

**Micropropagación de vitroplantas de camote
(*Ipomoea batatas*) variedad Bush bock
establecidas a partir de meristemas**

Diana Magaly Gil Villacís

ZAMORANO

Carrera de Ciencia y Producción Agropecuaria

Noviembre, 2005

ZAMORANO
Carrera de Ciencia y Producción Agropecuaria

Micropropagación de vitroplantas de camote
(*Ipomoea batatas*) variedad Bush bock
establecidas a partir de meristemas

Tesis presentada como requisito parcial para optar al
título de Ingeniera Agrónoma en el grado académico de Licenciatura

Presentado por

Diana Magaly Gil Villacís

Zamorano, Honduras
Noviembre, 2005

La autora concede a Zamorano permiso
para reproducir y distribuir copias de este
trabajo para fines educativos. Para otras personas
físicas o jurídicas se reservan los derechos de autor

Diana Magaly Gil Villacís

Zamorano, Honduras
Noviembre, 2005

Micropropagación de camote (*Ipomoea batatas*) variedad Bush bock a partir de meristemas

presentado por:

Diana Magaly Gil Villacís

Aprobada:

Dinie Espinal de Rueda, M.Sc.
Asesor Principal

Abelino Pitty, Ph.D.
Coordinador de área temática

Isidro Matamoros, Ph.D.
Asesor

Abelino Pitty, Ph.D.
Director de Carrera de Ciencia
y Producción Agropecuaria

José Linares, M.Sc.
Asesor

George Pilz, Ph.D.
Decano Académico

Kenneth L. Hoadley, D.B.A.
Rector

DEDICATORIA

A Dios por siempre bendecirnos y darnos fuerzas a mi familia y a mí.

A Gloria Villacís y Anthony Gil por darme siempre su apoyo y amor, por ser mí fuerza para seguir adelante y alcanzar todas mis metas.

A mi familia materna y a mis amigos que siempre me han brindado su apoyo y buenos deseos.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por ayudarme siempre y darme ánimos de seguir adelante

A mi madre por el sacrificio que hizo para apoyarme en toda mi vida y en especial estos cuatro años.

A mi hermano por ser mi compañía y uno de mis motivos para seguir adelante

A Lenín R., Brígida V., Cecilia R., Marlon M., que siempre me han motivado y apoyado

A mis compañeros de tesis, Freddy Ll., Victor H. y Amaru M., por los gratos momentos que pasamos en el laboratorio y por su apoyo.

A Dinie de R., Isidro M., José L. mis asesores por su paciencia y apoyo en la realización de esta tesis.

A Zoila S., Erika R. y María B. por su amistad y apoyo

AGRADECIMIENTOS A PATROCINADORES

A mi mamá, Gloria Villacís, que con sacrificio financió mis estudios durante estos cuatro años.

Al Ministerio del Ambiente de Ecuador

Al Municipio de Santa Cruz

Al Instituto Nacional Galápagos (INGALA)

RESUMEN

Gil Villacís, Diana. 2005. Micropropagación de vitroplantas de camote (*Ipomoea batatas*) variedad Bush bock establecidas a partir de meristemas. Proyecto Especial del Programa Ingeniero Agrónomo en Ciencia y Producción Agropecuaria, Zamorano, Honduras. 23 p.

El camote constituye una de las plantas alimenticias de mayor valor en los trópicos y subtrópicos. La necesidad de satisfacer las demandas alimenticias de la población con respecto a este cultivo, exige la búsqueda de alternativas para lograr su recuperación. El cultivo de tejidos permite la propagación clonal rápida y masiva de materiales seleccionados. Los objetivos de este estudio fueron evaluar el efecto de cuatro niveles de BAP (0, 0.5, 1 y 2 mg/l) en la estimulación de brotes durante la etapa de multiplicación, observar el comportamiento en la respuesta generada por dos tipos de explantes radiculares, raíces segmentadas y enteras durante la etapa de establecimiento, observar el comportamiento en la respuesta generada por tres métodos de siembra de explantes foliares durante la etapa de establecimiento *in vitro* de camote. El experimento principal que consistió en la evaluación de cuatro niveles de BAP: 0, 0.5, 1 y 2 mg/l en la multiplicación *in vitro* a partir de segmentos nodales. Se utilizó Bloques Completamente al Azar (BCA) con tres bloques de cuatro tratamientos cada bloque, con ocho repeticiones cada tratamiento. Para todas las variables se utilizó la prueba de Chi Cuadrado, aplicando el Sistema de Análisis Estadístico (SAS[®] 2001), realizando un análisis de frecuencias con un nivel de significancia de < 0.05 . Para tamaño de brote se encontró diferencia significativa ($p=0.0003$) donde el tratamiento que presentó mayor formación total de brotes (83%) fue de 0 mg/l de BAP. Para tipo de callo ($p< 0.0001$) el tratamiento donde se presentó mayor formación total de tejido callogénico (100%) fue en 1 mg/l de BAP. Para tamaño de raíz los resultados presentaron diferencia significativa ($p=0.0002$) siendo el tratamiento de 0 mg/l de BAP el que presentó mayor formación total de raíces (83%). La contaminación ($p=0.0283$) se debió en un 7% a hongos y un 6% a bacterias. También se realizaron dos pruebas preliminares de establecimiento *in vitro* evaluando el comportamiento de explantes foliares y radiculares. En los explantes foliares se observó callogénesis, formación de raíces adventicias y contaminación. En los explantes radiculares se observó formación de raicillas, brote y contaminación. Se concluyó que para la multiplicación *in vitro* de vitroplantas de camote de la variedad Bush bock, en la evaluación de cuatro niveles de BAP, se presentó mayor formación de brotes y de raíces utilizando 0 mg/l de BAP y mayor formación callogénica en el tratamiento de 1 mg/l de BAP. Se recomienda no utilizar hormonas en el medio de cultivo ya que de esta manera se genera mayor formación de brotes.

Palabras clave: BAP, cultivo *in vitro*, multiplicación *in vitro*.

CONTENIDO

Portadilla.....	ii
Autoría.....	iii
Página de firmas	iv
Dedicatoria	v
Agradecimientos.....	vi
Agradecimientos a patrocinadores	vii
Resumen	viii
Contenido	ix
Índice de cuadros.....	xi
Índice de figuras	xii
Índice de anexos	xiii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 OBJETIVOS.....	3
2. MATERIALES Y MÉTODOS.....	4
2.1 UBICACIÓN.....	4
2.2 MATERIAL VEGETAL.....	4
2.3 EQUIPO, CRISTALERÍA E INSTRUMENTOS	4
2.3.1 Equipo.....	4
2.3.2 Cristalería	5
2.3.3 Instrumentos	5
2.4 MEDIOS DE CULTIVO.....	5
2.4.1 Preparación del medio de cultivo	5
2.5 INCUBACIÓN EN LA CÁMARA DE CRECIMIENTO	6
2.6 PRUEBAS PRELIMINARES DE DESINFECCIÓN.....	7
2.6.1 Siembra en las pruebas preliminares de desinfección.....	7
2.6.2 Primera prueba preliminar de desinfección: Desinfección de ápices meristemáticos de camote.....	7
2.6.3 Segunda prueba preliminar de desinfección: Evaluación de dos concentraciones de cloro y dos tiempos de exposición en la desinfección de ápices meristemáticos de camote.....	7
2.6.4 Tercera prueba preliminar de desinfección: Evaluación de dos concentraciones de cloro, dos tiempos de exposición y sumersión en una solución fungicida-bactericida en la desinfección de ápices meristemáticos de camote.....	8
2.6.5 Cuarta prueba preliminar de desinfección: Evaluación de dos concentraciones de cloro, dos tiempos de exposición y sumersión en una	

