



# MICROPROPAGACION DE PLATANO Y BANANO (*Musa* AAB, AAA) EN EL CATIE

**Jorge A. Sandoval F.\***  
**Gilbert Brenes G.\*\***  
**Luis Pérez Sánchez.\*\***

**1991**

---

\* Investigador Asistente, Unidad de Biotecnología del CATIE.

\*\* Asistentes del Laboratorio Cultivo de Tejidos, Unidad de Biotecnología del CATIE.

## CONTENIDO

DEDICATORIA . . . . .	ii
COMPENDIO . . . . .	1
SUMMARY . . . . .	1
INTRODUCCION . . . . .	2
Propagación rápida <i>in vitro</i> . . . . .	3
Selección y preparación del material . . . . .	3
Establecimiento aséptico del explante inicial . . . . .	7
Proliferación de brotes laterales . . . . .	9
Formación de raíces . . . . .	12
Condiciones físicas de incubación . . . . .	14
Aclimatación o endurecimiento de las plantas . . . . .	14
CONCLUSION . . . . .	17
AGRADECIMIENTO . . . . .	17
BIBLIOGRAFIA . . . . .	18
GLOSARIO . . . . .	20

## **DEDICATORIA**

**A Ludwig Müller, profesor insigne y pionero  
de los trabajos de Cultivo de Tejidos Vege-  
tales en el CATIE.**

## **COMPENDIO**

El objetivo de este boletín es el de explicar los principios básicos de la metodología de micropropagación para plátano y banano (*Musa* AAB, AAA) que utiliza el Laboratorio Cultivo de Tejidos del CATIE\*. La explicación abarca desde la selección del material en el campo hasta la aclimatación de plantas en el invernadero. Se hace énfasis en las etapas de iniciación (establecimiento aséptico del explante), multiplicación de los explantes y en el desarrollo de los mismos u obtención de plantas completas.

Palabras clave: *Musa*, micropropagación, *in vitro*.

## **SUMMARY**

The purpose of this document is to explain the micropropagation methodology for bananas and plantains (*Musa* AAB, AAA), used at the CATIE's Plant Tissue Culture Laboratory. It comprises selection of the field material to plant's endurance under greenhouse conditions. Special emphasis is given to the following stages: initiation (aseptic establishment of the explant), multiplication, growth and development (obtention of complete plants).

Keywords: *Musa*, micropropagation, *in vitro*.

---

\* Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza.

## INTRODUCCION

El plátano (*Musa AAB*) y el banano (*Musa AAA*) son frutos tropicales de gran aceptación en mercados internacionales, los cuales constituyen asimismo, una importante fuente alimenticia en los países productores. Además su producción contribuye a la captación de divisas y a la generación de empleo (5).

Debido a que la mayoría de las variedades comestibles no producen semillas (son triploides estériles partenocarpicos), su propagación es asexual. Los hijuelos del corno madre son separados para utilizarlos como propágulos. Sin embargo, la tasa de multiplicación que se obtiene mediante esta metodología es muy baja y además se propicia la diseminación de diversas plagas. Actualmente, la atención está centralizada en aprovechar las ventajas que presenta la metodología de propagación rápida mediante el cultivo de tejidos. El método consiste en cultivar asépticamente ápices provenientes de hijuelos, en un medio nutritivo artificial. Luego, mediante la adición de reguladores del crecimiento al medio de cultivo, se estimula la multiplicación y la obtención de plantas completas debido a la totipotencia inherente en las células vegetales. Mediante esta metodología se pueden obtener altas tasas de multiplicación. A partir de un ápice (explante inicial) es posible lograr, en el lapso de un año, varios centenares de plantas, que son fuente de "semilla" más sana, libre de nematodos, hongos y bacterias en comparación con aquella obtenida por medio de la propagación convencional. Es posible también, aunque no en todos los casos, la obtención de plantas libres de virus. Asimismo se facilita la conservación y el intercambio internacional de germoplasma (8).

## **Propagación rápida *in vitro***

Para obtener una adecuada respuesta, los explantes cultivados necesitan de ciertos requerimientos que los suple un medio de cultivo. Los componentes básicos de un medio son: macronutrientes, micronutrientes, una fuente de carbono, vitaminas, reguladores del crecimiento y algunas veces aminoácidos. En ocasiones se adicionan también otros componentes orgánicos de naturaleza química no definida (agua de coco, caseína hidrolizada, extracto de malta).

