual.pdf> (accessed 20 dic. 2014).
- Ohemeng, L. 2013. *In vivo* stimulation of axillary bud initiation, growth and development of plantain (*Musa* AAB.) using coconut water and indole-3-acetic acid. Thesis PhD degree in Crop Science. University of Ghana, Legon, HA.
- Osei, J. 2006. Rapid field multiplication of plantains using benzyl adenine or coconut water-treated split corms. *Ghana J. Agri. Sci.* 39:189-202. doi:10.4314/gjas.v39i2.2142.
- Panattoni, A., A. Luvisi, and E. Triolo. 2013. Elimination of viruses in plants: twenty years of progress. *Spanish J. Agric. Res.* 11: 173-188. doi:10.5424/sjar/2013111-3201.
- Pereira, L., C. Ramírez, J. Pereira, and A. Alvarenga. 2001. Efeitos do BAP e do TDZ na produção de mudas de bananeira-'Maçã' através da propagação rápida "in vivo". *Rev. Bras. Frutic.* 23:230-233. doi:10.1590/S0100-29452001000200005.
- Pernisová, E., P. Klima, J. Horák, M. Válková, J. Malbeck, P. Soucek, P. Reichman, K. Hoyerová, J. Dubuvá, J. Friml, E. Zazimalová, and J. Hejatko. 2009. Cytokinins

- modulate auxin-induced organogenesis in plants via regulation of the auxin efflux. PNAS 106(9):3609-3614. doi:10.1073/pnas.0811539106.
- PRO ECUADOR (Instituto de Promoción de Exportaciones e Inversiones). 2013. Análisis del sector bananero. Quito, ECU.
- Roels, S., M. Escalona, I. Cejas, C. Noceda, R. Rodriguez, M. Canal, J. Sandoval, and P. Debergh. 2005. Optimization of plantain (*Musa* AAB) micropropagation by temporary immersion system. Plant Cell. Tiss. Org. 82:57-66. doi:10.1007/s11240-004-6746-y.
- Rodríguez, D., G. Ceballos, J. Mejía, E. Álvarez, y O. Lugo. 2013. Construcción, implementación y estandarización de cámara térmica para producción de semilla de plátano libre enfermedades. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, COL.
- Salisbury, F., C. Ross. 2000. Fisiología vegetal. Parte 3: Desarrollo de las plantas y fisiología ambiental. Thomson/ParanInfo, S. A. Madrid, ESP.
- SAS Institute Inc. 2004. SAS/STAT® 9.1 User's Guide. SAS Institute Inc. Cary, NC, USA.
- Serrano, Z. 2011. Guía práctica del empleo de materiales plásticos en agricultura y ganadería. Colección Técnicas Agrícolas, Madrid, ESP.
- Singh, H., R. Selvarajan, S. Uma, and J. Karihaloo. 2011. Micropropagation for production of quality banana planting material in Asia-Pacific. Asia-Pacific Consortium on Agricultural Biotechnology (APCoAB), New Delhi, IND. http://www.apcoab.org/uploads/files/1298295339pub_banana.pdf (consultado 20 dic. 2014).
- Soto, M. 2006. Renovación de plantaciones bananeras, un negocio sostenible, mediante el uso de umbrales de productividad, fijados por agricultura de precisión. En: E. Soprano et al., editores, Memorias de XVII reunión internacional de ACORBAT, vol. 1. ACORBAT/ACAFRUTA, Joinville, Brasil. p. 178-189.
- Soto, M. 2008. Banano, técnicas de producción, manejo poscosecha y comercialización. 3 ed. Litografía e Imprenta LIL, S.A. San José, CRC.
- Skoog, M. 1957. Chemical regulation of growth and organ formation in plant tissues cultured in vitro. Symp. Soc. Exp. Biol. 54:118-130.
- Taiz, L., and E. Zeiger. 2010. Plant physiology. 5th ed. Sinauer Associates, Inc. Sunderland, MA, USA.
- Todorova, D., T. Genkov, I. Vaseva, V. Alexieva, E. Karanov, A. Smith, and M. Hall. 2005. Effect of temperature stress on the endogenous cytokinin content in *Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh plants. Acta Physiol. Plant. 27:13-18.
- Tomekpe, K., M. Kwa, B. Dzomeku, and J. Ganry. 2011. CARBAP and innovation on the plantain banana in Western and Central Africa. Int. J. Agr Sustain. 9:264-273. doi:10.3763/ijas.2010.0565.
- Tremont, O., J. Mogollón, y G. Martínez. 2006. Inmersión y riego con vermicompost líquido de secciones de cormos del clon Dominico-Hartón (*Musa* AAB). Manejo Integrado de Plagas y Agroecología 77:57-61.
- Vargas, A. 2015. Evaluación de cultivares y materiales de siembra en plátanos del tipo falso cuerno bajo un manejo intensivo de plantación. Cultivos Tropicales 36(2):72-82.
- Vargas, A., and M. Araya. 2010. Effect of banana (*Musa* AAA, cv. Williams, Cavendish subgroup) planting material on plant growth and yield over eight crop cycles. Tree Forestry Sci. Biotech. 4(Special Issue 2):17-25.
- Vasane, S., A. Patil, and R. Kothari. 2009. Phenotypic characters of various types identified in laboratory, primary and secondary hardening in tissue cultured banana var. Grand Naine. Indian J. Biotech. 9:178-186.
- Ying-Hua, Su., L. Yu-Bo, and Z. Xian-Sheng. 2011. Auxin-cytokinin interaction regulates meristem development. Mol. Plant. 4:616-625. doi:10.1093/mp/ssr007.
- Wahid, A., S. Gelani, M. Ashraf, and M. Foolad. 2007. Heat tolerance in plants: an overview. Environ. Expert. Bot. 61:199-223. doi:10.1016/j.envexpbot.2007.05.011.