	solución fungicida-bactericida en la desinfección de ápices meristemáticos de camote.....	8
2.7	PRUEBAS PRELIMINARES DE ESTABLECIMIENTO <i>IN VITRO</i> PARA EVALUAR EL COMPORTAMIENTO DE DOS TIPOS DE EXPLANTES EN EL ESTABLECIMIENTO <i>IN VITRO</i> DE CAMOTE.....	9
2.7.1	Primera prueba preliminar de establecimiento <i>in vitro</i> : Evaluación de explantes foliares en el establecimiento <i>in vitro</i> de camote	9
2.7.2	Segunda prueba preliminar de establecimiento <i>in vitro</i> : Evaluación de explantes radicales en el establecimiento <i>in vitro</i> de camote.....	10
2.8	EXPERIMENTO PRINCIPAL: EVALUACIÓN DEL EFECTO DE CUATRO NIVELES DE BAP EN LA MULTIPLICACIÓN <i>IN VITRO</i> DE CAMOTE A PARTIR DE MICROESTACAS.....	10
2.8.1	Preparación del medio de cultivo	11
2.8.2	Variables evaluadas	11
2.8.3	Diseño experimental.....	12
3.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	13
3.1	PRUEBAS PRELIMINARES DE DESINFECCIÓN.....	13
3.1.1	Primera prueba preliminar de desinfección: Desinfección de ápices meristemáticos de camote.....	13
3.1.2	Segunda prueba preliminar de desinfección: Evaluación de dos concentraciones de cloro y dos tiempos de exposición en la desinfección de ápices meristemáticos de camote.....	13
3.1.3	Tercera prueba preliminar de desinfección: Evaluación de dos concentraciones de cloro, dos tiempos de exposición y sumersión en una solución fungicida-bactericida en la desinfección de ápices meristemáticos de camote	14
3.1.4	Cuarta prueba preliminar de desinfección: Evaluación de dos concentraciones de cloro, dos tiempos de exposición y sumersión en una solución fungicida-bactericida en la desinfección de ápices meristemáticos de camote	14
3.2	PRUEBAS PRELIMINARES DE ESTABLECIMIENTO <i>IN VITRO</i>	15
3.2.1	Primera prueba preliminar de establecimiento <i>in vitro</i> : Evaluación de explantes foliares en el establecimiento <i>in vitro</i> de camote	15
3.2.2	Segunda prueba preliminar de establecimiento <i>in vitro</i> : Evaluación de explantes radicales en el establecimiento <i>in vitro</i> de camote.....	16
3.3	EXPERIMENTO PRINCIPAL: EVALUACIÓN DEL EFECTO DE CUATRO NIVELES DE BAP EN LA MULTIPLICACIÓN <i>IN VITRO</i> DE CAMOTE A PARTIR DE MICROESTACAS.....	17
3.3.1	Calogénesis.....	17
3.3.2	Tamaño de brote	18
3.3.3	Tamaño de raíz	19
3.3.4	Contaminación.....	20
4.	CONCLUSIONES	21
5.	RECOMENDACIONES	22
6.	BIBLIOGRAFÍA	23
7.	ANEXOS	24

INDICE DE CUADROS

Cuadro

1.	Sales basales de Murashige y Skoog (MS) utilizadas para el establecimiento y multiplicación <i>in vitro</i> de camote. Zamorano, Honduras, 2005	6
2.	Porcentajes de contaminación observados en la segunda prueba preliminar de desinfección de ápices meristemáticos de camote. Zamorano, Honduras, 2005	13
3.	Porcentajes de contaminación por tratamiento en la tercera prueba preliminar de desinfección de ápices meristemáticos de camote. Zamorano, Honduras, 2005	14
4.	Porcentajes de contaminación por tratamiento en la cuarta prueba preliminar de desinfección de ápices meristemáticos de camote. Zamorano, Honduras, 2005	14
5.	Porcentaje de respuesta en establecimiento <i>in vitro</i> de explantes foliares de camote. Zamorano, Honduras, 2005	16
6.	Respuestas observadas en el establecimiento <i>in vitro</i> de explantes radiculares de camote. Zamorano, Honduras, 2005	17

INDICE DE FIGURAS**Figura**

1.	Efecto de cuatro niveles de BAP (0, 0.5, 1, 2 mg/l) en la formación de tejido callogénico a partir de segmentos nodales de vitroplantas de camote. Zamorano, Honduras, 2005.....	18
2.	Efecto de cuatro niveles de BAP (0, 0.5, 1, 2 mg/l) en la formación de brotes a partir de segmentos nodales de vitroplantas de camote. Zamorano, Honduras, 2005	19
3.	Efecto de cuatro niveles de BAP (0, 0.5, 1, 2 mg/l) en la formación de raíces a partir de segmentos nodales de vitroplantas de camote. Zamorano, Honduras, 2005	20

INDICE DE ANEXOS

Anexo

1.	Composición nutricional del camote (por 100 g de porción comestible).....	24
2.	Proceso de multiplicación <i>in vitro</i> de vitroplantas de camote. Zamorano, Honduras, 2005.....	24
3.	Vitroplantas obtenidas de la multiplicación <i>in vitro</i> de camote. Zamorano, Honduras, 2005	25
4.	Tejido calogénico observado al utilizar 0.5, 1 y 2 mg/l de BAP en la multiplicación <i>in vitro</i> de camote. Zamorano, Honduras, 2005	25
5.	Brotos obtenidos a partir de explantes radiculares de vitroplantas de camote establecidas a partir de meristemas. Zamorano, Honduras, 2005	25

1. INTRODUCCIÓN

El camote (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.) pertenece a la familia Convolvulaceae que cuenta aproximadamente con 50 géneros y 1200 especies (CIAT 1991). Dependiendo del lugar, esta especie es conocida con diferentes nombres comunes como batata, batata doce, boniato, camote, cumar y sweetpotato (Lizárraga *et al.* 1990). Constituye una de las plantas alimenticias de mayor valor en los trópicos y subtropicos, cuyas raíces son fuente de carbohidratos, vitamina A, E y C, ácido fólico, potasio, sodio y betacaroteno (Anexo 1).

El camote es un cultivo poco exigente ya que puede crecer en varios ambientes inclusive en suelos pobres y de poca humedad (León 1987). Actualmente se siembra en más de cien países tropicales (Lizárraga *et al.* 1990); sin embargo, su cultivo y utilización industrial están más avanzados en las zonas templadas, Estados Unidos y Japón, que en los trópicos, de donde es originario. Honduras está considerado como un Centro Secundario de Variabilidad genética del camote (SEMALCA 1992).

A nivel mundial es el séptimo cultivo alimenticio de importancia después del trigo, arroz, maíz, papa, avena y yuca (Fuenmayor *et al.* 2004). Entre los cultivos de raíces y tubérculos, el camote ocupa el segundo lugar de importancia después de la papa (SEMALCA 1992). Más del 95% de la producción global de camote crece en los países en desarrollo, donde es el quinto cultivo alimenticio más importante.

Este cultivo tiene una gran variedad de usos que incluyen la utilización de la raíz, los tallos y las hojas como fuente de alimento humano, así como forraje para la alimentación animal y materia prima para la agroindustria. Sin embargo, a pesar de esta diversidad de usos en Latinoamérica y El Caribe, su cultivo tiene muy poco desarrollo tecnológico (SEMALCA 1992).