Para el caso específico del género *Musa* se han investigado varios medios. Sin embargo, el de más amplia aceptación es el basal de Murashige y Skoog (9) (cuadro 1), en ocasiones modificado. Algunos investigadores incluyen antioxidantes como cisteína HCl, ácido cítrico o ácido ascórbico. Además, se usan frecuentemente los medios de consistencia semisólida en vez de los líquidos. Habitualmente se incluyen los reguladores del crecimiento tipo auxinas y citocininas (11). Los factores físicos como por ejemplo, la intensidad de la luz, el fotoperíodo, la temperatura y la humedad relativa durante el período de incubación, tienen una gran influencia en el desarrollo de los cultivos. Todas estas variables deben controlarse adecuadamente durante el trabajo de micropropagación, puesto que de alguna manera, determinan el éxito o el fracaso en el uso de esta técnica.

Una de las primeras etapas en el cultivo *in vitro* de cualquier planta es la desinfección superficial del explante. Después siguen las etapas de iniciación (establecimiento aséptico del explante), multiplicación de los explantes y desarrollo (obtención de plantas enteras).

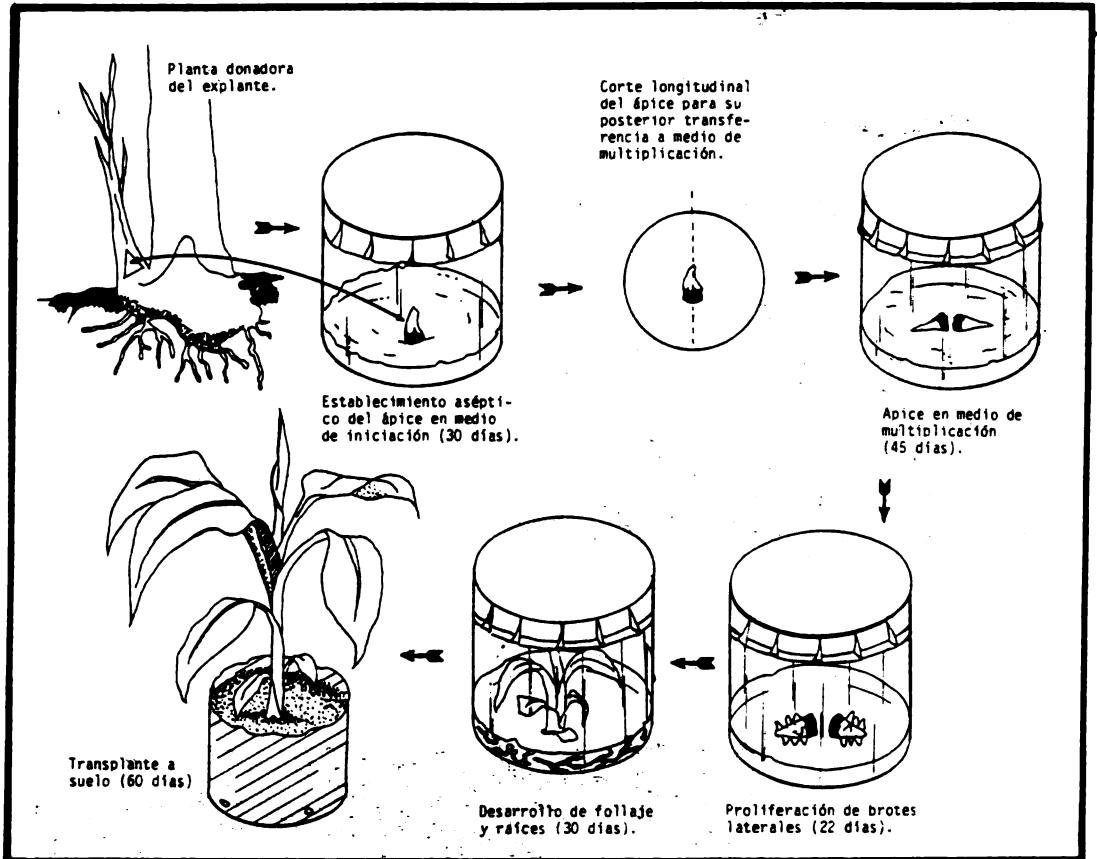
### **Selección y preparación del material**

En el Laboratorio Cultivo de Tejidos de la Unidad de Biotecnología del CATIE, se ha investigado en micropropagación de *Musa* durante más de seis años, y se ha establecido el procedimiento de trabajo, que se detalla a continuación. En el campo se seleccionan hijuelos de espada con una altura entre los 50 a 70 cm (fig. 2), los cuales son transportados hasta el laboratorio. A este material se le eliminan las partes externas del corno y las vainas foliares, hasta obtener secciones de aproximadamente 5 cm de largo y de diámetro, que encierran el ápice vegetativo (fig. 3). Este material recibe una

primera desinfección con un blanqueador comercial (Ajax cloro) sin diluir (5,25% de hipoclorito de sodio) durante 20 minutos, seguido por dos lavados con agua esterilizada durante cinco minutos cada uno. En condiciones asépticas (campana de flujo de aire laminar y utensilios estériles), se reduce el tamaño del material hasta unos 2 cm aproximadamente; este explante consiste entonces de una parte del corno y varias vainas foliares que envuelven el meristema (10).