La necesidad de satisfacer las demandas alimenticias de la población con respecto a este cultivo, exige la búsqueda de alternativas para lograr su recuperación. Una de las limitantes en la reproducción de camote, es la deficiente calidad del material de siembra (Espinoza *et al.* 2000). El cultivo de la batata, en general, se ha mantenido por métodos asexuales o propagación vegetativa, utilizando trozos de tallos llamados bejucos. Este es el método de reproducción más rápido y efectivo y de uso común en los trópicos por lo favorable del clima, temperatura y humedad (Fuenmayor *et al.* 2004).

La aplicación de técnicas biotecnológicas para la producción de material libre de patógenos, el mejoramiento genético y la conservación de la diversidad genética de los cultivos constituye una alternativa muy prometedora (Espinoza *et al.* 2000) para su

preservación. Las técnicas de cultivo de tejidos permiten la propagación clonal rápida y masiva de materiales seleccionados en un período breve, además de la conservación de germoplasma, bajo condiciones controladas, en espacios pequeños y con poca mano de obra (Lizárraga *et al.* 1990).

Para la producción de material limpio para la siembra y el intercambio internacional del germoplasma, es importante la eliminación de los patógenos de las plantas, especialmente de los virus. Debido a la alta incidencia de infecciones virales en este cultivo, dentro de los clones más cultivados, numerosos investigadores han ensayado varias técnicas para su eliminación (CIAT 1991), entre ellas esta el cultivo *in vitro* de meristemas cuyo principal objetivo es la erradicación de virus y el saneamiento del material para reproducción.

1.1 OBJETIVOS

1.1.1 Objetivo general:

Elaborar un procedimiento para la multiplicación de vitroplantas de camote reproducidas a partir de meristemas.

1.1.2 Objetivos específicos:

- Evaluar el efecto de cuatro niveles de BAP (0, 0.5, 1 y 2 mg/l) en la estimulación de brotes durante la etapa de multiplicación *in vitro* de camote.
- Encontrar el mejor procedimiento de desinfección para el establecimiento *in vitro* de explantes meristemáticos de camote.
- Observar el comportamiento en la respuesta generada por dos tipos de explantes radiculares reproducidos *in vitro*, raíces segmentadas y enteras durante la etapa de establecimiento *in vitro* de camote.
- Observar el comportamiento en la respuesta generada por tres métodos de siembra, horizontal polar, horizontal apolar y vertical polar de explantes foliares durante la etapa de establecimiento *in vitro* de camote.

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 UBICACIÓN

Este estudio se llevó a cabo en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos y Micropropagación (LCTM) de Zamorano, ubicado en el Departamento de Francisco Morazán, Honduras.

2.2 MATERIAL VEGETAL

Para las cuatro pruebas preliminares de desinfección se utilizó secciones de tallos con yemas sin brotar, recolectados de la plantación de camote de zona I de Zamorano. Dentro esta plantación se delimitó un área de 25 m² y se realizó un tratamiento de cuarentena con aplicaciones de agrimicin y benlate (2 g/l de cada uno) para disminuir la contaminación en la siembra.

Para el experimento principal de estimulación de brotación (etapa II de multiplicación *in vitro*) se utilizaron 49 vitroplantas de camote de la variedad Bush bock, ya enraizadas y establecidas a partir de meristemas, de cuatro semanas en el segundo subcultivo (S₂) de la Etapa II de multiplicación *in vitro*, con una altura aproximada promedio de 7-8 cm.

2.3 EQUIPO, CRISTALERÍA E INSTRUMENTOS

2.3.1 Equipo

2.3.1.1 Cámara de flujo laminar: Donde se realiza la siembra y transferencia *in vitro* del material. El funcionamiento de la cámara se basa en la toma del aire exterior, el cual pasa a través de un filtro muy fino, para luego pasar a la plataforma de la cámara de inoculación lo que asegura que el aire este estéril.

2.3.1.2 Autoclave: Este aparato esteriliza por vapor a presión, se utiliza para la esterilización de instrumentos de trabajo, cristalería y medios de cultivo. La esterilización de los instrumentos, cristalería y del medio de cultivo se la realizó a una temperatura de 120°C, a una presión de 15 psi por 20 minutos.

2.3.2 Cristalería

La cristalería utilizada fueron bikers, pipetas, probetas, tubos de ensayo de 25 x 150 mm, balones, embudos, jeringas dispensadoras, platos petri con papel filtro esterilizado y mecheros.

2.3.3 Instrumentos

Los instrumentos utilizados fueron pinzas pequeñas, pinzas grandes, bisturí # 11 y pH metro. Para las pruebas preliminares además de los instrumentos mencionados, se utilizaron también jeringas hipodérmicas para la inoculación de los meristemas.

2.4 MEDIOS DE CULTIVO

Para el medio de las pruebas preliminares de desinfección se utilizaron las sales basales de Murashige y Skoog (MS) (Cuadro 1) con la adición de Tiamina-HCl (1 mg/l), i-inositol (100 mg/l), sacarosa (70000 mg/l), phytigel (1800 mg/l), ácido naftalenacético (ANA) (0.03 mg/l) y 6-benzylaminopurina (BAP) (0.3 mg/l), de acuerdo con lo reportado por el CIAT 1991.

Para el medio de multiplicación *in vitro* a través de segmentos nodales se utilizó las sales basales de Murashige y Skoog (MS) (Cuadro 1) con la adición de Tiamina-HCl (1 mg/l), i-inositol (100 mg/l), sacarosa (70000 mg/l) y phytigel (1800 mg/l), de acuerdo con lo reportado por el CIAT 1991. A este medio se le adicionó la hormona BAP en cuatro concentraciones 0, 0.5, 1 y 2 mg/l para la realización del experimento de inducción de brotes *in vitro* de camote.

Para el medio de establecimiento *in vitro* de explantes foliares y radiculares se utilizaron las sales basales de Murashige y Skoog (MS) (Cuadro 1) con la adición de i-inositol (100 mg/l), ácido nicotínico (0.5 mg/l), piridoxina (0.5 mg/l), glicina (2 mg/l), tiamina (0.4 mg/l), sacarosa (30 mg/l), ANA (1 mg/l), BAP (0.1 mg/l) y phytigel (1.8 mg/l), de acuerdo con lo reportado por el CIAT 1991. El pH de todos los medios de cultivo fue ajustado a 5.8.

2.4.1 Preparación del medio de cultivo

La mezcla del medio se realizó en un biker cuya capacidad dependió de la cantidad de medio a preparar. Se comenzó agregando al recipiente una pequeña cantidad de agua destilada que se mantuvo en agitación. Luego se procedió a agregar cada uno de los componentes con excepción del phytigel, ya que éste último se agrega una vez que se ajusta el pH.

Se continuó con la aforación del medio y se ajustó el pH a 5.8 con la ayuda de KOH y HCL; la lectura se realizó con el pH metro. Finalmente se agregó el phytigel y una vez

disuelto el agente gelatinizador, se prosiguió a dispensar el medio en tubos de ensayo 25 x 150 mm, a razón de 10 ml por contenedor. Una vez cubiertos, los tubos de ensayo se llevaron al autoclave para ser esterilizados a una temperatura de 120 °C y una presión de 15 psi por 20 minutos.

Cuadro 1. Sales basales de Murashige y Skoog (MS) utilizadas para el establecimiento y multiplicación *in vitro* de camote. Zamorano, Honduras, 2005.