Seguidamente, se realiza una segunda desinfección por espacio de 10 minutos con hipoclorito de sodio (blanqueador "Ajax cloro") al 10% V/v más dos gotas del surfactante Tween 20 por cada 100 ml de solución desinfectante. Se practican dos lavados de tres minutos cada uno con agua estéril y se procede a reducir el tamaño hasta obtener un ápice de aproximadamente 5 mm de longitud (desde su base hasta su parte distal) (fig. 4). Desde un punto de vista botánico este explante debe considerarse como un ápice y no como un meristema, lo cual implicaría disectar explantes muy pequeños (0,5 a 0,6 mm), que a su vez requerirán más exigencias nutricionales y mostrarían poca capacidad de regeneración. Previo a su transferencia al medio de iniciación (cuadro 1), el explante es sometido a un tratamiento antioxidante mediante su inmersión, durante 10 minutos, en una solución acuosa estéril preferiblemente de ácido ascórbico (100 mg/l) o de cisteína-HCl (50 mg/l) (10).

Los explantes se cultivan en el medio inorgánico de Murashige y Skoog (9) (cuadro 1). El pH del medio se ajusta generalmente a 5,8 con NaOH u HCl 0,1 o 1N antes de colocar las alícuotas correspondientes en los recipientes de cultivo. Un recipiente que se utiliza comúnmente y es de fácil consecución es el que se usa para la comercialización de alimentos infantiles (Frascos tipo "Gerber"). En tales frascos se colocan 25 ml de medio por recipiente si el frasco es de 5 cm de diámetro por 10 cm de largo, y 20 ml si son de 5 cm de diámetro por 7 cm de alto. La esterilización del medio se realiza en autoclave a una temperatura de 121°C durante 15 minutos. El lapso de esterilización se puede alargar hasta un máximo de 20 minutos.



**Fig.1. Representación esquemática del establecimiento aseptico de ápices de *Musa*, su multiplicación, crecimiento y enraizamiento de plantas y transplante a suelo.**





**Fig.2.**  
Hijuelos de espada fuente de  
explantes para el posterior  
cultivo *in vitro*.



**Fig.3.**  
Reducción de los hijuelos hasta  
un tamaño adecuado para la  
desinfección; requisito previo  
para el cultivo aséptico del ápice

## **Establecimiento aséptico del explante inicial**

Los ápices se cultivan en el medio de iniciación (cuadro 1) durante 30 días y se colocan, preferiblemente, en forma vertical sobre el medio (figs. 1 y 4). Estos explantes no deben presentar heridas debidas a su manipulación con los instrumentos de disección, para así evitar los posibles problemas causados por la oxidación. Durante este período, los explantes adquieren coloración verde, aumentan de diámetro en su parte basal y presentan dominancia apical. A veces se pueden observar pequeños brotes adventicios. Durante esta etapa el grado de contaminación es bajo (3 a 5%) y si ésta se presenta, es debida a la presencia de contaminación bacteriana endógena. En estos casos es frecuente observar, en la base de los explantes, un halo de color blanco o exudados amarillentos con posterior necrosis. Esta infección es fácilmente detectable en los primeros cuatro días de cultivo.

El control de esta contaminación es difícil y debido a la baja incidencia de casos se recomienda eliminar tales cultivos. Con base en las observaciones realizadas en el Laboratorio Cultivo de Tejidos del CATIE, los problemas causados por la contaminación inicial, se acentúan cuando el material de campo proviene de áreas que presentan características de mal drenaje.



**Fig.4. Establecimiento aséptico del explante inicial.**

**Cuadro 1. Medio de cultivo utilizado en la micropropagación de *Musa*.  
Etapa: Iniciación del cultivo.**

COMPONENTES	CANTIDAD POR LITRO			
	<u>en peso</u>		<u>molaridad</u>	
NH <sub>4</sub> NO	1650	mg	20,6	mmol
KNO <sub>3</sub>	1900	mg	18,8	mmol
CaCl <sub>2</sub> .2H <sub>2</sub> O	440	mg	2,99	mmol
MoSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O	370	mg	1,50	mmol
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	170	mg	1,25	mmol
H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>	6,2	mg	100	umol
MnSO <sub>4</sub> .4H <sub>2</sub> O	22,3	mg	100	umol
ZnSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O	8,6	mg	29,9	umol
KI	0,83	mg	5,00	umol
Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> .2H <sub>2</sub> O	0,25	mg	1,03	umol
CuSO <sub>4</sub> .5H <sub>2</sub> O	0,025	mg	0,100	umol
CoCl <sub>2</sub> .6H <sub>2</sub> O	0,025	mg	0,100	umol
FeSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O	27,8	mg	100	umol
Na <sub>2</sub> EDTA.2H <sub>2</sub> O	37,4	mg	100	umol
Sacarosa	30000	mg	87,6	mmol
M-inositol	100	mg	555	umol
Acido nicotínico	0,5	mg	4,09	umol
Piridoxina-HCl	0,5	mg	2,43	umol
Tiamina-HCl	0,1	mg	0,296	umol
Glicina	2	mg	26,6	umol
Benciladenina	1	mg	4,44	umol
Bacto agar (Difco)	7000	mg	—	