Componente	Fórmula	Cantidad (mg/l)
Macroelementos		
Nitrato de Potasio	KNO ₃	1900.000
Nitrato de Amonio	NH ₄ NO ₃	1650.000
Cloruro de Calcio Dihidratado	CaCl ₂ · 2H ₂ O	440.000
Sulfato de Magnesio Heptahidratado	MgSO ₄ · 7H ₂ O	370.000
Fosfato de Potasio Monobásico	KH ₂ PO ₄	170.000
Microelementos		
Ácido Bórico	H ₃ BO ₃	6.200
Sulfato de Manganeso Monohidratado	MnSO ₄ · H ₂ O	16.900
Sulfato de Zinc Monohidratado	ZnSO ₄ · H ₂ O	8.600
Ioduro de Potasio	KI	0.830
Molibdato de Sodio Dihidratado	Na ₂ MoO ₄ · 2H ₂ O	0.250
Sulfato de Cobre Pentahidratado	CuSO ₄ · 5H ₂ O	0.025
Cloruro de Cobalto Hexahidratado	CoCl ₂ · 6H ₂ O	0.025
Hierro		
EDTAFeNa		50.000

2.5 INCUBACIÓN EN LA CÁMARA DE CRECIMIENTO

El material sembrado de las cuatro pruebas preliminares de desinfección, de las pruebas preliminares de establecimiento y del experimento principal, fue incubado inmediatamente después de la siembra, bajo las mismas condiciones. La cámara de crecimiento se mantiene a una temperatura de 25 °C con un fotoperiodo de 16 horas luz usando tubos fluorescentes.

2.6 PRUEBAS PRELIMINARES DE DESINFECCIÓN

Debido a que el material inicial para poder establecer el cultivo *in vitro* provenía del campo, se realizaron pruebas preliminares de desinfección.

2.6.1 Siembra en las pruebas preliminares de desinfección

Para la extracción de los meristemas en cada una de las pruebas preliminares que se describen a continuación, una vez realizado el procedimiento de desinfección, en la cámara de flujo laminar y con la ayuda de un estereoscopio y dos jeringas se empezó recortando las hojas jóvenes. Seguidamente, se removió cuidadosamente el primordio foliar hasta encontrar el domo meristemático separándolo completamente del ápice.

El meristema se levantó con una jeringa e inmediatamente se colocó en el medio de establecimiento *in vitro* (sección 2.4). Para disminuir el riesgo de contaminación, tanto los instrumentos de trabajo como los tubos fueron flameados antes y después de realizar la siembra.

2.6.2 Primera prueba preliminar de desinfección: Desinfección de ápices meristemáticos de camote

Una vez recolectado el material en el campo y con la ayuda de un bisturí, se cortaron las hojas grandes con cuidado de no dañar los brotes. Siguiendo el procedimiento del CIAT 1991, los brotes fueron transportados al laboratorio donde se expuso los brotes bajo el chorro de agua de la llave durante 15 minutos. Para la desinfección los brotes se sumergieron en una solución desinfectante de 10% (v/v) de cloro más dos gotas de Tween-20 por cada 100 ml de solución desinfectante durante 10 minutos.

En ambiente aséptico, a nivel de la cámara de flujo laminar los brotes se enjuagaron tres veces con agua destilada estéril, se colocaron en una caja petri forrada con papel filtro estéril humedecido y se procedió a preparar los meristemas (sección 2.6.1), sembrándose 30 meristemas en esta prueba. Para esta prueba se utilizó el medio de establecimiento *in vitro* (sección 2.4). La toma de datos se realizó semanal por dos semanas evaluando la contaminación.

2.6.3 Segunda prueba preliminar de desinfección: Evaluación de dos concentraciones de cloro y dos tiempos de exposición en la desinfección de ápices meristemáticos de camote

Para esta segunda prueba preliminar de desinfección se siguió el mismo procedimiento anterior con la diferencia de que en esta prueba se evaluó cuatro tratamientos (dos concentraciones de cloro y dos tiempos de exposición) como se especifica a continuación:

- 10% (v/v) de cloro por 12 minutos
- 10% (v/v) de cloro por 15 minutos
- 15% (v/v) de cloro por 12 minutos
- 15% (v/v) de cloro por 15 minutos

Al igual que en la primera prueba preliminar, después del tratamiento con la solución desinfectante, los brotes fueron enjuagados tres veces con agua destilada estéril a nivel de la cámara de flujo laminar, se colocaron en una caja petri forrada con papel filtro estéril humedecido y se procedió a preparar los meristemas (sección 2.6.1), sembrándose 60 meristemas, 15 meristemas por tratamiento. Para esta prueba se utilizó igualmente el medio de establecimiento *in vitro* (sección 2.4). La toma de datos se realizó semanal por dos semanas evaluando la contaminación.

2.6.4 Tercera prueba preliminar de desinfección: Evaluación de dos concentraciones de cloro, dos tiempos de exposición y sumersión en una solución fungicida-bactericida en la desinfección de ápices meristemáticos de camote

Para esta tercera prueba se utilizaron los mismos tratamientos de la segunda prueba preliminar, con la diferencia de que en esta prueba y para cada uno de los cuatro tratamientos, después de exponer los brotes bajo el chorro de agua de la llave por 15 minutos, los brotes fueron lavados con jabón líquido por 10 minutos y después fueron sumergidos en una solución fungicida-bactericida de agrimicín y benlate (2 g/l) por 30 minutos con agitación constante. Seguidamente se expuso cada grupo de meristemas al tratamiento correspondiente de desinfección (apartado 2.6.3) para la segunda prueba preliminar de desinfección.

Al igual que en las pruebas preliminares anteriores, los brotes fueron enjuagados tres veces con agua destilada estéril y se colocaron en una caja petri forrada con papel filtro estéril humedecido y se procedió a preparar los meristemas (apartado 2.6.1), sembrándose 60 meristemas, 15 meristemas por tratamiento. Para esta prueba se utilizó igualmente el medio de establecimiento *in vitro* (sección 2.4). La toma de datos se realizó semanal por dos semanas evaluando la contaminación.

2.6.5 Cuarta prueba preliminar de desinfección: Evaluación de dos concentraciones de cloro, dos tiempos de exposición y sumersión en una solución fungicida-bactericida en la desinfección de ápices meristemáticos de camote

Esta prueba es una repetición de la tercera prueba. El procedimiento que se realizó en esta prueba fue similar al especificado en la sección 2.6.4. Para esta prueba fueron sembrados 60 meristemas, 15 meristemas por tratamiento. La toma de datos se realizó semanal por dos semanas evaluando la contaminación.

2.7 PRUEBAS PRELIMINARES DE ESTABLECIMIENTO *IN VITRO* PARA EVALUAR EL COMPORTAMIENTO DE DOS TIPOS DE EXPLANTES EN EL ESTABLECIMIENTO *IN VITRO* DE CAMOTE

Para las siguientes pruebas preliminares de establecimiento, se utilizaron los explantes foliares y los explantes radiculares de las mismas vitroplantas que se utilizaron en el experimento principal de multiplicación *in vitro*.

2.7.1 Primera prueba preliminar de establecimiento *in vitro*: Evaluación de explantes foliares en el establecimiento *in vitro* de camote

Para la preparación de las hojas en esta prueba se utilizó una pinza pequeña y un bisturí #11, con los que se cortó el explante foliar por sus extremos de manera que tuviese una forma cuadrada de aproximadamente 1 cm². Luego con una pinza grande se sembró el explante en el medio de establecimiento *in vitro* para explantes foliares (sección 2.4). La siembra de los explantes foliares se realizó de forma horizontal polar, horizontal apolar y vertical polar. Por cada tipo de siembra se sembró 10 tubos.