pH: 5,8

**Benciladenina:** Para lograr la multiplicación de brotes, la concentración es aumentada (de 3 a 5 mg/l). Para la etapa de crecimiento y formación de raíces se utiliza el medio de iniciación desprovisto del regulador de crecimiento.

## **Proliferación de brotes laterales**

Luego del período de establecimiento aséptico, los explantes son transferidos al mismo medio de iniciación, pero se aumenta la concentración de citocinina (cuadro 1) para así estimular la formación y multiplicación de brotes (fig.5). Para tal efecto, se toma el ápice y con el bisturí se le hacen dos cortes verticales, lo más centrados posible, con la finalidad de herir el meristema y evitar la dominancia apical (fig. 1). La parte del explante por donde se realiza el corte debe quedar en contacto con el medio; en caso contrario, existe la posibilidad de que el explante se deshidrate y pierda capacidad de regeneración (fig. 1). El período de formación de brotes laterales es de aproximadamente 45 días. Posteriormente, se pueden establecer ciclos de multiplicación cada 22 días. Debe tenerse en cuenta que la tasa de multiplicación varía dependiendo del genotipo (cuadro 2).

Los brotes neoformados pueden recultivarse según lo indicado anteriormente para así continuar el proceso de multiplicación, o pueden separarse en forma individual y subcultivarse en un medio apto para la formación de raíces (figs. 1 y 6).



**Fig.5. Multiplicación *In vitro* de brotes laterales.**

**Cuadro 2. Número de plantas obtenidas durante los primeros cinco subcultivos consecutivos en cuatro cultivares de *Musa*.**

	`Curraré' (AAB)								
	Planta 1	Planta 2	Planta 3	Planta 4	Planta 5	Planta 6	Planta 7	Planta 8	Planta 9
<b>Explantos iniciales</b>	14	8	23	4	19	15	3	24	6
<b>1<sup>er</sup>. Subcultivo</b>	63 (4.5)	19 (2.3)	99 (4.3)	6 (1.5)	57 (3.0)	30 (2.0)	8 (2.6)	58 (2.4)	15 (2.7)
<b>2<sup>do</sup>. Subcultivo</b>	124 (1.9)	48 (2.5)	199 (2.0)	12 (2.0)	171 (3.0)	85 (2.8)	21 (2.6)	116 (2.0)	75 (4.7)
<b>3<sup>er</sup>. Subcultivo</b>	320 (2.6)	82 (1.7)	396 (2.0)	24 (2.0)	513 (3.0)	245 (2.9)	63 (3.0)	348 (3.0)	90 (1.2)
<b>4<sup>to</sup>. Subcultivo</b>	485 (1.5)	167 (2.0)	792 (2.0)	58 (2.4)	1026 (2.0)	735 (3.0)	184 (2.9)	1077 (3.1)	285 (3.2)
<b>5<sup>to</sup>. Subcultivo</b>	870 (1.8)	328 (2.0)	1500 (1.9)	232 (4.0)	2052 (2.0)	1476 (2.0)	576 (3.1)	3132 (2.9)	855 (3.0)
<b>Nº plantas por explante</b>	62	41	65	58	106	98	192	130	143
<b>Total de plantas</b>	11012								
<b>Nº plantas por explante primario</b>	95								

Continúa ...

**Cuadro 2. Continuación.**

	`Dominico'(AAB)		`Gran Enano'(AAA)			`Valery'(AAA)			
	Planta 1	Planta 2	Planta 1	Planta 2	Planta 3	Planta 1	Planta 2	Planta 3	Planta 4
<b>Explantas iniciales</b>	8	10	1	4	5	15	8	3	7
<b>1<sup>er</sup>. Subcultivo</b>	24 (3.0)	44 (4.4)	3 (3.0)	16 (4.0)	12 (2.4)	35 (2.3)	21 (2.6)	7 (2.3)	21 (3.0)
<b>2<sup>do</sup>. Subcultivo</b>	96 (4.0)	98 (2.2)	9 (3.0)	64 (4.0)	29 (2.4)	89 (2.5)	47 (2.2)	18 (2.6)	69 (3.3)
<b>3<sup>er</sup>. Subcultivo</b>	384 (4.0)	392 (4.0)	36 (4.0)	258 (4.0)	98 (3.3)	188 (2.1)	141 (3.0)	54 (3.0)	207 (3.0)
<b>4<sup>to</sup>. Subcultivo</b>	768 (2.0)	748 (1.0)	144 (4.0)	774 (3.0)	384 (4.0)	376 (2.0)	282 (2.0)	169 (3.1)	421 (2.0)
<b>5<sup>to</sup>. Subcultivo</b>	2305 (3.0)	1496 (2.0)	576 (4.0)	1548 (2.0)	1536 (4.0)	752 (1.2)	846 (3.0)	507 (3.0)	1263 (3.0)
<b>Nº plantas por explante</b>	288	150	576	367	307	50	195	169	180
<b>Total de plantas</b>	3660		3660			3068			
<b>Nº plantas por explante primario</b>	211		366			93			