Al terminar la siembra de los explantes foliares se sellaron los contenedores con parafilm y se trasladaron al cuarto de crecimiento para su incubación. En el cuarto de crecimiento cinco tubos de cada tipo de siembra (horizontal polar, horizontal apolar y vertical polar), fueron colocados en obscuridad tapando los tubos con una manta que impedía la incidencia de luz para provocarles estrés esperándose una mejor respuesta. Los tubos permanecieron en obscuridad durante una semana luego se trasladaron a condiciones de luz igual que el resto del material.

Los otros cinco tubos de cada tipo de siembra (horizontal polar, horizontal apolar y vertical polar) fueron colocados bajo condiciones de luz desde que se realizó la siembra.

2.7.1.1 Variables evaluadas. La toma de datos se inició una semana después de realizada la siembra la que se continuó durante seis semanas. Las variables que se evaluaron fueron las siguientes:

- Presencia o ausencia de callo

- Tamaño de raíz:
 - Corta: de un centímetro
 - Intermedia: de tres centímetros
 - Larga: de cinco centímetros

- Contaminación: presencia o ausencia de hongos o bacterias

2.7.2 Segunda prueba preliminar de establecimiento *in vitro*: Evaluación de explantes radiculares en el establecimiento *in vitro* de camote

La siembra de los explantes radiculares fue realizada simultáneamente a la siembra de los explantes foliares. Los explantes radiculares se sembraron de dos formas: a) raíces enteras, aproximadamente de 6-7 cm, con una porción adherida del explante original y b) segmentos de raíces, aproximadamente de 0.5 cm.

Estos explantes se sembraron en el medio de establecimiento *in vitro* para explantes radiculares (sección 2.4), colocándose cinco segmentos por contenedor. De las raíces enteras se sembraron 25 frascos y de las raíces segmentadas 25 frascos.

Al terminar la siembra de los explantes radiculares se sellaron los contenedores con parafilm y se trasladaron al cuarto de crecimiento para su incubación.

2.7.2.1 Variables evaluadas. La toma de datos se inició una semana después de realizada la siembra la que se continuó durante seis semanas. Las variables que se evaluaron fueron las siguientes:

- Presencia o ausencia de brote
- Presencia o ausencia de raicillas
- Contaminación: presencia o ausencia de hongos o bacterias

2.8 EXPERIMENTO PRINCIPAL: EVALUACIÓN DEL EFECTO DE CUATRO NIVELES DE BAP EN LA MULTIPLICACIÓN *IN VITRO* DE CAMOTE A PARTIR DE MICROESTACAS

El experimento de multiplicación *in vitro* de segmentos nodales, conteniendo una yema cada uno, estuvo conformado de cuatro tratamientos correspondientes a cuatro niveles de BAP: 0, 0.5, 1 y 2 mg/l. La siembra se realizó a partir de 49 vitroplantas de camote establecidas a partir de meristemas, de las que se obtuvieron los segmentos nodales utilizados para este experimento.

Cada vitroplanta se extrajo del tubo de ensayo con la ayuda de una pinza grande tratando de no dañar el sistema radicular. La raíz de cada vitroplanta fue lavada con agua destilada estéril para remover el agar del medio anterior y se colocó, cada vitroplanta, en un plato petri con papel filtro estéril para proceder a separar la raíz y las hojas de la vitroplanta. Los explantes foliares y radiculares obtenidos de las vitroplantas fueron colocados en otro plato petri con papel filtro esteril y fueron utilizados en las dos pruebas preliminares de establecimiento *in vitro*.

Del tallo de las vitroplantas y con la ayuda de un bisturí #11 y una pinza pequeña, se cortaron segmentos nodales de aproximadamente 0.5 cm cada uno conteniendo una yema.

Una vez listos los segmentos nodales, se tomó cada uno con la ayuda de una pinza grande e inmediatamente se sembró en el medio de multiplicación *in vitro* (sección 2.4). Por cada tratamiento se sembraron 24 tubos para un total del experimento de 96. Al terminar la siembra de los segmentos nodales se sellaron los contenedores con parafilm y se trasladaron al cuarto de crecimiento para su incubación.

2.8.1 Preparación del medio de cultivo

La mezcla del medio se realizó siguiendo el procedimiento descrito en el apartado 2.4.1 hasta antes de llegar al proceso de aforación.

Una vez aforado el medio a 1000 ml, se dividió el volumen en cuatro bikers de 250 ml para agregar el BAP en concentraciones de 0, 0.5, 1 y 2 mg/l de acuerdo a cada uno de los cuatro tratamientos propuestos para el experimento de multiplicación *in vitro*. Cada uno de estos cuatro bikers fue etiquetado y se ajustó el pH a 5.8 con la ayuda de KOH y HCL; la lectura se realizó con el pH metro. Finalmente, se agregó el phytigel, a cada uno de los cuatro bikers, mismo que una vez disuelto se prosiguió a dispensar el medio de cada tratamiento en los tubos de ensayo a razón de 10 ml por contenedor. Una vez cubiertos, los contenedores se llevaron al autoclave para ser esterilizados a una temperatura de 120 °C y una presión de 15 psi por 20 minutos.

2.8.2 Variables evaluadas

La toma de datos se inició una semana después de realizada la siembra la que se continuo durante seis semanas. Las variables que se evaluaron fueron las siguientes:

- Tipo de callo:
 - Callogénesis 0: ausencia de callo
 - Callogénesis leve: un tercio del explante sembrado
 - Callogénesis intermedia: dos tercios del explante sembrado
 - Callogénesis profusa: la totalidad del explante sembrado
- Tamaño de brote:
 - Pequeño: de 1-1.5 centímetros
 - Mediano: de 3-4 centímetros
 - Grande: de 6-7 centímetros
- Tamaño de raíz:
 - Corta: aproximadamente de 1-1.5 centímetros
 - Intermedia: aproximadamente de 3-4 centímetros
 - Larga: aproximadamente de 6-7 centímetros
- Contaminación: presencia o ausencia de hongos o bacterias

2.8.3 Diseño experimental

En el experimento de segmentos nodales se utilizaron Bloques Completamente al Azar (BCA) con tres bloques de cuatro tratamientos cada bloque, con ocho repeticiones por tratamiento.

Para todas las variables se utilizó la prueba de Chi Cuadrado, aplicando el Sistema de Análisis Estadístico (SAS[®] 2003), realizando un análisis de frecuencias con un nivel de significancia de < 0.05 .

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 PRUEBAS PRELIMINARES DE DESINFECCIÓN

3.1.1 Primera prueba preliminar de desinfección: Desinfección de ápices meristemáticos de camote

Como resultado de esta primera prueba de desinfección se obtuvo una contaminación del 100% (80% por hongos y 20% por bacterias).

3.1.2 Segunda prueba preliminar de desinfección: Evaluación de dos concentraciones de cloro y dos tiempos de exposición en la desinfección de ápices meristemáticos de camote

En respuesta a esta segunda prueba se observó altas proporciones de contaminación por hongos y bacterias, en los diferentes tratamientos (Cuadro 2).

Cuadro 2. Porcentajes de contaminación observados en la segunda prueba preliminar de desinfección de ápices meristemáticos de camote. Zamorano, Honduras, 2005.

Tratamiento		Contaminación
Concentración de cloro (%) (v/v) ⁹	Tiempo de exposición (minutos)	
10	15	88
15	15	94
10	12	100
15	12	100

⁹ Volumen por volumen

3.1.3 Tercera prueba preliminar de desinfección: Evaluación de dos concentraciones de cloro, dos tiempos de exposición y sumersión en una solución fungicida-bactericida en la desinfección de ápices meristemáticos de camote

Como respuesta a esta tercera prueba se observó una alta contaminación por hongos y bacterias en todos los tratamientos (Cuadro 3).

Cuadro 3. Porcentajes de contaminación por tratamiento en la tercera prueba preliminar de desinfección de ápices meristemáticos de camote. Zamorano, Honduras, 2005.

Tratamiento		Contaminación
Concentración de cloro (%) (v/v)	Tiempo de exposición (minutos)	
15	15	94
10	12	94
10	15	100
15	12	100

3.1.4 Cuarta prueba preliminar de desinfección: Evaluación de dos concentraciones de cloro, dos tiempos de exposición y sumersión en una solución fungicida-bactericida en la desinfección de ápices meristemáticos de camote

En esta cuarta prueba igualmente se observó una alta contaminación por hongos y bacterias en todos los tratamientos (Cuadro 4). Con menor proporción de contaminación con 10% de cloro durante 15 minutos.

Cuadro 4. Porcentajes de contaminación por tratamiento en la cuarta prueba preliminar de desinfección de ápices meristemáticos de camote. Zamorano, Honduras, 2005.

Tratamiento		Contaminación
Concentración de cloro (%) (v/v)	Tiempo de exposición (minutos)	
10	15	73
15	15	80
15	12	93
10	12	100

3.2 PRUEBAS PRELIMINARES DE ESTABLECIMIENTO *IN VITRO*

3.2.1 Primera prueba preliminar de establecimiento *in vitro*: Evaluación de explantes foliares en el establecimiento *in vitro* de camote

En el Cuadro 5 se resumen los datos de la sexta semana para cada una de las variables evaluadas. Los datos de contaminación que se reportan, son un promedio de todo el período de la toma de datos. Bajo condiciones de luz constante, la mayor formación de callo (40%) se observó en los explantes que se sembraron en posición horizontal apolar. Bajo condiciones de obscuridad por una semana después de la siembra, la mayor formación de tejido callogénico (40%) se observó en los explantes sembrados en posición vertical polar.

Independiente de las condiciones fotoperiódicas, la mayor formación de raíces adventicias (100%) se observó al sembrar los explantes foliares en la posición horizontal polar. La menor formación (60%), se observó en la siembra horizontal apolar bajo condiciones de luz y vertical polar bajo obscuridad.

Los explantes que presentaron el menor número de raíces adventicias cortas (0%) fueron los explantes sembrados en la posición horizontal polar en obscuridad y en la posición vertical polar bajo condiciones tanto de luz como de obscuridad. En los explantes sembrados en posición vertical polar bajo condiciones de luz no se observó raíces adventicias intermedias. Los explantes sembrados en la posición horizontal polar bajo condiciones de luz no se observaron raíces adventicias largas.

El mayor número de raíces adventicias cortas (40%) se observó en los explantes que se encontraban bajo condiciones de luz sembrados en posición horizontal apolar. La mayoría de raíces adventicias intermedias (80%) estuvieron presentes en los explantes que se colocaron en obscuridad por una semana sembrados en posición horizontal polar. La mayoría de raíces adventicias largas (67%) se observó en los explantes que se encontraban bajo condiciones de luz sembrados en posición vertical polar. La poca contaminación que se presentó en toda la prueba (10%) fue causada por bacterias.

Cuadro 5. Porcentaje de respuesta en establecimiento *in vitro* de explantes foliares de camote. Zamorano, Honduras, 2005.

Variables		Tratamiento ^Ω					
		HP/O	HP/L	HA/O	HA/L	VP/O	VP/L
Calogénesis							
	ausencia	100	100	80	60	60	67
	presencia	0	0	20	40	40	33
Formación de raíces adventicias							
	ausencia	0	0	20	40	40	33
	presencia	100	100	80	60	60	67
Tamaño de raíces adventicias							
	corta	0	20	20	40	0	0
	intermedia	80	40	40	20	40	0
	larga	20	40	20	0	20	67
Contaminación							
	ausencia	100	100	100	100	100	90
	presencia	0	0	0	0	0	10
Causa de contaminación							
	hongo	0	0	0	0	0	0
	bacteria	0	0	0	0	0	10

^Ω H= Horizontal P= Polar L= Luz
V= Vertical A= Apolar O= Oscuridad

3.2.2 Segunda prueba preliminar de establecimiento *in vitro*: Evaluación de explantes radiculares en el establecimiento *in vitro* de camote

El mayor número de brotes (25%) se observó en la siembra de raíces enteras con una porción adherida del explante original y el mayor número de raicillas (100%) se observó en la siembra de raíces segmentadas. La contaminación que se presentó (24%) fue en su mayoría por bacterias (Cuadro 6).

Cuadro 6. Respuestas observadas en el establecimiento *in vitro* de explantes radiculares de camote. Zamorano, Honduras, 2005.

Variables	Tipo de explante (%)	
	Raíz segmentada	Raíz entera
Brote		
ausencia	100	75
presencia	0	25
Raicillas		
ausencia	0	25
presencia	100	75
Contaminación		
ausencia	82	92
presencia	18	7
Causa de contaminación		
hongo	1	0
bacteria	17	7

3.3 EXPERIMENTO PRINCIPAL: EVALUACIÓN DEL EFECTO DE CUATRO NIVELES DE BAP EN LA MULTIPLICACIÓN *IN VITRO* DE CAMOTE A PARTIR DE MICROESTACAS

3.3.1 Callogénesis

Los resultados fueron altamente significativos ($p < 0.0001$) en la respuesta a formación callogénica. Se observó un mayor porcentaje (100%) de formación callogénica al utilizar 1 mg/l de BAP. Al utilizar 0.5 y 2 mg/l de BAP se observó formación de tejido callogénico en un 86% y 88% respectivamente. El tratamiento de 0 mg/l de BAP no presentó formación de tejido callogénico (Figura 1).

Tejido callogénico más profuso (23%) se presentó al utilizar 2 mg/l de BAP. Al utilizar 1 mg/l de BAP se observó un 5% de callogénesis profusa. Al utilizar 0.5 mg/l de BAP no se observó callogénesis profusa.

El tejido callogénico se formó en la base del segmento nodal sembrado hasta abarcar todo el explante. En este experimento la formación de tejido callogénico no es recomendable ya que limita la formación directa de brotes a partir del segmento nodal, además el tejido callogénico tiende a afectar la estabilidad genética del cultivo.