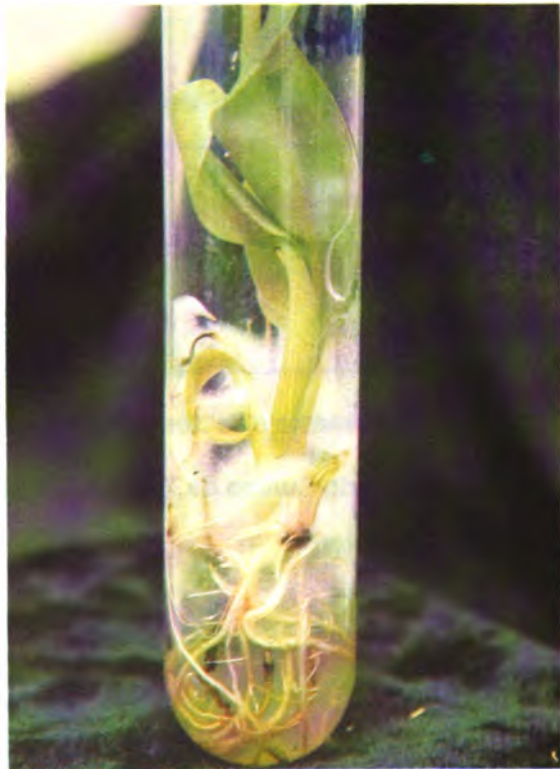
**Nota: Entre paréntesis el factor de multiplicación**

**Fuente: Laboratorio Cultivo de Tejidos, CATIE.**

## Formación de raíces

Los brotes que presenten un tamaño aproximado de 1 a 1,5 cm son separados individualmente y se colocan en un medio que permita la obtención de plantas completas (cuadro 1). Si los brotes están muy diferenciados y presentan 2 a 3 hojas completamente desarrolladas, es recomendable eliminar dicho follaje y transferir los explantes de 1,5 a 2 cm de longitud. Para esta etapa se suprime la citocinina y no es necesario agregar auxinas (cuadro 1). En un medio como el indicado, la emisión radicular es espontánea y en 22 a 30 días hay una adecuada proporción raíz-follaje (fig. 6).

En esta etapa es muy conveniente cambiar el agar (Sigma<sup>R</sup>), gelificante usualmente utilizado, por el sustituto gelrite (Kelco<sup>R</sup>). Ensayos comparativos realizados en el laboratorio, han permitido determinar que este gelificante estimula un crecimiento más rápido de la planta en general, así como una mayor emisión del sistema radical, con presencia de abundantes pelos absorbentes, con lo cual se mejora la calidad de las plantas, que a su vez presentan una mejor adaptación a las condiciones *ex vitro*.



**Fig.6.**

**Planta con adecuada formación de follaje y raíces, apta para su transplante a condiciones *ex vitro*.**

**Cuadro 3. Morfología de algunos cultivares de *Musa in vitro* (etapa de emisión foliar y de raíces, a los 45 días de cultivo). Valores promedio correspondientes a 40 observaciones.**

Cultivar	Nº hojas/ planta	Area foliar/ planta (cm <sup>2</sup> )	Nº raíces/ planta	Longitud raíces/ planta 14.	Peso fresco/ planta (mg)	Altura de las plantas (cm)
'Valery' (AAA)	4,6	21,1	6,5	10,2	2160	10,6
'Gran enano' (AAA)	5,7	26,5	7,4	11,5	2818	11,7
'Dominico' (AAB)	4,6	22,5	7,6	11,4	2402	10,5
'Curraré' (AAB)	4,8	20,7	5,8	10,5	1681	9,1
Promedio total	5	23,2	6,8	10,9	2265	10,4

**Fuente: Laboratorio Cultivo de Tejidos, CATIE.**



Una vez que se presenta la formación de raíces y la emisión foliar, las plantas son aptas para su transferencia al invernadero (fig. 1, cuadro 3). El tiempo total comprendido desde el cultivo inicial de la yema apical, hasta la obtención de plantas apropiadas para el transplante es de aproximadamente 120 días.

## **Condiciones físicas de incubación**

Durante las tres fases *in vitro*, los cultivos se mantienen en cuartos con ambiente controlado o en incubadoras a una temperatura de  $26 \pm 1^\circ\text{C}$ , con 16 horas diarias de luz y con una intensidad lumínica de 3000lux.

## **Acimatación o endurecimiento de las plantas**

La aclimatación de plantas producidas por cultivo de tejidos es una de las etapas más importantes en la micropropagación.

Cualquiera que sea la metodología empleada para la micropropagación, uno de sus principales propósitos es el de obtener un número suficiente de plantas aptas para su transplante al suelo o a otro sustrato. Esta es una fase crítica en muchos casos y se le conoce como período de aclimatación o endurecimiento.

La capacidad de obtener un alto número de plantas aptas para la siembra es concomitante al manejo que se les brinde durante su período de adaptación. Se ha determinado que existen diferencias de adaptación entre diferentes especies (2). Los factores que influyen en esta etapa son variados y por lo tanto es necesario conocer los inconvenientes que se presentan con el establecimiento y manejo *ex vitro* de las plantas micropropagadas (3). En consecuencia, es necesario desarrollar metodologías de adaptación más prácticas, con la finalidad de obtener un alto porcentaje de supervivencia a un bajo costo. En la medida en que esto se logre, el producto final llegará más rápido y en condiciones sanitarias más favorables para el agricultor.

Las plantas producidas *in vitro* crecen en un ambiente aséptico y su desarrollo requiere de una fuente de energía exógena (azúcar), o sea, son plantas heterótrofas con un escaso desarrollo del aparato fotosintético. Además, se desarrollan en presencia de una alta humedad relativa (casi del 100%). Las musáceas no son la excepción y en consecuencia, las hojas de las plantas no presentan una adecuada capa de cera

epicuticular; además la cutícula es delgada, el mesófilo de empalizada es de escaso desarrollo con grandes espacios intercelulares y, generalmente, se observa baja densidad estomática, lo cual las hace susceptibles a la deshidratación (12). Durante la aclimatación puede mantenerse una alta humedad relativa mediante el uso de sistemas de microaspersión o nebulización, pero se debe tener cuidado, puesto que se puede incrementar el contenido de humedad del sustrato, lo cual podría propiciar niveles inconvenientes de CO<sub>2</sub> y O<sub>2</sub> que a la vez podrían inhibir el crecimiento (3).

Para las especies tropicales, los intervalos de temperatura entre los 21 y 27°C son frecuentemente los más utilizados. Al iniciarse la etapa de endurecimiento las plantas provenientes de cultivo *in vitro* necesitan de una baja intensidad lumínica, la cual gradualmente se puede aumentar mediante la utilización (en el invernadero) de mallas de sombreo, las que de acuerdo a la densidad de su tejido determinan la intensidad de sombreo (3).

Para el caso específico del género *Musa*, se remueven las plantas del frasco de cultivo y el residuo de gelificante adherido a las raíces se lava con agua corriente. Luego, las plantas se siembran en recipientes plásticos (fig. 7) ó en bolsas de polietileno de color negro, con suelo de adecuada textura, preferiblemente esterilizado o proveniente de lugares libres de plantas representantes de la familia musaceae. Inicialmente las plantas requieren de una alta humedad relativa y deben colocarse, durante las primeras tres semanas, en un ambiente húmedo y con un 75% de sombra. En estas condiciones la hoja número uno inicia su emergencia ocho días después de realizado el trasplante. El follaje que la planta desarrolla *in vitro* es transicional y las hojas tienden a atrofiarse. El ritmo de emisión foliar es de aproximadamente una hoja cada ocho días. Una práctica que favorece notablemente el desarrollo y la adaptación de las plantas, es la aplicación foliar a los 15 y 30 días después de realizado el trasplante de una solución acuosa preparada con los macro y micronutrientes de Murashige y Skoog. La etapa de adaptación en el invernadero se extiende hasta los 60 días y las plantas presentan una altura promedio alrededor de los 17 cm y unas 6 hojas nuevas. Si se siguen estos procedimientos el porcentaje de supervivencia alcanza entre un 95 y un 100%. Una vez transcurrida esta etapa, las plantas pueden trasladarse al lugar definitivo de siembra en el campo.