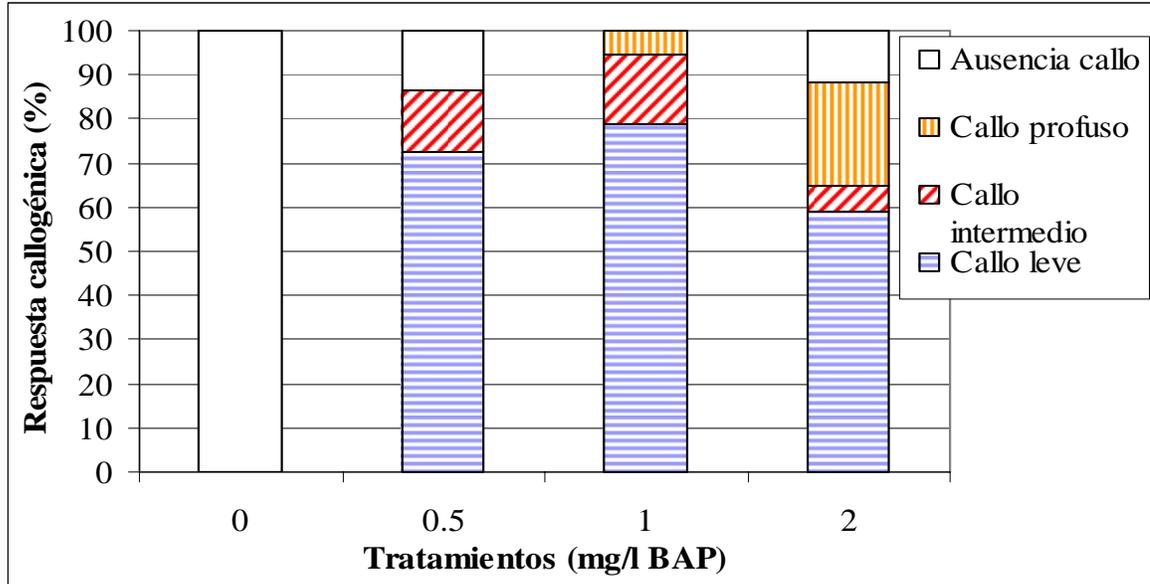


Figura 1. Efecto de cuatro niveles de BAP (0, 0.5, 1, 2 mg/l) en la formación de tejido calogénico a partir de segmentos nodales de vitroplantas de camote. Zamorano, Honduras, 2005.

3.3.2 Tamaño de brote

En los tratamientos que formaron tejido calogénico, primero se observó formación de callo y luego formación de brotes y raíces. En el tratamiento de 0 mg/l de BAP se observó formación de brotes y raíces de manera simultánea directamente de las microestacas ya que este tratamiento no formó tejido calogénico.

Al aplicar la prueba de Chi Cuadrado, los resultados obtenidos fueron significativos ($p=0.0003$). Se presentó mayor formación de brotes (83%) en el tratamiento de 0 mg/l de BAP a diferencia de los demás tratamientos que presentaron menores porcentajes 45%, 42% y 35% para 0.5, 1 y 2 mg/l de BAP, respectivamente (Figura 2).

El mayor porcentaje (39%) de brotes grandes se presentó al utilizar 0 mg/l de BAP en comparación a 0.5 mg/l de BAP donde se observó solamente un 4% de brotes grandes. Al utilizar 1 y 2 mg/l de BAP no se observó formación de brotes grandes.

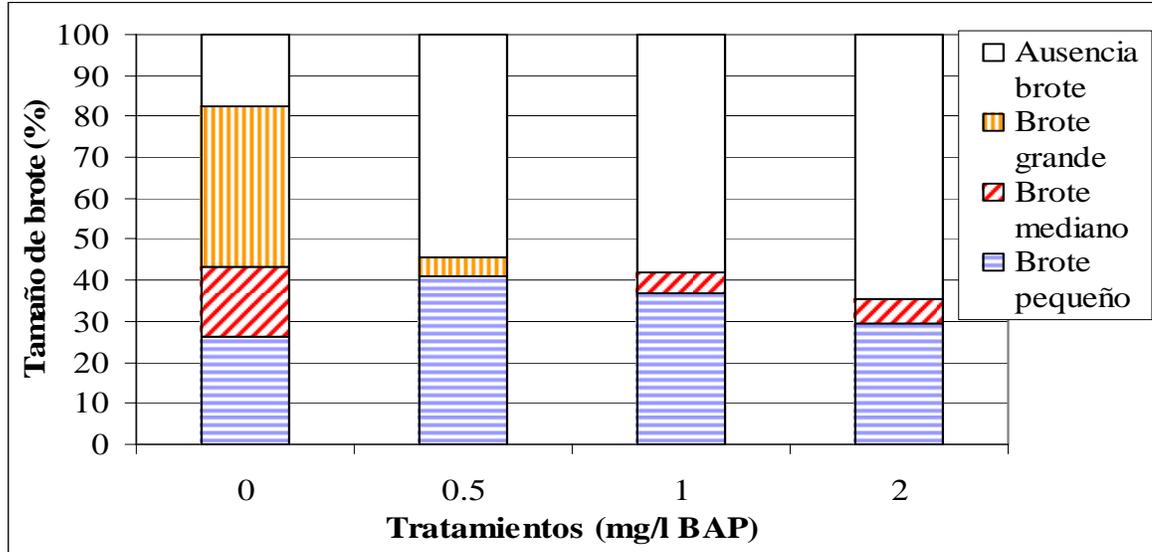


Figura 2. Efecto de cuatro niveles de BAP (0, 0.5, 1, 2 mg/l) en la formación de brotes a partir de segmentos nodales de vitroplantas de camote. Zamorano, Honduras, 2005.

3.3.3 Tamaño de raíz

En los tratamientos que formaron tejido callogénico (0.5, 1 y 2 mg/l de BAP), primero se observó formación de callo y luego formación de raíces y brotes. El tener raíces podría ser recomendable ya que éstas, sembrando en otro medio de cultivo, pueden ser inducidas a formar brotes.

En el tratamiento de 0 mg/l de BAP la formación de brotes y raíces fue simultánea y resultaron directamente de las microestacas ya que este tratamiento no formó tejido callogénico. Debido a que la formación de brotes y raíces fue simultánea las vitroplantas pueden pasar de la etapa de multiplicación directamente a la etapa de aclimatación.

Al aplicar la prueba de Chi Cuadrado, los resultados presentaron diferencia significativa ($p=0.0002$) en el porcentaje de respuesta a formación de raíces. Al utilizar 1 mg/l de BAP se observó la menor formación de tejido rizogénico (26%) en comparación con los demás tratamientos que obtuvieron un porcentaje mayor en formación de raíces (83%, 45% y 29% para 0, 0.5 y 2 mg/l de BAP, respectivamente) (Figura 3).

Al utilizar 1 mg/l de BAP se observó un menor porcentaje (16%) de raíces cortas a diferencia de los demás tratamientos que presentaron mayor porcentaje en formación de raíces cortas (17%, 36% y 18% para 0, 0.5, y 2 mg/l de BAP, respectivamente).

El menor porcentaje de raíces intermedias (0%) se observó al utilizar 2 mg/l de BAP. Los demás tratamientos presentaron mayores porcentajes de formación de raíces intermedias (9, 4 y 5% para 0, 0.5 y 1 mg/l de BAP, respectivamente).

El menor porcentaje de raíces largas (4%) se observó al utilizar 0.5 mg/l de BAP. Los demás tratamientos presentaron mayores porcentajes de formación de raíces (5, 12 y 56% largas para 1, 2 y 0 mg/l de BAP, respectivamente).