**Fig.7. Planta en aclimatación.**

## **CONCLUSION**

Actualmente, se presenta una alta escasez de propágulos para el establecimiento de nuevas áreas, lo cual unido a la diseminación de "semilla" o cormos infectados con nematodos y otras plagas, ocasionan una seria desventaja productiva en las nuevas plantaciones de banano y plátano. En este sentido el cultivo de tejidos posibilita: a) transferir al campo material más sano (actuando con precaución ante problemas causados por virus, ya que la metodología existente no garantiza en un 100% la limpieza para el caso del CMV y menos aún para el BBTv) (1,4,6,13); b) disponer de material de siembra en cualquier época del año; c) multiplicar aceleradamente genotipos deseables; d) transportar fácilmente los propágulos y uniformizar las plantaciones. En síntesis, el cultivo de tejidos es una herramienta que ayudará a resolver varios problemas de índole agronómico que se presentan en el género *Musa*.

## **AGRADECIMIENTO**

Los autores agradecen la colaboración del Dr. Jean Vincent Escalant y de Don Ramiro Jaramillo en la revisión crítica y sugerencias al manuscrito. Asimismo, aprecian el trabajo de transcripción del texto realizado por la Srta. Ingrid Salazar Mondragón. De igual manera se agradece al Centro Internacional de Investigaciones para el Desarrollo (CIID) por el aporte financiero para su publicación.

## BIBLIOGRAFIA

1. BERG, L.; BUSTAMANTE, M. 1974. Heat treatment and meristem culture for the production of virus free bananas. *Phytopathology* 64: 320 - 322.
2. DUNSTAN, D.; TURNER, K. 1984. The acclimation of micropropagated plants. *Cell culture and somatic cell genetics of plants*. Vol. 1. Academic Press, Inc. pp. 123 - 129.
3. GRANADA, C. 1990. Manejo de plantas en el invernadero In: *Fundamentos teórico-prácticos del cultivo de tejidos vegetales*. Rosell, C.; Villalobos, V. Eds. FAO. Roma. pp. 85 - 88.
4. GUPTA, P. 1986. Erradication of mosaic disease and rapid clonal multiplication of bananas and plantains through meristem tip culture. *Plant Cell Tissue Organ Culture* 6: 33 - 39.
5. JARAMILLO, R. 1987. Banana and plantain production in Latin America and the Caribbean. In: Persley, G.; De Langhe, E. *Banana and Plantain breeding strategies: proceedings of and international workshop held at Cairns, Australia, 13-17 October. 1986*. ACIAR. p. 39 - 43.
6. MOISANDER, J.; SMITH, M.; DREW, R. 1986-87. The transmission of banana bunchy top virus in tissue culture. In: *Maroochy Horticultural Research Station Report N°5*. Queensland. p. 24.
7. MÜLLER, L.; KRİKORIAN, A. 1985. Glosario de los términos más frecuentemente utilizados en el cultivo de tejidos. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Serie Técnica. Boletín Técnico N°15 s.p.
8. MÜLLER, L.; SANDOVAL, J. 1986. *In vitro* germplasm conservation of *Musa* spp. In: *Abstracts, VI. International Congress Plant Tissue and Cell Culture, Minnesota, USA*, p. 426.
9. MURASHIGE, T.; SKOOG, F. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue culture. *Physiologia Plantarum* 15: 473 - 497.
10. SANDOVAL, J. 1985. Micropropagación de musáceas. *Revista de la Asociación Bananera Nacional. ASBANA (Costa Rica)* 9(24):21-23.
11. \_\_\_\_\_; MULLER, L. 1987. Medios de cultivo utilizados en la micropropagación de musáceas. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba. 51 p. mimeografiado.

12. \_\_\_\_\_ 1989. Estudio de la anatomía y morfología vegetativas de plantas de *Musa in vitro*, en condiciones de aclimatación y en el campo. Tesis Magister Scientiae. CATIE. 178 p.
13. SURGA, R. 1988. Obtención de plantas libres del virus mosaico del pepino por cultivo de ápices meristemáticos aislados *in vitro* de dos cultivares de banano. Fitopatología Venezolana 1(2): 69 - 72.

## **GLOSARIO**

### **A.**

#### **ANTIOXIDANTE**

Sustancia que se usa durante la preparación de los explantes o que se adiciona al medio para evitar o reducir la oxidación de ciertos compuestos, especialmente derivados de fenoles o polifenoles, que pueden afectar el desarrollo de los explantes.

#### **APICE VEGETATIVO**

Yema terminal de un tallo; consiste del meristema apical y los tejidos inmediatamente debajo, incluyendo primordios foliares, etc.

#### **AUXINA**

Fitohormona natural o artificial (AIA, AIB, ANA, etc), caracterizada por promover principalmente elongación celular y mitosis.

### **B.**

#### **BENCILADENINA**

Regulador de crecimiento sintético, tipo citocinina; fomenta la división celular y el desarrollo del vástago.

### **C.**

#### **CAMPANA DE FLUJO DE AIRE LAMINAR**

Aparato en cuya parte de atrás (flujo horizontal) o arriba (flujo vertical) se encuentra un filtro HEPA que elimina un 99,9% de las partículas mayores de 0,3 . A través de este filtro, propulsada por medio de un ventilador eléctrico, pasa una corriente de aire que luego atraviesa una lámina finamente perforada para producir un flujo uniforme (laminar) de aire estéril que evita la entrada, por la abertura de la campana, de microorganismos contaminantes.