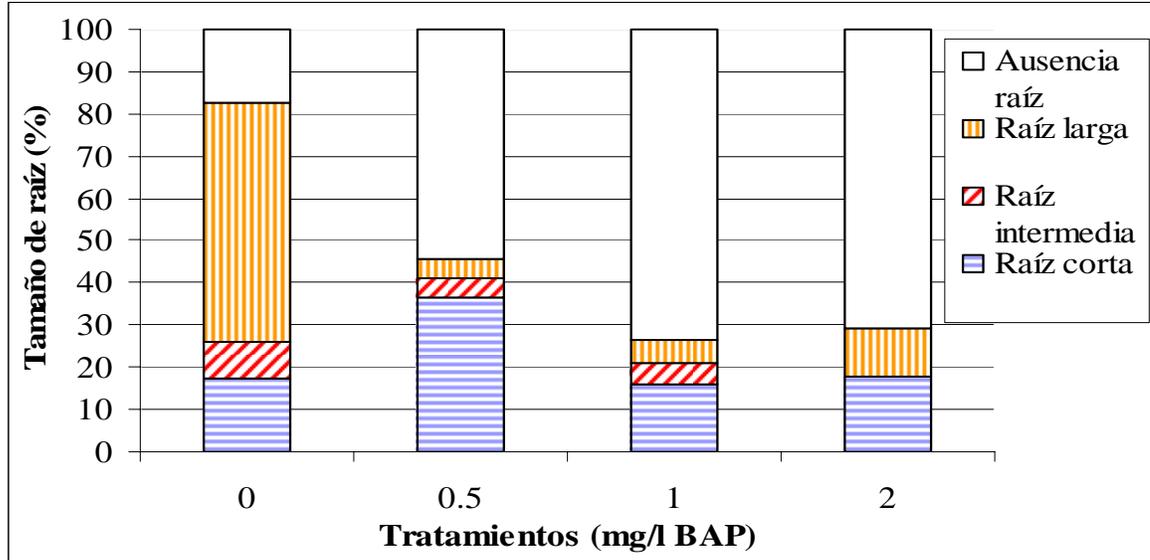


Figura 3. Efecto de cuatro niveles de BAP (0, 0.5, 1, 2 mg/l) en la formación de raíces a partir de segmentos nodales de vitroplantas de camote. Zamorano, Honduras, 2005.

3.3.4 Contaminación

Los resultados fueron significativos ($p=0.0283$) para la contaminación observada en los tratamientos. De la poca contaminación que se presentó (13%) en los cuatro tratamientos, un 7% fue contaminación causada por hongos y un 6% por bacterias.

4. CONCLUSIONES

Para la multiplicación *in vitro* de vitroplantas de camote de la variedad Bush bock, en la evaluación de cuatro niveles de BAP, se presentó mayor formación de brotes utilizando 0 mg/l de BAP.

En explantes foliares bajo condiciones de luz se observó mayor formación callogénica (40%) en la posición horizontal apolar.

En explantes foliares colocados en obscuridad por una semana se observó mayor formación callogénica (40%) en la posición vertical polar.

En explantes foliares, independiente de las condiciones fotoperiódicas, se observó mayor formación de raíces adventicias (100%) en la posición horizontal polar.

En explantes foliares bajo condiciones de luz, se observó menor formación de raíces adventicias (60%) en la posición horizontal apolar.

En explantes foliares colocados en obscuridad por una semana, se observó menor formación de raíces adventicias (60%) en la posición vertical polar.

En explantes radiculares se observó formación de brotes (25%) al sembrar raíces enteras a diferencia de la siembra de raíces segmentadas que no presentó formación de brotes.

En explantes radiculares se observó mayor formación de raicillas (100%) en la siembra de raíces segmentadas.

En explantes radiculares se observó menor formación de raicillas (75%) en la siembra de raíces enteras.

En las cuatro pruebas preliminares de desinfección no se encontró diferencia, pero se observó disminución de la contaminación utilizando 10% de cloro durante 15 minutos.

5. RECOMENDACIONES

Para la multiplicación *in vitro* de camote se recomienda no utilizar hormonas en el medio de cultivo ya que de esta manera se genera mayor formación de brotes.

Para inducir regeneración callogénica a partir de explantes foliares bajo condiciones de luz se recomienda sembrar en la posición horizontal apolar.

Para inducir regeneración callogénica a partir de explantes foliares que han sido inducidos con obscuridad durante la primera semana después de la siembra, se recomienda sembrar en la posición vertical polar.

Para inducir formación de raíces adventicias a partir de tejido callogénico formado en explantes foliares, independiente de las condiciones fotoperiódicas, se recomienda sembrar en la posición horizontal polar.

Para inducir la formación de brotes directamente a partir de explantes radiculares se recomienda sembrar raíces enteras con una porción adherida del explante original.

Para la realización de siembras *in vitro* es necesario que las plantas madres se encuentren en invernadero bajo cuarentena sanitaria, durante tres semanas antes de la siembra, para reducir el riesgo de contaminación durante el establecimiento *in vitro*.

Si la plantación madre esta infectada con virus, realizar pruebas en las plantas producidas *in vitro* a partir de meristemas, para verificar que estén libres de virus.

6. BIBLIOGRAFÍA

- Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). 1991. Cultivos de Tejidos en la Agricultura. Fundamentos y Aplicaciones. W. Roca y L. A. Mroginski (eds.). Cali. Colombia. 969 p.
- Consumer. Sf. La batata o camote (en línea). Consultado 9 sep. 2005. Disponible en:
http://www.consumer.es/web/es/alimentacion/aprender_a_comer_bien/guia_alimentos/legumbres_y_tuberculos/2004/08/02/106718.php
- Espinoza, A.; González, O.; Silva, J. J. 2000. Aclimatación y evaluación en campo de yemas de boniato encapsuladas (en línea). Consultado 9 sep. 2005. Disponible en: <http://www.info-txt.com.ar/trabajos.php?load=15/yemas-encapsuladas/yemas-encapsuladas.shtml>
- Fuenmayor, F.; Segovia, V.; Albarrán, J. G.; Cabaña, W. 2004. Banco de Germoplasma de Batata (*Ipomoea batatas* (L) lam.) del CENIAP-INIA Venezuela (en línea). Consultado 9 sep. 2005. Disponible en:
http://www.ceniap.gov.ve/ceniaphoy/articulos/n6/arti/fuenmayor_f/arti/fuenmayor_f.htm
- León, J. 1987. Botánica de los cultivos tropicales. 2 ed. San José, Costa Rica. IICA. 445 p.
- Lizárraga, R.; Panta, A.; Espinoza, N.; Dodds, J. H. 1990. Cultivo de tejidos de *Ipomoea batatas*: micropropagación y conservación. Guía de investigación CIP 32. Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú. 22 p.
- SAS[®]. 2003. User's Guide. Statistical Analysis Institute Inc. Carey N.C.
- SEMALCA S. de R. L. 1992. Desarrollo del cultivo del camote estado actual, impacto y perspectivas, en la economía, la nutrición humana y la alimentación animal en Honduras. Tegucigalpa, Honduras. 148 p.

7. ANEXOS

Anexo 1. Composición nutricional del camote (por 100 g de porción comestible).

Elementos	Cantidad
Calorías	91.0
Proteínas (g)	1.2
Grasas (g)	0.6
Hidratos de carbono (g)	21.5
Sodio (μg)	20.0
Potasio (μg)	320.0
Fósforo (μg)	60.0
Vit. A (μg^{S})	667.0

^S μg = microgramos.

Fuente: www.consumer.es



Anexo 2. Proceso de multiplicación *in vitro* de vitroplantas de camote. Zamorano, Honduras, 2005.



Anexo 3. Vitroplantas obtenidas de la multiplicación *in vitro* de camote. Zamorano, Honduras, 2005.



Anexo 4. Tejido callogénico observado al utilizar 0.5, 1 y 2 mg/l de BAP en la multiplicación *in vitro* de camote. Zamorano, Honduras, 2005.



Anexo 5. Brotes obtenidos a partir de explantes radiculares de vitroplantas de camote establecidas a partir de meristemas. Zamorano, Honduras, 2005.