#### **CITOCININA**

Fitohormona natural o artificial (BAP,2-IP, zeatina, etc.) principalmente activa en la mitosis promoviendo citocinesis.

#### **CULTIVO DE TEJIDOS**

Término usado muy frecuentemente como generalización para describir cualquier tipo de cultivo aséptico de protoplastos, células, tejidos, órganos, etc., mantenido por más de 24 horas *in vitro*.

#### **CUTICULA**

Lámina de cutina, a veces con depósitos de cera, que cubre uniformemente todas las partes primarias (epidermis) del vástago; no existe en partes submersas o raíces. Reduce la pérdida de agua por transpiración.

## **D.**

### **DOMINANCIA APICAL**

Fenómeno fisiológico, cuando la yema apical (terminal) de un eje, mediante estimulación hormonal, impide el desarrollo de las yemas laterales inmediatamente debajo del ápice.

## **E.**

### **EXPLANTE**

Fragmento o tejido excisado de material parental (tejido u órgano) para iniciar un cultivo *in vitro*.

## **F.**

### **FOTOPERIODO**

Duración del período luminoso en relación al período oscuro en el transcurso de 24 horas.

## **G.**

### **GERMOPLASMA**

Plasma de las células germinales; plantas de una especie, de diferentes procedencias, con ciertas diferencias genéticas.

## **H.**

### **HEPA**

Filtro de papel, de alta eficiencia para retener partículas microscópicas.

### **HETEROTROFO**

Que depende para su nutrición de materia prefabricada, por no poder sintetizarla debido a la falta de los pigmentos fotosintéticamente activos.

## **I.**

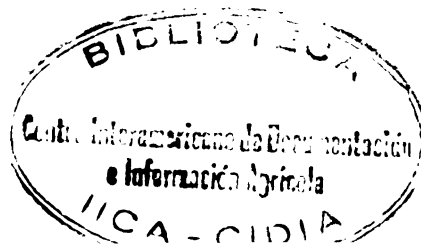
### **IN VITRO**

Se refiere a ambientes artificiales estériles; típicamente en un recipiente de vidrio con medio de cultivo

## **L.**

### **LUX**

Unidad de medición de la luz incidente que es irradiada por un ángulo sólido de una bujía patrón e incide, a una distancia de 1 m, sobre una superficie de 1 m<sup>2</sup>.





## **M.**

### **MEDIO DE CULTIVO**

Mezcla de determinadas sustancias, con o sin gelificación, sobre el cual o dentro de él, crecen los explantes.

### **MERISTEMA**

Conjunto de células embrionales en determinado sitio, que se dividen continuamente en su fase activa, produciendo células hijas no diferenciadas que dan últimamente origen a tejidos permanentes.

### **MICROPROPAGACION**

Propagación vegetativa mediante cultivo aséptico de partes de plantas; frecuentemente usado como sinónimo de propagación *in vitro*.

### **MESOFILO**

Los tejidos de la hoja comprendidos entre las dos epidermis (adaxial y abaxial).

## **N.**

### **NEOFORMACION**

Formación de una plántula o parte a partir de un tejido menos diferenciado.

## **O.**

### **ORGANOGENESIS**

Iniciación en un tejido no diferenciado, de la estructura y/o función de un órgano; la producción de una planta *in vitro* por secuencia no sincronizada; iniciación de estructuras de raíces y tallo, conectadas por sistemas vasculares.

## **P.**

### **PARTENOCARPIA**

Proceso de formación del fruto sin fertilización, resultando sin semilla o con semillas abortadas, sin un embrión funcional.

## **R.**

### **REGULADOR DE CRECIMIENTO**

Sustancia que en pequeñas cantidades puede ejercer un efecto determinado sobre el crecimiento y desarrollo de los vegetales; el efecto puede ser positivo o negativo.

## **S.**

### **SURFACTANTE**

Sustancia que reduce considerablemente la tensión superficial del agua al ser agregada en cantidades pequeñas; ayuda en mojar mejor superficies ásperas y grasosas.

## **T.**

### **TOTIPOTENCIA**

Expresión de la capacidad genética de una célula adulta (en forma similar a un cigoto) de desarrollar un organismo completo mediante el proceso de regeneración.

### **TWEEN 20**

Polioxietilensorbitanmonolaureato. Detergente no-iónico, muy usado en la preparación de explantes, para reducir la tensión superficial de los líquidos empleados, p.e. durante el proceso de desinfección superficial.

## **NOTA:**

El glosario que enriquece el contenido de este documento está basado, previa autorización de sus autores en la cita número siete.